

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

DISSERTAÇÃO

AVALIAÇÃO CLÍNICA, SOROLÓGICA E FATORES DE RISCO EM
CÃES INFECTADOS POR *Toxoplasma gondii* NO RIO DE JANEIRO

Christiane De Oliveira Esteves Gomes

2022



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

**AVALIAÇÃO CLÍNICA, SOROLÓGICA E FATORES DE RISCO EM
CÃES INFECTADOS POR *Toxoplasma gondii* NO RIO DE JANEIRO**

CHRISTIANE DE OLIVEIRA ESTEVES GOMES

Sob a Orientação da Professora
Andressa Ferreira da Silva

e Coorientação do Professor
Edwards Frazão-Teixeira

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
Maio de 2022

Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro
Biblioteca Central / Seção de Processamento Técnico

Ficha catalográfica elaborada
com os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

G633a

GOMES, de Oliveira Esteves , Christiane, 1995-
Avaliação clínica, sorológica e fatores de risco em
cães infectados por *Toxoplasma gondii* no Rio de
Janeiro / Christiane GOMES, de Oliveira Esteves . -
Rio de Janeiro, 2022.
67 f.: il.

Orientadora: Andressa SILVA, Ferreira da .
Coorientador: Edwards Frazão-Teixeira.
Dissertação (Mestrado) . -- Universidade Federal
Rural do Rio de Janeiro, Programa de pós-graduação em
medicina veterinária - patologia e ciências clínicas,
2022.

1. toxoplasmose em cães. 2. *toxoplasma gondii*. 3.
RIFI. I. SILVA, Ferreira da , Andressa , 1983-,
orient. II. Frazão-Teixeira, Edwards , -, coorient.
III Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro.
Programa de pós-graduação em medicina veterinária -
patologia e ciências clínicas. IV. Título.

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

CHRISTIANE DE OLIVEIRA ESTEVES GOMES

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

DISSERTAÇÃO APROVADA EM 30/05/2022

Conforme deliberação número 001/2020 da PROPPG, de 30/06/2020, tendo em vista a implementação de trabalho remoto e durante a vigência do período de suspensão das atividades acadêmicas presenciais, em virtude das medidas adotadas para reduzir a propagação da pandemia de Covid-19, nas versões finais das teses e dissertações as assinaturas originais dos membros da banca examinadora poderão ser substituídas por documento(s) com assinaturas eletrônicas. Estas devem ser feitas na própria folha de assinaturas, através do SIPAC.

Dra. ANDRESSA F. S. SPYRIDES, UFRRJ
(Orientador / Presidente da Banca)

Dra. BRUNA DE AZEVEDO BAETA, UFRRJ

Dra. SAMIRA SALIM MELLO GALLO, UENF

Dr. GIDEÃO DA SILVA GALVÃO, UNINASSAU



Emitido em 2022

TERMO Nº 599/2022 - PPGMV (12.28.01.00.00.00.51)

(Nº do Protocolo: NÃO PROTOCOLADO)

(Assinado digitalmente em 01/06/2022 13:03)
ANDRESSA FERREIRA DA SILVA SPYRIDES
DepdMCV (12.28.01.00.00.00.53)
Matricula: ###32786

(Assinado digitalmente em 01/06/2022 15:21)
BRUNA DE AZEVEDO BAETA
DepdPA (12.28.01.00.00.00.53)
Matricula: ###47589

(Assinado digitalmente em 01/06/2022 15:26)
GIDEÃO DA SILVA GALVÃO
CPF: ###.###.745-##

(Assinado digitalmente em 01/06/2022 12:35)
SAMIRA SALIM MELLO GALLO
CPF: ###.###.147-##

Visualize o documento original em <https://sipac.ufrrj.br/documentos/> informando seu número: 599, ano: 2022, tipo: TERMO, data de emissão: 01/06/2022 e o código de verificação: ae6a68d5d9

DEDICATÓRIA

Dedico esta dissertação a Deus, que é a minha força. Aos meus pais, Marcia Alves de Oliveira Gomes e Lourival Esteves Gomes, por serem meus alicerces e ao meu avô, Altino Esteves Gomes (in memoriam). Esta conquista é nossa!

AGRADECIMENTOS

A Deus que me guia e me fortalece e, mesmo nos momentos difíceis, está sempre presente em cada etapa da minha vida. Agradeço por todas as graças recebidas.

Ao meu pai, que é um homem íntegro, honesto e sempre se empenhou para dar oportunidades de estudo aos seus filhos. Meu maior exemplo de caráter, trabalho e determinação e você. À minha mãe por ter abdicado dos seus sonhos em prol dos filhos, sempre presente com zelo, amor e cuidado. Amo vocês incondicionalmente.

Aos meus irmãos Chrisman, Christian e Ingrid e as minhas amadas sobrinhas. Meu amor e abraço afetuoso a todos.

Ao meu avô Altino (*in memoriam*) que foi um homem forte e de coração bondoso. Que eu possa levar sempre comigo seus valores e sua simplicidade. Infelizmente, pelas complicações do COVID-19 partiu antes de me ver finalizando esta etapa. Meu carinho e as lembranças serão eternas. *In memoriam*, aos meus avós maternos e minha avó paterna.

À minha tia Eliane, por sempre torcer por mim e me dar apoio. À tia Irene, por todo cuidado e carinho demonstrados. Aos meus tios, que mesmo estando distantes, estão presentes no coração.

Aos meus familiares Laizir, João Paulo, Luciana, Camila, Laís, Marley, Adriano, Laudiceia e Rafael (*in memoriam*). Por meio dos estudos, em Seropédica, me possibilitou estreitar laços com essa parte tão especial da minha família. Obrigada pelo suporte. Amo vocês.

A todos meus parentes que torcem verdadeiramente por mim, vibrando por cada conquista, mesmo que a distância. Agradeço a todos.

Aos meus padrinhos de batizado Deise da Silva e Antônio da Silva, às minhas madrinhas de crisma e consagração Luciane Vital e Edinalva Esteves. Vocês fazem parte dessa conquista. Amo vocês.

À Bárbara, Aline, Jeferson, Cecília, Julie, Juliana e tantos outros amigos e colegas presentes nessa etapa da minha vida. Obrigada pelo carinho, apoio e torcida dedicados a mim.

À Clínica Veterinária CIT VET pelo suporte e parceria, viabilizando a execução do meu projeto e a todos os colaboradores, em especial ao Dr. Diego, parceiro de coleta de amostras. Muito obrigada!

À professora doutora Andressa Ferreira da Silva Spyrides, minha querida orientadora, por tantos anos de parceria, desde a iniciação científica, durante a graduação. Obrigada pelos

ensinamentos, amizade e por acreditar no meu potencial. Você é peça fundamental para meu desenvolvimento pessoal e profissional.

A todos os animais que passaram pela minha vida, em especial Stuart, Plin, Chaninha, Poquete, Chaninho, Miniie, Chanin, Branca, Polly, Pitucha, Smoke, Vítório, Harry, Jade e Armani. Cada um em uma fase, foram fundamentais para certificar meu propósito. Obrigada por cada demonstração de amor, puro e genuíno.

A todos os animais participantes da pesquisa e seus proprietários que acreditaram no projeto e autorizam a inclusão dos seus pets para participarem do desenvolvimento deste trabalho. Muito obrigada!

À Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, por ter me transformado de forma profissional e pessoal. Viva as instituições federais de ensino do nosso país!

A todos os professores da pós-graduação que, mesmo diante da pandemia, exerceram brilhantemente seus trabalhos, com aulas e supervisões remotas. Meu muito obrigada.

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

RESUMO

GOMES, Christiane de Oliveira Esteves. **Avaliação clínica, sorológica e fatores de risco em cães infectados por *Toxoplasma gondii* no Rio de Janeiro**. 2022. 68p. 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, 2022.

Toxoplasma gondii é um protozoário intracelular obrigatório que tem como principal hospedeiro definitivo os gatos. Os cães são considerados os principais hospedeiros intermediários deste agente etiológico e podem apresentar alterações dermatológicas, oftálmicas e neurológicas. O objetivo deste estudo foi associar os fatores de risco e achados clínicos da toxoplasmose canina com a soropositividade dos animais para *Toxoplasma gondii* em cães domiciliados no estado do Rio de Janeiro. As análises foram realizadas a partir de amostras obtidas de 47 cães oriundos da Zona Norte e da Baixada Fluminense do Rio de Janeiro. Cada animal teve uma ficha individual em que foram armazenadas informações sobre anamnese, exame físico e fatores de risco correspondentes. Foram coletadas amostras de sangue dos cães por punção da veia cefálica e o diagnóstico sorológico foi feito pela detecção de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii*, por meio da Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI), no Laboratório de Doenças Parasitárias, da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. Foram confeccionadas tabelas de contingência e as análises estatísticas foram determinadas pelo teste G, para verificação de uma possível associação significativa entre os fatores de risco e a infecção por *T. gondii* em cães domésticos, com nível de significância de 95% ($p < 0,05$). *Toxoplasma gondii* circula na população de cães domésticos das regiões Norte e Baixada Fluminense do estado do Rio de Janeiro. A criação de cães e gatos das regiões de estudo necessitam de uma maior atenção de seus tutores, com adoção de medidas preventivas que visem a diminuição da infecção destes animais e da contaminação ambiental, desacelerando a presença deste parasito nos locais de criação. Foi observado neste estudo que os cães da raça Buldogue francês apresentou uma maior chance de infecção por *T. gondii* nas áreas estudadas, sendo necessários novos estudos para a confirmação destes achados.

Palavras-chave: cão, toxoplasmose, RIFI.

ABSTRACT

GOMES, Christiane de Oliveira Esteves. **Clinical evaluation, serological and risk factors in dogs infected with *Toxoplasma gondii* from the Rio de Janeiro**. 2022. 68p. Dissertation (Master's Degree in Veterinary Medicine). Instituto de Veterinária, Programa de Pós-Graduação em Medicina Veterinária – Patologia e Ciências Clínicas, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ, 2022.

Toxoplasma gondii is an obligate intracellular protozoan whose main definitive host is cats. Dogs are considered the main intermediate hosts of this etiological agent and may present dermatological, ophthalmic and neurological alterations. The aim of this study was to associate the risk factors and clinical findings of canine toxoplasmosis with the seropositivity of animals for *Toxoplasma gondii* in dogs domiciled in the state of Rio de Janeiro. The analyzes were carried out from samples obtained from 47 dogs from the North Zone and Baixada Fluminense of Rio de Janeiro. Each animal had an individual form in which information about anamnesis, physical examination and corresponding risk factors were stored. Blood samples were collected from the dogs by puncture of the cephalic vein and the serological diagnosis was made by the detection of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies, by means of the Indirect Immunofluorescence Reaction (IRFI), at the Laboratory of Parasitic Diseases, of the Federal Rural University of Rio de Janeiro. of January. Contingency tables were prepared and statistical analyzes were determined by the G test, to verify a possible significant association between risk factors and *T. gondii* infection in domestic dogs, with a significance level of 95% ($p < 0,05$). *Toxoplasma gondii* circulates in the population of domestic dogs in the North and Baixada Fluminense regions of the state of Rio de Janeiro. The co-breeding of dogs and cats in the study regions needs greater attention from their owners, with the adoption of preventive measures aimed at reducing the infection of these animals and environmental contamination, decelerating the presence of this parasite in the breeding sites. It was observed in this study that French Bulldog dogs presented a greater chance of infection by *T. gondii* in the studied areas, requiring further studies to confirm these findings.

Keywords: dog, toxoplasmosis, IFA.

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Pesquisa de anticorpos anti- <i>Toxoplasma gondii</i> em canídeos domiciliados atendidos na Clínica Veterinária CIT VET pelo método da Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI).....	21
Tabela 2. Distribuição do sexo em cães domésticos avaliados para anticorpos anti- <i>Toxoplasma gondii</i> pelo Método da RIFI.....	22
Tabela 3. Distribuição de raças de cães domésticos avaliados para anticorpos anti- <i>Toxoplasma gondii</i> pelo Método da RIFI.....	22
Tabela 4. Distribuição de raças de cães domésticos avaliados para anticorpos anti- <i>Toxoplasma gondii</i> pelo Método da RIFI. Associa SRD x Raças Definidas.....	23
Tabela 5. Distribuição de raças de cães domésticos avaliados para anticorpos anti- <i>Toxoplasma gondii</i> pelo Método da RIFI. Associa Buldogue francês x demais raças definidas.....	23
Tabela 6. Distribuição de cães domésticos, por idade, avaliados para anticorpos anti- <i>Toxoplasma gondii</i> pelo Método da RIFI.....	24
Tabela 7. Distribuição de contactante felinos de cães domésticos avaliados para anticorpos anti- <i>Toxoplasma gondii</i> pelo Método da RIFI.....	24
Tabela 8. Distribuição de cães com hábitos de xenosmofilia avaliados para anticorpos anti- <i>Toxoplasma gondii</i> pelo Método da RIFI.....	25
Tabela 9. Distribuição de cães de acordo com o tipo de alimentação, avaliados para anticorpos anti- <i>Toxoplasma gondii</i> pelo Método da RIFI. Os alimentos avaliados foram: ração comercial, alimentação natural e ambos (ração comercial com alimentação comercial).....	25

Tabela 10. Distribuição de cães de acordo com o tipo de alimentação, avaliados para anticorpos anti- <i>Toxoplasma gondii</i> pelo Método da RIFI. Avaliação da oferta de ração comercial e alimentação natural ofertada total ou parcial.....	26
Tabela 11. Distribuição de cães de acordo com o hábito de caça ou ingestão de carne crua em cães domésticos avaliados para anticorpos anti- <i>Toxoplasma gondii</i> pelo Método da RIFI.....	26
Tabela 12. Distribuição de cães domésticos de acordo com o ambiente de criação, avaliados para anticorpos anti- <i>Toxoplasma gondii</i> pelo Método da RIFI.....	26
Tabela 13. Distribuição de cães domésticos de acordo com o Local de procedência avaliados para anticorpos anti- <i>Toxoplasma gondii</i> pelo Método da RIFI.....	27
Tabela 14. Distribuição de cães domésticos de acordo com as alterações apresentadas na queixa e no diagnóstico.....	28

LISTA DE QUADROS

Quadro 1. Sinais clínicos de caninos sintomáticos infectados por <i>Toxoplasma gondii</i>	7
Quadro 2. Quadro sorológico de prevalência de anticorpos de <i>T. gondii</i> em cães de diferentes países utilizando diferentes métodos diagnósticos.....	8
Quadro 3. Quadro sorológico de prevalência de anticorpos de <i>T. gondii</i> em cães de diferentes estados do Brasil pelo método da RIFI.....	9

LISTA DE FIGURAS

Figura 1: Ciclo biológico do <i>Toxoplasma gondii</i>	3
Figura 2. Reação de Imunofluorescência Indireta realizada no Laboratório de Doenças Parasitárias DESP/IV - UFRRJ. Presença de taquizoítos de <i>Toxoplasma gondii</i> com fluorescência em amostra de canídeo doméstico imuno-reagente. Microscopia eletrônica com aumento de 400X.....	21

