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

Soroprevalência da infecção por *Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum*, *Leishmania* spp. e *Leptospira* spp. em cães, caprinos e ovinos naturalmente expostos em aldeias indígenas no estado de Pernambuco

CYNTHIA MARIA MORAIS DE QUEIROZ GALVÃO

RECIFE
2022

UFRPE

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

Soroprevalência da infecção por *Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum*, *Leishmania* spp. e *Leptospira* spp. em cães, caprinos e ovinos naturalmente expostos em aldeias indígenas no estado de Pernambuco

CYNTHIA MARIA MORAIS DE QUEIROZ GALVÃO

Tese apresentada ao Programa de Pós-graduação em Biociência Animal (área de concentração Biotecnologia, na linha de Pesquisa Microbiologia e Parasitologia Aplicada) da Universidade Federal Rural de Pernambuco, como pré-requisito parcial para a obtenção do grau de Doutor em Biociência Animal.

Orientador: Prof. Dr. Rinaldo Aparecido Mota
Coorientador: Prof. Dr. Rafael Antonio do Nascimento Ramos

RECIFE

2022

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Federal Rural de Pernambuco
Sistema Integrado de Bibliotecas
Gerada automaticamente, mediante os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

G182Morais de Queirozs

Galvão, Cynthia Maria Morais de Queiroz
Soroprevalência da infecção por Toxoplasma gondii, Neospora caninum, Leishmania spp e Leptospira spp em cães, caprinos e ovinos naturalmente expostos em aldeias indígenas no estado de Pernambuco / Cynthia Maria Morais de Queiroz Galvão. - 2022.
149 f. : il.

Orientador: Rinaldo Aparecido Mota.
Coorientador: Rafael Antonio do Nascimento Ramos.
Inclui referências.

Tese (Doutorado) - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Programa de Pós-Graduação em Biociência Animal, Recife, 2022.

1. Indígenas. 2. Toxoplasmose. 3. Neosporose. 4. Leptospirose. 5. Leishmaniose. I. Mota, Rinaldo Aparecido, orient. II. Ramos, Rafael Antonio do Nascimento, coorient. III. Título

CDD 636.089

FOLHA DE APROVAÇÃO

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Biociência Animal, como parte dos requisitos necessários à obtenção do grau de Doutor em Biociência Animal, 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.

_____

Cynthia Maria Morais de Queiroz Galvão

Data de aprovação_____/_____/_____

BANCA EXAMINADORA

_____

Prof. Dr. Rinaldo Aparecido Mota-UFRPE
Orientador

_____

Prof. Dr. Müller Ribeiro Andrade-UFAL

_____

Prof. Dr. José Wilton Pinheiro Júnior-UFRPE

_____

Profa. Dr. Karla Patrícia Chaves da Silva-UFAL

_____

Prof. Dr. Wagnner José Nascimento Porto-UFAL

Dedico ao meu pai, Plácido (in memoriam). As palavras não cabem... Te amo, meu velho! Obrigada por tudo!

AGRADECIMENTOS

Agradeço aos meus grandes amores, as razões que me impulsionam, minha mãe, Márcia e ao meu filho, Mateus.

Ao meu orientador, Prof. Rinaldo Mota, agradeço imensamente por todos os ensinamentos acadêmicos e pessoais, pela compreensão, cuidado e carinho. Sobretudo, pela oportunidade de entrar no universo indígena, ensinamentos que me marcaram muito e levarei por toda a vida. Prof. Rinaldo sempre foi e será minha referência de humanidade e conhecimento, eternamente grata.

A todos os meus familiares que me incentivam e comemoram cada conquista realizada. Em especial ao meu pai, Plácido (*in memorium*), por sempre me apoiar nas minhas escolhas e por todo o amor recebido, partiu durante o período do doutorado, mas faz parte de cada conquista realizada. Aos meus irmãos, Luciana, Márcio e minha sobrinha Manuela, minhas tias, Izabel e Marta que sempre me incetivaram e ajudaram. Aos meus queridos primos, Frederico, Patrícia e Thaís pelo carinho. Meu eterno agradecimento à minha vó Maria *(in memorium*) e ao meu tio Marconi (*in memorium*), duas pessoas importantes na minha vida, que se foram durante esse processo e que sempre estarão com amor dentro de mim.

A todos e todas do Laboratório de Doenças Infectocontagiosas dos Animais (LDCI/UFRPE), agradeço de coração, por todo o aprendizado e ajuda de sempre. Em especial, a prof. Renata, aos meus amigos prof. Givanildo e Raylson. À minha querida amiga prof. Karla, pelo incentivo e pelas palavras sempre de conforto e carinho. Agradeço também à Jéssica, Renato e Pollyana pela grande disponibilidade de sempre ajudar, muito obrigada! À Sandroca e Cleidinha, grata pela companhia cheia de alegria de vocês. Minha homenagem aos nossos colegas Jùnior Mário e Pomy, que apesar da partida precoce, nos deixaram ensinamentos valiosos.

Ao meu amigo, prof. Müller, por não medir esforços para me ajudar, desde a época do mestrado, pela sua amizade e parceria, por me incentivar e estar ao meu lado. Às minhas queridas amigas e amigos Concita, Miriam, Fátima, Andréa, Ghia, Josué e Gleikinha pelas boas risadas, conversas e palavras de ânimo. E à minha amiga Quésia Jemina, pela força e companheirismo na caminhada do doutorado.

Meu agradecimento ao meu coorientado, prof. Rafael Antonio, por possibilitar o trabalho realizado na comunidade Fulni-ô. E ao colega André Luiz Cavalcanti, por me apresentar o povo Xukuru, fatores fundamentais na realização deste trabalho.

A todo o povo Xukuru de Ororubá e ao povo Fulni-ô, onde fui muito bem recebida e que me proporcionaram valiosos ensinamentos. Em especial ao Cacique Marcos Xukuru, Célio, Josemar, Dona Damiana, Seu João, Seu Waldemir e Nayone Fulni-ô, e tantos outros que colaboraram e fizeram parte deste trabalho, pessoas que nunca esquecerei e lembrarei com muito carinho e afeto.

Aos professores Sérgio Azevedo, da Universidade Federal de Campina Grande, e Diego da Costa, da Universidade Federal da Paraíba pela parceria na realização das análises.

A todos e todas do Programa de Pós-graduação em Biociência Animal, especialmente à prof. Tatiana Porto e a Edna Cheras.

Meu agradecimento à FACEPE (Fundanção de Amparo a Ciência e Tecnologia) pelo fornecimento da bolsa de pós-graduação durante o período de doutorado.

À todas as políticas públicas de educação dos governos Lula e Dilma que possibilitaram a realização de um doutorado com auxílio financeiro em uma universidade pública e de qualidade.

“Eu tenho a chave, a chave está dentro de mim.”

(Indígenas da etnia Xukuru de Ororubá)

FONTE FINANCIADORA

Discente fomentado pela FACEPE durante o período de doutorado.

RESUMO

Estudos sobre agentes infeciosos que circulam em comunidades indígenas são escassos, não apenas no Brasil, mas em diversas partes do mundo. Os povos originários, até os dias atuais, ainda vivem sobre uma conjuntura de exclusão histórica, e as consequências são observadas nas condições de precariedade e desigualdades nos índices sociais, sobretudo entre os indicadores de saúde. Investigações sorológicas acerca de agentes infeciosos que circulam em animais das comunidades indígenas representam importantes ferramentas para traçar o perfil epidemiológico das doenças, além de contribuirem para implementação de programas de sanidade e melhoria na produção animal nestas populações, uma vez que grande parte das famílias residentes nas aldeias possui a pecuária como fonte de subsistência. Adicionalmente, também auxiliam no controle e prevenção de enfermidades nestas populações, pois mais de 70% das doenças infeciosas mundialmente diagnosticadas em humanos são de origem animal. Desta forma, este trabalho objetivou pesquisar a presença de agentes infecciosos em duas populações indígenas no Nordeste do Brasil, estado de Pernambuco. Na etnia Xukuru, no município de Pesqueira; e etnia Fulni-ô, localizada no município de Águas Belas. Na comunidade Xukuru foram analisados 180 soros ovinos (*Ovis aries*) e 108 soros caprinos (*Capra aegagrus hircus*), onde a presença de *Toxoplasma gondii* e *Neospora caninum* foi investigada através da técnica de Imunofluorescência Indireta (RIFI), enquanto para *Leptospira* spp., as análises foram executadas por Aglutinação Microscópica (MAT). Na etnia Fulni-ô, a pesquisa foi realizada em 66 soros caninos (*Canis lupus familiaris*), e o diagnóstico realizado através da RIFI para T. gondii e N. caninum, MAT para *Leptospira* spp. e o kit TR DPP® 7 Leishmaniose Visceral Canina da Bio-Manguinhos para *Leishmania* spp. Os resultados obtidos na população Xukuru demonstraram uma frequência de anticorpos para *T. gondii* de 16.6% em ovinos e 11.1% em caprinos; para *N. caninum* 10.5% dos ovinos e 20.73% apresentaram reações positivas, enquanto 2.2% dos ovinos e 1.85% dos caprinos foram reagentes para *Leptospira* spp. Na comunidade Fulni-ô, as análises demonstraram uma frequência de 9.09% para *T. gondii*; 22.72% para *N. caninum*; 22.72% para *Leishmania* spp. e 18.8% para *Leptospira* spp. nos caninos. Os resultados evidenciam agentes infecciosos de relevância para a Medicina Veterinária e Humana em territórios indígenas do estado de Pernambuco, e ressaltam a relevância do monitoramento dos animais residentes nas aldeias, bem como, a necessidade de programas de saúde nestas populações.

PALAVRAS-CHAVES: Indígenas; Toxoplasmose; Neosporose; Leptospirose; Leishmaniose.

ABSTRACT

Research about infectious agents in indigenous population are scarce not only in Brazil, but around the world. Historically, indigenous people are marginalized, and until nowadays, face disproportionately high rates of poverty and diseases. Serological investigation regarding infectious agents in animals that live in indigenous communities can work as important tools to demonstrate epidemiological diseases parameters and can support to design policies animal programs to improve livestock quality, since most of indigenous families use livestock as food supply. In addition, contribute to control and prevent illness in this population, considering that 70% of the diagnosed disease in human arose from animals. The aim of this study was to investigate infectious agents in two indigenous populations, Northeast of Brazil, Pernambuco estate, Xukuru ethnic, in Pesqueira country and Fulni-ô ethnic located in Águas Belas country. In the Xukuru community, 180 sheeps (*Ovis aries*) sera and 108 goats (*Capra aegagrus hicus*) sera were analyzed, diagnosis for *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* was performed using Indirect Immunofluorescence Assay (IFA), whereas for *Leptospira* spp. Microscopic Agglutination Test (MAT) was employed. In the Fulni-ô population the research was executed in 66 canine sera by IFA for *T. gondii* and *N. caninum*, for the diagnosis of *Leptospira* spp. MAT, whereas *Leishmania* spp. kit TR DPP® 7 Canine Visceral Leishmaniosis Bio-Manguinhos was used. The results obtained in the Xukuru ethnic demonstrated that 16.6% of the sheeps and 11.1% goats showed antibodies against *T. gondii*; 10.5% of the sheeps and 20.73% of the goats were seropositive for *N. caninum*, while 2.2% of the sheeps and 1.85% of the goats were *Leptospira* spp. positive reaction. In the Fulni-ô population the analyses showed a frequency of 46.9% for *T. gondii*; 9.09% for *N. caninum*; 22.72% for *Leishmania* spp. and 18.18% for *Leptospira* spp. in the dogs. The results obtained in this study evidenced that important infectious agents for animal and human medicine are propagated in indigenous populations in Pernambuco estate and evidence the requirement of animal monitoring, besides the necessity of health programs in this population.

KEYWORDS: Indigenous; Toxoplasmosis; Neosporosis; Leptospirosis; Leishmaniosis.

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO 16

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA 18

2.1 O CONTEXTO DA SAÚDE INDÍGENA NO BRASIL..... 18

2.2 O POVO XUKURU DO ORORUBÁ 23

2.2.1 Localização do Teritório Xukuru do Ororubá 23

2.2.2 Breve histórico do Povo Xukuru do Ororubá 25

2.3 O POVO FULNI-Ô 27

2.3.1 Localização do Território Fulni-ô 27

2.3.2 Breve histórico e características do Povo Fulni-ô 28

2.4 *TOXOPLASMA GONDII*, *NEOSPORA CANINUM*, *LEPTOSPIRA* spp. E *LEISHMANIA* spp. NO CONTEXTO DA SAÚDE INDÍGENA..... *30*

2.4.1 *Toxoplasma gondii* *30*

2.4.1.1 Características gerais de *Toxoplasma gondii* *30*

2.4.1.2 Ciclo de vida de *Toxoplasma gondii* *33*

2.4.1.3 Aspectos epidemiológicos e fatores de risco associados à infeccção por *Toxoplasma gondii*..... 36

2.4.2 *Neospora caninum*..... *42*

2.4.2.1 Características gerais de *Neospora caninum* 42

2.4.2.2 Ciclo de vida de *Neospora caninum* 44

2.4.2.3 Aspectos epidemiológicos e fatores de risco associados à infecção por *Neospora caninum*..... 46

2.4.3 Leptospira spp. 50

2.4.3.1 Características gerais de *Leptospira* spp. 50

2.4.3.2 Aspectos epidemiológicos e fatores de risco associados à infecção por *Leptospira* spp. *53*

2.4.4 *Leishmania* spp. 59

2.4.4.1 Características gerais de *Leishmania* spp. 59

2.4.4.2 Aspectos epidemiológicos e fatores de risco associados à infecção por *Leishmania* spp. *63*

3 OBJETIVOS 67

2.1 OBJETIVO GERAL 67

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS 67

4 REFERÊNCIAS 68

5 ARTIGOS CIENTÍFICOS 116

5.1 ARTIGO 1 116

5.2 ARTIGO 2 135

6 CONSIDERAÇÕES FINAIS 149

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Localização do Território Xukuro do Ororubá no estado de Pernambuco 23

Figura 2. Localização do território Xukuru do Ororubá no estado dePernambuco 24

Figura 3. Localização do território Fulni-ô no estado de Pernambuco **.....28**

Figura 4. Ciclo de vida de *Toxoplasma gondii* **..... 36**

Figura 5. Ciclo de vida de *Neospora caninum* **..... 46**

Figura 6. Distribuição geográfica de isolamentos de *Leptospira* spp. em diferentes ordens animais **..... 56**

Figura 7. Distribuição global de surtos de leptospirose humana relacionados com ecorregiões reportados entre 1970 a 2012**..... 58**

Figura 8. Ciclo antropozoonótico de *Leishmania* spp **..... 61**

Figura 9. Titulações dos sorovares de *Leptospira* spp. reagentes ao MAT (ARTIGO1) 122

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Abreviação dos sorovares e respectivos sorogrupos e espécies utilizados na técnica de MAT (ARTIGO 1).....120

Tabela 2. Frequências relativa e absoluta de anticorpos anti-*T. gondii*, anti-*N. caninum*, anti-*Leishmania* spp. e anti-*Leptospira* spp. em cães do território indígena Fulni-ô (ARTIGO 1) 121

Tabela 2. Resultados da sorologia para *Toxoplasma gondii* e *Neospora caninum e Leptospira* spp. em amostras de ovinos e caprinos do território Xukuru do Ororubá, Pernambuco (ARTIGO 2).....140

1 INTRODUÇÃO

As investigações soroepidemiológicas representam um importante ponto de partida para o entendimento do comportamento de agentes infecciosos circulantes (DEEKS et al., 2020). No âmbito das populações negligenciadas, especificamente dos povos originários, a escassez de inquéritos soroepidemiológicos e programas de sanidade animal é evidente não só no Brasil, mas também em diversas partes do mundo (SMYLIE et al., 2015; CARGO et al., 2019). A conjuntura de exclusão dos povos tradicionais é atualmente evidenciada, e historicamente, explicada pelo próprio processo de colonização desses povos, aspecto que reflete diretamente nas condições de saúde dos indígenas (CANUTO et al., 2018). Esta condição é evidenciada principalmente nas desigualdades entre as taxas de doenças infecciosas encontradas, altamente divergentes quando comparadas às outras populações (KIRMAYER & BRASS, 2016; HAHN et al., 2020; RILEY et al., 2021).

Os povos originários representam apenas 5% da população global, e além de cultivarem tradições culturais e históricas essenciais nos países de origem, são responsáveis por quase 80% da conservação e proteção da biodiversidade mundial, contudo, muitas vezes, a importância dessas populações é subestimada (ANDERSON et al., 2016; MOKAK et al., 2016). Nos dias atuais, um dos aspectos preocupantes é o aumento da interferência humana em áreas de reserva ambiental e a constante urbanização, condições muito propícias para a circulação de agentes infecciosos nestas populações e o aumento do risco de epidemias (FREITAS et al., 2022). Desta forma, pesquisas que incluem comunidades indígenas são extremamente relevantes em todos os contextos de conhecimento e impactam diretamente na Saúde Pública (JONES et al., 2017; WANG et al., 2021).

A determinação de patógenos que circulam nas populações indígenas está intrinsicamente relacionada com a interação humana, animal, ambiental e os aspectos sociais (JONES et al., 2017), portanto, a abordagem de espécies animais nas pesquisas soroepidemiológicas em comunidades tradicionais podem representar ferramentas importantes para o planejamento, execução e efetividade de programas de controle e prevenção de doenças (FREITAS et al., 2022).

Os animais são considerados como fontes de infecção para os humanos e podem atuar como reservatórios de alguns agentes infecciosos (STELZER et al., 2019). É importante ressaltar que para os povos indígenas, as espécies de

produção, são essenciais, pois representam o meio de subsistência para grande parte das famílias das aldeias, além disso, as espécies silvestres e domésticas são muito encontradas nessas localidades (OLIVEIRA et al., 2011; PULINA et al., 2018).

Toxoplasma gondii, *Leptospir*a spp. e *Leishmania* spp. são agentes infecciosos expressivos na Medicina Veterinária e Saúde Pública e estão diretamente associados com a relação humana e animal como também aos fatores sociais (BRUHN et al., 2013; MAREZE et al., 2019; KHALIL et al., 2021; VALERO et al., 2021) *T. gondii*, *Leptospira* spp. e *Leishmania* spp. são causadores de importantes zoonoses, inclusive, com vários surtos relatados mundialmente, especialmente em países subdesenvolvidos e com condições climáticas favoráveis para a multiplicação e manutenção desses patógenos (KARPAGAM et al., 2020; MINUZZI et al., 2020). *N. caninum*, até o momento, não foi confimado como zoonótico, embora alguns estudos sugiram este potencial (CALERO-BERNAL et al., 2019). Entretanto, *N. caninum* é de grande relevância para a Medicina Veterinária, pois é responsável por prejuízos econômicos consideráveis à pecuária (LINDSAY & DUBEY, 2020).

Diversos fatores epidemiológicos caracterizam o perfil destes microorganismos consequentemente, a abordagem em populações indígenas pode representar uma ferramenta crucial para o desenvolvimento de políticas de saúde pública dentro dessas comunidades (JONES et al., 2017; RILEY et al., 2021).

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 O CONTEXTO DA SAÚDE INDÍGENA NO BRASIL

Dados recentes das Nações Unidas estimam uma população mundial de aproximadamente 370 milhões de indígenas distribuídos em 90 diferentes países. O Brasil, segundo Censo IBGE 2010, contabiliza 817.000 indígenas, divididos em 225 diferentes etnias, onde 57,5% vivem em terras oficialmente reconhecidas (ONU, 2019; IBGE, 2010). O Estado de Pernambuco tem a quarta maior concentração no território nacional com 9.557 indígenas e dez etnias: Fulni-ô; Pankararu; Xucuru; Kambiwá; Kapinawá; Atikum; Truká; Tuxá; Pipipã; Pankará, onde as três últimas, ainda não foram reconhecidas oficialmente (GASPAR, 2020; IBGE, 2010).

Em países como Kenya, Canadá, Nova Zelândia, Austrália e Estados Unidos, a expectativa de vida dos povos indígenas é de 3 a 10% menor quando comparada aos povos não indígenas (ANDERSON et al., 2016). No Brasil, ainda existe uma lacuna nas investigações, sobretudo, ocorre uma elevada taxa de subnutrição em crianças e uma probabilidade de óbito maior entre indígenas de todas as faixas etárias, mais acentuadamente na infância (IBGE, 2010; MENESES - NAVARRO, 2020).

Desde a criação da Fundação Nacional do Índio (FUNAI), em 1967, diversos setores e órgãos governamentais geriram a saúde indígena. Após criação do Sistema Único de Saúde (SUS) no Brasil, em 1990, as diretrizes voltadas à Atenção Primária à Saúde (APS) não atendiam de forma ampla às necessidades dos povos,e estratégias mais específicas eram necessárias (MENDES et al., 2018; CARDOSO,2015).

Após constantes mobilizações das lideranças, a atenção à saúde indígena foi vinculada ao Ministério da Saúde por meio da Fundação Nacional de Saúde (FUNASA), através da lei 9.836/99 no ano de 1999. Neste mesmo ano, foram criados os Distritos Sanitários Especiais Indígenas (DSEI), contabilizando um número de 34 distritos no território nacional. Os DSEI são formados por equipes multidisciplinares compostas por médicos, enfermeiros, agentes de saúde, odontólogos e auxiliares de enfermagem, e permitem uma diferenciação organizacional na atenção à saúde dentro das comunidades, contando com a participação da população local por meio de conselhos (DIEHL et al., 2015). Os

Distritos Sanitários têm o objetivo de promover ações voltadas especificamente às necessidades das comunidades, respeitando os aspectos epidemiológicos, sociais e culturais das etnias. A competência da saúde indígena está diretamente vinculada ao Ministério da Saúde, na Secretaria Especial de Saúde Indígena, órgão criado em 2011 (SOUZA et al., 2007; BRASIL, 2003). Ressalta-se que os médicos veterinários não são integrados às equipes multidisciplinares, o que evidencia a carência de programas de sanidade animal dentro das comunidades indígenas (BRASIL, portarianº 1317, de 3 de agosto de 2017).

Apesar de alguns avanços no que refere à saúde dos povos tradicionais, e diante das condições políticas atuais, os desafios das ações ainda são notoriamente presentes, como demonstram os indicadores de saúde (ANDERSON et al., 2016; SANTOS et al., 2020). A implementação e o sucesso dos programas de saúde dentro das aldeias está estritamente relacionado à interação entre o conhecimento técnico e científico a respeito das tradições históricas e saberes tradicionais dos povos indígenas (CANUTO et al., 2018), como também, às necessidades das comunidades, à acessibilidade aos serviços e às informações, onde o aspecto cultural é bastante relevante para a implementação de ações que contribuam para melhoria e bem estar dos povos originários (PACHECO et al., 2019).

Fatores socioculturais e ambientais são imprescindíveis no processo saúde-doença, e, nesse contexto, investigações em comunidades indígenas podem funcionar como importantes ferramentas para a elucidação de questões sociais e biológicas, como a identificação de fatores de risco associados às práticas culturais, características ambientais e hábitos específicos dos povos tradicionais (SOBRAL et al., 2005). Estas questões contribuem para esclarecer a circulação de agentes infecciosos, reconhecimento das fontes de infecção, padrões de transmissão de patógenos e o aparecimento de doenças nas comunidades (ROMERO-SANDOVAL et al., 2019; SAHLAN et al., 2019; SANTOS et al., 2020).

Estudos dentro das aldeias demonstram a relação destes fatores com a identificação dos patógenos circulantes. No estado do Mato Grosso, uma pesquisa na etnia indígena Utiariti associou o consumo de água de rios, riachos e poços e a presença de felídeos próximos às estas fontes de consumo, à detecção de 66,9% de anticorpos IgG anti-*Toxoplasma gondii* e 3,4% anticorpos IgM contra-*Toxoplasma gondii* nos habitantes da aldeia (SANTOS et al., 2019). Em outra

investigação, no mesmo estado do Brasil, uma frequência de 78,8% de anticorpos IgG anti- *Toxoplasma gondii* foi relatada em indígenas da etnia Enawenê-Nawê, em uma tribo isolada e com raro contato civilizatório. Os indígenas da etnia Enawenê-Nawê possuem o hábito cultural de se alimentar de cogumelos crus da floresta, alimento muito rico em matéria orgânica e um fator de risco frente à elevada exposição dessa população ao *Toxoplasma gondii* (SOBRAL et al., 2005). Na bacia do alto Rio Negro, Amazonas, um estudo com 10 diferentes etnias observou que 73,5% dos indígenas investigados apresentaram anticorpos anti-*Toxoplasma gondii,* associando esse resultado às precárias condições sanitárias da localidade (BÓIA et al., 2008).

Toxoplasma gondii é um protozoário coccídeo, intracelular obrigatório causador da toxoplasmose. Além de causar prejuízos significativos nos rebanhos animais, especialmente em caprinos e ovinos, nos indivíduos imunossuprimidos e gestantes na primoinfecção, a doença assume uma característica preocupante (BISSATI et al., 2018; STELZER et al., 2019; DUBEY et al., 2020). Em recém-nascidos infectados verticalmente, hidrocefalia, perda de visão e epilepsia são constantemente relatados (HAMPTON, 2015). Em pessoas que convivem com HIV/AIDS, encefalites e comprometimentos neurológicos são frequentes (VIDAL, 2019). Estima-se que aproximadamente 80,4% da população indígena da América do Sul esteja infectada por este parasito *(*AMENDOEIRA et al., 2003; ANDERSON etal., 2016).

Assim como *T. gondii*, o protozoário *Neospora caninum*, causador da neosporose representa importância econômica impactante nos rebanhos bovinos, caprinos e ovinos (REICHEL et al., 2013: SHAAPAN et al., 2016). Apesar das similaridades fenotípicas, filogenéticas e modo de transmissão de *N. caninum* com *T. gondii*, até o momento, não existem evidências do potencial zoonótico deste agente (BEITING et al., 2014; CALERO-BERNAL et al., 2019). Entretanto, anticorpos anti-*N.caninum* já foram identificados em portadores do HIV/AIDS, pela técnica da Imunofluorescência Indireta (IFI), em dois estados brasileiros. Uma frequência de 26,1% (81/310) de positivos foi observada no Mato Grosso do Sul e 31,2% (10/32) no estado Paraná (OSHIRO et al., 2015), enquanto em outra investigação, 24,3% (49/201) de anticorpos anti-*N. caninum* foram detectados em cordões umbilicais de mulheres grávidas na técnica Imunofluorescência Indireta (IFI) e *Western Blot* (DUARTE et al., 2020). Até o momento, não há relatos de

investigações sobre *N. caninum* em populações originárias e, também, são raros os estudos com espécies animais residentes nas aldeias (MINERVINO et al., 2012; BASANO et al., 2016).

Um protozoário importante na abordagem da saúde indígena é *Leishmania* spp., protozoário intracelular responsável pela leishmaniose, doença zoonótica grave que acomete mais de 12 milhões de pessoas ao redor do mundo (ALVAR et al., 2012; ROSSI, 2018; OPAS, 2019). Em países subdesenvolvidos e em condições precárias de serviços de saúde, a leishmaniose tem um caráter endêmico e negligenciado (OKWOR, 2016; ALMEIDA et al., 2020). A *Leishmania* é transmitida por insetos hematófagos da subfamília *Phlebotominae,* muito frequente em regiões tropicais e subtropicais devido às condições favoráveis à sua multiplicação (ANVERSA, 2018). Entre 2013 e 2017, segundo dados do Ministério da Saúde foram confirmados 313 casos de leishmaniose em indígenas de várias etnias no estado de Roraima (BRASIL. Ministério da Saúde, 2019; ALMEIDA et al., 2020), e apesar da carência nas investigações, a maioria das etnias indígenas reside em áreas que favorecem a presença do vetor (TAKEUCHI et al., 2017), que aliada às situações negligenciadas destas populações, aumentam o risco da presença do parasito e da doença (VELOSO et al., 2021).

Estudos em povos tradicionais abordando o gênero *Leptospira* spp. também são pouco frequentes (PINTO-FERREIRA et al., 2019), contudo, em uma investigação na etnia Shuar, região equatorial da floresta Amazônica, detectou-se uma prevalência de 50% de anticorpos anti-*Leptospira* spp. nos indígenas por meio da técnica de imunoabsorção enzimática (ROMERO-SANDOVAL et al., 2019). As diversas espécies patogênicas do gênero *Leptospira* spp. causam a leptospirose (FERNANDES et al., 2015; VINCENT et al., 2019), zoonose distribuída mundialmente (KARPAGAM et al., 2020), com taxas significativas de morbidade e mortalidade (BANDARA et al., 2014). A doença é predominante em regiões que apresentam vulnerabilidade social devido aos mais variados fatores como condições inadequadas de saneamento (KHALIL et al., 2021).

Na Medicina Veterinária, *Leptospira* spp. é uma bactéria alarmante, uma vez que as espécies domésticas e silvestres, sobretudo os roedores (COSSON et al., 2014; IZQUIERDO-RODRÍGUEZ et al., 2020), funcionam como fontes de infecção para os humanos e outras espécies, além de contribuírem para a manutenção da bactéria no ambiente (PICARDEAU, 2013; PUTZ eNALLY, 2020).

Nos animais de produção, a leptospirose acarreta perdas econômicas consideráveis com casos de abortamento, infertilidade e natimortos (CAMPOS et al., 2017; SHIOKAWA et al., 2019; CHEUQUEPÁN et al., 2020).

A inclusão de animais domésticos e de produção em investigações sorológicas em comunidades tradicionais é urgente, visto que grande parte das famílias indígenas possui a agropecuária como a única fonte de subsistência e animais domésticos como cães e gatos são frequentes nas aldeias (OLIVEIRA et al., 2011; PULINA et al., 2018). Devido às particularidades e vulnerabilidades destas populações, o surgimento de patógenos e doenças infecciosas é comum nas aldeais (ROMERO-SANDOVAL et al., 2019). Programas de saúde humana e animal, além de gerarem resultados expressivos à saúde pública, contribuem para a inserção dos povos tradicionais em um contexto social (OLIVEIRA et al., 2011; SANTOS et al., 2020).

Estima-se que mais de 70% das doenças infecciosas diagnosticadas em humanos originam-se de patógenos transmitidos por animais (MAXWELL et al., 2017; CROSS et al., 2019). Recentemente, os surtos de doenças zoonóticas de características epidêmicas e de grande potencial pandêmico foram registrados no mundo, como exemplo da Gripe Aviária, Gripe Suína e Ebola (MO et al., 2016; COLTART et al., 2017; CHATZIPRODROMIDOU et al., 2018; SUN et al., 2020). Em 2019, o mundo presenciou o surgimento do SARS-CoV-2, responsável pela Covid- 2019, que rapidamente se alastrou em vários continentes e ocasionou uma pandemia com taxas de morbidade e mortalidade preocupantes (AHN et al 2019., LIU et al., 2020; NOVELLI et al., 2020). O impacto desta doença nas populações indígenas assumiu um caráter brutal, sobretudo no Brasil (ZAVALETA, 2020); índices de infecção, severidade dos sintomas e mortes foram mais expressivos nos povos originários quando a doença foi comparada às outras populações (POWER et al., 2020). Estes fatores intensificaram a necessidade de implementação de políticas de saúde pública nestas populações (CUPERTINO et al., 2020).

O conceito de Saúde Única abrange a saúde animal, humana e ambiental em um contexto social em que estes aspectos estão inseridos, e relacionar estes fatores além das questões biológicas podem representar importantes ferramentas para a implementação de ações preventivas e de medidas de controle sanitário nas populações de uma maneira mais eficiente (MOLYNEUX et al., 2011; WU et al.,

2017;MURPHY et al., 2019).

2.2 O POVO XUKURU DO ORORUBÁ

2.2.1 Localização do território Xukuru do Ororubá

Situada nos municípios de Pesqueira e Poção, entre o Agreste e Sertão do estado de Pernambuco, encontra-se a Serra do Ororubá, território oficialmente reconhecido da etnia Xukuru pela Constituição Federal de 1988 (Figura 1) (BRASIL, 1988). A área demarcada em 1995 e homologada em 2001, consiste em uma cadeiade montanhas de 27.555 hectares de terra, distribuídos entre 24 aldeias com população de aproximadamente 2.720 indígenas (PIB, 2015; DIEHL, 2015). A densidade populacional de cada aldeia ainda é desconhecida e bastante variada, contudo, a aldeia de Cimbres representa o maior número de famílias residentes. Além disso, 200 famílias Xukurus residem em bairros urbanos e periféricos da cidade de Pesqueira. Segundo dados do IBGE (2010), a população Xukuru do Ororubá contabiliza oficialmente, 12.139 indígenas (Figura 2) (IBGE, 2010; LEAL e ANDRADE 2013; PIB, 2020).

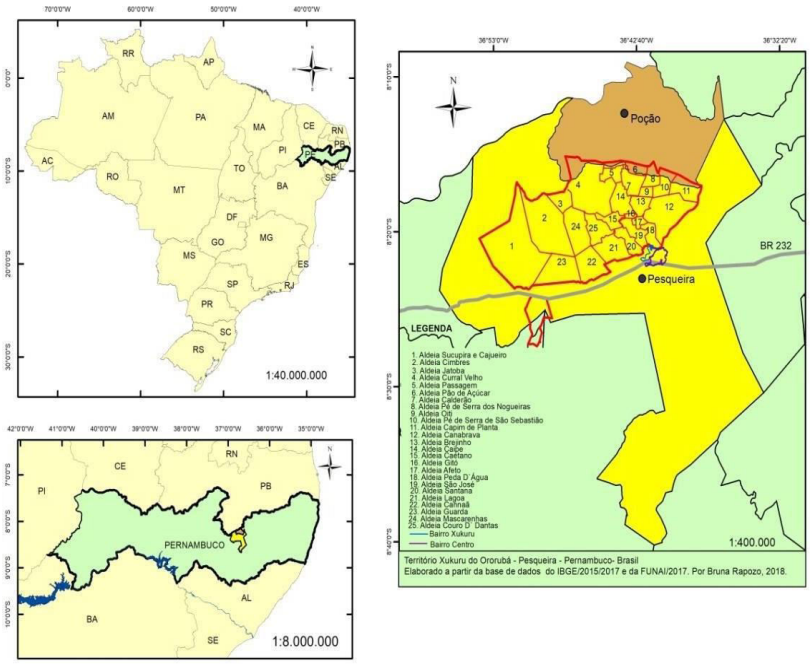

Figura 1 Localização do território Xukuru do Ororubá no estado de Pernambuco. Fonte: RAPOZO ET AL., 2018.

A serra é formada por vestígios de Mata Atlântica, biomas da Caatinga e brejo de altitude, o que conferem à região um solo fértil e clima ameno. É cortada por dois grandes rios (Ipanema e Ipojuca), além de três açudes: Afeto, Olho D'água e Santana. Devido à presença destes fatores, as práticas da agricultura de lavouras permanentes, da pecuária caprina, ovina e bovina são atividades frequentemente observadas na população Xukuru. Grande parte da produção é comercializada na feira de Pesqueira ou utilizada como meio de subsistência para uma parcela significativa das famílias residentes nas aldeias (SILVA 2016; FEITOSA, 2020).

A diversidade da fauna e flora do território Xukuru é bastante marcante com a presença de várias árvores nativas e plantas medicinais, além de pássaros, tatus, gambás e raposas (SILVA, 2016). Animais domésticos como cães, gatos e galinhas criados dentro e fora das residências são observados em estrito convívio com crianças e adultos, o que pode representar um potencial risco para o aparecimento de zoonoses, aliado às condições precárias de saneamento básico encontradas em grande parte das aldeias do território (CONRAD et al., 2016; SALES et al., 2019).

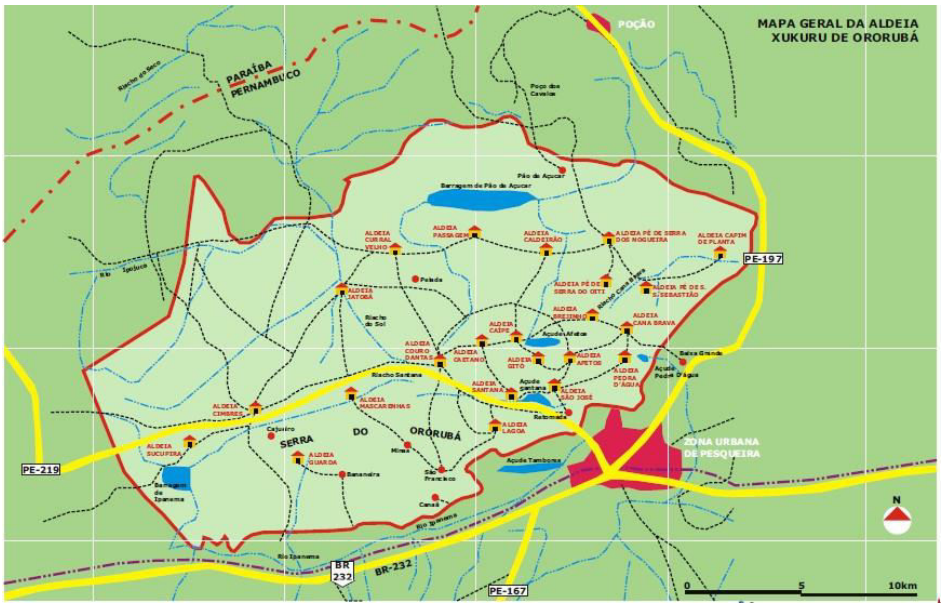

Figura 2 Mapa geral das aldeias localizadas dentro do território Xukuru do Ororubá.
Fonte: Associação Indígena Xukuru do Ororubá – Oficina de Criação.

2.2.2 Breve histórico e características do povo Xukuru de Ororubá

A história do povo Xukuru é marcada por vários conflitos pela reconquista do território e reconhecimento identitário (SILVA, 2014). Devido aos processos de colonização que marcaram a história em Pernambuco aliada à decadência das monoculturas e a expansão da criação de gado, diversas terras, originalmente ocupadas pelos indígenas foram invadidas por fazendeiros em busca de local propício à agropecuária, especialmente, as terras do antigo aldeamento de Cimbres (SILVA, 2011; RAPOZO e OLIVEIRA, 2018).

A mão de obra indígena foi utilizada constantemente pelos posseiros, que submetiam os indígenas às condições de trabalho escravagistas, em troca de pequenos pedaços de terra para o plantio de alimentos e própria subsistência. Perseguições, assassinatos, repressão à cultura e aos cultos religiosos, desencadearam em um movimento de dispersão do povo Xukuru, assim também, como a extinção de muitos aldeamentos locais e etnias em todo o estado de Pernambuco (MIKALUK, 2016; SILVA, 2007).

Devido às constantes mobilizações dos povos indígenas em todo o Brasil, as mudanças começaram a ocorrer a partir da constituição de 1988, que assegura direitos às terras originalmente ocupadas, garantia reconhecimento, resgatava tradições e raízes culturais dos povos originários (CONSTITUIÇÃO, 1988). Liderados pelo cacique Francisco de Assis Araújo, o povo Xukuru participou significativamente na elaboração da nova Constituição e debates ocorridos no Conselho Indigenista Regional Nordeste (CIMI-NE). Em 1990, o povo Xukuru passoua se denominar Xukuru do Ororubá. Segundo a tradição indígena, a palavra derivado nome do pássaro Uru e da árvore sagrada Ubá. Apesar da concretização dos direitos conquistados pela Constituição não ter acontecido rapidamente, e dos conflitos entre os indígenas e os fazendeiros locais persistirem até o início do século XXI, em 2018, o processo de demarcação da terra foi finalizado, e iniciou-se uma nova fase na história do povo, voltada a uma reorganização social e ressignificação da própria identidade (SILVA, 2017; SOUZA, 2019).

> Art.231. São reconhecidos aos indígenas sua organização social, costumes,línguas, crenças e tradições, e os direitos originários sobre as terras que tradicionalmente ocupam, compentindo à União demarcá-las, proteger e fazer respeitar todo sos seus bens

> (Cap.VII, pág. 158). Art. 232. Os indígenas, suas comunidades e organizações são partes legítimas para ingressar em juízo em defesa de seus direitos e interesses, intervindo o Ministério Público em todos os atos do processo (Cap. VII, pág. 158).

A organização social do povo Xukuru é composta por um cacique que é escolhido de forma democrática, e visto como porta voz da comunidade, e um pajé que é o líder religioso escolhido pelos espíritos da floresta, que para os Xukurus, são chamados de “os encantados”. O pajé é também considerado um curandeiro para as doenças do corpo e da alma, um conselheiro espiritual, uma figura de extrema importância para os indígenas. E mais 24 lideranças, formada por um representante de cada aldeia dentro do território da Serra do Ororubá (CUNHA, 2004; DE SOUZA, 2012).

A religião é um aspecto fundamental para os indígenas Xukurus, baseada no sincretismo religioso que concilia crenças católicas tradicionais e afro-brasileiras às práticas dos seus próprios antepassados. Elementos da natureza como pedras, olhos-d’água e montanhas possuem uma simbologia sagrada e são moradas dos encantados e caboclos (AGUIAR NETO, 2016). No Toré, que é a dança ritual indígena comum à quase todas as etnias da região Nordeste do Brasil, o chá das raízes da planta Jurema-preta (*Mimosa tenuiflora*) é utilizado e visto pelos indígenas como um caminho de ligação para mundo espiritual (GRÜNEWALD, 2008). No ritual, a dança dos indígenas é embalada por cânticos em forma de orações, onde os Xukurus louvam os encantados, o Mestre Rei do Ororubá, o pai Tupã e a mãe Tamain, estes últimos associados ao Deus católico e à Nossa Senhora das Montanhas (VIEIRA, 2018). O Toré e a Jurema são elementos sagrados e representativos das sociedades indígenas nordestinas (ARCANJO, 2003); não constituem apenas um ritual religioso e uma planta sagrada, como também, símbolos sociais, políticos e de resistência de grande parte das etnias do Nordeste (RIESE, 2015; MELO, 2019).

A terra é considerada sagrada para os Xukurus e a agricultura, por exemplo, vista como um ritual que passou a ser praticada através do plantio de verduras e legumes, que são comercializados nas feiras de Pesqueira e Arcoverde (GONÇALVES et al., 2012). As crianças e jovens frequentam a escola, e os saberes tradicionais da etnia são até hoje, preservados e ensinados dentro das aldeias. As escolas do território possuem uma pedagogia própria, estabelecida na

associação dos conhecimentos históricos e próprios da etnia aos conhecimentos não indígenas (SILA, 2007). A Declaração dos Direitos dos Povos Indígenas aprovada pela Organização das Nações Unidas em 2008, ampara que o processo educacional dos indígenas deve ser direcionado especificamente, para as particularidades de cada população tradicional (OLIVEIRA e FEITOSA, 2020; ONU, 2008). Atualmente, o povo Xukuru é reconhecido como exemplo de lutas, conquistas e representatividade nos direitos dos povos indígenas em todo o Brasil (LÔBO 2018).

2.3 O POVO FULNI-Ô

2.3.1 Localização do território Fulni-ô

Os indígenas da etnia Fulni-ô habitam o município de Águas Belas, localizada no Agreste do estado de Pernambuco a aproximadamente 315 Km da cidade do Recife. A cidade foi fundada na época do período colonial e encontra-se totalmente inserida na parte central do território indígena (DANTAS, 2011; SILVEIRA et al., 2012). Com uma população aproximada de 6.000 habitantes, o que representa cercade 16% do total de moradores de Águas Belas, os indígenas ocupam uma área de 11.505 hectares de terra, divididos em três aldeamentos: a aldeia Sede, conhecida também como aldeia do Posto; aldeia Xixiaclá, habitada por aproximadamente 500 indígenas da etnia Fulni-ô Xixiaclá e a aldeia Oricuri, local considerado sagrado onde ocorrem as celebrações religiosas e segundo dados da Fundação Joaquim Nabuco, o reconhecimento oficial das terras indígenas Fulni-ô, ainda permanece em fase de homologação e conclusão (SILVA, 2013).

Não existem dados específicos sobre a densidade demográfica de cada uma delas, contudo, além dos habitantes das aldeias, vários indígenas da etnia Fulni-ô habitam municípios próximos à cidade de Águas Belas (CONDEPE, 2008). O rio Ipanema, um dos afluentes do rio São Francisco e a Serra do Cumati são aspectos geográficos importantes para a região, que apesar dos prolongados períodos de seca, apresenta um solo fértil para a agricultura e viabilidade para a pecuária. Mesmo com séculos de convivência com os residentes não indígenas da cidade

de Águas Belas, os Fulni-ô ainda são alvos de preconceitos e estereótipos vinculados aos povos indígenas (DANTAS, 2004; QUIRINO, 2008;).

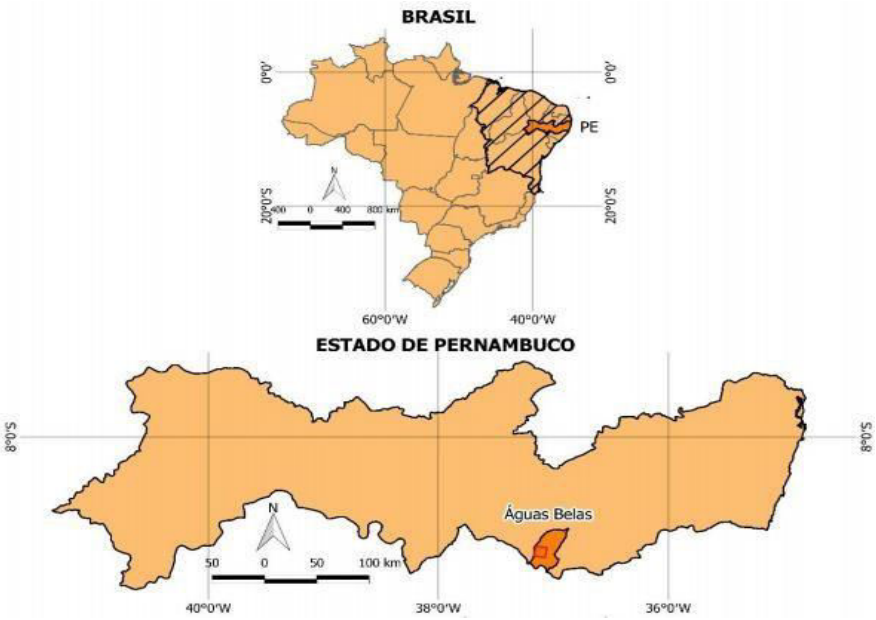

Figura 3 Localização do território Fulni-ô no estado de Pernambuco.
Fonte: CAMPOS (2017).

2.3.2 Breve histórico e características do povo Fulni-ô

Até o início do século XX, os indígenas Fulni-ô eram oficialmente conhecidos como Carnijós ou Carijós, e são um dos povos que há séculos, estabelece contato direto com a população não indígena. Não existe um consenso no que diz respeito aos dados históricos desta etnia, entretanto, é provável que o aldeamento Fulni-ô represente uma junção de vários grupos étnicos, nos quais mais tarde, adotaram o nome do grupo anfitrião, “Fulni-ô”, que significa “beira do rio” ou “da beira do rio” (SILVA, 2005; PIB SOCIOAMBIENTAL, 2020).

Durante o século XIX, na época do Brasil Império, os indígenas Fulni-ô receberam 427 lotes individuais de terra concedidos pelo governo estadual, no entanto, os enfrentamentos prosseguiram, uma vez que as terras não possuíam registros oficialmente reconhecidos. Desta maneira, através da expedição de um decreto estadual, as terras indígenas foram entregues ao Serviço de Proteção aos indígenas (SPI), que solicitou a retirada de todos os posseiros não indígenas do território. Apenas em 1929, o Ministério da Agricultura, Indústria e

Comércio (MAIC) determinou títulos de terra aos indígenas, contudo, de caráter provisório. Posteriormente, não houve relevantes avanços concretizados a favor do povo Fulni- ô, e as circunstâncias tornaram-se mais graves com a construção da BR-423. Diversas famílias indígenas foram desalojadas de suas terras de origem e as indenizações pelo Departamento Nacional de Infraestrutura e Transportes (DNIT) nunca ocorreram (ALVES, 2012).

No ano de 2013, as lutas se tornaram mais vigorosas, mas o reconhecimento da terra e reconquista do território ainda são uma realidade para os Fulni-ô, e até o presente momento, a oficialização das terras desta etnia ainda não foi concluída (CUNHA, 2018). No que concerne à luta pelo reconhecimento da terra, demarcação do território e ressignificado das tradições ancestrais, a história dos Fulni-ô não é muito diferente de outros povos originários do Brasil, marcada por inúmeros confrontos, perseguições às suas crenças e massacre ao seu povo. Até os dias atuais, esta conjuntura é relatada pelos habitantes das aldeias em relação à convivência com os não indígenas residentes na cidade de Águas Belas. Preconceitos, desconfianças e estereótipos são frequentemente vinculados aos indígenas da cidade, igualmente como se configura com às outras etnias do país (DIAZ, 2014; RIESE, 2015).

Os Fulni-ô adotam a língua portuguesa, e uma das características mais significativas desta etnia é que embora tenham sofrido inúmeras tentativas de extinção de seus costumes e tradições ancestrais, são com exceção do Maranhão, os únicos indígenas bilíngues do Nordeste (DE SÁ e ALVES, 2011). A sua língua materna, o Ia-tê [ya:'th e] “nossa boca, nossa fala” é considerada um patrimônio identitário e é ensinada até hoje, nas escolas situadas dentro das aldeias. Atualmente, o território possui três escolas, nas quais empregam uma metodologia educacional focada na conservação da língua originária, fortalecimento da medicina ancestral indígena e na cultura do seu povo (COSTA, 2015; SILVA 2015; SANTANA et al., 2020).

Quanto ao aspecto religioso, os indígenas Fulni-ô praticam a religião Católica agregada às suas próprias crenças históricas e doutrinas ancestrais. No ritual do Toré a dança e a música têm uma forte expressão e significado; o Toré é considerado pelos indígenas desta etnia um presente para Deus, a ligação com o sagrado, é o momento de agradecimentos e orações (GRÜNEWALD, 2008; SILVEIRA et al., 2012). Nos meses de agosto a dezembro o povo Fulni-ô pratica o

seu mais importante ritual, o Oricuri que em Yathee significa “a cabeça do lugar”. O local que é considerado sagrado e um centro religioso para os indígenas, está situado a 6 Km da aldeia principal, onde a participação de indivíduos não indígenas é permitida apenas na primeira manhã de abertura (DANTAS, 2011); qualquer informação a respeito dos acontecimentos dentro do ritual é secreta, não compartilhada e está completamente desautorizada. O Oricuri representa muito mais que um ritual, é o espaço de ensinamento e aprendizado das crenças religiosas às crianças, da preservação da língua Yathee e do fortalecimento das tradições e cultura do povo Fulni-ô (SANTOS, 2012; DA SILVA e PAULINO, 2019).

Apesar da ativa participação na economia e nos aspectos políticos de Águas Belas, os indígenas Fulni-ô conseguiram conservar grande parte de sua identidade e costumes ancestrais, entretanto, a dificuldade da etnia pelo reconhecimento do seu próprio território e pela total inclusão social ainda perduram até os dias atuais (RIESE, 2015).

2.4 *TOXOPLASMA GONDII*, *NEOSPORA CANINUM*, *LEPTOSPIRA* spp. E *LEISHMANIA* spp. NO CONTEXTO DA SAÚDE INDÍGENA

2.4.1 *Toxoplasma gondii*

2.4.1.1 Características gerais de *Toxoplasma gondii*

T. gondii é um protozoário zoonótico, intracelular obrigatório, classificado de acordo com a ordem taxonômica no sub-reino Protozoa, filo Apicomplexa, classe Conoidasida, subclasse Coccidia, ordem Eimeriida, família Sarcocystidae, gênero *Toxoplasma* (LEVINE, 1977; JOHNSON, 1998). *T. gondii* é agrupado em genótipos tipo I, II, III e XII e haplótipos X e A, e é a única espécie conhecida do gênero *Toxoplasma* (GALAL et al., 2019; ATTIAS et al., 2020).

