

UFRRJ
INSTITUTO DE VETERINÁRIA
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS VETERINÁRIAS

TESE

**OCORRÊNCIA DE ANTICORPOS CONTRA *Toxoplasma gondii* E
FATORES DETERMINANTES DA INFECÇÃO CANINA EM ILHÉUS-
ITABUNA, BA.**

Renata Santiago Alberto Carlos

Seropédica, RJ
2010



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE VETERINÁRIA
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS VETERINÁRIA

**OCORRÊNCIA DE ANTICORPOS CONTRA *Toxoplasma gondii* E
FATORES DETERMINANTES DA INFECÇÃO CANINA EM ILHÉUS-
ITABUNA, BA.**

Renata Santiago Alberto Carlos

Sob a orientação do Professor

Dr. Carlos Wilson Gomes Lopes

Tese submetida como requisito parcial para
obtenção do grau de **Doutor em Ciências**, no
Curso de Pós-Graduação em Ciências
Veterinárias. Área Concentração Sanidade
Animal

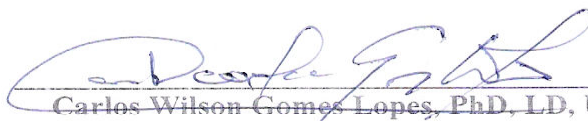
Seropédica, RJ
Fevereiro de 2010

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE VETERINÁRIA
CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS VETERINÁRIAS

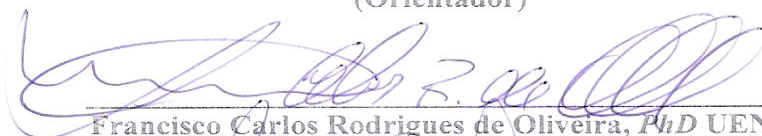
Renata Santiago Alberto Carlos

Tese submetida como requisito parcial para obtenção do grau de **Doutor em Ciências**, no
Curso de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias.

TESE APROVADA EM 23/02/2010



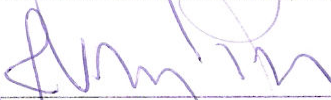
Carlos Wilson Gomes Lopes, PhD, LD, UFRRJ
(Orientador)



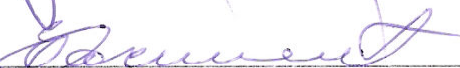
Francisco Carlos Rodrigues de Oliveira, PhD UENF



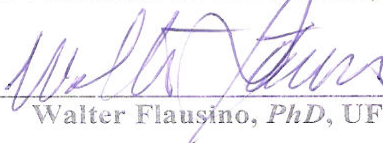
Alexandre Dias Munhoz, Dr. CsVs, UESC



João Telhado Pereira, Dr. Clín. Vet., UFRRJ



Elmiro Rosendo do Nascimento, PhD, UFF



Walter Flausino, PhD, UFRRJ

DEDICATÓRIA

A minha mãe, Gilcely, meu pai, Heraldo, ao meu marido, George e meu irmão Henrique pelo amor incondicional e dedicação, que me serviram de alicerce para realização de mais essa etapa em minha vida.

Aos meus filhos Leonardo, Rodrigo (in memorian) e Beatriz. Minha razão de viver.

AGRADECIMENTOS

Ao meu marido George Albuquerque, pelo apoio, atenção, estímulo e ajuda na realização de mais essa etapa na minha vida.

A meus pais Gilcely Santiago e Heraldo Alberto Carlos, pelo exemplo e dedicação, nunca medindo esforços físicos ou financeiros para a minha educação. À minha mãe em particular por todos os problemas particulares que enfrenta nos últimos anos, sempre se reerguendo.

Ao meu irmão Henrique Alberto Carlos, que mesmo distante, serviu de incentivo para que eu seguisse adiante.

Aos meus filhos Leonardo, Rodrigo (*in memorian*) e Beatriz Albuquerque, que sempre serviram de suporte emocional para essa trajetória.

Ao Dr. Carlos Wilson Gomes Lopes do Laboratório de Coccídios e Coccidioses – PSA (Embrapa/UFRRJ), Departamento de Parasitologia, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, pela orientação, amizade. Exemplo de dignidade e profissionalismo.

Ao Dr Walter Flausino pelo auxílio dentro do Laboratório de Coccídios e Coccidioses.

Ao Dr Amauri Arias Wenceslau pelo auxílio.

A todos os professores da UESC, pela amizade e oportunidade.

Aos amigos Flavia Vieira, Marcella Tiriba, Renata Senges, Marcelo Checker, Cleber Pessanha, Gabriela Montarroyos, Alice Albuquerque, Letícia Dantas e Luciana Lacerda, sempre prontos a ouvir e ajudar em momentos difíceis.

A todos os cães e seus proprietários que participaram desse estudo. Sem eles não seria possível.

Aos meus animais: Bandit (*in memorian*), Tufão (*in memorian*), José (*in memorian*), Thor (*in memorian*), Deli e José Segundo. Pela compreensão da minha ausência em muitos momentos.

Ao CNPq pela bolsa de estudos e ao PROCAD/CAPES pelo auxílio durante o desenvolvimento desta pesquisa.

Agradeço a todos aqueles que direta ou indiretamente contribuíram para a formulação e conclusão deste trabalho.

BIOGRAFIA

Renata Santiago Alberto Carlos, filha de Heraldo Alberto Carlos e Gilcely Santiago Alberto Carlos, brasileira, nasceu em 12 de março de 1975, na cidade do Rio de Janeiro, Estado do Rio de Janeiro.

Iniciou sua formação profissional em setembro de 1992, quando ingressou no Curso de Medicina Veterinária da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro (UFRRJ).

Após graduar-se em Medicina Veterinária em setembro de 1997, iniciou seu trabalho dentro da área de Clínica Médica de Pequenos Animais como Veterinária Autônoma.

Em março de 2002 iniciou Especialização em Clínica Médica de Pequenos Animais, na Universidade Estácio de Sá (UNESA) finalizando em junho de 2003 com a monografia intitulada *Hipertireoidismo Felino – relato de caso* sob a orientação a Dra. Nádia Regina Pereira Almosny. Ainda em 2002 casou-se com George Rêgo Albuquerque.

Em março de 2004 ingressou no curso de mestrado Programa de Pós-Graduação em Medicina Veterinária (Clínica e Reprodução Animal) na Universidade Federal Fluminense (UFF) sob orientação da Profa. Dra. Nádia Regina Pereira Almosny. Nesse mesmo ano mudou sua residência do Rio de Janeiro para a cidade de Ilhéus, Bahia. A defesa da dissertação do mestrado foi realizada em junho de 2005, com a tese intitulada *Prevalência de hemoparasitos com ênfase em Ehrlichia canis na microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia*.

Em março de 2006 iniciou o curso de doutorado no Programa de Pós-Graduação em Ciências Veterinárias na UFRRJ, área de concentração Sanidade Animal sob orientação do Prof. Dr. Carlos Wilson Gomes Lopes, com previsão de defesa em fevereiro de 2010.

Em 21 de junho de 2006 nasceram os gêmeos Leonardo e Rodrigo (*in memorian*).

Dois anos e três meses depois do nascimento dos gêmeos em 12 de setembro de 2008 nasceu Beatriz.

*“Aquilo que pensamos saber, com
frequência nos impede de aprender.”*

Claude Bernard.

RESUMO

Carlos, Renata Santiago Alberto. **Ocorrência de anticorpos contra *Toxoplasma gondii* e fatores determinantes da infecção canina em Ilhéus-Itabuna, BA, 2010.** 56p. Tese (Doutorado em Ciências Veterinárias, Sanidade Animal). Instituto de Veterinária, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ, 2010.

Toxoplasma gondii é um parasito intracelular obrigatório que tem como hospedeiro definitivo membros da família Felidae e animais homeotérmicos como hospedeiros intermediários. A infecção se dá pela ingestão de oocistos esporulados eliminados nas fezes dos felinos, pela ingestão de bradizoítos nos tecidos dos HI ou ainda pela transmissão vertical de taquizoítos. Neste estudo coletou-se sangue de 529 cães, sendo 120 do município de Itabuna e 409 de Ilhéus. Todos os animais de Itabuna eram urbanos domiciliados. Dentre os cães de Ilhéus, 96 eram urbanos domiciliados, 135 eram urbanos errantes provenientes do Centro de Controle de Zoonoses (CCZ), e 178 eram rurais domiciliados. Foi realizado o Teste de Hemaglutinação Indireta (HAI) para analisar a presença de anticorpos anti-*T.gondii* e um questionário foi aplicado junto aos proprietários dos animais domiciliados para avaliação dos principais fatores de risco associados á infecção. Do total de 529 cães, 193 foram positivos (36,5%). No município de Ilhéus 37,7% (154/255) e em Itabuna 32,5% (39/81) foram positivos. Os fatores de risco associados á infecção foram o habitat, onde os animais rurais tiveram maior risco do que os urbanos ($p=0,001$), o modo de vida, em que os animais urbanos errantes tiveram maior risco do que os urbanos domiciliados ($p=0,01$), ingestão de comida caseira e de carne ($p=0,034$ e $0,027$, respectivamente), raça apresentando os SRD com maior risco ($p=0,0001$) e idade onde os animais acima de cinco anos tiveram maior risco ($p=0,009$). A presença de orientação do Médico Veterinário se mostrou fator de proteção ($p=0,002$). A regressão logística confirmou como principais fatores de risco a idade e o habitat dos animais do estudo

Palavras chave: cães, HAI, toxoplasmose, fator de risco, zoonose.

ABSTRACT

Carlos, Renata Santiago Alberto. **Ocurrence of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies and the canine infection determinant factors at Ilhéus-Itabuna, BA.** 2010. 56p. Tesis (Doctor in Veterinary Science, Animal Health). Instituto de Veterinária, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ, 2010.

Toxoplasma gondii is an obligatory intracellular parasite that has the felids as definitive host (DH) and the homeothermic animals as intermediary hosts (IH). The infection occurs by ingesting sporulated oocysts that were eliminated in DH feces, by bradyzoites when ingested by IH meat or by tachyzoites when occur vertical transmission. In this study, 529 canine blood samples were collected, 120 at the municipality of Itabuna, and 409 at the municipality of Ilhéus. All blood samples of Itabuna were consisted of animals from domiciled urban areas. From Ilhéus, 96 were domiciled from urban areas, 135 were urban but strayed dogs from Centre for Zoonosis Control (CZC) and 178 were domiciled and from rural area. The Indirect hemagglutination test was used to test the presence of anti-*T. gondii* and a questionnaire were applied to the domiciled dog owners to analyze risk factors associated to the infection. From all 529 dogs, 193 were positive (36.5%). At Ilhéus 37.7% (154/255) and at Itabuna 32.5% (39/81) of animals were positive. The risk factors associated to the infection were localization, rural dogs had higher chance than urban ($p=0.001$), the behavior, the strayed urban dogs had more chance than the urban domiciled dogs ($p=0.01$), home-made food and meat ingestion ($p= 0.034$ and 0.027 respectively), race, the undefined race dogs had more risk ($p=0.0001$) and age, were the animals under five years old had a higher risk to the infection ($p=0.009$). The presence of veterinary assistance was considered as a protection factor. The logistic regression confirmed the habitat and age of the animals as the main risk factor associated with the infection.

Keywords: dogs, HAI, toxoplasmosis, risk factor, Zoonosis.

LISTA DE TABELAS

	Págs.
Tabela 1. Associação entre cães soropositivos ao HAI para IgG anti- <i>Toxoplasma gondii</i> e os municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia.....	25
Tabela 2. Associação entre cães soropositivos ao HAI para IgG anti- <i>Toxoplasma gondii</i> e o sexo dos animais, nos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia.....	27
Tabela 3. Associação entre cães soropositivos ao HAI para IgG anti- <i>Toxoplasma gondii</i> e o contato com outros cães, nos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia.....	28
Tabela 4. Associação entre cães soropositivos ao HAI para IgG anti- <i>Toxoplasma gondii</i> e o contato com gatos, nos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia.....	29
Tabela 5. Associação entre cães soropositivos ao HAI para IgG anti- <i>Toxoplasma gondii</i> e a faixa etária dos animais, nos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia.....	30
Tabela 6. Associação entre cães soropositivos ao HAI para IgG anti- <i>Toxoplasma gondii</i> e a raça dos animais, nos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia.....	31
Tabela 7. Associação entre cães soropositivos ao HAI para IgG anti- <i>Toxoplasma gondii</i> e sua localização, nos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia.....	32
Tabela 8. Associação entre cães soropositivos ao HAI para IgG anti- <i>Toxoplasma gondii</i> e o tipo de cães urbanos, nos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia.....	32
Tabela 9. Associação entre cães soropositivos ao HAI para IgG anti- <i>Toxoplasma gondii</i> e se tem domicílios, nos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia.....	33
Tabela 10. Associação entre cães soropositivos ao HAI para IgG anti- <i>Toxoplasma gondii</i> e a dieta dos animais, nos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia.....	36

Tabela 11. Associação entre cães soropositivos ao HAI para IgG anti- <i>Toxoplasma gondii</i> e a ingestão de carne, nos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia.....	36
Tabela 12. Associação entre cães soropositivos ao HAI para IgG anti- <i>Toxoplasma gondii</i> e a ingestão de carne crua, nos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia.....	37
Tabela 13. Associação entre cães soropositivos ao HAI para IgG anti- <i>Toxoplasma gondii</i> e a assistência médico veterinária, nos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia	38
Tabela 14. Modelo inicial da regressão logística com os fatores de risco associados à infecção por <i>Toxoplasma gondii</i> em cães dos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia.	39
Tabela 15. Resultado final da regressão logística com os fatores de risco associados a infecção por <i>Toxoplasma gondii</i> em cães dos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia	39

LISTA DE FIGURAS

	Págs.
Figura 1. Mapa do estado da Bahia, assinalando os municípios de Ilhéus (em azul) e Itabuna (em vermelho), onde se coletou sangue de cães para pesquisa de anticorpos anti- <i>Toxoplasma gondii</i>	18
Figura 2. Imagens dos municípios de Ilhéus e Itabuna. (A) zona urbana de Ilhéus, (B e C) zona rural de Ilhéus e (D) Município de Itabuna.....	19
Figura 3. Um dos cães utilizados para coleta de sangue do Centro de Controle de Zoonoses de Ilhéus.....	20
Figura 4. Coleta de sangue da veia cefálica para realização da sorologia.....	22
Figura 5. <i>Kit</i> de diagnóstico Imuno HAI ® (WAMA diagnóstica) utilizado na sorologia dos cães.....	22
Figura 6. Pesquisa de anticorpos IgG anti- <i>Toxoplasma gondii</i> em cães, pela HAI, realizada em dois municípios de Ilhéus e Itabuna, Bahia.....	24

