

UNIVERSIDADE SANTO AMARO
Programa de Doutorado em Saúde Única

Ingridi Braz de Oliveira Manhães

**ESTUDO DA OCORRÊNCIA DE AGENTES ZONÓTICOS NA
COMUNIDADE DO ASSENTAMENTO BOA VISTA NO MUNICÍPIO DE
SANTA RITA, PARAÍBA**

São Paulo
2025

Ingridi Braz de Oliveira Manhães

**ESTUDO DA OCORRÊNCIA DE AGENTES ZONÓTICOS NA
COMUNIDADE DO ASSENTAMENTO BOA VISTA NO MUNICÍPIO DE
SANTA RITA, PARAÍBA**

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação Stricto Senso da Universidade Santo Amaro – UNISA, como requisito parcial para obtenção do título de Doutor em Saúde Única.

Orientador: Prof. Dr. Arlei Marcili

São Paulo

2025

M244e Manhães, Ingridi Braz de Oliveira.
Estudo da ocorrência de agentes zoonóticos na comunidade do assentamento Boa Vista no município de Santa Rita, PB / Ingridi Braz de Oliveira Manhães. – São Paulo, 2025.
75 p.: il.; Color.
Tese. (Doutorado em Saúde Única) - Universidade Santo Amaro, 2025.
Orientador: Prof. Dr. Arlei Marcili.
Bibliografia incluída.
1. Comunidade. 2. Zoonoses. 3. Santa Rita. 4. Assentamento Boa Vista. I. Marcili, Arlei, orient. II. Universidade Santo Amaro. III. Título.

CDD 610

Elaborado pela Bibliotecária: Janice Toledo dos Santos CRB-8/8391

Ingridi Braz de Oliveira Manhães

**ESTUDO DA OCORRÊNCIA DE AGENTES ZONÓTICOS NA
COMUNIDADE DO ASSENTAMENTO BOA VISTA NO MUNICÍPIO DE
SANTA RITA, PARAÍBA**

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação Stricto Senso da Universidade Santo Amaro – UNISA, como requisito parcial para obtenção do título de Doutor em Saúde Única.

Orientador: Prof. Dr. Arlei Marcili

São Paulo, 22 de janeiro de 2025

Banca Examinadora

Prof. Dra. Marina Tiemi Shio

Prof. Dr. Herbert Sousa Soares

.....

Prof. Dra. Renata Tonhosolo

Prof. Dr. Jonas Moraes-Filho

.....

Conceito Final

Aos meus eternos bebês, Heitor e Laís, razão do meu viver!

Primeiramente, agradeço a Deus, por ter me concedido saúde e forças para superar as dificuldades, durante o caminho percorrido.

Aos familiares, principalmente ao meu pai Carlos Alberto, minha mãe Ivaneide e minha irmã Jéssica, pela educação, incentivo, carinho e auxílio, não só nesse período da pós-graduação, mas durante toda minha vida.

Ao meu marido e companheiro de vida, Emanuel por suportar os momentos de aflição, as crises de ansiedade, os choros de desespero e por sempre acreditar em mim.

A minha sogra, Leila e cunhados Ana Maria e André por todo apoio e por cuidar dos meus filhos enquanto estava na universidade, meu muito obrigada!

Agradecimento ao meu orientador, Prof^o. Dr. Arlei Marcili, pelo conhecimento compartilhado durante o curso, pela paciência e atenção necessárias à realização deste trabalho, sem sua assistência, este projeto não teria sido realizado, a você minha admiração, como pessoa e principalmente como profissional.

Ao grupo Tryp/Leish Pesquisa, pelo aprendizado e experiência adquiridos nesse período.

Aos meus colegas de curso da pós em saúde única da UNISA pela convivência e apoio, cada um contribuiu de alguma forma para que eu chegasse até aqui. Em especial a Camila, por se disponibilizar a me ajudar no processamento dos testes Elisa, bem como a Prof.^a Marina do laboratório URC que nos ensinou o passo a passo do método.

Aos Professores Jonas Moraes Filho e Herbert de Souza Soares, pela colaboração nos testes sorológicos para riquetsioses e leptospirose.

A todos os mestres que fizeram parte da minha formação, a coordenadora Prof.^a Dra. Adriana e a Héliida que tanto me auxiliaram em processos administrativos e pessoais.

À CAPES-PROSUP (88887.683926/2022-00) pela concessão da bolsa de doutorado, que me ajudou nas despesas e deslocamentos a São Paulo.

E finalmente, agradeço a todas aquelas pessoas que direta ou indiretamente ajudaram no desenvolvimento deste projeto.

Muito Obrigada a todos vocês!

RESUMO

Grande variedade de agentes etiológicos são causadores de zoonoses, dentre eles, protozoários e bactérias, os quais, em pelo menos uma das fases do ciclo evolutivo, parasitam o homem, podendo provocar diversas alterações patológicas. São várias as protozooses de importância no Brasil, como: Toxoplasmose e Tripanossomíase, além de outras doenças como malária, leptospirose e febre maculosa que relataremos no presente estudo. O comportamento das comunidades tem sido pouco considerado no estudo das doenças zoonóticas e podem apresentar estreita relação com fatores sociodemográficos e ambientais. O estudo foi realizado, inicialmente, com crianças atendidas pela ONG “Casa dos Sonhos” situada no Assentamento Boa Vista, ampliado aos familiares, demais munícipes e à comunidade do município Santa Rita/Paraíba. Foram utilizadas 133 amostras sanguíneas (soro) para pesquisa de anticorpos de todos os patógenos. Por meio do teste imunoenzimático para anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* analisadas, 64,66% (86/133) tiveram resultado positivo e 0,75% (1/133) indeterminado. Na pesquisa de anticorpos anti-*Trypanosoma cruzi*, 9,77% (13/133) foram positivas e 3% (4/133) eram indeterminadas. As amostras foram negativas para *Plasmodium falciparum*, *P. vivax*, *P. ovale* e *P. malariae* no teste imunocromatográfico, bem como para *Leptospira* spp. pela soroadglutinação microscópica (SAM). Com relação à *Rickettsia*, 25% das amostras sororreativas apresentaram títulos compatíveis para antígenos homólogos de *R. parkeri*. Este estudo verificou uma alta incidência de toxoplasmose (64,66%), febre maculosa (18%) e doença de Chagas (9,77%) na população estudada, no ano de 2019. Uma alta ocorrência de soropositividade em indivíduos do sexo feminino para toxoplasmose, doença de Chagas e febre maculosa. Com o resultado do presente estudo, permitirá um planejamento com metas direcionadas ao controle dessas zoonoses na comunidade.

Palavras-chave: Comunidade, zoonoses, Santa Rita, Assentamento Boa Vista

ABSTRACT

Wide range of etiological agents cause zoonoses, including protozoa and bacteria, which, in at least one phase of their evolutionary cycle, parasitize humans and can cause several pathological changes. There are several important protozoan diseases in Brazil, such as toxoplasmosis and trypanosomiasis, in addition to other diseases such as malaria, leptospirosis and spotted fever, which we will report in this study. The behavior of communities has been little considered in the study of zoonotic diseases and may be closely related to sociodemographic and environmental factors. The study was initially conducted with children assisted by the NGO "Casa dos Sonhos" located in the Boa Vista Settlement, and was expanded to include family members, other residents and the community of the municipality of Santa Rita/Paraíba. 133 blood samples (serum) were used to test for antibodies to all pathogens. Using the immunoenzymatic test for anti-*Toxoplasma gondii* antibodies, 64.66% (86/133) had a positive result and 0.75% (1/133) were indeterminate. In the anti-*Trypanosoma cruzi* antibody test, 9.77% (13/133) were positive and 3% (4/133) were indeterminate. The samples were negative for *Plasmodium falciparum*, *P. vivax*, *P. ovale* and *P. malariae* in the immunochromatographic test, as well as for *Leptospira* spp. by serum agglutination microscopy (SAM). With regard to *Rickettsia*, 25% of the seroreactive samples showed compatible titres for homologous antigens of *R. parkeri*. This study found a high incidence of toxoplasmosis (64.66%), spotted fever (18%) and Chagas disease (9.77%) in the population studied in 2019. A high occurrence of seropositivity in females for toxoplasmosis, Chagas disease and spotted fever. The results of this study will allow us to plan targets aimed at controlling these zoonoses in the community.

Keywords: Community, zoonosis, Santa Rita, Boa Vista Settlement

Lista de Figuras

- Figura 1: Mapa da localização do município de Santa Rita, no estado da Paraíba,
Brasil39
- Figura 2: Imagem aérea adaptada do loteamento Boa Vista em Santa Rita40

Lista de Tabelas

Tabela 1: Resultados do teste anti- <i>T. gondii</i> , divididos por sexo, faixa etária e percentagem de positivos	46
Tabela 2: Resultados do teste anti- <i>T. cruzi</i> , divididos por sexo, faixa etária e percentagem de positivos	47
Tabela 3: Resultados da RIFI para pesquisa de riquetsias, divididos por sexo, faixa etária e provável antígeno envolvido na reação homóloga	48

LISTA DE ABREVIações/SIGLAS

CAAT	Teste de absorção cruzada de aglutinação
CEP	Comitês de Ética em Pesquisa
DATASUS	Departamento de Informação e Informática do Sistema Único de Saúde
DNA	Ácido Desoxirribonucleico
EDTA	<i>Ethylenediamine tetraacetic acid</i>
ELFA	Imunoensaio Fluorescente ligado a enzima
ELISA	Enzyme-linked Immunosorbent Assay
FM	Febre Maculosa
FMB	Febre Maculosa Brasileira
Hab	Habitantes
HE	Hemoaglutinação
IDHM	Índice de Desenvolvimento Humano Municipal
IFI	Imunofluorescência Indireta
IgG	Imunoglobulina G
IgM	Imunoglobulina M
LPS	Lipopolissacarídeo
MEIA	Teste Imunoenzimático de Micropartículas
OMS	Organização Mundial de Saúde
ONG	Organização não governamental
PBS	Solução Salina Tamponada com Fosfato
PCR	Reação em Cadeia da Polimerase
PSF	Programa Saúde da Família
RIFI	Reação de Imunofluorescência Indireta
SAM	Teste de Soroaglutinação Microscópica
SINAN	Sistema de Informações de Agravos de Notificação

TDR Teste de diagnóstico rápido

UNISA Universidade Santo Amaro

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	14
1.1	Características gerais do estado da Paraíba	16
1.2	Toxoplasmose	18
1.3	Tripanossomíase Americana ou Doença de Chagas	21
1.4	Malária	24
1.5	Febre Maculosa Brasileira (FMB).....	28
1.6	Leptospirose.....	31
2	JUSTIFICATIVA	36
3	OBJETIVOS	37
3.1	Objetivo Geral.....	37
3.2	Objetivo Específico	37
4	MATERIAL E MÉTODOS	38
4.1	Aspectos éticos.....	38
4.2	População estudada	38
4.3	Localidade estudada.....	38
4.4	Coleta de amostras biológicas.....	41
4.5	Exame sorológico para pesquisa de anticorpos IgG anti- <i>T. gondii</i>	41
4.6	Exame sorológico para pesquisa de <i>Rickettsia spp</i>	42
4.7	Exame sorológico para pesquisa de anticorpos IgG anti- <i>T. cruzi</i>	43
4.8	Teste de soroaglutinação microscópica (SAM) para <i>Leptospira spp</i>	44
4.9	Exame imunocromatográfico para pesquisa de antígenos contra malária..	45
5	RESULTADOS	46
6	DISCUSSÃO	49
7	CONCLUSÃO	56
	REFERÊNCIAS	57

1 INTRODUÇÃO

Há tempos sabemos que saúde e doença estão intimamente ligadas a processos históricos e sociais de acordo com o modo como cada sociedade vive, se organiza e se produz. Desde Hipócrates, médico grego considerado o pai da medicina, já relatava em suas obras a íntima relação entre os fatores ambientais e o aparecimento das doenças (Lacaz, 1972 e Lemos; Lima, 2002). Foi o primeiro epidemiologista a nomear os termos, doenças endêmicas e epidêmicas, que são até hoje empregados em saúde (Lemos; Lima, 2002). Essa relação íntima está ligada à dependência dos humanos aos animais, seja ela para alimentação, transporte, trabalho ou companhia (Zanella, 2016). Nesse contexto, esses animais podem atuar como fonte de transmissão de doenças causadas por vírus, bactérias e parasitas ao homem (Seimenis, 2008), doenças estas denominadas zoonoses (Brown, 2004).

As zoonoses representam um problema de saúde pública no Brasil, assim como em outros países em desenvolvimento, visto que podem acometer grande número de indivíduos, principalmente quando se trata de populações vulneráveis, das quais, as crianças constituem o grupo que necessita de maior atenção. Ampla gama de agentes etiológicos são causadores de zoonoses, dentre eles, protozoários e bactérias, os quais, em pelo menos uma das fases do ciclo evolutivo, parasitam o homem, podendo provocar diversas alterações patológicas (Ferreira et al., 2004). São várias as protozooses de importância no Brasil, como: Toxoplasmose e Tripanossomíase, destacando-se as espécies: *Toxoplasma gondii* e *Trypanosoma cruzi* que relataremos no presente estudo.

As mudanças ocorridas pela interferência do homem na natureza têm aumentado o número de patógenos causadores de zoonoses em todo o mundo. À medida que a população humana cresce, se locomove de uma região para outra, e possibilita a aproximação de várias espécies para comércio ou avanços tecnológicos, os microrganismos são transferidos para novos nichos, com resultados patogênicos (Brown, 2004).

Junto a isso, vêm as desigualdades no âmbito da saúde que estão diretamente relacionadas à questão étnico-racial, pois agravam-se em indivíduos de cor de pele preta e parda e indígenas (Vieira; Monteiro, 2013). O crescimento econômico do Brasil

tem gerado a urbanização acelerada de áreas rurais e/ou antes florestadas em diversas regiões. Atrelada a essa degradação, muitas vezes, o melhoramento do saneamento básico, saúde pública e educação nestes novos centros urbanos não acompanham o rápido crescimento populacional (Pasternak 2016; Prüss-Üstün; Neira, 2016), aumentando a vulnerabilidade social e perturbando o funcionamento do ecossistema que, por sua vez, afetam os ciclos de transmissão de patógenos ampliando o risco de contato entre humanos e animais selvagens antes isolados, os quais representam reservatórios e vetores de patógenos (Uhart et al., 2012), proporcionando o aparecimento e/ou reaparecimento de diversas zoonoses (Zanella 2016), que são responsáveis por impactos negativos na saúde em todo o mundo (Binder et al., 1999; Morens et al., 2004).

O comportamento das comunidades tem sido pouco considerado no estudo das doenças endêmicas (Gama et al.,1998), tornando evidente a falta de informações acerca das doenças corriqueiras nas populações de áreas rurais e periféricas das cidades (Netto et al.,1985). Por definição, a terminologia utilizada na descrição de assentamentos informais se dá como a ocupação ilegal cuja construção ocorreu em terrenos alheios onde a construção não seguiu as regulamentações municipais que apresentam ruas estreitas e irregulares, áreas de terreno irregulares em forma e/ou tamanho; desenvolvimento não supervisionado por agências reguladoras e sem serviços públicos (Charlesworth et al., 2022). Esta terminologia é semelhante a empregada pela Política Nacional de Habitação, que adota a expressão, assentamentos precários, caracterizados pelo conjunto de assentamentos urbanos inadequados ocupados por moradores de baixa renda, cujas similaridades estão na precariedade da moradia, incluindo a irregularidade fundiária e adensamento; ausência de infraestrutura de saneamento; sistema de transporte e serviços sociais escassos; terrenos alagadiços e susceptíveis a riscos geotécnicos (Queiroz Filho 2015).

O padrão de desenvolvimento da América Latina e do Caribe, embora variado entre os países, possui três características comuns nos quesitos de desequilíbrios econômicos, sociais e ambientais, que manifestam-se pela baixa capacidade de crescimento, elevada desigualdade e baixa capacidade institucional e governamental (Salazar-Xirinachs, 2023).

Estima-se que cerca de 40% da população latino-americana e caribenha estejam abaixo da linha da pobreza, sendo que um terço destes vivam em áreas rurais, como agricultores de subsistência, pecuaristas e pescadores, normalmente em comunidades de ascendência indígena e africana onde enfrentam um alto nível de exclusão e desigualdade social, incluindo a falta de acesso à água potável e serviços de saúde (Soares et. al., 2002; Farmer, 2007); e dois terços vivam em favelas, assentamentos, bairros e áreas periféricas, isto significa, comunidades urbanas e periurbanas onde há a vulnerabilidade social combinada às condições de saneamento precário e proliferação de vetores (Ault 2007; Riley et al., 2007) .

A taxa de pobreza extrema para América Latina e Caribe atingiu 13,2% em 2020, ano em que houve a pandemia da doença coronavírus (COVID-19), percentual próximo ao índice registrado no ano de 1990 (15,5%) (CEPAL, 2024). Apesar disso, em 2023, houve um decréscimo de 0,5 pontos percentuais no índice de pobreza observado em 2022 (CEPAL, 2024).

1.1 Características gerais do estado da Paraíba

O Brasil possui 203 milhões de habitantes (IBGE, 2022), está dividido em 5 regiões territoriais, Norte, Sul, Nordeste, Sudeste e Centro-Oeste, além do Distrito Federal (IBGE, 1970).

A 2ª região mais populosa do país - região Nordeste (população: 54.644.582) - que compreende os estados: Alagoas (população: 3.127.511), Bahia (população: 14.136.417), Ceará (população: 8.791.688), Maranhão (população: 6.775.152), Paraíba (população: 3.974.495), Piauí (população: 3.269.200), Pernambuco (população: 9.058.155), Rio Grande do Norte (população: 3.302.406) e Sergipe (população: 2.209.558) são subdivididos em zonas geográficas de acordo com a característica física regional em meio-norte, sertão, agreste e zona da mata. Nessa região, existem 4 climas predominantes: equatorial, litorâneo úmido, tropical e semiárido (Alvares et al., 2013).

Em relação à unidade federal Paraíba, é o 13º estado mais populoso do país (1,9% da população nacional) e 5º mais populoso da região nordestina (IBGE, 2022), apresenta uma área territorial de 56.467,242 km², João Pessoa é sua capital e

município com maior número de habitantes, possui o ponto mais oriental brasileiro denominado Ponta do Seixas e a segunda maior reserva de Mata Atlântica brasileira localizada em área urbana, a Mata do Buraquinho ou Jardim Botânico Benjamim Maranhão (Carvalho, Almeida, 2001). O estado está inserido na região hidrográfica do Atlântico Nordeste Oriental que abrange todas as bacias que estão entre a foz do rio São Francisco e a do rio Paraíba. Apesar de a Paraíba estar inserida no polígono das secas com o clima semiárido da região de sertão, o estado apresenta na porção litorânea clima tropical de monção e savana (Alvares et al., 2013). Cada região do estado apresenta uma biodiversidade distinta, desde a vegetação do tipo caatinga característica do sertão até a região litorânea com predomínio de espécies de mata atlântica. Conforme o censo de 2010, as populações urbana e rural representavam, respectivamente, 75,4% e 24,6% do total populacional (IBGE, 2022).

A Paraíba possui 223 municípios, sendo os cinco mais populosos João Pessoa com 833.932 habitantes (hab.), seguido por Campina Grande com 419.379 habitantes, Santa Rita com 149.910 hab., Patos com 103.165 hab. e Bayeux com aproximadamente 82.742 habitantes (IBGE, 2022). De acordo com o mapa de pobreza e desigualdade do IBGE, em 2003, o estado da Paraíba ocupava o segundo lugar no ranking de Incidência da Pobreza com 57,48%, ficando atrás do estado de Alagoas (59,54%).

