

**UFRRJ**  
**INSTITUTO DE VETERINÁRIA**  
**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM MEDICINA VETERINÁRIA -**  
**PATOLOGIA E CIÊNCIAS CLÍNICAS**

**DISSERTAÇÃO**

**FATORES ASSOCIADOS À SOROPOSITIVIDADE DE ANTICORPOS  
ANTI- *Toxoplasma gondii* EM GATOS DOMÉSTICOS DA ZONA NORTE,  
OESTE E BAIXADA FLUMINENSE DO RIO DE JANEIRO**

**Leila Maria de Carvalho Alves dos Santos**

**2020**



**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO  
INSTITUTO DE VETERINÁRIA  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM MEDICINA VETERINÁRIA -  
PATOLOGIA E CIÊNCIAS CLÍNICAS**

**FATORES ASSOCIADOS À SOROPOSITIVIDADE DE ANTICORPOS  
ANTI- *TOXOPLASMA GONDII* EM GATOS DOMÉSTICOS DA ZONA  
NORTE, OESTE E BAIXADA FLUMINENSE DO RIO DE JANEIRO**

**LEILA MARIA DE CARVALHO ALVES DOS SANTOS**

*Sob a Orientação da Professora  
Andressa Ferreira da Silva Spyrides*

Dissertação submetida como requisito  
parcial para obtenção do grau de  
**Mestre**, no Programa de Pós-  
Graduação em Medicina Veterinária -  
Patologia e Ciências Clínicas, Área de  
Concentração em Ciências Clínicas.

Seropédica, RJ  
Fevereiro de 2020

C474 f Carvalho Alves dos Santos, Leila Maria de, 1990-  
FATORES ASSOCIADOS À SOROPOSITIVIDADE DE ANTICORPOS  
ANTI- Toxoplasma gondii EM GATOS DOMÉSTICOS DA ZONA  
NORTE, OESTE E BAIXADA FLUMINENSE DO RIO DE JANEIRO /  
Leila Maria de Carvalho Alves dos Santos. - Nova  
Iguáçu, 2020.  
54 f.: il.

Orientadora: Andressa Ferreira da Silva Spyrides.  
Dissertação (Mestrado). -- Universidade Federal Rural  
do Rio de Janeiro, PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM  
MEDICINA VETERINÁRIA - PATOLOGIA E CIÊNCIAS CLÍNICAS,  
2020.

1. MAT. 2. Sorologia. 3. Coccídio. 4. Hematologia.  
5. Felídeos. I. Ferreira da Silva Spyrides, Andressa ,  
1983-, orient. II Universidade Federal Rural do Rio  
de Janeiro. PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM MEDICINA  
VETERINÁRIA - PATOLOGIA E CIÊNCIAS CLÍNICAS III.  
Título.

**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO**  
**INSTITUTO DE VETERINÁRIA**  
**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM MEDICINA VETERINÁRIA**

**LEILA MARIA DE CARVALHO ALVES DOS SANTOS**

Dissertação submetida como requisito parcial para a obtenção do grau de **Mestre em Medicina Veterinária**, no Programa de Pós-graduação em Medicina Veterinária - Patologia e Ciências Clínicas, Área de Concentração em Ciências Clínicas.

**DISSERTAÇÃO APROVADA EM 03/02/2020**

---

Andressa Ferreira da Silva Spyrides. Dra. UFRRJ  
(orientadora)

---

Cristiane Divan Baldani. Dra. UFRRJ

---

Edwards Frazão Teixeira. Dr. FIOCRUZ



**TERMO N° 9/2024 - PPGMV (12.28.01.00.00.00.51)**

*(Nº do Protocolo: NÃO PROTOCOLADO)*

*(Assinado digitalmente em 12/01/2024 12:24 )*  
ANDRESSA FERREIRA DA SILVA SPYRIDES  
PROFESSOR DO MAGISTERIO SUPERIOR  
DeptMCV (12.28.01.00.00.00.53)  
Matrícula: ###327#6

*(Assinado digitalmente em 15/01/2024 22:04 )*  
CRISTIANE DIVAN BALDANI  
PROFESSOR DO MAGISTERIO SUPERIOR  
DeptMCV (12.28.01.00.00.00.53)  
Matrícula: ###724#0

*(Assinado digitalmente em 12/01/2024 12:54 )*  
EDWARDS FRAZÃO TEIXEIRA  
ASSINANTE EXTERNO  
CPF: ####.###.747-##

Visualize o documento original em <https://sipac.ufrrj.br/documentos/> informando seu número: 9, ano: 2024, tipo: TERMO, data de emissão: 12/01/2024 e o código de verificação: 653ea78d5c

## **DEDICATÓRIA**

Eu dedico essa dissertação a minha mãe e ao meu querido marido.

Dedico também a todos os alunos e alunas cotistas, como eu fui, para que sirva de inspiração para que nunca desistam. Para nós o caminho é mais longo e pesado, mas a vitória quando chega é linda!

## AGRADECIMENTOS

A Deus por estar ao meu lado em todos os momentos.

Aos meus pais Francisco Alves (in memoriam) e Leila Maria pelo dom da vida. A minha mãe, em especial, por estar sempre ao meu lado, acreditando e incentivando sempre.

Ao Diego Pacheco, meu marido, por nunca me deixar esmorecer e por ter muita paciência nos meus momentos mais difíceis.

Aos meus irmãos, Marcus Paulo, Priscila Maria e Marcio José pelo apoio de sempre.

Aos meus sobrinhos Enzo, Victor, M<sup>a</sup> Júlia e Larissa por serem a minha força, alegria e incentivo para ser sempre uma pessoa e profissional melhor.

À minha avó Odaléa (in memoriam) que não escondia de ninguém o orgulho que sentia da sua “Doutora Leilinha”.

Aos meus tios e tias, por sempre me colocarem para frente, mesmo sem saber ao certo do que se tratava. Saudações vascaínas!

Ao Luke e Florinda por sempre me amarem sem pedir nada em troca. Que somente com seus olhares, ronronadas e lambidas transbordam o meu coração de amor.

À minha orientadora Prof<sup>a</sup> Dr<sup>a</sup> Andressa Ferreira da Silva Spyrides pelo exemplo de profissional. Obrigada pelo carinho, aprendizado nestes anos de convivência.

À minha co-orientadora Prof<sup>a</sup> Dr<sup>a</sup> Andreza Amaral da Silva pela dedicação, ajuda e todo carinho e fé depositada em mim.

À Prof<sup>a</sup> Dr<sup>a</sup> Cristiane Divan Baldani por toda ajuda e colaboração na coleta de material e armazenamento biológico.

Ao Prof. Dr. Edwards Frazão-Teixeira pela grande oportunidade de aprendizagem, paciência ao ensinar e por sua disponibilidade para que a técnica sorológica fosse desenvolvida da melhor maneira. E com carinho e afeto, eu agradeço a Maria Eduarda Guardiano da Silva, por ter realizado, com muita exatidão a leitura da titulação final. Você é uma menina brilhante! Continue por esse caminho e conte comigo sempre que precisar. Obrigada!

À Prof<sup>a</sup> Dr<sup>a</sup> Heloísa Justen Moreira de Souza pela ajuda e todo aprendizado recebido durante o período de coleta de dados no Setor de Felinos da UFRRJ.

À Msc e Dr<sup>a</sup> Andresa Guimarães, a residente Agatha Ferreira e a todos os demais que trabalham no LabVet da UFRRJ, meu muito obrigada pela ajuda e comprometimento, sem vocês eu não conseguaria. Obrigada!

Aos Residentes Gustavo Parreiras, Cristine Giugni, Bruna Andolphi por toda ajuda e colaboração durante os meses de HVPA.

À Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro por ser essa grande mãe que nos acolhe, nos ensina, nos faz crescer profissional e como seres humanos. Obrigada melhor do mundo!

À Fundação Oswaldo Cruz pela colaboração.

Aos meus melhores amigos Max Andrade e Anne Vitória por segurarem todas as minhas fases ruins e nunca me deixar desistir.

Aos meus colegas de trabalho, amigos de graduação e pós-graduação, estagiários por sempre me transmitirem muita força e coragem.

A todos os tutores que sempre se dirigiram a mim com muito carinho, gentileza e certa curiosidade sobre o assunto, o que muito me alegrava. Obrigada pelo carinho.

A todos os gatinhos e gatinhas, entre ronrons e mordidinhas só me encheram de amor. Sem vocês nada desta incrível jornada teria sentido. Com vocês o aprendizado fica mais feliz, leve e recompensador.

E por último, mas nem por isso menos importante, a Veterinária! Que é uma profissão da qual eu tenho muito orgulho. É desafiadora, assustadora, mas a cada diagnóstico fechado, a cada animalzinho que volta saudável para nos agradecer com seus “lambeijos”, faz o cinza virar arco-íris e faz cada hora de preocupação, estudo e falta de sono valer a pena.

O presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento Pessoal de Nível Superior – Brasil (CAPES) – Código de Financiamento 001.

## RESUMO

ALVES, Leila Maria de Carvalho. **Fatores associados à soropositividade de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em gatos domésticos da Zona Norte, Oeste e Baixada Fluminense do Rio de Janeiro.** 2020. 40p. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária). Instituto de Veterinária, Programa de Pós-Graduação em Medicina Veterinária - Patologia e Ciências Clínicas, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ, 2020.

A toxoplasmose é uma zoonose cosmopolita causada pelo protozoário *Toxoplasma gondii* e transmitida pela ingestão de oocistos encontrados nas fezes de gatos infectados, hospedeiros definitivos desse parasito. O objetivo desde estudo foi correlacionar os fatores de risco e análises clínicas com a sorologia de *T. gondii* nos felinos residentes nas Zona Norte, Zona Oeste e Baixada Fluminense atendidos no Setor de Felinos do Hospital Veterinária de Pequenos Animais da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ). As análises foram realizadas a partir de amostras de sangue de 91 felinos. Os dados para tabulação dos sinais clínicos e fatores de risco dos felinos foram obtidas por meio da ficha de atendimento clínico do Setor e questionário adicional com informações obtidas pelos tutores. As análises hematológicas e bioquímicas (Alanina aminotransferase, Fosfatase alcalina, Albumina, Ureia e Creatinina) foram realizadas no LABVET da UFRRJ. A detecção de anticorpos anti-*T. gondii* por meio do Teste de Aglutinação Modificado foi realizado no Laboratório de Biologia Estrutural – FIOCRUZ. Os felinos apresentaram anticorpos anti- *T. gondii* em 18.68% (17/91), com titulação variando de 1:25 a 1:3200. Os felinos com idade igual ou superior a 10 anos apresentaram maior risco de infecção por *T. gondii*. Os demais fatores não apresentaram diferença estatística, logo não foram considerados fatores de risco para infecção. Os sinais clínicos não demonstraram significância entre os animais soropositivos e negativos para anticorpos anti-*T. gondii*. Não foi possível determinar alterações hematológicas e bioquímicas nos felinos positivos e negativos para toxoplasmose na região estudada. Sendo assim, não foi encontrada correlação os fatores de risco e análises clínicas com a sorologia de *T. gondii* nos felinos das regiões estudadas. Os resultados do presente estudo nos permitiu compreender que mesmo sendo desafiador o diagnóstico *ante-mortem* da toxoplasmose felina pode ser facilitado com a utilização da sorologia podendo ser uma ferramenta eficaz para o diagnóstico de animais com sintomatologia clínica ou daqueles pertencentes aos grupos que tenham maiores riscos de infecção pelo parasito, e que as análises clínicas, fatores de risco e sinais clínicos, isoladamente, não são variáveis auxiliem no diagnóstico da toxoplasmose felina.

Palavras-chave: Coccídeos, Gatos, MAT.

## ABSTRACT

ALVES, Leila Maria de Carvalho. **Factors associated with the seropositivity of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in domestic cats in the north, west zone and baixada fluminense of Rio de Janeiro.** 2020. 40p. Dissertation (Master's Degree in Veterinary Medicine). Instituto de Veterinária, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ, 2020.

Toxoplasmosis is a cosmopolitan zoonosis caused by the protozoan *Toxoplasma gondii* and is transmitted through the ingestion of oocysts present in the feces of infected cats, the definitive host of this parasite. The objective of this study was to correlate the risk factors and clinical analyses with *T. gondii* serology in feline residents of the North Zone, West Zone and Baixada Fluminense area at the Feline Sector of the HVPA at the UFFRJ. The analyses were made through blood and plasma samples of 91 felines. The data demonstrated the clinical signs and risk factors that the felines of the studied region were more exposed to. The data for tabulation of the clinical signs and risk factors of the felines were obtained through clinical treatment records and an additional questionnaire with information given to the owners. Hematological and biochemical analyzes (ALT, FA, Albumin, Urea and Creatinine) were performed at LABVET of the UFRRJ. Detection of anti-*T. gondii* antibodies through the Modified Agglutination Test was performed at the Laboratório de Biologia Estrutural - FIOCRUZ. The felines presented chronic infection of *T. gondii* in 18.68% (17/91) with a cut-off point of 1:25 for 100% of seropositive animals. Cats aged 10 years or older had a higher risk of infection with *T. gondii* than animals younger. The other risk factors showed no statistical difference. The most common clinical alterations between seropositive felines were dehydration, pale/white or jaundiced mucous membranes and increased respiratory rate. It was not possible to determine hematological changes in felines positive for toxoplasmosis in the studied area. The ALT enzyme was the only biochemical parameter which showed a significant difference between the groups studied, being reduced in seropositive felines, thus be used as an auxiliary diagnostic tool for feline toxoplasmosis. It is possible to conclude that even being challenging, the *ante-mortem* diagnosis of feline toxoplasmosis can be facilitated when there is a crossing of information about risk factors and laboratory findings with the results of serological tests suitable for this species.

**Keywords:** Cats, Coccidioids, MAT.

## LISTA DE TABELAS

<b>Tabela 1.</b> Anticorpos anti- <i>Toxoplasma gondii</i> em gatos domésticos no Brasil.....	7
<b>Tabela 2.</b> Anticorpos anti- <i>Toxoplasma gondii</i> em gatos domésticos de outros países.....	8
<b>Tabela 3.</b> Pesquisa de anticorpos anti- <i>Toxoplasma gondii</i> em felinos atendidos no Hospital Veterinário da UFRRJ pelo Teste de Aglutinação Modificado (MAT) nas diferentes titulações finais utilizadas .....	16
<b>Tabela 4.</b> Teste do Qui-quadrado para fatores associados à ocorrência de anticorpos anti- <i>Toxoplasma gondii</i> em gatos domésticos atendidos no Hospital Veterinário de Pequenos Animais da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro.....	17
<b>Tabela 5.</b> Valores hematológicos médios para felinos soropositivos e negativos para infecções naturais para <i>Toxoplasma gondii</i> . .....	19
<b>Tabela 6.</b> Valores médios para bioquímica sérica para felinos soropositivos e negativos para infecções naturais para <i>Toxoplasma gondii</i> . .....	19

## LISTA DE QUADROS

<b>Quadro 1.</b> Sinais clínicos de felinos infectados por <i>Toxoplasma gondii</i> em diferentes sistemas.....	4
<b>Quadro 2.</b> Sinais clínicos mais comuns entre os gatos positivos para anticorpos anti- <i>Toxoplasma gondii</i> atendidos no HVPA da UFRRJ .....	18

## **LISTA DE FIGURAS**

**Figura 1.** Ilustração do ciclo biológico de *Toxoplasma gondii*. Fonte: Dubey *et al.*, (1998). ...3  
**Figura 2.** Fluxograma com as etapas de execução do presente estudo.....14

## SUMÁRIO

<b>1 INTRODUÇÃO .....</b>	<b>1</b>
<b>2 REVISÃO DE LITERATURA .....</b>	<b>2</b>
<b>2.1 Toxoplasmose .....</b>	<b>2</b>
<b>2.1.1 Breve histórico .....</b>	<b>2</b>
<b>2.1.2 Ciclo biológico e formas de transmissão.....</b>	<b>2</b>
<b>2.1.3 Sinais clínicos .....</b>	<b>4</b>
<b>2.1.4 Epidemiologia e fatores de risco.....</b>	<b>6</b>
<b>2.2 Métodos Diagnósticos.....</b>	<b>9</b>
<b>2.2.1 Detecção de oocistos nas fezes de gatos.....</b>	<b>9</b>
<b>2.2.2 Sorologia .....</b>	<b>10</b>
<b>2.2.3 Teste de aglutinação modificado (MAT).....</b>	<b>10</b>
<b>2.2.4 Teste de aglutinação em látex (LAT).....</b>	<b>10</b>
<b>2.2.5 Reação sabin-feldman (RSF) .....</b>	<b>10</b>
<b>2.2.6 Reação de imunofluorescência indireta (RIFI).....</b>	<b>10</b>
<b>2.2.7 Reação em cadeia da polimerase (PCR) .....</b>	<b>11</b>
<b>2.2.8 Hematologia e bioquímica sérica.....</b>	<b>11</b>
<b>2.2.9 Imuno-histoquímica e histopatologia.....</b>	<b>11</b>
<b>2.2.10 Bioensaio em tecidos de camundongo.....</b>	<b>11</b>
<b>2.3 Prevenção .....</b>	<b>11</b>
<b>2.4 Tratamento .....</b>	<b>12</b>
<b>3 MATERIAL E MÉTODOS.....</b>	<b>13</b>
<b>3.1 Comitê de Ética no Uso de Animais (CEUA) .....</b>	<b>13</b>
<b>3.2 Locais de Realização da Pesquisa .....</b>	<b>13</b>
<b>3.3 Delineamento Experimental .....</b>	<b>13</b>
<b>3.4 Amostras .....</b>	<b>13</b>
<b>3.5 Sorologia para Detecção de Anticorpos Anti- <i>T. gondii</i> .....</b>	<b>14</b>
<b>3.6 Fatores de Risco .....</b>	<b>15</b>
<b>3.7 Análise Hematológica e Bioquímica .....</b>	<b>15</b>
<b>3.8 Análise Estatística .....</b>	<b>15</b>
<b>4 RESULTADOS.....</b>	<b>16</b>
<b>4.1 Análise Sorológica .....</b>	<b>16</b>
<b>4.1.1 Teste de aglutinação modificado (MAT) .....</b>	<b>16</b>
<b>4.2 Fatores de Risco .....</b>	<b>16</b>
<b>4.3 Sinais Clínicos .....</b>	<b>16</b>
<b>4.4 Hematologia .....</b>	<b>18</b>
<b>4.5 Bioquímica Sérica .....</b>	<b>19</b>
<b>5 DISCUSSÃO .....</b>	<b>20</b>
<b>6 CONCLUSÃO.....</b>	<b>27</b>
<b>7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....</b>	<b>27</b>
<b>ANEXOS .....</b>	<b>36</b>
<b>Anexo I.....</b>	<b>36</b>
<b>Anexo II .....</b>	<b>37</b>
<b>Anexo III.....</b>	<b>40</b>

## 1 INTRODUÇÃO

A toxoplasmose é uma doença parasitária transmissível por meio da ingestão de oocistos que são liberados no ambiente pelas fezes do seu hospedeiro definitivo, os felídeos. *Toxoplasma gondii* é o agente infeccioso responsável pela toxoplasmose, uma importante zoonose de distribuição cosmopolita, que infecta além do seu hospedeiro definitivo, os felídeos, outros animais de sangue quente, tais como cães, bovinos, equídeos, suínos, apresentando sinais neurológicos e, mais comumente, reprodutivos nesses animais, o que gera grandes impactos econômicos à produção animal e na saúde e bem-estar de pequenos animais. As formas de infecção vão desde a feco-oral, por meio das fezes de felídeos infectados até a ingestão de alimentos e água contaminados por oocistos esporulados e de carne infectada com as formas císticas do coccídeo.

