



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA ANIMAL TROPICAL

**Infecção por *Toxoplasma gondii* em animais na Ilha de Fernando de Noronha,
Brasil: prevalência, distribuição espacial e fatores de risco**

FERNANDO JORGE RODRIGUES MAGALHÃES

RECIFE

2016



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA ANIMAL TROPICAL

**Infecção por *Toxoplasma gondii* em animais na Ilha de Fernando de Noronha,
Brasil: prevalência, distribuição espacial e fatores de risco**

FERNANDO JORGE RODRIGUES MAGALHÃES

Tese submetida à Coordenação do Curso de Pós-Graduação em Ciência Animal Tropical, como parte dos requisitos para a obtenção do título de Doutor em Ciência Animal Tropical.

Orientador: Prof. Dr. Rinaldo Aparecido Mota

RECIFE

2016

Ficha catalográfica

M188i Magalhães, Fernando Jorge Rodrigues..
Infecção por *Toxoplasma gondii* em animais na Ilha de Fernando de Noronha, Brasil: prevalência, distribuição espacial e fatores de risco/ Fernando Jorge Rodrigues Magalhães. – Recife, 2016.
71 f : il.

Orientador: Rinaldo Aparecido Mota.
Tese (Doutorado em Ciência Animal Tropical)
– Universidade Federal Rural de Pernambuco, Departamento de Morfologia e Fisiologia Animal, Recife, 2016.

Inclui referências.

1. Toxoplasmose. 2. Animais. 3. Fator de risco.
4. Distribuição espacial. I. Mota, Rinaldo Aparecido, orientador II. Título.

CDD 636.089

BANCA EXAMINADORA

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal Tropical, como parte dos requisitos necessários à obtenção do grau de Doutor em Ciência Animal Tropical, outorgado pela Universidade Federal Rural de Pernambuco, à disposição na Biblioteca Central desta universidade. A transcrição ou utilização de trechos deste trabalho é permitida, desde que respeitadas as normas de ética científica.

Fernando Jorge Rodrigues Magalhães

Data de aprovação ____/____/____

Prof. Dr. Rinaldo Aparecido Mota
UFRPE

Profa. Dra. Maria José de Sena
UFRPE

Prof. Dr. José Wilton Pinheiro Júnior
UFRPE

Prof. Dr. Wagner José Nascimento Porto
UFAL

Profa. Dra. Flaviana Santos Wanderley
UNCISAL

À minha esposa, Nathalia Ianatoni Camargo Rodrigues Magalhães, pelo amor,
carinho, compreensão e pela grande companheira que tem sido.

Aos meus pais, em especial a minha mãe, Waldete Rodrigues Magalhães pelo
amor, incentivo e constante apoio que têm me dado todos esses anos sendo o meu
alicerce de vida.

Ao meu irmão, Jorge Henrique Rodrigues Magalhães.

Ao meu tio Bianôr Lemos de Abreu que sempre me incentivou a realizar o
doutorado.

E também a todos os meus familiares.

AGRADECIMENTOS

Ao meu orientador que se tornou um grande amigo ao longo desses anos; prof. Rinaldo Aparecido Mota você tem me ensinado muito nestes últimos anos; vejo em você um exemplo de pesquisador, uma sabedoria extrema, uma simplicidade incomum e um grande amigo.

A minha eterna orientadora, Professora Maria José de Sena não me canso de dizer que sem suas orientações não teria chegado até aqui.

Ao meu amigo que considero como um co-orientador, Muller Ribeiro, muito obrigado pela fundamental ajuda que tem me dado nos últimos meses. Você tem muito a ensinar a seus futuros alunos.

Ao meu amigo José Givanildo da Silva, ou simplesmente “Giva” muito obrigado por todos os ensinamentos sobre toxoplasma.

A Erika Fernandes Samico, que desde a seleção tem me ajudado de forma espetacular.

Aos Técnicos da UFRPE e amigos, Orestes e Pedro Paulo, muito obrigado pelo ensinamento das técnicas laboratoriais.

A amiga Débora Viegas por todo apoio e amizade que tem demonstrado durante estes anos.

Aos amigos do Laboratório de Doenças Infecciosas dos Animais Domésticos.

Aos meus amigos Veterinários de Fernando de Noronha, Carlos Diógenes e Eduardo Guelfer, sem amizade de vocês nada disso seria possível. Obrigado amigos por todos os finais de semana que passamos coletando material.

A Fernando Ferreira ou Fernandinho, que é o melhor laçador de Noronha, meu muito obrigado por toda ajuda que tem me dado.

Aos meus amigos de Trabalho da Vigilância em Saúde, em especial a Camila Correia a nossa coordenadora da Vigilância Epidemiológica, obrigado a todos.

A Coordenadora de Saúde e amiga, Dra. Fatima Souza, muito obrigado por incentivar os funcionários da saúde de Noronha a sempre estarem se capacitando.

A Gerente da Vigilância em Saúde, Dra. Yeda Vidal, agradeço muito por todo apoio oferecido nestes anos.

Ao ex-administrador Reginaldo Valença, muito obrigado amigo por todo apoio e incentivo para a realização deste doutorado aqui em Noronha.

Aos proprietários que disponibilizaram os seus animais durante a coleta de material.

Aos Animais do Arquipélago de Fernando de Noronha.

“Que os vossos esforços desafiem as impossibilidades, lembrai-vos de que as grandes coisas do homem foram conquistadas do que parecia impossível”

Charles Chaplin

FONTE FINANCIADORA

À CAPES, pelo apoio financeiro.

SUMÁRIO

LISTA DE TABELAS	x
LISTA DE FIGURAS	xi
RESUMO	xii
1. QUALIFICAÇÃO DO PROBLEMA	14
2. REVISÃO DE LITERATURA	16
2.1 <i>Toxoplasma gondii</i>	16
2.1.1 Ciclo biológico e transmissão de <i>T. gondii</i>	16
2.2 Infecção por <i>T. gondii</i> em animais domésticos.....	19
2.2.1 Ovinos.....	19
2.2.2 Bovinos.....	21
2.2.3 Galinhas de vida livre	22
2.2.4 Suínos	23
2.2.5 Equinos	24
2.2.6 Cães	25
2.2.7 Gatos.....	27
3. OBJETIVOS.....	29
3.1 Geral.....	29
3.2 Específicos	29
4. ARTIGO I	30
5. ARTIGO II	35
6. ARTIGO III.....	46
7. CONSIDERAÇÕES FINAIS	55
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	56

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Frequência de infecção por <i>T. gondii</i> em ovinos no Brasil	20
Tabela 2 - Frequência de infecção por <i>T. gondii</i> em bovinos no Brasil	21
Tabela 3 - Frequência de infecção por <i>T. gondii</i> em galinhas no Brasil	22
Tabela 4 - Frequência de infecção por <i>T. gondii</i> em suínos no Brasil.....	23
Tabela 5 - Frequência de infecção por <i>T. gondii</i> em equinos no Brasil	25
Tabela 6 - Frequência de infecção por <i>T. gondii</i> em cães no Brasil.....	26
Tabela 7 - Frequência de infecção por <i>T. gondii</i> em gatos no Brasil	27

LISTA DE FIGURAS

Figura 1- Ciclo de vida de <i>Toxoplasma gondii</i>	17
--	----

RESUMO

Nesse estudo foram analisadas um total de 1.863 amostras de soro de felinos (domésticos e ferais), caninos, ovinos, bovinos, suínos, galinhas e equinos criados no arquipélago de Fernando de Noronha, Pernambuco para estudar a prevalência e distribuição espacial da infecção por *Toxoplasma gondii*, além de identificar os fatores de risco para algumas espécies de produção. A pesquisa de anticorpos IgG anti-*T. gondii* foi realizada pela reação de Imunofluorescência indireta (RIFI), utilizando-se ponto de corte 1:64 para os suínos, ovinos, bovinos, equinos e 1:16 para galinhas, cães e gatos. Para identificar os fatores de risco associados à infecção por *T. gondii* foi empregada a análise univariada e regressão logística para ovinos, bovino e galinhas. A distribuição espacial da infecção por este protozoário foi obtida por meio do estimador de intensidade de Kernel. Do total dos animais amostrados, 63,5% (1.183/1.863) foram positivos com títulos que variaram de 16 a 1024 com destaque para as elevadas prevalências obtidas para galinhas (88,4%), ovinos (85,0%), bovinos (10,7%), gatos domésticos (71,26%), gatos ferais (60,74%), cães (48,75%), suínos (51,85%) e equinos (22,7%). A infecção por *T. gondii* está disseminada nos animais do Arquipélago com focos distribuídos por toda a ilha, resultado da alta prevalência da infecção observada no hospedeiro definitivo (felinos), também identificado como fator de risco para algumas espécies estudadas. Os resultados sinalizam para a necessidade urgente de intervenção sanitária para reforçar as medidas estratégicas e integradas na prevenção e controle dessa enfermidade para prevenir a infecção em animais e humanos desta ilha.

Palavras-chave: Toxoplasmose, animais, fator de risco, georeferenciamento.

ABSTRACT

This study analyzed a total of 1,863 serum samples from cats (domestic and feral), dogs, sheep, cattle, pigs, chickens and horses from Fernando de Noronha, Pernambuco-Brazil, to study the prevalence and spatial distribution of *Toxoplasma gondii*, and identify risk factors for some species. Indirect immunofluorescence test was performed by using cutoff 1:64 for pigs, sheep, cattle, horses and 1:16 to chickens, dogs and cats. To identify risk factors associated with infection by *T. gondii* was used univariate analysis and logistic regression for sheep, cattle and chickens. The spatial distribution of infection by this parasite was obtained by intensity Kernel estimator. Of all the animals sampled, 63.5% (1,183/1,863) were positive with titles ranging 16 to 1024 with high prevalence rates for chickens (88.4%), sheep (85.0%), cats domestic (71.26%), feral cats (54.74%) and dogs (48.75%). *T. gondii* infection is widespread in animals from Archipelago with high prevalence of infection observed in the definitive host (cats), also identified as a risk factor for some species studied. The results indicate to the urgent need for health intervention to strengthen the strategic and integrated measures to prevent and control this disease to prevent infection in animals and humans on this island.

KEYWORDS: Toxoplasmosis, animals, risk factor, georeference.

1. QUALIFICAÇÃO DO PROBLEMA

O Arquipélago de Fernando de Noronha localiza-se no estado de Pernambuco, Nordeste do Brasil. É constituído por 21 ilhas e ilhotas com sua principal ilha (Fernando de Noronha) medindo aproximadamente 18,4 km². Abriga um Parque Nacional Marinho (PARNAMAR) e duas Áreas de Proteção Ambiental (APA), formando assim um arquipélago voltado para a preservação da vida silvestre. Desde o início de sua colonização, a ilha vem sofrendo com as alterações antrópicas e a introdução de espécies invasoras, a exemplo de animais domésticos e de produção, ao bioma da ilha que é algo marcante na realidade local (BRASIL, 2003). As principais espécies consideradas invasoras ao arquipélago são: animais domésticos como cães e gatos, animais de produção como bovinos, caprinos, ovinos, equinos e aves de subsistência (PERNAMBUCO, 2008).

O arquipélago convive com a introdução de espécies da fauna continental, especialmente cães e gatos domésticos, além de espécies domésticas de criação, como: bovinos, caprinos, ovinos, equinos e aves de subsistência. Na década de 60, Fernando de Noronha serviu de quarentenário de bovinos, bubalinos, caprinos e ovinos que foram importados da Índia (PERNAMBUCO, 2008)

A relação biodiversidade e saúde é uma questão bastante desafiadora (SILVA, 2005), principalmente em ambientes insulares. Nos ecossistemas, as alterações ecológicas locais sejam por fenômenos naturais ou pela ação do homem podem desencadear o aparecimento de zoonoses, doenças emergentes ou re-emergentes (MORSE, 1995).

Com vistas à promoção da saúde, os estudos epidemiológicos são importantes ferramentas para ações de saúde pública em uma determinada área geográfica (PEREIRA, 1995), portanto o conhecimento sobre as zoonoses estimula a tomada de decisões com foco na vigilância em saúde e elaboração de políticas públicas. Dentre as zoonoses de importância na saúde pública e animal, destaca-se a toxoplasmose (ACHA; SZYFRES, 1986).

A toxoplasmose é uma enfermidade de distribuição cosmopolita, tendo importância médica e veterinária por ser uma zoonose e causar diversos transtornos reprodutivos em vários hospedeiros intermediários (TENTER et al., 2000). O parasito responsável pela doença é *Toxoplasma gondii*, protozoário com reprodução intracelular obrigatória, podendo ser encontrado em diferentes tecidos de animais infectados (DUBEY, 2010a).

As infecções causadas por *T. gondii* são amplamente prevalentes em seres humanos e animais em todo o mundo (TENTER et al., 2000; HILL; CHIRUKANDOTHA;

DUBEY, 2005). Nos animais, *T. gondii* está amplamente difundido, podendo causar alterações reprodutivas principalmente em ovinos, caprinos e suínos (DUBEY, 2009a; 2009b; 2010a). No Brasil, inquéritos soro-epidemiológicos revelaram que 90% dos animais domésticos e silvestres estudados apresentam anticorpos contra este protozoário (DUBEY et al., 2012).

Na literatura é notada uma escassez de trabalhos sobre a infecção por *T. gondii* em ilhas. Todavia, ambientes insulares a exemplo de Fernando de Noronha apresentam excelentes características para o desenvolvimento de estudos sobre doenças de caráter zoonótico, possibilitando abranger diversas espécies em levantamento epidemiológico, dando oportunidade de elucidar a cadeia de transmissão de doenças como a toxoplasmose e desta forma fomentar a educação em saúde. Desta forma pretendeu-se neste trabalho realizar estudos sobre a infecção por *T. gondii* em animais do Arquipélago de Fernando de Noronha, Estado de Pernambuco para gerar dados que poderão propiciar a discussão sobre a necessidade de controle deste importante patógeno nesta Ilha.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 *Toxoplasma gondii*

Taxonomicamente, *T. gondii* é classificado como pertencente ao sub-reino Protozoa, filo Apicomplexa, classe Conoidasida, sub-classe Coccidia, ordem Eimeriida, família Sarcocistidae, gênero *Toxoplasma* e apenas uma espécie descrita (DUBEY, 2010a).

As primeiras descrições de *T. gondii* ocorreram em 1908, simultaneamente na Tunísia e no Brasil. Nicolle e Manceaux ao estudarem o roedor africano *Ctenodactylus gundi* observaram um organismo em seus tecidos, que inicialmente relataram pertencer ao gênero *Leishmania*. Todavia, estudos morfológicos do agente revelaram que se tratava de um novo protozoário, renomeando-o como *Toxoplasma gondii*, devido a sua forma de arco (*toxó* - em grego) e em homenagem ao roedor que albergava o protozoário (NICOLLE; MANCEAUX, 1908; 1909).

No Brasil, Splendore ao realizar estudos em coelhos, no estado de São Paulo, identificou um parasito, denominando-o equivocadamente de *Leishmania*; estudos posteriores demonstraram tratar-se do mesmo organismo encontrado na África (SPLENDORE, 1908).

T. gondii caracteriza-se por ser um protozoário coccídeo com reprodução intracelular obrigatória, podendo ser encontrado nos diferentes exsudatos dos animais infectados (DUBEY, 2010a). É o agente causador da toxoplasmose, uma zoonose negligenciada, presente em todo o mundo, podendo acometer todos os animais homeotérmicos, acometendo principalmente o sistema nervoso central, musculatura esquelética e órgãos viscerais (HILL; CHIRUKANDOTHA; DUBEY, 2005). Esse parasito destaca-se por provocar doença congênita e abortos no homem e animais domésticos (SUKTHANA, 2006).

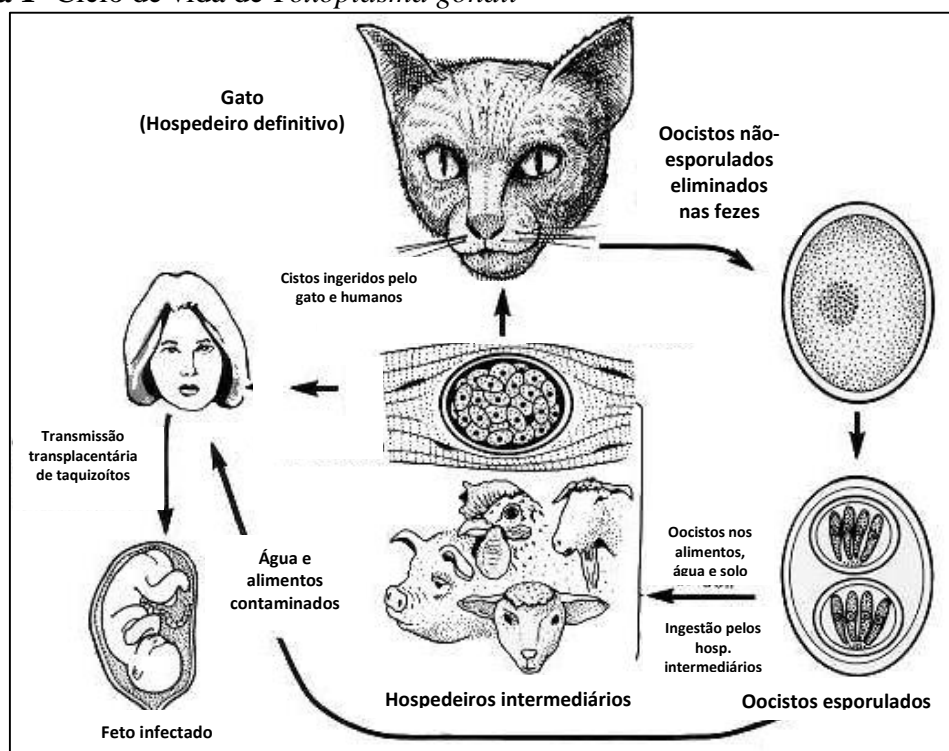
2.1.1 Ciclo biológico e transmissão de *T. gondii*

No ciclo de vida de *T. gondii* (Figura 1), assim como de outros protozoários heteroxenos há a participação de pelo menos dois hospedeiros: os que albergam as formas latentes do parasito, os bradizoítos nos cistos teciduais (hospedeiros intermediários)

(WEISS; KIM, 2000) e outro onde ocorre a reprodução sexuada (hospedeiros definitivos), resultando na forma de contaminação ambiental, o oocisto (DUBEY, 1998; 2010a).

Todos os animais homeotérmicos, mamíferos e aves são potenciais hospedeiros intermediários deste coccídeo, o que favorece a perpetuação do seu ciclo de vida em diferentes ambientes em todo mundo (HILL; CHIRUKANDOTHA; DUBEY, 2005). Mas somente os felídeos são descritos como seus hospedeiros definitivos, em especial atenção ao gato doméstico, devido a sua proximidade com o homem e sua ampla distribuição mundial (DUBEY, 1998; ELMORE et al., 2010).

Figura 1- Ciclo de vida de *Toxoplasma gondii*



Fonte: Adaptado de DUBEY et al. (1998).

Os hospedeiros intermediários uma vez infectados podem albergar os cistos tissulares, contendo os bradizoítos (DUBEY; LINDSAY; SPEER, 1998). Durante esse estágio, o parasito apresenta multiplicação lenta e assexuada por endodiogenia, assumindo uma forma de resistência ao sistema imune do hospedeiro (BLACK; BOOTHROYD, 2000; WEISS; KIM, 2000), podendo permanecer neste por longos períodos sem causar manifestação clínica (WEISS; KIM, 2000).

Quando os tecidos desses hospedeiros intermediários infectados são consumidos pelos felídeos, os cistos alcançam o epitélio intestinal, rompem-se liberando os

bradizoítos que sofrem alterações metabólicas e formam os gametas (macrogameta e microgameta) (FERGUSON et al., 1974; DUBEY, 1998). Esses gametas fundem-se e originam o oocisto não-esporulado (não infectante) como resultado da reprodução sexuada do parasito. Esses oocistos têm formato ovoide, apresentam parede celular e uma massa compacta não uniforme no seu interior (DUBEY; LINDSAY; SPEER, 1998). A contaminação ambiental ocorre com a excreção desses oocistos junto às fezes dos hospedeiros definitivos (FRENKEL; RUIZ; CHINCHILLA, 1975). Os felídeos podem eliminar um grande número de oocistos durante a primo infecção, todavia, a excreção perdura por apenas duas a três semanas (DAVIS; DUBEY, 1995).

No ambiente, se os oocistos não esporulados encontram condições ideais de temperatura, umidade e oxigenação podem esporular entre 1 a 5 dias, tornando-se então infectantes (DUBEY, 1998). Passam a apresentar no seu interior dois esporocistos com formato elipsoide, cada um contendo quatro organismos alongados denominados esporozoítos (DUBEY; LINDSAY; SPEER, 1998).

Os oocistos esporulados que contaminam solo, água e alimentos, quando ingeridos pelos hospedeiros intermediários alcançam a luz intestinal destes e encistam-se, liberando os esporozoítos que invadem os enterócitos, assumindo a forma evolutiva de taquizoítos, iniciando-se novo ciclo de infecção (BLACK; BOOTHROYD, 2000). Os taquizoítos são formas de multiplicação rápida e assexuada (endodiogenia) do parasito, estão associados à ocorrência de doença visto que é nesta forma evolutiva que *T. gondii* alcança e infecta os diferentes tecidos (DUBEY; LINDSAY; SPEER, 1998; DUBEY, 1998).

Uma vez que os taquizoítos chegam aos tecidos alvo e realizam penetração ativa nas células, o parasito poderá seguir duas vias: se o hospedeiro apresenta competência imunológica, este optará pela encistação, altera seu metabolismo e assume a forma de bradizoítos (WEISS; KIM, 2000). Todavia, se o hospedeiro está em um quadro de imunossupressão, este coccídeo continuará como taquizoítos, replicando-se e infectando novas células o que pode desencadear quadros clínicos de toxoplasmose (BLACK; BOOTHROYD, 2000; DUBEY, 2010a).

A transmissão de *T. gondii* ocorre por duas vias: horizontal (direta) ou vertical (transplacentária/congênita) (HILL; CHIRUKANDOTHA; DUBEY, 2005; DUBEY, 2010a). As principais formas de transmissão horizontal do protozoário são o carnivorismo por meio do consumo de tecido animal com cistos teciduais e a via fecal-oral, pela ingestão de água ou alimentos contaminados por oocistos (DUBEY, 1998). Para humanos, essa via de infecção é a mais comum com destaque para consumo de carne crua

ou mal cozida ou consumo de frutas, legumes e verduras sem lavagem adequada (COOK; PASSOS; GUERVEZ, 2000; JONES; DUBEY et al, 2012). Estudos têm evidenciado a possível contribuição do consumo de leite cru ou não pasteurizado como veículo de transmissão do parasito (SACKS; ROBERTO; BROOKS, 1982; CHIARI; NEVES, 1984; DA SILVA et al., 2015).