O parasito é considerado um dos mais eficientes do mundo, sendo bastante adaptado a uma diversidades de espécies domésticas e silvestres, inclusive os humanos (JEFFERS et al., 2018). Possui distribuição cosmopolita e relevância significativa para a saúde humana e animal, representa um dos agentes infecciosos mais identificados nos animais domésticos e de produção (ENGLISH et

al., 2015; DUBEY e LINDSAY, 2020), e estima-se que aproximadamente 30% da população global já tenha sido infectada por *T. gondii* em algum momento da vida (MARTINEZ et al., 2018; DJURKOVIĆ-DJAKOVIĆ et al., 2019; PÉREZ-GRISALES et al., 2021).

É o protozoário causador da toxoplasmose, uma zoonose de grande importância e impacto econômico significativo nos rebanhos, sobretudo, para os caprinos e ovinos (SHARIF et al., 2015; DUBEY et al., 2020). Com taxas de morbidade e mortalidade variáveis nas diferentes espécies e regiões, a enfermidade tem um prognóstico preocupante em indivíduos imunocomprometidos e gestantes no terço inicial da gestação (ENE et al., 2016; LABOUDI, 2017; AZOVTSEVA; BIGNA etal., 2020; TAREKEGN et al., 2020).

T. gondii já foi relatado em mais de 350 espécies, infecta praticamente todos os animais endotérmicos, incluindo mamíferos silvestres, mamíferos marinhos e aves (DUBEY, 2010; ROBERT-GANGNEUX, 2012). Apesar da diversidade de hospedeiros intermediários, a capacidade de infecção e o modo como se desenvolve nos animais pecilotérmicos ainda permanece uma incógnita (DŁUGOŃSKA, 2017; FERREIRA et al., 2020). Uma recente investigação no Araguaia, Região Norte do Brasil, identificou anticorpos anti- *T. gondii* em duas espécies de crocodilos (*Melanosuchus niger* e *Caimam crocodilus*) (FERREIRA et al., 2020), e estudos já evidenciaram que algumas espécies de peixes (*Hypophthalmichhys molitrix*); lagostas (*Procambarus clarkii*); ostras (*Crassostrea virginica*) e camarões (*Gammarus fossarum*) são capazes de filtrar e carrear oocistos de *T. gondii*, o que demonstra que estes animais possam atuar como hospedeiros paratênicos ou de transporte do parasito (LINDSAY et al., 2001; ZHANG et al., 2014; BIGOT-CLIVOT et al., 2016). Os estudos ressaltam a importância dos animais pecilotérmicos na cadeia epidemiológica de *T. gondii*, no entanto, até o momento, não existem evidências se nestes animais o parasito se multiplica e ocorre o desenvolvimento dos estágios evolutivos (SHAPIRO et al., 2014;MAZZILLO et al., MARQUIS et al., 2019).

Apenas os felídeos domésticos e selvagens completam o ciclo final e reproduzem tanto a forma assexuada, comum a todos os hospedeiros intermediários, como também a forma sexuada, sendo, portanto, os únicos hospedeiros definitivos de *T. gondii* (JEWELL et al., 1972; MULLER et al., 1972 DUBEY et al., 1976). Os felídeos domésticos e selvagens contribuem

expressivamente para a manutenção do parasito no ecossistema. Os gatos domésticos representam um papel relevante devido à sua proximidade com os humanos, muito acentuada na atualidade, enquanto os felídeos selvagens se destacam como fontes de infecção para diversas espécies, principalmente, animais pecilotérmicos e mamíferos aquáticos (MAZZILLO et al., 2013; SHAPIRO et al., AWOBODE et al., 2019; CHALKOWSKI et al., 2019).

O estágio sexuado é caracterizado pela formação dos oocistos, estruturas bastante resistentes, excretadas via fezes dos hospedeiros definitivos (DUBEY, 1998). Algumas semanas após a primo-infecção, os felídeos têm a capacidade de eliminar centenas de milhões de oocistos no ambiente (DUBEY, 2001; AHN et al., 2019; DUBEY et al., 2020), e embora a quantidade de eliminação assuma um caráter decrescente nas infecções subsequentes, estudos já demonstraram que gatos domésticos (*Felis catus*) infectados experimentalmente, conseguem eliminar oocistos em um intervalo de até 36 meses após o primeiro desafio (ZULPO et al., 2017).

Os hospedeiros adquirem a infecção por várias vias, sendo uma delas por meio da ingestão de cistos teciduais presentes em carne crua ou malcozida, via frequentemente observada no ciclo de transmissão entre animais silvestres e felídeos, assim como para os humanos (DUBEY et al., 2020). Outra rota é a ingestão de água ou alimentos contaminados com oocistos esporulados, uma das principais vias de transmissão de *T. gondii* no mundo, particularmente, no Brasil, onde os surtos da doença são relatados regularmente (EKMAN et al., 2012; CABRAL et al.; NUNES DO REGO et al., 2019; DA COSTA et al., 2020; DUBEY, 2021).

T. gondii também pode ser transmitido pela via vertical ou transplacentária, por transplante de órgãos ou transfusão sanguínea (DUBEY, 1987; HILL, 2002; FUX et al., 2007; HIDE et al., 2016; MILNE et al., 2020). A transmissão transplacentária merece atenção tanto para humanos quanto para animais, pois, é responsável por altas taxas de morbidade e mortalidade, assim como casos de abortos em gestantes no primeiro trimestre da gravidez, doenças oculares, cegueira, hidrocefalia e epilepsia em crianças infectadas congenitamente (TORGERSON et al.; KHAN et al., 2013). Nos rebanhos caprinos e ovinos, causa mumificação, natimortos, mortes neonatais e elevados índices de abortamento em consequência da toxoplasmose congênita (EDWARDS et al., 2013; DE OLIVEIRA

et al., 2018; DUBEY et al., LINDSAY et al.,2020).

2.4.1.2 Ciclo de vida de *Toxoplasma gondii*

O ciclo de vida de *Toxoplasma gondii* possui vários estágios de evolução, e uma sequência de eventos complexos que ocorre antes da invasão e da disseminação do parasito no organismo dos hospedeiros definitivos e intermediários (DELGADO et al.,2019).

A fase sexuada do protozoário corresponde à formação dos oocistos, enquanto a assexuada, apresenta dois estágios infectantes distintos: os taquizoítos que se diferenciam em bradizoítos, que posteriormente evoluem para cistos teciduais (DUBEY, 1998; BLACK, 2000). Diferente da maioria dos eucariontes, apenas em *T. gondii*, tanto a forma sexuada quanto a assexuada podem ser transmitidas do hospedeiro definitivo para os intermediários e vice-versa, caracterizando dessa maneira como um ciclo heteroxênico facultativo (TENTER et al., 2001; DUBEY, 2003; SOKOL et al., 2018).

O primeiro estágio do ciclo de vida do *T. gondii* são os oocistos, estruturas desenvolvidas unicamente no intestino dos gatos domésticos e felídeos selvagens. Estes são eliminados no meio ambiente na sua forma não esporulada, em outras palavras, na forma não infectante (DUBEY et al., 1998; 2020; YANG et al., 2017). Os fatores determinantes que caracterizam a exclusividade dos felídeos como hospedeiros definitivos ainda não foram elucidados, porém, uma recente pesquisa em camundongos demonstrou que o excesso de ácido linoleico encontrado no organismo dos felídeos tem influência direta no desenvolvimento da fase sexuada de *T. gondii* (MARTORELLI Di GENOVA et al., 2019). Os felídeos são os únicos mamíferos que não possuem a atividade da enzima delta-6-desaturase fator que acarreta um acúmulo de ácido linoleico nesses animais (TREVIZAN et al., 2012). O estudo é um marco importante para investigações posteriores e fornece possibilidades para novas descobertas e esclarecimentos não só em relação ao *T. gondii*, como também, a outros parasitos Apicomplexas como o *Plasmodium* e *Cryptosporidium* (ENGLISH et al., 2019).

Ao encontrarem condições adequadas no meio ambiente, principalmente de

umidade e temperatura, os oocistos esporulam, evoluem para o seu estágio infectivo e contaminam alimentos, solo e água (VANWORMER et al; GAO et al., 2013; SHAPIRO et al., 2019; AWOBODE et al., 2020). A esporulação acontece unicamentefora do organismo dos felídeos, em um intervalo que pode durar de 1 a 5 dias (DUBEY, 1987, TENTER et al, 2001). Após a excreção, os oocistos se tornam mais resistentes e adquirem a capacidade de permanecer viáveis durante longos períodos no ambiente e nas demais vias de infecção, a exemplo de alguns bivalves, como as ostras e os mexilhões (LINDSAY et al., 2004; MONTEIRO et al., 2019; DUBEY et al., 2020). Em situações ideais de umidade e temperatura variável de 20º C a 37º C, 5º C, algumas investigações indicam uma permanência de 12 a 18 meses na água, solo e alimentos, característica importante no ciclo de vida do protozoário que reflete expressivamente na epidemiologia da toxoplasmose (WAINWRIGHT et al., 2010; JEFFERS et al., 2018; MARCIANO et al., 2020). Uma vez esporulados, os oocistos são constituídos de dois esporocistos, cada um deles, contendo quatro esporozoítos (BLACK, 2000; LOURIDO, 2019).

Os diversos hospedeiros intermediários complementam a dinâmica do ciclo de vida de *T. gondii*, por meio do estágio assexuado do protozoário, que corresponde aos taquizoítos e bradizoítos, que posteriormente darão origem aos cistos teciduais (KANAUS, 1987; DUBEY et al., 1998; INNES, 2010). A ingestão de esporozoítos presentes nos oocistos esporulados por meio da rota clássica de transmissão, ou a ingestão de cistos teciduais contendo bradizoítos, presentes na carne crua ou malcozida, permite que estes excistem no interior do intestino dos hospedeiros, infectem as células epiteliais e evoluam para taquizoítos (DUBEY et al., 1998;OUOLOGUEM, 2014; DELGADO BETANCOURT et al., 2019).

Todo o mecanismo de entrada e evasão celular é auxiliado por um complexo apical que é comum a todos os parasitos do filo Apicomplexa (KATRIS et al., 2014; FRÈNAL et al., 2017), composto por um conjunto de organelas especializadas denominadas micronemas e róptrias. Este complexo secreta enzimas e proteínas que facilitam a motilidade, adesão, invasão e egresso celular de *T. gondii* (HEINTZELMAN, 2015; CALDAS, 2018; DUBOIS, 2019, DOS SANTOS PACHECO et al., 2020).

Os taquizoítos se multiplicam de forma rápida por endodiogenia, uma maneira distinta de outros organismos eucariontes, definida quando uma célula-mãe origina duas células-filhas (INNES, 2010; OUOLOGUEM, 2014); é a fase

aguda da infecção que transcorre de forma assintomática (MONTOYA, 2004; HALONEN et al., 2013). A replicação acontece no interior do vacúolo parasitóforo formado no momento da invasão celular (CLOUGH, 2017), onde as cepas de *T. gondii* e o tipo de célula parasitada influenciam diretamente na velocidade de multiplicação dos taquizoítos (DUBEY et al., 1998). No decorrer do processo de invasão, o vacúolo parasitófaro se rompe, a célula é destruída e os taquizoítos livres se disseminam para outros órgãos e tecidos (BLADER et al., 2015; MAYORAL et al., 2020). Além disso, os taquizoítos apresentam a habilidade de atravessar a barreira transplacentária, o que ocasiona a transmissão vertical da mãe para o feto (JONES, 2003; DUBEY et al., 2012; HAMPTON, 2015). Como resultado, a resposta imunológica promovida pela destruição celular, sinaliza ao parasito uma evolução para o próximo estágio de *T. gondii* que são os bradizoítos (HORTUA TRIANA et al., 2018; SASAI, 2019).

Nesta fase, *T. gondii* se reproduz de forma lenta e os bradizoítos evoluem para a formação de cistos teciduais intracelulares (DUBEY et al., 1987; HALONEN, 2013), localizados principalmente, em órgãos e tecidos que expressam uma menor condição de resposta imunológica (ZHAO et al., 2020), como tecidos oculares, cardíacos, musculatura esquelética e sistema nervoso central (DUBEY, 1998). Os cistos contendo os bradizoítos apresentam uma espessa camada externa coberta de glicoproteínas, que ocasiona uma baixa permeabilidade e uma maior habilidade de escapar do sistema imune. Desta maneira, podem permanecer em estado de quiescência, durante toda a vida do hospedeiro em circunstância de cronicidade (DUBEY et al., 1998; WEISS, 2000; CAFFARO et al., 2013). Em condições de imunossupressão dos hospedeiros, os cistos se reativam e os bradizoítos são rapidamente liberados e se revertem para o estágio de taquizoítos, marcado por uma acelerada multiplicação e uma considerável capacidade de destruição tecidual (JEFFERS et al., 2018; MAYORAL et al., 2020).

A infecção crônica por *T. gondii* ainda guarda questões não esclarecidas (ZHAO et al., 2020), entretanto, um prognóstico grave é observado em indivíduos portadores do HIV/AIDS, pacientes quimioterápicos e transplantados, onde o quadro frequentemente evolui para uma toxoplasmose neural, com taxas elevadas de morbidade e mortalidade (SAADATNIA; ZAUCHA-PRAŻMO et al., 2012). Casos de encefalite, retinocorioidite, miocardite e pneumonias são habitualmente reportados em indivíduos imunocomprometidos (DEROUIN, 2008; BUTLER et al.,

2013 DARD et al., MARRA et al., 2018).

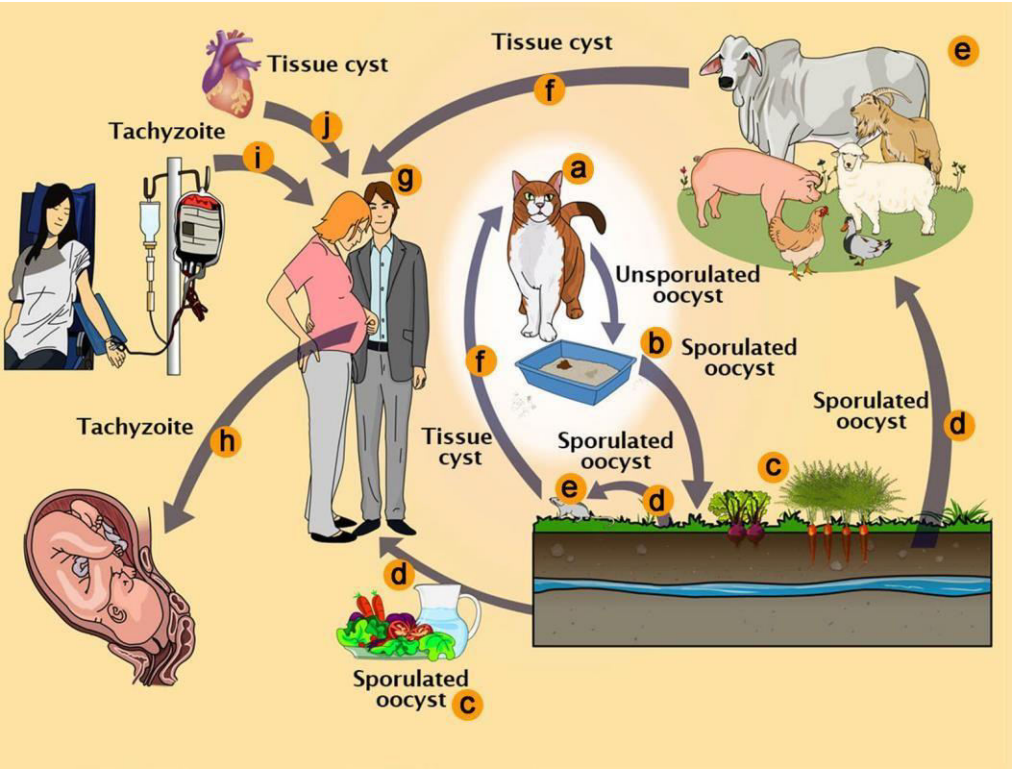

Figura 4 Ciclo de vida de *Toxoplasma gondii*
Fonte: Atias et al. (2020).

A Fase no hospedeiro definitivo. **B** Oocistos não esporulados eliminados nas fezes dos felídeos. **C** Alimentos contaminados com oocistos esporulados. **D** Ingestão de alimentos (água e vegetais crus) contaminados por oocistos esporulados pelos hospedeiros intermediários. **E** Hospedeiros intermediários (bovinos, ovinos, aves e suínos). **F** Ingestão de cistos teciduais em carne malcozida ou crua**. G** Humanos como hospedeiros intermediários. **E** Hospedeiros intermediários (bovinos, ovinos, aves, suínos). **H** Taquizoítos transmitidos ao feto via transplacentária**. I** Transmissão por transfusão sanguínea**. J** Transmissão por transplante de órgãos.

2.4.1.3 Aspectos epidemiológicos e fatores de risco associados à infeccção por *Toxoplasma gondii*

Aproximadamente, um terço da população global, o que corresponde a mais de 2bilhões de pessoas, está infectada pelo *T. gondii* (DESMETTRE, 2020; MILNE et al., 2020), um protozoário amplamente distribuído ao redor do mundo e bastante adaptado a uma diversidade de hospedeiros intermediários (INNES, 2010;

XIAO, 2015; JEFFERS et al., 2019). Nas espécies de animais domésticos e de produção, *T. gondii* é um dos agentes infecciosos mais estudados e identificados (SONAR, 2010; FRÍAS, 2013).

Em áreas endêmicas como na América do Sul, África e Oceania, a prevalência nos humanos é significativamente elevada, chegando a alcançar 90% em grupos de populações específicas, a exemplo de alguns países situados no continente africano (ROBERT-GANGNEUX, 2012; MOLAN et al., 2019). Na Ásia e partes da Europa, atingem 60% a 82% (NAHOULI et al., 2017), enquanto na América do Norte, taxas mais moderadas são reportadas, podem variar entre 30 a 50% (MINBAEVA et al., 2013; AGUIRRE et al., 2019). Nos animais, os índices de infecção variam entre as diversas espécies suscetíveis (CAÑÓN-FRANCO et al., 2014), nos quais os aspectos geográficos e sistemas de criação são algumas condições importantes nas diferentes prevalências encontradas (DUBEY et al., 2012; GUO et al., 2015). Regularmente, tanto nos humanos quanto nos animais, em regiões tropicais, onde o clima quente e úmido é acentuado, *T. gondii* é usualmente mais detectado, visto que estas condições são favoráveis à multiplicação e permanência do protozoário (YAN et al., 2016).

Além da temperatura e umidade, a abundante biodiversidade encontrada nos países de clima tropical contribui ativamente para a circulação e conservação do parasito no meio ambiente, nos reservatórios terrestres e aquáticos por períodos prolongados, além de representarem fatores para o surgimento de cepas atípicas de *T. gondii*, que na maioria das vezes, apresentam um caráter mais agressivo aos hospedeiros (SU et al., 2012; OLIVEIRA, 2017; HAMILTON et al., 2019; MELO et al.,2020; WILTER et al., 2020). Brasil e Colômbia são exemplos de países Latino-americanos onde estes fatores têm influência importante nas altas taxas encontradas nos animais e nos humanos (CAÑÓN-FRANCO et al., 2014; BRITO et al., 2020; PÉREZ-GRISALES et al., 2021).

É fundamental considerar que a circulação e a exposição dos hospedeiros ao *T. gondii* possuem caráter multifatorial e abrangem elementos que estão além dos aspectos geográficos e biológicos, como os fatores antropológicos, sociais e culturais das populações (ROBERT-GANGNEUX et al., 2012; AREFKHAH et al., 2020), evidenciando que condições de vulnerabilidade econômica e social, conjuntura constantemente observada nos povos tradicionais (SANTOS et al., 2019), estão intrinsicamente relacionadas à detecção do *T. gondii* (CARELLOS et

al., 2014;MAREZE et al., 2019).

Em países subdesenvolvidos, onde elevados índices de pobreza são marcantes, a ausência de saneamento básico, o desprovimento de água potável, hábitos alimentares inadequados, ausência e inacessibilidade aos programas de assistência à saúde e prevenção são dificuldades muito presenciadas, e contribuem substancialmente para o surgimento de vários agentes infecciosos circulantes, inclusive, para *T. gondii* (DE AMORIM et al., 2004; OLBERA et al; VUEBA et al., 2020). Todos estes aspectos refletem de maneira direta, não apenas nas condições de saúde das populações, como também na saúde animal, visto que quase 70% dos residentes em áreas indígenas e regiões economicamente vulneráveis utilizam a pecuária como renda complementar ou mesmo para a própria subsistência (FAO 2004; MAUDLIN, 2009; TORGERSON et al., 2011).

Alguns estudos realizados em comunidades tradicionais brasileiras evidenciaram estas relações. Uma pesquisa na etnia indígena Utiariti, estado do Mato Grosso do Sul associou o consumo de água dos rios, riachos e poços como também a presença de felídeos silvestres próximos a estas fontes de consumo, à detecção de 66,9% de indivíduos positivos para *Toxoplasma gondii* (SANTOS et al., 2019). Em outra investigação no estado do Amazonas, bacia do alto Rio Negro, realizada com 10 diferentes etnias indígenas observou que 73,5% dos humanos investigados apresentaram anticorpos anti-*Toxoplasma gondii,* resultados associados às precárias condições sanitárias da localidade (BÓIA et al., 2008). Estima-se que 80,4% da população indígena da América do Sul esteja infectada por *T. gondii* (AMENDOEIRA et al., 2003).

Toxoplasma gondii é o protozoário causador da toxoplasmose, uma zoonose de potencial epidêmico, de importante relevância à Medicina Veterinária e forte impacto à saúde pública (STELZER et al 2019, DJURKOVIĆ-DJAKOVIĆ et al., 2019). A doença muitas vezes, assume um perfil endêmico em países subdesenvolvidos, onde os fatores de risco referentes, vinculados à carência de programas de combate e prevenção, e o desprovimento de informações adequadas auxiliam no aparecimento dos casos, por consequência, a toxoplasmose apresenta uma característica negligenciada nessas regiões (NODEN, 2013; TAGWIREY, 2019; OLIVEIRA et la., 2020).

Em hospedeiros imunocompetentes, a toxoplasmose se expressa

regularmente, de forma assintomática, entretanto, 10% dos infectados manifestam sintomatologia clínica (SANTOS et al., 2018), consequentemente, dados epidemiológicos preocupantes são reportados em mulheres gestantes que adquirem a primo-infecção durante o primeiro trimestre de gravidez, devido ao alto risco de transmissão vertical e abortos, em pessoas que convivem com o HIV/AIDS e pacientes transplantados (HAMPTON, 2015; MACHALA et al., 2015; DARD et al., 2018). Em fetos infectados congenitamente por *T. gondii*, distúrbios neurológicos, psicomotores, alterações auditivas e oculares são frequentemente notificados (FALAHI et al., 2018; TAREKEGN et al., 2021), enquanto em imunossuprimidos, a infecção latente pode evoluir para quadros neurológicos, onde as taxas de mortalidade são bastante elevadas (KIEFFER, 2013; VIDAL, 2019; HOSODA et al.; KOTA 2021). Em 17 de fevereiro de 2016, através da Portaria nº 204 (BRASIL, nota Informativa CGDT/DEVIT/SVS/MS, Portaria nº 3.502, de 19 de dezembro de 2017) foi estabelecido que a toxoplasmose gestacional e congênita são doenças de notificação compulsória.

Nas comunidades tradicionais, os animais de produção muitas vezes, são destinados ao consumo e comercialização em feiras livres, e podem representar importantes fontes de infecção para os humanos por meio da via alimentar (DA SILVA et al., 2015; BELLUCO et al., 2016). Uma vez que o parasito assume sua característica patogênica, principalmente nos caprinos, ovinos e suínos, perdas econômicas significativas são observadas em consequência das altas taxas de aborto e natimortos (LINDSAY, PARTOANDAZANPOOR et al., 2020; NAYERI et al., 2021). Nos EUA e na Europa, estima-se que entre 10% e 23% dos abortos em ovinos estão associados ao *T. gondii*, enquanto na América do Sul, as taxas chegam a alcançar 54% (BEZERRA et al., 2015; DA SILVA et al., 2015; STELZER et al., 2019).

Um dos aspectos fundamentais na epidemiologia de *T. gondii* são os vários surtos mundiais nos animais e humanos, associados à água e alimentos contaminados por oocistos ou cistos teciduais do protozoário (FAO/WHO, 2014). O Brasil é o país que lidera as estatísticas, com as maiores epidemias já relatadas na literatura (ALMERÍA, 2020). Os dois exemplos de referência ocorreram na região Sul do país; o primeiro em 2001, no estado do Paraná, onde 426 residentes da cidade de Santa Izabel do Ivaí evoluíram para quadros clínicos característicos da toxoplasmose, nos quais alterações oftalmológicas apresentaram-se mais

evidenciadas (DE MOURA et al., 2006); o outro ocorreu em 2018, no estado do Rio Grande do Sul, na cidade de Santa Maria, com 809 casos de toxoplasmose, 3 mortes fetais, 10 abortos e 22 casos congênitos (GOVERNO DO ESTADO DO RIO GRANDE DO SUL, 2018; MINUZZI et al., 2020). A contaminação dos reservatórios de água com oocistos de *T. gondii* foi responsável por ambas as epidemias da doença (VAUDAUX et al., 2010; MINUZZI et al., 2020). Ao redor do mundo, grande parte das epidemias de toxoplasmose veiculadas por água é subnotificada, porém, até o momento, o caso de Santa Maria é considerado o maior surto já identificado (NUNES et al., 2019; MINUZZI et al., 2020).

Até a década de 90, a maior parcela das infecções alimentares por *T. gondii* acontecia decorrente da ingestão de cistos teciduais presentes em carne crua ou malcozida e seus derivados, principalmente, originados de rebanhos caprinos, ovinos e suínos (RENOINER et al., 2014; STELZER et al., 2019), como também, pela ingestão de leite contaminado por taquizoítos, entretanto, devido às mudanças nos hábitos alimentares, observa-se algumas características diferentes dos surtos relatados, onde as frutas e os vegetais contaminados com oocistos são os principais responsáveis por grande parte dos casos reportados (TENTER et al., 2001; EKMAN et al., 2012; PINTO-FERREIRA et al., 2019; ALMERÍA et al., 2020). *T. gondii* é o segundo patógeno alimentar mais identificado nos EUA e o primeiro mais relatado nos Países Baixos (BATZ et al., HAVELAAR et al; 2012).

É importante destacar a importância dos animais marinhos invertebrados, mamíferos aquáticos e espécies selvagens na epidemiologia de *T. gondii,* visto que uma crescente curva de infecção, mais prevalente do que a estimada, é descrita nestas espécies (ROE et al., 2013; SHAPIRO et al., 2014b NISHIMURA et al., 2018), com taxas de morbidade relatadas em golfinhos, baleias, focas e lontras (DUBEY et al., 2003; BARROS et al., 2018). Os animais marinhos invertebrados e os mamíferos aquáticos atuam como excelentes espécies sentinelas ambiental e do ecossistema marinho (DUBEY et al., 2020), e podem representar relevantes fontes de infecção para os humanos e outros hospedeiros pela via alimentar (TRYLAN et al., 2014; REILING et al., 2019). Ao considerar os animais selvagens, especialmente as várias espécies de felídeos silvestres é fundamental ressaltar que estes contribuem ativamente para a manutenção e dispersão do agente no meio ambiente (SHAPIRO et al., 2019). No Brasil, a infecção por *T. gondii* já foi identifica em gambás (*Didelphis aurita*) (BEZERRA-SANTOS et al., 2020), tigres

(*Panthera tigres*), leões (*Panthera leo*), leopardos (*Panthera pardus*) (ANDRÉ et al., 2010; MARUJO et al., 2017) e algumas espécies de pássaros silvestres (*Megascops choliba*, *Ramphastos toco*, *Rupornis magnirostris*, *Colaptes campestris*) (RÊGO et al., 2018).

Recentemente, pesquisas apontaram outra abordagem importante em relação à epidemiologia de *T. gondii*, quando relataram a associação do protozoário às doenças neuropsiquiátricas, distúrbios comportamentais e cognitivos (VIRUS et al., 2021), como epilepsia (AYAZ et al., 2016), esquizofrenia (XIAO et al., 2018), demência (YANG et al., 2021), bipolaridade (PENG et al., 2018) e transtorno obsessivo compulsivo (POSTOLACHE et al., 2021). Alguns estudos não corroboram estes achados, pois discutem a importância de considerar a interação de outras variáveis para o desencadeamento das alterações neuropsiquiátricas como as diferentes cepas estudadas, condições socioeconômicas, infecções prévias e situações adversas ao stress (HOLUKA et al., 2020; GALE et al., 2021), entretanto é fundamentado que *T. gondii* é um agente neurotrópico, e os cistos teciduais intraneurais formados durante a fase latente da infecção, podem permanecer nos hospedeiros ao longo de toda a sua vida (MERRITT et al., 2020), o que pode afetar a regulação de neurotransmissores fundamentais como a dopamina e serotonina (XIAO et al., 2012, 2016). *T. gondii* também altera a expressão do ácido gama- aminobutírico (GABA) e norepinefrina, nesse sentido, é necessário progredir nos estudos dos distúrbios neuropsiquiátricos na toxoplasmose (GALE et al., 2021).

As características epidemiológicas da toxoplasmose são muito dinâmicas, não apenas em decorrência da ampla diversidade dos hospedeiros intermediários envolvidos na cadeia de transmissão, como também, pelas inúmeras rotas de propagação do protozoário (PINTO-FERREIRA et al., ZHU et la., 2019; DUBEY et al., 2020). Em decorrência de todos estes aspectos, o entendimento dos múltiplos contextos na epidemiologia de *T. gondii* são essenciais para a implementação de estratégias de controle da circulação do parasito e prevenção da doença. A toxoplasmose é um paradigma para a saúde pública, representando um desafio sanitário na medicina humana e veterinária (DJURKOVIĆ-DJAKOVIĆ et al., AGUIRRE et al.; 2019; SMITH et al., 2020).

2.4.2 *Neospora caninum*

2.4.2.1 Características gerais de *Neospora caninum*

Neospora caninum é um protozoário coccicídeo, intracelular obrigatório, classificado filogeneticamente no sub-reino Protozoa, filo Apicomplexa, Classe Esporozoa, subclasse Coccidia, ordem Eucoccoccida, família Sarcocystidae, Gênero *Neospora*, espécie *caninum* (DUBEY e LINDSAY., 1996). Na abordagem do gênero *Neospora,* baseado em diferenças antigênicas e moleculares, especificamente, no que se refere ao espaço interno de transcrição (ITS1), uma segunda espécie denominada *Neospora hughesi* foi identificada, no entanto, até o momento, foi detectada e isolada unicamente nos equinos (*Equus caballus*) (MARSH et al., 1999; DUBEY et al., 2001).

A princípio, *N. caninum* foi descrito como um protozoário responsável por provocar doenças neurológicas e oculares apenas em cães domésticos (*Canis lupus familiaris*) (BJERKÅS et al., 1984; DUBEY et al., 1988; 1998), e devido às características morfológicas muito semelhantes a *T. gondii*, com frequência, eram confundidos e diagnosticados equivocadamente (HOMAN et al., 1997; HOWE et al., 1998; DUBEY et al., 2002). Posteriormente, o parasito foi observado na espécie bovina, e reconhecido como uma das principais causas de abortamento nestes animais (HATTEL et al., 1998; GONDIM et al., 1999; SUTEERAPARP et al., 1999).

Embora existam diversas características morfológicas e genéticas semelhantes (LORENZI et al., 2016), *T. gondii* e *N. caninum* diferem biologicamente em alguns aspectos (DUBEY e SCHARES, 2011); um deles é o potencial zoonótico, pois até o presente, não há constatações científicas que *N. caninum* acarrete doenças nos humanos (OSHIRO et al., 2015; CALERO-BERNAL et al., 2019). O protozoário é reconhecido mundialmente por causar prejuízos econômicos consideráveis nos rebanhos bovinos (REICHEL et al., 2013; DEMIR et al., 2020 LYNDSAY e DUBEY, 2020).

Diversas espécies são suscetíveis à infecção por *N. caninum* e anticorpos contra o protozoário já foram relatados em vários animais domésticos, silvestres e algumas aves, inclusive nos humanos (ALMERÍA, 2013; GALVÃO et al., 2015; OSHIRO et al., 2015; DE BARROS et al., 2018; LIMA et al., 2018). Contudo, mais

informações são necessárias a respeito da patogenicidade do parasito nos vários hospedeiros, visto que grande parcela das investigações é baseada na sorologia e identificação do DNA do agente, e relatos de isolamento de *N. caninum* foram reportados apenas em cães, bovinos, búfalos, veados e ovinos (GONDIM et al., 2001; RODRIGUES et al., 2004; DUBEY et al., 2013; OLIVEIRA et al., 2017; GARCÍA-SÁNCHEZ et al., 2020).

Alguns canídeos como cães (*Canis lupus familiaris*), coiotes (*C. lantrans*), dingo australiano (*C. domesticus*) e lobo cinzento (*C. lupus*) são os hospedeiros definitos de *Neospora caninum* (McALLISTER et al., 1998; GONDIM et al., 2004; KING et al., 2010; DUBEY et al., 2011).

Duas rotas de transmissão caracterizam a infecção nas diferentes espécies: a via horizontal ou pós-natal e a vertical ou transplacentária (TREES, 2005). A ingestão de água ou alimentos contaminados com oocistos, estruturas eliminadas pelos hospedeiros definitivos, e o consumo de tecidos que contenham cistos teciduais ou taquizoítos de *N. caninum* determinam a via horizontal ou pós-natal (GOODSWEN et al., 2013; PETERS et al., 2017). A via vertical ou transplacentária ocorre por meio da passagem de taquizoítos da mãe para o feto, observada em vários hospedeiros, predominantemente nos ruminantes (HECKER et al., 2019; DE OLIVEIRA et al., 2020; LINDSAY e DUBEY, 2020). *N. caninum* é um dos parasitos mais eficientemente transmitidos pela via vertical (DUBEY et al., 2007). Recentemente, estudos demonstraram a presença do DNA de *N. caninum* em fetos abortados de anta (*Tapirus indicus*) e alce (*Alces alce*), o que demonstra que a infecção vertical também ocorre nestas espécies (PETERS et al., 2017; SCHLIEBENet al., 2017).

Neospora caninum é o agente responsável pela neosporose, doença caracterizada por quadros de sintomatologia reprodutiva e neurológica (DUBEY, 2011). Nos ruminantes, mortes, mumificação, reabsorção dos fetos, nascimentos prematuros e principalmente abortamentos são relatados (MORENO et al., 2012; CAMPERO et al., 2020). Apesar da grande capacidade de transmissão transplacentária, muito evidenciada nos bovinos e ovinos, a maioria dos filhotes infectados congenitamente nasce assintomático (DUBEY, 2003) e eventualmente, uma pequena parcela dos recém-nascidos apresenta alterações neurológicas representadas por exoftalmia e assimetria ocular, encefalomielite, ataxia e perda de reflexos (VARASCHIN et al., 2012; UESAKA et al., 2018). Na espécie canina,

a neosporose apresenta um perfil um pouco diferente, onde os sinais clínicos observados são desordens neurológicas, como alterações neuromusculares, paralisia de membros e ataxia (SILVA e MACHADO, 2016; COELHO et al., 2019; ANVARI et al., 2020); distúrbios pulmonares, cardíacos e dermatológicos também são ocasionalmente identificados (MANN et al., 2016; LEGNANE et al., 2016).

As características morfológicas, moleculares e biológicas de *N. caninum* têm particularidades muito similares a outros protozoários do filo Apicomplexa, como por exemplo, *Toxoplasma gondii* e *Hammondia Heydorni* e reações cruzadas no diagnóstico sorológico e equívocos nos exames parasitológicos não são incomuns (MEHLHORN & HEYDORN, 2000; DUBEY et al., 2002; MENESES et al., 2017). Neste sentido, a compreensão dos aspectos que englobam o *N. caninum* é fundamental para evitar possíveis enganos com agentes infecciosos análogos a este parasito que são essenciais na eficácia das medidas de prevenção e controle da neosporose nos rebanhos (GOODSWEN et al., 2012).

2.4.2.2 Ciclo de vida de *Neospora caninum*

Neospora caninum possui um ciclo de vida heteroxeno, no qual o estágio sexuado do parasito, representado pelos oocistos são desenvolvidos exclusivamente nos hospedeiros definitivos, enquanto as fases assexuadas, correspondente aos taquizoítos e bradizoítos, que posteriormente originarão os cistos teciduais são observadas em todos os outros hospedeiros suscetíveis (DUBEY, 2011; LINDSAY e DUBEY, 2020). O ciclo de vida de *N. caninum* é bastante similar ao ciclo do *T. gondii*. Inicia-se com a excreção dos oocistos não esporoulados (fase não infectante de *N. caninum*) no meio ambiente, pelos hospedeiros definitivos (REID et al., 2012; REICHEL et al., 2020). Estas estruturas ao encontrarem condições apropriadas, principalmente temperatura e umidade, esporulam, e originam dois esporocistos contendo quatro esporozoítos cada (DUBEY et al., 2002; LINDSAY et al., 2003), a partir deste momento, inicia-se o seu estágio infectante; consequentemente contaminam água, alimentos e solo, o que pode acarretar a infecção dos diversos hospedeiros intermediários (DUBEY et al; 2002; 2004).

Os oocistos representam uma fase fundamental para o entendimento epidemiológico do parasito, uma vez que, semelhantemente a outros protozoários coccídeos, são muito resistentes, especialmente, devido à presença de uma parede proteica que atua como uma barreira protetora para os esporozoítos, o que confere a estas formas condições favoráveis às circunstâncias ambientais adversas e favorece a viabilidade mais prolongada do parasito no ambiente e nas várias fontes de infecção (RINALDI et al., 2005; BELLI et al., 2006; UZEDA et al., 2007). Os oocistos têm a habilidade de permanecer durante meses, ou até mesmo anos no meio ambiente (ALVES et al., 2011).

Ao adentrarem no organismo dos hospedeiros, os espororozoítos são liberados dos oocistos por excistação, e assim, conseguem penetrar no interior do intestino destes animais, onde evoluem para o próximo estágio que são os taquizoítos (BUXTON et al., 2002; GOODSWEN et al., 2013). Com alta motilidade e capacidade de rápida multiplicação por endodiogenia, os taquizoítos conseguem alcançar diferentes tipos celulares, como fibroblastos, macrófagos, endotélio vascular, células hepáticas e neurais, o que caracteriza a fase aguda da infecção (DUBEY et al., 2002;BARTLEY et al., 2006; LINDSAY e DUBEY, 2020).

Em seguida, o ciclo de vida do protozoário evolui para os bradizoítos, uma etapa de replicação mais lenta, que posteriormente dão origem aos cistos teciduais e cada cisto pode conter de 20 a 100 bradizoítos (DUBEY e LINDSAY, 1996; SPEER et al., 1999). Os cistos teciduais correspondem a fase crônica de *N. caninum* (MAZUZ etal., 2016), e se localizam nos tecidos nervosos e musculatura esquelética. Esses têm a capacidade de persistir durante toda a vida do hospedeiro infectado sem ocasionar nenhuma sintomatologia clínica (EVANS et al., 2004; SILVA, 2016). Entretanto, em uma condição imunossupressora do hospedeiro infectado, os bradizoítos são liberados dos cistos teciduais, conseguem penetrar no epitélio intestinal destes animais e evoluem para taquizoítos, reativando a infecção, o que pode acarretar o surgimento da doença (DUBEY et al., 2006; SILVA et al., 2016). A ingestão dos cistos teciduais presentes em carne crua ou malcozida é uma circunstância mais evidenciada em canídeos selvagens e cães domésticos de áreas rurais (DUBEY et al., 2011; GOODSWEN et al., 2013).

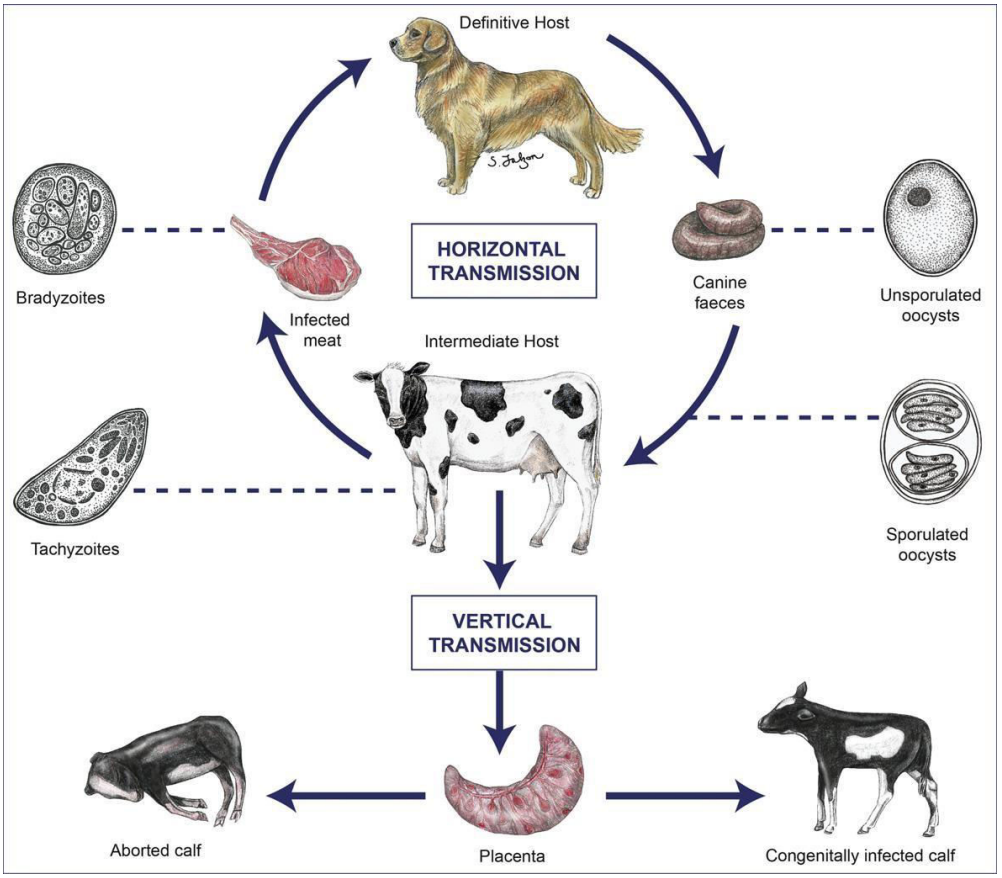

Figura 5 Ciclo de vida de *Neospora caninum*.
Fonte: Goodswen et al. (2010).

Ciclo heteroxeno de *N. caninum.* Fase assexuada do protozoário com a eliminação dos oocistos não esporulados demonstrada pela espécie canina (*Canis familiaris*). Fase sexuada do protozoário correspondente aos taquizoítos, bradizoítos e cistos teciduais demonstrada pela espécie bovina (*Bos taurus*). Via horizontal ou pós-natal e via vertical ou transplacentária.

2.4.2.3 Aspectos epidemiológicos e fatores de risco associados à infecção por *Neospora caninum*

Neospora caninum é um protozoário mundialmente distribuído e conhecido como um dos principais agentes causadores de abortamento nos ruminantes, principalmente, na espécie bovina (DUBEY e SCHARES, 2011; ALMERÍA, 2013; DEOLIVEIRA-JÚNIOR et al., 2020; PERROTA et al., 2021). Estudos evidenciaram a presença do parasito em vários continentes, no entanto, as soroprevalências mundiais são muito divergentes, uma vez que estão vinculadas à uma cadeia

de fatores socioeconômicos, comportamentais e ambientais (DUBEY et al., 2007; JONES et al., 2017; WANG et al., 2021b).

Ao considerarmos a espécie bovina, apenas nos EUA, investigações sorológicas que abordam *N. caninum* relataram resultados que variaram de 23,7% a 49,2% e de 13,0% a 16,1% nos rebanhos bovinos de corte (BARLING et al., 2000; RODRIGUEZ et al., 2002 SANDERSON et al., 2000) e de leite (JENKINS et al., 2000; HERNANDEZ et al., 2002; ORTEGA, 2007) respectivamente, onde os prejuízos ocasionam um impacto econômico anual de milhões de dólares neste país (MELENDEZ et al., 2021). No Brasil, as soroprevalências são diversificadas, variando de 14,6% a 29,6% em bovinos de corte e 21,6 a 47,3% em bovinos de leite (MELO et al., 2006; MARQUES et al., 2011; BRUHN et al., 2013; VENTUROSO et al., 2021). Estima-se que as perdas econômicas mundiais para a bovinocultura acarretam prejuízos em torno de 1.298 bilhões ao ano (TREES, 2005; REICHEL, 2008).

Recentemente foi elucidado que os pequenos ruminantes são tão importantes na epidemiologia de *N. caninum* quanto os bovinos (GHAREKHANI et al., 2018; ROMANELLI, et al., 2021), e apesar da escassez das investigações referentes ao impacto econômico para a ovinocultura e caprinocultura, o protozoário tem considerável influência na dinâmica reprodutiva destes animais (DUBEY e SCHARES, 2011; GONZÁLEZ-WARLETA et al., 2014; PORTO et al., 2016; DE OLIVEIRA JÚNIOR et al., 2020; SALEHI et al., 2021). Na Itália, por exemplo, uma pesquisa conduzida em um rebanho ovino, apontou uma soropositividade de 32% entre ovelhas gestantes, e dentre estas, 25% abortaram (SÁNCHEZ-SÁNCHEZ et al., 2021), enquanto outra na Espanha, detectou a presença de DNA de *Neospora caninum* em 6,8% dos 26 fetos caprinos abortados em rebanhos localizados em diferentes áreas do país (MORENO et al., 2012). Complementarmente, estudos conduzidos no Brasil, identificaram a ocorrência da infecção vertical em 14,1% das amostras de tecidos fetais de cabras e ovelhas provenientes de abortos, em propriedades no estado de Pernambuco, Nordeste do Brasil (NUNES et al., 2017). Enquanto outra pesquisa no mesmo estado brasileiro, identificou uma taxa de transmissão vertical de 15,4% das ovelhas analisadas (FILHO et al., 2017), e recentemente, no estado de Minas Gerais, duas cepas distintas de *N. caninum* foram isoladas de dois fetos caprinos abortados (COSTA et al., 2019). Os resultados demonstram o potencial de *N. caninum* na performance

reprodutiva destas espécies (GONZALÉZ-WARLETA et al., 2014), e reforçam que estratégias de controle e prevenção nas espécies caprina e ovina merecem mais ênfase (LIU et al., 2015).

É importante ressaltar que no Nordeste do Brasil, a criação de pequenos ruminantes é frequentemente utilizada como meio de subsistência, principalmente pelas populações rurais de baixa renda, assim como nas comunidades tradicionais, onde a caprinocultura e a ovinocultura são bastante difundidas (SALEM, 2010; GUIMARÃES et al., 2022). Os caprinos e ovinos são animais de fácil manejo, muito adaptáveis às condições adversas de temperatura e de baixo custo de criação; consequentemente, as condições inadequadas de saneamento, muitas vezes, encontradas nestes rebanhos podem facilitar o surgimento de agentes infecciosos importantes na Medicina Veterinária e Saúde Pública (FAOSTAT, 2011; OLIVEIRA etal., 2011).

Uma questão fundamental na epidemiologia de *N. caninum* é a amplitude das espécies suscetíveis ao protozoário. Algumas pesquisas sugerem que em condições oportunistas, *N. caninum* possui a habilidade de infectar todas as espécies de animais vertebrados homeotérmicos (GOODSWEEN et al., 2013). No Brasil, anticorpos anti-*Neospora caninum* já foram identificados em diversas espécies domésticas (GONDIM et al., 2010; SEDLÁK et al., 2014), animais de produção (GALVÃO et al., 2015), algumas espécies de aves (COSTA et al., 2007) e animais silvestres (ALMERÍA et al., 2002; VIANNA et al., 2005).

A presença dos canídeos é um fator de risco importante para a infecção por *N. caninum* (ABREU et al., 2014; DREYFUS et al., 2021). Os cães domésticos têm importância fundamental na epidemiologia não apenas de *N. caninum*, como também de vários outros patógenos, pois estes animais funcionam como excelentes sentinelas (PINTO-FERREIRA et al., 2019). A presença de cães nos mesmos espaços que os animais de produção não é incomum, e isso aumenta a probabilidade da ingestão dos oocistos esporulados de *N. caninum* presentes nas variadas fontes de infecção (BASSO et al., 2001).

Investigações já evidenciaram que os cães domésticos circulantes em áreas rurais estão mais suscetíveis à infecção por *N. caninum* em relação aos cães domésticos residentes em áreas urbanas, condição que pode ser esclarecida devido ao hábito de caça e carnivorismo destes animais na zona rural (SICUPIRA et al., 2012; MITREA et al., 2013; MOSALLANEJAD et al., 2018).

Embora os canídeos domésticos não eliminem uma grande quantidade de oocistos quando comparados aos felídeos hospedeiros definitivos de *T. gondii* (GONDIM et al., 2005; KING et al., 2011; DUBEY e SCHARES, 2011), estas estruturas são muito resistentes às condições desfavoráveis de temperatura e umidade, portanto, possuem uma grande capacidade de sobrevivência e manutenção ambiental (UZEDA et al., 2007; ALVES et al., 2011). Em contrapartida, as espécies de canídeos selvagens que funcionam como hospedeiros definitivos de *N. caninum*, no Brasil, representam menor impacto epidemilológico em relação aos cães domésticos (DE ALMEIDA et al., 2010; PADILHA et al., 2021), visto que estes animais são mais regularmente observados na América do Norte e Central (ROSYPAL, 2005). Todavia, investigações adicionais são necessárias para esclarecer a relevância dessas espécies no ciclo silvestre de *N. caninum* (DAVIDSON et al., 2021).

Apesar das muitas características semelhantes com *T. gondii,* até o momento, não existem constatações científicas que *Neospora caninum* atue como um protozoário zoonótico (ROBAYO-SÁNCHEZ et al., 2017), entretanto, este potencial é sugerido em alguns estudos (HOWE, 1997; BEITING et al., 2014; CALERO-BERNAL et al., 2019). Embora infecções experimentais por *N. caninum* apresentem resultados bem-sucedidos em macacos rhesus (BARR et al., 1994) e investigações sorológicas realizadas em humanos evidenciarem a presença de anticorpos contra o parasito em pessoas que convivem com o HIV/AIDS e pacientes com sinais clínicos da toxoplasmose, não há relatos de isolamento e confirmações da presença do DNA de *N. caninum* em tecidos humanos (OSHIRO et al., 2015; CALERO-BERNAL et al., 2019; DUARTE et al., 2020).

Sobre as pesquisas conduzidas em comunidades tradicionais abordando este parasito, apenas dois estudos foram realizados, onde anticorpos foram detectados em cães em uma população aborígene na Austrália com prevalência de 20,6% nos 194 caninos semi-domiciliados analisados (KING et al., 2012). Outra investigação na Região Amazônica Brasileira constatou anticorpos contra *N. caninum* em 9,8% dos 325 cães residentes nas vilas indígenas locais (MINERVINO et al., 2012). No entanto, é crucial enfatizar a importância da inclusão de animais de produção em pesquisas sorológicas nestas comunidades. Além disto, *N. caninum* é muito similar a outros protozoários apicomplexas, e o

diagnóstico diferencial pode representar uma importante ferramenta na prevenção de doenças e perdas reprodutivas nestes rebanhos (GOODSWEN et al., 2013; SILVA, 2016).

2.4.3 *Leptospira* spp.

