



**UNIVERSIDADE FEDERAL DE GOIÁS  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM MEDICINA TROPICAL  
E SAÚDE PÚBLICA**

**HANSTTER HALLISON ALVES REZENDE**

---

**PREVALÊNCIA DE PARASITOS INTESTINAIS EM GATOS  
ERRANTES EM GOIÂNIA – GOIÁS: ÊNFASE NO  
DIAGNÓSTICO DE *Toxoplasma gondii* E AVALIAÇÃO DA  
ACURÁCIA DE TÉCNICAS PARASITOLÓGICAS**

---

**Goiânia  
2015**

**TERMO DE CIÊNCIA E DE AUTORIZAÇÃO PARA  
DISPONIBILIZAR AS TESES E  
DISSERTAÇÕES ELETRÔNICAS (TEDE) NA BIBLIOTECA DIGITAL DA UFG**

Na qualidade de titular dos direitos de autor, autorizo a Universidade Federal de Goiás (UFG) a disponibilizar, gratuitamente, por meio da Biblioteca Digital de Teses e Dissertações (BDTD/UFG), sem ressarcimento dos direitos autorais, de acordo com a Leinº 9610/98, o documento conforme permissões assinaladas abaixo, para fins de leitura, impressão e/ou *download*, a título de divulgação da produção científica brasileira, a partir desta data.

1. **Identificação do material bibliográfico:**       **Dissertação**       **Tese**

**2. Identificação da Tese ou Dissertação**

Autor (a):	HANSTTER HALLISON ALVES REZENDE		
E-mail:	<a href="mailto:hanstter@gmail.com">hanstter@gmail.com</a>		
Seu e-mail pode ser disponibilizado na página?	<input checked="" type="checkbox"/> Sim	<input type="checkbox"/> Não	
Vínculo empregatício do autor	Secretaria Municipal de Saúde de Aparecida de Goiânia		
Agência de fomento:	Fundação de Amparo a pesquisa de Goiás	Sigla:	FAPEG
País:	Brasil	UF:	GO      CNPJ:
Título:	PREVALÊNCIA DE PARASITOS INTESTINAIS EM GATOS ERRANTES EM GOIÂNIA - GOIÁS: ÊNFASE NO DIAGNÓSTICO DE <i>Toxoplasma gondii</i> E AVALIAÇÃO DA ACURÁCIA DE TÉCNICAS PARASITOLÓGICAS.		
Palavras-chave:	Toxoplasmose, parasitos intestinais, gatos errantes, acurácia diagnóstica		
Título em outra língua:	PREVALENCE OF INTESTINAL PARASITES IN STRAY CATS IN GOIÂNIA, GOIÁS: EMPHASIS OF DIAGNOSTIC <i>Toxoplasma gondii</i> AND EVALUATION ACCURACY PARASITOLOGY TECHNIQUES.		
Palavras-chave em outra língua:	Toxoplasmosis, intestinal parasites, stray cats, accuracy diagnostic		
Área de concentração:	Parasitologia		
Data defesa:(dd/mm/aaaa)	20/02/2015		
Programa de Pós-Graduação:	Medicina Tropical e Saúde Pública		
Orientador (a):	Ana Maria de Castro		
E-mail:	<a href="mailto:Amaria.ana@gmail.com">Amaria.ana@gmail.com</a>		
Co-orientador (a):*	Marina Clare Vinaud		
E-mail:	<a href="mailto:marinavinaud@yahoo.com.br">marinavinaud@yahoo.com.br</a>		

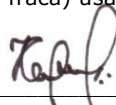
\*Necessita do CPF quando não constar no SisPG

**3. Informações de acesso ao documento:**

Concorda com a liberação total do documento  SIM       NÃO<sup>1</sup>

Havendo concordância com a disponibilização eletrônica, torna-se imprescindível o envio do(s) arquivo(s) em formato digital PDF ou DOC da tese ou dissertação.

O sistema da Biblioteca Digital de Teses e Dissertações garante aos autores, que os arquivos contendo eletronicamente as teses e ou dissertações, antes de sua disponibilização, receberão procedimentos de segurança, criptografia (para não permitir cópia e extração de conteúdo, permitindo apenas impressão fraca) usando o padrão do Acrobat.



Assinatura do (ã) autor (a)

Data: 20/02/2015

<sup>1</sup> Neste caso o documento será embargado por até um ano a partir da data de defesa. A extensão deste prazo suscita justificativa junto à coordenação do curso. Os dados do documento não serão disponibilizados durante o período de embargo.    iii



**HANSTTER HALLISON ALVES REZENDE**

---

**PREVALÊNCIA DE PARASITOS INTESTINAIS EM GATOS  
ERRANTES EM GOIÂNIA – GOIÁS: ÊNFASE NO  
DIAGNÓSTICO DE *Toxoplasma gondii* E AVALIAÇÃO DA  
ACURÁCIA DE TÉCNICAS PARASITOLÓGICAS**

---

Dissertação de Mestrado apresentada ao Programa de PósGraduação em Medicina Tropical e Saúde Pública da Universidade Federal de Goiás para obtenção do título de Mestre em Medicina Tropical e Saúde Pública. Área de concentração em Parasitologia.

Orientadora:  
Profª Drª Ana Maria de Castro

Co-orientadora:  
Profª Drª Marina Clare Vinaud

**Goiânia  
2015**

Ficha catalográfica elaborada automaticamente  
com os dados fornecidos pelo(a) autor(a), sob orientação do Sibi/UFG.

HALLISON ALVES REZENDE, HANSTTER  
PREVALÊNCIA DE PARASITOS INTESTINAIS EM GATOS  
ERRANTES EM GOIÂNIA – GOIÁS: ÊNFASE NO DIAGNÓSTICO DE  
*Toxoplasma gondii* E AVALIAÇÃO DA ACURÁCIA DE TÉCNICAS  
PARASITOLÓGICAS [manuscrito] / HANSTTER HALLISON ALVES  
REZENDE. - 2015.  
XCIX, 99 f.: il.

Orientador: Profa. Dra. ANA MARIA DE CASTRO; co-orientador Dr.  
MARINA CLAVE VINAUD.

Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de Goiás, Instituto de  
Patologia Tropical e Saúde Pública (IPTSP), Programa de Pós  
Graduação em Medicina Tropical e Saúde Pública, Goiânia, 2015.

Bibliografia. Anexos.

Inclui fotografias, abreviaturas, símbolos, tabelas, algoritmos, lista de  
figuras, lista de tabelas.

1. Toxoplasmose. 2. Parasitos Intestinais. 3. Gatos errantes. 4.  
Acurácia diagnóstica. I. DE CASTRO, ANA MARIA, orient. II. CLAVE  
VINAUD, MARINA, co-orient. III. Título.

**BANCA EXAMINADORA DA DISSERTAÇÃO DE MESTRADO**

**Aluno: HANSTTER HALLISON ALVES REZENDE**

---

**Orientadora: DR<sup>a</sup> ANA MARIA DE CASTRO**

---

**Co-orientadora: DR<sup>a</sup> MARINA CLARE VINAUD**

---

**Membros:**

- 1. DR<sup>a</sup> ANA MARIA DE CASTRO – IPTSP/UFG**
- 2. DR. EVERTON KORT KAMP FERNANDES – IPTSP/UFG**
- 3. DR<sup>a</sup> JULIANA BOAVENTURA AVELAR – UniRV**
- 4. DR<sup>a</sup> TATIANE LUIZA DA COSTA (Suplente) – HC/UFG**
- 5. DR. SÉRGIO HENRIQUE N. COSTA (Suplente) – PUC GOIÁS**
- 6. DR<sup>a</sup> LILIANE DA ROCHA SIRIANO (Suplente) – HC/UFG**

**Data: 20/02/2015**

*“O topo da inteligência é alcançar a humildade”*

Pensamento Judaico

## AGRADECIMENTOS

---

Em primeiro lugar agradeço a Deus por sempre me conduzir e me dar a oportunidade de ser um eterno estudante, contribuindo com a comunidade científica.

Agradeço a minha orientadora Dr<sup>a</sup> Ana Maria de Castro, por sempre acreditar no meu potencial, e me mostrar como posso cada dia me tornar uma pessoa melhor.

Agradeço a toda minha família por sempre acreditar que eu sou capaz, mesmo quando surgia uma enorme dúvida na minha mente, e por sempre me apoiarem, mesmo não entendendo muito bem toda essa dedicação aos estudos. Aos meus pais Sirlene Alves e Almiro Rezende, aos irmãos Grackély e Rafael. Tios queridos Lindomar, Patrícia e Lucirene. Avós Aledicia e Lindolfo, aos que não estão mais comigo Altina e Sebastião. Aos primos Luma, Guilherme, Débora, Wérica, Weila e Wérica.

A co-orientadora Dr<sup>a</sup> Marina Clare Vinaud pelas incansáveis colaborações para que o trabalho fosse realizado, ao professor Dr. Éverton Kort Kamp Fernandes pela atenção e disposição em ser o veterinário participante do projeto. A professora Dr<sup>a</sup> Joana D'arc pelas colaborações e dúvidas a respeito de *Toxoplasma gondii*. Ao professor Dr. José Clecildo Barreto pelo companheirismo, dedicação e por buscar a inovação tecnológica em nosso instituto. A professora Dr<sup>a</sup> Mirian Dorta pela disposição em retirar dúvidas sobre procedimentos experimentais. A professora Eliana Isac, por ter se tornado uma grande companheira da pós-graduação.

Aos funcionários do IPTSP pela dedicação e carinho, ao José Clementino, Marco Antônio, Jéssica e a técnica do LAERPH que esteve por muitos anos ao meu lado, agora aposentada, a querida Marli.

Aos meus amigos que fiz no IPTSP, Juliana Boaventura, Francesca Chapadense, Liliane Siriano, Tatiane Luiza da Costa, Aline Barbaresco, Carolina Fraga, Carolina Aguiar, Lilian Cristina, Heloísa Storchilo, Ildefonso Júnior Kamilla Soares, Marcos Gontijo, Luciana Damascena, Letícia Leandro, Taynara Batista e Vitor Alves.

Aos meus amigos de todas as horas, Rafael Brandão, Caroene Martins, Alcilas Júnior, Jhonathan Rocha, Jaqueline Sousa, Mônica Alves, Jacqueline Rodrigues, Nayra Dias e Larissa Rezende por estarem presentes nas horas boas e difíceis.

Aos meus colegas de trabalho da Secretaria Municipal de Saúde de Aparecida de Goiânia pelo carinho e pela compreensão em meus momentos de ausência, em especial as biomédicas Alice Queiroz, Fabiely Rodrigues, Kelly Galvão e aos técnicos de laboratório Marlene Soares, Amós Virgínio, Donizete José, Helena, Terezinha, Wallyson Martins e Loyane Ribeiro.

A todos os funcionários do Centro de Controle de Zoonoses de Goiânia, pela atenção e paciência, em especial a médica veterinária Sabrina Arruda.

A fundação de amparo à pesquisa de Goiás (FAPEG) pela concessão da bolsa de mestrado.

A todos meus sinceros agradecimentos.

# SUMÁRIO

---

AGRADECIMENTOS.....	V
SUMÁRIO.....	VII
TABELAS, FIGURAS E ANEXOS.....	IX
SIMBOLOS, SIGLAS E ABREVIATURAS.....	X
RESUMO.....	XI
ABSTRACT.....	XII
1 INTRODUÇÃO.....	01
1.1 PRINCIPAIS PARASITOS EM GATOS.....	01
1.2 TOXOPLASMOSE: ASPECTOS GERAIS E HISTÓRICOS.....	03
1.3 <i>Toxoplasma gondii</i> : CLASSIFICAÇÃO E CICLO BIOLÓGICO.....	04
1.4 EPIDEMIOLOGIA DA INFECÇÃO POR <i>Toxoplasma gondii</i> .....	08
1.5 A TOXOPLASMOSE NO GATO.....	09
1.6 DIAGNÓSTICO LABORATORIAL DE PARASITOS INTESTINAIS.....	11
1.7 DIAGNÓSTICO SOROLÓGICO EM GATOS.....	12
2 JUSTIFICATIVA.....	15
3 OBJETIVOS.....	16
3.1 OBJETIVO GERAL.....	16
3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	16
4 METODOS.....	17
4.1 DELINEAMENTO DO ESTUDO.....	17
4.2 DESCRIÇÃO DO GRUPO DE ESTUDO.....	17
4.3 COLETA DAS AMOSTRAS FECALIS.....	17
4.4 PROCESSAMENTO DAS AMOSTRAS FECALIS.....	17
4.4.1 – Método de Sheather (S) – 1923.....	18
4.4.1.1 Material utilizado.....	18
4.4.1.2 Preparação da solução e Sheather, densidade 1,2 g/mL.....	18
4.4.1.3 Procedimento técnico.....	19
4.4.2 – Método de Faust e Colaboradores (F) – 1938.....	19
4.4.2.1 Material utilizado.....	19
4.4.2.2 Preparação da solução de Sulfato de Zinco.....	20

4.4.2.3 Procedimento técnico.....	20
4.4.3 – Método de Hoffman, Pons e Janer ou Lutz (HPJL) – 1919/1934..	21
4.4.3.1 Material utilizado.....	21
4.4.3.2 Procedimento técnico.....	21
4.4.4 – Método de Willis (W) – 1921.....	21
5.4.4.1 Material utilizado.....	22
5.4.4.2 Preparação da solução de NaCl, densidade 1,20 g/mL.....	22
5.4.4.3 Procedimento técnico.....	22
4.5 ANÁLISE ESTATÍSTICA.....	22
4.6 SOROLOGIA DOS GATOS PELO TESTE DE AGLUTINAÇÃO MODIFICADO (MAT)	24
4.6.1– Preparo do antígeno para o MAT.....	24
4.6.2– Realização do MAT.....	25
5 RESULTADOS.....	26
6 DISCUSSÃO.....	30
6.1 – Prevalência de parasitos intestinais e soroprevalência de anticorpos anti- <i>T.gondii</i> .....	30
6.2 – Avaliação da acurácia das técnicas parasitológicas.....	33
7 CONCLUSÕES.....	36
REFERÊNCIAS.....	37
ANEXO I – Parecer do comitê de ética.....	53
ANEXO II – Artigos.....	56

## TABELAS E FIGURAS

---

- Figura 1:** Morfologia geral da forma taquizoíta de *Toxoplasma gondii*. **05**
- Figura 2:** Cisto no cérebro de um camundongo infectado com *Toxoplasma gondii*, CEPA ME49, ampliação de 400 vezes. **06**
- Figura 3:** Oocisto de *Toxoplasma gondii* esporulado em material fresco, ampliação de 400 vezes, régua micrométrica na escala de 10µm. **07**
- Figura 4:** Ciclo de vida do *Toxoplasma gondii*. **08**
- Figura 5:** Prevalência de parasitos intestinais em 154 amostras fecais de gatos errantes capturados pelo Centro de Controle de Zoonoses de Goiânia-Goiás por um período de doze meses. **26**
- Tabela 1:** Resultados de sorologia anti-*Toxoplasma gondii* em gatos domésticos, em inquéritos realizados em estados do Brasil. **14**
- Tabela 2:** Tabela de contingência 2x2. **23**
- Tabela 3:** Escala de concordância do índice *k*. **24**
- Tabela 4:** Prevalência de parasitos intestinais em gatos errantes capturados pelo centro de zoonoses em Goiânia-Goiás. **27**
- Tabela 5:** Avaliação da acurácia das técnicas de Sheather, Faust e Hoffman-Pons-Janer-Lutz em relação à técnica de Willis (padrão-ouro), para o diagnóstico de Ancilostomídeos. **27**
- Tabela 6:** Avaliação da acurácia das técnicas de Sheather, Faust e Hoffman-Pons-Janer-Lutz em relação à técnica de Willis (padrão-ouro), para o diagnóstico de *Cystoisospora* sp. **28**
- Tabela 7:** Avaliação da acurácia das técnicas de Sheather, Faust e Hoffman-Pons-Janer-Lutz em relação à técnica de Willis (padrão-ouro), para o diagnóstico de *Toxoplasma gondii*. **28**
- Tabela 8:** Avaliação da concordância através do índice *kappa* (*k*) pelas técnicas de Sheather, Faust e Hoffman-Pons-Janer-Lutz em relação à técnica de Willis (padrão-ouro). **29**
- Tabela 9:** Resultados da sorologia por MAT para *Toxoplasma gondii* em amostras de soro de gatos errantes capturados pelo Centro de Controle de Zoonoses em Goiânia-Goiás. **29**

## SÍMBOLOS, SIGLAS E ABREVIATURAS

---

<b>μL</b>	Microlitro
<b>2-ME</b>	2 – Mercaptoetanol
<b>AIDS</b>	Acquired immunodeficiency syndrome
<b>CEUA</b>	Comitê de ética para Uso de Animais
<b>cm</b>	Centímetro
<b>ELISA</b>	Enzyme-Linked Immunosorbent Assay
<b>F</b>	Faust
<b>FAE</b>	Formalina-Acetato-Etila
<b>H<sub>3</sub>BO<sub>3</sub></b>	Ácido Bórico
<b>HAI</b>	Hemaglutinação Indireta
<b>HIV</b>	Vírus da Imunodeficiência Adquirida
<b>HJPL</b>	Hoffman-Janer-Pons-Lutz
<b>IFI</b>	Imunofluorescência Indireta
<b>IgG</b>	Imunoglobulina G
<b>IgM</b>	Imunoglobulina M
<b>IPTSP</b>	Instituto de Patologia Tropical e Saúde Pública
<b>K</b>	Índice <i>kappa</i>
<b>LAERPH</b>	Laboratório de Estudos da Relação Parasito-Hospedeiro
<b>M</b>	Molar
<b>MAT</b>	Teste de Aglutinação Modificado
<b>mg</b>	Miligramas
<b>mL</b>	Mililitro
<b>μm</b>	Micrômetros
<b>NaCl</b>	Cloreto de Sódio
<b>NaOH</b>	Hidróxido de Sódio
<b>PBS</b>	Tampão Fosfato Alcalino
<b>RPM</b>	Rotações Por Minuto
<b>S</b>	Sheather
<b>UFG</b>	Universidade Federal de Goiás
<b>VIF</b>	Vírus da Imundeficiência Felina
<b>VPN</b>	Valor Preditivo Negativo
<b>VPP</b>	Valor Preditivo Positivo
<b>W</b>	Willis
<b>ZnSO<sub>4</sub></b>	Sulfato de Zinco

## RESUMO

---

O gato doméstico é um importante transmissor de agentes zoonóticos para o homem, em especial *Toxoplasma gondii*. O gato infectado é capaz de eliminar milhões de oocistos no meio ambiente, provocando uma contaminação maciça nestes locais, sendo considerado um problema de saúde pública. A toxoplasmose é uma doença com alta prevalência em todo o mundo, sendo o gato responsável pela perpetuação do parasito. Avaliar a acurácia de métodos parasitológicos é de extrema importância para melhorar o diagnóstico laboratorial veterinário, utilizando testes de alta sensibilidade, especificidade e reprodutibilidade. O objetivo deste trabalho foi verificar a prevalência de parasitos intestinais em gatos errantes em GoiâniaGO, verificar a soroprevalência de anticorpos anti-*T. gondii* pelo teste de aglutinação modificado (MAT) e realizar a avaliação da acurácia de técnicas parasitológicas aplicadas no diagnóstico de parasitos intestinais. Foram coletadas 155 amostras de fezes no ano de 2012 no Centro de Controle de Zoonoses de Goiânia-GO e 50 amostras de sangue de gatos no mesmo período. As amostras de fezes foram processadas pelos métodos de Willis (padrão-ouro), Sheather, Faust e Hoffman-Janer-Pons-Lutz (HJPL). Nas amostras de sangue foi realizado o MAT. A análise de acurácia foi realizada determinando a sensibilidade, especificidade, valor preditivo positivo (VPP), valor preditivo negativo (VPN) e índice *kappa* (*k*). A prevalência de parasitos intestinais no ano de 2012 foi de 71,68% (115/154), sendo os

Ancilostomídeos o helminto mais prevalente 83,48% (96/115), o protozoário mais prevalente foi *Cystoisospora* sp. em monoparasitismo 7,83% (9/115). *T. gondii* apresentou alta prevalência: 18,27% (21/115). Ao analisar a soroprevalência de um grupo de 50 animais, 64% (32/50) eram soropositivos e 36% (18/50) soronegativos. A análise de acurácia demonstrou que as técnicas de HJPL e Sheather apresentaram associação ao padrão-ouro para o diagnóstico de parasitos intestinais. No diagnóstico específico de oocistos de *T. gondii* a técnica de Faust apresentou melhor acurácia comparada ao padrão-ouro, com isso ressaltamos a importância do uso de duas técnicas parasitológicas para o diagnóstico de parasitos intestinais.

## ABSTRACT

---

The domestic cat is an important zoonotic agent for humans, especially as a transmissor of *Toxoplasma gondii*. The cat is capable of the elimination of millions of oocysts in the environment leading to a massive contamination of these places and leading to a public health issue. Toxoplasmosis is a disease with high prevalence throughout the world and the cat is responsible for the parasite's perpetuation. The evaluation of the accuracy of parasitological diagnostic methods is of vital importance to improve the veterinarian laboratory diagnosis through the use of high sensitivity, specificity and reproducible tests. The aim of this study was to verify the prevalence of intestinal parasites from stray cats in Goiania-GO, to verify the seroprevalence of anti-*T. gondii* antibodies through the modified agglutination test (MAT) and to perform the evaluation of the accuracy of the parasitological tests applied. Therefore 155 samples of feces and 50 blood samples from stray cats from the Zoonosis Center of Goiania were collected during the year of 2012. The feces samples were processed by the Willis (gold standard), Sheather, Faust and Hoffman-Janer-Pons-Lutz (HJPL) techniques. The MAT was performed in the blood samples. The accuracy was performed through the determination of sensitivity, specificity, positive predictive value (PPV), negative predictive value (NPV), and *kappa* index (k). The intestinal parasites prevalence in the feces from stray cats was 71.68% (115/154). The most prevalent helminth was Ancylostomatids (83.48%, 96/115) and the most prevalent protozoan in monoparasitism was *Cystoisospora* sp (7.83%, 9/115). *T. gondii* presented high prevalence (18.27%, 21/115) in fecal samples, 64% in blood samples (32/50) while 36% seronegative (18/50). The accuracy showed that the HJPL and Sheather techniques presented association to the golden standard for the intestinal parasites diagnosis. For the specific diagnosis of *T. gondii* oocysts the Faust techniques was the one with high accuracy in comparasion to the golden standard, with we emphasize the importance of using two parasitological techniques for the diagnosis of intestinal parasites



# **1. INTRODUÇÃO**

A domesticação dos gatos surgiu a cerca de 5.000 anos. O homem primitivo recorreu aos animais para obter proteção, auxílio para o trabalho, estimulação e prazer pela companhia (BERGLER, 1988). Esta convivência entre homens e animais está associada ao comportamento social e gregário; os homens permitem aos animais livre acesso às residências, os animais recebem um nome, e conseguem ter um tipo de compreensão dos gestos dos humanos permitindo certa linguagem (THOMAS, 2001; ROSSI, 2004; FARACO, 2008).

O convívio com os gatos influencia o estado psicológico e fisiológico do ser humano, provoca impacto na pressão sanguínea, sensação de bem estar, além do desenvolvimento psicológico e social com outras pessoas (BECK; MEYERS, 1996).

Entretanto, o grande número de gatos errantes nas cidades levou os órgãos governamentais a criarem programas de controle populacional, mas um controle eficaz deveria englobar ações de educação em saúde, legislação, controle reprodutivo e registro de animais. Os problemas do crescimento sem controle da população felina é a poluição ambiental, danos às propriedades públicas e privadas, risco de mordeduras e transmissão de agentes causadores de doenças (INSTITUTO PASTEUR, 2000).

O contato entre o homem e os animais domésticos expõe o homem ao risco de transmissão de agentes zoonóticos (TESSEROLLI; FAYZANO; AGOTTANI, 2005; SANTOS; CASTRO, 2006). Além de poder expor o homem ao risco de desenvolvimento de alergia ao pelo e agressões por mordedura (BECK; MEYERS, 1996).

## **1.1 PRINCIPAIS PARASITOS INTESTINAIS EM GATOS**

Os parasitos de ciclo heteroxeno, além de serem responsáveis diretamente por danos à saúde de seus hospedeiros habituais podem ocasionalmente infectar o homem, sendo capazes de acarretar doenças. Tal situação cria desafios à saúde pública, para planejar estratégias de controle, triagem dessas doenças de modo prático e abrangente, facilitando o diagnóstico de pessoas parasitadas (SERRA; UCHÔA; COIMBRA, 2003).