A via transplacentária de transmissão de *T. gondii* representa uma importante via de manutenção do agente em rebanhos, podendo resultar em quadros reprodutivos como reabsorção embrionária, abortamento, natimortos, nascimento de animais com alteração nervosa ou saudável e congenitamente infectado (HILL; CHIRUKANDOTHA; DUBEY, 2005). O agente tem destaque nas criações de ovinos, caprinos e suínos, levando a perdas produtivas e econômicas significativas (TENTER; HECKEROTH; WEISS, 2000; DUBEY, 2009a; 2009b). Em populações humanas, a infecção congênita por *T. gondii* também pode ocasionar uma gama de sequelas nervosas e oftalmológicas nos fetos, bem como abortamento (RORMAN et al., 2006).

Trabalhos têm demonstrados outras formas de transmissão de *T. gondii* em humanos como intercorrências laborais (WONG; REMINGTON, 1993), transfusão sanguínea (FIGUEROA-DAMIAN, 1998) e transplante de órgãos (GALLINO et al., 1996; DEROUIN; PELLOUX, 2008).

2.2 Infecção por *T. gondii* em animais domésticos

A infecção por *T. gondii* na maioria dos animais ocorre de forma crônica e assintomática (DUBEY et al., 2010a). Fatores como idade do animal, via de infecção, virulência da cepa e suscetibilidade da espécie são determinantes para o estabelecimento de doença (HILL; CHIRUKANDOTHA; DUBEY, 2005).

2.2.1 Ovinos

T. gondii é apontado como importante indutor de alterações reprodutivas em ovinos (UNDERWOOD; ROOK, 1992). A frequência da infecção desse parasito em ovinos no Brasil é bastante variável (tabela 1), devido a diferentes fatores como idade dos animais, sistema de criação, fatores ambientais, condições sanitárias da propriedade e a presença de felídeos (FIGLIUOLO et al., 2004).

Os principais fatores de risco associados à exposição de ovinos ao referido protozoário são a presença de gatos nas propriedades (ROMANELLI et al., 2007), o consumo de água de superfície (PINHEIRO Jr et al., 2009), adoção de sistema extensivo de criação (ABU SAMRA et al., 2007) e animais acima de 36 meses (VESCO et al., 2007).

Investigações realizadas nas Ilhas Caribenhas de Dominica, Grenada, Montserrat, St. Kitts e Nevis (HAMILTON et al., 2014) e Carriacou (CHIKWETO et al., 2011) demonstraram elevadas frequências de exposição ao *T. gondii* que variaram de 44,1% a 89,0%.

Tabela 1 - Frequência de infecção por *T. gondii* em ovinos no Brasil

País/Região	Técnica	Frequência (%)	Referência
Brasil			
Alagoas	RIFI ^a	32,9	PINHEIRO Jr. et al. (2009)
	RIFI	14,0	NUNES et al. (2015)
Bahia	AgL ^b	18,7	GONDIM et al. (1999)
	RIFI	30,2	GUIMARÃES et al. (2013)
Distrito Federal	RIFI	38,2	UENO et al. (2009)
Espírito Santo	HAI ^c	38,5	TESOLINI et al. (2012)
Minas Gerais	RIFI	46,5	ROSSI et al. (2011)
Maranhão	RIFI	18,7	MORAES et al. (2011)
Pará	HAI	44,2	BRAGA-FILHO et al. (2010)
Paraná	RIFI	51,8	GARCIA et al. (1999)
	RIFI	7,0	MOURA et al, (2007)
	RIFI	51,5	ROMANELLI et al. (2007)
Pernambuco	RIFI	35,3	SILVA et al. (2003)
	RIFI	60,8*	COSTA et al. (2012)
	RIFI	16,9	PEREIRA et al. (2012)
Rio de Janeiro	RIFI	38,0	LUCIANO et al. (2011)
Rio Grande do Sul	AgL	44,0	MARTINS et al. (1998)
	RIFI	44,8	SILVA; DE LA RUE (2006)
Rio Grande do Norte	RIFI	20,7	SOARES et al, (2009)
	ELISA ^d	22,1	ANDRADE et al. (2013)
Santa Catarina	RIFI	59,9	SAKATA et al. (2012)
São Paulo	RIFI	55,1	ROSA et al. (1997)

	RIFI	7,7	SILVA; LAN GONI (2001)
	RIFI	34,7	FIGLIUOLO et al. (2004)
Sergipe	RIFI	28,2	MENDONÇA et al. (2013)

^aReação de Imunofluorescência indireta; ^bAlgotinação em látex; ^cHemaglutinação indireta; ^dEnsaio de imunoadsorção enzimática; *Estudo realizado em Fernando de Noronha.

O consumo de carne desses animais na forma *in natura* ou com cocção inadequada é considerada importante fonte de infecção para população humana (BOBIĆ et al., 2007; KIJLSTRA; JONGERT, 2008). Um estudo de caso-controle realizado por Cook et al. (2000) na Europa, demonstrou que o consumo de carne ovina mal cozida aumenta em 3,1 vezes a chance de mulheres grávidas se infectarem por *T. gondii*. Em adicional, apesar de não ser hábito o consumo de leite de ovelha no Brasil, análise por PCR já demonstrou a presença de DNA de *T. gondii* em amostras de leite (FUSCO et al., 2007; CAMOSSO et al., 2011; ROCHA et al. 2015).

2.2.2 Bovinos

Os bovinos embora sejam suscetíveis à infecção, parecem apresentar maior resistência à toxoplasmose e geralmente não manifestam quadro clínico (DUBEY, 1986; MILLAR et al., 2008). Apesar disso, estudos de soroprevalência demonstraram que esses animais podem apresentar altos títulos de anticorpos contra o protozoário (revisado por Dubey, 2010a). No Brasil, as frequências de exposição variam desde 1,0% na Bahia (GONDIM et al., 1999) até 71,0% no Mato Grosso (SANTOS et al., 2009) (Tabela 2).

Como fatores de riscos associados à infecção por *T. gondii* em bovinos foram identificados a contaminação das pastagens, água contaminada com oocistos e presença de felídeos nas propriedades (ALBUQUERQUE et al., 2011; FAJARDO et al., 2013)

Tabela 2 - Frequência de infecção por *T. gondii* em bovinos no Brasil

País/Região	Técnica	Frequência (%)	Referência
Brasil			
Amazônia	HAI ^a	60,0	FERRARONI; MARZOCHI (1980)
Bahia	AgL ^b	1,0	GONDIM et al. (1999)
	RIFI ^c	11,8	SPAGNOL et al. (2009)
Minas Gerais	RIFI	2,6	FAJARDO et al. (2013)

Mato Grosso	RIFI	71,0	SANTOS et al. (2009)
Paraná	RIFI	25,8	GARCIA et al. (1999)
	RIFI	26,0	OGAWA et al. (2005)
Pernambuco	RIFI	3,0*	COSTA et al. (2012)
Rio de Janeiro	RIFI	14,7	ALBUQUERQUE et al. (2011)
Rio Grande do Sul	RIFI	17,4	SANTOS et al. (2013)

^aHemaglutinação indireta ^bAgutinação em látex; ^cReação de Imunofluorescência indireta; ^{*}Estudo realizado em Fernando de Noronha.

Estudos realizados por Chikweto et al. (2011) verificaram positividade em 8,4% dos bovinos das Ilhas caribenhas de Granada e Carriacou. Apesar do consumo de produtos de origem bovina não ser considerado de grande importância na transmissão de *T. gondii* (JONES; DUBEY, 2012). Entretanto, já foi relatado um surto de toxoplasmose em humanos por consumo de carne bovina (KEAN et al., 1969).

2.2.3 Galinhas de vida livre

Galinhas de vida livre são consideradas um dos melhores indicadores de contaminação ambiental por oocistos de *T. gondii*, considerando o hábito de ciscar o solo à procura de alimento (RUIZ; FRENKEL, 1980); além disso são clinicamente resistentes à toxoplasmose e vivem mais do que os roedores (DUBEY, 2010b). Essas aves são fontes de infecção eficientes para gatos e outros animais que consomem seus tecidos por carnivorismo (HILL; DUBEY, 2002). Estudos têm demonstrado que a frequência de exposição de galinhas ao *T. gondii* é bastante variável no país (Tabela 3).

Os fatores de risco associados à infecção de galinhas por *T. gondii* descritos na literatura são: criação de raças mistas e exóticas, aves com mais de um ano de idade, produções extensivas e a presença de felinos (GEBREMEDHIN et al., 2015).

Tabela 3 - Frequência de infecção por *T. gondii* em galinhas no Brasil

País/Região	Técnica	Frequência (%)	Referência
Brasil			
Bahia	RIFI ^a	25,0	GONÇALVES et al. (2012)
Espirito Santo	HAI ^b	40,4	BELTRAME et al. (2012)
Minas Gerais	RIFI	53,6	BRANDÃO et al. (2006)
7 estados Nordeste	RIFI	53,3	de OLIVEIRA et al. (2009)

Paraná	RIFI	10,3	GARCIA et al. (2000)
Pernambuco	RIFI	80,0*	COSTA et al. (2012)
	MAT ^c	84,0*	DUBEY et al. (2010)
Rio de Janeiro	RIFI	33,1	MILLAR et al. (2012)
Rondônia	MAT	66,0	DUBEY et al. (2006)

^aReação de Imunofluorescência indireta; ^bHemaglutinação indireta; ^cTeste de macroaglutinação; *Estudo realizado em Fernando de Noronha.

Produtos cárneos provenientes de sistemas extensivos avícolas estão sob um maior risco de presença de cistos teciduais quando comparadas à produção industrial, uma vez que as aves de vida livre estão mais expostas aos oocistos (JONES; DUBEY 2012; CHUMPOLBANCHORN et al., 2013).

2.2.4 Suínos

Infecção por *T. gondii* em criações de suínos representa um sério problema sanitário, podendo levar a comprometimento reprodutivo, redução das taxas produtivas dos animais infectados e por consequência expressivos prejuízos econômicos (DUBEY, 2009b).

Criações extensivas apresentam maior risco de infecção, bem como criações com baixo grau de tecnificação, com presença de felinos, condições socioculturais precárias dos criadores e animais velhos (FIALHO; ARAÚJO, 2003; TSUTSUI et al., 2001; CARLETTI et al., 2005; da SILVA et al., 2008). Na tabela 4 encontram-se as variações de exposição de suínos ao *T. gondii* no Brasil.

Tabela 4 - Frequência de infecção por *T. gondii* em suínos no Brasil

País/Região	Técnica	Frequência (%)	Referência
Brasil			
Amazônia	RIFI ^a	37,5	CAVALCANTE et al. (2006)
Minas Gerais	RIFI	90,4	GUIMARÃES et al. (1992)
Paraíba	RIFI	36,2	AZEVEDO et al. (2010)
Paraná	RIFI	24,0	GARCIA et al. (1999)
	RIFI	15,3	TSUTSUI et al. (2001)
	RIFI	4,0	CARLETTI et al. (2005)
	RIFI	8,5	MOURA et al. (2007)

	MAT ^b	7,2	da SILVA et al (2008)
Pernambuco	RIFI	9,7	FERNANDES et al. (2011)
	RIFI	12,5	FERNANDES et al. (2012)
Rio Grande do Sul	HAI ^c	18,0	GRUNSPAN et al. (1995)
	RIFI	33,7	FIALHO; ARAÚJO (2003)
São Paulo	ELISA ^d	9,6	SUAREZ et al. (2000)
	MAT	17,0	dos SANTOS et al. (2005)
São Paulo e Pernambuco	RIFI	8,5	LIMA et al. (2007)
	MAT	1,3	CAPORALI et al. (2005)

^aReação de Imunofluorescência indireta; ^bTeste de macroaglutinação; ^cHemaglutinação Indireta; ^dEnsaio imunoadsorção enzimática; *Estudo realizado em Fernando de Noronha.

Em ambiente insular, há relatos da soropositividade de 48% dos suínos estudados na Ilha de St. Kitts, Caribe (HAMILTON et al., 2015).

Alimentos provenientes da suinocultura industrial apresentam baixo risco de causar infecção em humanos, uma vez que os animais são criados confinados e alimentam-se exclusivamente de ração comercial e em condições sanitárias controladas, dificultando o contato dos animais com oocistos de *T. gondii*. Diferente dos animais criados em sistema extensivo, em geral, produções de subsistência onde a alimentação é diversificada (restos de alimentação humana por exemplo), fonte de água sem tratamento adequado e os animais têm contato direto com solo que aumenta a possibilidade de infecção (DUBEY, 2010b; JONES; DUBEY et al, 2012).

2.2.5 Equinos

Assim como os bovinos, os equinos são expostos à infecção por *T. gondii*, apesar de parecer que este coccídeo apresenta baixa patogenicidade, estando associado a alterações oftalmológicas e reprodutivas (TASSI et al., 2007). Os equinos se infectam com *T. gondii* pela ingestão dos oocistos presentes em aguadas, pastagens ou na ração quando os gatos defecam nesses alimentos (DUBEY, 2010a).

As frequências de infecção de equinos ao *T. gondii* no Brasil estão descritos na tabela 5. Em ambiente insular, estudo desenvolvido em Jeju, Coreia do Sul, em amostras de cavalos clinicamente saudáveis, 2,6% (5/191) foram positivas na RIFI, sendo que

apenas duas amostras apresentaram reconhecimento padrão de bandas no *immunoblot* para *T. gondii* (GUPTA et al., 2002).

Tabela 5- Frequência de infecção por *T. gondii* em equinos no Brasil

País/Região	Técnica	Frequência (%)	Referência
Brasil			
Alagoas	RIFI ^a	14,4	VALENÇA et al. (2015)
Bahia	RIFI	1,5	MENDONÇA et al. (2001)
Mato Grosso	RIFI	2,5	LASKOSKI et al. (2015)
Minas Gerais	RIFI	12,8	NAVES et al. (2005)
Paraíba	RIFI	7,8	OLIVEIRA FILHO et al. (2012)
Paraná	RIFI	12,1	GARCIA et al. (1999)
Pernambuco	RIFI	43,7*	COSTA et al. (2012)
Rio de Janeiro	RIFI	4,4	GAZÊTA et al. (1997)
Diferentes estados	RIFI	26,0	GENNARI et al. (2015)
Diferentes estados (PR, MG, RJ, GO, MS, MT)	RIFI	11,6	EVERS et al. (2013)

^aReação de Imunofluorescência indireta; *Estudo realizado em Fernando de Noronha.

Apesar da frequência de exposição de equinos ao *T. gondii* ser considerada baixa, quando comparada a outros animais domésticos (MILLAR et al., 2008), estudos devem ser realizados visando compreender a participação desses animais na transmissão do agente aos hospedeiros definitivos e porque quando estabelecido o quadro de doença, pode acarretar em perdas econômicas aos rebanhos (NAVES, 2005). Além disso, o hábito do consumo humano de carne equídea é uma prática comum em países da Europa e Ásia, e animais infectados podem carrear cistos de *T. gondii* o que representa riscos à saúde pública (TASSI et al., 2007; DUBEY, 2010a).

Um caso de toxoplasmose congênita em um recém-nascido foi relatado por Elbez-Rubinstein et al. (2009) na França. Mesmo a mãe sendo imunocompetente e apresentando IgG anti-*T. gondii*, segundo os autores, ela foi reinfetada pelo protozoário depois de ter consumido carne crua de equídeo importado da América do Sul.

2.2.6 Cães

A exposição da população humana e canina ao *T. gondii* possui, em geral, uma fonte comum (BRITO et al., 2002), de modo que a investigação da participação de cães no ciclo de *T. gondii* serve como um bioindicador de contaminação doméstica (JITTAPALAPONG et al., 2007). O consumo de produtos cárneos crus ou sem cocção adequada com a presença de cistos do protozoário e a ingestão de oocistos no ambiente constituem as principais fontes de infecção para essa espécie animal (DUBEY, 2010a).

Cães são acometidos pela toxoplasmose com manifestações clínicas diversas que dependerá do sistema acometido pelo protozoário (PIMENTA et al., 1993). Estudos indicam que apesar de *T. gondii* estar difundido na população canina, o aparecimento de quadros clínicos e ou diagnóstico da toxoplasmose é muitas vezes negligenciado, principalmente pelo fato de ser uma doença oportunista, estando associada a doenças concomitantes como a cinomose (BRITO et al., 2002; HEADLEY et al., 2013).

No Brasil, a prevalência da infecção ao coccídeo é relativamente alta (Tabela 6), principalmente entre cães de zonas rurais, idosos e que consomem carne crua ou mal cozida, variáveis que constituem importantes fatores de risco, como revisado por Brito et al. (2002).

Em um estudo realizado no Caribe, na Ilha de St. Kitts, por Dubey et al. (2016) foi encontrada uma positividade de 42.2 % em cães domésticos.

Tabela 6 - Frequência de infecção por *T. gondii* em cães no Brasil

País/Região	Técnica	Frequência (%)	Referência
Brasil			
Bahia	RIFI ^a	63,5	BARBOSA et al. (2003)
Mato Grosso	RIFI	35,0	SOUZA et al. (2001)
Minas Gerais	RIFI	55,0	CABRAL et al. (1998)
	ELISA ^b	30,3	MINEO et al. (2004)
Paraíba	RIFI	45,1	AZEVEDO et al. (2005)
Paraná	RIFI	84,1	GARCIA et al. (1999)
	RIFI	20,8	ROMANELLI et al. (2007)
Pernambuco	RIFI	46,6	COELHO, et al. (2003)
	RIFI	39,6*	COSTA et al. (2012)
Rondônia	RIFI	76,4	CANON-FRANCO et al. (2004)
São Paulo	RIFI	33,1	LANGONI et al. (2006)

^aReação de Imunofluorescência indireta; ^bEnsaio de imunoabsorção enzimática; *Estudo realizado em Fernando de Noronha.

2.2.7 Gatos

Os estudos de soroprevalência de infecção por *T. gondii* em gatos indicam uma elevada frequência de exposição (tabela 7), mas quadros de toxoplasmose são raros, pois o ciclo enteroepitelial não costuma ocasionar a manifestações clínicas nesta espécie (ELMORE et al., 2010).

Diferentes estudos realizados em outras ilhas têm demonstrado a exposição de gatos ao *T. gondii*. Na Ilha de Granada (Caribe) verificou-se uma frequência de 35,0% de gatos positivos (ASTHANA et al., 2006). Noutro estudo realizado nessa ilha, anticorpos anti-*T. gondii* foi identificado em 23 (30,6%) das 75 amostras de gatos domésticos analisadas, enquanto que nos 101 gatos ferais amostrados, 28 (27,7%) apresentaram reação positiva (DUBEY et al., 2009).

Em Galápagos, na Ilha de Isabela, de 52 gatos investigados, 63% foram positivos (LEVY et al., 2008). Em Christmas Island (Austrália) (ADAMS et al., 2008) e em Majorca, Balearic Islands (Espanha) (MILLÁN et al., 2009) detectaram anticorpos anti-*T. gondii* em 96% e em 84,7%, respectivamente.

Stojanovic e Foley (2011) identificaram 29,8% de positividade em 96 gatos ferais na Ilha de Prince Edward, no Canadá, e em 1,3% destes animais foi detectado presença de oocisto de *T. gondii*.

Felinos domiciliados que habitam ambientes fechados (principalmente apartamentos), sem acesso à rua e cujo alimento restringe-se a ração comercial, possuem risco mínimo de contato com o agente (LUCAS et al., 1999).

Gatos errantes ou ferais parecem ser mais suscetíveis à infecção, uma vez que o hábito da caça de pequenos pássaros e roedores é uma das principais formas de obtenção do alimento, com maior possibilidade desses animais ingerirem cistos de *T. gondii* presentes nos tecidos das presas (LINDSAY et al., 1997; DUBEY, 2010a).

Tabela 7 - Frequência de infecção por *T. gondii* em gatos no Brasil

País/Região	Técnica	Frequência (%)	Referência
Brasil			
Paraná	RIFI ^a	73,0	GARCIA et al. (1999)
	MAT ^b	84,4	DUBEY et al. (2004)
Pernambuco	RIFI	59,3	COSTA et al. (2012)
Rio de Janeiro	HAI ^c	19,5	NETTO et al. (2003)

Rondônia	MAT	87,3	CAVALCANTE et al. (2006)
São Paulo	RIFI	17,7	LUCAS et al. (1999)
	MAT	35,4	PENA et al. (2006)
	RIFI	25,0	BRESCIANI et al. (2007)
Santa Catarina	RIFI	14,3	ROSA; MOURA; BELLATO (2010)

^aReação de Imunofluorescência indireta; ^bTeste de magroaglutinação; ^cHemaglutinação Indireta; ^{*}Estudo realizado em Fernando de Noronha.

3. OBJETIVOS

3.1 Geral

- Realizar um estudo soropidemiológico sobre *Toxoplasma gondii* em animais criados na Ilha de Fernando de Noronha.

3.2 Específicos

- Determinar a prevalência de anticorpos anti-*T. gondii* para bovinos, ovinos, suínos, equinos, galinhas, cães, gatos domiciliados e ferais criados na Ilha de Fernando de Noronha.

- Identificar os fatores de risco associados à ocorrência de infecção por *T. gondii* em animais de produção e domésticos criados na Ilha de Fernando de Noronha.

- Avaliar a distribuição espacial da infecção por *T. gondii* em animais criados na Ilha de Fernando de Noronha, através do estimador de Kernel.

4. ARTIGO I

(Publicado no Periódico Acta Tropica)



High prevalence of toxoplasmosis in free-range chicken of the Fernando de Noronha Archipelago, Brazil



Fernando Jorge Rodrigues Magalhães^a, José Givanildo da Silva^b,
Müller Ribeiro-Andrade^b, José Wilton Pinheiro Júnior^b, Rinaldo Aparecido Mota^{b,*}

^a Veterinary, Health Surveillance Unit of the District of Fernando de Noronha, PE, Brazil

^b Laboratório de Doenças Infecto-Contagiosas dos Animais Domésticos, Departamento de Medicina Veterinária, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, PE, Brazil

ARTICLE INFO

Article history:

Received 8 December 2015

Received in revised form 24 March 2016

Accepted 27 March 2016

Available online 28 March 2016

Keywords:

Free-range chickens

Toxoplasmosis

Epidemiology

ABSTRACT

The present study aimed to determine the prevalence of toxoplasmosis in free-range chickens of the Fernando de Noronha Archipelago, Brazil and to identify risk factors associated with *Toxoplasma gondii* infection. Blood samples were collected from all the adult chickens raised in the Archipelago and screened by Indirect Fluorescent Antibody Test (430 samples, in total). Univariate analysis (Chi-square) and logistic regression were used to investigate the relationship between various variables possibly predictive of an increased likelihood of *T. gondii* infection. The overall prevalence of *T. gondii* infection in chickens of the Fernando de Noronha Archipelago was 88.4% (380/430; 84.6%–91.0%; 95% CI), ranging from 57.1% to 100.0% among the studied properties. The risk factors associated with *T. gondii* infection were the number of domestic cats in the properties ($p = 0.022$), the presence of feral cats ($p = 0.006$) and the presence of an open water source ($p = 0.046$). Domestic and feral cats should be prevented from accessing the water and food supplied to chickens.