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO.....	1
2. REVISÃO DA LITERATURA.....	3
2.1. <i>Toxoplasma gondii</i>.....	3
2.1.1. <i>Ciclo Biológico</i>	3
2.2. Toxoplasmose.....	5
2.2.1. <i>Toxoplasmose Humana</i>	5
2.2.2. <i>Toxoplasmose Felina</i>	5
2.2.3. <i>Toxoplasmose Canina</i>	6
2.2.3.1. <i>Toxoplasmose Canina no Mundo</i>	8
2.2.3.2. <i>Toxoplasmose canina no Brasil</i>	9
2.3. Diagnóstico nos hospedeiros intermediários.....	10
2.3.1. <i>Biologia molecular, bioensaio, histopatologia e imuno-histoquímica</i>	10
2.3.2. <i>Sorologia</i>	11
2.3.3 <i>Hematologia e Bioquímica</i>	12
2.4. Fatores de Risco.....	12
2.5. Prevenção.....	13
3. MATERIAL E MÉTODOS.....	15
3.1. Comitê de Ética no Uso de Animais (CEUA)	15
3.2. Local do Estudo.....	15
3.3. Seleção de Animais.....	16
3.3.1. <i>O ponto final humanitário</i>	16

3.4. Avaliação clínica e Fatores de risco	16
3.4.1. <i>Fatores de Risco</i>	17
3.4.2. <i>Avaliação clínica</i>	17
3.5. Coleta de amostras	18
3.6. Processamento e armazenamento das amostras.....	18
3.7. Sorologia para detecção de <i>Toxoplasma gondii</i>.....	19
3.8. Análise Estatística.....	20
4. RESULTADOS.....	21
4.1. Análise Sorológica (RIFI)	21
4.2. Fatores de Risco	22
4.2.1. <i>Sexo.....</i>	22
4.2.2. <i>Raça.....</i>	22
4.2.3. <i>Idade.....</i>	24
4.2.4. <i>Contactante felino.....</i>	24
4.2.5. <i>Hábito de xenosmofilia.....</i>	25
4.2.6. <i>Tipo de alimentação ofertada.....</i>	25
4.2.7. <i>Hábito de caça ou ingestão de carne crua</i>	26
4.2.8. <i>Tipo de ambiente de criação.....</i>	26
4.2.9. <i>Local de procedência dos cães</i>	27
4.2.10. <i>Alterações clínicas.....</i>	28
5. DISCUSSÃO.....	29
6. CONCLUSÃO	34

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	35
8. ANEXOS	46

1. INTRODUÇÃO

Toxoplasma gondii é um protozoário do Filo Miozoa e intra-filo Apicomplexa, parasito intracelular obrigatório, agente infeccioso responsável pela toxoplasmose, uma importante zoonose de distribuição cosmopolita. Possui os felídeos, incluindo os gatos domésticos, como hospedeiros definitivos, e cães como hospedeiros intermediários, assim como demais mamíferos e aves (GOMES, 2020).

No trato gastrointestinal dos felídeos ocorre a reprodução sexuada do agente e, após a eliminação juntamente com as fezes, sob temperatura, umidade e oxigenação adequadas, os oocistos esporulam, tornando-se infectantes no ambiente para os hospedeiros intermediários como os cães, ovinos, bovinos, homem, aves, entre outras espécies animais de sangue quente. Em todos os hospedeiros, incluindo os intermediários, como os canídeos, ocorre a fase assexuada, levando a formação de cistos teciduais (ACHA, 2003).

As formas de transmissão do parasito podem envolver a via horizontal ou a via vertical (DUBEY, 2010). A infecção do *T. gondii* pode ocorrer por meio da ingestão de água ou alimentos contaminados com os oocistos esporulados, excretados nas fezes de gatos infectados, ou pela ingestão de carne crua ou malcozida contendo cistos teciduais do parasito (DUBEY et al, 2020).

A infecção por *T. gondii* gera importantes perdas na pecuária, havendo extensos registros de abortos pequenos ruminantes. Em relação à saúde pública, a toxoplasmose gera impactos principalmente em fetos humanos, quando a primo-infecção ocorre durante a gestação. Para cães e gatos a maioria das infecções podem ser assintomáticas, ou apresentarem sinais clínicos inespecíficos, dificultando o diagnóstico na fase aguda da doença.

Os cães, considerados um dos animais domésticos mais presentes nos lares humanos, possuem uma grande importância no ciclo biológico do *T. gondii*, principalmente quando possuem contato direto com felinos. Já foi descrito na literatura a possibilidade da infecção humana ao acariciar cães que comem ou rolam nas fezes de gatos infectados (LINDSAY, 1997). Cães imunocompetentes podem ser assintomáticos, enquanto os imunossuprimidos podem desenvolver a doença clínica (CALERO-BERNAL; GENNARI 2019).

Os sinais clínicos da toxoplasmose em cães podem ser inespecíficos, comuns a outras doenças, tais como cinomose, brucelose, leishmaniose e neosporose (FERREIRA et al., 2016). Na literatura consultada poucos trabalhos descrevem em detalhes a sintomatologia e associam os fatores de risco da infecção a *Toxoplasma gondii* em cães. Em outras espécies, principalmente em felinos, esses dados são mais encontrados. Também é raro encontrar

informações a respeito da epidemiologia desse agente em canídeos no estado do Rio de Janeiro. Uma vez que os cães se tornaram parte da família, vivendo dentro dos lares, 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 infecciosa, grave para animais e para os humanos. O diagnóstico *ante mortem* desta enfermidade apresenta relativa dificuldade para o Médico Veterinário, assim, este estudo irá ampliar o conhecimento técnico-científico de profissionais atuantes no estado do Rio de Janeiro.

Diante de poucas informações, esse trabalho tem como objetivo correlacionar os achados clínicos e fatores de risco com a soropositividade de *T. gondii* em cães domiciliados oriundos da Zona Norte e Baixada Fluminense do estado do Rio de Janeiro. Pretende-se oferecer novos dados epidemiológicos e clínicos acerca do *T. gondii* em cães destas regiões, contribuindo com o trabalho dos profissionais de saúde do estado.

2. REVISÃO DA LITERATURA

2.1. *Toxoplasma gondii*

2.1.1. Ciclo biológico

Toxoplasma gondii é um parasito bastante estudado devido sua importância na medicina humana e veterinária. Os felídeos são os hospedeiros definitivos deste patógeno e todos os animais de sangue quente, incluindo os humanos e cães, podem atuar como hospedeiros intermediários (DUBEY et al., 2016).

As formas de transmissão de *Toxoplasma gondii* podem ocorrer por via horizontal ou vertical (transplacentária) (DUBEY, 2010). A reprodução sexual do parasito ocorre no trato gastrointestinal dos felinos, que eliminam no ambiente os oocistos com as fezes. Estas formas evolutivas do parasito esporulam e podem se tornar infectantes conforme o tempo, temperatura e umidade adequada (WEI et al., 2016). Um felino pode lançar para o ambiente cerca de 20 milhões de oocistos após a primo-infecção (DUBEY, 1995).

O ciclo biológico é denominado heteroxeno facultativo (Figura 1), ou seja, pode possuir mais de um hospedeiro. As três formas infectantes do parasito são os esporozoítos, taquizoítos e bradizoítos. Os gatos excretam oocistos em um período pré-patente de 18 dias após a ingestão de oocistos esporulados. Há a hipótese de que os esporozoítos, primeiramente, se converterem em taquizoítos e os taquizoítos em bradizoítos e, quando se rompem, os cistos teciduais retornam ao epitélio intestinal para iniciar o ciclo enteroepitelial dos felídeos.

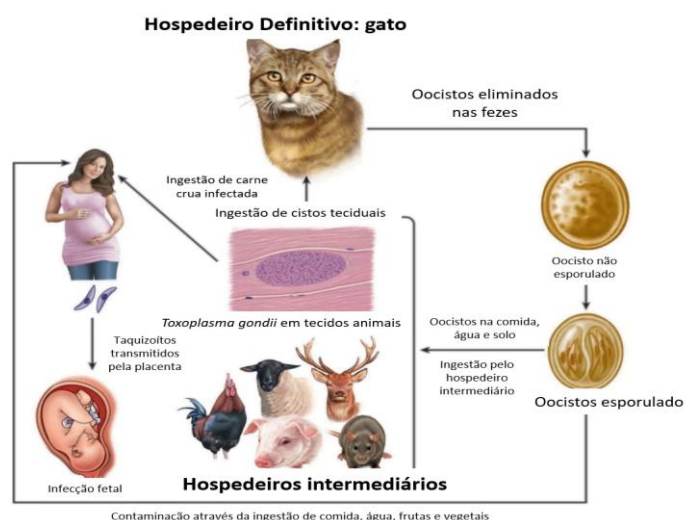


Figura 1. Ciclo biológico do *Toxoplasma gondii*. Adaptado de Dubey, (2022).

Em camundongos, hospedeiros intermediários, os cistos de tecido se formam em 6 dias e em poucos, os bradizoítos podem ser patogênicos por via oral, desenvolvendo febre, diarreia e até o óbito. *T. gondii* é bastante estudado em camundongos devido seu uso em experimentação laboratorial. Após a ingestão de oocistos esporulados, os esporozoítos encistam e, duas horas após infecção, penetram nos enterócitos e células caliciformes do epitélio intestinal, sendo transportados para a lâmina própria onde se multiplicam. Quatro horas pós-infecção, podem ser encontrados em sangue periférico, 12 horas após a infecção os esporozoítos se dividem em 2 taquizoítos e, em 6 dias, ocorre a formação de bradizoítos e cistos teciduais (DUBEY, 2020).

Os felídeos, por serem os hospedeiros definitivos, são os únicos animais a realizarem a fase enteroepitelial, levando a produção final de oocistos, que esporulam no ambiente e se tornam infectantes (DUBEY et al. 1970; FRENKEL; PARKER, 1996). Os mamíferos como os canídeos, roedores, homens, ovinos, caprinos, entre outras espécies de sangue quente, incluindo os felídeos, participam do ciclo extra intestinal do parasito. (DUBEY, 2010).

Na fase denominada exógena, os oocistos esporulados no ambiente e se tornam infectantes em um período de um a cinco dias, em temperatura e umidade adequadas. Pode ocorrer a transmissão oro-fecal ou pela ingestão de água e alimentos contaminados (DUBEY, 2010). Os cães com xenosmofilia se destacam por apresentar uma maior chance de infecção, devido aos hábitos de comer/rolar nas fezes de gatos. (DA ROCHA et al. 2012). Já na fase sistêmica pode ocorrer a participação de um ou mais hospedeiros intermediários, incluindo o gato doméstico.

Hábitos de carnivorismo favorecem a transmissão do agente pela ingestão de cistos teciduais contendo os bradizoítos (DUBEY, 2006). Os hospedeiros intermediários podem se infectar pela ingestão de água ou alimento contaminados com os oocistos esporulados. No trato gastrointestinal, principalmente nas vilosidades intestinais, os esporozoítos ganham as vias linfáticas e sanguíneas. O parasito percorre o corpo e pode chegar a órgãos como fígado, cérebro, entre outros, nesta fase recebe o nome de taquizoíto. Nesta etapa, ocorre a fase assexuada, em que os trofozoítos passam a ser chamados de taquizoítos, considerada a fase aguda da doença. Após a resposta imune do hospedeiro, os taquizoítos diminuem sua velocidade de reprodução, se transformam em bradizoítos e formam uma parede cística com mecanismo protetor para anticorpos. Os hospedeiros definitivos se infectam pela ingestão desses cistos, presentes nos tecidos desses hospedeiros intermediários (MONTEIRO, 2014).

2.2. Toxoplasmose

2.2.1. *Toxoplasmosse Humana*

Aproximadamente um terço da população mundial alberga este parasito, embora possa variar consideravelmente entre as populações (DUBEY et al., 2020). A maior parte das infecções são assintomáticas em pacientes imunocompetentes, no entanto, o parasito pode causar doenças graves em pessoas imunocomprometidas, podendo ser fatal especialmente em neonatos (DUBEY et al., 2020; PEYRON et al., 2016; WALLON; PEYRON, 2018). Os dois principais modos de transmissão de *T. gondii* para humanos ocorrem pela ingestão de alimentos e água, contaminados com oocistos esporulados excretados de gatos infectados (hospedeiro definitivo). Outra forma de ocorrer a infecção é pela ingestão de alimentos crus e malcozidos, como carne contendo cistos teciduais do parasito (DUBEY et al., 2020).

Em seres humanos, as infecções congênitas podem causar quadros de hidrocefalia ou microcefalia fetal, além de complicações visuais. É importante lembrar que só há risco para gestantes se a primo-infecção ocorrer durante a gestação. Além disso, os casos da doença podem estar associados as variações climáticas que ocorrem ao longo do ano (ALVARENGA et al., 2019). O estudo de Santos et al. (2018) avaliou o conhecimento da população sobre toxoplasmose. Os usuários do Sistema Único de Saúde, do metrô, de pet shops, professores do ensino fundamental, gestantes e estudantes de medicina foram questionados com as seguintes perguntas: “Qual a principal forma de transmissão da toxoplasmose?”; “É seguro ter contato com gatos durante a gestação?”. Como resultado, a maioria dos participantes relacionou a causa da doença apenas à presença de gatos, sugerindo o afastamento de gestantes desses animais. (SANTOS et al., 2018).

2.2.2. *Toxoplasmose Felina*

Os felídeos são os animais mais importantes na epidemiologia da toxoplasmose, pois, são os únicos hospedeiros que podem liberar os oocistos com potencial infectante no ambiente (DUBEY et al, 2020). Estas formas evolutivas do parasito tornam-se infectantes no ambiente entre 48 e 72 horas, em uma faixa de temperatura entre 22 e 26°C, com umidade e oxigênio adequados (LEGUÍA, 2002, DUBEY et al., 2020).

Felinos imunocompetentes, domiciliados, saudáveis e que se alimentam exclusivamente com ração comercial não oferecem risco de transmissão do parasito, no entanto, esta realidade não ocorre em todos os ambientes e aumentando o risco de transmissão da doença (MONTEIRO, 2014). O estudo de Alves (2020) identificou soropositividade de 18,68% (17/91)

em gatos, domiciliados e semi-domiciliados, atendidos no Hospital Veterinário da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, oriundos das regiões Norte, Oeste e Baixada Fluminense do estado do Rio de Janeiro. Neste estudo, foi possível observar que a idade se apresentou como um fator de risco importante para a transmissão da doença nesta população, aumentando as chances de infecção com o envelhecimento do animal

Em geral, os gatos não apresentam sinais clínicos da doença, porém, caso estejam imunossuprimidos, podem desenvolver a toxoplasmose apresentando sintomas inespecíficos como anorexia, depressão e febre intermitente. Quando ocorre o aparecimento de sinais clínicos nestes animais, os órgãos mais afetados são os pulmões e olhos, sendo que 75% dos casos de uveíte são correlacionados a soropositividade para *T. gondii*. Em casos de manifestações neurológicas, os gatos podem apresentar convulsões, paresia, paralisia, hiperexcitabilidade, tremor e depressão (CARVALHO et al., 2020)

É importante destacar que os felinos eliminam oocistos no ambiente durante 7 a 21 dias após a primeira infecção. Após este período, alguns animais não eliminam mais a forma infectante do parasito no ambiente e, muitos deles, acabam desenvolvendo imunidade para *T. gondii*. Os animais apresentam respostas imunológicas diferentes ao longo da vida, como, por exemplo, os filhotes que não desenvolveram a imunidade adaptativa ou em felinos idosos, que têm a produção de células imunológicas diminuída, contribuindo para o avanço crônico da doença (PORTILHO; DE CARVALHO, 2019).