As doenças de potencial zoonótico são disseminadas principalmente pelos gatos errantes, isso pode ocasionar no homem doenças importantes, como a larva *migrans* cutânea provocada por *Ancylostoma braziliense*, e a larva *migrans* visceral causada por *Toxocara* sp. Entre os protozoários, *Giardia lamblia*, *Cryptosporidium felis* e *Toxoplasma gondii* são os mais frequentes nos gatos domésticos, por esse motivo os enteroparasitos nos felinos são um risco a saúde pública (SCHANTZ, 1991; CIMERMAN; CIMERMAN; LEWI, 1999; MCCARTHY; MOORE, 2000; GUIMARÃES et al., 2005; LIMA et al., 2006; MENDES-DE-ALMEIDA; SILVA; LABARTE, 2007; THOMPSON; PALMER; HANDLEY, 2007; FUNADA et al., 2007; PALUDO et al., 2007; MORO et al., 2008; TZANNES et al., 2008; PALMER et al., 2008).

No Brasil, os helmintos mais prevalentes no gato doméstico são *Ancylostomasp.*, *Toxocara cati* e *Dipylidium caninum* (CÔRTEZ; PAIM; ALCENCAR-FILHO, 1988; GENNARI et al., 1999; SILVA et al., 2001; RAGOZO et al., 2002; SERRA; UCHÔA; COIMBRA, 2003; COELHO, 2008).

Os ancilostomídeos, principalmente *A. braziliense*, provoca a larva *migrans* cutânea, o homem entra em contato com a larva presente no solo, as larvas penetram na pele através dos pés, pernas, nádegas e mãos. No organismo humano estas larvas não conseguem completar o ciclo habitual, dessa forma escavam e escoriam a região da derme e epiderme e morrem. Durante esse caminho formam lesões serpiginosas em forma de mapa, por esta razão é conhecida como bicho geográfico em humanos (ARAÚJO; SILVA; LANGONI, 2000; NUNES et al., 2000; REY, 2002; NEVES, 2005).

Entre os protozoários, *G. lamblia* apresenta alta prevalência (COELHO, 2008). Entre os coccídeos, *T. gondii* é um parasito importante, pelo gato ser seu hospedeiro definitivo; os gatos excretam os oocistos de *T. gondii* na fase aguda da doença, num período em torno de 30 dias até adquirirem imunidade, isso denota uma baixa prevalência do parasito em exames parasitológicos nesses animais adultos, pois estão normalmente infectados cronicamente (DUBEY; BATTIE 1988).

Todos os felídeos são susceptíveis a infecção por *T. gondii*, independente do sexo, idade e raça. Os felídeos menores de um ano de idade podem eliminar milhões de oocistos no meio ambiente quando infectados. O processo de

esporulação no meio ambiente leva de dois a cinco dias, sendo dependente de condições favoráveis incluindo temperatura, umidade e aeração adequada. Podendo permanecer viáveis por até 18 meses (DUBEY; SWAN; FRENKEL, 1972). Os gatos podem se reinfestar com diferentes genótipos podendo eliminar oocistos novamente durante outra fase de sua vida (DUBEY, 1995).

## 1.2. TOXOPLASMOSE: ASPECTOS GERAIS E HISTÓRICOS

A toxoplasmose é uma zoonose causada pelo protozoário *T. gondii*, o qual é um parasito intracelular obrigatório. O parasito foi descrito de forma independente por Alfonso Splendore, num coelho de laboratório em 1908 em São Paulo (SPLENDORE, 1908) e por Nicolle e Manceaux no roedor *Ctenodactylus gondii* em pesquisas desenvolvidas no Instituto Pasteur de Tunis (NICOLLE ; MANCEAUX, 1908); na ocasião estes pesquisadores acreditaram se tratar de uma espécie do gênero *Leishmania*, sendo denominado de *Leishmania gondii*.

Em 1909 Nicolle e Manceaux caracterizaram o parasito como uma nova espécie, denominaram de *T. gondii*, sendo *Toxoplasma* derivado da sua forma crescente (toxon= arco e plasma= forma, em grego) e *gondii* deriva do primeiro roedor onde foi identificado.

Janku em 1923, na cidade de Praga, descreveu o primeiro caso de toxoplasmose em humanos, sendo identificado na retina de uma criança com 11 meses de idade com hidrocefalia e cegueira (JANKU, 1923). No Brasil Torres em 1927 descreveu o primeiro caso de toxoplasmose no país na cidade de Rio de Janeiro-RJ, em um recém-nascido falecido no 29º dia de vida (TORRES, 1927)

Levaditi et al., (1929)descreveram os cistos teciduais como o estágio latente do parasito. Pinkerton e Weinman (1940) foram os primeiros a descrever um caso de toxoplasmose disseminada em um adulto.

Em 1937 e 1939, Wolf et al., descreveram a toxoplasmose congênita, Pinkerton e Hendersen em 1940 e 1941 identificaram o parasito como causador de doença aguda e crônica em seres humanos. A hipótese de que o gato seria o eliminador do estágio infectante do parasito foi formulada por Hutchison em 1965.

Frenkel et al., em 1987 descreveu a fase sexuada no intestino delgado do gato doméstico, produzindo oocistos nas fezes (FRENKEL et al., 1987). No ano de 1983 Luft et al., relataram o primeiro caso de neurotoxoplasmose em um paciente com HIV/AIDS, demonstrando a importância da coinfeção em pacientes imunocomprometidos (LUFT et al., 1984).

### **1.3. *Toxoplasma gondii*: CLASSIFICAÇÃO E CICLO BIOLÓGICO**

*Toxoplasma gondii* pertence ao filo Apicomplexa, Classe Sporozoa, ordem Eucoccida, Subordem: Eimeriina, Família Sarcocystidae e Sub-família Toxoplasmatinae, Gênero *Toxoplasma*, apresentando apenas uma espécie válida *T. gondii* (LEVINE et al., 1980), sendo capaz de infectar várias espécies de animais: mamíferos (principalmente carneiro, cabra e porco) e aves (KAWAZOE, 2003). É um parasito intracelular obrigatório, realiza reprodução assexuada denominada de endodiogenia, e reprodução sexuada no epitélio intestinal de felídeos, denominada de esporogonia (REY, 2002; SACKS; SHER, 2002).

O protozoário apresenta três formas infectivas distintas: taquizoíto, bradizoíto (em cistos teciduais) e esporozoíto (em oocistos). Tanto o hospedeiro intermediário, quanto o definitivo são suscetíveis aos três estágios, podendo adquirir a infecção pelas vias: Horizontal, através da ingestão de oocistos esporulados no meio ambiente e pela ingestão de cistos teciduais em carnes cruas ou mal cozidas e até mesmo vísceras de hospedeiros intermediários, por transfusão sanguínea e até mesmo transplante de órgãos; e Vertical pela transmissão transplacentária de taquizoítos. Dessa forma, o parasito pode ser transmitido entre hospedeiros definitivos e intermediários não necessitando da presença dos dois tipos de hospedeiros para estabelecer o ciclo (TENDER; HECKEROTH; WEISS, 2000).

Os taquizoítos (Figura 1) possuem formato de lua crescente, intracelular, é uma forma de multiplicação rápida, encontrada dentro do vacúolo parasitóforo de vários tipos celulares, está presente nos líquidos orgânicos, mede 2 µm x 6 µm de tamanho. Multiplicam-se assexuadamente por endodiogenias repetidas até a ruptura da célula, esse processo leva a uma intensa reação inflamatória e

destruição tecidual, causando as manifestações clínicas da toxoplasmose aguda. Após um número desconhecido de divisões passam para o estágio de bradizoítos, dentro dos cistos tissulares, a diferenciação ocorre por fatores endógenos e exógenos do hospedeiro, como sua imunidade, pH, temperatura e falta de nutrientes (DUBEY et al., 2004; MONTOYA; LIESENFELD, 2004; SKARIAH, MCLNTRYRE; MORDUE, 2010).

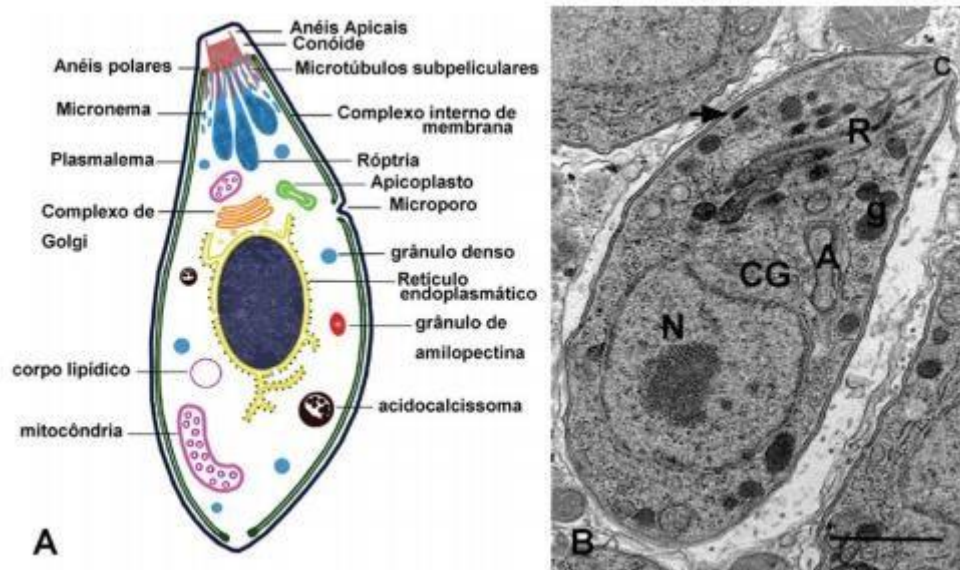


Figura 1. Morfologia geral da forma taquizoíta de *Toxoplasma gondii*. (A) Representação esquemática. O esquema foi constituído a partir de cortes aleatórios do parasito observados em microscopia eletrônica de transmissão. (B) corte longitudinal onde várias das estruturas representadas em (A) estão assinaladas: N – Núcleo, c – conóide, R – róprias, A – apicoplasto, CG – Complexo de Golgi, g – grânulo denso, seta – micronema, VP – vacúolo parasitóforo.

Barra 1µm. Disponível em:

<http://revistaseletronicas.pucrs.br/ojs/index.php/scientiamedica/article/viewFile/5957/4881>

Os bradizoítos, medem de 1,5 µm a 7 µm de tamanho, formam os cistos tissulares (Figura 2) que variam de 5 µm a 70 µm, possuindo uma membrana dupla elástica, contendo poucos a várias centenas de bradizoítos. Os cistos são as formas de resistência do parasito, intactos e inofensivos podem resistir ao longo da vida do hospedeiro. São mais prevalentes nos tecidos musculares e neural, incluindo o cérebro, olhos, músculos cardíaco e esquelético (DUBEY; FRENKEL, 1976; DUBEY et al., 1998).

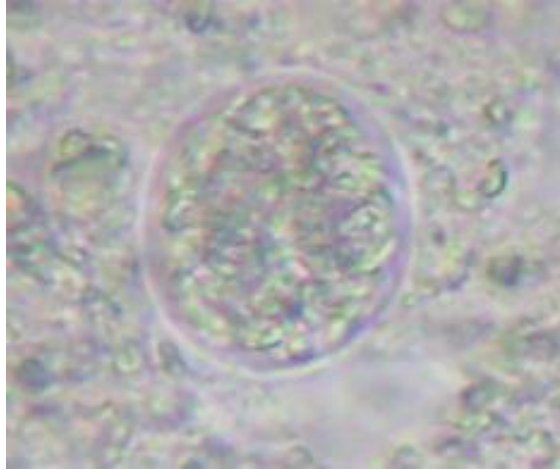


Figura 2: Cisto no cérebro de um camundongo infectado com *Toxoplasma gondii*, CEPA ME49, ampliação de 400 vezes. Fonte: Arquivo do autor.

Quando ingerido por um gato a parede do cisto é digerida por enzimas proteolíticas no estômago e intestino delgado e então são liberados os bradizoítos. Alguns penetram na lâmina do intestino e se multiplicam como taquizoítos e em poucas horas se disseminam pelos tecidos extra-intestinais. Outros bradizoítos penetram nas células do intestino e iniciam-se as gerações assexuadas (esquizontes). Os merozoítos, liberados dos esquizontes, formam os gametas masculinos e femininos. Após a fertilização formam-se as paredes dos oocistos em volta dos gametas e quando os oocistos se formam são liberados na luz intestinal através da ruptura das células do epitélio intestinal (DUBEY, 2004).

Os oocistos (Figura 3) são esféricos, com diâmetro de 12  $\mu\text{m}$  e dupla membrana, sendo esta a forma de resistência ambiental. São eliminados não esporulados para o meio ambiente, e dentro de cinco dias ocorre à esporulação dependendo de condições de aeração e temperatura. Cada oocisto esporulado contém dois esporocistos elipsoides e dentro de cada um destes existem quatro esporozoítas, que são infectantes, medindo 2  $\mu\text{m}$  de largura por 6  $\mu\text{m}$  de comprimento (DUBEY et al., 1972; DUBEY; LINDSAY; SPERR, 1998).

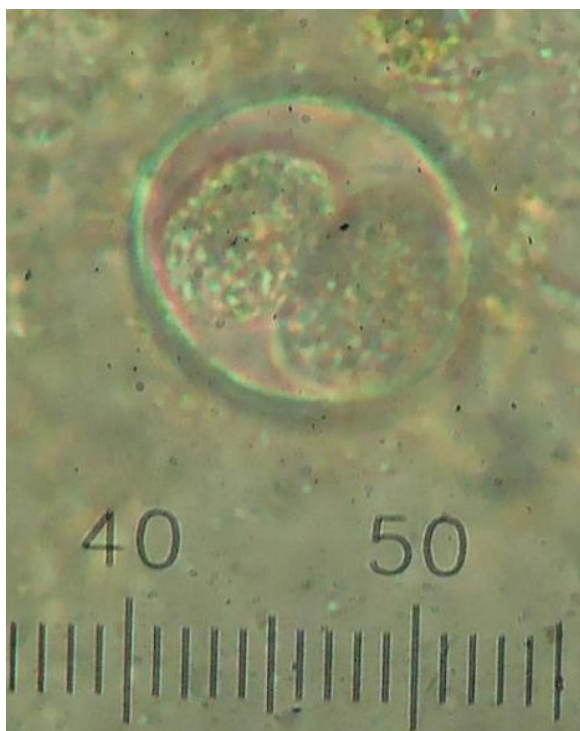


Figura 3: Oocisto de *Toxoplasma gondii* esporulado em material a fresco, ampliação de 400 vezes, régua micrométrica na escala de 10 $\mu$ m. Fonte: Arquivo do autor.

Oocistos de *T. gondii* são eliminados pelos gatos domésticos e outros felinos, resultando na contaminação do ambiente, sendo os gatos domésticos a maior fonte de contaminação ambiental, pois, uma simples defecação do gato pode conter em torno de 10 milhões de oocistos. Oocistos não esporulados podem sobreviver pelo menos três meses no meio ambiente e conservar sua capacidade de infectar, quando colocados sob condições apropriadas (DUBEY; BEATTIE, 1988; LINDSAY; BLAGBURN; DUBEY, 2002).

O ciclo de *T. gondii* é heteroxeno (Figura 4), e possui duas fases distintas: a fase assexuada ocorre nos tecidos de diversos hospedeiros intermediários incluindo o homem. A fase sexuada ocorre somente nos gatos e felídeos silvestres, que são os hospedeiros definitivos. O gato se infecta naturalmente pela ingestão de oocistos presentes em solo contaminado, e pela ingestão de roedores com cistos tissulares, além de carcaças e vísceras fornecidos pelo homem como forma de alimento (DUBEY; LINDSAY; SPERR, 1998; KAWAZOE, 2003).

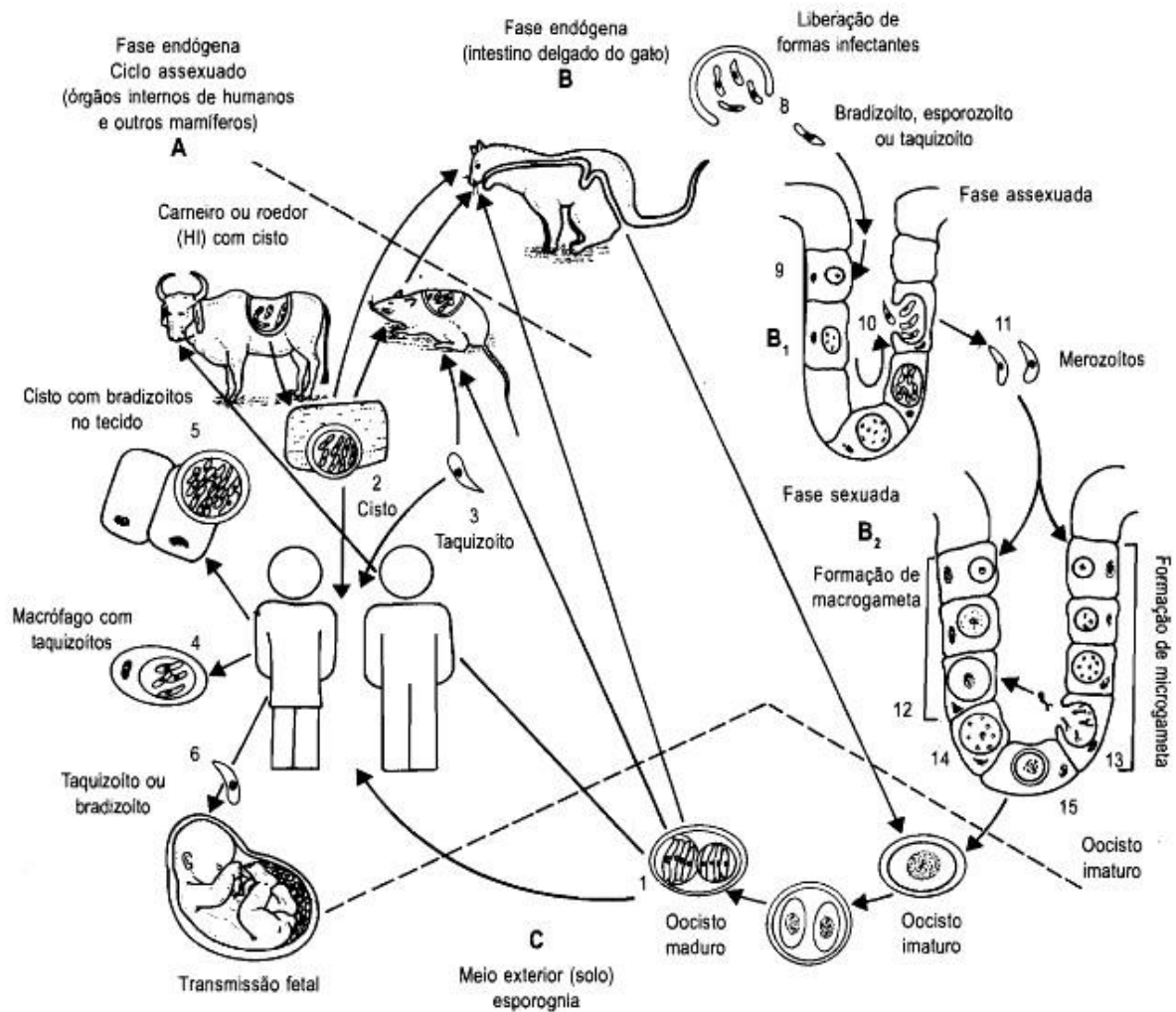


Figura 4: Ciclo de vida do *Toxoplasma gondii* (Kawazoe, 2003).

#### 1.4. EPIDEMIOLOGIA DA INFECÇÃO POR *Toxoplasma gondii*

O parasito contém ampla distribuição na natureza, à infecção já foi comprovada em mais de 30 espécies de aves e 300 de mamíferos. Ocorre com muita frequência na população humana. Admite-se que 1/3 das pessoas sejam sorologicamente positivas sob a forma de infecção crônica assintomática. Em cada região a prevalência varia com a abundância de gatos e com os hábitos alimentares, sendo que a prevalência aumenta com a idade do indivíduo, supostamente pelo maior tempo de exposição ao parasito (REY, 2002; HILL; DUBEY, 2002).

A prevalência de toxoplasmose em adultos varia de acordo com a idade e a população estudada, este fato ocorre pelas diferentes formas de infecção, (FEBRASGO, 2011; SILVA, 2011, VAZ et al., 2011; BICHARA, 2012).

Dados epidemiológicos demonstram que 50 - 90% da população mundial apresentam anticorpos sanguíneos contra *T. gondii*, demonstrando prévia imunidade (REMINGTON et al., 1995, REMINGTON et al., 2001).

Oocistos infectantes podem sobreviver até 18 meses em condições adversas, contaminando a água e as pastagens, disseminando por sua vez o parasito entre herbívoros. Os gatos são susceptíveis em qualquer idade, sexo e raça, sendo que os gatos infectados congenitamente podem eliminar oocistos logo ao nascer (DUBEY; SWAN; FRENKEL, 1972; DUBEY; BEATTIE, 1988; DUBEY et al., 2004).

Humanos imunocompetentes infectados com *T. gondii* podem ser assintomáticos, enquanto que em pacientes imunocomprometidos existem altas taxas de mortalidade (HO-YEN, 1992). A progressão e a severidade da doença dependem de fatores genéticos relacionados ao hospedeiro e ao parasito (GROSS, 1996; SUZUKI et al., 1996). É bem conhecido que a virulência do *T. gondii* em diferentes animais é dependente do tipo de cepa (JHONSON, 1997). A identificação de uma possível correlação entre a severidade ou o tipo de doença e a genotipagem da cepa pode ser muito importante para um tratamento correto e um possível prognóstico da doença em diversos casos da doença, pois permite inferir o tipo de cepa identificado com o padrão clínico esperado (SUZUKI et al., 1996).

As cepas podem ser classificadas em linhagem de tipo I classificadas como virulentas, tipo II classificadas como avirulentas (crônicas) e tipo III relacionada com a infecção em animais (HOWE; SIBLEY, 1995; DOLIWA et al., 2013).

## **1.5. A TOXOPLASMOSE NO GATO**

O gato é o principal responsável pela perpetuação do parasito *T. gondii* no meio ambiente, por ser quem produz e elimina oocistos. Os gatos eliminam oocistos de 7 a 21 dias. Antes de infectantes os oocistos devem esporular, esse processo dura cerca de cinco dias, assim fezes frescas não representam um risco para a transmissão (BROWN et al., 2003).

O simples fato de possuir um gato como animal de estimação não configura um risco para a toxoplasmose, esses animais possuem o hábito de enterrar suas fezes e de se limpar constantemente e isto retira qualquer resquício de oocistos do seu pêlo (REIF, 1980). Gatos de companhia são considerados de baixo risco para infecção por *T. gondii* em relação aos gatos errantes, pelo consumo de ração e cuidados do proprietário, porém vale salientar que a ração tem que obedecer a princípios rígidos de armazenamento e higiene. Mas felídeos errantes que se alimentam de caça e que defecam em qualquer lugar, são um risco para a disseminação de oocistos, contaminando o solo e conseqüentemente são fonte de infecção para os outros animais, inclusive o homem (JONES et al., 2001).

Felídeos silvestres tem um papel muito importante na transmissão de *T. gondii*. Em alguns ambientes onde não há populações de felídeos, a infecção é virtualmente ausente, como em pequenas ilhas e atóis, mesmo com a ampla distribuição mundial do parasito (TENTER et al., 2000). Na Nova Guiné, onde a presença de gatos domésticos e felídeos silvestres é pouco freqüente, verificaram uma prevalência inferior a 2% nas populações primitivas. Enquanto a prevalência em populações humanas que convivem com gatos é de 14 a 34%; em uma população primitiva da Colômbia a prevalência foi de 50%, mesmo não havendo gatos, mas essa população se alimentava de felídeos silvestres (WALLACE; ZIGAS; GAJDUSEK, 1974).

A doença clínica no animal não é muito frequente, mas os sinais e sintomas clínicos incluem: febre intermitente, apatia, tosse, dispnéia, letargia, anorexia, vômito, icterícia, diarreia, alterações miocárdicas, hiperestesia muscular, alterações neurológicas e oculares. Fatores iatrogênicos que podem alterar o sistema imune, como a administração de corticosteroides, ou a infecção do vírus da imunodeficiência felina (FIV) podem reativar a infecção latente levando a quadros de toxoplasmose aguda (OLAFSON; MONLUX, 1942; MEIER; HOLZWORTH; GRIFFITHS, 1957; PETRAK; CARPENTER, 1965; MCKINNEY, 1973; DUBEY, 1986; WITT et al., 1989; HEIDEL et al., 1990; BIRCHARD; SHERDING, 2003).

O diagnóstico da toxoplasmose nos gatos deve ser baseado em uma combinação de sinais clínicos, testes sorológicos, demonstração histopatológica

do parasito nos tecidos, prova biológica em camundongos e exame de fezes para o encontro de oocistos. O diagnóstico da toxoplasmose clínica é difícil por apresentar sinais clínicos variados e inespecíficos. O exame histopatológico é limitado, enquanto a imunohistoquímica é indicada por ser específica e muito sensível (SPARKERS, 1991; LINDSAY et al., 1997).