© 2016 Elsevier B.V. All rights reserved.

1. Introduction

Toxoplasmosis is a worldwide distributed zoonosis caused by the protozoan *Toxoplasma gondii* that is responsible for significant economic losses to livestock (Dubey, 2010a).

Chickens are considered intermediate hosts of *T. gondii* and a good indicator of environmental contamination because they feed directly on the ground, being continuously exposed to oocyst ingestion (Dubey, 2010b). Therefore, they are used as sentinel species in areas with high prevalence of human infection (Dubey et al., 2002, 2010). *T. gondii* infection causes no damage to poultry production and chickens are naturally resistant to clinical toxoplasmosis, rarely developing the disease (Dubey, 2010b).

Studies have shown different prevalence of *T. gondii* infection in poultry raised in extensive systems worldwide (Millar et al., 2012; Chumpolbanchorn et al., 2013; Hamilton et al., 2014) what might be explained by the different places of origin of the animals (Dubey,

2010a). Free-range chickens are an efficient source of infection for cats and other animals, including humans, being the most important hosts in the epidemiology of toxoplasmosis (Sukthana, 2006; Dubey, 2010b).

Given the context, the present study aimed to determine the prevalence of toxoplasmosis in free-range chickens of the Fernando de Noronha Archipelago, Brazil, identify the risk factors possibly associated with *T. gondii* infection, as well as to define the spatial distribution of the infection.

2. Materials and methods

2.1. Sampling

We collected blood samples from 430 adult free-range chickens (males and females) of 25 non-commercial properties registered at the Administration of the State District of Fernando de Noronha (Administração do Distrito Estadual de Fernando de Noronha—ADEFN), which represent the entire population of adult chickens of the Archipelago. All procedures were approved by the Ethics Committee on Animal Use (CEUA-UFRPE—License no. 116/2015).

* Corresponding author at: Departamento de Medicina Veterinária—Universidade Federal Rural de Pernambuco, Rua Dom Manoel de Medeiros S/N, Dois Irmãos, Recife, PE, CEP 52171-900, Brazil.

E-mail address: rinaldo.mota@hotmail.com (R. Aparecido Mota).

Table 1
Absolute and relative frequencies of chickens positive and negative for anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in IFAT by region.

Region	Number of properties	Number of samples	Positive		Negative	
			AF	RF (%)	AF	RF (%)
Floresta Nova	5	63	53	84.13	10	15.87
Floresta Velha	3	45	40	88.89	05	11.11
Vila dos Remédios	2	29	25	86.21	04	13.79
Vila do Trinta	4	28	25	89.30	03	10.70
Vila da Conceição	1	34	29	85.00	05	14.70
Vila dos Três Paus	3	84	81	96.42	03	3.58
Vila do Boldró	1	23	20	86.95	03	13.05
Vila da Basinha	2	31	27	87.10	04	12.90
Vila da Quixaba	2	41	36	87.80	05	12.20
Vila da Coréia	1	31	26	83.88	05	16.12
Vila do Sueste	1	21	18	85.72	03	14.28

AF: Absolute frequency; RF: Relative frequency.

2.2. Blood samples

The blood samples were collected by puncture of the brachial vein, refrigerated and sent to the Animal Surveillance Center of ADEFN for centrifugation and obtaining serum.

2.3. Serological analysis

The serum samples were screened by Indirect Fluorescent Antibody Test for detection of anti-*T. gondii* IgG using tachyzoites of the *T. gondii* RH strain fixed on slides and anti-chicken IgG antibody conjugated with fluorescent isothiocyanate. A 1:16 cut-off was adopted and positive sera were diluted 2-fold until the endpoint. Negative and positive controls sera were included on each slide.

2.4. Analysis of risk factors

For the study of variables possibly predictive of an increased likelihood of *T. gondii* infection, questionnaires with multiple-choice questions concerning production and sanitary management of chicken, and epidemiology of toxoplasmosis were applied in each of the 25 properties visited. The questionnaires were administered by a single person trained for this task.

The variables were evaluated by univariate analysis by chi-square test or Fisher's exact test, when necessary, adopting a 95% confidence interval. The logistic regression model considered the serological results (positive or negative) as dependent variable and analyzes were conducted using Epi Info, version 3.5.2—Centers for Disease Control and Prevention (CDC).

2.5. Spatial distribution

The plane coordinates obtained by Global Positioning System (GPS) were used for the development of the spatial map of the Fernando de Noronha Archipelago. The GPS was set to provide the plane coordinates in the UTM (Universal Transverse Mercator) projection in the SAD-69 (South American Datum of 1969), which is the coordinate system of the cartographic base in the Fernando de Noronha Archipelago. The geo-referenced data were plotted in the ArcGIS 10.1 software, using the Kernel intensity estimator, a non-parametric technique that enables filtration of the variability of a data set, retaining the essential characteristics of local data.

3. Results

The overall prevalence of *T. gondii* infection in chicken of the Fernando de Noronha Archipelago was 88.4% (380/430; 84.6%–91.0%; 95% CI), ranging from 57.1% to 100.0% among the studied prop-

Table 2
Logistic regression analysis of risk factors associated with *Toxoplasma gondii* infection in chicken.

Variables	P value	OR ^a	95%CI ^b
Water source (dam)	0.017	2.93	1.21–7.10
Number of domestic cats (>3 animals)	0.024	2.03	1.09–3.76
Presence of feral cats	0.007	2.30	1.24–4.27

^a Odds ratio.

^b 95% Confidence interval.

erties. The highest (96.42%) and lowest (83.88%) prevalence were observed in the Vila dos Três Paus and Vila da Coreia counties, respectively (Table 1).

According to the univariate analysis, there was a significant association between *T. gondii* infection and the following variables: number of domestic cats ($p=0.022$); presence of feral cats ($p=0.006$) and open water source ($p=0.046$), which were confirmed as risk factors for *T. gondii* infection by the logistic regression (Table 2).

The Kernel estimate of the prevalence of positive serology for *T. gondii* is shown in Fig. 1. The color gradient shows the density of cases per property from low (green) to high frequency (red).

4. Discussion

This is the most comprehensive survey on *T. gondii* infection in chickens of an oceanic island performed in Brazil. We mapped *T. gondii* infection in the Fernando de Noronha Archipelago by sampling 100% entire population of adult chickens. All properties visited had animals with positive serology for *T. gondii* and a high frequency of exposure was observed (Table 1). The chicken population evaluated in the present study has peculiar characteristics because they are isolated from the continent for several years. Only Costa et al. (2012) have previously performed a study similar to ours and they showed that 80.0% (80/100) of the chickens of the Fernando de Noronha Archipelago were infected by *T. gondii* according to MAT. However, Costa et al. (2012) visited a lower number of properties and collected a lower number of samples than we did in the present study. Considering the eating habits of free-range chickens, which feed directly on the ground, the high infection prevalence observed in the present study could be considered a reflection of environmental contamination with *T. gondii* oocysts (Dubey, 2010b) in the Archipelago.

Among domestic animals, pigs and sheep are the most susceptible to toxoplasmosis, while cattle and equines are easily infected, but resistant to acute disease, which makes them important reservoirs for transmission to humans and other animals (Sukthana, 2006). Chickens are also resistant to *T. gondii* infection, but stud-

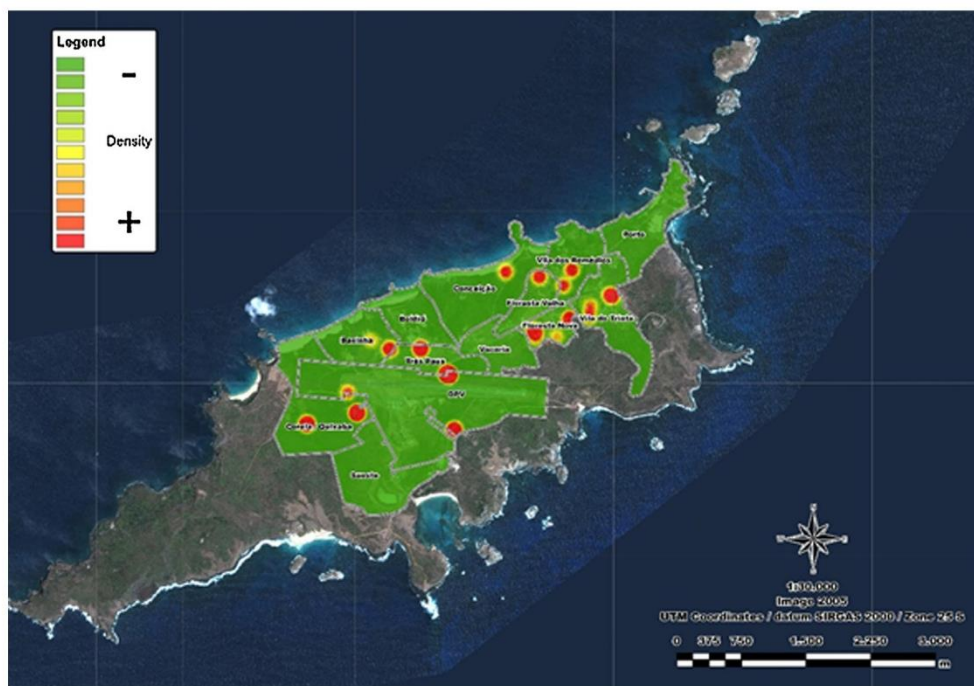


Fig. 1. Map of Kernel estimate of prevalence of *T. gondii* infection in chickens of the Fernando de Noronha Archipelago.

ies have shown a high frequency of *T. gondii* in free-range chicken (Dubey, 2010b).

In the Pacific Islands (Wallace, 1969), Australia (Munday, 1972) and the USA (Dubey et al., 1997) there was no evidence *T. gondii* infection in regions with no cats, highlighting the role of cats in the transmission of the protozoan (Dubey, 2010a). On the other hand, a high prevalence of *T. gondii* infection in domestic and feral cats (Dubey et al., 2009), and small ruminants was observed in the Caribbean Islands (Hamilton et al., 2014).

The consumption of meat and eggs from free-range chickens has increased lately, however, studies have showed that the production of free-range organically raised meat could increase the risk of *T. gondii* contamination of meat (Jones and Dubey, 2012; Chumpolbanchorn et al., 2013). In the Fernando de Noronha Archipelago, where chickens are primarily raised in semi-intensive and subsistence systems, the high infection rate observed in the present study is a concern for consumers of undercooked chicken meat. According to Dubey et al. (2010), *T. gondii* isolated from chicken tissues of the Fernando de Noronha Island have a unique genotype.

The number of domestic cats (>3 animals) ($OR=2.03$) in the properties and the presence of feral cats ($OR=2.30$) were identified as risk factors for *T. gondii* infection in chicken. Cats are definitive hosts of *T. gondii* and it is well known that they are important for *T. gondii* epidemiology because they shed a large amount of oocysts, which can survive for long periods in favorable environmental conditions and be mechanically spread contributing for environmental contamination (Dubey, 2010a).

Costa et al. (2012) reported that 59.3% and 66.6% of the domestic and feral cats of the Fernando de Noronha Archipelago were

infected by *T. gondii*, respectively. The infection rates of cats are largely influenced by the infection rates of local populations of birds and rodents, which can be preyed upon by cats. The high prevalence of anti-*T. gondii* antibodies in the chickens of the present study can be a direct reflection of environmental contamination with oocysts shed by cats, which corroborates with Millar et al. (2012) that related the presence of cats with high risk of *T. gondii* infection in free-range chicken. On the other hand, cats can become infected by ingesting viscera of infected chickens (Dubey et al., 2010), a behavior that has been observed in the visited properties. It is also important to highlight that there is a large number of feral cats that prey upon domestic and wild birds in the archipelago.

In the present study, the use of dam water was also identified as a risk factor for *T. gondii* infection ($OR=2.93$), indicating that these water sources might be contaminated with oocysts, which can pose human-health risk.

The Kernel analysis showed presence of hot spots of *T. gondii* infection throughout the archipelago, with high frequency in all studied properties.

5. Conclusion

There is a high prevalence of *T. gondii* infection in the free-range chicken raised in the Fernando de Noronha Archipelago, indicating a wide environmental contamination with *T. gondii* oocysts. Domestic and feral cats should be prevented from accessing the water and food supplied to chickens.

Conflict of interest

The authors have no conflict of interests.

Acknowledgements

Magalhães, F. J. R. was recipient of a fellowship by Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), Brazil and was supported by the Fundação de Amparo à Ciência e Tecnologia de Pernambuco (FACEPE) APQ-0531-5.05/14.

References

- Chumpolbanchorn, K., Lymbery, A.J., Pallant, L.J., Pan, S., Sukthana, Y., Thompson, R.C.A., 2013. A high prevalence of *Toxoplasma* in Australian chickens. *Vet. Parasitol.* 196, 209–211.
- Costa, D.G.C., Marvulo, M.F.V., Silva, J.S.A., Santana, S.C., Magalhães, F.J.R., Lima Filho, C.D.F., Ribeiro, V.O., Alves, L.C., Mota, R.A., Dubey, J.P., Silva, J.C.R., 2012. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in domestic and wild animals from the Fernando de Noronha, Brazil. *J. Parasitol.* 98 (3), 679–680.
- Dubey, J.P., Rollor, E.A., Smith, K., Kwok, O.C.H., Thulliez, P., 1997. Low seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in feral pigs from a remote island lacking cats. *J. Parasitol.* 83, 839–841.
- Dubey, J.P., Graham, D.H., Blackston, C.R., Lehmann, T., Gennari, S.M., Ragozo, A.M., Nishi, S.M., Shen, S.K., Kwok, O.C., Hill, D.E., Thulliez, P., 2002. Biological and genetic characterization of *Toxoplasma gondii* isolates from chickens (*Gallus domesticus*) from São Paulo, Brazil: unexpected findings. *Int. J. Parasitol.* 32, 99–105.
- Dubey, J.P., Lappin, M.R., Kwok, O.C., Mofya, S., Chikweto, A., Baffa, A., Doherty, D., Shakeri, J., Macpherson, C.N., Sharma, R.N., 2009. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* and concurrent *Bartonella* spp., feline immunodeficiency virus, and feline leukemia virus infections in cats from Grenada, West Indies. *J. Parasitol.* 95 (5), 1129–1133.
- Dubey, J.P., Rajendran, C., Costa, D.G.C., Ferreira, L.R., Kwok, O.C.H., Qu, D., Su, C., Marvulo, M.F.V., Alves, L.C., Mota, R.A., Silva, J.C.R., 2010. New *Toxoplasma gondii* genotypes isolated from free-range chickens from the Fernando de Noronha, Brazil: unexpected findings. *J. Parasitol.* 96, 709–712.
- Dubey, J.P., 2010a. *Toxoplasmosis of Animals and Humans*, 2nd ed. CRC Press.
- Dubey, J.P., 2010b. *Toxoplasma gondii* infections in chickens (*Gallus domesticus*): prevalence, clinical disease, diagnosis and public health significance. *Zoonoses Public Health* 57, 60–73.
- Hamilton, C.M., Katzner, F., Innes, E.A., Kelly, P.J., 2014. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in small ruminants from four Caribbean islands. *Parasites Vectors* 7, 449.
- Jones, J.L., Dubey, J.P., 2012. Foodborne toxoplasmosis. *Clin. Infect. Dis.* 55, 845–851.
- Millar, P.R., Alves, F.M.X., Teixeira, V.Q., Vicente, R.T., Menezes, E.M., Sobreiro, L.G., Pereira, V.L.A., Amendoeira, M.R.R., 2012. Occurrence of infection with *Toxoplasma gondii* and factors associated with transmission in broiler chickens and laying hens in different raising systems. *Pesqui. Vet. Bras.* 32, 231–236.
- Munday, B.L., 1972. Serological evidence of *Toxoplasma* infection in isolated groups of sheep. *Res. Vet. Sci.* 13, 100–102.
- Sukthana, Y., 2006. Toxoplasmosis: beyond animals to humans. *Trends Parasitol.* 22, 137–142.
- Wallace, G.D., 1969. Serologic and epidemiologic observations on toxoplasmosis on three pacific atolls. *Am. J. Epidemiol.* 90, 103–111.

5. ARTIGO II

(A ser submetido ao periódico Pesquisa Veterinária Brasileira)

1 **Ovinos e bovinos criados nas mesmas condições de clima e manejo apresentam prevalências**
 2 **significativamente distintas para *Toxoplasma gondii***
 3
 4

5 Fernando J.R. Magalhães¹; Müller Ribeiro-Andrade²; Adrienne Mota de Alcântara²; José W. Pinheiro
 6 Júnior²; Maria J. Sena²; Wagner J. N. Porto³; Rafael Felipe da Costa Vieira⁴ e Rinaldo A. Mota^{2*}
 7
 8

9 **RESUMO.** Magalhães F.J.R., Ribeiro-Andrade M., Pinheiro Júnior J.W., Sena M. J., Porto W.J.N. & Mota
 10 R.A. 2016. **Ovinos e bovinos criados nas mesmas condições de clima e manejo apresentam**
 11 **prevalências significativamente distintas para *Toxoplasma gondii*.** *Pesquisa Veterinária Brasileira*
 12 *00(0):00-00.* Laboratório de Doenças Infecto-contagiosas dos Animais Domésticos, Departamento de
 13 Medicina Veterinária, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Rua Dom Manoel de Medeiros, s/n
 14 Dois Irmãos, 52171-900 Recife, PE, Brasil. *Autor para correspondência: rinaldo.mota@hotmail.com
 15

16 A toxoplasmose é uma zoonose de distribuição mundial que acomete todos animais de sangue
 17 quente. A transmissão de *Toxoplasma gondii* para humanos tem sido usualmente associada à ingestão
 18 de carne crua ou mal cozida de animais de produção infectados. Objetivou-se nessa investigação
 19 determinar a prevalência e identificar os fatores de risco associados à ocorrência da infecção por *T.*
 20 *gondii* em ruminantes domésticos criados na Ilha de Fernando de Noronha e demonstrar que bovinos
 21 e ovinos criados sob mesmas condições apresentam prevalências estatisticamente distintas. Foram
 22 obtidas amostras de soro sanguíneo de todos os ovinos (n= 240) e bovinos (n= 140) para a pesquisa
 23 de anticorpos na Imunofluorescência Indireta. Os fatores de risco foram analisados por meio da
 24 análise univariada e regressão logística. A prevalência de ovinos positivos foi de 85,0% (204/240;
 25 79,8 – 89,3%; IC 95%) e 10,7% (15/140; 6,1 – 17,1%; IC 95%) para bovinos que foram
 26 significativamente diferentes (p=0.000). Na análise multivariada, o local de contato de ovinos com
 27 outras espécies foi identificado como fator de risco (OR=2,94). Para os bovinos, os fatores de risco
 28 identificados neste estudo foram: sistema extensivo de criação (OR=6,63), fonte de água (açude)
 29 (OR=8,36), número de gatos nas propriedades acima de três (OR=5,76) e a presença de rato nos
 30 locais de armazenamento de ração (OR=7,62). Os resultados obtidos demonstram diferença
 31 significativa nas prevalências em ovinos e bovinos criados neste ambiente insular, sendo
 32 recomendado a correção dos fatores de risco identificados neste estudo para reduzir a prevalência
 33 da infecção nestas espécies utilizadas para consumo humano nesta ilha.

34 **TERMOS DE INDEXAÇÃO:** Ruminantes, toxoplasmose, fatores de risco
 35
 36

37 INTRODUÇÃO

38 A Ilha de Fernando de Noronha (Estado de Pernambuco, Brasil) localiza-se no Atlântico Sul e desde
 39 o início de sua colonização vem sofrendo com as alterações humanas e a introdução de espécies não
 40 nativas, a exemplo de gatos domésticos que representam uma ameaça para a conservação da
 41 biodiversidade em regiões insulares (Kaiser 2001), além de poder desencadear impactos associados
 42 a doenças, a exemplo da toxoplasmose (Tenter et al. 2010).

43 A toxoplasmose é uma das zoonoses mais difundidas no mundo, acometendo diversas espécies
 44 homeotérmicas, entre mamíferos e aves (Tenter et al. 2000, Dubey 2010). Nos felinos, *T. gondii*
 45 realiza reprodução sexuada, resultando na eliminação de milhões de oocistos nas fezes. Esses
 46 oocistos após esporulação contaminam o solo, fontes de água e alimentos, constituindo em uma
 importante fonte de infecção para os hospedeiros intermediários (Dubey, 2010).

1 Pequenos ruminantes, a exemplo dos ovinos podem apresentar alterações reprodutivas com
 2 prejuízos econômicos significativos para a cadeia produtiva desses animais (Buxton et al. 2007). Os
 3 bovinos também se infectam, mas são considerados mais resistentes ao *T. gondii* e a importância
 4 desses animais na epidemiologia da toxoplasmose ainda é uma controvérsia (Dubey 1986, 2010,
 5 Dubey & Jones 2008).

6 Costa et al. (2012) já demonstraram que espécies domésticas como os bovinos e ovinos na Ilha
 7 de Fernando de Noronha apresentam anticorpos contra *T. gondii*, contudo não estudaram os fatores
 8 de risco e a distribuição espacial da toxoplasmose nesta ilha. Objetivou-se estudar a prevalência da

Recebido em

Aceito para publicação em

¹ Veterinário, Veterinária, Unidade de Vigilância em Saúde do Distrito de Fernando de Noronha, PE, Brasil

² Departamento de Medicina Veterinária, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, PE, Brasil.

³ Unidade Educacional Viçosa, Campus Arapiraca, Universidade Federal de Alagoas, Viçosa, AL, Brasil

⁴ Departamento de Medicina Veterinária, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, PR, Brasil

* Autor para correspondência: rinaldo.mota@hotmail.com

9 infecção por *Toxoplasma gondii* em ovinos e bovinos e identificar os fatores de risco associados à
10 ocorrência da infecção por *T. gondii* em ruminantes domésticos criados na Ilha de Fernando de
11 Noronha, Brasil, além de confirmar que em um mesmo ambiente, estes ruminantes apresentam
12 diferentes níveis de infecção.

13 MATERIAIS E MÉTODOS

14
15
16 **Comitê de Ética.** Os procedimentos desse experimento foram aprovados pelo Comitê de Ética no Uso
17 de animais da Universidade Federal de Pernambuco (CEUA-UFRPE - Licença n. 116/2015) e estão de
18 acordo com a legislação vigente do Colégio Brasileiro de Experimentação Animal.

19
20 **Amostragem.** Foram amostrados 240 ovinos em oito propriedades e 140 bovinos em dez criações
21 cadastradas pela Administração do Distrito Estadual de Fernando de Noronha. Foram coletadas
22 amostras de todos os animais e de todas as propriedades e todas as criações que tinham bovinos
23 também criavam ovinos.