2.4.3.1 Características gerais de *Leptospira* spp.

O gênero *Leptospira* corresponde a um grupo de bactérias muito heterogêneo pertecente ao filo das Spirochetes, ordem Spirochteales, família Leptospiraceae (PASTER et al., 1991; LEVETT, 2001). *Leptospira* spp. é um dos agentes infecciosos mais antigos já relatados, e curiosamente, a doença causada por espécies deste gênero foi identificada antes mesmo do seu isolamento por Adolph Weil Heidelberg em 1886 (WEIL, 1886; LEVETT, 2001). Denominada anteriormente de “doença de Weil”, a patologia foi associada a trabalhadores rurais, tratadores de rebanhos e agricultores que apresentavam sintomatologias de origem hepática e falência renal (WEIL, 1886; LEVETT, 2001; ADLER, 2015). Em países asiáticos como o Japão foi denominada de “icterícia dos campos de arroz”; “febre do outono” e “febre dos sete dias” (KITAMURA e HARA, 1918). Na Europa e Austrália, “doença dos cortadores decana”; “doença dos rebanhos suínos” e “febre da lama” (ALSTON e BROOM, 1958; VAN THIEL, 1948; ALSTON e BROOM, 1958).

A primeira identificação da bactéria foi feita em 1907, quando Stimson observou pela técnica de coloração de prata, a presença de espiroquetas nos túbulos renais de uma vítima fatal da doença, e o denominou de *Spirochaeta interrogans* devido à sua morfologia semelhante a um ponto de interrogação (STIMSONS, 1907). Posteriormente, Inada e colaboradores realizaram o primeiro isolamento da bactéria em porquinhos-da-índia (*Cavia porcellus*) no Japão (INADA et al., 1916; LEVETT, 2001; ADLER, 2015).

A princípio, *Lepstospira* spp. foi classificada em dois grandes grupos: *Leptospira interrogans* que incluía as estirpes patogênicas e *Leptospira biflexa* referente às estirpes saprófitas (LEVETT, 2001). Com o desenvolvimento genético das técnicas taxonômicas, atualmente, as bactérias estão

classificadas de acordo com as suas características filogenéticas e virulência, em três grupos distintos: espécies patogênicas (I), espécies moderadamente patogênicas (II) e espécies saprófitas (III) (FOUTS et al., 2016). Recentemente, o gênero *Leptospira* foi classificado em 66 espécies, 30 sorogrupos e mais de 300 diferentes sorovares (THIBEAUX et al., 2018; GUGLIELMINI et al., 2019).

Leptospira spp. são bactérias Gram-negativas, microaérofilas, com dimensões que podem alcançar de 0.1µm de diâmetro por 0.6 a 20µm de comprimento. Devido à presença de flagelos e à sua morfologia helicoidal, possuem a capacidade de realizar movimentos rotacionais e natatórios (GOLDSTEIN, 1990; LEVETT, 2001). Apresentam condição ideal de crescimento com pouca quantidade de Oxigênio (O^2), entretanto, conseguem bom desenvolvimento em meios completamente aeróbicos, com temperaturas ótimas entre 28ºC a 37ºC e pH 7,0 e 7,4 (ADLER e MOCTEZUMA, 2010; CILIA et al., 2021). Uma das características diferenciais desta bactéria é a presença dos flagelos denominados Flagelos Periplasmáticos (FPs), comum à todas as Espiroquetas. *Leptospira* spp. apresenta dois FPs localizados abaixo da bainha externa que se encontram estendidos ao longo do seu corpo celular e conectados a um motor flagelar (TAKABE et al., 2017). Estas estruturas representam um fator considerável na motilidade, além disso, têm influência importante na capacidade de virulência das espécies patogênicas, uma vez que auxiliam no mecanismo de invasão da célula e na disseminação tecidual (HAIKO, 2013; XU et al., 2020; NAKAMURA, 2022). Possui alguns aspectos muito particulares, como por exemplo, a habilidade de biossíntese do ácido Siálico e da vitamina B12, mecanismo que colabora significativamente com a sobrevivência e a manutenção da bactéria no organismo dos hospedeiros (FOUTS et al., 2016).

Os hospedeiros se infectam por meio do contato direto com urina, tecidos ou outros fluidos corporais de animais infectados por *Leptospira* spp. (LEVETT, 2015), ou pela via indireta, por contato com água ou solo contaminados com urina dos animais reservatórios (VINCENT et al., 2019; DAROZ et al., 2021). Os caminhos de invasão seguem através das lesões epiteliais, mucosas oral, genital, nasal e conjuntiva, onde as bactérias conseguem rapidamente romper as barreiras protetoras iniciais e entrar na corrente sanguínea, e, em seguida, migram para o endotélio e causam lesões nos pequenos vasos (ELLIS, 2015; NIKAIDO et al., 2019).

As *Leptospiras* possuem uma alta habilidade invasiva, pois ativam diversos mecanismos de virulência como adesinas, toxinas e proteínas de superfície que facilitam a sua entrada e consequentemente, conseguem driblar mecanismos do sistema complemento e alcançar órgãos fundamentais como pulmões, fígado e rins (ADLER e MOCTEZUMA, 2010; LEVETT, 2015; BARBOSA, 2020). Nos túbulos renais podem sobreviver durante longos períodos nas espécies reservatórios e nos animais infectados, mesmo recuperados, sendo um fator crucial na cadeia epidemiológica da bactéria (LAMBERT et al., 2012; WUNDER et al., 2016; XU et al., 2020).

As espécies patogênicas são responsáveis por causar a leptospirose, doença zoonótica emergente de distribuição cosmopolita que acomete diversos animais domésticos, silvestres e de produção, inclusive os humanos (MGODE et al., 2015; MEDEIROS et al., 2020). Nos rebanhos, em consequência dos abortos, infertilidade e nascimento de fetos prematuros, perdas econômicas expressivas são observadas na pecuária industrial, principalmente na espécie bovina (MARTINS e LILENBAUN, 2014; CAMPOS et al., 2017; SHIOKAWA et al., 2019; CHEUQUEPÁN VALENZUELA et al., 2020). Nos humanos, a doença pode assumir um prognóstico alarmante, sobretudo, devido às similaridades dos sintomas clínicos com outras zoonoses tropicais como a malária e a dengue (KO et al., 2009), fator que acarreta frequentemente em diagnósticos tardios e equivocados, e consequentemente, as taxas de morbidade e mortalidade são elevadas em algumas regiões (BAL et al., 2005; COSTA et al., 2015; BHATT et al., 2018).

A infecção por *Leptospira* spp. muitas vezes, se manisfesta de uma forma assintomática, tanto nos humanos quanto nos animais (GUERNIER et al., 2018), entretanto, a dinâmica da leptospirose é muito ampla e pode cursar de quadros leves às formas severas da doença (WHO, 2003; HARTSKEERL et al., 2011). Nos quadros leves a moderados, usualmente são observados sintomas como febre, mialgia, dores abdominais, fotofobia e sufusões conjuntivais, este último, muito característico da doença (ANUNTAKARUN et al., 2021). Porém, o agravamento dos sintomas possibilita a manifestação da Síndrome de Weil, forma grave da leptospirose, caracterizada por icterícia, síndrome pulmonar hemorrágica e comprometimento renal, fase que envolve o Sistema Nervoso Central (SNC), coração e músculos, na maioria dos casos, evolui para uma forma fatal com a ausência de tratamento (JIMÉNEZ et al., 2018; WANG et al., 2021). Uma

característica significativa de *Leptospira* spp. é a grande diversidade dos sorogrupos e sorovares (LEVETT, 2001 THIBEAUX et al., 2018 a, b; GUGLIELMINI et al., 2019).

Apesar de alguns sorovares possuírem um tropismo por determinadas espécies, estes, não são espécie-específicos (CILIA et al., 2021), conseguem infectar diferentes hospedeiros que podem desenvolver a doença de modo leve ou grave, mas relevantemente, atuarem como assintomáticos, em consequência, funcionam como importantes reservatórios de *Leptospiras* patogênicas eliminando as bactérias via urinária, um aspecto fundamental na cadeia epidemiológica (THIBEAUX et al., 2018 a, b; CAIMI e RUYBAL, 2020).

2.4.3.2 Aspectos epidemiológicos e fatores de risco associados à infecção por *Leptospira* spp.

As características epidemiológicas de *Leptospira* spp. são muito abrangentes, envolvem desde conjunturas sociais e econômicas a condições climáticas e ambientais (DECHET et al., 2005; GUERRA, 2013; KHALIL et al., 2021). É fundamentado que a bactéria possui um comportamento cosmopolita e surtos de leptospirose são frequentes, o que faz da doença uma das zoonoses bacterianas mais notificadas ao redor do mundo (WHO, 2005; HAAKE e LEVETT, 2015).

Endêmica em vários países, principalmente os de clima subtropical, estima-se que 1,03 milhões de casos e 58.900 óbitos mundiais são relatados anualmente (LOZANO et al., 2010; COSTA et al., 2015; MUNOZ-ZANZI et al.; 2020). O Sul e Sudeste da Ásia representam as regiões continentais com mais casos reportados, onde a Indónesia e Índia concentram 39,2% e 19,7% dos casos, respectivamente (COSTA et al., 2015). Na América Latina, o Brasil assume a liderança nas estatísticas, com 40,2%, seguido pelo Peru (23,6%); Colômbia (8,8%) e Equador (7,2%) (SCHNEIDER et al., 2017; PINTO, et al., 2017; PEREIRA et al., 2018).

Apenas no período de 2010 a 2015, foram reportados 24.057 casos com 2.023 mortes no Brasil, país onde a doença é endêmica ao longo do ano

(PEREIRA et al., 2018). A leptospirose possui um grande potencial epidêmico, é considerada atualmente uma zoonose emergente, visto que uma curva crescente nas taxas de incidência e na sua distribuição geográfica é observada (PEREIRA et al., 2018; MD-LASIM et al., 2021).

Os fatores geográficos e ambientais influenciam diretamente na epidemiologia da leptospirose (SCHNEIDER et al., 2013; GRACIE et al., 2021), as condições climáticas encontradas nos países tropicais e subtropicais, como temperatura e umidade são aspectos importantes para a sobrevivência e manutenção da bactéria no meio externo (LEVETT, 2001; COSTA et al, 2015). Usualmente, edemias de leptospirose são relatadas após desastres ambientais como enchetes, maremotos e furacões (SOCOLOVSCHI et al., 2011), episódios que auxiliam na disseminação do agente e aumentam o risco de contato com água e solo contaminados por *Leptospiras* patogênicas eliminadas pela urina de hospedeiros e reservatórios, além de facilitar a proximidade com carreadores da bactéria e o contato com secreções de animais infectados (LAU et al., 2010; PICARDEAU, 2013; SCHNEIDER et al., 2013; GRACIE et al., 2021). As espécies *Leptospiras* conseguem manter- se viáveis em água e solo durante longos períodos, investigações sugerem até 193 dias (ANDRÉ- FONTAINE et al., 2015), fator que aumenta a possibilidade de contaminação das fontes de infecção tanto para os humanos quanto para os animais (BIERQUE et al., 2020).

Na pecuária, por exemplo, infecções nos rebanhos associadas à contaminação de água por *Leptospira* spp. são reportadas em alguns estudos. No Brasil, 11,1% dos 296 caprinos estudados e 10,4% das 441 ovelhas analisados em uma pesquisa realizada no estado do Espírito Santo reagiram positivamente à bactéria (CORTIZO et al., 2015), enquanto outra pesquisa no estado do Maranhão detectou 32% de soropositividade entre os 379 ovinos testados (DE CARVALHO et al., 2014), em ambos os estudos, a origem da água que abastecia as propriedades animais foi apontada como o fator de risco predominante (DE CARVALHO et al., 2014; CORTIZO et al., 2015).

Dentre os inúmeros fatores de risco que acarretam a infecção por *Leptospira* spp. nos animais e humanos, um dos mais expressivos é a presença de roedores nas áreas rurais e nos centros urbanos, neste aspecto, o descarte incorreto de lixo é um dos pontos relevantes (KUDO et al., 2018; BENAVIDEZ et al., 2019; PELLIZZARO et al., 2019). É fundamentado que algumas espécies de

roedores (*Mus musculus domesticus*, *Rattus rattus*, *Rattus novergicus*) são os principais reservatórios de *Leptospira* spp. e responsáveis por grande parte da contaminação ambiental (BOEY et al., 2019; VEGA et al., 2021). Estes animais quando infectados comportam-se como assintomáticos crônicos, eliminam grandes quantidades de *Leptospiras* através da urina, inclusive, vários sorovares patogênicos (PICARDEAU, 2013; HIMSWORTH et al., 2014). Uma investigação em pequenos ruminantes no Brasil, estado da Paraíba correlacionou a presença de roedores com a identificação da bactéria, dentre os 110 rebanhos caprinos analisados, 48% tinham ao menos, 1 animal infectado por *Leptospira* spp, o que ressalta a importância de implementação de programas de controle de roedores nas criações animais (HIGINO et al., 2013).

Umas particularidades mais expressivas no perfil epidemiológico de *Leptospira* spp. é a variedade de sorovares do agente (LEVETT, 2001). Os animais e os humanos podem infectar-se com mais de um sorovar da bactéria, e apesar da preferência por determinados hospedeiros, estes não são espécie-específicos (LEVETT, 2001; PICARDEAU, 2013; BLANCO et al., 2016; CILIA et al., 2021). Os animais infectados com sorovares adaptados à própria espécie, geralmente, atuam como reservatórios, a infecção cursa de uma forma assintomática e a doença manifesta-se apenas em períodos prolongados de infecção (ADLER, 2010; ELLIS, 2015).

O Brasil é um dos países que representa um papel fundamental na cadeia epidemiológica de *Leptospira* spp. devido à grande biodiversidade de espécies silvestres encontradas, característica que contribui com o surgimento de novos hospedeiros acidentais e não adaptados (VIEIRA et al., 2016; MOTO et al., 2021). Os animais silvestres funcionam como excelentes reservatórios de *Leptospir*a spp., fator que tem demonstrado preocupação, uma vez que o desmatamento florestal e o avanço da urbanização em áreas naturais e de preservação, nas últimas décadas, é muito evidenciado (GARBA et al., 2018; VIEIRA et al., 2018; KARPAGAM et al., 2020). A floresta amazônica, por exemplo, é considerada atualmente como um “hostspots de bodiversidade”, uma área de risco que merece atenção, pois está propícia ao desenvolvimento de patógenos com grande potencial endêmico (USAID, 2009; ZANELLA, 2016) Figura 5. É fundamental considerar que a frequência dos sorovares mais detectados para cada espécie tem relação siginificativa com os reservatórios envolvidos na cadeia de transmissão de

cada região estudada (BARRAGAN et al., 2016).

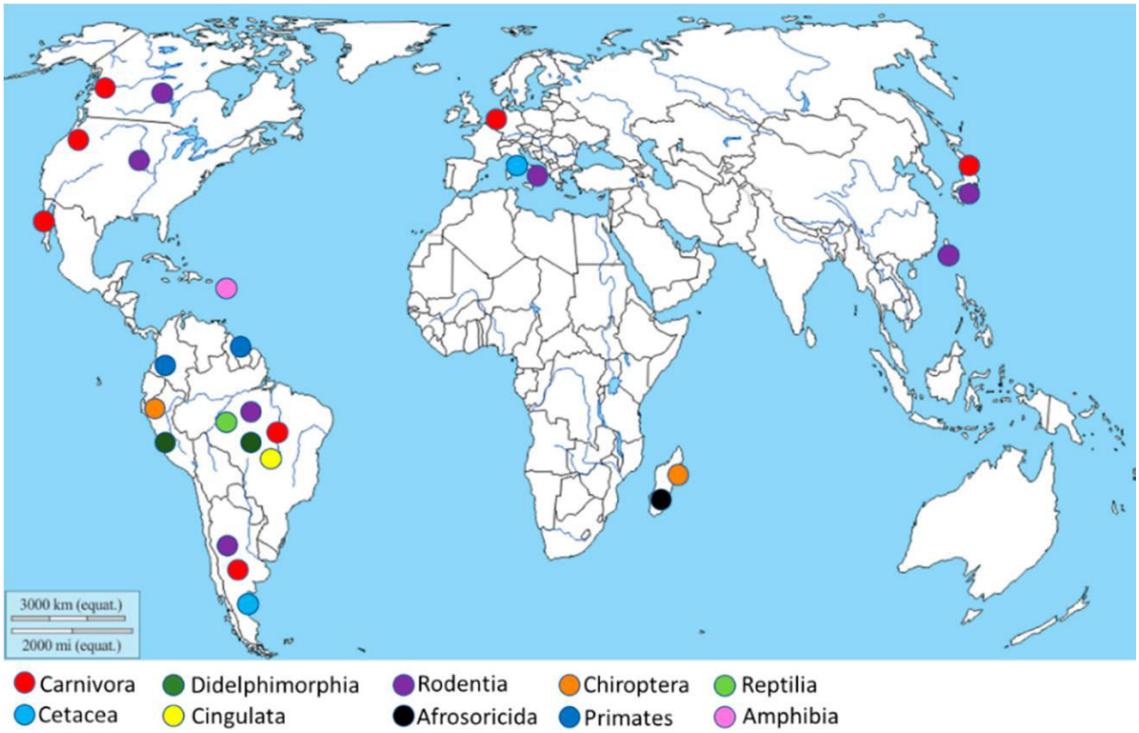

Figura 6 Distribuição geográfica de isolamentos de *Leptospira* spp. em diferentes ordens animais
Fonte: Cilia et al. (2021).

Atualmente, a interação humana com os animais é cada vez mais intensa, principalmente, em relação à espécie canina (MGODE et al., 2021). Na cadeia de transmissão de *Leptospira* spp., os canídeos possuem um relevante papel, pois frequentemente a infecção evolui de uma forma assintomática, consequentemente, atuam como importantes reservatórios da bactéria o que contribui para a disseminação do agente no meio ambiente (WANG et al., 2015). Geralmente, a infecção é ocasionada pelo sorovar Canicola, específico para a espécie, entretanto, por ser um sorovar patogênico pode infectar várias espécies de animais (LEVETT, 2001; ELLIS, 2010; WANG et al., 2015; GAY et al., 2014). A leptospirose nos cães manifesta-se apenas, nos casos de infecções acidentais, na maioria das vezes, quando a infecção ocorre pelos sorovares Pomona, Icterohaemorragiae e Gryppotyphosa (RICARDO et al., 2020).

Ao abordarmos os pequenos ruminantes, os sorovares mais frequentemente diagnosticados pertencem ao sorogrupo Serjoe, especificamente sorovar Hardjo (MARTINS e LILEBAUN, 2014) Entretanto, os resultados são muito diversificados, como indicam dois estudos realizados na região Nordeste do Brasil,

onde foi evidenciado que o sorogrupo Autumnalis apresentava maior frequência entre os caprinos e ovinos investigados (HIGINO et al., 2012; SILVA et al., 2021). Um no estado da Paraíba, com 975 caprinos analisados entre 110 diferentes rebanhos, e outro nos estados do Ceará, Piauí, Rio Grande do Norte, Sergipe e Paraíba entre 3.438 ovinos pertencentes a 190 rebanhos das regiões, nos quais o sorovar Autumnalis, sorogrupo Automnalis foi o mais frequente (HIGINO et al., 2012; SILVA et al., 2021). Adicionalmente, investigações mundiais já evidenciaram a presença dos sorovares Pomona, Australis e Tarassovi na espécie caprina, enquanto Australis, Tarassovi, Bratislava Grippothyphosa e Hebdomadis já foram detectados na espécie ovina (ELLIS, 2015; GUZMAN-BARRAGAN et al., 2021; HAJI HAJIKOLAEI et al., 2022). Muitas vezes, os pequenos ruminantes atuam como reservatórios da bactéria, a doença quando se manifesta é caracterizada principalmente, com distúrbios reprodutivos como infertilidade, abortos, mortes neonatais e diminuição na produção de leite, em consequência, perdas econômicas significativas aos rebanhos são observadas (CORTIZO et al., 2015; CAMPOS et al., 2017; BALAMURUGAN et al., 2021). Os caprinos e ovinos são animais muito utilizadas no Nordeste brasileiro, usualmente como alimentação e renda alternativa para famílias de baixa renda e populações negligenciadas (BRASIL, 2009), portanto, investigações que abordem a bactéria podem funcionar como importantes ferramentas para a melhoria da produção animal (HIGINO et al., 2012).

Dentre os múltiplos fatores de risco associados à infecção por *Leptospira* spp., é notória a relação com os aspectos socioeconômicos de cada região estudada (JONES et al., 2017; ZAKHAROVA et al., 2021). A leptospirose é considerada uma doença negligenciada e muito associada à populações que vivem em conjunturas de precariedade, a ausência de saneamento básico, condições sanitárias inadequadas, inacessibilidade aos serviços de saúde são circunstâncias que auxiliam à circulação de agentes infecciosos, tanto nas áreas urbanas quanto na rurais (COSTA et al., 2015; PEREIRA et al., 2018), neste âmbito, as populações negligenciadas e em condições de vulnerabilidade, como exemplo dos povos originários, encontram-se altamente suscetíveis (VIJAYACHARI et al., 2008; FELZEMBURGH et al., 2014; GRACIE ET AL., 2021; KHALIL et al., 2021). Apesar da relevância de investigações que abordem *Leptospira* spp. em comunidades indígenas, as pesquisas ainda são escassas, ademais, a maior parte dos estudos

é realizada em indígenas residentes nas comunidades, e não incluem as espécies animais (RESTREPO et al., 2015; ROMERO-SANDOVAL, et al., 2019). Um estudo na região sudeste da Amazônia, detectou em duas comunidades da etnia Shuar, a prevalência de anticorpos para *Leptospira* spp. em 50% dos 216 indígenas testados. O alto número de indíviduos positivos para o patógeno apresentou intrínsica relação com a ausência de assistência básica à saúde e as condições sanitárias extremamente precárias observadas na região (ROMERO-SANDOVAL et al., 2019). Outra investigação nos povos Embera-Katío originários da Colômbia, evidenciou 18,1% (71/391) de soropositividade nos indígenas, a região localiza-se em uma área isolada e marcada por condições de intensa pobreza (RESTREPO, et al., 2015).

Assim como os diversos agentes infecciosos causadores de zoonoses, o perfil epidemiológico de *Leptospira* spp. é muito dinâmico e complexo, pois além da diversidade de espécies envolvidas na cadeia de transmissão engloba fatores paralelos e passíveis às constantes transformações (DE FRANCESCO et al., 2017; MUNOZ-ZANZI et al., 2021). O conhecimento da amplitude destes aspectos pode representar uma importante ferramenta na eficácia de programas de controle e prevenção na circulação de *Leptospira* spp. (VIJAYACHARI et al., 2008; LAU et al., 2010; KHALIL et al., 2021).

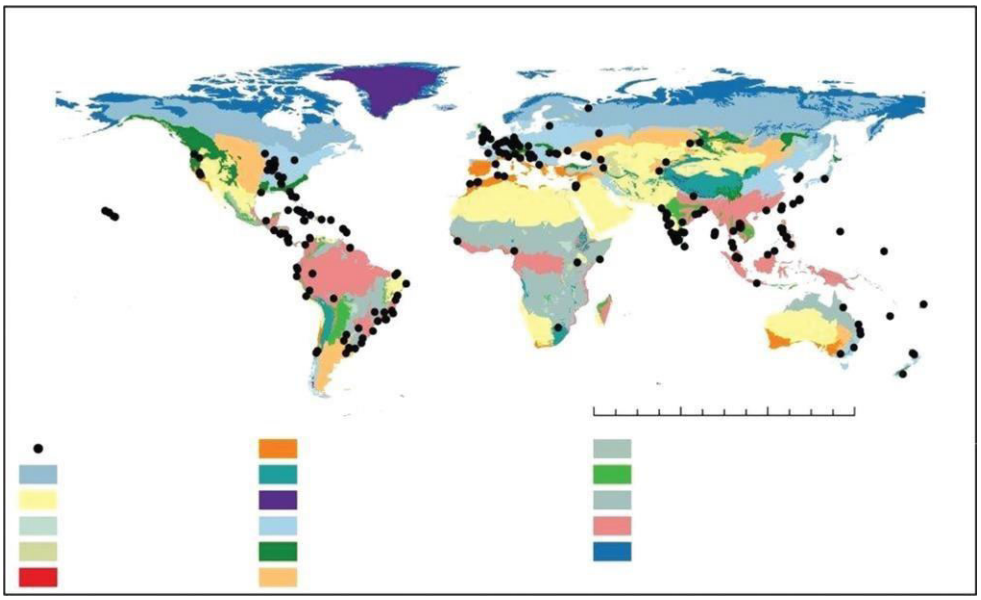

Figura 7. Distribuição global de surtos de leptospirose humana relacionados com ecorregiões reportados entre 1970 a 2012.
Fonte: Munoz-Zanzi et al., (2020).

2.4.4 *Leishmania* spp.

2.4.4.1 Características gerais de *Leishmania* spp.

O protozoário flagelado *Leishmania* spp. é o agente etiológico da leishmaniose, doença zoonótica com características clínicas e epidemiológicas muito diversificadas e que acomete humanos e animais (ANVERSA et al., 2018; SUNDAR e SINGH, 2018). Transmitida por vetores, insetos hematófagos da família Psychodidae, subfamília Phlebotominae, gênero *Lutzomia*, a doença representa um problema de Saúde Pública, especialmente em países subdesenvolvidos de clima tropical e subtropical (MARTINS-MELO et al., 2014; DAS et al., 2016). Taxonomicamente, o protozoário *Leishmania* spp, é classificado no reino Protista; classe Kinetoplastea; suclasse Metokinetoplastina; ordem Trypanosomatidae; família Trypanosomatidae; subfamília Leishmaniinae e gênero *Leishmania* (LANOTTE et al., 1903; THOMAZ- SOCCOL, 1993; SHAW, 1994).

As hipóteses em relação à origem da *Leishmania* são diversas e abrangem investigações que datam da era pré-histórica (NOYES et al., 2000). Há controvérsias quanto a primeira identificação do protozoário, entretanto, o agente já foi detectado no trato digestivo em fósseis de mosquitos extintos, além de suspeitas em antigas civilizações, quando lesões características da leishmaniose foram observadas por volta de 2.000 a.C em múmias egípcias (POINAR, 2004; TUON et al., 2008).

A primeira descrição da doença ocorreu em 1756, por Russell, e poucos anos depois, o envolvimento dos vetores flebotomínios como transmissores da leishmania foi descrita por Cosme Bueno em 1764 (THEODOR, 1948; THEODOR, 1965; LEWIS, 1977; TUON et al., 2008). A partir da observação de esfregaços histológicos de um paciente acometido pela doença, o agente foi identificado em 1901 como “Trypanosomes” pelo patologista escossês William Leishman e confirmado no mesmo ano pelo médico irlandês Charles Donavan, que o denominou de “Leishman donavan” (LEISHMAN, 1903; DONAVAN, 1903 ROSS,1903). Os primeiros isolamentos do protozoário só aconteceram em 1908, quase simultaneamente, em uma criança com lesões características da leishmaniose e em cães, respectivamente (RIOUX et al., 1980; MAAZOUN et al., 1981). Atualmente, mais de 53 espécies do gênero *Leishmania* são reconhecidas, e apenas no Brasil, 8 espécies do protozoário já foram isoladas em

pacientes humanos (PISCOPO e AZZOPARD, 2007; AKHOUNDI et al., 2016; ANVERSA et al., 2018).

O ciclo de vida de *Leishmania* spp. é heteroxeno, envolvendo um hospedeiro vertebrado, várias espécies de mamíferos como caninos, felinos, marsupiais, roedores, primatas e humanos, além de um hospedeiro invertebrado que é um inseto vetor popularmente conhecido como “mosquito-palha”; “tatuquira”, “cangalhinha e “birigui (CECÍLIO et al., 20145; ANVERSA et al., 2018; SUNDAR e SINGH, 2018). O protozoário apresenta um alto poder adaptativo, e no decorrer do seu ciclo de vida, modifica suas características fisiológicas, bioquímicas e assume duas formas morfológicas distintas: as promastigotas, estruturas alongadas, móveis e flageladas que estão presentes no intestino médio dos vetores, e as amastigotas, na forma esférica ou oval e imóvel que se desenvolvem nos macrófagos dos hospedeiros vertebrados (CECÍLIO et al., 2014; BATES, 2007; BATES, 2018).

A transmissão para as espécies animais e humana ocorre por meio da picada dos mosquitos fêmeas infectadas que inoculam as formas promastigotas metacíclicas na derme dos hospedeiros suscetíveis (CONCEIÇÃO-SILVA, 2019). Nos hospedeiros, o protozoário consegue ultrapassar as primeiras barreiras imunológicas da pele e os macrófagos e leucócitos são recrutados para o local da picada (DE MENEZES et al., 2016; BATES et al., 2018). As formas promastigotas são fagocitadas pelos macrófagos e leucócitos, migram para o interior do vacúolo fagocitário e evoluem para as formas amastigotas. A multiplicação acontece rapidamente, o que ocasiona a lise da célula parasitada, e como resultado, as formas amastigotas são liberadas e a continução do ciclo ocorre com a infecção de novos macrófagos e leucócitos (PETERS e SACKS, 2009; MANDELL e BEVERLEY,2017; DAMIANOU et al., 2020).

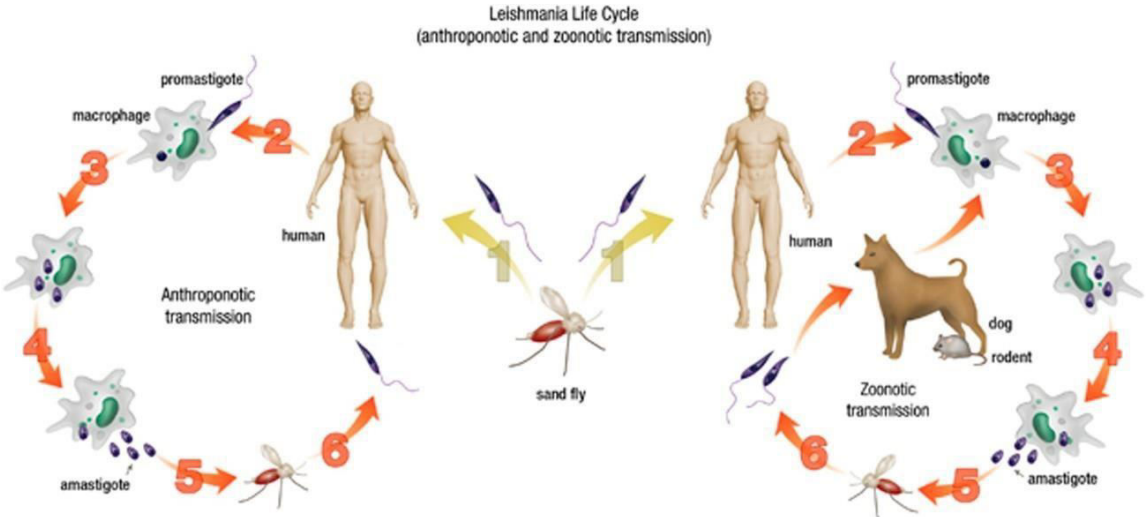

Figura 8. Ciclo antropozoonótico de *Leishmania* spp.
Fonte: Kumar, 2014.

Os mosquitos vetores de *Leishmania* spp. adquirem a infecção via alimentação do sangue ou linfa dos animais e humanos contendo as formas amastigotas de *Leishmania* spp. (ANVERSA et al., 2018; BATES et al., 2018). No intestino médio dos mosquitos, em um intervalo de 7 a 10 dias, ocorre um processo denominado de metaciclogênese, designado por uma sucessão de estágios não infectantes até atingir a forma infectante, as promastigotas metacíclicas (BATES, 2007; SASIDHARAN e SAUDAGAR 2021). O sucesso da infecção nos hospedeiros intermediários está associado diretamente à quantidade de formas infectantes injetadas nos hospedeiros, fator que também influencia na evolução da doença (GIRAUD et al., 2019).

Nos animais e humanos infectados, as apresentações clínicas da leishmaniose são diversificadas e possuem conexão com a resposta imunológica de cada hospedeiro, onde condições de doenças crônicas pré-existentes como HIV/AIDS, pacientes quimioterápicos, desnutrição e idade avançada podem contribuir com a severidade dos sintomas (FREITAS-JÚNIOR et al., 2012; TÁVORA et al., 2015; NWEZE et al., 2019; RASHIDI et al., 2021). As particularidades da doença também estão diretamente associadas à espécie de *Leishmania* spp. que provocou a infecção. Desta forma podem oscilar de uma patologia cutânea localizada ou mucocutânea, até uma leishmaniose visceral, contudo, a leishmaniose cutânea, endêmica nas Américas, é a mais observada (HANDLER et al., 201; ANVERSA et al., 2018).

Os sintomas mais frequentes da leishmaniose cutânea se caracterizam por lesões avermelhadas em algumas áreas da pele que progridem para úlceras ovais ou arredondadas, de aspecto inflamatório, bordas elevadas e natureza granulomotosa, típicas da doença (TREVISAN et al., 2015; SASANI et al., 2016; MOKNI, 2019). Em infecções causadas por algumas espécies de *Leishmania* spp. como *L. brasilienses*, as lesões tornam-se difusas e atingem as mucosas nasal e oral, o que caracteriza a leishmaniose mucocutânea (CECÍLIO et al., 2014). A leishmaniose visceral, conhecida popularmente como calazar, é a forma menos frequente, entretanto, o tipo mais grave da doença, e na maioria das vezes, os casos progridem para o óbito (SASIDHARAN e SAUDAGAR, 2021). A leishmaniose visceral é uma patologia sistêmica que pode afetar órgãos essenciais como fígado, baço, medula óssea linfonodos e ocasionalmente pulmões e rins (BURZA et al., 2018; BLUME et al., 2019; WILHELM, 2019). A doença representa um grave problema de Saúde Pública, sendo uma doença de extrema importância na Medicina Veterinária, principalmente nos países subdesenvolvidos (CECÍLIO et al., 2014).

A infecção por *Leishmania* spp. já foi relatada em aproximadamente 70 espécies de mamíferos, inclusive, roedores e espécies silvestres (LOPES et al., 2013; ROSYPAL et al., 2013; NAVEA-PÉREZ et al., 2015; RODRIGUES et al., 2019; VILLANUEVA-SAZ et al., 2021). Contudo, os cães possuem uma relevância significativa na transmissão do parasito, pois além de atuarem como hospedeiros, também são os principais reservatórios do protozoário (KAZSAK et al., 2015; OLIVEIRA et al., 2021), principalmente nos centros urbanos (SVS, 2006). Os caninos, assim como as outras espécies, nem sempre desenvolvem a doença, e podem permanecer assintomáticos durante longos períodos funcionando como fontes de infecção para os outros hospedeiros, principalmente para os humanos (ESTEVA et al., 2017; RIBEIRO et al., 2018; DANTAS-TORRE et al., 2019). Os animais silvestres também merecem atenção na circulação do agente, pois várias espécies como a raposa (*Vulpes vulpes*), macaco-prego (*Cebus apella*), gambás (*Didelphis albiventris* e *Didelphis marsupialis*) e roedores silvestres (*Meriones unguiculatus* e *Gerbillus dasyurus*) já foram identificadas como importantes reservatórios de *Leishmania* spp. (QUARESMA et al., 2011; OCAMPO et al., 2012; MOHEBALI et al., 2016; KARAKUS et al., 2020). Um aspecto atualmente preocupante é a intensa degradação de áreas de reserva

ambiental, condição que propicia não só um desequilíbrio do nicho ecológico destas espécies, mas também a proximidade com os humanos, aumentando o crescimento do risco de transmissão e manutenção do parasito no meio ambiente (AZAMI-CONESA et al., 2021).

2.4.4.2 Aspectos epidemiológicos e fatores de risco associados à infecção por *Leishmania* spp.

O gênero *Leishmania* representa um protozoário mundialmente distribuído, onde as taxas de incidência mais expressivas são observadas principalmente, em países subdesenvolvidos de clima tropical e subtropical (DAS et al., 2016; WHO, 2020; VALERO et al., 2021). O parasito é endêmico em mais de 90 países, sobretudo, na América latina (CECÍLIO et al., 2014; GUTIÉRREZ-OCAMPO et al., 2021). Apenas no Brasil, entre os anos de 2000 até 2011, a leishmaniose visceral acarretou mais 3.300 mortes (MARTINS-MELO et al., 2014). Aproximadamente cerca de 900 mil a 1 milhão de novos casos são reportados ao redor do mundo, com números de óbitos que giram em torno de 20 a 30 mil a cada ano (WHO, 2016; ESTEVA et al., 2017).

Mais de 72 nações fazem parte do grupo de países subdesenvolvidos onde a doença é considerada endêmica (ANTINORI et al., 2012; GUTIÉRREZ-OCAMPO et al., 2021; VELOSO et al., 2021). Estudos reportam que 90% dos casos de leishmaniose visceral, a forma mais severa da enfermidade, concentram-se no Brasil, Etiópia, Índia, Somália, Bangladesh e Sudão. Enquanto um terço dos casos da leishmaniose cutânea são relatados na América do Sul; no Brasil, Peru e Colômbia (ALVAR et al., 2012; ANVERSA et al., 2018; VELOSO et al., 2021). A presença constante dos insetos vetores e dos reservatórios animais vinculados às condições sócioeconômicas destas regiões são fundamentais para o surgimento e manutenção do parasito (ANTINORI et al., 2012; VALERO e URIARTI, 2020).

No Brasil, as espécies de *Leishmania* mais comumente relatadas são *L. infantum* (*L. chagasi*), *L. braziliensis, L. amazonenzis*, *L. guyanensis*, *L. lainsoni*, *L. naiffi* e *L. shawi* (SASIDHARAN e SAUDAGAR, 2021). Entretanto, grande parte dos

casos identificados da leishmaniose visceral é acarretada pela *L. infantum* (*L. chagasi*), espécie relacionada primordialmente com a constante presença dos canídeos, que são seus principais reservatórios (ROMERO e BOELAERT, 2010; OLIVEIRA et al., 2021), embora alguns animais silvestres também participem da cadeia de transmissão desta espécie de *Leishmania* (NAVEA-PÉREZ et al., 2015). Na leishmaniose cutânea, *L. braziliensis* e *L. amazonensis* são as mais prevalentes, identificadas inclusive, em várias espécies de animais que atuam como reservatórios (PACE et al., 2014; VELOSO et al., 2021). A leishmaniose é considerada uma doença tropical negligenciada, segundo a Organização Mundial para a Saúde Animal (OMS), e encontra-se na lista das doenças de notificação obrigatória (WHO, 2020; VALERO & URIARTI, 2020; VALERO et al., 2021).

Ao considerar a complexidade dos fatores envolvidos na cadeia epidemiológica de *Leishmania* spp. diversos aspectos interagem com a possibilidade de circulação do agente, mas sabe-se que os fatores ambientais e socioeconômicos possuem importância expressiva na cadeia de transmissão (ESTEVA et al., 2017; VALERO et al., 2021). Devastação florestal, mudanças climáticas, intensificação da agricultura e mobilidade populacional são aspectos ambientais que têm contribuído para o aumento na atividade do inseto vetor e na incidência da doença (BREALEY et al., 2013; DE COSTER et al., 2014; WHITE e RAZGOUR, 2020). Os fatores socioeconômicos são evidenciados principalmente em populações negligenciadas e que vivem em condições precárias, onde alguns estudos observaram que a inacessibilidade aos serviços de saúde, a carência de saneamento básico e os baixos indicadores educacionais são condições relevantes para o surgimento da doença (DA SILVA et al., 2021; VELOSO et al., 2021).

Nas populações tradicionais, as condições socioeconômicas representam pontos facilitadores para o surgimento de agentes infecciosos (HOTEZ et al., 2010; RILEY et al., 2021). Na abordagem de *Leishmania*, adicionalmente aos aspectos socioeconômicos, os fatores ambientais possuem grande impacto, pois a maioriados povos indígenas vive em áreas florestais (SALES et al., 2019). Nos dias atuais, este é um aspecto que especificamente chama atenção, devido à constante intervenção humana observada nestas áreas de reserva, principalmente em relação à agricultura e pecuária, o que acarreta um desequilíbrio e mudanças no *habitat* natural das espécies, e consequentemente, uma proliferação do mosquito

vetor(JONES et al., 2017; CARVALHO et al., 2019; SALES et al., 2019). Nestas comunidades, ainda existe uma carência de estudos nos animais domésticos e de produção, pois grande parte das pesquisas aborda apenas investigações nos humanos (RILEY et al., 2021).

Estudos já evidenciaram a circulação do protozoário em populações indígenas, nas regiões Norte, Nordeste, Centro-Oeste e Sudeste do Brasil (RÊGO ET AL., 2015; LIMA et al., 2017; SALES et al., 2019; ALMEIDA et al., 2020; FREITAS et al., 2022). Uma investigação sorológica nas reservas Urubu Branco e Tapirapé Carajá, nos estados de Mato Grosso e em parte do Tocantins, respectivamente, detectou por meio de testes sorológicos a presença de *Leishmania* spp. em 2 (0,4%) dos 470 participantes testados e 28 (8,6%) dos 327 caninos residentes nas reservas (LIMA et al., 2017). Outra pesquisa em sete diferentes etnias do estado de Roraima constatou que dos 30 indígenas suspeitos de leishmaniose cutânea, 27 (90%) apresentaram resultados positivos na técnica da Proteína C Reativa (PCR) (ALMEIDA et al., 2020). Recentemente, a primeira detecção molecular de *Leishmania infantum* foi realizada no estado do Mato Grosso, em 3 (0,8%) dos 372 indígenas da etnia Tapirapé testados (FREITAS et al., 2022).

Em comunidades tradicionais, outra perspectiva já foi abordada para a determinação da circulação de *Leishmania* spp., através da detecção dos vetores transmissores do agente (RÊGO et al., 2015; SALES et al., 2020). Após um surto de Leishmaniose cutânea ocorrido na etnia Xukuru, no estado de Pernambuco, Nordeste do Brasil, um estudo constatou a presença de uma grande quantidade de mosquitos vetores de *Leishmania* spp. nesta localidade (SALES et al., 2019), entre estas, *Lutzomyia longipalpis* e *Migonemyia migonei*a (BOITÉ et al., 2019; SALES et al., 2019; HERRERA et al., 2020). Na reserva indígena Xakriabá, estado de Minas Gerais, Sudeste do Brasil, uma pesquisa detectou o DNA de *Leishmania* spp. em 4 diferentes espécies de flebotomínios (*Nyssomyia intermedia*, *Micropygomya peresi* e*Evandromyia lenti*, *Martinsmyia minasensis*), espécies consideradas sinantrópicas e as duas últimas inclusive, associadas ao ciclo silvestre do protozoário (RÊGO et al., 2015).

Leishmania spp. é um dos agentes zoonóticos mais relatados mundialmente (WHO, 2020), com aspectos epidemiológicos multifatoriais e dinâmicos, destaa forma, a abordagem em populações tradicionais pode representar um caminho

importante para esclarecer questões determinantes sobre o protozoário (JONES et al., 2017; RILEY et al., 2021).

3 OBJETIVOS

2.1 OBJETIVO GERAL

Investigar a ocorrência de agentes infeciosos nos animais criados em comunidades indígenas do estado de Pernambuco, Nordeste do Brasil.

2.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

Determinar a ocorrência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum* e *Leptospira* spp. em caprinos e ovinos criados na comunidade indígena Xukuru, cidade de Pesqueira, Pernambuco.

Determinar a ocorrência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum* e *Leishmania* spp. em cães criados na comunidade indígena Fulni-ô, cidade de Águas Belas, Pernambuco.

4 REFERÊNCIAS

ADLER, B. History of leptospirosis and Leptospira. Curr Top Microbiol Immunol. n. 387, p.1-9, 2015.

ADLER, B., DE LA PEÑA MOCTEZUMA, A. *Leptospira* and leptospirosis. **Vet Microbiol**. v. 140, n.4, p.287-96, 2010.

AGUIAR-NETO, M. Maria, Mariana na Serra do Ororubá-PE (1936-2016). Dissertação (Mestrado em Ciências da Religião). Universidade Católica dePernambuco, Recife, 2016.

AGUIRRE, A.A.; LONGCORE, T.; BARBIERI, M.; DABRITZ, H.; HILL, D.; KLEIN, P.N., LEPCZYK, C., LILLY, E.L., MCLEOD, R., MILCARSKY, J., MURPHY, C.E., SU,C., VANWORMER, E., YOLKEN, R., SIZEMORE, G.C. The One Health Approach to Toxoplasmosis: Epidemiology, Control, and Prevention Strategies. **Ecohealth.** v. 16, n. 2. p. 378-390, 2019.

AHN K.S. AHN A.J; PARK S.I; SOHN W.M; SHIM J.H; SHIN S.S. Excretion of Toxoplasma gondii oocysts from Feral Cats in Korea. **Korean J Parasitol**. v.57, n.6, p.665-670, 2019.

AHN, D.G.; SHIN, H.J.; KIM, M.H.; LEE, S.; KIM, H.S.; MYOUNG, J.; KIM, B.T.; KIM, S.J. Current Status of Epidemiology, Diagnosis, Therapeutics, and Vaccines forNovel Coronavirus Disease (COVID-19). **J Microbiol Biotechnol**. 2020. v.28. n. 3.

AYAZ, E.; TÜRKOĞLU Ş.A.; ORALLAR H. *Toxoplasma gondii* and Epilepsy. Turkiye **Parazitol Derg**. v.40, n.2, p.90-6, 2016.

AKHOUNDI M.; KUHLS K, CANNET A, VOTÝPKA J, MARTY P, DELAUNAY P, SERENO D. A Historical Overview of the Classification, Evolution, and Dispersion of *Leishmania* Parasites and Sandflies. **PLoS Negl Trop Dis**. v. 3, n. 10, p. 0004349, 2016.

ALMEIDA, J.V.; SOUZA, C.F.; TEIXEIRA, I.O.; VALDIVIA; H.O., BARTHOLOMEU; D.C.; BRAZIL, R.P. Parasitological and molecular diagnosis of cutaneous leishmaniasis among indigenous peoples in the state of Roraima, Brazil. **Rev Soc Bras Med Trop**. v. 21, p. 53, 2020.

ALMERÍA S.; DUBEY J.P. Foodborne transmission of *Toxoplasma gondii* infection in the last decade. An overview. **Res Vet Sci**. 2021. v.135, p. 371-385, 2021.

ALMERÍA S.; FERRER D.; PABÓN M.; CASTELLÀ J.; MAÑAS S. Red foxes (*Vulpes vulpes*) are a natural intermediate host of *Neospora caninum*. **Vet Parasitol**. v. 22; n.07; p. 287-94, 2002.

ALMERÍA S.; LÓPEZ-GATIUS F. Bovine neosporosis: clinical and practical aspects. **Res Vet Sci.** v. 95, n. 2, p. 303-9, 2013. **b**.

ALMERÍAA S., *Neospora caninum* and Wildlife. **ISRN Parasitol**. 2013. v. 24, p.947347, 2013.

ALVES NETO A.F.; BANDINI L.A.; NISHI S.M.; SOARES R.M.; DRIEMEIER D.; ANTONIASSI N.A.; SCHARES G.; GENNARI S.M. Viability of sporulated oocysts of *Neospora caninum* after exposure to different physical and chemical treatments. **J Parasitol.** v. 97, n. 1, p. 135-9, 2011.

ALVES, A..; DE SÁ, J.C.; ARAÚJO I.S. O direito à terra como estratégia à preservação das espécies medicinais e ao fortalecimento da cultura nativa dosíndios fulni-ô (Águas Belas–PE). **Revis Diálog Est Cult e da Cont,** v.*7*, p.182-208, 2012.

ANDERSON, I.A.N ANDERSON*.; BRIDGET, R*.; MICHELE, C*,.; FADWA, AL.Y*.; ESPEN, B.;* ALEXANDRA, K.; MICHAEL, T.; RICHARD, M.; ABHAY, B.; CARLOS, E.A.; MARIA, A.P.; HUGO, A.; SERGEI, A.; BLAS, A.; DANIEL, O.A.; PER, A.; ZAID, S.B.; ZULFI, Q.A.B.; PETER, B.; MARIUS, B.B.; ROBERTO, B.L.; ANN, R.B.; PATRICIA B.; VIRASAKDI, C.; JIAYOU, C.; DEJI, J.G.; RATHEIN, T.; CHIMARAOKE,I.; MARTINA, K.; MALCOLM, K.; MALLIKHARJUNA, RK.; LARA, A.L.; CLAUDIA L.; ANA M.L.T.; TIPPAWAN L.; ANDREY, L.; MARITA M.; INDRAPAL J.; JAIME M.; THET T.M.; BALKRISHNA N.N.; ANDREY I.P.; ANA MARÍA, P.V.; FAUJDAR R.A.M.;HANNAH, R.; RICARDO, VS.; AYE, A.S.; CHANDER, S.; LHAMO, Y.S.; PETER, S.; SOFI, A.T.; ASAHNGWA, T.; CHIDI, U.; FABIAN, U.; PATAMA, V.; XIA, W.; JAMES R.W.; GONGHUAN, Y.; ZHAOQING, Y.; LESLIE, Y.P Indigenous and tribal peoples'health (The Lancet–Lowitja Institute Global Collaboration): a population study **www.thelancet.com** Published online April, 2016.

ANDRÉ, M.R..; ADANIA, C.H..; TEIXEIRA, R.H.F..; SILVA, K.F..; JUSI, M.M.G.; MACHADO, S.T.Z..; DE BORTOLLI, C.P..; FALCADE, M..; SOUSA, L..; ALEGRETTI, S.M..; FELIPPE, P.A.N..; MACHADO, R.Z. Antibodies to *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* in captive neotropical and exotic wild canids andfelids. **J**. **Parasitol.** v.96, p. 1007–1009, 2010.

ANDRE-FONTAINE, G.; AVIAT, F.; THORIN, C. Waterborne Leptospirosis: Survival and Preservation of the Virulence of Pathogenic *Leptospira* spp. in Fresh Water. **Curr Microbiol**. v. 71, n.1, p. 136-42, 2015.

ANTINORI, S.; SCHIFANELLA, L.; CORBELLINO, M. Leishmaniasis: new insights from an old and neglected disease. **Eur J Clin Microbiol Infect Dis**. v.31, n.2, p. 109-18, 2012.

ANUNTAKARUN, S.; SAWASWONG, V.; JITVAROPAS, R.; PRAIANANTATHAVORN,K.; POOMIPAK, W.; SUPUTTAMONGKOL, Y.; CHIRATHAWORN, C.; PAYUNGPORN, S. Comparative genome characterization of *Leptospira interrogans*

from mild and severe leptospirosis patients. **Genomics Inform.** v.19, n. 3, p. 31, 2021.

ANVERSA, L.; TIBURCIO, M.G.S.; RICHINI-PEREIRA, V.B.; RAMIREZ, L.E. Human leishmaniasis in Brazil: A general review. **Rev Assoc Med Bras.** v.64, n. 3, p. 281- 289.; 2018.

ARCANJO, J.A. **Toré e identidade étnica: os Pipipã de Kambixuru (Índios da Serra Negra).** Dissertação (Mestrado em Antropologia). Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 2003.

AREFKHAH, N.; SARKARI, B.; ROZROKH, S.; REZAEI, Z.; MOSHFE, A.Toxoplasmosis in Nomadic Communities: A Seroepidemiological Study in Southwestern Iran. Ann Ig. v.32(1), p.50-55, 2020.

ATTIAS, M.; TEIXEIRA, D.E.; BENCHIMOL, M.; VOMMARO, R.C.; CREPALDI, P.H.; DE SOUZA W. The life cycle of Toxoplasma gondii reviewed using animations.**Parasit Vectors.** v 23, n. 3, p. 588, 2020.

AUSTRALIAN INSTITUTE OF HEALTH AND WELFARE. **Australia's health**. 2014 [14/ 04/2016]; Available from: https://www.aihw.gov.au/reports/australias-health/australias-health-/contents/table-of-contents, 2014.