## **1.6. DIAGNÓSTICO LABORATORIAL DE PARASITOS INTESTINAIS**

Os exames laboratoriais devem ser utilizados para identificar o agente etiológico, já que o diagnóstico clínico diferencial é difícil. Para uma identificação correta é necessária uma coleta bem realizada do material biológico, e uma conservação adequada para que haja a preservação das estruturas morfológicas utilizadas para a identificação do parasito. Inúmeros métodos laboratoriais estão sendo empregados com o objetivo de concentrar as diferentes formas evolutivas dos parasitos favorecendo um diagnóstico mais fidedigno, como as técnicas de Faust, Sheather, Willis, Hoffman-Ponjs-Janer-Lutz e Fórmol-éter (DE CARLI, 2001; DE CARLI; OLIVEIRA 2001; MARIANO et al., 2005; MACHADO; SANTOS; COSTA-CRUZ, 2008).

Mesmo com inúmeros métodos laboratoriais disponíveis para o diagnóstico de parasitos intestinais, muitos laboratórios fazem a utilização de forma inadequada de tais métodos, seja pela complexidade operacional, baixa sensibilidade e falta de pessoal treinado (CHAVES et al., 1979). Dessa forma, a acurácia do teste parasitológico depende do treinamento do pessoal, recursos do laboratório e aplicação de procedimentos de controle de qualidade interno e externo (ASH; ORIEHL, 1991).

O controle de qualidade inclui avaliar a preparação adequada, armazenamento e preservação dos espécimes submetidos à análise. Neste aspecto deve-se adotar os seguintes critérios: avaliação permanente dos reagentes utilizados no laboratório, análise da qualidade da água destilada, monitoramento de equipamentos, como a centrífuga, banho-maria, microscópio e vidrarias, supervisão e treinamento periódico da equipe técnica. O uso de procedimentos operacionais padrão que devem estar disponíveis para os técnicos e analistas da seção de parasitologia (DE CARLI, 1994).

Os analistas clínicos e veterinários buscam uma metodologia parasitológica específica, sensível, rápida e de baixo custo operacional. A realização do exame parasitológico de fezes pode indicar o agente etiológico causador da doença, a carga parasitária, permite o acompanhamento do tratamento e pode ser utilizado para inquéritos epidemiológicos, para direcionar as medidas profiláticas locais e verificar a qualidade da saúde da população. Por esse motivo, o exame parasitológico de fezes é de extrema importância para a medicina humana e veterinária (VAZ, 2001; SILVA; MENEZES, 2003; MENDES et al., 2005; TOSATO et al., 2005; MACHADO; SANTOS; COSTA-CRUZ, 2008).

Rotineiramente a técnica empregada no exame parasitológico é a técnica de Hoffman-Pons-Janer ou Lutz (HPJL), que possui como vantagem a necessidade mínima de materiais e recursos financeiros, mas como desvantagem apresenta uma grande quantidade de detritos fecais na amostra, dificultando a identificação microscópica pelo analista. Além disso, a combinação de diferentes técnicas parasitológicas é útil para identificar diferentes espécies de parasitos, aumentando a acurácia diagnóstica (FLANAGAN, 1992; TASCA, 2001). Assim, recomenda-se a coleta de três amostras fecais obtidas em dias diferentes para aumentar a confiabilidade do resultado do exame parasitológico.

A associação de metodologias é notória no diagnóstico parasitológico, Menezes et al., (2013) demonstraram que a associação do método HPJL com o método de centrifugação em formalina-acetato de etila (FAE), melhorou a acurácia no diagnóstico parasitológico em fezes humanas.

## **1.7. DIAGNÓSTICO SOROLÓGICO EM GATOS**

A sorologia é o método mais convencional utilizado para o diagnóstico da toxoplasmose, devido às limitações e dificuldades dos métodos parasitológicos, e por permitir a identificação da fase clínica da doença em aguda ou crônica. Geralmente a análise baseia-se na detecção de anticorpos da classe IgG específica anti-*T.gondii* em amostras de soro dos felídeos. Anticorpos IgM anti-*T.gondii* são importantes para o diagnóstico da toxoplasmose aguda, pois aparece no soro logo após a infecção e permanece por um curto período de tempo até haver a soroconversão (ARAÚJO; SILVA; LANGONI, 1998, REY, 2002).

A interpretação da sorologia em gatos deve ser acurada, uma vez que amostras não reagentes indicam que uma infecção no futuro é possível, e um único título reagente pode indicar imunidade. Gatos recém-nascidos apresentam títulos de anticorpos da classe IgG que foram passados passivamente pela barreira placentária pela gata mãe, e esses títulos tendem a diminuir progressivamente após três meses (FRANKEL et al., 1987, SPARKERS et al., 1993).

Araújo et al., (1998), explicaram que de uma forma prática a interpretação da sorologia, por imunofluorescência indireta, nos gatos com suspeita clínica de toxoplasmose deve ser:

- Títulos iguais ou superiores a 512 podem indicar infecção ativa recente; - Títulos entre 128 e 256 podem indicar infecção recente, ou crônica bloqueada;
- Títulos iguais ou inferiores 16 ou 32 podem indicar início da doença aguda.

O teste de Aglutinação Modificado (MAT) descrito por Desmonts e Remington (1980), vem sido utilizado para demonstrar aglutininas anti-*T.gondii* em diversos animais domésticos e silvestres, pela facilidade metodológica, por não necessitar de um conjugado espécie-específica, além de possibilitar a identificação de casos crônicos ou agudos pela adição do 2-mercaptoetanol (DUBEY, 1986).

Diversos trabalhos no Brasil realizaram a sorologia para *T. gondii* em gatos errante, o que mostra a distribuição do parasito por todo o país, sendo realizados apenas um trabalho na região Nordeste e Nenhum trabalho nas regiões Norte e Centro-Oeste (Tabela 1). Observa-se uma diferença na prevalência de anticorpos inclusive na mesma localidade, isso pode ter ocorrido pelos critérios adotados para definir a amostragem, o período em que a pesquisa foi realizada e a metodologia utilizada no estudo. Estudos mostram que não há uma diferença significativa entre o sexo dos animais para a prevalência, mas que animais adultos possuem uma prevalência maior, isso pode ser devido pelo maior tempo de vida e conseqüentemente maior risco do animal entrar em contato com o parasito (GARCIA et al., 1999, LUCAS et al., 1999, PINTO et al., 2009).

**Tabela 1:** Resultados de sorologia anti-*Toxoplasma gondii* em gatos domésticos, em inquéritos realizados em estados do Brasil.

Localidade	Método	Número de Gatos	% Positivos	Referência
Porto Alegre /RS	HAI	100	24	MENDEZ, 1983
Araraquara/SP	IFI	27	25,9	ROSA et al., 1987
São Paulo/SP	IFI	350	37,7	CAMARGO et al., 1998
Jaguapitã/PR	IFI	163	73	GARCIA et al., 1999
SP	IFI	115	17,7	LUCAS et al., 1999
SP/PR	IFI	191	19,4	LANGONI et al., 2001
Guarulhos/SP	MAT	502	26,3	SILVA et al., 2002
Porto Alegre/RS	HAI	100	37	ARAUJO et al., 2003
Niterói/RJ	HAI	41	21,9	NETTO et al., 2003
PR	MAT	58	84,4	DUBEY et al., 2004
SP	ELISA	100	40	MEIRELES et al., 2004
SP	MAT	237	35,4	PENA et al., 2006
SP	IFI	400	25	BRESCIANI et al., 2007
Porto Alegre/RS	HAI	245	26,9	PINTO et al., 2009
	IFI		37,9	
Lages/SC	IFI	300	14,33	DALLA-ROSA et al., 2010
São Luís/MA	IFI	200	50,5	BRAGA et al., 2012

IFI: Imunofluorescência Indireta. HAI: Hemaglutinação. MAT: Teste de Aglutinação Modificado. ELISA: Enzimaimunoensaio.

## 2. JUSTIFICATIVA

O gato doméstico esta cada vez mais presente nos lares dos seres humanos, no entanto pode transmitir parasitos de interesse zoonótico, sendo que o contato desses animais infectados com o homem é considerado um problema de saúde pública (MOOJEN, 1976, TESSEROLLI et al., 2005). Por esse motivo,

se torna de extrema importância a verificação da prevalência dos parasitos intestinais que infectam gatos errantes em Goiânia-GO.

*T. gondii* é um protozoário de prevalência mundial, com registros em todos os continentes e em todos os climas devido à transmissão por oocistos liberados nas fezes dos gatos jovens não imunes. Os gatos e felídeos selvagens são os únicos animais que podem realizar o ciclo sexuado, eliminando após a primoinfecção milhões de oocistos imaturos nas fezes. A presença de gatos errantes pode ser um fator que contribui para elevada prevalência, podendo contaminar o meio ambiente com milhares de oocistos (KAWAZOE, 2003).

A grande preocupação a respeito da toxoplasmose é a transmissão congênita. Estudos em Goiânia-GO demonstraram que 34,2% das gestantes estão sob risco de adquirirem a doença com uma taxa de soroconversão de 8,6% (AVELINO; CAMPOS; CASTRO, 2003). Avelar (2013) demonstrou uma prevalência de 51,85% de mães cronicamente infectadas com toxoplasmose em uma maternidade de referência em Goiânia-GO.

Devido a possibilidade de transmissão de parasitos intestinais pelos gatos errantes, e o seu papel na contaminação do ambiente, é necessária a utilização de técnicas laboratoriais que apresentem boa sensibilidade, especificidade e reprodutibilidade para diagnosticar tais parasitos. Assim, a avaliação da acurácia de diferentes técnicas parasitológicas permite determinar a concordância e reprodutibilidade para a aplicação destas técnicas no laboratório veterinário.

### **3. OBJETIVOS**

#### **3.1 OBJETIVO GERAL**

Estudar a prevalência de parasitos intestinais em gatos errantes em Goiânia, Goiás e avaliar a acurácia de técnicas parasitológicas aplicadas para o diagnóstico de helmintos e protozoários de importância para a medicina veterinária e humana.

#### **3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

-Estimar a prevalência de parasitos intestinais em gatos errantes capturados pelo Centro de Controle de Zoonoses (CCZ) de Goiânia – Goiás por um período de 12 meses.

-Determinar a soroprevalência de anticorpos anti-*T.gondii* em um grupo de animais capturados pelo Centro de Controle de zoonoses de Goiânia (CCZ) – Goiás pela técnica de MAT.

-Avaliar a acurácia dos diferentes métodos parasitológicos de fezes para a detecção de parasitos intestinais, dando ênfase para o diagnóstico de oocistos de *T. gondii*.

## **4. MÉTODOS**

### **4.1 – DELINEAMENTO DO ESTUDO**

Trata-se de um estudo de prevalência, para avaliar a frequência de parasitos intestinais em gatos errantes capturados pelo Centro de Controle de Zoonoses (CCZ) em Goiânia-Goiás por um período de doze meses.

Avaliação de testes diagnósticos parasitológicos empregados, por meio da sensibilidade, especificidade, valor preditivo positivo (VPP), valor preditivo negativo (VPN) e índice *kappa* (*k*).

### **4.2 DESCRIÇÃO DO GRUPO DE ESTUDO**

O projeto foi apreciado e aprovado pelo comitê de ética em pesquisa para animais/CEUA da Universidade Federal de Goiás, sob o protocolo 054/2013 (ANEXO I).

Os gatos errantes analisados foram oriundos do CCZ de Goiânia-GO. Esses animais foram capturados e mantidos em gaiolas coletivas, com até 20 animais, não sendo separados por sexo ou idade.

### **4.3 COLETA DAS AMOSTRAS FECAIS E DE SANGUE**

As amostras de fezes e sangue foram coletadas no período de Janeiro de 2012 à Dezembro de 2012. Foram coletadas 154 amostras de fezes diretamente nas gaiolas coletivas dos animais e armazenadas em coletores universais estéreis. Pela rotina realizada pelo CCZ, não foi possível a identificação individual do animal com sua respectiva amostra fecal.

Os animais ficam retidos no CCZ por um período de três dias, sendo então eutanasiados pelos médicos veterinários responsáveis. Durante o período do estudo foram coletadas 50 amostras de soro de gatos durante o procedimento de eutanásia pelo médico veterinário de plantão.

#### **4.4 PROCESSAMENTO DAS AMOSTRAS FECAIS:**

Para a identificação de cistos e oocistos de protozoários, ovos e larvas de helmintos nas amostras fecais dos gatos foram empregadas quatro técnicas parasitológicas, técnica de Sheather , Hoffman-Janer-Pons ou Lutz (HJPL), Faust e Willis, sendo a técnica de Willis considerada a padrão ouro para este estudo, devido a sua capacidade de detecção de ovos e larvas de helmintos e na detecção de oocistos de coccídeos, em especial oocistos de *T. gondii*.

##### **4.4.1. Método de Sheather (S) – (1923)**

O método de Sheather possui como princípio a flutuação em solução saturada de sacarose, isso aumenta a sensibilidade e diminui os artefatos fecais. A técnica é utilizada principalmente para a pesquisa de ovos leves como de Ancilostomídeos e para a pesquisa de oocistos como os de *Cystoisospora* sp. e de *T. gondii*.

##### **4.4.1.1. Material utilizado**

- Dois gramas de fezes;
- Solução de Sheather, na densidade de 1,2 g/mL;
- Solução fisiológica de NaCl à 0,9%;
- Gazes;
- Lâmina e lamínula de vidro;
- Bastão de vidro ou palitos descartáveis de madeira;

- Béquer (capacidade 100ml);
- Microscópio óptico;
- Tubos para centrífuga de 10mL;
- Pipeta automática 20µL;
- Centrífuga para tubos de 10mL.

#### 4.4.1.2. *Preparação da solução de Sheather, densidade 1,2 g/mL*

- 500 de sacarose
- 6,5 g de fenol (Fundido a 44°C)
- 320mL de água destilada

A solução de sacarose foi fervida até ocorrer à clarificação, então o fenol foi adicionado. Em seguida a solução foi colocada em temperatura ambiente até seu resfriamento para o uso.

#### 4.4.1.3. *Procedimento técnico*

- A amostra fecal foi colocada em béquer com auxílio do bastão;
- Em seguida a amostra foi misturada com solução fisiológica, até ocorrer à fluidificação;
- Peneirou-se com o auxílio das gazes, para obter um material mais límpido;
- Os tubos plásticos de 10mL foram preenchidos até a metade com a suspensão filtrada;
- Adicionou-se uma quantidade igual da solução de Sheather;
- Realizou-se uma homogeneização do tubo por inversão;
- O tubo foi levado para centrifugação durante 5 minutos a 2500 RPM; □ Após centrifugação, a camada superficial do material foi retirada com o auxílio de uma pipeta automática de 20µL, foram montadas três lâminas para cada amostra;
- As lâminas foram examinadas com o auxílio do microscópio óptico nos aumentos de 200x e 400x.

#### 4.4.2. **Método de Faust e Colaboradores (F) – (1938)**

A técnica de Faust é baseada no princípio da centrifugo-flutuação em solução de sulfato de zinco (ZnSO<sub>4</sub>), à 33% com densidade de 1,18 g/mL. Pela

diferença na densidade específica entre os ovos de helmintos, cistos de protozoários do material fecal, onde esses organismos flutuam para a superfície do tubo. A técnica de Faust é utilizada para o diagnóstico de cistos de protozoários, e também possui bastante utilidade para a pesquisa de ovos leves de helmintos.

#### 4.4.2.1. *Material utilizado*

- Dois gramas de fezes;
- Água destilada;
- Solução de sulfato de zinco à 33 % (densidade 1,18 g/mL);
- Solução de lugol;
- Lâmina e lamínula de vidro;
- Copos plásticos descartáveis;
- Pipeta automática de 20µL;
- Bastão de vidro ou palitos descartáveis de madeira;
- Peneira;
- Microscópio óptico;
- Centrífuga e tubos plásticos de (10mL).

#### 4.4.2.2. *Preparação da solução de Sulfato de Zinco, densidade 1,18 g/mL*

- Sulfato de Zinco ( $ZnSO_4$ ): 330 g
- Água destilada: 600 mL

Adicionar o  $ZnSO_4$  em água e agitar bem. A densidade é crítica nesse reagente, devendo em alguns casos ser ajustada.

#### 4.4.2.3. *Procedimento técnico*

- As fezes foram homogeneizadas em 10 ml de água destilada;
- Em seguida a mistura foi peneirada com gazes;
- A suspensão foi colocada em um tubo de centrífuga com capacidade para 15 ml;
- Centrifugou-se o filtrado durante 2 minutos a 2500 RPM;
- Desprezou-se o sobrenadante e reteu-se o sedimento;
- Adicionou-se ao sedimento 10 mL de água destilada;

- A operação foi repetida por 2 a 3 vezes até que o sobrenadante ficasse límpido;
- O sobrenadante foi descartado restando apenas o sedimento;
- Completou-se o volume do tubo com a solução de sulfato de zinco até chegar a 1 cm da borda do tubo;
- O tubo foi centrifugado durante 1 minuto a 2500 RPM. Após esse processo, tubos ficaram em repouso por 5 minutos;
- Coletou-se com a pipeta a película superficial, onde montamos três lâminas de cada amostra;
- As lâminas foram examinadas no microscópio adicionando uma gota de lugol ao sedimento, no aumento de 200X e 400X.

#### **4.4.3. Método de Hoffman, Pons e Janer ou Lutz (HPJL) – (1934/1919)**

Fundamenta-se na sedimentação espontânea em água (combinação da gravidade e da sedimentação).

É utilizado para evidenciar ovos pesados de helmintos quando a sedimentação permanecer por um período de no mínimo duas horas. Para cistos e ovos leves o indicado é o período de 24 horas. É o método de rotina utilizado nos laboratórios quando não é solicitada metodologia específica.

##### *4.4.3.1. Material utilizado*

- 10 gramas de fezes;
- Copo plástico descartável;
- Microscópio;
- Lugol;
- Canudo (também pode ser usada uma pipeta graduada);
- Água destilada; □ Cálice de Sedimentação; □ Tamis com gazes.

##### *4.4.3.2. Procedimento técnico*

- As fezes foram diluídas com água destilada;
- Em seguida o material diluído foi passado na tamis deixando descansar no cálice de sedimentação;
- Recolheu-se o sedimento do fundo do cálice o material com a ajuda de um canudo de plástico;
- Uma gota do material recolhido foi colocada sobre a lâmina colocando uma gota de lugol em cima do material, e coberta com a lamínula;
- Foram montadas três lâminas para cada amostra, que foram observadas no microscópio nos aumentos de 200X e 400X.

#### **4.4.4. Método de Willis (W) – (1921)**

O método de Willis é um método simples e eficiente pela capacidade dos ovos flutuarem numa solução com densidade elevada aderindo a superfície inferior da lâmina, colocada na parte superior do líquido. O método possui como princípio a flutuação para pesquisa de ovos leves como os ovos de Ancilostomídeos, que apresentam baixa densidade específica. A técnica não é indicada para cistos de protozoários, pois os cistos se retraem pela concentração.

##### *4.4.4.1. Material utilizado*

- Dez gramas de fezes
- Bastão de vidro;
- Gaze ou peneira;
- Copo plástico descartável de 50 mL;
- Solução de NaCl, densidade 1,20 g/mL;
- Lâminas e lamínulas;
- Microscópio; □ Lugol.

##### *5.4.4.2. Preparação da solução de NaCl, densidade 1,20 g/mL*

- 40 g NaCl;
- 100 mL água destilada.

Realizou-se a mistura dos reagentes e levou-se ao bico de *Bunsen* até a ebulição. Após resfriar a solução foi filtrada em papel filtro para eliminação dos cristais formados.

#### 4.4.4.3. Procedimento técnico

- A amostra foi emulsionada em solução saturada de cloreto de sódio no copo plástico;
- Após a emulsificação, completou-se até a borda do copo plástico com a solução de NaCl;
- Colocou-se a lâmina de vidro sobre o recipiente para haver o contato com a solução por 5 minutos;
- A lâmina foi invertida, e adicionou-se uma gota de lugol;
- Foi realizada a observação ao microscópio no aumento de 200 X e 400X.

## 4.5 ANÁLISE ESTATÍSTICA

Os resultados dos exames parasitológicos foram lançados no banco de dados no programa EpiInfo<sup>®</sup> versão 3.2.1. Neste programa foi possível realizar a avaliação da prevalência dos parasitos intestinais, a frequência de positividade para cada parasito encontrado, a frequência de positividade para cada técnica parasitológica empregada, e para a avaliação dos testes diagnósticos empregados, como a sensibilidade, especificidade, valor preditivo positivo (VPP), valor preditivo negativo (VPN) e índice *Kappa* (*K*), comparando com a técnica de Willis, que foi adotada neste estudo como padrão-ouro. Os gráficos foram plotados no programa Excel 2007<sup>®</sup>.

Os cálculos de sensibilidade, especificidade, VPP, VPN e *K* foram calculados em uma tabela de contingência ou tabela 2x2 (Tabela 2):

**Tabela 2:** Tabela de contingência 2x2

TESTE	PADRÃO OURO		TOTAL
	Positivo	Negativo	
Positivo	a	b	a+b
Negativo	c	d	c+d

<b>Total</b>	a+c	b+d	<b>n</b>
--------------	-----	-----	----------

Onde segundo PEREIRA, 1995:

**Sensibilidade:**  $a/(a+c)$  É a capacidade que o teste diagnóstico apresenta de detectar os indivíduos verdadeiramente positivos, ou seja, de diagnosticar corretamente os doentes.

**Especificidade:**  $d/(b+d)$  É a capacidade que o teste diagnóstico tem de detectar os verdadeiros negativos, isto é, de diagnosticar corretamente os indivíduos sadios.

**Valor preditivo positivo:**  $a/(a+b)$  É a proporção de doentes entre os positivos pelo teste.

**Valor preditivo negativo:**  $d/(c+d)$  É a proporção de sadios (sem a doença) entre os negativos ao teste.

O índice *kappa* (*k*) é uma forma de avaliar a concordância entre técnicas diagnósticas. O *k* informa a proporção de concordância não aleatória entre as técnicas utilizadas, e seu valor varia de "menos 1" (completo desacordo) a "mais 1" (concordância total). Se a medida concorda mais frequentemente do que seria esperado pela chance, então o índice *k* é positivo; se a concordância é completa  $k = 1$ . Zero indica o mesmo que leituras feitas ao acaso (Kraemer & Bloch 1988). A Tabela 3 demonstra a interpretação do índice *k*:

**Tabela 3** – Escala de concordância do índice *k*

<b><i>Kappa</i></b>	<b><i>Concordância</i></b>
< 0,00	Nenhuma
0,00-0,20	Fraca
0,21-0,40	Sofrível
0,41-0,60	Regular
0,61-0,80	Boa
0,81-0,99	Ótima
1,00	Perfeita

**4.6. SOROLOGIA PELO TESTE DE AGLUTINAÇÃO MODIFICADO (MAT)** A análise sorológica do sangue coletado de 50 gatos capturados pelo CCZ foi realizada pelo teste de aglutinação modificado (MAT) descrito por Desmonts e Remington (1980).

#### **4.6.1. Preparo do antígeno para o MAT**

Para realizar o MAT foi utilizado como antígeno formas taquizoítas de *T. gondii* da CEPA RH, mantidos no Laboratório da Relação Parasito Hospedeiro (LAERPH), através de passagens sucessivas em camundongos da linhagem BALB/c no biotério do Instituto de Patologia Tropical e Saúde Pública da Universidade Federal de Goiás- IPTSP/UFG.

Os camundongos infectados foram sacrificados por deslocamento cervical, seguindo as normas de experimentação animal adotadas pelo Biotério IPTSP/UFG. Foram realizados os lavados intraperitoneais de cerca de 10 camundongos, onde se obteve o material rico em taquizoítos do parasito. Os lavados foram misturados, e centrifugados a 5000 RPM por 15 minutos, o sobrenadante foi descartado e o sedimento ressuspense em 5 mL de PBS. Foi realizada a contagem de taquizoítos com o auxílio do hemocítmetro de Neubauer. A concentração foi ajustada em cerca de 25.000 taquizoítas/ $\mu$ L, o material foi novamente centrifugado, o sobrenadante descartado e o sedimento ressuspense em formalina diluída em PBS 1:5 (Solução de formaldeído à 6%). Foi realizada nova contagem dos parasitos para confirmar a concentração na solução. Os taquizoítos foram mantidos nesta solução por 16 horas, e então centrifugados e ressuspensos em PBS por três vezes, para a retirada do formaldeído. Após a última lavagem, o sedimento foi ressuspense em tampão alcalino (7,02g de NaCl; 3,09g de H<sub>3</sub>BO<sub>3</sub>; 24mL de NaOH; 4g de albumina bovina e água destilada suficiente para alcançar 1 litro) pH 8,7 (ALVES, 2007).