24
25 **Coleta de amostras sanguíneas.** As amostras de sangue foram obtidas por meio de punção da veia
26 jugular (ovinos) e coccígea (bovinos), de ambos os sexos. Imediatamente após a coleta, as amostras
27 foram encaminhadas, sob refrigeração, ao Laboratório do Núcleo de Vigilância Animal da
28 Administração do Distrito Estadual de Fernando de Noronha para centrifugação e obtenção do soro
29 sanguíneo. Logo após, foram congeladas e encaminhadas por via aérea ao Laboratório de Doenças
30 Infecto-contagiosas da Universidade Federal Rural de Pernambuco onde foram processadas.

31
32 **Análise sorológica.** As amostras de soro foram submetidas à técnica de Reação de
33 Imunofluorescência Indireta (RIFI) para a pesquisa de anticorpos IgG anti-*T. gondii*. As lâminas foram
34 sensibilizadas com taquizoítos da cepa ME-49 de *T. gondii*, sendo utilizado anticorpo anti-IgG
35 específico para a espécie animal conjugado com isotiocianato de fluoresceína. Foi adotado o ponto-
36 de-corte 1:64 para ovinos e 1:16 para bovinos, sendo as amostras positivas diluídas na razão dois e
37 tendo seu título determinado por reação positiva da maior diluição. Em todas as reações foram
38 incluídos controles positivos e negativos.

39
40 **Análise de risco.** Para o estudo dos fatores de risco associados à ocorrência da infecção por *T. gondii*
41 foram aplicados questionários com perguntas objetivas relacionadas ao manejo produtivo e sanitário
42 dos animais e sobre a epidemiologia da toxoplasmose. Os questionários foram aplicados por uma
43 única pessoa treinada para este objetivo.

44 As variáveis foram avaliadas através de análise univariada pelo teste de Qui-quadrado de
45 Pearson ou exato de Fisher, quando necessário, adotando intervalo de confiança de 95%. O modelo
46 de regressão logística considerou como variável dependente o resultado sorológico (positivo ou
47 negativo) que foi utilizado na análise de regressão logística e os cálculos foram realizados no
48 programa EpiInfo, versão 3.5.2 - *Centers for Disease Control and Prevention* (CDC).

49 Para avaliar a diferença estatística entre as prevalências nas espécies estudadas foi empregado
50 o teste de Qui-quadrado com nível de significância de 95%.

51
52 **Distribuição espacial.** As coordenadas planas obtidas através do georreferenciamento de cada
53 propriedade por meio do Sistema de Posicionamento Global (GPS) foi utilizada na espacialização do
54 mapa do Arquipélago de Fernando de Noronha que foi configurado para fornecer as posições com
55 coordenadas planas na projeção UTM (Universal Transverse Mercator), no Sistema SAD-69 (South
56 American Datum de 1969), correspondente ao sistema de coordenadas da Base Cartográfica do
57 Arquipélago de Fernando de Noronha. Os dados georreferenciados foram lançados no software
58 ArcGIS 10.2, empregando-se o estimador de intensidade Kernel, que consiste em técnica não
59 paramétrica que possibilita filtrar a variabilidade de um conjunto de dados, retendo as características
60 essenciais locais dos dados (Bailey & Gatrell 1995).

61 RESULTADOS

62
63 A prevalência de ovinos positivos para *T. gondii* no Arquipélago de Fernando de Noronha foi de
64 85,0% (204/240; 79,8 – 89,3%; IC 95%). Dentre as diferentes regiões do Arquipélago, a prevalência
65 mais alta foi observada na Vila dos Três Paus com 93,3% e a menor na Vila dos Remédios com 60,0%
66 (Tabela 1). Para bovinos, a prevalência foi de 10,7% (15/140), variando de 0% a 23,0% entre as

67 diferentes regiões da Ilha (Tabela 2). Foi observada diferença estatística significativa nas
68 prevalências encontradas entre as duas espécies ($p=0.000$).

69 A estimativa de Kernel para o número de ovinos e bovinos soropositivos para *T. gondii* no
70 Arquipélago estão apresentados nas figuras 1 e 2, respectivamente. A graduação de cores quantifica a
71 densidade de casos por propriedade de verde (menor prevalência) para vermelho (maior
72 prevalência).

73 Na análise univariada para a espécie ovina observou associação significativa para infecção por
74 *T. gondii*, as variáveis: sexo ($p=0,007$); área de localização da propriedade ($p=0,024$); local de contato
75 com outras espécies ($p=0,046$); fonte de água ($p=0,019$); número de gatos domésticos ($p=0,019$)
76 (Tabela 3). Na regressão logística foi identificado como fator de risco, o local de contato com outras
77 espécies, $OR=2,94$ (Tabela 4).

78 Para bovinos, a análise univariada revelou associação significativa para infecção por *T. gondii*
79 as variáveis: tipo de criação ($p=0,002$); fonte de água ($p=0,000$); número de gatos domésticos
80 ($p=0,002$); acesso de gatos à ração ($p=0,000$); presença de gatos ferais nas propriedades ($p=0,044$);
81 acesso de ratos à ração ($p=0,000$) (Tabela 5). Na regressão logística foram identificados como fatores
82 de risco a criação em sistema extensivo ($OR=6,$), a fonte de água (açude) $OR=8,36$, o número de gatos
83 domésticos (acima de 3) $OR=5,76$ e o acesso de ratos à ração, $OR=7,62$ (Tabela 6).

84
85

DISCUSSÃO

86 Este trabalho constitui uma ampla investigação sobre a infecção por *T. gondii* em ruminantes
87 domésticos no Arquipélago de Fernando de Noronha, pois amostramos a totalidade de ovinos e
88 bovinos criados nesta ilha, diferente de outro estudo realizado anteriormente neste local com
89 bovinos e ovinos (Costa et al. 2012) onde não foi realizada a distribuição espacial e a análise dos
90 fatores de risco. Esses animais foram introduzidos neste Arquipélago no início do século passado e
91 não tiveram contato com animais do continente, constituindo, assim uma população de animais com
92 características peculiares de genética e manejo, sendo utilizados pelas famílias locais para fornecer
93 leite e carne para a subsistência (Pernambuco 2008).

94 A análise dos mapas da estimativa de Kernel para a infecção por *T. gondii* em bovinos e ovinos
95 na Ilha de Fernando de Noronha demonstram que há dispersão dos focos de infecção por toda a
96 extensão insular onde há criação desses animais.

97 Diferentes trabalhos ao redor do mundo já demonstraram a exposição de ovinos e bovinos a *T.*
98 *gondii* (Dubey 2010), no entanto, são raros os estudos realizados em ilhas oceânicas no mundo.

99 No Arquipélago de Fernando de Noronha foi verificada prevalência de ovinos positivos
100 (85,0%; 79,8 – 89,3%; IC 95%) mais elevada que as obtidas em investigações realizadas no Brasil
101 continental que relataram variação de 7% (Moura et al. 2007) a 51,8% (Garcia et al. 1999).
102 Investigações realizadas nas Ilhas Caribenhas de Dominica, Granada, Montserrat, St. Kitts and Nevis
103 (Hamilton et al. 2014) e Carriacou (Chikweto et al. 2011) também demonstraram elevadas frequências
104 de infecção por *T. gondii* que variaram de 44,1% a 89%.

105 Em relação aos bovinos, estudos realizados em diferentes regiões do Brasil apresentaram
106 valores que variaram de 1% na Bahia (Gondim et al. 1999) a 71% no estado do Mato Grosso (Santos
107 et al. 2009). A prevalência encontrada no Arquipélago (10,7%; 6,1 – 17,1%; IC 95%) é semelhante os
108 achados em outras ilhas oceânicas realizados por Chikweto et al. (2011) que verificaram positividade
109 em 8,4% dos bovinos nas ilhas caribenhas de Granada e Carriacou.

110 Apenas uma investigação anterior a esta estudou a exposição de animais domésticos e
111 selvagens ao *T. gondii* na Ilha de Fernando de Noronha, onde foi detectada positividade em 3,0%
112 (3/100) dos bovinos e em 60,8% (9/97) dos ovinos (Costa et al. 2012). Dessa forma, verifica-se que
113 houve elevação nas prevalências nestas espécies o que pode estar relacionada com maior
114 contaminação ambiental por oocistos do coccídeo, uma vez que nos últimos anos a população de
115 felinos, principalmente os gatos errantes aumentou.

116 Outro achado interessante neste estudo foi a diferença entre as prevalências em ovinos e
117 bovinos nas mesmas condições ambientais e de criação. De forma geral, a prevalência de *T. gondii* em
118 animais de produção é mais alta em ovinos do que em bovinos (Dubey 2009, 2010), podendo estar
119 associada à resistência dos bovinos à infecção (Tenter et al. 2000, Dubey 2010) e aos hábitos
120 alimentares desses animais. Os ovinos tendem a comer gramíneas curtas mais próximas ao solo,
121 sendo, portanto, mais suscetíveis à ingestão de oocistos que os bovinos que se alimentam das porções
122 mais altas das forragens (Andriquetto 1983).

123 A infecção por *T. gondii* é responsável por perdas econômicas significativas na ovinocultura
124 em diferentes regiões do mundo (Buxton et al. 2007, Dubey 2010) e o consumo de carne crua ou mal
125 cozida destes animais é considerado uma importante fonte de infecção para humanos (Bobić et al.

2007, Kijlstra & Jongert 2008). Um estudo de caso controle realizado por Cook et al. (2000) demonstrou que o consumo de carne ovina mal cozida aumenta em 3,1 vezes a chance de mulheres grávidas se infectarem por *T. gondii* na Europa. Como as criações de ovinos na Ilha de Fernando de Noronha destinam-se exclusivamente para o suprimento da demanda por alimentos desta população, os órgãos de vigilância sanitária devem intensificar as atividades de educação sanitária para alertar sobre o risco de adquirir a toxoplasmose por consumo de tecidos desses animais, ressaltando a necessidade do cozimento adequado e destinação correta das vísceras, evitando a infecção de novos hospedeiros. Em adicional, apesar de não ser hábito o consumo de leite de ovelha no Brasil, a análise por PCR já demonstrou a presença de DNA de *T. gondii* em amostras de leite (Fusco et al. 2007, Camossi et al. 2011, Rocha et al. 2015).

Na presente investigação, os ovinos criados em contato com outras espécies tanto no pasto quanto em instalações apresentaram 2,94 vezes mais chance de se infectarem por *T. gondii* em relação àqueles que têm contato com outras espécies apenas no pasto. Isto pode indicar a extensa contaminação das áreas produtivas (tanto pasto e instalações de confinamento) com oocistos de *T. gondii*, sendo necessária a adoção de medidas sanitárias de controle e prevenção nas criações. Costa et al. (2012) detectaram 66,6% dos gatos selvagens e 54,2% dos gatos domésticos positivos para *T. gondii* nesta mesma ilha, demonstrando, ainda, um aumento da positividade com o avançar da idade dos animais.

Segundo Dubey (2009), poucos estudos analisaram os fatores de risco associados à exposição de ovinos ao referido protozoário. E apesar de não serem estatisticamente significativos nesse estudo, a presença de gatos nas propriedades (Vesco et al. 2007), a fonte de água consumidas pelos animais (Romanelli et al. 2007) e a adoção de sistema extensivo de criação (Abu Samra et al. 2007) foram fatores associados à soropositividade de ovinos em outras investigações.

Os bovinos não são considerados bons hospedeiros para *T. gondii* e apesar do consumo de seus produtos (carne e leite) não ser considerados importantes na transmissão do parasito como ocorre em relação aos ovinos, caprinos e suínos (Dubey 2010), surto de toxoplasmose em humanos por consumo de carne bovina contaminada já foi relatada (Kean et al. 1969). Dubey et al. (2005) testaram a viabilidade de *T. gondii* de 2094 amostras de carne bovina obtida em feiras dos Estados Unidos por meio de bioensaio em gatos e sorologia do exsudato cárneo e todas as amostras foram negativas nas duas análises.

Os fatores de risco associados à soropositividade de bovinos ao *T. gondii* nesse estudo foram: animais criados em sistema extensivo (OR = 6,63; IC 95% - 1,78 - 24,72), utilização de açude como fonte de água (OR= 8,36; IC 95% 2,66 - 26,23), presença de mais de três gatos domésticos nas propriedades (OR = 5,76; IC 95% - 1,53 - 21,66) e acesso de ratos à ração (OR = 7,62; IC 95% - 2,04 - 28,49). Esses resultados estão de acordo com os achados de Albuquerque et al. (2011) e Fajardo et al. (2013) que também identificaram risco de infecção por *T. gondii* associado ao número de gatos. Mesmo com a adoção de medidas de controle populacional adotadas pela Administração do Distrito de Fernando de Noronha, como programa de castração dos gatos, o número de gatos ferais tem crescido nos últimos anos. A presença de roedores nessas propriedades também é um fator de atração para os gatos que predam esses animais, contribuindo para a proximidade entre os hospedeiros definitivos e os animais de produção.

Os bovinos criados em sistemas extensivos e que utilizam os açudes para dessedentação apresentaram maior chance de se infectarem por *T. gondii*, pois se tornam mais propensos a ingerirem os oocistos do parasito.

170
171

CONCLUSÃO

Os resultados deste estudo demonstram que a prevalência de anticorpos anti-*T. gondii* em ovinos e bovinos criados em um ambiente insular e com grande influência antrópica é significativamente diferente. Os animais criados na ilha estão expostos a um ambiente contaminado com oocistos de *T. gondii*. Recomenda-se a correção dos fatores de risco identificados neste estudo e cuidado no consumo da carne de ovinos e bovinos desta ilha, considerando a alta prevalência encontrada principalmente na espécie ovina.

178
179
180

Conflito de interesse. Os autores declaram não haver conflito de interesse.

Agradecimento. Os autores agradecem à Fundação de Amparo à Ciência e Tecnologia de Pernambuco (FACEPE) pelo apoio financeiro concedido (APQ-0531-5.05/14).

183
184

REFERÊNCIAS

- 185 Abu Samra N., McCrindle C.M.E., Penzhorn B.L. & Cenci-Goga B. 2007. Seroprevalence of
186 toxoplasmosis in sheep in South Africa. *J. S. Afr. Vet. Assoc.* 78: 116–120.
- 187 Albuquerque G.R., Munhoz A.D., Teixeira M., Flausino W., Medeiros S.M. & Lopes C.W.G. 2011. Risk
188 factors associated with *Toxoplasma gondii* infection in dairy cattle, State of Rio de Janeiro. *Pesq.*
189 *Vet. Bras.* 31(4):287-290.
- 190 Andriquetto J. M. 1983. *Nutrição Animal*, 2º ed., São Paulo: Ed. Nobel, 395 p.
- 191 Bailey T.C. & Gatrell A.C. 1995. *Interactive spatial data analysis*. 1ª ed., Essex: Longman, 201 p.
- 192 Bobić B., Nikolić A., Klun I., Vujančić M. & Djurković-Djaković O. 2007. Undercooked meat consumption
193 remains the major risk factor for *Toxoplasma* infection in Serbia. *Parassitologia.* 49: 227–230.
- 194 Boyer K.M., Holfels E., Roizen N., Swisher C., Mack D., Remington J., Withers S., Meier P. & McLeod, R.
195 2005. Risk factors for *Toxoplasma gondii* infection in mothers of infants with congenital
196 toxoplasmosis: implications for prenatal management and screening. *Am. J. Obstet. Gynecol.*
197 192:564–571.
- 198 Buxton D., Maley S.W., Wright S.E., Rodger S., Bartley P. & Innes E.A. 2007. *Toxoplasma gondii* and
199 ovine toxoplasmosis: new aspects of an old story. *Vet. Parasitol.* 149:25–28.
- 200 Camossi L.G., Greca-Júnior H., Corrêa A.P.F.L., Richini-Pereira V.B., Silva R.C., Moura A.B., Osaki S.C.,
201 Zulpo D.L. & Marana E.R.M. 2007. Ocorrência de anticorpos contra *Toxoplasma gondii* em suínos
202 e ovinos abatidos no município de Guarapuava, PR, Brasil. *Revista Brasileira de Parasitologia*
203 *Veterinária.* 16: 54-56.
- 204 Chikweto A., Kumthekar S., Tiwari K., Nyack B., Deokar M.S., Stratton G., MacPherson C.N., Sharma
205 R.N. & Dubey J.P. 2011 Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in pigs, sheep, goats, and cattle from
206 Grenada and Carriacou, West Indies. *J. Parasitol.* 97(5):950–95.
- 207 Cook A.J.C., Gilbert R.E. & Buffolano W. 2000. Sources of *Toxoplasma* infection in pregnant women:
208 European multicentre case-control study. *Br. Med. J.* 321: 142–147.
- 209 Costa D.G.C., Marvulo M.F.V., Silva J.S.A., Santana S.C., Magalhães F.J.R., Lima Filho C.D.F, Ribeiro V.O.,
210 Alves L.C., Mota R.A., Dubey J.P. & Silva J.C.R., 2012. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in
211 Domestic and Wild Animals from the Fernando de Noronha, Brazil. *J. Parasitol.* 98:3, 679-680.
- 212 Da Silva A. V. & Langoni H. 2011. Detection of *Toxoplasma gondii* DNA in the milk of naturally infected
213 ewes. *Vet Parasitol.* 177, 256–261.
- 214 Dubey J.P. & Jones J.L. 2008. *Toxoplasma gondii* infection in humans and animals in the United States.
215 *Int. J. Parasitol.* 38:1257-1278.
- 216 Dubey J.P. 2009. Toxoplasmosis in sheep: the last 20 years. *Vet. Parasitol.* 163:1-14.
- 217 Dubey J.P. 2010. *Toxoplasmosis of animals and humans*, 2nd ed. CRC Press, Boca Raton, Florida, 313
218 p
- 219 Dubey J.P., Hill D.E., Jones J.L. 2005. Prevalence of viable *Toxoplasma gondii* in beef, chicken, and pork
220 from retail meat stores in the United States: risk assessment to consumers. *J Parasitol* 91:1082–
221 93.
- 222 Dubey J.P., Rajendran C., Costa D.G.C., Ferreira L.R., Kwok O.C.H., Qu D., Su C., Marvulo M.F.V., Alves
223 L.C., Mota R.A. & Silva J.C.R. 2010b. New *Toxoplasma gondii* genotypes isolated from free-range
224 chickens from the Fernando de Noronha, Brazil: Unexpected findings. *J. Parasitol.* 96, 709-712.
- 225 Dubey J.P., Sundar N. & Hill D. 2008. High prevalence and abundant atypical genotypes of *Toxoplasma*
226 *gondii* isolated from lambs destined for human consumption in the USA. *Int J Parasitol* 38:999–
227 1006.
- 228 Dubey, J.P. & Kirkbride C. A. 1989. Enzootic toxoplasmosis in sheep in North-Central United States. *J.*
229 *Parasitol.* 75: 673–676.
- 230 Dubey, J.P., 1986. A review of toxoplasmosis in cattle. *Vet. Parasitol.* 22: 177–202.
- 231 Fajardo H.V., D'ávila S., Bastos R.R., Cyrino C.D., Detoni M.L., Garcia J.L., Neves L. B., Nicolau J.L. &
232 Amendoeira M.R.R. 2013. Seroprevalence and risk factors of toxoplasmosis in cattle from
233 extensive and semi-intensive rearing systems at Zona da Mata, Minas Gerais State, Southern
234 Brazil. *Parasit. Vectors* 6: 191.
- 235 Fusco G., Rinaldi L., Guarino A., Proroga Y., Pesce A., Giuseppina D.E. & Cringoli G., 2007. *Toxoplasma*
236 *gondii* in sheep from the Campania region (Italy). *Vet. Parasitol.* 149, 271–274.
- 237 Garcia J.L., Navarro I.T., Ogawa L. & Oliveira R.C. 1999. Soroprevalência do *Toxoplasma gondii*, em
238 suínos, bovinos, ovinos e equinos, e sua correlação com humanos, felinos e caninos, oriundos de
239 propriedades rurais do norte do Paraná, Brasil. *Ciência Rural.* 29: 91-97.
- 240 Gondim L.F.P., Barbosa H.V., Ribeiro Filho C.H.A. & Saeki H. 1999. Serological survey of antibodies to
241 *Toxoplasma gondii* in goats, sheep, cattle, and water buffaloes in Bahia State, Brazil. *Vet.*
242 *Parasitol.* 82: 273–276.

- 243 Hamilton C.M., Katzer F., Innes E.A & Kelly P. J. 2014. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in small
244 ruminants from four Caribbean islands. *Parasites & Vectors*, 7:449.
- 245 Kaiser J. 2001. Galápagos takes aim at alien invaders. *Science* 293:590–592.
- 246 Kean B.H., Kimball A.C. & Christenson W.N. 1969. An epidemic of acute toxoplasmosis. *J. Am. Med.*
247 *Assoc.* 208: 1002–1004.
- 248 Kijlstra A. & Jongert E. 2008. Control of the risk of human toxoplasmosis transmitted by meat. *Int. J.*
249 *Parasitol.* 38: 1359–1370.
- 250 Moura A.B., Osaki S.C., Zulpo D.L. & Marana R M. 2007. Ocorrência de anticorpos contra *Toxoplasma*
251 *gondii* em suínos e ovinos abatidos no município de Guarapuava, PR, Brasil. *Rev. Brasil.*
252 *Parasitol. Vet.* 16: 54–56.
- 253 Nogales M., Martí n A., Tershy B.R., Donlan C.J., Veitch D., Puerta N. 2004. A review of feral cat
254 eradication on islands. *Conserva Biol.* 18:310–319.
- 255 Pernambuco 2008. Fauna do Arquipélago de Fernando de Noronha. Disponível em:
256 <<http://www.noronha.pe.gov.br/ctudo-meio-fauna.asp>>. Acesso em 20 nov. 2015.
- 257 Rocha D.S., Moura R.L.S., MACIEL B., Guimarães L.A., O'dwyer H.N.S., Munhoz A.D. & ALBUQUERQUE
258 G.R. 2015. Detection of *Toxoplasma gondii* DNA in naturally infected sheep's milk. *Genetics and*
259 *Molecular Research* 14 (3): 8658-8662.
- 260 Romanelli P.P., Freire R.L., Vidotto O., Marana E.R.M., Ogawa L., De Paula V.S.O., Garcia J.L. & Navarro
261 I.T. 2007. Prevalence of *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* in sheep and dogs from
262 Guarapuava farms, Paraná State, Brazil. *Research in Veterinary Science.* 82: 202-207
- 263 Santos T.R., Costa A.J. & Toniollo G.H. 2009. Prevalence of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in dairy
264 cattle, dogs, and humans from the Jauru micro-region, Mato Grosso state, Brazil. *Vet. Parasitol.*
265 161: 324–326.
- 266 Sukthana Y. 2006. Toxoplasmosis: beyond animals to humans. *Trends Parasitol.* 22(3):137-42.
- 267 Tenter A.M., Heckeroth A.R. & Weiss L.M. 2000. *Toxoplasma gondii*: from animals to humans. *Int J*
268 *Parasitol* 30(12–13):1217–1258.
- 269 Vesco G., Buffolano W., La Chiusa S. 2007. *Toxoplasma gondii* infections in sheep in Sicily, southern
270 Italy. *Vet. Parasitol.* 146: 3–8.