2.2.3. Toxoplasmose Canina

A infecção em cães apresenta grande importância epidemiológica e clínica (DUBEY, 2020), sendo estes animais considerados hospedeiros intermediários. Na China, existe uma população aproximada de 200 milhões de cães e, em algumas cidades, são criados para consumo de carne por seres humanos, atuando como um potencial transmissor do parasito (GAO et al., 2016).

Os cães que possuem o hábito de comer excretas de felinos, podem ingerir oocistos do parasito e passar ao longo do trato gastrointestinal e ser liberado nas fezes viáveis (SCHARES et al., 2005). Existe também, a possibilidade de humanos se infectarem ao acariciar cães que rolaram nas fezes de gatos infectados (LINDSAY et al., 1997).

As lesões da toxoplasmose canina podem se caracterizar por uma inflamação granulomatosa associada com a proliferação dos taquizoítos nos tecidos. Na clínica de pequenos animais, a doença é mais comumente observada em gatos imunossuprimidos e, ocasionalmente,

em cães (PEREIRA et al., 2022). Os órgãos e tecidos mais afetados incluem gânglios linfáticos, fígado, pulmão, cérebro, medula espinhal, e olhos, podendo causar lesões focais ou generalizadas. Outros sinais observados são: linfadenite, encefalite, pneumonia, miocardite e retinocoroidite. Segundo a *Companion Animal Parasite Council* (2016), a toxoplasmose canina pode estar associada à febre, perda de peso e letargia (ARRUDA et al., 2021)

As manifestações clínicas (Quadro 1) da toxoplasmose canina podem envolver diferentes sistemas, como o gastrointestinal, linfático, respiratório, músculo esquelético, cardíaco, nervoso e órgãos específicos, como fígado, baço e olhos. A sintomatologia dependerá da localização do parasito e do grau de lesão tecidual (DUBEY, 2010).

Quadro 1. Sinais clínicos de caninos sintomáticos infectados por *Toxoplasma gondii*.

Sinais clínicos mais frequentes da toxoplasmose canina	
<i>Neurológico</i>	Déficits nervosos, tremores, encefalite
<i>Locomotor</i>	Perda de massa muscular, claudicação, ataxia
<i>Ocular</i>	Uveíte anterior, endoftalmite, retinocoroidite
<i>Cutâneo</i>	Formação de nódulos, dermatite piogranulomatosa e paniculite
<i>Respiratório</i>	Pneumonia, dispneia
<i>Linfático</i>	Linfadenite

Fonte: Calero-Bernal, (2019); Dubey, (2010); Companion Animal Parasite Council, (2016).

A toxoplasmose canina, como doença primária, é rara e, geralmente, está relacionada à imunossupressão e ausência de vacinação contra o vírus da cinomose canina (CALERO-BERNAL, 2019). Em gatos tende a ser mais significativa do que em cães, principalmente em casos de neosporose. Entretanto, entre os sinais já descritos, é possível destacar déficits nervosos, tremores, ataxia, perda de massa muscular, uveíte anterior, endoftalmite, além de manifestações cutâneas que podem envolver formação de nódulos, dermatite piogranulomatosa e paniculite. Desta forma, nos casos ocorrentes em cães, é importante considerar como diagnóstico diferencial os exames para *Neospora canino* (CALERO-BERNAL; GENNARI 2019). Os cães, na fase aguda de infecção, podem apresentar febre, anorexia, prostração, adenopatias, dores musculares, secreção ocular bilateral e distúrbios pulmonares (MONTEIRO, 2014).

Um estudo realizado em cães do município de Botucatu, acompanhados durante um ano, com a realização de 3 sorologias para *T gondii*, identificou uma incidência cumulativa de 15,1%

de animais expostos ao ano. Ou seja, dos 350 cães soronegativos na primeira amostragem, 1,53% (n=53/350) se tornaram soropositivos nas amostragens subsequentes. Foi identificada uma concentração maior em regiões com condições sanitárias precárias e com baixo nível socioeconômico (OLBERA, 2020).

Alguns estudos realizados em diferentes regiões do Brasil identificaram que cães que estabeleciam contato com outros cães apresentavam uma maior chance de ser positivos para a sorologia para detecção de anticorpos anti- *Toxoplasma gondii* (CAMPOS et al., 2022).

2.2.3.1. Toxoplasmose Canina no Mundo

Segundo Dubey et al. (2020), anticorpos de *T. gondii* já foram detectados em soros de caninos em todo o mundo. A maior parte desses relatos são em cães do Brasil e da China e a maioria das infecções são subclínicas. A distribuição genotípica do *T. gondii* entre isolados de cães é semelhante à estrutura genética populacional em escala global (SHWAB et al., 2014; DUBEY et al., 2020).

A seguir, o quadro 2 demonstra a prevalência de anticorpos anti-*T. gondii* por diferentes métodos de diagnóstico sorológico em cães de diferentes países e continentes.

Quadro 2. Quadro sorológico de prevalência de anticorpos de *T. gondii* em cães de diferentes países utilizando diferentes métodos diagnósticos.

País	Região	n	%	Método diagnóstico	cut-off	Referência
Argentina	Chaco	152	55,3	RIFI	1:100	Enriquez et al. (2019)
China	Beijing	1876	24,9	ELISA	-	Cui et al. (2012)
Iran	Tehran	396	22,4	RIFI	1:16	Hosseininejad et al. (2011)
Itália	Avellino e Salerno	398	24	RIFI	1:50	Machacova et al (2016)
México	Cidade de Durango	101	51,5	MAT	1:25	Dubey et al. (2007)
Panamá	São Miguelito	456	30,7	ELISA	-	Rangifo-Herrera et al. (2017)
Peru	Lima	96	24	RIFI	1:50	Ruíz et al. (2012)
Portugal	Northeastern	673	38	MAT	1:20	Lopes et al. (2011)
Reino Unido	Norte, Centro e Sul	201	3,9	RIFI	1:50	Coelho et al. (2019)
USA	Virginia	90	21	RIFI	1:50	Rosypal et al. (2010)

2.2.3.2. Toxoplasmose canina no Brasil

O Brasil possui genótipos únicos de *T. gondii*, sendo a toxoplasmose clínica primária rara em cães. A maior parte dos casos ocorrem em cães imunossuprimidos, especialmente concomitantemente com o vírus da cinomose. A toxoplasmose dérmica é uma das apresentações clínicas mais comuns (DUBEY et al., 2020).

Dubey et al. (2020) afirmam que existem muitos estudos sobre a soroprevalência de *T. gondii* em cães realizados no Brasil, apresentando uma grande quantidade de reações cruzadas com agentes como *Neospora caninum*, *Leishmania* spp e *Trypanosoma cruzi*. Pesquisas envolvendo um n amostral maior de 300 cães identificaram até 70% de soropositividade para anticorpos anti-*T. gondii* em cães (DANTAS et al., 2013; DE ALMEIDA et al., 2016; STRITAL et al., 2016, PINTO-FERREIRA et al., 2016; OLBERA et al., 2020). A maioria das metodologias destes estudos se equiparam em relação ao uso da mesma técnica sorológica, a Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI), na titulação 1:16. Em geral, a positividade aumentou com a idade, em infecções pós-natal e em animais rurais (DUBEY et al., 2020).

A seguir, a soroprevalência de anticorpos anti-*T. gondii* em cães naturalmente infectados oriundos de diferentes estados e regiões do Brasil (Quadro 3).

Quadro 3. Quadro sorológico de prevalência de anticorpos de *T. gondii* em cães de diferentes estados do Brasil pelo método da RIFI

Região	n	%	Método Diagnóstico	cut-off	Referência
Aldeias no Sul da Amazônia	325	52	RIFI	1:16	Minervino et al. (2012)
Bahia	61	44,3	RIFI	1:16	Oliveira et al. (2019)
Rio de Janeiro	157	31,2	RIFI	1:16	Machado et al. (2019)
Cuiabá	386	6,7	RIFI	1:16	Strital et al. (2016)
Espírito Santo	187	47	RIFI	1:16	Acosta et al. (2016)
Fernando de Noronha	60	40	MAT	1:25	Costa et al. (2012)
Mato Grosso	248	43,1	RIFI	1:16	Rodrigues et al. (2016)
Minas Gerais	218	60,7	RIFI	1:16	Guimarães et al. (2009).
Pará	128	35,9	RIFI	1:16	da Paz et al. (2019)
Paraíba	1043	22,1	RIFI	1:64	Fernandes et al. (2018)
Paraná	26	30,7	RIFI	1:20	Constantino et al. (2016)

Pernambuco	31	38,7	RIFI	1:16	Costa et al. (2012)
Rio de Janeiro	161	37,2	RIFI	1:16	Ornellas (2017)
Rio de Janeiro	651	46,08	ELISA	-	Cunha et al. (2016)
Santa Catarina	400	22,3	RIFI	1:64	de Moura et al. (2009)
São Paulo	205	25,4	RIFI	1:16	Silva et al. (2010)
Tocantins	105	62,6	RIFI	1:40	Raimundo et al. (2015)

2.3. Diagnóstico nos hospedeiros intermediários

O diagnóstico pode ser feito por testes sorológicos, biológicos, moleculares e histológicos, de forma isolada ou pela combinação destas técnicas (WEBSTER, 2010). Testes sorológicos são utilizados para diagnóstico da toxoplasmose pela detecção de anticorpos IgM e IgG anti-*T. gondii*. A confirmação por esse método auxilia o diagnóstico da doença, pois, promove a confirmação direta do parasito na amostra. A utilização de métodos anatomopatológicos e de imuno-histoquímica é menos comum que a sorologia (GOMES, 2004).

2.3.1. Biologia molecular, bioensaio, histopatologia e imuno-histoquímica

A Reação em Cadeia da Polimerase (PCR) é uma técnica de detecção de material genético de patógenos específica e sensível para diagnóstico de toxoplasmose (ELLIS, 1998), a qual já foi identificada em tecidos de musculatura esquelética, músculo cardíaco, cérebro e sangue (ESTEBAN-REDONDO; INNES, 1998; SPALDING et al., 2003). Afonso et al. (2008) descreveram o isolamento de DNA de oocistos de *T. gondii* a partir de amostras do solo, sendo possível mensurar a contaminação do ambiente daquela região (AFONSO et al., 2008).

Os testes de bioensaio podem ser realizados em tecido de camundongos, previamente inoculados com *T. gondii*. Após a infecção, os animais são eutanasiados e seus órgãos ou fluidos corporais são analisados histologicamente (DUBEY, 2010). Já a imuno-histoquímica visa a detecção de antígenos do agente infeccioso a partir do corte histológico, além de identificar e presença de imunomarcadores, como receptores, genes e enzimas, apresentando alta sensibilidade (REZENDE et al., 2006).

2.3.2 Sorologia

Dentre os testes sorológicos para a detecção de anticorpos anti-*T. gondii*, destacam-se Teste de Aglutinação em Látex (LAT), Reação Sabin-Feldman (RSF), Teste de Aglutinação Modificada (MAT) e Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI) (DUBEY, 2010). Um teste sorológico que pode ser utilizado também é o Ensaio de Imunoabsorção Enzimática (ELISA), que tem como vantagem ser simples e rápido de ser executando, possibilitando a automatização dos diagnósticos e um baixo custo. No entanto, em casos positivos no teste de ELISA, é fundamental que outro método seja executado para a confirmação do resultado, pois, possui baixa especificidade (DA MOTA, 2018).

O teste de Aglutinação em Látex consiste em um antígeno revestido em látex e, ao entrar em contato o soro, a amostra positiva apresenta um padrão de aglutinação. É um teste de fácil execução, porém, sua sensibilidade para sorologia animal deve ser aprimorada (DUBEY, 2010).

A Reação de Sabin-Feldman é considerada o teste sorológico mais específico para toxoplasmose. É o diagnóstico definitivo da toxoplasmose em humanos, sendo de difícil execução e de alto risco biológico, devido ao uso de cepas vivas de taquizoítos virulentas, não sendo utilizado na sorologia para animais (DUBEY, 1997; DUBEY 2010).

Outra técnica sorológica para detecção de *Toxoplasma gondii* é o MAT–Teste de Aglutinação Modificada (MACRI et al. 2009), que consiste em detectar IgG anti-*T. gondii* (GREENE et al. 1993). Para esta técnica, devem ser realizadas diluições seriadas no soro do animal e, posteriormente, adicionar os antígenos. A leitura do resultado é visual, em que as amostras negativas formam um botão azul no fundo do poço e amostras positivas apresentam fundo claro, devido ao perfil de sedimentação dos taquizoítos de *T. gondii*. Um lado negativo deste teste é que a interpretação, que apresenta especificidade diagnóstica diminuída por ser pela visualização direta do fundo do poço da placa (DUBEY; DESMONSTS 1987). Outro problema apresentado nesta técnica é o efeito prozona, sendo um fenômeno que ocorre quando a relação entre as quantidades de antígenos e anticorpos se apresenta de forma desproporcional, gerando resultado falso negativo.

A Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI) é uma das técnicas sorológicas mais empregadas no diagnóstico de toxoplasmose em cães no Brasil. A técnica envolve a incubação de taquizoítos mortos com o soro a ser testado e os anticorpos de detecção. É adicionada a imunoglobulina (IgG) anti-espécie (anti-*Toxoplasma gondii*) marcada com Fluorocromo (fluoresceína ou rodamina). As amostras soropositivas apresentam campo verde-fluorescente na leitura em microscópio, equipado com sistema de epifluorescência. A leitura final é realizada com o uso de microscópio de fluoresceína (DUBEY, 2010). Como vantagem, é uma técnica de

fácil execução, considerada específica para o parasito, possuindo alta sensibilidade e especificidade, mas deve ser realizado por pessoas treinadas e capacitadas para evitar erros e subjetividade na leitura, sendo uma das principais desvantagens (DUBEY, 2020).

2.3.2. Hematologia e Bioquímica

Não existem trabalhos que associam alterações hematológicas com a soropositividade canina para *T. gondii*, uma vez a infecção em cães pode ser crônica e se apresentar de forma assintomática. Dentre as alterações hematológicas e bioquímicas já descritas em gatos com toxoplasmose incluem: anemia não-regenerativa, linfocitose, eosinofilia, monocitose, neutropenia, leucocitose neutrofílica, maior atividade das enzimas fosfatase alcalina, creatinquinase, lipase e alanino-aminotransferase (GREENE et al. 1993).

O trabalho de Dubey et al. (2009) relatou a presença de hiperbilirrubinemia, hiperproteinemia, hipoalbuminemia, além de achados como anemia, eosinofilia, leucocitose neutrofílica em cães e gatos com toxoplasmose sistêmica, porém, Alves (2019) não encontrou diferença estatística significativa nos parâmetros hematológicos e bioquímicos entre gatos positivos e negativos para anticorpos anti-*T. gondii*.

2.4. Fatores de risco

O presente estudo entende como fator de risco qualquer ação ou hábito que aumente a probabilidade de ocorrência da infecção por *Toxoplasma gondii*. Estudos anteriores sobre toxoplasmose canina já avaliaram que a idade, o ambiente, a alimentação, a origem urbana ou rural, o hábito de caça, o sexo, o contactante felino e o hábito de xenosmofilia podem atuar como fatores de risco (CUNHA et al., 2016; DANTAS et al., 2013; FERNANDES et al., 2018; FERREIRA et al., 2016; SANTOS, 2018; SILVA et al., 2016; STRITAL, 2016; ORNELLAS, 2017).

Em áreas urbanas, a alta prevalência de gatos errantes é um dos fatores perpetuantes da toxoplasmose no meio ambiente, uma vez que nessas circunstâncias, a busca por fontes de alimentos e abrigos podem se tornar formas de infecção para cães (AFONSO et al., 2008; ALVES, 2019).