Sabe-se que as parasitoses constituem um dos principais problemas de saúde pública, apresentando-se de forma endêmica em diversas áreas do Brasil. Podem apresentar estreita relação com fatores sociodemográficos e ambientais (Jones et al., 2008), tais como: precárias condições socioeconômicas, consumo de água e alimentos contaminados, estado nutricional dos indivíduos, proliferação de animais sinantrópicos e outros, sendo frequentemente a população infantil a mais atingida. Devido à diversidade dos parasitos que são capazes de infectar o homem, existem vários fatores pertinentes à avaliação da possível etiologia da parasitose. Deve-se avaliar as espécies dos parasitos encontrados no local, o clima, os hábitos de higiene, o grau de educação sanitária da população, a presença de serviços públicos de esgoto, o abastecimento de água e as condições econômicas da região. Também deve ser avaliada a presença de animais no peridomicílio, a constituição do solo, a capacidade de evolução dos cistos de protozoários em cada um dos ambientes (Scolari et al., 2000). Assim sendo, o estudo das zoonoses torna-se uma importante

ferramenta em prol da realização de planos de ação em saúde pública com estratégias que visam o controle para um conjunto de doenças (Oliveira 2018).

1.2 Toxoplasmose

A toxoplasmose é uma zoonose transmitida pelo protozoário da espécie *Toxoplasma gondii*, pertencente ao filo Apicomplexa, classe Conoidasida, ordem Eucoccidiorida, subordem Eimeriorina, família Sarcocystidae e no gênero *Toxoplasma* (Lourido, 2019; Smith et al., 2021) cujas taxas de prevalências são variáveis nas diversas partes do mundo (Dubey; Beattie, 1988), diferenças estas atribuídas a fatores geográficos, climáticos e a hábitos alimentares e higiênicos das populações (Jackson, Hutchison, 1989; Remington, 1990; Lelong et al., 1995; Sun et al., 1995).

Toxoplasma gondii é ubíquo (Tenter et al., 2000), capaz de infectar praticamente qualquer célula nucleada de mais de 100 hospedeiros naturais homeotérmicos entre aves e mamíferos (Smith et al., 2021). Os membros da família Felidae (domésticos e selvagens) são os hospedeiros definitivos, nos quais ocorre o ciclo sexuado (Dubey et al. 1970; Dubey; Frenkel, 1972), isso ocorre devido a uma deficiência única na atividade intestinal da delta-6-dessaturase nos felídeos (Di Genova et al., 2019).

Existem três estágios de desenvolvimento durante o ciclo de vida do *T. gondii*: taquizoíto, que é a forma de multiplicação rápida característica das infecções agudas; bradizoíto, forma de multiplicação lenta característica da infecção crônica e que origina os cistos teciduais; e esporozoíto, que é produzido apenas no hospedeiro definitivo durante a reprodução sexuada e eliminado nos oocistos pelas fezes dos felinos (Attias et al., 2020).

Nos hospedeiros intermediários, o *T. gondii* é encontrado em cistos teciduais microscópicos em qualquer parte do corpo, porém, mais especificamente, em células da musculatura esquelética e cardíaca além do sistema nervoso central (Tenter et al., 2000). Os cistos teciduais compreendem o estágio final do ciclo de vida no hospedeiro intermediário nos quais, algumas destas espécies hospedeiras intermediárias, estes cistos podem persistir por toda a vida do hospedeiro. O mecanismo dessa persistência é desconhecida, mas muitos pesquisadores acreditam que os cistos teciduais se

rompem periodicamente, com bradizoítos se transformando em taquizoítos que reinvasam as células do hospedeiro e novamente se transformam em bradizoítos dentro de um novo cisto (Weiss et al., 1988; Remington 1990; Evans 1992; Dubey 1998; Dubey et al., 1998; Frenkel 2000).

A infecção nos felinos ocorre quando ingerem esses cistos após predarem um hospedeiro intermediário. Durante a digestão, as formas haplóides de bradizoítos de *T. gondii* saem dos cistos e invadem os enterócitos, progredindo através de fases sucessivas de reprodução assexuada, que produz gerações sucessivas de merozoítos que reinvasam o intestino antes de finalmente se diferenciarem em microgametócitos (cada um capaz de se diferenciar em 16 a 30 microgametas flageladas e móveis) ou macrogametócitos (cada um se tornando um único macrogameta imóvel). Os microgametas fertilizam os macrogametas, formando um zigoto diplóide que agora é chamada de oocisto. A parede do oocisto é extremamente resistente a agressões ambientais e químicas, permitindo com segurança a passagem do parasito ao meio externo pelas fezes do felino (Smith et al., 2021).

Os felídeos começam a eliminar *T. gondii* dentro de 10 dias após o consumo de tecidos infectados sendo eliminados cerca de 100.000 oocistos por grama de fezes durante 1 a 2 semanas (Dubey, Frenkel, 1972). Durante o período de eliminação dos oocistos, os felídeos raramente adoecem e não apresentam anticorpos contra *T. gondii*. Dessa forma, presume-se que a maioria dos gatos soropositivos já tenha eliminado oocistos (Dubey et al., 2012). No ambiente, ocorre a esporulação dos oocistos sob condições de temperatura e umidade propícias (Martins, Viana, 1998; Dubey 2010; Lélou et al., 2012) e estes, podem permanecer infectantes durante meses a anos (Tenter et al., 2000).

A transmissão do agente aos hospedeiros intermediários se dá por diferentes vias incluindo a ingestão de água, vegetais e frutas contaminados com oocistos viáveis, esporulados após eliminação prévia nas fezes de gatos; a ingestão de carne crua ou malcozida contendo cistos teciduais viáveis; a transmissão congênita da mãe através da placenta; a transfusão de sangue; o transplante de órgãos, onde estes podem conter cistos ou taquizoítos (Georgi 1985; Markell 1986). Os hospedeiros definitivos, podem ser infectados pela predação (a mamíferos e aves) ou pela ingestão

de oocistos esporulados (Dubey et al., 1996; Dubey et al., 2012; Attias et al., 2020). Os oocistos também podem sobreviver em ostras e mexilhões, mantendo sua infectividade (Lindsay et al., 2004; Coupe et al., 2019; Monteiro et al., 2019). A ingestão de leite não pasteurizado ou produtos lácteos é uma fonte potencial de transmissão, embora seja incomum (Chiari, Neves 1984; Stelzer et al., 2019).

A toxoplasmose clínica é relativamente rara (Robert-Gangneux, Dardé 2012; Peyron et al., 2016). Quando adquirida após o nascimento, os sintomas costumam ser leves e inespecíficos, dificultando o diagnóstico precoce (Schumacher et al., 2021; Gaulin et al., 2020), pois são semelhantes a doenças como a gripe ou linfadenopatia localizada que são mais presentes na fase aguda (BRASIL 2018). Embora a infecção primária possa ser assintomática, em gestantes, pela transmissão vertical, o parasito pode atravessar a placenta, infectar o feto e causar retinocoroidite, hidrocefalia, retardo mental, convulsões ou morte fetal, conhecida por toxoplasmose congênita (Remington et al., 2006; Weiss, Kim 2007). A retinocoroidite é a lesão mais frequentemente associada à toxoplasmose e é relatada em 30% a 60% dos casos. Apresenta dois tipos de lesões de retina: retinite aguda e cicatrizes retinianas, geralmente bilateral e pode levar à perda progressiva da visão, evoluindo para cegueira (Vasconcelos-Santos 2012; Lago et al., 2021).

A infecção por *T. gondii* reflete as condições higiênico-sanitárias da população, de forma que saneamento básico, educação sanitária, hábitos culturais e densidade de animais podem constituir fatores de risco para infecção em humanos (Tenter et al., 2000).

No Brasil, a soroprevalência do *T. gondii* na população humana é elevada, variando de 15% a 80% nos adultos, sendo mais elevada em regiões quentes e úmidas e chegando a 100% em algumas áreas (Dubey; Beattie, 1988; Bahia-Oliveira et al., 2003; Moura et al., 2006; Vaz et al., 2011). Segundo dados do Ministério da Saúde, a região Nordeste corresponde a 13.920 casos notificados de toxoplasmose gestacional e de 4.442 casos de toxoplasmose congênita que foram relatados de 2019 a 2023. No mesmo período, o estado da Paraíba apresentou 215 e 639 casos de toxoplasmose congênita e toxoplasmose gestacional, respectivamente. Sendo que no município de Santa Rita foram registrados 4 casos em 2020, 6 em 2021, 6 em 2022 e 3 em 2023 de toxoplasmose congênita (SINAN 2024).

O diagnóstico da toxoplasmose recomendado pelo Ministério da Saúde inicia-se pela triagem sorológica para anticorpos anti-*Toxoplasma* das classes IgM e IgG, teste de avididade de IgG para se medir o tempo da infecção (Marques et al., 2015) e posteriormente demais exames imunoenzimáticos como teste imunoenzimático de micropartículas (MEIA), quimioluminescência e eletroquimioluminescência, e imunoenensaio fluorescente ligado a enzima (ELFA). Também pode-se utilizar técnicas moleculares como a Reação em Cadeia da Polimerase (PCR) e PCR em tempo real (BRASIL, 2018) que detectam o material genético do parasito na amostra biológica contribuindo para a confirmação do diagnóstico preciso, já que os testes sorológicos apresentam baixa sensibilidade e especificidade em comparação aos testes moleculares.

1.3 Tripanossomíase Americana ou Doença de Chagas

A tripanossomíase americana é causada pelo protozoário flagelado da espécie *Trypanosoma cruzi* (Chagas 1909; Dale et al., 2019), pertence ao filo Sarcomastigophora, subfilo Mastigophora, (Simpson, 1987) classificado em Zoomastigophorea, na ordem Kinetoplastida, família Trypanosomatidae, no gênero *Trypanosoma*. As espécies deste gênero (*Trypanosoma*) que parasitam mamíferos, foram separadas em Secções Salivaria e Stercoraria, de acordo com o desenvolvimento no hospedeiro invertebrado e, conseqüentemente, com a via de eliminação das formas infectantes pelo vetor. A Secção Stercoraria compreende os subgêneros *Schizotrypanum* (espécie-tipo *Trypanosoma cruzi*), *Herpetosoma* (*Trypanosoma lewisi*) e *Megatrypanum* (*Trypanosoma theileri*) (Hoare 1972). Apenas *Schizotrypanum* se mostrou um grupo monofilético, embora ainda com controvérsias. Os subgêneros *Herpetosoma* e *Megatrypanum* se revelaram polifiléticos, confirmando que os parâmetros taxonômicos tradicionais não são suficientes para classificar os tripanossomas em subgêneros (Stevens, Rambaut 2001, Maia da Silva et al. 2004a,b; Rodrigues et al. 2006).

Os vetores desta enfermidade são insetos hematófagos da subfamília Triatominae (Hemiptera: Reduviidae)(Diotallevi et al., 2015), conhecidos popularmente como barbeiro, chupão, procootó ou bicudo. Estes insetos são paurometábolos, ou seja, apresentam uma metamorfose gradual e as formas jovens são bastante

parecidas com os adultos; são geralmente grandes, facilmente reconhecidos pelas asas do tipo hemiélitro e pelo aparelho bucal picador-sugador (Friend, Smith 1985; Barrozo, Lazzari 2004). Existem mais de 170 espécies de triatomíneos conhecidas, sendo as espécies *Triatoma infestans*, *Rhodnius prolixus* e *T. dimidiata* os principais vetores transmissores de *T. cruzi* à população humana (Costa et al., 2021). Apesar de *Triatoma infestans* ser indicada como a principal espécie vetora, outros triatomíneos de importância epidemiológica surgem ocupando o seu nicho habitual (Lima et al., 2019) ou adaptam-se à moradia em áreas antes restritas, como as subespécies *Triatoma brasiliensis brasiliensis* e *Panstrongylus megistus* integrantes do Complexo *brasiliensis*, no nordeste brasileiro (Costa et al., 2014). Além desses triatomíneos citados anteriormente, *Panstrongylus lutzi*, *Psammolestes tertius*, *Rhodnius nasutus*, *Rhodnius neglectus*, *Triatoma melanocephala*, *Triatoma petrochiae*, *Triatoma pseudomaculata* e *Triatoma rubrofasciata* são espécies apontadas como autóctones com potencial de colonização ou altas taxas de infecção natural presentes na região nordeste, especificamente encontrados no estado da Paraíba (Dias et al., 2000; Costa et al., 2003; BRASIL 2019a).

O parasito possui dois ciclos de transmissão vetorial, o silvestre – onde o *T. cruzi* circula entre aproximadamente 200 espécies de hospedeiros mamíferos silvestres através dos vetores triatomíneos; e o ciclo doméstico – que teve início quando o homem passou a ocupar o ambiente silvestres, construindo abrigos ou moradias rurais criando habitats propícios ao desenvolvimento dos vetores. Ocorre no peri e no intradomicílio e pode envolver o homem e vários animais sinantrópicos com os triatomíneos (Argolo et al., 2008).

O ciclo biológico ocorre quando estes triatomíneos ingerem formas tripomastigotas durante o repasto sanguíneo em mamíferos infectados. Após a infecção, as tripomastigotas migram do intestino médio anterior para o médio posterior onde se diferenciam em formas epimastigotas (Ferreira et. al., 2011), estas por sua vez, se diferenciam na ampola retal em formas tripomastigotas metacíclicas que poderão ser transmitidas a outros mamíferos no próximo repasto (Garcia, Azambuja 1991). Na lesão tecidual provocada pela picada do vetor, há a deposição de fezes e urina infectadas que propiciam a transmissão do protozoário (Dale et al., 2019). Além da via vetorial, a doença de Chagas pode ser transmitida na forma oral, que ocorre a partir da ingestão de alimentos contendo *T. cruzi*, comumente apresenta-se de modo

incidental (Lima et al., 2019) como surtos intrafamiliares em diversos estados brasileiros e tem apresentado letalidade elevada. Na transmissão transfusional ocorre por meio de hemoderivados ou transplante de órgãos ou tecidos provenientes de doadores portadores de *T. cruzi* (BRASIL 2010). Já na transmissão vertical se dá quando mulheres infectadas passam o agente para seus bebês, durante a gestação ou no parto. Pode haver a transmissão acidental a partir do contato de material contaminado (sangue de doentes, excretas de triatomíneos) com a pele lesionada ou com mucosas, geralmente durante manipulação em laboratório sem equipamento de biossegurança, mas são meios menos comuns de transmissão ao se comparar com a via vetorial (BRASIL 2010; Dale et al., 2019).

Esta doença apresenta duas fases clínicas, onde a fase aguda pode ocorrer de forma assintomática ou não, e uma fase crônica, em que pode se manifestar nas formas indeterminada, cardíaca, digestiva ou cardiodigestiva (forma associada)(Ribeiro, Rocha 1998; Rey 2008). Quando assintomática, a doença pode perdurar por anos. Nos primeiros dias após a picada, em geral de 4 a 10 dias, os sintomas apresentados podem ser febre, mal-estar, falta de apetite, uma leve inflamação no local da picada, infarto ganglionar, esplenomegalia, hepatomegalia e distúrbios cardíacos (Lana, Tafuri, 2012). Na fase aguda, apresentam os sinais mais característicos como o chagoma (inchaço na região da picada) e o sinal de Romaña, inchaço das pálpebras. Nesta fase, em alguns casos apenas um leve incômodo da picada é notado, passando a doença despercebida (Torres 1941; Huggins et al., 1996; Laranja et al., 1948). Na fase crônica, quando o coração já está acometido, o indivíduo infectado pode apresentar diversas manifestações clínicas, como falta de ar, tonturas, taquicardia, braquicardia e inchaço nas pernas, além de causar lesões hepáticas e nos sistemas nervoso e linfático (Rey 2008; Bonney, Engman 2015).

Considerada uma antropozoonose de elevada prevalência e expressiva morbidade (Guedes et al., 2016), a doença de Chagas afeta entre 6 a 7 milhões de pessoas em todo mundo e se estima que mais de 25 milhões de indivíduos vivam em áreas de risco (WHO, 2023), como evidenciado na América Latina que apresenta anualmente 30 mil óbitos (WHO 2023). No Brasil, estima-se que existam mais de um milhão de pessoas vivendo com a infecção por *T. cruzi*, colocando-a entre as quatro maiores causas de morte por doenças infecto-parasitárias, o que revela a magnitude da doença como condição crônica (Dias et al., 2016). Entre 2003 a 2018, foram

notificados 4.556 casos de doença de Chagas aguda no Brasil, dos quais na região norte concentravam-se a maior incidência e casos (Lima et al., 2019). No estado da Paraíba houve 5 casos confirmados por Doença de Chagas aguda no período de 2010 a 2023 (03 casos no ano de 2018 e 2 em 2021) e nenhum deles ocorreu no município de Santa Rita (SINAN 2024).

Para o diagnóstico da doença de Chagas, pode-se lançar mão dos exames parasitológicos, sorológicos (IgM ou IgG) e moleculares de acordo com a fase clínica. Na fase aguda, onde há a presença de parasitos circulantes (parasitemia) empregam-se exames parasitológicos diretos de sangue periférico (exame a fresco, esfregaço, gota espessa) e pode haver a presença de anticorpos IgM anti-*T. cruzi* nessa fase. Quando na fase crônica, há a detecção de anticorpos IgG anti-*T. cruzi* por meio de testes sorológicos como a Imunofluorescência Indireta (IFI), a Hemoaglutinação (HE) e o ELISA, além de testes de xenodiagnóstico, hemocultivo ou PCR positivos os quais podem indicar a cronicidade da doença (BRASIL, 2010).

1.4 Malária

A malária é causada por hematozoários pertencentes ao gênero *Plasmodium* que estão inseridos no filo Apicomplexa, classe Aconoidasida, ordem Haemosporida, e na família Plasmodiidae (Hoffman, White 2011; Ramasamy 2014). Em humanos, são as espécies *Plasmodium falciparum* e *Plasmodium vivax* as principais responsáveis pela infecção. Entretanto, as espécies *Plasmodium ovale*, *P. malariae* e *P. knowlesi* foram encontradas parasitando o homem, sendo que no Brasil a circulação da doença se dá pelas espécies *Plasmodium falciparum*, *P. vivax* e *P. malariae* (Amaral et al., 2019; BRASIL 2022c). A mais prevalente com aproximadamente 90% dos casos de malária no país, ocorrem pela espécie *P. vivax* (WHO 2020). Esta espécie provoca uma parasitemia baixa em comparação ao *P. falciparum*, devido a rápida resposta imune em função da preferência por reticulócitos, o que raramente leva a casos graves. Entretanto, podem ocorrer recaídas semanas ou meses após o tratamento da doença, devido a ação das formas latentes de *P. vivax* ou *P. ovale* (hipnozoítos) no fígado (Cogswell, 1992; Olliaro et al., 2016).

Os vetores são mosquitos pertencentes à ordem Diptera, infraordem Culicomorpha, família Culicidae, gênero *Anopheles* (Meigen, 1818). Estima-se que este gênero compreenda 400 espécies, sendo que 60 delas ocorram no país e 11 espécies – *An. (Nyssorhynchus) darlingi*; *An. (Nys.) aquasalis*; complexo *An. (Nys.) albitarsiss.l.*; *An. (Nys.) marajoara*; *An. (Nys.) janconnae*; *An. (Nys.) albitarsis* s. s; *An. (Nys.) deaneorum*; espécies do complexo *An. (Nys.) oswaldoi*; *An. (Kerteszia) cruzii*; *An. (K.) bellator* e *An. (K.) homunculus* – apresentem importância epidemiológica na transmissão da malária (BRASIL 2022c). No Brasil, o *An. (Nyssorhynchus) darlingi* é o principal vetor da malária humana (Moroni et al., 2010), principalmente na região amazônica; possui comportamento altamente antropofílico e endofágico (intra e peridomiciliar). Apresenta altas densidades e ampla distribuição territorial em áreas abaixo de 1000 metros de altitude, exceto no sertão nordestino, no estado do Rio Grande do Norte. Seu habitat abrange locais de águas límpidas, sombreadas e com pouco aporte de matéria orgânica e sais (Deane et al., 1948; Deane, 1986; Consoli; Oliveira, 1994). Em região extra-amazônica, os anofelinos *An. (Nys.) aquasalis* e complexo *An. (Nys.) albitarsiss.l.* sobressaem com maior importância epidemiológica na transmissão da malária (BRASIL 2019), como evidenciado no estado da Paraíba que registrou quatro potenciais vetores da doença (*An. aquasalis*, *An. albitarsis*, *An. bellator* e *An. argyritarsis*) no município de Conde em 2019, após uma epidemia de malária autóctone provocada por *P. vivax* (PARAÍBA 2019).