AWOBODE, H.O.; OHIOLEI, J.A.; ADEKEYE, T.A.; ADEYI, A.O.; ANUMUDU, C.I. Shedding proportion of Toxoplasma gondii-like oocysts in feral cats and soil contamination in Oyo State, Nigeria. Parasite Epidemiol Control. v.11, p. 00181, 2020.

AZAMI-CONESA, I.; GÓMEZ-MUÑOZ, M.T.; MARTÍNEZ-DÍAZ, R.A. A Systematic Review (1990-2021) of Wild Animals Infected with Zoonotic *Leishmania*.**Microorganisms**. V. 20, n. 9(5), p.101, 2021.

AZOVTSEVA, O.V.; VIKTOROVA, E.A.; BAKULINA, E.G.; SHELOMOV, A.S.; TROFIMOVA T.N. Cerebral toxoplasmosis in HIV-infected patients over 2015-2018 (acase study of Russia). **Epidemiol Infect.** v.148, p. 142, 2020.

BAL, A.M. Unusual clinical manifestations of leptospirosis. **J Postgrad Med** v., n.51(3), p.179-83, 2005.

BALAMURUGAN, V.; ALAMUR, I.A.; KUMAR, K.V.; VARGHESE, B.; GOVINDARAJ, G.; HEMADRI, D.; ROY, P. Prevalence of anti-leptospiral antibodies and frequency distribution of *Leptospira* serovars in small ruminants in enzootic South Peninsular India. **Vet World** v.4, n.8, p.2023-2030, 2021.

BANDARA M.; ANANDA M.; WICKRAMAGE K.; BERGER E.; AGAMPODI S. Globalization of leptospirosis through travel and migration. **Global Health.** v.12, n.10,p.61, 2014.

BARBOSA A.S.; ISAAC L. Strategies used by *Leptospira* spirochetes to evade the host complement system. **FEBS Lett**. v.594, n.16, p.2633-2644, 2020.

BARLING K.S.; MCNEILL J.W.; THOMPSON J.A.; PASCHAL J.C.; MCCOLLUM F.T R.D.; CRAIG T.M.; ADAMS L.G. Association of serologic status for *Neospora caninum* with postweaning weight gain and carcass measurements in beef calves. **J Am Vet Med Assoc**. v.1, n.217, p.1356-60, 2000.

BARR, B.C.; CONRAD, P.A.; SVERLOW, K.W.; TARANTAL, A.F.; HENDRICKX, A.G. Experimental fetal and transplacental *Neospora* infection in the nonhuman primate. **Lab Invest**. v. 71, n.2, p.236-42, 1994.

BARRAGAN, V.; CHIRIBOGA, J.; MILLER, E.; OLIVAS, S.; BIRDSELL, D.; HEPP, C.; HORNSTRA, H.; SCHUPP, J.M.; MORALES, M.; GONZALEZ, M.; REYES, S.; DE LA CRUZ, C.; KEIM, P.; HARTSKEERL, R.; TRUEBA, G.; PEARSON, T. High *Leptospira* Diversity in Animals and Humans Complicates the Search for Common Reservoirs of Human Disease in Rural Ecuador. **PLoS Negl Trop Dis**. v. 13, n.10, p.9, 2016.

BARTLEY, P.M.; WRIGHT, S.; SALES, J.; CHIANINI, F.; BUXTON, D.; INNES, E.A. Long-term passage of tachyzoites in tissue culture can attenuate virulence of *Neospora caninum* in vivo. **Parasitology**. v.133, n.4, p.421-32, 2006.

BASANO, S.D.; TARSO, P.; SOARES, H.S.; COSTA, A.P.; MARCILI, A.; LABRUNA, M.B.; DIAS, R.A.; CAMARGO, L.M.; GENNARI, S.M. *Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum* and *Leishmania* amazonensis antibodies in domestic dogs in the western Brazilian Amazon region. 1-9. Braz. **J. Vet. Res. Anim. Sci**. (Online), 2016.

BASSO, W.; VENTURINI, L.; VENTURINI, M.C.; MOORE, P.; RAMBEAU, M.; UNZAGA, J.M.; CAMPERO, C.; BACIGALUPE, D.; DUBEY, J.P. Prevalence of *Neospora caninum* infection in dogs from beef-cattle farms, dairy farms, and from urban areas of Argentina. **J Parasitol**. v.87, n.4, p.906-7, 2001.

BATES P.A. Transmission of *Leishmania* metacyclic promastigotes by phlebotomine sand flies. **Int J Parasitol**. v.7, n.10, p.1097-106, 2007.**a**

BATES, P.A. Revising *Leishmania*'s life cycle. **Nat Microbiol**. v.3, n..5, p.529-530, 2018. **b.**

BATZ, M.B..; HOFFMANN.; S..; MORRIS JR. J.G. 2012. Ranking the disease burden of 14 pathogens in food sources in the United States using attribution data from outbreak investigations and expert elicitation. v.75, p.1278–1291, 2012.

BEITING D.P.; PEIXOTO L.; AKOPYANTS N.S. Differential induction of TLR3-dependent innate immune signaling by closely related parasite species. **PLoS One**. v.9, n.2, p. e88398, 2014.

BELLI S.I.; SMITH N.C.; FERGUSON D.J. The coccidian oocyst: a tough nut to crack! **Trends Parasitol.** v.22, n.9, p.416-23, 2006.

BELLUCO S.; MANCIN M.; CONFICONI D.; SIMONATO G.; PIETROBELLI M.; RICCI A. Investigating the Determinants of Toxoplasma gondii Prevalence in Meat: A Systematic Review and Meta-Regression. PLoS One. v.11, n.4, p.e0153856, 2016.

BENAVIDEZ K.M.; GUERRA T.; TORRES M.; RODRIGUEZ D.; VEECH J.A.; HAHN D.; MILLER R.J.; SOLTERO F.V.; RAMÍREZ A.E.P.; PEREZ DE LEÓN A.; CASTRO-ARELLANO I. The prevalence of *Leptospira* among invasive small mammals on Puerto Rican cattle farms. **PLoS Negl Trop Dis**. v.20, n.13, p. e0007236, 2019.

BEZERRA M.J, KIM P.C, MORAES É.P, SÁ S.G, ALBUQUERQUE P.P, SILVA J.G, ALVES B.H, MOTA RA. Detection of *Toxoplasma gondii* in the milk of naturally infected goats in the Northeast of Brazil. **Transbound Emerg Dis**. v.62, n.4, p.421-4, 2015

BEZERRA-SANTOS, M.A.; NOGUEIRA, B.C.F.; YAMATOGI, R.S.; CAMPOS, A.K. Molecular detection of *Toxoplasma gondii* in opossums from Southeastern, Brazil. **J Parasit Dis**. v.44, n.3, p.661-665, 2020.

BHATT, M.; RASTOGI, N.; SONEJA, M.; BISWAS, A. Uncommon manifestation of leptospirosis: a diagnostic challenge. **BMJ** Case Rep. v. 7, p.2018, 2018.

BIERQUE, E.; SOUPÉ-GILBERT, M.E.; THIBEAUX, R.; GIRAULT, D.; GUENTAS, L.; GOARANT, C. *Leptospira interrogans* Retains Direct Virulence After Long Starvation in Water. **Curr Microbiol**. v.77, n.10, p.3035-3043, 2020.

BIGNA, J.J.; TOCHIE, J.N.; TOUNOUGA, D.N. Global, regional, and country seroprevalence of Toxoplasma gondii in pregnant women: a systematic review modelling and meta-analysis. **Sci Rep.** v.10, n.1, p.12102, 2020.

BIGOT-CLIVOT, A..; PALOS, L.M..; LEPOUTRE, A..; BASTIEN, F..; BONNARD, I..; DUBEY, J.P.; VILLENA, I.; AUBERT, D.; GEFFARD, O.; FRANCOIS, A.; GEFFARD, A. Bioaccumulation of *Toxoplasma* and by the fresh-water crustacean *Gammarus fossarum*: involvement in biomonitoring surveys and trophic transfer. **Ecotox and Environtal Safe** 133: 188-194, 2016.

BJERKÅS, I.; MOHN, S.F.; PRESTHUS, J. Unidentified cyst-forming sporozoon causing encephalomyelitis and myositis in dogs. **Z Parasitenkd**. v.70, n.2, p.271-4, 1984.

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

BLADER, I.J.; COLEMAN, B.I.; CHEN, C.T.; GUBBELS MJ. Lytic Cycle of *Toxoplasma gondii*: 15 Years Later. **Annu Rev Microbiol**. v.69, p.463-85, 2015.

BLANCO, R.M.; DOS SANTOS. L.F.; GALLOWAY, R.L.; ROMERO, E,C. Is the microagglutination test (MAT) good for predicting the infecting serogroup for leptospirosis in Brazil? **Comp Immunol Microbiol Infect Dis**. v.44, p.4-6 ,2016.

BLUME, G.R.; ELOI, R.S.A.; SILVA, F.P.; ECKSTEIN, C.; SANTOS, R.L.; SANT'ANA, F.J.F. Oral Lesions in Dogs with Visceral Leishmaniosis. **J Comp Pathol**. v.171, p. 6-11, 2019.

BOEY, K.; SHIOKAWA, K.; RAJEEV, S. *Leptospira* infection in rats: A literature review of global prevalence and distribution. **PLoS Negl Trop Dis**. v.9, n.13(8), p.e0007499, 2019.

BÓIA, M.N.; CARVALHO-COSTA, F.A.; SODRÉ, F.C.; PINTO, G.M.; AMENDOEIRA, M.R. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* infection among indian people living in Iauareté, São Gabriel da Cachoeira, Amazonas, Brazil. **Rev Inst Med Trop Sao Paulo**. v.50, n.1, p.17-20, 2008.

BOITÉ, M.C.; SPÄTH, G.F.; BUSSOTTI, G.; PORROZZI, R.; MORGADO, F.N.; LLEWELLYN, M.; SCHWABL, P.; CUPOLILLO, E. Trans-Atlantic Spill Over: Deconstructing the Ecological Adaptation of *Leishmania infantum* in the Americas. **Genes (Basel)**. v.19, n. 11(1), p.4, 2019.

BRASIL, INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. Sistema **IBGE** de Recuperação Automática, SIDRA, 2010. Available from <www.sidra.ibge.gov.br/bda/> (acesso 1 de abril 2022).

BRASIL, MINISTÉRIO DA SAÚDE. Conselho Nacional de Saúde. Relatórios do Conselho Nacional de Saúde: **relatórios das conferências de saúde indígena**. Disponível em: http:// conselho.saude.gov.br/biblioteca/ Relatorios.htm Acessado em 22 de abril de 2020.

BRASIL. [CONSTITUIÇÃO (1988)]. **Constituição da República Federativa do Brasil** de 1988. Brasília, DF: Presidência da República, [2016]. Disponível em: http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/ Constituicao/Constituiçao.htm. Acesso em: 1 jan. 2017.

BRASIL. PORTARIA nº 1317, de 03 de agosto de 2017. **Diário Oficial da República Federativa do Brasil** de 2017.

BREARLEY, G.; RHODES, J.; BRADLEY, A.; BAXTER, G.; SEABROOK, L.; LUNNEY, D.; LIU, Y.; MCALPINE, C. Wildlife disease prevalence in human-modified landscapes. **Biol Rev Camb Philos Soc**. v.88, n.2, p.427-42, 2013.

BRITO JUNIOR PA, ROCHA JM, SILVA CAD, OLIVEIRA PMV, CORREIA JE, CRUZ LAD, SEVÁ ADP, OLIVEIRA TV, SILVA AVD, ALVAREZ MRDV, ALBUQUERQUE GR. Survey of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in wild mammals captured from Atlantic Forest fragments in Bahia, northeastern Brazil. **Rev Bras Parasitol Vet**. v.21, n.29(4),p. e004720, 2020.

BRUHN, F.R.; DAHER, D.O.; LOPES, E.; BARBIERI, J.M.; DA ROCHA, C..; GUIMARÃES, A.M. Factors associated with seroprevalence of *Neospora caninum* in dairy cattle in southeastern Brazil. **Trop Anim Health Prod**. v.45, n.5, p.1093-8, 2013.

BURZA, S.; CROFT, S.L.; BOELAERT, M. Leishmaniasis. Lancet. v.15, n.392 (10151), p.951-970, 2018.

BUXTON, D.; MCALLISTER, M.M.; DUBEY, J.P. The comparative pathogenesis of neosporosis. **Trends Parasitol**. v.18, n.12, p.546-52, 2002.

CABRAL, M.T.; PINTO-FERREIRA, F.; MARTINS, F.D.C.; DE MATOS, R.L.N.; DE MATOS, A.M.R.N.; SANTOS, A.C.; NINO, B.S.L.; PEREIRA, L.; NARCISO, S.G.; GARCIA, J.L.; FREIRE, R.L.; NAVARRO, I.T.; MITSUKA-BREGANO, R. Epidemiology of a toxoplasmosis outbreak in a research institution in northern Paraná, Brazil. **Zoonoses Public Health**. v.67, n.7, p.760-764, 2020.

CAFFARO, C.E.; KOSHY, A.A.; LIU, L.; ZEINER, G.M.; HIRSCHBERG, C..; BOOTHROYD, J.C. A nucleotide sugar transporter involved in glycosylation of the *Toxoplasma* tissue cyst wall is required for efficient persistence of bradyzoites. **PLoS Pathog**. 9(5): e1003331. doi: 10.1371/journal.ppat.1003331. May 2. PMID: 23658519; PMCID: PMC3642066, 2013.

CAIMI K, RUYBAL P. *Leptospira* spp., a genus in the stage of diversity and genomic data expansion. **Infect Genet Evol**. v.81. p.104241, 2020.

CALDAS, L.A.; DE SOUZA, W. A Window to *Toxoplasma gondii* Egress. **Pathogens**. v.14, n.7(3), p. 69, 2018.

CALERO-BERNAL, R.; HORCAJO, P.; HERNÁNDEZ, M.; ORTEGA-MORA, L.M.; FUENTES I. Absence of *Neospora caninum* DNA in Human Clinical Samples, Spain. **Emerg Infect Dis**. v.25, n.6, p.1226-1227, 2019.

CAMPERO L.M.; GUAL I.; DELLARUPE A.; SCHARES G.; MORÉ G.; MOORE DP.; VENTURINI, M.C. Isolation of *Neospora caninum* from a beef cattle fetus from Argentina: Immunopathological and molecular studies. **Vet Parasitol Reg Stud Reports**. v.21. p.100438, 2020.

CAMPOS JLA. Ecologia e sustentabilidade do extrativismo do Ouricuri (*Syagrus coronata*) pelos índios Fulni-ô no nordeste do Brasil em um cenário de mudanças ambientais e culturais. 52 f. Tese (Doutorado em Botânica) – Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2017.

CAMPOS, Â.P, MIRANDA, D.F.H.; RODRIGUES, H.W.S.; DA SILVA, C.L.M.A.; MARTINS, G.H.C.; MINEIRO, A.L.B.B.; CASTRO, V.; AZEVEDO, S.S.; DE SOUSA SILVA, S.M.M. Seroprevalence and risk factors for leptospirosis in cattle, sheep, and goats at consorted rearing from the State of Piauí, northeastern Brazil. **Trop Anim Health Prod**. v.49, n.5, p.899-907, 2017.

CAÑÓN-FRANCO, W.A.; LÓPEZ-OROZCO, N.; GÓMEZ-MARÍN, JE.; DUBEY J.P. An overview of seventy years of research (1944-2014) on toxoplasmosis in Colombia,South America. **Parasit Vectors**. v. 4, n.7, p.427, 2014.

CANUTO K.; BROWN A.; WITTERT G.; HARFIELD S. Understanding the utilization of primary health care services by Indigenous men: a systematic review**. BMC Public Health**. v,23, n.18(1), p.198, 2018.

CARDOSO, M.D. **Políticas de Saúde Indígena no Brasil**: do modelo assistencial à representação política. Saúde Indígena: políticas comparadas na América Latina. Florianópolis: Editora da UFSC. Pp. 83–106, 2015.

CARELLOS, E.V.; DE ANDRADE, G.M.; VASCONCELOS-SANTOS, D.V.; JANUÁRIO, J.N.; ROMANELLI, R.M.; ABREU, M.N.; DA SILVA, F.M.; LOURES, I.R.; DE ANDRADE, J.Q.; CAIAFFA, W.T. Congenital Toxoplasmosis Brazilian Group. Adverse socioeconomic comditions and oocyst-related factors are associated with congenital toxoplasmosis in a population-based study in Minas Gerais.; Brazil. **PLoS One**. v.11, n.9(2), p.88588, 2014.

CARGO M.; POTAKA-OSBORNE G.; CVITANOVIC L.; WARNER L.; CLARKE S.; JUDD J.; CHAKRABORTY A.; BOULTON A. Strategies to support culturally safe health and wellbeing evaluations in Indigenous settings in Australia and New Zealand:a concept mapping study. **Int J Equity Health**. v.16, n.18(1), p.94, 2019.

CARVALHO AG.; LUZ JGG.; RODRIGUES LD.; DIAS JVL.; FONTES CJF. Factors associated with Leishmania spp. infection in domestic dogs from an emerging area of high endemicity for visceral leishmaniasis in Central-Western Brazil. **Res Vet Sci.** v.125, p.205-211, 2019.

CASANOVAS-MASSANA, A.; PEDRA, G.G.; WUNDER, E.A JR.; DIGGLE, P.J.; BEGON, M.; KO, AI. Quantification of *Leptospira interrogans* Survival in Soil and Water Microcosms. **Appl Environ Microbiol**. v.18, n.84(13), p.e00507-18, 2018.

CECÍLIO, P.; PÉREZ-CABEZAS, B.; SANTARÉM, N.; MACIEL, J.; RODRIGUES, V.; CORDEIRO DA SILVA, A. Deception and manipulation: the arms of *Leishmania*, a successful parasite**. Front Immunol**. v. 20, n.5, p.480, 2014.

CHALKOWSKI, K.; WILSON, A.E.; LEPCZYK, C.A.; ZOHDY, S. Who let the cats out? A global meta-analysis on risk of parasitic infection in indoor versus outdoor domestic cats (*Felis catus*). **Biol Lett**. v.26, n.15(4), p.20180840, 2019.

CHATZIPRODROMIDOU, I.P.; ARVANITIDOU, M.; GUITIAN, J.; APOSTOLOU, T.; VANTARAKIS, G.; VANTARAKIS, A. Global avian influenza outbreaks 2010-2016: a systematic review of their distribution, avian species, and virus subtype. **Syst Rev.** v.25, n.7(1), p.17, 2018.

CHAUDHURY, A.; RAMANA, B.V. Schizophrenia and bipolar disorders: the Toxoplasma connection.**Trop. Parasitol**. v.9, p. 71–76, 2019.

CHEUQUEPÁN VALENZUELA, F.; RECAVARREN, M.; QUINTANA, S.; CANTÓN, G.; ODEÓN, A.; MARIN, M.; MORRELL, E. Improvement of *Leptospira* spp. diagnosis in aborted bovine fetuses by qPCR. **Comp Immunol Microbiol Infect Dis**. v.73, p. 101555, 2020.

CILIA, G.; BERTELLONI, F.; ALBINI, S.; FRATINI, F. Insight into the Epidemiology of Leptospirosis: A Review of *Leptospira* Isolations from "Unconventional" Hosts. **Animals (Basel).** v.14, n.11(1), p.191, 2021.

CLOUGH, B.; FRICKEL, E.M. The *Toxoplasma* Parasitophorous Vacuole: An Evolving Host-Parasite Frontier. **Trends Parasitol**. v.33, n.6, p.473-488, 2017.

COELHO, A.M; CHERUBINI, G; DE STEFANI, A; NEGRIN, A; GUTIERREZ-QUINTANA, R; BERSAN, E; GUEVAR, J. Serological prevalence of toxoplasmosis and neosporosis in dogs diagnosed with suspected meningoencephalitis in the UK. **J Small Anim Pract.** v.60, n.1, p.44-50, 2019.

COLTART, C.E; LINDSEY, B; GHINAI, I; JOHNSON, A.M.; HEYMANN, D.L. The Ebola outbreak, 2013-2016: old lessons for new epidemics. **Philos Trans R Soc Lond B Biol Sci**. v.26, n.3721721, p. 20160297, 2017.

CONCEIÇÃO-SILVA, F.; MORGADO, F.N. *Leishmania* Spp-Host Interaction: There Is Always an Onset, but Is There an End? **Front Cell Infect Microbiol**. v.19,, n.9, p.330,2019.

CONDEPE. Perfil Municipal de Águas Belas. 2008. http://www.condepefidem.pe.gov.br/c/document_library/get_file?p_l_id=18393234&folderId=18394117&name=DLFE-89507. Acesso em 01 de janeiro 2021.

CONRAD, CC.; STANFORD, K.; NARVAEZ-BRAVO, C.; CALLAWAY, T.; MCALLISTER, T. Farm Fairs and Petting Zoos: A Review of Animal Contact as a Source of Zoonotic Enteric Disease. **Foodborne Pathog Dis.** v.14, n.2, p.59-73, 2017.

CONSTITUIÇÃO DA REPÚBLICA FEDERATIVA DO BRASIL. Cap. VIII, art. 231, art. 232 da Constituição Federal de 1988, cujo processo de demarcação é disciplinado pelo Decreto n.º 1775/96.

CORTIZO, P.; LOUREIRO, A.P.; MARTINS, G.; DO RODRIGUES, P.R.; FARIA, B.P.; LILENBAUM, W.; DEMINICIS, B.B. Risk factors to incidental leptospirosis and its role on the reproduction of ewes and goats of Espírito Santo state. Brazil. **Trop Anim Health Prod**. v.47, n.1, p. 231-5, 2015.

COSTA K.S.; SANTOS S.L.; UZÊDA R.S.; PINHEIRO A.M.; ALMEIDA M.A.; ARAÚJO
F.R.; MCALLISTER M.M.; GONDIM L.F. Chickens (*Gallus domesticus*) are natural intermediate hosts of *Neospora caninum*. **Int J Parasitol**. v.38, n.2, p.157-9, 2008.

COSTA, D.G, MARVULO, M.F, SILVA, J.S, SANTANA, S.C, MAGALHÃES, F.J, FILHO in domestic and wild animals from the Fernando de Noronha, Brazil. **J Parasitol.** v.98, n.3, p.679-80, 2012.

COSTA, F.; HAGAN J.E.; CALCAGNO J.; KANE M.; TORGERSON P.; MARTINEZ-SILVEIRA M.S.; STEIN C.; ABELA-RIDDER B.; KO A.I. Global Morbidity and Mortality of Leptospirosis: A Systematic Review. **PLoS Negl Trop Dis**. v.17, n.9(9), p.e0003898, 2015.

CROSS.; A. R.; BALDWIN, V. M.; ROY, S.; X-LOPRESTI, A.; E., PRIOR, J. L.;

HARMER, N. J. Zoonoses under our noses. **Microbes and infection**, v.21, n.1,p.10–19, 2019.

CUNHA D.S.L. ″Doença que rezador cura" e" doença que médico cura": modelo etiológico Xucuru a partir de seus especialistas de cura. Tese de Doutorado.Silva, E. H. (2013). OS FULNI-Ô: de uma visão exótica para uma abordagem crítica. **Cadernos De Pesquisa**. v.*19,* p,*3*. Recuperado de http://periodicoseletronicos.ufma.br/index.php/cadernosdepesquisa/article/view/1155. 2004.

CUNHA L.E.; SOUZA J.A. Monitoramento Sobre as Terras Indígenas em Pernambuco: Diagnóstico sobre o Direito de Propriedade Indígena. **Cadern do CEAS: Revis crít de hums**. v.243, p.141-161, 2018.

D HOOFT, L.; LEEFLANG, M.M.; VAN DEN BRUEL, A. COVID-19 Diagnostic Test Accuracy Group. Antibody tests for identification of current and past infection with SARS-CoV-2. **Cochrane Database Syst Rev**. v.25, n.6(6), p.13652, 2020.

DA COSTA M.A.; PINTO-FERREIRA F.; DE ALMEIDA R.P.A.; MARTINS F.D.C.; PIRES A.L.; MAREZE M.; MITSUKA-BREGANÓ R.; FREIRE R.L.; DA ROCHA M.R.V.; BORGES J.M, NAVARRO I.T. Artisan fresh cheese from raw cow's milk as a possible route of transmission in a toxoplasmosis outbreak, in Brazil. **Zoon Pub Health.** v.67, n.2, p.122-129, 2020.

DA COSTA, J. Descrevendo línguas brasileiras: yaathe, a língua dos índios fulni-ô. **Revi do GELNE**. v.17, n.1/2, p.93-111, 2015.

DA SILVA J.D.; VIANA M.P L.; CÉSAR LAM.; FERNANDES AFS.; PINHEIRO RR.; DA COSTA DF.; PINHEIRO SGC.; DE AZEVEDO SS.; ALVES CJ. Cross-sectional survey for sheep leptospirosis in the northeast region of Brazil. **Prev Vet Med.** v.197, p.105525, 2021.

DA SILVA J.G, ALVES B.H, MELO R.P, KIM P.C, SOUZA NETO O.L, BEZERRA M.J, SÁ S.G, MOTA R.A. 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**. v.142, p.145-8, 2015.

DA SILVA S.C; SOEIRO B.D.; OLIVEIRA V.C.; CARDOSO D.T.; GUIMARÃES N.S.; CARNEIRO M. Factors associated with human visceral leishmaniasis cases during urban epidemics in Brazil: a systematic review. **Parasitology**. v.148, n.6, p.639-647, 2021.

DAMIANOU A.; BURGE R.J.; CATTA-PRETA C.M.C.; GEOGHEGAN V.; NIEVAS Y.R.; NEWLING K.; BROWN E.; BURCHMORE R.; RODENKO B.; MOTTRAM J.C. Essential roles for deubiquitination in *Leishmania* life cycle progression. **PLoS Pathog**. v. 16, n.16(6), p.e1008455, 2020.

DANTAS, M.A. A Presença Indígena na Constituição da Cidade de Águas Belas, Pernambuco. **Clio-Rev de Pesq Hist**. v.28, p.0102-9487, 2011.

DANTAS, S.N. O fundo musical da história: memória, sagrado e tradição indígenas. http://hdl.handle.net/10284/2390., 2011.

DANTAS, S.N. Profecia, Destino, Transubjetividade: Movimentos da Memória Coletiva Fulni-ô, Águas Belas-PE. **NÚMERO 17–ANO IX–DEZEMBR**. v.1(17), p.33-54, 2004.

DANTAS-TORRES, F.; MIRÓ, G.; BANETH, G.; BOURDEAU, P.; BREITSCHWERDT,E.; CAPELLI, G.; CARDOSO, L.; DAY, M.J.; DOBLER, G.; FERRER, L.; IRWIN, P.; JONGEJAN, F.; KEMPF, V.A.J.; KOHN, B.; LAPPIN, M.; LITTLE, S.; MADDER, M.; MAGGI, R.; MAIA, C.; MARCONDES, M.; NAUCKE, T.; OLIVA, G.; PENNISI, M.G.; PENZHORN, B.L.; PEREGRINE, A.; PFEFFER, M.; ROURA, X.; SAINZ, A.; SHIN, S.;SOLANO-GALLEGO, L.; STRAUBINGER, R.K.; TASKER, S.; TRAUB, R.; WRIGHT, I.; BOWMAN D.D.; GRADONI, L.; OTRANTO, D. Canine Leishmaniasis Control inthe Context of One Health. **Emerg Infect Dis**. v.25, n.2, p.1-4, 2019.

DARD, C.; MARTY, P.; BRENIER-PINCHART, M.P.; GARNAUD, C.; FRICKER-HIDALGO, H.; PELLOUX, H.; POMARES, C. Management of toxoplasmosis in transplant recipients: an update. **Expert Rev Anti Infect Ther**. v.16(6), p.447-460. doi: 10.1080/14787210.2018.1483721. Epub 2018 Jul 2. PMID: 29855213, 2018.

DAROZ, B.B.; FERNANDES, L.G.V.; CAVENAGUE, M.F.; KOCHI, L.T.; PASSALIA, F.J.; TAKAHASHI, M.B.; NASCIMENTO FILHO, E.G.; TEIXEIRA, A.F.; NASCIMENTO, A. A Review on Host-*Leptospira* Interactions: What We Know and Future Expectations. **Front Cell Infect Microbiol**. v. 25, p.777709, 2021.

DAS, A.; KARTHICK, M.; DWIVEDI, S.; BANERJEE, I.; MAHAPATRA, T.; SRIKANTIAH, S.; CHAUDHURI, I. Epidemiologic Correlates of Mortality among Symptomatic Visceral Leishmaniasis Cases: Findings from Situation Assessment in High Endemic Foci in India. **PLoS Negl Trop Dis**. v.21, n.11, p.0005150, 2016.

DAVIDSON, M.J.; HUAMAN, J.L.; PACIONI, C.; STEPHENS D.; HITCHEN Y.; CARVALHO T.G. Active shedding of *Neospora caninum* detected in Australian wild canids in a nonexperimental context. **Transbound Emerg Dis**. v.27, 2021.

DE ALMEIDA, C.N.H.; ARAÚJO, A.S.; CAMPOS, F.S.; LOBATO, Z.I.P.; GENNARI, S.M.; MARVULO, M.F.V.; SILVA, J.C.R.; TALAMONI, S.A. Wild canids, domestic dogs and their pathogens in Southeast Brazil: disease threats for canid conservation. **Biodivers Conserv.** v.19(12), p.3513-3524, 2010.

DE AMORIM, G.C.A.; ORÉFICE, F.; DE OLIVEIRA, L.C.; GOMES, A.B.; FRANÇA, M.; DE AMORIM, G.F.C. Socioeconomic conditions as determining factors in the prevalence of systemic and ocular toxoplasmosis in Northeastern Brazil. **Ophthalmic Epidemiol**. v.11(4), p.301-17, 2004.

DE BARROS, L.D.; MIURA, A.C.; MINUTTI, A.F.; VIDOTTO, O.; GARCIA, J.L. *Neospora caninum* in birds: A review. **Parasitol Int**. v.67(4), p.397-402, 2018.

DE CARVALHO, S.M.; MINEIRO, A.L.; CASTRO, V.; GENOVEZ, M.E.; AZEVEDO, S.S.; COSTA, F.A. Leptospirosis seroprevalence and risk factors for sheep in

Maranhão state, Brazil. **Trop Anim Health Prod**. v.46(2), p.491-4, 2014.

DE COSTER, G.; ANARUMA, F.F.; FERREIRA, S.R. Human health risks of forest conservation. **Proc Natl Acad Sci U S A**. v.6, n.111(18), p.1815, 2014.

DE FRANCESCO, E.; DE CARVALHO, G.S.G.; DE SOUSA, S.D.; MENDES, M.H.; PARENTE, S.L.A.; ROCHA, H.A.L.; DA SILVA, J.G.B. Changing patterns in leptospirosis: a three-decade study in Brazil. **Int J Infect Dis**. v.60 p.4-10, 2017.

DE MENEZES, J.P.; SARAIVA, E.M.; DA ROCHA-AZEVEDO, B. The site of the bite: *Leishmania* interaction with macrophages, neutrophils, and the extracellular matrix in the dermis. **Parasit Vectors**. v.4, n.9, p.264, 2016.

DE MOURA, L.; BAHIA-OLIVEIRA, L.M.; WADA, M.Y.; JONES, J.L.; TUBOI, S.H.; CARMO, E.H.; RAMALHO, W.M.; CAMARGO, N.J.; TREVISAN, R.; GRAÇA, R.M.; DA SILVA, A.J.; MOURA, I.; DUBEY, J.P.; GARRETT, D.O. Waterborne toxoplasmosis, Brazil, from field to gene. **Emerg Infect Dis**. v. 12(2), p.326-9, 2006.

DE OLIVEIRA, J.I.M.; MESQUITA, L.E.D.S.; MIRANDA, D.N.P.; GOMES, T.A.; VASCONCELOS, B.K.S.; PENHA, L.C.; SILVEIRA, L.C.S.; REDONDO, A.R.R.; COSTA, R.C.; BRUHN, F.R.P.; RAYMUNDO, D.L.; WOUTERS, A.T.B.; WOUTERS, F.; VARASCHIN, M.S. Endogenous transplacental transmission of *Neospora caninum* in successive generations of congenitally infected goats. **Vet Parasitol.** v.284, p.109191,2020.

DE OLIVEIRA, J.M.B.; DE ALMEIDA, J.C.; DE MELO, R.P.B.; DE BARROS, L.D.; GARCIA, J.L.; ANDRADE, M.R.; PORTO, W.J.N.; REGIDOR-CERRILLO, J.; ORTEGA-MORA, L.M.; OLIVEIRA, A.A.D.F.; MOTA, R.A. First description of clonal lineage type II (genotype #1) of *Toxoplasma gondii* in abortion outbreak in goats. **Exp Parasitol**.v.188, p.21-25 29, 2018.

DE SÁ, J.C.; ALVES, A. A educação como estratégias de apropriação de conhecimentos para fortalecimento da medicina tradicional: a experiência dos índios fulni-ô (Águas Belas–PE). **Revista Diálogos**, v. (5), 2011.

DECHET, A.M.; PARSONS, M.; RAMBARAN, M.; MOHAMED-RAMBARAN, P.; FLORENDO-CUMBERMACK, A.; PERSAUD, S.; BABOOLAL, S.; ARI, M.D.; SHADOMY, S.V.; ZAKI, S.R.; PADDOCK, C.D.; CLARK, T.A.; HARRIS, L.; LYON, D.; MINTZ, E.D. Leptospirosis outbreak following severe flooding: a rapid assessment and mass prophylaxis campaign; Guyana. **PLoS One**. v.7(7), p.e39672, 2005.

DELGADO, B.E.; HAMID, B.; FABIAN, B.T.; KLOTZ, C.; HARTMANN, S.; SEEBER, F. From Entry to Early Dissemination-*Toxoplasma gondii's* Initial Encounter with Its Host. **Front Cell Infect Microbiol**. v.5, v. 9, p.46. 2019.

DEMIR, P.A.; EŞKI, F.; ÜTÜK, A.E. Estimating the total economic costs of *Neospora caninum* infections in dairy cows in Turkey. **Trop Anim Health Prod**.v.52(6), p.3251-3258, 2020.

DEROUIN, F.; PELLOUX, H. Study Group on Clinical Parasitology. Prevention of toxoplasmosis in transplant patients. **Clin Microbiol Infect**. v.14(12), p.1089-101,

2008.

DESMETTRE, T. Toxoplasmosis and behavioural changes. **J Fr Ophtalmol**. 2020 v. 43(3), p.e89-e93. 2020. diagnosis, treatment, and isolation of *Neospora caninum* in mice and cell culture. **Int J Parasitol**. v.28(8), p.293-304, 1998.

DIAZ, JH. **Fulni-ô**. Instituto de Investigaciones Sociológicas / Universidad Autônoma Benito Juáres de Oaxaca. Setembro de 1998. Disponível em: http://goo.gl/B0qQ3b. Acesso em: 10 de janeiro 2021.

DIEHL, E.E.; LANGDON, E.J. Transformações na Atenção à Saúde Indígena: Tensões e Negociações em um Contexto Indígena Brasileiro. **Univer Human [Internet**]. v.80. p. 213-216, 2015

DJURKOVIĆ-DJAKOVIĆ, O.; DUPOUY-CAMET, J.; VAN DER GIESSEN, J.; DUBEY, J.P. Toxoplasmosis: Overview from a One Health perspective. **Food Waterborne Parasitol**. v.18, n.15, p.00054, 2019.

DŁUGOŃSKA, H. Are poikilothermic animal's real hosts for *Toxoplasma gondii*? **Ann Parasitol**. v.63(1), p.3-5, 2017.

DOS SANTOS, P.N.; TOSETTI, N.; KORENY, L.; WALLER, R.F.; SOLDATI-FAVRE D. Evolution, Composition, Assembly, and Function of the Conoid in Apicomplexa. **Trends Parasitol**. v.36(8), p.688-704, 2020.

DREYFUS, A.; RUF, M.T.; MAYER-SCHOLL, A.; ZITZL, T.; LOOSLI, N.; BIER, N.S.; HIERETH, S.; ULRICH, S.; POPPERT, S.; STRAUBINGER, R.K.; STENOS, J.; TSHOKEY, T. Exposure to *Leptospira* spp. and Associated Risk Factors in the Human, Cattle and Dog Populations in Bhutan. **Pathogens**. v.6, n.10(3), p.308. 2021.

DUARTE, P.O.; OSHIRO, L.M.; ZIMMERMANN, N.P.; CSORDAS, B.G.; DOURADO, D.M.; BARROS, J.C.; ANDREOTTI, R. Serological and molecular detection of *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* in human umbilical cord blood and placental tissue samples. **Sci Rep**. v. 3, n.10(1), p.9043, 2020.

DUBEY J.P. Advances in the life cycle of *Toxoplasma gondii*. **Int J Parasitol**. v.28(7), p.1019-24,1998.

DUBEY J.P. Outbreaks of clinical toxoplasmosis in humans: five decades of personal experience, perspectives and lessons learned. **Parasit Vectors**. v.19, n.14(1), p.263, 2021.

DUBEY J.P. Review of *Neospora caninum* and neosporosis in animals. **Korean J Parasitol.** v.41(1), p.1-16. **Erratum in: Korean J Parasitol.** 2003, v.41(2), p.138. Dubey, John P [corrected to Dubey, J P], 2003.

DUBEY J.P. Toxoplasmosis. **Vet Clin North Am Small Anim Pract**. v.17(6), p.1389-404, 1987.

DUBEY J.P.; JENKINS M.C.; KWOK O.C.; FERREIRA L.R.; CHOUDHARY S.; VERMA S.K.; VILLENA I.; BUTLER E.; CARSTENSEN M. Congenital transmission of *Neospora caninum* in white-tailed deer (*Odocoileus virginianus*). **Vet Parasitol**. v.23,

n.196(3-4), p.519-22, 2013.

DUBEY J.P.; LAGO E.G.; GENNARI S.M.; SU C.; JONES J.L. Toxoplasmosis in humans and animals in Brazil: high prevalence, high burden of disease, and epidemiology. **Parasitol** v.139(11), p.1375-424, 2012.

DUBEY J.P.; LIDDELL S.; MATTSON D.; SPEERT C.A.; HOWE D.K.; JENKINS, C. Characterization of the Oregon isolate of *Neospora hughesi* from a horse. **J Parasitol**. v.87(2), p.345-53, 2001.

DUBEY J.P.; LINDSAY D.S. A review of *Neospora caninum* and neosporosis. **Vet Parasitol**. v.2, n.67(1-2), p.1-59,1996.

DUBEY J.P.; LINDSAY D.S.; SPEER C.A. Structures of *Toxoplasma gondii* tachyzoites, bradyzoites, and sporozoites and biology and development of tissue cysts. **Clin Microbiol Rev.** v.11(2), p.267-99. 1998.

DUBEY J.P.; MURATA F.H.A.; CERQUEIRA-CÉZAR C.K.; KWOK O.C.H. Public Health and economic importance of *Toxoplasma gondii* infections in goats: The last decade. **Res Vet Sci**. v.132, p.292-307, 2020.

DUBEY J.P.; RAJENDRAN C.; FERREIRA L.R.; MARTINS J.; KWOK O.C.; HILL DE.; VILLENA I.; ZHOU H.; SU C.; JONES J.L. High prevalence and genotypes of *Toxoplasma gondii* isolated from goats, from a retail meat store, destined for human consumption in the USA. **Int J Parasitol**. v.41(8), p.827-33, 2011.

DUBEY J.P.; SCHARES G. Neosporosis in animals--the last five years. **Vet Parasitol**.v.4, n.180(1-2), p.90-108, 2011.

DUBEY J.P.; SCHARES G.; ORTEGA-MORA L. Epidemiology and control of neosporosis and *Neospora caninum*. **Clin microbiol rev** v.20(2), p.323-67, 2007.

DUBEY J.P.; SREEKUMAR C. Redescription of *Hammondia hammondi* and its differentiation from Toxoplasma gondii. **Int J Parasitol**. v.33(13), n.1437-53. 2003.

DUBEY J.P.; SREEKUMAR C.; KNICKMAN E.; MISKA K.B.; VIANNA M.C.; KWOK O.C.; HILL D.E.; JENKINS M.C.; LINDSAY D.S.; GREENE C.E. Biologic, morphologic, and molecular characterisation of *Neospora caninum* isolates fromlittermate dogs**. Int J Parasitol**. v.34(10), p.1157-67, 2004.

DUBEY, J. P. Oocyst shedding by cats fed isolated bradyzoites and comparison of infectivity of bradyzoites of the VEG strain Toxoplasma gondii to cats and mice. **J Parasitol**. v. 87, p.215-219, 2001.

DUBEY, J.P. Reshedding of *Toxoplasma* oocysts by chronically infected cats. **Nature**.v. 262, p.213–214. 1976.

DUBEY, J.P. The history and life cycle of *Toxoplasma gondii*. *Toxoplasma gondii*. **Academic Press**. p.1-19, 2020.

DUBEY, J.P.; BARR, B.C.; BARTA, J.R.; BJERKÅS, I.; BJÖRKMAN, C.; BLAGBURN, B.L.; BOWMAN, D.D.; BUXTON, D.; ELLIS, J.T.; GOTTSTEIN, B.; HEMPHILL, A.;

HILL, D.E.; HOWE, D.K.; JENKINS, M.C.; KOBAYASHI, Y.; KOUDELA, B.; MARSH, A.E.; MATTSSON, J.G.; MCALLISTER, M.M.; MODRÝ, D.; OMATA, Y.; SIBLEY, L.D.; SPEER, C.A.; TREES, A.J.; UGGLA, A.; UPTON, S.J.; WILLIAMS, D.J.; LINDSAY, D.S. Redescription of *Neospora caninum* and its differentiation from related coccidia. **Int J Parasitol**. v. 32(8), p.929-46, 2002.

DUBEY, J.P.; BUXTON, D.; WOUDA, W. Pathogenesis of bovine neosporosis. **J Comp Pathol**. v.134(4), p.267-89. 2006.

DUBEY, J.P.; CARPENTER, J.L.; SPEER, C.A.; TOPPER, M.J.; UGGLA, A. Newly recognized fatal protozoan disease of dogs. **J Am Vet Med Assoc**. v. 1, n.192(9), p.1269-85,1998.

DUBEY, J.P.; CERQUEIRA-CÉZAR, C.K.; MURATA, F.H.A.; KWOK, O.C.H.; YANG, Y.R.; SU, C. All about toxoplasmosis in cats: the last decade. **Vet Parasitol**. v.283, p.109145, 2020.

DUBEY, J.P.; DOROUGH, K.R.; JENKINS, M.C.; LIDDELL, S.; SPEER, C.A.; KWOK, O.C.; SHEN, S.K. Canine neosporosis: clinical signs,

DUBOIS, D.J.; SOLDATI-FAVRE, D. Biogenesis and secretion of micronemes in Toxoplasma gondii. **Cell Microbiol**. v.21(5), p.e13018, 2019.

EDWARDS, J.F.; DUBEY, J.P. Toxoplasma gondii abortion storm in sheep on a Texas farm and isolation of mouse virulent atypical genotype *T. gondii* from an aborted lamb from a chronically infected ewe**. Vet Parasitol**. v.18, n.192(1-3), p.129-36. 2013.

EKMAN, C.C.; CHIOSSI, M.F.; MEIRELES, L.R.; ANDRADE, JÚNIOR H.F.; FIGUEIREDO, W.M.; MARCIANO, M.A, LUNA, E.J. Case-control study of an outbreak of acute toxoplasmosis in an industrial plant in the state of São Paulo, Brazil.**Rev Inst Med Trop**. v.54(5), n.239-44, 2012.

ELLIS, W.A. Animal leptospirosis. **Curr Top Microbiol Immunol**. v.387, p.99-137, 2015.

ENE, L.; MARCOTTE, T.D.; UMLAUF, A. Latent toxoplasmosis is associated with neurocognitive impairment in young adults with and without chronic HIV infection. **J Neuroimmunol**. v. 299, p.1-7, 2016

ENGLISH, E.D.; ADOMAKO-ANKOMAH, Y.; BOYLE, J.P. Secreted effectors in *Toxoplasma gondii* and related species: determinants of host range and pathogenesis? **Parasite Immunol**. v.37(3), p.127-40, 2015.

ENGLISH, E.D.; STRIEPEN, B. The cat is out of the bag: How parasites know their hosts. **PLoS Biol**. v. 5, n.17(9), p.e3000446, 2019.

ESTEVA, L.; VARGAS, C.; VARGAS DE LEÓN, C. The role of asymptomatics and dogs on leishmaniasis propagation. **Math Biosci**. v.293, p.46-55, 2017.

EVANS, J.; LEVESQUE, D.; SHELTON, G.D. Canine inflammatory myopathies: a clinicopathologic review of 200 cases. **J Vet Intern Med**. v.18(5), p.679-91, 2004.

FALLAHI, S.; ROSTAMI, A, Nourollahpour Shiadeh M, Behniafar H, Paktinat S. An updated literature review on maternal-fetal and reproductive disorders of *Toxoplasma gondii* infection. **J Gynecol Obstet Hum Reprod**. v.47(3), p.133-140, 2018.

FAO/WHO [Food and Agriculture Organization of the United Nations/World Health Organization], 2014. Multicriteria-based ranking for risk management of food-borne parasites. In: Microbiological Risk Assessment Series No. 23. Rome.

FAOSTAT, 2011. Food and Agriculture Organization of the United Nations: FAOSTAT Database. FAO Statistical Databases. Availableat: http://faostat.fao.org.

FELZEMBURGH, R.D.; RIBEIRO, G.S.; COSTA, F.; REIS, R.B.; HAGAN, JE.; MELENDEZ, AX.; FRAGA, D.; SANTANA, F.S.; MOHR, S.; DOS SANTOS, B.L.; SILVA, A.Q.; SANTOS, A.C.; RAVINES, R.R.; TASSINARI, W.S.; CARVALHO, M.S.; REIS, M.G.; KO, AI. Prospective study of leptospirosis transmission in an urban slum community: role of poor environment in repeated exposures to the *Leptospira* agent. **PLoS Negl Trop Dis**. v.29, n.8(5), p.2927, 2014.

FERNANDES, L.G.; SIQUEIRA, G.H.; TEIXEIRA, A.R.; SILVA, L.P.; FIGUEREDO J.M.; COSATE, M.R.; VIEIRA, M.L.; NASCIMENTO, A.L. Leptospira spp.: Novel insights into host-pathogen interactions. **Vet Immunol Immunopathol**. v.176, p.50-7, 2016.

FERREIRA, F.; MIURA, A.C.; MARTINS, F.D.C.; CALDART, E.T.; BIONDO, A.W.; FREIRE, R.L.; MITSUKA-BREGANÓ, R.; NAVARRO, I.T. Socioeconomic vulnerability associated *to Toxoplasma gondii* exposure in southern Brazil. **PLoS One**.v.14, n.14(2), p. e0212375, 2019.

FILHO, P.C.G.A.; OLIVEIRA, J.M.B.; ANDRADE, M.R.; SILVA, J.G.; KIM, P.C.P.; ALMEIDA, J.C.; PORTO, W.J.N.; MOTA, R.A. Incidence and vertical transmission rate of *Neospora caninum* in sheep. **Comp Immunol Microbiol Infect Dis**. v.52, p.19-22. 2017.

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION: The pro-Poor Livestock Policy Initiatives: A living from Livestock Rome; 2004.

FOUTS, D.M.A.; ADHIKARLA, H.; ADLER, B.; AMORIM-SANTOS, L.; BERG DE BULACH, D.; BUSCHIAZZO, A.; CHANG, Y.F.; GALLOWAY, R.L.; HAAKE, D.A.H.; HARTSKEERL, R.; KO, A.I.; LEVETT, P.N.; MATSUNAGA, J.; MECHALY, A.E.; MONK, J.M.; NASCIMENTO, A.L.; NELSON, K.E.; PALSSON, B.; PEACOCK, S.J.; PICARDEAU, M.; RICALDI, J.N.; THAIPANDUNGPANIT, J.; WUNDER, E.A.JR.; YANG, X.F.; ZHANG, J.J.; VINETZ, J.M. What Makes a Bacterial Species Pathogenic?Comparative Genomic Analysis of the Genus *Leptospira*. **PLoS Negl Trop Dis**. v.18, n.10(2), p.0004403, 2016.

FREITAS, D.S.C.; SILVA, R.E.; COSTA, J.O.J.; MARKUS, D.V.; SOARES, H.S.; MINERVINO, A.H.H.; LIMA, J.T.R.; GENNARI, S.M.; MARCILI, A. First molecular-based detection study of *Leishmania infantum* in the Tapirapé indigenous population in the Brazilian Amazon. **Braz J Med Biol Res**. v.4, n.55, p.11654, 2022**a**

FREITAS-JUNIOR, L.H.; CHATELAIN, E.; KIM, H.A.; SIQUEIRA-NETO, J.L. Visceral

leishmaniasis treatment: What do we have, what do we need and how to deliver it? **Int J Parasitol Drugs Drug Resist**. 2012 Jan 28; 2:11-9. doi: 10.1016/j.ijpddr.2012.01.003. PMID: 24533267; PMCID: PMC3862432, 2012.

FRÉNA, L.K.; DUBREMETZ, J.F.; LEBRUN, M.; SOLDATI-FAVRE, D. Gliding motility powers invasion and egress in Apicomplexa. **Nat Rev Microbiol**. v.15(11), p.645-66, 2017.

FRÍAS, L.; LELES, D.; ARAÚJO, A. Studies on protozoa in ancient remains--a review. **Mem Inst Oswaldo Cruz**. v.108(1), p.1-12.; 2013.

FUX, B.; NAWAS, J.; KHAN, A.; GILL, D.B.; SU, C.; SIBLEY, L.D. *Toxoplasma gondii* strains defective in oral transmission are also defective in developmental stage differentiation. **Infect Immun**. v.75(5), p.2580-90, 2007.

GALE, S.D.; ERICKSO, L.D.; BROW, B.L.; HEDGES, D.W. Examining the Relationship between *Toxoplasma gondii* and Seropositivity and Serointensity and Depression in Adults from the United Kingdom and the United States: A Cross-Sectional Study. **Pathogens.** v. 10(9), p.1101, 2021.

GALVÃO, C.M.; REZENDE-GONDIM, M.M.; CHAVES, A.C.; SCHARES, G.; RIBAS, JR.; GONDIM, L.F. Brazilian donkeys (Equus asinus) have a low exposure to *Neospora* spp. **Rev Bras Parasitol**. v.24(3). p.340-4, 2015.

GAO, X.; WANG, H.; WANG, H.; XIAO, J. Use and soil contamination with *Toxoplasma gondii* oocysts in urban areas. **Sci Total Environ**. v.568, p.1086-1091, 2016.

GARBA, B.; BAHAMAN, A.R.; BEJO, S.K.; ZAKARIA, Z.; MUTALIB, A.R.; BANDE, F. Major epidemiological factors associated with leptospirosis in Malaysia. **Acta Trop**. v.178, p.242-247, 2018

GARCÍA-SÁNCHEZ, M.; MORENO-GONZALO, J.; GONZÁLEZ-WARLETA, M.; MEZO, M.; ORTEGA-MORA, L.M.; REGIDOR-CERRILLO, J. Isolation, and genetic characterization of *Neospora caninum* from naturally infected sheep. **Vet Parasitol**. v.280, p.109091, 2020.

GASPAR, L. **Índios em Pernambuco**, Fundação Joaquim Nabuco, Recife. Disponível em: <http://basilio.fundaj.gov.br/pesquisaescolar/>. Acesso em: 23 junho.2020.

GAY, N.; SOUPÉ-GILBERT, M.E.; GOARANT, C. Though not reservoirs, dogs might transmit *Leptospira* in New Caledonia. **Int J Environ Res Public Health**. v.17, n.11(4), p.4316-25, 2014.