Ornellas (2017) realizou um estudo sorológico em animais situados ao longo de toda a área do Campus Fiocruz Mata Atlântica (CFMA), no Rio de Janeiro, utilizando o método de RIFI. Em relação à toxoplasmose em cães, foi identificado uma soroprevalência de 37,2%.

Entretanto, em áreas urbanizadas, a soropositividade diminui para 3,7%, justificado pela alimentação dos animais ser feita por ração comercial.

O estudo de Cunha et al. (2016) analisaram 651 amostras de soro de cães pelo método ELISA, em diversos municípios do estado do Rio de Janeiro, em busca de anticorpos anti- *T. gondii*. Foi identificado uma soroprevalência de 46,08% de cães sororreativos (300 animais). Cães procedentes de áreas rurais apresentaram 1,36 vezes mais riscos de se tornarem soropositivos, em relação aos animais de áreas urbanas, embora o hábito de animais serem criados livres ou presos não apresentaram associação estatística. Foram analisadas amostras provenientes de animais dos municípios de Cachoeiras de Macacu (49,12% de soropositividade), Guapimirim (55,32%), Itaboraí (44,19%), Magé (57,14%), Resende (56,67%), Seropédica (41,26%) e Silva Jardim (51,16%).

Fernandes et al. (2018) observaram estatisticamente 1,74 vezes mais chances de cães acima de 48 meses serem soropositivos para *T. gondii* em comparação a cães filhotes, utilizando o teste RIFI. Este achado mostra que quanto maior a idade, maior a possibilidade de contato com o parasito. Também foi observado como fator de risco alimentação à base de comida caseira ou mista (ração comercial com comida caseira) e o contato com gatos.

Dantas et al. (2013) analisaram 476 amostras de cães, no município de Natal, Rio Grande do Norte, pelo teste RIFI e, dentre elas, 55 se apresentaram soropositivas para *T. gondii*. Foram identificados como fatores de risco a idade maior a 48 meses e o acesso à rua. Presença de ratos e as condições de higiene do ambiente não foram significativos para toxoplasmose, apenas para infecção de *N. caninum*.

2.5. Prevenção

As medidas recomendadas para o controle e profilaxia incluem a limpeza diária das caixas de areia de gatos, com remoção e descarte adequado das fezes, higienização das mãos antes das refeições, utilização de luvas durante a prática de jardinagem, não oferecer carne crua para cães e gatos e, caso ofereça, deve ser realizado o procedimento correto de congelamento profilático. O combate contra insetos, armazenamento de ração dos animais em potes vedados e a não ingestão de carne crua ou malcozida também são formas de impedir a transmissão da doença (KIJLSTRA; JONGERT, 2008).

Dubey (2022), descreveu diversas medidas de prevenção para toxoplasmose, como lavar as mãos após o manuseio com carne, além de uma boa higienização de vegetais, utensílios de cozinha como facas e tábuas com água a 60° e sabão. O ponto de cozimento da carne deve

atingir temperatura interna de 66° para consumo humano ou animal, sendo o uso de microondas não confiável para eliminar *T. gondii*. O congelamento deve atingir uma temperatura interna de -12°C e mulheres grávidas devem evitar contato com terra e carne crua. Os gatos de estimação devem ser alimentados com produtos comerciais, enlatados ou cozidos e suas caixas de areia precisam ser esvaziadas diariamente e higienizadas com água quente. Estes animais devem ter acesso restrito a jardins e a prática de jardinagem deve ser realizada com equipamentos de proteção. Os cães devem ser mantidos longe das caixas de areia dos gatos evitando uma possível ingestão de oocistos.

3. MATERIAL E MÉTODOS

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

Este Projeto foi submetido à Comissão de Ética no Uso de Animais do Instituto de Veterinária da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (CEUA/UFRRJ). Protocolada e aprovada sob o **CEUA N° 9957151221 (2022) (ANEXO I)**.

3.2. Local do Estudo

O estudo foi realizado Centro Integrado de Terapia Veterinária (C.I.T. VET), localizada no bairro Pavuna, cidade do Rio de Janeiro. Neste local, foram feitas as abordagens dos responsáveis dos cães para que permitissem a participação dos animais no estudo, com anamnese, exame clínico e a obtenção de amostras de sangue para a avaliação sorológica. Os animais participantes habitavam a Região Metropolitana do estado do Rio de Janeiro. Na Zona Norte, os bairros registrados foram a Pavuna, Costa Barros, Anchieta, Vila da Penha e São Cristóvão. Nos municípios da Baixada Fluminense, foram registrados São João de Meriti e Nova Iguaçu.

O diagnóstico sorológico de anticorpos anti-*T. gondii* foi realizado no Laboratório de Doenças Parasitárias, Departamento de Epidemiologia e Saúde Pública, no Instituto de Veterinária da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (DESP/IV-UFRRJ).

3.3. Seleção de animais

Foram selecionados 47 cães, por conveniência, de diferentes raças, portes, idades e sexo, sendo todos domiciliados, com posse responsável, possuindo ou não outras patologias já diagnosticadas. Os cães foram avaliados independentemente de sexo, estilo de vida, idade e estado reprodutivo, devendo pesar entre 5 e 20 kg e com escore corporal menor ou igual a 6.

Caninos acompanhados de seus respectivos responsáveis, vindos para atendimento, passaram pela recepção da clínica, onde foi realizado o cadastro no sistema do local, contendo informações gerais sobre paciente e responsável. Ao serem encaminhados ao consultório, foi explicado ao responsável sobre este estudo e a possível autorização para inclusão de seu animal no trabalho. Com a resposta positiva, o responsável assinou o termo de consentimento (ANEXO II).

3.3.1. O ponto final humanitário

Os animais que representaram risco para a equipe e/ou necessitavam de uma contenção mais rígida para o exame físico e coleta de sangue, foram excluídos da pesquisa. O objetivo foi proporcionar uma experiência menos traumática possível aos animais, garantindo segurança, evitando desconforto, sem danos aos vasos ou dor intensa. Foi coletado apenas o sangue de animais que colaboraram com o procedimento e não estavam em condições de emergência. O intuito foi realizar coleta apenas com uma contenção usual para posicionar o paciente.

3.4. Avaliação clínica

Os animais foram submetidos a anamnese e exame clínico completo, que auxiliaram no diagnóstico da doença. A anamnese foi realizada para obtenção de dados pessoais do responsável pelo animal, dados gerais dos animais e um questionário com fatores de risco (ANEXO III), acerca dos hábitos e rotina do paciente.

Foi preenchida uma ficha para cada animal, com seus respectivos dados de identificação, informações relevantes da anamnese e exame físico. Também foi previsto um espaço para anotação dos resultados da sorologia e exames laboratoriais (ANEXO III). Após todos os resultados serem preenchidos, foi realizada uma correlação e análise entre os dados obtidos, estabelecendo quais os principais fatores de risco entre os cães positivos para *T. gondii*.

3.4.1. Fatores de Risco

Foram feitas perguntas relacionadas aos possíveis fatores de risco analisados neste trabalho. O questionário de Avaliação Clínica (ANEXO III) foi preenchido com informações sobre: idade, raça, sexo, local onde vivem, tipo de alimentação ofertada, características do local em que o animal vive, hábito de caça, se já fez ingestão de carne crua e hábito de ingerir fezes de gatos (caso vivam na habitação).

3.4.2. Avaliação Clínica

O exame clínico é uma das partes mais importantes da consulta, sendo nesta etapa em que ocorre a investigação sobre a queixa principal dos proprietários para que levassem seus animais a clínica veterinária. As queixas apresentadas foram utilizadas como apoio diagnóstico para a investigação da toxoplasmose. O exame físico foi realizado pela utilização da metodologia preconizada por Feitosa (2014), envolvendo as seguintes etapas: observação geral, parâmetros vitais, auscultação cardíaca e pulmonar, palpação e percussão abdominal, testes neurológicos e locomotores. Após anamnese, exame clínico e exames complementares, foram avaliados os sistemas comprometidos.

Para a realização do exame clínico, os cães dóceis passaram pela avaliação clínica sem uso de mordaça. Para os cães com histórico de agressividade, foi solicitado ao tutor a autorização para a colocação de focinheira (modelo comercial feita com material de plástico). Os animais com histórico de extrema agressividade, ou agitação, mesmo com o uso de focinheira, foram excluídos do estudo, sem a utilização de contenção medicamentosa ou mais incisivas, que possam colocar a vida do animal em risco.

Após o conhecimento do temperamento do animal, este foi encaminhado para a balança de chão, para pesagem. Dando continuidade ao atendimento, o animal andou pelo chão, de um lado ao outro na sala de atendimento, com um funcionário (ambiente tinha portas e janelas fechadas para que não houvesse fuga) para a observação da coordenação motora e do andar do animal. Em seguida, foi solicitado ao funcionário da Clínica que colocasse o animal sobre a mesa para avaliação clínica.

Foi observado o estado geral do animal, escore corporal (segundo WSASA, do inglês *World Small Animal Veterinary Association's*) coloração de mucosa ocular e genital (não foi observada a mucosa gengival de pacientes que estavam utilizando focinheira). Em seguida, foi avaliado a mucosa ocular, o turgor cutâneo, o tempo de preenchimento capilar (em animais dóceis) com compressão digital na gengiva, palpação de linfonodos submandibulares e poplíteos. Na sequência, foi feita a ausculta pulmonar e cardíaca, direita e esquerda, com a utilização de estetoscópio, palpação de todo abdômen, palpação de toda coluna vertebral, aferição de temperatura com a introdução de termômetro digital (que afere em 15 segundos) no reto do paciente, neste momento, o enfermeiro auxiliou abraçando o animal, passando seus braços na região ventral do paciente e subindo em direção dorsal. Para o exame físico e contenção foram usadas as orientações segundo Feitosa (2014). Prosseguindo, foi realizada a ausculta cardíaca e respiratória, direita e esquerda, com a utilização de estetoscópio, palpação abdominal (principalmente em região hepática e baço), palpação de toda coluna vertebral,

aferição de temperatura com a introdução de termômetro retal. Após esta etapa, foi realizado algumas avaliações neurológicas. Iniciando com o teste de bolinha de algodão, em que um dos olhos do paciente foi fechado com a mão e, assim, lança-se a bolinha para verificar se o animal acompanha o movimento com um único olho. O outro olho foi testado da mesma forma. No teste auditivo, bateu-se uma palma para observar se o animal olhava imediatamente em direção ao ruído e na palpação do pescoço, foi avaliado toda a região do esôfago. Por fim, o sistema locomotor foi analisado por palpação de todos os membros, flexão e abdução das articulações. Animal em estação, sobre a mesa. Dados do exame clínico foram anotados na ficha individual do paciente, a mesma que foi anotado os dados da anamnese (ANEXO III).

3.5. Coleta de amostras

Foram coletadas amostras de sangue de 47 cães. Os animais constatados cianóticos, durante exame clínico, não tiveram o sangue coletado devido ao potencial risco à saúde.

Após avaliação clínica, realizou-se a coleta de sangue com o animal sobre a mesa. Feito antisepsia local com álcool 70, uso de luvas de procedimento, utilizou-se escalpe calibre 23 e seringa descartável de 3ml. Foi envolvido o membro do paciente, dorsal à articulação do cotovelo, com tubo de látex (material próprio para garrote). Com o membro garroteado, e o paciente posicionado, foi introduzida a agulha na veia cefálica e coletado 1ml de sangue. Retirando-se o escalpe, após coleta, foi pressionado o local com algodão por 2 minutos. Em seguida, o paciente foi retirado da mesa, liberado com seu respectivo responsável e dando prosseguimento à consulta clínica.

3.6. Processamento e armazenamento das amostras

Após a coleta, as amostras foram acondicionadas em tubo vacutainer. Foi acondicionado 1 ml de sangue, para obtenção de soro utilizado para avaliações sorológicas em tubo com ativador de coágulo. Os tubos foram homogeneizados e identificados, sendo mantidos em temperatura ambiente por 20 minutos. As amostras, após separadas em tubos à vácuo e identificadas, foram resfriadas e mantidas em geladeira local, a uma temperatura de 4°C. Foram coletados os respectivos soros, congelados e encaminhados para a UFRRJ, refrigerados durante todo o transporte.

As amostras de sangue acondicionadas em tubo contendo ativador de coágulo, após o processamento, tiveram seu sobrenadante coletado e transferido, com uma pipeta descartável, para um microtubo estéril previamente identificado com um número referente a ficha do animal,

e foi armazenado congeladas a -20°C . As amostras de soro foram encaminhadas ao Laboratório de Doenças Parasitárias, refrigeradas, à temperatura de 4°C , destinadas à avaliação sorológica de *T. gondii*.

3.7. Sorologia para detecção de *Toxoplasma gondii*

Após a separação do soro, as amostras de sangue foram submetidas à detecção de anticorpos anti-*T.gondii* pelo kit de diagnóstico in vitro para Toxoplasmose canina (Imunoteste® *Toxoplasma gondii* – Imunodot Diagnósticos) pelo método de Imunofluorescência Indireta (RIFI).

Na primeira etapa, as amostras de soro foram centrifugadas a 5000 rpm durante 15 minutos, em temperatura ambiente. Em seguida diluiu-se o soro partindo da diluição inicial 1:40. Adicionou-se 1µl de soro em 39µl do PBS 1X. Foi adicionado 14µl de solução de azul de Evans em 140µl conjugado em tubo de eppendorf acrescido. Foi envolvido o frasco em papel alumínio para fotoproteção.

A segunda etapa envolveu a preparação das lâminas. As lâminas foram retiradas do refrigerador e deixadas em temperatura ambiente por 10 minutos para secagem. Adicionou-se 10µl do soro controle negativo, obtido na cavidade número 6 da lâmina e 10µl do soro controle positivo na cavidade 7. Foi adicionado 10µl correspondente a cada amostra de soro teste nas demais cavidades da lâmina, realizando um total de 10 testagens em cada lâmina. Em seguida, as lâminas foram incubadas em estufa à 37°C , por 30 minutos, em câmara úmida. As lâminas foram lavadas 3 vezes em PBS 1X, por 5 minutos em cada lavagem. Adicionou-se 10µl do conjugado diluído em azul de Evans em cada cavidade das lâminas. Incubadas novamente em estufa à 37°C , por 30 minutos, em câmara úmida. Lavadas 3 vezes em PBS 1x, por 5 minutos.

Após a secagem, as lâminas foram cobertas com glicerina tamponada e lamínula. A leitura final foi realizada no microscópio equipado com sistema de epifluorescência Zeiss Axio Lab a1 com objetiva de 400x, considerando-se as reações positivas quando a fluorescência periférica total for observada em mais de 50% dos taquizoítos. Reações parciais ou apicais foram interpretadas como negativas.

Os controles positivos utilizados no presente estudo foram obtidos do kit comercial Imunodot.

3.8. Análise Estatística

Com as frequências dos atributos das variáveis qualitativas estudadas, procedeu-se as análises estatísticas, com a confecção de tabelas de contingência, elaboradas a partir da aplicação do teste G, com o objetivo de verificar uma possível associação significativa entre os fatores e a soropositividade, com nível de significância de 95% ($P < 0.05$) (AYRES et al. 2007).

Para dimensionar o tamanho amostral foi utilizada a rotina de atendimento de canídeos da clínica veterinária, excluindo os animais agressivos. Foi realizada uma amostragem de conveniência. A justificativa para o número de cães utilizados inclui a consideração estatística no planejamento experimental em relação a experiências prévias, estudos epidemiológicos acerca do *T. gondii* e recomendação do Estatístico Prof. Celso Guimarães Barbosa, Professor Associado do Departamento de Matemática da UFRRJ.