A transmissão ocorre pela picada do mosquito fêmea anofelino a uma pessoa infectada (Vittor et al., 2009), da qual o vetor ingere sangue contendo gametócitos, estes se reproduzem sexualmente no intestino do mosquito que após 1 a 2 semanas, se transformam em esporozoítos infectados migrando para as glândulas salivares do mosquito. Durante um repasto sanguíneo, os esporozoítos infectados são inoculados e chegam ao fígado. Nos hepatócitos, amadurecem em esquizontes teciduais, produzindo de 10 mil a 30 mil merozoítos, os quais serão liberados na corrente sanguínea após a ruptura dos hepatócitos, podendo invadir os eritrócitos e então se transformar em trofozoítos. A maioria destes trofozoítos irá se transformar em esquizontes eritrocitários que produzirão novos merozoítos sendo liberados no plasma após a ruptura dos eritrócitos. O ciclo se repete com a invasão desses merozoítos a novos eritrócitos (Prudêncio et al., 2006; França et al., 2008; Cox, 2010).

As manifestações clínicas causadas pela malária ocorrem de acordo com a espécie de *Plasmodium* envolvida e a imunidade do paciente acometido (Peiter et al., 2013). O período de incubação varia de 1 a 7 dias para *P. falciparum*, de 10 a 30 dias para *P. vivax* e 18 a 30 dias para *P. malariae* (WHO 2019; BRASIL 2022c), e pode apresentar sintomas inespecíficos como prostração, tremores, cefaleia, vômitos, náuseas e icterícia (Oliveira-Ferreira et al., 2010). A crise aguda caracteriza-se por episódios de calafrio, febre e sudorese com duração variável de 6 a 12 horas e pode cursar com temperatura igual ou superior a 40°C. Entretanto, nem sempre se observa o clássico padrão de febre a cada dois dias (terça) (BRASIL 2022c). Além da febre, as alterações podem promover um processo de hemólise maciça que culminam em icterícia e colúria (Wolfarth-Couto et al., 2020). Na infecção pelo *P. falciparum*, o quadro costuma cursar com febre irregular e dois ou mais episódios por dia; *P. vivax* apresenta a febre terça e *P. malariae* provoca a chamada febre quarta, caracterizada por picos febris em intervalos de 72 horas (Gomes et al., 2011).

Comum em regiões tropicais e subtropicais como África subsaariana, sul e sudeste asiático, ilhas do Pacífico, América Central e norte da América do Sul, locais em que a cada ano, aproximadamente 290 milhões de pessoas são infectadas com malária e mais de 400.000 vêm a óbito pela doença, a maioria, crianças menores de 5 anos (Frasson et al., 2009; BRASIL, 2020). Esta doença é responsável por consideráveis perdas sociais e econômicas das populações sob risco, principalmente daquelas que vivem em condições precárias de habitação e saneamento (BRASIL 2019). Nas Américas houve mais de 750 mil casos no ano de 2018. Aproximadamente 138 milhões de pessoas estão sob o risco de contrair malária na América do Sul, principalmente nos países – Brasil, Colômbia, Peru e Venezuela que correspondem a 80% dos casos estimados de malária por *Plasmodium vivax* (Recht et al., 2017; WHO 2019; BRASIL 2020).

No Brasil, a malária é uma doença de notificação obrigatória e considerada endêmica na região Amazônica (que compreende às unidades federais do Amazonas, Acre, Amapá, Mato Grosso, Maranhão, Pará, Rondônia, Roraima e Tocantins) onde concentra cerca de 99% dos casos no país (BRASIL 2010; Amaral et al., 2019). Na região extra-amazônica, mais de 80% dos casos registrados são oriundos de estados pertencentes a área endêmica, contudo existe a transmissão residual da malária em estados fora da Amazônia, situados em áreas de bioma Mata Atlântica (BRASIL

2019). Este bioma, que abrange a costa dos estados do Rio Grande do Norte ao Rio Grande do Sul, com predomínio de temperaturas altas e clima úmido, constitui o ambiente ideal para a proliferação vetorial. Com as modificações provocadas pelo homem no ambiente, adicionado a essas características do bioma mata atlântica, alteram a dinâmica populacional e dispersão do *Anopheles*, além de ampliar a disponibilidade de indivíduos atuando como reservatórios (Pina-Costa et al., 2014). Duarte e colaboradores (2013) sugeriram a ocorrência de reservatórios humanos assintomáticos e/ou reservatórios símios aptos a sustentar a transmissão da malária autóctone, ao encontrarem fêmeas de anofelinos infectadas circulantes na região da Serra do Mar, mesmo na ausência de casos registrados da doença.

Dentro do grupo extra-amazônico, os quatro estados da região sudeste (São Paulo, Rio de Janeiro, Espírito Santo e Minas Gerais) notificaram 57,1% do total de 932 casos autóctones registrados de surtos de malária no período de 2007 a 2013 (Pina-Costa et al., 2014). Destes, o estado de Espírito Santo sobressaía com 34,4% casos notificados. No período de 2010 a 2021, a região nordeste apresentou um total de 1.732 casos positivos da doença e destes, 98 provinham do estado da Paraíba (BRASIL, 2022c). Após a região Sudeste, a região Nordeste destaca-se pela presença de vários episódios de surtos da doença. O estado da Paraíba, no período de 1994 a 2018 notificou 175 casos suspeitos de malária no Sistema de Informação de Agravos de Notificação (SINAN), apesar de o estado não ser considerado área de transmissão residual. Destes, não foram registrados casos autóctones ou óbitos pela doença (PARAÍBA 2019). Em 2021, outro estado nordestino, registrou um surto da doença, com 58 casos confirmados por *P. vivax* de residentes na região do extremo sul da Bahia (BAHIA 2021).

Uma frequência maior de transmissão da doença é observada em áreas onde ocorre a circulação do homem infectado pelo parasito em um ambiente com padrões climáticos ligados às altas temperaturas e umidade, que favorecem a sobrevivência do vetor. Esses dois fatores possibilitam a alta ocorrência da transmissão de casos na região. Garimpos, assentamentos, área indígena, áreas rurais e áreas urbanas são áreas associadas ao risco de contrair malária (BRASIL, 2020).

O diagnóstico da malária é uma estratégia para o controle e a eliminação da doença em tempo hábil para o tratamento dos pacientes de forma adequada. Os

métodos de diagnóstico preconizados no Brasil são: as técnicas por microscopia, por meio da gota espessa (há a identificação do parasito por microscopia óptica, após coloração com corante vital) e do esfregaço delgado (permite a diferenciação específica dos parasitos pela sua morfologia e das alterações provocadas no eritrócito infectado), considerados métodos de rotina (BRASIL 2022c). Em locais onde a estrutura laboratorial e recursos humanos são precários, inviabiliza o teste da gota espessa com pesquisa microscópica dos parasitas (Di Santi; Boulos, 1999), nestes casos emprega-se o uso de testes de diagnóstico rápido (TDR) para detecção de componentes antigênicos de plasmódio (imunocromatográficos), assim, dispensam equipamentos e pessoal altamente capacitado. Métodos moleculares de diagnóstico baseados na detecção de DNA do parasito, em pacientes com baixa parasitemia, como a PCR têm sido utilizados para a identificação das espécies de *Plasmodium* envolvida e em infecções mistas (BRASIL 2022c).

1.5 Febre Maculosa Brasileira (FMB)

Dentre as zoonoses transmitidas por carrapatos, a de maior importância para saúde pública é a febre maculosa brasileira (FMB) (Labruna, 2009). Considerada globalmente uma doença emergente ou reemergente, tem como principal espécie causadora nas Américas, bactéria gram-negativa intracelular obrigatória *Rickettsia rickettsii*, da classe alfa-proteobactéria, ordem Rickettsiales, família Rickettsiaceae, no gênero *Rickettsia* (Merhej, Raoult 2011; Parola et al., 2005), doença esta que apresenta alta letalidade quando não identificada em fase inicial (Dias, Martins, 1939; Piza et al., 1932; Sangioni et al., 2005). Outras riquetsioses foram identificadas em diversos estudos pelo mundo, e Brasil cinco espécies de *Rickettsia* estão descritas, sendo duas conhecidas patogênicas (*R. rickettsii* e *R. parkeri*), e as demais (*R. amblyommatis*, *R. rhipicephali* e *R. bellii*) ainda sem relatos que comprovem sua patogenicidade.

Os quadros clínicos dessa enfermidade ocorrem de acordo com o agente etiológico presente, sendo comumente relatadas duas espécies: *Rickettsia rickettsii*, mais prevalente, responsável pela doença grave registrada no norte do estado do Paraná e na região Sudeste, e *Rickettsia parkeri* cepa Mata Atlântica, que cursa num quadro clínico menos grave e está presente em áreas de Mata Atlântica dos estados

do Rio Grande do Sul, Santa Catarina, São Paulo, Bahia e Ceará (Angerami et al., 2009; Oliveira 2016; Fonseca et al., 2019).

Os equídeos e as capivaras possuem um importante papel no ciclo do agente etiológico da doença, onde os equídeos podem atuar como sentinelas em áreas endêmicas e as capivaras (*Hydrochaeris hydrochaeris*), estão envolvidas como amplificadoras de riquetsias, as quais são capazes de desenvolver uma riquetsemia suficiente para infectar os vetores (Labruna, 2009).

O período de incubação da doença pode variar de pessoa para pessoa, mas geralmente se manifesta a partir do 2º dia infecção a 14 dias com o surgimento dos sintomas. Em humanos, após a picada do carrapato infectado, os sintomas surgem com sinais inespecíficos (febre, em geral alta; cefaleia; mialgia intensa; mal-estar generalizado; náuseas; vômitos) e de início abrupto (Faccini-Martínez et al., 2014; Fang et al., 2017). Entre o segundo e o sexto dia da doença, a riquetsia se instala nas células endoteliais dos pequenos vasos e capilares sanguíneos, ocasionando lesões que levam a perda de integridade da parede dos vasos e capilares e possibilita a passagem de sangue para tecidos extravasculares. Desta maneira ocorrem as hemorragias intrateciduals, comumente observadas em pacientes (Fang et al., 2017; BRASIL 2022a), denominada exantema máculo-papular, possui aspecto róseo, de bordos mal definidos, com 2 a 6mm de diâmetro; aparecem geralmente ao redor dos punhos e tornozelos, evoluindo de forma centrípeta (Helmick et al., 1984; Dantas-Torres 2007; Pinter et al., 2021).

Esta enfermidade foi reconhecida pela primeira vez em 1929, no estado de São Paulo, onde foi denominada por tifo exantemático de São Paulo e logo depois, descrita em Minas Gerais e no Rio de Janeiro (Piza et al., 1932; Moreira, Magalhães, 1935; Dias et al., 1937; Araújo et al., 2016), principalmente em regiões rurais. Os carrapatos da família Ixodidae, do gênero *Amblyomma* são os vetores prevalentes das rickettsioses no Brasil (Moreira, Magalhães, 1935; Dias et al., 1937; Lima et al., 1995). *Amblyomma sculptum*, *Amblyomma aureolatum* e *Amblyomma ovale* são as espécies de carrapato relacionadas à transmissão das riquetsias patogênicas para humanos no Brasil (Szabó et al., 2013).

No bioma de predomínio Mata Atlântica presente nas regiões Sul, Sudeste e Nordeste brasileiros, tem como agente etiológico a *Rickettsia parkeri* cepa Mata

Atlântica cujo principal vetor é o *Amblyomma ovale*, sobretudo em áreas de baixa altitude (Krawczak et al 2016; Nieri-Bastos et al., 2018). Em áreas degradadas de bioma cerrado, com a presença de capivaras e/ou equinos, há uma íntima ligação entre o carrapato *Amblyomma sculptum* e a bactéria *Rickettsia rickettsii* no parasitismo acidental do homem (BRASIL 2022a).

A FM é uma zoonose infecciosa de notificação compulsória obrigatória desde 2001. Segundo o Boletim Epidemiológico do Ministério da Saúde, no período de 2007 a janeiro de 2024, foram notificados 36.497 casos da doença, sendo 2.986 casos confirmados no país com 1.002 óbitos (SINAN 2024). A maior concentração de casos confirmados pertence à região Sudeste (1.963 casos) seguido da região Sul (709 casos). Na região Nordeste foram confirmados 58 casos de febre maculosa no período de 2007 a 2024, com registro de 2 óbitos (1 no estado de Pernambuco no ano de 2015; 1 no Maranhão em 2022). Apenas 1 caso de febre maculosa foi confirmado no estado da Paraíba, no ano de 2017 (SINAN 2024).

O diagnóstico das riquetsioses mais utilizado e considerado padrão ouro é o sorológico pela Reação de imunofluorescência indireta (RIFI), no qual observa-se aparecimento de anticorpos específicos, que aumentam em título com a evolução da doença, no soro dos acometidos. Normalmente, a partir do 7^o até o 10^o dia de doença, os anticorpos são detectados. Os anticorpos IgM podem apresentar reação cruzada com outras doenças (dengue, leptospirose, entre outras) e, portanto, devem ser analisados com critério. Os anticorpos IgG são os mais específicos e indicados para interpretação diagnóstica e aparecem pouco tempo depois dos IgM. Nos primeiros dias da doença deve-se coletar a primeira amostra de soro e a segunda amostra de 14 a 21 dias após a primeira coleta. Pode ser considerado indicativo de infecção um título único maior que 1.024, entretanto, há a possibilidade de reações cruzadas com as demais riquetsias, pois apesar de ser um exame altamente sensível, não distingue as espécies entre os isolados (Gasser et al., 2001). A confirmação diagnóstica pela sorologia se dá com a presença de um aumento de quatro vezes nos títulos de anticorpos IgG, observado em amostras pareadas de soro (Galvão et al., 2005; Gasser et al., 2001).

1.6 Leptospirose

A leptospirose é uma zoonose emergente, infecciosa e febril (Costa et al., 2015) de notificação obrigatória que acomete os animais domésticos, animais silvestres e os seres humanos. Os agentes etiológicos são bactérias (espiroquetas) helicoidais (BRASIL, 2022b), gram-negativas patogênicas do gênero *Leptospira*, com cerca de 0,1 µm de diâmetro por 6–20 µm de comprimento, são móveis, aeróbios estritos que apresentam as extremidades encurvadas ou em forma de gancho (Levett, Haake, 2010; Adler, De La Peña Moctezuma, 2010; Bourhy et al., 2014, Guernier et al., 2016). Crescem e multiplicam em temperaturas que variam de 28 a 30° C, com pH 7,2 a 7,6 (Faine et al., 1999). Sensíveis à dessecação, desinfetantes, incidência de luz solar direta, sobrevivem bem na água e em cultura por longos períodos (Trueba et al., 2004).

O gênero *Leptospira*, junto aos gêneros *Leptonema* e *Turneriella*, constituem a família Leptospiraceae, na ordem Spirochaetales, classe Spirochaetes do filo Spirochaetae (Faine et al., 1999; Garrity, Holt, 2001, Levett, 2015). Até 1989, a divisão do gênero *Leptospira* era de acordo com suas características fenotípicas e compreendia apenas duas espécies – *Leptospira interrogans* – incluíam todas as cepas patogênicas, e *Leptospira biflexa* – contendo as cepas saprófitas isoladas do ambiente (Faine, Stallman, 1982; Johnson, Faine, 1984). Tradicionalmente, o gênero *Leptospira* é classificado sorologicamente em 25 sorogrupos e em mais de 300 sorovares, utilizando-se o Teste de Aglutinação Microscópica (SAM) e o teste de absorção cruzada de aglutinação – CAAT (que é baseado nas diferenças no lipopolissacarídeo [LPS] presente nas membranas das células), respectivamente (Levett, 2001; Cerqueira, Picardeau, 2009). Os sorovares que são antigenicamente relacionados têm sido agrupados em sorogrupos (Kmety, Dikken, 1993). Posteriormente, com a classificação genética baseada na hibridização DNA-DNA complementada por métodos moleculares e estudos experimentais confirmaram a existência de pelo menos 22 espécies de *Leptospira* (Fouts et al., 2016) entre estas, sete espécies patogênicas - *L. interrogans*, *L. borgpetersenii*, *L. santarosai*, *L. noguchii*, *L. weilli*, *L. kirschneri* e *L. alexanderi* - são consideradas os principais agentes da leptospirose no mundo (Yasuda et al., 1987; Ramadass et al., 1992). No Brasil, *L. interrogans* é considerada a espécie patogênica mais importante (BRASIL, 2022b). A reclassificação das leptospirosas com base genotípica é taxonomicamente

correta e fornece uma base sólida para classificações futuras. A princípio, em meio clínico, esta classificação genômica pode dificultar o diagnóstico por diferir dos sistemas de sorogrupos a tempos utilizados por médicos e epidemiologistas, pois permite o equívoco quanto classificação devido a manutenção da nomenclatura de *L. interrogans* e *L. biflexa* (Levett, 2001). Apesar dos sorogrupos não terem uma posição taxonômica, ambos os sistemas de classificação - sorológicos e baseados em DNA - revelaram-se úteis para uso diagnóstico-clínico e para a compreensão da patogênese e epidemiologia da doença (Levett, 2001; Desvars et al., 2013; Pagès et al., 2014).

Supõem-se que a leptospirose seja a zoonose mais difundida no mundo (WHO, 2009), com mais de 1 milhão de indivíduos acometidos e 60.000 casos de óbitos por ano (Costa et al., 2015). Nas regiões tropicais e nos países mais pobres apresentam maior ocorrência da doença (Costa et al., 2015). Isso se deve, a melhor condição ambiental de sobrevivência para a *Leptospira* em meios quentes e úmidos, além do fato destas regiões tropicais serem, em maioria, territórios subdesenvolvidos que propiciam a exposição de sua população a animais infectados (Levett, 2001).

As leptospiras patogênicas são mantidas na natureza por diversos hospedeiros naturais silvestres ou domésticos, nos quais colonizam e sobrevivem no tecido renal por um longo período e são excretadas de forma intermitente na urina (Adler, De La Peña Moctezuma, 2010). A transmissão de leptospiras ocorre pelo contato direto com a urina de animais portadores ou indiretamente pelo contato com água ou solo contaminados (Picardeau, 2013), sendo o acesso mais habitual através de escoriações/cortes na pele ou pela conjuntiva; porém a infecção também pode ocorrer pela pele íntegra após imersão prolongada em água, por exemplo (Levett, 2001). As infecções humanas podem ser adquiridas através de exposições ocupacionais, recreativas ou vocacionais onde a população comumente atingida é a exposta a rios, córregos e águas paradas contaminadas, trabalhadores rurais, mineradores (Inada et al., 1916; Buchanan, 1927), manipuladores de carne (magarefes) e veterinários (Chan et al. 1987; Campagnolo et al. 2000; Terry et al., 2000; Levett, 2001).