LISTA DE QUADROS

	Págs.
Quadro 1. Pesquisas de anticorpos anti- <i>Toxoplasma gondii</i> em cães em diferentes localidades.....	13
Quadro 2. Pesquisas de anticorpos anti- <i>Toxoplasma gondii</i> em cães no Brasil....	16

LISTA DE ANEXOS

	Págs.
Anexo 1. Questionário com informações obtidas junto aos proprietários.....	52
Anexo 2. Exame físico do animal.....	54
Anexo 3. Autorização para colheita de material.....	56

SUMÁRIO

	Págs
1. INTRODUÇÃO	1
2. REVISÃO DA LITERATURA	3
2.1 Classificação	3
2.2 Aspectos Biológicos	3
2.2.1 Ciclo enteroepitelial.....	4
2.2.1 Ciclo extra-intestinal.....	5
2.3. Transmissão	6
2.4. A importância do cão	8
2.5 Aspectos clínicos da toxoplasmose nos cães	9
2.6 Diagnóstico	10
2.7 Isolamento e caracterização genética do <i>Toxoplasma gondii</i> no Brasil e no mundo	11
2.8 Frequência de anticorpos anti-<i>Toxoplasma gondii</i> em cães	13
2.8.1. No mundo	13
2.8.2. No Brasil.....	14
3. MATERIAL E MÉTODOS	18
3.1 Local de coleta das amostras	18
3.2 Animais do estudo	20
3.3 Questionário	21
3.4 Exame físico	21
3.5 Coleta do sangue e obtenção do soro	21
3.6 Exame sorológico	21
3.7 Análise estatística	22
4. RESULTADOS E DISCUSSÃO	24
4.1 Frequência observada nos animais	24
4.2 Fatores de risco associados à infecção por <i>Toxoplasma gondii</i> em cães	26
4.2.1 Sexo.....	26
4.2.2 Contato com cães e gatos.....	27
4.2.3 Idade.....	29
4.2.4 Raça.....	30
4.2.5 Habitat.....	31
4.2.6 Hábitos alimentares.....	35
4.3 Fator de rotação	37
4.3.1 Assistência Médico Veterinária.....	37
4.4 Análise Multivariada	38
5. CONSIDERAÇÕES INAIS	40
6. ONCLUSÃO	41
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	42
8. ANEXOS	52

1. INTRODUÇÃO

Toxoplasma gondii é um protozoário de distribuição mundial pertencente ao filo Apicomplexa. Seu ciclo de vida é heteroxeno facultativo e dividido em duas etapas, o enteroepitelial e o extra-intestinal. Possui três estágios infectantes: os bradizoítos, os taquizoítos e os oocistos. Os cães são hospedeiros intermediários, assim como o homem e outros animais homeotérmicos. Os membros da família Felidae, além de hospedeiros intemediários, são também os hospedeiros definitivos e apenas estes eliminam oocistos em suas fezes.

As principais formas de contaminação canina são através de ingestão de carne crua ou mal-cozida contendo bradizoítos, e pela ingestão de água e alimentos contaminados por oocistos. O contato direto com fezes de felídeos contendo oocistos também deve ser considerado, principalmente pelo hábito desses animais de ingerirem fezes e ou rolarem na terra contaminada. Os taquizoítos são responsáveis pela via vertical de transmissão, sendo importantes na toxoplasmose congênita e neonatal.

A toxoplasmose geralmente é assintomática em cães, mas podem ocorrer sinais clínicos neurológicos, assim como lesões oculares e alterações cutâneas. Quando a infecção ocorre durante a gestação, podem ocorrer abortos e mortalidade neo e perinatal. A doença tem maior importância quando está associada a outras enfermidades como erlichiose e cinomose, podendo agravar os sinais clínicos neurológicos, gerando um prognóstico ruim.

Os cães tem sido foco de estudo como indicadores de contaminação humana e ambiental. Esses animais pelo hábito da xenosmofilia podem carrear oocistos nos pelos, sendo risco principalmente para a infecção de crianças. Além disso, por serem domiciliados ou peridomiciliados, podem se alimentar de restos de alimentação humana, ou terem acesso á água e alimentos contaminados ao irem á rua de forma não controlada. Os cães rurais ou errantes podem desenvolver também o hábito da caça, sendo esse mais um fator associado à infecção. Estudos epidemiológicos em cães demonstraram ser este parasito amplamente difundido na população canina, principalmente nos cães errantes e de áreas rurais onde se observa um maior risco de contaminação do que em cães domiciliados.

A região a ser avaliada no presente estudo se caracteriza pelo clima quente e úmido com temperatura média de 24°C, presença de Mata Atlântica preservada e presença de cães errantes, tanto em área rural quanto urbana, aumentando a importância dos cães como sentinela ambiental nesse local. Além disso, a região possui alta pluviosidade.

Com esse intuito, este trabalho tem como objetivos:

- Verificar a ocorrência de anticorpos anti-*T. gondii* e verificar os possíveis fatores determinantes da infecção canina em Ilhéus e Itabuna, Estado da Bahia.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Classificação

Toxoplasma gondii é um protozoário pertencente ao filo Apicomplexa. Essa classificação é baseada no complexo apical de protozoários que possuem formas infectantes conhecidas como zoítos. De acordo com Levine et al. (1980), Cox (1981), Smith (1981) e Corliss (1994) este cocídio foi classificado como parte do:

Império Eucariota Corliss, 1994
Reino Protozoa Goldfuss, 1818
Filo Apicomplexa Levine, 1970
Classe Coccidia Leuckart, 1879
Ordem Eucoccidiida Léger e Dubosq, 1910
Subordem Eimeriina Léger, 1911
Família Sarcocystidae Poche, 1913
Subfamília Toxoplasmatinae Biocca, 1959
Gênero *Toxoplasma* Nicolle e Manceaux, 1909
Espécie *Toxoplasma gondii* Nicolle e Manceaux, 1909

2.2 Aspectos Biológicos

O ciclo de vida de *T. gondii* é heteroxeno facultativo e é dividido em duas etapas distintas, a enteroepitelial e a extra-intestinal. A fase enteroepitelial ocorre somente em felídeos, hospedeiros definitivos, e em produção final de oocistos. O ciclo extra-intestinal ocorre em qualquer hospedeiro vertebrado homeotérmico, com formação final de cistos teciduais (FRENKEL, 1973). Os principais hospedeiros intermediários são ovinos, caprinos, bovinos, caninos, aves, felinos e o homem (ESTEBAN-REDONDO et al., 1999; DUNCANSON et al., 2001).

As três formas infectantes de *T. gondii* são os bradizoítos, presentes nos cistos teciduais, os taquizoítos que são formas proliferativas, oriundas dos clones ou colônias nos

tecidos durante a infecção aguda, e os esporozoítos encontrados nos oocistos esporulados (TURNER, 1978).

Toxoplasma gondii pode ser observado em vários tecidos de vertebrados homeotérmicos (FRENKEL, 1972; MILLER et al., 1972), exceto nas hemácias; os taquizoítos ainda podem ser vistos, em líquidos orgânicos como saliva, leite, sêmen, urina e transudado peritoneal. Por outro lado, pode desenvolver todas as fases do seu ciclo biológico em células da mucosa intestinal (JEWELL et al., 1972; DUBEY, 1986; FRENKEL, 1986) sendo sua fase final, os oocistos, eliminados junto com as fezes de felídeos.

2.2.1 Ciclo Enteroepitelial

Um dos membros da família Felidae infecta-se com *T. gondii* pela ingestão de qualquer estágio infectante, principalmente de bradizoítos presentes em cistos teciduais nos hospedeiros intermediários. No intestino delgado ocorre liberação dos bradizoítos que penetram nas células epiteliais da mucosa intestinal iniciando a fase enteroepitelial. Essa fase resulta na formação de até cinco tipos de merontes de *T. gondii* por reprodução assexuada contendo no seu interior os merozoítos. Ao final dão origem aos gamontes que por sua vez diferenciam-se em macro e microgametócitos. Inicia-se então, a reprodução sexuada, ocorrendo a fertilização do macrogametócito por um microgameta, dando origem ao zigoto. Finalizando esta etapa, formam-se os oocistos não esporulados quando há a agregação dos grânulos formadores da parede. Estes ficam livres na luz intestinal por ruptura celular até alcançarem o meio ambiente juntamente com as fezes (DUBEY; THAYER, 1994).

Pode haver variação de período pré-patente a depender do estágio infectante ingerido pelo felídeos. Os felídeos eliminam oocistos de *T. gondii* nas fezes de três a 10 dias após a ingestão de bradizoítos, perdurando a eliminação por mais de 20 dias; 13 dias após a ingestão de taquizoítos; e 18 a 49 dias após ingestão de oocistos esporulados, sendo esta eliminação a de menor período de tempo, em torno de 10 dias (DUBEY, 1998; TENTER et al., 2000). Dessa forma conclui-se que a infecção por oocistos esporulados é a

fonte de contaminação menos infecciosa para felídeos do que os cistos teciduais (DUBEY; BEATTIE, 1988).

A eliminação dos oocistos é interrompida após o desencadeamento da resposta imune. Contudo, essa imunidade não persiste por toda a vida do animal. Assim, uma segunda eliminação de oocistos pode ocorrer quando o animal for submetido a um desafio com *T. gondii* passados seis anos da infecção primária, e em alguns casos, pode ocorrer recrudescência da infecção (TENTER et al., 2000).

Para que os oocistos se tornem infectantes no ambiente, dependem de condições ideais de umidade e temperatura e necessitam de aproximadamente 24 horas (LINDSAY et al., 1997). Cada oocisto esporulado contém dois esporocistos, cada um com quatro esporozoítos em seu interior, totalizando oito esporozoítos por oocisto. Os oocistos esporulados podem ser viáveis no ambiente por meses até anos, sendo consideradas formas de resistência. A infecção pode ocorrer diretamente pelo solo ou água contaminados, ou indiretamente, através de frutas e verduras que foram lavadas com água contaminada e/ou que entraram em contato com este solo e não foram lavadas adequadamente (DUBEY, 1998).

2.2.2 Ciclo extra-intestinal

Os esporozoítos provenientes dos oocistos e bradizoítos provenientes dos cistos estarão livres no trato digestivo, penetrarão nas células da lâmina própria do intestino delgado, e se multiplicarão por sucessivas endogênias, resultando nos taquizoítos. Estes se multiplicam rapidamente por meio de endodiogenia ou endopoligenia, rompem a célula mãe e se disseminam através da corrente sanguínea ou linfática pelo organismo do hospedeiro, caracterizando a fase aguda da doença, quando são observados os sinais clínicos (DUBEY; THAYER, 1994; DUBEY et al., 1998).

Após esse período de intensa multiplicação, ocorre a resposta do sistema imune e os taquizoítos se diferenciam em bradizoítos, formando os cistos tissulares. Estes se multiplicam lentamente por endodiogenia permanecendo em um estado de latência. Estes cistos podem ser observados nos mais diversos tipos de tecidos, preferencialmente tecido muscular esquelético, cardíaco e tecido nervoso, representando a fase final do ciclo

biológico no hospedeiro intermediário (DUBEY; THAYER, 1994; DUBEY et al., 1998). A localização desses cistos nos tecidos varia de acordo com as espécies de hospedeiros intermediários envolvidos. Desta forma, varia também a importância dos animais de produção como fonte de infecção, sendo suínos, ovinos e caprinos considerados a maior fonte de infecção para humanos (TENTER et al., 2000). Quando estes animais são consumidos ocorre a infecção de novos hospedeiros intermediários ou definitivos (DUBEY, 1994; DUBEY et al., 1998).

2.3 Transmissão

Epidemiologicamente, nem todas as vias de transmissão animal-homem são importantes. Porém, se faz importante o conhecimento destas vias, para avaliarmos seu valor epidemiológico e formas de prevenção para os grupos de risco como mulheres grávidas e pacientes imunocomprometidos como portadores de HIV e câncer (TENTER et al., 2000).

Contudo, a ingestão de água ou alimentos contaminados com oocistos esporulados originados de fezes de felídeos ou a ingestão de cistos de carnes cruas ou mal cozidas são as duas principais vias de transmissão pós-natal de *T. gondii* (DUBEY; BEATTIE, 1988).

Os taquizoítos têm o papel principal na infecção vertical de *T. gondii*, sendo esta uma das principais vias de transmissão do parasito. Estes são muito sensíveis no ambiente e morrem facilmente fora do hospedeiro (TENTER et al., 2000). São importantes também nos transplantes de órgãos (DUBEY; BEATTIE, 1988; HO-YEN, 1992), e podem ser encontrados em derivados de sangue e leite, principalmente de cabras e ovelhas (DUBEY; BEATTIE, 1988; JACKSON; HUTCHISON, 1989). Outros fluidos orgânicos como saliva, urina, lágrimas e sêmen podem conter taquizoítos (DUBEY; BEATTIE, 1988), mas ainda não há evidência concreta de transmissão horizontal para seres humanos por essas vias. Taquizoítos já foram isolados em ovos crus de galinhas, quando estas foram previamente inoculadas (JACOBS; MELTON, 1966).

Em relação à contaminação de sêmen por taquizoítos, Arantes et al. (2009), inocularam cães machos com *T. gondii*, verificaram a presença do parasito no sêmen desses animais e utilizaram para inseminação artificial de quatro cadelas negativas, que se

tornaram soropositivas uma semana após. Duas cadelas tiveram reabsorção e morte fetal, e as outras duas levaram a gestação a termo. Os quatro filhotes que nasceram vieram a óbito e cistos de *T. gondii* foram isolados do cérebro de todos, comprovando dessa forma a transmissão sexual em cães e a transmissão vertical das fêmeas para seus filhotes.

Experimentalmente outro estudo já havia demonstrado a possibilidade de transmissão vertical em cães, utilizando fêmeas inoculadas durante a gestação com oocistos. Houve isolamento do parasito nas fêmeas e nos filhotes (BRESCIANI et al., 1999).

Outra evidência de transmissão vertical foi observada por Al-Qassab et al. (2009), que observaram *T. gondii* no cérebro de um filhote nascido de uma mãe previamente negativa. Esse isolamento associado à positividade encontrada na mãe por *Western-blotting* para IgM após o nascimento, demonstra que provavelmente ela se infectou durante a gestação e transmitiu ao filhote por via transplacentária.

Os bradizoítos estão dentro dos cistos em tecidos de animais e são outra importante fonte de contaminação. Os cistos são mais frequentemente observados em suínos, ovinos e caprinos, menos frequente em frangos, coelhos, cães e cavalos. Cistos são dificilmente encontrados em bovinos e bubalinos, embora altas taxas de anticorpos em bovinos sejam encontradas, evidenciando uma exposição contínua ao parasito (TENTER et al., 2000). Tem-se observado um declínio na soroprevalência de *T. gondii* nas últimas décadas em países desenvolvidos, sendo atribuído à introdução de sistemas modernos de criação, associado ao aumento de consumo de carnes congeladas e bem cozidas (TENTER et al., 2000; KORTBEEK et al., 2004; DIZA et al., 2005; JONES et al., 2007). Esta forma de transmissão é considerada a principal fonte de infecção humana pós-natal (TENTER et al., 2000), principalmente em carne suína nos EUA (DUBEY; SU, 2009).