O aumento da população de gatos, em especial aqueles semi-domiciliados, que não tem um manejo e descarte correto de suas fezes e os que vivem em regiões em que o saneamento básico é precário, aumenta a possibilidade de infecção do felino pelo parasita, principalmente através do hábito de caça e procura por alimentos, tais como roedores, aves, que são hospedeiros intermediários de *T. gondii*. E uma vez o felino ingerindo essa carne parasitada se torna um animal infectado eliminando no ambiente os oocistos e, essas fezes expostas à temperatura e ambientes propícios com temperaturas amenas, boas condições de umidade e oxigenação para sua esporulação se tornem infectantes para eles e outras formas de vida, fazendo com que o ciclo mantenedor do agente patogênico no meio ambiente seja perpetuado.

De acordo com Dubey (2010), a toxoplasmose em felinos pode acometer o sistema nervoso central, levando a episódios de convulsão, incoordenação, tremores, aumento do comportamento afetuoso, estupor, cegueira parcial ou completa. Tais sinais não são específicos da toxoplasmose, o que torna o seu diagnóstico um grande desafio para os profissionais de saúde.

É imprescindível que estudos que contemplem a soropositividade, fatores de risco, sinais clínicos e laboratoriais sejam desenvolvidos, principalmente quando se trata de uma importante doença infeciosa, grave tanto para animais quanto para humanos. O diagnóstico *ante-mortem* desta enfermidade apresenta relativa dificuldade para o Médico Veterinário, assim, este estudo tem como pretensão expandir o conhecimento técnico, de profissionais atuantes nas Zonas Norte, Oeste e Baixada Fluminense do estado do Rio de Janeiro.

O felino infectado é um potencial reservatório do *T. gondii* e, somente com ele há o fechamento do ciclo de vida do parasita. Identificar animais portadores contribui para o controle, profilaxia e prevenção da doença, em todas as esferas da saúde pública.

A observação dos oocistos nas fezes é uma das formas diagnósticas, porém, como a liberação de oocistos acontece de forma intermitente e em um curto período de tempo após a infecção a sorologia é um dos métodos diagnósticos mais utilizados e eficazes para identificação dos agentes nesta espécie e pode ou não ser associada a diagnósticos definitivos como a biologia molecular, imuno-histoquímica e bioensaio em camundongos.

O objetivo deste estudo foi de correlacionar a sorologia para anticorpos anti-*T. gondii* em gatos domésticos atendidos no Setor de Felinos da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ) aos fatores de risco ligados a infecção por *T. gondii*, e analisar se há alterações hematológicas e bioquímicas nos gatos positivos e avaliar quais os sinais clínicos são mais comuns nos gatos atendidos no Hospital Veterinário de Pequenos Animais (HVPA) da UFRRJ.

## 2 REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1 Toxoplasmose

#### 2.1.1 Breve histórico

A toxoplasmose é uma doença amplamente estudada desde o início do século XX, quando os estudiosos Nicolle e Mancaeu (1908) observaram a presença do parasito em roedores, *Ctenodactylus gundi*, quando então o protozoário foi nomeado como *Toxoplasma gondii* (DUBEY et al., 2012). No Brasil, no mesmo momento, o médico de origem italiana, Alfonso Splendore (1908) observou o protozoário no coelho doméstico, *Oryctolagus cuniculus*.

Em 1970 diversas pesquisas foram realizadas a fim de esclarecer o ciclo biológico do protozoário, até que Dubey, Frenkel e Miller (1970) conseguiram vincular a infeciosidade fecal com oocistos de *T. gondii* nas fezes de gatos que passaram por um rigoroso controle de infecções por coccídeos e realizando diversos testes sobre infectividade do oocisto, resistência do oocisto a condições ambientais adversas e comparações do surgimento de oocistos nas fezes, bem como o seu potencial de infecção por *T. gondii* quando esses gatos eram alimentados com cistos, trofozoítos e oocistos.

Frenkel iniciou os testes em outras espécies animais para observação do derramamento de oocistos pelas fezes e obteve o resultado, em pesquisa auxiliada por Dubey e Miller, de que somente os felídeos eram capazes de eliminar oocistos de *T. gondii* pelas fezes após a infecção do parasito (DUBEY et al., 1970).

Os animais pertencentes à família Felidae são considerados os hospedeiros definitivos de *Toxoplasma gondii*, pois a reprodução sexuada do agente só ocorre nas células intestinais dos animais dessa família, porém, a toxoplasmose pode acometer diversos animais de sangue quente, incluindo o homem (DUBEY, 2010).

Em humanos o protozoário foi descrito pela primeira vez na década de 30 por Wolf e colaboradores. Seu caráter zoonótico torna-se mais grave quando a infecção ocorre em mulheres grávidas uma vez que o coccídeo pode causar graves danos ao feto (ELMORE et al., 2010).

#### 2.1.2 Ciclo biológico e formas de transmissão

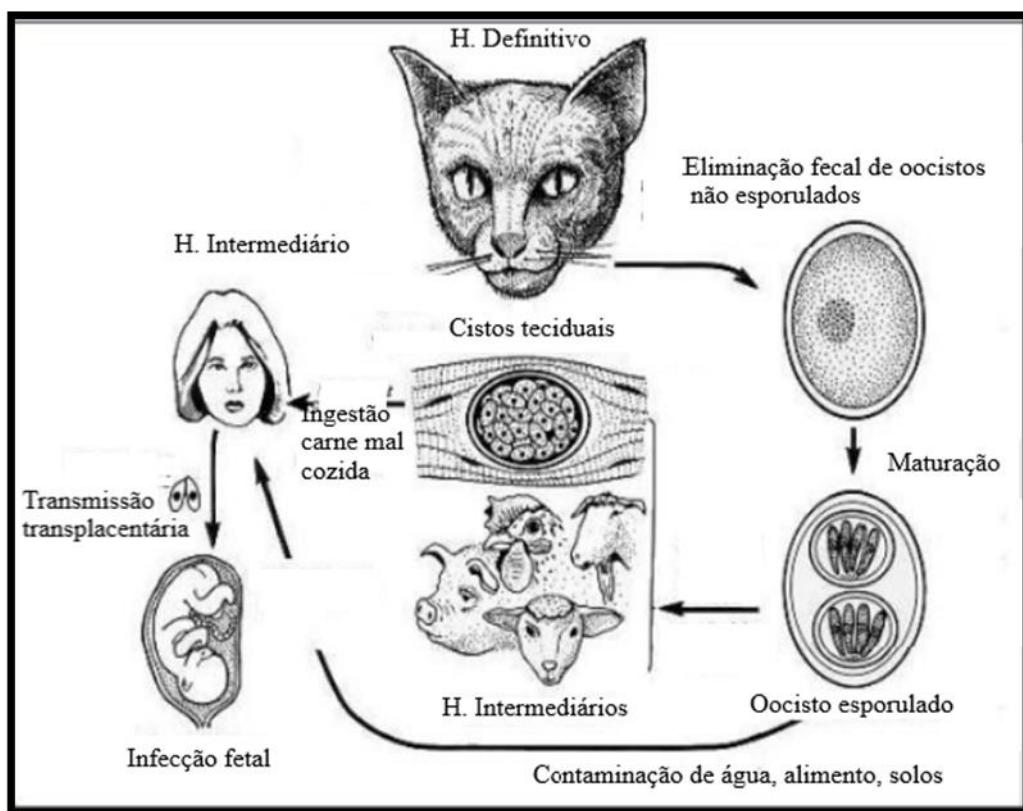
Os felinos domésticos e selvagens quando infectados por *T. gondii*, por qualquer um dos três estágios infeciosos (taquizoítio, bradizoítio e oocisto) irão desempenhar papel crucial na manutenção do oocisto no ambiente, uma vez que a reprodução sexuada desse coccídeo só ocorre nos enterócitos desses animais (DUBEY, 2010; ZULPO et al., 2018).

As formas de transmissão de *Toxoplasma gondii* são: via horizontal, via vertical ou transplacentária (DUBEY, 2010), e estudos apontam que ainda existem outras formas de transmissão do parasito como a via sexual (MORAES et al., 2010; LOPES et al., 2013; DA SILVA, 2013) e por meio do leite materno (COMOSSI et al., 2011).

Segundo Dubey (1995), um felino após infecção primária lança para o ambiente cerca de 20 milhões de oocistos. De três a 18 dias após a infecção por *T. gondii* os felinos eliminam oocistos nas fezes e no ambiente esses oocistos esporulam, quando em condições ambientais ótimas de temperatura (média 25°C), umidade e oxigenação, e os oocistos tornam-se infectantes para animais e humanos em um período de 48-72 horas (LEGUÍA, 2002).

Os oocistos esporulados podem atingir a água de córregos, lagos e poços utilizados na irrigação de lavouras, ofertada aos animais e até mesmo para o consumo humano podendo provocar a infecção de outros animais e da população humana. Por meio da ingestão desses oocistos esporulados, haverá a formação de cistos teciduais, pela fase assexuada, em células não intestinais dos demais mamíferos e aves, hospedeiros intermediários (ACHA, 2003).

Outra forma de transmissão do *T. gondii* é pela transferência materno-fetal dos taquizoítos (forma de reprodução sexuada) (Figura 1), que são a transformação dos esporozoítos e bradizoítos originados de oocistos e cistos teciduais, respectivamente, que ao serem ingeridos por hospedeiros passíveis à infecção podem desenvolver ou tornarem-se portadores do protozoário (MITSUKA-BREGANÓ et al., 2010).



**Figura 1.** Ilustração do ciclo biológico de *Toxoplasma gondii*. Fonte: Dubey et al., (1998).

Até a década de 90, acreditava-se que o gato desenvolvia imunidade prolongada para novas infecções por *T. gondii*, não re-liberando oocistos nas fezes, quando infectados por cepas homólogas ou heterólogas do coccídeo (DUBEY; FREKEL, 1974). Porém, em 1995, descobriu-se que após setenta e sete meses da primeira infecção, quatro entre nove dos felinos inicialmente infectados por cistos teciduais, voltaram a eliminar fezes contaminadas por oocistos, porém, o pesquisador não chegou a uma conclusão exata sobre o número de oocistos liberados na segunda infecção nestes gatos, pois os animais foram mantidos em gaiolas coletivas, além de apresentarem comportamento arredio que dificultou o manuseio destes, sem sedativo, pela equipe do pesquisador (DUBEY, 1995).

Em um experimento realizado na Pontifícia Universidade Católica do Paraná e Universidade Estadual de Londrina, analisou-se a liberação de oocistos fecais após reinfeção oral em felinos por alimentos contendo cistos teciduais de cepas homólogas e heterólogas de *T. gondii*. Foram mensuradas as concentrações de oocistos 12, 24 e 36 meses após infecção primária. Concluiu-se que alguns felinos foram capazes de liberar, em quantidades menores, oocistos através das fezes, principalmente aqueles que foram reinfectados com cepa diferente da primo-infecção. Esse estudo também demonstrou que a eliminação de formas infectantes por felinos adultos é somente 30% menor do que a que ocorre com gatos filhotes, o que propicia a permanente contaminação ambiental (ZULPO et al., 2018). Estes dados encontrados vão contra

a afirmação de Cerro et al., (2013), de que felinos imunocompetentes só eliminariam oocistos de três a 20 dias após a infecção primária.

Os primeiros trabalhos publicados sobre transmissão sexual de *T. gondii* datam do ano 2010 em que Moraes e colaboradores isolaram o protozoário de sêmen fresco de ovinos, após infecção experimental. Lopes et al., (2013) sugeriram que há transmissão venérea na monta natural de ovinos reprodutores. Esses ovinos foram infectados experimentalmente após inoculação de formas infectantes de *T. gondii* por via oral e subcutânea.

Da Silva (2013) sugeriu a ocorrência de transmissão de *T. gondii* por monta natural em ovinos naturalmente infectados e a transmissão do parasito por meio de inseminação artificial com sêmen criopreservados. No trabalho acima citado, o autor conseguiu detectar a presença de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* no ovino coberto pelo animal infectado, mas não encontrou o DNA do parasito no sêmen. O autor sugeriu que os ovinos podem eliminar o parasito no sêmen de forma intermitente ou que os animais poderiam se encontrar em estágio crônico da doença. Contudo Da Silva (2013) comprovou que o sêmen inoculado experimentalmente com *T. gondii*, mesmo após o processo de criopreservação, se mantém infectante.

Foi detectado por Comossi e colaboradores (2011) por meio do diagnóstico molecular a contaminação do leite de ovelhas sugerindo a possível infecção de humanos que ingeriram esse produto. A confirmação do caso ocorreu com o sequenciamento genético em que 7/139 amostras de leite foram positivas para *T. gondii*.

### 2.1.3 Sinais clínicos

Os felinos infectados, na maior parte do tempo, podem estar assintomáticos ou apresentarem múltiplos sinais que podem ser bastante inespecíficos como desconforto abdominal, perda de peso, alterações no padrão respiratório, pneumonia, hepatite, icterícia, diarreia, retinocoroidite, disfunções neurológicas, quadros de encefalites e encefalomielites, por exemplo (DUBEY, 2010; PARREIRA et al., 2018) (Quadro 1). Febre e uveítes são os sinais clínicos mais comuns encontrados (DUBEY; LAPPIN, 2002; GALVÃO et al., 2014).

**Quadro 1.** Sinais clínicos de felinos infectados por *Toxoplasma gondii* em diferentes sistemas.

Sinais clínicos mais comuns na toxoplasmose em felinos	
Sinais neurológicos	Cegueira parcial ou total, aumento do comportamento afetivo, estupor, incoordenação, choro atípico, andar em círculos, torcicolo, balançar de cabeça, anisocoria, encefalites e encefalomielites
Sinais locomotores	Claudicação, dificuldade de locomoção associada a dor por inflamação articular, ataxia, atrofia muscular generalizada.
Sinais visuais	<i>Aqueous flare</i> , hifema, irite, hemorragia retiniana, midríase, anisocoria, redução de reflexo pupilar, uveíte, degeneração retiniana total e parcial, coriorretinite, cegueira parcial ou total.
Sinais respiratórios	Dispneia, dificuldade respiratória por consolidação de lobos pulmonares, pneumonia.
Sinais cutâneos	Nódulos teciduais.

Fonte: Calero-Bernal (2019).

Em um estudo realizado nos Emirados Árabes em parceria com um criatório de gatos de areia (*Felis margarita*), apontou uma série de sinais clínicos e alterações laboratoriais apresentados pelos animais que foram diagnosticados com a utilização do Teste de Aglutinação

Modificado (MAT) com toxoplasmose, tais como: anemia, inapetência, anorexia, fraqueza, diarreia, dificuldade de locomoção, ataxia, atrofia muscular generalizada, desmineralização óssea, degeneração retiniana total e parcial, coriorretinite, uremia, hiperglobulinemia, proteinúria, hematúria e alcalinização da urina gerando formação de cristais, abaulamento dos rins, dificuldade respiratória por consolidação de lobos pulmonares (DUBEY, 2010).

Dubey (2010) descreveu os sinais clínicos apresentados por 100 felinos com toxoplasmose que incluem sintomas como anorexia, febre, icterícia, hepatite, pancreatite levando ao desconforto abdominal, dispneia e polipneia, alterações neurológicas como cegueira parcial ou completa, estupor, choro atípico ou aumento do comportamento de afetividade, incoordenação, espasmos, anisocoria, convulsões. Lesões cutâneas tais como nódulos dérmicos ou subcutâneos e úlceras. Alterações em sistema locomotor atribuídos a inflamação periarticular levando a claudicação, além de doenças acometendo o sistema ocular causando hifema, irite, hemorragias retinianas, retardado do reflexo pupilar, anisocoria e midriase. A toxoplasmose também pode acometer os pulmões levando a pneumonite e morte (DUBEY, 2010). Esses sinais corroboram como os descritos anteriormente.

O diagnóstico *ante-mortem* para toxoplasmose é desafiador. Mari *et al.*, (2016) relataram a presença de sinais neurológicos em uma gata Birman, de seis anos, resgatada das ruas do Reino Unido duas semanas antes dos sinais clínicos serem evidentes. O quadro iniciou com perda de peso, relutância ao saltar, marcha rígido e com menor amplitude dos membros pélvicos com piora para tetraparesia por seis semanas, culminando com paraplegia dos quatro membros. Desidratação e sarcopenia também eram evidentes. Tais sinais foram compatíveis com polineuropatia distal. Os diagnósticos diferenciais para polineuropatia distal foram excluídos, restando o resultado positivo para toxoplasmose, revelado através dos títulos de 1:40 IgM e 1:50 IgG pela Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI) e terapêutico ao ser instaurado o tratamento, por três dias com clindamicina. O animal apresentou melhora clínica gradual e ao final de seis semanas a propriocepção geral e reflexos espinhais encontravam-se normais e, após 11 semanas de tratamento, os títulos sorológicos foram negativos.

Dermatite toxoplasmica em cães e gatos é pouco descrita na medicina veterinária. O primeiro diagnóstico realizado por meio de aspirado cutâneo de um gato que foi levado ao Hospital Veterinário da Universidade da Pensilvânia, que apresentava, além da sintomatologia sistêmica, nódulos firmes e hiperêmicos na região do pescoço e dos membros. Após a morte do animal foi realizada a imunohistoquímica e histopatologia de fragmentos de tecidos do animal que confirmaram a presença de taquizoítos de *T. gondii* nas amostras, o procedimento foi realizado por Little e colaboradores em 2005.

Anos mais tarde, Park *et al.*, (2007) relataram o caso de um felino, fêmea, de 16 anos de idade que apresentava um nódulo mamário único de aproximadamente três cm de diâmetro. Após exérese cirúrgica, o material foi encaminhado para análise histopatológica, no qual foi visualizada a presença de protozoários livres e aglomerados. O diagnóstico positivo para *T. gondii* ocorreu *post-mortem* por meio de PCR de amostras de tecidos obtidos na necropsia. Em animais de produção como o gado e pequenos ruminantes a infecção por *T. gondii* tem maior relevância na área de reprodução, pois é um dos agentes infecciosos responsáveis pela ocorrência de abortos, natimortos, nascimento de animais debilitados, fetos mortos e mumificados (DUBEY, 1990).

A infecção em mulheres pode acontecer de maneira assintomática. Havendo contato com o parasita pela primeira vez antes de engravidar, considera-se que esta mulher terá menos riscos de transmitir *T. gondii* para o feto em caso de uma segunda infecção durante o período gestacional (ELMORE *et al.*, 2010). Caso a primo-infecção ocorra durante a gestação, principalmente no primeiro trimestre, podem ocorrer graves prejuízos e lesões destrutivas ao feto, como restrição de crescimento e hidropsia fetal, parto pré-termo, alterações hematológicas,

morte neonatal, falha no desenvolvimento cognitivo, hidrocefalia, microcefalia, retardo no crescimento intrauterino e retinocoroidite (PAQUET et al., 2013).