4. RESULTADOS

4.1. Análise Sorológica (RIFI)

Foi obtida uma soropositividade, para a presença de anticorpos anti-*T gondii*, de 38,3%, os cães avaliados. Entre as 47 amostras testadas pela técnica sorológica de Reação de Imunofluorescência Indireta, 18 animais apresentaram-se sororreagentes e 29 cães soronegativos. A técnica padronizada considerando a titulação 1:40 como positiva (Tabela 1).

A seguir, é possível visualizar na imagem microscópica, amostra de soro de um canídeo avaliado (Figura 2). É possível observar marcação verde fluorescente à microscopia na objetiva de 400X, confirmando a positividade da amostra.

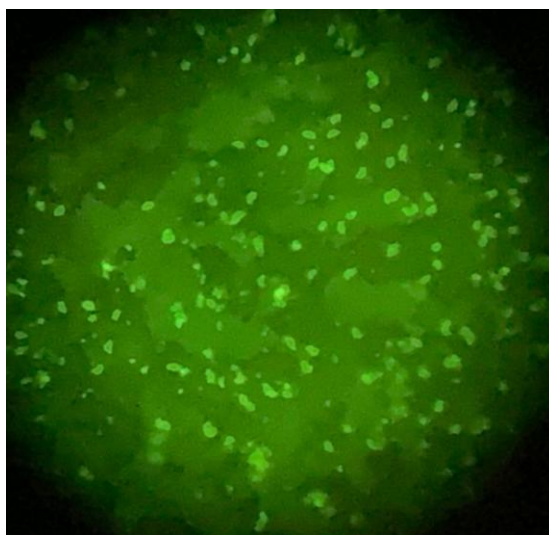


Figura 2: Reação de Imunofluorescência Indireta realizada no Laboratório de Doenças Parasitárias DESP/IV - UFRRJ. Presença de taquizoítos de *Toxoplasma gondii* com fluorescência em amostra de canídeo doméstico imuno-reagente. Microscopia eletrônica com aumento de 400X. Foto de imagem: acervo pessoal.

Tabela 1. Pesquisa de anticorpos anti- *Toxoplasma gondii* em canídeos domiciliados atendidos na Clínica Veterinária CIT VET pela Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI).

Resultado da Sorologia	Número de cães	Percentual (%)
Positivos	18	38,3%
Negativos	29	61,7%
Total	47	100%

4.2. Fatores de Risco

No que se refere aos fatores de risco, os parâmetros que demonstraram diferença significativa ($p < 0,05$) entre animais soropositivos e soronegativos para toxoplasmose canina foi a presença do contactante felino no mesmo ambiente e uma maior soropositividade em animais da raça Buldogue Francês.

4.2.1. Sexo

Não foi observada associação significativa entre o sexo dos animais e o resultado da sorologia (Tabela 2).

Tabela 2. Distribuição do sexo em cães domésticos avaliados para anticorpos anti- *Toxoplasma gondii* pelo Método da RIFI.

Sexo	Quantidade de animais			Porcentagem		
	Positivos	Negativos	Total	Positivos	Negativos	Total
Masculino	8	12	20	40,0 %	60,0 %	100%
Feminino	10	17	27	37,0 %	63,0 %	100%
Total	18	29	47	38,3 %	61,7 %	100%
p-valor = 0,8364						

4.2.2. Raça

Observou-se uma associação significativa entre as raças estudadas e o resultado da sorologia (Tabela 3). Não foi observada uma associação significativa entre as raças definidas e SRD e o resultado da sorologia (Tabela 4).

Tabela 3. Distribuição de raças de cães domésticos avaliados para anticorpos anti- *Toxoplasma gondii* pelo Método da RIFI.

Raça	Quantidade de animais			Porcentagem		
	Positivos	Negativos	Total	Positivos	Negativos	Total
SRD	11	12	23	47,8%	52,2%	100,0%
Chow-Chow	0	2	2	0,0%	100,0%	100,0%
Shih-tzu	0	5	5	0,0%	100,0%	100,0%
Beagle	0	1	1	0,0%	100,0%	100,0%
Pastor	2	0	2	100,0%	0,0%	100,0%
Yorkshire	0	2	2	0,0%	100,0%	100,0%
Labrador	0	1	1	0,0%	100,0%	100,0%

Pinscher	1	0	1	100,0%	0,0%	100,0%
Buldogue francês	3	1	4	75,0%	25,0%	100,0%
Poodle	1	1	2	50,0%	50,0%	100,0%
Pit Bull	0	3	3	0,0%	100,0%	100,0%
Dachshund	0	1	1	0,0%	100,0%	100,0%
Total	18	29	47	38,3%	61,7%	100,0%

p-valor = 0.0153

Foi observada uma associação significativa entre as raças (Buldogue francês e demais raças definidas estudadas) e o resultado da sorologia (Tabela 5). Nos animais da raça Buldogue francês, a presença de positivos na sorologia (75,0%) foi significativamente superior à apresentada pelos animais das demais raças definidas (20,0%).

Tabela 4. Distribuição de raça em cães domésticos avaliados para anticorpos anti- *Toxoplasma gondii* pelo Método da RIFI. Associa SRD x Raças Definidas.

Raça	Quantidade de animais			Porcentagem		
	Positivos	Negativos	Total	Positivos	Negativos	Total
SRD	11	12	23	47,8%	52,2%	100,0%
Raças definidas	7	17	24	29,2%	70,8%	100,0%
Total	18	29	47	38,3%	61,7%	100,0%

p-valor = 0,1870

Tabela 5. Distribuição de raças de cães domésticos avaliados para anticorpos anti- *Toxoplasma gondii* pelo Método da RIFI. Associa Buldogue francês x demais raças definidas.

Raça	Quantidade de animais			Porcentagem		
	Positivos	Negativos	Total	Positivos	Negativos	Total
Buldogue francês	3	1	4	75,0%	25,0%	100,0%
Demais raças definidas	4	16	20	20,0%	80,0%	100,0%
Total	7	17	24	29,2%	70,8%	100,0%

p-valor = 0,0347

4.2.3. Idade

Não se observou associação significativa entre a idade dos animais e o resultado da sorologia (Tabela 6).

Tabela 6. Distribuição de cães domésticos, por idade, avaliados para anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* pelo Método da RIFI.

Idade	Quantidade de animais			Porcentagem		
	Positivos	Negativos	Total	Positivos	Negativos	Total
Filhote (até 1 ano)	3	2	5	60,0%	40,0%	100,0%
Jovem (1-3 anos)	7	6	13	53,8%	46,2%	100,0%
Adulto (3-7 anos)	5	15	20	25,5%	75,0%	100,0%
Idoso (acima de 7)	3	6	9	33,3%	66,7%	100,0%
Total	18	29	47	38,3%	61,7%	100,0%

p-valor = 0,2689

4.2.4. Contactante felino

Observou-se uma associação significativa entre o contactante felino e o resultado da sorologia (Tabela 7). Nos animais que apresentaram contactante felino, a presença de positivos na sorologia (58,8%) foi significativamente superior à apresentada pelos não contactantes (26,7%).

Tabela 7. Distribuição de contactante felinos de cães domésticos avaliados para anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* pelo Método da RIFI.

Contactante Felino	Quantidade de animais			Porcentagem		
	Positivos	Negativos	Total	Positivos	Negativos	Total
Sim	10	7	17	58,8%	41,2%	100,0%
Não	8	22	30	26,7%	73,3%	100,0%
Total	18	29	47	38,3%	61,7%	100,0%

p-valor = 0,0297

4.2.5. Hábito de xenosmofilia

Não se observou associação significativa entre o hábito da xenosmofilia entre os canídeos e o resultado da sorologia (Tabela 8).

Tabela 8. Distribuição de cães com hábitos de xenosmofilia avaliados para anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* pelo Método da RIFI.

Xenosmofilia	Quantidade de animais			Porcentagem		
	Positivos	Negativos	Total	Positivos	Negativos	Total
Sim	1	3	4	25,0%	75,0%	100,0%
Não	17	26	43	39,5%	60,5%	100,0%
Total	18	29	47	38,3%	61,7%	100,0%

p-valor = 0,5565

4.2.6. Tipo de alimentação ofertada

Não se observou associação significativa entre o tipo de alimentação dos animais e o resultado da sorologia (Tabelas 9 e 10).

Tabela 9. Distribuição de cães de acordo com o tipo de alimentação, avaliados para anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* pelo Método da RIFI. Os alimentos avaliados foram: ração comercial, alimentação natural e ambos (ração comercial com alimentação comercial).

Alimentação	Quantidade de animais			Porcentagem		
	Positivos	Negativos	Total	Positivos	Negativos	Total
Comercial	13	20	33	39,4%	60,6%	100,0%
Alimentação Natural (AN)	0	1	1	0,0%	100,0%	100,0%
Ambos	5	8	13	38,5%	61,5%	100,0%
Total	18	29	47	38,3%	61,7%	100,0%

p-valor = 0,6118

Tabela 10. Distribuição de cães de acordo com o tipo de alimentação, avaliados para anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* pelo Método da RIFI. Avaliação da oferta de ração comercial e alimentação natural ofertada total ou parcial.

Alimentação	Quantidade de animais			Porcentagem		
	Positivos	Negativos	Total	Positivos	Negativos	Total
Comercial	13	20	33	39,4%	60,6%	100,0%
Alimentação Natural (AN) ou ambas	5	9	14	35,7%	64,3%	100,0%
Total	18	29	47	38,3%	61,7%	100,0%

p-valor = 0,8119

4.2.7. Hábito de caça ou Ingestão de carne crua

Não se observou associação significativa entre o hábito de caça ou ingestão de carne crua dos animais e o resultado da sorologia (Tabela 11).

Tabela 11. Distribuição de cães de acordo com o hábito de caça ou ingestão de carne crua em cães domésticos avaliados para anticorpos anti- *Toxoplasma gondii* pelo Método da RIFI.

Caça/Já ingeriu carne crua	Quantidade de animais			Porcentagem		
	Positivos	Negativos	Total	Positivos	Negativos	Total
Sim	8	7	15	53,3%	46,7%	100,0%
Não	10	22	32	31,3%	68,8%	100,0%
Total	18	29	47	38,3%	61,7%	100,0%

p-valor = 0,1492

4.2.8. Tipo de ambiente de criação

Não se observou associação significativa entre o tipo de ambiente de criação dos animais e o resultado da sorologia (Tabela 12).

Tabela 12. Distribuição de cães domésticos de acordo com o ambiente de criação, avaliados para anticorpos anti- *Toxoplasma gondii* pelo Método da RIFI.

Ambiente	Quantidade de animais			Porcentagem		
	Positivos	Negativos	Total	Positivos	Negativos	Total
Terra/grama	7	5	12	58,3%	41,7%	100,0%
Piso/cimento	11	24	35	31,4%	68,6%	100,0%
Total	18	29	47	38,3%	61,7%	100,0%

p-valor = 0,1014

4.2.9. Local de procedência dos cães

Os animais foram atendidos em uma clínica veterinária localizada na Zona Norte do município do Rio de Janeiro, no bairro Pavuna, próximo a divisa com um município da Baixada Fluminense. Portanto, a maioria dos animais eram oriundos de bairros da Zona Norte (39) e

Baixada Fluminense (8). Entre os bairros da Zona Norte, destacam-se Pavuna (32), Costa Barros (1), Anchieta (4), Vila da Penha (1), São Cristóvão (1). E entre os municípios da Baixada Fluminense, destacam-se no estudo São João de Meriti (4) e Nova Iguaçu (4). Não se observou uma associação significativa entre a procedência dos animais e o resultado da sorologia (Tabela 13).

Tabela 13. Distribuição de cães domésticos de acordo com o Local de procedência avaliados para anticorpos anti- *Toxoplasma gondii* pelo Método da RIFI.

Local	Quantidade de animais			Porcentagem		
	Positivos	Negativos	Total	Positivos	Negativos	Total
Pavuna	11	21	32	34,4%	65,6%	100,0%
Costa Barros	1	0	1	100,0%	0,0%	100,0%
Anchieta	3	1	4	75,0%	25,0%	100,0%
Vila da Penha	0	1	1	0,0%	100,0%	100,0%
São Cristóvão	0	1	1	0,0%	100,0%	100,0%
SJM (São João de Meriti)	0	4	4	0,0%	100,0%	100,0%
Nova Iguaçu	3	1	4	75,5%	25,0%	100,0%
Total	18	29	47	38,3%	61,7%	100,0%

p-valor = 0,0541

4.2.10. Alterações clínicas

Doenças como cinomose (3) e erlichiose (7) foram diagnosticadas na população estudada. Alteração nos sistemas endócrino (1), alterações neurológicas (2), oftálmicas (1), gastrointestinais (10), dermatológicas (7) e reação de hipersensibilidade imediata (3) também foram identificadas. Além daqueles canídeos assintomáticos, saudáveis, que foram apenas para a realização de check-up (13) (Tabela 14).

Os sintomas apresentados foram diversos, entre o grupo avaliado, entre eles, destacam-se alterações gastrointestinais, dermatológicas, reação de hipersensibilidade imediata, alteração oftálmica, distúrbio endócrino, gastrointestinal, neurológico, presença de doenças como cinomose ou hemoparasitose (erlichiose), ou apenas eram assintomáticos e foram a clínica para a realização de check-up. Foram confirmados 3 animais positivos para cinomose e 2 deles possuíam anticorpos anti-T. gondii. Foram diagnosticados 7 animais positivos para erlichiose e 4 apresentaram positivos na sorologia para toxoplasmose. Não se observou associação

estatística significativa entre as alterações apresentadas pelos cães e o resultado da sorologia ($p>0,05$)

Não se observou associação estatística significativa entre as alterações apresentadas pelos cães e o resultado da sorologia.

Tabela 14. Distribuição de cães domésticos de acordo com as alterações apresentadas na queixa e no diagnóstico.

Queixa/Diagnóstico	Quantidade de animais		
	Positivos	Negativos	Total
Cinomose	2	1	3
Hemoparasitose	4	3	7
Check-up	6	7	13
Neurológico	2	0	2
Gastrointestinal	2	8	10
Dermatológico	2	5	7
Hipersensibilidade	0	3	3
Oftálmico	0	1	1
Endócrino	0	1	1
Total	18	29	47

Desta forma, não foi observada associação significativa entre sexo dos canídeos, diferenças de idade, hábito de xenosmofilia, tipo de alimentação consumida, hábito de caça ou ingestão de carne crua, características do ambiente e região de procedência da população avaliada. Observou-se associação significativa ($p>0,05$) entre o contato felino e o resultado da sorologia. Os soropositivos que possuíam histórico de contato felino somaram 58,8% enquanto os não contactantes representaram 26,7%. Observou-se uma associação significativa entre uma das raças estudadas e o resultado da sorologia. Nos animais da raça Buldogue francês, a presença de positivos chegou a 75% e enquanto os demais animais de raça definida foram de 20%.