Os oocistos são eliminados exclusivamente nas fezes de felídeos infectados, tendo papel importante na epidemiologia da infecção. Após a primeira infecção, gatos que são mantidos dentro de casa podem eliminar grande número de oocistos no ambiente doméstico, colocando seus donos em risco. Gatos de rua ou os criados em fazendas tem a capacidade de contaminar o meio ambiente com oocistos, os quais podem infectar animais que por sua vez, serão abatidos para consumo humano. No entanto, oocistos não esporulados eliminados por gatos não são imediatamente infectantes (TENTER et al.,

2000). O hábito felino de enterrar suas fezes aumenta as condições de sobrevivência para os oocistos e torna o ambiente favorável para esporulação. Várias amostras de *T. gondii* têm sido isoladas do solo em todo o mundo, sendo essa uma possível fonte de contaminação humana através da jardinagem (ITO et al., 1975; COUTINHO et al., 1982; DUBEY, 1986; GRUNSPAN, 1996). Porém, manter gatos em casas ou em apartamentos não necessariamente aumenta o risco de contrair a infecção por *T. gondii*, se medidas preventivas forem efetivas e as fezes dos gatos forem removidas diariamente (TENTER et al., 2000).

Oocistos podem ser distribuídos no ambiente pelo vento, chuva e águas de superfícies ou mesmo em alimentos (DUBEY; BEATTIE, 1988; BUXTON, 1990), propagados por minhocas, invertebrados coprófagos ou por esterco (DUBEY; BEATTIE, 1988), e podem permanecer infectantes por mais de 19 dias no intestino de baratas, consideradas hospedeiros transportes de *T. gondii* (CHINCHILLA et al., 1994), facilitando a dispersão da doença entre os animais e humanos (FRENKEL, 1972; WALLACE, 1973; RUIZ; FRENKEL, 1980; HUGES, 1985)

Tem sido sugerido que o pêlo de cães em contato com fezes de gato pode ser fonte de transmissão de oocistos para humanos, e em alguns estudos nota-se correlação entre infecção por *T. gondii* e a presença de cães (FRENKEL et al., 1995; ETHEREDGE et al., 2004). Não há evidência de esporulação de oocistos no pelos dos cães, mas esses podem carrear oocistos esporulados em seus pelos e também ingerir os mesmos, liberando a forma infectante intacta no ambiente, sendo considerados então vetores mecânicos (LINDSAY et al. 1997; ETHEREDGE et al., 2004). Essa via de transmissão tem se tornado alvo de diversos estudos, pois os cães não são apenas animais de companhia, mas têm sido utilizados para terapias assistidas com uso de animais, para pacientes com câncer, SIDA e indicados como adjuvantes em tratamentos de diversas doenças, como hipertensão arterial, diabetes, convulsões e alterações emocionais, como exemplos. (FRIEDMAN; SON, 2009).

2.4 A Importância do Cão

Os cães podem atuar como vetores mecânicos por xenosmofilia. O hábito de rolar no chão e até mesmo em cima de fezes pode contaminar os pelos, e sendo esses animais

muito mais tolerantes às carícias do que os gatos podem transmitir os oocistos esporulados do parasito para pessoas, principalmente crianças (FRENKEL; PARKER, 1996; ETHEREDGE et al., 2004).

Esses animais podem ainda servir como sentinela para contaminação ambiental, pois se existe alta soropositividade nos cães, significa que há contaminação ambiental por oocistos, ou que estes animais receberam carne crua ou mal-cozida contendo cistos, e esta carne também pode estar sendo ingerida por humanos (SALB et al., 2008), principalmente em áreas urbanas, onde muitas vezes cães são expostos a restos alimentares humanos (MEIRELES et al., 2004)

2.5 Aspectos clínicos da toxoplasmose nos cães

Na espécie canina a primeira descrição da presença de *T. gondii* ocorreu na Itália no ano de 1910, descrita por Melo, e no Brasil, em 1911, por Carini segundo Vidoto (1992), possuindo esta espécie uma alta susceptibilidade à infecção por *T. gondii* (GUIMARÃES, et al., 1992).

A toxoplasmose canina, como em outras espécies animais, na maioria dos casos não apresenta sintomatologia clínica ou esses são muito inespecíficos. Os óbitos também ocorrem raramente (DUBEY, 1985).

A doença tem maior importância nos cães quando associada a enfermidades que levam a imunossupressão de moderada a severa, como por exemplo cinomose e erlichiose, agravando a severidade dos sinais clínicos, especialmente os neurológicos, gerando um prognóstico ruim (MORETTI et al., 2006).

Alguns sintomas são inespecíficos como: anorexia, diarreia intermitente, hipertermia e letargia (DOMINGUES et al., 1998; HIGA et al., 2000). A patogenicidade é determinada por muitos fatores incluindo a virulência da cepa do parasito, volume do inoculo, o estágio do parasito, além da imunidade individual do hospedeiro (DUBEY, 2004).

Lesões oculares em cães são caracterizadas por ceratoconjuntivite, episclerite, esclerite, retinite, coroidite, uveíte anterior, neurite ótica, hiperplasia de epitélio ciliar e polimiosite (BUSSANICH; ROOTMAN, 1985; DUBEY, 1985; DAVIDSON, 2000;

DUBEY et al., 2003; MANDELL; HOLT, 2005; DUBEY; LAPPIN, 2006; TOWNSEND, 2008; SWINGER et al., 2009) . A aparência da fundoscopia são lesões cinza enegrecidas na área tapetal e infiltrado branco algodinoso na área não-tapetal (DAVIDSON, 2000).

Alguns animais podem ter sinais dermatológicos como alopecia ou piodermite associados a alterações neurológicas (HIGA et al., 2000), como ataxia, andar em círculos, mioclonia, paralisia de membros, alterações de musculatura cervical, alterações de comportamento, tremores e convulsões (HIGA et al., 2000; DUBEY, LAPIN, 2006). Porém estudos mais recentes ressaltam que a maioria dos cães com menos de 1 ano de idade com diagnóstico de toxoplasmose apresentando doença neurológica relatados anteriormente a 1988 estivessem boa parte acometidos por *Neospora caninum*, protozoário este com descrição em 1988 (PODELL, 2002; DUBEY; LAPPIN, 2006).

Outro problema, comum a toxoplasmose, são que infecções durante a gestação podem ocasionar abortamento, reabsorção fetal e morte dos filhotes logo após o nascimento (BRESCIANI et al. 1999; ARANTES et al. 2009).

2.6 Diagnóstico

Para a detecção de anticorpos através de exames sorológicos da toxoplasmose canina, a reação de imunofluorescência indireta (RIFI) é o teste mais utilizado, mas ELISA, hemaglutinação indireta (IHA) e o teste de aglutinação modificada (MAT) também são indicados em avaliações epidemiológicas (BRESCIANI et al., 2008).

Estudos comparativos entre os diversos testes têm mostrado que ocorrem pequenas diferenças entre o desempenho dos mesmos. (BRESCIANI et al., 2008). Domingues et al. (1998) e Higa et al. (2000) comparando a RIFI com o ELISA verificaram uma maior sensibilidade do ELISA. Hosseininejad et al. (2009) encontraram sensibilidade de 94,52% e especificidade de 93,60% do ELISA quando comparado ao RIFI. Quando o ELISA foi comparado com IHA, esta demonstrou 51,5% de sensibilidade e 75,80% de especificidade, usando o ELISA como teste ouro. (MEIRELES et al., 2004).

Canon Franco et al. (2003) avaliaram a performance do MAT em comparação a RIFI e encontraram 85% de sensibilidade e 100% de especificidade. Porém a diluição utilizada foi de 1:25, e os autores relataram que a utilização de diluições menores permitam

aumentar a sensibilidade a valores próximo a 100%. Já Macri et al. (2009), encontraram a mesma sensibilidade, porém com especificidade de 97,8%, mostrando que o MAT também pode ser um bom teste.

Os exames sorológicos não são os únicos realizados para detecção de *T. gondii*, apesar de serem os mais utilizados. Durante a doença aguda, exames citológicos podem identificar os taquizoítos a partir de tecidos e fluidos corpóreos. A detecção ainda pode ser realizada por ensaios biológicos ou através da inoculação em cultura de células, e pela Reação em Cadeia de Polimerase (PCR) (DUBEY; LAPPIN, 2006).

A PCR também pode ser utilizada como método de diagnóstico, porém geralmente não é utilizado comumente em avaliações epidemiológicas pela complexidade e custo, porém seria útil para detecção do protozoário em estágio inicial da doença em cães e gatos assintomáticos (LEE et al., 2008).

2.7 Isolamento e Caracterização Genética de *Toxoplasma gondii* no Brasil e no mundo

Através da preconização da PCR-RFLP multilocus, conseguiu-se demonstrar os diferentes tipos de genótipos do parasito no Brasil e no mundo (LEHMANN et al., 2006; FERREIRA et al. 2006; KHAN et al., 2006; SU et al. 2006; DUBEY et al. 2007a; DUBEY et al., 2007b, DUBEY et al., 2007c; PENA et al., 2008, DUBEY; SU, 2009).

O parasito apresenta uma estrutura populacional na Europa e América do Norte mantida basicamente por três linhagens clonais, denominadas de tipo I, II e III. O genótipo do tipo II é o mais abundantemente encontrado nestes continentes e está associado à maioria das infecções humanas, excetuando as formas congênitas e oculares que normalmente estão associadas aos genótipos do tipo I ou recombinantes. Já os parasitos isolados de animais são predominantemente do tipo III (HOWE et al., 1995; FUENTES et al., 2001; MONTOYA; LIESENFELD, 2004; VALLOCHI et al., 2005; KHAN et al., 2006; PENA et al., 2009; DUBEY; SU, 2009).

No Vietnam, Ásia, um ensaio biológico foi realizado a partir de língua, cérebro e coração de 21 cães positivos para *T. gondii*. Dos oito isolados encontrados, foram identificados apenas dois genótipos diferentes idênticos a genótipos identificados na Colômbia. Coincidentemente, esses mesmos genótipos foram identificados de isolados de

gatos no Sudeste da China. Nenhum desses genótipos é semelhante aos encontrados nos EUA e Europa (DUBEY et al., 2007d; DUBEY et al., 2007f). No Sri-Lanka, de 24 isolados, foram identificados apenas quatro genótipos diferentes (DUBEY et al., 2007e). Esses achados sugerem que a variação genética na Ásia é limitada (DUBEY et al., 2007d; DUBEY et al., 2007e; DUBEY et al., 2007f).

Na Colômbia, foram eutanasiados 309 cães pelo Centro de Controle de Zoonoses (CCZ) de Bogotá. Previamente foi realizado MAT onde se verificou que 52 cães (16,8%) eram positivos. Desses positivos, 43 amostras foram utilizadas em ensaios biológicos em camundongos e gatos sendo obtidos 20 isolados. Destes foram caracterizados 10 genótipos diferentes, indicando alta diversidade genética do parasito na Colômbia (DUBEY et al., 2007b).

No México foram isolados cinco genótipos diferentes, sendo um deles pertencente à linhagem do tipo III, outro já identificado na Ásia, Américas do Norte e do Sul. Dois já identificados nos EUA e outro único (DUBEY et al., 2009).

Os genótipos do Brasil são geneticamente mais diversificados, com praticamente ausência de genótipos clonais e do genótipo tipo II, apresentando combinações de alelos das linhagens I, II e III, assim como alelos ausentes em outras regiões do mundo, chamados de atípicos (DUBEY et al., 2002; LEHMANN et al., 2006; BELFORT-NETO et al., 2007; DUBEY et al., 2007a, DUBEY et al., 2007b, DUBEY et al., 2007c; DUBEY et al., 2008a; PENA et al., 2008; DUBEY; SU, 2009).

Em estudos recentes foram isolados inúmeros genótipos diferentes provenientes de galinhas e gatos de várias regiões do Brasil, com predominância de quatro genótipos novos emergentes denominados BrI, BrII, BrIII e BrIV, sendo o primeiro altamente virulento a camundongos, BrII e BrIV com virulência intermediária e o BrIII não virulento (DUBEY et al., 2008a; PENA et al., 2008).

No Estado de São Paulo, em Botucatu, cães com sintomatologia neurológica e sorologicamente positivos para toxoplasmose, foram caracterizados como tipo I e III, sendo esse o primeiro isolamento realizado a partir de cães naturalmente infectados no Brasil (SILVA et al., 2005). Ainda no Estado de São Paulo, em cães provenientes do CCZ, houve caracterização genética nos isolados, e foi identificado o tipo III e outros 11 genótipos diferentes. Não sendo identificada linhagem tipo II (DUBEY et al., 2007c).

Essa estrutura populacional atípica e alta variedade genética na América do Sul possivelmente estão relacionadas ao alto índice de recombinação sexual do parasito nessa região (PENA et al., 2008). Sugerindo que a introdução do gato doméstico na América do Sul durante a colonização tenha possibilitado uma explosão genética nessa região, considerada o lugar de origem do parasito (LEHMANN e al., 2006). Dubey et al. (2007c) sugerem que a região tropical da América do Sul seja o nicho de evolução de *T. gondii*.

2.8 Frequência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em cães

2.8.1 No mundo

Estudos no mundo inteiro mostram que existe uma grande variação de percentual de positividade entre a população canina, variando de 9,4 a 48,5% (Quadro 1)

Quadro 1. Pesquisas de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em cães em diferentes localidades do mundo

Local	Prova sorológica	Número de animais	População Estudada	Número de reagentes (%)	Referência
Taiwan	LAT	51	cães de caça	10 (19,6)	Fan et al. 1998
Áustria	RIFI	242	Cães oriundos de clínicas veterinárias e laboratórios	63 (26)	Wanha et al. 2005
Colômbia	MAT	309	CCZ	52 (16,8)	Dubey et al. 2007b
Tailândia	LAT	427	cães errantes	40 (9,4)	Jittapalaong et al. 2007
Taiwan	LAT	1412	abrigo de cães	284 (20,1)	Tsai et al. 2008
Grenada	MAT	107	Diversa	52 (48,5)	Dubey et al. 2008b
Malásia	RIFI	135	Cães oriundos de clínicas veterinárias	13 (9,6)	Chandrawathani et al. 2008
Coréia	PCR	138	cães guarda ou caça	64 (46,3)	Lee et al. 2008
México	MAT	150	abrigo de cães	68 (45,3)	Dubey et al. 2009

2.8.2 No Brasil

No Brasil os percentuais de cães positivos para *T. gondii* são considerados altos, variando de 21,3% a 91%, a depender do foco populacional do estudo (Quadro 2).