Em caso de infecção em indivíduos imunocompetentes a toxoplasmose pode apresentar sinais mais brandos como linfadenopatia (TENTER et al., 2000). Já em pacientes imunossuprimidos, como os portadores de doenças crônicas como o HIV, a reativação dos cistos cerebrais pode causar encefalites e morte (HILL, 2002).

#### **2.1.4 Epidemiologia e fatores de risco**

Em grandes centros urbanos a densidade populacional de gatos errantes é um dos fatores perpetuantes do agente infeccioso, *T. gondii*, no meio ambiente, uma vez que esses animais encontram recursos como alimentos e abrigos que propiciem a sua sobrevivência e reprodução nessas localidades. As principais áreas em que essas populações mais se concentram são em parques, jardins, praças e essas localidades são comumente utilizados pela população humana. Esse contato íntimo é um fator facilitador para infecção por zoonoses, principalmente aquelas transmitidas através de contato com fezes desses animais (AFONSO et al., 2008).

Ao longo da vida dos gatos a soropositividade aumenta, o que sustenta a hipótese de transmissão de *T. gondii* após o nascimento (DUBEY, 2010). Após o período de desmame foram encontrados anticorpos contra *T. gondii* na maior parte dos felinos jovens, indicando a transmissão de anticorpos maternos através da lactação, porém, a titulação nesses animais é baixa e esses anticorpos desaparecem por volta das 12 semanas de vida (DUBEY, 2010).

O estilo de vida do felino influencia diretamente na prevalência de infecção por *T. gondii*, uma vez que os gatos selvagens têm uma alta prevalência em comparação com os gatos domésticos, devido ao hábito de caçar o próprio alimento. Já os felinos domiciliados, na maior parte das vezes, recebem alimentos industrializados ou com algum tratamento prévio (DUBEY, 2010).

Segundo Dubey (2010), a soropositividade pode variar de um país para outro e até mesmo dentro do próprio país, de Estado para Estado (Tabela 1). Esta variação está ligada não somente ao estilo de vida daquela população animal, mas também da população humana que vive naquele país ou Estado. Na Tailândia, por exemplo, a maior parte da sua população pratica o budismo, que não permite matar animais de estimação, a população de gatos nessa região é, porém, esses animais, em sua maioria, são alimentados com arroz e peixe cozido, o que faz com que a prevalência para anticorpos anti-*T. gondii* seja baixa, com valores em torno de 7,3 a 11%.

Segundo Stagno et al. (1980), surtos de toxoplasmose, principalmente em humanos, ocorrem em consequência da contaminação do solo por oocistos excretados nas fezes de felinos infectados. Os gatos podem enterrar suas fezes ou podem mantê-las expostas como sinal de marcação de território, e normalmente, defecam em um só local, e esse lugar pode ser utilizado por vários gatos infectados e não infectados, quando a concentração de animais vadios é muito alta nessa região (TURNER; BETESON, 2000; UEGA et al., 1996).

No Município de Santa Isabel do Ivaí, Paraná, houve um surto de toxoplasmose nos meses de novembro de 2001 e janeiro de 2002, em consequência da contaminação de reservatórios de água do Município com oocistos de *T. gondii*. No período do ocorrido, o Município não dispunha de um sistema de tratamento de águas completo que contemplam as etapas de coagulação, sedimentação e filtração da água antes de ser distribuída para população, estágios esses que são capazes de reter a maior parte de oocistos de *T. gondii* e cistos de *Giardia* sp. A água distribuída para população era captada de poços artesianos e somente recebia tratamento com cloro, que não inativa oocistos e cistos dos parasitas citados (ALMEIDA et al., 2011).

**Tabela 1.** Anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em gatos domésticos no Brasil.

Estado	Município	%	Teste	Cut-off	N	Autor e Ano
Bahia	Ilhéus e Itabuna	44,3	RIFI	1:64	201	Munhoz et al., (2017)
	Ilhéus	50	RIFI	1:64	28	Oliveiria et al., (2019)
Mato Grosso do Sul	Campo Grande	32,5	RIFI	1:40	151	Sousa et al., (2014)
Maranhão	São Luís	50,5	RIFI	1:40	101	Braga et al., (2012)
Paraná	Santa Isabel do Ivaí	84	MAT	1:20	58	Dubey et al., (2004)
	Jaguapitã	73	RIFI	1:16	163	Garcia et al., (1999)
Pernambuco	Fernando de Noronha	71,26	RIFI	1:16	348	Magalhães et al., (2016)
	Niterói	24,39	HAI	?	41	Netto et al., (2003)
Rio de Janeiro			HAI	?	108	Mendes-de- Almeida et al., (2007)
	Rio de Janeiro	61 a 92				
Rondônia	Niterói	29,07	RIFI	1:40	86	Freitas et al., (2017)
	Rio de Janeiro	21,9	MAT e HAI	1:64	433	Pereira et al., (2018)
São Paulo	Monte Negro	87,3	MAT e RIFI	1:25	63	Cavalcante et al., (2006)
	Andradina	15,7	RIFI	1:64	70	Coelho et al., (2011)
São Paulo	São Paulo	35,4	MAT	1:25	237	Pena et al., (2006)
	Botucatu	18	RIFI	1:16	100	Da Silva et al., (2002)
	São Paulo	17,7	RIFI	1:40	248	Lucas et al., (1999)

Legenda: HAI: Hemaglutinação Indireta; MAT: Teste de Aglutinação Modificado; RIFI: Reação de Imunofluorescência Indireta; ?: informação não fornecida

Gatos jovens habitavam a casa de máquinas do reservatório da Cidade e um dos animais capturados apresentou sorologia positiva para o coccídeo. Oocistos de *T. gondii* foram encontrados na caixa d'água de uma escola pública municipal e estudos realizados sobre o surto apontaram que manter gatos e suas fezes no reservatório de água do município e nas caixas d'água nas residências foram os principais fatores de risco associados a infecção nessa região do Brasil (ALMEIDA et al., 2011; DUBEY, 2004).

Em agosto de 2018 foi divulgado pela Sociedade Brasileira de Medicina Tropical (2018) a ocorrência de um surto de toxoplasmose no Município de Santa Maria (RS). Na ocasião, 647 casos foram confirmados de toxoplasmose e mais 515 casos estavam sob investigação. Segundo os autores, este surto seria o maior surto de toxoplasmose humana no mundo, tendo mais casos confirmados do que o ocorrido em Santa Isabel do Ivaí (PR). Segundo Claudio Silveira, médico

oftalmologista que dirige o Centro de Referência em Toxoplasmose, no Município de Erechim (RS), estima-se que cerca de 20% das pessoas infectadas por *T. gondii* no surto de Santa Maria, poderão ter problemas de visão.

Até o momento da divulgação deste boletim epidemiológico, não se sabia ao certo qual seria o foco de contaminação ao qual a população de Santa Maria foi exposta, mas suspeitava-se do processo hidropônico de cultivo de hortaliças e da Estação de Tratamento de Água da Companhia Riograndense de Saneamento. Como prevenção para novos casos a Secretaria de Saúde de Santa Maria, o Estado do Rio Grande do Sul e da União estipularam medidas preventivas a serem adotadas na região como consumo de água após processo de fervura, não ingestão de carnes cruas ou malcozidas, limpeza de reservatórios de água e não consumir hortaliças cruas oriundas da Cidade.

Em felinos a soropositividade para toxoplasmose tem uma ampla variação como demonstrou Bastos e colaboradores (2014) em que acharam soropositividade de apenas 5,6% (6/108) dos gatos domiciliados no Município do Rio de Janeiro. Outras análises apontaram soropositividade acima de 10%, como reportado por Mendes-de-Almeida (2007) que identificou uma soropositividade entre 61% e 92% em uma população de felinos de vida livre de áreas urbanas do Estado do Rio de Janeiro. Tal variação pode ser atribuída aos hábitos alimentares e estilo de vida desses animais, uma vez que gatos domiciliados tem mais acesso à comida industrializada, caixas de areia sanitária, menos acesso à caça de pequenos roedores e outros animais de sangue quente, possíveis hospedeiros intermediários do parasita (BASTOS *et al.*, 2014). O achado obtido por Bastos e colaboradores corroboram com o que diz Parreira (2018), em que a prevalência de toxoplasmose em gatos vai depender diretamente do estilo de vida desses animais.

Países com altos índices de produção de proteína de origem animal, como é o caso do Brasil, devem ter um maior cuidado e fiscalização de suas carnes devido ao risco de contaminação da mesma por cistos teciduais de *T. gondii*, uma vez que o consumo de carne crua ou malcozida está intimamente relacionado com a infecção principalmente na população humana (KAPPERUD *et al.*, 1996). No ano de 2018, foi publicado um estudo realizado na China, estabelecendo a prevalência e os fatores de risco associados à infecção por *T. gondii* em animais de produção. Foi estimado que a soropositividade em animais de produção (ovinos, suínos e bovinos) é de 23,7% e que este percentual pode estar relacionado com a contaminação por oocistos da água dos três rios que cortam e abastecem a população animal e humana de todo o território chinês (DONG, 2018) (Tabela 2).

**Tabela 2.** Anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em gatos domésticos de outros países. (Continua)

País	Estado	%	Teste	Cut-off	n	Autor e Ano
Chile	Andes	68	MAT	1:25	65	Barros et al., (2018)
	Iowa	30	ELISA	?	140	
Estados Unidos	Ohio	48	MAT	1:25	275	Dubey et al., (2002)
	?	18,2	ELISA	?	450	
Holanda	Takachi	16,14	LAT e ELISA	1:32	353	Opsteegh et al., (2012)
Japão						Salman et al., (2018)

**Tabela 2.** Continuação

Panamá	Região Metropolitana	25	ELISA	0,350	120	Herrera et al., (2017)
Polônia	Silésia	68,8	RIFI	1:16	208	Sroka et al., (2018)
Portugal	?	20,5	MAT	?	215	Esteves et al., (2014)
	Tras-dos-Montes	77	MAT	1:20	207	Lopes et al., (2008)

Legenda: ELISA: Ensaio Imunoabsorvente Ligado a Enzima; MAT: Teste de Aglutinação Modificado; RIFI: Reação de Imunofluorescência Indireta; ?: informação não fornecida.

Fatores como clima e localização geográfica, em função da umidade e temperatura, além das condições higiênico-sanitárias, socioeconômicas, hábitos culturais e alimentares da população investigada, vão estar diretamente relacionadas com a soropositividade para *T. gondii* (IDDAWELA, 2017). Países de clima tropical e com baixos recursos voltados para saúde e saneamento básico, como Brasil tem a taxa de soropositividade alta chegando a valores de 32% em crianças de 0-5 anos de idade, 59% em crianças de 6-10 anos de idade e 5% em adolescentes de 11-15 anos de idade (DUBEY et al., 2012).

Em um estudo sobre a ocorrência de anticorpos anti-*T. gondii* e os principais fatores de risco associados à infecção em cães, realizado em Ilhéus e Itabuna na Bahia (CARLOS et al., 2010), constatou que o fator de risco importante para a população daquela região foi idade, pois animais mais velhos apresentaram maior chance de exposição e contato com oocistos ou cistos teciduais. A idade adulta também é o período em que os animais fogem de suas residências buscando acasalamento, o que propicia a exposição ao risco.

Animais errantes, com livre acesso à rua ou oriundos de áreas rurais, desta forma estavam mais predispostos à infecção por terem maior contato e ingestão com carne malcozida e restos de carcaças de caça, podendo então estar em contato com oocistos ou cistos teciduais presentes nessa fonte de alimento, além da livre ingestão de água contaminada (Must et al., 2015; Cruz et al., 2011).

No citado estudo de Carlos et al., (2010), um outro fator que foi descrito como sendo de risco foi o fato das cidades estarem próximas a áreas de mata, havendo então a manutenção da vida silvestre, servindo com alimentação de caça para esses cães e também para população humana daquela localidade. Tal condição se revelou como importante para ocorrência de infecção por cistos nos animais, principalmente aqueles das áreas rurais.

## 2.2 Métodos Diagnósticos

O diagnóstico para toxoplasmose pode ser feito por meio de detecção de oocistos nas fezes, análise molecular, análises biológicas, métodos histológicos, testes sorológicos ou uma combinação entre esses métodos (DUBEY, 2010). Tanto para gatos de abrigo quanto para os semi-domiciliados, a principal forma diagnóstica utilizada é a sorologia (PEREIRA et al., 2018).

### 2.2.1 Detecção de oocistos nas fezes de gatos

A detecção de oocistos de *T. gondii* nas fezes dos gatos pode ser feita a partir de técnicas de flotação fecal padrão (DUBEY, 2010), porém, os gatos eliminam oocistos somente por

alguns dias ou semanas após a infecção e podem adquirir imunidade intestinal. Em caso de uma reinfecção, a eliminação dos oocistos pode estar diminuída ou ausente (DUBEY et al., 1995).

### **2.2.2 Sorologia**

Os principais testes sorológicos utilizados para detecção de *T. gondii* são: Teste de Aglutinação Modificado (MAT) (DUBEY, 2010), Teste de Aglutinação em Látex (LAT) (GONDIM et al., 1999), Reação Sabin-Feldman (RSF) (LARSON et al., 1980) e Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI) (UENO et al., 2009).

Entre os testes sorológicos a Hemaglutinação Indireta (HAI) é amplamente utilizado em estudos epidemiológicos sobre toxoplasmose, para detecção de IgM, pois em princípio é um teste simples, porém, não apresenta a mesma sensibilidade que outros testes sorológicos como Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI) e Ensaio Imunoabsorvente Ligado a Enzima (ELISA) (MEIRELES et al., 2004).

#### **2.2.3 Teste de aglutinação modificado (MAT)**

O Teste de Aglutinação Modificado foi inicialmente desenvolvido por Fulton e Turk (1959) e posteriormente aprimorado por Desmonts e Remington (1980) e batizado com o nome atual por Dubey e Desmonts (1987). É um teste de aglutinação direta simples que se aplica para o diagnóstico sorológico da toxoplasmose animal e humana. Para sua confecção não é necessário nenhum conjugado ou equipamento especial (DESMONTS; REMINGTON, 1980; DUBEY; DESMONTS, 1987).

Esta técnica vem sendo utilizada para detecção de anticorpos IgG anti-*T. gondii*, como foi empregada por Dubey e colaboradores (2002), usando抗ígenos fixados em formalina e mercaptoetanol. Nestes estudos os pesquisadores encontraram anticorpos anti-*T. gondii* em 48% (133/275) gatos domésticos do Estado de Ohio (USA).

No Brasil, o teste do MAT também vem sendo empregado e por meio da sua utilização Pena et al., (2006) estabeleceram a prevalência sorológica em 35,4% (84/237) gatos domésticos de 15 Municípios do Estado de São Paulo.

#### **2.2.4 Teste de aglutinação em látex (LAT)**

Neste teste sorológico o antígeno é revestido em látex e quando o soro testado é adicionado é visualizado um padrão de aglutinação. É um teste de fácil execução e não necessita de equipamentos especiais para sua realização, porém, é necessário que sua sensibilidade seja aprimorada para testes sorológicos em animais (DUBEY, 2010).

#### **2.2.5 Reação sabin-feldman (RSF)**

Segundo Dubey (2010) a RSF é o teste definitivo para o diagnóstico da toxoplasmose em humanos. É considerado o teste sorológico mais específico para toxoplasmose, pois não se sabe de reações cruzadas com outros microorganismos, além do coccídeo *Hammondia hammondi*. Porém, é um teste de difícil execução e perigoso por usar cepas vivas de taquizoítos virulentos, logo, não se usa este teste para investigação de *T. gondii* em animais (DUBEY, 1997).

#### **2.2.6 Reação de imunofluorescência indireta (RIFI)**

Para realização da RIFI é necessário que taquizoítos mortos sejam incubados com soro e anticorpos de detecção e adiciona-se IgG anti-espécie (anti-*T. gondii*, por exemplo) marcado com fluoresceína. A visualização é feita através de microscópio de fluoresceína. A desvantagem deste teste é a necessidade de conjugados específicos e um microscópio para leitura e interpretação da sorologia, além da possibilidade de reação cruzada (DUBEY, 2010).

## 2.2.7 Reação em cadeia da polimerase (PCR)

Nos anos 80 Burg e colaboradores conseguiram isolar e detectar o DNA de *T. gondii* e desse experimento surgiu o primeiro relato. Anos mais tarde foi possível isolar amostras de DNA a partir de tecidos como musculatura esquelética, cérebro, sangue e músculo cardíaco (ESTEBAN-REDONDO; INNES, 1998; SPALDING et al., 2003). Na França em 2008 foi possível isolar DNA de oocistos de *T. gondii* a partir de amostras de solos de localidades onde gatos errantes defecavam, e assim foi possível mensurar a contaminação do solo daquela determinada região (AFONSO, 2008). A técnica da PCR é significativamente específica e sensível para diagnóstico de toxoplasmose (ELLIS, 1998).

## 2.2.8 Hematologia e bioquímica sérica

Por se tratar de sinais pouco específicos, comuns a diversas enfermidades, a realização de estudos que visem às alterações laboratoriais em animais positivos para *T. gondii* é importante para que essas análises sejam utilizadas como ferramentas de auxílio diagnóstico. Uma pesquisa realizada com 60 gatos no ano de 2010 nas Filipinas procurou relacionar a soropositividade para toxoplasmose com as alterações hematológicas e bioquímicas. Esse estudo demonstrou que os 28 animais soropositivos apresentaram baixos níveis de hemoglobina (6,8-9,0g/dL) e glóbulos vermelhos ( $3.3 \times 10^6$  -  $5.7 \times 10^6/\text{mm}^3$ ), monocitopenia (<1-4%), neutrofilia (79-96%) e hipercalemia (5,9-6,1 mg/dL) (ADVINCULA, 2010). Greene (1998) demonstrou a ocorrência das seguintes alterações hematológicas e bioquímicas em animais com toxoplasmose: anemia não-regenerativa, linfocitose, eosinofilia, monocitose, neutropenia, leucocitose neutrofilica, maior atividade das enzimas fosfatase alcalina, creatino-quinase, lipase e alanino-aminotransferase. Também foram encontrados animais com hiperbilirrubinemia, hiperproteinemia e hipoalbuminemia (DUBEY et al., 2009).

## 2.2.9 Imuno-histoquímica e histopatologia

O objetivo da imuno-histoquímica é a detecção de抗ígenos de agentes infecciosos a partir do corte histológico. Esta técnica auxilia tanto no diagnóstico de doenças infecciosas como no diagnóstico de tumores através de marcadores (receptores, genes, enzimas) (REZENDE et al., 2006).

## 2.2.10 Bioensaio em tecidos de camundongo

Segundo Dubey (2010), o Bioensaio em Tecido de Camundongos é um teste em que tecidos e fluidos corporais de animais infectados por *T. gondii* são preparados e inoculados nos camundongos. Esses camundongos então são eutanasiados e seus órgãos e tecidos passam por análises histológicas. O autor relata em seu livro “Toxoplasmosis of Animals and Humans” que utiliza da técnica em seu laboratório por se tratar de um teste de fácil execução.