A infecção por leptospiras é disseminada nos animais silvestres, independentemente do bioma ou espécie envolvida. Em países tropicais, ecossistemas silvestres possuem uma vasta biodiversidade, incluindo várias espécies que podem atuar como potenciais reservatórios ou mantenedores de leptospiras

(Petrakovsky et al., 2014), pois estes animais infectados podem eliminar a *leptospira* através da urina durante meses, anos ou por toda a vida, de acordo com a espécie animal e o sorovar envolvido. Um hospedeiro reservatório pode ser uma espécie na qual a infecção é endêmica e geralmente é transmitida de animal para animal por contato direto. Os animais podem ser hospedeiros de mantenedores de alguns sorovares, mas hospedeiros acidentais de outros, cuja infecção pode causar doenças graves ou fatais. Os pequenos mamíferos como os pertencentes à superordem dos Xenarthras (tatus, tamanduá e preguiça, por exemplo), podem atuar como fonte de infecção e potenciais disseminadores dos diferentes sorovares de *Leptospira* spp. (BRASIL,2022b) mas principalmente os roedores, constituem os reservatórios de importância que podem transferir a infecção para animais domésticos á campo, cães e humanos (Levett, 2001). Os principais roedores reservatórios são as espécies *Rattus norvegicus* (ratazana ou rato-de-esgoto), *Rattus rattus* (rato de telhado ou rato-preto) e *Mus musculus* (camundongo ou catita). Esses roedores não desenvolvem a doença quando infectados mas carregam o patógeno nos rins (BRASIL, 2022b). Diferentes espécies de roedores podem ser reservatórios de sorovares distintos, onde os ratos são geralmente mantenedores para os sorovares dos sorogrupos Icterohaemorrhagiae e Ballum, e os camundongos para o sorogrupo Ballum (Levett, 2001). No Brasil, *R. norvegicus* é o principal carreador dos sorovares Icterohaemorrhagiae e Copenhageni que estão relacionados aos casos mais graves da doença em humanos (BRASIL,2022b). É importante ressaltar que para a compreensão da epidemiologia da doença em qualquer região é essencial o conhecimento dos sorovares prevalentes e de seus hospedeiros reservatórios (Levett, 2001).

No Brasil é uma doença endêmica, negligenciada e subnotificada que se torna epidêmica durante os períodos chuvosos, principalmente nas capitais e nas regiões metropolitanas, devido às enchentes ou alagamentos agregados à aglomeração populacional de baixa renda, condições inadequadas de saneamento e alta infestação de roedores infectados (BRASIL,2022b). Segundo dados do Boletim de Epidemiológico da Secretaria de Vigilância em Saúde do Ministério da Saúde, no período de 2010 a 2020 foram confirmados 39.270 casos de leptospirose, com 3.419 óbitos (média de 321 óbitos/ano) no país. A região Nordeste alberga em torno de 7.046

casos confirmados e destes, 206 estão no estado da Paraíba com 1 caso registrado no município de Santa Rita no ano de 2019 (SINAN 2024).

As manifestações da doença podem variar de assintomáticas, subclínicas à graves que são divididas em fase precoce ou leptospirêmica caracterizada pela febre abrupta, acompanhada de cefaleia e mialgia, anorexia, náuseas e vômitos que tende a ser autolimitada com regressão em 3 a 7 dias, sem deixar sequelas; e em fase tardia ou imune – com a produção de anticorpos e excreção de leptospiras pela urina - onde se iniciam as manifestações clínicas graves, como a síndrome de Weil, caracterizada pela tríade de icterícia, insuficiência renal e hemorragias, mais comumente pulmonar. Esta apresentação clínica cursa com letalidade superior a 50% (BRASIL, 2010; Levett, 2001).

O diagnóstico é confirmado por métodos laboratoriais específicos de acordo com a fase clínica do paciente. Na fase precoce, as leptospiras podem ser visualizadas no sangue por meio de exame direto, de meios de cultura, inoculação em animais de laboratório ou detecção do DNA do microrganismo, pela PCR. Na fase tardia, as leptospiras podem ser encontradas na urina, podendo ser cultivadas ou inoculadas. Na rotina, os métodos sorológicos como o ensaio imunoenzimático (ELISA-IgM) e o teste da microaglutinação (MAT) são os preconizados para o diagnóstico da leptospirose (BRASIL 2010). O MAT é considerado “padrão ouro” e recomendado pela Organização Mundial de Saúde (OMS) (BRASIL 2022b) que consiste na avaliação por microscopia de campo escuro do grau de aglutinação de culturas vivas de leptospiras pelo soro do paciente. Este teste exige a manutenção de uma coleção de cepas vivas utilizadas como antígenos, os quais representam os principais sorogrupos (mas não de sorovar) (Picardeau, 2013). Em geral, os anticorpos começam a surgir na 1ª semana da doença e alcançam títulos máximos em torno da 3ª e 4ª semanas. Estes títulos decaem e persistem baixos por meses a anos (BRASIL 2022b). Um soro é considerado positivo, se pelo menos 50% das leptospiras estiverem aglutinadas em comparação com um antígeno controle sem soro. Essa positividade ocorre entre 8º e 10º dia, mas pode variar de um indivíduo para outro. Somente uma sorologia tardia (após 20º dia) pode permitir a identificação do sorogrupo (Picardeau, 2013). A confirmação da doença pelo MAT requer duas coletas realizadas com intervalo de 2 semanas, a primeira colhida na fase aguda da doença e a segunda, duas a três semanas após o início dos sintomas. A confirmação

diagnóstica de infecção aguda se dá pelo aumento de quatro vezes ou mais (duas ou mais diluições) do título de anticorpos da primeira para a segunda amostra ou com soroconversão (quando há um resultado não reagente na primeira amostra e um resultado reagente com título maior ou igual a 200 na segunda amostra) (Picardeau, 2013; BRASIL 2022b). O ensaio imunoenzimático (ELISA) é baseado na detecção de anticorpos contra um extrato total de leptospiros; geralmente a cepa saprofítica *L. biflexa* que compartilha vários antígenos de superfície com as cepas patogênicas. A especificidade e a sensibilidade do ELISA variam de acordo com as diferenças na população estudada (exposição prévia a leptospiros patogênicas ou ambientais) porém anticorpos antileptospiros podem ser detectados com maior antecedência com este teste em comparação ao MAT. As antileptospiros IgM podem ser detectadas 4 a 5 dias após o início dos sintomas, antes da detecção de IgG e de anticorpos aglutinantes, e persistem por pelo menos 5 meses nos pacientes (Silva et al., 1995; Picardeau, 2013; BRASIL 2022b). Um ELISA positivo isolado é insuficiente no diagnóstico da leptospirose (BRASIL 2022b) pois não indica o sorovar/sorogrupo infectante, deve ser associado com MAT, PCR ou cultura (Picardeau, 2013).

2 JUSTIFICATIVA

As doenças reemergentes são de grande importância para a saúde pública, representando um grande risco para a vida humana. Algumas ressurgem de forma disseminada, levando a uma alta incidência de mortalidade, e outras de forma endêmica, restritas a algumas localidades, ainda mais quando se trata de enfermidades negligenciadas e muitas vezes, subnotificadas, causando um grande impacto na população humana e animal, particularmente nas carentes. Essas doenças representam um grande risco para os seres humanos que estão susceptíveis a essas “novas doenças”, e um desafio para os médicos humanos e médicos veterinários, que visam buscar formas de se controlar a doença em questão (Souza et al., 2020; Queissada, Pacheco, 2021).

O crescimento acelerado e desordenado das cidades brasileiras tem gerado inúmeras ocupações irregulares e com isso, a criação de áreas de risco e em precária infraestrutura. A instalação em local apropriado e regular, nem sempre é possível para a população de baixa renda, restando ocupar áreas, muitas vezes, sem condições apropriadas de moradia como: cortiços e assentamentos, em terrenos privados, as margens de córregos, sob viadutos ou áreas íngremes. Com essa ocupação desordenada surgem diversos problemas de ordem ambiental, social e da saúde, que requerem empenho da sociedade e dos governantes em busca de soluções (Zanella 2016; Rodrigues et al., 2017).

No Brasil, considerando a magnitude do problema que as doenças zoonóticas representam no âmbito da saúde pública e social e a escassez na literatura de publicações recentes sobre essa temática em comunidades na região Nordeste, justifica-se a necessidade de realização do presente estudo. A partir disso, com o conhecimento gerado, trará subsídio para o diagnóstico e tratamento precoces.

3 OBJETIVOS

3.1 Objetivo geral

O estudo epidemiológico das doenças zoonóticas no loteamento Boa Vista no município de Santa Rita/PB.

3.2 Objetivo específico

1. Observar a soroprevalência das infecções causadas pelos agentes etiológicos das doenças zoonóticas Toxoplasmose, Doença de Chagas, Febre Maculosa Brasileira, Malária e Leptospirose;
2. Relacionar a associação entre sexo e idade na ocorrência de sororeagentes.

4 MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Aspectos éticos

O projeto foi submetido aos Comitês de Ética em Pesquisa (CEP) da Universidade Santo Amaro via Plataforma Brasil sob o número de parecer 3.268.439. Vinculado a um estudo-piloto no qual as amostras biológicas humanas já foram coletadas em julho de 2019.

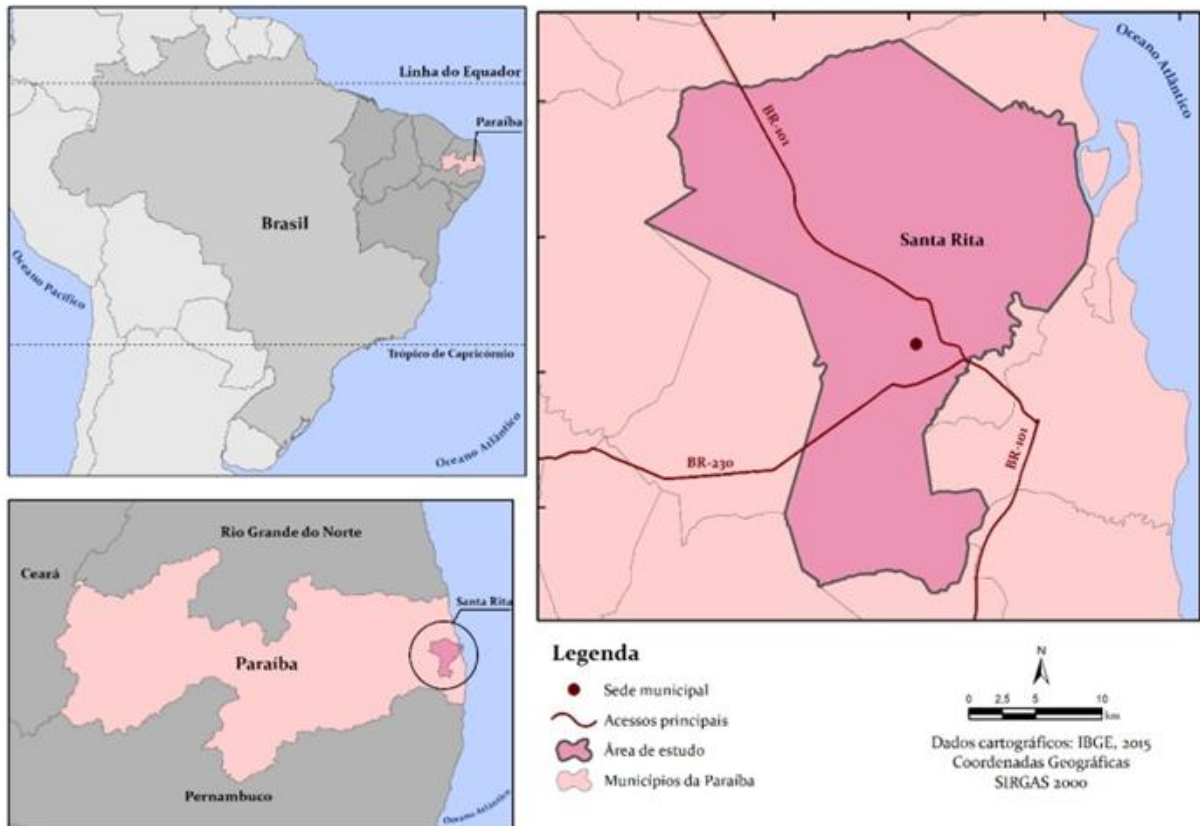
4.2 População estudada

O estudo foi realizado, inicialmente, com crianças atendidas pela ONG “Casa dos Sonhos” situada no Assentamento Boa Vista. Posteriormente, foi ampliado aos familiares, aos demais munícipes e à comunidade do município Santa Rita/Paraíba.

4.3 Localidade estudada

O município paraibano de Santa Rita possui aproximadamente 149,910 mil habitantes, IDHM de 0,627 (considerado médio) e Índice Gini de 0,46 (IBGE, 2022). Está localizado em bioma de mata atlântica e na região metropolitana de João Pessoa, a 19 km da capital, com área territorial de 718 km² (IBGE, 2022). É o terceiro mais populoso do estado da Paraíba, cuja população urbana e rural compreendem 86,7% e 13,3 % respectivamente (Costa, 2010) com perfil social de autodeclaração étnico-racial de predomínio da raça/cor parda (69.446 indivíduos de um total de 120.269 habitantes) (Censo-IBGE, 2010). Possui esgotamento sanitário adequado em apenas 21% de seus domicílios (IBGE 2022) e 7,57 % das famílias não possuem canalização de água tratada. Situado a aproximadamente 26 metros de altitude, entre as coordenadas geográficas 7° 6' 59" S e 34° 58' 52" O, tem a capital João Pessoa e as cidades de Lucena, Rio Tinto, Capim, Sapé, Cruz do Espírito Santo, Pedras de Fogo, Alhandra, Conde, Bayeux e Cabedelo como municípios limítrofes (**Figura 1**).

Figura 1 - Mapa da localização do município de Santa Rita, no estado da Paraíba, Brasil



FONTE: Pereira e colaboradores (2019).

Santa Rita possui um clima tropical chuvoso com verões secos (Rodrigues et al. 2009) e uma média de precipitação anual de 116,3 mm. Cidade histórica, ligada à cana-de-açúcar, o que lhe rendeu um casario com igrejas e capelas em estilo barroco além de possuir o primeiro forte da região, o Mirante do Atalaia/Forte Velho (monumento mais antigo do estado da Paraíba - 1580). O município está localizado à margem esquerda do Rio Paraíba do norte e, além da indústria e comércio, a economia é movimentada pela agricultura e agropecuária; destaca-se pela produção de abacaxi e cana-de-açúcar.

Santa Rita tem o hospital e Maternidade Flávio Ribeiro Coutinho, regido pela Congregação das Filhas do Coração Imaculado de Maria e a nordeste do Assentamento, o Hospital Metropolitano de Santa Rita Dom José Maria Pires. Sessenta e sete por cento do atendimento é disponibilizando ao SUS, além dos serviços prestados gratuitamente nos 52 estabelecimentos de saúde do município. A cidade possui mais de 30 Programa de Saúde da Família (PSF's) espalhados na zona urbana. Dados disponibilizados pelo IBGE (2020) indicam que a mortalidade infantil

no município seja de 11,32 óbitos por mil nascidos vivos e que as internações por diarreia representam 1,5 internações por mil habitantes.

A divisão territorial em bairros do município compreende os setores censitários Várzea Nova, Centro, Bairro do Açude, Alto das Populares e o Distrito Industrial Flávio R. Coutinho situados ao norte e Tibiri, Heitel Santiago e Marcos Moura ao sul. Sendo na zona sul, a região onde localiza-se o Assentamento Boa Vista. Hoje, o Assentamento está regularizado junto a Prefeitura e tornou-se o loteamento Boa Vista situado as margens da BR 230 – Rodovia Transamazônica/Governador Antônio Mariz, no bairro Naelson Panta Junior e a nordeste do Aeroporto Internacional de João Pessoa – Presidente Castro Pinto no município de Bayeux (**Figura 2**).

Figura 2 - Imagem aérea adaptada do loteamento Boa Vista em Santa Rita



FONTE: Google maps

Dentro do loteamento há uma escola pública municipal, Estevão José Carneiro da Cunha, que conta com 22 professores e abriga alunos do ensino fundamental, anos iniciais e finais, além do ensino para jovens e adultos, no período noturno. A escola é mantida pela Prefeitura Municipal de Santa Rita e oferece material escolar e merenda.

O transporte rodoviário urbano do consórcio metropolitano de Santa Rita é o que serve ao loteamento com a linha 5641 - Loteamento Boa Vista via Várzea Nova (Hospital Metropolitano/João Pessoa), fornece 12 viagens diárias.

Quanto à questão de pavimentação, as estradas de acesso até o loteamento são boas, asfaltadas, bem como as ruas vicinais em torno da Praça central do Boa Vista (Praça Estudante Marcos Monteiro Filho), que são em blocos de paralelepípedo, porém as ruas mais periféricas, encontram-se em condições precárias. Todo o loteamento conta com energia elétrica fornecida pela Energisa Paraíba (antiga SAELPA). O fornecimento de água e esgotamento é de concessão da ANE do Consórcio Águas do Nordeste, que capta boa parte da água consumida em área urbana do município do Rio Tibiri.

Na rua José Carlos Lins funciona a Unidade Básica de Saúde Boa Vista (Unidade de Programa de Saúde da Família José Vicente de Pontes) que assiste a população geral e segundo os dados do cadastro nacional de estabelecimentos de saúde, esta unidade conta com 12 profissionais (2 médicos e 10 profissionais do SUS) que formam as equipes de saúde da família e saúde bucal desde maio de 2020.

4.4 Coleta de amostras biológicas

Uma única colheita de sangue da veia cefálica foi feita de forma asséptica com e sem anticoagulante (EDTA), por estudantes do curso de medicina da UNISA, em toda a comunidade do até então, Assentamento Boa Vista (365 moradores), no ano de 2019. Foram utilizadas 133 amostras para pesquisa de todos os patógenos. Em seguida, o soro foi obtido e aliquotado em tubos tipo *ependorf*, identificados e mantidos a -4°C até as análises que tiveram início no ano de 2022 no laboratório de análises clínicas da UNISA.

4.5 Exame sorológico para pesquisa de anticorpos IgG anti-*T. gondii*

Os soros obtidos foram examinados por meio do teste imunoenzimático em microplaca Biolisa Toxoplasmose IgG de acordo com o protocolo descrito pelo fabricante.

Os soros foram transferidos para microplacas onde anticorpos IgG anti-*Toxoplasma gondii*, presentes na amostra, se ligam aos antígenos revestidos na microplaca formando complexos antígeno-anticorpos IgG. Após selagem e a

incubação inicial em estufa (marca Nova Técnica, modelo: NT513) a 37°C por 30 minutos, a microplaca foi lavada com solução tampão de lavagem para remover os materiais não ligados.

Os anticorpos anti-IgG humano conjugados à peroxidase foram adicionados à microplaca, que foi novamente selada e incubada a 37° C por 30 minutos. Os anticorpos anti-IgG humano conjugados à enzima ligam-se aos anticorpos IgG presentes, ligados aos antígenos.

Nova lavagem foi realizada para remover os excedentes. Após esta etapa, o substrato foi adicionado, selado e incubado a 37°C por 10 minutos, produzindo uma cor azul, que indica a quantidade de anticorpos IgG anti-*Toxoplasma gondii* presentes nas amostras.

A solução de parada foi adicionada para interromper a reação havendo uma mudança de cor de azul para amarelo, e foi medida no leitor de microplacas da marca Mindray (modelo: MR-96A).

O cut off foi calculado em 0,907 para a placa I e em 0,487 para a placa II. Foram considerados os valores de referência de Índice qualitativo, sendo positivas as amostras maiores ou iguais a 1,1, para negativos, menores de 0,9 e indeterminados com valores maiores ou iguais a 0,9 e menores que 1,1.

Este teste possui sensibilidade de 99,46% e especificidade de 99,16%.

Após a realização de todos os testes, os resultados foram avaliados estatisticamente.