Na região Nordeste, estudos foram realizados na Paraíba e na Bahia. Na Bahia foram coletadas amostras de 225 cães provenientes do CCZ da cidade de Salvador e 143 amostras (63,55%) foram positivas pela RIFI. Além de fatores ligados a hábitos de higiene, educação, presença de felinos e questões culturais, os autores associam também essa alta prevalência a fatores climáticos, saneamento básico e falha nas leis que regem as responsabilidades e deveres dos proprietários e do Estado em relação a animais de companhia, podendo ocorrer ampla variação a depender da área e população estudada (BARBOSA et al., 2003).

Na Paraíba, além da prevalência, foram estudados também possíveis fatores de risco associados à infecção. A população estudada foram cães provenientes da campanha de vacinação antirábica na cidade de Campina Grande, totalizando uma amostra de 286 animais. Destes, 129 animais (45,1%) foram positivos para RIFI. Na entrevista aplicada, foram avaliados sexo, raça, idade e hábitos ambientais, como acesso à rua e contato com outros animais. Os fatores de risco associados foram presença de gatos na residência e idade (AZEVEDO et al., 2005).

Alguns autores observaram em seus estudos, que animais errantes capturados pelos Centros de Controle de Zoonoses (CCZ), de áreas rurais ou simplesmente que tem acesso à rua, tem maior chance de se infectar com o parasito do que animais domiciliados, sendo essa diferença atribuída ao modo de vida, aumentando a chance de exposição (SOUZA et al., 2003; CANON-FRANCO et al., 2004; MINEO et al., 2004; MOURA et al., 2009).

A idade dos cães muitas vezes tem se mostrado um fator de risco importante, pois quanto mais velhos, maior a chance de exposição ao parasito (BARBOSA et al., 2003; CANON-FRANCO et al., 2004; AZEVEDO et al., 2005).

Em alguns casos a alimentação mostrou-se com importância estatisticamente significativa, pois trabalhos realizados demonstram que animais que recebem comida caseira apresentam maior chance de serem infectados, podendo ser mais expostos aos cistos contendo bradizoítas (MOURA et al., 2009).

O convívio com gatos aumentando o risco de infecção para cães é divergente. Azevedo et al. (2005) e Moura et al. (2009) observaram que cães que conviviam com gatos tinham uma chance 2,05 maior de serem infectados, porém Bresciani et al. (2007) concluíram que este não é um fator de risco para a infecção em cães.

Quadro 2. Pesquisas de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em cães no Brasil.

Local	Prova sorológica	Numero de animais	População estudada	Número de reagentes (%)	Referência
São Paulo, SP	RIFI	1256	CCZ	801 (63,8)	Ishizuka; Yasuda, 1981
Campinas, SP	RIFI	657	Campanha de vacinação	598 (91)	Germano; et al. 1985
Belo Horizonte, MG	RIFI	243	HV-UFGM	114 (47,3)	Guimarães; et al. 1992
Londrina, PR	RIFI	254	HV-UEL	91 (75,98)	Freire et al. 1992
Londrina, PR	RIFI	312	HV-UEL	73 (23,4)	Navarro et al., 1997
Uberlândia, MG	HAI	218	Campanha antirábica	115 (52,7)	Cabral et al. 1998
Jaguapitã, PR	RIFI	189	Área rural	159 (84,1)	Garcia et al. 1999
Jaboticabal, SP	ELISA e RIFI	203	HV-UNESP com sintomatologia neurológica	ELISA: 165 (81,28) RIFI: 73 (35,96)	Higa et al. 2000
Salvador, BA	RIFI	225	CCZ	143 (63,5)	Barbosa et al. 2003
Norte PR e São Paulo-SP	MAT	1244	PR – fazenda – 134 SP – CCZ – 610 SP – domiciliados – 500	46 (34,3); 193 (31,6) e 26 (5,2) respectivamente Total: 265 (21,3)	Souza et al. 2003
Monte Negro, RO	RIFI e MAT	157	Domiciliados	RIFI: 120 (76,4) MAT: 102 (64,9)	Canon-franco et al. 2004
São Paulo, SP	ELISA e HAI	200	CCZ	ELISA: 101 (50,5) HAI: 76 (38)	Meiros et al. 2004

Quadro 2. Pesquisas de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em cães no Brasil.(continuação)

Local	Prova sorológica	Numero de animais	População estudada	Número de reagentes (%)	Referência
				57 (26,8); 11 (17,7); 44 (46,8) respectivamente	
Uberlândia, MG	ELISA	369	HV-UFU (213); Clínica Particular (62); CCZ (94)	Total: 112 (30,3)	Mineo et al. 2004
Campina Grande, PB	RIFI	286	Campanha antirábica	129 (45,1)	Azevedo et al. 2005
Guarapuava, PR	RIFI	24	Rural	5 (28,8)	Romanelli et al. 2007
Paulista, Amaraji e Garanhuns, PE	RIFI	170	Domiciliados	98 (57,6)	Figueiredo et al., 2008
Jauru , MS	RIFI	61	Rural	54 (88,5)	Santos et al. 2009
Lages e Balneário Camboriú, SC	RIFI	400	Domiciliados	89 (22,3)	Moura et al. 2009

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Local de coleta das amostras

Este estudo transversal foi desenvolvido nos municípios de Ilhéus (Latitude 14°47' Sul; Longitude 39°02' Oeste) e Itabuna (Latitude 14°47' Sul; Longitude 39°16' Oeste), ambos da Região Sul Baiano, Microrregião Ilhéus-Itabuna, no Estado da Bahia (Figura 1). Ambas as cidade possuem uma população de aproximadamente 220.000 habitantes, e são equidistantes 37 Km. O clima é quente e úmido com temperatura média de 24°C.

Ilhéus se caracteriza por possuir costa marítima e um território com extensão de 1840,9 km² sendo mais de quatro vezes maior do que Itabuna (443,2 km²). Seu município é dividido em zona urbana e rural, e esta cidade conta com um Centro de Controle de Zoonoses (CCZ). A cidade de Itabuna é predominantemente urbana e não possui presença de mar, apenas rios, que deságuam em Ilhéus (Figura 2). Possui uma pequena área rural e também possui CCZ, porém este funciona apenas como atendimento clínico aos animais, e não captura animais.

As amostras de sangues dos cães foram coletadas por conveniência no Ambulatório Veterinário da Universidade Estadual de Santa Cruz (UESC), no CCZ de Ilhéus, na Clínica Veterinária Provet em Itabuna, e em visitas domiciliares nos dois municípios, tanto na área urbana, quanto na rural.



Fonte: http://i152.photobucket.com/albums/s173/paty_uly/itabuna-mapa.jpg

Figura 1. Mapa do estado da Bahia, assinalando os municípios de Ilhéus (em azul) e Itabuna (em vermelho), onde se coletou sangue de cães para pesquisa de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii*.



Fonte: (A) http://www.ilheusdabahia.tur.br/files/fotos/ilheus_nossa.jpg;

(B) <http://www.r2cpress.com.br/system/files/mapa+sanjuan.jpg>;

(C) <http://www.ilheusvirtual.com.br/v5/noticias/55.jpg>

(D) [Http://www.alaum.net/info/images/stories/noticias/2007/marco/itabuna.jpg](http://www.alaum.net/info/images/stories/noticias/2007/marco/itabuna.jpg)

Figura 2. Imagens dos municípios de Ilhéus e Itabuna. (A) zona urbana de Ilhéus, (B e C) zona rural de Ilhéus e (D) Município de Itabuna

3.2 Animais do estudo

O cálculo da amostra foi realizado pelo programa EPI INFO 2003, baseado no estudo realizado por Barbosa et al., (2003), realizado em Salvador, Bahia. Chegou-se ao número total de 250 amostras. Para que o estudo ficasse mais confiável, foram coletadas 529 amostras.

Desse total de 529 amostras de sangue, 216 animais eram domiciliados na área urbana, sendo 96 em Ilhéus e 120 em Itabuna; 178 cães eram provenientes da área rural de Ilhéus; e 135 amostras eram de animais do CCZ de Ilhéus (Figura 3). Todas as coletas foram realizadas, independente de sexo, raça, os animais tinham no mínimo um ano de idade, no período de agosto de 2005 a de agosto de 2008.



Fonte: Samanta Pellizzoni Gusmão – arquivo pessoal

Figura 3. Um dos cães utilizados para a coleta de sangue do Centro de Controle de Zoonoses de Ilhéus

3.3 Questionário

Previamente à coleta de sangue dos animais, os proprietários ou responsáveis pelos cães tomaram conhecimento sobre a importância do estudo, e após a autorização por escrito foi aplicado um questionário, com objetivo de avaliar o manejo, presença e profilaxia para enfermidades (Anexo 1).

3.4 Coleta do sangue e obtenção do soro

O sangue foi retirado por venopunção da jugular ou cefálica (Figura 4), com agulha 27 x 8 mm para tubos de ensaio sem anticoagulante, com capacidade para 5 ml cada um. Cada um foi identificado e armazenado em caixa isotérmica, e levado ao Laboratório de Parasitologia Veterinária da UESC para processamento.

No laboratório, cada tubo foi centrifugado em uma centrífuga, Mod. 208N, Excelsa Baby, marca Fanem Ltda a 350 g por 10 minutos, para separação do soro. Estas amostras foram acondicionadas em criotubos de 2,0 mL, em duplicata, identificados e armazenados a uma temperatura de -20° C até a realização dos exames sorológicos.

3.5 Exame sorológico

Para a pesquisa de anticorpos anti-*T. gondii* foi utilizado o teste de Hemaglutinação Indireta (HAI) utilizando o *kit* de diagnóstico Imuno HAI® (WAMA Diagnóstica) (Figura 5), e realizado segundo as especificações do fabricante contida na instrução do teste; para tal foi pipetado 25 µl do soro controle positivo, negativo e da diluição 1/16 de cada amostra nas respectivas cavidades da placa para sorologia com fundo em U, em seguida foi adicionado 25 µL da suspensão homogênea de hemácias em cada cavidade. A seguir, as placas foram agitadas batendo com os dedos em suas bordas por 3 a 4 minutos e, deixadas em repouso por 1 a 2 horas em temperatura ambiente, em local livre de vibrações e feita a leitura. As amostras positivas foram submetidas a diluições sequenciais na base quatro até a diluição de 1:4.096.



Fonte: Renata Santiago Alberto Carlos – arquivo pessoal

Figura 4. Coleta de sangue da veia cefálica para realização da sorologia.



Fonte: www.wamadiagnostica.com.br/.../imuno_hai.jpg

Figura 5. Kit de diagnóstico Imuno HAI® (WAMA Diagnóstica) utilizado na sorologia dos cães.

3.6 Análise Estatística

Para verificar a associação entre as variáveis estudadas, foram utilizados os testes estatísticos do Qui-quadrado (χ^2) e o exato de Fisher, para avaliar a dispersão das frequências, utilizando o programa Epi Info versão 3.5.1. (Center for Disease Control,

Atlanta, EUA). As variáveis que tiveram $P \leq 0,1$ na análise bivariada foram selecionadas para análise multivariada, utilizando a regressão logística, também pelo programa Epi Info versão 3.5.1.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 Frequência de soropositividade observada nos animais

Dos 529 cães analisados, 193 animais (36,5%) foram sororreagentes na HAI. Analisando-se individualmente os municípios, observou-se uma soropositividade de 32,5% (39/120) em Itabuna e 37,7% (154/409) em Ilhéus (Figura 6). Não houve diferença significativa entre os dois municípios ($p=0,35$) (Tabela 1).

Avaliando-se apenas os animais positivos, obteve-se os seguintes títulos sorológicos: 193 (100%) animais foram positivos na titulação 1:16, 99 (51,29%) cães apresentaram titulação 1:64, 62 (32,12%) com 1:256, 27 (13,98%) com 1:1024, e oito (4,14%) apresentaram titulação igual ou superior a 4096.

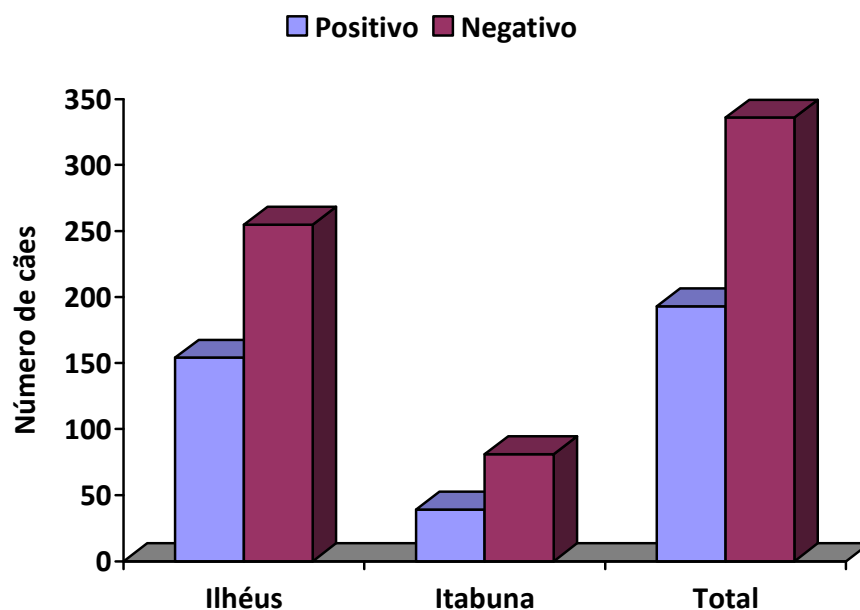


Figura 6. Pesquisa de anticorpos IgG anti-*Toxoplasma gondii* em cães, pela HAI, realizada nos municípios de Ilhéus e Itabuna, Bahia.

Tabela 1. Associação entre cães soropositivos ao HAI para IgG anti-*Toxoplasma gondii* e os municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia.^a

Possui anticorpos anti- <i>T. gondii</i>	Município		Total
	Ilhéus	Itabuna	
Sim	154	39	193
Linha %	79,8	20,2	100,0
Coluna %	37,7	32,5	36,5
Não	255	81	336
Linha %	75,9	24,1	100,0
Coluna %	62,3	67,5	63,5
Total	409	120	529
Linha %	77,3	22,7	100,0
Coluna %	100,0	100,0	100,0

^a. $\chi^2 = 0,85$; $p = 0,35$; OR = 1,25 (0,81 - 1,93)

Quando se analisa a literatura mundial sobre a pesquisa de anticorpos anti-*T. gondii* em cães encontra-se valores discrepantes, com uma variação de 8,0 a 85,0% (TENTER et al., 2000). Em estudos realizados no Brasil essa variação é de 4,94 a 91% (FIALHO et al. 2009). Os resultados do presente estudo se assemelham aos encontrados por Meireles et al. (2004) em São Paulo e Mineo et al. (2004) em Minas Gerais que encontraram 38 e 30,3% de cães positivos respectivamente.