271 **Tabela 1.** Frequência absoluta e relativa de ovinos positivos e negativos para anticorpos anti-
 272 *Toxoplasma gondii* na RIFI de acordo a localidade da Ilha de Fernando de Noronha.

Localidades	Número de propriedade	Número de amostras	Positivos		Negativos	
			FA	FR(%)	FA	FR(%)
Floresta Velha	1	4	3	75,00	1	25,00
Vila dos Remédios	1	5	3	60,00	2	40,00
Vila dos Três Paus	1	90	84	93,30	6	6,70
Vila da Basinha	1	15	12	80,00	3	20,00
Vila da Coréia	2	48	40	83,30	8	16,70
Estrada Velha do Sueste	2	78	62	79,49	16	20,51

273 FA: Frequencia Absoluta; FR: Frequencia relativa

274

275

276 **Tabela 2.** Frequência absoluta e relativa de bovinos positivos e negativos para anticorpos anti-*T.*
 277 *gondii* na RIFI de acordo a localidade da Ilha de Fernando de Noronha.

278

Localidades	Número de propriedade	Número de amostras	Positivos		Negativos	
			FA	FR(%)	FA	FR(%)
Floresta Nova	1	9	0	0,0	9	100,0
Floresta Velha	1	27	3	11,0	24	89,0
Vila dos Três Paus	4	38	9	23,0	29	74,0
Vila da Basinha	1	2	0	0,0	2	100,0
Vila do Sueste	1	12	0	0,0	12	100,0
Estrada Velha do Sueste	2	52	3	6,0	49	94,0

279 FA: Frequencia Absoluta; FR: Frequencia relativa

280

281

282 **Tabela 3.** Análise univarida dos fatores de risco associados à infecção por *T. gondii* em ovinos no
 283 Arquipélago de Fernando de Noronha, Brasil

Variável	N	RIFI Positivo (%)	OR (IC 95%)	Valor de p
Sexo				
Macho	183	162 (88,5%)	-	0,007*
Fêmea	57	42 (73,7%)	2,75 (1,20 – 6,14)	
Área				
Urbana	9	6 (66,7%)	-	0,024*
Rural	126	102 (81,0%)	2,13 (0,50 – 9,11)	
Peri-urbana	105	96 (91,4%)	2,51 (1,11 – 5,67)	
Tipo de criação				
Extensivo	78	62 (79,5%)	-	0,073
Semi-intensivo	162	142 (87,7 %)	0,54 (0,25 – 1,21)	
Tipo de exploração				
Leite	9	6 (66,7%)	-	0,137
Corte	231	198 (85,7%)	0,33 (0,06 – 2,17)	
Rebanho				
Aberto	216	186 (86,1%)	-	0,128
Fechado	24	18 (75,0%)	2,06 (0,61 – 5,99)	
Criação consorciada				
Sim	216	186 (86,1%)	-	0,128
Não	24	18 (75,0%)	2,06 (0,61 – 5,99)	
Acesso à água de superfície				
Presente	168	146 (86,9%)	-	0,143
Ausente	72	58 (80,6%)	1,60 (0,70 – 3,52)	
Fonte de água				
Água tratada	72	58 (80,6%)	-	0,019*
Açude	90	191 (93,3%)	3,38 (1,23 – 9,31)	

Córrego	78	62 (79,5%)	0,28 (0,10 – 0,75)	
Número de gatos domésticos				
Nenhum	15	12 (80,0%)	-	0,019*
1 ou 2	135	108 (80,0%)	1,00 (0,26 – 3,79)	
Acima de 3	90	84 (93,3%)	3,50 (1,38 – 8,87)	
Acesso de gatos à ração				
Sim	216	186 (86,1%)	-	0,128
Não	24	18 (75,0%)	2,06 (0,61 – 5,99)	
Presença de gatos ferais				
Sim	216	186 (86,1%)	-	0,128
Não	24	18 (75,0%)	2,06 (0,61 – 5,99)	
Presença de animais silvestres				
Sim	216	186 (86,1%)	-	0,128
Não	24	18 (75,0%)	2,06 (0,61 – 5,99)	
Presença de roedor				
Sim	231	198 (85,7%)	-	0,137
Não	9	6 (66,7%)	3,00 (0,46 – 14,79)	
Acesso de ratos à ração				
Sim	216	186 (86,1%)	-	0,128
Não	24	18 (75,0%)	2,06 (0,61 – 5,99)	
Limpeza das instalações				
Sim	78	62 (79,5%)	-	
Não	162	142 (87,7%)	0,54 (0,25 – 1,21)	0,073

284

285

286 **Tabela 4.** Análise de regressão logística dos fatores de risco associados à infecção por *T. gondii* em
 287 ovinos no Arquipélago de Fernando de Noronha, Brasil

Variável	Valor de p	OR	IC 95%
Local de contato (Pastos + instalações)	0,000	2,94	1,23 – 7,05

288

289

290 **Tabela 5.** Análise univariada dos fatores de risco associados à infecção por *T. gondii* em bovinos no
 291 Arquipélago de Fernando de Noronha, Brasil

Variável	N	RIFI Positivo (%)	OR (IC 95%)	Valor de p
Sexo				
Macho	104	11 (10,6%)	-	0,572
Fêmea	36	4 (11,1%)	0,94 (0,25 – 4,36)	
Área				
Urbana	9	0 (0,0%)	-	0,372
Rural	92	12 (13,0%)	-	
Peri-urbana	39	3 (7,7%)	-	
Tipo de criação				
Extensivo	59	12 (20,3%)	-	0,002*
Semi-intensivo	81	3 (3,7%)	6,63 (1,65 – 38,02)	
Exploração				
Leite	4	0 (0,0%)	-	0,540
Corte	40	3 (7,5%)	-	
Mista	96	12 (12,5%)	-	
Criação consorciada				
Sim	53	9 (17,0%)	2,76 (0,81 – 10,00)	0,057
Não	87	6 (6,9%)	-	
Fonte de água				
Água tratada	112	6 (5,4%)	-	0,000*
Açude	28	9 (32,1%)	0,11 (0,03 – 0,43)	
Número de gatos domésticos				
Nenhum	65	3 (4,6%)	-	0,002*
1 ou 2	20	0 (0,0%)	-	

Acima de 3	55	12 (21,8%)		
Acesso de gatos à ração				
Sim	55	12 (21,8%)	-	0,000*
Não	85	3 (3,5%)	7,62 (1,89 – 43,70)	
Presença de gatos ferais				
Sim	51	9 (17,6%)	-	0,044*
Não	89	6 (6,7%)	2,96 (0,86 – 10,75)	
Presença de animais silvestre				
Sim	136	15 (11,0%)	-	0,632
Não	4	0 (0,0%)		
Acesso de ratos à ração				
Sim	55	12 (21,8%)	-	0,000*
Não	85	3 (3,5%)	7,62 (1,89 – 43,70)	
Limpeza das instalações				
Sim	45	3 (6,7%)	-	0,223
Não	95	12 (12,6%)	0,49 (0,08 – 1,97)	

292

293

294

295

Tabela 6. Análise de regressão logística dos fatores de risco associados à infecção por *T. gondii* em bovinos no Arquipélago de Fernando de Noronha, Brasil

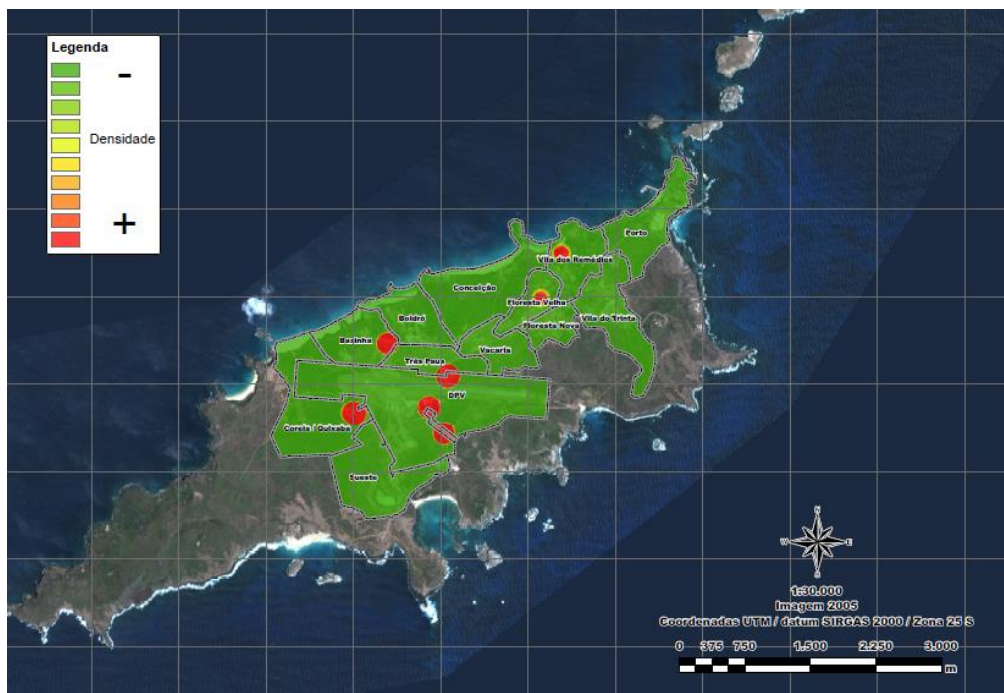
Variável	Valor de p	OR	IC 95%
Sistema extensivo	0,004	6,63	1,78 – 24,72
Fonte de água (açude)	0,000	8,36	2,66 – 26,23
Número de gatos (acima de 3)	0,009	5,76	1,53 – 21,66
Presença de rato na ração	0,002	7,62	2,04 – 28,49

296

297

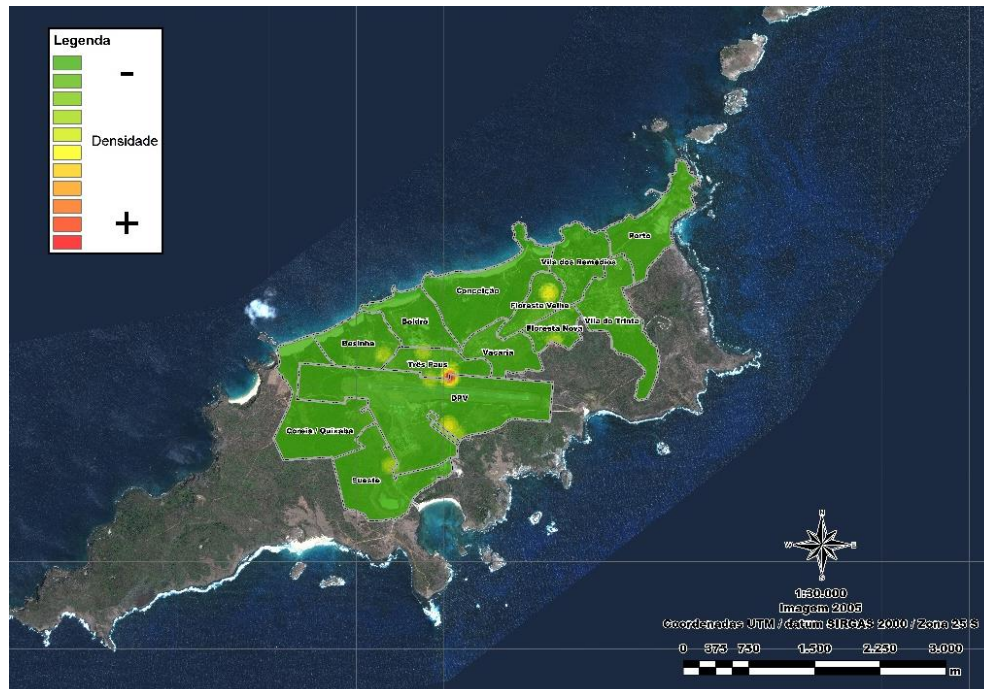
298

299 **Figura 1.** Mapa da estimativa de Kernel da prevalência da infecção de *T. gondii* em ovinos do
 300 Arquipélago de Fernando de Noronha.
 301



302
 303
 304
 305
 306
 307

Figura 2. Mapa da estimativa de Kernel da prevalência da infecção de *T. gondii* em bovinos do
 Arquipélago de Fernando de Noronha.



308

6. ARTIGO III

(A ser submetido ao periódico Pesquisa Veterinária Brasileira)

1 **Soroprevalência e distribuição espacial da infecção por *Toxoplasma gondii* em felinos, cães,**
 2 **suínos e equinos no Arquipélago de Fernando de Noronha, Brasil**

3
 4
 5 Fernando J. R. Magalhães¹, Müller Ribeiro-Andrade², Fátima M. Souza¹, Carlos D. F. Lima Filho¹,
 6 Alexander Welker Biondo³, Odilon Vidotto³, Itamar Teodorico Navarro³, Rinaldo A. Mota^{2*}

7
 8
 9 **RESUMO.** Magalhães F.J.R., Ribeiro-Andrade M., Souza F. M., Lima Filho C.D.D.F., Biondo A.W., Vidotto
 10 O., Navarro I.T. & Mota R.A. 2016. **Soroprevalência e distribuição espacial da infecção por**
 11 ***Toxoplasma gondii* em felinos, cães, suínos e equinos na Ilha de Fernando de Noronha, Brasil.**
 12 *Pesquisa Veterinária Brasileira 00(0):00-00.* Laboratório de Doenças Infecto-contagiosas dos Animais
 13 Domésticos, Departamento de Medicina Veterinária, Universidade Federal Rural de Pernambuco,
 14 Rua Dom Manoel de Medeiros, s/n Dois Irmãos, 52171-900 Recife, PE, Brasil. *Autor para
 15 correspondência: rinaldo.mota@hotmail.com

16 Pouco se conhece sobre o comportamento da infecção de *Toxoplasma gondii* em animais da Ilha de
 17 Fernando de Noronha, Brasil. Nós investigamos a prevalência da infecção de *Toxoplasma gondii* em
 18 27 suínos, 101 equinos, 320 cães, 348 gatos domiciliados e 274 gatos ferais. Anticorpos IgG anti-*T.*
 19 *gondii* (Imunofluorescência Indireta, cut-off 1:16) foi encontrado em 51,85% (14/27) dos suínos,
 20 22,7% (23/101) dos equinos, 48,75 (156/320) dos cães; 71,26% (248/348) dos gatos domiciliados
 21 e em 60,74% (150/247) dos gatos ferais. O estudo revela alta prevalência de infecção por *T. gondii*
 22 em animais da ilha de Fernando de Noronha, com relação entre as áreas quentes de ocorrência de
 23 infecção em gatos com outras espécies domésticas estudadas. Indica-se o alerta às autoridades
 24 sanitárias da ilha para controlar a população de gatos e alertar a população sobre o risco de infecção
 25 por este protozoário.

26
 27 **TERMOS DE INDEXAÇÃO:** Toxoplasmose animal, Ilha, sorologia.

28
 29 **INTRODUÇÃO**

30 O Arquipélago de Fernando de Noronha pertence ao estado de Pernambuco, região Nordeste do
 31 Brasil. É constituído por 21 ilhas e ilhotas com sua principal ilha (Fernando de Noronha) medindo
 32 aproximadamente 18,4 km²; abriga um Parque Nacional Marinho (PARNAMAR) e duas Áreas de
 33 Proteção Ambiental (APA), formando assim um arquipélago voltado para a preservação da vida
 34 silvestre. Constitui a maior área brasileira em ilhas oceânicas, representando uma importante região
 35 para a conservação da diversidade biológica.

36 A toxoplasmose é uma enfermidade de distribuição cosmopolita, tendo importância médica e
 37 veterinária por ser uma zoonose e causar diversos transtornos reprodutivos em vários hospedeiros
 38 intermediários. O parasito responsável pela doença é *Toxoplasma gondii*, protozoário com
 39 reprodução intracelular obrigatória, podendo ser encontrado em diferentes tecidos dos animais
 40 infectados (Hill et al. 2005, Tenter et al. 2000).

41 As infecções por *T. gondii* são amplamente prevalentes em seres humanos e animais em todo o
 42 mundo (Dubey et al. 2010). Quando ocorrem em humanos, os sinais clínicos incluem alterações
 43 oculares, podendo levar à cegueira, problemas reprodutivos como abortos, má formação fetal,
 44 hidrocefalia, neuropatias e alterações neuromusculares (Weiss & Dubey 2009).

45 As principais vias de transmissão para humanos são o consumo de alimentos contaminados com
 46 oocistos esporulados eliminados nas fezes dos felídeos infectados, a via transplacentária e carnes
 47 preparados sem cocção adequada e que possuam cistos teciduais (bradizoítos) do parasito (Hill &
 48 Dubey 2002).

49 Nos animais, *T. gondii* está amplamente difundido, podendo causar alterações reprodutivas
 50 principalmente em ovinos, caprinos e suínos (Tenter 2000, Dubey 2009a, 2009b). No Brasil,
 51 inquéritos soro-epidemiológicos revelaram que 90% dos animais domésticos e silvestres
 52 apresentam anticorpos contra este protozoário (Dubey et al. 2012). Os felídeos, com destaque aos
 53 gatos, atuam como hospedeiros definitivos desse agente infeccioso, contribuindo para a dispersão
 54 ambiental de formas infectantes (oocistos) eliminadas nas fezes. Trabalhos tem demonstrado que a
 55 presença de gatos junto às áreas produtivas é um fator de risco importante para a infecção por *T.*
 56 *gondii* (Romanelli et al. 2007, Pinheiro Jr 2009)

Recebido em

Aceito para publicação em

¹ Unidade de Vigilância em Saúde do Distrito de Fernando de Noronha, PE, Brasil

² Departamento de Medicina Veterinária, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, PE, Brasil.

³ Departamento de Medicina Veterinária, Universidade Federal do Paraná, Curitiba, PR, Brasil

*Autor para correspondência: rinaldo.mota@hotmail.com

57 Dados sobre toxoplasmose em animais ou a dispersão do protozoário em ilhas oceânicas são
58 escassos. Desta forma o presente estudo avaliou a prevalência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii*
59 em felinos, cães, suínos e equinos no Arquipélago de Fernando de Noronha, Brasil e a distribuição
60 espacial da infecção.

61 MATERIAL E MÉTODOS

62
63 **Amostragem.** A amostra para o estudo de prevalência da infecção por *T. gondii* nos animais de
64 companhia (cães e gatos) e de produção (suínos e equinos) criados na Ilha foi determinado
65 considerando-se o cadastro de animais disponibilizado pela Administração da ilha, exceto para os
66 felinos ferais onde não existem dados oficiais. Os locais de captura dos felinos ferais foram
67 determinados de acordo com o monitoramento de atividade de predação de espécimes locais por
68 estes felinos. Os procedimentos desse experimento foram aprovados pelo Comitê de Ética no Uso de
69 animais da Universidade Federal Rural de Pernambuco (CEUA-UFRPE – Licença n. 116/2015) e estão
70 de acordo com a legislação vigente do Colégio Brasileiro de Experimentação Animal.

71 Neste estudo foram utilizadas 27 amostras de suínos, 101 amostras de equinos, 320 amostras
72 de cães, 348 amostras de gatos domiciliados e 274 amostras de gatos ferais, correspondendo a 100%
73 dos suínos, equinos, cães e gatos domésticos desta Ilha.

74
75 **Coleta de amostras biológicas.** As amostras dos felinos domésticos e cães foram coletadas durante
76 a realização do terceiro censo de cães e gatos do Arquipélago de Fernando de Noronha; os felinos
77 ferais foram capturados, utilizando armadilhas e peixes como isca, em localidades pré-determinadas
78 e as capturas foram realizadas pelos médicos veterinários do Núcleo de Vigilância Animal da ilha.
79 Para os suínos, as amostras de sangue foram colhidas por meio da punção da veia cava cranial e para
80 os felinos, cães e equinos, as amostras de sangue foram obtidas por meio de venopunção da jugular.

81 As amostras foram acondicionadas em tubos de ensaio, mantidas em caixas isotérmicas
82 contendo gelo reciclável e encaminhadas ao Núcleo de Vigilância Animal da Unidade de Vigilância em
83 Saúde da Administração da ilha. Estas amostras foram centrifugadas a 2000g por 5 minutos. Após
84 esse procedimento, os soros foram acondicionados em tubos de polipropileno tipo Eppendorf®
85 devidamente identificados e estocados em freezer a -20°C e posteriormente foram enviados via aérea
86 ao Laboratório de Doenças Infectocontagiosas dos Animais Domésticos da Universidade Federal
87 Rural de Pernambuco (UFRPE) para a realização das análises sorológicas.

88
89 **Prova sorológica.** Para a pesquisa de anticorpos IgG anti-*T. gondii* foi empregada a técnica de
90 Imunofluorescência Indireta (RIFI), utilizando-se diluições sequenciais na base dois até a última
91 reação positiva. Foram adotados os pontos de corte 1:64 para suínos e equinos e 1:16 para os felinos
92 e cães. Como antígenos foram utilizados taquizoítos da cepa RH e em todas as reações foram incluídos
93 controles positivos e negativos para cada espécie estudada. A leitura das lâminas foi realizada em
94 microscópio epifluorescente (OLYMPUS BX60-FLA, EUA) e foram consideradas positivas as amostras
95 que apresentaram fluorescência periférica total de pelo menos 50% dos taquizoítos em cada poço.

96
97 **Distribuição espacial.** As coordenadas planas obtidas no georreferenciamento de cada propriedade
98 por meio do Sistema de Posicionamento Global (GPS) foram utilizadas na espacialização do mapa do
99 Arquipélago de Fernando de Noronha que foi configurado para fornecer as posições com
100 coordenadas planas na projeção UTM (Universal Transverse Mercator), no Sistema SAD-69 (South
101 American Datum de 1969), correspondente ao sistema de coordenadas da Base Cartográfica do
102 Arquipélago de Fernando de Noronha.

103 Os dados georreferenciados para os gatos domiciliados foram lançados no software ArcGIS 10.1,
104 empregando-se o estimador de intensidade Kernel, que consiste em técnica não paramétrica que
105 possibilita filtrar a variabilidade de um conjunto de dados, retendo as características essenciais locais
106 dos dados.

107 A gradação de cores quantifica a densidade dos casos por propriedade, variando de verde
108 (menor prevalência) até vermelho (maior prevalência). No mapa também foi incluída a informação
109 sobre as áreas onde foram identificados focos de infecção por *T. gondii* em suínos e equinos.