GHAREKHANI, J.; YAKHCHALI, M.; ESMAEILNEJAD, B.; MARDANI, K.; MAJIDI, G.; SOHRABI, A.; BERAHMAT, R.; HAZHIR ALAEI, M. Seroprevalence and Risk Factorsof Neospora caninum and *Toxoplasma gondii* in Small Ruminants in Southwest of Iran. **Arch Razi Inst**. v.73(4), p.305-310. 2018.

GIRAUD, E.; MARTIN, O.; YAKOB, L.; ROGERS, M. Quantifying *Leishmania* Metacyclic Promastigotes from Individual Sandfly Bites

Reveals the Efficiency of Vector Transmission. **Commun Biol**. v.28, n.2, p.84, 2019.

GOLDSTEIN, S.F.; CHARON, N.W. Multiple-exposure photographic analysis of a motile spirochete. **Proc Natl Acad Sci U S A**. v.87(13), p.4895-9, 1990.

GONCALVES, G.M.S. Uso de agrotóxicos e a relação com a saúde na etnia Xukuru do Ororubá, Pernambuco, Brasil. **Saude soc.** v. 21, n. 4, p. 1001-1012, Dec. 2012.

GONDIM, L.F.; ABE-SANDES, K.; UZÊDA, R.S.; SILVA, M.S.; SANTOS, S.L.; MOTA, R.A.; VILELA, S.M.; GONDIM, L.F. *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* in sparrows (*Passer domesticus*) in the Northeast of Brazil. **Vet Parasitol**. v.26, n.168(1-2), p.121-4, 2010.

GONDIM, L.F.; MCALLISTER, M.M.; GAO, L. Effects of host maturity and prior exposure history on the production of *Neospora caninum* oocysts by dogs. **Vet Parasitol**. v.25, n.134(1-2), p.33-9. 2005.

GONDIM, L.F.; MCALLISTER, M.M.; PITT, W.C.; ZEMLICKA, D.E. Coyotes (Canis latrans) are definitive hosts of *Neospora caninum*. **Int J Parasitol**. v.34(2), p.159-61, 2004.

GONDIM, L.F.; SARTOR, I.F.; HASEGAWA, M.; YAMANE, I. Seroprevalence of *Neospora caninum* in dairy cattle in Bahia, Brazil. **Vet Parasitol.** v.15, n.86(1), p.71-5.1999.

GONZÁLEZ-WARLETA M.; CASTRO-HERMIDA J.A.; REGIDOR-CERRILLO J.; BENAVIDES J.; ÁLVAREZ-GARCÍA G.; FUERTES M.; ORTEGA-MORA L.M.; MEZO M. *Neospora caninum* infection as a cause of reproductive failure in a sheep flock. **Vet Res**. v.26, n.45(1), p.88, 2014.

GOODSWEN S.J.; KENNEDY P.J.; ELLIS J.T. A review of the infection, genetics, andevolution of *Neospora caninum*: from the past to the present. **Infect Genet Evol**. v.13,p.133-50, 2013.

GOVERNO DO ESTADO DO RIO GRANDE DO SUL/CENTRO ESTADUAL DE VIGILÂNCIA EM SAÚDE/SUPERINTENDÊNCIA DE VIGILÂNCIA EM SAÚDE. **Relatório de Atualização de Investigação de Surto.** Rio Grande do Sul, Brasil. https://www.cevs.rs.gov.br/inicial.http://www.santamaria.rs.gov.br/docs/noticia/2018/10/D19-1566, 2018.

GRACEY M.; KING M. Indigenous health part 1: determinants and disease patterns. **Lancet**. v.374(9683), p.65–75, 2009.

GRACIE R.; XAVIER D.R.; MEDRONHO R. Inundações e leptospirose nos municípios brasileiros no período de 2003 a 2013: utilização de técnicas de mineração de dados [Floods and leptospirosis in Brazilian municipalities from 2003 to 2013: use of data mining techniques]. **Cad Saude Publica**. v.14, n.37(5), p.e00100119, 2021.

GRÜNEWALD, R.D.A. Toré e Jurema: emblemas indígenas no Nordeste do Brasil. **Ciência e Cultura**. v.*60*(4), p.43-45, 2008.

GUERNIER V.; GOARANT C.; BENSCHOP J.; LAU CL. A systematic review of human and animal leptospirosis in the Pacific Islands reveals pathogen and reservoir diversity. **PLoS Negl Trop Dis**. v.14, n.12(5), p.e0006503, 2018

GUERRA MA. Leptospirosis: public health perspectives. **Biologicals**. v.41(5), p.295-7, 2013.

GUGLIELMINI J.; BOURHY P.; SCHIETTEKATTE O.; ZININI F.; BRISSE S.; PICARDEAU M. Genus-wide *Leptospira* core genome multilocus sequence typing for strain taxonomy and global surveillance. **PLoS Negl Trop Dis**. v.26, n.13(4), n. e0007374, 2019.

GUIMARÃES, V.P.; DE LUCENA, C.C.; FACÓ, O.; BOMFIM, M.A.D.; LARANJEIRA, F.F.; DUBEUF, J.P. The future of small ruminants in Brazil: lessons from the recent period and scenarios for the next decade. **Small Rumint Res**. p.106651, 2022.

GUO, M.; DUBEY, J.P.; HILL, D.; BUCHANAN, R.L.; GAMBLE, H.R.; JONES, J.L.; PRADHAN, AK. Prevalence and risk factors for Toxoplasma gondii infection in meat animals and meat products destined for human consumption. **J Food Prot**.v.78(2), p.457-7, 2015.

GUTIÉRREZ-OCAMPO, E.; VILLAMIZAR-PEÑA, R.; CORTES-BONILLA, I.; GARCÍA-ZULUAGA, L.M.; HOLGUIN-RIVERA, Y.; OSPINA-ARZUAGA, H.D.; CARDONA-TRUJLLO, M.C.; TREJOS-MENDOZA, A.E.; PEREZ-VARGAS, S.; ARTEAGA-LIVIAS, K.; ZAMBRANO, L.I.; BONILLA-ALDANA, D.K.; PEREZ-GARCIA,L.A.; HERNANDEZ-PEREIRA, C.E.; RODRIGUEZ-MORALES, A.J.; PANIZ-MONDOLFI, A.; DELGADO, O.M. Human visceral leishmaniasis prevalence by different diagnostic methods in Latin America: a systematic review and meta-analysis.v.1, n.29(2), p.199-208, 2021.

GUZMAN-BARRAGAN, B.L.; MARTÍNEZ-RODRÍGUEZ, L.C.; TOBÓN-TORREGLOSA, J.C.; TAFUR-GÓMEZ, G.A. Seroprevalence and risk factors for *Leptospira* spp. in small ruminants of semi-arid zone in northeastern Colombia. **Trop Anim Health Prod.** v.10, n.54(1), p.10, 2021.

HAAKE, D.A.; LEVETT, P.N. Leptospirosis in humans. **Curr Top Microbiol Immunol**. v.387, p.65-97, 2015.

HAHN, A.; PODBIELSKI, A.; MEYER, T.; ZAUTNER, A.E.; LODERSTÄDT, U.; SCHWARZ, N.G.; KRÜGER, A.; CADAR, D.; FRICKMANN, H. On detection thresholds-a review on diagnostic approaches in the infectious disease laboratory and the interpretation of their results. **Acta Trop**. 2020. v.205, p.105377, 2020.

HAJI, H.M.R.; REZAEI, S.; GHADRDAN, M.A.R.; GHORBANPOOR, M. The role of small ruminants in the epidemiology of leptospirosis. **Sci Rep**. v.9, n.12(1), p.2148, 2022.

HALONEN, S.K.; WEISS, L.M. Toxoplasmosis. **Handb Clin Neurol**. v.114, p.125-45, 2013.

HAMILTON, C.M.; BLACK, L.; OLIVEIRA, S.; BURRELLS, A.; BARTLEY, P.M.;

MELO,R.P.B.; CHIANINI, F.; PALAREA-ALBALADEJO, J.; INNES, E.A.; KELLY, P.J.; KATZER, F. Comparative virulence of Caribbean, Brazilian and European isolates of *Toxoplasma gondii.* **Parasit Vectors**. v.14, n.12(1), p.104, 2019.

HAMPTON, M.M. Congenital Toxoplasmosis: **A Review. Neonatal Netw.** v.34(5), p.274-8, 2015.

HARTSKEERL, R.A.; COLLARES-PEREIRA, M.; ELLIS, W.A**.** Emergence, control and re-emerging leptospirosis: dynamics of infection in the changing world. **Clinic microbiol and infect**. v.1, n.17(4), p.494-501. 2011.

HATTEL, A.L.; CASTRO, M.D.; GUMMO, J.D.; WEINSTOCK, D.; REED, J.A.; DUBEY, J.P. Neosporosis-associated bovine abortion in Pennsylvania. **Vet Parasitol**. v.31, n.74(2-4), p.307-13, 1998.

HAVELAAR, A.H..; HAAGSMA, J.A..; MANGEN, M.J..; KEMMEREN, J.M..; VERHOEF, L.P..; VIJGEN, S. M.; WILSON, M., FRIESEMA, I.H.; KORTBEEK, L.M., VAN DUYNHOVEN, Y.T., VAN PELT, W., 2012. Disease burden of foodborne pathogens in the Netherlands**. Int. J. Food Microbiol**. v.156, p.231–238, 2012.

Health Canada. Aboriginal health. 2005 [12/06/2016]; Available from: http:// www.hc-sc.gc.ca/hcs-sss/pubs/system-regime/2005-blueprint-plan-aborauto/fs-fi-03-eng.php. Acesso em setembro 2021.

HECKER, Y.P.; MORRELL, E.L.; FIORENTINO, M.A.; GUAL I.; RIVERA, E.; FIORANI, F.; DORSCH, M.A.; GOS, M.L.; PARDINI, L.L.; SCIOLI, M.V.; MAGARIÑOS, S.; PAOLICCHI, FA.; CANTÓN, G.J.; MOORE, D.P. Ovine Abortion by *Neospora caninum*: First Case Reported in Argentina. **Acta Parasitol**. v.64, n.4, p.950-955, 2019.

HEINTZELMAN, M.B. Gliding motility in apicomplexan parasites. **Semin Cell Dev Biol**. v.46, p.135-42, 2015

HERNANDEZ J.; RISCO, C.; DONOVAN, A. Risk of abortion associated with *Neospora caninum* during different lactations and evidence of congenital transmission in dairy cows. **J Am Vet Med Assoc**. v.15, n.221(12), p.1742-6, 2002.

HERRERA, G.; BARRAGÁN, N.; LUNA, N.; MARTÍNEZ, D.; DE MARTINO, F.; MEDINA, J.; NIÑO, S.; PÁEZ, L.; RAMÍREZ, A.; VEJA, L.; VELANDIA, V.; VERA, M.; ZÚÑIGA, M.F.; BOTTIN, M.J.; RAMÍREZ, J.D. AN interactive database of *Leishmania* species distribution in the Americas. **Sci Data**. v.3, n.7(1), p.110, 2020.

HIDE, G. Role of vertical transmission of Toxoplasma gondii in prevalence of infection. **Expert Rev Anti Infect Ther**. v.14(3), p.335-44, 2016.

HIGINO, SS.; SANTOS, FA.; COSTA, DF.; SANTOS, CS.; SILVA, ML.; ALVES, CJ.; AZEVEDO, SS. Flock-level risk factors associated with leptospirosis in dairy goats in a semiarid region of Northeastern Brazil. **Prev Vet Med**. v.1, n.109(1-2), p.158-61, 2013.

HILL, D.; DUBEY, J.P. *Toxoplasma gondii*: transmission diagnosis, and prevention. **Clin Microbiol Infect**. v.8(10), p.634-40, 2002.

HIMSWORTH, C.G.; JARDINE, C.M.; PARSONS, K.L.; FENG, A.Y.; PATRICK, D.M. The characteristics of wild rat (*Rattus* spp.) populations from an inner-city neighborhood with a focus on factors critical to the understanding of rat-associated zoonoses. **PLoS One**. v.19, n.9(3), p.e91654, 2014.

HOMAN, WL.; LIMPER, L.; VERLAAN, M.; BORST, A.; VERCAMMEN, M.; VAN, KNAPEN F. Comparison of the internal transcribed spacer. ITS 1, from Toxoplasma gondii isolates and *Neospora caninum*. **Parasitol Res**. v.83(3), p.285-9, 1997.

HORTUA, TRIANA, M.A.; MÁRQUEZ-NOGUERAS, K.M.; VELLA, S.A.; MORENO, S.N.J. Calcium signaling and the lytic cycle of the Apicomplexan parasite *Toxoplasma gondii*. **Biochim Biophys Acta Mol Cell Res**. v.1865(11 Pt B), p.1846-1856, 2018.

HOSODA, T.; MIKITA, K.; ITO, M.; NAGASAKI, H.; SAKAMOTO, M. Cerebral toxoplasmosis with multiple hemorrhage lesions in an HIV infected patient: A case report and literature review. **Parasitol Int**. v.81. p.102280, 2021.

HOTEZ, P.J. Neglected infections of poverty among the indigenous peoples of the arctic. **PLoS Negl Trop Dis**. v.26, n.4(1), p.e606, 2010.

HOVIND-HOUGEN, K., 1979. *Leptospiraceae*, a new family to include Leptospira Noguchi 1917 and Leptonema **gen. nov. Int. J. Syst. Bacteriol**. v.29, p.245 – 251, 1917.

HOWE, D.K.; CRAWFORD, A.C.; LINDSAY, D.; SIBLEY, L.D. The p29 and p35 immunodominant antigens of *Neospora caninum* tachyzoites are homologous to the family of surface antigens of *Toxoplasma gondii*. **Infect Immun**. v.66(11), p.5322-8, 1998.

HOWE, DK.; SIBLEY, LD. Development of molecular genetics for *Neospora caninum:* A complementary system to *Toxoplasma gondii*. **Methods**. v.13(2), p.123-33, 1997.

INADA, R.; IDO, Y.; HOKI, R.; KANEKO, R.; ITO, H. The Etiology Mode of Infection, and Specific Therapy of Weil's Disease (*Spirochaetosis icterohaemorrhagica*). **J Exp Med**. v.1, n.23(3), p.377-402, 1916.

Indian Health Service. Disparities 2015 [14/04/2016] Available from: http:// www.ihs.gov/newsroom/factsheets/disparities/.

INNES E.A.; HAMILTON, C.; GARCIA, J.L.; CHRYSSAFIDIS, A.; SMITH D. A one health approach to vaccines against *Toxoplasma gondii*. **Food Waterborne Parasitol**. v.18, n.15, p.e00053. Erratum in: **Food Waterborne Parasitol**. v.15; n.21, p.00105, 2019.

INNES, EA. A brief history and overview of *Toxoplasma gondii*. **Zoonoses Public Health**. v.57(1), p.1-7, 2010.

INSTITUTO SOCIOAMBIENTAL. Povos indígenas do Brasil, 2006–2010. ISA; 2011. Disponível em: https://acervo. socioambiental.org/index.php/ acervo/livros/povos-indigenas-nobrasil-2006-2010. Acesso: 22 de abril de 2020.

IZADYAR, A.B.D.; NIKFARJAM, B.; ESMAEILI, R.A.R.; ALIZADEH, S.A.; HEYDARIAN, P.; SARAEI, M. A serologic study on *Toxoplasma gondii* infection in slaughtered sheep and goats in Qazvin Province, Iran. **Trop Anim Health Prod**. v.51(5), p.1289-1293, 2019.

IZQUIERDO-RODRÍGUEZ, E.; FERNÁNDEZ-ÁLVAREZ, Á.; MARTÍN-CARRILLO, N.;MARCHAND, B.; FELIU, C.; MIQUEL, J.; FORONDA, P.; QUILICHINI, Y. Pathogenic *Leptospira* species in rodents from Corsica (France). **PLoS One**. v.5, n.15(6), p. e0233776, 2020.

JEFFERS, V.; TAMPAKI, Z.; KIM K.; SULLIVAN, W.J JR. A latent ability to persist differentiation in *Toxoplasma gondii*. **Cell Mol Life Sci**. v.75(13), p.2355-2373, 2018.

JENKINS, M.C.; CAVER, J.A.; BJÖRKMAN, C.; ANDERSON, T.C.; ROMAND, S.; VINYARD, B.; UGGLA, A.; THULLIEZ, P.; DUBEY, J.P. Serological investigation of an outbreak of *Neospora caninum*-associated abortion in a dairy herd in southeastern United States. **Vet Parasitol**. v.20, n.94(1-2), p.17-26, 2000.

JEWELL, M.L.; FRENKEL, J.K.; JOHNSON, K.M.; REED, V.; RUIZ, A. Development of *Toxoplasma* oocysts in neotropical felidae. **Am. J. Trop. Med Hyg**. v.21, p.512–517, 1972.

JIMÉNEZ, J.I.S.; MARROQUIN, J.L.H.; RICHARDS, G.A.; AMIN, P. Leptospirosis: Report from the task force on tropical diseases by the World Federation of Societies of Intensive and Critical Care Medicine. **J Crit Care**. v.43, p.361-365, 2018.

JOHNSON, A.M. Is there more than one species in the genus *Toxoplasma*?? **Tokai J Exp Clin Med**. v.23(6), p.383-9, 1998.

JONAS, W.B.; WELTON, B.O.; JAEL, M.A.; ESTELA, M.L.M. Promoção da saúde na comunidade indígena Pankararu Health promotion in the Pankararu indigenous community Promoción de la salud en la comunidad indígena Pankararu Monteiro **Revis Brasil enfermag**, 2012.

JONES, BA.; BETSON, M.; PFEIFFER, D.U. Eco-social processes influencing infectious disease emergence and spread. **Parasitol**. v.144(1), p.26-36, 2017.**a**

JONES**B,** J.; LOPEZ, A.; WILSON, M. Congenital toxoplasmosis. **Am Fam Physician**. v.15, n.7(10), p.2131-8, 2003.

KARAKUŞ, M.; ÖKTEM, MA.; SÖZEN, M.; MATUR, F.; ÇOLAK, F.; NALÇAC, I.M.; ÖZBEL, Y.; TÖZ, S. First molecular detection and identificationof *Leishmania* species in small wild rodents from Turkey. **Parasitol**. v.147(10), p.1088-1093, 2020.

KARPAGAM, K.B.; GANESH, B. Leptospirosis: a neglected tropical zoonotic infection of public health importance-an updated review. **Eur J Clin Microbiol Infect Dis**. v.39(5), p.835-846, 2020.

KASZAK, I.; PLANELLAS, M.; DWORECKA-KASZAK, B. Canine leishmaniosis - an emerging disease. **Ann Parasitol**. v.61(2), p.69-76, 2015.

KATRIS, N.J.; VAN DOOREN, G.G.; MCMILLAN, P.J.; HANSSEN, E.; TILLEY, L.; WALLER, R.F. The apical complex provides a regulated gateway for secretion of invasion factors in *Toxoplasma*. **PLoS Pathog**. v.17, n.10(4), p.e1004074, 2014.

KHALIL, H.; SANTANA, R.; DE OLIVEIRA, D.; PALMA, F.; LUSTOSA, R.; EYRE, M.T.; CARVALHO-PEREIRA, T.; REIS, M.G.; KO, A.I.; DIGGLE, P.J.; ALZATE LOPEZ, Y.; BEGON, M.; COSTA, F. Poverty, sanitation, and *Leptospira* transmission pathways in residents from four Brazilian slums. **PLoS Negl Trop Dis**. v.31, n.15(3), p.e0009256, 2021.

KHAN, K.; KHAN, W. Congenital toxoplasmosis: An overview of the neurological and ocular manifestations. **Parasitol Int**. v.67(6), p.715-721, 2018.

KIEFFER, F.; WALLON, M. Congenital toxoplasmosis. **Handb Clin Neurol**. 2013; v.112, p.1099-101, 2013.

KING, J.S.; BROWN, G.K.; JENKINS, D.J.; ELLIS, J.T.; FLEMING, P.J.; WINDSOR, P.A.; SLAPETA, J. Oocysts and high seroprevalence of *Neospora caninum* in dogs living in remote Aboriginal communities and wild dogs in Australia. **Vet Parasitol**. v.8, n.187(1-2), p.85-92, 2012.

KING, J.S.; JENKINS, D.J.; ELLIS, J.T.; FLEMING, P.; WINDSOR, P.A.; ŠLAPETA, J. Implications of wild dog ecology on the sylvatic and domestic life cycle of *Neospora caninum* in Australia. **Vet J**. v.188(1). p.24-33, 2011.

KIRMAYER, L.J.; BRASS, G. Addressing global health disparities among Indigenous peoples. **Lancet**. v.9, n.388(10040), p.105-6, 2016.

KITAMURA H, HARA H. Ueber den Erreger von “Akiyami”. **Tokyo Med J**. 1918. v.2056, p.57, 2018.

KNAUS, B.U.; BAUERMEISTER, C.D. Biologie, Epidemiologie und Pathobiologie von *Toxoplasma gondii* [Biology, epidemiology and pathobiology of *Toxoplasma gondii* (Nicolle and Manceaux 1908)]. **Kinder Prax**. v.55(11), p.523-8, 1987.

KO, A.I.; GOARANT, C.; PICARDEAU, M. *Leptospira*: the dawn of the molecular genetics’ era for an emerging zoonotic pathogen. **Nat Rev Microbiol**. v.7(10), p.736-47, 2009.

KOTA, AS.; SHABBIR, N. Congenital Toxoplasmosis. In: StatPearls [Internet]. Treasure Island (FL): StatPearls Publishing, 2021. Disponível em: https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/31424812/. Acesso em: setembro, 2021.

KRUSOR, C.; SMITH, W.A.; TINKER, M.T.; SILVER, M.; CONRAD, P.A.; SHAPIRO, K. Concentration and retention of *Toxoplasma gondii* oocysts by marine snails demonstrate a novel mechanism for transmission of terrestrial zoonotic pathogens in coastal ecosystems. **Environmental Microbiology**. v.17 p. 4527-4537, 2015.

KUMAR, R.; ENGWERDA, C. Vaccines to prevent leishmaniasis. **Clin Transl Immunology**. v.4, n.3(3), p.e13, 2014.

LABOUDI, M. Review of toxoplasmosis in Morocco: seroprevalence and risk factors

for *Toxoplasma* infection among pregnant women and HIV- infected patients. **Pan Afr Med J.** v.27, p.269. 2017.

LANOTTE, G.; RIOUX, J.A.; MAAZOUN, R.; PASTEUR, N.; PRATLONG, F.; LEPART J. Application de la méthode numérique à la taxonomie du genre Leishmania Ross 1903. A propos de 146 souches originaires de l'Ancien Monde. Utilisation des allozymes. Corollaires épidémilogiques et phylétiques [The application of a numerical method to the taxonomy of the genus *Leishmania* Ross, 1903, --The recognition of 146 original lines in the Old World. Use of allozymic characters. Epidemiological and phyletic significance (author's transl)]. **Ann Parasitol Hum Comp**. v.56(6), p.575-91, 1981.

LAU C.L.; SMYTHE L.D.; CRAIG S.B.; WEINSTEIN P. Climate change, flooding, urbanisation and leptospirosis: fuelling the fire? **Trans R Soc Trop Med Hyg**. v.04(10), p.631-8, 2010.

LEAL, C.; ANDRADE, L.E. (Orgs.). Guerreiras: a força da mulher indígena. Olinda, **Centro Luiz Freire**. p.8, 2013.

LEGNANI S.; PANTCHEV N.; FORLANI A.; ZINI E.; SCHARES G.; BALZER J.; ROCCABIANCA P.; FERRI F.; ZANNA G. Emergence of cutaneous neosporosis in a dog receiving immunosuppressive therapy: molecular identification and management. **Vet Dermatol**. v.27(1), p.49-e14, 2016

LEISHMAN, W. B. (1903). On the possibility of the occurrence of trypanosomiasis in India. **BMJ**. v.1, p.1252–1254. CrossRefGoogle Scholar

Leishmaniose visceral. Brasília: Ministério da Saúde. Available: http://portal.saude.gov.br/portal/arquivos/pdf/manual_leish_visceral2006.pdf. [Acesso em 17 de abril de 2022].

LEVETT, P.N. Leptospirosis. Clin Microbiol Ver. v.14(2), p.296-326, 2001.

LEVETT, P.N. Systematics of *leptospiraceae.* **Curr Top Microbiol Immunol**. v.387, p.11-20, 2015 LEVINE, N.D. Tazonomy of *Toxoplasma*. **J Protozool**. v.24(1), p.36-41, 1977. LEWIS, D.J.; YOUNG D.G.; FAIRCHILD G.B.; MINTER D.M. Proposals for a stable classification of the phlebotomine sandflies (*Diptera:* Psychodidae**). Syst Entomol**. v.*2*(4), pp.319-331, 1977.

LI, Y.; ZENG, Y.M.; LIU, M.; LU, Y.Q.; LIU, X.Y.; ZHANG, Y.L.; JIANG, Z.S.; YANG, T.T.; SUN, Y.; LAN, K, CHEN, Y.K. Development of a risk scoring system for prognostication in HIV-related *toxoplasma* encephalitis. **BMC Infect Dis**. v.4, n.20(1), p.923, 2020.

LILENBAUM, W.; MARTINS, G. Leptospirosis in cattle: a challenging scenario for the understanding of the epidemiology. **Transbound Emerg Dis**. v.1, p.63-8, 2014.

LIMA, D.C.V.; MAGALHÃES, F.J.R.; ANDRADE, M.R.; SILVA, J.G.D.; MORAIS, E.G.F.; FILHO, C.D.F.L.; PORTO, W.J.N.; MOTA, R.A. Anti-*Neospora caninum* antibodies in feral cats on the Island of Fernando de Noronha, Brazil. **Acta Parasito**l. v.25, n.63(3), p.645-646, 2018.

LIMA, J.T.; GENNARI, S.M.; SOARES, H.S.; MINERVINO, A.H.; MALHEIROS, A.F.; MARQUES, F.S.; LAURENTI, M.D.; MACHADO, R.Z.; MARCILI, A.; LABRUNA, M.B.; SOARES, R.M. Serodiagnosis of visceral and cutaneous leishmaniasis in human andcanine populations living in Indigenous Reserves in the Brazilian Amazon Region. **Rev Soc Bras Med Trop**. v.50(1), p.61-66, 2017.

LINDSAY, D.S.; COLLINS, M.V.; MITCHELL, S.M.; COLE, R.A.; FLICK, G.J.; WETCH, C.N.; LINDQUIST, A.; DUBEY, J.P. Sporulation and survival of *Toxoplasma gondii* oocysts in seawater. **J Eukaryot Microbiol**. v.50, p.687-8, 2003.

LINDSAY, D.S.; COLLINS, M.V.; MITCHELL. S.M.; WETCH. C.N.; ROSYPAL AC.; FLICK GJ.; ZAJAC AM.; LINDQUIST A.; DUBEY JP. Survival of *Toxoplasma gondii* oocysts in Eastern oysters (Crassostrea virginica). **J Parasitol**. v.90(5), p.1054-7, 2004.

LINDSAY, D.S.; DUBEY, J.P. Neosporosis, Toxoplasmosis, and Sarcocystosis in Ruminants: An Update. **Vet Clin North Am Food Anim Pract**. v.36(1), p.205-222, 2020.

LINDSAY, D.S.; PHELPS, K.K.; SMITH, S.A.; FLICK, G.; SUMNER, S.S.; DUBEY, J.P. Removal of *Toxoplasma gondii* oocysts from sea water by Eastern oysters (*Crassostrea virginica*). **J Eukaryot Microbiol**. v 48, p.197s-198s, 2001.

LIU, Q.; WANG, Z.D.; HUANG, S.Y.; ZHU, X.Q. Diagnosis of toxoplasmosis and typing of *Toxoplasma gondii*. **Parasit Vectors**. v.28, n.8, p.292, 2015.

LIU, Q.; XU, K.; WANG, X.; WANG, W. From SARS to COVID-19: What lessons have we learned? **J Infect Public Health**. v.13(11), p.1611-1618, 2020.

LIU, Z.K.; LI, J.Y.; PAN, H. Seroprevalence and risk factors of *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* infections in small ruminants in China. **Prev Vet Med**. v.1, n.118(4), p.488-92, 2015.

LÔBO, S.H.C. **Resolvendo seus próprios conflitos: A Construção do Sistema de Justiça Indígena Xukuru de Ororubá. Revista de Estudos e Investigações** *Antropológicas. Disponível em: <https://periodicos.ufpe.br/revistas/reia/article/view/230073/28989>. Acesso em* 26 (2018).

LOPES, A.P.; SOUSA, S.; DUBEY, J.P.; RIBEIRO, A.J.; SILVESTRE, R.; COTOVIO, M.; SCHALLIG, H.D.; CARDOSO, L.; CORDEIRO-DA-SILVA, A. Prevalence of antibodies to *Leishmania infantum* and *Toxoplasma gondii* in horses from the north of Portugal. **Parasit Vectors**. v.17 n.6, p.178, 2013.

LOPES, L.M.; MINERVINO, A.H.H.; MONGER, S.D.G.B.; SOARE, S.H.S.; PORTELA,J.M.; FERREIRA, J.I.G.D.S.; GENNARI, S.M.; PEREIRA, W.L.A. Occurrence of anti-*Toxoplasma gondii* and anti-*Neospora caninum* antibodies in pigs in the State of Pará,Brazil. Rev **Bras Parasitol Vet**. v.1, n.30(1), p.e017520, 2021.

LORENZI, H.; KHAN, A.; BEHNKE, M.S.; NAMASIVAYAM, S.; SWAPNA, L.S.; HADJITHOMAS, M.; KARAMYCHEVA, S.; PINNEY, D.; BRUNK, B.P.; AJIOKA, J.W.; AJZENBERG, D.; BOOTHROYD, J.C.; BOYLE, J.P.; DARDÉ, M.L.; DIAZ-MIRANDA,

M.A.; DUBEY, J.P.; FRITZ, H.M.; GENNARI, S.M.; GREGORY, B.D.; KIM, K.; SAEIJ, J.P.; SU, C.; WHITE, M.W.; ZHU, X.Q.; HOWE, D.K.; ROSENTHAL, B.M.; GRIGG, M.E.; PARKINSON, J.; LIU, L.; KISSINGER, J.C.; ROOS, D.S.; SIBLEY, L.D. Local admixture of amplified and diversified secreted pathogenesis determinants shapes mosaic *Toxoplasma gondii* genomes. **Nat Commun**. v.7, n.7, p.10147, 2016.

LOURIDO, S. *Toxoplasma gondii*. **Trends Parasitol**. v.35(11), p.944-945, 2019.

LOZANO, R.; NAGHAVI, M.; FOREMAN, K.; LIM, S.; SHIBUYA, K.; ABOYANS, V.; ABRAHAM, J.; ADAIR, T.; AGGARWAL, R.; AHN, SY.; ALVARADO, M.; ANDERSON, HR.; ANDERSON, L.M.; ANDREWS, K.G.; ATKINSON, C.; BADDOUR, L.M.; BARKER-COLLO, S.; BARTELS, D.H.; BELL, M.L.; BENJAMIN, E.J.; BENNETT, D.; BHALLA, K.; BIKBOV, B.; BIN, A.A.; BIRBECK, G.; BLYTH, F.; BOLLIGER, I.; BOUFOUS, S.; BUCELLO, C.; BURCH, M.; BURNEY, P.; CARAPETIS, J.; CHEN, H.; CHOU, D.; CHUGH, S.S.; COFFENG, L.E.; COLAN, S.D.; COLQUHOUN, S.; COLSON, K.E.; CONDON, J.; CONNOR, M.D.; COOPER, L.T.; CORRIERE, M.; CORTINOVIS, M.; DE VACCARO, K.C.; COUSER, W.; COWIE B.C.; CRIQUI, M.H.; CROSS, M.; DABHADKAR, K.C.; DAHODWALA, N.; DE LEO, D.; DEGENHARDT, L.;DELOSSANTOS, A.; DENENBERG, J.; DES JARLAIS, D.C.; DHARMARATNE, S.D.; DORSEY, E.R.; DRISCOLL, T.; DUBER, H.; EBEL, B.; ERWIN, P.J.; ESPINDOLA, P.; EZZATI, M.; FEIGIN, V.; FLAXMAN, A.D.; FOROUZANFAR, M.H.; FOWKES, F.G.; FRANKLIN, R.; FRANSEN, M.; FREEMAN, M.K.; GABRIEL, S.E.; GAKIDOU, E.; GASPARI, F.; GILLUM, R.F.; GONZALEZ-MEDINA, D.; HALASA, Y.A.; HARING, D.; HARRISON, J.E.; HAVMOELLER, R.; HAY, R.J.; HOEN, B.; HOTEZ, P.J.; HOY, D.; JACOBSEN, K.H.; JAMES, S.L.; JASRASARIA, R.; JAYARAMAN, S.; JOHNS, N.; KARTHIKEYAN, G.; KASSEBAUM, N.; KEREN, A.; KHOO, J.P.; KNOWLTON, L.M.; KOBUSINGYE, O.; KORANTENG, A.; KRISHNAMURTHI, R.; LIPNICK, M.; LIPSHULTZ, S.E.; OHNO. S.L.; MABWEIJANO, J.; MACINTYRE, M.F.; MALLINGER,L.; MARCH, L.; MARKS, G.B.; MARKS, R.; MATSUMORI, A.; MATZOPOULOS, R.; MAYOSI, B.M.; MCANULTY, J.H.; MCDERMOTT, M.M.; MCGRATH, J.; MENSAH, G.A.; MERRIMAN, T.R.; MICHAUD, C.; MILLER, M.; MILLER, T.R.; MOCK, C.; MOCUMBI, A.O.; MOKDAD, A.A.; MORAN, A.; MULHOLLAND, K.; NAIR, M.N.; NALDI, L.; NARAYAN, K.M.; NASSERI, K.; NORMAN, P.; O'DONNELL, M.; OMERm S,B.; ORTBLAD, K.; OSBORNE, R.; OZGEDIZ, D.; PAHAR,I B.; PANDIAN, JD.; RIVERO, A.P.; PADILLA, R.P.; PEREZ-RUIZ, F.; PERICO, N.; PHILLIPS, D.; PIERCE,K.; POPE, C.A 3RD.; PORRINI, E.; POURMALEK, F.; RAJU, M.; RANGANATHAN, D.; REHM, J.T.; REIN, D.B.; REMUZZI, G.; RIVARA, F.P.; ROBERTS, T.; DE LEÓN, F.R.; ROSENFELD, L.C.; RUSHTON, L.; SACCO, R.L.; SALOMON, J.A.; SAMPSON,U.; SANMAN, E.; SCHWEBEL, D.C.; SEGUI-GOMEZ, M.; SHEPARD, D.S.; SINGH, D.; SINGLETON, J.; SLIWA, K.; SMITH, E.; STEER, A.; TAYLOR, J.A.; THOMAS, B.;TLEYJEH, I.M.; TOWBIN, J.A.; TRUELSEN, T.; UNDURRAGA, E.A.; VENKETASUBRAMANIAN, N.; VIJAYAKUMAR, L.; VOS, T.; WAGNER, G.R.; WANG,M.; WANG, W.; WATT, K.; WEINSTOCK, M.A.; WEINTRAUB, R.; WILKINSON, J.D.; WOOLF, A.D.; WULF, S.; YEH, P.H.; YIP, P.; ZABETIAN, A.; ZHENG, Z.J.; LOPEZ, A.D.; MURRAY, C.J.; ALMAZROA, M.A.; MEMISH, Z.A. Global and regional mortality from 235 causes of death for 20 age groups in 1990 and 2010: a systematic analysis for the Global Burden of Disease Study 2010. **Lancet**. v.15 n.380(9859), p.2095-128.

Erratum in: Lancet. v.23, n.381(9867), p.628, 2010.

MAAZOUN, R.; LANOTTE, G.; RIOUX, J.A.; PASTEUR, N.; KILLICK-KENDRICK, R.; PRATLONG, F. Signification du polymorphisme enzymatique chez les leishmanies. A propos de trois souches hétérozygotes de *Leishmania infantum* Nicolle, 1908, *Leishmania* cf. tarentolae Wenyon, 1921 et *Leishmania aethiopica* Bray, Ashford et Bray, 1973 [Significance of enzymatic polymorphism in *Leishmaniae*--On three heterozygous stocks of *Leishmania infantum* Nicolle, 1908, *Leishmania cf. tarentolae* Wenyon, 1921 and *Leishmania aethiopica* Bray, Ashford and Bray, 1973 (author's transl)]. **Ann Parasitol Hum Comp**. v.56(5), p.467-75, 1981.

MACHALA, L.; KODYM, P.; MALÝ, M.; GELENEKY, M.; BERAN, O.; JILICH, D. *Toxoplasmóza* u imunokompromitovaných pacientů [Toxoplasmosis in immunocompromised patients]. **Epidemiol Mikrobiol Imunol**. v.64(2), p.59-65, 2015.

MANDELL, M.A.; BEVERLEY, S.M. continual renewal and replication of persistent *Leishmania* major parasites in concomitantly immune hosts. **Proc Natl Acad Sci U S A**. v.31, n.114(5), p.E801-E810, 2017.

MANN, T.R.; CADORE, G.C.; CAMILLO, G.; VOGEL, F.S.; SCHMIDT, C.; ANDRADE, C.M. Canine cutaneous neosporosis in Brazil. **Vet Dermatol**. v.27(3), p.195-197,

MARCIANO, M.A.M.; SILVA, R.A.; BARBOSA, M.L.; FERREIRA, A.R.S.; PEREIRA-CHIOCCOLA, V.L. Determination of the viability of *Toxoplasma gondii* oocysts by PCR real-time after treatment with propidium monoazide. **Rev Inst Med Trop Sao Paulo**. v.30, n.62, p.e84, 2020.

MARDEN, B.C.; GABRIEL, M.B.; BERNARDO, L.Q.; RICARDO, V.S. Diferenciais de mortalidade entre indígenas e não indígenas no Brasil com base no Censo Demográfico de 2010. **Cad. Saúde Pública**. v.33(5), p.e00015017, 2017

MAREZE, M.; BENITEZ, A.D.N.; BRANDÃO, A.P.D.; PINTO-FERREIRA, F.; MIURA, A.C.; MARTINS, F.D.C.; CALDART, E.T.; BIONDO, A.W.; FREIRE, R.L.; MITSUKA-BREGANÓ, R.; NAVARRO, I.T. Socioeconomic vulnerability associated to *Toxoplasma gondii* exposure in southern Brazil. **PLoS One**. v.14, n.4(2), p.e0212375, 2019.

MARQUES, F.A.; HEADLEY, A.S.; FIGUEREDO-PEREIRA, V.; TARODA, A.; BARROS, L.D.; CUNHA, I.A.; MUNHOZ, K.; BUGNI, F.M.; ZULPO, D.L.; IGARASHI, M.; VIDOTTO, O.; GUIMARÃES, J.S.J.R.; GARCIA, J.L. *Neospora caninum*: evaluation of vertical transmission in slaughtered beef cows (Bos indicus). **Parasitol Res**. v.108(4), p.1015-9, 2011.

MARQUIS, N.D.; BISHOP, T.J.; RECORD, N.R.; COUNTWAY, P.D.; FERNÁNDEZ ROBLEDO, J.A. Molecular Epizootiology of *Toxoplasma gondii* and *Cryptosporidium parvum* in the Eastern Oyster (*Crassostrea virginica*) from Maine (USA). **Pathogens**. v.8(3), p.125, 2019.

MARRA, C.M. Central nervous system infection with *Toxoplasma gondii.* **Handb Clin Neurol**. v.152, p.117-122, 2018.

MARSH, A.E.; HOWE, D.K.; WANG, G.; BARR, B.C.; CANNON, N.; CONRAD, P.A. Differentiation of *Neospora hughesi* from *Neospora caninum* based on their immunodominant surface antigen, SAG1 and SRS2. **Int J Parasitol**. v.29(10), p, 1999.

MARTINEZ, V.O.; DE MENDONÇA, L.F.W.; DE CARVALHO, C.F.; MENEZES-FILHO,
J.A. *Toxoplasma gondii* infection and behavioral outcomes in humans: a systematic review. **Parasitol Res**. v.117(10), p.3059-3065, 2018.

MARTINS G.; LILENBAUM W. Leptospirosis in sheep and goats under tropical conditions. **Trop Anim Health Prod**. v.46(1), p.11-7, 2014.

MARTINS-MELO, F.R.; LIMA, M.D.A.S.; RAMOS, A.N.JR.; ALENCAR, C.H.; HEUKELBACH, J. Mortality and case fatality due to visceral leishmaniasis in Brazil: a nationwide analysis of epidemiology, trends and spatial patterns. **PLoS One**. v.3, n.9(4), p.e93770, 2014.

MARTORELLI DI GENOVA, B.; WILSON, S.K.; DUBEY, J.P.; KNOLL, L.J. Intestinal delta-6-desaturase activity determines host range for Toxoplasma sexual reproduction. **PLoS Biol**. v.20, n.17(8), p.e3000364, 2019.

MARUJO, R.B.; LANGONI, H.; ULLMANN, L.S.; PELLIZZARO, M.; NETO, R.N.D.; CAMOSSI, L.G.; TEIXEIRA, R.F.; NUNES, A.V.; DA SILVA, R.C.; MENOZZI, B.D. 2017. *Toxoplasma gondii* antibodies and related risk factors in mammals at Sorocaba Zoo, Sao Paulo, Brazil. **Semina Ci. Agrarias.** v. 38, p.2845–2850, 2017.

MAS, A.; MARTÍNEZ-RODRIGO, A.; ORDEN, J.A.; MOLINA, R.; JIMÉNEZ, M.; JIMÉNEZ, M.Á.; CARRIÓN, J.; DOMÍNGUEZ-BERNAL, G. Properties of virulence emergence of *Leishmania infantum* isolates from Phlebotomus perniciosus collected during the human leishmaniosis outbreak in Madrid, Spain. Hepatic histopathology and immunological parameters as virulence markers in the mouse model. **Transbound Emerg Dis**. v.68(2), p.704-714, 2021.

MAUDLIN, I.; EISLER, M.C.; WELBURN, S.C. Neglected and endemic zoonoses. **Philos Trans R Soc Lond B Biol Sci**. v.27, n.364(1530), p.2777-87, 2009.

MAXWELL, M.J.; FREIRE DE CARVALHO. M.H.; HOET, A.E.; VIGILATO, M.A.N.; POMPEI, J.C.; COSIVI, O. Building the road to a regional zoonoses strategy: A survey of zoonoses programmes in the Americas. **PLoS ONE**. v.12(3). p.e0174175, 2017. https://doi. org/10.1371/journal.pone.0174175

MAZUZ, M.L.; SHKAP, V.; WOLLKOMIRSKY, R.; LEIBOVICH, B.; SAVITSKY, I.; FLEIDEROVITZ, L.; NOAM, S.; ELENA, B.; MOLAD, T.; GOLENSER, J. *Neospora caninum*: Chronic and congenital infection in consecutive pregnancies of mice. **Vet Parasitol**. v.30, n.219, p.66-70, 2016.

MAZZILLO F.F.M..; SHAPIRO K..; SILVER M.W. 2013. A new pathogen transmission mechanism in the ocean: the case of sea otter exposure to the land-parasite *Toxoplasma gondii.* **PLoS One**. v. 8, p.e82477, 2013.

MCALLISTER, M.M.; DUBEY, J.P.; LINDSAY, D.S.; JOLLEY, W.R.; WILLS, R.A.;

MCGUIRE, A.M. Dogs are definitive hosts of *Neospora caninum*. **Int J Parasitol**. v.28(9), p.1473-8, 1998.

MCLEOD, R. Management of congenital toxoplasmosis. **Curr. Pediatr. Rep**. v.2, p.166–194, 2014.

MEDEIROS, L.D.S.; BRAGA DOMINGOS, S.C.; AZEVEDO, M.; PERUQUETTI, R.C.; DE ALBUQUERQUE, N.F.; D'ANDREA, P.S.; BOTELHO, A.L.M.; CRISÓSTOMO, C.F.; VIEIRA, A.S.; MARTINS, G.; TEIXEIRA, B.R.; CARVALHO-COSTA, F.A.; LILENBAUM, W. Small Mammals as Carriers/Hosts of *Leptospira spp*. in the Western Amazon Forest. **Front Vet Sci**. v.2, n.7, p.569004, 2020.

MEHLHORN, H.; HEYDORN, AO. Neospora caninum: is it different from *Hammondia heydorni* or is it a strain of *Toxoplasma gondii*? An opinion. **Parasitol Res**. v.86(2), p.169-78, 2000.

MELENDEZ, P.; ILHA, M.; WOLDEMESKEL, M.; GRAHAM, J.; COARSEY, M.; BAUGHMAN, D.; WHITTINGTON, L.; NAIKARE, H. An outbreak of *Neospora caninum* abortion in a dairy herd from the State of Georgia, United States. **Vet Med Sci**. v7(1), p.141-147, 2021.

MELO, D.P.; DA SILVA, A.C.; ORTEGA-MORA, L.M.; BASTOS, S.A.; BOAVENTURA, C.M. Prevalência de anticorpos anti- *Neospora caninum* em bovinos das microrregiões de Goiânia e Anápolis, Goiás [Prevalence of antibodies anti-*Neospora caninum* in bovines from Anápolis and Goiânia microregions, Goiás, Brazil]. **Rev Bras Parasitol Vet**. v.15(3), p.105-9, 2006.

MELO, R.P.B.; ALMEIDA, J.C.; DE LIMA, D.C.V.; CARVALHO, J.C.S.; PORTO, W.J.N.; MAGALHÃES, F.J.R.; HAMILTON, C.M.; KATZER, F.; MOTA, R.A. Atypical *Toxoplasma gondii* genotype from a sheep and a pig on Fernando de Noronha Island,Brazil showed different mouse virulence profiles. **Parasitol Res**. v.119(1), p.351-356, 2020.

MELO.; C.J.B.D**. O ritual sagrado: a religião indígena do povo Xukuru do Ororubá (Pesqueira e Poção-PE).** 298 f. Tese de Doutorado, 2019.

MENDES, A.M.; LEITE, M.S.; LANGDON, E.J.; GRISOTTI, M. O desafio da atenção primária na saúde indígena no Brasil. **Rev Panam Salud Publica**. v.42, p.184, 2018

MENESES, I.D.S.; SCHARES, G.; REZENDE-GONDIM, M.M.; GALVÃO, G.S.; GONDIM, L.F.P. *Hammondia heydorni*: Oocyst shedding by dogs fed in vitro generated tissue cysts, and evaluation of cross-immunity between *H. heydorni* and *Neospora caninum* in mice. **Vet Parasitol**. v.15, n.244, p.54-58, 2017.

MENESES-NAVARRO, S.; FREYERMUTH-ENCISO, M.G.; VILLAFUERTE, B.E.P, CAMPOS-NAVARRO, R.; MELÉNDEZ-NAVARRO, D.M.; FLORES-RAMOS, L.G. The challenges facing indigenous communities in Latin America as they confront the COVID-19 pandemic. **Int j equity in health**. v.19, p.1-3, 2020.

MERRITT, E.F.; JOHNSON, H.J.; WONG, Z.S. Transcriptional Profiling Suggests T Cells Cluster around Neurons Injected with *Toxoplasma gondii* Proteins. **mSphere**. v.5(5), p.e00538-20, 2020.

MGODE GF, MHAMPHI GG, MASSAWE AW, MACHANG'U RS. *Leptospira* Seropositivity in Humans, Livestock and Wild Animals in a Semi-Arid Area of Tanzania. **Pathogens**. v.3, n.10(6), p.696, 2021.

MGODE, G.F.; MACHANG'U, R.S.; MHAMPHI, G.G.; KATAKWEBA, A.; MULUNGU, L.S.; DURNEZ, L.; LEIRS, H.; HARTSKEERL, R.A.; BELMAIN, S.R. *Leptospira* Serovars for Diagnosis of Leptospirosis in Humans and Animals in Africa: Common Leptospira Isolates and Reservoir Hosts. **PLoS Negl Trop Dis**. v.1, n.9(12), p.e0004251, 2015.

MIKALUK, M. Colonial Subjugation and Human Rights Abuses: Twenty-First Century Violations Against Brazil's Rural. Indigenous Xukuru Nation. **Anthro Faculty Publi**, 2016.

MILLER, N.L..; FRENKEL, J.K..; DUBEY, J.P., 1972. Oral infections with *Toxoplasma* cysts and oocysts in felines, other mammals, and in birds. **J. Parasitol**. v.58, p.928–937, 1972.

MILNE, G.; WEBSTER, J.P.; WALKER, M. Toward Improving Interventions Against Toxoplasmosis by Identifying Routes of Transmission Using Sporozoite-specific Serological Tools. **Clin Infect Dis**. v.17, n.71(10), p.e686-e693, 2020.

MILNE, G.; WEBSTER, J.P.; WALKER, M. *Toxoplasma gondii*: AnUnderestimated Threat? **Trends Parasitol**. v.36(12), p.959-969, 2020.

MINBAEVA, G.; SCHWEIGER, A.; BODOSHEVA, A.; KUTTUBAEV, O.; HEHL, A.B.; TANNER, I.; ZIADINOV, I.; TORGERSON, P.R.; DEPLAZES, P. *Toxoplasma gondii* infection in Kyrgyzstan: seroprevalence risk factor analysis and estimate of congenital and AIDS-related toxoplasmosis. **PLoS Negl Trop Dis**. v.7(2), p.e2043, 2013.

MINERVINO, A.H.; CASSINELLI, A.B.; DE LIMA, J.T.; SOARES, H.S.; MALHEIROS, A.F.; MARCILI, A.; GENNARI, S.M. Prevalence of anti- *Neospora caninum* and anti- *Toxoplasma gondii* antibodies in dogs from two different indigenous communities in the Brazilian Amazon Region. **J Parasitol**. v.98(6), p.1276-8, 2012.

MINISTÉRIO DA SAÚDE. Leishmaniose Tegumentar Americana – Casos confirmados Notificados no Sistema de Informação de Agravos de Notificação - SINAN 2013 a 2017. Acesso novembro 2021.

MINUZZI, C.E.; PORTELLA, L.P.; BRÄUNIG, P.; SANGIONI, L.A.; LUDWIG, A.; RAMOS, L.S.; PACHECO, L.; SILVA, C.R.; PACHECO, F.C.; MENEGOLLA, I.A.; FARINHA, L.B.; KIST, P.P.; BREGANÓ, R.M.; NINO, B.S.L.; CARDOSO MARTINS, F.D.; MONICA, T.C.; FERREIRA, F.P.; BRITTO, I.; SIGNORI, A.; MEDICI, K.C.; FREIRE, R.L.; GARCIA, J.L.; NAVARRO, I.T.; DIFANTE, C.M.; FLORES VOGEL, F.S. Isolation and molecular characterization of *Toxoplasma gondii* from placental tissues of pregnant women who received toxoplasmosis treatment during an outbreak in southern Brazil. **PLoS One** v. 30, n. 15(1), p.0228442, 2020.**b**.

MINUZZIA, C.E.; FERNANDES, F.D.; PORTELLA, L.P.; BRÄUNIG, P.; STURZA, D. A.F.; GIACOMINI, L.; SALVAGNI, E.; RIBEIRO, J.D.S.; SILVA, C.R.; DIFANTE,

C.M.; FARINHA, L.B.; MENEGOLLA, I.A.; GEHRKE, G.; DILKIN, P.; SANGIONI, L.A.; MALLMANN C.A, VOGEL F.S.F. Contaminated water confirmed as source of infection by bioassay in an outbreak of toxoplasmosis in South Brazil. **Transbound Emerg Dis**. v.68(2), p.767-772, 2021.

MITREA, I.L.; ENACHESCU, V.; IONITA, M. *Neospora caninum* infection in dogs from Southern Romania: coproparasitological study and serological follow-up. **J Parasitol**. v.99(2), p.365-7, 2013.

MO, I.P.; B.A.E, YJ.; LEE, S.B.; MO, J.S.; OH, K.H.; SHIN, J.H.; KANG, H.M.; LEE, Y.J. Review of Avian Influenza Outbreaks in South Korea from 1996 to 2014. **Avian Dis**. v.60(1 Suppl), p.172-7, 2016.