Resultados inferiores foram encontrados por Fan et al. (1998) em Taiwan com 19,6%, Wanha et al. (2005) na Áustria com 26%, Dubey et al. (2007b) na Colômbia com 16,8%, Jittapalapong et al. (2007) com 9,4%, Tsai et al. (2008) em Taiwan com 20,1% e Chandrawathani et al. (2008) na Malásia com 9,6%. No Brasil esses valores percentuais menores foram encontrados por Navarro et al. (1997) no Paraná com 23,4%, Souza et al. (2003) em fazenda no norte do Paraná e na cidade de São Paulo com 21,3%, Romanelli et al. (2007) no Paraná com 28,8% e por Moura et al. (2009) em Santa Catarina com 22,3%.

Resultados superiores foram encontrados por Dubey et al. (2008b) em Grenada com 48,5%, Lee et al., (2008) com 46,3% na Coreia e por Dubey et al. (2009) com 45,3% no México. Nos estudos em território nacional temos Ishizuka e Yasuda (1981) com 63,8% em São Paulo, Germano et al. (1985) com 91% também em São Paulo, Guimarães et al. (1992)

com 47,3% em Minas Gerais, Freire et al. (1992) com 75,98% no Paraná, Cabral et al. (1998) com 52,7% em Minas Gerais, Garcia et al. (1999) também no Paraná com 84,1%, Azevedo et al. (2005) na Paraíba com 45,1%, Figueiredo et al. (2008) em Pernambuco com 57,6% e por Santos et al. (2009) em Mato Grosso do Sul com 88,5%.

O único estudo realizado com cães na Bahia encontrou uma positividade de 63,5% (BARBOSA et al. 2003). Resultado bem acima do encontrado em Ilhéus, por ser a população estudada por Barbosa et al. (2003) toda de cães errantes.

A divergência nos valores dos diferentes estudos assim como neste, se devem a variação do tamanho da amostra, ao teste utilizado, cujos valores de sensibilidade e especificidade podem variar, e a população estudada, que devido aos fatores de risco predisponentes á infecção podem alterar resultados.

4.2 Fatores de risco associados á infecção por *Toxoplasma gondii* em cães

Com base nas informações obtidas nos questionários, pode-se verificar que há diferenças significativas ($p < 0,05$) na associação entre a sorologia para *T. gondii* e algumas variáveis estudadas.

4.2.1 Sexo

Não houve significância estatística na variável sexo ($p=0,14$) (Tabela 2). Esses dados corroboram aos observados por Cabral et al. (1998), Barbosa et al. (2003), Canon-Franco et al. (2004), Azevedo et al. (2005), Bresciani et al. (2007), Jittapalapong et al. (2007), Romanelli et al. (2007), Tsai et al. (2008) e Moura et al. (2009).

Machos e fêmeas têm a mesma chance de exposição ao parasito, pois mesmo esperando-se que o número de machos errantes seja maior, em busca de fêmeas para acasalar, possivelmente exista mais de um fator de risco associado á infecção. Dessa forma aproxima-se a chance de exposição de ambos os sexos a infecção por este agente etiológico.

Tabela 2. Associação entre cães soropositivos ao HAI para IgG anti-*Toxoplasma gondii* e o sexo dos animais, nos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia ^a.

Possui anticorpos anti- <i>T. gondii</i>	Sexo		Total
	Macho	Fêmea	
Sim	66	127	193
Linha %	34,2	65,8	100,0
Coluna %	32,4	39,1	36,5
Não	138	198	336
Linha %	41,1	58,9	100,0
Coluna %	67,6	60,9	63,5
Total	204	325	529
Linha %	38,6	61,4	100,0
Coluna %	100,0	100,0	100,0

a. $\chi^2 = 2,16$; $p = 0,14$; OR = 0,74 (0,51 – 1,07)

4.2.2 Contato com cães e gatos

O contato com cães não mostrou associação à infecção pelo parasito, com $p=0,48$ (Tabela 3). Alguns estudos assinalam que a presença de cães em contato com humanos pode significar fator de risco importante, podendo funcionar como vetores mecânicos, seja por carregarem os oocistos no pelo ou por ingerirem fezes de gatos e eliminarem os oocistos em suas fezes (FRENKEL; PARKER, 1995; LINDSAY et al. 1997). Frenkel e Parker (1995) e Etheredge et al. (2004) realizando estudos epidemiológicos com seres humanos no Panamá observaram que a presença de cães foi um fator de risco. Não foi observada importância de contato com outros cães como determinante para a infecção canina no presente estudo.

A presença e ou contato com gatos não foi significativo ($p=0,79$) como fator de risco para a infecção canina (Tabela 4). Esse resultado corrobora ao encontrado por Bresciani et al. (2007), porém diverge do observado por Moura et al. (2009) e Azevedo et al. (2005) onde cães que habitavam a mesma residência dos gatos tinham chance duas

vezes maior de serem positivos. Possivelmente o contato direto com oocistos infectantes não seja a principal fonte de infecção canina na região estudada. A população residente nos municípios de Ilhéus e Itabuna apresenta um hábito peculiar em relação aos felinos, que se dá pelo interesse humano na ingestão da carne dos mesmos. Dessa forma, têm-se poucos felinos de vida peridomiciliar, pois estão presos em suas residências, ou muitas das vezes são capturados para consumo, o que possivelmente reduz sua importância na transmissão para caninos por oocistos esporulados.

Tabela 3. Associação entre cães soropositivos ao HAI para IgG anti-*Toxoplasma gondii* e o contato com outros cães, nos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia ^a.

Possui anticorpos anti- <i>T. gondii</i>	Contato com outros cães		Total
	Sim	Não	
Sim	87	52	139
Linha %	62,6	37,4	100,0
Coluna %	33,9	38,0	35,3
Não	170	85	255
Linha %	66,7	33,3	100,0
Coluna %	66,1	62,0	64,7
Total	257	137	394
Linha %	65,2	34,8	100,0
Coluna %	100,0	100,0	100,0

a. $\chi^2 = 0,49$; $p = 0,48$; OR = 0,83 (0,54 – 1,28)

Tabela 4. Associação entre cães soropositivos ao HAI para IgG anti-*Toxoplasma gondii* e o contato com gatos, nos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia ^a.

Possui anticorpos anti- <i>T. gondii</i>	Contato com gatos		Total
	Sim	Não	
Sim	24	115	139
Linha %	17,3	82,7	100,0
Coluna %	37,5	34,8	35,3
Não	40	215	255
Linha %	15,7	84,3	100,0
Coluna %	62,5	65,2	64,7
Total	64	330	394
Linha %	16,2	83,8	100,0
Coluna %	100,0	100,0	100,0

a. $\chi^2 = 0,06$; $p = 0,79$; OR = 1,12 (0,64 – 1,95)

4.2.3 Idade

A idade dos cães mostrou-se um fator de risco importante (Tabela 5). Cães com mais de cinco anos tem 1,79 maior chance de infecção do que animais com idade inferior ($p=0,009$). Esses dados corroboram com os encontrados por Cabral et al. (1998), Barbosa et al. (2003), Canon-Franco et al (2004), Azevedo et al. (2005) e Romanelli et al. (2007). Os resultados encontrados por Brescian et al. (2007) e Moura et al. (2009) não demonstraram diferença significativa em relação á idade, porém os autores ressaltam para que dentre os cães positivos, 75,3% tinham idade superior a 13 meses.

A idade tem-se mostrado um fator de risco importante, pois quanto mais velhos, maiores são as chances de exposição ao parasito. Além disso, ao atingirem a maturidade sexual, tanto os machos quanto as fêmeas, buscam acasalamento, muitas vezes fugindo de suas residências e dessa forma também facilitam a exposição ao parasito.

Tabela 5. Associação entre cães soropositivos ao HAI para IgG anti-*Toxoplasma gondii* e a faixa etária dos animais, nos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia ^a.

Possui anticorpos anti- <i>T. gondii</i>	Faixa etária		Total
	até 4 anos	+ de 5 anos	
Sim	63	73	136
Linha %	46,3	53,7	100,0
Coluna %	29,6	42,9	35,5
Não	150	97	247
Linha %	60,7	39,3	100,0
Coluna %	70,4	57,1	64,5
Total	213	170	383
Linha %	55,6	44,4	100,0
Coluna %	100,0	100,0	100,0

a. $\chi^2 = 6,80$; $p = 0,009$; OR = 1,79 (1,15 – 2,80)

4.2.4 Raça

Os animais sem raça definida (SRD) tiveram 2,20 vezes mais chance de infecção do que os cães com raça definida ($p=0,0001$) (Tabela 6). Esses resultados corroboram os encontrados por Cabral et al. (1998), Moura et al. (2009) e discordam do estudo realizado por Bresciani et al. (2007) e Romanelli et al. (2007) que não observaram diferença significativa.

No presente estudo, a maioria dos cães SRD são errantes e rurais, tendo dessa forma uma maior chance de infecção por possível exposição à carne mal-cozida, a caça ou oocistos eliminados no meio ambiente. Além disso, muitas vezes os animais SRD pertencem à famílias com menos recursos econômicos, conseqüentemente não tem acesso à alimentação e água de qualidade, além de em alguns casos terem acesso livre à rua. A raça nesse caso não indica ser um fator predisponente à infecção. Esse fator está intimamente ligado ao modo de vida, habitat desses animais e condição econômica dos proprietários, tornando estes animais mais expostos ao parasito estudado. Dessa forma essa variável pode ser considerada um fator de confundimento.

Tabela 6. Associação entre cães soropositivos ao HAI para IgG anti-*Toxoplasma gondii* e a raça dos animais, nos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia^a.

Possui anticorpos anti- <i>T. gondii</i>	Raça definida		Total
	Sim	Não	
Sim	43	150	193
Linha %	22,3	77,7	100,0
Coluna %	24,9	42,1	36,5
Não	130	206	336
Linha %	38,7	61,3	100,0
Coluna %	75,1	57,9	63,5
Total	173	356	529
Linha %	32,7	67,3	100,0
Coluna %	100,0	100,0	100,0

a. $\chi^2 = 14,26$; $p = 0,0001$; OR = 2,20 (1,44 – 3,37)

4.2.5 Habitat

Os animais foram divididos em cães de área urbana, domiciliados e errantes, e cães de áreas rurais.

Quando se comparou animais de áreas rurais com os de áreas urbanas, observou-se diferença ($p=0,001$), na qual os de áreas rurais apresentaram chance 1,84 vezes maior de infecção do que os de áreas urbanas (Tabela 7). Esses achados corroboram com os encontrados por Souza et al. (2003), que encontraram 34,3% em animais rurais, 31,6% em animais do CCZ de São Paulo e 5,2% em cães domiciliados da cidade de São Paulo.

Comparando-se apenas os animais urbanos, errantes e domiciliados, também ocorre diferença significativa ($p=0,01$) (Tabela 8), assinalando que os animais errantes, capturados pelo CCZ, têm 1,86 mais chances de exposição ao parasito do que os urbanos domiciliados.

Analisando-se apenas a condição domiciliado ou errante, não se verificou diferença significativa ($p=0,37$) (Tabela 9). Isso ocorre, pois dentro do total dos animais domiciliados encontra-se também a população domiciliada rural, diluindo dessa forma a amostra em

relação à população errante. Esses dados concordam com os encontrados por Mineo et al. (2004), que observaram 17,7% em cães oriundos de clínicas particulares e 46,8% de animais do CCZ. Cães com livre acesso à rua também foram indicados por Bresciani et al. (2007) como fator de risco.

Tabela 7. Associação entre cães soropositivos ao HAI para IgG anti-*Toxoplasma gondii* e sua localização, nos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia^a.

Possui anticorpos anti- <i>T. gondii</i>	Localização		Total
	Rural	Urbano	
Sim	82	111	193
Linha %	42,5	57,5	100,0
Coluna %	46,1	31,6	36,5
Não	96	240	336
Linha %	28,6	71,4	100,0
Coluna %	53,9	68,4	63,5
Total	178	351	529
Linha %	33,6	66,4	100,0
Coluna %	100,0	100,0	100,0

a. $\chi^2 = 10,01$; $p = 0,001$; OR = 1,84 (1,27 – 2,67)

Tabela 8. Associação entre cães soropositivos ao HAI para IgG anti-*Toxoplasma gondii* e o tipo de cães urbanos, nos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia^a.

Possui anticorpos anti- <i>T. gondii</i>	Cães Urbanos		Total
	Errantes	Domiciliados	
Sim	54	57	111
Linha %	48,6	51,4	100,0
Coluna %	40,0	26,4	31,6
Não	81	159	240
Linha %	33,75	66,25	100,0
Coluna %	60,0	73,6	68,4
Total	135	216	351
Linha %	34,5	61,5	100,0
Coluna %	100,0	100,0	100,0

a. $\chi^2 = 6,50$; $p = 0,010$; OR = 1,86 (1,15 – 3,02)

Tabela 9. Associação entre cães soropositivos ao HAI para IgG anti-*Toxoplasma gondii* e se tem domicílios, nos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia^a.

Possui anticorpos anti- <i>T. gondii</i>	Domiciliados		Total
	Sim	Não	
Sim	139	54	193
Linha %	72,0	28,0	100,0
Coluna %	35,3	40,0	36,5
Não	255	81	336
Linha %	75,9	24,1	100,0
Coluna %	64,7	60,0	63,5
Total	394	135	529
Linha %	74,5	25,5	100,0
Coluna %	100,0	100,0	100,0

a. $\chi^2 = 0,77$; $p = 0,37$; OR = 0,81 (0,54 – 1,22)

Mesmo quando se compara o presente estudo com outros que não fazem comparação entre animais rurais, errantes e domiciliados, observa-se que a depender da população estudada os percentuais podem ser menores ou maiores. Geralmente os valores percentuais menores estão associados a estudos realizados com animais domiciliados como o realizado na Malásia (9,6%) por Chandrawathani et al. (2008) e os percentuais maiores em cães de abrigos ou errantes ou muitas vezes quando a população estudada é mesclada, incluindo animais rurais ou errantes associado á animais domiciliados como o realizados em Grenada (48,5%) por Dubey et al. (2008b) e no México (45,3%) por Dubey et al. (2009).

Quando os resultados do presente estudo são comparados aos encontrados na literatura nacional, os animais domiciliados tiveram um percentual menor 21,3% (SOUZA et al, 2003) e 23,4% (NAVARRO et al, 1997), quando comparados aos estudos realizados com população rural ou errante, onde os resultados geralmente são maiores, como 50,5% (MEIRELLES et al, 2004), 63,5% (BARBOSA et al., 2003). Um valor percentual maior foi encontrado em animais domiciliados na região norte do país em Rondônia, porém ressalta-se que os animais estudados mesmo considerados domiciliados, pertencem á uma região rural, e que possuem acesso á rua (CANON-FRANCO et al., 2003), onde as residências

muitas das vezes têm os limites das propriedades constituídas não por muros, mas por cercas de arame farpado.