Conforme foi descrito, a questão da contaminação ambiental é um fator chave para ocorrência da infecção por esses parasitos, e sabendo-se que a eliminação fecal de formas infectantes desses coccídeos ocorre por um período curto da vida do gato infectado, desta maneira a investigação epidemiológica através de levantamento de oocistos nas fezes se torna pouco eficiente (DUBEY et al., 1995). Assim o inquérito sorológico é um bom indicador de infecção por *T. gondii*, uma vez que gatos soropositivos eliminaram oocistos pelas fezes, provavelmente (DUBEY e THULLIEZ, 1989). Assim, a população, seja ela humana ou animal, residente em áreas com maior déficit de recursos e investimentos em saneamento e saúde é mais suscetível aos fatores de risco para infecção por esses dois protozoários.

## 2.3 Prevenção

A alimentação de gatos de estimação deve ser exclusivamente com alimentos industrializados como ração seca e úmida ou alimentos caseiros cozidos, nunca alimentar os

gatos com vísceras, carcaças e ossos não cozidos. Em de caso de necessidade de alimentar os felinos com carne crua, esta deve ser congelada e, preferencialmente oferecer carne de origem bovina, por esta ter menor probabilidade de conter cistos de *T. gondii* (DUBEY, 2010). Implementar hábitos de higiene como a limpeza total e diária das vasilhas sanitárias, não deixar os lixos e dejetos desses animais expostos no ambiente, impedir e inibir o hábito de caça por esses animais e castrar a população felina para fins de controle de natalidade são outras medidas preventivas (DUBEY, 2010).

## 2.4 Tratamento

O tratamento para toxoplasmose em gatos quando diagnosticada no período de eliminação de oocistos pelas fezes tem por objetivo atenuar os sintomas causados pela infecção pelos taquizoítos, reduzir a eliminação de oocistos (JERICÓ, 2017). O clínico veterinário pode utilizar fármacos como azitromicina, clindamicina, pirimetidina, sulfonamidas e, segundo Dubey e Lappin (2006), para que essas medicações sejam efetivas no tratamento de toxoplasmose em felinos, é necessário usá-las próximo a sua dose tóxica. A clindamicina é bastante empregada para miosite causada por *T. gondii*, como foi descrito por Dubey e colaboradores (2010) que utilizaram o fármaco na dose de 20 mg/Kg, por via oral, em uma gata de areia (*Felis margerita*). O tratamento com este fármaco para afecções em tecido muscular tem grande sucesso, porém, quando as lesões são causadas em tecido nervoso, o mesmo não consegue alcançar concentrações terapêuticas eficientes (JERICÓ, 2017). Quando ocorre acometimento ocular pelo coccídeo, a clindamicina deve ser utilizada na dose de 12 mg/Kg a cada 12 horas, por um período de 30 dias, ou pode ser utilizado sulfa-trimetoprima, na dose de 15 mg/Kg a cada 12 horas, por 30 dias (Jericó, 2017). A clindamicina também é bastante utilizada em casos mais graves, como na toxoplasmose disseminada e quando ocorre a enfermidade em fêmeas prenhas (JERICÓ, 2017). Os principais efeitos colaterais do fármaco em questão são os gastrointestinais, com a ocorrência de episódios de diarreia (GREENE, 1993).

A sulfadiazina e pirimetamina são usadas associadas. A sulfadiazina inibe a síntese de ácido fólico que junto de outras substâncias é necessário para o crescimento e reprodução do parasita, a pirimetamina inibe a redução do ácido fólico em ácido folínico pelo protozoário por não deixar ocorrer a divisão nuclear. Esses fármacos em conjunto podem ser usados em afecções neurológicas fetais, pois atravessam a barreira hematoencefálica e alcançam concentrações terapêuticas em líquido cefalorraquidiano (JERICÓ, 2017).

O uso de marbofloxacina na dose de 2 mg/Kg, por duas semanas por via subcutânea, foi descrito no tratamento de um felino que se encontrava atáxico, porém, os resultados não foram satisfatórios. O quadro clínico geral do animal piorou consideravelmente e o animal foi eutanasiado (DUBEY, 2010).

Conforme Little (2015), a liberação de oocistos por felinos infectados por *T. gondii* pode ser reduzida com o emprego terapêutico de ponazurila, toltrazurila e doses elevadas de clindamicina. Outras opções para o tratamento em felinos também são citadas como o uso da sulfadiazina com trimetoprima ou azitromicina por um período mínimo de um mês. Segundo a autora, a pirimetamina pode ser mais eficaz do que a trimetoprima, porém como efeito adverso pode haver o desenvolvimento de anemia nos felinos tratados com esse medicamento. Em caso de uveíte unicamente pela toxoplasmose, recomenda o uso de colírios à base de glicocorticoides.

Para diminuir ou reverter os efeitos adversos causados pela pirimetamina, Little (2015) indica a suplementação de ácido folínico (5mg/gato, uma vez ao dia, por via oral) ou de levedura de cerveja (100mg/kg, uma vez ao dia, por via oral).

### 3 MATERIAL E MÉTODOS

#### 3.1 Comitê de Ética no Uso de Animais (CEUA)

Este Pesquisa foi submetido ao Comitê de Ética no Uso de Animais (CEUA) do Instituto de Veterinária da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ). Número do processo: 5936110418 de 2018 (Anexo I).

#### 3.2 Locais de Realização da Pesquisa

A pesquisa foi realizada no Setor de Felinos do Hospital Veterinário de Pequenos Animais (HVPA) da UFRRJ, que tem como responsável do Setor a Profa. Dra. Heloísa Justen. Neste Setor, foi realizada a anamnese, exame clínico geral dos animais e obtenção de amostras de sangue para realização de análises clínicas e sorológicas.

As análises hematológicas e bioquímicas foram realizadas no Laboratório de Patologia Clínica Veterinária da UFRRJ (LABVET/UFRRJ), que tem como responsável a Profa. Dra. Cristiane Divan Baldani.

O diagnóstico de anticorpos anti-*T. gondii* foi realizado no Laboratório de Biologia Estrutural, Instituto Oswaldo Cruz (Fiocruz), sob responsabilidade do Pesquisador Dr. Edwards Frazão-Teixeira.

#### 3.3 Delineamento Experimental

Foram utilizados 91 gatos domésticos de diferentes raças, idade e sexo atendidos no Setor de Felinos do HVPA.

Os tutores responderam às perguntas da anamnese realizadas seguindo o padrão da ficha de atendimento clínico do Setor (Anexo II), além de responderem ao questionário adicional sobre alguns fatores de risco para infecção por *T. gondii* ausentes na ficha clínica do Setor (Anexo III).

Durante anamnese para avaliação dos fatores de risco, foram consideradas informações como idade, sexo, raça, número de gatos na moradia, tipo de moradia, se tem acesso à rua, tipo de alimentação, local de defecação, ingestão de carne, frequência de higienização da vasilha sanitária ou quintal, hábito de caça (Anexos II e III).

Ao exame físico completo foi realizado utilizando protocolo preconizado por Feitosa (2008), em que foram avaliados o estado físico geral do animal como peso, condição e estado do pelo e pele, temperatura retal, escore de condição corporal, grau de hidratação, coloração de mucosas, tempo de preenchimento capilar, palpação de linfonodos, ausculta e estabelecimento da frequência cardíaca, ausculta e frequência respiratória e palpação de órgãos abdominais. Os resultados foram devidamente anotados em fichas individuais (Anexo II).

Após avaliação clínica foi realizada coleta de sangue para realização do diagnóstico sorológico para anticorpos anti-*T. gondii* e análises hematológica e bioquímica.

#### 3.4 Amostras

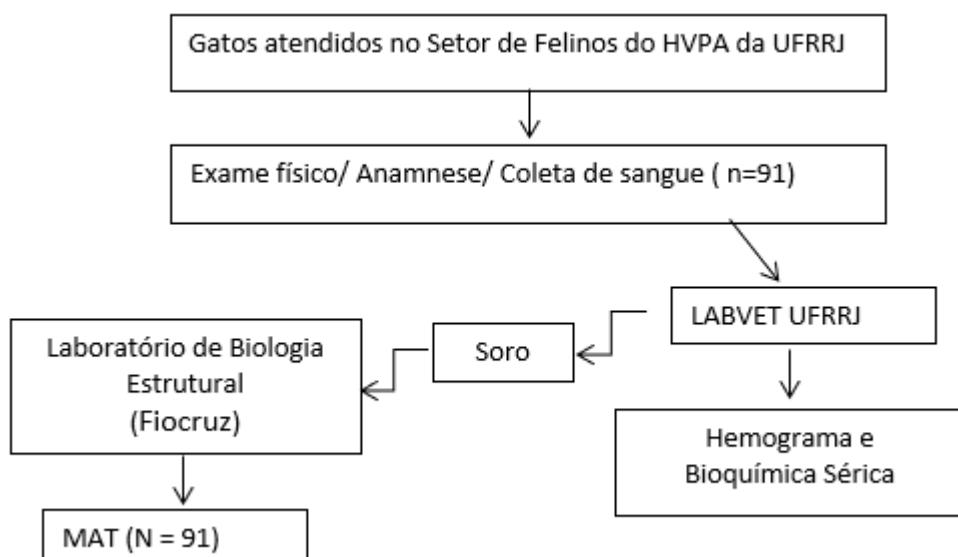
Foram coletadas, de forma aleatória, 91 amostras de sangue armazenadas em tubos de plástico com e sem anticoagulante, dos felinos atendidos no Setor de Felinos do HVPA da UFRRJ durante o segundo semestre de 2018 e o primeiro semestre de 2019.

As amostras de sangue foram obtidas por meio de punção da veia cefálica utilizando-se scalpes calibre 23 e seringa de plástico de 3 ml, após prévia antisepsia local com algodão embebido em álcool iodado. As amostras foram fracionadas e acondicionadas em tubos a vácuo, sendo 1 ml de sangue em tubos sem anticoagulante para obtenção do soro a ser utilizado na avaliação sorológica, e 2 ml em tubos com anticoagulante etilenodiamino tetra-acético (EDTA) para hemograma.

Após a coleta, as amostras de sangue foram armazenadas em ambiente isotérmico a temperatura de 4º C e encaminhadas ao LABVET/UFRRJ para a realização das análises hematológicas e separação do soro destinado à análise bioquímica. A obtenção do soro foi realizada após descanso de 10 minutos, para que houvesse a retração do coágulo *in vitro*. O material foi centrifugado a 5000 rpm, por 10 minutos em centrífuga Coleman, transferida para micro tubo estéril, previamente identificado, e armazenado à – 20ºC para as análises sorológicas.

Parte do soro foi encaminhado para o Laboratório de Biologia Estrutural (Fundação Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro) para realização do Teste de Aglutinação Modificado (MAT) para detecção de anticorpos anti-*T. gondii*.

O fluxograma ilustrando as etapas do processo inicial do delineamento experimental pode ser observado na figura 2.



**Figura 2.** Fluxograma com as etapas de execução do presente estudo

### 3.5 Sorologia para Detecção de Anticorpos Anti- *T. gondii*

As amostras de soro dos 91 felinos foram avaliadas quanto à presença anticorpos do tipo IgG anti-*T. gondii* por meio do Teste de Aglutinação Modificado (MAT), segundo o protocolo previamente estabelecido por Dubey e Desmonts (1987). Foi realizada a diluição seriada de 1:25; 1:100; 1:200; 1:400; 1:800; 1:1600; 1:3200, sendo o ponto de corte utilizado de 1:25.

Inicialmente todas as amostras de soro foram avaliadas, sendo caracterizadas como positivas aquelas que apresentassem titulação de corte de 1:25. Todos os gatos deste estudo que apresentaram titulação  $\geq$  1:25 foram reexaminados em diluições mais altas para estabelecer a titulação final de cada felino positivo para *T. gondii*, assim como Silva *et al.*, (2001).

Em cada poço das placas de 96 poços foram adicionados 25 $\mu$ l da solução de antígeno e 25 $\mu$ l dos soros previamente diluídos. Controles positivos e negativos também foram adicionados e incubados a 37º C por 12 horas. A leitura do MAT foi baseada no perfil de sedimentação da suspensão de taquizoítos, onde a formação de um botão azul no fundo do poço significou negativo e um fundo limpo significou positivo.

O antígeno utilizado foi constituído por taquizoítos de *T. gondii* da cepa RH, gentilmente cedidos pelo Dr. J.P. Dubey do “Animal Parasitic Diseases Laboratory” (APDL), “United States Department of Agriculture” (USDA), EUA.

### **3.6 Fatores de Risco**

Os fatores de risco candidatos foram estabelecidos por meio da análise das fichas de atendimento dos animais (Anexo II), atentando aos itens idade, sexo, tipo de moradia, município residente, acesso à rua, uso de vasilha sanitária, número de gatos na residência e, informações adicionais obtidas por meio de questionário realizado com os tutores (Anexo III), que abordavam perguntas como hábito de caça, ingestão de carne crua ou cozida, e frequência de limpeza da vasilha sanitária.

### **3.7 Análise Hematológica e Bioquímica**

As análises hematológicas foram realizadas por meio de contador hematológicos automático de células (Poch 100iV/Roche), em que aproximadamente 1ml da amostra de sangue contendo EDTA foi inserida no aparelho. Para realização de hematócrito, o capilar foi preenchido, e para confecção do esfregaço sanguíneo, uma gota desta amostra foi depositada sobre uma lâmina de vidro. As lâminas foram coradas em Panótico Rápido, e em seguida analisadas com auxílio de microscópio óptico (Modelo Primo Star/Carl Zeiss).

Foram determinados parâmetros hematológicos como contagem global de hemácias ( $x106/\mu l$ ), leucócitos ( $x103/\mu l$ ) e plaquetas ( $x103/\mu l$ ). Também foram avaliadas hemoglobina (Hb) (g/dl), Concentração de Hemoglobina Corpuscular Média (%), Volume Corpuscular Médio (fl) e volume globular ou hematócrito (Ht) (%). A morfologia dos eritrócitos e leucometria específica (monócitos, neutrófilos, linfócitos e eosinófilos) foi observada por meio do esfregaço sanguíneo com a utilização de microscópio óptico, objetiva de imersão 100x (JAIN, 1993). As proteínas totais foram analisadas por meio de técnica de refratometria.

Os parâmetros analisados através da bioquímica sérica foram: Alanina aminotransferase (ALT), Albumina, Fosfatase Alcalina (FA), Uréia e Creatinina. Antes de serem analisadas, as amostras de soro foram descongeladas a temperatura ambiente, homogeneizadas e acondicionadas nas racks do analisador automático A-15 (Random Access Analyzer; A-15; BioSystems; Barcelona, Espanha). Foram analisadas 24 amostras simultaneamente, pois é o máximo de amostras que o equipamento comporta. Os reagentes específicos foram introduzidos na máquina, obtendo-se a leitura através de espectrofotometria, de acordo com as recomendações do fabricante.

### **3.8 Análise Estatística**

Com os resultados das avaliações sorológicas para anticorpos anti-*T. gondii* e os fatores de risco candidato estudados para esta enfermidade foram desenvolvidas tabelas de contingência para cada fator, nas quais pôde-se aplicar o Teste Qui-Quadrado ( $X^2$ ) para verificar a existência de associação significativa entre as variáveis qualitativas estudadas, usando um nível de significância de 5%.

Com os resultados das avaliações sorológicas para anticorpos anti-*T. gondii* e com os dados do hemograma e do perfil bioquímico-sérico dos animais pode-se comparar as médias destas variáveis pelo Teste t de Student, para verificar a existência de diferença significativa entre os animais positivos e negativos, utilizando um nível de significância de 5%.

Com os resultados das avaliações sorológicas para anticorpos anti-*T. gondii* e os dados obtidos sobre os sinais clínicos apresentados pelos gatos examinados, foram desenvolvidas tabelas de contingência para cada sinal clínico, nas quais pôde-se aplicar o Teste exato de Fisher e o Teste G, para verificar a existência de associação significativa entre animais positivos e negativos e os sinais clínicos por eles apresentados, utilizando um nível de significância de 5%.

## 4 RESULTADOS

### 4.1 Análise Sorológica

#### 4.1.1 Teste de aglutinação modificado (MAT)

Houve soropositividade para presença de anticorpos anti-*T. gondii* em 18,7% (17/91) dos gatos avaliados. Entre os 17 animais soropositivos observou-se variação entre as titulações testadas de 1:25 até 1:3200.

Na tabela 3, apresentam-se resumidos os resultados da titulação final dos gatos que apresentaram anticorpos anti-*T. gondii*.

**Tabela 3.** Pesquisa de anticorpos anti- *Toxoplasma gondii* em felinos atendidos no Hospital Veterinário da UFRRJ pelo Teste de Aglutinação Modificado (MAT) nas diferentes titulações finais utilizadas

Diluições MAT	Animais Positivos (%)
1:25	5/17 (29,41%)
1:50	3/17 (17,64%)
1:100	2/17 (11,76%)
1:200	3/17 (17,64%)
1:400	1/17 (5,88%)
1:800	0/17 (0%)
1:1600	0/17 (0%)
1:3200	3/17 (17,64%)

### 4.2 Fatores de Risco

No que tange aos fatores de risco, o único parâmetro que demonstrou diferença significativa ( $p>0,05$ ) entre animais soropositivos e soronegativos para toxoplasmose em felinos foi a idade com maior predisposição para doença em animais acima de 10 anos.

Em alguns fatores de risco o número de informações obtidas não foi 100% coletada porque o tutor não sabia responder algumas das indagações (Tabela 4). Neste caso, usamos para fins de estatística apenas os dados obtidos.

### 4.3 Sinais Clínicos

Entre os parâmetros clínicos avaliados nos animais soropositivos para anticorpos anti-*T. gondii*, não foi observada nenhuma associação significativa ( $P>0,05$ ) entre as variáveis estudadas. No quadro a seguir (Quadro 2) estão demonstradas as alterações mais comuns encontradas nos animais positivos para anticorpos anti-*T. gondii*.