#### **4.6.2. Realização do MAT**

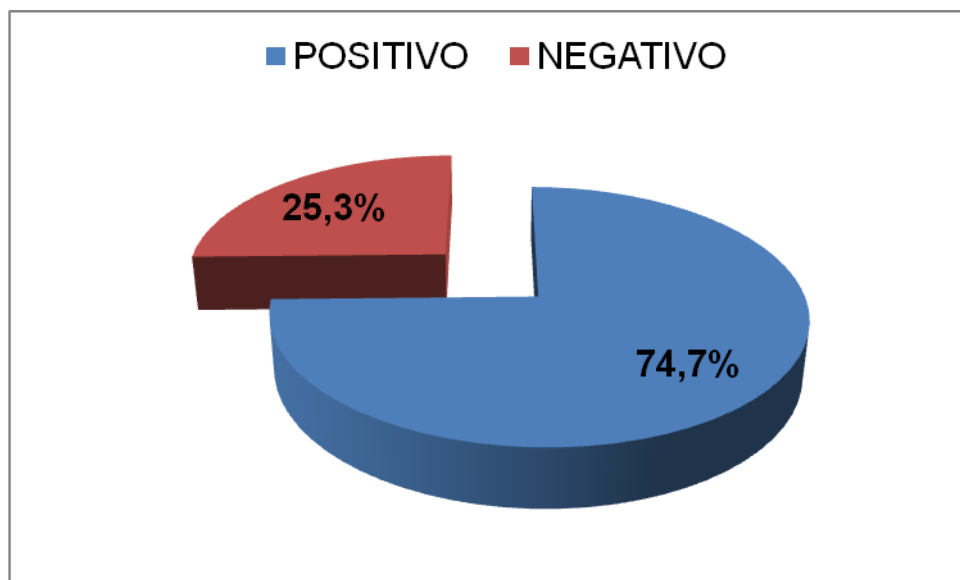
Os testes foram realizados em placas de fundo em U, sendo adicionado em cada poço 50  $\mu$ L de 2-mercaptoetanol 0.2 M (14 mL/litro), 50  $\mu$ L de antígeno e 50  $\mu$ L do soro a ser testado. Foram utilizados três controles positivos e três

controles negativos para validar a reação. Nesse estudo foi adicionado ao tampão de diluição do antígeno 2-mercaptoetanol, para eliminar as IgM residuais e não específicas para *T. gondii*.

Os soros dos animais foram previamente diluídos na concentração 1:5 para a realização da triagem, sendo que, aqueles com resultado positivo foram então testados até a diluição 1/640. Após a pipetagem, as placas foram agitadas cuidadosamente, e incubadas por 48 horas à 37°C. As leituras das placas foram realizadas após 48 horas (a leitura pode ser feita entre 16 e 72 horas). Os anticorpos anti-*T.gondii* presentes nas amostras positivas, se ligam ao antígeno através de uma reação de aglutinação, formando uma rede que impede a precipitação dos taquizoítos, desta forma, os poços positivos se apresentavam límpidos, enquanto nos negativos havia um precipitado no fundo do poço, não evidenciando a reação antígeno-anticorpo.

## 5. RESULTADOS

Do total de 154 amostras de fezes de gatos capturados pelo CCZ de Goiânia-GO durante por um período de doze meses. 74,7% (115/154) foram positivas (Figura 5).



**Figura 5:** Prevalência de parasitos intestinais em 154 amostras fecais de gatos errantes capturados pelo Centro de Controle de Zoonoses de Goiânia-Goiás por um período de doze meses.

Analisando a prevalência por parasito, a Tabela 4 mostra a distribuição em monoparasitismo e poliparasitismo. Em monoparasitismo o helminto mais prevalente foi o Ancilostomídeo com 50,4% (58/115) e o protozoário *Cystoisospora* sp. com 7,7% (9/115). No poliparasitismo a associação entre Ancilostomídeos e *Cystoisospora* sp. representaram 20% (23/115) das amostras positivas. O parasito *T. gondii* em monoparasitismo representou 3,5% (4/115) e em poliparasitismo: Ancilostomídeos+*T. gondii* 7,0% (8/115), *T. gondii* + *Cystoisospora* sp. 3,5% (4/115) e Ancilostomídeos +*T. gondii* + *Cystoisospora* sp. 4,3% (5/115).

**Tabela 4** – Prevalência de parasitos intestinais em fezes de gatos errantes capturados pelo Centro de Controle de Zoonoses em Goiânia-Goiás.

Parasito	N	%
Ancilostomídeos	58	50,4
<i>Cystoisosporasp.</i>	9	7,7
<i>Giardia</i> sp.	1	0,9
<i>Toxocara cati</i>	1	0,9
<b><i>Toxoplasma gondii</i></b>	<b>4</b>	<b>3,5</b>
<b>Ancilostomídeos + <i>T. gondii</i></b>	<b>8</b>	<b>7,0</b>
Ancilostomídeos + <i>Cystoisospora</i> sp.	23	20,0
<b><i>T. gondii</i> + <i>Cystoisospora</i> sp.</b>	<b>4</b>	<b>3,5</b>
<b>Ancilostomídeos + <i>T. gondii</i> + <i>Cystoisospora</i> sp.</b>	<b>5</b>	<b>4,3</b>
Ancilostomídeos + <i>Cystoisospora</i> sp. + <i>Giardia</i> sp.	1	0,9
Ancilostomídeos + <i>Cystoisospora</i> sp. + <i>T. cati</i>	1	0,9
<b>Total</b>	<b>115</b>	<b>100</b>

Nas 115 amostras positivas, foi realizada a análise da frequência de positividade por técnica. A técnica de Willis detectou 97,4% (112/115) com três falsos negativos. A técnica de HPJL detectou 86,1% (99/115) dos positivos, seguido pela técnica de Sheather com 79,1% (91/115) e Faust com 73% (84/115).

Realizando a análise de acurácia das técnicas parasitológicas HPJL, Faust e Sheather comparando com a técnica de Willis (padrão-ouro) para o diagnóstico

de ovos de ancilostomídeos, a técnica que apresentou melhor acurácia foi à técnica de Sheather, com 81,1% de sensibilidade e 98,4% de especificidade com VPP de 98,6%, VPN 78,8% e índice *k* demonstrando boa concordância com o padrão-ouro (Tabela 5).

**Tabela 5** - Avaliação da acurácia das técnicas de Sheather, Faust e HoffmanPons-Janer-Lutz em relação à técnica de Willis (padrão-ouro), para o diagnóstico de Ancilostomídeos.

	Sensibilidade % (IC 95%)	Especificidade % (IC 95%)	VPP% (IC 95%)	VPN% (IC 95%)
<b>Sheather</b>	<b>81,1</b>	<b>98,4</b>	<b>98,6</b>	<b>78,8</b>
Faust	73	96,9	97	72,1
HPJL	78,9	92,2	93,4	75,6

VPP: valor preditivo positivo; VPN: valor preditivo negativo, HPJL: HoffmanPons-Janer-Lutz, IC: índice de confiança.

Analisando a acurácia no diagnóstico de oocistos de *Cystoisospora* sp., as técnicas HPJL e Sheather tiveram os mesmos resultados, ambas com 66,7% de sensibilidade, 97,4% de especificidade, VPP de 89,7%, VPN de 89,6% e *k* de 0,700 demonstrando boa concordância ao padrão-ouro (Tabela 6).

**Tabela 6** - Avaliação da acurácia das técnicas de Sheather, Faust e HoffmanPons-Janer-Lutz em relação à técnica de Willis (padrão-ouro), para o diagnóstico de *Cystoisospora* sp.

	Sensibilidade % (IC 95%)	Especificidade % (IC 95%)	VPP% (IC 95%)	VPN% (IC 95%)
<b>Sheather</b>	<b>66,7</b>	<b>97,4</b>	<b>89,7</b>	<b>89,6</b>
Faust	53,8	97,4	87,5	86,2
<b>HPJL</b>	<b>66,7</b>	<b>97,4</b>	<b>89,7</b>	<b>89,6</b>

VPP: valor preditivo positivo; VPN: valor preditivo negativo, HPJL: HoffmanPons-Janer-Lutz, IC: índice de confiança.

Analisando os resultados de acurácia para oocistos de *T. gondii*, a técnica de Faust demonstrou a maior sensibilidade 66,7%, especificidade 99,3%, VPP 92,3%, VPN 95,7% e índice *k* com concordância boa com a técnica padrão-ouro (Tabela 7).

**Tabela 7** - Avaliação da acurácia das técnicas de Sheather, Faust e Hoffman Pons-Janer-Lutz em relação à técnica de Willis (padrão-ouro), para diagnóstico de *Toxoplasma gondii*.

	Sensibilidade % (IC 95%)	Especificidade % (IC 95%)	VPP% (IC 95%)	VPN% (IC 95%)
Sheater	61,1	97,1	73,3	95
<b>Faust</b>	<b>66,7</b>	<b>99,3</b>	<b>92,3</b>	<b>95,7</b>
HPJL	55,6	98,5	83,3	94,4

VPP: valor preditivo positivo; VPN: valor preditivo negativo, HPJL: HoffmanPons-Janer-Lutz, IC: índice de confiança.

Avaliando o índice *kappa* para o diagnóstico de Ancilostomídeos, a técnica de Sheather demonstrou boa concordância com o padrão-ouro ( $k=0,768$ ). Para o diagnóstico de *Cystoisospora* sp. as técnicas de Sheather e HPJL apresentaram boa concordância, ambas com  $k=0,700$ . Na análise de acuraria para *T. gondii* a técnica de Faust apresentou boa concordância comparada ao padrão-ouro ( $k=0,750$ ) (Tabela 8).

**Tabela 8** - Avaliação da concordância através do índice *kappa* (*k*) pelas técnicas de Sheather, Faust e Hoffman-Pons-Janer-Lutz em relação à técnica de Willis (padrão-ouro).

	Sheather (IC 95%)	Faust(IC 95%)	HPJL (IC 95%)
Ancilostomídeos	<b>0,768</b>	0,667	0,689

<i>Cystoisospora</i> sp.	<b>0,700</b>	0,587	<b>0,700</b>
<i>Toxoplasma gondii</i>	0,627	<b>0,750</b>	0,632

IC: índice de confiança.

A análise da frequência de anticorpos anti-*T. gondii* nos soros dos 50 gatos examinados pela técnica de MAT demonstrou que 64% dos animais foram soropositivos, com diferentes títulos, sendo o título 320 o mais frequente. 36% dos animais examinados apresentaram sorologia não reagente (Tabela 9).

**Tabela 9** – Resultados da sorologia por MAT para *Toxoplasma gondii* em amostras de soro de gatos errantes capturados pelo Centro de Controle de Zoonoses em Goiânia-Goiás.

Resultado da Titulação	N	%
Não Reagente (<10)	18	36
Reagente: 10	1	2
Reagente: 20	2	4
Reagente: 40	3	6
Reagente: 80	1	2
Reagente: 160	8	16
Reagente: 320	11	22
Reagente: >/= 640	6	12
<b>Total</b>	<b>50</b>	<b>100</b>

MAT: Aglutinação modificada

## 6. DISCUSSÃO

### 6.1 – PREVALÊNCIA DE PARASITOS INTESTINAIS E SOROPREVALÊNCIA DE ANTICORPOS ANTI-*Toxoplasma gondii*

O estudo da prevalência dos parasitos intestinais em gatos errantes tem demonstrado ser um importante indicador da contaminação ambiental e conseqüentemente risco para a saúde humana pela transmissão de parasitos com potencial zoonótico.

No grupo de animais estudados, a prevalência dos animais infectados por Ancilostomídeos foi de 50,4% (58/115) em monoparasitismo e 33,1% (38/115) em poliparasitismo com outras espécies de parasitos; totalizando 83,5% (96/115) das amostras positivas apresentavam Ancilostomídeos. A prevalência de ancilostomídeos é bem maior a dos demais parasitos devido à forma de infecção dos animais, pela ingestão de larvas ou pela penetração ativa em solos contaminados. O parasito é mais prevalente nos trabalhos, mesmo quando se adota diferentes técnicas parasitológicas (LABRUNA et al., 2006). Em Goiânia, em 1974, Campos et al., encontraram uma prevalência de 73% em gatos necropsiados.

Estudos com gatos errantes mostram prevalências variadas para Ancilostomídeos, Silva et al., (2002) demonstraram 100% de positividade, Coelho et al., (2009) 96%, Serra et al., (2003) 60,6%, Pereira et al., (2012) 57,1%, Mundim et al., (2004) 52%, Vital et al., (2012) 50%, Tavares (2005) com 42,1%, Torrico et al., (2008) 22,58%, Dall’Agnol et al., (2010) 18,1%, Pegoraro et al., (2011) 15,79%, Ragozo et al., (2002) 8,7%, Pivoto et al., (2013) com 2,6% e Funada et al., (2007) onde encontraram apenas 2,1% dos gatos errantes infectados. A variação apresentada entre os trabalhos pode estar relacionada com o método utilizado para o diagnóstico utilizado não ser específico para o parasito.

Goiânia apresenta elevada prevalência de ancilostomídeos, o que constitui um risco para população humana em relação à larva *migrans* cutânea. É importante ressaltar que a presença destes parasitos nas fezes de felídeos

demonstra o papel destes animais como fonte de contaminação ambiental com parasitos que podem infectar outros felídeos domésticos e humanos.

*Toxocara cati* é muito frequente em areias de parques e praças públicas, Blazius et al.; (2006) demonstraram uma prevalência de 20,69% em amostras de areia, em amostras de fezes de gatos errantes Coelho et al., (2009) identificaram 43,1% positivos, Ragozo et al., (2002) em 31,16%, Serra et al., (2003) demonstraram uma prevalência de 28,8%, Pivoto et al., (2013) em 18,8%, Pegoraro et al., (2011) em 15,79%, Mundim et al., (2004) com 14%, Funada et al., (2007) encontraram 6,1% de amostras positivas, Tavares (2005) demonstrou uma prevalência de 6%, Torrico et al., (2008) demonstraram 4,83%, Dall’Agnol et al., (2010) em 0,86%, Campos et al., (1974) encontraram uma prevalência de 19% em Goiânia-Goiás, em nosso estudo a prevalência também foi baixa em casos de monoparasitismo 0,9% (1/115) e poliparasitismo 0,9%, mas demonstra a importância de se realizar medidas profiláticas para evitar a larva *migrans* cutânea, larva *migrans* visceral e enterite eosinofílica (PARSONS, 1987; SCHANTZ, 1994; SMYTH, 1995; PROVIC; CROESE, 1996).

Ancilostomídeos e *Toxocara* sp. são os principais causadores de contaminação ambiental e levam a riscos de contaminação zoonótica (BRENER et al., 2005).

*Cystoisospora* sp. apresentou uma prevalência significativa em monoparasitismo, 7,7% (9/115), e em poliparasitismo com Ancilostomídeos que chegou a 20% (23/115) dos animais. Em diversos trabalhos se observa alta prevalência deste coccídeo, principalmente em gatos menores de seis meses de idade (Ragozo e cols. 2002). Em gatos errantes a prevalência em outros estudos é variada, Pereira et al., (2012) identificaram 85,7% de animais infectados, Serra et al., (2003) demonstraram uma prevalência de 74,2%, Ragozo et al., (2002) com 26,06% para *Cystoisospora felis* e 24,64% para *Cystoisospora rivolta*,

Torrico et al., (2008) com 48,38%, Coelho et al., (2009) 43,1%, Dall’Agnol et al., (2010) com 17,2%, Funada et al., (2007) 8,3%, Pegoraro et al., (2011) com 7,89%, Pivoto et al., (2013) com 3,1%. Apesar da espécie *C. felis* não ser de transmissão para o homem, a elevada prevalência demonstra a importância dos gatos errantes na epidemiologia deste coccídeo.

*Giardia* sp. se mostra um importante agente em animais domésticos, podendo atuar como zoonose para o ser humano (SCHANTZ, 1991, GENNARI et al., 1999), mesmo que nesse estudo a prevalência tenha sido de apenas 0,9% (1/115) para monoparasitismo e poliparasitismo, deve-se atentar para a transmissão desse parasito zoonótico principalmente pela contaminação de reservatórios de água por fezes desses animais. Estudos moleculares evidenciaram diferentes genótipos para *Giardia duodenalis*, sendo os subtipos A e B podem infectar homens e gatos, e o genótipo F apenas gatos (ANDREWS et al., 1989; MONIS et al., 2003; CACIÒ; RYAN 2008; RYAN; CACIÒ 2013). No Brasil circulam os genótipos A e B entre os humanos, e nos gatos foi identificado o genótipo A, demonstrando o risco de transmissão zoonótica (SOUZA et al., 2007; FENG; XIAO, 2011; SANTOS et al., 2012). Goiânia apresentou uma prevalência pequena quando comparada a estudos realizados em outros estados, como Dall'Agnol et al., (2010) que encontraram 34,5% de gatos errantes infectados em Santa Maria-RS, Torrico et al., (2008) em 20,96% dos animais em Caxias do Sul-RS.

Em um total de 18,3% (21/115) apresentavam *T. gondii* o que demonstra um número significativo de oocistos contaminando o meio ambiente. Poucos estudos revelam a prevalência de *T. gondii* por testes parasitológicos em amostras fecais de gatos errantes, no estudo de Dall'Agnol et al., (2010) a prevalência foi de 4,3% e Funada et al., (2007) de 0,3%. A baixa prevalência do parasito pode estar relacionada com a não utilização de uma técnica específica para oocistos, a capacidade de observação dos analistas em identificar o oocisto, e como esses trabalhos não levaram em consideração da idade dos animais, podem ter sido analisadas fezes de animais cronicamente infectados.

Esse resultado demonstra a capacidade de contaminação ambiental deste parasito, pois um único gato é capaz de eliminar 10 milhões de oocistos em uma única defecação, poderiam contaminar o ambiente constituindo um grave risco para a saúde da população humana (DUBEY; BEATTIE, 1988; LINDSAY et al., 2002).

Devido a limitações do exame parasitológico, a sorologia é mais difundida no diagnóstico veterinário, permitindo além de detectar a infecção, a determinação da fase da infecção (ARAÚJO et al., 1998).

Ao analisar os resultados da sorologia no grupo de 50 felídeos pela técnica de MAT, observa-se uma prevalência de 64% (32/50) animais positivos, com variedade nas titulações, sendo que a maioria dos animais reagentes 22% (11/50) apresentam título de 320. De acordo com a análise da sorologia felina por Araújo et al., (1998) esses animais estão cronicamente infectados com infecção bloqueada. De acordo com a mesma classificação, 12% (6/50) dos animais podem estar com infecção ativa recente, pois seus títulos são maiores ou iguais que 640. Chama a atenção o número de animais soronegativos 36% (18/50), que constituem um risco para a toxoplasmose felina. A elevada prevalência caracteriza uma elevada taxa de infecção pelo parasito, o que sugere uma elevada contaminação ambiental por oocistos, pois os anticorpos anti-IgG só aparecem após a eliminação de oocistos (DUBEY et al., 1995).

Diversos trabalhos no Brasil realizaram a sorologia para *T. gondii* em gatos errantes, o que mostra a distribuição do parasito por todo o país. Goiânia apresentou alta soroprevalência de anticorpos, sendo que apenas o trabalho realizado por Dubey et al, 2004 realizado no estado do Paraná apresentou uma prevalência maior (84,4%) que a encontrada neste trabalho.

A prevalência de anticorpos anti-*T. gondii* em gatos ainda não havia sido determinada no estado de Goiás, esses resultados contribuem com a literatura para analisar a distribuição do parasito e favorecer estudos da epidemiologia da doença.

## **6.2 – AVALIAÇÃO DA ACURÁCIA DAS TÉCNICAS PARASITOLÓGICAS**

A análise da frequência de positividade das técnicas parasitológicas realizadas, demonstrou que a técnica HPJL foi próxima ao padrão-ouro (86,1%), e a técnica de Faust foi a com menor frequência de positividade (73%). Mesmo o padrão-ouro não foi capaz de detectar 100% dos positivos, o que reforça a necessidade do emprego de mais de uma técnica diagnóstica. A junção de mais de um método diagnóstico com princípios diferentes favorece a identificação de um número maior de estruturas parasitárias, aumentando a eficiência diagnóstica (SANTOS et al., 2003). No presente estudo fica evidenciado que a associação da

técnica padrão-ouro (Willis) com a técnica de HPJL, que é usualmente utilizada nos laboratórios clínicos e veterinários, aumenta a eficiência diagnóstica.

Estudo realizado por Cerqueira e cols. 2007 se propôs a analisar a eficiência da técnica de Willis comparando com a HPJL, onde a técnica HPJL se mostrou mais sensível que a técnica de Willis para o diagnóstico de Ancilostomídeos. No presente estudo a técnica HPJL mostrou uma concordância boa  $k = 0,689$  com o padrão-ouro, mas a acurácia da técnica de Sheather superou tal técnica sendo mais indicada para o diagnóstico de ancilostomídeos, por se tratar de um parasito que possui ovos leves; a flutuação pela diferença de densidade da técnica de Sheather favorece a identificação dos ovos (SHEATER, 1923; DE CARLI, 2011). A técnica de Faust apresentou menor sensibilidade (73%) e menor índice  $k=0,667$ , o resultado de sensibilidade difere do trabalho de Souza-Dantas e cols. 2007, em que a sensibilidade chegou a 100% comparada a necropsia do tubo intestinal dos gatos.

Para oocistos de *Cystoisospora* sp. as técnicas de Sheather e HPJL obtiveram os mesmos resultados na análise de acurácia, com sensibilidade de 66,7%, especificidade de 97,4%, VPP de 89,7%, VPN de 89,6% e índice  $k$  demonstrando boa concordância ao padrão-ouro. Para o diagnóstico de coccídeos recomenda-se técnicas de flutuação em soluções hipertônicas, esse resultado reforça os trabalhos citados na literatura que demonstram a acurácia das técnicas de flutuação de Willis e Sheather associadas, ou ainda associam a técnica de HPJL com a técnica de Willis ou Sheather na rotina laboratorial (GARCIA et al., 1995, GARCIA, 2007).

Na análise de acurácia das técnicas parasitológicas para diagnóstico de oocistos de *T. gondii* mostrou que a técnica de Faust apresentou maior sensibilidade 66,7%, especificidade 99,3%, VPP 92,3%, VPN 95,7% e índice  $k$  com concordância ao padrão-ouro  $k=0,750$ . As três técnicas apresentaram valores de sensibilidade menores que 70%. As técnicas de flutuação em soluções saturadas são indicadas para oocistos e possuem boa sensibilidade diagnóstica (SHEATHER, 1923; FAUST et al., 1938; DRYDEN, 2005). Dessa forma para o diagnóstico de oocistos de *T. gondii* recomenda-se a associação da técnica de Willis com a técnica de Faust, ou Willis associada com a técnica de Sheather, onde  $k=0,627$  denota boa concordância.

## 7. CONCLUSÕES

- A prevalência de parasitos intestinais em gatos errantes capturados pelo Centro de Controle de Zoonoses de Goiânia-Goiás foi de 74,7%.
- A prevalência de *T. gondii* nesses animais foi de 3,5% em casos de monoparasitismo, 7,0% em associação com Ancilostomídeos, *T. gondii* e *Cystoisospora* sp. com 3,5% e de 4,35 na associação Ancilostomídeos+*T. gondii* + *Cystoisospora* sp. A população gatil estudada apresenta alta prevalência de toxoplasmose, o que constitui um risco para a transmissão zoonótica.
- Nas fezes dos animais examinados estavam presentes o *T. gondii*, salientando a importância destes animais na contaminação ambiental por oocistos.
- A análise sorológica demonstrou alta prevalência de gatos soronegativos que constituem um risco para a toxoplasmose. O grupo estudado de gatos possui alta prevalência de toxoplasmose.
- A técnica HPJL e Sheather apresentaram melhor acurácia para o diagnóstico de parasitos intestinais associadas à técnica de Willis (padrão-ouro).
- No diagnóstico parasitológico para oocistos de *T. gondii*, a técnica de Faust apresentou melhor acurácia associada à técnica de Willis (padrão-ouro).

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALVES, E.C. **ISOLAMENTO E CARACTERIZAÇÃO DE CEPAS DE TOXOPLASMA GONDII OBTIDAS DE GALINHAS DOMÉSTICAS (GALLUS DOMESTICUS) PROVENIENTES DO ESTADO DE GOIÁS.** Dissertação

(Mestrado em Medicina Tropical e Saúde Pública). Instituto de Patologia Tropical e Saúde Pública. 2007. Universidade Federal de Goiás.

ANDREWS, R. H.; ADAMS, M.; BOREHAM, P. F.; MAYHOFER, G.; MELONI, B. P. *Giardia intestinalis*: electrophoretic evidence for a species complex.

**International Journal Parasitology**, v 19, p.183-190, 1989.

ARAÚJO, F.A.P.; SILVA, N.R.S.; OLIHESCKI, A.T.; BECK, C.; RODRIGUES, R.J.D.; FIALHO, C.G. Anticorpos para *Toxoplasma gondii* em soro de gatos internados no Hospital de Clínicas Veterinárias da UFRGS, Porto Alegre, RS, Brasil, detectados através da técnica de hemaglutinação indireta. **Acta Scientiae Veterinariae**, v.31, n.2, p.89-92. 2003.