5. DISCUSSÃO

No presente estudo foi constatado um percentual de 38,3% (18/47) de canídeos sororreagentes. Os resultados obtidos apresentam similaridade com os encontrados por Ornellas (2017), em um estudo de soroprevalência da leishmaniose, toxoplasmose e leptospirose em cães, gatos e aves de produção pertencentes à moradores da área do Campus Fiocruz da Mata Atlântica (CFMA), localizada no Rio de Janeiro. Em relação à toxoplasmose, identificou-se 37,2% (60/161) de cães positivos pelo método da RIFI, entre eles 3,7% oriundos de área urbanizada, 9,3% da área rural e 24,2% em áreas antropizadas (ORNELLAS, 2017). A soroprevalência total foi compatível ao encontrado neste trabalho, e ambos utilizaram o mesmo método diagnóstico, corroborando com os dados deste estudo. Já, no estudo de Leal (2014), realizado no município do Rio de Janeiro, foi detectado um percentual de 10,44% (n=42/402) de animais positivos para anti-*T. gondii*. Este resultado mostra que ocorreu um aumento no número de cães positivos no estado, quando comparamos os dados de Leal (2014) com os do presente estudo.

Um percentual similar também foi encontrado no trabalho de Cunha et al. (2016), sobre a soroprevalência de *T. gondii* em cães de diferentes municípios do estado do Rio de Janeiro, Cachoeiras de Macacu, Guapimirim, Itaboraí, Magé, Resende, Seropédica e Silva Jardim. Utilizando outro método de detecção de anticorpos, o ensaio de imunoabsorção enzimático (ELISA) indireto, detectou 46,08% (300/651) de cães sororreagentes. Seabra et al (2015) avaliou anticorpos contra *Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum* e *Leishmania* spp.; em cães da região de Pirassununga, São Paulo. Realizou o mesmo método diagnóstico, a RIFI, e foi identificada sororreatividade de 45% (135/300) em cães para *T. gondii*.

Observando outros trabalhos, a prevalência de anticorpos anti-*T. gondii* em cães no Brasil pode ser considerada heterogênea (SANTOS et al., 2009). Valadas et al. (2010) avaliaram 72 cães no Pará e obteve 70,8% (51/72) de positividade em cães da área rural. Uma soroprevalência elevada e diferente deste estudo que avaliou somente cães domiciliados, de regiões urbanas do Rio de Janeiro. O sexo e local de procedência foram identificados como fatores de risco (VALADAS et al., 2010). Strital et al. (2016) identificaram uma soroprevalência de 7% (26/386) em cães atendidos em um hospital veterinário escola de Cuiabá. Soroprevalência menor do que a observada nos demais estudos e justificada pelas características da região de altas temperaturas e baixa umidade relativa do ar o que pode interferir na esporulação do *T. gondii* e diminuir a contaminação ambiental (STRITAL et al., 2016).

Diferentes variáveis podem gerar divergência entre os dados de prevalência de cada região estudada, como diferenças climáticas, culturais, tipo de população estudada, critérios de inclusão da população estudada, como presença de sintomatologia (LOPES ET AL., 2011; STRITAL et al., 2016). Estas e outras variáveis compõem os fatores de risco e a soroprevalência está diretamente relacionada a ela. No presente estudo foi avaliados os fatores sexo, raça e idade dos canídeos, presença de contactante felino, hábito de xenosmofilia, tipo de alimentação consumida, hábito de caça ou ingestão de carne crua, características do ambiente onde vive o animal e o região de procedência.

O tipo de alimentação ofertada para os cães deste estudo, ração comercial, alimentação natural ou ambas (ração comercial com alimentação natural) não foi considerado um fator de risco para infecção por *T. gondii*. Embora não tenha sido constatada associação estatística, 38,5% dos cães soropositivos comia ração misturada com alimentação natural. A transmissão horizontal, pela via oral, é a mais importante para a toxoplasmose humana e animal (SILVA; SILVA, 2016). O trabalho de Fernandes et al. (2018) identificaram comida caseira ou mista (ração comercial e comida caseira) como fatores de risco para toxoplasmose canina na Paraíba, visto que a comida caseira pode ser constituída de restos alimentares humanos, podendo ser composta por carnes cruas ou malcozidas. O hábito de alimentação de sobras para animais de estimação é estabelecido entre os donos de cães do Brasil, favorecendo a infecção por *Toxoplasma gondii* (SILVA et al., 2010).

Importante ressaltar o papel do médico veterinário na saúde pública, uma vez que quando há o histórico de ingestão de carne é importante orientar o dono do animal para a realização de congelamento profilático da carne a ser oferecida. Pinto-Ferreira (2021) afirmaram em seu estudo que os oocistos não esporulados são muito mais sensíveis a técnicas de inativação por frio, quando mantidos a -21 °C por 1 dia, enquanto os oocistos esporulados necessitam ser submetidos a mesma temperatura por 28 dias. Em relação ao tratamento por calor, o mesmo estudo demonstrou que os oocistos, quanto expostos a 50°C por 30 minutos, 55-60°C por 15 minutos, 70°C por 2 minutos, 80°C por 1 minuto e 90°C por 30 segundos são inativados.

Em relação à alimentação, vale ressaltar um outro viés importante para a toxoplasmose canina e humana. Dubey (2010) diz que os hábitos alimentares influenciam na prevalência da toxoplasmose em uma população. Em algumas regiões da China, por exemplo, criam e comercializam carne de cachorro para consumo humano e estima-se que a população total de

canídeos seja superior a 200 milhões, um potencial risco de transmissão do parasito (GAO et al., 2016).

O hábito de caça ou acesso à carne crua também não teve associação estatística significativa em relação à soroprevalência. Nenhum dos animais avaliados neste estudo necessitavam da caça para sobreviver. Esse resultado pode ser explicado pelos hábitos dos canídeos avaliados, por serem em sua totalidade animais domiciliados, vivendo em área urbana, com baixo acesso as presas potencialmente hospedeiras intermediárias do *T. gondii* e devido à oferta de alimentação comercial, diminuindo o hábito de caça. Santos (2018) sinalizou o hábito de caça como um fator de risco para infecção de toxoplasmose em gatos domésticos, visto o potencial contato direto com possíveis hospedeiros intermediários.

A xenosmofilia também não demonstrou associação estatística significativa. Entendido como o ato de ingerir ou rolar em fezes de gatos, os cães podem carrear na pele/pêlos oocistos do parasito, oferecendo risco a humanos e animais susceptíveis (FRENKEL; PARKER, 1996). O trabalho de Lindsay et al. 1997 sinalizou que humanos podem se infectar com o *T. gondii* ao acariciar cães que comeram ou rolaram em fezes de gatos infectados, além da possibilidade de os oocistos passarem intactos e permanecerem infecciosos ao longo do trato gastrointestinal de canídeos (SCHARES et al., 2005), levando a contaminação ambiental. Os dados deste estudo sugerem que este hábito não foi relevante para a soroprevalência dos cães deste estudo, embora não deva ser ignorado da cadeia epidemiológica de transmissão.

A relação entre machos e fêmeas como possível fator de risco para a infecção de *T. gondii* não foi significativa nesta pesquisa. Ferreira et al. (2016), avaliou em seu estudo a frequência de anticorpos anti-*T. gondii* em cães atendidos em um hospital veterinário com sinais compatíveis, onde 598 canídeos foram testados por meio da RIFI e o sexo também não demonstrou diferença estatística. Corroborando com trabalhos anteriores, outros autores obtiveram resultados similares (VARANDAS et al., 2001; BRESCIANI et al., 2007). No estudo de Arruda et al. (2021), em que foi realizada uma avaliação sorológica em cães do estado do Rio de Janeiro, para detecção de anti-*T. gondii*, também não foi observada uma diferença significativa entre a quantidade de machos e fêmeas positivos.

A idade não foi um fator de risco significativo para a população de cães deste estudo, corroborando com os achados de Strital (2016). Já, no estudo de Arruda et al. (2021), a idade foi considerada um fator de risco significativo para cães de 1 a 3 anos. Dubey et al. 2020 sinalizaram que a toxoplasmose congênita em cães é rara em outros países, embora a frequência

de infecções neonatais por *Toxoplasma gondii* em cães no Brasil sejam mais significativas, precisando de mais estudos, em vista que o Brasil possui genótipos únicos de *T. gondii*.

O tipo de ambiente onde o animal vivia (grama ou piso) não influenciou na soropositividade de anticorpos anti-*T. gondii*, assim como o local de origem destes cães. Os cães deste estudo, pertencentes a bairros da zona norte do Rio de Janeiro ou aos municípios da Baixada Fluminense, tiveram as mesmas possibilidades de se infectar pelo *T. gondii*. Um fator que pode estar relacionado com este resultado pode estar relacionado aos serviços de limpeza urbana regular, coleta seletiva de lixo, controle de pragas e controle da proliferação de ratos e ratazanas, que atuam como potenciais hospedeiros intermediários (ALVES, 2020). É importante destacar que todos os animais deste estudo estão alocados em áreas urbanas, diferente do que foi observado no estudo de Cunha et al. (2016), em que foi observada uma diferença significativa no número de animais positivos entre as áreas rurais e urbanas.

Neste estudo, o contactante felino foi um fator de risco para infecção de *T. gondii* em cães domésticos. A mesma similaridade de resultados foi observada nos trabalhos de Fernandes et al. (2018), Azevedo et al. (2005) e Moura et al. (2009). Fernandes et al. (2018) relataram que a coabitação com gatos representa um fator de risco para a prevalência da toxoplasmose em cães, a convivência com gatos evidenciou um risco de 1,57 maior em cães para a infecção pelo *T. gondii*, uma vez que os felinos são hospedeiros definitivos e agente de disseminação do parasito no ambiente. É de grande importância manter os hábitos de higiene na caixa de areia dos felinos todos os dias, evitando possível contaminação ambiental por meio de oocistos esporulados.

Além da idade, a raça foi um parâmetro estatisticamente significativo ($p < 0,05$) em relação à soroprevalência de cães. Embora não tenha tido uma associação significativa entre cães SRD e com raças definidas. Cães da raça Buldogue francês apresentaram uma positividade de 75%, o que foi significativo estatisticamente quando comparado com outras raças. Estudo de Strital et al. (2016), não demonstrou associação estatística entre as raças de cães avaliadas e a presença de anticorpos anti-*T. gondii*, embora a maioria dos cães soropositivos fossem animais de raça definida, sendo Pitbull e Rottweiler possuindo maior soropositividade. É importante destacar que mais de um animal desta raça específica residiam no mesmo local e ambos apresentaram resultado positivo, sugerindo uma possível contaminação ambiental. No entanto, o número bastante expressivo de cães da raça Buldogue francês sugere uma possível susceptibilidade para a infecção, sendo necessários novos estudos associando esta raça como fator de risco.

As imunoglobulinas G (IgG) são células de defesa humoral, possuindo longa duração, associado a fase crônica da infecção de e estão presentes no sangue de animais infectados por *T. gondii* por um período igual ou superior a doze meses) Já as imunoglobulinas M (IgM) estão associadas a infecções agudas, onde o IgG pode ser encontrado em baixas concentrações (LAPPIN, 1993). Para verificar se os cães deste estudo se apresentavam na fase aguda ou crônica da infecção seria necessário realizar uma titulação sequencial do mesmo canídeo ao longo do tempo, como foi realizado no trabalho de Sevá et al. (2020), que testou a toxoplasmose na mesma população de cães em 3 anos consecutivos, obtendo taxas de incidência para *T. gondii* na segunda coleta de 13,2% e terceira coleta 30%.

O trabalho de Calero-Bernal e Gennari (2019) mostrou que a toxoplasmose clínica apresenta uma ampla gama de sintomas, que podem envolver alterações neurais, febre, alterações respiratórias, dermatológicas, oculares e deve-se ter como diagnóstico diferencial leishmaniose, neosporose e sarcocistose. A toxoplasmose canina geralmente é relacionada à imunossupressão, coinfeções com vírus da cinomose, adenovírus canino e parvovírus canino, e ainda pode estar presente em infecções por *Leishmania* spp, *Neospora caninum* e *Sarcocystis neurona* (CALERO-BERNAL, GENNARI, 2019). É importante que os médicos veterinários estejam cientes e atentos a todas essas possibilidades para fechar o diagnóstico de uma doença, sem excluir a possibilidade de uma coinfeção.

6. CONCLUSÃO

Toxoplasma gondii é um patógeno que circula entre cães domésticos das regiões Norte e Baixada Fluminense do Rio de Janeiro. Desta forma, é fundamental que a co-criação de cães e gatos seja monitorada por seus tutores, com medidas de controle e prevenção para evitar a contaminação ambiental e disseminação do parasito.

Os cães da raça Buldogue francês apresentaram uma maior chance de infecção *T. gondii*. No entanto, é fundamental que sejam realizados outros estudos associando a raça a para a confirmação destes achados.

Outros fatores de risco como sexo, idade, hábito de xenosmofilia, tipo de alimentação ofertado, hábito de caça ou ingestão de carne crua, tipo de ambiente de criação e o bairro de procedência dos animais não foram considerados um fator de risco associado a infecção de *T. gondii* nos cães estudados.

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ACHA, P.N. Zoonoses and communicable diseases common to man and animals, v.3, n. 580, p.76-85, 2003.
- ACOSTA, I.C.L.; CENTODUCATTE, L.A.; SOARES, H.S.; MARCILI, A.; GONDIM, M.F.N.; ROSSI JUNIOR, J.L.; GENNARI, S.M. Occurrence of *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* antibodies in dogs from rural properties surrounding a biological reserve, Espírito Santo, Brazil. Rev. Bras. Parasitol. Vet. v.25, p.536-539, 2016.
- 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.
- ALVARENGA, Nayane Ramos et al. A influência da pluviosidade na prevalência de Toxoplasmose no Brasil. Revista Atenas Higeia, v. 1, n. 2, p. 1-7, 2019.
- ALVES, L. M. C. Fatores associados à soropositividade de anticorpos anti- *Toxoplasma gondii* em gatos domésticos da Zona Norte, Oeste e Baixada Fluminense do Rio de Janeiro. Dissertação (Programa de Pós-graduação em Medicina Veterinária), Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ. 2020.
- ARRUDA, I. F.; MILLAR, P. R.; BARBOSA, A. D. S.; ABOUD, L. C. S.; DOS REIS, I. C.; MOREIRA, A. S. D. C.; GUIMARÃES, M. P. P.; AMENDOEIRA, M. R. R. *Toxoplasma gondii* in domiciled dogs and cats in urban areas of Brazil: risk factors and spatial distribution. Parasite, 28:56, 2021.
- AYRES, M.; AYRES, M. Jr.; AYRES, D. L.; SANTOS, A. A. S. BioEstat. Aplicações estatísticas nas áreas das ciências bio-médicas. Belém, 2007. Software versão 5.3.
- AZEVEDO, S.S.; BATISTA, C.S.A.; VASCONCELLOS, S.A.; AGUIAR, D.M.; RAGOZO, A.M.A.; RODRIGUES, A.A.R.; et al. Seroepidemiology of *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* in dogs from the state of Paraíba, Northeast region of Brazil. Res Vet Sci. v.79(1): p.51-56, 2005.

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

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

CAMPOS, H. G. N. D.; SOARES, H. S.; AZEVEDO, S. S. D.; GENNARI, S. M. Ocorrência de anticorpos contra *Toxoplasma gondii* e *Neospora caninum* e fatores de risco em cães domiciliados de Manaus, Amazonas, Brasil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 31, 2022.

CARVALHO, Rafael Nunes; MARTINS, Ariane Pereira; DE PAULA, Eric Mateus Nascimento. *Toxoplasmose em animais: uma abordagem sobre os sinais clínicos*, 2020.