**Tabela 4.** Teste do Qui-quadrado para fatores associados à ocorrência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em gatos domésticos atendidos no Hospital Veterinário de Pequenos Animais da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. (Continua)

Fatores de Risco	Positivos <i>Toxoplasma gondii</i>	Negativos <i>Toxoplasma gondii</i>	%	Valor de P
<b>Idade</b>				
Até 10 anos	11	62	15,1%	
Acima de 10 anos	6	7	46,2%	0,010
<b>Sexo</b>				
Macho	11	34	24,4%	
Fêmea	5	36	12,2%	0,145
<b>Moradia</b>				
Casa	15	58	20,5%	
Apartamento	2	10	16,7%	0,755
<b>Acesso à rua</b>				
Sim	5	31	13,9%	
Não	7	20	25,9%	0,229
<b>Região do RJ</b>				
Zona Norte	0	5	0,0%	
Zona Oeste	2	15	11,8%	0,551
Baixada Fluminense	13	65	16,7%	
<b>Hábito de caça</b>				
Sim	7	32	17,9%	
Não	6	26	18,8%	0,931
<b>Come carne</b>				
Sim	8	23	25,6%	
Não	7	24	22,6%	0,767
<b>Nº de gatos por casa</b>				
Único	4	20	16,7%	
>1	13	50	20,6%	0,677

**Tabela 4.** Continuação

<b>Local de defecação</b>					
Fora de casa	9	28	24,3%		0,205
Vasilha sanitária	8	49	14,0%		
<b>Freq. Limp. Vasilha</b>					
≤1x por semana	7	27	20,6%		0,775
3x por semana	7	32	17,9%		

**Quadro 2.** Sinais clínicos mais comuns entre os gatos positivos para anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* atendidos no HVPA da UFRRJ

<b>Felino</b>	<b>Hidratação</b>	<b>Temp. °C</b>	<b>Mucosa</b>	<b>Linfo.</b>	<b>Olhos</b>	<b>FR mpm</b>	<b>Rit. Resp.</b>	<b>FC bpm</b>	<b>SNC</b>
Fel. 1	desid.	-----	hipocor.	-----	normais	44	normal	200	normal
Fel. 2	desid.	37,2	hipocor.	reativos	normais	40	normal	220	-----
Fel. 3	-----	-----	-----	-----	-----	---	-----	---	-----
Fel. 4	desid.	37,8	hipocor.	normais	normais	44	-----	216	normal
Fel. 5	normo	38,5	normocor.	reativos	normais	60	-----	232	normal
Fel. 6	-----	-----	-----	-----	-----	-----	dispneia	---	normal
Fel. 7	desid.	38,7	normocor.	normais	normais	84	-----	200	normal
Fel. 8	normo	37,2	normocor.	normais	normais	42	normal	192	normal
Fel. 9	normo	38,6	normocor	normais	normais	37	normal	176	normal
Fel. 10	desid	35,6	normocor	normais	normais	40	normal	172	-----
Fel. 11	normo	39,3	normocor	normais	normais	36	normal	256	normal
Fel. 12	desid.	-----	normocor	-----	normais	-----	normal	196	normal
Fel. 13	-----	37,4	normocor	-----	normais	-----	-----	232	-----
Fel. 14	normo	36,5	ictérica	-----	normais	32	normal	184	normal
Fel. 15	normo	37,6	normocor	normais	normais	35	normal	170	normal
Fel. 16	normo	38,0	normocor	normais	normais	45	normal	200	normal
Fel. 17	normo	38,3	normocor	normais	normais	30	normal	190	normal
<b>Total</b>	a = 6	$\bar{x}$	a = 4	a = 2	a = 0	$\bar{x}$	a = 1	$\bar{x}$	a = 0
	n = 8	37,7*	n = 11	n = 9	n = 15	44*	n = 11	202*	n = 13

Legenda: desid = desidratação; normo = normohidratado; temp = temperatura; hypocor.= hypocorado; normocor = normocorado; Linfo.= linfonodos; FR= frequência respiratória; mpm = movimentos por minuto; Rit. Resp. = ritmo respiratório; FC = frequência cardíaca; bpm = batimentos por minuto; SNC = Sistema Nervoso Central; a = alterados; n= normais.;  $\bar{x}$ = média amostral

\*Para os cálculos das médias relativas a temperatura, FR e FC só foram considerados os animais em que os parâmetros foram tabulados.

#### 4.4 Hematologia

Não foi observada diferença ( $p>0,05$ ) entre as médias das variáveis hematológicas analisadas, utilizando o Teste t de Student, para os felinos positivos e negativos para anticorpos anti- *T. gondii* (Tabela 5).

**Tabela 5.** Valores hematológicos médios para felinos soropositivos e negativos para infecções naturais para *Toxoplasma gondii*.

Parâmetros	Unidades	Valores de Referência <sup>1</sup>	Anticorpos anti- <i>Toxoplasma gondii</i>				Valor de p
			n	positivos	n	negativos	
Hemácias	x10 <sup>6</sup> mm <sup>3</sup>	6,0-12,0	17	6,37	74	7,14	0,121
Hemoglobina	g/dL	10,0-18,0	17	9,9	74	10,7	0,270
Hematórito	%	32,0-48,0	17	30,0	74	32,1	0,268
VCM	fm <sup>3</sup>	34,0-58,0	17	47,4	74	46,3	0,490
CHCM	g/dL	31,0-37,0	17	32,9	74	33,1	0,578
Leucócitos	x10 <sup>3</sup> /mm <sup>3</sup>	6000-12000	17	13903	74	15261	0,631
Segmentados	x10 <sup>3</sup> /mm <sup>3</sup>	3000-6000	17	9768	74	11044	0,586
Linfócitos	x10 <sup>3</sup> /mm <sup>3</sup>	1500-5000	17	2829	74	2881	0,941
Monócitos	x10 <sup>3</sup> /mm <sup>3</sup>	0-600	17	367	74	362	0,966
Eosinófilos	x10 <sup>3</sup> /mm <sup>3</sup>	0-800	17	909	74	805	0,673
Plaquetas	x10 <sup>3</sup> /mm <sup>3</sup>	100.000-600.000	17	238.056	74	207.411	0,439
Proteínas	x10 <sup>3</sup> /mm <sup>3</sup>	6,0-8,5	17	8,02	74	7,83	0,440

<sup>1</sup>Valores de referência segundo Schalm's (2010).

#### 4.5 Bioquímica Sérica

A análise estatística dos parâmetros da bioquímica sérica dos animais positivos e negativos para anticorpos anti-*T. gondii* não demonstrou diferença significativa (Tabela 6).

**Tabela 6.** Valores médios para bioquímica sérica para felinos soropositivos e negativos para infecções naturais para *Toxoplasma gondii*.

Parâmetros	Unidades	Valores de Referência <sup>1</sup>	Anticorpos anti- <i>Toxoplasma gondii</i>				Valor de P
			N	positivos	n	negativos	
Albumina	g/dl	2,3-3,1	17	2,29	74	2,30	0,891
FA	U/L	1,0-114,0	17	39,57	74	42,34	0,839
ALT	U/L	10,0-109,0	17	37,14	74	80,70	0,045
Ureia	mg/dl	15,0-40,0	17	77,81	74	72,09	0,768
Creatinina	mg/dl	0,5-1,7	17	1,75	74	1,61	0,764

<sup>1</sup>Valores de referência segundo Kaneko (1997).

Com o emprego do Teste de t de Student foi possível observar diferença na atividade enzimática de ALT que se mostrou significativamente menor entre os animais soropositivos quando comparada aos gatos negativos para anticorpos anti-*T. gondii*, mas ainda dentro dos valores de referência reportados para espécie.

## 5 DISCUSSÃO

A toxoplasmose é uma enfermidade importante para saúde animal e de seres humanos. O seu diagnóstico, em felinos, é desafiador, pois se trata de uma doença multissistêmica e com sinais clínicos inespecíficos. Muitas vezes sua confirmação ocorre somente após a morte do animal por meio de necropsia e análise histopatológica (NETTO *et al.*, 2003).

A porcentagem total de 18,68% (17/91) de felinos que apresentaram anticorpos anti-*T. gondii* observada no presente estudo é similar aos resultados obtidos por Bolais *et al.*, (2017), que demonstraram 12,08% (32/265) de positividade em gatos de um abrigo municipal do Rio de Janeiro, os autores utilizaram a mesma técnica, MAT.

Os felinos da presente pesquisa foram avaliados utilizando uma técnica sorológica do MAT para detecção de IgG anti-*T. gondii*. As imunoglobulinas G são células de defesa humoral de longa duração que podem estar presente no soro sanguíneo de felinos infectados por *T. gondii* por um período igual ou maior que doze meses (LAPPIN, 1993). Em infecções recentes ou agudas as imunoglobulinas mais abundantes encontradas são as do grupo IgM, porém, o grupo de IgG também pode ser encontrado em menores concentrações (LAPPIN, 1993).

Quando se utilizada de técnicas sorológicas de detecção de IgG anti-*T. gondii* em felinos e existe a necessidade de avaliação se a infecção pelo parasita está na fase aguda ou crônica, é necessário a titulação sequencial de diferentes amostras de soro do mesmo felino coletada em momentos diferentes. Sendo assim, se a titulação de anticorpos IgG anti-*T. gondii* apresentar aumento significativo em comparação ao valor da primeira mensuração, pode-se sugerir que este felino está passando pela fase aguda da doença (BERTOZZI, 1999c).

Embora os soros sanguíneos dos felinos do presente estudo tenham passado por diluições seriadas para chegar à titulação final de anticorpos anti-*T. gondii*, essa avaliação não foi realizada com amostras dos mesmos animais coletadas em momentos distintos, sendo assim, não é possível afirmar em qual fase da doença os gatos se encontravam.

Uma pesquisa realizada no Egito contrapôs a frequência de soropositividade encontrada nesse estudo. Os autores relataram 97,4% de soropositividade usando o ponto de corte 1:25 em uma população de 158 gatos pelo MAT. A alta soropositividade encontrada segundo os autores pode estar relacionada com uma alta taxa de contaminação ambiental (infecção horizontal) por *T. gondii* e com isso um alto índice de eliminação de oocistos no ambiente. Grande parte da população felina deste país é de gatos errantes que se alimentam de caça e restos de comida do lixo (AL-KAPPANY *et. al.*, 2010). A discrepância entre os valores de soropositividade entre o presente estudo e o acima citado pode ser sugerida devido aos hábitos alimentares diferentes entre os gatos do Egito e os gatos do Rio de Janeiro, uma vez que a maioria dos gatos pesquisados no presente estudo eram domiciliados, não tinham acesso à rua e nenhuma ou pouca necessidade de caçar para se alimentar.

Segundo Dubey (2010), ainda faltam estudos que esclareçam por completo os fatores envolvidos na prevalência de *T. gondii* em gatos. Porém sabe-se que a infecção dos felinos por agentes imunossupressores, como os vírus da imunodeficiência felina (FIV) e da leucemia felina (FeLV), condições climáticas favoráveis para manutenção do agente no ambiente como temperaturas acima de 32°C e umidade relativa do ar superior a 22mm, podem estar relacionados com altas prevalências em algumas regiões. Em contrapartida, a escassez de

hospedeiros intermediários como roedores, seja por controle local de pragas, adoção de medidas higiênico-sanitárias e o tipo de alimentação fornecida aos gatos pela população humana são fatores considerados redutores para prevalência do *T. gondii* em uma região.

Diversas técnicas sorológicas vêm sendo usadas e comparadas para detecção de anticorpos de *T. gondii*. Apesar do MAT ser considerado uma técnica bastante sensível para detecção sorológica para anticorpos anti- *Toxoplasma gondii* (Dubey, 2010), Macri *et al.* (2009) descrevem tanto o MAT quanto a RIFI como Testes específicos e sensíveis para sorologia de *T. gondii* em amostras de soro de gatos. A diferença entre resultados sorológicos também pode ser explicada pelo uso de diferentes métodos de diagnóstico utilizado. Para detecção de anticorpos anti-*T. gondii* (IgG) foi escolhida a técnica do MAT, que é de fácil execução, alta sensibilidade para o diagnóstico de toxoplasmose em animais e não necessita de equipamentos específicos/alto custo para sua realização (DUBEY, 2010). Como a técnica do MAT busca detectar anticorpos IgG (DUBEY, 2010), esse fator pode ter subestimado a positividade de animais que apresentavam infecções recentes ou agudas no presente estudo.

Segundo Dubey e Thulliez (1989), quanto mais alta a titulação em que o soro permanece positivo, maior a chance de ter havido infecção prévia por *T. gondii* neste animal. Sendo assim, segundo a literatura acima citada, os animais do presente estudo que apresentaram titulações mais elevadas são aqueles com maior probabilidade de terem sido infectados pelo coccídeo em algum momento de suas vidas.

Munhoz e colaboradores (2017) analisaram amostras de soro de 231 gatos do nordeste do Brasil, através da RIFI. Determinaram a soropositividade para *T. gondii* de 44,3% em gatos domiciliados e 53,3% animais com acesso à rua, utilizando titulação 1:63 como ponto de corte. Com uma técnica sorológica diferente, o número percentual de animais positivos foi mais que os encontrados no presente estudo. Porém quando analisamos os resultados dos gatos que tiveram acesso à rua (13,9%) e os gatos que não tiveram acesso (25,9%) as porcentagens foram menores. A baixa porcentagem encontrada no nosso estudo pode ser explicada pela baixa exposição dos animais as formas infectantes do parasito, já que aproximadamente metade dos animais avaliados tinham acesso à rua, apesar de serem domiciliados.

Segundo Elmore *et al.*, (2010) é possível reduzir o risco de gatos se infectarem por *T. gondii* impedindo que os animais tenham acesso à rua, inibindo a caça à roedores e aves e não os alimentando com carne crua. Além da idade, Dalla Rosa *et al.*, (2010) encontraram diferença estatística entre animais positivos e negativos para *T. gondii* no que tange as variáveis acesso à rua ou a áreas rurais, divergindo do que foi demonstrado nesta pesquisa.

Bolais *et al.* (2017), também pesquisaram felinos que tinham acesso à rua e os valores divergiram, uma vez que reportaram 3,74% (4/107) sendo que todos os soros apresentaram titulação >1:800, contra 18,68% (17/91) no presente estudo, com títulos de 1:25 a 1:3200. Entretanto os autores não citam qual foi o título de corte para pesquisa acima citada.

Lopes e colaboradores (2008) utilizaram o MAT em titulação de corte de 1:20 para detecção de anticorpos IgG anti-*T. gondii* e obtiveram a taxa de positividade em 35,8% (73/207) dos felinos pesquisados. Trata-se de uma taxa de positividade elevada, maior que o dobro dos valores que demonstramos em nosso estudo. Contudo, esta pode estar sendo superestimada, pois o ponto de corte que os pesquisadores utilizaram foi mais baixo (1:20) do que o utilizado no presente estudo (1:25), o que em nosso entendimento pode justificar a discrepância entre os resultados encontrados.

O ponto de corte para análise sorológica com a utilização do MAT pode variar. Esteves *et al.*, (2014) realizaram a técnica com o ponto de corte de 1:40 e obtiveram o percentual de 20,5% (44/215) felinos soropositivos para *T. gondii*. Considerando os valores de corte do presente estudo e a taxa de soropositividade por nós encontrada, pode-se sugerir que talvez a taxa de felinos positivos pudesse ser mais elevada caso os pesquisadores houvessem optado por um ponto de corte mais baixo, uma vez que Dubey e Thulliez sugerem que a positividade em

altas diluições podem significar contato prévio com o parasito. Desta forma, felinos com titulações mais baixas não foram incluídos como felinos positivos para *T. gondii*.

Com relação ao fator de risco idade dos felinos, observamos que animais acima de 10 anos tem maior chance de se infectarem com *T. gondii* do que animais mais jovens. Segundo Bolais *et al.*, (2017), a baixa frequência de *T. gondii* pode ser explicada pela baixa idade dos gatos, pois detectou-se 38,46% (35/91) de gatos com idade que variavam de um a 24 meses. Então pode-se usar essa mesma analogia para pensar que felinos com idade superior teriam mais chances de se infectarem pela exposição constante ao parasito. Os nossos dados diferiram dos apresentados por Cruz *et al.*, (2011), que não observaram diferença para essa variável, apesar de afirmarem em seu estudo que felinos mais velhos tendem apresentar maiores taxas de positividade para *T. gondii*.

Dalla Rosa *et al.*, (2010) reportou 97,67% de positividade para toxoplasmose entre animais mais velhos, assim como, Araújo *et al.*, (2003) que observaram que 12% dos animais soropositivos para *T. gondii* tinham idade inferior ou igual a 12 meses, enquanto 25% dos felinos mais velhos foram positivos. Must *et al.*, (2017) encontraram 45,20% de soropositividade em gatos com idade superior a 10 anos. Todos estes estudos corroboram os nossos resultados.

No nosso entendimento com relação à idade, baseado no resultado do presente estudo e nos artigos publicados, a probabilidade dos gatos maiores de 10 anos se infectarem por *T. gondii* com relação aos animais mais jovens pode ser atribuída pelos longos anos de exposição ao agente. Ou seja, quanto mais velho o animal maior a probabilidade do gato ter sido exposto ao parasita *T. gondii* (DALLA ROSA *et al.*, 2010).

Com o avançar da idade os gatos têm maior chance de serem infectados não somente por *T. gondii*, mas também por outros agentes infecciosos, como o FIV e o FeLV. Tais enfermidades tendem a imunossuprimir os animais acometidos (SPADA *et al.*, 2012).

A relação entre macho e fêmea como fator de risco para infecção não foi significativa nesta pesquisa, corroborando com os resultados encontrados por Bolais *et al.*, (2017). Significa dizer que fêmeas e machos felinos tem a mesma chance de se infectarem com *T. gondii*. Apesar de esta afirmação ser relatada igualmente por outros autores, estes resultados são contrários aos encontrados por Afonso *et al.*, (2007), que demonstraram que os gatos machos tinham cinco vezes mais chances de apresentarem anticorpos anti- *T. gondii* do que fêmeas, uma vez que machos capturam mais presas do que as fêmeas por sua maior habilidade para predação. Além disso, machos costumam apresentar comportamentos mais selvagens, com estilo de vida mais errante, logo correm mais riscos de infecção por *T. gondii* devido maior probabilidade de contato com hospedeiros intermediários infectados (AFONSO *et al.*, 2007).

Apesar de 15 felinos que moravam em casa com soropositividade para *T. gondii* contra dois positivos que moravam em apartamento, o tipo de moradia casa ou apartamento não demonstrou diferença estatística no presente estudo. Animais que moram em apartamentos têm menores chances de ter contatos com ratos, aves, ou qualquer outro possível hospedeiro intermediário quando comparados a gatos que moram em casas, porém, esse fator não foi determinante na soropositividade dos animais da presente pesquisa.

O fato de o animal ter acesso à rua é creditado por muitos autores como importante fator de risco para soropositividade da toxoplasmose devido as maiores chances do animal ter contato à contaminação ambiental por oocistos, além de possibilitar a caça e ingestão de presas infectadas (MUST *et al.*, 2015). Cruz e colaboradores (2011) não encontraram associação entre soropositividade e acesso à rua nos gatos de Curitiba. Os pesquisadores sugeriram que a manutenção dos animais em seus domicílios, com alimentação industrializada farta fez com que diminuísse o acesso e interesse por presas. Mesmo para aqueles gatos semi-domiciliados, com acesso à rua, a densidade de animais que possam servir de presa é baixa em grandes centros urbanos (ROBERTSON, 1998), como é o caso da maior parte dos bairros onde os gatos da

presente pesquisa residem. Logo o índice de predação para cada animal normalmente é reduzido o que justifica os resultados encontrados nesse estudo.