ARAÚJO, W.N.; SILVA, A.V.; LANGONI, H. Toxoplasmose: uma zoonose – realidades e riscos. 1998. Disponível em:

<[www.bichoonline.com.br/artigos/cgao00.htm](http://www.bichoonline.com.br/artigos/cgao00.htm)>. Acesso em: 18/12/13.

ARAÚJO, F.R.; ARAÚJO, C.P.; WERNEK, M.R.; GÓRSKI, A., Larva *migrans* cutânea em crianças de uma escola em área do Centro-Oeste do Brasil. **Revista Saúde Pública**, v.34, n.1, p.84-85, 2000.

ASH, L.R.; ORIEHL, T.C. A Guide to Laboratory Procedures and Identification. **Chicago (Ill): ASC Press**. 1991.

AVELAR, J.B. **TOXOPLASMOSE CRÔNICA EM GESTANTES. AVALIAÇÃO DA PREVALÊNCIA, FATORES DE RISCO E ACOMPANHAMENTO DE UM**

**GRUPO DE RECÉM-NASCIDOS EM GOIÂNIA – GOIÁS**. Tese (Doutorado em Medicina Tropical e Saúde Pública). Instituto de Patologia Tropical e Saúde Pública. 2013. Universidade Federal de Goiás.

AVELINO, M.M.; CAMPOS, J.D.; CASTRO, A.M. Pregnancy as a risk factor for acute toxoplasmosis seroconversion. **European Journal of Obstetrics & Gynecology & Reproductive Biology**, v: 108, p. 19–24, 2003.

BECK, A.M.; MEYERS, N.M. Health enhancement and companion animal ownership. **Annual Review of Public Health**, v.17, p.247-257, 1996.

BERGLER, R. **Man and dog: the psychology of a relationship**. Blackwell Scientific Publications, 1988.

BIRCHARD, S.J.; SHERDING, R.G. **Manual Saunde: Clínica de Pequenos Animais**. 2<sup>a</sup> ed. São Paulo: Roca, 2003.

BLAZIUS, R.D.; SILVA, O.S.; KAULING, A.L.; RODRIGUES, D.F.P.; LIMA, M.C. Contaminação da areia do Balneário de Laguna, SC, por *Ancylostoma* spp., e *Toxocara* spp. em amostras fecais de cães e gatos. **Arquivos Catarinenses de Medicina**, v. 35, n. 3, 2006.

BRAGA, M.S.C.O.; ANDRÉ, M.R.; JUSI, M.M.G.; FRESCHI, C.R.; TEIXEIRA, M.C.A.; MACHADO, R.Z. Occurrence of anti-*Toxoplasma gondii* and anti-*Neospora caninum* antibodies in cats with outdoor access in São Luís, Maranhão, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária de Jaboticabal**, v.21, n.2, p.107-111, 2012.

BRENER, B.; LISBOA, L.; MATTOS, D.P.B.G.; ARASHIRO, E.K.N.; MILLAR, P.R.; SUDRÉ, A.P.; DUQUE, V. Frequência de enteroparasitas em amostras fecais de cães e gatos do municípios do Rio de Janeiro e Niterói. **Revista Brasileira de Ciência Veterinária**, v.12, n.1-3, p.102-105, 2005.

BRESCIANINI, K.D.S.; GENNARI, S.M.; SERRANO, A.C.M.; RODRIGUES, A.A.R.; UENO, T.; FRANCO, L.G. Antibodies to *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* in domestic cats from Brazil. **Parasitology Research**, v.100, n.2, p.281-285, 2007.

BROWN, R.R.; ELSTON, T.H.; EVANS, L.; GLASER, C.; GULLEDGE, M.L.; JARBOE, L.; LAPPIN, M.R.; MARCUS, L.C.; American Association of Feline Practitioners 2003. Report on *Feline zoonoses*. **Compendium**, v. 25, n. 12, p.948-950, 2003.

CACCIÒ, S. M.; RYAN, U. Molecular epidemiology of giardiasis. **Molecular Biochemical Parasitology**, v. 160, p.75-80, 2008.

CAMARGO, M.C.G.O.; MOURIZ, E.S.M.; D'AURIA, S.R.N.D.; FRAGA, G.M.D. Toxoplasmose em felinos do município de São Paulo – Brasil, 1993-1995. **In: CONGRESSO ARGENTINO DE ZONOSIS, 2., Buenos Aires. Anais... Buenos Aires: Asociación Argentina de Expertos en Zoonosis**, p. 97, 1998.

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

CHAVES, A.; ALCANTARA, O.S.; CARVALHO, O.S.; SANTOS, J.S. Estudo Comparativo dos Métodos Coprológicos de Lutz, Kato – Katz e Faust modificado. **Revista de. Saúde Pública**, v. 13, p.348-52, 1979

CIMERMAN S, CIMERMAN B, LEWI DS. Avaliação da relação entre parasitoses intestinais e fatores de risco para o HIV em pacientes com AIDS. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, v. 32, n. 2, p. 181-185. 1999

COELHO, W. M. D. **OCORRÊNCIA DE ENDOPARASITOS COM POTENCIAL ZONÓTICO EM GATOS NO MUNICÍPIO DE ANDRADINA, SÃO PAULO, BRASIL**. Dissertação (Mestrado) – Universidade Estadual Paulista, São Paulo, 2008.

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

CÔRTEZ, V.A; PAIM, G.V.; ALENCAR-FILHO, R. Infestação por ancilostomídeos e toxocarídeos em cães e gatos apreendidos em vias públicas, São Paulo (Brasil). **Revista de Saúde Pública**, v. 22, n. 4, p. 341-343, 1988.

DALLA-ROSA, L.; MOURA, A.B.; TREVISANI, N.; MEDEIROS, A.P.; SARTOR, A.A.; SOUZA, A.P. *Toxoplasma gondii* antibodies on domiciled cats from Lages

municipality, Santa Catarina State, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.19, n.4, p.268-269, 2010.

DALL'AGNOL, L.P.; OTTO, M.A.; 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.

DE CARLI, G.A. **Diagnóstico Laboratorial das Parasitoses Humanas. Métodos e Técnicas**. Rio de Janeiro. Editora Medsi. 1994.

DE CARLI, G.A.; OLIVERIA, O.L.M. **Controle de Qualidade em Parasitologia Clínica. In: Parasitologia Clínica – Seleção de Métodos e Técnicas de Laboratório para o Diagnóstico das Parasitoses Humanas**. Editora Atheneu. 2001.

DE CARLI, G.A. **Colheita e Preservação da Amostra Fecal. In: Parasitologia Clínica – Seleção de Métodos e Técnicas de Laboratório para o Diagnóstico das Parasitoses Humanas**. Editora Atheneu. 2001.

DESMONTS, G.; REMINGTON, J.S. Direct agglutination test for diagnosis of *Toxoplasma* infection: method for increasing sensivity and especificity. **Journal. Clinical Microbiology**, v.11, p.562:570, 1980.

DOLIWA, C; ESCOTTE-BINET, S; AUBERT, D; SAUVAGE, V; VELARD, F; SCHMID, A; VILLENA, I. Sulfadiazine resistance of *Toxoplasma gondii*: no inviolment of overexpression or polymorphisms in genes of therapeutic targets and ABC

DRYDEN, M.W. Comparison of common fecal flotation techniques for the recovery of parasite eggs and oocysts. **Veterinary Therapeutics**, v.6, n.1, p.1528, 2005.

DUBEY, J.P.; SWAN, G.V.; FRENKEL, J. K. Simplified method for isolation of *T. gondii* from the feces of cats. **Journal Parasitology**, v 58, p.1055-1056, 1972.

- DUBEY, J. P.; FRENKEL, J. K. Feline toxoplasmosis from acutely infected mice and the development of *Toxoplasma* cysts. **The Journal of protozoology**, v. 23, n. 4, p. 537–46, 1976.
- DUBEY, J.P. Toxoplasmosis. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v.189, n.2, p.166-70. 1986.
- DUBEY J.P, BEATTIE C.P. Toxoplasmosis of animals and man. Boca Raton, Florida, **CRC Press**, p.1-40, 1988.
- DUBEY, JP. Duration of immunity to shedding of *Toxoplasma gondii* oocysts by cats. **Journal of Parasitology**, v. 81, n.3, p.410-415, 1995.
- DUBEY, J.P.; LINDSAY, D.S.; SPERR, C.A. Structures of *Toxoplasma gondii* Tachyzoites, Bradyzoites, and Sporozoites and Biology and Development of Tissue Cysts. **Clinical Microbiology Reviews**, v. 11, n. 2, p. 267 – 299, 1998.
- DUBEY, J.P.; PARNELL, P.G.; SREEKUMAR, C.; VIANNA, M.C.B.; DE YOUNG, R.W.; DAHL, E.; LEHMANN, T. Biologic and molecular characteristics of *Toxoplasma gondii* isolates from striped skunk (*Mephitis mephitis*), Canada goose (Dubey JP,), black-winged lorry (*Eos cyanogenia*) and cats (*Felis catus*). **Journal Parasitology**, v. 90, p.1171-1174, 2004.
- DUBEY, J.P. Toxoplasmosis - a waterborne zoonosis. **Veterinary Parasitology**, v.126, n.1-2, p.57-72. 2004.
- FARACO, C.B. **INTERAÇÃO HUMANO-CÃO: O SOCIAL CONSTITUÍDO PELA RELAÇÃO INTERESPÉCIE**. Tese (Doutorado em Psicologia) – Faculdade de Psicologia, Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul, Porto Alegre. 2008.
- FAUST, E.C.; D'ANTONI, J.S.; ODOM, V.; MILLER, M.J.; PERES, C.; SAWITZ, W.; THOMEN, L.F.; TOBIE, J.; WALKERN, J. H. A critical study of clinical laboratory technics for the diagnosis of protozoan cysts and helminth eggs in

feces I. Preliminary communication. **American Journal of Tropical Medicine**, v 18, p.69-183, 1938.

FEBRASGO. **Manual de Gestão de Alto Risco**: 220, 2011. Disponível: [http://febrasgo.luancomunicacao.net/wp-content/uploads/2013/05/gestacao\\_altorisco\\_30-08.pdf](http://febrasgo.luancomunicacao.net/wp-content/uploads/2013/05/gestacao_altorisco_30-08.pdf).

FENG, Y.; XIAO, L. Zoonotic potential and molecular epidemiology of *Giardia* species and giardiasis. **Clinical Microbiology Veterinary**, v 24, p.110-140, 2011.

FLANAGAN, P. A. *Giardia* - diagnosis, clinical course and epidemiology. **Review Epidemiology e Infect**, v 109, p.1-22, 1992.

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 hospitalescola veterinário da cidade de São Paulo. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v 59, p.1338-1340, 2007.

FRENKEL, J.K.; KIER, A.B.; WAGNER, J.E.; HOLZWORTH, J. Diseases of the Cat: medicine & surgery. Philadelphia:W.B. **Saunders**, v. 1, p. 359-390, 1970.

GARCIA, L.J; NAVARRO, I.T.; OGAWA, L.; OLIVEIRA, R.C. Soroepidemiologia da toxoplasmose em gatos e cães de propriedade rurais do Município de Jaguapitã, Estado do Paraná, Brasil. **Ciência Rural**, v. 29, n. 1, p. 99-104, 1999.

GARCIA, L.S.; BULLOCK-IACULLO, S.; PALMER, J.; SHIMIZU, R.Y. Diagnosis of parasitic infections: Collection, Processing, and examination of specimes. In: Murray PR et al. (Eds). Manual of Clinical Microbiology. **ASM Press**, 6. Ed. 1141-58, 1995.

GARCIA LS. **Diagnostic medical parasitology**. 5 ed. Washington (DC), ASM Press. 2007.

GENNARI, S. M.; KASAI, M.; PENA, H. F. J.; CORTEZ, A. Ocorrência de protozoários e helmintos em amostras de fezes de cães e gatos da cidade de

- São Paulo. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v 36, p.87-91, 1999.
- GROSS, U. *Toxoplasma gondii* research in Europe. **Parasitology Today**, v.12, p.1-4, 1996.
- GUIMARÃES, A.M.; ALVES, E.G.L.; REZENDE, G.F.; RODRIGUES, M.C. Ovos de *Toxocara* sp. e larva de *Ancylostoma* sp. em praça pública de Lavras, MG. **Revista de Saúde Pública**, v. 39, n. 2, p. 293-295, 2005.
- HEIDEL, J.R.; DUBEY, J.P.; BLYTHE, L.L.; WALKER, L.L.; DUIMSTRA, J.R.; JORDAN, J.S. Myelitis in a cat infected with *Toxoplasma gondii* and feline immunodeficiency virus. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v.196, n.2, p.316-318, 1990.
- HILL, D.; DUBEY, J.P. *Toxoplasma gondii*. Transmission diagnosis and prevention. **Clinical Microbiology and Infectious Diseases**, v. 8, p. 634-640, 2002.
- HOFFMAN, W.A.; PONS, J. A.; JANER, J.L. The sedimentation concentration method in *Schistosoma mansoni*. **PRJ Public Health Tropical Medicine**, v 9, p.283-291, 1934.
- HOWE DK, Sibley LD. *Toxoplasma gondii* comprises three clonal lineages: correlation of parasite genotype with human disease. **Journal of Infectious Diseases**, v. 172, p. 1561–1566, 1995.
- HO-YEN, D.O. Immucompromised patients, p 185-201. In HO-YEN DO e JOSS AWL (ed.), **Human toxoplasmosis**. Oxford University Press, Oxford, United Kingdom, 1992.
- HUTCHISON, W.M. Experimental transmission of *Toxoplasma gondii*. **Nature**, v.206, p.961-962, 1965.
- INSTITUTO PASTEUR. Controle de populações de animais de estimação. São Paulo: Instituto Pasteur, 2000.

JANKU, J Pathogenesa a pathologická anatomie tak nazvaného vrozeného kolobomu zoeluté skvrny v oku normáleo velikém a mikrophthalmickém s nálezem parazitu v sýtnici. **Casopis Lékaru Českých**, v.62, n.1, p. 1021-1027, 1923.

JHONSON, A.M. Speculation on possible life cilefor the clonal lineages in the genus *Toxoplasma*.**Parasitology Today**, v.13, p.393-397, 1997.

JONES, J.L.; LOPEZ, A.; WILSON, M.; SCHULKIN, J.; GIBBS, R. Toxoplasmosis: A Review. CME REVIEW ARTICLE.**Obstetrical and Gynecological Survey**, v. 56, n. 5, p. 296-305, 2001.

KAWAZOE, U. *Toxoplasma gondii*. In Neves DP, Melo AL, Genaro O, Linardi PM. **Parasitologia Humana**. 10 ed. São Paulo:Atheneu. 2003.

KRAEMER, H.C.; BLOCH, D.A. Kappa coefficients in epidemiology: an appraisal of a reappraisal. **Journal of Clinical**, v.41, p. 959-968, 1988.

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

LAGONI, H.; SILVA, A.V.; CABRAL, K.G.; CUNHA, E.L.P.; CUTOLO, A.A. Prevalência de toxoplasmose em gatos dos estados de São Paulo e Paraná. **Brazilian Journal veterinary Research Animal Science**, v. 38, n.5, p. 243-244, 2001.

LEVADITI, C.; SCHOEN, R.; SANCHIS-BAYARRI, V. L'encéphalomyélite toxoplasmique chronique du lapin et de la souris. **C R Séances.Sociology Biology and Fil**, v.99, p, 37-40, 1929.

LEVINE, N.D.; CORLISS, J.O.; COX, F.E.G.; DEROUX, G.; GRAIN, J.; HONIGBERG, B.M.; LEEDALE, G.F.; LOEBLICH, A.R.; LOM, J.; LYNN, D.;

- MERINFELD, E.G.; PAGE, F.C.; POLJANSKY, G.; SPRAGUE, V.; VAVRA, J.; WALLACE, F.G. A newly revised classification of the Protozoa. **Journal of Protozoology**, v. 27, p.37-58, 1980.
- LIMA, F.G.; AMARAL, A.V.C.; ALVES, R.O.; SILVA, E.B. Frequência de enteroparasitas em gatos no município de Goiânia-Goiás, no ano de 2004. **Enciclopédia Biosfera**, n. 2, 2006.
- LINDSAY, D.S.; BLAGBURN, B.L.; DUBEY, J.P. Feline toxoplasmosis and the importance of the *Toxoplasma gondii* oocist. **Compedium on Continuing Education for the Practicing Veterinary**, v. 19, n. 4, p. 448-461, 1997.
- LINDSAY, D.S.; BLAGBURN, B.L.; DUBEY, J.P. Survival of nonsporulated *Toxoplasma gondii* oocysts under refrigerator conditions. **Veterinary Parasitology**, v. 103, n.4, p.309-313, 2002.
- LUCAS, S.R.R.; HAGIWARA, M.K.; LOUREIRO, V.S.; IKESAK, J.Y.H.; BIRGEL, E.H. *Toxoplasma gondii* infection in brazilian domestic outpatient cats. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 41, n. 4, p. 221- 224, 1999.
- LUFT, B.J.; BROOKS, R.G.; CONLEY, F.K.; MCCABE, R.E.; REMINGTON, J.S. Toxoplasmic encephalitis in patients with acquired immune deficiency syndrome. **Journal American Medic Association**, v.252, p.913-917, 1984.
- LUTZ, A. O. *Schistosoma mansoni* e a schistosomatose segundo observações feitas no Brasil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v 11, p.121-155, 1919.
- 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. 85-581, 2008.
- MARIANO, M.L.M.; CARVALHO, S.M.S.; MARIANO, A.P.M.; ASSUNÇÃO, F.R.; CARZOLA, .I.M. Uma nova opção para diagnóstico Parasitológico: Método de Mariano e Carvalho. **NewsLab**, 68 edição, 2005.

MCCARTHY, J.; MOORE, T. A. Emerging helminths zoonoses. **International Journal of Parasitology**, v 30, p. 1351-1359, 2000.

MCKINNEY, H.R. A study of toxoplasma infections in cats as detected by the indirect fluorescent antibody method. **Veterinary Medicine Small Animal Practice**, v.68, n.5, p.493-495, 1973.

MEIER, H.; HOLZWORTH, J.; GRIFFITHS, R.C. Toxoplasmosis in cats-Fourteen cases. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v.131, n.9, p.395-414, 1957.

MEIRELES, L.R.; GALISTEO, JUNIOR. AJ, POMPEU E, ANDRADE JUNIOR HF 2004. *Toxoplasma gondii* spreading in an urban area evaluated by seroprevalence in free-living cats and dogs. *Trop Med Int Health*; 9(8): 876-81.

MENDEZ, L.D.V. **Prevalência de coccídios e anticorpos anti-toxoplásmicos em gatos domésticos de Porto Alegre, RS - Brasil**. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) - Escola de Medicina Veterinária, Universidade Federal do Rio Grande do Sul. 1983.

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.

MENDES-DE-ALMEIDA, F.; SILVA, M. M. O.; LABARTHE, N. *Giardia* spp. em amostras fecais de gatos domésticos do Rio de Janeiro, RJ. **Acta Scientiae Veterinariae**, v 35, p.468-469, 2007.

MENEZES, R.A.O.; GOMES, M.S.M.; BARBOSA, F.H.F.; MACHADO, R.L.D. ANDRADE, R.F.; COUTO, A.A.R.D. Sensibilidade de métodos parasitológicos para o diagnóstico das enteroparasitoses em Macapá-Amapá, Brasil. **Revista de Biologia e Ciências da Terra**, v.13, n.2, 2013.

MOOJEN, J. **Enciclopédia Os Animais**. Rio de Janeiro: Bloch Editores, v. I. . 1976.

- MONIS, P. T.; ANDREWS, R. H.; MAYRHOFER, G.; EY, P. L. Genetic diversity within the morphological species *Giardia intestinalis* and its relationship to host origin. **Infection Genetic Evolution**, v 3, p.29-38, 2003
- MONTOYA, J.G; LIENSENFELD, O. Toxoplasmosis. **The Lancet**, v.363, p.165177, 2004.
- MORO, F.C.B.; PRADEBON, J.B.; SANTOS, H.T.; QUEROL, E. Ocorrência de *Ancylostoma* e *Toxocara* em praças e parques públicos dos municípios de Itaqui e Uruguaiana, fronteira oeste do Rio Grande do Sul. **Biodiversidade Pampeana**, v. 6, n. 1, p. 25-29, 2008.
- MUNDIM, T. C. D.; OLIVEIRA-JÚNIOR, S. D.; RODRIGUES, D. C.; CURY, M. C. Frequência de helmintos em gatos de Uberlândia, Minas Gerais. **Arquivo Brasileiro Medicina Veterinária e Zootecnia**, v56, p.562-563, 2004.
- NETTO, E.G.; MUNHOZ, A.D.; ALBUQUERQUE, G.R.; LOPES, C.W.G.; FERREIRA, A.M.R. Ocorrência de gatos soropositivos para *Toxoplasma gondii* NICOLLE E MANCEAUX, 1909 (APICOMPLEXA: TOXOPLASMATINAE) na cidade de Niterói, Rio de Janeiro. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 12, n. 4, p. 145-149, 2003.
- NICOLLE, C.; MANCEAUX, L. Sur une infection a corps de Leishman (ou organismes voisins) du gondi. **C R Hebd Séances Acad Sci**, v. 147, p.763-766, 1908.
- NICOLLE, C.; MANCEAUX, L.. Sur um protozoaire nouveau du gondi. **C R Hebd Séances Acad Sci**, v.148, p.369-372, 1909.
- NUNES, C.M.; PENA, F.C.; NEGRELLI, G.B.; ANJO, C.G.S.; NAKANO, M.M.; STOBBE, N.S. Ocorrência de larva *migrans* na areia de áreas de lazer das escolas municipais de ensino infantil, Araçatuba, SP, Brasil. **Revista Saúde Pública**, v.34, n.6, p.656-658, 2000.
- OLAFSON, P.; MONLUX, W.S. Toxoplasma infection in animals. **Cornell Veterinarian**, v.32, n.2, p.176-90, 1942.

PALUDO, M.L.; FALAVIGNA, D.L.M.; ELEFANT, G.R.; GOMES, M.L.; BAGGIO, M.L.M.; AMADEI, L.B.; FALAVIGNA-GUILHERME, A.L. Frequência de infecção por *Toxocara* em crianças atendidas em serviço público de Maringá, Sul do Brasil. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 49, n. 6, p. 343-348, 2007.

PALMER, C. S.; TRAUB, R. J.; ROBERTSON, I. D.; DEVLIN, G.; REES, R.; THOMPSON, R. C. A. Determining the zoonotic significance of *Giardia* and *Cryptosporidium* in Australian dogs and cats. **Veterinary Parasitology**, v 154, p.142-147, 2008.

PARSONS, J.C. Ascarid infections of cats and dogs. **Vet Clin North America Small Animal Practice**, v17, p.1307-1339, 1987.

PEGORARO, J.; AGOSTINI, C.; LEONARDO, J.M.L.O. Incidência de parasitas intestinais de caráter zoonótico em cães e gatos na região de Maringá. **Anais eletrônico, VII EPCC – Encontro Internacional de Produção Científica Cesumar, Editora Cesumar, Maringá, Paraná, Brasil**. 2011.

PENA, H.F.; SOARES, R.M.; AMAKU, M.; DUBEY, J.P.; GENNARI, S.M. *Toxoplasma gondii* infection in cats from São Paulo state, Brazil: seroprevalence, oocyst shedding, isolation in mice, and biologic and molecular characterization. **Research in Veterinary Science**, v.81, n.1, p.58-67, 2006.

PEREIRA, MG. **Epidemiologia: Teoria e Prática**. Rio de Janeiro, Guanabara Koogan. 1995.

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, p.8-17, 2012.

PETRAK, M.; CARPENTER, J. Feline toxoplasmosis. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v.146, n.7, p.728-34, 1965.

Pinto LD, Araújo FAP, Stobbe NS, Marques SMT 2009. Soroepidemiologia de *Toxoplasma gondii* em gatos domiciliados atendidos em clínicas particulares de Porto Alegre, RS, Brasil. *Ciênc Rural*; 39(8): 2464-2469.

PIKERTON, H.; WEINMAN, D. *Toxoplasma* infection in man. **Archives Pathology**, v. 30, p. 374-392, 1940.

PIKERTON, H.; HENDERSON, R.G. Adulto toxoplasmosis: a previously unrecognized disease entity simulating the typhus-spotted fever group. **Journal American Medical Association**, v. 116, p.807-814, 1941.

PIVOTO, F.L.; LOPES, F.L.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. **CiênciaRural**, v 43, p.1453-1458, 2013.

PROVIC, P.; CROESE, J. Human enteric infection with *Ancylostomacanthum*: hookworms reappraised in the light of a new zoonosis. **ActaTropica**, v 62, p. 2344, 1996.

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

REIF, J.S. Toxoplasmosis: Assessment of the Role of Cats in Human Infection. **Compendium Collection**, v. 2, n. 10, p. 157-162, 1980.