COELHO, A.M., CHERUBINI, G., DE STEFANI, A., NEGRIN, A., GUTIERREZ-QUINTANA, R., BERSAN, E., GUEVAR, J. Serological prevalence of toxoplasmosis and neosporosis in dogs diagnosed with suspected meningoencephalitis in the UK. *J. Small Anim. Pract.* v. 60, p. 44- 50, 2019.

COMPANION ANIMAL PARASITE COUNCIL - CAPC. Disponível em :< www.capcvet.org>. Acesso em: 11 nov. 2021.

CONSTANTINO, C.; PELLIZZARO, M.; DE PAULA, E.F.E.; VIEIRA, T.S.W.J.; BRANDÃO, A.P.D.; FERREIRA, F.; VIEIRA, R.F.C.; LANGONI, H.; BIONDO, A.W. Serosurvey for *Leishmania* spp., *Toxoplasma gondii*, *Trypanosoma cruzi* and *Neospora caninum* in neighborhood dogs in Curitiba-Paraná, Brazil. *Rev. Bras. Parasitol. Vet.* v.25, p.504-510, 2016.

COSTA, D.G.C.; MARVULO, M.F.V.; SILVA, J.S.A.; SANTANA, S.C.; MAGALHÃES, F.J.R.; LIMA FILHO, C.D.F.; RIBEIRO, V.O.; ALVES, L.C.; MOTA, R.A.; DUBEY, J.P.; SILVA, J.C.R. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in domestic and wild animals from the Fernando de Noronha, Brazil. *J. Parasitol.* v.98, p.679-680, 2012.

CUI, L.L., YU, Y.L., LIU, S., WANG, B.B., ZHANG, Z.X., WANG, M. Epidemiological investigations of toxoplasmosis in dogs and cats in Beijing area. Chin. J. Vet. Med. v.48, p.7-9, 2012.

CUNHA N.C., CORDEIRO M.D., BRAVO S.A.C., MATOS P.C.M., ALMOSNY N.R.P., DA FONSECA A.H. Soroepidemiologia de *Toxoplasma gondii* em cães no estado do Rio de Janeiro. Revista Brasileira de Medicina Veterinária. V.38, p.109-112, 2016.

DA ROCHA EM.; NUNES AA.; FLAUSINO W.; DA ROCHA MNM.; DE SOUZA WJS.; LOPES CWG. Cats and dogs as risk factors for pregnant women on *Toxoplasma gondii* infection at the Region of Araguaína in the State of Tocantins Brazil. Revista Brasileira de Medicina Veterinária, v.34, n.2, p.79-82, 2012.

DA PAZ, G.S.; COLHADO, B.S.; ANTON, M.M.; ROCHA, K.S.; DA SILVA, D.B.; DE MORAES, C.C.G.; LUCHEIS, S.B.; LANGONI, H. Infecção por *Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum*, *Leishmania major* e *Trypanosoma cruzi* em cães do estado do Pará. Ciência Animal Brasileira v.20, 2019.

DANTAS, S. B. A.; FERNANDES, R. F.; NETO, O. L. S.; MOTA, R. A.; ALVES, C. J. A.; AZEVEDO, S. S. Ocorrência e fatores de risco associados às infecções por *Toxoplasma gondii* e *Neospora caninum* em cães no município de Natal, Estado do Rio Grande do Norte, Nordeste do Brasil. Ciência Rural, Santa Maria, v.43, n.11, p.2042-2048, nov, 2013.

DE ALMEIDA, J.C.; FREHSE, M.S.; NAVARRO, I.T.; GARCIA, J.L.; BIONDO, A.W.; FREIRE, R.L. Comparison of indirect fluorescent antibody test and the modified agglutination test for the detection of *Toxoplasma gondii* antibodies in stray dogs from Southern Brazil. Acta Parasitol. v.61, p.694-696, 2016.

DE MOURA, A.B.; DE SOUZA, A.P.; SARTOR, A.A.; BELLATO, V.; TEIXEIRA, E.B.; PISETTA, G.M.; HEUSSER, A. Ocorrência de anticorpos e fatores de risco para infecção por *Toxoplasma gondii* em cães, nas cidades de Lages e Balneário Camboriú, Santa Catarina, Brasil. Rev. Bras. Parasitol. Vet. v.18, p.52-56, 2009.

DE OLIVEIRA, G.M.S.; SIMÕES, J.M.; SCHAEER, R.E.; FREIRE, S.M.; NASCIMENTO, R.J.M.; PINHEIRO, A.M.C.M.; CARVALHO, S.M.S.; MARIANO, A.P.M.; DE CARVALHO, R.C.; MUNHOZ, A.D. Frequency and factors associated with *Toxoplasma*

gondii infection in pregnant women and their pets in Ilhéus, Bahia, Brazil. Rev. Soc. Bras. Med. Trop. v.52, 2019.

DA MOTA, Daniela Botelho. Ocorrência de anticorpos ANTI-*Toxoplasma gondii* e anti-*Neospora caninum* em cães de Unaí/MG, 2018.

DUBEY JP. Comparative infectivity of oocyst and bradizoites of *Toxoplasma gondii* for intermediate (mice) and definitive (cats) hosts. Veterinary Parasitology, v.140, n.1, p.69- 75, 2006.

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. Toxoplasmosis of animals and humans, 2ed, Nova Iorque, CRC Press, 2010.

DUBEY, J. P. Toxoplasmosis of animals and humans, 3ed, Nova Iorque, CRC Press, 2022.

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.; CERQUEIRA-CEZAR, C.K.; MURATA, F.H.A.; KWORK, O.C.H.; YANG, Y. R.; SU, C. All about toxoplasmosis in cats: the last decade. Veterinary Parasitology. Elsevier. Maio 2020.

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.; LINDSAY, D.S.; LAPPIN, M.R. Toxoplasmosis and other intestinal coccidial infections in cats and dogs. The Veterinary Clinics of North American Small Animals 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.; MURATA, F.H.A.; CERQUEIRA-CEZAR, C.K.; KNOW, C.H.R.; YANG, Y.; SU, C. *Toxoplasma gondii* infections in dogs: 2009-2020. Veterinary Parasitology. Elsevier. Agosto 2020.

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. et al. Experimental Toxoplasmosis in rats induced orally with eleven strains of *Toxoplasma gondii* of seven genotypes: tissue tropism, tissue cyst size, neural lesions, tissue cyst rupture without reactivation, and ocular lesions. Plos One, v. 11, n. 5, p. e0156255, 26 maio 2016.

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.

ENRIQUEZ, G.F.; MACCHIAVERNA, N.P.; ARGIBAY, H.D.; LÓPEZ ARIAS, L.; FARBER, M.; GÜRTLER, R.E.; CARDINAL, M.V.; GARBOSSA, G. Polyparasitism and zoonotic parasites in dogs from a rural area of the Argentine Chaco. Vet. Parasitol. Reg. Stud. Rep. v.16, 2019.

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.

FEITOSA, F.L.F. Semiologia Veterinária a arte do diagnóstico. 3Ed. São Paulo: Roca, 2014.

FERNANDES, A. R. F.; COSTA, D. F.; ANDRADE, M. R.; BEZERRA, C. S.; et al. Soropositividade e fatores de risco para leptospirose, toxoplasmose e neosporose na população canina do estado da Paraíba. Pesq. Vet. Bras. Maio 2018.

FERREIRA, F.P., MIURA, A.C., MAREZE, M., GARCIA, J.L., FREIRE, R.L., NAVARRO, I.T. Frequência de anticorpos anti-Toxoplasma gondii em cães com sinais clínicos compatíveis com toxoplasmose. Ciência Animal Brasileira v.17, p.640, 2016.

FRENKEL, J.K.; PARKER, B.B. An apparent role of dogs in the transmission of Toxoplasma gondii. The probable importance of xenosmophilia. Ann. N. Y. Acad. Sci. v.791, p.402-407. 1996.

GAO, Y.M.; DING, H.; LAMBERTON, P.H.L.; LU, D.B. Prevalence of *Toxoplasma gondii* in pet dogs in mainland China: A meta-analysis. Veterinary Parasitology. V. 229, p.126-130, 2016.

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.

GOMES, M. C. O. Sorologia para toxoplasmose. Revista da Faculdade de Ciências Médicas de Sorocaba. ISSN eletrônico 1984-4840, v. 6, n. 2, p. 8–11, 2004.

GOMES, D. F. C.; KRAWCZAK, F. D. S; OLIVEIRA, C. H. S.; FERREIRA JÚNIOR, Á.; FERNANDES, É. K. K.; LOPES, W. D. Z.; SEVÁ, A. D. P.; GENNARI, S. M. Toxoplasma gondii in cattle in Brazil: a review. Rev Bras Parasitol Vet, 29(1), e015 719, 2020.

GUIMARÃES, A.M.; ROCHA, C.M.B.M.; OLIVEIRA, T.M.F.S.; ROSADO, I.R.; MORAIS, L.G.; SANTOS, R.R.D. Fatores associados à soropositividade para Babesia, Toxoplasma, Neospora e Leishmania em cães atendidos em nove clínicas veterinárias do município de Lavras, MG. Rev. Bras. Parasitol. Vet. v.18, p.49-53, 2009.

HOSSEININEJAD, M., MALMASI, A., HOSSEINI, F., SELK-GHAFFARI, M., KHORRAMI, N., MOHEBALI, M., SHOJAEE, S., MIRANI, A., AZIZZADEH, M., MIRSHOKRAEI, P., ALIARI, A. Seroprevalence of Toxoplasma gondii infection in dogs in Tehran, Iran. Iran. J. Parasitol. v.6, p.81-85, 2011.

KIJLSTRA, A.; JONGERT, E. Control of the risk of human toxoplasmosis transmitted by meat. International journal for parasitology, 38(12), 1359-1370, 2008.

LAPPIN, M. R.; MARKS, A.; GREENE, C. E.; ROSE, B. J.; GASPER, P. W.; POWELL, C. C.; REIF, J. S. Effect of feline immunodeficiency virus infection on Toxoplasma gondii-specific humoral and cell-mediated immune responses of cats with serologic evidence of toxoplasmosis. Journal of Veterinary Internal Medicine, 7(2), 95-100, 1993.

LEAL, P. D. S. A. *Toxoplasma Gondii* (Nicolle e Manceaux, 1908) Nicole e Manceux, 1909 (Apicomplexa: Toxoplasmatinae): doenças intercorrentes em cães sororreagentes provenientes do Rio de Janeiro, RJ, 2014.

LEGUÍA, G. Enfermedades parasitarias de perros y gatos. Epidemiología y Control. 2ªed., Lima: La Mara. 2002.

LINDSAY, D.S.; DUBEY, J.P.; BUTLER, J.M.; BLAGBURN, B.L. Mechanical transmission of *Toxoplasma gondii* oocysts by dogs. *Veterinary Parasitology*. v.73, p.27-33, 1997.

LOPES, A.P.; SANTOS, H.; NETO, F.; RODRIGUES, M.; KWOK, O.C.H.; DUBEY, J.P.; CARDOSO, L. Prevalence of antibodies to *Toxoplasma gondii* in dogs from northeastern Portugal. *J. Parasitol.* v.97, p.418-420, 2011.

MACHAČOVÁ, T., BÁRTOVÁ, E., SEDLÁK, K., SLEZÁKOVÁ, R., BUDÍKOVÁ, M., PIANTEDOSI, D., VENEZIANO, V. Seroprevalence and risk factors of infections with *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* in hunting dogs from Campania region, southern Italy. *Folia Parasitol. (Praha)* v.63, n.012, 2016.

MACHADO, F.P.; KMETIUK, L.B.; TEIDER-JUNIOR, P.I.; PELLIZZARO, M.; YAMAKAWA, A.C.; MARTINS, C.M.; BACH, R.V.W.; MORIKAWA, V.M.; DE BARROS-FILHO, I.R.; LANGONI, H.; DOS SANTOS, A.P.; BIONDO, A.W. Seroprevalence of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in wild boars (*Sus scrofa*), hunting dogs, and hunters of Brazil. *PLoS ONE* v.14, 2019.

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.

MINERVINO, A.H.H., CASSINELLI, A.B.M., DE LIMA, J.T.R., SOARES, H.S., MALHEIROS, A.F., MARCILI, A., GENNARI, S.M. Prevalence of anti-*Neospora caninum* and anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in dogs from two different indigenous communities in the Brazilian Amazon Region. *J. Parasitol.* v.98, p.1276-1278, 2012.

MONTEIRO, S. G. *Parasitologia na Medicina Veterinária*, ed.1, cap. 15, São Paulo: Roca, 2014.

MOURA, A.B.; SOUZA, A.P.; SARTOR, A.A.; BELLATO, V.; TEIXEIRA, E.B.; PISETTA, G.M.; HEUSSER JUNIOR, A. Ocorrência de anticorpos e fatores de risco para infecção por *Toxoplasma gondii* em cães, nas cidades de Lages e Balneário Camboriú, Santa Catarina, Brasil. *Revta Bras. Parasitol. Vet.* v.18(3): p.52-56, 2009.

OLBERA, A.V.G; FORNAZARI. F; BABBONI, S.D.; ROSSI, R.S.; SEVÁ, A.P.; LATOSINSKI, G.S.; et al. Cumulative incidence and spatial distribution of dogs exposed to *Toxoplasma gondii*. Braz J Vet Parasitol 2020.

OLIVEIRA, G.M.S., et al. 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.

ORNELLAS, R. O. Avaliação da soroprevalência de Leishmaniose Visceral, Toxoplasmose e Leptospirose na fauna doméstica, em ambiente antropizado da Mata Atlântica, município do Rio de Janeiro. Dissertação (Mestrado), Fundação Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro, 2017.

PEREIRA, J. K. D. M., DE SOUTO, E. P. F., DE OLIVEIRA, A. M., DE LIMA, A. L., DE SOUZA, A. P., DE GALIZA, G. J. N.; DANTAS, A. F. M. Toxoplasmose em cães e gatos na mesorregião do Sertão, Nordeste do Brasil. Research, Society and Development, v. 11, n. 4, p. e44711427463-e44711427463, 2022.

PEYRON, F.; WALLON, M.; KIEFFER, F.; GARWEG, J. Toxoplasmosis. In: Wilson, C.B., Nizet, V., Maldonado, Y.A., Remington, J.S., Klein, J.O. (Eds.), Infectious diseases of the fetus and newborn infant. 8th ed. Elsevier, Philadelphia, PA, USA, p. 949-1042, 2016.

PINTO-FERREIRA, F.; PASCHOAL, A. T. P.; PASQUALI, A. K. S.; BERNARDES, J. C.; CALDART, E. T.; FREIRE, R. L.; NAVARRO, I. T. Techniques for inactivating *Toxoplasma gondii* oocysts: a systematic review. Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária, 30, 2021.

PINTO-FERREIRA, F., PASQUALI, A.K.S., THOMAZ-SOCCOL, V., MITSUKA-BREGANÓ, R., CALDART, E.T., LEANDRO, A.S., CHIYO, L., POZZOLO, E.M., CUBAS, P., GIORDANO, L.G.P., PETTERLE, R.R., NAVARRO, I.T. Epidemiological relevance of dogs for the prevention of *Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum* and *Leptospira* spp. Rev. Bras. Parasitol. Vet. v. 28, p.383-394, 2019.

PORTILHO, Maciria Bezerra Freire; DE CARVALHO, Aluísio Vasconcelos. A toxoplasmose em felinos: parasitologia, imunologia e diagnóstico animal. Agrariae Liber, v. 1, n. 1, p. 1-11, 2019.