A região estudada apresenta uma peculiaridade que é a Mata Atlântica preservada, devido à cultura regional do cacau que necessita da floresta para seu desenvolvimento. Essa preservação proporciona manutenção de animais silvestres em seu habitat e fornece alimentação de caça não só aos homens e como para seus animais. Alguns moradores locais, principalmente os de áreas rurais possuem cães para caça que acabam por ingerir restos de carne crua desses animais. Essa pode ser uma condição importante para a infecção por cistos nos animais de áreas rurais.

Ainda na região tem-se o hábito de criar animais de produção de maneira rústica e esses animais são abatidos nas propriedades, podendo também haver ingestão de restos de carcaça pelos cães.

A presença de terra e/ou gramado nos ambientes rurais também pode aumentar a viabilidade dos oocistos, fato também observado por Bresciani et al. (2007). O gramado e a terra podem proteger os oocistos dos raios solares, e manter maior umidade, melhorando seu tempo de viabilidade.

Os cães errantes urbanos se caracterizam pelos animais do CCZ. Pelo fato de terem acesso a rua irrestrito, esses animais apresentam maior chance de infecção, pois têm acesso a diversos locais e formas de alimentação diferentes todos os dias. A infecção desses animais possivelmente está ligada à ingestão de cistos e oocistos esporulados. Os bradizoítos por acesso a carcaça de açougues, restos alimentares ou caça de pequenos mamíferos ou pássaros.

Os cães são onívoros carniceiros, e uma vez que a presença de felinos não foi importante como fator de risco, é possível que haja a ingestão de oocistos esporulados como contaminantes em frutas e/ou verduras in natura ou mal lavadas contaminadas com oocistos tanto para cães errantes como para os rurais, funcionando dessa forma como sentinela para alimentação humana. Além da possibilidade da ingestão de água empoçada nas ruas ou de valas negras que em muitos locais da cidade são observadas, aumentando a possibilidade de ingestão de oocistos infectantes. A região tem uma alta pluviosidade (1800 a 2200mm³) e temperaturas com médias anuais em torno de 27°C, o que facilita o tempo de

esporulação dos oocistos no ambiente. Essa maior viabilidade de oocistos em locais com maior umidade também foi sugerida por Tsai et al. (2008).

Os cães urbanos domiciliados recebem alimentação, em sua maioria comercial, e fonte de água controlada, cuidados de higiene e saúde, minimizando assim riscos de infecção.

4.2.6 Hábitos alimentares

Animais que se alimentam de comida caseira apresentam chance 1,59 vezes maior de infecção do que animais que se alimentam exclusivamente de ração comercial ($p=0,048$) (Tabela 10). A ingestão de carne mostrou-se como fator de risco ($p=0,022$) (Tabela 11), porém a carne crua que sabidamente é uma fonte de infecção pela presença de bradizoítos, não ($p=0,83$) (Tabela 12).

A ingestão de comida caseira como fator de risco corrobora os achados de Moura et al. (2009) e discorda do que encontraram Canon-Franco et al. (2004) e Bresciani et al. (2007), que não observaram diferenças.

A comida caseira pode influenciar a infecção por *T. gondii* por conter carne mal cozida ou por conter restos de frutas e verduras mal lavadas, podendo ser fonte de infecção de bradizoítos ou de oocistos respectivamente. Muitas vezes os proprietários não fornecem carne crua diretamente a seus animais, porém podem não estar cozinhando de maneira adequada. Além disso, os animais podem ter acesso à carcaça de animais provenientes de caça ou abate doméstico. Esses alimentos dessa maneira podem tornar o cão sentinela ambiental. Esses achados corroboram as observações de Salb et al. (2008) e Meireles et al. (2004).

Tabela 10. Associação entre cães soropositivos ao HAI para IgG anti-*Toxoplasma gondii* e a dieta dos animais, nos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia^a.

Possui anticorpos anti- <i>T. gondii</i>	Dieta		Total
	Comida Caseira	Ração	
Sim	97	42	139
Linha %	69,8	30,2	100,0
Coluna %	39,4	28,4	35,3
Não	149	106	255
Linha %	58,4	41,6	100,0
Coluna %	60,6	71,6	64,7
Total	246	148	394
Linha %	62,4	37,6	100,0
Coluna %	100,0	100,0	100,0

a. $\chi^2 = 4,47$; $p = 0,034$; OR = 1,64 (1,05 – 2,54)

Tabela 11. Associação entre cães soropositivos ao HAI para IgG anti-*Toxoplasma gondii* e a ingestão de carne, nos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia^a.

Possui anticorpos anti- <i>T. gondii</i>	Ingestão de carne		Total
	Sim	Não	
Sim	93	46	139
Linha %	66,9	33,1	100,0
Coluna %	39,9	28,6	35,3
Não	140	115	255
Linha %	54,9	45,1	100,0
Coluna %	60,1	71,4	64,7
Total	233	161	394
Linha %	59,1	40,9	100,0
Coluna %	100,0	100,0	100,0

a. $\chi^2 = 4,87$; $p = 0,027$; OR = 1,65 (1,07 – 2,55)

Tabela 12. Associação entre cães soropositivos ao HAI para IgG anti-*Toxoplasma gondii* e a ingestão de carne crua, nos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia ^a.

Possui anticorpos anti- <i>T. gondii</i>	Ingestão de carne crua		Total
	Sim	Não	
Sim	13	126	139
Linha %	9,4	90,6	100,0
Coluna %	31,0	35,8	35,3
Não	29	226	255
Linha %	11,4	88,6	100,0
Coluna %	69,0	64,2	64,7
Total	42	352	394
Linha %	10,7	89,3	100,0
Coluna %	100,0	100,0	100,0

a. $\chi^2 = 0,20$; $p = 0,65$; OR = 0,80 (0,39 – 1,60)

4.3 Fator de Proteção

4.3.1 Assistência Médico Veterinária

O acompanhamento dos animais por um médico veterinário mostrou-se fator de proteção (Tabela 13). Os animais que não possuem assistência veterinária possuem 2,02 mais chances de exposição à infecção ($p=0,002$).

A orientação sobre hábitos de higiene e alimentares e posse responsável fornecida aos donos dos animais, tornam esses animais menos expostos á possíveis fatores de risco, diminuindo dessa forma a chance de infecção.

Tabela 13. Associação entre cães soropositivos ao HAI para IgG anti-*Toxoplasma gondii* e a assistência médico veterinária aos animais, nos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia ^a.

Possui anticorpos anti- <i>T. gondii</i>	Frequente Médico Veterinário		Total
	Sim	Não	
Sim	43	96	139
Linha %	30,9	69,1	100,0
Coluna %	26,2	41,7	35,3
Não	121	134	255
Linha %	47,5	52,5	100,0
Coluna %	73,8	58,3	64,7
Total	164	230	394
Linha %	41,6	58,4	100,0
Coluna %	100,0	100,0	100,0

a. $\chi^2 = 9,43$; $p = 0,002$; OR = 0,49 (0,32 – 0,76)

4.4 Análise Multivariada

O modelo múltiplo de regressão logística mostrou que o ambiente rural e animais mais velhos (acima de cinco anos) foram mais importantes para a infecção de cães na região estudada, com $p = 0,0000$ e $p = 0,0012$ respectivamente (Tabela 14 e 15).

Baseado nessas informações pode-se sugerir que na região estudada o fato do animal pertencer ao meio rural o expõe com mais frequência à fonte de infecção do que animais do meio urbano seja por ingestão de restos de carcaça de caça ou de animais abatidos nas próprias propriedades, o livre acesso desses animais a outros tipos de alimento e água de fonte desconhecida ou ainda a maior viabilidade de oocistos em locais de terra ou gramado. Além disso, realmente quanto mais velhos mais a chance de exposição, pois com o passar dos anos maior a probabilidade de em algum momento haver a infecção por qualquer que seja a fonte.

Tabela 14. Modelo inicial da regressão logística com os fatores de risco associados à infecção por *Toxoplasma gondii* em cães dos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia.

Variável	OR	95% CI	P-value
Faixa etária			
≥ 4 anos	1,00		
≤ 5 anos	1,95	1,227 – 3,112	0,0047
Localização			
Rural	1,00		
Urbano	0,44	0,263 – 0,750	0,0024
Come carne			
Sim	1,00		
Não	1,05	0,551 – 2,015	0,8727
Dieta			
Ração	1,00		
Comida caseira	1,02	0,530 – 1,967	0,9499
Raça			
Com raça	1,00		
SRD	0,676	0,388 – 1,178	0,167

Tabela 14. Resultado final da regressão logística com os fatores de risco associados à infecção por *Toxoplasma gondii* em cães dos municípios de Ilhéus e Itabuna, microrregião Ilhéus-Itabuna, Bahia.

Variável	OR	95% CI	P-value
Faixa etária			
≥ 4 anos	1,00		
≤ 5 anos	2,08	1,3378 – 3,2483	0,0012
Localização			
Rural	1,00		
Urbano	0,35	0,2298 – 0,5577	0,0000

5 CONSIDERAÇÕES FINAIS

A importância da Toxoplasmose nos cães vem aumentando, tanto pelas doenças concomitantes que podem agravar o quadro clínico, quanto pela estimativa e qualidade de vida dos nossos cães, que vem aumentando com o passar dos anos. Nos grandes centros os cães chegam à idades mais avançadas e também podem ser submetidos á tratamentos quimioterápicos ou imunossupressores, como uso de corticóides para tratamento de doenças crônicas por exemplo.

Assim como nos cães, a doença tem agravado quadros clínicos de humanos sob imunossupressão. Nesses casos deve-se ter uma atenção maior, pois os cães são citados como portadores mecânicos pelo hábito da xenosmofilia, e são usados em muitas terapias de reabilitação em crianças com câncer, idosos e pessoas com necessidades especiais.

Devido a essa proximidade com os humanos, os cães ainda podem servir como avaliadores ambientais, tanto pela parte alimentar, pois muitas vezes comem restos de comida dos seus proprietários, quanto pelos passeios realizados sem controle, onde os animais saem sozinhos para defecar ou urinar.

Especificamente na região estudada, tem-se ainda presente o hábito de caça, principalmente nos cães provenientes de áreas rurais, aumentando dessa forma as possibilidades de fontes de infecção.

Por falta de dados epidemiológicos humanos referentes á toxoplasmose na região até o momento, não foi possível a comparação com a avaliação dos cães. Os cães funcionando como avaliadores ambientais para infecção humana merecem um estudo aprofundado baseado em comparação com sorologia humana, não só na região, mas em outros estudos por todo o país, para que se possa realmente entender o papel do cães como avaliador ambiental.

6 CONCLUSÃO

Com base nos dados apresentados neste estudo, conclui-se que:

- *Toxoplasma gondii* está presente nos cães, tanto do município de Ilhéus quanto de Itabuna;
- Fatores de risco para toxoplasmose canina foram identificados entre os animais analisados, como a moradia em áreas rurais (habitat), cães errantes, ingestão de carne e comida caseira, raça e idade. Na regressão logística as variáveis locais de moradia (rural) e idade foram importantes como risco de infecção;
- A presença de assistência médica veterinária junto aos cães pode servir como fator de proteção;
- Ao avaliar a possível fonte de infecção canina na região, pois não parece até o momento estar relacionada com a ingestão direta de oocistos esporulados proveniente das fezes de gatos. Porém pelo hábito alimentar dos cães (onívoros carniceiros), a fonte de infecção pode ocorrer tanto pela ingestão de oocistos esporulados em alimentos mal-lavados ou de cistos com bradizoítos em carne e vísceras mal cozidas ou restos de carcaça. Dessa forma, pode-se evidenciar os cães funcionando como sentinela ambiental relacionando a alimentação destes à humana.

7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AL-QASSAB, S.; REICHEL, M.P.; SU, C.; JENKINS D.; HALL, C.; WINDSOR, P.A.; DUBEY, J.P.; ELLIS, J. Isolation of *Toxoplasma gondii* from the brain of a dog in Australia and its biological and molecular characterization. *Veterinary Parasitology*, v. 164, n. 2-4, p. 335-339, 2009.
- ARANTES, T.P.; LOPES, W.D.; FERREIRA, R.M.; PIERONI, J.S.; PINTO, V.M.; SAKAMOTO, C.A.; COSTA, A.J. *Toxoplasma gondii*: Evidence for the transmission by semen in dogs. *Experimental Parasitology*, v. 123, n. 2, p. 190-194, 2009.
- AZEVEDO, S.S.; BATISTA, C.S.; VASCONCELLOS, S.A.; AGUIAR, D.M.; RAGOZO, A.M.; RODRIGUES, A.A.; ALVES, C.J.; GENNARI, S.M. Seroepidemiology of *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* in dogs from the state of Paraíba, Northeast region of Brazil. *Research in Veterinary Science*, v. 79, N. 1, p. 51-56, 2005.
- BARBOSA, M.V.F.; GUIMARÃES, J.E.; ALMEIDA, M.A.O.; GONDIM, L.F.P.; REGIS, G.B. Frequência de anticorpos IgG anti-*Toxoplasma gondii* em soros de cães errantes da cidade de Salvador-Bahia, Brasil. *Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science*, v. 40, N. 6, p. 457-465, 2003.
- BELFORT-NETO, R.; NUSSENBLATT, V ; RIZZO, L ; MUCCIOLI, C ; SILVEIRA, C ; SIBLEY, D. BELFORT Jr., R. High prevalence of unusual genotypes of *Toxoplasma gondii* infection in pork meat samples from Erechim, Southern Brazil. *Anais da Academia Brasileira de Ciências* v. 79, p. 111-114, 2007.
- BRESCIANI, K.D.S.; COSTA, A.J.; TONIOLLO, G.H.; SABATINI, G.A.; MORAES, F.R.; PAULILLO, A.C.; FERRAUDO, A.S. Experimental toxoplasmosis in pregnant bitches. *Veterinary Parasitology*, v. 86, n. 2, p. 143-145, 1999.
- BRESCIANI, K.D.S.; COSTA, A.J.; NAVARRO, I.T.; TONIOLLO, G.H.; SAKAMOTO, C.A.M.; ARANTES, T.P.; GENNARI, S.M. Toxoplasmose canina: Aspectos clínicos e patológicos. *Semina: Ciências Agrárias*, v. 29, n. 1, p. 189-202, 2008.
- BRESCIANI, K.D.S.; COSTA, A.J.; NUNES, C.M.; SERRANO, C.M.; MOURA, A.B.; STOBBE, N.S.; PERRI, S.H.V.; DIAS, R.A.; GENNARI, S.M. Ocorrência de anticorpos contra *Neospora caninum* e *Toxoplasma gondii* e estudo de fatores de risco em cães de Araçatuba – SP. *Ars Veterinária*, v. 23, n. 1, p. 40-46, 2007.
- BUSSANICH, M.N.; ROOTMAN, J. Implicating toxoplasmosis as the cause of ocular lesions. *Veterinary Medicine*, v. 80, p. 43-46, 1985.
- BUXTON, D. Ovine toxoplasmosis: a review. *Journal of the Royal Society of Medicine*, v. 83, n. 8, p. 509-511, 1990.