REMINGTON, J.S.; MCLEOD, R.; DESMONTS, G. Toxoplasmosis. In: Remington JS, Klein JO editors. **Infectious diseases of the fetus and newborn infant**. 4th ed. Philadelphia: W.B. Saunders Company.140-267, 1995.

REMINGTON, J.S.; MCLEOD, R.; THULLIEZ, P.; DESMONTS, G.

Toxoplasmosis. In: Remington JS, Klein JO, eds. **Infectious diseases in the fetus and newborn infant**. 5th ed. Philadelphia: W.B. Saunders Company, p. 205-346, 2001.

REY, L. **Parasitologia: Parasitos e Doenças Parasitárias do Homem nas Américas e na África**. 4ª Ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan. 2002.

ROSA, J.A. et al. *Toxoplasma gondii* em gatos da cidade de Araraquara-SP - Estudo sorológico e coproparasitológico. **Revista Brasileira de Ciências Farmacêuticas**, v.8/9, p.105-111, 1986/1987.

ROSSI, A.P. **Comunicação cão-homem através de sinais arbitrários**. Dissertação (Mestrado em Neurociências e Comportamento) – Faculdade de Psicologia, Universidade de São Paulo, São Paulo. 2004.

RYAN, U.; CACCIÒ, S. M. Zoonotic potential of *Giardia*. **Int Journ Parasitol**, v 43, p.943-956, 2013.

SACKS, D.; SHER, A. Evasion of innate immunity by parasitic protozoa. **Nature immunology**, v. 3, n. 11, p. 1041–7, 2002.

SANTOS, F.R.; PENA, S.D.J.; EPPLEN, J.T. Genetic and population study of a Y-linked tetranucleotide repeat DNA polymorphism with a simple non-isotopic technique. **Human Genetics**, v.90, p.655-656, 1993.

SANTOS, S.V.; CASTRO, J.M. Comunicação Científica – Ocorrência de agentes parasitários com potencial zoonótico de transmissão em fezes de cães domiciliados no município de Guarulhos, SP. **Revista Arquivos do Instituto Biológico**, v.73, n.2, p.255-257, 2006.

SANTOS, C. K.; GRAMA, D.F.; LIMONGI, J.E.; COSTA, F.C.; COUTO, T.R.; SOARES, R.M.; MUNDIM, M.J.; CURY, M.C. Epidemiological, parasitological and molecular aspects of *Giardia duodenalis* infection in children attending public daycare centres in southeastern Brazil. **Revista Sociedade Tropical Medicine Hygiene**, v 106, p.473-179, 2012.

SCHANTZ, P. M. Parasitic zoonoses in perspective. **International Journal Parasitology**, v 21, p. 161-170, 1991.

SCHANTZ, P. M. Of worms, dogs, and human hosts: Continuing challenges for veterinarians in prevention of human disease. **Journal American Veterinary Medical Association**, v 204, p.1023-1028, 1994.

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, p.331-364, 2003.

SHEATHER, A. L. The detection of intestinal protozoa and mange parasites by a flotation technic. **J Comp Ther**, v 36, p.266-275, 1923.

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. **Ciências Agrárias**, v. 22, n. 1, p. 63-66, 2001.

SILVA, J.C.R.; GENNARI, S.M.; RAGOZO, A.M.A.; AMAJONES, V.R.; AGNABOSCO, C.; YAI, L.E.O.; FERREIRA-NETO, J.S.; DUBEY, J.P. Prevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies in sera of domestic cats from Guarulhos and São Paulo, Brazil. **Journal Parasitology**, v. 88, n. 2, p. 419-420, 2002.

SILVA, C.H.P.; MENEZES, F.B.P. Visão atual sobre a análise dos custos laboratoriais. **NewsLab**, v. 37, n. 60, p. 88-94, 2003.

SKARIAH, S; MCINTYRE, MK; MORDUE, DG. *Toxoplasma gondii*: Determinants of tachyzoite to bradyzoite conversion. **Parasitology Research**, v.107, p.253260, 2010.

SMYTH, J.D. Rare new emerging helminth zoonoses. **Advances in Parasitology**, v 36, p.1-45, 1995.

SOUZA, S.L.; GENNARI, S.M.; RICHTZENHAIN, L.J.; PENA, H. F.; FUNADA, M.R.; CORTEZ, A.; GREGORI, F.; SOARES, R.M. Molecular identification of

*Giardia duodenalis* isolates from humans, dogs, cats and cattle from the state of São Paulo, Brazil, by sequence analysis of fragments of glutamate dehydrogenase (*gdh*) coding gene. **Veterinary Parasitology**, v 149, p.258-264, 2007.

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.

SPARKERS, A.H. Toxoplasmosis in cats. **Veterinary Animal**, v. 31, n. 2, p. 186-192, 1991.

SPARKERS, A.H.; WOLF, A.; WILLIS, J.M. Handbook of feline medicine. **Oxford: Pergamon Press**, p. 381-382, 1993.

SPLENDRE, A. Un nuovo protozoa parassita de conigli encontrado nelle lesion anatomiche d'una malattiache ricorda in moltoprinti il kalazar Dell'uomo: notapreliminare. **Ver. Soc Sci**, v.3, p. 109-112, 1908.

SUZUKI, Y.; WONG, S.Y.; GRUMET, F.C.; FESSEL, J.; MONTOYA, J.G.; ZOLOPA, A.R.; PORTMORE, A.; SCHUMACHER-PERDREAU, F.; SCHAPPE, M.; KOPPEN, S.; RUF, B.; BROWN, B.W.; REMINGTON, J.S. Evidence for genetic regulation of susceptibility to toxoplasmic encephalitis in AIDS patients. **Journal Infection Disease**, v.173, p. 265-268, 1996.

TASCA, T. Incidência de enteroparasitos na cidade mais fria do Brasil: São José dos Ausentes, Rio Grande do Sul. **Revista Brasileira de Análises Clínicas**, v 33, p.10-20, 2001.

TAVARES, F.G. **Estudo das parasitoses gastrintestinais de cães e gatos domésticos no município de São José dos Campos – SP** (Trabalho de Conclusão de Curso) Universidade Vale do Paraíba, São Paulo. 2005.

- TENDER, A.M.; HECKEROTH, A.R.; WEISS, L.M. *Toxoplasma gondii*: from animals to humans. **International Journal for Parasitology**, v.30, n.12-13, p.1217-1258, 2000.
- TESSEROLLI, G. L.; FAYZANO, L.; AGOTTANI, J. V. B. Ocorrência de parasitas gastrintestinais em fezes de cães e gatos, Curitiba-PR. **Revista Acadêmica – Ciências Agrárias e Ambientais**, v 3, p. 31-34, 2005.
- THOMAS, K. **O homem e o mundo natural: mudanças de atitudes em relação às plantas e aos animais (1500-1800)**. São Paulo: Companhia das Letras, p.110-218, 2001.
- THOMPSON, R.C.A.; PALMER, C.S.; HANDLEY, R.O. The public health and significance of *Giardia* and *Cryptosporidium* in domestic animals. **The Veterinary Journal**, v. 177, n. 1, p. 18-25, 2007.
- TORRES, C. Sur une nouvelle maladie de l'homme, caractérisée par la présence d'une parasite intracellulaire, très proche de *Toxoplasma* et de l'Encephalitozoon, dans le tissu musculaire cardiaque, les muscles du squelette, le tissu cellulair sourcutane et le tissu ne. **Comptes Rendus Biologies**, v. 97, p. 1778–1781, 1927.
- TORRICO, K. J.; 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, 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.
- 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.

VAZ, A.J. Diagnóstico imunológico das parasitoses. In: DE CARLI, A. G. **Parasitologia. Clínica: Seleção de métodos e técnicas de laboratório para o diagnóstico das parasitoses humanas**. São Paulo. Editora Atheneu, p. 505539. 2001.

VITAL, T. E.; BARBOSA, M. R. A.; ALVES, D. S. M. M. Ocorrência de parasitos com potencial zoonótico em fezes de cães e gatos do Distrito Federal. **Ensaio e Ciência**, v 1, p.16, 2012.

WALLACE, G.D.; ZIGAS, V.; GAJDUSEK, D.C. Toxoplasmosis and cats in New Guinea. **American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v.23, p.8-13, 1974.

WILLIS, H. H. A. A simple levitation method for the detection of hookworm ova.

**The Medical Journal of Australia**, v 8, p.375-376,1921.

WITT, C.J.; MOENCH, T.R.; GITTELSON, A.M.; BISHOP, B.D.; CHILDS, J.E. Epidemiologic observations on feline immunodeficiency virus and *Toxoplasma gondii* on infection in cats in Baltimore, Md. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v.194, n.2, p.229-233, 1989.

WOLF, A.; COWEN, D. Granulomatous encephalomyelitis due to an Encephalitozoon (encephalitozoic encephalomyelitis): a new protozoan disease of man. **Bull Neurology Insituet NY**, v.6, p.306-371, 1937.

WOLF, A.; COWEN, D.; PAIGE, B.H. Toxoplasmic encephalomyelitis.III A new case of granulomatous encephalitis due to a protozon.**American Journal of Pathology**, v.15, p.657-694, 1939.

# ANEXOS

## ANEXO 1 – PARECER DO COMITÊ DE ÉTICA



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO  
UNIVERSIDADE FEDERAL DE GOIÁS  
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO  
COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS/CEUA



Goiânia, 08/12/2013

### PARECER CONSUBSTANCIADO REFERENTE AO PROJETO DE PESQUISA, PROTOCOLADO NESTE COMITÊ SOB O N. 054/13

I - Finalidade do projeto (pesquisa/ensino): pesquisa

#### II - Identificação:

**Título do projeto:** OCORRÊNCIA DE PARASITOS INTESTINAIS E EPIDEMIOLOGIA MOLECULAR DE ISOLADOS DE *Toxoplasma gondii* EM FEZES DE GATOS ERRANTES EM GOIÂNIA – GOIÁS

**Pesquisador Responsável/ Unidade:**

Hânstter Hállison Alves Rezende

**Pesquisadores Participantes:**

Ana Maria de Castro	UFG	Biomédica	Doutora	Orientadora
Juliana Boaventura Avelar	PUC GOIÁS	Biomédica	Doutora	Colaboradora
Marina Clare Vinaud	UFG	Biomédica	Doutora	Colaboradora
Everton Kort Kamp Fernandes	UFG	Médico Veterinário	Doutor	Colaborador

**Unidade onde será realizado:**

1) Laboratório de Estudos da Relação Parasito Hospedeiro do IPTSP/UFG. Instituto de Patologia Tropical e Saúde Pública – IPTSP.

2) Centro de Zoonoses de Goiânia-Goiás

**Data de apresentação ao CEUA:** 02/10/13

#### III - Objetivos e justificativa do projeto:

**Objetivos:** Verificar a ocorrência de parasitos intestinais em gatos errantes capturados pelo centro de zoonoses de Goiânia – Goiás. Estudar a epidemiologia da toxoplasmose em gatos errantes em Goiânia, Goiás. Realizar a caracterização molecular de isolados de *T. gondii* em amostras fecais de gatos errantes em Goiânia-GO.

**Justificativa:** O isolamento e a caracterização molecular dos isolados nas amostras de fezes dos gatos errantes são de suma importância, pois demonstrará quais as linhagens de cepas que circulam naturalmente em Goiânia-GO, estudo este ainda não realizado em Goiânia, Goiás.

#### IV - Sumário do projeto:

**Discussão sobre a possibilidade de métodos alternativos:**

O gato é o hospedeiro definitivo para o parasito *Toxoplasma gondii*, dessa forma liberam nas fezes os oocistos nomeio (Kawazoe, 2003). A fase sexuada acontece nos gatos e felídeos silvestres que são os hospedeiros definitivos. O gato se infecta ingestão de oocistos presentes em

Comissão de Ética no Uso de Animais/CEUA

Pró-Reitoria de Pesquisa e Pós-Graduação/PRPPG-UFG, Caixa Postal: 131, Prédio da Reitoria, Piso 1, Campus Samambaia (Campus II) - CEP:74001-970, Goiânia – Goiás, Fone: (55-62) 3521-1215.

Email: ceua.ufg@gmail.com

N



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO  
UNIVERSIDADE FEDERAL DE GOIÁS  
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO  
COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS/CEUA



solo contaminado, e pela ingestão de roedores com cistos tissulares em seus tecidos (Kawazoe, 2003; Dubey e cols. 1998). Por esse motivo é necessário o emprego destes animais para estudar o perfil epidemiológico da doença, bem como o potencial destes animais como transmissores ao ser humano.

**Descrição do animal utilizado (número, espécie, linhagem, sexo, peso, etc):**

Serão utilizados gatos domésticos oriundos do Centro de Zoonoses de Goiânia-GO. Serão coletadas fezes frescas das gaiolas de cerca de 200 gatos durante o período da pesquisa.

**Descrição das instalações utilizadas e número de animais/área/qualidade do Ambiente (ar, temperatura, umidade), Alimentação/hidratação:**

Os animais capturados pelo centro de zoonoses são alojados em gaiolas coletivas nas dependências da unidade. A luminosidade, intensidade de ruído e temperatura são do ambiente geral. Recebem água e ração balanceada própria para gatos à vontade até o momento da eutanásia, que é realizada pelo médico veterinário responsável do local.

**Utilização de agente infeccioso/gravidade da infecção a ser observada:**

Não se aplica.

**Adequação da metodologia e considerações sobre o sofrimento imposto aos animais:**

A metodologia, pautada na coleta de fezes em gaiolas, não implica em sofrimento aos animais. O alojamento dos animais segue o da rotina do Centro de Zoonoses.

**Método de eutanásia:**

- o Não se aplica.

**Destino do animal:**

- o Seguirá os critérios de rotina do Centro de Zoonoses.

**IV – Comentários do relator frente às orientações da SBCAL**

**Estrutura do protocolo:**

- o O processo apresenta todos os documentos necessários a sua análise. Apresenta orçamento detalhado, sendo que todo o material já foi adquirido. Possui cronograma adequado. Apresenta o termo de consentimento de utilização de animais em projeto de pesquisa emitido pelo Centro de Zoonoses de Goiânia – Goiás.

**Análise de sofrimento imposto, métodos alternativos e benefícios:**

Os animais não serão submetidos a condições de sofrimento em função da metodologia aplicada pois o método de coleta não será invasivo, ocorrendo após a emissão espontânea das fezes pelo animal. Por se tratar de um estudo epidemiológico, não há métodos alternativos. A pesquisa traz como benefício o conhecimento da ocorrência dos parasitos intestinais que infectam os gatos domésticos errantes em Goiânia-GO, dando suporte aos programas de saúde pública da região.

**Análise dos riscos aos pesquisadores/alunos:**

Os riscos aos pesquisadores são mínimos pela utilização de equipamentos de proteção individual, como luvas, máscaras, jalecos e óculos de proteção.

o

*Comissão de Ética no Uso de Animais/CEUA*

Pró-Reitoria de Pesquisa e Pós-Graduação/PRPPG-UFG, Caixa Postal: 131, Prédio da Reitoria, Piso 1, Campus Samambaia (Campus II) - CEP:74001-970, Goiânia – Goiás, Fone: (55-62) 3521-1215.

Email: ceua.ufg@gmail.com



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO  
UNIVERSIDADE FEDERAL DE GOIÁS  
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO  
COMISSÃO DE ÉTICA NO USO DE ANIMAIS/CEUA



**Necessidade do número de animais:**

A amostra é uma estimativa do total de gatos que são capturados anualmente pelo centro de zoonoses.

**V - Parecer do CEUA:**

De acordo com a documentação apresentada a este comitê consideramos o projeto **APROVADO**, smj deste Comitê.

**VI - Data da reunião:** 09/12/2013

**Dra. Ekaterina Akimovna Botovchenco Rivera**

Coordenadora da CEUA/PRPPG/UFV

*Prof. João Carlos da Rocha Medeiros*  
Coordenador Geral de Pesquisa  
Mat. SIAPE 300203 / PRPPG / UFV

## ANEXO 2: ARTIGOS

### ARTIGO 1: PREVALENCE OF INTESTINAL PARASITES IN STRAY CATS (*Felis catus domesticus*) IN GOIÂNIA, GOIÁS, BRASIL

**Submetido a revista:** Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science

**Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**  
desde 1938



---

**RESUMO**   [AVALIAR](#)   [EDITAR](#)

#### Submissão

Autores	Hanstter Hallison Alves Rezende, Juliana Boaventura Avelar, Heloisa Ribeiro Storchilo, Marina Clare Vinaud, Ana Maria de Castro	
Título	PREVALENCE OF INTESTINAL PARASITES IN STRAY CATS ( <i>Felis catus domesticus</i> ) IN GOIÂNIA, GOIÁS, BRASIL	
Documento original	<a href="#">87884-124277-1-SM.DOCX</a> 2014-11-18	
Docs. sup.	<a href="#">87884-124280-1-SP.DOCX</a> 2014-11-18	<a href="#">INCLUIR DOCUMENTO SUPLEMENTAR</a>
Submetido por	Hanstter Hallison Alves Rezende <input type="checkbox"/>	
Data de submissão	novembro 18, 2014 - 10:13	
Seção	CIÊNCIAS BÁSICAS	
Editor	Francisco Hernandez Blazquez <input type="checkbox"/>	

---

#### Situação

Situação	Em avaliação
Iniciado	2014-11-18
Última alteração	2015-01-05

---

#### Metadados da submissão

[EDITAR METADADOS](#)

##### Autores

Nome	Hanstter Hallison Alves Rezende <input type="checkbox"/>
Instituição/Afiliação	Instituto de Patologia Tropical e Saúde Pública, Universidade Federal de Goiás, Goiás, Brasil.
País	Brasil
Resumo da Biografia	Mestre em Medicina Tropical e Saúde Pública (Parasitologia), Laboratório de Estudos da Relação Parasito-Hospedeiro (LAERPH), Instituto de Patologia Tropical e Saúde Pública, Universidade Federal de Goiás, Goiânia, GO.

Contato principal para correspondência.

Nome	Juliana Boaventura Avelar <input type="checkbox"/>
Instituição/Afiliação	Universidade de Rio Verde – UNIRV, Campus Aparecida de Goiânia.
País	Brasil
Resumo da Biografia	Doutora em Medicina Tropical e Saúde Pública (Parasitologia), Laboratório de Estudos da Relação Parasito-Hospedeiro (LAERPH), Instituto de Patologia Tropical e Saúde Pública, Universidade Federal de Goiás, Goiânia, GO.

Nome	Heloisa Ribeiro Storchilo <input type="checkbox"/>
Instituição/Afiliação	Laboratório de Estudos da Relação Parasito-Hospedeiro (LAERPH), Instituto de Patologia Tropical e Saúde Pública, Universidade Federal de Goiás, Goiânia, GO.
País	Brasil
Resumo da Biografia	Mestranda em Biologia das Relações Parasito-Hospedeiro, Laboratório de Estudos da Relação Parasito-Hospedeiro (LAERPH), Instituto de Patologia Tropical e Saúde Pública, Universidade Federal de Goiás, Goiânia, GO.

Nome	Marina Clare Vinaud <input type="checkbox"/>
Instituição/Afiliação	Laboratório de Estudos da Relação Parasito-Hospedeiro (LAERPH), Instituto de Patologia Tropical e Saúde Pública, Universidade Federal de Goiás, Goiânia, GO.
País	Brasil
Resumo da Biografia	Doutora em Medicina Tropical e Saúde Pública (Parasitologia), Professora de Parasitologia do Instituto de Patologia Tropical e Saúde Pública, Universidade Federal de Goiás, Goiânia-GO.

Nome	Ana Maria de Castro <input type="checkbox"/>
Instituição/Afiliação	Laboratório de Estudos da Relação Parasito-Hospedeiro (LAERPH), Instituto de Patologia Tropical e Saúde Pública, Universidade Federal de Goiás, Goiânia, GO.

### ARTIGO 2: AVALIAÇÃO DA ACURÁCIA DE TÉCNICAS PARASITOLÓGICAS NO DIAGNÓSTICO DE ENTEROPARASITOS EM GATOS

**Será submetido a revista:** REVISTA BRASILEIRA DE PARASITOLOGIA  
VETERINÁRIA

**RESUMO EXPANDIDO:** SOROPREVALÊNCIA DE *Toxoplasma gondii* EM GATOS  
ERRANTES EM GOIÂNIA, GOIÁS, BRASIL.

Publicado nos anais do CONPEEX-UFG 2014.

**ARTIGO 1 - PREVALENCE OF INTESTINAL PARASITES IN STRAY CATS (*Felis catus domesticus*) IN GOIÂNIA, GOIÁS, BRASIL**

*Hanstter Hallison Alves Rezende*<sup>1</sup>, *Juliana Boaventura Avelar*<sup>2</sup>, *Heloísa Ribeiro Storchilo*<sup>3</sup>, *Marina Clare Vinaud*<sup>4</sup> & *Ana Maria de Castro*<sup>5</sup>.

- 1- Mestre em Medicina Tropical e Saúde Pública (Parasitologia), Laboratório de Estudos da Relação Parasito-Hospedeiro (LAERPH), Instituto de Patologia Tropical e Saúde Pública, Universidade Federal de Goiás, Goiânia, GO.

Email: hanstter@gmail.com

Endereço: Rua 235, Setor Universitário, Goiânia, Goiás, Brasil, CEP: 74605-055

Telefone: 55 62 3209-6109

- 2- Doutora em Medicina Tropical e Saúde Pública (Parasitologia), Universidade de Rio Verde – UNIRV, Campus Aparecida de Goiânia.

Email: jubavelar@gmail.com

Endereço: Rua 235, Setor Universitário, Goiânia, Goiás, Brasil, CEP: 74605-055

Telefone: 55 62 3209-6109

- 3- Mestranda em Biologia das Relações Parasito-Hospedeiro, Laboratório de Estudos da Relação Parasito-Hospedeiro (LAERPH), Instituto de Patologia Tropical e Saúde Pública, Universidade Federal de Goiás, Goiânia, GO.

Email: lo\_storchilo@hotmail.com

Endereço: Rua 235, Setor Universitário, Goiânia, Goiás, Brasil, CEP: 74605-055

Telefone: 55 62 3209-6109

- 4- Doutora em Medicina Tropical e Saúde Pública (Parasitologia), Professora de Parasitologia do Instituto de Patologia Tropical e Saúde Pública, Universidade Federal de Goiás, Goiânia-GO.

Email: marinavinaud@gmail.com

Endereço: Rua 235, Setor Universitário, Goiânia, Goiás, Brasil, CEP: 74605-055

Telefone: 55 62 3209-6109

- 5- Doutora em Parasitologia, Professora de Parasitologia do Instituto de Patologia Tropical e Saúde Pública, Universidade Federal de Goiás, Goiânia-GO.

Email: amaria.ana@gmail.com

Endereço: Rua 235, Setor Universitário, Goiânia, Goiás, Brasil, CEP: 74605-055  
Telefone: 55 62 3209-6109

## **ABSTRACT**

Stray cats are important reservoirs and transmitters of zoonotic intestinal parasites. Therefore the knowledge of these parasites prevalence is important to their prophylaxis. The aim of this study was to verify the prevalence of intestinal parasites in stray domestic cats in Goiânia - Goiás. 154 samples of fecal material from stray cats captured by the Center for the Control of Zoonosis in GoianiaGoiás were analyzed during the year of 2012. For the parasitological diagnostics the associated techniques of Hoffman-Pons-Janer-Lutz, Faust, Willis and Sheather were performed. The techniques allowed the identification of 74.68% of positive samples. Ancilostomatids were the most prevalent helminths (50.43%) and *Cystoisospora* sp the most prevalent protozoan (7.83%). The most frequent polyparasitism association was ancylostomids and *Cystoisospora* sp (20%). *Toxoplasma gondii* oocysts were found in 18.27% of the analyzed samples. The results show that stray cats may be a risk for both human and animal public health because they eliminate zoonotic parasites in their feces with consequent environmental contamination.

**Key words:** prevalence, zoonosis, parasites, strays cats, public health.

## **RESUMO**

Os gatos errantes são importantes reservatórios e transmissores de parasitos intestinais de interesse zoonótico. Portanto, o conhecimento da prevalência destes parasitos é importante para a sua profilaxia. O objetivo deste estudo foi verificar a prevalência de parasitos intestinais em gatos domésticos errantes em Goiânia – Goiás. Foram analisadas 154 amostras fecais de gatos errantes procedentes do Centro de Zoonoses de Goiânia-Goiás, durante o ano de 2012. Para o diagnóstico parasitológico foram empregadas as técnicas associadas de Hoffman-Pons-Janer-Lutz, Faust, Willis e Sheather. As técnicas identificaram 74,68% das amostras como positivas. Os ancilostomídeos foram os helmintos

mais prevalentes com 50,43% e o protozoário *Cystoisosporasp.* com 7,83%. A associação mais frequente em poliparasitismo ocorreu entre ancilostomídeos e

*Cystoisosporasp.* que representaram 20% das amostras. *Toxoplasma gondii*, apresentou elevada prevalência, em 18,27% das amostras foram detectados oocistos. Os resultados obtidos demonstram que os gatos errantes podem ser um risco para a saúde pública humana e animal, pois eliminam parasitos de transmissão zoonótica com consequente contaminação ambiental.