As regiões do Estado do Rio de Janeiro pesquisadas no presente estudo: Zona Norte (ZN), Zona Oeste (ZO) e Baixada Fluminense, não influenciaram para positividade de *T. gondii* em felinos. As ZN e ZO são compostas por bairros pertencentes ao Município do Rio de Janeiro, em que a prefeitura, através do serviço da Companhia de Limpeza Urbana do Rio de Janeiro (Comlurb), disponibiliza aos seus municípios o Programa de Controle de Pragas, em que realiza tratamentos e inspeções rotineiras, desratização de residências, escolas, creches, unidades hospitalares, além do monitoramento de áreas públicas como terrenos baldios, galerias de águas, margens de rios, parques e regiões urbanas de baixa renda, afim de controlar a proliferação de ratos e ratazanas (Prefeitura do Rio de Janeiro, 2020). Os animais da Baixada Fluminense pertenciam aos municípios de Seropédica e Nova Iguaçu, lugares esses que também possuem coleta seletiva de lixo e empresas de limpeza urbana. Desta forma, com o controle das presas (Hospedeiros intermediários) em potencial dos felinos, pode se justificar a não relação entre região do Estado do Rio de Janeiro e animais positivos para *T. gondii*. Em outras palavras é possível inferir que felinos pertencentes a qualquer uma destas três regiões tem igual chance de se infectarem com *T. gondii*.

O hábito de caça é tido como um fator de risco para infecção para *T. gondii*, visto que os gatos podem ter contato direto com possíveis hospedeiros intermediários. Dubey (2010) ressalta que o estilo de vida dos gatos influencia diretamente na soropositividade para *T. gondii*, ou seja, animais que precisam caçar para se alimentar apresentam maiores chances de se infectar do que aqueles gatos domiciliados. Nenhum dos animais pesquisados neste presente trabalho possuía hábitos selvagens, ou seja, não necessitavam de caçar para comer e assim sobreviver. Logo caça esporádica pode ter sido um fator determinante para baixa soropositividade entre esse grupo de animais.

A suplementação da alimentação dos gatos com carne não se mostrou um fator de risco para *T. gondii* significativo no presente estudo. Dubey (2010) afirma que os hábitos alimentares influenciam diretamente na prevalência de toxoplasmose para uma determinada população. A população humana francesa apresenta elevada soropositividade para *T. gondii* devido ao alto consumo de carne crua ou mal-cozida, contrapondo com países de terceiro mundo, em que a carne, principalmente a suína, é muito bem cozida antes do consumo. No HVPA – UFRJ, os tutores desses animais eram instruídos pelos Residentes e Médicos Veterinários do Setor de Felinos, a ofertar a carne cozida ou no caso da carne crua, que esta fosse congelada por um período mínimo de três dias para que só então fosse oferecida como alimento. Segundo Dubey *et al.*, (2010) após a congelação da carne por no mínimo três dias os parasitos são inativados. Esta orientação passada aos tutores pelos Residentes pode ter contribuído para a baixa frequência de gatos soropositivos relacionados a esse fator de risco nesse estudo, demonstrando a importância da orientação aos Tutores.

Com relação ao número de gatos que habitam a mesma residência, a maioria dos tutores entrevistados respondeu que possui mais de um gato em sua casa. Esta informação não pareceu ser um fator de risco para infecção de *T. gondii* nestes felinos. Esse dado nos permite inferir que o principal risco de ter mais de um gato convivendo na mesma casa seria a possível eliminação dos oocistos nas fezes e, por conseguinte infecção dos demais felinos contactantes, o que não demonstrou ser um risco neste estudo. Assim entende-se que gatos podem viver juntos sem o risco de infecção de *T. gondii* para os outros gatos.

Segundo Nolêto e colaboradores (2017) 27,08% (13/48) dos tutores de animais da Cidade de Itaperuna (RJ) possuem gatos em suas residências, com contingente variando de um a seis animais por pessoa. Entre todos os entrevistados, 50% (24/48) afirmou não deixar o animal ficar no interior da moradia. Os motivos para aquisição de felinos variaram entre afeição pelos animais 41,66% (20/48), resgate do felino em situação de rua 18,66% (9/48), manutenção

dos filhotes tidos pela fêmea já residente na casa 2,08% (1/48) e para caçar roedores 12,5% (6/48). A questão cultural de manter gatos em suas casas e quintais, com o acesso à rua e incentivados a atividade predatória, expõe os felinos ao constante risco de contato com diversas fontes de infecção por *T. gondii*, e o risco de infecção e proliferação do coccídeo para o ambiente em que vive e transita pode aumentar não somente entre os animais ali residentes como para toda população humana e animal próxima a este domicílio.

O local de defecação e a frequência de limpeza da vasilha sanitária foram variáveis que não apresentaram diferença estatística nesta pesquisa. Apesar de uma parte dos entrevistados admitirem só limparem uma vez por semana a vasilha sanitária por completo, utilizando água, sabão e produtos desinfetantes, eles afirmam nunca deixar as fezes expostas por mais de 24 horas, fazendo a retirada desses dejetos assim que são liberados. Tal hábito pode ser considerado inibidor à chance de infecção entre os animais testados, visto que quando os gatos infectados estão na fase de liberação de oocistos por meio das fezes é necessário que estas fezes permaneçam no ambiente por um período mínimo de 24-72 horas, sob condições climáticas favoráveis para que o oocisto passe para forma esporulada infectante. Assim os oocistos não tinham tempo hábil para esporular (DUBEY, 1970). Em visto disso, apesar de na presente pesquisa não ter dado diferença limpar ou não a vasilha sanitária nos felinos estudados, consideramos importante medida para prevenção de *T. gondii* na espécie e para os humanos.

*T. gondii* é um protozoário que pode atingir múltiplos órgãos ocasionando diversos sinais clínicos e alterações laboratoriais. Os gatos podem apresentar sintomas como anorexia, febre, icterícia, dispneia, desconforto e dor abdominal que podem ser atribuídos a pancreatite e hepatite (DUBEY, 2010). Contudo, os gatos soropositivos para toxoplasmose não apresentavam febre, que pode ser um indicativo de que esses animais já poderiam ter passado pela fase aguda da doença, uma vez que febre alta e persistente é um sinal clínico frequente encontrado na toxoplasmose (DUBEY, 2010).

Segundo Dubey *et al.*, (2009) os sinais clínicos da toxoplasmose incluem inflamação em SNC, pulmões e fígado. A inflamação hepática pode levar ao aumento abdominal e ascite. Tais afecções podem refletir em parâmetros anormais tanto na hematologia quanto na bioquímica sérica dos animais acometidos. Cães e gatos com toxoplasmose sistêmica podem apresentar anemia, eosinofilia, leucocitose neutrofílica (DUBEY *et al.*, 2009), corroborando com os resultados encontrados na presente pesquisa.

Filhotes de gatos infectados antes do nascimento podem morrer ao nascer ou serem natimortos. Aqueles recém-nascidos que resistem aos primeiros dias de nascidos podem desenvolver ascite, hepatomegalia, sinais neurológicos em decorrência da encefalite por toxoplasmose, angústia respiratória e uveíte (LITTLE, 2015). Em nosso estudo, nenhum dos gatos positivos para *T. gondii* apresentaram sinais oftalmológicos, entretanto, pelo menos um entre os 17 positivos apresentava sinais de icterícia. A icterícia é um sinal muito comum da toxoplasmose e pode estar associado a problemas hepáticos (NEIGER, 2012) visto que esse parasita pode causar hepatite nos felinos acometidos (DUBEY, 2010).

Calero-Bernal (2019) descreve a dispneia associada à pneumonia como sendo uns dos sinais clínicos presentes em felinos que tem o Sistema Respiratório acometido por *T. gondii*. Esta sintomatologia também foi encontrada no felino número 6 do presente estudo, corroborando com o autor. A dispneia respiratória pode ocorrer em consequência da pneumonia, propriamente dita, ou em consequência da dor e desconforto abdominal em consequência de quadros de hepatite e pancreatite em felinos com toxoplasmose (DUBEY, 2010).

Segundo Feitosa (2008), a frequência respiratória (FR) normal para um gato em situação em que não está estressado pode variar de 20-30 movimentos por minuto. Dubey (2010) descreve a polipneia como um dos sinais presentes em gatos infectados por *T. gondii*. Como demonstrado na tabela de sinais clínicos, todos os animais encontram-se com FR acima do valor

médio descrito por Feitosa (2008) para felinos relaxados, talvez o estresse do ambiente hospitalar possa ter alterado a FR desses animais.

Contudo, não podemos afirmar que todos esses sinais clínicos apresentados pelos gatos soropositivos para anticorpos anti-*T. gondii* estão atribuídos ao fato de os animais serem positivos, uma vez que a análise estatística não demonstrou relação entre soropositividade e os sinais clínicos encontrados nos gatos do presente estudo.

Segundo a análise estatística das variáveis hematológicas realizadas para a presente pesquisa, não houve diferença entre os gatos soronegativos e os soropositivos para anticorpos anti-*T. gondii*. Salienta-se ainda que estes gatos positivos para anticorpos anti-*T. gondii* apresentaram anemia normocicítica normocrônica (SCHALM'S, 2010) quando comparados aos negativos. A anemia encontrada na presente pesquisa difere dos dados relatados por outros autores como Mari *et al.*, (2016), em que o felino soropositivo para *T. gondii* revelou somente sinais de desidratação leve. Kopke *et al.*, (2019) relacionaram a ocorrência de anemia normocítica normocrônica e neutrofilia moderada ao teste de aglutinação em salina positivo. Os autores afirmaram se tratar de um quadro de anemia hemolítica imunomediada, em uma gata adulta grávida, FIV e FELV negativa, que apresentou titulação inicial para toxoplasmose de 1:512. Os pesquisadores atribuíram o quadro da anemia hemolítica imunomediada à gestação e a morte fetal devido à reativação de cistos teciduais latentes em consequência da imunossupressão natural que ocorre na gestação. Tal reativação pode ter contribuído para a morte dos fetos (KOPKE *et al.*, 2019).

No presente estudo, a anemia apresentada pelos gatos positivos é limítrofe ou até mesmo pode não ser considerada quando utilizado parâmetros de referência de outros autores como por exemplo, Meyer e Harvey (2004), que consideram valores de Hb 8-15 (g/dL), Ht 24-45 (%), desta forma os valores apresentados pelos gatos avaliados na presente pesquisa estariam dentro da referência, não estando anêmicos e assim corroborando com Dubey (2010) que não cita a anemia como uma alteração laboratorial importante para gatos com toxoplasmose em seu livro “Toxoplasmosis of Animals and Humans”.

De maneira contrária, os pesquisadores McConell *et al.*, (2007) relatam que a anemia não regenerativa pode ser observada em casos de toxoplasmose disseminada. No nosso estudo, discreta anemia normocítica observada nos gatos soropositivos pode ser em decorrência da infecção dos animais por *T. gondii*, porém, não podemos afirmar, pois não apresentou diferença significativa entre os animais soropositivos e soronegativos para toxoplasmose e doenças concomitantes não foram descartadas.

A análise da série branca deste estudo não apresentou diferença estatística. Porém, evidenciou leucocitose neutrofílica e eosinofilia, tanto nos animais positivos quanto nos negativos, quando comparado aos valores de referência (SCHALM'S, 2010). Estes dados, são contrários aos encontrados por Nagel *et al.*, (2013) que, ao reportarem um caso de toxoplasmose disseminada em uma gata imunocompetente, encontraram leucopenia neutrofílica grave, bem como linfopenia e monocitopenia moderadas e trombocitopenia grave. Esses achados não corroboram com os resultados revelados pela presente pesquisa, em que os linfócitos, monócitos e plaquetas estavam dentro dos valores de referência para a espécie felina. Nagel *et al.*, (2013), atribui tal estado hematológico a um possível quadro de sepse. A toxoplasmose em gatos pode levar a distúrbios hepáticos, colangite hiperplásica, enterite extra-intestinal, espessamento da parede gástrica, gastrite fibrosante eosinofílica, linfadenopatia regional e doença inflamatória intestinal, doenças essas que podem ativar a resposta inflamatória e dessa forma aumentando o recrutamento desse grupo celular (CALERO-BERNAL *et al.*, 2019).

No nosso entendimento é difícil comparar estes achados hematológicos e atribuir a infecção ou não por toxoplasmose em gatos, pois ficou clara pela estatística que o exame hematológico não apresenta variação em gatos infectados por *T. gondii* quando comparados com gatos negativos. Nota-se que a infecção de *T. gondii* em gatos é responsável por avaliações

clínicas bem distintas e similares aos que ocorrem em outras doenças, o que dificulta muito a interpretação e diagnóstico final. Assim, recomenda-se uma avaliação minuciosa dos achados clínicos e sorológicos concomitantemente e se possível à utilização de alguma ferramenta de diagnóstico definitivo.

Para a presente pesquisa foram analisados cinco parâmetros bioquímicos, a saber: Albumina, FA, ALT, Ureia e Creatinina. Entre as variáveis citadas, somente a enzima ALT mostrou diferença significativa entre os gatos positivos e negativos para anticorpos anti- *T. gondii*. Quando avaliada a enzima ALT nos gatos soropositivos, notou-se os valores estavam dentro da normalidade para a espécie (KANEKO, 1997), sendo assim não apresenta grande importância para fins de auxílio diagnóstico. Salienta-se ainda que a enzima hepática apresentou menor atividade nos animais soropositivos, quando comparada com os valores apresentados pelos animais negativos.

A diminuição da ALT em gatos infectados por *T. gondii* foi também relatada por Munhoz e colaboradores (2002) em coelhos. Os animais foram divididos em grupos e infectados experimentalmente com quantidades variadas de taquizoítos de *T. gondii*. De acordo com os pesquisadores a presença do *T. gondii* no fígado dos animais parasitados é um achado muito comum e a hepatomegalia e congestão desse órgão pode estar diretamente relacionada com as variações séricas da enzima ALT (MUNHOZ, 2002). Esta mesma analogia pode ser usada na interpretação dos felinos soropositivos que apresentaram diminuição dos níveis séricos de ALT.

Em sua pesquisa, Nagel *et al.*, (2013) atribuíram que a presença de alterações em seus parâmetros bioquímicos estava atrelada a lesão hepática grave ou hepatite com sepse, confirmado por meio de análise histopatológica de fragmentos hepáticos que demonstrou estase biliar intracelular e extracelular, necrose hepática multifocal grave e hemorragia.

Diferente do estudo de Dubey e colaboradores (2009) a atividade enzimática da ALT apresentou-se diminuída nos gatos soropositivos e aumentada nos animais negativos. A toxoplasmose normalmente leva ao aumento na atividade das enzimas hepáticas como ALT e devido à necrose muscular e insuficiência hepática aguda (DUBEY *et al.*, 2009), porém o autor não revela alteração em animais sadios soronegativos.

Dubey (2010) afirma que parâmetros bioquímicos como fosfatase alcalina, ureia, creatinina sérica, bilirrubinas e cálcio sérico tem pouco valor para auxílio diagnóstico para toxoplasmose felina, porém, diversos autores citam alterações bioquímicas encontradas em felinos com toxoplasmose. Nagel *et al.*, (2013) encontrou em um felino diagnosticado com toxoplasmose disseminada, diminuição da albumina, tal qual demonstrado no presente estudo, além de hipocalêmia, hiperglobulinemia e aumento cinco vezes maior nos valores de ácidos biliares realizado com o animal em jejum e leucocitose. A hipoalbuminemia encontrada no presente estudo pode estar relacionada com os distúrbios inflamatórios como hepatite, colagiohepatite, pancreatite, pneumonia que são sinais encontrados na toxoplasmose (DUBEY *et al.*, 2009) e essas enfermidades são possíveis causas de diminuição de albumina sérica (CONNER, 2016). Dubey *et al.*, (2009) avaliou cães e gatos positivos para toxoplasmose e esses animais apresentaram hipoalbuminemia, corroborando nossos dados.

A execução deste estudo nos permite compreender que mesmo sendo desafiador o diagnóstico ante-mortem da toxoplasmose felina, este pode ser facilitado quando há o cruzamento de informações sobre os fatores de risco e achados laboratoriais com os resultados de testes sorológicos adequados para essa espécie.

## 6 CONCLUSÃO

*Toxoplasma gondii* circula entre gatos domésticos das regiões Norte, Oeste e Baixada Fluminense do Rio de Janeiro e o principal fator de risco a ser considerado é a idade igual ou superior a dez anos.

Sinais clínicos, análises hematológicas e bioquímicas não foram parâmetros estatisticamente a serem considerados para o diagnóstico de anticorpos anti- *T. gondii* nos gatos domésticos estudados.

## 7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABDOLLAHI-PIRBAZARI, M.; JAMSHIDI, S.; NASSARI, S.M.; ZAMANI, M.A. Comparative measurement of FeLV loadin hemolymphatic tissues of cats with hematologic cytopenias. **BMC Veterinary Research**, v.15, n.460, 2019.

ACHA, P.N.; SZYFRES, B. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre ya los animales. **Publicación Científica y Técnica**. 3<sup>a</sup> ed., v.3, n.580, p.88-96, 2003.

ADVINCULA, J.K.C.; IEWIDA, S.Y.P.; SALIBAY. C.C. Serologic detection of *Toxoplasma gondii* infection in stray and household cats and its hematologic evaluation. **Scientia Medica**, v.20, p.76-82, 2010.

AFONSO, E.; LEMOINE, M.; POULLE, M.L.; RAVAT, M.C.; ROMAND, S.; THULLIEZ, P.; VILLENA, I.; AUBERT, D.; RABILLOUD, M.; RICHE, B.; FROMONT-GILOT, E. Spatial distribution of soil contamination by *Toxoplasma gondii* in relation to cat defecation behavior in an urban area. **International Journal for Parasitology**, v.38, p. 1017-1023, 2008.

AL-KAPPANY, Y.M., RAJENDRAN, C., FERREIRA, L.R., KWOK, O.C., ABU-ELWAFA, S.A., HILALI, M., DUBEY, J.P. High prevalence of toxoplasmosis in cats from Egypt: isolation of viable *Toxoplasma gondii*, tissue distribution, and isolate designation. **Journal of Parasitology**, v. 96, n.6, p. 1115-1118, 2010.

ALMEIDA, M.J.; OLIVEIRA, L.H.H.; FREIRE, R.L.; NAVARRO, I.T. Socio-political aspects of toxoplasmosis epidemic in Santa Isabel do Ivaí, Parabá State, Brazil. **Ciência e Saúde Coletiva**, v.16, p. 1363-1373, 2011.

ARAUJO, F.A.P.; SILVA, N.R.S.; OLICHESKI, A.T.; BECK, C.; RODRIGUEZ, R.J.D.; FIALHO, C.G. Antibody detection for *Toxoplasma gondii* by the indirect hemagglutination test in sera of felines admitted to the Veterinary Medical Teaching Hospital of the Federal University of Rio Grande do Sul, Porto Alegre, Brazil. **Acta Scientiae Veterinariae**, v. 31, n. 2, p.89-92, 2003.

BARROS, M.; CABEO, O.; DUBEY, J.P.; ALMEN, S.; RIBAS, M.P.; ESCOBAR, L.E.; RAMOS, B.; MEDINA-VOGE, G. *Toxoplasma gondii* infection in wild mustelids and cats across an urban-rural gradient. **PLoS One**, v.13, n.6, 2018.

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

BOLAIS, P.F., VIGNOLES, P., PEREIRA, P.F., KEIM, R., AROUSSI, A., ISMAIL, K., DARDÉ, M.L., AMENDOEIRA, M.R., MERCIER, A. *Toxoplasma gondii* survey in cats from two environments of the city of Rio de Janeiro, Brazil by Modified Agglutination Test on sera and filter-paper. **Parasites & Vectors**, v. 10, n. 88, p. 1-8, 2017.