110 RESULTADOS

111
112 A prevalência para cães foi de 48,75 (156/320) (tabela 1); para os felinos domiciliados foi de 71,26%
113 (248/348) (tabela 2) e para os felinos ferais foi de 60,74% (150/247) (tabela 3). Os suínos
114 apresentaram prevalência de 51,85% (14/27) (tabela 4) e para os equinos a prevalência foi de 22,7%
115 (23/101) (tabela 5).

116 A distribuição espacial de felinos positivos para o protozoário e a relação com a área de
117 infecção de equinos, suínos e cães está demonstrada na Figura 1.

118 DISCUSSÃO

119 Neste trabalho foram coletadas amostras de todos os suínos, equinos, cães e felinos domiciliados,
120 além de uma amostra significativa de felinos ferais de forma que registramos todos os focos da
121 infecção nestas espécies por meio da distribuição espacial. Isto poderá subsidiar as ações de controle
122 desta enfermidade na ilha pelo órgão de fiscalização sanitária.

123 Em 2012 foi realizado um estudo sorológico nesta mesma localidade por Costa et al. (2012) e o
124 que podemos observar foi um incremento na prevalência da infecção por *T. gondii* em suínos,
125 equinos, cães e gatos.

126 A elevada prevalência verificada neste estudo para os felinos domiciliados (71,26%) e ferais
127 (60,74%) tem um forte impacto na prevalência em outras espécies de produção e homem, pois
128 principalmente os felinos ferais circulam por várias áreas na ilha na busca de alimentos e predam
129 aves e roedores selvagens, perpetuando o ciclo de vida de *T. gondii* neste ambiente insular. A
130 eliminação de oocistos nas fezes destes animais contamina a pastagem, fontes de água e alimentos,
131 favorecendo a transmissão de *T. gondii* (Dubey 2010). Esta informação ficou clara neste estudo onde
132 se observou maiores prevalências em suínos, equinos e cães nas áreas mais quentes de prevalência
133 de gatos domiciliados soropositivos, a exemplo da localidade Vila dos Três Paus (área 15 no mapa)
134 que registrou as maiores prevalências para estas espécies.

135 A prevalência nos gatos domiciliados da ilha é semelhante a outros estudos realizados no Brasil
136 continental como Cavalcante et al. (2006) que relataram 87,3% no estado do Amazonas, Garcia et al.
137 (1999) que relataram 73% no estado do Paraná e Dubey et al. (2004) que relataram prevalência de
138 84,4% também no estado do Paraná. Outros estudos relataram prevalências mais baixas como Lucas
139 et al. (1999) no Rio de Janeiro (17,7%) e da Silva et al. (2002) com 19% em São Paulo. Nos gatos, a
140 prevalência da infecção por *T. gondii* varia de acordo com o estilo de vida. Geralmente é mais elevada
141 em gatos selvagens que caçam para a sua alimentação do que em gatos domésticos e isto depende da
142 disponibilidade de alimento (Sukthana et al. 2003). No nosso estudo, observamos que a
143 soroprevalência foi mais elevada nos gatos domiciliados que nos gatos ferais. Este fato
144 provavelmente está relacionado com a forma rústica de criação desses animais na ilha que mesmo
145 tendo tutores, circulam livremente e consomem vísceras de animais abatidos e também predam
146 roedores e aves.

147 Costa et al. (2012) detectaram maior positividade em gatos selvagens (66,6%) quando
148 comparado aos gatos domésticos (54,2%) neste mesmo Arquipélago, indicando que a infecção desses
149 animais ocorre por ingestão de cistos a partir dos tecidos de hospedeiros intermediários ou de
150 oocistos que contaminam o ambiente. É importante considerar que nos últimos anos houve um
151 aumento de gatos ferais na ilha e considerando um ambiente muito contaminado com oocistos, é
152 esperado que a prevalência neste grupo seja mais elevada neste ambiente.

153 Em ilhas do Pacífico (Wallace 1969), Austrália (Munday 1972) e Estados Unidos (Dubey et al.
154 1997) não foram encontradas evidências de infecções por *T. gondii* nas regiões que não tinham gatos,
155 destacando o papel desses animais no ciclo de transmissão deste protozoário. Por outro lado, em
156 ilhas do Caribe foram verificadas altas prevalências de infecção por *T. gondii* em gatos domésticos e
157 ferais (Dubey et al. 2009).

158 O estudo da infecção por *T. gondii* em animais de companhia sinaliza a disseminação do parasito
159 num habitat que estes compartilham com os humanos (Garcia et al. 1999, Varandas et al. 2001). Como
160 revisado por Fialho et al. (2009) diferentes frequências de exposição de cães ao protozoário foram
161 encontradas por estudos realizados no Brasil, variando de 3,5% a 91%. Em Fernando de Noronha,
162 Costa et al. (2012) encontraram um percentual de 39,6% (36/91), inferior ao encontrado nesse
163 estudo.

164 Apenas nos felinos *T. gondii* completa o ciclo enteroepitelial que resulta na formação e
165 eliminação de oocistos no ambiente (Dubey 2010). A elevada exposição de felinos domiciliados e
166 ferais na ilha, demonstra a possibilidade desses animais atuarem na eliminação de oocistos após
167 primo-infecção, contribuindo para a disseminação e manutenção do agente. Nesse estudo, apesar dos
168 felinos ferais demonstrarem menor prevalência que os doméstico, a capacidade de dispersão desses
169 animais é significativa, uma vez que eles percorrem uma maior área.

170 A prevalência em suínos de 51,85% (14/27) está acima das observadas em outros estudos
171 realizados no Brasil continental (Garcia et al. 1999, Caporali et al. 2005, Moura et al. 2007, Fernandes
172 et al. 2012). Já é conhecida a relação entre o sistema de criação e a exposição dos suínos ao *T. gondii*,
173 uma vez que a suinocultura industrial possui alto padrão de tecnificação e a possibilidade de infecção
174

175 por este protozoário ou outros agentes infecciosos é menor (Dubey et al. 2009). As criações de suínos
 176 desta ilha são exclusivamente de subsistência com instalações rudimentares, alimentação variada
 177 (desde farelo de milho a sobras de alimentação humana) e manejo sanitário deficiente, o que
 178 contribui para a exposição dos suínos às fontes de infecção (Garcia et al. 1999).

179 De acordo com dados revisados por Dubey (2010), no Brasil, a prevalência de anticorpos contra
 180 *T. gondii* em equinos varia de 4,4% a 16% em diferentes regiões do país, estando próxima à
 181 prevalência relatada por Oliveira et al. (2013) para asininos e muarens em quatro estados da região
 182 nordeste do Brasil que foi de 23,8%. Apesar de os equinos não servirem de fonte de alimento para a
 183 população humana no Brasil, o estudo da infecção nesta espécie é importante, pois estes podem
 184 contribuir para a transmissão deste protozoário para o hospedeiro definitivo que nesta localidade
 185 podem ter acesso às vísceras desses animais. Esses animais são herbívoros e a infecção se dá pela
 186 ingestão de oocistos que contaminam alimentos como pastagem e água (Tassi 2007).

187 188 CONCLUSÃO

189 O estudo revela alta prevalência de infecção por *T. gondii* em animais da ilha de Fernando de Noronha,
 190 demonstrando forte relação entre as áreas quentes de ocorrência de infecção em gatos com outras
 191 espécies domésticas estudadas. Indica-se o alerta das autoridades sanitárias para controlar a
 192 população de gatos e alertar a população sobre o risco de infecção por este protozoário.

193
 194 **Agradecimento.** Os autores agradecem à Fundação de Amparo à Ciência e Tecnologia de
 195 Pernambuco (FACEPE) pelo apoio financeiro (APQ-0531-5.05/14).

196 197 REFERENCIAS

- 198 Caporali E.H.G., Silva A.V., Mendonca A.O. & Langoni H. 2005. Comparacao de metodos para
 199 determinacao da prevalencia de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em suínos dos Estados de
 200 São Paulo e Pernambuco – Brasil. Arq. Cien. Vet. Zool. 8: 19–24.
- 201 Cavalcante G. T., Aguiar D. M. & Chiebao D. 2006. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies in
 202 cats and pigs from rural western Amazon, Brazil. J. Parasitol. 92: 863–864.
- 203 Costa D.G.C., Marvulo M.F.V., Silva J.S.A., Santana S.C., Magalhães F.J.R., Lima Filho C.D.F, Ribeiro V.O.,
 204 Alves L.C., Mota R.A., Dubey J.P. & Silva J.C.R., 2012. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in
 205 Domestic and Wild Animals from the Fernando de Noronha, Brazil. J. Parasitol. 98:3, 679-680.
- 206 Dubey J.P. 2009a. Toxoplasmosis in sheep: the last 20 years. Vet Parasitol, 163:1-14.
- 207 Dubey J.P. 2009b. Toxoplasmosis in pigs – The last 20 years. Vet Parasitol, 164:89-103.
- 208 Dubey J.P. 2010. Toxoplasmosis of animals and humans, 2° ed. CRC Press, Boca Raton, Florida, 313 p.
- 209 Dubey J.P., Rollor E.A., Smith K., Kwok O.C.H., Thulliez P. 1997. Low seroprevalence of *Toxoplasma*
 210 *gondii* in feral pigs from a remote island lacking cats. J. Parasitol. 83, 839-841.
- 211 Dubey J.P., I. T. Navarro, C. Sreekumar 2004. *Toxoplasma gondii* infections in cats from Parana, Brazil:
 212 seroprevalence, tissue distribution, and biologic and genetic characterization of isolates. J.
 213 Parasitol. 90: 721–726.
- 214 Dubey J.P., Lappin M.R., Kwok O.C.H., Mofya S., Chikweto A., Baffa A., Doherty D., Shakeri J.,
 215 Macpherson, C.N.L. & Sharma, R.N. 2009. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* and concurrent
 216 *Bartonella* spp., feline immunodeficiency virus, and feline leukemia virus infections in cats from
 217 Grenada, West Indies. J Parasitol, 95(5): 1129–1133.
- 218 Dubey J.P., Lago E. G., Gennari S. M., Su C. & Jones J.L. 2012. Toxoplasmosis in humans and animals in
 219 Brazil: high prevalence, high burden of disease, and epidemiology. Parasitol, 139(11):1375–
 220 1424.
- 221 Fernandes E.F.T.S., Fernandes M.F.T.S., Kim P.C.P., Albuquerque P.P.F., Neto O.L.S., Santos A.S., Moraes
 222 E.P.B.X., Morais E.G.F. & Mota R.A. 2012. Prevalence of *Toxoplasma gondii* in slaughtered pigs in
 223 the state of Pernambuco, Brazil. J Parasitol, 98:690–691.
- 224 Fialho C.G., Teixeira M.C., Araujo F.A.P. 2009. Toxoplasmose animal no Brasil. Acta Scientiae
 225 Veterinariae, 37(1): 1-23.
- 226 Garcia J.L., Navarro I.T., Ogawa L. & de Oliveira R.C. 1999. Soroepidemiologia da toxoplasmose em
 227 gatos e caes de propriedades rurais do municipio de Jaguapita, Estado do Parana, Brasil. Ciencia
 228 Rural. 29: 99–104.
- 229 Hill D. & Dubey J.P. *Toxoplasma gondii*: transmission, diagnosis and prevention. Clin Microbiol Infect.
 230 2002;8:634–640.
- 231 Hill D.E., Chirukandotha S., Dubey J.P. 2005. Biology and epidemiology of *Toxoplasma gondii* in man
 232 and animals. Anim Health Res Rev, 6:41-61.

- 233 Lucas S.R.R., Hagiwara M. K., Loureiro V.S., IKESAKI, J. Y. H.; BIRGEL, E. H.. 1999. *Toxoplasma*
234 *gondii* Infection in Brazilian Domestic Outpatient Cats. Revista do Instituto de Medicina Tropical
235 de São Paulo, 41(.4):221-224.
- 236 Moura A.B., Osaki S.C., Zulpo D.L. & Marana R M. 2007. Ocorrência de anticorpos contra *Toxoplasma*
237 *gondii* em suínos e ovinos abatidos no município de Guarapuava, PR, Brasil. Rev. Brasil.
238 Parasitol. Vet. 16: 54-56.
- 239 Munday B.L., 1972. Serological evidence of *Toxoplasma* infection in isolated groups of sheep. Res. Vet.
240 Sci., 13, 100-102.
- 241 Oliveira E., Albuquerque P.P.F., Souza Neto O.L., Faria E.B., Júnior J.W.P., Mota R.A. 2013. Occurrence
242 of antibodies to *Toxoplasma gondii* in mules and donkeys in the northeast of Brazil. J
243 Parasitol, 99:343-345
- 244 Pinheiro Jr J.W., Mota R.A., Oliveira A.A.F., Faria E.B., Gondim L. F. P.; Da Silva A.V., Anderlini G.A. 2009.
245 Prevalence and risk factors associated to infection by *Toxoplasma gondii* in ovine in the State of
246 Alagoas, Brazil. Parasitol Res, 105(3):709-715.
- 247 Romanelli P.P., Freire R.L., Vidotto O., Marana E.R.M., Ogawa L., De Paula V.S.O., Garcia J.L. & Navarro
248 I.T. 2007. Prevalence of *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* in sheep and dogs from
249 Guarapuava farms, Paraná State, Brazil. Research in Veterinary Science. 82: 202-207
- 250 Silva A. V., Cutolo A. A. & Langoni H. 2002. Comparação da reação de imunofluorescência indireta e
251 do metodo de aglutinacao direta na deteccao de anticorpos anti-*Toxoplasma* em soros de ovinos,
252 caprinos, caninos e felinos. Arq. Inst. Biol.. 69: 7-11.
- 253 Sukthana Y., Kaewkungwal J., Jantanavivat C., Lekkla A., Chiabchalard R. & Aumarm W. 2003.
254 *Toxoplasma gondii* antibody in Thai cats and their owners. Southeast Asian J. Trop. Med. Pub.
255 Health. 34: 733-738
- 256 Tassi P. 2007. *Toxoplasma gondii* infection in horses. A review. Parasitol, 49(1-2):7-15.
- 257 Tenter A.M., Heckeroth A.R. & Weiss L.M. 2000. *Toxoplasma gondii*: from animals to humans. Int J
258 Parasitol 30(12-13):1217-1258.
- 259 Varandas N.P., Rached P.A.A., Costa G.H.N., Souza L.M., Castagnoli K.C., Costa A.J. Frequência de
260 anticorpos anti-*Neospora caninum* e contra *Toxoplasma gondii* em cães da região nordeste do
261 Estado de São Paulo: correlação com neuropatias. Semina: Ciências Agrárias, Londrina,
262 22(1):105-111, 2001.
- 263 Wallace G.D. 1969. Serologic and epidemiologic observations on toxoplasmosis on three pacific
264 attols. Am. J. Epidemiol. 90, 103-111.
- 265 Weiss L.W. & Dubey JP. Toxoplasmosis: A history of clinical observations. Int J Parasitol.
266 2009;39:895-901.

267 **Tabela 1.** Frequência absoluta e relativa de cães positivos e negativos para anticorpos anti-*T. gondii*
 268 na RIFI de acordo a localidade da Ilha de Fernando de Noronha.
 269

Localidades	Número de criadores	Número de amostras	Positivos		Negativos	
			FA	FR(%)	FA	FR(%)
Floresta Velha	39	43	21	48,83	22	51,17
Floresta Nova	40	45	23	51,11	22	48,89
Vila dos Remédios	35	38	22	57,89	16	42,11
Vila dos Três Paus	5	7	5	71,42	2	28,58
Vila da Basinha	10	14	9	64,28	5	35,72
Vila da Coréia	8	8	2	25,0	6	75,0
Estrada Velha do Sueste	17	17	7	41,17	10	58,83
Vila do Trinta	30	38	14	36,84	24	63,16
Porto de Santo Antônio	5	6	2	33,33	4	66,67
Vila da Vacaria	6	9	2	22,22	7	77,78
Vila do Boldró	30	38	26	68,42	12	31,58
Vila da Quixaba	8	9	4	44,44	5	55,56
Vila do DPV	22	28	13	46,42	15	53,58
Vila do Sueste	9	9	2	22,22	7	77,78
Vila da Conceição	8	11	4	36,36	7	63,64

270 FA: Frequência Absoluta; FR: Frequência relativa

271

272

273 **Tabela 2.** Frequência absoluta e relativa de felinos domiciliados positivos e negativos para
 274 anticorpos anti-*T. gondii* na RIFI de acordo a localidade da Ilha de Fernando de Noronha.
 275

Localidades	Número de criadores	Número de amostras	Positivos		Negativos	
			FA	FR(%)	FA	FR(%)
Floresta Velha	42	49	38	77,55	11	22,45
Floresta Nova	34	38	26	68,42	12	31,58
Vila dos Remédios	38	42	31	73,80	11	26,20
Vila dos Três Paus	10	17	15	88,23	2	11,77
Vila da Basinha	10	19	15	78,94	4	21,06
Vila da Coréia	10	12	6	50,0	6	50,0
Estrada Velha do Sueste	18	23	13	56,52	10	43,48
Vila do Trinta	30	30	24	80,00	6	20,00
Porto de Santo Antônio	10	14	9	64,28	5	35,72
Vila da Vacaria	9	9	5	55,55	4	44,45
Vila do Boldró	30	39	31	79,48	8	20,52
Vila da Quixaba	12	15	11	73,33	4	26,67
Vila do DPV	22	25	18	72,00	7	28,00
Vila do Sueste	8	8	4	50,00	4	50,00
Vila da Conceição	8	8	2	25,00	6	75,00

276 FA: Frequência Absoluta; FR: Frequência relativa

277

278

279 **Tabela 3.** Frequência absoluta e relativa de felinos com habito feral positivos e negativos para
 280 anticorpos anti-*T. gondii* na RIFI de acordo a localidade da Ilha de Fernando de Noronha.
 281

Localidades	Número de felinos capturados	Número de amostras	Positivos		Negativos	
			FA	FR(%)	FA	FR(%)
Floresta Velha	18	18	8	44,44	10	55,56
Vila dos Três Paus	25	25	17	68,00	8	32,00

Vila da Basinha	62	62	53	85,48	9	14,52
Vila do Trinta	14	14	8	57,14	6	48,86
Porto de Santo Antônio	47	47	21	44,68	26	55,32
Vila do Boldró	32	32	10	31,25	22	68,75
Vila da Quixaba	45	45	18	40,00	27	60,00
Vila do DPV	31	31	15	48,38	16	51,62

282 FA: Frequência Absoluta; FR: Frequência relativa

283

284

285 **Tabela 4.** Frequência absoluta e relativa de suínos positivos e negativos para anticorpos anti-*T. gondii* na RIFI de acordo a localidade da Ilha de Fernando de Noronha.

286

287

Localidades	Número de propriedade	Número de amostras	Positivos		Negativos	
			FA	FR(%)	FA	FR(%)
Floresta Nova	2	9	4	44,44	5	55,56
Vila dos Remédios	1	4	2	50,00	2	50,00
Vila dos Três Paus	1	7	5	71,43	2	28,57
Vila do Trinta	1	3	1	33,33	2	66,67
Estrada Velha do Sueste	1	4	2	50,00	2	50,00

288 FA: Frequência Absoluta; FR: Frequência relativa

289

290

291 **Tabela 5.** Frequência absoluta e relativa de equinos positivos e negativos para anticorpos anti-*T. gondii* na RIFI de acordo a localidade da Ilha de Fernando de Noronha.

292

293

Localidades	Número de criadores	Número de amostras	Positivos		Negativos	
			FA	FR(%)	FA	FR(%)
Floresta Velha	7	7	0	-	7	100,00
Floresta Nova	10	10	3	30,00	7	70,00
Vila dos Remédios	13	13	4	30,77	9	69,23
Vila dos Três Paus	2	5	3	60,00	2	40,00
Vila da Basinha	4	7	2	28,6	5	71,4
Vila da Coréia	2	4	0	-	4	100,00
Estrada Velha do Sueste	5	6	0	-	6	100,00
Vila do Trinta	10	15	5	33,33	10	66,67
Porto de Santo Antônio	5	5	1	20,00	4	80,00
Vila da Vacaria	3	3	0	-	3	100,00
Vila do Boldró	6	6	3	50,00	3	50,00
Vila da Quixaba	6	9	2	22,22	7	77,78
Vila do DPV	6	6	0	-	6	100,00
Vila do Sueste	3	3	0	-	3	100,00
Vila da Conceição	1	2	0	-	2	100,00

294 FA: Frequência Absoluta; FR: Frequência relativa

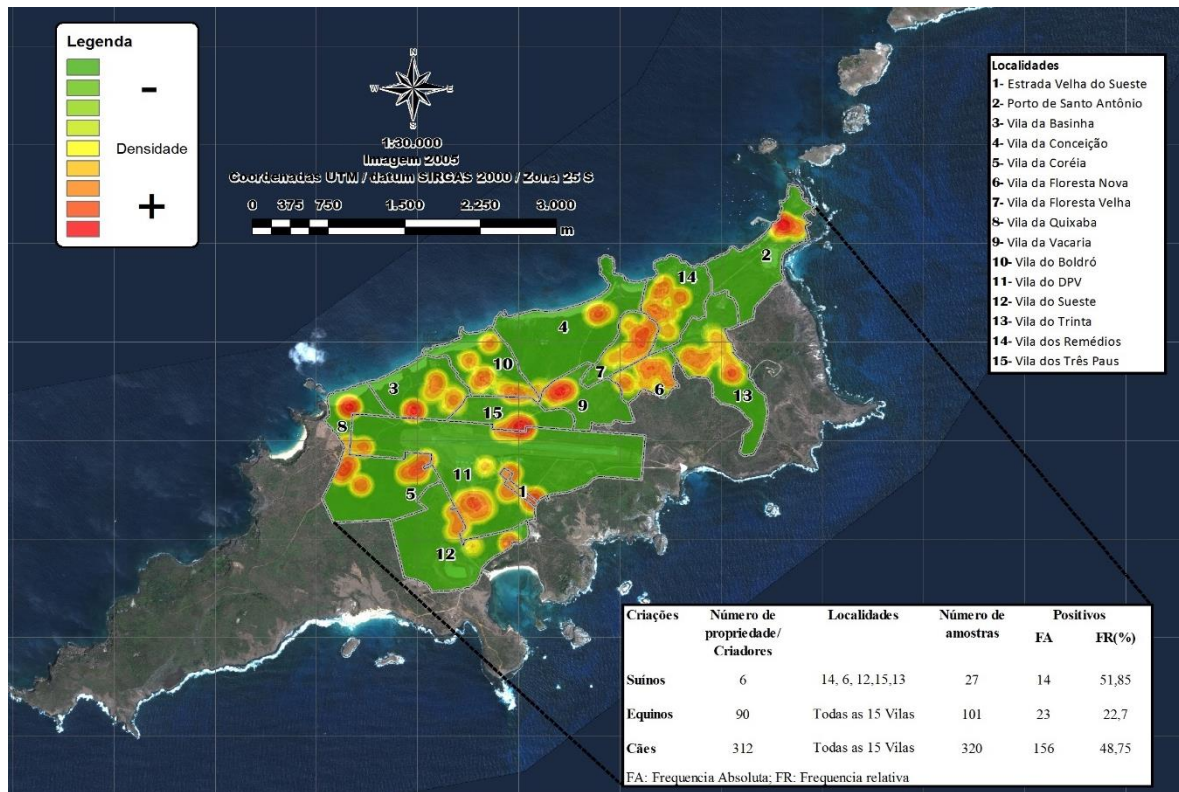
295

296

297

298
299
300

Figura 1. Estimador de Kernel para infecção de felinos domiciliados por *T. gondii* no Arquipélago de Fernando de Noronha, Brasil.