MOHEBALI, M.; ARZAMANI, K.; ZAREI, Z.; AKHOUNDI, B.; HAJJARAN, H.; RAEGHI, S.; HEIDARI, Z.; MOTAVALLI-HAGHI, S.M.; ELIKAEE, S.; MOUSAZADEH-MOJARRAD, A.; KAKOEI, Z. Canine Visceral Leishmaniasis in Wild Canines (Fox, Jackal, and Wolf) in Northeastern Iran Using Parasitological, Serological, and Molecular Methods. **J Arthropod Borne Dis**. v.4, n.10(4), p.538-545, 2016.

MOKAK, R. The health of indigenous and tribal peoples across the world: The Lancet-Lowitja Institute Global Collaboration. **Med J Aust**. v.4, n.205(1), p.6, 2016.

MOKNI M. Leishmanioses cutanées [Cutaneous leishmaniasis]. **Ann Dermatol Venereol**. v.146(3), p.232-246, 2019.

MOLAN, A.; NOSAKA, K.; HUNTER, M.; WANG, W. Global status of *Toxoplasma gondii* infection: systematic review and prevalence snapshots. **Trop Biomed**. v.1, n.36(4), p.898-925, 2019.

MOLYNEUX, D.; HALLAJ, Z.; KEUSCH, G.T.; MCMANUS, D.P.; NGOWI, H.; CLEAVELAND, S.; RAMOS-JIMENEZ, P.; GOTUZZO, E.; KAR, K.; SANCHEZ, A.; GARBA, A.; CARABIN, H.; BASSILI, A.; CHAIGNAT, C.L.; MESLIN, F.X.; ABUSHAMA, H.M.; WILLINGHAM, A.L.; KIOY, D. Zoonoses and marginalised infectious diseases of poverty: where do we stand? **Parasit Vectors**. v.14, n.4, p.106, 2011.

MONTEIRO, T.R.M.; ROCHA, K.S.; SILVA, J.; MESQUITA, G.S.S.; ROSÁRIO, M.K.S.; FERREIRA, M.F.S.; HONORIO, B.E.T.; MELO, H.F.R.; BARROS, F.N.L.; SCOFIELD, A.; ABEL, I.; MORAES, C.G. Detection of *Toxoplasma gondii* in Crassostrea spp. oysters cultured in an estuarine region in eastern Amazon. **Zoonoses Public Health**. v.66(3), p.296-300, 2019.

MORENO, B.; COLLANTES-FERNÁNDEZ, E.; VILLA A.; NAVARRO, A.; REGIDOR-CERRILLO, J.; ORTEGA-MORA, L.M. Occurrence of *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* infections in ovine and caprine abortions. **Vet Parasitol**. v.8, n.187(1-2), p.312-8, 2012.

MOSALLANEJAD, B.; BAHRAMI, S.; HAMIDINEJAT, H.; GHANAVATI, S.A Serological Survey of *Neospora caninum* Infection in Urban and Rural Dogs in Ahvaz District, Southwest of Iran. **Arch Razi Inst**. v.73(3), p.215-221, 2018.

MOTTO S.K.; SHIRIMA G.M.; DE CLARE BRONSVOORT B.M.; COOK E.A.J.

Epidemiology of leptospirosis in Tanzania: A review of the current status, serogroup diversity and reservoirs. **PLoS Negl Trop Dis**. v.16, n.15(11), p.e0009918, 2021.

MUNOZ-ZANZI C.; GROENE E.; MORAWSKI B.M.; BONNER K.; COSTA F.; BERTHERAT E.; SCHNEIDER M.C. A systematic literature review of leptospirosis outbreaks worldwide, 1970-2012. **Rev Panam Salud Publica**. v.15, n.44, p.e78, 2020.

MURPHY, S.C.; NEGRON, M.E.; PIERACCI, E.G.; DERESSA, A.; BEKELE, W.; REGASSA, F.; WASSIE, B.A.; AFERA, B.; HAJITO, K.W.; WALELIGN, E.; ABEBE, G.;NEWMAN, S.; RWEGO, I.B.; MUTONGA, D.; GULIMA, D.; KEBEDE, N.; SMITH, W.A.; KRAMER, L.M.; KIBRIA, A.; BONNENFANT, Y.T.; MORTENSON, J.A.; VIEIRA, A.R.; KADZIK, M.; SUGERMAN, D.; AMARE, B.; KANTER, T.; WALKE, H.; BELAY, E.; GALLAGHER, K. One Health collaborations for zoonotic disease control in Ethiopia. **Rev Sci Tech**. v.38(1), p.51-60, 2019.

NAHOULI, H.; EL ARNAOUT, N.; CHALHOUB, E.; ANASTADIADIS, E. AND EL HAJJ,H. Seroprevalence of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies among Lebanese pregnantwomen. **Vector-Borne and Zoonotic Dis**. v. 17(12), p.785-790, 2017.

NAKAMURA, S. Motility of the Zoonotic Spirochete *Leptospira*: Insight into Association with Pathogenicity. **Int J Mol Sci**. v.7, n.23(3), p.1859, 2022.

NAVEA-PÉREZ, H.M.; DÍAZ-SÁEZ, V.; CORPAS-LÓPEZ, V.; MERINO-ESPINOSA, G.; MORILLAS-MÁRQUEZ, F.; MARTÍN-SÁNCHEZ, J. *Leishmania infantum* in wild rodents: reservoirs or just irrelevant incidentais hosts? **Parasitol Res**. v.114(6), p.2363-70, 2015.

NAYERI, T.; SARVI, S.; MOOSAZADEH, M.; DARYANI, A. Global prevalence of *Toxoplasma gondii* infection in the aborted fetuses and ruminants that had an abortion: A systematic review and meta-analysis. **Vet Parasitol**. v.290, p.109370, 2021.

NIKAIDO, Y.; OGAWA, M.; FUKUDA, K.; YOKOYAMA, M.; KANEMARU, T.; NAKAYAMA, T.; SAITO, M. Transbronchial Invasion and Proliferation of *Leptospira interrogans* in Lung without Inflammatory Cell Infiltration in a Hamster Model. **Infect Immun**. v.18, n.87(12), p.e00727-19, 2019.

NODEN, B.H.; VAN DER COLF, B.E. Neglected tropical diseases of Namibia: unsolved mysteries. **Acta Trop**. v.125(1), p.1-17, 2013.

NOVELLI, G.; BIANCOLELLA, M.; MEHRIAN-SHAI, R.; ERICKSON, C.; GODRI, PKJ.; VASILIOU, V.; WATT, J.; REICHARDT, J.K.V. COVID-19 update: the first 6 months of the pandemic. **Hum Genomics**. v.23, n.14(1), p.48, 2020.

NOYES, H.A.; MORRISON DA CHANCE, M.L.; ELLIS, J.T. Evidence for a neotropical origin of *Leishmania*. **Mem Inst Oswaldo Cruz**. v.95(4), p.575-8, 2000.

NUNES, A.C.; YAMASAKI, E.M.; KIM, P.C.; MELO, R.P.; RIBEIRO-ANDRADE, M.; PORTO, W.J. AND MOTA, R.A., 2017. Transplacental transmission of *Neospora caninum* in naturally infected small ruminants from northeastern Brazil. **Pesq Vet Bras**, v.37, pp.921-925, 2017.

NUNES, R.S.; FREITAS, C.B.; CARVALHO, B.M.D.R.; RIBEIRO, R.Z.M.; MIRANDA, S.A.; MENDES, P.R.; DA SILVA, M.D.S.; DE SOUSA, N.A.T.; RIBEIRO, G.J.A.; LIMA, M.N.; PEDROZO, C.M.; QUEIROZ, R.C.S.; AQUINO, J.J. Toxoplasmosis outbreak in Brazil, 2006 - Revisited. **Parasite Epidemiol Control**. v.16, n.7, p.e00117, 2019.

NWEZE, J.A.; NWEZE, E.I.; ONOJA, U.S. Nutrition, malnutrition, and leishmaniasis. **Nutrition**. v.73, p.110712, 2020.

OCAMPO, C.B.; FERRO, M.C.; CADENA, H.; GONGORA, R.; PÉREZ, M.; VALDERRAMA-ARDILA, C.H.; QUINNELL, R.J.; ALEXANDER, N. Environmental factors associated with American cutaneous leishmaniasis in a new Andean focus in Colombia. **Trop Med Int Health**. v.17(10), p.1309-17, 2012.

OKWOR, I.; UZONNA, J. Social and Economic Burden of Human Leishmaniasis**. Am J Trop Med Hyg**. v.94(3), p.489-93, 2016.

OLBERA, A.V.G.; FORNAZARI, F.; BABBONI, S.D.; ROSSI, R.S.; SEVÁ, A.P.; LATOSINSKI, G.S.; SILVA, MARXD.; MODOLO, J.R.; LANGONI, H. Cumulative incidence and spatial distribution of dogs exposed to *Toxoplasma gondii*. **Rev Bras Parasitol Vet**. v.29(2), p.e000820, 2020.

OLIVEIRA, C.B.S. Polymorphisms in *Toxoplasma gondii*: role of atypical strains in unusual clinical manifestations of toxoplasmosis. **Rev Soc Bras Med Trop**. v.50(4), p.578-579, 2017.

OLIVEIRA, C.J.B.; HISRICH, E.R.; MOURA, J.F.P.; GIVISIEZ, P.E.N.; COSTA, R.G. AND GEBREYES, W.A.; 2011. On farm risk factors associated with goat milk quality in Northeast Brazil. **Small Rumin Res**, v.98 (1-3), p.64-69, 2011.

OLIVEIRA, L.R.P.; MARTINS, L.M.; SOUZA, R.D.C.; SCHEIDEGGER DE CASTRO, Y.; NASCIMENTO L.S.; DA SILVA J.A.; NAHN JUNIOR E.P.; DA SILVA W.D.; PEIXOTO-RANGEL A.L. Serological evidence of *Toxoplasma gondii* infection as potential risk for the development of lepromatous leprosy in an endemic area for both neglected tropical diseases in Brazil. **Infect Dis Poverty**. v.13, n.9(1), p.19, 2020.

OLIVEIRA, M.R.; NETO, M.B.O.; BEZERRA, T.L.; DA SILVA, W.S.I.; DA PAZ, W.S.; DOS SANTOS, I.G.; BEZERRA-SANTOS, M.; LIMA, V.F.S. Canine leishmaniasis in an endemic region, Northeastern Brazil: a comparative study with four groups of animals. **Parasitol Res**. v.120(11), p.3915-3923, 2021.

OLIVEIRA, S.; SOARES, R.M.; AIZAWA, J.; SOARES, H.S.; CHIEBAO, D.P.; ORTEGA-MORA, L.M.; REGIDOR-CERRILLO, J.; SILVA, N.Q.B.; GENNARI, S.M.; PENA, H.F.J. Isolation and biological and molecular characterization of *Neospora caninum* (NC-SP1) from naturally infected adult asymptomatic cattle (Bos taurus) in the state of São Paulo, Brazil. **Parasitol**. v.144(6), p.707-711, 2017.

OPSTEEGH, M.; SPANO, F.; AUBERT, D.; BALEA, A.; BURRELLS, A.; CHERCHI, S.;CORNELISSEN, JBWJ.; DAM-DEISZ, C.; GUITIAN, J.; GYÖRKE, A.; INNES, EA.; KATZER, F.; LIMON, G.; POSSENTI, A.; POZIO, E.; SCHARES, G.; VILLENA, I.; WISSELINK, H.J.; VAN DER GIESSEN, J.W.B. The relationship between the

presence of antibodies and direct detection of *Toxoplasma gondii* in slaughtered calves and cattle in four European countries**. Int J Parasitol**. v.49(7), p.515-522, 2019.

ORGANIZAÇÃO DAS NAÇÕES UNIDAS (ONU). Declaração das Nações Unidas sobre os Direitos dos Povos Indígenas, Rio de Janeiro, 2008.

ORGANIZAÇÃO PANAMERICANA DA SAÚDE **(OPAS)**. Informe Leishmanioses. Disponível em: https://iris.paho.org/handle/10665.2/51738. Acesso: novembro 2021.

ORTEGA, Y.R.; TORRES, M.P.; MENA, K.D. Presence of *Neospora caninum* specific antibodies in three dairy farms in Georgia and two in Texas. **Vet Parasitol**. v.31, n.144(3-4), p.353-5, 2007.

OSHIRO, L.M.; MOTTA-CASTRO A.R.; FREITAS S.Z.; CUNHA R.C.; DITTRICH R.L.; MEIRELLES A.C.; ANDREOTTI R. *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* serodiagnosis in human immunodeficiency virus carriers. **Rev Soc Bras Med Trop**. v.48(5), p.568-72, 2015.

OUOLOGUEM, D.T.; ROOS, D.S. Dynamics of the *Toxoplasma gondii* inner membrane complex. **J Cell Sci**. v.1, n.127(Pt 15), p.3320-30, 2014.

PACE D. Leishmaniasis. **J Infect**. v. 69, p.1: S10-8, 2014.

PACHECO, T.; PORTO, M.F.S.; ROCHA, D. F.; The struggle of indigenous peoples for health in environmental conflict contexts in Brazil (1999-2014). **Ciência & Saúde Coletiva**, v.24(2), p.383-392, 2019

PADILHA, T.C.; ZITELLI, L.C.; WEBSTER, A.; DALL'AGNOL, B.; ROSA, V.B.D.; SOUZA, U.; PETERS, F.B.; JARDIM, M.; TRIGO, T.C.; RODRIGUES, R.O.; MARKS, F.S, RECK, J. Serosurvey of antibodies against zoonotic pathogens in free-ranging wild canids (*Cerdocyon thous* and *Lycalopex gymnocercus*) from Southern Brazil. **Comp Immunol Microbiol Infect Dis**. v.79, p.101716, 2021.

PARTOANDAZANPOOR, A.; SADEGHI-DEHKORDI, Z.; EKRADI, L.; KHORDADMEHR, M, RASSOULI, M, SAZMAND, A. Molecular Diagnosis and Pathological Study of *Toxoplasma gondii* in Aborted Caprine and Ovine Fetuses in Borderline of Iran-Iraq. **Acta Parasitol**. v.65(1), p.187-192, 2020.

PASTER B.J.; DEWHIRST F.E.; WEISBURG W.G.; TORDOFF L.A.; FRASER G.J.; HESPELL R.B.; STANTON T.B.; ZABLEN L.; MANDELCO L, WOESE C.R. Phylogenetic analysis of the spirochetes. **J Bacteriol**. v.173(19), p.6101-9, 1991.

PELLIZZARO, M.; MARTINS, C.M.; YAMAKAWA, A.C.; FERRAZ, D.D.C.; MORIKAWA, V.M.; FERREIRA, F.; SANTOS, A.P.D.; BIONDO, A.W.; LANGONI, H. Molecular detection of *Leptospira* spp. in rats as early spatial predictor for human disease in an endemic urban area. **PLoS One**. v.22, n.14(5), p.e0216830, 2019.

PENG, X.; BRENNER, L.A.; MATHAI, A.J. Moderation of the relationship between *Toxoplasma gondii* seropositivity and trait impulsivity in younger men by the phenylalanine-tyrosine ratio. **Psychiatry Res**. v.;270, p.992-1000, 2018.

PEREIRA, M.M.; SCHNEIDER, M.C.; MUNOZ-ZANZI, C.; COSTA F.; BENSCHOP J.; HARTSKEERL, R.; MARTINEZ, J.; JANCLOES, M.; BERTHERAT, E. A road map for leptospirosis research and health policies based on country needs in Latin America. **Rev Panam Salud Publica**. v.19, n.41, p.e131, 2018.

PÉREZ-GRISALES, L.J.; CRUZ-MONCADA, M.; PELÁEZ-SÁNCHEZ, R.; DÍAZ-NIETO, J.F. *Toxoplasma gondii* infection in Colombia with a review of hosts and their ecogeographic distribution. **Zoonoses Public Health**. v.68(1), p.38-53, 2021.

PEROTTA, J.H.; FREITAS, B.B.; MARCOM, N.N.; PESCADOR, C.A.; PEREIRA, C.C.; LOCATELLI-DITTRICH, R.; BRUM, J.S, BARROS FILHO, I.R. An abortion storm in dairy cattle associated with neosporosis in southern Brazil. **Rev Bras Parasitol Vet. v**28, n.30(2), p.e001821, 2021.

PETERS, M.; OSMANN, C.; WOHLSEIN, P.; SCHARES G. *Neospora caninum* abortion in a Malayan tapir (*Tapirus indicus*). **Vet Parasitol**. v.30, n.239, p.37-41, 2017.

PETERS, N.C.; SACKS, D.L. The impact of vector-mediated neutrophil recruitment on cutaneous leishmaniasis. **Cell Microbiol**. v.11(9), p.1290-6, 2009.

PIB SOCIOAMBIENTAL. Povos Indígenas do Brasil. https://pib.socioambiental.org/pt/Povo:Fulni-%C3%B4. Acesso em 10 de janeiro 2021.

PICARDEAU, M. Diagnosis and epidemiology of leptospirosis. **Med Mal Infect**. v.43(1), p.1-9, 2013.

PICARDEAU, M. Virulence of the zoonotic agent of leptospirosis: still terra incognita? **Nat Rev Microbiol**. v.15(5), p.297-307, 2017.

PINTO, P.S.; LIBONATI, H.; LILENBAUM, W. A systematic review of leptospirosis on dogs, pigs, and horses in Latin America. **Trop Anim Health Prod**. v.49(2), p.231-238, 2017.

PINTO-FERREIRA, F.; CALDART, E.T.; PASQUALI, A.K.S.; MITSUKA-BREGANÓ, R.; FREIRE, R.L.; NAVARRO, I.T. Patterns of Transmission and Sources of Infection in Outbreaks of Human Toxoplasmosis. **Emerg Infect Dis**. v.25(12), p.2177-2182, 2019.

PINTO-FERREIRA, F.; PASQUALI, A.K.S.; THOMAZ-SOCCOL, V.; MITSUKA-BREGANÓ, R.; CALDART, E.T.; LEANDRO, A.S.; CHIYO, L.; POZZOLO, E.M.; CUBAS, P.; GIORDANO, L.G.P.; PETTERLE, R.R.; NAVARRO, I.T. Epidemiological relevance of dogs for the prevention of *Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum* and *Leptospira* spp. **Rev Bras Parasitol Vet**. v.1, n.28(3), p.383-394, 2019.

PISCOPO, T.V.; MALLIA AZZOPARDI, C. Leishmaniasis. **Postgrad Med J**. v.83(976),p.649-57, 2007.

PORTO, W.J.; REGIDOR-CERRILLO, J.; KIM, P.D.E.; BENAVIDES, J.; SILVA, A.C.; HORCAJO, P.; OLIVEIRA, A.A.; FERRE, I.; MOTA, R.A.; ORTEGA-MORA, L.M. Experimental caprine neosporosis: the influence of gestational stage on the outcome

of infection. **Vet Res**. v.11, n.47, p.29, 2016.

POSTOLACHE, T.T.; WADHAWAN, A.; RUJESCU, D. *Toxoplasma gondii*, Suicidal Behavior, and Intermediate Phenotypes for Suicidal Behavior. **Front Psychiatry**. v.12,p.665682, 2021.

POWER, T.; WILSON, D.; BEST, O.; BROCKIE, T.; BOURQUE BEARSKIN, L.; MILLENDER, E.; LOWE, J. COVID-19 and Indigenous Peoples: An imperative for action. **J Clin Nurs**. v.29(15-16), n.2737-2741. 2020.

PULINA, G.; MILÁN, M.J.; LAVÍN, M.P.; THEODORIDIS, A.; MORIN, E.; CAPOTE J.; THOMAS, D.L.; FRANCESCONI, A.H.D.; CAJA, G. Invited review: Current production trends, farm structures, and economics of the dairy sheep and goat sectors. **J Dairy Sci.** v.101(8), p.6715-6729, 2018.

PUTZ, E.J.; NALLY, J.E. Investigating the Immunological and Biological Equilibrium of Reservoir Hosts and Pathogenic *Leptospira*: Balancing the Solution to an Acute Problem? **Front Microbiol**. v.14, n.11, p.2005, 2020.

QUARESMA, P.F.; RÊGO, F.D.; BOTELHO, H.A.; DA SILVA, S.R.; MOURA JÚNIOR, A.J.; TEIXEIRA NETO, R.G.; MADEIRA, F.M.; CARVALHO, M.B.; PAGLIA, A.P.; MELO, M.N.; GONTIJO, C.M. Wild, synanthropic and domestic hosts of *Leishmania* in an endemic area of cutaneous leishmaniasis in Minas Gerais State, Brazil. **Trans R Soc Trop Med Hyg**. v.105(10), p.579-85, 2011.

QUIRINO, E.G. **Memória e cultura: os Fulni-ô afirmando identidade étnica** (Tese de Doutorado. Universidade Federal do Rio Grande do Norte). 2008.

RAPOZO, B.M.S.; OLIVEIRA, M.R.C. Povo Xukuru do Ororubá: Lutas, resistências e insurgências no espaço agrário pernambucano. **Revis de Geo (Recife)**. v.35, n. 5, 2018.

RASHIDI, S.; FERNÁNDEZ-RUBIO, C.; MANZANO-ROMÁN, R.; MANSOURI, R.; SHAFIEI, R.; ALI-HASSANZADEH, M.; BARAZESH, A.; KARIMAZAR, M.; HATAM, G.; NGUEWA, P. Potential therapeutic targets shared between leishmaniasis and cancer. **Parasitology**. v.148(6), p.655-671, 2021.

RÊGO, W.M.F.; COSTA, J.G.L.; BARAVIERA, R.C.A.; PINTO, L.V.; BESSA, G.L.; LOPES, R.E.N.; SILVEIRA, J.A.G.; VITOR, R.W.A. Genetic diversity of *Toxoplasma gondii* isolates obtained from free-living wild birds rescued in Southeastern Brazil. Int J Parasitol **Parasites Wildl**. v.10, n.7(3), p.432-438, 2018.

REICHEL, M.P.; ALEJANDRA AYANEGUI-ALCÉRRECA, M.; GONDIM, L.F.; ELLIS, J.T. What is the global economic impact of *Neospora caninum* in cattle - the billion-dollar question? **Int J Parasitol**. v.43(2), p.133-42, 2012.

REICHEL, M.P.; WAHL, L.C.; ELLIS, J.T. Research into *Neospora caninum*-What Have We Learnt in the Last Thirty Years? **Pathogens**. v.23, n.9(6), p.505, 2020.

REID, A.J.; VERMONT, S.J.; COTTON, J.A.; HARRIS, D.; HILL-CAWTHORNE, G.A.; KÖNEN-WAISMAN, S.; LATHAM, S.M.; MOURIER, T.; NORTON, R.; QUAIL, M.A.; SANDERS, M.; SHANMUGAM, D.; SOHAL, A.; WASMUTH, J.D.; BRUNK, B.;

GRIGG, ME.; HOWARD, J.C.; PARKINSON, J.; ROOS, D.S.; TREES, A.J.; BERRIMAN, M.; PAIN, A.; WASTLING, J.M. Comparative genomics of the apicomplexan parasites *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum*: Coccidia differing in host range and transmission strategy. **PLoS Pathog**. v.8(3), p.e1002567, 2012.

REILING, S.J.; MEASURES, L.; FENG, S.; BOONE, R.; MERKS, H.; DIXON, B.R. *Toxoplasma gondii*, *Sarcocystis* sp. and *Neospora caninum*-like parasites in seals from northern and eastern Canada: potential risk to consumers. **Food Waterborne Parasitol**. v.2, n.17, p.e00067, 2019.

RENOINER, E.I.M.; SIQUEIRA, A.A.; GARCIA, M.H.; ALVES R.M.; CARDOSO, M.E.; FERREIRA, A.B.P.L. Outbreak of acquired toxoplasmosis, Anápolis-GO, February 2006 [in Porutguese]. **Boletim eletrônico epidemiológico da secretária de vigilância em saúde.** v. (8), p.1–6, 2014.

RESTREPO, B.; RODAS, J.D.; MONTOYA-RUIZ, C.; ZULUAGA, A.M.; PARRA-HENAO, G.; AGUDELO-FLÓREZ, P. Evidência serológica retrospectiva de infecciones por *Leptospira* spp., dengue, hantavirus y arenavirus en indígenas Emberá-Katío, Colombia. **Rev. chil. infectol.** v. 33, n. 4, p. 472-473, 2015.

RIBEIRO, R.R.; MICHALICK, M.S.M.; DA SILVA, M.E.; DOS SANTOS, C.C.P.; FRÉZARD, F.J.G.; DA SILVA, S.M. Canine Leishmaniasis: An Overview of the Current Status and Strategies for Control. **Biomed Res Int**. v.29, p.3296893, 2018.

RICARDO, T.; PREVITALI, M.A.; SIGNORINI M. Meta-analysis of risk factors for canine leptospirosis. **Prev Vet Med**. v.181, p.105037, 2020.

RICARDO, V.S.; GABRIEL, M.B.; MARDEN, B.C.; BERNARDO, L.Q.; CARLOS, E.A. COIMBRA, J.A.; JAMES, R.W. Indigenous children and adolescent mortality inequity in Brazil: What can we learn from the 2010 National Demographic Census? SSM - **Populat Health**. v.10, 2020.**ab**

RICHARD, E.; BOURHY, P.; PICARDEAU, M.; MOULIN, L.; WURTZER, S. Effect of disinfection agents and quantification of potentially viable *Leptospira* in freshwater samples using a highly sensitive integrity-qPCR assay. **PLoS One.** v.26, n.16(5), p.e0251901, 2021.

RIESE, B.; SCHRÖDER. Peter (org.): Cultura, identidade e território no nordeste indígena. Os Fulni-ô. **Anthropos**. v.110(1), p.276-277, 2015.

RILEY, T.; ANDERSON, N.E.; LOVETT, R.; MEREDITH, A.; CUMMING, B.; THANDRAYEN, J. One Health in Indigenous Communities: A Critical Review of the Evidence. **Int J Environ Res Public Health**. v.28, n.18(21), p.11303, 2021.

RINALDI, L.; FUSCO, G.; MUSELLA, V.; VENEZIANO, V.; GUARINO, A.; TADDEI, R.; CRINGOLI, G. *Neospora caninum* in pastured cattle: determination of climatic, environmental, farm management and individual animal risk factors using remote sensing and geographical information systems. **Vet Parasitol**. v.31, n.128(3-4), p.219-30, 2005.

RIOUX, J.A.; LANOTTE, G.; MAAZOUN, R.; PERELLO, R.; PRATLONG, F.

Leishmania infantum Nicolle, 1908, agent du bouton d'Orient autochtone. A propos de l'identification biochimique de deus souches isolées dans les Pyrénées-Orientales [Leishmania infantum Nicolle, 1908, the agent of the autochthonous oriental sore. Apropos of the biochemical identification of 2 strains isolated in the eastern Pyrenees]. **C R Seances Acad Sci D**. v.27, n.291(8), p.701-3, 1980.

ROBAYO-SÁNCHEZ, M.V.L.; GÓMEZ-MARÍN, D.J.; CORTÉS-VECINO, PH D.J. *Neospora caninum*: Biological Relationship with *Toxoplasma gondii* and its Potential as Zoonosis. **Revisit MVZ Córdoba**. v.22(3), p.6355-65, 2017.

ROBERT-GANGNEUX, F.; DARDÉ, M.L. Epidemiology of and diagnostic strategies for toxoplasmosis. **Clin Microbiol Rev**. v.25(2), p.264-96, 2012. Erratum in: **Clin Microbiol Rev**. 2v.25(3), p.583, 2012.

RODRIGUES, A.A.; GENNARI, S.M.; AGUIAR, D.M.; SREEKUMAR, C.; HILL, D.E.; MISKA, K.B.; VIANNA, M.C.; DUBEY, J.P. Shedding of *Neospora caninum* oocysts by dogs fed tissues from naturally infected water buffaloes (*Bubalus bubalis*) from Brazil. **Vet Parasitol**. v.5, n.124(3-4), p.139-50, 2004.

RODRIGUES, F.T.; PEREIRA, C.; DUBEY, J.P.; NÓVOA, M.; QUARESMA, M.; SCHALLIG, H.; CARDOSO, L.; LOPES, A.P. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* and *Leishmania* spp. in domestic donkeys from Portugal. **Rev Bras Parasitol Vet**. v.28(1), p.172-176, 2019.

RODRIGUEZ, I.; CHOROMANSKI, L.; RODGERS, S.J.; WEINSTOCK, D. Survey of *Neospora caninum* antibodies in dairy and beef cattle from five regions of the United States. **Vet Ther**. v.3(4), p.396-401,

ROE, W.D.; HOWE, L.; BAKER, E.J.; BURROWS, L.; HUNTER, S.A. An atypical genotype of *Toxoplasma gondii* as a cause of mortality in Hector's dolphins (*Cephalorhynchus hectori*). **Vet. Parasitol**. v.192, p.67–74, 2013.

ROMERO, G.A.; BOELAERT, M. Control of visceral leishmaniasis in latin america-a systematic review. **PLoS Negl Trop Dis**. v.19, n.4(1), p.e584, 2010.

ROMERO-SANDOVAL, N.; CIFUENTES, L.; LEÓN, G.; LECARO, P.; ORTIZ-RICO, C.; COOPER P.; MARTÍN, M. High Rates of Exposures to Waterborne Pathogens in Indigenous Communities in the Amazon Region of Ecuador. **Am J Trop Med Hyg**. v.101(1), p.45-50, 2019.

ROSS, R. Further notes on Leishman's bodies. **Br Med J.** v. 2, p.1401, 1903.**a**

ROSSI, M.; FASEL, N. How to master the host immune system? *Leishmania* parasites have the solutions! **Int Immunol**. v.10, n.30(3), p.103-111, 2018.

ROSYPAL, A.C.; ALEXANDER, A.; BYRD, D.; WEAVER, M.; STEWART, R.; GERHOLD, R.; HOUSTON, A.; VAN WHY, K.; DUBEY, J.P. Survey of antibodies to *Leishmania* spp. in wild canids from Pennsylvania and Tennessee. **J Zoo Wildl Med**. v.44(4), p.1131-3, 2013.

ROSYPAL, A.C.; LINDSAY, D.S. The sylvatic cycle of *Neospora caninum*: where do we go from here? **Trends Parasitol**. v.21(10), p.439-40, 2005.

SAADATNIA, G.; GOLKAR, M. A review on human toxoplasmosis. **Scand J Infect Dis**. v.44(11), p.805-14, 2012.

SAEIJ, J.P.J.; BOYLE, J.P.; BOOTHROYD, J.C. Differences among the three major strains of *Toxoplasma gondii* and their specific interactions with the infected host. **Trends Parasitol**. https://doi.org/10.1016/j.pt.2005.08.001 (modelo)999. 2005.

SAHLAN, N.; FADZILAH, M.N.; AZDAYANTI, M.; SYAHRUL, A.S.; THUHAIRAH, H.A.R.; HOH, B.P. Hepatitis B virus infection: Epidemiology and seroprevalence rate amongst Negrito tribe in Malaysia. **Med J Malaysia**. v.74, n.4, 2019

SALEHI, B.; AMOUEI. A.; DODANGEH. S.; DARYANI. A.; SARVI. S.; SAFARI-KHARYEKI, M.R.; SALEHI, S.; HOSSEINI, S.A.; HOSSEININEJAD Z. Molecular Identification of *Neospora caninum* Infection in Aborted Fetuses of Sheep, Cattle, andGoats in Mazandaran Province, **Northern Iran. Iran J Parasitol**. v.16(3), p.483-489, 2021.

SALEM, H.B. Nutritional management to improve sheep and goat performances in semiarid regions. **Ve Bras de Zootec**. v.39, p.337-47, 2010.

SALES, K.G.D.S.; DE OLIVEIRA, M.D.E.; COSTA, P.L.; DA SILVA, F.J.; FIGUEREDO, L.A.; BRANDÃO-FILHO, S.P.; DANTAS-TORRES, F. Home sweet home: sand flies find a refuge in remote indigenous villages in north-eastern Brazil, whereleishmaniasis is endemic. **Parasit Vectors**. v.26, n.12(1), p.118, 2019.

SAMANTA, I. Cutaneous, Subcutaneous and Systemic Mycology. **Med veterinary Mycol**. p.11-153, 2015.

SÁNCHEZ-SÁNCHEZ, R.; VÁZQUEZ-CALVO, Á.; FERNÁNDEZ-ESCOBAR, M.; REGIDOR-CERRILLO, J.; BENAVIDES, J.; GUTIÉRREZ, J.; GUTIÉRREZ-EXPÓSITO, D.; CRESPO-RAMOS, F.J.; ORTEGA-MORA, L.M.; ÁLVAREZ-GARCÍA, G. Dynamics of *Neospora caninum*-Associated Abortions in a Dairy Sheep Flock and Results of a Test-and-Cull Control Programme. **Pathogens**. v.20, n.10(11), p.1518, 2021.

SANDERSON, M.W.; GAY, J.M.; BASZLER, TV. *Neospora caninum* seroprevalence and associated risk factors in beef cattle in the northwestern United States. **Vet Parasitol**. v.10, n.90(1-2), p.15-24, 2000.

SANTANA, V.V.; DE BRITO MATOS.; B.L. AND MATOS, C.T. Preservação da cultura do povo indígena Fulni-Ô. **Meio Ambiente (Brasil)**. v.1(3), 2020.

SANTOS, A.L.C.; TERÇAS TRETTEL, A.C.P.; RIBEIRO, L.J.B.B.; VASCONCELLOS, M.L.; ZENAZOKENAE, L.E.; ATANAKA, S.M.; LEMOS, E.R.S.; AMENDOEIRA MRR. Serological study on toxoplasmosis in the Haliti-Paresí community of the Utiariti indigenous territory, Campo Novo do Parecis, Mato Grosso, Brazil. **Parasite Epidemiol Control**. v.21, n.5, p.e00097, 2019.

SANTOS, E.A.M.; HOEFEL, M.D.G.L.; HAMANN, E.M.; SEVERO, D.O.; SANTOS, **S.M.D.** Projeto Vidas Paralelas Indígena: revelando o povo Fulni-ô de Pernambuco, Brasil**, 2012.**

SASAI, M.; YAMAMOTO, M. Innate, adaptive, and cell-autonomous immunity against *Toxoplasma gondii* infection. **Exp Mol Med**. v.1, n.51(12), p.1-10, 2019.

SASANI, F.; JAVANBAKHT, J.; SAMANI, R.; SHIRANI, D. Canine cutaneous leishmaniasis. **J Parasit Dis**. v.40(1), p.57-60, 2016.

SASIDHARAN, S.; SAUDAGAR, P. Leishmaniasis: where are we and where are we heading? **Parasitol Res**. v.120(5), p.1541-1554, 2021.

SCHLIEBEN, P.; MATZKE, M.; SCHULZE, C.; BOCK, S.; PETERS, M.; TEIFKE, J.P.; SCHARES, G. Transplacental transmission of *Neospora caninum* in moose (Alces alces). **Vet Parasitol Reg Stud Reports**. v.9, p.41-46, 2017.

SCHNEIDER, M.C.; JANCLOES, M.; BUSS, D.F.; ALDIGHIERI, S.; BERTHERAT, E.; NAJERA, P.; GALAN, D.I.; DURSKI, K.; ESPINAL, M.A. Leptospirosis: a silent epidemic disease. **Int J Environ Res Public Health**. v.16, n.10(12), p.7229-34, 2013.

SCHNEIDER, M.C.; LEONEL, D.G.; HAMRICK, P.N.; DE CALDAS, E.P.; VELÁSQUEZ, R.T.; MENDIGAÑA PAEZ, F.A.; GONZÁLEZ ARREBATO, J.C.; GERGER, A.; MARIA PEREIRA, M.; ALDIGHIERI, S. Leptospirosis in Latin America: exploring the first set of regional data. **Rev Panam Salud Publica**. v.19, n.41, p.e81, 2017.

SEDLÁK, K.; BARTOVA, E.; MACHACOVA, T. Seroprevalence of *Neospora caninum* in cats from the Czech Republic. **Acta Parasitol**. v.59(2), p.359-61, 2014.

SEYRAN, M.; PIZZOL, D.; ADADI, P.; EL-AZIZ, T.M.A.; HASSAN, S.S.; SOARES, A.; KANDIMALLA, R.; LUNDSTROM, K.; TAMBUWALA, M.; ALJABALI, A.A.A.; LAL, A.; AZAD, G.K.; CHOUDHURY, P.P.; UVERSKY, V.N.; SHERCHAN, S.P.; UHAL, B.D.; REZAEI, N.; BRUFSKY, A.M. Questions concerning the proximal origin of SARS-CoV-2. **J Med Virol**. v. 3, 2020.

SHAAPAN, R.M. The common zoonotic protozoal diseases causing abortion. **J Parasit Dis**. v.40(4), p.1116-1129, 2016.

SHAPIRO, K., KRUSOR, C., MAZZILLO, F.F.M., CONRAD, P.A., LARGIER, J.L., MAZET, J.A.K., SILVER, M.W. Aquatic polymers can drive pathogen transmission in coastal ecosystems. **Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences** v.281, p.2014-1287, 2014. **b**.

SHAPIRO, K.; BAHIA-OLIVEIRA, L.; DIXON, B. Environmental transmissionof *Toxoplasma gondii*: Oocysts in water, soil and food. **Food Waterborne Parasitol**. v.15, p.e00049, 2019.

SHARIF, M.; SARVI, S.H.; SHOKRI, A.; HOSSEINI TESHNIZI, S.; RAHIMI, M.T.; MIZANI, A.; AHMADPOUR, E.; DARYANI, A. *Toxoplasma gondii* infection among sheep and goats in Iran: a systematic review and meta-analysis. **Parasitol Res**. v.114(1), p.1-16, 2015.

SHAW, J.J. Taxonomy of the genus *Leishmania*: present and future trends and their implications. **Mem Inst Oswaldo Cruz**. v.89(3), p.471-8, 1994

SHIOKAWA, K.; WELCOME, S.; KENIG, M.; LIM, B.; RAJEEV, S. Epidemiology of *Leptospira* infection in livestock species in Saint Kitts. **Trop Anim Health Prod**. v.51(6), p.1645-1650, 2019.

SIASI: **Sistema de informação da Atenção da Saúde Indígena**. Ministérioda Saúde, 2018. http://sis.funas a.gov.br/siasi /. Acessso em 10 de julho 2020.

SICUPIRA, P.M.; DE MAGALHÃES, V.C.; GALVÃO, G.D.A.S.; PEREIRA, M.J.; GONDIM, L.F.; MUNHOZ, A.D. Factors associated with infection by *Neospora caninum* in dogs in Brazil. **Vet Parasitol**. v.30, n.185(2-4), p.305-8, 2012.

SILVA, E. História indígena e história socioambiental no Semiárido pernambucano:os Xukuru do Ororubá. In: SILVA, Edson H.; SANTOS, Carlos A. B.; OLIVEIRA, Edivania G. da S.; COSTA NETO, Eraldo M. (Orgs.). História Ambiental e história indígena no Semiárido brasileiro. Fera de Santana, BA, **UEFS Editora**. p. 13-33, 2016.

SILVA, E. Os Fulni-ô: múltiplos olhares em uma contribuição para o reconhecimento da sociodiversidade indígena no Brasil. **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi**. v.7(2), p.609-612, 2012.

SILVA, E.H. Índios Xukuru: a história a partir das memórias. Xukuru Indians: History based on memories. **Hist unisinos**. v.15(2), p.182-194, 2011.

SILVA, F.P. **A organização prosódica do yaathe, a língua do povo fulni-ô**. 189 f. Tese (Doutorado em Letras: Linguística) – Faculdade de Letras, Programa de Pós-Graduação em Letras e Linguística, Universidade Federal de Alagoas, Maceió, 2016.

SILVA, R.C.; MACHADO G.P. Canine neosporosis: perspectives on pathogenesis and management. **Vet Med (Auckl)**. v.26, n.7, p.59-70, 2016.

SILVEIRA, L.M.C.; MARQUES LR.; HELY E. FULNI-Ô: história e educação de um povo bilingue em Pernambuco.**Cad. Pesq**. v. 19, n. 1, 2012.

SMITH, N.C.; GOULART, C.; HAYWARD, J.A.; KUPZ, A.; MILLER, C.M.; VAN DOOREN, G.G. Control of human toxoplasmosis. **Int J Parasitol**. v.51(2-3), p.95-121,2021.

SMYLIE, J.; FIRESTONE M. Back to the basics: Identifying and addressing underlying challenges in achieving high quality and relevant health statistics for indigenous populations in Canada. **Stat J IAOS**. v.31(1), p.67-87, 2015.

SOBRAL, C.A.; AMENDOEIRA, M.R.; TEVA, A.; PATEL, B.N.; KLEIN, C.H. Seroprevalence of infection with Toxoplasma gondii in indigenous Brazilian populations. **Am J Trop Med Hyg**. v.72(1). p.37-41, 2005.

SOCOLOVSCHI, C.; ANGELAKIS, E.; RENVOISÉ, A.; FOURNIER, P.E.; MARIÉ, J.L.; DAVOUST, B.; STEIN, A.; RAOULT, D. Strikes, flooding, rats, and leptospirosis in Marseille, France. **Int J Infect Dis**. v.15(10), p.e710-5, 2011.

SOKOL, S.L.; PRIMACK, A.S.; NAIR, S.C.; WONG, Z.S.; TEMBO, M.; VERMA, S.K.;

CERQUEIRA-CEZAR, C.K.; DUBEY, J.P.; BOYLE, J.P. Dissection of the *in vitro* developmental program of *Hammondia hammondi* reveals a link between stress sensitivity and life cycle flexibility in *Toxoplasma gondii*. **Elife**. v.22, n.7, p.e36491, 2018.

SONAR, S.S.; BRAHMBHATT, M.N. Toxoplasmosis: an important protozoan zoonosis. **Veterinary World**. v.*3*(9), p.436, 2010.

SOUZA, E.R. “Na mata tem ciência, eu vou mandar chamar”: Transformação do cacique Xicão em mártir-encantado. **Revista Calindu**. n.2, 2019.

SOUZA, L.G.; SANTOS, R.V.; COIMBRA JR, C.E.A. Estrutura etária, natalidade e mortalidade do povo indígena Xavante de Mato Grosso, Amazônia, Brasil. **Cienc Saude Coletiva**. v.15(Supl. 1), p.1465–73, 2010.

SOUZA, M.C.; SCATENA, J.H.G.; SANTOS, R.V. **Cad. Saúde Pública**. v.23(4), p.853-861, 2007.

SPEER, C.A.; DUBEY, J.P.; MCALLISTER, M.M.; BLIXT, J.A. Comparative ultrastructure of tachyzoites, bradyzoites, and tissue cysts of *Neospora caninum* and Toxoplasma gondii. **Int J Parasitol**. v.29(10), p.1509-19, 1999.

STELZER, S.; BASSO, W.; BENAVIDES SILVÁN, J.; ORTEGA-MORA, L.M.; MAKSIMOV, P.; GETHMANN, J.; CONRATHS, F.J.; SCHARES, G. *Toxoplasma gondii* infection and toxoplasmosis in farm animals: Risk factors and economic impact.
Food Waterborne Parasitol. v.3, n.15, p.e00037, 2019.

STIMSON, A. M. Note on an Organism Found in Yellow-Fever Tissue. **Public Health Rep** (1896-1970). v. 22(18), p.541, 1907.

SU, C.; KHAN, A.; ZHOU, P.; MAJUMDAR, D.; AJZENBERG, D.; DARDÉ, M.L.; ZHU, XQ.; AJIOKA, JW.; ROSENTHAL, B.M.; DUBEY, J.P.; SIBLEY, L.D. Globally diverse *Toxoplasma gondii* isolates comprise six major clades originating from a small number of distinct ancestral lineages. **Proc Natl Acad Sci U S A**. v.10, n.109(15), p.5844-9, 2012.

SUN, H.; XIAO, Y.; LIU, J.; WANG, D.; LI F.; WANG, C.; LI, C.; ZHU, J.; SONG, J.; SUN, H.; JIANG, Z.; LIU, L.; ZHANG, X.; WEI, K.; HOU, D.; PU, J.; SUN, Y.; TONG, Q.; BI, Y.; CHANG, KC.; LIU, S.; GAO, GF.; LIU, J. Prevalent Eurasian avian-like H1N1 swine influenza virus with 2009 pandemic virais genes facilitating human infection. **Proc Natl Acad Sci U S A**. v.21, n.117(29), p.17204-17210, 2020. **Erratum in**: **Proc Natl Acad Sci U S A**. v.15, n.117(37), p.23194, 2020.

SUNDAR, S.; SINGH, B. Understanding *Leishmania* parasites through proteomics and implications for the clinic. **Expert Rev Proteomics**. v.15(5), p.371-390, 2018.

SUTEERAPARP, P.; PHOLPARK, S.; PHOLPARK, M.; CHAROENCHAI, A.; CHOMPOOCHAN, T.; YAMANE, I.; KASHIWAZAKI, Y. Seroprevalence of antibodies to *Neospora caninum* and associated abortion in dairy cattle from central Thailand. **Vet Parasito.** v.15, n.86(1), p.49-57, 1999.

TAGWIREYI, W.M.; ETTER, E.; NEVES, L. Seroprevalence and associated risk factors of *Toxoplasma gondii* infection in domestic animals in southeastern South Africa. **Onderstepoort J Vet Res**. v.5, n.86(1), p.e1-e6, 2019.

TAKABE, K.; KAWAMOTO, A.; TAHARA, H.; KUDO, S.; NAKAMURA, S. Implications of coordinated cell-body rotations for *Leptospira* motility. **Biochem Biophys Res Commun**. v.30, n.491(4), p.1040-1046, 2017.

TAKEUCHI, Y.; SODA, R.; DIWAY, B.; KUDA, TA.; NAKAGAWA, M.; NAGAMASU, H.; NAKASHIZUKA, T. Biodiversity conservation values of fragmented communally reserved forests, managed by indigenous people, in a human-modified landscape in Borneo. **PLoS One**. v.29, n.12(11), p.e0187273, 2017.

TAREKEGN, Z.S.; DEJENE, H.; ADDISU, A.; DAGNACHEW, S. Potential risk factors associated with seropositivity for *Toxoplasma gondii* among pregnant women and HIV infected individuals in Ethiopia: A systematic review and meta-analysis. **PLoS Negl Trop Dis**. v.14(12), p.e0008944, 2020.

TAREKEGN, Z.S.; DEJENE, H.; ADDISU, A.; DAGNACHEW, S. Potential risk factors associated with seropositivity for *Toxoplasma gondii* among pregnant women and HIV infected individuals in Ethiopia: A systematic review and meta-analysis**. PLoS Negl Trop Dis**. v.15, n.14(12), p.e0008944, 2020.

TÁVORA, L.G.; NOGUEIRA, M.B.; GOMES, S.T. Visceral Leishmaniasis/HIV co-infection in northeast Brazil: evaluation of outcome. **Braz J Infect Dis**. v.19(6), p.651-6, 2015.

TENTER, A.M.; HECKEROTH, A.R.; WEISS, L.M. Toxoplasma gondii: from animals to humans. **Int J Parasitol**. v.30(12-13), p.1217-58, 2000. **Erratum in: Int J Parasitol**. v.31(2), p.217-20, 2001.

THEODOR, O. Classification of the Old World species of the subfamily phlebotominae (*Diptera*, *Psychodidae*). **Bull Entomol Res**. v.39(Pt 1), p.85-115, 1948.

THEODOR, O. On the classification of American Phlebotominae. **J Med Entomol**. v.2(2), p.171-97, 1965.

THIBEAUX, R.; GIRAULT, D.; BIERQUE, E.; SOUPÉ-GILBERT, M.E.; RETTINGER, A.; DOUYÈRE, A.; MEYER, M.; IRAOLA, G.; PICARDEAU, M.; GOARANT, C. Biodiversity of Environmental *Leptospira*: Improving Identification and Revisiting the Diagnosis. **Front Microbiol**. v.1, n.9, p.816, 2018. **b.**

THIBEAUX, R.; IRAOLA, G.; FERRÉS, I.; BIERQUE, E.; GIRAULT, D.; SOUPÉ-GILBERT, M.E.; PICARDEAU, M.; GOARANT, C. Deciphering the unexplored *Leptospira* diversity from soils uncovers genomic evolution to virulence. **Microb Genom**. v., n.1, p. 144, 2018.**a**

THOMAZ-SOCCOL, V.; LANOTTE, G.; RIOUX, J.A.; PRATLONG, F.; MARTINI-DUMAS, A.; SERRES, E. Monophyletic origin of the genus *Leishmania* Ross, 1903. **Ann Parasitol Hum Comp**. v.68(2), p.107-8, 1993.

TORGERSON, P.R.; CALUM, N.L.M. The socioeconomic burden of parasitic zoonoses: global trends. **Veterinary parasitol. v.** 182.1, p. 79-95, 2011.

TORGERSON, P.R.; MASTROIACOVO, P. The global burden of congenital toxoplasmosis: a systematic review. **Bull World Health Organ**. v.1, n.91(7), p.501-8, 2013.

TREES, A.J.; WILLIAMS, D.J. Endogenous and exogenous transplacental infection in *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii.* **Trends Parasitol**. v.21(12), p.558-61, 2005.

TREVISAN DA LONARDONI, M.V.; DEMARCHI, I.G. Diagnostic methods to cutaneous leishmaniasis detection in domestic dogs and cats. **An Bras Dermatol**. v.90(6), p.868-72, 2015.

TREVIZAN, L.; DE MELLO, K.A.; BRENNA, J.T.; LAWRENCE, P.; WALDRON, M.K.; BAUER, J.E. Maintenance of arachidonic acid and evidence of Δ5 desaturation in cats fed γ-linolenic and linoleic acid enriched diets. **Lipids**. v.47(4), p.413-23, 2012.

TRYLAND, M.; NESBAKKEN, T.; ROBERTSON, L.; GRAHEK-OGDEN D.; LUNESTAD B.T. Human pathogens in marine mammal meat – a northern perspective.
Zoonoses Public Health. v.61(6), p.377-94, 2014.

TUON FF.; NETO V.A.; AMATO V.S. *Leishmania*: origin, evolution and future since the Precambrian. **FEMS Immunol Med Microbiol**. v.54(2), p.158-66, 2008.

UESAKA, K.; KOYAMA, K.; HORIUCHI, N.; KOBAYASHI, Y.; NISHIKAWA, Y.; INOKUMA, H. A clinical case of neosporosis in a 4-week-old holstein friesian calf which developed hindlimb paresis postnatally. **J Vet Med Sci**. v.20, n.80(2), p.280-283, 2018.

UNITED NATIONS. **UN Declaration on the Rights of Indigenous Peoples**., 2008. http://www.humanrights.gov.au/publications/undeclaration-rights-indigenous-peoples https://www.un.org/development/desa/indigenouspeoples/news/2019/09/sowip4/#:~:text=UNITED%20NATIONS%2C%2013%20September%202019,of%20the%20World%27s%20Indigenous%20Peoples.&text=SOWIP%20examines%20the%20impact%20the,in%20an%20estimated%2090%20countries.2019.Acesso em 23 junho. 2020.

UNITED STATES AGENCY FOR INTERNATIONAL DEVELOPMENT. **USAID launches Emerging Pandemic threats program**. Washington, 2009. Disponível em:
<http://www.usaid.gov/press/releases/2009/pr091021_1.html>. Acesso em 30 março. 2022.

UZEDA, R.S.; COSTA, K.D.E.S.; SANTOS, S,L.; PINHEIRO, A,M.; DE ALMEIDA, MA.; MCALLISTER, MM.; GONDIM, LF. Loss of infectivity of *Neospora caninum* oocysts maintained for a prolonged time. **Korean J Parasitol**. v.45(4), p.295-9, 2007.