BRAGA, M.S.C.O.; ANDRÉ, M.R.; JUSI, M.M.G.; FRESCHE, 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, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 21, n. 2, p. 107-111, 2012.

BURG, J.L.; GROVR, C.M.; POULETTY, P.; BOOTHROYD, J.C. Direct and sensitive detection of a pathogenic protozoan, *Toxoplasma gondii*, by polymerase chain-reaction. **Journal of Clinical Microbiology**, v.27, n. 8, p.1787-1792, 1989.

CALERO-BERNAL, R., GENNARI, S.M. Clinical toxoplasmosis in dogs and cats: an update. **Frontiers in Veterinary Science**, v. 6, n. 54, 2019.

CARLOS, R.S.A.; ALBUQUERQUE, G.R.; BEZERRA, R.A.; SICUPIRA, P.M.L.; MUNHOZ, A.D.; LOPES, C.W.G. Ocurrence of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies and the risk factors associated with canine infection at Ilhéu-Itabuna region in the state of Bahia. **Revista Brasileira de Medicina Veterinária**, v. 32, n. 2, p. 115-121, 2010.

CAVALCANTE, G.T., AGUIAR, D.M., CHIEBAO, D., DUBEY, J.P., RUIZ, V.L., DIAS, R.A., CAMARGO, L.M., LABRUNA, M.B., GENNARI, S.M. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies in cats and pigs from rural western Amazon, Brazil. **Journal of Parasitology**, v.92, n.4, p. 863-864, 2006.

CERRO, L.; RUBIO, A.; PINEDO, R.; ALMEIDA, F.M.; BRENER, B.; LABARTHE, N. Soroprevalence of *Toxoplasma gondii* in cats (*Felis catus*, Linnaeus 1758) living in Lima, Peru. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, v. 23, n.1, p.90-93, 2013.

CHOU, C.S.; LIN, L.Y.; CHEN, K.M.; LAI, S.C. FlowCytomix analisis for *Toxoplasma gondii* in pregnant women in central Taiwan. **Journal of Obstetrics and Gynaecology**, v. 31, n. 5, p. 375-379, 2011.

COELHO, W.M.D.; AMARANTE, A.F.T.; APOLINÁRIO, J.C.; COELHO, N.M.D.; LIMA, V.M.F.; PERRI, H.V.; BRESCIANI, K.D.S. Seroepidemiology of *Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum*, and *Leishmania* spp. infection and risk factors for cats from Brazil. **Parasitology Reaserch**, v.109, n. 4, p. 1009-1013, 2011.

CONNER, B.J. Treating Hypoalbuminemia. **Veterinary Clinical: Small Animal Pratice**, v. 47, n. 2, p. 451-459, 2016.

CRUZ, M. A.; ULLMANN, L.S.; MONTANO, P.T.; HOFFMANN, J.L.; BIONDO, A.W. Seroprevalence os *Toxoplasma gondii* in cats from Curitiba, Paraná, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.20, n.3, p.256-258, 2011.

DA SILVA, A.V.; CUTOLO, A.A.; LANGONI, H. Comparação da reação de imunoflorescência indireta e do método de aglutinação direta na detecção de anticorpos anti-*Toxoplasma* em soros de ovinos, caprinos, caninos e felinos. **Arquivos do Instituto Biológico**, v.69, n.1, p.7-11, 2002.

DA SILVA, F.A. **Anatomo-histopatologia, imuno-histoquímica, e análises clínicas de ovinos infectados naturalmente por *Toxoplasma gondii* e *Neospora caninum* no estado do Rio de Janeiro.** Dissertação (Programa de Pós-Graduação em Medicina Veterinária) – Clínica e Reprodução Animal, Universidade Federal Fluminense, Niterói, R.J. 2013.

DALLA ROSA, L.; MOURA, A.B.; TREVISANI, N.; MEDEIROS, A.P.; SARTOR, A.A.; SOUZA, A.P.; BELLATO, V. *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.

DESMONTS, G.; REMINGTON, J.S. Direct agglutination test for diagnosis of *Toxoplasma* infection: method for increasing sensitivity and specificity. **Journal of Clinical Microbiology**, v.11, n. 6, p. 562-568, 1980.

DONG, H.; SU, R.; LU, Y.; WANG, M.; LIU, J.; JIAN, F.; YANG, Y. Prevalence, Risk Factors, and Genotypes of *Toxoplasma gondii* in Food Animal and Humans (2000-2017) from China. **Frontiers in Microbiology**, v.9, p. 2108, 2018.

DUBEY, J. P. Review of *Neospora caninum* and neosporosis in animals. **Korean Journal of Parasitology**, v.41, p. 1-16, 2003.

DUBEY, J. P. **Toxoplasmosis of animals and humans**, 2ed, Nova Iorque, CRC Press, 2010.

DUBEY, J. P.; DESMONTS, G. Serological responses of equids fed *Toxoplasma gondii* oocysts. **Equine Veterinary Journal**, v. 19, n. 4, p. 337-339, 1987.

DUBEY, J. P.; LAPPIN, M. R. Toxoplasmosis and neosporosis. In: MORETTIL, L. d'A.; UENO, T. E.; RIBEIRO, M. G.; AGUIAR, D. M.; PAES, A. C.; PEZERICO, S. B.; SILVA, A. V. Toxoplasmoses em cães co-infectados com o vírus da cinomose. **Semina: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 23, n. 1, p. 85-91, 2002.

DUBEY, J. P.; SCHARES, G.; ORTEGA-MORA3 L. M. Epidemiology and Control of Neosporosis and *Neospora caninum*. **Clinical Microbiology Review**, v.20, p. 323-367, 2007.

DUBEY, J.P. Validation of the specificity of the modified agglutination test for toxoplasmosis in pigs. **Veterinary Parasitology**, v.71, n. 1, p. 307-310, 1997.

DUBEY, J.P. Duration of immunity to shedding of *Toxoplasma gondii* oocysts by cats. **Journal of Parasitology**, v.81, p.410-415. 1995.

DUBEY, J.P. Neosporosis in cattle: biology and economic impact. **Journal American Veterinary Medical Assocition**, v.214, p. 1160-1163, 1999.

DUBEY, J.P.; NAVARRO, I.T. SREEKUMAR, C.; DAH, E.; FREIRE, R.L.; KAWABATA, H.; VIANNA, M.C.B; KWOK, O.C.H.; SHEN, S.K.; THULLIEZ, P.; LEHMANN, T. *Toxoplasma gondii* infections in cats from Paraná, Brazil: seroprevalence, tissue distribution, and biologic and genetic characterization of isolates. **Journal of Parasitology**, v.90, n.4, p. 721-726, 2004.

DUBEY, J.P. Status of toxoplasmosis in sheep and goats in the United States. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v.196, n.2, p.259-262, 1990.

DUBEY, J.P. The history of *Toxoplasma gondii*: the first 100 years. **Journal Eukaryont Microbiology**, v.55, n. 6, p.467-475, 2008.

DUBEY, J.P.; FREKEL, J.K. Immunity to feline toxoplasmosis: modification by administration of corticosteroids. **Veterinary Pathology**, v.11, n. 4, p.350-379. 1974.

DUBEY, J.P.; LAGO, E.G., GENNARD, S.M.; SU, C.; JONES, J.L. Toxoplasmosis in humans and animals in Brazil: high prevalence, high burden of disease, and epidemiology. **Parasitology**, v. 139, n. 11, 1375-1424, 2012.

DUBEY, J.P.; LAPPIN, M.R.; THULLIEZ, P. Long-term antibody responses of cats fed *Toxoplasma gondii* tissue cysts. **Journal of Parasitology**, v.81, n. 1, p.887-893, 1995.

DUBEY, J.P.; LINDSAY, D.S.; LAPPIN, M.R. Toxoplasmosis and other intestinal coccidial infections in cats and dogs. **Veterinary Clinics: Small Animal Practice**, v.39, n.6, p.1009-1034, 2009.

DUBEY, J.P.; MILLER, N.L.; FREKEL, J.K. The *Toxoplasma gondii* oocyst from cat faces. **Journal of Experimental Medicine**, v.132, p. 636-662, 1970.

DUBEY, J.P.; PASB, A.; RAJENDRANA, C.; KWOKA, O.C.H.; FERREIRA, L.R.; MARTINS, J.; HEBELC, C.; HEMMERC, S.; SU, C. Toxoplasmosis in Sand cats (*Felis margarita*) and other animals in the Breeding Centre for Endangered Arabian Wildlife in the United Arab Emirates and Al Wabra Wildlife Preservation, the State of Qatar. **Veterinary Parasitology**, v.172, p. 195-203, 2010.

DUBEY, J.P.; SAVILLE, W.J.A.; STANEK, J.F.; REED, M. Prevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies in domestic cats from rural Ohio. **Journal of Parasitology**, v. 88, n. 4, p. 802-803, 2002.

DUBEY, J.P.; THULLIEZ, P. Serologic diagnosis of toxoplasmosis in cats fed *Toxoplasma gondii* tissue cysts. **Journal American Veterinary Medical Association**, v. 194, n. 9, p. 1297-1299, 1989.

DUBEY, J.P.; LAPPIN, M.R. Toxoplasmosis and neosporosis. In: Greene, C.E., editor. **Infectious diseases of the dog and the cat**. São Paulo, Saunders Company. 3<sup>a</sup>ed. p.754-768, 2006.

ELLIS, J.T. Polymerase chain reaction approaches for the detection of *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii*. **Journal of Parasitology**, v.28, n. 7, p. 1053-1060, 1998.

ELMORE, S. A.; JONES, J. L.; CONRAD, P. A.; PATTON, S.; LINDSAY, D. S.; DUBEY, J. P. *Toxoplasma gondii* epidemiology, feline clinical aspects, and prevention. **Trends in Parasitology**, v.26, n. 4, p. 190-196, 2010.

ESTEBAN-REDONDO, I.; INNES, E.A. Detection of *Toxoplasma gondii* in tissues of sheep orally challenged with different doses of oocysts. **International Journal for Parasitology**, v. 28, n. 9, p.1459-1466, 1998.

ESTEVES, F.; AGUIAR, D.; ROSADO, J.; COSTA, M.L.; SOUSA, B.; ANTUNES, F.; MATOSA, O. *Toxoplasma gondii* prevalence in cats from Lisboa and in pigs from centre and South of Portugal. **Veterinary Parasitology**, v. 200, n. 1-2, p.8-12, 2014.

FEITOSA, F.L. **Semiologia Veterinária – A Arte do Diagnóstico**. Editora Roca, São Paulo, p.313-331, 2008.

FREITAS, R.L. **Identificação do *Toxoplasma gondii* em sêmen e tecidos do sistema reprodutor masculino de gatos domésticos (*Felis catus*) naturalmente infectados**. Dissertação (Programa de Pós-Graduação em Medicina Veterinária) - Clínica e Reprodução Animal, Universidade Federal Fluminense, Niterói, R.J. 2017.

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

GARCIA, J.L.; NAVARRO, I.T.; OGAWA, L.; OLIVEIRA, R.C. Seroepidemiology of toxoplasmosis in cats and dogs from rural properties of Jaguapitã country, Paraná State, Brazil. **Ciência Rural**, v.19, n.1, p.99-104, 1999.

GELLA, J. Enzimologia clínica. In: SASTRE, F.G. (Ed.) **Bioquímica Clínica**. Barcelona, Barcanova, p.113-124, 1994.

GONDIM, L.F.P.; BARBOSA, H.V. RIBEIRO FILHO, C.H.Z.; SAEKI, H. Serological survey of antibodies to *Toxoplasma gondii* in goats, sheep, Cattle, and water buffaloes in Bahia State, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 82, n. 4, p.273-276, 1999.

GREENE, C. E.; LAPPIN, M.R.; MARKS, A. Effect of clindamycin on clinical, hematologic, and biochemical parameters in healthy cats. **Journal American Animal Hospital Association**, v.28, n. 1, p. 323-326, 1993.

HERRERA, C.R.; PILE, E.; GARCÍA, A.; PÉREZ, A.; PÉREZ, D.; NGUYEN, F.K.; GUARDIA, V.; MCLEOD, R.; CABALLERO, Z. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in domestic pets from metropolitan regions of Panama. **Parasite**, v. 24, n. 9, 2017.

HILL, D.; DUBEY, J.P. *Toxoplasma gondii*: transmission, diagnosis and prevention. **European Society of Clinical Microbiology and Infection Diseases**, v.8, n. 10, p. 634-640, 2002.

JERICÓ, M.M.; KOGIKA, M.M.; NETO, J.P.A. **Tratado de medicina interna de cães e gatos**, v.2, parte 10, cap. 78, Rio de Janeiro, Roca, 2017.

KANEKO, J.J.; HARVEY, J.W.; BRUSS, M.L. **Clinical Biochemistry of Domestic Animals**, Londres, Academic Press Limited, 1997.

KAPPERUND, G.; JENUM, P.A.; STRAY-PEDERSEN, B.; MELBY, K.K.; ESKILD, A.; ENG, J. Risk factors for *Toxoplasma gondii* infection in pregnancy. Results of a prospective case-control study in Norway. **American Journal of Epidemiology**, v.144, n. 1, p. 405-412, 1996.

KOPKE, M.A.; PEMBERTON, S.; RUAUX, C.G. Presumed immune-mediated haemolytic anaemia associated with pregnancy in a cat. **Journal of Feline Medicine and Surgery Open Reports**, v.5, n.1, 2019.

KURTZHALS, J.A.; REIMERT, C.M.; TETTE, E.; DUNYO, S.K.; KORAM, K.A.; AKANMORI, B.D. Increased eosinophil activity in acute *Plasmodium falciparum* infection association with cerebral malaria. **Clinical and Experimental Immunology**, v.112, n. 1, p.303-307, 1998.

LARSSON, C.E.; JAMRA, L.M.F.; GUIMARÃES, E.C.; PATTOLI, D.B.G.; LINCOLN, H.; SILVA, L. Prevalência da toxoplasmose ovina determinada pela reação de Sabin-Feldman em animais de Uruguaiana, RS, Brasil. **Revista de Saúde Pública**, v. 14, n. 1, p. 582-588, 1980.

LEGUÍA, G. **Enfermedades parasitarias de perros y gatos**. Epidemiología y Control. 2<sup>a</sup>ed., Lima: La Mara. 2002.

LIMA, D.C.V.; MAGALHÃES, F.J.R.; ANDRADE, M.R.; DA SILVA, J.G.; MORAIS, E.G.F.; FILHO, L.C.D.F.; PORTO, W.J.N.; MOTA, R.A. Anti-*Neospora caninum* antibodies in feral cats on the Island of Fernando de Noronha, Brazil. **Acta Parasitologica**, v.63, p. 645-646, 2018.

LITTLE, L.; SHOKEK, A.; DUBEY J.P.; DEHEER, H.L. *Toxoplasma gondii*-like organisms in skin aspirates from a cat with disseminated protozoal infection. **Veterinary Clinical Pathology**, v. 34, n.2, p. 156-160, 2005.

LITTLE, S.E. **O Gato: Medicina Interna**, Rio de Janeiro, Roca, p.735-739, 2015.

LOPES, A.P.; CARDOSO, L.; RODRIGUES, M. Serological survey of *Toxoplasma gondii* infection in domestic cats from northeastern Portugal. **Veterinary Parasitology**, v.155, n. 3-4, p.184-189, 2008.

LOPES, W.D., RODRIGUEZ, J.D., SOUZA, F.A., DOS SANTOS, T.R., DOS SANTOS, R.S., ROSANESE, W.M., LOPES, W.R., SAKAMOTO, C.A., DA COSTA, A.J. Sexual transmission of *Toxoplasma gondii* in sheep. **Veterinary Parasitology**, v. 195, n. 1-2, p. 47 – 56, 2013.

LÓPEZ-OSUNA, M.; ARELLANO, J.; KRETSCHMER, R.R. The destruction of virulent *Entamoeba histolytica* by activated human eosinophils. **Parasite Immunology**, v.14, n. 6, p. 579-586, 1992.

LUCAS, S.R.R.; HAGIWARA, M.K.; LOUREIRO, V.S.; IKESAKI, 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.

MACRI, G.; SALA, M.; LINDER, A.M.; PETTIROSSI, N.; SCARPULLA, M. Comparison of indirect fluorescent antibody test and modified agglutination test for detection *Toxoplasma gondii* immunoglobulin G antibodies in dog and cat. **Parasitology Research**, v. 105, n.1, p.35-40, 2009.

MAGALHÃES, F.J.R., RIBEIRO-ANDRADE, M., SOUZA, F.M., LIMA FILHO, C.D.F., BIONDO, A.W., VIDOTTO, O., NAVARRO, I.T., MOTA, R.A. Seroprevalence and spatial distribution of *Toxoplasma gondii* infection in cats, dogs, pigs and equines of the Fernando de Noronha Island, Brazil. **Parasitology International**, v. 66, n.2, p.43-46, 2016.

MARI, L.; SHELTON, G.D.; DE RISIO, L. Distal polyneuropathy in an adult Birman cat with toxoplasmosis. **Journal of Feline Medicine and Surgery Open Reports**, v.2, n.1, 2016.

MCCONNELL, J.F.; SPARKES, A.H.; BLUNDEN, A.; NEATH, J.P.; SANSOM, J. Case Report Eosinophilic fibrosing gastritis and toxoplasmosis in a cat. **Journal of Feline Medicine and Surgery**, v.9, n. 1, p.82-88, 2007.

MEIRELES, L.R.; GALISTEO, A.J.Jr.; POMPEU, E.; ANDRADE, H.F.Jr. *Toxoplasma gondii* spreading in an urban area evaluated by seroprevalence in free-living cats and dogs. **Tropical Medicine & International Health**, v.9, n. 8, p.876-881, 2004.

MENDES-DE-ALMEIRA, F.; LABARTHE, N.; GUERRERO, J.; FARIA, M.C.; BRANCO, A.S.; PEREIRA, C.D. Follow-up of the health conditions of an urban colony of free-roaming cats (*Felis catus* Linnaeus, 1758) in the city of Rio de Janeiro, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v.147, p. 9-15, 2007.

MEYER, D.J.; HARVEY, J.W. **Veterinary laboratory medicine: interpretation & diagnosis**. 2.ed. Philadelphia: Saunders, 2004. 351p.

IMITSUCA-BREGANÓ,R.; LOPES-MORI, F.M.R.; NAVARRO, I.T.; **Toxoplasmosse adquirida na gestação e congênita: vigilância em saúde, diagnóstico, tratamento e conduta**. Londrina: Eduel, 2010.

MUNHOZ, A.D.; HAGE, S.B.; CRUZ, R.D.S.; CALAZANS, A.P.F.; SILVA, F.L.; ALBUQUERQUE, G.R.; LACERDA, L.C. Toxoplasmosis in cats in northeastern Brazil: Frequency, associated factors and coinfection with *Neospora caninum*, feline immunodeficiency virus and feline leukemia virus. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v. 8, p. 35-38, 2017.