**Palavras chave:** Prevalência, Zoonoses, Parasitos, Gatos errantes, Saúde Pública.

## INTRODUCTION

Stray cats are important transmitters of zoonotic agents and also may be protagonists of biting aggressions and allergic diseases (Beck e Meyers 1996; Tesserolli, Fayzano e Agottani, 2005). Parasites that present a heteroxenic life cycle are responsible for several lesions in their hosts and may occasionally infect humans causing diseases. This situation leads to challenges in public health strategies in planning control and triage agendas in a practical and broad approach facilitating the diagnostic of humans and animals infected (Serra, Uchôa e Coimbra, 2003).

Felids act as final hosts of *Toxoplasma gondii*. When these animals are young, usually under one year old, and infected, they may eliminate millions of oocysts in the environment (Dubey, Swan e Frenkel, 1972). Therefore the presence of *T. gondii* oocysts in the feces of stray cats is an important indicative for the evaluation of environmental contamination. All felids are susceptible to *T. gondii* infection independently of gender, age or breed (Dubey e Beattie, 1988).

Zoonotic parasites causes important diseases such as cutaneous and visceral *larva migrans* caused by *Ancylostoma brasiliense* and *Toxocara cati*, respectively (Schantz, 1994; McCarthy e Moore 2000; Serra, Uchôa e Coimbra, 2003). Amongst the protozoan *Giardia lamblia*, *Cryptosporidium felis* and *Toxoplasma gondii* are the most frequent. They present fecal oral transmission both to humans and animals, constituting, therefore, a public health risk (Mendes-de-Almeida, Silva e Labarthe, 2007; Palmer et al., 2008).

In face of the epidemiologic importance of several zoonotic diseases that may be transmitted by felids and the variety of habitats in which this animal moves through, the aim of this study was to verify the prevalence of intestinal parasites in stray cats captured by the Center for the Control of Zoonosis in Goiania, Goiás, Brazil.

## **MATERIAL AND METHODS**

154 fecal samples from stray cats, from both genders, with no defined age and that were captured by the Center for the Control of Zoonosis throughout the whole extension of the city of Goiania, Goiás, during the year of 2012, were analyzed.

In the routine of the Center for the Control of Zoonosis the stray captured animals are maintained in collective cages. The fecal samples were collected directly from those cages making it impossible for the individual identification of the fecal sample. The samples were stored in sterilized collectors and sent to processing in LAERPH-UFG (Laboratory of host-parasite relationship, Federal University of Goias). All samples were processed through the spontaneous sedimentation (Hoffman, Pons e Janer, 1934; Lutz, 1919), flotation in sodium chloride saturated solution (Willis, 1921), zinc sulfate centrifugal flotation (Faust et al., 1938) and flotation in sucrose saturated solution (Sheather, 1923) methods. The results were analyzed through the combination of the sensitivity of the four techniques aiming to increase the accuracy of detection of the different evolutive forms of the intestinal parasites (Flanagan, 1992; Tasca, 2001).

Descriptive statistical analysis was performed using EpiInfo version 2.3.1 for the prevalence of parasites.

This study was approved by the Ethics in Animal Research Committee CEUA/ Federal University of Goias, protocol number 054/2013.

## **RESULTS**

In this study 74.7% (115/154) cats were infected by at least one gender of enteric parasite, which was considered monoparasitism. The most prevalent helminthic infection was caused by ancylostomids, 50.3% (58/115), and the most

prevalent protozoan was *Cystoisosporasp*, 7.7% (9/115). The most frequent association occurred between ancylostomids and *Cystoisosporasp*. with 20% (23/115) of the samples (Table 1).

**Table 1 – Prevalence of intestinal parasites in feces from stray cats captured by the Center for the Control of Zoonosis in Goiania - Goias, during the year of 2012.**

Parasite	N	%
Ancylostomids	58	50,4
<i>Cystoisosporasp</i> .	9	7,7
<i>Giardiasp</i> .	1	0,9
<i>Toxocaracati</i>	1	0,9
<i>Toxoplasma gondii</i>	4	3,5
Ancylostomids+ <i>T. gondii</i>	8	7,0
Ancylostomids+ <i>Cystoisosporasp</i> .	23	20,0
<i>T. gondii</i> + <i>Cystoisosporasp</i> .	4	3,5
Ancylostomids+ <i>T. gondii</i> + <i>Cystoisosporasp</i> .	5	4,3
Ancylostomids+ <i>Cystoisosporasp</i> . + <i>Giardia</i> sp.	1	0,9
Ancylostomids+ <i>Cystoisosporasp</i> . + <i>T. cati</i>	1	0,9
	<b>115</b>	<b>100</b>

## DISCUSSION

The high prevalence of ancylostomid infection both in monoparasitism as in polyparasitism is probably due to the form of the animal's infection which is through the ingestion of larvae and/or through the active penetration of the larvae through the animal skin when in contact with contaminated soil. This helminth is frequently the most found in parasitological surveys independently of the technique used (Labruna et al., 2006).

The results obtained in this study are in accordance with several studies performed throughout Brazil in which the enteric parasitism prevalence varied from 50% to 100% of infected cats (Serra, Uchôa e Coimbra, 2003; Labruna et al., 2006; Coelho et al., 2009; Pereira et al., 2012; Mundim et al., 2004; Vital, Barbosa e Alves, 2012). The city of Goiania presented a high prevalence of ancylostomid infection which constitutes a risk for the human population as it may cause cutaneous *larva migrans*. It is important to highlight that the presence of this parasites in the feces of felids demonstrates their role as a source of environmental contamination with zoonotic parasites as described in a similar study performed in Italy (Spada et al., 2013).

*Cystoisospora* presented prevalence in monoparasitic infections, 7.7% (9/115), and in association with ancylostomid infections reached 20% (23/115) of the infected animals. In several studies there is the description of a high prevalence of this coccid especially in cats with less than six months old (Ragozo et al., 2002). In stray cats the prevalence of *Cystoisospora* sp. varies from

26.06% to 85.7% of infected animals (Serra, Uchôa e Coimbra, 2003; Coelho et al., 2009; Pereira et al., 2012; Ragozo et al., 2002; Torrico et al., 2008) . In spite of *C. felis*, the most common species of *Cystoisospora* in cats, may not be transmitted to humans the high prevalence of this parasite indicates the importance of cats in the life cycle and dissemination of this parasite throughout the environment (Dubey, 2014).

*Giardia* sp. is an important protozoan parasite of domestic animals and may act as a zoonotic agent for humans (Schantz, 1991; Gennari et al., 1999). In this study the prevalence of this parasite was low, 0.9% (1/115) both for monoparasitism and polyparasitism it is important to highlight that the transmission of this zoonotic agent is due to the contamination of water reservoirs with feces from infected animals. Also found a low prevalence of *Giardia* sp (0.7%) in samples from stray cats from Northern Germany (Becker, 2012). Molecular studies showed different *G. duodenalis* genotypes and subtypes A and B are capable of infecting both humans and felids and subtype F is capable of infecting only felids (Andrews et al., 1989; Monis et al., 2003; Cacciò e Ryan, 2008; Ryan e Cacciò, 2013) . In Brazil subtypes A and B are circulating among humans and subtype A has been described in cats which demonstrates the role of the felid in the dissemination of this subtype (Souza et al., 2007; Feng e Xiao, 2011; Santos et al, 2012). In the samples collected in Goiania a low prevalence was found when compared to other studies performed in other states of Brazil in which *G. lamblia* prevalence varied from 13% to 34.5% (Torrico et al., 2008; Dall'Agnol et al., 2010; Brinker, Teixeira e Araújo, 2009).

The nematoid *T. cati* is highly frequent amongst cats and the presence of this helminth in sand from parks and public squares demonstrates the importance of the environmental vigilance for the prophylaxis of visceral *larva migrans*. Several studies have been performed in samples from sand which demonstrated a prevalence of 20.69% of *T. cati* (Blauzius et al., 2006). In fecal samples from stray cats the prevalence varied from 0.86% to 43.1% (Serra, Uchôa e Coimbra, 2003; Mundim et al., 2004; Ragozo et al., 2002; Torrico et al., 2008; Dall'Agnol et

al., 2010; Pivoto et al., 2013; Funada et al., 2007). In the city of Goiania, another study performed in 1974 found a prevalence of 19% of this parasite while in our study the prevalence of monoparasitism was of 0.9% (1/115) and the same for polyparasitism (Campos, Garibaldi e Carneiro, 1974). The presence of this parasite highlights the importance of prophylactic measures against cutaneous and *visceral larva migrans* and also against eosinophilic enteritis (Schantz, 1991; Parsons, 1987; Smyth, 1995; Provic e Croese, 1996).

*T. gondii* infection was found in 3.5% (4/115) in monoparasitic infections and in 7,0% (8/115) in association with ancylostomids, 3.5% (4/115) in association with *Cystoisosporasp*, 4.3% (5/115) in association with ancylostomids and *Cystoisosporasp*. From the positive samples a total of 18.3% (21/115) presented oocysts of *T. gondii* which demonstrates a high number of animals releasing the resistant form of the parasite in the environment. Few studies performed in Brazil reveal the prevalence of *T. gondii* in parasitological tests of fecal samples from stray cats, 0.3% in Rio Grande do Sul and 4.3% in

São Paulo (Dall'Agnol et al., 2010; Funada et al., 2007). In Iraq a prevalence of 30.4% of *T. gondii* infection in stray cats was reported (Switzer et al., 2013), 9% in Virginia, USA (Lilly e Wortham, 2013), 2.1% in Kuwait (Abdou et al., 2013) and 0.1% in Northern Germany (Becker et al., 2012). Probably the low prevalence found in studies performed in Brazil may be related to the non use of a specific technique capable of detecting *T. gondii* oocysts as the ones used in this study such as the flotation techniques which present higher accuracy.

The studies of intestinal parasites prevalence in stray cats have demonstrated to be an important indicator of environmental contamination and consequent risk for human health due to the transmission of parasites with zoonotic potential and infectious risk to other felids. Due to the growth of the population of stray cats in cities there is the need of the creation of control programmes that encompass actions of health education, legislation, reproductive control and registration of these animals

## **ACKNOWLEDGMENTS**

The authors would like to thank all employees of the Center for Control of Zoonosis in Goiania, especially to the veterinarian Sabrina Arruda.

## CONFLICT OF INTERETS

All authors declare no conflict of interest.

## REFERENCES

- ABDOU, N.E.; AL-BATEL, M.K.; EL-AZAZY, O.M.; SAMI, A.M.; MAJEED, Q.A. Enteric protozoan parasites in stray cats in Kuwait with special references to toxoplasmosis and risk factors affecting its occurrence. **J Egypt SocParasitol**, v 43, p.303-314, 2013.
- ANDREWS, R. H.; ADAMS, M.; BOREHAM, P. F.; MAYHOFER, G.; MELONI, B. P. *Giardia intestinalis*: electrophoretic evidence for a species complex. **Int J Parasitol**, v 19, p.183-190, 1989.
- BECK, A. M.; MEYERS, N. M. Health enhancement and companion animal ownership. **Annu. Rev Public Health**, v 17, p. 247-257, 1996.
- BECKER, A. C.; ROHEN, M.; EPE, C.; SCHNIEDER, T. Prevalence of endoparasites in stray and fostered dogs and cats in Northern Germany. **Parasitol Res.**, v 111, p.849-857, 2012.
- BLAZIUS, R.D.; SILVA, O.S.; KAULING, A.L.; RODRIGUES, D.F.P.; LIMA, M.C. Contaminação da areia do Balneário de Laguna, SC, por *Ancylostoma spp.*, e *Toxocara spp.* em amostras fecais de cães e gatos. **Arq Catarinenses Med**, v3, p.35, 2006.
- BRINKER, J.C.; TEIXEIRA, M.C.; ARAÚJO, F.A.P. Ocorrência de *Giardia* sp. em cães e gatos no município de Caxias do Sul, RS. **RevFacZootoVet e Agro**, v 16, p. 113-119, 2009.
- CACCIÒ, S. M.; RYAN, U. Molecular epidemiology of giardiasis. **Mol Biochem Parasitol**, v160, p.75-80, 2008.

- CAMPOS, D.M.B.; GARIBALDI, I.M.; CARNEIRO, J.R. Prevalência de helmintos em gatos (*Feliscatusdomesticus*) em Goiânia. **Rev Pat Trop**, v 3, p.355-359, 1974.
- COELHO, W. M. D.; AMARANTE, A. F. T.; SOUTELLO, R. V. G.; MEIRELES, M. V.; BRESCIANI, K. D. S. Ocorrência de parasitos gastrintestinais em amostras fecais de felídeos no município de Andradina, São Paulo. **Rev. Bras. Parasitol. Vet**, v 18, p.46-49, 2009.
- DALL'AGNOL, L. P.; OTTO, M.A.; 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 Veter Bras**, v 4, p.181-184, 2010.
- DUBEY JP, BEATTIE CP. Toxoplasmosis of animals and man. Boca Raton, Florida, **CRC Press**, p.1-40, 1988.
- DUBEY, J.P.; SWAN, G.V.; FRENKEL, J. K. Simplified method for isolation of *T. gondii* from the feces of cats. **J. Parasitol.**, v 58, p.1055-1056, 1972.
- DUBEY, J. P. Life Cycle of *Cystoisospora felis*(Coccidia: Apicomplexa) in Cats and Mice. *J Eukaryot Microbiol.*2014.
- FAUST, E.C.; D'ANTONI, J.S.; ODOM, V.; MILLER, M.J.; PERES, C.; SAWITZ, W.; THOMEN, L.F.; TOBIE, J.; WALKERN, J. H. A critical study of clinical laboratory technics for the diagnosis of protozoan cysts and helminth eggs in feces I. Preliminary communication. **AmJ Trop Med**, v 18, p.69-183, 1938.
- FENG, Y.; XIAO, L. Zoonotic potential and molecular epidemiology of *Giardia* species and giardiasis. **Clin Microbiol Ver**, v 24, p.110-140, 2011.
- FLANAGAN, P. A. *Giardia* - diagnosis, clinical course and epidemiology. **Rew Epid e Infec**, v 109, p.1-22, 1992.
- 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

hospitalescola veterinário da cidade de São Paulo. **Arq Bras Med Vet Zootec**, v 59, p.1338-1340, 2007.

GENNARI, S. M.; KASAI, M.; PENA, H. F. J.; CORTEZ, A. Ocorrência de protozoários e helmintos em amostras de fezes de cães e gatos da cidade de São Paulo. **Braz J Vet Res Anim Science**, v 36, p.87-91, 1999.

HOFFMAN, W.A.; PONS, J. A.; JANER, J.L. The sedimentation concentration method in *Schistosoma mansoni*. **PRJ Public Health Trop Med**, v 9, p.283-291, 1934.

LABRUNA, M. B.; PENA, H. F. J.; SOUZA, S. L. P.; PINTER, A.; SILVA, J. C.R.; ROGOZO, A. M. A.; CAMARGO, L. M. A.; GENNARI, S. M. Prevalência de endoparasitas em cães da área urbana do município de Monte Negro, Rondônia. **Rev Arq do Inst Bio**, v 73, p.183-193, 2006.

LILLY, E.L.; WORTHAM, C. D. High prevalence of *Toxoplasma gondii* oocyst shedding in stray and pet cats (*Felis catus*) in Virginia, United States. **Parasit Vectors**, v 6, p.266, 2013.

LUTZ, A. O. *Schistosoma mansoni* e a schistosomatose segundo observações feitas no Brasil. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v 11, p.121-155, 1919.

MCCARTHY, J.; MOORE, T. A. Emerging helminth zoonoses. **Int J Parasitol**, v 30, p. 1351-1359, 2000.

MENDES-DE-ALMEIDA, F.; SILVA, M. M. O.; LABARTHE, N. *Giardia* spp. em amostras fecais de gatos domésticos do Rio de Janeiro, RJ. **Acta Scient Vet**, v 35, p.468-469, 2007.

MONIS, P. T.; ANDREWS, R. H.; MAYRHOFER, G.; EY, P. L. Genetic diversity within the morphological species *Giardia intestinalis* and its relationship to host origin. **Infect Genet Evol**, v 3, p.29-38, 2003.

- MUNDIM, T. C. D.; OLIVEIRA-JÚNIOR, S. D.; RODRIGUES, D. C.; CURY, M. C. Frequência de helmintos em gatos de Uberlândia, Minas Gerais. **Arq Bras Med Vet Zootec**, v56, p.562-563, 2004.
- PALMER, C. S.; TRAUB, R. J.; ROBERTSON, I. D.; DEVLIN, G.; REES, R.; THOMPSON, R. C. A. Determining the zoonotic significance of *Giardia* and *Cryptosporidium* in Australian dogs and cats. **Vet Parasitol**, v 154, p.142-147, 2008.
- PARSONS, J.C. Ascarid infections of cats and dogs. **Vet Clin North America Small Animal Practice**, v17, p.1307-1339, 1987.
- 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, p.8-17, 2012.
- PIVOTO, F.L.; LOPES, F.L.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. **Ciênc Rural**, v 43, p.1453-1458, 2013.
- PROVIC, P.; CROESE, J. Human enteric infection with *Ancylostomacanthum*: hookworms reappraised in the light of a new zoonosis. **ActaTropica**, v 62, p. 2344, 1996.
- RAGOZO, A. M. A.; MURADIAN, V.; RAMOS-E-SILVA, J. C.; CARAVIERI, R.; MAJONER, V.R.; MAGNABOSCO, C.; GENNARI, S. M. Ocorrência de parasitos gastrintestinais em fezes de gatos das cidades de São Paulo e Guarulhos. **Braz J Vet Res Anim Science**, v 39, p. 244-246, 2002.
- RYAN, U.; CACCIÒ, S. M. Zoonotic potential of *Giardia*. **Int Jorn Parasitol**, v 43, p.943-956, 2013.
- SANTOS, C. K.; GRAMA, D.F.; LIMONGI, J.E.; COSTA, F.C.; COUTO, T.R.; SOARES, R.M.; MUNDIM, M.J.; CURY, M.C. Epidemiological, parasitological and molecular aspects of *Giardia duodenalis* infection in children attending public

- daycare centres in southeastern Brazil. **Trans R Soc Trop Med Hyg**, v 106, p.473-179, 2012.
- SCHANTZ, P. M. Parasitic zoonoses in perspective. **Int J Parasitol**, v 21, p. 161170, 1991.
- SCHANTZ, P. M. Of worms, dogs, and human hosts: Continuing challenges for veterinarians in prevention of human disease. **J Am Vet Med Assoc**, v 204, p.1023-1028, 1994.
- SHERRA, 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. **Rev Soc Bras Med Trop**, v 36, p.331364, 2003.
- SEATHER, A. L. The detection of intestinal protozoa and mange parasites by a flotation technic. **J Comp Ther**, v 36, p.266-275, 1923.
- SMYTH, J.D. Rare new emerging helminth zoonoses. **Adv Parasitol**, v 36, p.145, 1995.
- SOUZA, S.L.; GENNARI, S.M.; RICHTZENHAIN, L.J.; PENA, H. F.; FUNADA, M.R.; CORTEZ, A.; GREGORI, F.; SOARES, R.M. Molecular identification of *Giardia duodenalis* isolates from humans, dogs, cats and cattle from the state of São Paulo, Brazil, by sequence analysis of fragments of glutamate dehydrogenase (*gdh*) coding gene. **Vet Parasitol**, v 149, p.258-264, 2007.
- SPADA, E.; PROVERBIO, D.; DELLA-PEPA, A.; DOMENICHINI, G.; BAGNAGATTI DE GIORGI, G.; TRALDI, G.; FERRO, E. Prevalence of faecalborne parasites in colony stray cats in northern Italy. **J FelineMedSurg**, v 15, p.672-677, 2013.
- SWITZER, A.D.; MCMILLAN-COLE, A.C.; KASTEN, R.W.; STUCKEY, M.J.; KASS, P.H.; CHOMEL B.B. *Bartonella* and *Toxoplasma* infections in stray cats from Iraq. **Am J Trop Med Hyg**, v 89, p.1219-1224, 2013.

TASCA, T. Incidência de enteroparasitos na cidade mais fria do Brasil: São José dos Ausentes, Rio Grande do Sul. **Rev Bras de Ana Clin**, v 33, p.10-20, 2001.

TESSEROLLI, G. L.; FAYZANO, L.; AGOTTANI, J. V. B. Ocorrência de parasitas gastrintestinais em fezes de cães e gatos, Curitiba-PR. **Rev. Acad. – Cienc. Agr Amb**, v 3, p. 31-34, 2005.

TORRICO, K. J.; 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. **Rev Bras Parasitol Vet**, v 17, p.182-183, 2008.

VITAL, T. E.; BARBOSA, M. R. A.; ALVES, D. S. M. M. Ocorrência de parasitos com potencial zoonótico em fezes de cães e gatos do Distrito Federal. **Ens e Cie**, v 1, p.16, 2012.

WILLIS, H. H. A. A simple levitation method for the detection of hookworm ova. **Med J Australia**, v 8, p.375-376,1921.

## ARTIGO 2. - AVALIAÇÃO DA ACURÁCIA DE TÉCNICAS PARASITOLÓGICAS NO DIAGNÓSTICO DE ENTEROPARASITOS EM GATOS

*Hanstter Hallison Alves Rezende, Juliana Boaventura Avelar, Heloísa Ribeiro Storchilo, Marina Clare Vinaud & Ana Maria de Castro*

Laboratório de Estudos da Relação Parasito-Hospedeiro (LAERPH), Instituto de Patologia Tropical e Saúde Pública, Universidade Federal de Goiás, Goiânia, Goiás, Brasil.

### Resumo

A avaliação da acurácia das técnicas parasitológicas de Willis, Hoffman-Jones ou Lutz (HPJL), Sheather e Faust foram realizadas em amostras fecais de gatos capturados pelo Centro de Controle de Zoonoses em Goiânia, Goiás. Estas quatro técnicas foram utilizadas separadamente para análise de 154 amostras fecais. A análise de acurácia foi empregada avaliando a sensibilidade, especificidade, valor preditivo positivo, valor preditivo negativo e índice *kappa*, sendo a técnica de Willis eleita como padrão-ouro. 74,68% (115/154) das amostras foram positivas para enteroparasitos. A análise de frequência de positividade demonstrou que a técnica HPJL detectou 86,1% dos positivos aproximando-se do padrão ouro. A avaliação da acurácia foi realizada nos parasitos que foram mais prevalentes, sendo que para Ancilostomídeos a técnica de Sheather apresentou melhor acurácia, para *Cystoisosporasp.* as técnicas de Sheather e HPJL foram semelhantes. E para *Toxoplasma gondii* a técnica de Faust apresentou melhor acurácia comparada ao padrão ouro. O estudo demonstra a importância da associação de técnicas parasitológicas para o diagnóstico de enteroparasitos em gatos.

**Palavras chave:** Acurácia, enteroparasitos, técnicas parasitológicas, gatos errantes.

### Introdução

Os gatos são importantes transmissores de agentes zoonóticos, principalmente parasitos de ciclo heteroxênico que podem infectar o homem, acarretando doenças importantes, como a larva *migrans* cutânea, larva *migrans* visceral, toxoplasmose, giardíase e criptosporidiose (SCHANTZ 1991; MCCARTHY & MOORE 2000; SERRA et al., 2003). Inúmeros métodos laboratoriais estão sendo empregados com o objetivo de concentrar as formas evolutivas dos parasitos favorecendo um diagnóstico mais fidedigno, como as técnicas de centrífugo-flutuação em sulfato de zinco (Faust), flutuação em solução saturada de sacarose (Sheather), flutuação em solução saturada de cloreto de sódio (Willis), sedimentação espontânea (Hoffman-Ponjs-Janer-Lutz) e Fórmol-éter (DE CARLI 2001; DE CARLI & OLIVEIRA 2001; MARIANO et al., 2005; MACHADO et al., 2008).

Mesmo com inúmeros métodos laboratoriais disponíveis para o diagnóstico de parasitos intestinais, muitos laboratórios de análises clínicas fazem a utilização de forma inadequada de tais métodos, seja pela complexidade operacional, baixa sensibilidade, custo elevado dos reagentes e falta de pessoal adequadamente treinado (CHAVES et al., 1979). Dessa forma, a acurácia do teste parasitológico depende do treinamento do pessoal, recursos financeiros do laboratório e aplicação de procedimentos de controle de qualidade interno e externo (ASH & ORIEHL 1991).

Os laboratoristas clínicos e veterinários buscam de uma metodologia parasitológica específica, sensível, rápida e de baixo custo operacional. A realização do exame parasitológico de fezes pode indicar o agente etiológico causador da doença, a carga parasitária, permite o acompanhamento e eficácia do tratamento e pode ser utilizado para inquéritos epidemiológicos, para direcionar as medidas profiláticas locais e verificar a qualidade da saúde da população. Por esse motivo, o exame parasitológico de fezes é de extrema importância para a medicina humana e veterinária (VAZ 2001; SILVA & MENEZES 2003; MENDES et al., 2005; TOSATO et al., 2005; MACHADO et al., 2008).