VALERO, N.N.H.; PRIST, P.; URIARTE M. Environmental and socioeconomic risk factors for visceral and cutaneous leishmaniasis in São Paulo, Brazil. **Sci Total Environ**. Nov 25; 797:148960, 2021.**a**

VALERO, N.N.H.; URIARTE, M. Environmental and socioeconomic risk factors associated with visceral and cutaneous leishmaniasis: a systematic review. **Parasitol Res**. v.119, n.2, p.365-384, 2020. **b.**

VARASCHIN, M.S.; HIRSCH, C.; WOUTERS, F.; NAKAGAKI. KY.; GUIMARÃES, A.M.; SANTOS, D.S.; BEZERRA, P.S JR.; COSTA, R.C.; PECONICK, A.P.; LANGOHR, I.M. Congenital neosporosis in goats from the State of Minas Gerais, Brazil. **Korean J Parasitol**. v.50(1), p.63-7, 2012.

VAUDAUX, J.D.; MUCCIOLI, C.; JAMES, E.R.; SILVEIRA, C.; MAGARGAL, S.L.; JUNG, C.; DUBEY, J.P.; JONES, J.L.; DOYMAZ, M.Z.; BRUCKNER, D.A.; BELFORT, R. JR.; HOLLAND, G.N.; GRIGG, M.E. Identification of an atypical strain of *Toxoplasma gondii* as the cause of a waterborne outbreak of toxoplasmosis in Santa Isabel do Ivai, Brazil. **J Infect Dis**. v.15, n.202(8), p.1226-33, 2010.

VEGA, O.D.; PÉREZ, R.J.G.; DYE T.D.V. "Y no quedó nada, nada de la casa, todo salió volando" (And there was nothing left, nothing of the house, everything flew away): a critical medical ecological perspective on the lived experience of hurricane María in Puerto Rico. **BMC Public Health**. v.9, n.21(1), p.1833, 2021.

VELOSO, E.C.M.; NEGREIROS, A.D.S.; DA SILVA, J.P.; MOURA, L.D.; NASCIMENTO, L.F.M.; SILVA, T.S.; WERNECK, G.L.; CRUZ, M.D.S.P.E. Socio-economic and environmental factors associated with the occurrence of canine infection by *Leishmania infantum* in Teresina, Brazil. **Vet Parasitol Reg Stud Reports**. v.24, p.100561, 2021.

VENTUROSO, P.J.S.; VENTUROSO, O.J.; SILVA, G.G.; MAIA, M.O.; WITTER, R.; AGUIAR, D.M.; PACHECO, R.C.; FERREIRA, E.; COSTA, A.J.D.; SANTOS-DONI, T.R.D. Risk factor analysis associated with *Neospora caninum* in dairy cattle in Western Brazilian Amazon. **Rev Bras Parasitol Vet**. v.12, n.30(1), p.e023020, 2021.

VIANNA, M.C.; SREEKUMAR, C.; MISKA, K.B.; HILL, D.E.; DUBEY, J.P. Isolation of *Neospora caninum* from naturally infected white-tailed deer (*Odocoileus virginianus*). **Vet Parasitol**. v.15, n.129(3-4), p.253-7, 2005. VIDAL, J.E. **J Int Assoc Provid AIDS Care**. 2019.

VIEIRA, A.S.; NARDUCHE, L.; MARTINS, G.; SCHABIB, PÉRES I.A.; ZIMMERMANN, N.P.; JULIANO, R.S.; PELLEGRIN, A.L.W. Detection of wild animals as carriers of *Leptospira* by PCR in the Pantanal biome, Brazil. **Acta Trop**. v. 163, p.87-90, 2016.

VIEIRA, A.S.; PINTO, P.S.; LILENBAUM, W. A systematic review of leptospirosis on wild animals in Latin America. **Trop Anim Health Prod**. v.50, n.2, p.229-238, 2018. **b.**

VIEIRA, J.L.S. **O terreiro de Toré da Boa Vista como espaço sagrado do povo Xukuru do Ororubá, Pesqueira-PE**. Trabalho de conclusão do curso de Licenciatura em Geografia. Instituto Federal de Pernambuco, Pernambuco, 2018.

VIJAYACHARI, P.; SUGUNAN, A.P.; SHRIRAM, A.N. Leptospirosis: an emerging global public health problem. **J Biosci**. v.33(4), p.557-69, 2008.

VILLANUEVA-SAZ, S.; GINER, J.; VERDE, M.; YZUEL, A.; RUIZ, H.; LACASTA, D.; RIERA, C.; FISA, R.; ALCOVER, M.M.; FERNÁNDEZ, A. Antibodies to *Leishmania* in naturally exposed domestic ferrets (*Mustela putorius furo*) in Spain. **Vet Parasitol**. v.296, p.109492, 2021.

VINCENT, A.T.; SCHIETTEKATTE, O.; GOARANT, C.; NEELA, V.K.; BERNET, E.; THIBEAUX, R.; ISMAIL, N.; MOHD KHALID, M.K.N.; AMRAN, F.; MASUZAWA, T.; NAKAO, R.; AMARA KORBA, A.; BOURHY, P.; VEYRIER, F.J.; PICARDEAU, M. Revisiting the taxonomy and evolution of pathogenicity of the genus *Leptospira th*rough the prism of genomics. **PLoS Negl Trop Dis**. v.23, n.13(5), p.e0007270, 2019.

VIRUS, M.A.; EHRHORN, E.G.; LUI, L.M.; DAVIS, P.H. Neurological and Neurobehavioral Disorders Associated with *Toxoplasma gondii* Infection in Humans. **J Parasitol Res**. v.2021, p.6634807, 2021.

VUEBA, A.N.; FARIA, C.P.; ALMENDRA, R.; SANTANA, P.; SOUSA, M.D.C. Serological prevalence of toxoplasmosis in pregnant women in Luanda (Angola): Geospatial distribution and its association with socio-demographic and clinical-obstetric determinants. **PLoS One**. v.6, n.15(11), p.e0241908, 2020.

WAINWRIGHT, K.E.; LAGUNAS-SOLAR, M.; MILLER, M.A.; BARR, B.C.; MELLI, A.C.; PACKHAM, A.E.; ZENG, N.; TRUONG, T.; CONRAD, P.A. Radiofrequency-induced thermal inactivation of *Toxoplasma gondii* oocysts in water. **Zoonoses Public Health**. v.57(1), p.74-81, 2010.

WANG, Y.; ZHUANG, X.; ZHONG, Y.; ZHANG, C.; ZHANG, Y.; ZENG, L.; ZHU, Y.; HE, P.; DONG, K.; PAL, U.; GUO, X.; QIN, J. Distribution of Plasmids in Distinct *Leptospira* Pathogenic Species. **PLoS Negl Trop Dis**. v.10, n.9(11), p.e0004220, 2015.

WANG, Y.X.G.; MATSON, K.D.; SANTINI, L.; VISCONTI, P.; HILBERS, J.P.; HUIJBREGTS, M.A.J.; XU, Y.; PRINS, H.H.T.; ALLEN, T.; HUANG, Z.Y.X.; DE BOER W.F. Mammal assemblage composition predicts global patterns in emerging infectious disease risk. **Glob Chang Biol**. v.27(20), p.4995-5007, 2021.

WEISS, L.M.; KIM, K. The development and biology of bradyzoites of *Toxoplasma gondii.* **Front Biosci**. v.1, n.5, p.D391, 2000.

WHITE, R.J.; RAZGOUR, O. Emerging zoonotic diseases originating in mammals: a systematic review of effects of anthropogenic land-use change. **Mamm Rev**. v.2, p.10.1111/mam.12201, 2020.

WILHELM, T.J. Viszerale Leishmaniose [visceral leishmaniasis]. **Chirurg**. v.90(10), p.833-837, 2019.

WITTER, R.; PENA, H.F.J.; MAIA, M.O.; DE MAGALHÃES, A.O.; MORGADO, T.O.; COLODEL, E.M.; BARROS, D.I.M.; GENNARI, S.M.; PACHECO, R.C. Isolation and genotyping of *Toxoplasma gondii* in the Midwestern Brazil revealed high genetic diversity and new genotypes. **Acta Trop**. v.212, p.105681, 2020.

WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO). **Leishmaniasis**. https:// www. who.int/

news- room/ act- sheets/ detail/ leishmaniasis, 2020. Accesso 19 abri 2022.

WORLD ORGANIZATION HEALTH (WHO) Leishmaniasis Control Team. Leishmaniasis worldwide and global estimates of its incidence. **PLoS One**. v. 7, n.5, p. 35671, 2012.

WU, J.S.A.; FLORIAN, M.D.; RODRIGUES, D.A.; JANE, M.D. Skin diseases in indigenous population: retrospective epidemiological study at Xingu Indigenous Park (XIP) and review of the literature. **Int J of Dermatol**. v.56, p.1414–1420, 2017.

WUNDER, E.A.JR.; FIGUEIRA, C.P.; BENAROUDJ, N.; HU, B.; TONG, B.A.; TRAJTENBERG, F.; LIU, J.; REIS, M.G.; CHARON, N.W.; BUSCHIAZZO, A.; PICARDEAU, M.; KO, A.I. A novel flagellar sheath protein, FcpA, determines filament coiling, translational motility and virulence for the *Leptospira* spirochete. **Mol Microbiol**. v.101(3), p.457-70, 2016.

XIAO, J. Sex-specific changes in gene expression and behavior induced by chronic *Toxoplasma* infection in mice. **Neuroscience. v.** 206, p.39-48, 2012**a**.

XIAO, J.; PRANDOVSZKY, E.; KANNAN, G. *Toxoplasma gondii*: Biological Parameters of the Connection to Schizophrenia. **Schizophr Bull**. v.44(5), p.983-992, 2018**c**.

XIAO, J.; YOLKEN, R.H. Strain hypothesis of *Toxoplasma gondii* infection on the outcome of human diseases. **Acta Physiol (Oxf)**. v.213(4), p.828-45, 2015**.**

XU, J.; KOIZUMI, N.; NAKAMURA, S. Crawling Motility on the Host Tissue Surfaces Is Associated with the Pathogenicity of the Zoonotic Spirochete *Leptospira*. **Front Microbiol**. v.5, n.11, p.1886, 2020.

YAN, C.; LIANG, L.J.; ZHENG, K.Y.; ZHU, X.Q. Impact of environmental factors on the emergence, transmission and distribution of *Toxoplasma gondii*. **Parasit Vectors**. v.10, n.9, p.137, 2016

YANG, HY.; CHIEN, W.C.; CHUNG, C.H. Risk of dementia in patients with toxoplasmosis: a nationwide, population-based cohort study in Taiwan. **Parasit Vectors**. v.14(1), p.435, 2021.

YANG, Y.R.; FENG, Y.J.; LU, Y.Y.; DONG, H.; LI, T.Y.; JIANG, Y.B.; ZHU, X.Q.; ZHANG, L.X. Antibody Detection, Isolation, Genotyping, and Virulence of *Toxoplasma gondii* in Captive Felids from China. **Front Microbiol**. v.25, n.8, p. 1414, 2017.

ZAKHAROVA, O.I.; KORENNOY, F.I.; IASHIN, I.V.; TOROPOVA, N.N.; GOGIN, A.E.; KOLBASOV, D.V.; SURKOVA, G.V.; MALKHAZOVA, S.M.; BLOKHIN, A.A. Ecological and Socio-Economic Determinants of Livestock Animal Leptospirosis in the Russian Arctic. **Front Vet Sci**. v.12, n.8, p.658675, 2021.

ZANELLA, J.R. Emerging and reemerging zoonoses and their importance for animal health and production. **Pesq Agrop Brasileira**. v.51(5), p.510-9, 2016.

ZAUCHA-PRAŻMO, A.; SAMARDAKIEWICZ, M.; DUBELT, J.; KOWALCZYK, J.R.

Cerebral toxoplasmosis after haematopoietic stem cell transplantation. **Ann Agric Environ Med**. v.11, n.24(2), p.237-239, 2017.

ZAVALETA, C. COVID-19: review Indigenous peoples' data. **Nature**. v.580(7802), p.185, 2020.

ZHANG, M.; YANG, Z.; WANG, S.; TAO, L.F., XU, L.X., YAN, R.F., SONG, X.K, LI, X.R. Detection of *Toxoplasma gondii* in shellfish and fish in parts of China. **Vet Parasitol.** v.200, p.85-89, 2014.

ZHAO, X.Y.; EWALD, S.E. The molecular biology and immune control of chronic *Toxoplasma gondii* infection. **J Clin Invest**. v.1, n.130(7), p.3370-3380, 2020.

ZHU, W.; LI J.; PAPPOE, F.; SHEN, J.; YU, L. Strategies Developed by *Toxoplasma gondii* to Survive in the Host. **Front Microbiol**. v.26, n.10, p.899, 2019.

5 ARTIGOS CIENTÍFICOS

5.1 ARTIGO. 1

Primeira investigação sorológica de *Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum*, *Leishmania* spp. em cães de comunidade indígena Fulni-ô em Pernambuco, Brasil

Resumo: Objetivou-se determinar a ocorrência de anticorpos contra *T. gondii*, *N. caninum*, *Leishmania* spp. e *Leptospira* spp. em cães da comunidade indígena Fulni-Ô, Pernambuco, Brasil. Foram coletadas 66 amostras de soro de cães errantes e semi-domiciliados que foram analisados pelas técnicas de Imunofluorescência Indireta (RIFI) (*Toxoplasma gondii* e *Neospora caninum*), Microaglutinação Microscópica (MAT) (*Leptospira* spp.) e o kit TR DPP® 7 Leishmaniose Visceral Canina da Bio-Manguinhos (*Leishmania* spp.). A ocorrência de anticorpos nas análises sorológicas dos caninos foram: 46,9% (31/66) positivos para *T. gondii*; 9,09% (6/66) positivos para *N. caninum*; 22,72%(15/66) positivos para *Leishmania* spp. e 18,18% (12/66) positivos para *Leptospira* spp. Os resultados obtidos indicam o contato dos protozoários *Toxoplasma gondii, Neospora caninum* e *Leishmania* spp, além de diferentes sorovares de *Leptospira* spp. em cães comunidade indígena Fulni-ô, Pernambuco, Brasil. Este estudo inédito no Brasil tem impacto importante para a saúde animal e humana, e evidencia a necessidade de ações de vigilância para essas enfermidades nesta comunidade.

Introdução

No ambiente tropical do Brasil, as doenças zoonóticas constituem uma grande parte das infecções humanas, onde as condições de vida das populações muitas vezes, favorecem a exposição a certos parasitos emergentes de origem animal (DANTAS-TORRES, 2014; OVERGAAUW et al., 2020). *Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum* e *Leishmania* spp. e *Leptospira* spp. têm grande impacto na saúde animal e humana em regiões tropicais e subtropicais (PEREIRA et al.,

2018;MAGGI, 2019; ANVARI et al., 2020; SILVA et al., 2021).

As populações indígenas são consideradas uma das mais vulneráveis quanto a ocorrência de doenças infectocontagiosas, sobretudo, as tropicais negligenciadas (HARFIELD et al., 2015; CANUTO et al., 2018), pois enfrentam um cenário de disparidade entre os indicadores sociais, elevados índices de pobreza e carência de serviços básicos de saúde (SOUZA et al., 2007). Isso ressalta a relevância de investigações sorológicas em animais domésticos que contribuem para elucidar questões importantes sobre agentes infecciosos circulantes em animais nessas comunidades (HARFIELD et al., 2015).

T. gondii e *N. caninum* são protozoários Apicomplexa que têm respectivamente, os felídeos e os canídeos como hospedeiros definitivos e infectam uma variedade de animais domésticos e silvestres, incluindo os mamíferos marinhos e animais de produção (ROBERT-GANGNEUX 2012; SHAPIRO et al., 2019). O contato com ambientes contaminados e o consumo de presas infectadas são significativas fontes de infecção. *T. gondii* e *N. caninum* são importantes agentes causadores de abortamentos em ruminantes (SHAAPAN, 2015; SAH et al., 2019; LINDSAY & DUBAY, 2020).

Outra doença tropical negligenciada de caráter endêmico é a leishmaniose, causada pelo protozoário *Leishmania* spp. (WHO 2010; CHIKEKA et al., 2015). A doença é considerada um problema mundial de Saúde Pública e mais de 1,2 milhões de novos casos de leishmaniose visceral (LV) e leishmaniose cutânea (LC) são notificados anualmente (WHO, 2010; ESTEVA et al., 2017). Aproximadamente 97% dos casos de LV humana nas Américas são reportados no Brasil, onde cepas autóctones já foram identificadas em todos os estados da Federação (LARA-SILVA et al., 2015). O gênero *Leishmania* (*Kinetoplastida*: *Trypanosomatidae*) infecta uma diversidade de espécies domésticas e silvestres e os cães domésticos (*Canis familiaris*) são os principais reservatórios do protozoário (OLIVEIRA et al., 2021).

A infecção por bactérias do gênero *Leptospira* spp. pode se apresentar na forma assintomática nos humanos e animais (HARTSKEERL et al., 2011 GUERNIER et al., 2018), entretanto, a dinâmica da leptospirose é muito ampla e pode cursar com quadros leves até formas severas da doença (HARTSKEERL et al.,

2011). As características epidemiológicas de *Leptospira* spp. são muito abrangentes, envolvem desde conjunturas sociais e econômicas a condições climáticas e ambientais (DECHET et al., 2005; GUERRA, 2013; KHALIL et al., 2021). É fundamentado que a bactéria possui um comportamento cosmopolita e surtos de leptospirose são frequentes, o que faz da doença uma das zoonoses bacterianas mais notificadas ao redor do mundo (WHO, 2005; HAAKE e LEVETT, 2015).

Devido ao processo histórico de exclusão dos povos tradicionais e aos raros estudos dessa natureza em comunidades indígenas no mundo, objetivou-se determinar a ocorrência de anticorpos contra *T. gondii*, *N. caninum*, *Leishmania* spp. e *Leptospira* spp. em cães da comunidade indígena Fulni-Ô, Pernambuco, Brasil.

Material e Métodos

Considerações éticas

Este estudo foi aprovado pelo Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA) da Universidade Federal Rural de Pernambuco (128/2017). Esta pesquisa foi conduzida conforme preconizado pelo Colégio Brasileiro de Experimentação Animal.

Área do estudo e amostragem

A comunidade Fulni-ô está localizada no município de Águas Belas, no Agreste do estado de Pernambuco, Brasil. A comunidade Fulni-ô tem uma população de aproximadamente 6.000 habitantes distribuídos em três aldeamentos: a aldeia Sede, conhecida também como aldeia do Posto; aldeia Xixiaclá, e a aldeia Oricuri, todas estas, com características semirrurais, segundo dados do SESAI (2014). O reconhecimento oficial das terras indígenas Fulni-ô, ainda permanece em fase de homologação e conclusão (SILVA, 2013).

No estudo, não foi possível calcular uma amostragem, pois não dispomos de

dados oficiais sobre a população de cães nessa comunidade indígena. Consequentemente, foram coletadas 66 amostras de cães errantes e semi-domiciliados, adultos, machos e fêmeas de forma não probabilística.

Amostras biológicas

As amostras de sangue foram coletadas de cães errantes domiciliados e semi-domiciliados de diferentes raças, sexo e idades por venopunção da veia cefálica, e armazenados em tubos do tipo Vacutainer ®. Os tubos foram identificados e centrifugados a 1500 ×g por 5 min. para obtenção do soro sanguíneo. Os soros foram aliquotados em tubos de polipropileno de 1,5mL, identificados e armazenados a -20 °C até a realização posterior das análises sorológicas.

Sorologia

Toxoplasma gondii* e *Neospora caninum

Para detecção dos anticorpos IgG anti-*T. gondii* e anti-*N. caninum* utilizou-se a técnica da Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI), com ponto de corte de 1:16 e 1:50 (DUBEY et al., 2010), respectivamente. Taquizoítos da cepa ME-49 de *T. gondii* e da cepa Nc-Sp7 de *N. caninum* foram utilizados como antígeno. Os soros foram diluídos em solução Tampão fosfato-salino (PBS) e distribuídos em lâminas com 12 poços. Um anticorpo secundário anti-IgG canino conjugado com fluoresceína (Sigma Chemical®, USA) foi adicionado posteriormente (DUBEY et al. 2010), em todos os poços contendo cada amostra de soro processado. Em cada lâmina, controles positivos e negativos foram incluídos para ambos os agentes infeciosos testados.

***Leishmania* spp.**

Para o diagnóstico sorológico de *Leishmania* spp. foi utilizado o *kit* TR DPP® 7 Leishmaniose Visceral Canina da Bio-Manguinhos. Este *kit* é composto por suporte DPP, tampão de corrida, alça coletora descartável de volume de 5µL e

lanceta descartável. Os procedimentos foram realizados de acordo com as instruções do fabricante.

***Leptospira* spp.**

Para a detecção de anticorpos anti-*Leptospira* spp., as amostras de soro canino foram testadas empregando a técnica de Aglutinação Microscópica (MAT), segundo a metodologia recomendada pelo Ministério da Saúde (MS) com modificações. Amostras com títulos ≥50 foram consideradas positivas (BERNARDINO et al., 2021). Foram utilizados 15 diferentes sorovares pertencentes aos sorogrupos citados na tabela abaixo:

Tabela 1 Abreviação dos sorovares e respectivos sorogrupos e espécies utilizados na técnica de MAT

Abreviação	Sorovar	Sorogrupo	Espécie
Bra	Bratislava	Australis	*L. interrogans*
Pat	Patoc	Semaranga	*L. biflexa*
HP	Hardjoprajitno	Sejroe	*L.interrogans*
Jav	Javanica	Javanica	*L.borgpetersenii*
Dija	Dijasiman	Djasiman	*L.interrogans*
Aus	Australis	Australis	*L. interrogans*
Tar	Tarassovi	Tarassovi	*L. borgpetersenii*
She	Shermani	Shermani	*L. santarosai*
Ict	Icterohaemorrhagiae	Icterohaemorrhagiae	*L. interrogans*
Can	Canicola	Canicola	*L. interrogans*
Pom	Pomona	Pomona	*L. interrogans*
Gri	Grippotyphosa	Grippotyphosa	*L. kirschneri*
Cas	Castellonis	Ballum	*L. borgpetersenii*
HB	Hardjobovis	Sejroe	*L. borgpetersenii*
Bat	Bataviae	Bataviae	*L. interrogans*

Análise estatística

Foi utilizada a análise de frequência descritiva dos dados, com dispersão das frequências absoluta e relativa (SAMPAIO, 2003).

Resultados

Nas análises sorológicas dos soros caninos da comunidade Fulni-ô obtivemosos seguintes resultados sobre a ocorrência de anticorpos: 46,9% (31/66) positivos para *T. gondii*; 9,09% (6/66) positivos para *N. caninum*; 22,72% (15/66) positivos para *Leishmania* spp. e 18,18% (12/66). para *Leptospira* spp. (Tabela 2). Na figura 1, encontram-se os resultados dos sorovares detectados e os seus respectivos títulos máximos: Icterohaemorrhagiae (10/12; 83,33%; 1.600); Pomona (6/12; 50%; 800); Canicola (4/12; 33,33%; 200); Hardjoprajitno (1/12; 8,33%; 100); Dijasiman (1/12; 8,33%; 200); Australis (1/12; 8,33%; 200); Tarassovi (1/12; 8,33%;400); Grippotyphosa (1/12; 8,33%; 50); Bataviae (1/12; 8,33%; 50). Alguns soros reagiram simultaneamente para mais de um sorovar.

Tabela 2 Frequências relativa e absoluta de anticorpos anti-Toxoplasma gondii, anti- Neospora caninum, anti-Leishmania spp e anti-Leptospira spp. em cães do território indígena Fulni-ô, Pernambuco, Brasil.

Frequências	***T. gondii***	***N.caninum***	***Leishmania* spp.**	***Leptospira* spp.**
Frequência relativa	46,9%	9,09%	22,72%	18,18%
Frequência absoluta	31/66	6/66	15/66	12/66

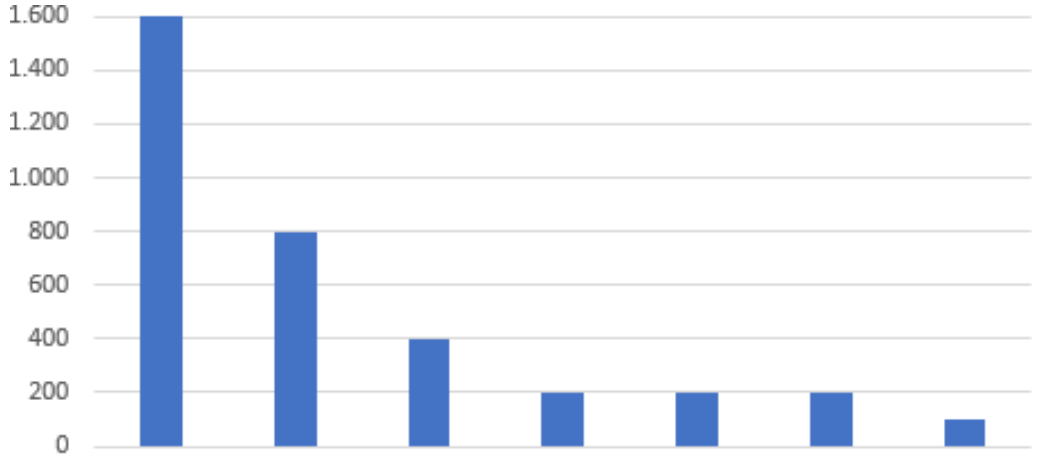

Figura 9 Títulações dos sorovares de *Leptospira* spp. reagentes ao MAT

Discussão

A inclusão de animais domésticos e de produção em investigações sorológicas em comunidades tradicionais é urgente, visto que grande parte das famílias indígenas possui a agropecuária como a única fonte de subsistência e animais domésticos como cães e gatos são frequentes nas aldeias (OLIVEIRA et al.,2011; PULINA et al., 2018). Devido às particularidades e vulnerabilidades destas populações, o surgimento de patógenos e doenças infecciosas é comum nestas comunidades (ROMERO-SANDOVAL et al., 2019).

Sobre a toxoplasmose em povos indígenas, um estudo realizado na aldeia indígena Utiariti no Mato Grosso, Brasil, associou o consumo de água de rios, riachos e poços e a presença de felídeos próximos às estas fontes de consumo, à detecção de anticorpos IgG anti-*Toxoplasma gondii* em seus habitantes (SANTOS etal., 2019). Em outra investigação, Sobral et al. (2005) associaram a presença de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em indígenas da etnia Enawenê-Nawê que têm o hábito cultural de se alimentar de cogumelos crus da floresta. Na bacia do alto Rio Negro, Amazonas, um estudo com 10 diferentes etnias associou a presença de

anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* às precárias condições sanitárias da localidade (BÓIA et al., 2008). Assim como nos humanos, os cães do nosso estudo estão sujeitos à infecção por *T. gondii* por meio da ingestão de oocistos infectantes no ambiente (alimentos e água) (OPSTEEGH et al., 2019; INNES et al., 2019), além do carnivorismo de presas silvestres ou o consumo de carne ou vísceras cruas de animais de produção infectados por *T. gondii* (AWOBODE et al., 2020). Nesse caso, esses cães servem como indicadores de contaminação ambiental por *T. gondii* nesta aldeia, e indica a necessida de de realizar a sorologia nos humanos para estimar a prevalência de anticorpos IgM e IgG e os impactos da toxoplasmose na saúde do povo Funiô. Uma informação importante no nosso estudo foi a presença frequente de gatos errantes e semi-domiciliados circulando na aldeia. O gato é um dos hospedeiros definitivos de *T. gondii*, eliminam oocistos que esporulam no ambiente e contaminam água e alimentos dos humanos e outros hospedeiros intermediários (CHALKOWSKI et al., 2019). Vários estudos associaram a presença de gatos com a ocorrência de anticorpos anti-*T. gondii* em humanos e animais (MAGALHÃES et al., 2016; DE SOUZA et al., 2016; GHAREKHANI et al., 2021; SILVA et al., 2021). Nos ruminantes, os distúrbios reprodutivos são caracterizados principalmente por morte ou absorção embrionária, repetição de cio, mumificação fetal, abortamento, morte neonatal e nascimento de crias debilitadas (DUBEY, 2010; DE OLIVEIRA et al., 2018).

A ocorrência de anticorpos anti-*N. caninum* em cães nesta comunidade tem um significado importante para os animais de produção, pois não se conhece os impactos desta enfermidade nos abortamentos em bovinos nesta localidade. Investigações já evidenciaram que os cães domésticos circulantes em áreas rurais estão mais suscetíveis à infecção por *N. caninum* em relação aos cães de áreas urbanas, devido ao hábito de caça e carnivorismo (SICUPIRA et al., 2012; MITREA et al., 2013; MOSALLANEJAD et al., 2018). Nesta comunidade indígena observou- se a presença de muitos cães errantes e semidomiciliados, favorecendo a infecção por este protozoário. Sobre as pesquisas conduzidas em comunidades tradicionais abordando *N. caninum* em cães, apenas dois estudos relataram a ocorrência de anticorpos em cães. Um estudo realizado em uma população aborígene na Austrália com prevalência de 20,6% dos 194 caninos semi-domiciliados (KING et al., 2012). Outra investigação foi realizada na Região Amazônica Brasileira onde foram detectados anticorpos contra *N. caninum* em

9,8% dos 325 cães residentes nas vilasindígenas (MINERVINO et al., 2012).

A presença de cães infectados por *N. caninum* nessa aldeia indígena demonstra que o ciclo de transmissão deste protozoário está ocorrendo, pois o cão doméstico é um dos hospedeiros definitivos de *N. caninum* (DUBEY, 2010). No Brasil, anticorpos anti-*Neospora caninum* já foram identificados em diversas espécies domésticas, animais de produção, algumas espécies de aves e animais silvestres (ALMERÍA et al., 2002; VIANNA et al., 2005; COSTA et al., 2007; GONDIM et al., 2010). A presença dos canídeos é um fator de risco importante para ainfecção por *N. caninum* (ABREU et al., 2014; DREYFUS et al., 2021) e os cães domésticos têm importância fundamental na epidemiologia de *N. caninum*, poisfuncionam como excelentes sentinelas (PINTO-FERREIRA et al., 2019).

Outro protozoário importante na abordagem da saúde indígena é *Leishmania* spp., responsável pela leishmaniose, doença zoonótica grave que acomete mais de 12 milhões de pessoas ao redor do mundo (ALVAR et al., 2012; ROSSI & FASEL, 2018; OPAS, 2019). Em países subdesenvolvidos e em condições precárias de serviços de saúde, a leishmaniose tem um caráter endêmico e negligenciado (OKWOR & UZONNA, 2016; ALMEIDA et al., 2020). A leishmania é transmitida por insetos hematófagos da subfamília *Phlebotominae,* muito frequente em regiões tropicais e subtropicais devido às condições favoráveis à sua multiplicação (ANVERSA, 2018; PINHEIRO et al., 2021). Entre 2013 e 2017, segundo dados do Ministério da Saúde foram confirmados 313 casos de leishmaniose em indígenas de várias etnias no estado de Roraima (BRASIL. Ministério da Saúde, 2019; ALMEIDA et al., 2020), e apesar da carência nas investigações, grande parte das etnias indígenas reside em áreas que favorecem a presença do vetor (TAKEUCHI et al., 2017), que aliada às situações negligenciadas destas populações, aumentam o risco da presença do parasito e da doença (VELOSO et al., 2021).

Os sorovares mais frequentes de *Leptospira* spp. em cães no nosso estudo, coincidem com alguns estudos realizados no Brasil e no mundo, e muito provavelmente dependem dos reservatórios no ambiente onde esses cães vivem (CAVE et al., 2014; LAU et al., 2017; LÓPEZ et al., 2019). Destaca-se que os cães desta comunidade não foram vacinados para leptospirose, sendo os anticorpos provenientes da infecção natural (ELLIS, 2015).

Uma característica do gênero *Leptospira* spp. é a grande diversidade dos

sorogrupos e sorovares (GUGLIELMINI et al., 2019). Apesar de alguns sorogrupos possuírem um tropismo por determinadas espécies, estes, não são espécie-específicos (CILIA et al., 2021), e conseguem infectar diferentes hospedeiros que podem desenvolver a doença leve ou grave ou atuarem como hospedeiros assintomáticos, que funcionam como reservatórios de *Leptospiras* patogênicas, eliminando a bactéria via urinária, um aspecto fundamental na cadeia epidemiológica de transmissão (THIBEAUX et al., 2017; CAIMI & RUYBAL, 2020). Desta forma, o encontro de cães positivos para alguns sorovares de *Leptospira* spp. no nosso estudo, indica que esses cães se infectaram recentemente (FAHIMIPOUR et al., 2020).

A infecção nos cães da aldeia ocorreu devido à exposição à água doce contaminada ou solos irrigados onde as leptospiras são capazes de sobreviver por períodos prolongados (THIBEAUX et al., 2017). Ratos e cães sinantrópicos são frequentemente implicados como fontes de infecção e podem transportar cepas patogênicas de *Leptospira* spp. para animais e humanos (KUDO et al., 2018; PELLIZZARO et al., 2019) e outros animais também podem participar como reservatórios na cadeia epidemiológica da doença (BARRAGAN et al., 2017). Esses resultados são preocupantes para os cães e humanos desta aldeia, uma vez que a doença pode cursar de forma assintomática, severa e inclusive o óbito.

Conclusão

Os resultados obtidos indicam a ocorrência de anticorpos para os protozoários *Toxoplasma gondii, Neospora caninum* e *Leishmania* spp, além de diferentes sorovares de *Leptospira* spp. em cães na aldeia indígena Fulni-ô, Pernambuco, Brasil. Este estudo inédito no Brasil, tem impacto importante para a saúde animal e humana e necessita de ações de vigilância para essas enfermidades nesta comunidade.

REFERÊNCIAS

ABREU, R.A.; WEISS, R.R.; THOMAZ-SOCCOL, V.; LOCATELLI-DITTRICH, R.;

LASKOSKI, L.M.; BERTOL, M.A.; KOCH, M.O.; ALBAN, S.M.; GREEN, K.T. Association of antibodies against *Neospora caninum* in mares with reproductive problems and presence of seropositive dogs as a risk factor. **Vet Parasitol**. v.202, n. 3-4, p. 128-31, 2014

ALMEIDA, J.V.; SOUZA, C.F.; TEIXEIRA, I.O.; VALDIVIA, H.O.; BARTHOLOMEU, D.C.; BRAZIL, R.P. Parasitological and molecular diagnosis of cutaneous leishmaniasis among indigenous peoples in the state of Roraima, Brazil. **Rev Soc Bras Med Trop**. v.21, n.53, p.e20200006, 2020.

ALMERÍA S.; FERRER D.; PABÓN M.; CASTELLÀ J.; MAÑAS S. Red foxes (*Vulpes vulpes*) are a natural intermediate host of *Neospora caninum*. **Vet Parasitol**. v. 22; n.07; p. 287-94, 2002.

ALVAR, J.; VÉLEZ, ID.; BERN, C.; HERRERO, M.; DESJEUX, P.; CANO, J.; JANNIN, J.; DEN BOER, M; WHO Leishmaniasis Control Team. Leishmaniasis worldwide and global estimates of its incidence. PLoS. v.7(5), p.e35671, 2012.

ANDERSON, I.A.N ANDERSON*.; BRIDGET, R*.; MICHELE, C*,.; FADWA, AL.Y*.; ESPEN, B.;* ALEXANDRA, K.; MICHAEL, T.; RICHARD, M.; ABHAY, B.; CARLOS, E.A.; MARIA, A.P.; HUGO, A.; SERGEI, A.; BLAS, A.; DANIEL, O.A.; PER, A.; ZAID, S.B.; ZULFI, Q.A.B.; PETER, B.; MARIUS, B.B.; ROBERTO, B.L.; ANN, R.B.; PATRICIA B.; VIRASAKDI, C.; JIAYOU, C.; DEJI, J.G.; RATHEIN, T.; CHIMARAOKE, I.; MARTINA, K.; MALCOLM, K.; MALLIKHARJUNA, RK.; LARA, A.L.; CLAUDIA L.; ANA M.L.T.; TIPPAWAN L.; ANDREY, L.; MARITA M.; INDRAPAL J.; JAIME M.; THET T.M.; BALKRISHNA N.N.; ANDREY I.P.; ANA MARÍA, P.V.; FAUJDAR R.A.M.; HANNAH, R.; RICARDO, VS.; AYE, A.S.; CHANDER, S.; LHAMO, Y.S.; PETER, S.; SOFI, A.T.; ASAHNGWA, T.; CHIDI, U.; FABIAN, U.; PATAMA, V.; XIA, W.; JAMES R.W.; GONGHUAN, Y.; ZHAOQING, Y.; LESLIE, Y.P Indigenous and tribal peoples' health (The Lancet–Lowitja Institute Global Collaboration): a population study www.thelancet.com Published online April, 2016.Lancet. v.9, n.388(10040), p.131-57, 2016.

ANVARI, D., SABERI, R., SHARIF. Seroprevalence of *Neospora caninum* Infection in Dog Population Worldwide: A Systematic Review and Meta-analysis. **Acta Parasit.** v.65, p. 273–290, 2020.

ANVERSA, L.; TIBURCI, M.G.S.; RICHINI-PEREIRA, V.B.; RAMIREZ, L.E. Human leishmaniasis in Brazil: A general review. **Rev Assoc Med Bras** (1992). v.64(3), p.281-289, 2018.

AWOBODE H.O.; OHIOLEI J.A.; ADEKEYE T.A.; ADEYI AO ANUMUDU C.I. Shedding proportion of *Toxoplasma gondii*-like oocysts in feral cats and soil contamination in Oyo State, Nigeria. **Parasite Epidemiol Control**. v.16, n.11, p.e00181, 2020.

BARRAGAN V., OLIVAS S., KEIM P., PEARSON T. Critical knowledge gaps in our understanding of environmental cycling and transmission of *Leptospira* spp. Appl. Environ. **Microbiol.** v.83(19), p.e01190-1191, 217.

BERNARDINO, M.G.S.; COSTA, D.F.; NOGUEIRA, D.B.; SILA, L.C.R.; AZEVEDO, S.S. Cross-sectional survey for canine leptospirosis in na Atlantic Rainforest area of the semiarid of Paraíbastate, Northeastern Brazil. **Pesq vet bras.** v.41, p. 06640, 2021.

BOEY K.; SHIOKAWA K.; RAJEEV S. Leptospira infection in rats: A literature review of global prevalence and distribution. **PLoS Negl Trop Dis**. v.9, n.13(8), p.e0007499, 2019.

BÓIA M.N.; CARVALHO-COSTA F.A.; SODRÉ F.C.; PINTO G.M.; AMENDOEIRA M.R. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* infection among indian people living in Iauareté, São Gabriel da Cachoeira, Amazonas, Brazil. **Rev Inst Med Trop Sao Paulo**. v.50(1), p.17-20, 2008.

BRASIL, MINISTÉRIO DA SAÚDE. Conselho Nacional de Saúde. **Relatórios do Conselho Nacional de Saúde: relatórios das conferências de saúde indígena**. Disponível em: http:// conselho.saude.gov.br/biblioteca/ Relatorios.htm Acessado em 22 de abril de 2020.

CAIMI, K.; RUYBAL, P. *Leptospira* spp., a genus in the stage of diversity and genomic data expansion. **Infect Genet Evol**. v., p.104241, 2020.

CANUTO, K.; BROWN, A.; WITTERT, G.; HARFIELD, S. Understanding the utilization of primary health care services by Indigenous men: a systematic review. **BMC Public Health**. v.23, n.18(1), p.1198, 2018.

CASANOVAS-MASSANA, A.; PEDRA, G.G.; WUNDER, E.A JR.; DIGGLE, P.J.; BEGON, M.; KO, A.I. Quantification of *Leptospira* interrogans Survival in Soil and Water Microcosms. **Appl Environ Microbiol**. v.18, n.84(13), p.e00507-18, 2018.

CAVE, N.J.; HARLAND, A.L.; ALLOTT, S.K. The serological response of working farm dogs to a vaccine containing *Leptospira* interrogans serovars Copenhageni and Pomona, and L. borgpetersenii serovar Hardjo. **N Z Vet J**. v.62(2), p.87-90, 2014.

CHALKOWSKI, K.; WILSON, A.E.; LEPCZYK, C.A.; ZOHDY, S. Who let the cats out? A global meta-analysis on risk of parasitic infection in indoor versus outdoor domestic cats (*Felis catus*). **Biol Lett**. v26, n.15(4), p.20180840, 2019.

CHIKEKA, I.; DUMLER, J.S. Neglected bacterial zoonoses. **Clin Microbiol Infect**. v.21(5), p.404-15, 2015.

CILIA, G.; BERTELLONI, F.; ALBINI, S.; FRATINI, F. Insight into the Epidemiology of Leptospirosis: A Review of *Leptospira* Isolations from "Unconventional" Hosts. **Animals (Basel).** v.14, n.11(1), p.191, 2021

COSTA, K.S.; SANTOS, S.L.; UZÊDA, R.S.; PINHEIRO, A.M.; ALMEIDA, M.A.; ARAÚJO, F.R.; MCALLISTER, M.M.; GONDIM, L.F. Chickens (*Gallus domesticus*) are natural intermediate hosts of *Neospora caninum*. **Int J Parasitol**. v.38(2), p.157-9,2008.

DANTAS-TORRES, F., OTRANTO, D. Dogs, cats, parasites, and humans in Brazil: opening the black box. **Parasites Vectors**. v. 7, p.22, 2014. https://doi.org/10.1186/1756-3305-7-22 das Américas Nº 7 – março de 2019. Accessed in November 2021. Available from: https://www.paho.org/en

DE OLIVEIRA, J.M.B.; DE ALMEIDA, J.C.; DE MELO, R.P.B.; DE BARROS, L.D.; GARCIA, J.L.; ANDRADE, M.R.; PORTO, W.J.N.; REGIDOR-CERRILLO, J.; ORTEGA-MORA, L.M.; OLIVEIRA, A.A.D.F.; MOTA, R.A. First description of clonal lineage type II (genotype #1) of *Toxoplasma gondii* in abortion outbreak in goats. **Exp Parasitol.** v.188, p.21-25, 2018.

DE SOUZA, J.B.; SOARES, V.E.; MAIA, M.O.; PEREIRA, C.M.; FERRAUDO, A.S.; CRUZ, B.C.; PIRES, TEIXEIRA W.F.; FELIPPELLI, G.; MACIEL, W.G.; GONÇALVES, W.A JUNIOR.; DA COSTA A.J.; ZANETTI LOPES W.D. Spatial distribution and risk factors for *Toxoplasma gondii* seropositivity in cattle slaughtered for human consumption in Rondônia, North region, Brazil. **Vet Parasitol.** v.15, n.226, p145-9, 2016.

DREYFUS, A.; RUF, M.T.; MAYER-SCHOLL, A.; ZITZL, T.; LOOSLI, N.; BIER, N.S.; HIERETH, S.; ULRICH, S.; POPPERT, S.; STRAUBINGER, R.K.; STENOS, J.; TSHOKEY, T. Exposure to *Leptospira* spp. and Associated Risk Factors in the Human, Cattle and Dog Populations in Bhutan. **Pathogens.** v.6, n.10(3), p.308, 2021.

DUARTE, P.O.; OSHIRO, L.M.; ZIMMERMANN, N.P.; CSORDAS, B.G.; DOURADO, D.M.; BARROS, J.C.; ANDREOTTI, R. Serological and molecular detection of *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* in human umbilical cord blood and placental tissue samples. **Sci Rep**. v.3, n.10(1), p.9043, 2020.

DUBEY, J.P.; MURATA F.H.A.; CERQUEIRA-CÉZAR C.K.; KWOK O.C.H. Public health and economic importance of *Toxoplasma gondii* infections in goats: The last decade. **Res Vet Sci**. v.132, p.292-307, 2020.

DUBEY, J.P. Toxoplasmosis of Animals and Humans. **CRC Press**. pp. 313, 2010.

EL BISSATI, K.; LEVIGNE, P.; LYKINS, J.; ADLAOUI, E.B.; BARKAT, A.; BERRAHO, A.; LABOUDI, M.; EL MANSOURI, B.; IBRAHIMI, A.; RHAJAOUI, M.; QUINN F.; MURUGESAN M.; SEGHROUCHNI F.; GÓMEZ-MARÍN J.E.; PEYRON F.; MCLEOD, R. Global initiative for congenital toxoplasmosis: an observational and international comparative clinical analysis. **Emerg Microbes Infect.** v.27, n.7(1), p.165, 2018.

ELLIS, W.A. Animal leptospirosis. **Curr Top Microbiol Immunol**. v.387, p.99-137, 2015.

ESTEVA, L.; VARGAS, C.; VARGAS DE LEÓN, C. The role of asymptomatic and dogs on leishmaniasis propagation. **Math Bioscan**. v.293, n.46-55, 2017.

FAHIMIPOUR, A.; KHAKI, P.; MORADI BIDHENDI, S. Seroepidemiological Analysis of Leptospiral infection using MAT in Stray Dogs in Alborz, Iran. **Arch Razi Inst.** v.76(2), p.391-396, 2020.

FOUTS, D.E.; MATTHIAS, M.A.; ADHIKARLA, H.; ADLER, B.; AMORIM-SANTOS, L.; BERG, D.E.; BULACH, D.; BUSCHIAZZO, A.; CHANG, Y.F.; GALLOWAY, R.L.; HAAKE, D.A.; HAFT, D.H.; HARTSKEERL, R.; KO, A.I.; LEVETT, P.N.; MATSUNAGA, J.; MECHALY, A.E.; MONK, J.M.; NASCIMENTO, A.L.; NELSON, K.E.; PALSSON, B.; PEACOCK, S.J.; PICARDEAU, M.; RICALDI, J.N.; THAIPANDUNGPANIT, J.; WUNDER, E.A JR.; YANG, X.F.; ZHANG, J.J.; VINETZ, J.M. What Makes a Bacterial Species Pathogenic? Comparative Genomic Analysis of the Genus Leptospira. **PLoS Negl Trop Dis**. v.18, n.10(2), p.e0004403, 2016.

GHAREKHANI, J.; YAKHCHALI, M.; AFSHARI, A.; ADABI, M. Herd-level contamination of *Neospora caninum*, *Toxoplasma gondii* and *Brucella* in milk of Iranian dairy farms. **Food Microbiol**. v.100, p.3873, 2021.

GHAREKHANI, J.; YAKHCHALI, M.; BERAHMAT, R. *Neospora caninum* infection in Iran (2004-2020): A review. **J Parasit Dis**. v.10, p.1-16, 2020.

GONDIM, L.S.; ABE-SANDES, K.; UZÊDA, R.S.; SILVA, M.S.; SANTOS, S.L.; MOTA, R.A.; VILELA, S.M.; GONDIM, L.F. *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* in sparrows (*Passer domesticus*) in the Northeast of Brazil. **Vet Parasitol**. v.26, n.168(1-2), p.121-4, 2010.

GUERNIER, V.; GOARANT, C.; BENSCHOP, J.; LAU, C.L. A systematic review of human and animal leptospirosis in the Pacific Islands reveals pathogen and reservoir diversity. **PLoS Negl Trop Dis.** v.14, n.12(5), p.e0006503, 2018.

GUGLIELMINI, J.; BOURHY, P.; SCHIETTEKATTE, O.; ZININI, F.; BRISSE, S.; PICARDEAU, M. Genus-wide *Leptospira* core genome multilocus sequence typing for strain taxonomy and global surveillance. **PLoS Negl Trop Dis**. v.26, n.13(4), p.e0007374, 2019. **Erratum in**: **PLoS Negl Trop Dis**. v.21, n.14(8), p.e0008673, 2020.

HARFIELD, S.; DAVY, C.; KITE, E.; MCARTHUR, A.; MUNN, Z.; BROWN, N.; BROWN, A. Characteristics of Indigenous primary health care models of service delivery: a scoping review protocol. **JBI Database System Rev Implement Rep**. v.13(11), p.43-51, 2015.

HARTSKEERL R.A.; COLLARES-PEREIRA M.; ELLIS W.A. Emergence, control and re-emerging leptospirosis: dynamics of infection in the changing world. **Clin microbiol infec.** v.1, n.17(4), p.494-501, 2011.

INNES, E.A.; HAMILTON, C.; GARCIA, J.L.; CHRYSSAFIDIS, A.; SMITH, D. A one health approach to vaccines against *Toxoplasma gondii*. **Food Waterborne Parasitol**. v.18, n.15, p.e00053, 2019.

KASZAK, I.; PLANELLAS, M.; DWORECKA-KASZAK, B. Canine leishmaniosis - an emerging disease. **Ann Parasitol**. v.61(2), p.69-76, 2015

KING, J.S.; BROWN, G.K.; JENKINS, D.J.; ELLIS, J.T.; FLEMING, P.J.; WINDSOR, P.A.; SLAPETA, J. Oocysts and high seroprevalence of Neospora caninum in dogs

living in remote Aboriginal communities and wild dogs in Australia. **Vet Parasitol**. v.8, n.187(1-2), p.85-92, 2012.

KUDO, Y.; VANSITH, K.; RIN, E.; UCHIDA, K.; KODAMA, S.; FUKUI, T.; MASUDA, S.; MASUZAWA, T. Molecular Epidemiological Survey of *Leptospira* Infection of Wild Rodents in the Urban Settlement of Cambodia. **Vector Borne Zoonotic Dis**. v.18(3), p.144-150, 2018.

KURILUNG, A.; CHANCHAITHONG, P.; LUGSOMYA, K.; NIYOMTHAM, W.; WUTHIEKANUN, V.; PRAPASARAKUL, N. Molecular detection and isolation of pathogenic Leptospira from asymptomatic humans, domestic animals and water sources in Nan province, a rural area of Thailand. **Res Vet Sci**. v.115, p.146-154, 2017.

LARA-SILVA, F.D.E O.; MICHALSKY, É.M.; FORTES-DIAS, C.L.; FIUZA, V.D.E.; PESSANHA, J.E.; REGINA-SILVA, S.; DE AVELAR, D.M.; SILVA, M.A.; LIMA, A.C.; DA COSTA, A.J.; MACHADO-COELHO, G.L.; DIAS, E.S. Epidemiological aspects of vector, parasite, and domestic reservoir in areas of recent transmission and no reported human cases of visceral leishmaniasis in Brazil. **Acta Trop.** v.148, p.128-36, 2015.

LAU, S.F.; WONG, J.Y.; KHOR, K.H.; ROSLAN, M.A.; ABDUL RAHMAN, M.S.; BEJO, S.K.; RADZI, R.; BAHAMAN, A.R. Seroprevalence of Leptospirosis in Working Dogs. **Top Companion Anim Med**. v.32(4), p.121-125, 2017.

LEVETT, P.N. Systematics of *Leptospiraceae*. **Curr Top Microbiol Immunol**. 2015; 387:11-20. doi: 10.1007/978-3-662-45059-8_2. PMID: 25388130. 2015.

LINDSAY, D.S.; DUBEY J.P. Neosporosis, Toxoplasmosis, and Sarcocystosis in Ruminants: An Update. **Vet Clin North Am Food Anim Pract**. v.36(1), p.205-222, 2020.

LÓPEZ, M.C.; VILA, A.; RODÓN, J.; ROURA, X. *Leptospira* seroprevalence in owned dogs from Spain. **Heliyon**. v.27, n.5(8), p.e02373, 2019.

LOUREIRO, A.P.; LILENBAUM W. Genital bovine leptospirosis: A new look for an old disease. **Theriogenology**. v.141, p.41-47, 2019.

MAGALHÃES, F.J.; RIBEIRO-ANDRADE, M.; ALCÂNTARA, A.M.; PINHEIRO, J.W JÚNIOR.; SENA, M.J.; PORTO, W.J.; VIEIRA, R.F.; MOTA, R.A. Risk factors for *Toxoplasma gondii* infection in sheep and cattle from Fernando de Noronha Island, Brazil. **Rev Bras Parasitol Vet.** v.25(4), p.511-515, 2016.