301

7. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Na literatura há uma escassez de trabalhos sobre enfermidades em ilhas apesar desses ambientes insulares apresentarem condições climáticas para o estabelecimento e transmissão de agentes com potencial zoonótico como é o caso da toxoplasmose. O objetivo central deste estudo foi concluído com êxito, possibilitando abranger diversas espécies domésticas em um levantamento epidemiológico sobre a infecção por *Toxoplasma gondii* nesta Ilha.

Os resultados obtidos no estudo de prevalência, distribuição espacial da infecção e estudo de fatores de risco permitiu estabelecer um panorama sobre esta enfermidade e os pontos críticos relacionados à sua disseminação e manutenção neste ambiente insular, sendo este o estudo mais amplo já realizado sobre este tema nesta localidade. Os resultados deste estudo permitirão fomentar ações de educação em saúde junto aos moradores desta ilha e ainda com os criadores de animais para alertar sobre os prejuízos econômicos causados por esta enfermidade e os danos à Saúde Pública.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABU SAMRA, N.; McCRINDLE, C. M. E.; PENZHORN, B. L.; CENCI-GOGA, B. (2007) Seroprevalence of toxoplasmosis in sheep in South Africa. *J S Afr Vet Assoc*, 78: 116–120.
- ACHA, P. N.; SZYFRES, B. (1986) Toxoplasmosis. In: ACHA. P. N.; SZYFRES, B. *Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales*. 2^a. ed. Washington: Organización Panamericana de la Salud, 646-658.
- ADAMS, P. J.; ELLIOT, A. D.; ALGAR, D.; BRAZELL, R. I. (2008) Gastrointestinal parasites of feral cats from Christmas Island. *Australian Vet J*, 86(1-2): 60–63.
- ALBUQUERQUE, G. R.; MUNHOZ, A. D.; TEIXEIRA, M.; FLAUSINO, W.; MEDEIROS, S. M.; LOPES, C. W. G. (2011) Risk factors associated with *Toxoplasma gondii* infection in dairy cattle, State of Rio de Janeiro. *Pesq Vet Bras*, 31(4): 287-290.
- ANDRADE, M. M.; CARNEIRO, M.; MEDEIROS, A. D.; NETO, V. A.; VITOR, R. W. (2013) Seroprevalence and risk factors associated with ovine toxoplasmosis in Northeast Brazil. *Parasite*, 20:20.
- ASTHANA, S. P.; MACPHERSON, C.N.; WEISS, S. H.; STEPHEN, S. R.; DENNY, T. N.; SHARMA, R. N.; DUBEY, J. P. (2006) Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in pregnant women and cats in Grenada, West Indies. *J Parasitol*. 92(3):644-5.
- AZEVEDO, S. S.; BATISTA, C. S. A.; VASCONCELLOS, S. A.; AGUIAR, D. M.; RAGOZO, A. M. A.; RODRIGUES, A. A. R.; ALVES, C. J.; GENNARI, S. M. (2005) Seroepidemiology of *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* in dogs from the State of Paraíba, Northeast region of Brazil. *Res Vet Sci*, 79: 51-56.
- AZEVEDO, S. S.; PENA, H. F. J.; ALVES, C. J.; GUIMARÃES FILHO, A. A. M.; OLIVEIRA, R. M.; MAKSIMOV, P.; SCHARES, G.; GENNARI, S. M. (2010) Prevalence of anti-*Toxoplasma gondii* and anti- *Neospora caninum* antibodies in swine from northeastern Brazil. *Rev. Bras. Parasitol. Vet*, 19 (2): 80-84
- BARBOSA, M. V. F.; GUIMARÃES, J. E.; ALMEIDA, M. A. O.; GONDIM L. F. P.; REGIS G. B. (2003) Frequência de anticorpos IgG anti-*Toxoplasma gondii* em soros de cães errantes da cidade de Salvador-Bahia, Brasil. *Braz J Vet Res Animal Sci*, 40: 457-465.
- BELTRAME, M. A. V.; PENA, H. F. J.; TON, N. C.; LINO, A. J. B.; GENNARI, S. M.; DUBEY, J. P.; PEREIRA, F. E. L. (2012) Seroprevalence and isolation of *Toxoplasma*

gondii from free-range chickens from Espírito Santo state, southeastern Brazil. *Vet Parasitol*, 188:225–230.

BLACK, M.W.; BOOTHROYD, J.C. (2000) Lytic cycle of *Toxoplasma gondii*. *Microbiol Mol Biol Rev*, 64 (3):607-23.

BOBIĆ, B.; NIKOLIĆ, A.; KLUN, I.; VUJANIĆ, M.; DJURKOVIĆ-DJAKOVIĆ, O. (2007) Undercooked meat consumption remains the major risk factor for *Toxoplasma* infection in Serbia. *Parassitologia*, 49: 227–230.

BRAGA-FILHO, E.; RAMOS, O.S.; FREITAS, J.A. (2010) Inquérito sorológico de *Toxoplasma gondii* em ovinos na microrregião Castanhal, Pará, Brasil. *Ver Arq Instit Biológico*, 77(4):707-710.

BRANDÃO, G. P.; FERREIRA, A. M.; MELO, M. N.; VITOR, R. W. A. (2006) Characterization of *Toxoplasma gondii* from domestic animals from Minas Gerais, Brazil. *Parasite*, 13:143-149.

BRASIL. Ministério do Meio Ambiente. Instituto Brasileiro do Meio Ambiente dos Recursos Naturais Renováveis (2003) Programa das Nações Unidas para o Desenvolvimento – PNUD. Plano de Manejo: APA Fernando de Noronha – Rocas – São Pedro e São Paulo, Brasília: Arcadis Tetraplan.

BRESCIANI, W. R.; GENNARI, S. M.; SERRANO, A. C. M.; RODRIGUES, A. A. R.; UENO, T.; FRANCO, L. G.; PERRI, S. H. V.; AMARANTE, A. F. T. (2007) Antibodies to *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* in domestic cats from Brazil. *Parasitol Res*, 100: 281-285.

BRITO, A. F.; SOUZA, L. C.; SILVA, A. V.; LANGONI, H. (2002) Epidemiological and serological aspects in canine toxoplasmosis in animals with nervous symptoms. *Mem Inst Oswaldo Cruz*, 97:1-15.

CABRAL, D. D.; SILVA, D. A. O.; MINEO, J. R.; FERREIRA, F. A.; DURAN, F. P. (1998) Frequency of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in apparently healthy dogs of the city of Uberlândia, MG. *Rev Bras Parasitol Vet*, 7: 87-90.

CAMOSSI L. G.; GRECA-JÚNIOR, H.; CORRÊA, A. P. F. L.; RICHINI-PEREIRA, V. B.; SILVA, R. C.; MOURA, A. B.; OSAKI, S. C.; ZULPO, D. L.; MARANA, E. R. M. (2007) Ocorrência de anticorpos contra *Toxoplasma gondii* em suínos e ovinos abatidos no município de Guarapuava, PR, Brasil. *Rev Bras Parasitol Vet*, 16:54-56.

Cañón-Franco, W. A.; Bergamaschi, D. P.; Labruna, M. B.; Camargo, L. M.; Souza, S. L.; Silva, J. C.; Pinter, A.; Dubey, J. P.; Gennari, S. M.

- (2003) Prevalence of antibodies to *Neospora caninum* in dogs from Amazon, Brazil. *Vet Parasitol*, 115: 71–74.
- CAPORALI, E. H. G.; SILVA, A. V.; MENDONCA, A. O.; LANGONI, H. (2005) Comparacao de metodos para determinacao da prevalencia de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em suínos dos Estados de São Paulo e Pernambuco – Brasil. *Arq. Cien. Vet. Zool.* 8: 19–24.
- CARLETTI, R. T.; FREIRE, R. L.; SHIMADA, M. T.; RUF-FOLO, B. B.; BEGALE, L. P.; LOPES, F. M. R.; NAVARRO, I. T. (2005) Prevalência da infecção por *Toxoplasma gondii* em suínos abatidos no Estado do Paraná, Brasil. *Cien Agrari*, 26(4):563-568.
- CAVALCANTE, G. T.; D. M. AGUIAR; D. CHIEBAO (2006) Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies in cats and pigs from rural western Amazon, Brazil. *J. Parasitol*, 92: 863–864.
- CHIARI, C. A.; NEVES, D. P. (1984) Toxoplasmose adquirida através da ingestão de leite de cabra. *Mem Inst Oswaldo Cruz*, 79:337-340.
- CHIKWETO, A.; KUMTHEKAR, S.; TIWARI, K.; NYACK, B.; DEOKAR, M. S.; STRATTON, G.; MACPHERSON, C. N.; SHARMA, R. N.; DUBEY, J. P. (2011) Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in pigs, sheep, goats, and cattle from Grenada and Carriacou, West Indies. *J Parasitol*, 97(5):950–95.
- CHUMPOLBANCHORN, K.; LYMBERY, A.J.; PALLANT, L.J.; PAN, S.; SUKTHANA, Y., THOMPSON, R.C.A. (2013) A high prevalence of *Toxoplasma* in Australian chickens. *Vet. Parasitol*, 196: 209-211.
- COELHO, R. A.; KOBAYASHI, M.; CARVALHO JUNIOR, L. B. (2003) Prevalence of IgG antibodies specific to *Toxoplasma gondii* among blood donors in Recife, Northeast Brazil. *Rev Instit Med Trop São Paulo*, 45: 229-231.
- COOK, A. J., PASSOS, A. L., GUERVEZ, A. M. (2000) Sources of *Toxoplasma* infection in pregnant women: European multicentre case-control study. *Brit Med J*, 321: 142-147.
- COSTA, D. G. C.; MARVULO, M. F. V.; SILVA, J. S. A.; SANTANA, S. C.; MAGALHÃES, F. J. R.; LIMA FILHO, C. D. F; RIBEIRO, V. O.; ALVES, L. C.; MOTA, R. A.; DUBEY, J. P.; SILVA, J. C. R. (2012) Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in Domestic and Wild Animals from the Fernando de Noronha, Brazil. *J Parasitol*, 98 (3): 679-680.

- DA SILVA, A. V.; BOARETO, H.; ISBRECHT, F. B.; DA SILVA, R. C.; LANGONI, H. (2008) Ocorrência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em suínos da região oeste do Paraná, Brasil. Arq Bras Vet Zootec. 15: 263–266.
- DA SILVA, J. G.; ALVES, B. H.; MELO, R. P.; KIM, P. C.; NETO, O. L.; BEZERRA, M. J.; SA, S. G.; MOTA, R. A. (2015) Occurrence of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies and parasite DNA in raw milk of sheep and goats of local breeds reared in Northeastern Brazil. Acta Trop, 142:145-148.
- DAVIS, S.W.; DUBEY, J.P. (1995) Mediation of immunity to *Toxoplasma gondii* oocyst shedding in cats. J Parasitol. 81:882–886.
- de OLIVEIRA, L.; COSTA JUNIOR, L. M.; MELLO, C.; RAMOS SILVA, J. C.; BEVILAQUA, C. M. L.; AZEVEDO, S. S.; MURADIAN, V.; ARAÚJO, D. A. F. V.; DUBEY, J. P.; GENNARI, S. M. (2009) *Toxoplasma gondii* isolates from free-range chickens from the Northeast region of Brazil. J Parasitol, 95: 235-237.
- DEROUIN, F.; PELLOUX, H. (2008) Prevention of toxoplasmosis in transplant patients. Clin Microbiol Infect, 14:1089.
- DOS SANTOS, C. B. A.; DE CARVALHO, A. C. F. B.; RAGOZO, A. M. A.; SOARES, R. M.; AMAKU, M., YAI, L. E. O.; DUBEY, J. P.; GENNARI, S. M. (2005) First isolation and molecular characterization of *Toxoplasma gondii* from finishing pigs from Sao Paulo State, Brazil. Vet Parasitol, 131: 207–211.
- DUBEY J. P.; NAVARRO, I. T.; SREEKUMAR, C.; DAHL, E.; FREIRE, R. L.; KAWABATA, H. H.; VIANNA, M. C. B.; KWOK, O. C. H.; SHEN, S. K.; THULLIEZ P.; LEHMANN, T. (2004) *Toxoplasma gondii* infections in cats from Paraná, Brazil: Seroprevalence, tissue distribution, and biologic and genetic characterization of isolates. J Parasitol, 90: 721-726.
- DUBEY, J. P. (1986) A review of toxoplasmosis in cattle. Vet Parasitol, 22:177–202.
- DUBEY, J. P. (1998) Advances in the life cycle of *Toxoplasma gondii*. Int J Parasitol, 28(7):1019-24.
- DUBEY, J. P. (2009a) Toxoplasmosis in sheep: the last 20 years. Vet Parasitol, 163:1-14.
- DUBEY, J. P. (2009b) Toxoplasmosis in pigs – The last 20 years. Vet Parasitol, 164:89-103.
- DUBEY, J. P. (2010a) Toxoplasmosis of animals and humans. 2^a ed. Florida: CRC Press, 338 p.

- DUBEY, J. P. (2010b) *Toxoplasma gondii* infections in chickens (*Gallus gallus domesticus*): prevalence, clinical disease, diagnosis and public health significance. *Zoonoses Public Health*, 57:60-73.
- DUBEY, J. P.; LINDSAY, D. S.; SPEER, C. A. (1998) Structures of *Toxoplasma gondii* tachyzoites, bradyzoites, and sporozoites and biology and development of tissue Cysts. *Clin Microbiol Rev*, 11(2):267–299.
- DUBEY, J. P.; GENNARI, S. M.; LABRUNA, M. B.; CAMARGO, L. M. A.; VIANNA, M. C. B.; MARCET, P. L.; LEHMANN, T. (2006) Characterization of *Toxoplasma gondii* isolates in free-range chickens from Amazon, Brazil. *J Parasitol*, 92:36-40.
- DUBEY, J. P.; LAPPIN, M. R.; KWOK, O. C. H.; MOFYA, S.; CHIKWETO, A.; BAFFA, A.; DOHERTY, D.; SHAKERI, J.; MACPHERSON, C. N. L.; SHARMA, R. N. (2009) Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* and concurrent *Bartonella* spp., feline immunodeficiency virus, and feline leukemia virus infections in cats from Grenada, West Indies. *J Parasitol*, 95(5): 1129–1133.
- DUBEY, J. P.; RAJENDRAN, C.; COSTA, D. G. C.; FERREIRA, L. R.; KWOK, O. C. H.; QU, D.; SU, C.; MARVULO, M. F. V.; ALVES, L. C.; MOTA, R. A.; SILVA, J. C. R. (2010) New *Toxoplasma gondii* genotypes isolated from free-range chickens from the Fernando de Noronha, Brazil: unexpected findings. *J Parasitol*, 96:709-712.
- DUBEY, J. P.; LAGO, E. G.; GENNARI, S. M., SU, C., JONES, J. L. (2012) Toxoplasmosis in humans and animals in Brazil: high prevalence, high burden of disease, and epidemiology. *Parasitol*, 139(11):1375–1424.
- DUBEY, J. P.; VERMA, S. K.; VILLENA, I.; AUBERT, D.; GEERS, R.; SU, C.; LEE, E.; FORDE, M. S.; KRECEK, R. C.; LUCIA, S. (2016) Toxoplasmosis in the Caribbean islands : literature review, seroprevalence in pregnant women in ten countries, isolation of viable *Toxoplasma gondii* from dogs from St. Kitts, West Indies with report of new *T. gondii* genetic types. *Parasitol Res*, (no prelo).
- ELBEZ-RUBINSTEIN, A.; AJZENBERG, D.; DARDE, M. L.; COHEN, R.; DUMETRE, A.; YERA, H.; GONDON, E.; JANAUD, J. C.; THULLIEZ, P. (2009) Congenital toxoplasmosis and reinfection during pregnancy: case report, strain characterization, experimental model of reinfection, and review. *J Infect Dis*, 199(2): 280-285.
- ELMORE, S. A.; JONES, J. L.; CONRAD, P. A.; PATTON, S.; LINDSAY, D. S.; DUBEY, J. P. (2010) *Toxoplasma gondii*: epidemiology, feline clinical aspects, and prevention. *Trends Parasitol*, 26:190–196.

- EVERS, F.; GARCIA, J. L.; NAVARRO, I. T.; ZULPO, D. L.; NINO, B. D.; EWALD, M. P.; PAGLIARI, S.; ALMEIDA, J. C.; FREIRE, R. L. (2013) Diagnosis and isolation of *Toxoplasma gondii* in horses from Brazilian slaughterhouses. Rev Bras Parasitol Vet, 22(1):58-63.
- FAJARDO, H. V.; D'ÁVILA, S.; BASTOS, R. R.; CYRINO, C.D.; DE LIMA DETONI, M.; GARCIA, J. L.; DAS NEVES, L. B.; NICOLAU, J. L.; AMENDOEIRA, M. R. R. (2013) Seroprevalence and risk factors of toxoplasmosis in cattle from extensive and semi-intensive rearing systems at Zona da Mata, Minas Gerais State, Southern Brazil. Parasit Vectors, 6: 191.
- FERGUSON, D.J.; HUTCHISON, W.M.; DUNACHIE, J.F.; SIIM, J.C. (1974) Ultrastructural study of early stages of asexual multiplication and microgametogony of *Toxoplasma gondii* in the small intestine of the cat. Acta Pathol Microbiol Scand B Microbiol Immunol, 82(2):167–181.
- FERNANDES, E. F. T. S.; FERNANDES, M. F. T. S.; KIM, P. C. P.; ALBUQUERQUE, P. P. F.; NETO, O. L. S.; SANTOS, A. S.; MORAES, E. P. B. X.; MORAIS, E. G. F.; MOTA, R.A. (2012) Prevalence of *Toxoplasma gondii* in slaughtered pigs in the state of Pernambuco, Brazil. J Parasitol, 98:690–691.
- FERNANDES, E. F. T. S.; SIMÕES, S. G.; FARIA, E. B.; FERNANDES, M. F. T. S.; JÚNIOR, J. W. P.; MOTA, R. A. (2011) Anticorpos IGg anti-*Toxoplasma gondii* em suínos abatidos em matadouros da região metropolitana do Recife, Pernambuco, Brasil. Arq. Inst. Biol, 78: 425–428.
- FERRARONI, J. J.; REED, S. G.; SPEER, C. A. (1980) Prevalence of *Toxoplasma* antibodies in humans and various animals in the Amazon. Proc Helminthol Soc Wash, 47:148–150.
- FIALHO C. G.; ARAUJO F. A. P. (2003) Detecção de anticorpos para *Toxoplasma gondii* em soros de suínos criados e abatidos em frigoríficos da região da Grande Porto Alegre-RS, Brasil. Cienc Rural, 33: 893-897.
- FIGLIUOLO, L. P.; KASAI, N.; RAGOZO, A. M.; DE PAULA, V. S.; DIAS, R.A.; SOUZA, S.L.; GENNARI, S.M. (2004). Prevalence of anti-*Toxoplasma gondii* and anti-*Neospora caninum* antibodies in ovine from São Paulo State, Brazil. Vet Parasitol, 123: 161–166.
- FIGUEROA-DAMIAN, R. (1998) Risk of transmission of infectious diseases by transfusion. Ginecol Obstet Mex, 66:277-283.

- FRENKEL, J. K.; RUIZ, A.; CHINCHILLA, M. (1975) Soil survival of toxoplasma oocysts in Kansas and Costa Rica. *Am J Trop Med Hyg*, 24(3):439-443.
- FUSCO, G.; RINALDI, L.; GUARINO, A.; PROROGA, Y.; PESCE, A.; GIUSEPPINA, M.; CRINGOLI, G. (2007) *Toxoplasma gondii* in sheep from the Campania region (Italy). *Vet Parasitol*, 149:271–274.
- GALLINO, A.; MAGGIORINI, M; KIOWSKI, W.; MARTIN, X.; WUNDERLI, W.; SCHNEIDER, J.; TURINA, M.; FOLLATH, F. (1996) Toxoplasmosis in heart transplant recipients. *Eur J Clin Microbiol Infect Dis*, 15:389.
- GARCIA J.L.; NAVARRO I.T.; OGAWA L.; OLIVEIRA R.C. (1999). Seroepidemiologia da toxoplasmose em gatos e caes de propriedades rurais do município de Jaguapita, Estado do Paraná, Brasil. *Ciência Rural*. 29: 99–104.
- GARCIA, J. L.; NAVARRO, I. T.; OGAWA, L.; OLIVEIRA, R. C.; MARANA, E. R. M. (2010) Soroprevalência do *Toxoplasma gondii* em galinhas (*Gallus gallus domesticus*) de criações domésticas, oriundas de propriedades rurais do norte do Paraná, Brasil. *Cienc Rural*, 30(1):123-127.
- GAZÊTA, G. S.; DUTRA, A. E. A.; NORBERG, A. N.; SERRA-FREIRE, N. M.; SOUZA, W. J. S.; AMORIN, M.; LOPES L. M. S. (1997) Freqüência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em soros de equinos no estado do Rio de Janeiro, Brasil. *Rev Bra Parasitol Vet*, 6: 87-91.
- GEBREMEDHIN, E. Z.; TESFAMARYAM, G.; YUNUS, H. A.; DUGUMA, R.; TILAHUN, G.; DI MARCO, V. (2015) Seroepidemiology of *Toxoplasma gondii* infection in free-range chickens (*Gallus domesticus*) of Central Ethiopia. *Epidemiol Infec*, 143(3):608–617.
- GENNARI, S. M.; ESMERINI, P. O.; LOPES, M. G.; SOARES, H. S.; VITALIANO, S. N.; CABRAL, A. D.; PENA, H. F. J.; HORTA, M. C.; CAVALCANTE, P. H.; FORTES, K. P.; VILLALOBOS, E. M. C. (2015) Occurrence of antibodies against *Toxoplasma gondii* and its isolation and genotyping in donkeys, mules, and horses in Brazil. *Vet Parasitol*, 209: 129–132.
- GONÇALVES, I. N.; UZÊDA, R. S.; LACERDA, G. A.; MOREIRA, R. R. N.; ARAÚJO, F. R.; OLIVEIRA, R. H. M.; CORBELLINI, L. G.; GONDIM, L. F. P. (2012) Molecular frequency and isolation of cyst-forming coccidia from free ranging chickens in Bahia State, Brazil. *Vet Parasitol*, 190(1-2):74–79.