Rotineiramente a técnica empregada no exame parasitológico é a técnica de Hoffman-Pons-Janer ou Lutz (HPJL), que possui como vantagem a necessidade mínima de materiais e recursos financeiros, mas como

desvantagem apresenta uma grande quantidade de detritos fecais na amostra, dificultando a identificação microscópica pelo analista. Assim combinar diferentes técnicas parasitológicas é útil para identificar diferentes espécies de parasitos, aumentando a acurácia diagnóstica (FLANAGAN 1992; TASCA 2001). Esse estudo teve como objetivo avaliar a acurácia dos diferentes métodos parasitológicos de fezes para a detecção de parasitos intestinais, dando ênfase para o diagnóstico de oocistos de *T. gondii*.

## **Material e Métodos**

### *Grupo de estudo*

O trabalho foi aprovado pelo comitê de ética em pesquisa para animais/CEUA da Universidade Federal de Goiás, sob o protocolo 054/2013.

Foram obtidas 154 amostras fecais de gatos capturados pelo Centro de Controle de Zoonoses de Goiânia-GO. As amostras foram coletadas em coletores universais estéreis, e encaminhadas ao Laboratório de Estudos da Relação Parasito-Hospedeiro (LAERPH) no Instituto de Patologia Tropical e Saúde Pública (IPTSP) da Universidade Federal de Goiás (UFG).

### *Análise das amostras*

Para a identificação de cistos e oocistos de protozoários, ovos e larvas de helmintos nas amostras fecais dos gatos foram empregadas diferentes técnicas parasitológicas, técnica de flutuação saturada em solução de sacarose (SHEATHER 1923), Sedimentação espontânea (HOFFMAN et al., 1934 ou LUTZ 1919), centrifugo-flutuação em sulfato de zinco (FAUST et al., 1938) e flutuação em solução saturada de cloreto de sódio (WILLIS 1921), sendo a técnica de Willis considerada a padrão ouro para este estudo, devido a sua capacidade de detecção de ovos e larvas de helmintos e na detecção de oocistos de coccídeos, em especial oocistos de *T. gondii*.

### *Análise estatística*

Os resultados dos exames parasitológicos foram lançados no programa EpiInfo versão 3.2.1. Sendo realizada a avaliação da prevalência dos parasitos intestinais, a frequência de positividade para cada parasito encontrado, a frequência de positividade para cada técnica empregada, e para a avaliação dos testes diagnósticos, como a sensibilidade, especificidade, valor preditivo positivo (VPP), valor preditivo negativo (VPN) e índice *Kappa* (*K*), comparando com a técnica de Willis, que foi adotada neste estudo como padrão-ouro.

## Resultados e Discussão

Das 154 amostras de fezes 74,7% (115/154) foram positivas e 25,3% (39/154) foram negativas para enteroparasitos.

A tabela 1 demonstra a prevalência encontrada:

**Tabela 1** – Prevalência de parasitos intestinais em fezes de gatos errantes capturados pelo centro de zoonoses em Goiânia-Goiás no ano de 2012.

Parasito	N	%
Ancilostomídeos	58	50,4
<i>Cystoisosporasp.</i>	9	7,7
<i>Giardia</i> sp.	1	0,9
<i>Toxocara cati</i>	1	0,9
<i>Toxoplasma gondii</i>	4	3,5
Ancilostomídeos + <i>T. gondii</i>	8	7,0
Ancilostomídeos + <i>Cystoisospora</i> sp.	23	20,0
<i>T. gondii</i> + <i>Cystoisospora</i> sp.	4	3,5
Ancilostomídeos + <i>T. gondii</i> + <i>Cystoisospora</i> sp.	5	4,3
Ancilostomídeos + <i>Cystoisospora</i> sp. + <i>Giardia</i> sp.	1	0,9
Ancilostomídeos + <i>Cystoisospora</i> sp. + <i>T. cati</i>	1	0,9
	<b>115</b>	<b>100</b>

Nas 115 amostras positivas, foi realizada a análise da frequência de positividade por técnica. A técnica de Willis detectou 97,4% (112/115) com três falsos negativos. A técnica de HPJL detectou 86,1% (99/115) dos positivos sendo a

mais próxima do padrão ouro, seguida pela técnica de Sheather com 79,1% (91/115) e a técnica com menor frequência de positividade foi a de Faust com 73% (84/115). Mesmo o padrão-ouro não foi capaz de detectar 100% dos positivos, o que reforça a necessidade do emprego de mais de uma técnica diagnóstica. A junção de mais de um método diagnóstico com princípios diferentes favorece a identificação de um número maior de estruturas parasitárias, aumentando a eficiência diagnóstica (SANTOS & CASTRO 2006). Em nosso trabalho fica evidenciado que a associação da técnica padrão-ouro (Willis) com a técnica de HPJL que é usualmente utilizada nos laboratórios veterinários aumenta a eficiência diagnóstica.

A análise de acurácia foi realizada nos parasitos com maior frequência, sendo analisada os Ancilostomídeos, *Cystoisospora* sp. e *T. gondii*. Portanto a análise de acurácia das técnicas parasitológicas HPJL, Faust e Sheather comparando com a técnica de Willis (padrão-ouro) para o diagnóstico de ovos de ancilostomídeos, a técnica que apresentou melhor acurácia foi à técnica de Sheather, com 81,1% de sensibilidade e 98,4% de especificidade com VPP de 98,6%, VPN 78,8% e índice *k* demonstrando boa concordância com o padrãoouro.

**Tabela 2** - Avaliação da acurácia das técnicas de Sheather, Faust e HoffmanPons-Janer-Lutz em relação à técnica de Willis (padrão-ouro), para o diagnóstico de Ancilostomídeos.

	Sensibilidade % (IC 95%)	Especificidade % (IC 95%)	VPP% (IC 95%)	VPN% (IC 95%)	<i>k</i> % (IC95%)
<b>Sheather</b>	<b>81,1</b>	<b>98,4</b>	<b>98,6</b>	<b>78,8</b>	<b>0,768</b>
Faust	73	96,9	97	72,1	0,667
HPJL	78,9	92,2	93,4	75,6	0,689

VPP: valor preditivo positivo; VPN: valor preditivo negativo, HPJL: HoffmanPons-Janer-Lutz, *k*: índice *kappa*, IC: índice de confiança.

Estudo realizado por CERQUEIRA et al., (2007) se propôs a analisar a eficiência da técnica de Willis comparando com a HPJL, onde a técnica HPJL se mostrou mais sensível que a técnica de Willis para o diagnóstico de

Ancilostomídeos. Em nosso estudo a técnica HPJL mostrou uma concordância boa  $k = 0,689$  com o padrão-ouro, mas a acurácia da técnica de Sheather superou tal técnica sendo mais indicada para o diagnóstico de ancilostomídeos, por se tratar de um parasito que possui ovos leves, a flutuação pela diferença de densidade da técnica de Sheather favorece a identificação de ovos com estas características (SHEATER 1923, DE CARLI 2001). A técnica de Faust se mostrou com a menor sensibilidade (73%) e menor índice  $k=0,667$ , o resultado de sensibilidade difere do trabalho de SOUZA-DANTAS et al., (2007), em que a sensibilidade chegou a 100% comparada à necropsia do tubo intestinal dos gatos.

Analisando a acurácia no diagnóstico de oocistos de *Cystoisospora* sp., as técnicas HPJL e Sheather tiveram os mesmos resultados, ambas com 66,7% de sensibilidade, 97,4% de especificidade, VPP de 89,7%, VPN de 89,6% e  $k$  de 0,700 demonstrando boa concordância ao padrão-ouro (Tabela 3).

**Tabela 3** - Avaliação da acurácia das técnicas de Sheather, Faust e HoffmanPons-Janer-Lutz em relação à técnica de Willis (padrão-ouro), para o diagnóstico de *Cystoisospora* sp.

	Sensibilidade % (IC 95%)	Especificidade % (IC 95%)	VPP% (IC 95%)	VPN% (IC 95%)	$K\%$ (IC9 5%)
<b>Sheather</b>	<b>66,7</b>	<b>97,4</b>	<b>89,7</b>	<b>89,6</b>	<b>0,700</b>
Faust	53,8	97,4	87,5	86,2	0,587
<b>HPJL</b>	<b>66,7</b>	<b>97,4</b>	<b>89,7</b>	<b>89,6</b>	<b>0,700</b>

VPP: valor preditivo positivo; VPN: valor preditivo negativo, HPJL: HoffmanPons-Janer-Lutz,  $k$ : índice *kappa*, IC: índice de confiança.

Para o diagnóstico de coccídeos recomendam-se técnicas de flutuação em soluções hipertônicas, esse resultado reforça os trabalhos citados na literatura que demonstram a acurácia das técnicas de flutuação de Willis e Sheather associadas, ou ainda associando-se a técnica de HPJL com a técnica de Willis ou Sheather na rotina laboratorial (GARCIA et al.,1995, GARCIA 2007).

Analisando os resultados de acurácia para oocistos de *T. gondii*, a técnica de Faust demonstrou a maior sensibilidade 66,7%, especificidade 99,3%, VPP 92,3%, VPN 95,7% e índice *k* com concordância boa com a técnica padrão-ouro (Tabela 4).

**Tabela 4** - Avaliação da acurácia das técnicas de Sheather, Faust e HoffmanPons-Janer-Lutz em relação à técnica de Willis (padrão-ouro), para o diagnóstico de *Toxoplasma gondii*.

	Sensibilidade % (IC 95%)	Especificidade % (IC 95%)	VPP% (IC 95%)	VPN% (IC 95%)	<i>K</i> %(IC 95%)
Sheater	61,1	97,1	73,3	95	0,627
<b>Faust</b>	<b>66,7</b>	<b>99,3</b>	<b>92,3</b>	<b>95,7</b>	<b>0,750</b>
HPJL	55,6	98,5	83,3	94,4	0,632

VPP: valor preditivo positivo; VPN: valor preditivo negativo, HPJL: HoffmanPons-Janer-Lutz, *k*: índice *kappa*, IC: índice de confiança.

Nessa análise as três técnicas apresentaram valores de sensibilidade menores que 70%. As técnicas de flutuação em soluções saturadas são indicadas para oocistos e possuem boa sensibilidade diagnóstica (SHEATHER 1923; FAUST et al., 1938; DRYDEN 2005). Dessa forma para o diagnóstico de oocistos de *T. gondii* recomendamos a associação da técnica de Willis com Faust, ou Willis com Sheather onde  $k=0,627$  que denota boa concordância.

Em conclusão, demonstramos que a associação de técnicas parasitológicas é importante para o diagnóstico de enteroparasitos em gatos. Para o diagnóstico de Ancilostomídeos e *Cystoisosporasp*. a técnica de Sheather apresentou melhor acurácia associadas à técnica de Willis, no diagnóstico de *Toxoplasma gondii* a técnica de Faust apresentou melhor acurácia associada ao padrão-ouro.

## Referências

Ash LR, Oriehl TC. A Guide to Laboratory.Procedures and Identificacion.Chicago (Ill): ASC Press 1991.

Cequeira E JL, Arcanjo MS, Alcântara LM. Análise comparativa da sensibilidade da técnica de Willis, no diagnóstico parasitológico da Ancilostomíase. *Diálogos de Ciência* 2007.

Chaves A, Alcantara OS, Carvalho OS, Santos JS. Estudo Comparativo dos Métodos Coprológicos de Lutz, Kato – Katz e Faust modificado, São Paulo (SP).

*Rev Saúde Pú. 1979; 13:348-352.*

De Carli GA, Oliveria OLM Controle de Qualidade em Parasitologia Clínica. *In: Parasitologia Clínica – Seleção de Métodos e Técnicas de Laboratório para o Diagnóstico das Parasitoses Humanas.* 2001; Editora Atheneu.

De Carli GA. Colheita e Preservação da Amostra Fecal. *In: Parasitologia Clínica – Seleção de Métodos e Técnicas de Laboratório para o Diagnóstico das Parasitoses Humanas.* 2001; Editora Atheneu.

Dryden MW. Comparison of common fecal flotation techniques for the recovery of parasite eggs and oocysts. *Veter Therap* 2005; 6 (1): 15-28.

Faust EC, D'antoni JS, Odom V, Miller MJ, Peres C, Sawitz W, Thomen LF, Tobie J, Walkern JH .A critical study of clinical laboratory technics for the diagnosis of protozoan cysts and helminth eggs in feces .*Am J Trop Med Hyg* 1938; 18:169-183.

Flanagan PA. *Giardia* - diagnosis, clinical course and epidemiology. A review. *Epi Infec* 1992; 109:1-22.

Garcia LS, Bullock-Iacullo S, Palmer J, Shimizu RY. Diagnosis of parasitic infections: Collection, Processing, and examination of specimes. In: Murray PR et al. (Eds). *Manual of Cilinical Microbiology.*1995; ASM Press.

Garcia LS.*Diagnostic medical parasitology.*5 ed. Washington (DC), 2007; ASM Press.

Hoffman WA, Pons JA, Janer JL. The sedimentation concentration method in schistosomiasis mansoni.*PRJ Public Health Trop Med* 1934; 9: 283-291.

Lutz AO. *Schistosoma mansoni* e a schistosomatose segundo observações feitas no Brasil. *Mem Inst Oswaldo Cruz* 1919, 11: 121-155.

- Machado ER, Santos DS, Costa-Cruz JM. Enteroparasites and commensal among children in four peripheral districts of Uberlândia, State of Minas Gerais. *Rev Soc Brasil Med Trop* 2008; 41 (6): 85.
- Mariano MLM, Carvalho SMS, Mariano APM, Assunção FR, Carzola IM. Uma nova opção para diagnóstico Parasitológico: Método de Mariano e Carvalho. *NewsLab* 2005; 68 ed.
- McCarthy J, Moore TA 2000. Emerging helminths zoonoses. *Int J Parasitology* 2000; 30 (12-13):1351-1359.
- Mendes RC, Teixeira ATLS, Pereira RAT, Dias LCS 2005. Estudo comparativo entre os métodos de Kato-Katz e coprotest. *Rev Soc Brasil Med Trop* 2005; 38(2): 178-180.
- Santos SV, Castro JM. Comunicação Científica – Ocorrência de agentes parasitários com potencial zoonótico de transmissão em fezes de cães domiciliados no município de Guarulhos, SP. *Rev Arq Inst Biológico* 2006; 73 (2):255-257.
- Schantz PM. Parasitic zoonoses in perspective. *Inter J Parasitology* 1991; 21 (2): 161-170.
- Serra CMB, Uchôa CMA, Coimbra RA. Exame parasitológico de fezes de gatos (*Felis catus domesticus*) domiciliados e errantes da Região Metropolitana do Rio de Janeiro, Brasil. *Rev Soc Brasil Med Trop* 2003; 36 (3): 331-364.
- Sheather AL. The detection of intestinal protozoa and mange parasites by a flotation technic. *J Comp Ther* 1923; 36:266-75.
- Silva CHP, Menezes FBP. Visão atual sobre a análise dos custos laboratoriais. *NewsLab* 2003; 37:88-94.
- Souza-Dantas LM, Bastos OPM, Brener B, Salomão M, Guerrero J, Labarthe NV. Técnica de centrífugo-flutuação com sulfato de zinco no diagnóstico de helmintos gastrintestinais de gatos domésticos. *Cienc Rur* 2007;37(3): 904-906.

Tasca T. Incidência de enteroparasitos na cidade mais fria do Brasil: São José dos Ausentes, Rio Grande do Sul. *Rev Brasil Ana Clin* 2001; 33(1):10-20.

Tosato MEVB, Pilonetto M, Scarin AK. Apuração de Custos para a Realização de Urocultura em um Laboratório de Médio Porte do Setor Privado. *NewsLab* 2005; 12 (69):114-142.

Vaz AJ. Diagnóstico imunológico das parasitoses. In: DE CARLI, A. G. *Parasitologia. Clínica: Seleção de métodos e técnicas de laboratório para o diagnóstico das parasitoses humanas*. 2001; Editora Atheneu.

Willis HHA. A simple levitation method for the detection of hookworm ova. *The Med J of Australia* 1921; 8:375-376.

## RESUMO EXPANDIDO : **SOROPREVALÊNCIA DE *Toxoplasma gondii* EM GATOS ERRANTES EM GOIÂNIA, GOIÁS, BRASIL**

Heloísa Ribeiro STORCHILLO; Ana Maria de CASTRO; Hanstter Hallison Alves REZENDE; Juliana Boaventura AVELAR; Marina Clare VINAUD.

Laboratório de Estudos da Relação Parasito-Hospedeiro (LAERPH), Instituto de Patologia Tropical e Saúde Pública, Universidade Federal de Goiás, Goiânia, Goiás, Brasil.

e-mail: lo\_storchilo@hotmail.com

Palavras-chave: Toxoplasmose, gatos errantes e sorologia. Agências financiadoras: Fapeg e CNPq

### **Introdução**

O *Toxoplasma gondii* é um protozoário com ampla distribuição mundial, capaz de infectar animais com sangue quente, incluindo o homem (Dubey 2008). O gato é o hospedeiro definitivo, elimina oocistos nas suas fezes que podem contaminar o ambiente, permanecendo viáveis por longos períodos. Hospedeiros intermediários podem ingerir esses oocistos, que darão origem a cistos que podem permanecer viáveis por toda a vida em seus tecidos (Dubey et al. 1998).

Os gatos errantes constituem um risco para a transmissão de toxoplasmose, pelo hábito de caça e defecação em locais públicos, disseminando inúmeros oocistos (Jones e cols. 2001). A sorologia é o método convencional para diagnosticar a toxoplasmose em gatos, geralmente a análise baseia-se na detecção de anticorpos da classe IgG específica anti-*T.gondii* em amostras de soro dos felídeos (Araújo e cols. 2003).

Uma vez que os gatos errantes são os responsáveis pela contaminação do meio ambiente, conseqüentemente da água e alimentos, constituem importante risco para a transmissão de toxoplasmose, esse estudo possui como objetivo avaliar a soroprevalência de anticorpos anti-*T. gondii* em amostras de soros de gatos errantes em Goiânia-Goiás.

## Material e Métodos

Foram coletadas 50 amostras de soro de gatos capturados pelo Centro de Zoonoses de Goiânia-Goiás, independente o sexo ou idade do animal. A coleta foi realizada por punção venosa, sendo coletadas de 2 a 5 mL de sangue, acondicionados em tubos estéreis. Após a retração do coágulo, a amostra de soro foi obtida e armazenada a -20°C para posterior análise.

O método sorológico realizado foi o teste de aglutinação modificado (MAT) descrito por Desmonts & Remington 1980. Os testes foram realizados em placas fundo “U”, com antígeno sensibilizado de *T. gondii*. As amostras foram previamente tratadas com 2-Mercaptoetanol para eliminar as IgM residuais e não específicas para *T. gondii*. A positividade foi considerada com títulos menor que cinco (<5), sendo positivas as amostras foram diluídas até o título final.

## Resultados

Das 50 amostras de soro analisadas, 32 (64%) foram reagentes e 18 (36%) não reagentes para anticorpos anti-*T. gondii*. Os animais apresentaram títulos variados para a infecção conforme observado na Tabela 1:

**Tabela 1** - Resultados da sorologia por MAT para *Toxoplasma gondii* em amostras de soro de gatos errantes capturados pelo centro de controle de zoonoses em Goiânia-Goiás.

Resultado da Titulação	N	%
Não Reagente (<10)	18	36
Reagente: 10	1	2
Reagente: 20	2	4
Reagente: 40	3	6
Reagente: 80	1	2
Reagente: 160	8	16
Reagente: 320	11	22
Reagente: >/= 640	6	12
	<b>50</b>	<b>100</b>

MAT: Aglutinação modificada; <= menor ; : >/= 640 = maior e ou igual

### **Discussão**

A elevada soropositividade dos animais analisados (64%) sugere uma importante taxa de contaminação ambiental, visto que em algum momento os animais eliminaram oocistos no meio ambiente. A imunoglobulina analisado foi os anticorpos da Classe IgG, marcador de a fase crônica (Dubey e cols. 1995). Chama a atenção o número de animais soronegativos 36%, que constituem um risco para a aquisição da toxoplasmose felina, e conseqüentemente para a futura disseminação de oocistos.

Observa-se uma diferença na prevalência de anticorpos em outros estudos, de 14,3% até 84,4%, mesmo na mesma localidade, isso pode ter ocorrido pelos critérios adotados para definir a amostragem, o período em que a pesquisa foi realizada e a metodologia utilizada no estudo (DALLA-ROSA e cols. 2010; DUBEY 2004; LANGONI e cols. 2001; BRESCIANI e cols. 2007; BRAGA e cols. 2012). Neste estudo não foi considerado o sexo dos animais, visto que dados da literatura já demonstraram que não há uma diferença significativa entre o sexo dos animais para a prevalência, mas que animais adultos possuem uma prevalência maior, isso pode ser devido pelo maior tempo de vida e conseqüentemente maior risco do animal entrar em contato com o parasito (Garcia e cols. 1999, Lucas e cols. 1999, Pinto e cols. 2009).

### **Conclusão**

A presença de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em gatos errantes em Goiânia-Goiás demonstrou-se elevada, comprovando assim a importância desses animais como disseminadores de oocistos no ambiente, contaminando água e alimentos que poderão ser ingeridos pelo o homem e outros animais silvestres e domésticos.

### **Referências**

Araújo FAP, Silva NRS, Olichescki AT, Beck C, Rodrigues RJD, Fialho CG 2003. Anticorpos para *Toxoplasma gondii* em soro de gatos internados no Hospital de

Clínicas Veterinárias da UFRGS, Porto Alegre, RS, Brasil, detectados através da técnica de hemaglutinação indireta. *Acta Scientiae Veterinariae*, v.31, n.2, p.89-

92.

Braga MSCO, André MR, Jusi MMG, Freschi CR, Teixeira MCA, Machado RZ 2012. Ocorrence of anti-*Toxoplasma gondii* and anti-*Neospora caninum* antibodies in cats with outdoor acess in São Luís, Maranhão, Brasil. *Rev. Bras.*

*Parasitol. Vet., Jaboticabal*, v.21, n.2, p.107-111, abr.-jun.

Brescianini KDS, Gennari SM, Serrano ACM, Rodrigues AAR, Ueno T, Franco LG 2007. Antibodies to *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* in domestic cats from Brazil. *Parasitology Research*, v.100, n.2, p.281-285.

Dalla-Rosa L, Moura AB, Trevisani N, Medeiros AP, Sartor AA, Souza AP 2010. *Toxoplasma gondii* antibodies on domiciled cats from Lages municipality, Santa Catarina State, Brazil. *Rev Bras Parasitol Vet.*19(4): 268-9.

Desmonts G, Remington JS 1980. Direct agglutination test for diagnosis of *Toxoplasma* infection: method for increasing sensivity and especifity. *J. Clin.*

*Micobiol.* 11:562:570.

Dubey JP: The history of *Toxoplasma gondii*—the first 100 years. *J Eukaryot Microbiol* 2008, 55(6):467–475.

Dubey JP, Lindsay DS, Speer CA: Structures of *Toxoplasma gondii* tachyzoites, bradyzoites, and sporozoites and biology and development of tissue cysts. *Clin Microbiol Rev* 1998, 11(2):267–299.

Dubey JP; Lappin MR; Thulliez P. 1995. Long term antibody responses of cat fed *Toxoplasma gondii* tissues cysts. *Journal of Parasitology.* 81: 887-993.

Dubey JP 2004. Toxoplasmosis - a waterborne zoonosis. *Veterinary Parasitology*, v.126, n.1-2, p.57-72.

Garcia LJ, Navarro IT, Ogawa L, Oliveira RC 1999. Soroepidemiologia da toxoplasmose em gatos e cães de propriedade rurais do Município de Jaguapitã, Estado do Paraná, Brasil. *Ciência Rural*, v. 29, n. 1, p. 99-104.

Jones JL, Lopez A, Wilson M, Schulkin J, Gibbs R 2001. Toxoplasmosis: A Review. CME REVIEW ARTICLE. *Obstetrical and Gynecological Survey*,

Baltimore, v. 56, n. 5, p. 296-305.

Lagoni H, Silva AV, Cabral KG, Cunha ELP, Cutolo AA 2001. Prevalência de toxoplasmose em gatos dos estados de São Paulo e Paraná. *Braz. J. vet. Res.*

*Anim. Sci. São Paulo*, v. 38, n.5, p. 243-244.

Lucas SRR, Hagiwara MK, Loureiro VS, Ikesak JYH, Birgel EH 1999. *Toxoplasma gondii* infection in brazilian domestic outpatient cats. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*, v. 41, n. 4, p. 221- 224.

Pinto LD, Araújo FAP, Stobbe NS, Marques SMT 2009. Soroepidemiologia de *Toxoplasma gondii* em gatos domiciliados atendidos em clínicas particulares de Porto Alegre, RS, Brasil. *Ciênc Rural*; 39(8): 2464-2469.