CABRAL, D.D.; SILVA, D.A.O.; MINEO, J.R.; FERREIRA, F.A.; DURAN, F.P. Frequency of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in apparently healthy dogs of the city of Uberlândia-MG. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, v. 7, n. 2, p. 87-90, 1998.

CANON FRANCO, W.A.; BERGAMASCHI, D.P.; RICHTZENHAIN, L.J.; NOGUEIRA, Y.; CAMARGO, L.M.A.; SOUZA, S.L.P.; GENNARI, S.M. Evaluation of the performance of the modified direct agglutination test (MAT) for detection of *Toxoplasma gondii* antibodies in dogs. *Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science*, v. 40, p. 452-456, 2003.

CANON FRANCO, W.A.; BERGAMASCHI, D.P.; LABRUNA, M.B.; CAMARGO, L.M.A.; SILVA, J.C.R.; PINTER, A.; GENNARI, S.M. Occurrence of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in dogs in the urban area of Monte Negro, Rondonia, Brazil. *Veterinary Research Communications*, v. 28, p. 113-118, 2004.

CHANDRAWATHANI, P.; NURULAINI, R.; ZANIN, C.M.; PREMAALATHA, B.; ADNAN, M.; JAMNAH, O.; KHOR, S.H.; KHADIJAH, S.; LAI, S.Z.; SHAIK, M.A.B.; SEAH, T.C.; ZATIL, S.A. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies in pigs, goats, cattle, dogs and cats in peninsular Malaysia. *Tropical Biomedicine*, v. 25, n. 3, p. 257-258, 2008.

CHINCHILLA, M.; GUERRERO, O.M.; CASTRO, A.; SABAH, J. Cockroaches as transport hosts of the protozoan *Toxoplasma gondii*. *Revista de Biología Tropical*, v. 42, n. 1-2, p. 329-331, 1994.

COUTINHO, S.G.; LOBO, R.; DUTRA, G. Isolation of *Toxoplasma* from the soil during an outbreak of toxoplasmosis in a rural area in Brazil. *Journal of Parasitology*, v. 68, n. 5, p. 866-868, 1982.

CORLISS, J.O. Na interim utilitarian (“user-friendly”) hierarchical classification and characterization of the protists. *Acta of Protozoology*, v. 33, n.1, p. 1-51, 1994.

COX, F.E.G. A new classification of the parasitic protozoa. *Protozoological Abstract*, v. 5, p. 9-14, 1981.

DIZA, E.; FRANTZIDOU, F.; SOULIOU, E.; ARVANITIDOU, M.; GIOULA, G.; ANTONIADIS, A. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in northern Greece during the last 20 years. *Clinical Microbiology and Infection*, v 11, n. 9, p. 719–723, 2005.

DAVIDSON, M.G. Toxoplasmosis. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*. v. 30, n. 5, p. 1051-1052, 2000.

DOMINGUES, L.M.; MACHADO, R.Z.; COSTA, M.T.; CARVALHO, C.S.; COSTA, A.J.; MALHEIROS, E.B. Canine toxoplasmosis: a comparative evaluation of the detection of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies by the indirect immunoenzymatic assay (ELISA) and the indirect immunofluorescence reaction (IIF). *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, v. 7, n. 2, p. 79-85, 1998.

- DUBEY, J.P. Toxoplasmosis in dogs. *Canine Practice*. v.. 28, p. 7-28, 1985.
- DUBEY, J.P. Toxoplasmosis. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, v. 189, n. 2, p. 166-170, 1986.
- DUBEY, J.P. Toxoplasmosis. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, v. 205, n. 4, p. 1593-1598, 1994.
- DUBEY, J.P. *Toxoplasma gondii* oocyst survival under defined temperatures. *Journal of Parasitology*, v. 84, n. 4, p. 862–865, 1998.
- DUBEY, J.P. Toxoplasmosis – a waterborne zoonosis. Review. *Veterinary Parasitology* v. 126, n. 1-2, p. 57-72, 2004.
- DUBEY, J.P. Comparative infectivity of oocyst and bradizoites of *Toxoplasma gondii* for intermediate (mice) and definitive (cats) hosts. *Veterinary Parasitology*, v. 140, n. 1-2, p. 69-75, 2006
- DUBEY, J.P., APPLEWHAITE, L., SUNDAR, N., VELMURUGAN, G.V., BANDINI, L.A., KWOK, O.C.H., HILL, R., SU, C. Molecular and biological characterization of *Toxoplasma gondii* isolates from free-range chickens from Guyana. South America identified several unique and common parasite genotypes. *Parasitology* v.134, p.1559–1566, 2007a.
- DUBEY, J.P.; BEATTIE, C.P. *Toxoplasmosis of Animals and Man*. Boca Raton: CRC Press, 1988, 75 p.
- DUBEY, J.P.; CORTES-VECINO, J.A.; VARGAS-DUARTE, J.J.; SUNDAR, N.; VELMUUGAN, G.V.; BANDINI, L.M.; POLO, L.J.; ZAMBRANO, L.; MORA, L.E.; KWOK, O.C.H.; SU, C. Prevalence of *Toxoplasma gondii* in dogs from Colombia, South America and genetic characterization of *T. gondii* isolates. *Veterinary Parasitology*, v. 145, n. 1-2, p. 45-50, 2007b.
- DUBEY, J.P., GENNARI, S.M., SUNDAR, N., VIANNA, M.C.B., BANDINI, L.M., YAI, L.E.O., KWOK, O.C.H., SU, C. Diverse and atypical genotypes identified in *Toxoplasma gondii* from dogs in São Paulo. Brazil. *Journal of Parasitology*, v. 93, n.1, p. 60–64, 2007c.
- DUBEY, J.P., GRAHAM, D.H., BLACKSTON, C.R., LEHMANN, T., GENNARI, S.M., RAGOZO, A.M.A., NISHI, S.M., SHEN, S.K., KWOK, O.C.H., HILL, D.E., THULLIEZ, P. Biological and genetic characterisation of *Toxoplasma gondii* isolates from chickens (*Gallus domesticus*) from São Paulo Brazil: unexpected findings. *International Journal of Parasitology*, v. 32, n. 1, p. 99–105, 2002.
- DUBEY, J.P.; HUONG, L.T.T.; SUNDAR, N.; SU, C. Genetic characterization of *Toxoplasma gondii* isolates in dogs from Vietnam suggests their South American origin. *Veterinary Parasitology*, v. 146, n. 3-4, p. 347-351, 2007d.

DUBEY, J.P.; LAPPIN, M.R. Toxoplasmosis and Neosporosis. IN: Infectious diseases of the dog and the cat. 3 ed. Saunders, p. 754-775, 2006, 1387p.

DUBEY, J.P.; LINDSAY, D.S.; SPEER, C.A. Structures of *Toxoplasma gondii* tachyzoites, bradyzoites, and sporozoites and biology and development of tissue cysts. *Clinical and Microbiology Review*, v. 11, n. 2, p. 267-299, 1998.

DUBEY, J.P.; RAJAPAKSE, R.P.V.J.; WIJESUNDERA, R.R.M.K.; SUNDAR, N; VELMURUGAN, G.V.; KWOK, O.C.H. SU, C. Prevalence of *Toxoplasma gondii* in dogs from Sri Lanka and genetic characterization of the parasite isolates. *Veterinary Parasitology*, v. 146, n. 3-4, p. 341-346, 2007e.

DUBEY, J.P.; ROSS, A.D.; FRITZ, D. Clinical *Toxoplasma gondii*, *hammondia heydorni* and *Sarcocystis spp.* infections in dogs. *Parasitologia*, v. 45, n. 3-4, p. 141-146, 2003.

DUBEY, J.P.; STONE, D.; KWOK, C.H.; SHARMA, R.N. *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* antibodies in dogs from Grenada, West Indies. *The Journal of Parasitology*, v. 94, n. 3, p. 750-751, 2008b.

DUBEY, J.P.; SU, C. Population biology of *Toxoplasma gondii*: what's out and where did they come from. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, v. 104, n. 2, p. 190-195, 2009.

DUBEY, J.P.; THAYER, D.W. Killing of different strains of *Toxoplasma gondii* tissue cysts by irradiation under defined conditions. *The Journal of Parasitology*, v. 80, n. 5, p. 764- 767, 1994.

DUBEY, J.P.; VELMURUGAN, G.V.; ALVARADO-ESQUIVEL, C.; ALVARADO-ESQUIVEL, D.; RODRIGUEZ-PENA, S.; MARTINEZ-GARCIA, S.; GONZALEZ-HERRERA, A.; FERREIRA, L.R.; KWOK, O.C.H.; SU, C. Isolation of *Toxoplasma gondii* from animals in Durango, Mexico. *The Journal of Parasitology*, v. 95, n. 2, p. 319-322, 2009.

DUBEY, J. P.; VELMURUGAN, G. V.; CHOCKALINGAM, A.; PENA, H. F. J.; NUNES DE OLIVEIRA, L.; LEIFER, C. A.; GENNARI, S. M.; BAHIA-OLIVEIRA, L. M. G.; SU, C. Genetic diversity of *Toxoplasma gondii* isolates from chickens from Brazil. *Veterinary Parasitology*, v. 157, n. 3-4, p. 299-305, 2008a.

DUBEY, J.P.; ZH, X.Q.; SUNDAR, N.; ZHANG, H.; KWOK, O.C.H.; S,C. Genetic and biologic characterization of *Toxoplasma gondii* isolates of cats from China. *Veterinary Parasitology*, v. 145, n. 3-4, p. 352–356, 2007f.

DUNCANSON, P.; TERRY, R. S.; SMITH, J. E.; HIDE, G. High levels of congenital transmission of *Toxoplasma gondii* in a commercial sheep flock. *International Journal for Parasitology*, v. 31, n. 14, p. 1699-1703, 2001

ESTEBAN REDONDO, I.; MALEY, S.W.; THOMSON, K.; NICOLI, S.; WRIGHT, S.; BUXTON, D.; INNES, E.A. Detection of *Toxoplasma gondii* in tissues of sheep and cattle following oral infection. *Veterinary Parasitology*, v. 86, n. 3, p.155-171, 1999.

ETHEREDGE, G.D.; MICHAEL, G.; MUEHLENBEIN, M.P.; FRENKEL, J.K. The roles of cats and dogs in the transmission of *Toxoplasma* infection in Kuna and Embera children in eastern Panama. *Panama American Journal of Public Health*, v. 16, n. 3, p. 176-186, 2004.

FAN, C.K.; SU, K.E.; CHUNG, W.C.; TSAI, Y.J.; CHIOU, H.Y.; LIN, C.F.; SU, C.T.; TSAI, M.C.; CHAO, P.H. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies among Atayal aboriginal people and their hunting dogs in northeastern Taiwan. *Japanese Journal of Medical Science & Biology*, v. 1, n. 1, p. 35-42, 1998.

FERREIRA, A.M., VITOR, R.W.A., GRAZZINELLI, R.T., MELO, M.N. Genetic analysis of natural recombinant Brazilian *Toxoplasma gondii* strains by multilocus PCR-RFLP. *Infection, Genetics and Evolution*, v. 6, n. 1, p. 22-31, 2006.

FIALHO, C.G; TEIXEIRA, M.C.; ARAUJO, F.A.P. Toxoplasmose animal no Brasil. *Acta Scientiae Veterinariae*, v. 37, n. 1, p. 1-23, 2009.

FIGUEIREDO, L.A.; TORRES, F.D.; FARIA, E.B.; GONDIM, L.F.P.; MATTOS, L.S.; BRANDÃO FILHO, S.P.; MOTA, R.A. Occurrence of antibodies to *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* in dogs from Pernambuco, Northeast Brazil. *Veterinary Parasitology*, v. 157, n. 1-2, p. 9-13, 2008.

FREIRE, R.L.; NAVARRO, I.T.; VIDOTTO, O.; TUDURY, E.A.; VIANNA, C.C. Prevalência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em cães atendidos no hospital veterinário da UEL-PR. *Sem. Ciên. Agr. Londrina*, v. 13, n. 1, p. 66-69, 1992.

FRENKEL, J.K. Toxoplasmosis. Mechanisms of infection, laboratory diagnosis and management. *Current Topics in Pathology*, v. 54, p. 28-75, 1972.

FRENKEL, J.K. *Toxoplasma* in and around us. *Bioscience*, v. 23, n. 6, p. 343- 352, 1973.

FRENKEL, J.K. La inmunidad en la toxoplasmosis. *Boletín de la Oficina Sanitaria Panamericana*, v. 100, n. 3, p. 283-299, 1986.

FRENKEL, J.K.; HASSANEIN, K.M.; BROWN, E.; THULLIEZ, P.; QUINTERO-NUNEZ, R. Transmission of *Toxoplasma gondii* in Panama City, Panama: a five-year prospective cohort study of childrens, cats, rodents, birds and soil. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, v. 53, n.5, p. 458-468, 1995.

FRENKEL J.K.; PARKER, B. B. An apparent role of dogs in the transmission of *Toxoplasma gondii*. The probable importance of xenosmophilia. *Annals New York Academy of Sciences*, v.791, p.402-407, 1996

FRIEDMANN, E.; SON, H. The human companion animal bond: How humans benefit. *The Veterinary Clinics of North America. Small Animal Practice*, v. 39, n. 2, p. 293-326, 2009.

FUENTES, I.; RUBIO, J.M.; RAMIREZ, C.; ALVAR, J. (2001) Genotypic Characterization of *Toxoplasma gondii* Strains Associated with Human Toxoplasmosis in Spain: Direct Analysis from Clinical Samples. *Journal of Clinical Microbiology*, v. 39, n. 4, p. 1566-1570, 2001.

GARCIA, J.L.; NAVARRO, I.T.; OGAWA, L.; OLIVEIRA, R.C. Soroepidemiologia da Toxoplasmose em gatos e cães de propriedades rurais do município de Jaguapitã, estado do Paraná-PR. *Ciência Rural*, v. 29, n. 1, p. 99-104, 1999.

GERMANO, P.M.L.; ERBOLATO, E.B.; ISHIZUKA, M.M. Estudo Sorológico da toxoplasmose canina, pela prova de imunofluorescência indireta, na cidade de Campinas, 1981. *Revista da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo*, v. 22, n. 1, p. 53-58, 1985.

GUIMARÃES, A.M.; RIBEIRO, M.F.B.; LIMA, J.D.; CURY, M.C.; SPIEWAK, G. Frequência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em cães de Belo Horizonte, Minas Gerais. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, v. 44, n. 1, p. 67-68, 1992.