- GONDIM, L. F. P., BARBOSA, H. V.; RIBEIRO FILHO, C. H. A.; SAEKI, H. (1999) Serological survey of antibodies to *Toxoplasma gondii* in goats, sheep, cattle, and water buffaloes in Bahia State, Brazil. *Vet Parasitol*, 82:273–276.
- GRUNSPAN, E. D.; MOREIRA, W. S.; EDELWEISS, M. I. A.; ULON, S. N.; DAUDT, H. M. L. (1995) Imunoglobulinas antitoxoplasmicas e retinocoroidite em suínos. *Cien Rural*, 25: 261–264.
- GUIMARÃES, A. M.; RIBEIRO, M. F. B.; LIMA, J. D.; ALMEIDA, T. M. B. (1992) Frequência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em suínos da raça Piau. *Arquivo Brasileiro Medicina Veterinária e Zootecnia*. 44: 69-71.
- GUIMARÃES, L. A.; BEZERRA, R. A.; ROCHA, D. S.; ALBUQUERQUE, G. R. (2013) Prevalence and risk factors associated with anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in sheep from Bahia state, Brazil. *Rev. Bras. Parasitol. Vet.* 22 (2): 220-224.
- GUPTA, G. D.; LAKRITZ, J.; KIM, J. H.; KIM, D. Y.; KIM, J. K.; MARSH, A. E. (2002) Seroprevalence of *Neospora*, *Toxoplasma gondii* and *Sarcocystis neurona* antibodies in horses from Jeju island, South Korea. *Vet Parasitol*, 106: 193–201.
- HAMILTON, C. M.; KATZER, F.; INNES, E. A; KELLY, P. J. (2014) Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in small ruminants from four Caribbean islands. *Parasites Vect*, 7:449.
- HEADLEY, S. A.; ALFIERI, A. A.; FRITZEN, J. T. T.; GARCIA, J. L.; WEISSENBOCK, H.; DA SILVA, A. P.; BODNAR, L.; OKANO, W.; ALFIERI, A. F. (2013) Concomitant canine distemper infectious canine, hepatitis canine, parvoviral enteritis canine, infectious tracheobronchitis and toxoplasmosis in a puppy. *J Vet Diag Invest*, 25(1): 129-135.
- HILL, D. E.; CHIRUKANDOTHA, S.; DUBEY, J. P. (2005) Biology and epidemiology of *Toxoplasma gondii* in man and animals. *Anim Health Res Rev*, 6:41-61.
- HILL, D. E.; DUBEY, J. P. (2002). *Toxoplasma gondii*: transmission, diagnosis and prevention. *Clin Microbiol Infect*, 8:634–640.
- INNES, E. A. (2010) A brief history and overview of *Toxoplasma gondii*. *Zoonoses Public Health*, 57:1–7.
- JITTAPALAPONG, S.; NIMSUPAN, B.; PINYOPANUWAT, N.; CHIMNOI, W.; KABEYA, H.; MARUYAMA, S. (2007) Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies in stray cats and dogs in the Bangkok Metropolitan areas, Thailand. *Vet Parasitol*, 145:138-41.

- JONES, J L; DUBEY, J P. (2012) Foodborne toxoplasmosis. *Clin Infec Dis*, 55(6):845–851.
- KEAN, B. H.; KIMBALL, A. C.; CHRISTENSON, W. N. (1969) An epidemic of acute toxoplasmosis. *J Am Med Assoc*, 208:1002–1004.
- KIJLSTRA, A.; JONGERT, E. (2008) Control of the risk of human toxoplasmosis transmitted by meat. *Int J Parasitol*, 38:1359–1370.
- LANGONI, H.; MODOLO, J. R.; PEZERICO, S. B.; SILVA, R. C.; CASTRO, A. P. B.; SILVA, A. V.; PADOVANI, C. R. (2006) Serological profile of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in apparently healthy dogs of the city of Botucatu, São Paulo State, Brazil. *J Venom Animals Toxins Trop Dis*, 12: 142-148.
- LASKOSKI, L. M.; MURARO, L. S.; DITTRICH, R. L.; ABREU, R. A.; KOCH, M. O.; SILVA, F. T.; HAGI, R. H. (2015) Occurrence of anti-*Neospora caninum* and anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in horses in the Pantanal of Mato Grosso, Brazil. *Semin Cienc Agra*, 36(2):895-900.
- LEVY, J. K.; CRAWFORD, P. C.; LAPPIN, M. R.; DUBOVI, E. J.; LEVY, M. G.; ALLEMAN, R.; TUCKER, S. J.; CLIFFORD, E. L. (2008) Infectious diseases of dogs and cats on Isabela Island, Galapagos. *J Vet Int Med*, 22(1):60–65.
- LIMA, J. N.; FELÍCIO, P. S.; FRANCO, P. M.; LARA, M. C. C. S.; CUNHA, E. M. S.; QUAGLIERI, D.; GOMES, L. O.; VILLALOBOS, E. M. C. (2007) Ocorrência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* (Nicolle & Manceaux, 1908) em suínos abatidos em matadouros no estado de São Paulo, SP, Brasil. *Biológico*. 67: 25-51
- LINDSAY, D. S.; BLAGBURN, B. L.; DUBEY, J. P. (1997) Feline Toxoplasmosis and the importance of *T. gondii* oocyst. *Compendium of Continuing Education for the Practicing Veterinarian*, 19(4):448-461.
- LUCAS, S. R. R.; HAGIWARA, M. K.; LOUREIRO, V. S.; IKESAKI, J. Y. H.; BIRGEL, E. H. (1999) *Toxoplasma gondii* Infection in Brazilian Domestic Outpatient Cats. *Rev Instit Med Trop São Paulo*, 41(4): 221-224.
- LUCIANO, D. M.; MENEZES, R. C.; FERREIRA, L. C.; NICOLAU, J. L.; DAS NEVES, L. B.; LUCIANO, R. M.; DAHROUG, M. A. A.; AMENDOEIRA, M. R. R. (2011) Soroepidemiologia da toxoplasmose em caprinos e ovinos de três municípios do Estado do Rio de Janeiro. *Pesq Vet Bras*, 31(7): 569-574.
- MARTINS, R. R.; HANCOCK, R.; CORREA, B. L.; CERESÉR, V. H. (1998) Ocorrência de anticorpos contra *Toxoplasma gondii* em ovinos no município de

Livramento, RS: Prevalência e implicações epidemiológicas. *Pesq Agropec Gaúcha*, 4(1):27- 29.

MENDONÇA, A. O.; CERQUEIRA, E. J. L.; ARAÚJO, W. N.; MORAES-SILVA, E.; SHIMABUKURU, F. H.; SARKIS, D. T.; SHERLOCK, I.; LANGONI, H. (2001) Inquérito sorológico para toxoplasmose em equídeos procedentes de duas regiões do Estado da Bahia, Brasil. *Semina: Cienc Agrar*, 22: 115-118.

MENDONÇA, C. E.; BARROS, S. L.; GUIMARÃES, V. A.; FERRAUDO, A. S.; MUNHOZ, A. D. (2013) Prevalence and risk factors associated to ovine toxoplasmosis in northeastern Brazil. *Ver Bras Parasitol Vet*, 22(2):230-234.

MILLÁN, J.; CABEZÓN, O.; PABÓN, M.; DUBEY, J. P.; ALMERÍA, S. (2009) Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* in feral cats (*Felis silvestris catus*) in Majorca, Balearic Islands, Spain. *Vet Parasitol*, 165(3-4):323–326.

MILLAR, P. R.; ALVES, F. M. X.; TEIXEIRA, V. Q.; VICENTE, R. T.; MENEZES, E. M.; SOBREIRO, L. G.; PEREIRA, V. L. A.; AMENDOEIRA, M. R. R. (2012) Occurrence of infection with *Toxoplasma gondii* and factors associated with transmission in broiler chickens and laying hens in different raising systems. *Pesq. Vet. Bras.* 32:231-236.

MILLAR, P. R.; SOBREIRO, L. G.; BONNA, I. C. F.; AMENDOEIRA, M. R. R. (2008) A importância dos animais de produção na infecção por *Toxoplasma gondii* no Brasil. *Semin Cienc Agra*, 29:693-706.

MINEO, T. W. P.; SILVA, D. A. O.; NÄSLUND, K.; JJÖRKMAN, C.; UGGLA, A.; MINEO, J. R. (2004) *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* serological status of different canine populations from Uberlândia, Minas Gerais. *Arq Bras Med Vet Zootec*, 56: 414-417.

MORAES, L. M.; RAIMUNDO, J. M.; GUIMARÃES, A.; SANTOS, H. A.; MACEDO JUNIOR, G. L.; MASSARD, C. L.; MACHADO, R. Z.; BALDANI, C. D. (2011) Occurrence of anti-*Neospora caninum* and anti-*Toxoplasma gondii* IgG antibodies in goats and sheep in western Maranhão, Brazil. *Rev Bras Parasitol Vet* 20:312–317.

MORSE, S. S. (1995) Factors in the emergence of infectious diseases. *Emerg Infect Dis*, 1:7-15.

MOURA, A. B.; OSAKI, S. C.; ZULPO, D. L.; MARANA, R. M. (2007) Ocorrência de anticorpos contra *Toxoplasma gondii* em suínos e ovinos abatidos no município de Guarapuava, PR, Brasil. *Rev Brasil Parasitol Vet*, 16:54–56.

- NAVES, C. S.; FERREIRA, F. A.; CARVALHO, F. S. R.; COSTA, G. H. N. (2005) Soroprevalencia da toxoplasmose em equinos da raça Mangalarga Marchador no município de Uberlândia, Minas Gerais. *Vet Notic*, 11: 45–52.
- NETTO E. G.; MUNHOZ, A. D.; ALBUQUEQUERQUE, G. R.; LOPES, C. W. G.; FERREIRA, A. M. R. (2003) Ocorrência de gatos soropositivos para *Toxoplasma gondii* Nicolle & Manceaux, 1909 (Apicomplexa: Toxoplasmatinae) na cidade de Niterói, Rio de Janeiro. *Rev Bras Parasitol Vet*, 12: 145-149.
- NICOLLE, C.; MANCEAUX, L. (1908) Sur une infection a corps de Leishman (ou organismes voisins) du gondi. *C. R. Seances Acad Sci*, 147:763–766.
- NICOLLE, C.; MANCEAUX, L. (1909) Sur un protozoaire nouveau du gondi. *C. R. Seances Acad Sci*, 148: 369–372.
- NUNES, A.C.; SILVA, E.M.; OLIVEIRA, J.A.; YAMASAKI, E.M.; KIM P. C.; ALMEIDA, J. C.; NUNES, K.B.; MOTA R.A. Application of different techniques to detect *Toxoplasma gondii* in slaughtered sheep for human consumption. (2015) *Rev Bras Parasitol Vet*. 24(4):416-21.
- OGAWA, L.; FREIRE, R. L.; VIDOTTO, O.; GONDIM, L. F. P.; NAVARRO, I. T. (2005) Ocorrência de anticorpos contra *Neospora caninum* e *Toxoplasma gondii* em bovinos leiteiros da região norte do Estado do Paraná. *Arq Bra Med Vet Zootec*, 57:312-316.
- OLIVEIRA FILHO, R. B.; MALTA, K. C.; OLIVEIRA, J. M. B.; ALBUQUERQUE P. F.; MOTA R. A.; SANTANA, V. L. A.; ALVES, L. C.; PINHEIRO JÚNIOR, J. W. (2012) Situação epidemiológica da infecção por *Toxoplasma gondii* em equídeos na microrregião do Brejo Paraibano. *Pesq Vet Bras*, 32, 995–1000.
- PENA, H. F. J.; SOARES, R. M.; DUBEY, J. P.; GENNARI, S. M. (2006) *Toxoplasma gondii* infection in cats from São Paulo State, Brazil: seroprevalence, oocyst shedding, isolation in mice, and biologic and molecular characterization. *Res Vet Sci*, 18: 58-67.
- PEREIRA, M. F.; PEIXOTO, R. M.; LANGONI, H.; GRECA, H.; AZEVEDO, S. S.; PORTO, W.J.N.; MEDEIROS, E.S.; MOTA, R.A. (2012) Fatores de risco associados infecção a por *Toxoplasma gondii* em ovinos e caprinos no estado de Pernambuco. *Pesq Vet Bras*, 32(2):140-146.
- PEREIRA, M. G. (1995) *Epidemiologia: teoria e prática*. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 596 p.
- PERNAMBUCO (2008) *Fauna do Arquipélago de Fernando de Noronha*. Disponível em: <<http://www.noronha.pe.gov.br/ctudo-meio-fauna.asp>>. Acesso em 20 nov. 2015.

- PIMENTA, A. L.; PIZA, E. T.; CARDOSO JUNIOR, R. B.; DUBEY, J. P. (1993) Visceral toxoplasmosis in dogs from Brazil. *Vet Parasitol*, 45(3-4):323-326.
- PINHEIRO JR, J. W. MOTA, R. A.; OLIVEIRA, A. A. F.; FARIA, E. B.; GONDIM, L. F. P.; DA SILVA, A. V.; ANDERLINI, G. A. (2009) Prevalence and risk factors associated to infection by *Toxoplasma gondii* in ovine in the State of Alagoas, Brazil. *Parasitol Res*, 105(3):709–715.
- ROCHA, D. S.; MOURA, R. L. S.; MACIEL, B.; GUIMARÃES, L. A.; O'DWYER, H. N. S.; MUNHOZ, A. D.; ALBUQUERQUE, G. R. (2015) Detection of *Toxoplasma gondii* DNA in naturally infected sheep's milk. *Gen Mol Res*, 14 (3): 8658-8662.
- ROMANELLI, P. R.; FREIRE, R. L.; VIDOTTO, O.; MARANA, E. R.; OGAWA, L.; DE PAULA, V. S.; GARCIA, J. L.; NAVARRO, I. T. (2007) Prevalence of *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* in sheep and dogs from Guarapuava farms, Paraná State, Brazil. *Res Vet Sci*, 82: 202–207.
- RORMAN, E; ZAMIR, C. S.; RILKIS, I.; BEN-DAVID, H. (2006) Congenital toxoplasmosis – prenatal aspects of *Toxoplasma gondii* infection. *Reprod Toxicol*, 21:458 – 472.
- ROSA, C.; LANGONI, H.; SILVA, A.V.; MARINHO, M.; LISTONI, F. J. P. (1997) Levantamento de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em soros de ovinos no Estado de São Paulo. *Rev Bras Parasitol Vet*, 6: 334-337.
- ROSA, L. D.; MOURA, A. B.; BELLATO, V. (2009) *Toxoplasma gondii* antibodies on domiciled cats from Lages municipality, Santa Catarina State, Brazil. *Rev Bras Parasitol Vet*, 19:268-269.
- ROSSI, G. F.; CABRAL, D. D.; RIBEIRO, D. P.; PAJUABA, A. C. A. M.; CORRÊA, R. R.; MOREIRA, R. Q.; MINEO, T. W. P.; MINEO, J. R.; SILVA, D. A. O. (2011) Evaluation of *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* infections in sheep from Uberlândia, Minas Gerais State, Brazil, by different serological methods. *Vet Parasitol*, 175(3-4):252-259.
- RUIZ, A.; FRENKEL, J.K. (1980) Intermediate and transport hosts of *Toxoplasma gondii* in Costa Rica. *Am J Trop Med Hyg*, 29, 1161–1166.
- SACKS, J. J.; ROBERTO R. R.; BROOKS N. F. (1982) Toxoplasmosis infection associated with raw goat's milk. *J American Med Assoc*. 248:1728-1732.
- SAKATA, F.B.; BELLATO, V.; SARTOR, A.A.; DE MOURA, A.B.; DE SOUZA, A.P.; FARIAS, J.A. (2012) *Toxoplasma gondii* antibodies sheep in Lages, Santa Catarina, Brazil, and comparison using IFA and ELISA. *Rev Bras Parasitol Vet*, 21(3):196-200.

- SANTOS, L. M.; DAMÉ, M. C.; CADEMARTORI, B. G.; DA CUNHA FILHO, N. A.; FARIAS, N. A.; RUAS, J. L. (2013) Occurrence of antibodies to *Toxoplasma gondii* in water buffaloes and meat cattle in Rio Grande do Sul State, southern Brazil. *Acta Parasitol*, 58(3):334-6.
- 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. (2009) Prevalence of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in dairy cattle, dogs, and humans from the Jauru micro-region, Mato Grosso state, Brazil. *Vet Parasitol*, 161:324–326.
- SILVA, A.V.; CUNHA, E. L. P.; MEIRELES, L. R. (2003) Toxoplasmose em ovinos e caprinos: estudo soropidemiológico em duas regiões do Estado de Pernambuco, Brasil. *Cienc Rural*, 33:115-119.
- SILVA, A.V.; LANGONI, H. (2001) The detection of *Toxoplasma gondii* by comparing cytology, histopathology, bioassay in mice and the polymerase chain reaction (PCR). *Vet Parasitol*, 97: 191-198.
- SILVA, D. S.; BAHIA-OLIVEIRA, L. M. G.; SHEN, S. K.; KWOK, O. C. H.; LEHMAN, T. O. V. I.; DUBEY, J. P. (2003) Prevalence of *Toxoplasma gondii* in chickens from an area in southern Brazil highly endemic to humans. *J Parasitol*, 89:394-396.
- SILVA, J. C. R. (2005) Biodiversidade e saúde. In: FRANKE, C. R.; ROCHA, P. L. B.; KLEIN, W.; GOMES, S. L. (Orgs.). *Mata Atlântica e biodiversidade*. Salvador: Edufba, p. 191-219.
- SILVA, K. L. M. V.; DE LA RUE, M. L. (2006) Possibilidade da transmissão congênita de *Toxoplasma gondii* em ovinos através de seguimento sorológico no município de Rosário do Sul, RS, Brasil. *Cienc Rural*, 36:892-897.
- SMITH, J. E. (1995) A ubiquitous intracellular parasite: the cellular biology of *Toxoplasma gondii*. *Int J Parasitol*. 25:1301–130.
- SOARES, H. S.; AHID, S. M.; BEZERRA, A. C.; PENA, H. F.; DIAS, R. A.; GENNARI, S. M. (2009) Prevalence of anti-*Toxoplasma gondii* and anti-*Neospora caninum* antibodies in sheep from Mossoro, Rio Grande do Norte, Brazil. *Vet Parasitol*, 160(3-4):211-214.
- SOUZA, S. L. P.; RAGOZO, A. M. A.; GUIMARÃES, J. S.; FERREIRA, F.; GENNARI S. M. (2001) Prevalência de anticorpos anti-*T. gondii* em cães de propriedades produtoras de leite B da região Norte do Estado do Paraná. *J Bras Patolog*, 37: 46.

- SPAGNOL, F. H.; PARANHOS, E. B.; OLIVEIRA, L. L. S.; DE MEDEIROS, S. M.; LOPES, C. W. G.; ALBUQUERQUE, G. R. (2009) Prevalence of antibodies anti-*Toxoplasma gondii* in slaughtered cattle at stockyards in the State of Bahia, Brazil. *Rev Bras Parasitol Vet*, 18(2): 42–45.
- SPLENDRE, A. (1908) Un nuovo protozoa parassita de' conigli. incontrato nelle lesioni anatomiche d'une malattia che ricorda in molti punti il Kala-azar dell' uomo. Nota preliminare pel. *Rev Soc Scient São Paulo*, 3: 109–112.
- STOJANOVIC, V.; FOLEY, P. (2011) Infectious disease prevalence in a feral cat population on Prince Edward Island, Canada. *Canadian Vet J*, 52 (9):979–982.
- SUAREZ, F. A.; GALISTEO, A. J.; HIRAMOTO, R. M. (2000) The prevalence and avidity of *Toxoplasma gondii* IgG antibodies in pigs from Brazil and Peru. *Vet. Parasitol.* 91: 23–32.
- SUKTHANA, Y. (2006) Toxoplasmosis: Beyond animals to humans. *Trends Parasitol*, 22: 137 -142.
- TASSI, P. (2007) *Toxoplasma gondii* infection in horses. A review. *Parasitol*, 49(1-2):7–15.
- TENTER, A. M.; HECKEROTH, A. R.; WEISS, L. M. (2000) *Toxoplasma gondii*: from animals to humans. *Inter J Parasitol*, 30(12-13):1217–1258.
- TESOLINI, P. M. A.; LEÃO, A. G. C.; BELTRAME, A. L. V.; GUMIEIRO, M. V.; BARIONI, G (2012) Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies in sheep Santa Ines in Big Vitória, the State of Espírito Santo. *Rev Bras Cien Vet*, 19(1): 38-41.
- TSUTSUI, V. S.; PRUDENCIO, L. B.; CONTENTE, A. P. A.; FREIRE, R. L.; NAVARRO, I. T.; MARANA E. R. M.; DELBEM, A. C. B.; STELLATTO, R. A. (2001) Estudo soroepidemiológico e fatores associados à transmissão do *Toxoplasma gondii* em granjas de suínos do norte do Estado do Paraná. *J Bras Patolog*, 37: 255.
- UENO, T. E.; GONÇALVES, V. S.; HEINEMANN, M. B.; DILLI, T. L.; AKIMOTO, B. M.; DE SOUZA, S. L.; GENNARI, S. M.; SOARES, R. M. (2009) Prevalence of *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* infections in sheep from Federal District, central region of Brazil. *Trop Animal Health Prod*, 41(4):547-552.
- UNDERWOOD, W.J.; ROOK, J.S. (1992). Toxoplasmosis infection in sheep. *Comp Cont Edu Pract Vet*, 14: 1543–1549.
- VALENÇA, S. R. F. A.; VALENÇA, R. M. B.; PINHEIRO JÚNIOR, J. W.; ALBUQUERQUE, P. P. F.; NETO, O. L. S.; MOTA, R. A. (2015) Risk factors of

occurrence of *Toxoplasma gondii* among horses in the state of Alagoas, Brazil. *Acta Parasitol*, 60(4):707–711.

VESCO, G.; BUFFOLANO, W.; LA CHIUSA, S.; MANCUSO, G.; CARACAPPA, S.; CHIANCA, A.; VILLARI, S.; CURRÒ, V.; LIGA, F.; PETERSEN, E. (2007) *Toxoplasma gondii* infections in sheep in Sicily, southern Italy. *Vet Parasitol*, 146(1-2):3–8.

WEISS, L. M.; KIM, K. (2000) The development and biology of bradyzoites of *Toxoplasma gondii*. *Front Biosci*, 5:391-405.

WONG, S. Y.; REMINGTON, J. S. (1993) Biology of *Toxoplasma gondii*. *Aids*, 7(3):299- 316.