RAIMUNDO, J.M.; GUIMARÃES, A.; MORAES, L.M.B.; SANTOS, L.A.; NEPOMUCENO, L.L.; BARBOSA, S.M.; PIRES, M.S.; SANTOS, H.A.; MASSARD, C.L.; MACHADO, R.Z., BALDANI, C.D. *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* in dogs from the state of Tocantins: serology and associated factors. Rev. Bras. Parasitol. Vet. v.24, p.475-481, 2015.

RENGIFO-HERRERA, C., PILE, E., GARCÍA, A., PÉREZ, A., PÉREZ, D., NGUYEN, F.K., DE LA GUARDIA, V., MCLEOD, R., CABALLERO, Z. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in domestic pets from metropolitan regions of Panama. Parasite v.24, n.9, 2007.

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.

RODRIGUES, J.Y.; DE ALMEIDA, A.B.P.F.; BOA SORTE, E.C.; GASPARETTO, N.D.; DA CRUZ, F.A.C.S.; SOUSA, V.R.F. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in dogs of riverside communities of Mato Grosso Pantanal, Brazil. Rev. Bras. Parasitol. Vet. v.25, p.531-535, 2016.

ROSYPAL, A.C., HILL, R., LEWIS, S., BRAXTON, K., ZAJAC, A.M., LINDSAY, D.S., 2010. *Toxoplasma gondii* and *Trypanosoma cruzi* antibodies in dogs from Virginia. Zoonoses Public Health v. 57, p.76-80, 2010.

RUÍZ N.R., CASAS E.A., SUÁREZ F.A., DÍAZ D.C., FERNÁNDEZ V.P. Frecuencia de anticuerpos contra *Neospora caninum* y *Toxoplasma gondii* en canes con signos clínicos de afección neuromuscular. Rev. Inv. Vet. Perú v. 23, p.441-447, 2012.

SANTOS, E. W.; SOUZA, S. L.; PEREIRA, C. A. D. Gato x Gestante. Avaliação do conhecimento da população sobre a toxoplasmose. Pubvet. v.12, n.12, a238, p.1-5, dez., 2018.

SANTOS, T.R.; COSTA, A.J.; TONIOLLO, G.H.; LUVIZOTTO, M.C.R.; BENETTI, A.H.; SANTOS, R.R.; MATTA, D.H.; LOPES, W.D.Z.; OLIVEIRA, J.A.; OLIVEIRA, G.P. Prevalence of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in dairy cattle, dogs, and humans from the Jauru micro-region, Mato Grosso state, Brazil. Vet. Parasitol. v.161, p.324-326, 2009.

SCHARES, G.; PANTCHEV, N.; BARUTZKI, D.; HEYDORN, A.O.; BAUER, C.; CONRATHS, F.J. Oocysts of *Neospora caninum*, *Hammondia heydorni*, *Toxoplasma gondii* and *Hammondia hammondi* in faeces collected from dogs in Germany. Int. J. Parasitol. v. 35, p.1525-1537, 2005.

SEABRA, N. M. de et al. *Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum* and *Leishmania* spp. serology and *Leishmania* spp. PCR in dogs from Pirassununga, SP. Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária, v. 24, p. 454-458, 2015.

SEVÁ, A.P.; CHIEBAO, D.P.; BRANDÃO, A.P.D.; GODOY, S.N.; JIMENEZ-VILLEGAS, T., PENA, H.F.J. et al. Seroprevalence and incidence of *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* infection in naturally exposed domestic dogs from a rural area of São Paulo state, Brazil. Braz J Vet Parasitol; v.29(3), 2020.

SILVA, L. A. et al. Seroprevalence of and risk factors for leptospirosis in the City of Manaus, State of Amazonas, Brazil. Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical, v. 49, n. 5, p. 628–631, 2016.

SILVA, R.C.; SOUZA, L.C.; LANGONI, H., TANAKA, E.M.; LIMA, V.Y.; SILVA, A.V. Risk factors and presence of antibodies to *Toxoplasma gondii* in dogs from the coast of São Paulo State, Brazil. Pesq Vet Bras 2010.

SHWAB, E.K.; ZHU, X.Q.; MAJUMDAR, D.; PENA, H.F.J.; GENNARI, S.M.; DUBEY, J.P.; SU, C. Geographical patterns of *Toxoplasma gondii* genetic diversity revealed by multilocus PCR-RFLP genotyping. Parasitology v.141, p.453-46, 2014.

SPALDING, S.M.; 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.

STRITAL, A.D.; IGARASHI, M.; MURARO, L.S.; AGUIAR, D.M.; PACHECO, T.A.; GARCIA, J.L.; FREITAS, S.H.; AMUDE, A.M. Estudo epidemiológico e avaliação de fatores de risco da infecção por *Toxoplasma gondii* e achados clínico-patológicos da infecção aguda em cães admitidos em um Hospital Escola Veterinário. Pesq. Vet. Bras. n.36, p.993-998, 2016.

VALADAS, S.; MINERVINO, A.H.H.; LIMA, V.M.F.; SOARES, R.M.; ORTOLANI, E.L.; GENNARI, S.M. Occurrence of antibodies anti-*Neospora caninum*, anti-*Toxoplasma gondii*, and anti-*Leishmania chagasi* in serum of dogs from Pará State, Amazon, Brazil. *Parasitol. Res.* v.107, p.453-457, 2010.

VARANDAS, N. P.; RACHED, P. A.; COSTA, G. H. N.; SOUZA, L. M. D.; CASTAGNOLLI, K. C.; COSTA, A. J. D. Frequência de anticorpos anti-*Neospora caninum* e anti-*Toxoplasma gondii* em cães da região nordeste do Estado de São Paulo: correlação com neuropatias. *Semina: Ciências Agrárias*, 22(1), 105-111, 2001.

WALLON, M.; PEYRON, F. Congenital toxoplasmosis: A plea for a neglected disease. *Pathogens* 7, e25. 2018.

WEBSTER, J. P. Dubey, J. P. Toxoplasmosis of Animals and Humans. *Parasites & Vectors*, n. 3, p.112 nov.2010.

WEI, H.-X. et al. Relationship Between Cat Contact and Infection by *Toxoplasma gondii* in Humans: A Meta-Analysis. *Comparative Parasitology*, v. 83, n. 1, p. 11–19, jan. 2016.

8. ANEXOS

ANEXO I



UFRRJ
Universidade Federal Rural
do Rio de Janeiro

**Comissão de Ética no
Uso de Animais**
Instituto de Veterinária



CERTIFICADO

Certificamos que a proposta intitulada "Avaliação clínica, molecular, sorológica e fatores de risco em cães infectados por *Toxoplasma gondii* e *Neospora caninum* no Rio de Janeiro", protocolada sob o CEUA nº 9957151221 (ID 002208), sob a responsabilidade de **Andressa Ferreira da Silva e equipe; Edwards Frazão Teixeira; Christiane Esteves Gomes; Isaac Lima Leone** - que envolve a produção, manutenção e/ou utilização de animais pertencentes ao filo Chordata, subfilo Vertebrata (exceto o homem), para fins de pesquisa científica ou ensino - está de acordo com os preceitos da Lei 11.794 de 8 de outubro de 2008, com o Decreto 6.899 de 15 de julho de 2009, bem como com as normas editadas pelo Conselho Nacional de Controle da Experimentação Animal (CONCEA), e foi **aprovada** pela Comissão de Ética no Uso de Animais da Instituto de Veterinária da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (CEUA/UFRRJ) na reunião de 07/03/2022.

We certify that the proposal "Clinical, molecular, serological and risk factors evaluation in dogs infected with *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* in Rio de Janeiro", utilizing 160 Dogs (males and females), protocol number CEUA 9957151221 (ID 002208), under the responsibility of **Andressa Ferreira da Silva and team; Edwards Frazão Teixeira; Christiane Esteves Gomes; Isaac Lima Leone** - which involves the production, maintenance and/or use of animals belonging to the phylum Chordata, subphylum Vertebrata (except human beings), for scientific research purposes or teaching - is in accordance with Law 11.794 of October 8, 2008, Decree 6899 of July 15, 2009, as well as with the rules issued by the National Council for Control of Animal Experimentation (CONCEA), and was **approved** by the Ethic Committee on Animal Use of the Veterinary Institute of Rural Federal University of Rio de Janeiro (CEUA/UFRRJ) in the meeting of 03/07/2022.

Finalidade da Proposta: **Pesquisa (Acadêmica)**

Vigência da Proposta: de **03/2022 a 01/2023**

Área: **Medicina E Cirurgia Veterinária**

Origem: **Animais de proprietários**

Espécie: **Cães**

sexo: **Machos e Fêmeas**

idade: **2 a 15 anos**

N: **160**

Linhagem: **Mista**

Peso: **5 a 20 kg**

Local do experimento: O ensaio será realizado na Clínica Veterinária C.I.T. Vet, localizada na Pavuna, RJ.

Seropédica, 09 de março de 2022

Prof. Dr. Fábio Barbour Scott
Coordenador da Comissão de Ética no Uso de Animais
Instituto de Veterinária da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro

Viviane de Souza Magalhães
Vice-Coordenadora da Comissão de Ética no Uso de Animais
Instituto de Veterinária da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro

ANEXO II

2. Termo de Consentimento Livre e Esclarecido

TERMO DE CONSENTIMENTO LIVRE E ESCLARECIDO

Título da Pesquisa: Avaliação clínica, molecular, sorológica e fatores de risco em cães infectados por *Toxoplasma gondii* e *Neospora caninum* do estado do Rio de Janeiro

Nome do(a) Pesquisador(a) Responsável/Professor(a) Responsável: Andressa Ferreira da Silva Spyrides.

Nome dos demais participantes da equipe: Christiane de Oliveira Esteves Gomes (mestranda).

1. **Natureza da pesquisa/aula:** O Sr(Sra.) está sendo convidado(a) a autorizar a participação de seu(s) animal(is) nesta pesquisa que tem como finalidade correlacionar os sinais clínicos, os achados laboratoriais e fatores de risco que possam influenciar a infecção pelos parasitos *Toxoplasma gondii* e *Neospora caninum* em cães oriundos do estado do Rio de Janeiro.

2. **Identificação do(s) animal(is):** Nome do animal: _____ espécie CANINA, sexo _____, raça _____, número de registro _____.

3. **Envolvimento na pesquisa/aula:** ao participar deste estudo o Sr. (Sra.) permitirá informações para o (a) pesquisadora Christiane de Oliveira Esteves Gomes e professora Andressa Ferreira da Silva Spyrides como por exemplo: os hábitos de alimentação, higiene, passeio e local onde seu animal vive. O Sr. (Sra.) tem liberdade de se recusar a participar e ainda se recusar a continuar participando em qualquer fase da pesquisa, sem qualquer prejuízo para o seu animal. Sempre que quiser poderá pedir mais informações sobre a pesquisa através do telefone da pesquisadora Christiane de Oliveira Esteves Gomes (21 96725-8784). Se necessário, poderá entrar em contato com Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA).

4. **Sobre os dados necessários:** os dados coletados serão as perguntas realizadas no momento da consulta clínica e mais informações adicionais que serão coletadas por mim, Christiane, através da ficha de fatores de risco que predispõe a infecção pelos parasitos acima citados.

5. **Riscos e desconforto:** a participação nesta pesquisa não traz complicações legais. Os animais serão atendidos conforme os padrões pré-estabelecidos pela clínica veterinária C.I.T. Vet. Os procedimentos adotados nesta pesquisa obedecem aos princípios éticos no uso de animais, elaborados pelo Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal (CONCEA),

sobre a utilização de animais em atividades educacionais e em experimentos que envolvam espécies definidas na Lei 11.794/2008.

6. **Confidencialidade:** todas as informações coletadas neste estudo são estritamente confidenciais. Somente os pesquisadores/professor(a)(s) terão conhecimento dos dados.
7. **Benefícios:** esperamos que este estudo traga informações importantes sobre a ocorrência ou não de infecção natural de cães por *T. gondii* e *N. caninum*. Se a infecção ocorre, qual ou quais riscos os cães da região estudada estão mais expostos para que haja infecção por ambos os parasitos. Quais sinais clínicos são mais frequentes nesses animais. Quais alterações laboratoriais serão achadas nos animais positivos de forma que o conhecimento que será construído a partir desta pesquisa possa ajudar aos clínicos veterinários a fornecer melhores e mais completas instruções aos tutores quanto as formas de prevenção, esclarecer e auxiliar o rápido diagnóstico e assim possibilitar a melhor e mais eficaz tratamento para essas enfermidades, com os dados obtidos através da presente pesquisa a pesquisadora Christiane de Oliveira Esteves Gomes e a professora Andressa Ferreira da Silva Spyrides se comprometem a divulgar os resultados obtidos.
8. **Pagamento:** o Sr.(Sra.) não terá custos adicionais para fornecer os dados do (s) seu (s) animal (is) para a presente pesquisa. Os custos que o Sr. (Sra.) tiver serão aqueles cobrados pela Clínica Veterinária C.I.T. Vet para realização de consultas e exames laboratoriais que os médicos veterinários julgarem necessários.

Após estes esclarecimentos, solicitamos o seu consentimento de forma livre para a participação de seu(s) animal(is) nesta pesquisa. Preencher, por favor, os itens que se seguem:

Consentimento Livre e Esclarecido

Tendo em vista os itens acima apresentados, eu, de forma livre e esclarecida, manifesto meu consentimento em participar da pesquisa.

Nome do Proprietário: _____.

CPF/RG: _____.

Assinatura do Proprietário

Assinatura do Pesquisador

Data: ____/____/____

TELEFONES

Pesquisador Christiane: (21) 96725-8784

ANEXO III

1. Ficha fatores de risco:

UFRRJ

INSTITUTO DE VETERINÁRIA

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM MEDICINA VETERINÁRIA

Questionário de Avaliação Clínica – Projeto Mestrado – Christiane Esteves

IDENTIFICAÇÃO ANIMAL

Nome:	Nascimento: / /
Espécie: () C () F	Peso:
Raça:	Sexo: () F () M

DADOS TUTOR

Responsável:	
Telefone:	E-mail:
Endereço:	

ANAMNESE

Queixa principal:

Acesso à rua? () S () N
Tipo de alimentação? () Comercial () AN* cozida () Ambos () AN* crua
Já ofereceu carne crua? () S () N

Ingestão de água? ☐ mineral ☐ tratada ☐ torneira
Vermifugação? ☐ menos de 6 meses ☐ mais de 1 ano ☐ nunca fez
Vacinação ☐ em dia ☐ atrasada ☐ nunca fez
Controle de ectoparasitas? ☐ S ☐ N
Reprodução: ☐ castrado ☐ fértil
Número de animais na moradia? _____
Contato com gatos? ☐ S ☐ N
Se sim, tem hábito de comer fezes do gato? ☐ S ☐ N
Contato com outros cães? ☐ S ☐ N
Tem contato com animais silvestres? ☐ S ☐ N
Já caçou ratos? ☐ S ☐ N
Local onde vive: ☐ terra/grama ☐ piso/cimento
Frequência de limpeza desse ambiente: ☐ diariamente ☐ semanalmente
Local de evacuação: ☐ próximo à água/alimento ☐ quintal

AN*: alimentação natural

EXAME FÍSICO

Ausculata cardíaca:
Ausculata pulmonar:

Temperatura:

Linfonodos:

Palpação Abdominal:

Avaliação neurológica:

Demais observações:

Foi realizado Hemograma e bioquímica? () S () N

SOROLOGIA

Toxoplasma gondii () P () N

Neospora caninum () P () N