GREENE, C.E.; COOK, J.R.; MAHAFFEY, E.A. Clindamycin for treatment of *Toxoplasma polyomyositis* in a dog. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, v. 187, n. 4, p. 631-633, 1985.

GRUNSPAN, E.D. *Isolamento de Toxoplasma gondii em praça pública da cidade de Santa Maria, RS, Brasil*. Dissertação Mestrado em Medicina Veterinária Preventiva Universidade Federal de Santa Maria, 1996, 68p..

HIGA, A.C.; MACHADO, R.Z.; TINUCCI-COSTA, M.; DOMINGUES, L.M.; MALHEIROS, E.B. Evaluation of cross-reactivity of *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* antigens in dogs sera. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, v. 9, n. 2, p. 91-95, 2000.

HOSSEININEJAD, M.; AZIZI, H.R.; HOSSEINI, F.; SCHARES, G. Development of an indirect ELISA test using a purified tachyzoite surface antigen SAG1 for sero-diagnosis of canine *Toxoplasma gondii* infection. *Veterinary Parasitology*, v. 164, n. 2-4, p. 315-319, 2009.

HOWE, D.K.; HONORÉ, S.; DEROUIN, F.; SIBLEY, L.D. Determination of genotypes of *Toxoplasma gondii* strains isolated from patients with toxoplasmosis. *Journal of Clinical Microbiology*, v. 35, n. 6, p. 1411-1414, 1997.

HO-YEN, D.O. Infection in the laboratory. In: HO-YEN, D.O.; JOSS, A.W.L. Human toxoplasmosis. Oxford: Oxford University Press, p. 257-260, 1992.

HUGHES, H.P.A. Toxoplasmosis - a neglected disease. *Parasitology Today*, v. 1, n. 2, p. 41-44, 1985.

ISHIZUKA, M.M., YASUDA, P.H. Incidência de infecção por *Toxoplasma gondii* em cães do município de São Paulo. *Revista da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo*, v.18, n. 2, p.161-165, 1981.

ITO, S.; TSUNODA, K. TSUTSUMI, Y. MATSUI, T. NISHIKAWA, H. IIADA, T. SASAKI, Y. Detection and confirmation of *Toxoplasma gondii* in the soil. *Japanese Journal of Veterinary Science*, v. 37, n. 6, p. 549-554, 1975.

JACKSON, M.H.; HUTCHISON, W.M. The prevalence and source of *Toxoplasma* infection in the environment. *Advances in Parasitology*, v. 28, p. 55-105, 1989.

JACOBS, L.; MELTON, M.L. Toxoplasmosis in chickens. *Journal of Parasitology*, v. 52, n. 6, p. 1158-1162, 1966.

JEWELL, M.L.; FRENKEL, J.K.; JOHSON, K.M.; REED, V.; RUIZ, A. Development of *Toxoplasma* oocysts in neotropical Felidae. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, v. 21, n. 5, p. 512-517, 1972.

JITTAPALAPONG, S.; NIMSUPAN, B.; PINYOPANUWAT, N.; CHIMNOI, W.; KABEYA, H.; MARUYAMA, S. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies in stray cats and dogs in the Bangkok metropolitan area, Thailand. *Veterinary Parasitology*, v. 145, n. 1-2, p. 138-141, 2007.

JONES, J.L.; KRUSZON-MORAN, D.; SANDRES-LEWIS, K.; WILSON, M. *Toxoplasma gondii* infection in the United States, 1999–2004, decline from the prior decade. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*. v. 77, n.3, p. 405–410, 2007.

KHAN, A., JORDAN, C., MUCCIOLI, C.; VALLOCHI, A.L.; RIZZO, L.V.; BELFORT JR, R.; VITOR, R.W.; SILVERA, C.; SIBLEY, L.D. Genetic divergence of *Toxoplasma gondii* strains associated with ocular toxoplasmosis, Brazil. *Emerging Infectious Diseases*, v. 12, n. 6, p. 942-949, 2006.

KORTBEEK, L.M.; De MELKER, H.E.; VELDHUIJZEN, I.K.; CONYN-VAN SPAENDONCK, M.A.E. Population-based *Toxoplasma* seroprevalence study in the Netherlands. *Epidemiology and Infection*, v. 132, n. 5, p. 839–845, 2004.

LEE, J.I.; LEE, S.E.; LEE, E.G.; SONG, K.H.; Nested PCR-based detection of *Toxoplasma gondii* in German shepherd dogs and stray cats in South Korea. *Research in Veterinary Science*, v. 85, n. 1, p. 125-127, 2008.

LEHMANN, T., MARCET, P.L., GRAHAM, D.H., DAHL, E.R., AND J.P. DUBEY. Globalization and the population structure of *Toxoplasma gondii*. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, v. 103, n. 30, p. 11423–11428, 2006.

LEVINE, N.D.; CORLISS, J.O.; COX, F.E.G.; DEROUX, G.; GRAIN, J.; HONIGBERG, B.M.; LEEDALE, G.F.; LOEBLICH, A.R.; LOM, J.; LYNN, D.; MERINFIELD, E.G.; PAGE, F.C.; POLJANSKY, G.; SPRAGUE, V.; VAVRA, J.; WALLACE, F.G. A newly revised classification of the protozoa. *Journal of Protozoology*, v. 27, n. 1, p. 37-58, 1980.

LINDSAY, D.S.; DUBEY, J.P.; BUTLER, J.M.; BLAGBURN, B.L. Mechanical transmission of *Toxoplasma gondii* oocysts by dogs. *Veterinary Parasitology*, v. 73, n. 1-2, p. 27-33, 1997.

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

MANDELL, D.C.; HOLT, E. Ophthalmic emergencies. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, v. 35, n. 2, p. 455-480, 2005.

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

MILLER, N.I.; FRENKEL, J.K.; DUBEY, J.P. Oral infections with *Toxoplasma* cysts and oocysts in felines, other mammals, and in birds. *Journal of Parasitology*, v. 58, n. 5, p. 928-937, 1972.

MINEO, T.W.P.; SILVA, D.A.O.; NÄSLUND, K.; BJÖRKMAN, C.; UGGLA, A.; MINEO, J.R. *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* serological status of different canine populations from Uberlândia, Minas Gerais. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, v. 56, n. 3, p. 414-417, 2004.

MONTOYA, J.G.; LIESENFELD, O. Toxoplasmosis. *Lancet*, v. 363, p. 1965-1976, 2004.

MORETTI, L.D.; SILVA, A.V.; RIBEIRO, M.G.; PAES, A.C.; LANGONI, H. Case Report: *Toxoplasma gondii* genotyping in a dog co-infected with distemper virus and ehrlichiosis *Rickettsia*. *Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*, v. 48, n. 6, p. 359-363, 2006.

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. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, v. 18, n. 3, p. 52-56, 2009.

NAVARRO, I.T.; FREIRE, R.L.; VIDOTTO, O.; OGAWA, L.; KANO, F.S. Estudo comparativo entre soro e plasma na pesquisa de anticorpos *anti-toxoplasma gondii* pela técnica de imunofluorescência indireta em cães atendidos no hospital veterinário da

Universidade Estadual de Londrina-PR, 1996. *Semina: Ciências Agrárias*, v. 18, n. 1, p. 15-21, 1997.

PENA, H.F.J.; GENNARI, S.M.; DUBEY, J.P.; SU, C. Population structure and mouse-virulence of *Toxoplasma gondii* in Brazil. *International Journal for Parasitology*, v. 38, n. 5, p. 561–569, 2008.

PODELL, M. Neuromuscular diseases. Inflammatory myopathies. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, v. 32, n. 1, p. 147-167, 2002.

ROMANELLI, P.R.; FREIRE, R.L.; VIDOTTO, O.; MARANA, E.R.; OGAWA, L.; DE PAULA, V.S.O.; GARCIA, J.L.; NAVARRO, I.T. Prevalence of *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* in sheep and dogs from Guarapuava farms, Paraná State, Brazil. *Research in Veterinary Science*, v. 82, n. 2, p. 202-207, 2007.

RUIZ, A.; FRENKEL, J.K. Intermediate and transport hosts of *Toxoplasma gondii* in Costa Rica. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, v. 29, n. 6, p. 1161-1166, 1980.

SALB, A.L.; BARKEMA, H.W.; ELKIN, B.T.; THOMPSON, R.C.A.; WHITESIDE, D.P.; BLACK, S.R.; DUBEY, J.P.; KUTZ, S.J. Dogs as sources and sentinels of parasites in human and wildlife, Northern Canadá. *Emerging Infectious Diseases*, v. 14, n. 1, p. 60-63, 2008.

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. *Veterinary Parasitology*, v. 161, n. 3-4, p. 324-326, 2009.

SILVA, A.V.; PEZERICO, S.B.; LIMA, V.Y.; MORETTI, L.D.; PINHEIRO, J.P.; TANAKA, E.M.; RIBEIRO, M.G.; LANGONI, H. Genotyping of *Toxoplasma gondii* strains isolated from dogs with neurological signs. *Veterinary Parasitology*, v. 127, n.1, p. 23–27, 2005.

SMITH, D.D. The Sarcocystidae: *Sarcocystis*, *Frenkelia*, *Toxoplasma*, *Besnoitia*, *Hammondia*, and *Cystoisospora*. *Journal of Protozoology*, v. 28, n.2, p. 262-266, 1981.

SOUZA, S.L.P.; GENNARI, S.M.; YAI, L.E.O.; D'AURIA, S.R.N.; CARDOSO, S.M.S.; GUIMARÃES JUNIOR, J.S.; DUBEY, J.P. Occurrence of *Toxoplasma gondii* antibodies in sera from dogs of the urban and rural areas from Brazil. *Revista Brasileira Parasitologia Veterinária*, v. 12, n. 1, p. 1-3, 2003.

SU, C.; ZHANG, X.; AND J.P. DUBEY. Genotyping of *Toxoplasma gondii* by RFLP markers: a high resolution and simple method for identification of parasites. *International Journal of Parasitology*, v. 36, n. 7, p. 841-848, 2006.

SWINGER, R.L., SCHIMIDT, K.A.; DUBIELZIG, R.R. Case Report: Keratoconjunctivitis associated with *Toxoplasma gondii* in a dog. *Veterinary Ophthalmology*, v. 12, n. 1, p. 56-60, 2009.

TENTER, A.M.; HECKEROTH, A.R.; WEISS, L.M. *Toxoplasma gondii*: from animals to humans. *International Journal for Parasitology*, v. 30, n. 12-13, p. 1217-1258, 2000.

TOWNSEND, W.M. Canine and Feline Uveitis. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, v. 38, n. 2, p. 323-346, 2008.

TSAI, Y.J.; CHUNG, W.C.; FEI, A.C.Y.; HONG, C.L.; TSAI, Y.Y; PNG, S.; WY, Y.L. Prevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies in stray dogs in Taipei, Taiwan. *The Journal of Parasitology*, v. 94, n. 6, p. 1437, 2008.

TURNER, G.V.S. Some aspects of the pathogenesis and comparative pathology of toxoplasmosis. *Journal of the South African Veterinary Association*, v. 49, n. 1, p. 3-8, 1978.

VALLOCHI, A; MUCCIOLI, C.; MARTINS, M.; SILVEIRA, C.; BELFORT JR., R.; RIZZO, L. The genotype of *Toxoplasma gondii* strains causing ocular toxoplasmosis in humans in Brazil. *American Journal of Ophthalmology*, v. 139, n. 2, p. 350-351, 2005.

VIDOTO, O. Toxoplasmose: Epidemiologia e Importância da Doença na Saúde Animal. *Semina: Ciências Agrárias*, v. 13, n. 1, p. 69-75, 1992.

WALLACE, G.D. Intermediate and transport hosts in the natural history of *Toxoplasma gondii*. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, v. 22, n. 4, p. 456-464, 1973.

WANHA, K. EDELHOFER, R.; GABLER-EDUARDO, C.; PROSL, H. Prevalence of antibodies against *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* in dogs and foxes in Austria. *Veterinary Parasitology*, v. 128, n. 3-4, p. 189-193, 2005.

**ANEXO I – QUESTIONÁRIO COM INFORMAÇÕES OBTIDAS JUNTO AOS
PROPRIETÁRIOS**

I - Nome do proprietário: _____

II - Endereço completo: _____

III- Dados do animal:

Nome: _____ Espécie: canina Raça: _____

Idade ou data de nascimento: _____

Sexo: () M () F

Cio() Gestante () Lactante ()

IV- Manejo Geral:

Vermifugado: Sim() Não () Quando:

Vacinação: Raiva Sim() Não () Quando:

Ócupla Sim() Não () Quando:

Uso de produtos ectoparasiticidas: Sim() Não () Qual/is: _____

Frequência do uso desses ectoparasiticidas: _____

Local de manutenção desses animais: _____

Modo de limpeza do ambiente: _____

Contato com outros animais: Sim() Não ()

Qual/is: _____

Apetite: Normal () Aumentado () Diminuído () Anorético ()

Não sabe informar ()

Dieta: Ração () Qual: _____

Comida caseira () Qual: _____

Comida caseira + ração() Qual: _____

Outros () Quais: _____

Ingestão Hídrica: Normal () Aumentado () Diminuído () Adipsia ()

Não sabe informar ()

V - Possui Méd Vet permanente: Sim() Não ()

VI- Trânsito animal: Sim () Não () Onde? _____

DATA: _____

NÚMERO DA FICHA DO PROPRIETÁRIO: _____

ObSERVAÇÕES: _____

ANEXO II – EXAME FÍSICO DO ANIMAL

I – Número da ficha do proprietário: _____

II- Exame Geral: Atitude/Comportamento: Normal () Apático ()

Deprimido () Decúbito ()

Estado Nutricional: Bom () Regular () Ruim ()

Desidratado: Sim () Não ()

Linfonodos: Normais () Aumentados ()

Quais: _____

Temperatura: _____ °C

Frequência Cardíaca: _____ bpm Observação: _____

Frequência Respiratória: _____ mov/pm Observação: _____

Intolerância a exercícios: Não () Sim () _____

Mucosas: Normocorada () Pálida () Ictérica () Congesta ()

Secreção Ocular: Não () Sim () Observação: _____

Secreção Auricular: Não () Sim () Observação: _____

Secreção Nasal: Não () Sim () Observação: _____

Pele/Pelos: Bom () Regular () Ruim () Observação: _____

Lesões na pele: Não () Sim () Quais: _____

Carrapatos: Não () Sim () Quais: _____

Pulgas: Não () Sim ()

Sarna: Não () Sim () Quais: _____

VI-Observações

Gerais: _____

AUTORIZAÇÃO PARA COLHEITA DE MATERIAL

Eu, _____, proprietário ou responsável pelo animal _____, espécie canina, sexo _____, pelagem _____ raça _____, autorizo a coleta de sangue do citado animal, para fins de pesquisa científica a ser realizada na Universidade Estadual de Santa Cruz.

Ilhéus, ____/____/200_