MUNHOZ, A.D.; PINTO, A.R.Z.; ALBUQUERQUE, G.R.; OLIVEIRA, F.C.R.; LOSS, Z.G.; LOPES, C.W.G. Toxoplasmosse em coelhos: comparação do perfil bioquímico hepático com os achados patológicos em infecção por *Toxoplasma gondii*. **Parasitología Latinoamerica**, v.57, n.3-4, p.83-87, 2002.

MUST, K.; HYTONEN, M.K.; ORRO, T.; LOHI, H.; JOKELAINEN, P. *Toxoplasma gondii* seroprevalence varies by cat breed. **PLoS One**, v.12, n.9, 2017.

MUST, K.; LASSEN, B.; JOKELAINEN, P. Seroprevalence of and risk factors for *Toxoplasma gondii* infection in cats in Estonia. **Vector-Borne and Zoonotic Diseases**, v.15, n.10, 2015.

NAGEL, S.S.; WILLIAMS, J.H.; SCHOEMAN, J.P. Fatal disseminated toxoplasmosis in an immunocompetent cat. **Journal of the South African Veterinary Association**, v.84, n.1, p.1-6, 2013.

NEIGER, R.; ALLENSPACH, K. **Diagnóstico diferencial de pequenos animais**, Rio de Janeiro, Elsevier, p.222, 2012.

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 organisms voisins) du gondii. **Comptes Rendues de 1º Academie des Sciences**, v. 147, p. 763, 1908.

NOLÉTO, F.F.Z.; NOLÉLO, V.A.Z.; RIBEIRO, M.L.C.; DIAS, F.R.C.; SILVA, D.A. Perfil de tutores de gatos e aspectos relacionados à sua criação. **Acta Biomedica Brasiliensis**, v.8, n.1, 2017.

OLIVEIRA, G.M.S., SIMÕES, J.M., SCHÄFER, R.E., FREIRE, S.M., NASCIMENTO, R.J.M., PINHEIRO, A.M.C.M., CARVALHO, S.M.S., MARIANO, A.P.M., CARVALHO, R.C., MUNHOZ, A.D. Frequency and factors associated with *Toxoplasma gondii* infection in pregnant women and their pets in Ilhéus, Bahia, Brazil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 25 , 2019.

OPSTEEGH, M.; HAVEMAN, R.; MENSINK-BEEREPOOT, M.E.; SWART, A.N.; HOFHUIS, A.; LANGELAAR, M.F.M.; VAN-DER-GIESSEN, J.W.B. Seroprevalence and risk factors for *Toxoplasma gondii* infection in domestic cats in the Netherlands. **Preventive Veterinary Medicina**, v. 104, n. 3-4, p. 317-326, 2012.

PALERME, J.S.; LAMPERELLI, E.; GAGNE, J.; CAZLAN, C.; ZHANG, M.; OLDS, E.J. Seroprevalence of *Leptospira* spp. *Toxoplasma gondii*, and *Dirofilaria immitis* in free-roaming cats in Iowa. **Vector-Borne and Zoonotic Diseases**, v.10, n.10, 2018.

PAQUET, C.; TROIS-RIVIÈRES, Q.C.; YUDIN, M.H., Toronto ON and Infectious Disease Committee. Toxoplasmosis in Pregnancy: Prevention, Screening, And Treatment. **Journal of Obstetrics and Gynaecology Canada**, 2013.

PARK, C.H.; IKADAI, H.; YOSHIDA, E.; ISOMURA, H.; INUKAI, H.; OYAMADA, T. Cutaneous toxoplasmosis in female japonese cat. **Veterinary Pathology**, v. 44, n.5, p. 683-687, 2007.

PARREIRA, P.F.; BARBOSA, A.S.; SANTOS, A.L.C.; BOLAIS, P.F.; DARDÉ, M.L.; AMENDOEIRA, M.R.R. *Toxoplasma gondii*: infection among shelter and stray cats in Rio de Janeiro, Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, Jaboticabal, v.27, n.3, p. 401-408, 2018.

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, P.F., BARBOSA, A.D.S., SANTOS, A.L.C., BOLAIS, P.F., DARDÉ, M.L., AMENDOEIRA, M.R.R. *Toxoplasma gondii*: infection among shelter and stray cats in Rio de Janeiro, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.27, n.3, 2018.

REZENDE, R.E.F.; LESCANO, M.A.; RAMALHO, L.N.Z.; FIGUEIREDO, J.F.C.; DANTAS, R.O.; MODENA, J.L.P.; MENEGHELLI, U.G. Reactivation of Chagas's disease in a patient with non-Hodgkin's lymphoma: gastric, oesophageal and laryngeal involvement. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, London, v. 100, n. 1, p.74-78, 2006.

ROBERTSON, I.D. Survey of predation by domestic cats. **Australian Veterinary Journal**, v.76, n.8, p.551-554, 1998.

SALMAN, D.; PUMIDONMING, W.; OOHASHI, E.; IGARASHI, M. Prevalence of *Toxoplasma gondii* and other parasites in cats in Tokachi sub-prefecture, Japan. **Journal of Veterinary Medical Science**, v.80, n. 6, p. 960-967, 2018.

SCHALM, O.W. **Veterinary hematology**. 6<sup>a</sup> edição, Wiley-Blackwell, 2010.

SILVA, J.C, OGASSAWARA, S., ADANIA, C.H., FERREIRA, F., GENNARI, S.M., DUBEY, J.P., FERREIRA-NETO, J.S. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in captive neotropical felids from Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 103, n.3, p.217-224, 2001.

SOUZA, K.C.M, HERRERA, H.M., DOMINGOS, I.H., CAMPOS, J.B.V., SANTOS, I.M.C., NEVES, H.H., MACHADO, R.Z., ANDRÉ, M.R. Serological detection of *Toxoplasma gondii*, *Leishmania infantum* and *Neospora caninum* in cats from an area endemic for leishmaniasis in Brazil, **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 23, v. 1, p. 25-35, 2014.

SPADA, E.; PROVERBIO, D.; PEPA, A.D.; BAGGIANI, L.; GIORGI, G.B.; DOMENICHINI, G.; FERRO, E.; CREMONESI, F. Seroprevalence of feline immunodeficiency vírus, feline leukaemia vírus and *Toxoplasma gondii* in stray cat colonies in northem Italy and correlation with clinical and laboratory data. **Journal of Feline Medicine and Surgery**, v. 14, n. 6, p. 369-377, 2012.

SPALDING, SM.; AMENDOEIRA, M.R.R.; RIBEIRO, L.C.; SILVIRA, C.; GARCIA, A.P.; CAMILO-COURA, L. Estudo prospectivo de gestantes e seus bebês com risco de transmissão de toxoplasmose congênita em município do Rio Grande do Sul. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v.36, n. 4, p.483-491, 2003.

SPLENDORE, A. Um nuovo protozoa parassita dei conigli incontrato ponti il kala-zar dell'uomo. **Revista da Sociedade Scientifica de São Paulo**, v. 3, p. 109-112, 1908.

SROKA, J.; KARAMON, J.; DUTKIEWICZ, J.; FATLA, A.S.; ZAJAC, V.; CENCEK, T. Prevalence of *Toxoplasma gondii* in cats in southwestern Poland. **Annals of Agricultural and Environmental Medicine**, v.52, n.3, p.1-5, 2018.

STAGNO, S.; DYKES, A.C.; AMOS, C.S.; HEAD, R.A.; JURANEK, D.D.; WALLS, K. An outbreak of toxoplasmosis linked to cats. **Pediatrics**, v.65, n. 1, p.706-712, 1980.

TENTER, A.M.; HECKEROTH, A.R.; WEISS, L.M. *Toxoplasma gondii*: from animals to humans. **International Journal for Parasitology**, v.30, n. 1, p.1217-1258, 2000.

TURNER, D.C.; BETESON, P.B. **The Domestic Cat, the biology of its behavior**. Cambridge University Press, 2000.

UEGA, S.; MINAMI, T.; NAGATA, K. Defecation habits of cats and dogs and contamination by *Toxocara* eggs in public park sandpits. **The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v.5, n. 1, p. 122-126, 1996.

UENO, T.E.; GONÇALVES, V.S.; HEINEMANN, M.B.; DILLI, T.L.; AKIMOTO, B.M.; DE SOUZA, S.L.; GENNARI, S.M.; SOARES, R.M. Prevalence of *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* infection in sheep from Federal District, central region of Brazil. **Tropical Animal Health Production**, v. 41, n. 3, p. 547-552, 2009.

ZULPO, D.L.; SAMMI, A.S.; SANTOS, JR.; SASSE, J.P.; MARTINS, T.A.; MINUTTI, A.F.; CARDIM, S.T.; BARROS, L.D.; NAVARRO, I.T.; GARCIA, J.L. *Toxoplasma gondii*: A study of oocyst re-shedding in domestic cats. **Veterinary Parasitology**, v. 249, n. 3, p.17-20, 2018.

## ANEXOS

### Anexo I



The screenshot shows a web interface for the Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA) of the UFRRJ's Instituto de Veterinária. The header includes the UFRRJ logo, the text 'Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro', and the CEUA logo, which features a circular design with icons of a horse, a cow, a fish, and a bird. The menu bar at the top has links for 'Principal', 'Formulários', 'Orientações', 'Membros', 'Contato', and 'ADMIN CEUA'. The main content area displays a project record for 'PROJETOS ENVOLVENDO ANIMAIS VERTEBRADOS'. The project details are as follows:

- Protocolo recebido em: 12/04/2018
- Protocolo número: 5806110418
- Projeto intitulado: "Fatores de risco e sorologia associados à infecção por Toxoplasma gondii e Neospora caninum em felinos da microrregião de Itaguaí do Estado do Rio de Janeiro"
- Pesquisador: Andressa Ferreira da Silva
- e-mail: [mvandressa@yahoo.com.br](mailto:mvandressa@yahoo.com.br)
- Status: **APROVADO**

At the bottom of the page, there is a footer with the text 'Desenvolvido por: SRD - Scientific Research Data' and 'BR 465, Km 7 / Campus da UFRRJ - Seropédica - Rio de Janeiro - CEP: 23890-000 - tel: 55 (21) 2692-3681', followed by 'v7.0'.

## Anexo II

RG: 5043

RG: 22789

Data: 28/08/19

### SALA DE GATOS - UFRRJ

### FICHA 1º ATENDIMENTO

Proprietário:	Tel:	
End:	Bairro:	
Cep:	Gato:	Sexo: F FC <input checked="" type="checkbox"/> M MC
Raça:	Pelagem:	Nascimento:
Examinado por:	Estagiário(s):	

(Primeira consulta do animal / Cliente novo) (Primeira consulta do animal/ Cliente antigo) (Retorno do animal/ Cliente antigo)  
 F (Normal) (Cio) (Gestante) (Amamentando)

1. Temperamento do gato no momento:  (Receptivo/carinhoso- fácil de se manipular) (Receptivo/carinhoso- difícil de se manipular) (Apático/Quieto) (Nervoso) (Agitado/impaciente) (Confuso) (Irrascível/Agressivo)
2. Modo habitual de contenção:  (Carinho na cabeça)  (Cangote)  (Toalha) (Quetamina oral) (Não sabe)
3. Nº de gatos na moradia:  (Único) 2 3 4 5 6 7 8 9 10 Quantos mais \_\_\_\_\_
4. Tipo de moradia: (Casa)  (Apartamento) (Abrigo) (Gatil) (Rua) (Sítio) Outros: \_\_\_\_\_ Tem acesso à rua ou já teve? (S) (N)  (Terceiro acesso)  (Resgatado)  (Agora não mais)
5. Apetite: (Normal) (Mais que o usual) (Voraz/ rouba comida) (Menos que o usual) (Não come) (Não sabe)
6. Está comendo por vontade própria?  (S) (Não sabe) (N) (através de seringa) (através de sonda)
7. Quanto ao peso: (Estável) (Perda de peso) (Ganho de peso)  (Não sabe)
8. Tipo de Alimentação: Ração seca:  (golden) Ração Úmida:  (Sache) Comida Caseira: \_\_\_\_\_
9. Faz uso de areia sanitária?  (S) (N) Qual? (Só Jornal) (Cat San-argila) (Tidy cat-argila) (Magic-argila) (Argila \_\_\_\_\_) (Limp cat-natural de milho) (Sílica) (Jornal picado) . Outros tipos:  (Não sabe)
10. Nº de vasilhas sanitárias na casa?  (1) 2 3 4 5 6 7 8 9 10 mais que 10
11. Local de micção:  (Só na vasilha sanitária) (Em outros locais da moradia: Qual \_\_\_\_\_) (No jardim)
12. Local de defecação:  (Só na vasilha sanitária) (Em outros locais da moradia: Qual \_\_\_\_\_) (No jardim)
13. Faz uso de alguma medicação? (S) (N) (Não sabe). Qual(is)? \_\_\_\_\_
14. É alérgico a alguma medicação? (S) (N) (Não sabe). Qual(is)? \_\_\_\_\_
15. Vacinação anual em dia: (Tríplice felina) (Quádrupla felina) (Quíntupla felina) (Raiva) (FeLV)  (N)
16. Ingestão de água:  (Normal) (Mais que o usual) (Menos que o usual) (Não ingere água) (Não sabe)
17. Vômito: (S)  (N) (Espiradico) (Todos os dias) (Às vezes no mês) (Frequentes a vários anos)
18. Tipo de vômito: (Líquido amarelado) (Líquido esbranquiçado) (Líquido esverdeado) (Líquido com comida digerida) (fétido odor de fezes, escuro e em jato) (outros \_\_\_\_\_)
19. Tipo de regurgitação: (Com formato de charuto de pêlo) (Com formato de alimento não digerido)
20. Regurgitação: (S)  (N) (Espiradica) (Todos os dias) (Às vezes no mês) (Frequentes a vários anos)
21. Micção: (1 a 2 vezes ao dia) (Mais que 3 vezes ao dia) (outros \_\_\_\_\_) (Não sabe) (Pouca quantidade urina, várias vezes ao dia) (Dor para urinar) (Goteja urina) (Não urina)
22. Urina:  (Amarela) (Transparente) (Vermelha) (Marrom) (Não sabe)
23. Defecação: (1 vez ao dia)  (2 vezes ao dia) (3 vezes ao dia) (mais de 3 vezes ao dia) (outros \_\_\_\_\_) (Dificuldade para defecar) (Dor para defecar) (Não defeca) (Não sabe) Coloração (Marron)(Preta)(Clara)
24. Fezes:  (Duras) (Moles/Pastosas) (Semi-líquidas) (Líquidas) (Não sabe) // (Com muco) (Com sangue)
25. Outras características ou problemas do animal que julgar importante  
citar: \_\_\_\_\_

1

28. Animal subapagado da sua barra de ferro. - Animal vira de lado  
uma vez que subiu - que subiu e volta de volta.

Questa Principais Sintomas:

1.860

1. Perda:

Normal

Muito magro

Magro

Obesa

Muito obesa

2. Melsse:

Normal

Hipocorada

Iatérica

Azulada

3. Dor:

Normal

Cintilamento escuro

Sarna óssea/

descarnação

Pólio

Tumor na parede

PUS

4. Olhos:

Normal

Conjuntivite

Secção

Outros:

5. Mordidas:

Normal

Fratura

Claudição

Outros:

6. Dentes:

Normal

Alterado

Outros:

7. Pés:

Normal

Atrofia

Outros:

8. Orelhas:

Normal

Atrofia

Outros:

9. Pênis:

Normal

Atrofia

Outros:

10. Vagina:

Normal

Atrofia

Outros:

11. Utrica:

Normal

Atrofia

Outros:

12. Testes:

Normal

Alterado

Outros:

13. Pênis:

Normal

Alterado

Outros:

14. Vagina:

Normal

Alterado

Outros:

15. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

16. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

17. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

18. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

19. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

20. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

21. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

22. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

23. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

24. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

25. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

26. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

27. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

28. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

29. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

30. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

31. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

32. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

33. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

34. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

35. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

36. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

37. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

38. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

39. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

40. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

41. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

42. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

43. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

44. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

45. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

46. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

47. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

48. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

49. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

50. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

51. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

52. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

53. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

54. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

55. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

56. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

57. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

58. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

59. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

60. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

61. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

62. Utrica:

Normal

Alterado

Outros:

63. Utrica:

## HISTÓRICO/EXAME CLÍNICO

DESCRIÇÕES (as linhas abaixo correspondem aos pontos acima)

RESULTADOS IMPORTANTES EXAMES ANTERIORES:

### SOLICITAÇÃO DE EXAMES

\* 25/05 08h exp.  
drenado fluido pr. PV / FeLV

■ HEMOGLOBINA, ■ PLACIOTOMETRIA ■ HEMATOLOGIA: PLEOCITOSES ■ URINA: CREATININA ■ PV ■ FeLV ■ PV ■ TGP  
■ FOSFATASE ALCALINA ■ GAMA-GT ■ PTMS TOTais (URINA E SORO) ■ GLUTAMINASE ■ TSH ■ GLICORÉ ■ CALCIÓ  
■ BICRIOFOTASES: FÓSFORO ■ SAS ■ OTOLOGIA URINA ■ HSA DE URINA ■ RELAÇÃO PROTEÍNA CREATININA  
URINÁRIA ■ ANÁLISE DE LÍQUIDO PLEURAL/ABDOMINAL: GOTT ■ RASTRADO DE PELE ■ TRICOGRAFIA ■ CULTURA  
PARA FUNGO ■ CITOLOGIA ■ ■ EXAME DE FISTEIS (SIMPLÉS, PLATENOSOMAL, XEROTROPOSEURME  
■ LEUCOCITÉRIA ■ HEMATIMETRIA ■ TA TOTAL ■ TA LARVA ■ COLESTEROL: SANGUE ■ COLESTEROL: DE LÍQUIDO  
PLEURAL/ABDOMINAL ■ ANALISE DE LÍQUIDO ■ CULTURA DE URINA ■ CULTURA DE FUNGO SISTÉMICO  
■ CULTURA DE SECREÇÃO ■ RASTRAGEM ■ ULTRASOMOGRAFIA ■ RADIOPA. ■ ELETROCARDIOGRAMA  
■ HISTOPATOLÓGIA ■ PNEUMOGRAMA (LATERAL) (VENTRODORSAL) (DORSOVENTRAL) BOCA ABERTA ■ REN ESTAÇÕES  
■ ENDOSCOPIA ■ OUTROS

Gpi op; citologia de lesão sem características: ad. suspe.

SUSPEITA CLÍNICA: Leptospirose

DIAGNÓSTICO DIFERENCIAL:

TRATAMENTO NO ATENDIMENTO:

TRATAMENTO PRESCRITO: clotrimazol 10 mg 1 dose/jada 1s/d 1

30 d.; flouxipar 25 mg 1/4 cp/5d/10d; aticromagol 10mg 1/2  
1 cápsula/5d/1ANR; valumonina 90mg 1 cp/5d/1ANR.

Responsável pelo paciente:

3

### **Anexo III**

<b>QUESTIONÁRIO FATORES DE RISCO</b>	
Proprietário	
Animal	
Contato	
Ingere carne: (sim) (não)	
(Crua) (cozida)	
Como é feita a higienização da vasilha sanitária ou quintal?	
Qual a frequência de higienização da vasilha sanitária ou quintal?	
Hábito de caça (sim) (não)	