4.6 Exame sorológico para pesquisa de *Rickettsia* spp

As amostras de soro foram submetidas à RIFI, no laboratório URC – Unisa Research Center, usando quatro agentes distintos, *R. rickettsii* cepa Taiacu (Pinter; Labruna, 2006), *R. parkeri* cepa At24 (Silveira et al., 2007), *R. amblyommatidis* cepa Ac37 (Labruna et al., 2004) e *R. rhipicephali* cepa HJ5 (Labruna et al., 2005a) isoladas no Brasil. Os soros foram diluídos em PBS (0,1M, pH 7,2) a uma diluição inicial de 1:64. Em cada poço da lâmina contendo os antígenos, foram adicionados 24µl da

diluição. As lâminas foram incubadas em câmara úmida a 37° C por 30 minutos, lavadas com solução PBS e mantidas em uma cuba com uma mesma solução durante 15 minutos em PBS, por duas vezes. Após a secagem foram incubadas a 37° C por 30 minutos com anticorpo anti-IgG humano conjugado a isotiocianato de fluoresceína na diluição de 1:100. As lâminas foram novamente lavadas e coradas com 0,2% de azul de Evans. Após secarem, as lâminas foram montadas com glicerina tamponada e lamínula, e lidas em microscópio de fluorescência em objetiva de 40x (Horta et al., 2004).

Os soros foram considerados reagentes quando apresentavam títulos ≥ 64 .

4.7 Exame sorológico para pesquisa de anticorpos IgG anti-*Trypanosoma cruzi*

As amostras de soro foram submetidas ao teste imunoenzimático Biolisa Chagas Recombinante da Bioclin/Quibasa seguindo o protocolo descrito fabricante.

Anticorpos específicos para *T. cruzi*, presentes na amostra, se ligam aos antígenos recombinantes de *T. cruzi* revestidos na microplaca formando complexos antígeno-anticorpos. Após a incubação inicial, a microplaca foi lavada para remover os materiais não ligados.

Anticorpos anti-IgG conjugado à Peroxidase são adicionados à microplaca, que foi então incubada (Nova Técnica®, modelo: NT513) por 30 minutos à 37°C. Esses anticorpos ligam-se aos complexos de antígeno-anticorpos. Uma nova lavagem foi realizada para remover os excedentes.

Após esta etapa, o substrato foi adicionado e incubado (por 30 minutos à temperatura ambiente) produzindo uma cor azul, que indica a quantidade de anticorpos IgG anti-*T. cruzi* presentes nas amostras.

A Solução de Parada foi adicionada para interromper a reação havendo uma mudança de cor de azul para amarelo, que foi medida no leitor de microplacas (Mindray®, modelo: MR-96A).

O cut off calculado foi de 0,405, sendo considerado negativo as amostras com valores inferiores a 0,9, como positivo, os valores maiores ou iguais a 1,1 e os indeterminados os com valores maiores ou iguais a 0,9 e menores que 1,1.

Este teste possui sensibilidade maior que 99,9% e especificidade de 99,3%.

4.8 Teste de soroaglutinação microscópica (SAM) para *Leptospira* spp.

O SAM foi realizado para a pesquisa de anticorpos contra *Leptospira* spp. utilizando um painel de 24 antígenos vivos contidos nas espécies: *L. borgpetersenii*, *L. interrogans*, *L. kirschneri*, *L. noguchi*, *L. santarosai*, de acordo com Galton et al. (1965) e Cole et al. (1973).

Os soros das amostras humanas foram diluídos na proporção 1:50 em solução salina de Sørensen (pH 7,4). Em seguida, 50 µL das diluições das amostras foi depositado em microplacas de poliestireno contendo 96 poços, posteriormente, 50 µL do antígeno foi adicionado aos poços, atingindo-se a diluição 1:100 (triagem). As microplacas foram incubadas a 28°C por no mínimo duas horas para realização da leitura e interpretação. Como controle para validação do teste, cada antígeno foi analisado microscopicamente quanto a sua viabilidade, pureza e autoaglutinação.

A leitura foi realizada por meio de microscopia de campo escuro para observação de aglutinações, sendo consideradas reagentes apenas aquelas amostras que apresentaram no mínimo 50% de leptospiros aglutinadas na diluição 1:100.

As amostras reagentes na triagem foram novamente testadas para definir o título final de aglutinação. Para a titulação, as amostras foram diluídas de forma seriada na razão dois em solução salina de Sørensen (pH 7,4) e acrescentado 50 µL do antígeno que foi reagente na triagem.

A incubação das microplacas e leitura do teste decorreram considerando como título final a recíproca da maior diluição da amostra em que se observou 50% ou mais de leptospiros aglutinadas.

4.9 Exame imunocromatográfico para pesquisa de Malária

As amostras de sangue total foram submetidas ao teste imunocromatográfico Malária P.f / Pan ECO Teste da ECO Diagnóstica para a detecção qualitativa da proteína rica em histidina (HRP-2) específica para *Plasmodium falciparum* (P.f) e o antígeno comum (pLDH) a todas as quatro espécies de malária (*P. falciparum*, *Plasmodium vivax*, *Plasmodium ovale* e *Plasmodium malariae*).

Para cada teste foram aplicados 5 microlitros de sangue no poço do cassete correspondente à amostra. O teste contém duas linhas pré-revestidas: P.f (linha para a espécie *P. falciparum*); Pan (linhas para as espécies de *P. falciparum*, *vivax*, *ovale* e *malariae*) como linhas de teste e linha de controle C na superfície da membrana de nitrocelulose de cada cassete. As linhas de teste e a linha de controle na janela de resultado do dispositivo teste não são visíveis antes de aplicar qualquer amostra. A linha de teste P.f é revestida com anti-*P. falciparum* HRP-2 monoclonal; a linha de teste Pan é revestida com anti-Malária pLDH monoclonal; e a linha controle é revestida com IgY anti-galinha monoclonal.

Foram aplicadas 3 gotas do tampão diluente no poço correspondente ao mesmo do dispositivo de teste. Durante o teste, o antígeno específico HRP-2 de *P. falciparum* e/ou a pLDH específica de *Plasmodium* na amostra reagem ao anticorpo monoclonal anti-malária (HRP-2) conjugado com ouro e/ou o anticorpo monoclonal anti-Malária (pLDH) conjugado com ouro, em seguida, ligam-se a eles, respectivamente. Qualquer complexo de partículas de ouro antígeno-anticorpo de HRP-2 específico de *P. falciparum* e / ou complexo de partículas de ouro antígeno-anticorpo de pLDH específico de espécies de *Plasmodium* migram com o tampão e são retidos por anti-*P. falciparum* HRP-2 monoclonal e/ou anti-Malária pLDH monoclonal nas duas linhas teste individuais através da formação de uma linha de coloração violeta, indicando resultado positivo. A ausência desta banda de cor violeta indica um resultado negativo. A linha de controle deve sempre aparecer.

A leitura foi feita com 15 minutos após aplicação do diluente tampão.

Este teste possui sensibilidade de 98,7% e especificidade de 96,8%.

5 RESULTADOS

Foram 133 amostras processadas, destas 65,41% (87/133) pertenciam ao sexo feminino e 34,58% (46/133) ao masculino. Jovens (zero à 18 anos) e adultos (a partir de 19 anos), correspondiam a 35,33% (47/133) e 34,58% (46/133) das amostras, respectivamente e 30,07% (40/133) sem dados quanto a idade.

Por meio do teste imunoenzimático para anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* analisadas, 64,66% (86/133) tiveram resultado positivo e 0,75% (1/133) indeterminado. Das amostras positivas, 32,55% (28/86) eram do sexo masculino, 67,44% (58/86) do sexo feminino e a amostra indeterminada, do sexo feminino. Quarenta amostras positivas pertenciam a faixa etária adulta, 22 à jovens e 24 amostras positivas sem identificação da idade; a amostra indeterminada correspondia a faixa etária adulta (**Tabela 1**).

Tabela 1 - Resultados do teste anti-*Toxoplasma gondii*, divididos por sexo e faixa etária.

		Positivo	Negativo	Indeterminado	Total	% positivos
Sexo	Masculino	28	18	-	46	32,55
	Feminino	58	28	1	87	67,44
	Total	86	46	1	133	64,66
Idade	0-18	22	25	-	47	25,58
	≥19	40	5	1	46	46,51
	Não Informado	24	16	-	40	27,9
	Total	86	46	1	133	

Na pesquisa de anticorpos anti-*Trypanosoma cruzi*, 9,77% (13/133) foram positivas e 3% (4/133) eram indeterminadas. Das amostras positivas, 38,46% (5/13) pertenciam ao sexo masculino e das amostras indeterminadas, correspondiam a 25% (1/4); para o sexo feminino, 61,53% (8/13) estavam nas amostras positivas e 75% (3/4) nas amostras indeterminadas. Na faixa etária de zero a 18 anos, 2 amostras foram positivas e 2 indeterminadas; de 19 à 59 anos, 5 adultos eram positivos e 1 indeterminado; apenas 1 amostra positiva pertencia a faixa etária a partir dos 60 anos. Cinco amostras positivas e 1 indeterminada não continham dados referentes à idade (**Tabela 2**).

Tabela 2 - Resultados do teste anti-*Trypanosoma cruzi*, divididos por sexo, faixa etária e percentagem de positivos.

		Positivo	Negativo	Indeterminado	Total	% positivos
Sexo	Masculino	5	40	1	46	38,46
	Feminino	8	76	3	87	61,53
	Total	13	116	4	133	9,77
Idade	0-18	2	43	2	47	15,38
	≥19	6	39	1	46	46,15
	Não Informado	5	34	1	40	38,46
	Total	13	116	4	133	

Quanto à malária, todas as 133 amostras submetidas ao teste imunocromatográfico não foram reagentes contra *Plasmodium falciparum*, *P. vivax*, *P. ovale* e *P. malariae*.

No teste de soroaglutinação microscópica contra *Leptospira* spp., não houve aglutinação superior a 50% na diluição de 1:100.

Com relação à *Rickettsia*, 18% (24/133) das amostras foram sororreativas para pelo menos uma espécie da bactéria pesquisada. Seis (25%) amostras sororreativas apresentaram títulos compatíveis para antígenos homólogos de *R. parkeri*. Dezoito (75%) amostras sororreagentes, foram classificadas como *Rickettsia* spp. pela impossibilidade em determinar a qual espécie de *Rickettsia* as pessoas foram expostas.

Das 6 amostras sororreagentes para *R. parkeri*, 2 (33,3%) pertenciam ao sexo masculino e 4 (66,6%) amostras ao sexo feminino. A maioria dessas amostras sororreativas estava na faixa etária adulta (83,3%) e 1 (16,6%) amostra na faixa etária jovem.

Para as 18 amostras classificadas como *Rickettsia* spp., 27,7% (5/18) eram do sexo masculino, enquanto 72,2% (13/18) das amostras pertenciam ao sexo feminino. Sobre a idade, 6 (33,3%) eram jovens; 9 (50%) eram adultos e 3 amostras estavam sem identificação quanto à idade (**Tabela 3**).

Tabela 3. Resultados da RIFI para pesquisa de riquetsias, divididos por sexo, faixa etária e provável antígeno envolvido na reação homóloga

Amostra nº	Sexo	Idade	<i>R. rickettsii</i>	<i>R. parkeri</i>	<i>R. amblyomma-tis</i>	<i>R. rhipicephali</i>	PAH*
5	F	7	64	128	negativo	negativo	<i>Rickettsia</i> spp.
37	M	38	negativo	128	negativo	negativo	<i>R. parkeri</i> <i>Rickettsia</i> spp.
48	F	63	64	64	64	128	<i>Rickettsia</i> spp.
67	F	13	64	128	negativo	negativo	<i>Rickettsia</i> spp.
73	F	36	64	negativo	negativo	64	<i>Rickettsia</i> spp.
86	F	22	negativo	64	negativo	negativo	<i>Rickettsia</i> spp.
91	M	-	64	128	negativo	negativo	<i>Rickettsia</i> spp.
96	M	16	64	64	negativo	negativo	<i>Rickettsia</i> spp.
101	F	3	64	64	negativo	negativo	<i>Rickettsia</i> spp.
103	M	55	128	128	negativo	negativo	<i>Rickettsia</i> spp.
118	F	25	1024	512	256	1024	<i>Rickettsia</i> spp.
119	F	15	negativo	128	negativo	negativo	<i>R. parkeri</i> <i>Rickettsia</i> spp.
124	F	5	64	128	negativo	negativo	<i>Rickettsia</i> spp.
146	M	61	128	512	negativo	negativo	<i>R. parkeri</i>
219	F	30	negativo	128	negativo	negativo	<i>R. parkeri</i> <i>Rickettsia</i> spp.
220	M	9	negativo	64	negativo	negativo	<i>Rickettsia</i> spp.
226	F	36	negativo	64	negativo	negativo	<i>Rickettsia</i> spp.
250	F	64	128	128	negativo	negativo	<i>Rickettsia</i> spp.
255	F	52	128	64	negativo	negativo	<i>Rickettsia</i> spp.
260	F	43	128	64	negativo	negativo	<i>Rickettsia</i> spp.
261	F	66	negativo	128	negativo	negativo	<i>R. parkeri</i>
286	F	39	negativo	128	negativo	negativo	<i>R. parkeri</i> <i>Rickettsia</i> spp.
307	F	-	negativo	64	negativo	64	<i>Rickettsia</i> spp.
362	M	-	64	64	negativo	64	<i>Rickettsia</i> spp.

*Provável antígeno envolvido na reação homóloga

6 DISCUSSÃO

Pela abordagem da saúde única podemos entender que a doença humana é uma sinalização da ocorrência de algum desequilíbrio tanto no âmbito do ecossistema natural do patógeno quanto na interação com os humanos como um todo (Cortes, 2021; Dias-Lima 2014; Queissada; Pacheco, 2021).

Diversas zoonoses têm apresentado crescente expansão geográfica no Brasil, observando-se surtos epidêmicos em algumas regiões, que na maior parte dos casos estão relacionados ao processo antropogênico de ocupação de áreas antes preservadas das matas (Zanella 2016).

Embora as zoonoses sejam consideradas um problema de saúde pública, com elevada prevalência em determinadas regiões (Queissada; Pacheco, 2021), poucos estudos foram feitos na região nordeste do Brasil, em especial no estado da Paraíba e com intuito de ressaltar as populações mais vulneráveis afetadas por essas enfermidades. Um alto risco de transmissão dessas doenças, pode evidenciar uma região socialmente muito carente e moradias propícias à colonização de vetores, como exemplo os triatomíneos (Dias 1998).

Até o momento, este foi o primeiro estudo de identificação de ocorrência para toxoplasmose, doença de Chagas, malária, leptospirose e febre maculosa realizado na comunidade do assentamento Boa Vista, no município de Santa Rita/PB.

O presente estudo verificou uma alta incidência de toxoplasmose (64,66%), febre maculosa brasileira (18%) e doença de Chagas (9,77%) na população estudada, no ano de 2019.

Em comparação à região nordeste no mesmo ano, segundo o Sistema de Informações de Agravos de Notificação (SINAN), houve 601 casos de toxoplasmose congênita, apenas 1 caso registrado no estado da Paraíba no município de Patos; para toxoplasmose gestacional, foram 2186 casos registrados na região, com 80 casos no estado da Paraíba, destes, 5 relacionados ao município de Santa Rita (MS/SVS 2023).

Os dados mostraram uma alta prevalência de soropositividade 67,44% (58/86) para anticorpos IgG anti-*Toxoplasma* em indivíduos do sexo feminino da população examinada. Outros estados e municípios da região nordeste demonstraram valores semelhantes, como os de Monteiro (2014), com a pesquisa por imunoenensaio com quimioluminescência em 800 amostras, na cidade de João Pessoa (Paraíba), apresentou 58,5% de positividade, sendo que destes, 49,1% pertenciam ao sexo feminino; Rebouças e cols. (2011), obtiveram 56,4% de prevalência de toxoplasmose no estado da Bahia; Em Sergipe, um estudo detectou 69,3% de prevalência de IgG em mulheres grávidas, com soropositividade maior entre as que residiam na capital (Aracaju) do que as de outros municípios do estado (Inagaki et al., 2009); Câmara et al. (2015), obtiveram 77,9% de prevalência de um total de 561 gestantes na cidade de Caxias, no Maranhão; No Rio Grande do Norte, no município de Jaçanã, de 356 gestantes, 59,6% eram soropositivas (Freitas et al., 2017); Em Fortaleza (Ceará), Sroka e cols. (2010), observaram 68,6% de prevalência de IgG em gestantes, sendo estas, em maioria, mulheres jovens e oriundas de um ambiente de baixa renda.

Mediante os resultados obtidos pelos testes sorológicos anti-*T. gondii* em 133 amostras de indivíduos do Assentamento Boa Vista em Santa Rita/PB, podemos evidenciar uma alta representatividade de casos, visto que se pôde estabelecer a relação entre sexo e positividade dos exames realizados em apenas uma pequena parcela da população de Santa Rita analisada.

Verificou-se que a maioria dos indivíduos positivos deste estudo, pertencia ao gênero feminino. Possivelmente, isso se deva ao fato de mulheres procurarem mais auxílio médico, pelo menos quando gestantes durante o pré-natal, já que a triagem sorológica para toxoplasmose é recomendada pelo Ministério da Saúde do Brasil (2018) em decorrência da transmissão transplacentária durante este período, que propiciaria a forma congênita da doença (Bittencourt et al., 2012), na qual, pode ocasionar em abortos, natimortos ou danos fetais com complicações graves como calcificações cerebrais, hidrocefalia, distúrbios psicomotores e neurológicos (Diesel et al., 2019 ; Wallon, Peyron 2018).

A comunidade estudada se localiza em área periurbana, próxima à fragmentação de mata (Mata Atlântica, região de Zona da Mata Paraibana), região esta com a presença de felídeos silvestres, como jaguatiricas (*Leopardus pardalis*)

(Oliveira, 1994) e gato-macambira (*Leopardus tigrinus*) (Oliveira, Cassaro 2005). Além dos felídeos silvestres, é comum encontrar felinos domésticos (*Felis silvestris catus*) semi-domiciliados, ou seja, que têm acesso ao ambiente externo e interno do domicílio, ficando livres para caçar pequenos animais. Este comportamento é um fator que contribui para a disseminação de *T. gondii*, pois ao consumirem presas com cistos tissulares, estes felinos podem liberar oocistos infectantes para o ambiente através de suas fezes (Jones, Dubey, 2010).

Com relação à doença de Chagas, o perfil dos participantes do inquérito soroepidemiológico no Assentamento Boa Vista, revelou que a maioria pertencia ao sexo feminino (n=8) e a adultos, com média etária de 42,1 anos. Este dado corrobora com o estudo de Oliveira et al. (2006) no qual houve maior prevalência da infecção por *T. cruzi* entre mulheres. Alencar et al. (2020) e Cardoso et al. (2017), sugerem que nessa concentração de faixa etária, pode haver relação entre atividade econômica, laboral com os fatores de risco de transmissão chagásica, pois os indivíduos encontram-se em fase economicamente ativas.

No período de 2018 a 2022, a região norte correspondeu a maior proporção de casos da doença de Chagas do país, com 1.575 registros, destes, o estado do Pará abrange maior número com 1.266 dos casos (SINAN 2024). A maioria dos casos ocorreu em indivíduos do sexo masculino e média de idade de 32,9 anos (SINAN 2024). No mesmo período, a região nordeste representou o segundo lugar em número de casos confirmados no país, com 82 casos, sendo o estado do Maranhão a maior representatividade, com 30 casos confirmados, seguido dos estados de Pernambuco e Paraíba, com 29 e 15 casos, respectivamente (SINAN 2024). Na Paraíba, dos 15 casos confirmados, 6 pertenciam a faixa etária jovem (0 a 19 anos) e 9 à adulta; 7 eram do sexo feminino e 8 do masculino (SINAN 2024).