MAGGI, R.G..; KRÄMER, F. A review on the occurrence of companion vector-borne diseases in pet animals in Latin America. **Parasites Vectors**. v.12, p.145, 2019. https://doi.org/10.1186/s13071-019-3407-x

MCCANN, C.M.; VYSE, A.J.; SALMON, R.L.; THOMAS, D.; WILLIAMS, D.J.; MCGARRY, J.W.; PEBODY, R.; TREES, A.J. Lack of serologic evidence of *Neospora caninum* in humans, England. **Emerg Infect Dis**. v.14(6), p.978-80, 2008.

MINERVINO, A.H.; CASSINELLI, A.B.; DE LIMA, J.T.; SOARES, H.S.; MALHEIROS, AF.; MARCILI, A.; GENNARI, S.M. Prevalence of anti- *Neospora caninum* and anti- *Toxoplasma gondii* antibodies in dogs from two different indigenous communities in the Brazilian Amazon Region. **J Parasitol**. v.98(6), p.1276-8, 2012.
MOLYNEUX, D.; HALLAJ, Z.; KEUSCH, G.T.; MCMANUS, D.P.; NGOWI, H.; CLEAVELAND, S.; RAMOS-JIMENEZ, P.; GOTUZZO, E.; KAR K.; SANCHEZ, A.; GARBA, A.; CARABIN, H.; BASSILI, A.; CHAIGNAT, C.L.; MESLIN, F.X.; ABUSHAMA, H.M.; WILLINGHAM, A.L.; KIOY, D. Zoonoses and marginalised infectious diseases of poverty: where do we stand? **Parasit Vectors.** v.14, p.4:106, 2011.

MONAHAN, A.M.; CALLANAN, J.J.; NALLY, J.E. Review paper: Host-pathogen interactions in the kidney during chronic leptospirosis. **Vet Pathol**. v.46(5), p.792-9, 2009.

MORENO, L.Z.; MIRAGLIA, F.; KREMER, F.S.; ESLABAO, M.R.; DELLAGOSTIN, O.A.; LILENBAUM, W.; FREITAS, J.C.; VASCONCELLOS, S.A.; HEINEMANN, M.B.; MORENO, A.M. Comparative genomics of pathogenic Leptospira interrogans serovar Canicola isolated from swine and human in Brazil. **Mem Inst Oswaldo Cruz.** v.113(2), p.126-129, 2018.

NG, V.; SARGEANT, J.M. Prioritizing Zoonotic Diseases: Differences in Perspectives Between Human and Animal Health Professionals in North America. **Zoonoses Public Health.** v.63(3), p.196-211, 2016.

OKWOR, I.; UZONNA, J. Social and Economic Burden of Human Leishmaniasis. **Am J Trop Med Hyg.** v.94(3), p.489-93, 2016.

OLIVEIRA, M.R.; NETO, M.B.O.; BEZERRA, T.L.; DA SILVA, W.S.I.; DA PAZ, W.S.; DOS SANTOS, I.G.; BEZERRA-SANTOS, M.; LIMA, V.F.S. Canine leishmaniasis in an endemic region, Northeastern Brazil: a comparative study with four groups of animals. **Parasitol Res.** v.120(11), p.3915-3923, 2021.

OLIVEIRA, C.J.B., HISRICH, E.R., MOURA, J.F.P., GIVISIEZ, P.E.N., COSTA, R.G. AND GEBREYES, W.A. On farm risk factors associated with goat milk quality in Northeast Brazil. Small Ruminant Research, 98 (1-3), pp.64-69. 2011.

OPSTEEGH, M.; SPANO, F.; AUBERT, D.; BALEA, A.; BURRELLS, A.; CHERCHI, S.;CORNELISSEN, J.B.W.J.; DAM-DEISZ, C.; GUITIAN, J.; GYÖRKE, A.; INNES, E.A.; KATZER, F.; LIMON, G.; POSSENTI, A.; POZIO, E.; SCHARES, G.; VILLENA, I.; WISSELINK, H.J.; VAN DER GIESSEN, J.W.B. The relationship between the presence of antibodies and direct detection of *Toxoplasma gondii* in slaughtered calves and cattle in four European countries. **Int J Parasitol**. v.49(7), p.515-522, 2019.

OSHIRO, L.M.; MOTTA-CASTRO, A.R.; FREITAS, S.Z.; CUNHA, R.C.; DITTRICH, R.L.; MEIRELLES, A.C.; ANDREOTTI, R. *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* serodiagnosis in human immunodeficiency virus carriers. **Rev Soc Bras Med Trop**. v.48(5), p.568-72, 2015.

OVERGAAUW, P.A.M.; VINKE, C.M.; VAN HAGEN, M.A.E.; LIPMAN, L.J.A. A One Health Perspective on the Human–Companion Animal Relationship with Emphasis on Zoonotic Aspects. Int. J. Environ. Res. **Public Health**. v.17, p.3789, 2020. https://doi.org/10.3390/ijerph17113789 2020.

Pan American Health Organization. Report Leishmaniases, 2013. http://www.paho.org/hq/index.php?option=comdocman&task=docview&gid=21608&itemid=270&lang=es (accessed on 04.01.21).

PAN-AMERICAN HEALTH ORGANIZATION; PAN-AMERICAN HEALTH ORGANIZATION**.** Epidemiological profiles of neglected diseases and otherinfections related to poverty in Latin America and the Caribbean**,** 2009**.**

PELLIZZARO, M.; MARTINS, C.M.; YAMAKAWA, A.C.; FERRAZ, D.D.C.; MORIKAWA, V.M.; FERREIRA, F.; SANTOS, A.P.D.; BIONDO, A.W.; LANGONI, H. Molecular detection of *Leptospira* spp. in rats as early spatial predictor for human disease in an endemic urban area. **PLoS One**. V.22, n.4(5), p.e0216830, 2019.

PEREIRA, M.M.; SCHNEIDER, M.C.; MUNOZ-ZANZI, C.; COSTA, F.; BENSCHOP, J.; HARTSKEERL R.; MARTINEZ J.; JANCLOES M.; BERTHERAT E. A road map for leptospirosis research and health policies based on country needs in Latin America. **Rev Panam Salud Publica**. V.19, n.41, p.e131, 2018.

PINTO-FERREIRA, F.; PASQUALI, A.K.S.; THOMAZ-SOCCOL, V.; MITSUKA-BREGANÓ, R.; CALDART, E.T.; LEANDRO, A.S.; CHIYO, L.; POZZOLO, E.M.; CUBAS, P.; GIORDANO L.G.P.; PETTERLE R.R.; NAVARRO IT. Epidemiological relevance of dogs for the prevention of *Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum* and *Leptospira* spp. **Rev Bras Parasitol Vet**. V.18(3), p.383-394, 2019.

PULINA, G.; MILÁN, M.J.; LAVÍN, M.P.; THEODORIDIS, A.; MORIN, E.; CAPOTE, J.; THOMAS, D.L.; FRANCESCONI, A.H.D.; CAJA G. Invited review: Current production trends, farm structures, and economics of the dairy sheep and goat sectors. **J Dairy Sci.** v.101(8), p.6715-6729, 2018.

ROBERT-GANGNEUX, F.; DARDÉ, M.L. Epidemiology of and diagnostic strategies for toxoplasmosis. **Clin Microbiol Rev**. v.25(2), p.264-96, 2012. **Erratum in**: **Clin Microbiol Rev**. v.25(3), p.583, 2012.

ROMERO-SANDOVAL, N.; CIFUENTES, L.; LEÓN, G.; LECARO, P.; ORTIZ-RICO, C.; COOPER, P.; MARTÍN, M. High Rates of Exposures to Waterborne Pathogens in Indigenous Communities in the Amazon Region of Ecuador. **Am J Trop Med Hyg.** V.101(1), p.45-50, 2019.

ROSSI, M.; FASEL, N. How to master the host immune system? *Leishmania* parasites have the solutions! **Int Immunol.** v.10, n.30(3), p.103-111, 2018.

SAH, R.P.; DEY, A.R.; RAHMAN, A.K.M.A.; ALAM, M.Z.; TALUKDER, M.H. Molecular detection of *Toxoplasma gondii* from aborted fetuses of sheep, goats and cattle in Bangladesh. **Vet Parasitol Reg Stud Reports**. v18, p.100347, 2019.

SAMPAIO, I.B.M. 2003. **Estatística Aplicada à Experimentação Animal**. FEPMVZ, p.221,2003.

SANTOS, A.L.C.; TERÇAS TRETTEL, A.C.P.; RIBEIRO, L.J.B.B.; VASCONCELLOS, M.L.; ZENAZOKENAE, L.E.; ATANAKA SANTOS, M.; LEMOS, E.R.S.; AMENDOEIRA, M.R.R. Serological study on toxoplasmosis in the Haliti-Paresí community of the Utiariti indigenous territory, Campo Novo do Parecis, Mato Grosso, Brazil. **Parasite Epidemiol Control.** V.21, n.5, p.e00097, 2019.

SHAAPAN, R.M. The common zoonotic protozoal diseases causing abortion. **J Parasit.** V.40(4), p.1116-1129, 2016.

SHAPIRO, K.; BAHIA-OLIVEIRA, L.; DIXON, B.; DUMÈTRE, A.; DE WIT, L.A.; VANWORMER, E.; VILLENA, I. Environmental transmission of Toxoplasma gondii: Oocysts in water, soil and food. **Food Waterborne Parasitol.** v.1, n.15, p.e00049, 2019.

SICUPIRA, P.M.; DE MAGALHÃES, V.C.; GALVÃO, G.D.A.S.; PEREIRA, M.J.; GONDIM, L.F.; MUNHOZ, A.D. Factors associated with infection by *Neospora caninum* in dogs in Brazil. **Vet Parasitol**. v.30, n.185(2-4), p.305-8, 2012.

SILVA, B.M.; QUEIROZ, W.C.C.; MAIA, M.O.; PACHECO, R.C.; AGUIAR, D.M.; CAMPOS, M.S.; BRESCIANI, K.D.S.; COSTA, A.J.; GOMES, A.A.D.; SANTOS-DONI, T.R. Seroprevalence and risk factors of *Toxoplasma gondii* in cattle from Unai, MinasGerais state, Brazil. **Vet Parasitol Reg Stud Reports**. V.25, p.100610, 2021.

SILVA SANTANA CRUZ, C., SOEIRO BARBOSA, D., OLIVEIRA, V., CARDOSO, D., GUIMARÃES, N., & CARNEIRO, M. (2021). Factors associated with human visceral leishmaniasis cases during urban epidemics in Brazil: **A syst Parasitol.** v.148(6), p. 639-647, 2021.

SILVA, E. H. (2013). OS FULNI-Ô: de uma visão exótica para uma abordagem crítica. **Cadernos De Pesquisa.** v.19(3), 2013. Recuperado de http://periodicoseletronicos.ufma.br/index.php/cadernosdepesquisa/article/view/1155.

SOBRINO, R., FERROGLIO, E., OLEAGA, A., ROMANO, A., MILLAN, J., REVILLA, M., ARNAL, M.C., TRISCIUOGLIO, A., GORT´AZAR, C. Characterization of widespread canine leishmaniasis among wild carnivores from Spain. **Vet. Parasitol.** v.155, p.198–203, 2008.

SOUZA, M. C.; SCATENA, J. H. G.; SANTOS, R. V. O Sistema de Informação da Atenção à Saúde Indígena (SIASI): criação, estrutura e funcionamento. **Cad. Saúde Pública.** v. 23, p. 853-861, 2007.

TAKEUCHI, Y.; SODA, R.; DIWAY, B.; KUDA, T.A.; NAKAGAWA, M.; NAGAMASU, H.; NAKASHIZUKA, T. Biodiversity conservation values of fragmented communally

reserved forests, managed by indigenous people, in a human-modified landscape in Borneo. **PLoS One**. v,29, n.12(11), p.e0187273, 2017.

THIBEAUX, R., GEROULT, S., BENEZECH, C., GIRAULT, D., BIERQUE, E., GOARANT, C. Seeking the environmental source of Leptospirosis reveals durable bacterial viability in river. **soils**. p,1–14, 2017.

VELOSO, E.C.M.; NEGREIROS, A.D.S.; DA SILVA, J.P.; MOURA, L.D.; NASCIMENTO, L.F.M.; SILVA, T.S.; WERNECK, G.L.; CRUZ, M.D.S.P.E. Socio-economic and environmental factors associated with the occurrence of canine infection by *Leishmania infantum* in Teresina, Brazil. **Vet Parasitol Reg Stud Reports**. v.24, p.100561, 2021.

VIANNA, M.C.; SREEKUMAR, C.; MISKA, K.B.; HILL, D.E.; DUBEY, JP.. Isolation of *Neospora caninum* from naturally infected white-tailed deer (*Odocoileus virginianus*). **Vet Parasitol**. v.15, n.129(3-4), p.253-7, 2005.

WALLON, M.; PEYRON, F. Congenital Toxoplasmosis: A Plea for a Neglected Disease. **Pathogens**. v.7, p.25, 2018.

WANG, L.F.; CRAMERI G. Emerging zoonotic viral diseases. **Rev Sci Tech**.v.33(2), p.569-81, 2014.

WHO, WORLD HEALTH ORGANIZATION. Control of the Leishmaniases. **World Health Organ Tech Rep Ser xii–xiii**, pp. 1–186 back cover. 2014. http://www.who.int/leishmaniasis/epidemic/response more/en/index.html. Accesso 15.01.22.

WHO, WORLD HEALTH ORGANIZATION. **Leishmaniasis, fact sheet**. http: www.who.int/mediacentre/factsheets/fs375/en/. 2016. Acesso em 20 de abril de 2022.

WHO, WORLD HEALTH ORGANIZATION. **Research priorities for zoonoses and marginalized infections**. World Health Organ Tech Rep Ser. v.971, p.1-119, 2 p following 119,2012.

5.2 ARTIGO 2

Ocorrência de anticorpos IgG anti-*Toxoplasma gondii, Neospora caninum* e *Leptospira* spp. em caprinos e ovinos de aldeia indígena em Pernambuco, Brasil.

Resumo: Objetivou-se com este estudo determinar a ocorrência de anticorpos IgG anti-*T. gondii*, *N. caninum* e *Leptospira* spp. em ovinos e caprinos criados em aldeias da comunidade indígena Xukuru do Ororubá, Pernambuco, Brasil. Foram analisadas 180 amostras de soro de ovinos, e 108 amostras de soros de caprinos de ambos os sexos e idades variadas. Para a pesquisa de anticorpos foram utilizadas as técnicas de Imunofluorescência Indireta (RIFI) para os protozoários *Toxoplasma gondii* e *Neospora caninum* e Aglutinação Microscópica (MAT) para *Leptospira* spp. A frequência de anticorpos anti-*T. gondii* foi de 16,6% (30/180) dos ovinos e 11,1% (12/108) dos caprinos; 10,55% (19/180) dos ovinos e 20,37% (22/108) dos caprinos foram positivos para *N. caninum*, enquanto para *Leptospira* spp., 2,2% (4/180) dos ovinos e 1,85% (2/108) dos caprinos reagiram positivamente. Os resultados obtidos neste estudo são inéditos em comunidades indígenas no país, e alertam para a necessidade de monitorar os caprinos e ovinos da aldeia indígena Xukuru do Ororubá quanto à ocorrência e impacto produtivo das infecções por *T. gondii, Neopora caninum* e *Leptospira* spp., além de ocorrência de toxoplasmose e leptospirose nos indígenas desta comunidade.

Introdução

A aldeia do povo da etnia Xukuru do Ororubá está situada na mesorregião do agreste o estado de Pernambuco, a cerca de 215 km de Recife, na Serra do Ororubá, território oficialmente reconhecido da etnia (BRASIL, 1988). Este território tem características propícias à agricultura, considerando a existência de água e de um clima variável, possuindo desde áreas úmidas até áreas extremamente secas e dependentes da chuva (SILVA, 2017). Além dos cultivos agrícolas, os Xukurus do Ororubá criam gado, cavalos, ovelhas e cabras, essencialmente, em sistemas de subsistência, e o excedente produtivo, é comercializado em feiras (OLIVEIRA, 2011; SILVA, 2011).

Desde o estabelecimento do processo de colonização, houve incentivo das atividades agropecuárias pelas populações indígenas. Neste processo, a criação animal compôs um importante modelo colonizador de ocupação de terras, de civilização de territórios e de grupos sociais (SILVA, 2010). Até os dias atuais, os incentivos à implementação da criação animal em escala ampliada nas aldeias indígenas continuam inseridos em um viés civilizacional (VELDEN, 2011). No estado de Pernambuco, são relatadas a existência de dez povos indígenas caracterizados em diversos estudos etnográficos (GASPAR. 2009; IBGE. 2010), no entanto, há uma lacuna enorme sobre a produção/produtividade e das condições sanitárias dos animais criados por esses povos.

A produtividade nas criações de pequenos ruminantes sofre grande influência da eficiência reprodutiva, e dentre as múltiplas etiologias que causam falhas na reprodução, destacam-se as infecções por *Toxoplasma gondii* e *Neospora caninum,* protozoários apicomplexas (LINDSAY; DUBEY, 2020), além de *Leptospira* spp., bactéria Gram-negativa que engloba espécies saprófitas e patogênicas (MOHAMMED et al., 2011).

A Toxoplasmose é uma antropozoonose causada pelo protozoário *Toxoplasma gondii*, de distribuição cosmopolita e que acomete todos os animais homeotérmicos, causando desde infecção assintomática a quadros sistêmicos graves (ENGLISH et al., 2015; JEFFERS et al., 2018; STELZER et al., 2019). O consumo de produtos derivados da criação de caprinos e ovinos infectados, como leite *in natura* e carne crua ou malcozida, representam uma fonte de infecção importante para os humanos (VAN et al., 2020; KHAMSIAN et al., 2021).

A Neosporose é uma doença causada por *N. caninum*, reconhecida mundialmente como importante causa de abortamentos em rebanhos bovinos (ALMERÍA, 2015; LUCCHESE et al., 2016; ANSARI-LARI, 2020), contudo, também tem sido reportada a alterações reprodutivas em ovelhas e cabras (MORENO et al., 2012; LINDSAY & DUBEY, 2020; GARCÍA-SÁNCHEZ et al., 2020).

A Leptospirose é uma antropozoonose bacteriana, de distribuição mundial, causando surtos epidêmicos em animais e humanos e transmitida pelo contato direto ou indireto com a urina de animais infectados (HARTSKKEERL et al., 2011; MEDEIROS et al., 2020). Provoca perdas econômicas na ovino e caprinocultura devido a infecção causar diminuição da fertilidade, mortes neonatais e abortos (ELLIS, 2015). Em adicional, esses animais são potenciais fontes de

infecção para outros animais e humanos, dada a colonização renal pela bactéria (SUEPAUL et al., 2011).

Vários estudos reportaram a infecção por *T. gondii*, *N. caninum* e *Leptospira* spp. em ovinos e caprinos no território brasileiro em diferentes sistemas de produção (TOPAZIO et al., 2015; DUBEY et al., 2020; GARCÍA-SÀNCHEZ et al., 2020; STEFFEN et al., 2021), porém quase nada se sabe sobre a infecção em animais de comunidades indígenas no Brasil. A elucidação dos aspectos epidemiológicos favorece a compreensão da dinâmica das enfermidades que comprometem a produtividade dentro das aldeias, bem como, dimensiona o risco da transmissão de agentes zoonóticos por consumo dos produtos produzidos neste sistema (JONES et al., 2017; DEEKS et al., 2020.

Objetivou-se nesse estudo determinar a ocorrência de anticorpos IgG anti-*T. gondii*, *N. caninum* e *Leptospira* spp. em ovinos e caprinos criados em aldeias da comunidade indígena Xukuru do Ororubá, Pernambuco, Brasil.

Material e Métodos

Considerações éticas

Este estudo foi aprovado pelo Comissão de Ética no Uso de Animais da Universidade Federal Rural de Pernambuco, licença n. 128/2017.

Amostragem

Devido à ausência de informações das populações de ovinos e caprinos nas aldeias do território Xukuru do Ororubá, optou-se por utilizar uma amostragem do tipo não-probabilística por conveniência. A população alvo foi formada por animais de todas as idades, sexo e raças, sendo coletadas amostras sorológicas de 180 oviinos e 108 caprinos das aldeias Canabrava, Capim de Planta, Mascarenhas, Cimbres e Caípe.

As amostras de sangue dos animais foram obtidas por meio da venopunção da jugular externa, utilizando-se tubos a vácuo do tipo *vacutainer*

devidamente esterilizados e identificados. Foram coletados 5mL de sangue, sem anticoagulante, após prévia antissepsia da pele com álcool iodado a 3%, em tubos de ensaio individuais. As amostras de sangue foram centrifugadas a 1000xG por cinco minutos para obtenção do soro. Os soros sanguíneos foram aliquotados e posteriormente armazenados a -20°C até a realização dos exames sorológicos.

Pesquisa de anticorpos IgG anti-*T. gondii* e anti-*N. caninum*

Foi utilizado antígeno bruto constituído de taquizoítos de *T. gondii* (cepa ME-49) e *N. caninum* (cepa Nc-Sp7), mantidos em cultivo de monocamada de células Marc-145 nas condições descritas por Regidor-Cerrillo et al. (2011). O número de taquizoítos viáveis foi determinado por contagem em câmara de Neubauer utilizando azul de Tripan. Os taquizoítos purificados foram suspendidos em uma solução de formalina a 0.2% (v/v) em PBS com concentração ajustada de 1200-1500 parasitos/µL e foi utilizado 10µL da suspenção de taquizoítos para sensibilizar de cada poço das lâminas de Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI). Todas as lâminas foram fixadas em metanol a -20°C e estocadas a -20°C até o uso.

Para a detecção de anticorpos IgG anti-*T. gondii* e anti-*N. caninum* foi empregada a Reação de Imunofluorescência Indireta (RIFI) de acordo com Dubey (1998). Para a Toxoplasmose utilizou-se o ponto-de-corte de 1:64 e para a Neosporose, o ponto-de-corte de 1:50. Em todas as reações foram incluídos soros controles positivo e negativo.

As amostras diluídas foram colocadas sobre o antígeno nas lâminas e incubadas a 37°C durante 30 minutos em câmara úmida. As lâminas foram lavadas e incubadas com anticorpo anti-IgG (caprino ou ovino) conjugado com isotiocianato de fluoresceína (Sigma Chemical, USA), contendo 0.02% do azul de Evans (Sigma Chemical, USA). As lâminas foram lavadas novamente, cobertas com glicerina tamponada e lamínula e examinadas em microscópio fluorescente (Nikon Eclipse; objetiva: 40x). As amostras foram consideradas positivas quando 50% dos taquizoítos presentes no poço apresentaram fluorescência periférica total.

Pesquisa de anticorpos IgG anti-*Leptospira* spp.

Empregou-se o teste de Aglutinação Microscópica (MAT), usando uma coleção de antígenos vivos cultivado em meio Ellinghausen–McCullough–Johnson–Harris, livre de contaminação e autoaglutinação, representada pelos seguintes sorovares*: Leptospira interrogans* (sorovares: Bratislava, Canicola, Djasiman, Australis, Hardjoprajitno, Icterohaemorrhagiae, Pomona, Bataviae); *Leptospira borgpetersenii* (sorovares: Castellonis,, Javanica, Hardjobovis e Tarassovi); *Leptospira kirschneri* (sorovar: Grippotyphosa); *Leptospira santarosai* (sorovar: Shermani); *Leptospira biflexa* (sorovar: Patoc).

Amostras de soro controle positivo e negativo foram incluídas nas reações. Inicialmente, os soros foram triados na diluição de 1:50 e, em seguida, submetidos a titulação por diluição seriada. Amostras com títulos ≥50 foram consideradas positivas(NOGUEIRA et al; 2020; SOARES et al., 2021).

Resultados e Discussão

A ocorrência de anticorpos IgG anti-*Toxoplasma gondii, Neospora caninum* e *Leptospira* spp. em pequenos ruminantes criados nas aldeias do território Xukuru do Ororubá, em Pernambuco estão apresentados na Tabela 1.

Tabela 3 Resultados da sorologia para Toxoplasma gondii e Neospora caninum e Leptospira spp. em amostras de ovinos e caprinos do território Xukuru do Ororubá, Pernambuco

Espécie	RIFI *T. gondii* spp.		RIFI *N. caninum*		MAT *Leptospira*	
	Positivo	Negativo	Positivo	Negativo	Positivo	Negativo
Ovinos	16,6% (30/180)	83,3% (150/180)	10,55% (19/180)	89,4% (161/180)	2,2% (4/180)	97,7% (176/180)
Caprinos	11,1% (12/108)	88,8% (96/108)	20,37% (22/108)	79,63% (86/108)	1,85% (2/108)	98,14% (106/108)

Destaca-se que 16,6% dos ovinos e 11,1% dos caprinos foram positivos para *T. gondii*; 10,5% dos ovinos e 20,73% dos caprinos foram positivos para *N. caninum* e 2,2% dos ovinos e 1,85% dos caprinos foram positivos para *Leptospira* spp. Os sorovares detectados e seus respectivos títulos foram: Bataviae (1/6; 16,6%; 50); Djasiman (1/6; 16,6%; 50); Pomona (1/6;16,6%; 50); Shermani (1/6; 16,6%; 50); Patoc (2/6; 33,3%; 100); Australis 1/6; 16,6%; 50); Tarassovi (1/6; 16,6%; 50).Alguns animais reagiram a mais de um sorovar simultaneamente.

A positividade para *T. gondii* e *N. caninum* está dentro do limite de positividade de outros estudos realizados no país (Da SILVA et al., 2012; MESQUITA et al., 2013; ROMANELLI et al., 2020; COSTA et al., 2021). *T. gondii* é um dos principais agentes abortivos em pequenos ruminantes, além de sua importância na Saúde Pública, uma vez que a infecção humana pode resultar em aborto ou infecção neurológica em pessoas imunossuprimidas (STELZER et al., 2018). Estudos anteriores relataram os fatores de riscos associados à infecção de indígenas por *T. gondii*, destacando o consumo de água de rios, riachos e poços e a presença de felídeos próximos às estas fontes de consumo (SANTOS et al., 2019), devido a dispersão de oocistos no ambiente. Além disso, a transmissão por meio do consumo de tecidos animais infectados é uma via importante de transmissão do protozoário (HILL, 2005; DUBEY, 2010), sendo esse um risco iminente em criações de subsistência. Durante a coleta das amostras, observamos um número significativo de animais domésticos circulando nas aldeias como cães

e gatos. Além disso, no território Xukuru, os gatos são muito utilizados para o controle de roedores dentro das criações de caprinos e ovinos. Este hábito pode impactar na frequência de ovinos e caprinos soropositivos, uma vez que este e outros felídeos selvagens são hospedeiros definitivos de *T. gondii*.

No Brasil, há comunidades indígenas que mantém um modelo de consumo pautado na prática de caça, pesca e extrativismo com pouca intervenção externa, no entanto, outras desenvolveram modelos produtivos agropecuários, marcadamente pautados em um modelo de subsistência (SILVA et al., 2011). No território dos Xukuru do Ororubá, as criações apresentam precário desenvolvimento técnico, o que favorece a ocorrência de doenças pelas baixas condições sanitárias. A produtividade de caprinos e ovinos depende diretamente de sua eficácia reprodutiva. Desta forma, o abortamento e a mortalidade neonatal constituem uma das principais causas de perdas econômicas dentro do setor produtivo ou em criações de subsistência (AMOUIE et al., 2019). Vários agentes infecciosos são reconhecidos como abortivos para caprinos e ovinos como *Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum* e *Leptospira* spp. (PATEL et al., 2018; GHAREKHANI et al., 2019; SHAHBAZI ET al., 2019).

Nesta comunidade indígena também foi observada a presença de cães nas propriedades de caprinos e ovinos. Os cães domésticos são hospedeiros definitivos de *N. caninum* e eliminam oocistos que contaminam o ambiente, água e pastagens, favorecendo a infecção pelo protozoário (DUBEY e SCHARES, 2011). Apesar da infecção por de *N. caninum* se estabelecer de forma mais eficiente em bovinos, esta merece maior atenção no diagnóstico de falhas reprodutivas em ovelhas e cabras (PORTO et al., 2016; DE OLIVEIRA et al., 2020). Estudos sorológicos e moleculares têm demonstrado frequências da infecção por *N. caninum* semelhantes ou superiores àquelas observadas por *Toxoplasma gondii* em pequenos ruminantes (MORENO et al., 2012; AMDOUNI et al., 2018). Em caprinos, existem poucos casos de abortamento e natimortos relatados (DUBEY et al., 1996; ELENI et al. 2004, MORENO et al. 2012, MESQUITA et al. 2013). Entretanto, caprinos recém-nascidos com anormalidades neurológicas já foram relatados no Brasil (CORBELLINI et al. 2001) e nas cabras gestantes, na infecção experimental, a neosporose apresentou achados clínico-patológicos semelhantes aos observados em bovinos (PORTO etal., 2016).

Neste estudo, a ocorrência de animais positivos para *Leptospira* spp. foi

relativamente baixa (2,2%% para os ovinos e 1,85% para os caprinos). A sorologia para *Leptospira* spp. identificou sete sorovares (Patoc, Djasiman, Australis, Tarassovi, Shermani, Pomona e Bataviae), com títulos 100. Os caprinos e ovinos desta comunidade indígena não são vacinados para leptospirose, logo os anticorpos detectados se referem à infecção natural por esta bactéria (ELLIS, 2015). Os sorovares mais prevalentes em caprinos e ovinos são Pomona, Hardjo Icterohaemorragiae e Canicola (CORTIZO et al., 2015; TOPAZIO et al., 2015; ALMEIDA et al., 2019). Entretanto, a frequência dos sorovares detectados em cada espécie animal tem relação significativa com os reservatórios envolvidos na cadeia de transmissão em cada região estudada (BARRAGAN et al., 2016), e, desta forma, os sorovares podem variar entre regiões. No Brasil, (Paraíba, Ceará, Piauí, Rio Grande do Norte, Sergipe e Paraíba), o sorovar Autumnalis foi o mais frequente na espécie ovina (HIGINO et al., 2012; DA SILVA et al., 2021). Adicionalmente, investigações mundiais detectaram os sorovares Pomona, Australis e Tarassovi na espécie caprina, enquanto Australis, Tarassovi, Bratislava Grippothyphosa e Hebdomadis foram detectados na espécie ovina (ELLIS, 2015; GUZMAN-BARRAGAN et al., 2021; HAJI HAJIKOLAEI et al., 2022). Quando a doença se manifesta nos caprinos e ovinos é caracterizada por distúrbios reprodutivos como a infertilidade, abortamento, mortes neonatais e diminuição na produção de leite (CORTIZO et al., 2015; CAMPOS et al., 2017; BALAMURUGAN et al., 2021).

Neste estudo não foi possível determinar o impacto destas infecções em caprinos e ovinos quanto aos distúrbios reprodutivos, assim como, a relação destes animais como fontes de infecção para os povos originários. Contudo, considerando as deficientes condições sanitárias observada na aldeia, além do hábito do consumode carnes e vísceras de animais, é prudente ponderar sobre a ocorrência de toxoplasmose e leptospirose nos indígenas. Desta forma, os resultados deste estudo poderão nortear medidas de prevenção destas enfermidades em humanos e animais, contribuindo, assim para a manutenção da saúde e qualidade de vida dos povos originários no Brasil.

Conclusão

Os resultados obtidos neste estudo são inéditos em comunidades indígenas no país, e alertam para a necessidade de monitorar os caprinos e ovinos da aldeia

indígena Xukuru do Ororubá quanto à ocorrência e impacto produtivo das infecções por *T. gondii, Neospora caninum* e *Leptospira* spp., além de ocorrência de toxoplasmose e leptospirose nos indígenas desta comunidade.

REFERÊNCIAS

ALMEIDA D.S.; PAZ L.N, DE OLIVEIRA D.S.; SILVA D.N, RISTOW P.; HAMOND C.; COSTA F.; PORTELA R.W.; ESTRELA-LIMA A.; PINNA M.H. Investigation of chronic infection by *Leptospira* spp. in asymptomatic sheep slaughtered inslaughterhouse. **PLoS One**. v.23, n.14, p.5, 2019.

ALMERÍA, S.; LÓPEZ-GATIUS, F. Markers related to the diagnosis and to the risk of abortion in bovine neosporosis. **Res Vet Sci.** v.100, p.169-75, 2015.

AMDOUNI, Y.; AMAIRIA, S.; SAID, Y.; AWADI, S.; GHARBI, M. First molecular detection and phylogenetic analysis of *Neospora caninum* DNA from naturally infected goats in Northwest Tunisia. **Acta Parasitol**. v.19, n.63(4), p.709-714, 2018.

AMOUEI, A.; SHARIF, M.; SARVI, S.; BAGHERI, N.R.; AGHAYAN, S.A.; HASHEMI-SOTEH, M.B.; MIZANI, A.; HOSSEINI, S.A.; GHOLAMI, S.; SADEGHI, A.; SARAFRAZI, M.; DARYANI, A. Aetiology of livestock fetal mortality in Mazandaran province, Iran. **PeerJ.** v.18, n.6, p.e5920, 2019.

ANDRADE, S.G.; BRUHN, F.R.; ROCHA, C.M.; GUIMARÃES, A.D.E.S.; GOUVEIA, A.M.; GUIMARÃES, A.M. Seroprevalence and risk factors for *Neospora caninum* in sheep in the state Minas Gerais, southeastern Brazil. **Vet Parasitol**. v.13, n.188(1-2), p.168-71, 2012.

ANSARI-LARI, M. Bovine neosporosis in Iran: A systematic review and meta-analysis. **Prev Vet Med.** v.176, p.104913, 2020.

BALAMURUGAN, V.; ALAMURI, A.; KUMAR, K.V.; VARGHESE, B.; GOVINDARAJ, G.; HEMADRI, D.; ROY, P. Prevalence of anti-*leptospiral* antibodies and frequency distribution of *Leptospira* serovars in small ruminants in enzootic South Peninsular India. **Vet World.** v.14(8), p.2023-2030, 2021.

BARRAGAN, V.; CHIRIBOGA, J.; MILLER, E.; OLIVAS, S.; BIRDSELL, D.; HEPP, C.; HORNSTRA, H.; SCHUPP, J.M.; MORALES, M.; GONZALEZ, M.; REYES, S.; DE L.A CRUZ, C.; KEIM, P.; HARTSKEERL, R.; TRUEBA, G.; PEARSON, T. High *Leptospira* Diversity in Animals and Humans Complicates the Search for Common Reservoirs of Human Disease in Rural Ecuador. **PLoS Negl Trop Dis.** v.13, n.10(9), p.e0004990, 2016.

BRASIL, INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. Sistema **IBGE de Recuperação Automática, SIDRA**, 2009. Availablefrom <www.sidra.ibge.gov.br/bda/> (acesso 1 de abril 2022).

BRASIL. [Constituição (1988)]. **Constituição da República Federativa do Brasil** de 1988. Brasília, DF: Presidência da República, 2016. Disponível em http://www.planalto.gov.br/ccivil_03/ Constituicao/Constituiçao.htm. Acesso em: 1 jan. 2017.

CORBELLINI, L.G.; COLODEL, E.D.D. Granulomatous encephalitis in a neurologically impaired goat kid associated with degeneration of *Neospora caninum* tissue cysts. **J Vet Diagn Invest.** v.13(5), p.416-9, 2001.

CORTIZO, P.; LOUREIRO, A.P.; MARTINS, G.; DO RODRIGUES, P.R.; FARIA, B.P.; LILENBAUM, W.; DEMINICIS, B.B. Risk factors to incidental leptospirosis and its role on the reproduction of ewes and goats of Espírito Santo state, Brazil. **Trop Anim Health Prod.** v.47(1), p.231-5, 2015.

COSTA, F.T.R.; NOGUEIRA, D.B.; OLIVEIRA, M.A.G.; SILVA, S.S.; SILVA, R.F.; SARMENTO, W.F.; AZEVEDO, S.S.; GENNARI, S.M.; PENA, H.F.J.; BRASIL, A.W.L.; VILELA, V.L.R.; FEITOSA, T.F. Vertical transmission of *Toxoplasma gondii* in naturally infected ewes in the semiarid region of Brazil. **Comp Immunol Microbiol Infect Dis**. v.74, p.101595, 2021.

DE CARVALHO, S.M.; MINEIRO, A.L.; CASTRO, V.; GENOVEZ, M.E.; AZEVEDO, S.S.; COSTA, F.A. Leptospirosis seroprevalence and risk factors for sheep in Maranhão state, Brazil. **Trop Anim Health Prod**. v.46(2), p.491-4, 2014.

DE OLIVEIRA, I.M.; MESQUITA, L.E.D.S.; MIRANDA, D.N.P.; GOMES, T.A.; VASCONCELOS, B.K.S.; PENHA, L.C.; SILVEIRA, L.C.S.; REDONDO, A.R.R.; COSTA, R.C.; BRUHN, F.R.P.; RAYMUNDO, D.L.; WOUTERS, A.T.B.; WOUTERS, F.; VARASCHIN, M.S. Endogenous transplacental transmission of *Neospora caninum* in successive generations of congenitally infected goats. **Vet Parasitol.** v.284, p.109191, 2020.

DEEKS, J.J.; DINNES, J.; TAKWOINGI, Y.; DAVENPORT, C.; SPIJKER, R.; TAYLOR-PHILLIPS, S.; ADRIANO, A.; BEESE, S.; DRETZKE, J.; FERRANTE D.I RUFFANO, L.; HARRIS, I.M.; PRICE, M.J.; DITTRICH, S.; EMPERADOR, D.; HOOFT, L.; LEEFLANG, M.M.; VAN DEN BRUEL, A. Cochrane COVID-19 Diagnostic Test Accuracy Group. Antibody tests for identification of current and past infection with SARS-CoV-2. **Cochrane Database Syst Rev.** v.25, n.6(6), p.CD013652, 2020.

DUBEY, J.P.; MORALES, J.A.; VILLALOBOS, P.; LINDSAY, D.S.; BLAGBURN, B.L.; TOPPER, M.J. Neosporosis-associated abortion in a dairy goat. **J Am Vet Med Assoc.** v.15, n.208(2), p.263-5, 1996.

DUBEY, J.P.; MURATA, F.H.A.; CERQUEIRA-CÉZAR, C.K.; KWOK, O.C.H. Public health and economic importance of *Toxoplasma gondii* infections in goats: The last decade. **Res Vet Sci**. v.132, p.292-307, 2020.

DUBEY, J.P.; SCHARES, G. Neosporosis in animals--the last five years. **Vet Parasitol.** v.4, p.180(1-2):90-108, 2011.

DUBEY, J.P. Refinement of pepsin digestion method for isolation of *Toxoplasma gondii* from infected tissues. **Vet Parasitol**. v.15, n.74(1), p.75-7, 1998.

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

ELENI, C.; CROTTI, S.; MANUALI, E.; COSTARELLI, S.; FILIPPINI, G.; MOSCATI, L.; MAGNINO, S. Detection of *Neospora caninum* in an aborted goat foetus. **Vet Parasitol**. v.2, n.123(3-4), p.271-4, 2004.

ELLIS, W.A. Animal leptospirosis, p.99-137. In: Adler B. (Ed), ***Leptospira* and Leptospirosis.** Springer-Verlag, Heidelberg, Berlin, 2015.

ELLIS, W.A. Animal leptospirosis. **Curr Top Microbiol Immunol**. v.387, p.99-137, 2015.

GALVÃO, S.V. **Diccionario chorographico, histórico e estatístico de Pernambuco**. Rio de Janeiro: [s.n.], 1908.

GARCÍA-SÁNCHEZ, M.; MORENO-GONZALO, J.; GONZÁLEZ-WARLETA, M.; MEZO, M.; ORTEGA-MORA, L.M.; REGIDOR-CERRILLO, J. Isolation and genetic characterization of *Neospora caninum* from naturally infected sheep. **Vet Parasitol**. v.280, p.109091, 2020.

GASPAR, L. Índios em Pernambuco, Fundação Joaquim Nabuco, Recife. Disponível em: <http://basilio.fundaj.gov.br/pesquisaescolar/>. Acesso em: 24 de janeiro de 2022.

GHAREKHANI, J.; YAKHCHALI, M. *Neospora caninum* infection in dairy farms with history of abortion in West of Iran. **Vet Anim Sci.** v.3, n.8, p.100071, 2019.

GUZMAN-BARRAGAN, B.L.; MARTÍNEZ-RODRÍGUEZ, L.C.; TOBÓN-TORREGLOSA, J.C.; TAFUR-GÓMEZ, G.A. Seroprevalence and risk factors for *Leptospira* spp. in small ruminants of semi-arid zone in northeastern Colombia. **Trop Anim Health Prod.** v.10, n.54(1), p.10, 2021.

HAJI HAJIKOLAEI, M.R.; REZAEI, S.; GHADRDAN MASHHADI, A.R.; GHORBANPOOR, M. The role of small ruminants in the epidemiology of leptospirosis. **Sci Rep.** v.9, n.12(1), p.2148, 2022.

HARTSKEERL, R.A.; COLLARES-PEREIRA, M.; ELLIS, W.A. Emergence, control and re-emerging leptospirosis: dynamics of infection in the changing world. **Clin microbiol infect.** v.1, n.17(4), p.494-501, 2011.

HIGINO, S.S.; SANTOS, F.A.; COSTA, D.F.; SANTOS, C.S.; SILVA, M.L.; ALVES, C.J.; AZEVEDO, S.S. Flock-level risk factors associated with leptospirosis in dairy goats in a semiarid region of Northeastern Brazil. **Prev Vet Med**. v.1, p.109(1-2), p.158-61, 2013.

HILL, D.E.; CHIRUKANDOTH, S.; DUBEY, J.P. Biology and epidemiology of *Toxoplasma gondi*i in man and animals. **Anim health res rev**. v.6, n.1, p.41-61, 2005.

JONES, B.A.; BETSON, M.; PFEIFFER, D.U. Eco-social processes influencing infectious disease emergence and spread. **Parasitol**. v.144(1), p.26-36, 2017.

KHAMSIAN, E.M.; HAJIMOHAMMADI, B.; ESLAMI G.; FALLAHZADEH, M.H.; HOSSEINI, S.S. *Toxoplasma gondii* in Milk of Human and Goat from the Desert Area in Central Iran. **Iran J Parasitol**. v.16(4), p.601-609, 2021.

LEAL, C.; ANDRADE, L.E. Algumas considerações sobre o vivido. In: LEAL, C.; ANDRADE, L. E. (Orgs.). **Guerreiras: a força da mulher indígena**. Olinda, Centro Luiz Freire, 2013.

LILENBAUM, W.; VARGES, R.; BRANDÃO, F.Z.; CORTE, A.; DE SOUZA, S.O.; BRANDÃO, P.E.; RICHTZENHAIN, L.J.; VASCONCELLOS S.A. Detection of *Leptospira* spp. in semen and vaginal fluids of goats and sheep by polymerase chain reaction. **Theriogenology**. v.69, p.837–842, 2008.

LINDSAY, D.S.; DUBEY, J.P. Neosporosis, toxoplasmosis, and *sarcocystosis* in ruminants: An update Vet. **Clin North Am Food Anim Pract**. v.36, p.205-222, 2020.

LUCCHESE, L.; BENKIRANE, A.; HAKIMI, I.; EL IDRISSI, A.; NATALE, A. Seroprevalence study of the main causes of abortion in dairy cattle in Morocco. **Vet Ital.** v.52(1), p.13-9, 2016.

MEDEIROS, L.D.S.; BRAGA DOMINGOS, S.C.; AZEVEDO, M.; PERUQUETTI, R.C.; DE ALBUQUERQUE, N.F.; D'ANDREA, P.S.; BOTELHO, A.L.M.; CRISÓSTOMO, C.F.; VIEIRA, A.S.; MARTINS, G.; TEIXEIRA, B.R.; CARVALHO-COSTA, F.A.; LILENBAUM, W. Small Mammals as Carriers/Hosts of *Leptospira spp*. in the Western Amazon Forest. **Front Vet Sci**. v.2, n.7, p.569004, 2020.

MESQUITA, L.P.; NOGUEIRA, C.I.; COSTA, R.C.; ORLANDO, D.R.; BRUHN, F.R.; LOPES, P.F.; NAKAGAKI, K.Y.; PECONICK, A.P.; SEIXAS, J.N.; BEZERRA, P.S JR.; RAYMUNDO, D.L.; VARASCHIN, M.S. Antibody kinetics in goats and conceptuses naturally infected with *Neospora caninum*. **Vet Parasitol.** v.23, n.196(3-4), p.327-33, 2013.

MOHAMMED, H.; NOZHA, C.; HAKIM, K.; ABDELAZIZ, F.; REKIA, B. *Leptospira*: morphology, classification and pathogenesis. **J. Bacteriol Parasitol**. v.2, n.6, 2011.

MORENO, B.; COLLANTES-FERNÁNDEZ, E.; VILLA, A.; NAVARRO, A.; REGIDOR-CERRILLO, J.; ORTEGA-MORA, L.M. Occurrence of *Neospora caninum* and *Toxoplasma gondii* infections in ovine and caprine abortions. **Vet Parasitol**. v.8, n.187(1-2), p.312-8, 2011.

NOGUEIRA D.B, DA COSTA F.T.R, BEZERRA C.S, SILVA M.L.C.R, DA COSTA D.F, VIANA M.P, DA SILVA J.D, JÚNIOR J.P.A, MALOSSI C.D, ULLMANN L.S, SANTOS C.S.A.B, ALVES C.J, DE AZEVEDO S.S. Use of serological and molecular

techniques for detection of *Leptospira* sp. carrier sheep under semiarid conditions and the importance of genital transmission route. **Acta Trop.** v.207, p.105497, 2021.

OLIVEIRA, J.P. (Org.). **A presença indígena no Nordeste: processos de territorialização, modos de reconhecimento e regimes de memória**. Rio de Janeiro, 2011.

PATEL, K.K.; HOWE, L.; HAACK, N.; HEUER, C.; ASHER, G.W.; WILSON, P.R. Lack of association between *Leptospira* spp. serovars Hardjobovis and Pomona and pregnancy and mid-term abortion in New Zealand farmed red deer. **Vet Microbiol.** v.215, p.83-89, 2018.

PORTO, W.J.; REGIDOR-CERRILLO, J.; KIM, P.D.E C.; BENAVIDES, J.; SILVA, A.C.; HORCAJO, P.; OLIVEIRA, A.A.; FERRE, I.; MOTA, R.A.; ORTEGA-MORA, L.M. Experimental caprine neosporosis: the influence of gestational stage on the outcome of infection**. Vet Res**. v.11, n.47, p.29, 2016.

REGIDOR-CERRILLO, J.; GÓMEZ-BAUTISTA, M.; SODUPE, I.; ADURIZ, G.; ÁLVAREZ-GARCÍA, G.; DEL POZO, I.; ORTEGA-MORA, L.M. In vitro invasion efficiency and intracellular proliferation rate comprise virulence-related phenotypic traits of *Neospora caninum*. **Vet Res.** v.23, n.42(1), p.41, 2011.

ROMANELLI, P.R.; MATOS, A.M.R.N.; PINTO-FERREIRA, F.; CALDART, E.T.; OLIVEIRA, J.S.; ANTEVELI, G.; JEANFELICE, B.C.D.S.; STOLF, R.L.; SANCHES, T.F.; SILVA, M.; MINHO, A.P.; CAVALCANTE, A.C.R.; FREIRE, R.L.; MITSUKA-BREGANÓ, R.; NAVARRO, I.T. *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* infections and factors associated in goats in the Parana state, Southern Brazil. **Rev Bras Parasitol Vet**. v.9, n.29(4), p.e003620, 2020.

SHAHBAZI, G.; HOGHOOGHI RAD, N.; MADANI, R.; MATIN, S.; MORTAZAVI, P.; JANGJOU, A.H. *Toxoplasma gondii* in Aborted Fetuses of Sheep in Ardebil Area, North-West of Iran. **Iran J Parasitol.** 2019 Jul-Sep;14(3):430-435. PMID: 31673261; PMCID: PMC6815854. 2019.

SILVA, E.H. Índios Xukuru: a história a partir das memórias. Xukuru Indians: History based on memories. **Hist unisinos**. v.15(2), p.182-194, 2011.

SILVA, E. História, memórias e identidade entre os Xukuru do Ororubá. **Revista Tellus.** n.12, p.1-14, 2007.

SILVA, E. Índios Xukuru: a história a partir das memórias. **História Unisinos.** v.15, p.182-194, 2011.

SILVA, E. Os índios Xukuru e as Ligas Camponesas (Pesqueira-PE, 1961). In: **Revista Crítica Histórica**. n.2, p.101-114, 2010.

SILVA, E. Xukuru: memórias e história dos índios da Serra do Ororubá (Pesqueira/ PE), 1950-1988 2ª. ed. Recife, **EDUFPE**, 2017.

SOARES R.R, BARNABÉ N.N.D.C, NOGUEIRA D.B, DA SILVA L.S.C, JÚNIOR

J.P.A, MALOSSI C.D, ULLMANN L.S, DA COSTA D.F, SILVA M.L.C.R, DOS SANTOS HIGINO S.S, DE AZEVEDO S.S, ALVES C.J. Serological, molecular and bacteriological approaches for detecting *Leptospira* sp. carrier rams maintained in semiarid conditions. **Acta Trop.** v.213, p.105759, 2021.

STEFFEN, K.D.; GOS, M.L.; GORTARI, L.; ARIAS, R.O.; VENTURINI, M.C.; MORÉ, G. Eleven years of *Toxoplasma gondii* serological follow-up in a goat herd and association of toxoplasmosis with reproductive losses. **Vet Parasitol Reg Stud Reports**. v.25, p.100599, 2021.

STELZER, S.; BASSO, W.; BENAVIDES SILVÁN, J.; ORTEGA-MORA, L.M.; MAKSIMOV, P.; GETHMANN, J.; CONRATHS, F.J.; SCHARES, G. *Toxoplasma gondii* infection and toxoplasmosis in farm animals: Risk factors and economic impact. **Food Waterborne Parasitol**. v.3, n.1, p.e00037, 2019.

SUEPAUL, S.M.; CARRINGTON, C.V.; CAMPBELL, M.; BORDE, G.; ADESIYUN, A.A. Seroepidemiology of leptospirosis in livestock in Trinidad. **Trop Anim Health Prod.** v.43, p.367–375, 2011.

TOPAZIO, J.; TONIN, A.A.; MACHADO, G.; NOLL, J.C.; RIBEIRO, A.; MOURA, A.B.; CARMO, G.M.; GROSSKOPF, H.M.; MARTINS, J.L.; BADKE, M.R.; STEFANI, L.M.; LOPES, L.S.; DA SILVA, A.S. Antibodies to *Leptospira interrogans* in goats and risk factors of the disease in Santa Catarina (West side), Brazil. **Res Vet Sci.** v.99, p.53-7, 2015.

VAN DEN BROM, R.; DE JONG, A.; VAN ENGELEN, E.; HEUVELINK, A.; VELLEMA, P. Zoonotic risks of pathogens from sheep and their milk borne transmission. **Small Rumin Res.** v.189, p.106123, 2020.

VELDEN, F.F.V. Rebanhos em aldeias: investigando a introdução de animais domesticados e formas de criação animal em povos indígenas na Amazônia (Rondônia). **Espaço Ameríndio.** v.5, n.1, p.129-158, 2011.

6 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os monitoramentos sorológicos dos animais residentes nos territórios indígenas são essenciais e impactam diretamente na efetividade dos programas de sanidade humana e animal dentro das aldeias.

As considerações a respeito das características particulares de cada população refletem sobre o conceito da Saúde Única e englobam o processo saúde-doença.

Os desafios consistem em avaliar estratégias adequadas para que as informações alcancem os órgãos governamentais competentes.

Transmitir estas informações às populações indígenas resultam na melhoria das condições de saúde das populações humana e animal residentes nos territórios.