O estudo obteve resultados compatíveis aos apresentados por alguns autores na região nordeste do país. Como Tachibana e cols. (1999) na cidade de Bodocó, no estado de Pernambuco, que analisaram 241 indivíduos por meio de ensaio imunoenzimático (ELISA), destes, 5 pontuaram como positivos em fase crônica da doença, resultados inferiores ao encontrado no presente estudo. No Piauí, na comunidade de Oitis, 265 indivíduos foram investigados por ELISA, com positividade em 39 indivíduos, sendo 24 do sexo feminino e 15 do masculino (Figuerêdo-Silva et

al., 1991), número superior ao apresentado neste estudo. No estado do Ceará, uma triagem sorológica em 425 indivíduos indicados como potenciais doadores de sangue, detectou a doença de Chagas em 120 (28,2%) destes indivíduos (Costa et al., 2020); no município de Limoeiro do Norte, no mesmo estado, foram examinados 154 habitantes, dentre os quais 2,6% (4/154) apresentaram sorologia reagente, todos os positivos tinham idade superior a 50 anos (Freitas et al., 2015). Borges-Pereira e colaboradores (2008), município de Jaguaruana, no estado do Ceará, mostraram a soroprevalência da infecção chagásica em 3,1% (17/541), ausência de infecção em menores de 16 anos, com maior predomínio entre as pessoas acima de 50 anos, e sem diferença significativa em relação ao sexo. Em contrapartida, a presença de soropositivos em indivíduos jovens (menores que 16 anos) no presente estudo, pode ser um indicador de persistência da transmissão vetorial na localidade estudada. Por outro lado, os resultados positivos na faixa etária adulta, demonstrariam que esses indivíduos provavelmente foram infectados no passado por via vetorial, estando assim na fase crônica da doença.

Devido ao controle do principal vetor, o *Triatoma infestans*, em todo o território brasileiro ao longo do tempo, a doença de Chagas permanece presente em decorrência da transmissão vetorial secundária ou sob a forma de surtos. No nordeste brasileiro, concentra-se a maior quantidade de vetores secundários implicados a transmissão desta doença, como o *Triatoma brasiliensis* e *T. pseudomaculata*, que são triatomíneos nativos com hábitos peridomiciliares (Santana, 2011, Ribeiro et al., 2014), e que quando somados a más condições de moradia, dificultam as medidas de controle da doença (Dias et al., 2000).

O perfil da transmissibilidade da doença de Chagas vem alterando nos últimos anos. A ocorrência de casos da transmissão por via oral, por meio da ingestão de alimentos contaminados, soma aproximadamente 70% dos casos atualmente no país. A exemplo disto, em Jacobina, na Bahia, no ano de 2023, houve o registro de 5 casos agudos de doença de Chagas notificados ao SINAN, sendo que 1 destes evoluiu para óbito. Em virtude do quadro clínico de maior gravidade observado nos casos, com integrantes de uma mesma família e com data de início dos sintomas similares, a investigação da Vigilância Epidemiológica baiana deduziu que a fonte de infecção foi a via oral (Bahia 2023).

Em nota técnica da Organização Mundial de Saúde, recomenda utilizar apenas um teste ELISA como diagnóstico para doença de Chagas (WHO 2002). Entretanto, apesar da alta sensibilidade dos testes (próximo de 99%) realizados, foi utilizado um único meio de diagnóstico laboratorial para a detecção de cada doença do estudo. Este fato poderia resultar em exames inconclusivos devido à possibilidade de ocorrência de reação cruzada, principalmente com relação a espécies pertencentes a mesma família taxonômica (Caballero et al., 2007). A não confirmação do diagnóstico sorológico para doença de Chagas através do ELISA em quatro amostras deste estudo, pode evidenciar o fenômeno de falso-positivo. Borges-Pereira e cols. (2001) e Luitgards-Moura e cols. (2005) relataram o frequente episódio de resultados falso-positivos em regiões com baixa prevalência da infecção chagásica como em Rio Verde no Mato Grosso do Sul e áreas agrícolas em Roraima. É importante salientar essa possibilidade, para evitar o superdimensionamento dos valores de soroprevalência da localidade estudada.

Apesar de não apresentarem casos positivos para leptospirose e malária no presente estudo, o estado da Paraíba notificou 713 casos de leptospirose no período de 2011 a 2021. Destes, 174 (24,4%) foram confirmados, sendo a capital, João Pessoa com maior concentração dos casos (98 casos), dos quais 15 evoluíram para óbito (PES 2023); no ano de 2019, houve 1 caso notificado de leptospirose no município de Santa Rita. No período de 2018 a 2023, no mesmo estado, foram 44 casos notificados de malária, com 37 casos positivos em João Pessoa (destes, 36 por *P. vivax* e 1 por *P. falciparum*) e nenhum no município de Santa Rita (SINAN 2024).

A localidade em estudo está situada em área com predomínio de bioma mata atlântica. A partir desse princípio, por se tratar de região propícia para a ocorrência de doenças vetoriais, como a malária, ressalta-se a importância de vigilância contra anofelinos, mesmo não havendo amostras reagentes no presente estudo.

Em relação à utilização de testes rápidos na pesquisa de *Plasmodium*, Moraes et al. (2013) reportam algumas desvantagens como: pouca sensibilidade em baixas parasitemias; não serem quantitativos e podem detectar antígenos circulantes após a cura gerando falsos positivos.

No presente estudo, houve 24 amostras sororreagentes para ao menos uma dessas espécies: *R. rickettsii*, *R. parkeri*, *R. amblyommatidis* e *R. rhipicephali*. É

importante ressaltar a escassez de estudos nas demais regiões, que não a sudeste, principalmente na nordeste, apesar de haver a circulação confirmada de *Rickettsia* spp. e casos notificados de riquetsiose humana (De Paula et al., 2022), com óbito confirmado (Oliveira et al., 2018). A região nordeste brasileira é considerada área silenciosa para a ocorrência de casos de febre maculosa (Oliveira et al., 2016). Em fragmentos de mata atlântica nos estados da Bahia e do Ceará, na região nordeste, foi registrada a cepa *Rickettsia* sp. Mata Atlântica, associada à cães e ao carrapato *Amblyomma ovale*, mas sem relatos de casos fatais (Oliveira et al., 2016; Oliveira 2016; Spolidorio et al., 2010; Moerbeck et al., 2016). Medeiros e colaboradores (2011), por meio de técnicas moleculares, encontraram 3,66% de evidências de infecção por *R. parkeri* cepa Mata Atlântica em cães, em Santa Catarina, o que sugerem a transmissão dessa bactéria a humanos através de *A. ovale*. Em contrapartida, em 2016, o estado nordestino, Pernambuco, confirmou o primeiro caso documentado de febre maculosa no estado com consequente óbito; foi o primeiro caso fatal descrito na região (Oliveira et al., 2018). Em Aracaju, capital de Sergipe, também registrou o primeiro caso autóctone de febre maculosa nesse estado, porém sem fatalidade (Martins-Filho et al., 2023). Ambos os casos demonstram a expansão da morbidade dessa doença por regiões consideradas não endêmicas.

Os dados mostraram maior número de reagentes para *Rickettsia* spp., seguido pela *R. parkeri*, com 18 e 6 amostras sororreativas, respectivamente. Nas quais, o sexo feminino era mais prevalente. Este fato diverge do relatado por Binder e colaboradores (2022), que indicam que mais de 70% dos casos notificados ocorram em indivíduos adultos e do sexo masculino.

Considerando a característica antropofílica do *A. ovale*, a ampla distribuição de *R. parkeri* cepa mata atlântica (Guglielmone et al., 2006), com sinais clínicos geralmente inespecíficos e brandos (Faccini-Martínez et al., 2014), e o fato de parasitar preferencialmente carnívoros de diversas espécies, dentre eles cães domésticos (Labruna et al., 2005), supõe-se que haja a subnotificação de febre maculosa em áreas de sabida circulação deste agente.

Por outro lado, levando em conta a geografia onde está situada a comunidade Boa Vista, como região de planalto e o açude de Santo Amaro ao sul, vislumbra a ocorrência de *A. aureolatum*, o qual necessita de habitats úmidos, como florestas

tropicais internas (Vieira et al., 2004). Este carrapato na fase adulta tem o cão doméstico como hospedeiro natural e preferencial em áreas de florestas tropicais remanescentes (Guglielmone et al., 2003; Evan et al., 2000; Pinter et al., 2004). O que realça o importante papel do cão semidomiciliado no transporte ao ser humano de *A. aureolatum* (Pinter et al., 2008), possivelmente infectado por *R. parkeri*.

A partir do presente trabalho, pode-se compreender alguns aspectos epidemiológicos das zoonoses pesquisadas. Evidenciar possíveis cenários de transmissão, bem como a interação dos parasitos com o humano.

7 CONCLUSÃO

A partir dos resultados do presente estudo, demonstrou a ocorrência de três das cinco doenças pesquisadas, das quais, a toxoplasmose revelou maior número de sororreagentes.

Os indivíduos adultos e do sexo feminino foram os mais acometidos nas zoonoses toxoplasmose, doença de Chagas e febre maculosa brasileira.

Embora algumas dessas patologias sejam identificadas há décadas, ainda percebemos grandes desafios relacionados a essas zoonoses, principalmente num país onde nos deparamos com uma política de saúde pública desigual e deficiente, na qual o cidadão residente em região periférica certamente será mais vulnerável a contrair enfermidades em decorrência da falta de recurso entre outras questões.

Para febre maculosa brasileira, houve maior número de soropositivos para *Rickettsia parkeri*, indicando a circulação desta bactéria pelo então assentamento, local este, com predomínio de bioma mata atlântica que tem como vetores competentes carrapatos do gênero *Amblyomma*.

Estes dados estudados, permitem um planejamento com metas direcionadas ao controle dessas zoonoses, pois enquanto houver o vetor, o agente etiológico e reservatório num ambiente propício aos mesmos, haverá a manutenção cíclica da doença.

Além da presença dos animais domésticos como importantes veículos na transmissão vetorial, esse contato com outros animais no peridomicílio contribui para que os vetores de ambas doenças se abriguem, se alimentem e infectem outros animais, fazendo com que essas doenças se perpetuem na localidade.

A aplicação do inquérito sorológico na comunidade do loteamento Boa Vista, contribuiu como sinal de alerta, onde pôde diagnosticar indivíduos portadores de algumas zoonoses muitas vezes assintomáticos e/ou de desconhecimento do mesmo. Esta questão, requer pesquisas futuras e realça que a detecção quando precoce, pode levar a cura ou, pelo menos, evitar a progressão da doença com a instituição do tratamento antecipado.

REFERÊNCIAS

- ADLER, B.; De La PEÑA MOCTEZUMA, A. *Leptospira* and leptospirosis. *Veterinary Microbiology*, v. 149, n 3-4, p.287-296, 2010. doi:10.1016/j.vetmic.2009.03.012.
- ALENCAR, M. M. F., SANTOS FILHO, R. A. B., HIRSCHHEITER, C. A., CARMO, M. C. N. *et al.* Epidemiologia da Doença de Chagas aguda no Brasil de 2007 a 2018. *Research, Society and Development*, 9(10), e8449109120, 2020.
- ALVARES, C. A.; STAPE, J. L.; SENTELHAS, P. C.; GONÇALVES, J. D. M.; *et al.* Köppen's climate classification map for Brazil. *Meteorologische zeitschrift*, v.22, n.6, p.711-728, 2013.
- AMARAL, P.S.T.; SANTOS, E.S.F.; CAMPOS, A.L.; DA SILVA, A. C.; *et al.* Malária. *In: Vigilância em Saúde no Brasil 2003/2019 da criação da secretária de vigilância em saúde aos dias atuais [Boletim Epidemiológico- Internet]; Setembro, 2019. Disponível em: <https://www.gov.br/saude/pt-br/centrais-deconteudo/publicacoes/svsa/raiva/boletim-especial-vigilancia-em-saude-no-brasil-2003-2019.pdf/view>*
- ANGERAMI, RN; SILVA, AM; NASCIMENTO, EM; COLOMBO, S; WADA, MY; dos SANTOS, FC *et al.* Brazilian spotted fever: two faces of the same disease? A comparative study of clinical aspects between an old and a new endemic area in Brazil. *Clin Microbiol Infect.* 2009; 2:207-208. doi: 10.1111/j.1469-0691.2008.02160.x.
- ARAÚJO, R. P.; NAVARRO, M. B. M. de A.; CARDOSO, T. A. de O. Febre maculosa no Brasil: estudo da mortalidade para a vigilância epidemiológica. *Cadernos Saúde Coletiva*, v.24, n.3, p.339–346, 2016. <https://doi.org/10.1590/1414-462X201600030094>
- ARGOLO, A.M.; FELIX, M.; PACHECO, R.; COSTA, J. Doença de Chagas e seus principais vetores no Brasil. *Imperial Novo Milênio*, 2008. DOI: 10.13140/2.1.1578.9449
- ATTIAS, M., TEIXEIRA, D.E., BENCHIMOL, M.; VOMMARO, R. C.; *et al.* The life-cycle of *Toxoplasma gondii* reviewed using animations. *Parasites Vectors* v.13, n.1, p.588, 2020. <https://doi.org/10.1186/s13071-020-04445-z>
- AULT, S. K. Pan American Health Organization's regional strategic framework for addressing neglected diseases in neglected populations in Latin America and the Caribbean. *Memória Instituto Oswaldo Cruz* 102: Suppl 199–107, 2007.
- BAHIA. Boletim Epidemiológico da Malária no Estado da Bahia. Situação Epidemiológica da Malária no Estado da Bahia, 2021. nº 01. Secretaria da saúde. Governo do estado da Bahia. 2021.
- BAHIA. Diretoria de Vigilância Epidemiológica. Coordenação de Doenças de Transmissão Vetorial. Grupo de Trabalho Doença de Chagas. Orientação casos com diagnóstico de doença de Chagas. Nota Técnica Conjunta nº 21/2023 DIVEP/LACEN/DASF/SUVISA/SESAB - Diagnóstico e Tratamento da Doença de Chagas. 2023. Disponível: <https://www.saude.ba.gov.br/wp-content/uploads/2023/07/NOTA-TECNICA-DC-No-23-2023.pdf>. Acesso em: 30 de out de 2024.

BAHIA-OLIVEIRA, L.M.G.; JONES, J.L.; AZEVEDO-SILVA, J.; ALVES, C.C.F.; *et al.* Highly endemic, waterborne toxoplasmosis in North Rio de Janeiro State. Brazil. *Emerging Infectious Diseases*. v.9, p. 55-62, 2003.

BARROZO, R. B.; LAZZARI, C. R. The response of the blood-sucking bug *Triatoma infestans* to carbon dioxide and other host odours. *Chemical Senses*, v. 29, n. 4, p. 319-329; 2004.

BINDER, L.; LABRUNA, M. B.; FACCINI-MARTÍNEZ, A. A.; SZABÓ, M.P.J.; *et al.* Epidemiologia. In: Brasil. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Imunizações e Doenças Transmissíveis. Febre maculosa : aspectos epidemiológicos, clínicos e ambientais / Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde, Departamento de Imunização e Doenças Transmissíveis. – Brasília : Ministério da Saúde, 2022. 160 p.

BINDER, S.; LEVITT, A. M.; SACKS, J. J.; HUGHES, J. M. Emerging infectious diseases: Public health issues for the 21st century. *Science*. 284, 1311–1313, 1999.

BITTENCOURT, L. H. F. de B.; LOPES-MORI, F. M. R.; MITSUKA-BREGANÓ, R.; VALENTIM-ZABOTT, M.; *et al.* Seroepidemiology of toxoplasmosis in pregnant women since the implementation of the Surveillance Program of Toxoplasmosis Acquired in Pregnancy and Congenital in the western region of Paraná, Brazil. *Revista Brasileira Ginecologia e Obstetrícia*, v.34, n.2, 2012.

BONNEY, K.M.; ENGMAN, D.M. Autoimmune pathogenesis of chagas heart disease: looking back, looking ahead. *Am. J. Pathol.* 2015.185(6): 1537-47.

BORGES-PEREIRA, J.; SARQUIS, O.; ZAUZA, P.L.; BRITTO, C.; LIMA, M.M. Epidemiologia da doença de Chagas em quatro localidades rurais de Jaguaruana, Estado do Ceará: soroprevalência da infecção, parasitemia e aspectos clínicos. *Rev Soc Bras Med Trop* [Internet]. 2008;41(4):345–51. Available from: <https://doi.org/10.1590/S0037-86822008000400005>

BORGES-PEREIRA, J.; ZAUZA, P.L.; GALHARDO, M.C.; NOGUEIRA, J.S.; PEREIRA GROL; CUNHA, R.V. Doença de Chagas na população urbana do distrito sanitário de Rio Verde, Mato Grosso do Sul, Brasil. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical* 34:459-466, 2001.

BOURHY, P.; COLLET, L.; BRISSE, S.; PICARDEAU, M. *Leptospira mayottensis* sp. nov., a pathogenic species of the genus *Leptospira* isolated from humans. *International journal of systematic and evolutionary microbiology*, v.64, n.12, p.4061–4067, 2014. <https://doi.org/10.1099/ijs.0.066597-0>

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Coordenação-Geral de Desenvolvimento da Epidemiologia em Serviços. Guia de vigilância em saúde: volume único [Internet]. 3. ed. Brasília: Ministério da Saúde; 2019. 740 p

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Vigilância das Doenças Transmissíveis. Protocolo de Notificação e Investigação: Toxoplasmose gestacional e congênita. Brasília: Ministério da Saúde, 2018. Disponível em: bvsms.saude.gov.br/bvs/publicacoes/protocolo_notificacao_toxoplasmose_gestacional.pdf.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Vigilância Epidemiológica. Boletim Epidemiológico. Malária na região extra-amazônica do Brasil: série histórica de 2010 a 2021. Brasília: Editora do Ministério da Saúde, v 53, n.º 30, 2022c

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Imunizações e Doenças Transmissíveis. Febre maculosa: aspectos epidemiológicos, clínicos e ambientais / Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde, Departamento de Imunização e Doenças Transmissíveis. – Brasília: Ministério da Saúde, 1ª ed., 160 p. 2022a.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Articulação Estratégica de Vigilância em Saúde. Guia de Vigilância em Saúde/ Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Articulação Estratégica de Vigilância em Saúde. – 5. ed. rev. e atual. – Brasília : Ministério da Saúde, 1.126 p. 2022b.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Vigilância Epidemiológica. Doenças infecciosas e parasitárias: guia de bolso / Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde, Departamento de Vigilância Epidemiológica. – 8. ed. rev. – Brasília: Ministério da Saúde, 444 p., 2010.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. Doença de Chagas aguda e distribuição espacial dos triatomíneos de importância epidemiológica, Brasil 2012 a 2016. Bol Epidemiol [Internet]. 2019a; 50(2):1-10.

BROWN, C. Emerging zoonoses and pathogens of public health significance – an overview. *Revue scientifique et technique (International Office of Epizootics)*, 23(2), 435–442. 2004. DOI: <https://doi.org/10.20506/rst.23.2.1495>

BUCHANAN, G. Spirochaetal jaundice. Special Report Series, nº 113. 1927. Medical Research Council, London, U.K.

CABALLERO, Z.C.; SOUSA, O.E.; MARQUES, W.P; SAEZ-ALQUEZAR, A; UMEZAWA, E.S. Evaluation of serological tests to identify *Trypanosoma cruzi* infection in humans and determine cross-reactivity with *Trypanosoma rangeli* and *Leishmania* spp. *Clin Vaccine Immunol.* 2007;14(8):1045-9.

CÂMARA, J.T.; SILVA, M.G.; CASTRO, A.M. Prevalência de toxoplasmose em gestantes em dois centros de referência em uma cidade do Nordeste do Brasil. *Rev. Bras. Ginecol. Obstet.* 2015; 37(2):64-70.

CAMPAGNOLO, E. R; WARWICK, M. C.; MARX, H. L.; COWART, R. P.; *et al.* Analysis of the 1998 outbreak of leptospirosis in Missouri in humans exposed to infected swine. *Journal of the American Veterinary Medical Association.* v.216, p.676–682, 2000.

CARDOSO, E. J. de S., CAVALCANTI, M. A. F., NASCIMENTO, E. G. C. D., BARRETO, M. A. F. Perfil epidemiológico dos portadores de doenças de chagas: Dos indicadores de risco ao processo de enfrentamento da doença. *Arquivos de Ciências da Saúde*, 24(1), 41–46, 2017. doi: <https://doi.org/10.17696/2318-3691.24.1.2017.545>

CARVALHO, M. B. M.; ALMEIDA, Z. M. Jardim Botânico Benjamim Maranhão: Estratégias básicas e projeto operacional. João Pessoa: JBBM. 2001.

- CEPAL (Comisión Económica para América Latina y el Caribe) (2024), Estudio Económico de América Latina y el Caribe, 2024 (LC/PUB.2024/10-P), Santiago.
- CERQUEIRA, G.M; PICARDEAU, M. A century of *Leptospira* strain typing. *Infect Genet Evol.* 2009;9(5):760-768. doi:10.1016/j.meegid.2009.06.009
- CHAGAS, C. Nova tripanozomíase humana. Estudos sôbre a morfologia e o ciclo evolutivo de *Schozotrypanum cruzi* n. gen., n. sp. agente etiológico de nova entidade mórbida do homem. Memórias do Instituto Oswaldo Cruz 1: 159-218, 1909.
- CHAN, O. Y.; PAUL, D. R.; SNG, E. H. Leptospirosis among abattoir workers—a serological study. *Singapore Med J.* 1987; 28:293–296.
- CHARLESWORTH, S.M.; KLIGERMAN, D.C.; BLACKETT, M.; WARWICK, F. The Potential to Address Disease Vectors in Favelas in Brazil Using Sustainable Drainage Systems: Zika, Drainage and Greywater Management. *International journal of environmental research and public health*, v.19, n.5, p.2860, 2022. doi: 10.3390/ijerph19052860. PMID: 35270552; PMCID: PMC8910237.
- CHIARI, C.A.; NEVES, D.P. Human toxoplasmosis acquired by ingestion of goat's milk. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz.* v.79, p.337–40, 1984.
- COGSWELL, F.B. The hypnozoite and relapse in primate malaria. *Clin Microbiol Rev.* 1992 Jan;5(1):26-35. doi: 10.1128/CMR.5.1.26. PMID: 1735093; PMCID: PMC358221.
- COLE, J.R.; SULZER, C.R.; PULSSELY, P.R. Improved microtechnique for the leptospiral microscopic agglutination. *Applied Microbiology*, v.5, n.6, p.976-980, 1973.
- CONSOLI, R. A.; OLIVEIRA, R. L. Classificação das Principais Espécies de importância Sanitária. In: CONSOLI, R. A.; OLIVEIRA, R. L. Principais mosquitos de importância sanitária no Brasil. Rio de Janeiro: Fiocruz, 1994. 228 p. ISBN: 85-85676-03-5. Disponível em: https://www.arca.fiocruz.br/bitstream/icict/2708/1/Rotraut_Consoli_Oliveira.pdf.
- CORTES, M. E. La pandemia de COVID-19: importância de estar alerta ante las zoonosis. *Revista de la Facultad de Medicina Humana*, v. 21, n. 1, p. 151-156, 2021.
- COSTA, A.C.; ROCHA, E.A.; SILVA-FILHO, J.D.; FIDALGO, A.S.O.B.V. *et al.* Prevalência da Infecção pelo *Trypanosoma cruzi* em Doadores de Sangue. *Arq Bras Cardiol.* 2020; 115(6):1082-1091.
- COSTA, F.; HAGAN, J.E.; CALCAGNO, J.; KANE, M.; *et al.* Global Morbidity and Mortality of Leptospirosis: A Systematic Review. *PLOS Neglected Tropical Diseases.* 2015, v.17, 9(9):e0003898. doi: 10.1371/journal.pntd.0003898. PMID: 26379143; PMCID: PMC4574773.
- COSTA, J.; ALMEIDA, C.E.; DOTSON, E.M.; *et al.* The epidemiologic importance of *Triatoma brasiliensis* as a Chagas disease vector in Brazil: a revision of domiciliary captures during 1993–1999. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz.* 2003;98(4):443–449. doi: 10.1590/s0074-02762003000400002.

COSTA, J.; DALE, C.; GALVÃO, C.; ALMEIDA, C. E.; DUJARDIN, J. P. Do the new triatomine species pose new challenges or strategies for monitoring Chagas disease? An overview from 1979-2021. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, v.116, 2021.

COSTA, J.; DORNAK, L.L.; ALMEIDA, C.E.; PETERSON, A.T. Distributional potential of the *Triatoma brasiliensis* species complex at present and under scenarios of future climate conditions. *Parasites & Vectors*. v.7, n.1, p.238, 2014.

COSTA, M. C. A. S.; Análise das condições de Salubridade Ambiental Intra-urbana em Santa Rita - PB, Dissertação de mestrado em Geografia, 14 p., Universidade Federal da Paraíba, João pessoa - PB, 2010.

COUPE, A.; HOWE, L.; SHAPIRO, K.; ROE, W.D. Comparison of PCR assays to detect *Toxoplasma gondii* oocysts in green-lipped mussels (*Perna canaliculus*). *Parasitology Research*. v.118, p.2389–98, 2019.

COX, F.E. History of the discovery of the malaria parasites and their vectors. *Parasit Vectors*. 2010 Feb 1;3(1):5. doi: 10.1186/1756-3305-3-5. PMID: 20205846; PMCID: PMC2825508.

DALE, C.; COSTA, J.; PASCHOALETTO, L. O complexo *Triatoma brasiliensis*: Atualizações sobre o principal vetor da Doença de Chagas no nordeste do Brasil. Laboratório de Biodiversidade Entomológica. Instituto Oswaldo Cruz. Fundação Oswaldo Cruz. Rio de Janeiro, 2019.

DANTAS-TORRES, F. Rocky Mountain spotted fever. *Lancet Infectious Diseases*. v.7, n.11, p.724–32, 2007. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/S1473-3099\(07\)70261-X](https://doi.org/10.1016/S1473-3099(07)70261-X)

De PAULA, L.G.F.; Do NASCIMENTO, R.M.; FRANCO, A.O.; SZABÓ, M.P.J.; *et al.* Seasonal dynamics of *Amblyomma sculptum*: a review. *Parasit Vectors*. 2022 Jun 6;15(1):193. doi: 10.1186/s13071-022-05311-w. PMID: 35668507; PMCID: PMC9169286.

DEANE, L. M. Malaria vectors in Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, Rio de Janeiro, v. 81, p. 5-14, 1986. Supl. 2. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1590/S0074-02761986000600002>.

DEANE, L. M.; CAUSEY, O. R.; DEANE, M. P. Notas sobre a distribuição e a biologia dos anofelinos das Regiões Nordeste e Amazônica do Brasil. *Revista do Serviço Especial de Saúde Pública*, v. 1, n. 4, p. 827-965, 1948. Disponível em: http://iah.iec.pa.gov.br/iah/fulltext/memo_iec/v5p39-206.pdf

DESVARS, A.; NAZE, F.; BENNEVEAU, A.; CARDINALE, E.; MICHAULT, A. Endemicity of leptospirosis in domestic and wild animal species from Reunion Island (Indian Ocean). *Epidemiology and Infection*. 2013;141(6):1154–65. doi:10.1017/S0950268812002075

Di GENOVA, B. M.; WILSON, S. K.; DUBEY, J. P.; KNOLL, L. J. Intestinal delta-6-desaturase activity determines host range for *Toxoplasma* sexual reproduction. *PLoS biology*, v.17, n.8, e3000364, 2019. <https://doi.org/10.1371/journal.pbio.3000364>

Di SANTI, S.M.; BOULOS, M. Protozoários – Malária. In: Cimerman B, Cimerman. S. Parasitologia humana e seus. Fundamentos Gerais. São Paulo: Atheneu; 1999. cap.16, p. 139-155.

DIAS, E.; MARTINS, A.; RIBEIRO, D.J. Thypho exanthematico no Oeste de Minas Gerais. *Brasil-Médico*. v.51, p.651-655, 1937.

DIAS, E.; MARTINS, A.V. Spotted fever in Brazil. A summary. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*. v.19, p.103-108, 1939.

DIAS, J. C. P.; CLÁUDIO, L. D. G.; LIMA, M. M.; ALBAJAR-VIÑAS, P.; *et al.* Mudanças no paradigma da conduta clínica e terapêutica da doença de Chagas: avanços e perspectivas na busca da integralidade da saúde. *Epidemiologia e Serviços de Saúde*, 25(spe), p.87–90, 2016. <https://doi.org/10.5123/S1679-49742016000500003>

DIAS, J. C. P.; MACHADO, E. M.; FERNANDES, A. L.; VINHAES, M. C. General situation and perspectives of Chagas disease in Northeastern Region, Brazil. *Cadernos de Saúde Pública*, 16, S13-S34, 2000.

DIAS, J.C.P. Community participation and control of endemic diseases in Brazil: problems and possibilities. *Cad Saúde Pública*. 1998;14(suppl 2):S19-37.

DIAS-LIMA, A. Ecologia médica: uma visão holística no contexto das enfermidades humanas. *Revista Brasileira De Educação Médica*, 38(2), 165–172, 2014. <https://doi.org/10.1590/S0100-55022014000200002>

DIESEL, A.A; ZACHIA, S.A; MULLER, A.L; PEREZ, P.V; *et al.* Follow-up of Toxoplasmosis during Pregnancy: Ten-Year Experience in a University Hospital in Southern Brazil. *Rev. Bras. Ginecol. Obstet.* 2019; 41 (09): 539-547.

DIOTAIUTI, L. G.; OLIVEIRA, M. A. de; SANTOS, J.P. dos; BARBOSA, S. E.a. Triatomíneos. Belo Horizonte: Fiocruz/Centro de Pesquisas Rene Rachou, 2015. 296 p.

DUARTE, A. M.; PEREIRA, D. M.; de PAULA, M. B.; FERNANDES, A.; *et al.* Natural infection in anopheline species and its implications for autochthonous malaria in the Atlantic Forest in Brazil. *Parasites & vectors*, v.6, n.58, 2013. <https://doi.org/10.1186/1756-3305-6-58>

DUBEY, J. P. *Toxoplasmosis of Animals and Humans*, 2nd Edn. CRC Press, Boca Raton, FL, USA 2010.

DUBEY, J. P.; FRENKEL, J. K. Cyst-induced Toxoplasmosis in Cats. *Journal of Protozoology*. 155p., 1972.

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. *Parasitology*, v.139, n.11 p.1375–1424, 2012. [doi:10.1017/S0031182012000765](https://doi.org/10.1017/S0031182012000765)

DUBEY, J. P.; MILLER, N. L.; FRENKEL, J. K. The *Toxoplasma gondii* oocyst from cat feces. *Journal of Experimental Medicine*. 636p., 1970.

- DUBEY, J.P. Advances in the life cycle of *Toxoplasma gondii*. International Journal for Parasitology. v.28, p.1019-24, 1998.
- DUBEY, J.P.; BEATTIE, C.P. Toxoplasmosis of animals and man. CRC Press. p.41-60, 1988.
- 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 1998;11:267±99.
- DUBEY, J.P.; LUNNEY, J.K.; SHEN, S.K.; KWOK, O.C.H.; *et al.* Infectivity of low numbers of *Toxoplasma gondii* oocysts to pigs. Journal of Parasitology. v.82, p.438–443, 1996.
- EVAN, D.E.; MARTINS, J.R.; GUGLIELMONE, A.A. A review of the ticks (Acari, Ixodida) of Brazil, their hosts and geographic distribution. 1. The state of Rio Grande do Sul, southern Brazil. Mem Inst Oswaldo Cruz 2000; 95:453-70.
- EVANS, R. Life cycle and animal infection. In: HO-YEN DO, JOSS AWL, editors. Human toxoplasmosis. Oxford: Oxford University Press, 1992. p. 26-55.
- FACCINI-MARTÍNEZ, Á.A; GARCIA-ÁLVAREZ, L.; HIDALGO, M.; OTEO, J. Syndromic classification of rickettsioses: an approach for clinical practice. Int J Infect Dis. 2014;28:126–39. doi: 10.1016/j.ijid.2014.05.025. PubMed PMID: 25242696.
- FAINE, S.; ADLER, B.; BOLIN, C.; PEROLAT, P. *Leptospira* and leptospirosis. Medisci, Melbourne.1999. 295 p.
- FAINE, S.; STALLMAN, N. D. Amended descriptions of the genus *Leptospira* Noguchi 1917 and the species *L.interrogans* (Stimson 1907) Wenyon 1926 and *L. biflexa* (Wolbach and Binger 1914) Noguchi 1918. Int J Syst Bacteriol. 1982; 32: 461–463.
- FANG, R; BLANTON, L.S; WALKER, D.H. Rickettsiae as Emerging Infectious Agents. Clin Lab Med. 2017;37(2):383-400. doi: 10.1016/j.cll.2017.01.009. PubMed PMID: 28457356.
- FARMER, P. Whither equity in health? The state of the poor in Latin America. Cad Saude Publica 23: Suppl 1S7–S12, 2007.
- FERREIRA, J.R.; VOLPATO, F.; CARRICONDO, F. M.; MARTINICHEN, J. C.; LENARTOVICZ, V. Diagnóstico e prevenção de parasitoses no reassentamento São Francisco, em Cascavel – Paraná. Revista Brasileira de Análises Clínicas. v.36 n.3, p.145-146, 2004.
- FERREIRA, R.C.; FERREIRA, A.M.; GUARNERI, A.A. Triatomine-trypanosoma interaction: Do *Trypanosoma cruzi* and *Trypanosoma rangeli* colonize the *Rhodnius prolixus* anterior midgut? In: XXVII Annual Meeting of the Brazilian Society of Protozoology; XXXVIII Annual Meeting on Basic Research on Chagas Disease, Foz do Iguaçu. p. 211-211, 2011.
- FIGUERÊDO-SILVA, J.; KANEDA, Y.; TACHIBANA, H.; FURUSHIMA, R.;*et al.* Epidemiological survey of *Trypanosoma cruzi* infection in North-Eastern Brazil using different diagnostic methods. Revista Do Instituto De Medicina Tropical De São Paulo, 33(3), 193–198, 1991. <https://doi.org/10.1590/S0036-46651991000300005>

FONSECA, L. X.; ALVES, R. V.; PEREIRA, S. V. C.; COSTA, V. M.; CRODA, J. H. R. Febre Maculosa. In: Boletim Epidemiológico- Vigilância em Saúde no Brasil 2003/2019 da criação da secretária de vigilância em saúde aos dias atuais; Coordenação-Geral de Vigilância de Zoonoses e Doenças de Transmissão Vetorial; 2019. Disponível em: <https://www.gov.br/saude/pt-br/centrais-de-conteudo/publicacoes/svsa/raiva/boletim-especial-vigilancia-em-saude-no-brasil-2003-2019.pdf/view>

FOUTS, DE; MATTHIAS, MA; ADHIKARLA, H; ADLER, B; AMORIM-SANTOS, L; BERG, DE. et al What Makes a Bacterial Species Pathogenic?:Comparative Genomic Analysis of the Genus *Leptospira*. PLoS Negl Trop Dis. 2016 Feb 18;10(2):e0004403. doi: 10.1371/journal.pntd.0004403. PMID: 26890609; PMCID: PMC4758666.

FRANÇA, T. C. C.; SANTOS, M. G. dos .; FIGUEROA-VILLAR, J. D. Malária: aspectos históricos e quimioterapia. Química Nova, 31(5), 1271–1278, 2008. <https://doi.org/10.1590/S0100-40422008000500060>

FRASSON, A. P.; BARLETTE, A. G.; DALPIZOLO, C.; SAUTER, I. P.; et al. Estratégias e desafios no combate à malária. Revista Liberato. v.10,n.14, p.201-208, 2009.

FREITAS, E. C.; OLIVEIRA, M. de F.; ANDRADE, M. C.; VASCONCELOS, A. S. O. de B.;et al. Prevalence of chagas disease in a rural area in the state of Ceara, Brazil. Revista Do Instituto De Medicina Tropical De São Paulo, 57(5), 431–433, 2015. <https://doi.org/10.1590/S0036-46652015000500011>

FREITAS, L. C; MARQUES, M.R. de V.; LEITE, R.B.de C.H.; HOLANDA, C.M.de C.X.; BARBOSA, V.S. de A. Seroprevalence of toxoplasmosis in pregnant women in a city in Rio Grande do Norte state, Brazil. Revista de Patologia Tropical, v. 46, n. 2, p. 147-158, 2017.

FRENKEL, J.K. Biology of *Toxoplasma gondii*. In: AMBROISE-THOMAS, P; PETERSE, E. Congenital toxoplasmosis: scientific background, clinical management and control. Paris: Springer-Verlag, 2000. pp. 9±25

FRIEND, W. G.; SMITH, J. J. B. E. La fisiologia de los triatominos con especial referencia a la alimentacion por sangre. Biblioteca Virtual em Saúde, p. 52-77; 1985

GALTON, M.M.; SULZER, C.R.; ROSA, C.A.S.; FIELDS, M.J. Application of a Microtechnique to the Agglutination Test for Leptospiral Antibodies. Appl Microbiol v.13, n.1, p.81-85, 1965. <https://doi.org/10.1128/am.13.1.81-85.1965>

GALVÃO, M. A. M; SILVA, L. J.; NASCIMENTO, E. M. M.; CALIC, S. B.; et al. Riquetsioses no Brasil e Portugal: Ocorrência, distribuição e diagnóstico. Revista de Saúde Pública, v.39, p850-856, 2005.

GAMA, M. E. A.; BARBOSA, J. S.; PIRES, B., CUNHA, A. K. B., et al. Avaliação do nível de conhecimento que populações residentes em áreas endêmicas têm sobre leishmaniose visceral, Estado do Maranhão, Brasil. Cadernos de Saúde Pública. Rio de Janeiro, v.14, n.2, p.381-390, 1998.

GARCIA, E.S.; AZAMBUJA, P. Development and interaction of *Trypanosoma cruzi* within the insect vector. Parasitology Today. v.7, n. 9, p.240-244, 1991.

GARRITY, G.M.; HOLT, J.G. The road map to the Manual, p 119–166. In BOONE, D.R.; CASTENHOLZ, R.W.; GARRITY, G.M (ed), *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology*, 2nd ed, v.1, Springer-Verlag, New York, NY. 2001. doi:10.1007/978-0-387-21609-6_15

GASSER, A. M.; BIRKENHEUER, A. J.; BREITSCHWERDT, E. B. Canine Rocky Mountain spotted fever: a retrospective study of 30 cases. *Journal of the American Animal Hospital Association*, v. 37, n. 1, p. 41-48, 2001.

GAULIN, C.; RAMSAY, D.; THIVIERGE, K.; TATARYN, J.; *et al.* Acute toxoplasmosis among Canadian deer hunters associated with consumption of undercooked deer meat hunted in the United States. *Emerging Infectious Diseases*. 26, p.199–205, 2020.

GEORGI, J.R. Protozoans in: *Parasitology for Veterinarians*, 4th Edition. WB Saunders:62-72; 1985.

GOMES, A. P.; VITORINO, R. R.; COSTA, A. D. P.; MENDONÇA, E. G. D.; *et al.* Malária grave por *Plasmodium falciparum*. *Revista brasileira de terapia intensiva*, 23, p.358-369, 2011.

GUEDES, P.M.; ANDRADE, C.M.; NUNES, D.F. Inflammation enhances the risks of stroke and death in chronic chagas disease patients. *PLoS Negl Trop Dis*. 2016.10(4): e0004669.

GUERNIER, V.; LAGADEC, E.; CORDONIN, C.; LE MINTER, G.; *et al.* Human Leptospirosis on Reunion Island, Indian Ocean: Are Rodents the (Only) Ones to Blame? *PLoS Negl Trop Dis* v.10, n.6, e0004733, 2016. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0004733>

GUGLIELMONE, A.A.; BEATI, L.; BARROS-BATTESTI, D.M.; LABRUNA, M.B.; *et al.* Carrapatos (Ixodidae) em humanos na América do Sul. *Exp Appl Acarol*. 2006;40:83–100.

GUGLIELMONE, A.A.; ESTRADA-PEÑA, A.; MANGOLD, A.J.; BARROS-BATESTI, D.M.; *et al.* *Amblyomma aureolatum* (Pallas, 1772) and *Amblyomma ovale* Koch, 1844: hosts, distribution and 16S rDNA sequences. *Vet Parasitol* 2003; 113:273- 88.

HELMICK, C.G.; BERNARD, K.W.; D'ANGELO, L.J. Rocky Mountain spotted fever: Clinical, laboratory, and epidemiological features of 262 cases. *The Journal of Infectious Diseases*. 150, 4, p.480–8, 1984. Disponível em: <https://doi.org/10.1093/infdis/150.4.480>.

HOARE, C.A. 1972. *The trypanosomes of mammals: a zoological monograph*, Blackwell, Oxford, 749 pp.

HOFFMAN, S. L.; WHITE, N. J. *Tropical Infectious Diseases*. Third edition ed 2011. 1156 p.

HORTA, M.C.; LABRUNA, M.B.; SANGIONI, L.A; VIANNA, M. C., *et al.* Prevalence of antibodies to spotted fever group rickettsiae in humans and domestic animals in a Brazilian spotted fever - endemic area in the state of São Paulo, Brazil: Serologic evidence for infection by *Rickettsia rickettsii* and another spotted fever group rickettsia. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*. v.71, p.93-97, 2004.

HUGGINS, D.W.; MALTA, J.; MEDEIROS, L.B. Quadro clínico: fase aguda. In: Malta J(Org). Doença de Chagas. São Paulo: Sarvier; 1996; p. 39-42.

IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. 1970. Recenseamentos Gerais e estatísticas populacionais no Brasil. Disponível em: https://biblioteca.ibge.gov.br/visualizacao/periodicos/310/cd_1980_v1_t1_n1_br.pdf Acesso em: 2022.

IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. 2010. Censo Demográfico 2010. Disponível em: <https://censo2010.ibge.gov.br/resultados.html> Acesso em: 2022.

IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. 2022. Cidades e Estados. Disponível em: <https://www.ibge.gov.br/cidades-e-estados/pb/santa-rita.html>. Acesso em: (2022)

INADA, R.; IDO, Y.; HOKI, R.; KANEKO, R.; ITO, H. The etiology, mode of infection, and specific therapy of Weil's disease (spirochaetosis icterohaemorrhagica). *Journal of Experimental Medicine*. 23, p.377–402, 1916.

INAGAKI, A.D.; OLIVEIRA, L.A.; DE OLIVEIRA, M.F.; SANTOS, R.C.; *et al.* Seroprevalence of antibodies for toxoplasmosis, rubella, cytomegalovirus, syphilis and HIV among pregnant women in Sergipe. *Rev Soc Bras Med Trop* 2009;42: 532–6.

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

JOHNSON, R.C.; FAINE, S. 1984. *Leptospira*, p 62–67. In KRIEG, N.R.; HOLT, J.G. (ed), *Bergey's Manual of Systematic Bacteriology*, vol 1. Williams & Wilkins, Baltimore, MD.

JONES, J. L.; DUBEY, J. P. Waterborne toxoplasmosis – recent developments. *Experimental Parasitology*, v. 124, p. 10–25, 2010.

JONES, K.; PATEL, N.; LEVY, M.; STOREYGARD, A.; *et al.* Global trends in emerging infectious diseases. *Nature*. 451, 990–993, 2008. <https://doi.org/10.1038/nature06536>

KMETY, E.; DIKKEN, H. Classification of the species *Leptospira interrogans* and history of its serovars. Groningen, The Netherlands: University Press Groningen; 1993.

KRAWCZAK, F. S.; AGOSTINHO, W.C; POLO, G; MORAES-FILHO, J.; LABRUNA, M.B. Comparative evaluation of *Amblyomma ovale* Ticks infected and noninfected by *Rickettsia* sp. strain Atlantic rainforest, the agente of an emerging rickettsiosis in Brazil. *Ticks and Tick-Borne Diseases*, Amsterdam, v. 7, n. 3, p. 502-507, 2016.

LABRUNA, M.B. Ecology of *Rickettsia* in South America. *Annals of de New York Academy of Sciences*, v. 1166, p. 156-166, 2009. doi: 10.1111/j.1749-6632.2009.04516.x.

LABRUNA, M.B.; JORGE, R.S.; SANA, D.A.; JÁCOMO, A.T.; *et al.* Ticks (Acari: Ixodida) on wild carnivores in Brazil. *Exp Appl Acarol*. 2005;36(1-2):149-63. doi: 10.1007/s10493-005-2563-1. PMID: 16082932.

LABRUNA, M.B.; WHITWORTH, T.; BOUYER, D.H.; MCBRIDE, J.; *et al.* *Rickettsia bellii* and *Rickettsia amblyommii* in *Amblyomma* ticks from the State of Rondônia,

Western Amazon, Brazil. J Med Entomol. 2004 Nov;41(6):1073-81. doi: 10.1603/0022-2585-41.6.1073. PMID: 15605647.

LABRUNA, M. B.; CAMARGO, L.M.A.; TERRASSINI, F.A.; FERREIRA, F.; *et al.* "Ticks (Acari: Ixodidae) from the state of Rondônia, western Amazon, Brazil," Systematic and Applied Acarology 10(1), 17-32, 2005a. <https://doi.org/10.11158/saa.10.1.5>

LACAZ, C. da S. Conceituação, atualidade e interesse do tema, súmula histórica. In: LACAZ, C. da S.; BARUZZI, R. G.; SIQUEIRA Jr, W. Introdução à geografia médica do Brasil. São Paulo: EDUSP, 1972. 568p.

LAGO, E. G.; ENDRES, M. M.; da CUNHA SCHEEREN, M. F.; FIORI, H. H. Ocular outcome of Brazilian patients with congenital toxoplasmosis. The Pediatric Infectious Disease Journal, v. 40, n. 1, p. e21-e27, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1097/INF.0000000000002931>.

LANA, M.; TAFURI, W.L. *Trypanossoma cruzi* e Doença de Chagas. In: Neves DP. Parasitologia humana. 12ed. São Paulo: Atheneu; 2012. p. 89-114.

LARANJA, F.S.; DIAS, E.; NOBREGA, G. Clínica e terapêutica da doença de Chagas. Mem. Inst. Oswaldo Cruz. 1948;46(2):73-529.

LELONG, B.; RAHELIMINO, B.; CANDOLFI, E.; RAVELOJAONA, B. J.; *et al.* Prevalence of toxoplasmosis in population of pregnant women in Antananarivo (Madagascar). Bulletin de la Société de Pathologie Exotique. 88(1) p.46- 49, 1995.

LÉLU, M.; VILLENA, I.; DARDE, M-L.; AUBERT, D.; *et al.* Quantitative estimation of the viability of *Toxoplasma gondii* oocysts in soil. Applied and Environmental Microbiology 78, p.5127–5132, 2012.

LEMOS, J. C.; LIMA, S. do C. A Geografia Médica e as Doenças Infecto-Parasitárias. Caminhos da Geografia, v. 3, n. 6, 2002.

LEVETT, P. N. Leptospirosis. Clinical Microbiology Reviews, 14, 2, p. 296-326, 2001. doi:10.1128/CMR.14.2.296-326.2001.

LEVETT, P. N. Systematics of leptospiraceae. Current Topics in Microbiology and Immunology. 2015, 387 p.11-20. doi: 10.1007/978-3-662-45059-8_2.

LEVETT, P. N.; HAAKE, D. A. *Leptospira* species (leptospirosis). Principles and Practice of infectious diseases. Philadelphia: Churchill Livingstone Elsevier, 2010.

LIMA, M. M.; ALVES, R. V.; COSTA, J. N. G.; ALBUQUERQUE e SILVA, R.; *et al.* Doença de Chagas. In: Boletim Epidemiológico- Vigilância em Saúde no Brasil 2003/2019 da criação da secretária de vigilância em saúde aos dias atuais; Coordenação-Geral de Vigilância de Zoonoses e Doenças de Transmissão Vetorial; 2019. Disponível em: <https://www.gov.br/saude/pt-br/centrais-de-conteudo/publicacoes/svsa/raiva/boletim-especial-vigilancia-em-saude-no-brasil-2003-2019.pdf/view>

LIMA, V.L.C.; FIGUEIREDO, A.C.; PIGNATTI, M.G.; MODOLO, M. Febre maculosa no município de Pedreira, Estado de São Paulo, Brasil: Relação entre ocorrência de casos e parasitismo humano por ixodídeos. Ver Soc Brás Méd Trop. ; 28: 135-7, 1995.

LINDSAY, D. S.; COLLINS, M. V.; MITCHELL, S. M.; WETCH, C. N.; *et al.* Survival of *Toxoplasma gondii* oocysts in eastern oysters (*Crassostrea virginica*). J Parasitol. 2004; 90:1054–7. <https://doi.org/10.1645/GE-296R>

LOURIDO, S. *Toxoplasma gondii*. Trends in Parasitology.v.35, ed.11, p944-945,2019

LUITGARDS-MOURA, J.F; BORGES-PEREIRA, J.; COSTA, J.; ZAUZA, P.L.; ROSA-FREITAS, M.G. On the possibility of autochthonous Chagas disease in Roraima, Amazon Region, Brazil, 2000-2001. Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo 47:45-54, 2005.

MAIA DA SILVA, F., RODRIGUES, A. C., CAMPANER, M.,TAKATA, C. S.,*et al.* Randomly amplified polymorphic DNA analysis of *Trypanosoma rangeli* and allied species from human, monkeys and other sylvatic mammals of the Brazilian Amazon disclosed a new group and a species-specific marker. Parasitology 128, 283–294, 2004a.[doi:10.1017/S0031182003004554](https://doi.org/10.1017/S0031182003004554)

MAIA DA SILVA, F.; NOYES, H.; CAMPANER, M.; JUNQUEIRA, A. C.;*et al.*Phylogeny, taxonomy and grouping of *Trypanosoma rangeli* isolates from man, triatomines and sylvatic mammals from widespread geographical origin based on SSU and ITS ribosomal sequences. Parasitology, 129, 549–561, 2004b. [doi:10.1017/S0031182004005931](https://doi.org/10.1017/S0031182004005931)

MARKELL, E.K. Other Blood-and Tissue-Dwelling Protozoa in: Medical Parasitology, 6th Edition. WB Saunders Co: 131-138, 1986.

MARQUES, B. A.; ANDRADE, G. M. Q.; NEVES, S. P. F.; PEREIRA,F. H.; TALIM, M. C. T. Revisão sistemática dos métodos sorológicos utilizados em gestantes nos programas de triagem diagnóstica pré-natal da toxoplasmose. Rev Med Minas Gerais; 25 (Supl 6): S68-S81. 2015.

MARTINS, S. C.; VIANA, J. A. Toxoplasmosse – o que todo profissional de saúde deve saber. Clínica Veterinária, São Paulo, n.15, p.33-7,1998.

MARTINS-FILHO, P.R.; GÓES, M.A.D.O.; SÁ, S.L.C.S.; TELES, R.D.C.C.C.;*et al.*First autochthonous case of spotted fever in Sergipe State, Northeast Brazil. Trav Med Infect Dis, Article 102640, Volume 55, 1 September 2023. DOI: [10.1016/j.tmaid.2023.102640](https://doi.org/10.1016/j.tmaid.2023.102640)

MEDEIROS, A.P.; SOUZA, A.P. de; MOURA, A.B. de; LAVINA, M.S.; *et al.* Spotted fever group Rickettsia infecting ticks (Acari: Ixodidae) in the state of Santa Catarina, Brazil. Mem Inst Oswaldo Cruz. 2011;106(8):926–930. Available from: <https://doi.org/10.1590/S0074-02762011000800005>

MERHEJ, V.; RAOULT, D. Rickettsial evolution in the light of comparative genomics. Biol. Rev. Camb. Philos. Soc. 86:379–405, 2011.

MOERBECK, L.; VIZZONI, V.F.; MACHADO-FERREIRA, E.; CAVALCANTE, R.C.;*et al.* Rickettsia (Rickettsiales: Rickettsiaceae) vector biodiversity in high altitude Atlantic Forest fragments within a semiarid climate: a new endemic area of spotted-fever in Brazil. J Med Entomol.2016;53:1458-66.

MONTEIRO, J.C. Ocorrência de toxoplasmose em pacientes atendidos no Hospital Universitário Lauro Wanderley. João Pessoa. Trabalho de Conclusão de Curso

[Graduação em Farmácia] – Departamento de Ciência Farmacêuticas da Universidade Federal da Paraíba; 2014.

MONTEIRO, T.R.M.; ROCHA, K.S.; SILVA, J.; MESQUITA, G.S.S.; *et al.* Detection of *Toxoplasma gondii* in *Crassostrea* spp. oysters cultured in an estuarine region in eastern Amazon. *Zoonoses Public Health*. v.66, p.296–300, 2019.

MORAES, S.L.; DI SANTI, S.M.; SANCHEZ, M.C.A. Malária. In: Diagnóstico laboratorial das principais doenças infecciosas e autoimunes. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2013. cap.24. p.284-297.

MOREIRA, J.A.; MAGALHÃES, O. Thypho exanthematico em Minas Gerais. *Brasil-Médico*, v.44, p.465-470, 1935.

MORENS, D. M.; FOLKERS, G. K.; FAUCI, A. S. The challenge of emerging and re-emerging infectious diseases. *Nature*. 430, 242–249, 2004.

MORONI, R.B.; MAIA, J.D.F.; TADEI, W.P.; SANTOS, J.M.M. Genetic variability among *Anopheles* species belonging to the *Nyssorhynchus* and *Anopheles* subgenera in the Amazon region. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*. v.43, p.409–15, 2010.

MOURA, L.; BAHIA-OLIVEIRA, L.M.G.; WADA, M.Y.; JONES, J.L.; *et al.* Waterborne toxoplasmosis, Brazil, from field to gene. *Emerging Infectious Diseases* v.12, p.326-329, 2006.

NETTO, E. M; TADA, M. S; GOLIGHTLY, L.; KALTER, D. C.; *et al.* Conceitos de uma população local a respeito da leishmaniose mucocutânea em uma área endêmica. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*. v. 18, n.1, p. 33-37, 1985.

NIERI-BASTOS, F. A.; MARCILI, A; DE SOUSA, R; PADDOCK, C.D; LABRUNA, M.B. Phylogenetic evidence for the existence of multiple strains of *Rickettsia parkeri* in the New World. *Applied and Environmental Microbiology*, Washington, DC, v. 84, n. 8, p. e02872-17, 2018.

OLIVEIRA, F. A. S.; BICALHO, G. V. C.; SOUZA FILHO, L. D.; SILVA, M. J.; GOMES FILHO, Z. C. Características epidemiológicas dos pacientes com Doença de Chagas. *Rev. Bras. Med. Fam. e Com.*, 2 (6), 2006.

OLIVEIRA, R.G. Sentidos das Doenças Negligenciadas na agenda da Saúde Global: o lugar de populações e territórios. *Ciência saúde coletiva* [Internet]. 2018; 23(7):2291–302. Available from: <https://doi.org/10.1590/1413-81232018237.09042018>

OLIVEIRA, S.V. Tick-borne spotted fever in the northeast of Brazil: the series of cases a new endemic area. *Rev Med UFC*. 2016; 56:8-9.

OLIVEIRA, S.V.; GUIMARÃES, J.N.; RECKZIEGEL, G.C.; NEVES, B.M.; *et al.* An update on the epidemiological situation of spotted fever in Brazil. *J Venom Anim Toxins Incl Trop Dis*. 2016; 22:22.

OLIVEIRA, S.V.de; COSTA, R.M.F.; FERREIRA, G.; PEREIRA, S.V.C.; *et al.* Fatal case of spotted fever in a patient from Northeastern Brazil. *Revista Do Instituto De*

Medicina Tropical De São Paulo , 60 , e21, 2018. <https://doi.org/10.1590/S1678-9946201860021>

OLIVEIRA, T. G. Neotropical cats: ecology and conservation. São Luiz. EDUFMA, 1994.

OLIVEIRA, T. G.; CASSARO, K. Guia de campo dos felinos do Brasil. São Paulo. Instituto Pró-carnívoros, Fundação Parque Zoológico de São Paulo, Sociedade de Zoológicos do Brasil, Pró-Vida Brasil, 2005.

OLIVEIRA-FERREIRA, J.; LACERDA, M. V.; BRASIL, P.; LADISLAU, J. L.; *et al.* Malaria in Brazil: an overview. *Malaria journal*, v.9, n.1, p.1-15, 2010.

OLLIARO, P.L; BARNWELL, J.W.; BARRY, A.; MENDIS, K.; *et al.* Implications of *Plasmodium vivax* Biology for Control, Elimination, and Research. *Am J Trop Med Hyg.* 2016 Dec 28;95(6 Suppl):4-14. doi: 10.4269/ajtmh.16-0160. Epub 2016 Oct 31. PMID: 27799636; PMCID: PMC5201222.

PAGÈS, F.; POLYCARPE, D.; DEHECQ, J.-S.; PICARDEAU, M.; CAILLÈRE, N.; JAFFAR-BANDJEE, M.-C.; *et al* Human Leptospirosis on Reunion Island: Past and Current Burden. *Int. J. Environ. Res. Public Health* 2014, 11, 968-982. <https://doi.org/10.3390/ijerph110100968>

PARAÍBA. Casos autóctones inéditos de Malária por *P. vivax* no município de Conde na Paraíba: Nota Técnica nº 02/2019. Gestão Executiva de Vigilância em Saúde. 2019.

PAROLA, P; PADDOCK, C.D.; RAOULT, D. Tick-borne rickettsioses around the world: emerging diseases challenging old concepts. *Clin Microbiol* 2005; 18: 719-756.

PASTERNAK, S. Habitação e saúde. *Metrópole e Saúde. Estudos Avançados.* 2016; 30(86):51-66. DOI: <http://dx.doi.org/10.1590/S0103-40142016.00100004>

PEITER, P. C.; FRANCO, V. D. C.; GRACIE, R.; XAVIER, D. R.; SUÁREZ-MUTIS, M. C. Situação da malária na tríplice fronteira entre Brasil, Colômbia e Peru. *Cadernos de Saúde Pública*, v.29, n.12, p.2497-2512, 2013.

PEREIRA, F. A.; SILVANIA, C. C. (2019). Mapeamento de áreas propensas ao risco ambiental no Município de Santa Rita (PB) pelo uso de Sistema de Informações Geográficas. *Revista de Geociências do Nordeste.* 5, 78-90, 2019. 10.21680/2447-3359.2019v5n0ID17975.

PES. Plano Estadual de saúde 2024/2027. Secretaria de Estado da Saúde. Governo da Paraíba.2023. Disponível em: <https://lacen.pb.gov.br/publicacoes/arquivos/plano-estadual-de-saude-2024-2027-1.pdf/view> . Acesso em: 30/10/2024.

PETRAKOVSKY, J.; BIANCHI, A.; FISUN, H.; NÁJERA-AGUILAR, P.; PEREIRA, M.M. Animal Leptospirosis in Latin America and the Caribbean Countries: Reported Outbreaks and Literature Review (2002–2014). *Int. J. Environ. Res. Public Health* 2014, 11, 10770-10789. <https://doi.org/10.3390/ijerph111010770>

PEYRON, F.; WALLON, M.; KIEFFER, F.; GARWEG, J. Toxoplasmosis. In: WILSON CB, NIZET V, MALDONADO YA, REMINGTON JS, KLEIN JO,. *Infectious diseases of the fetus and the newborn infant.* 8th ed. Philadelphia: Elsevier; 2016. p. 949–1042.

PICARDEAU, M. Diagnosis and epidemiology of leptospirosis. *Médecine et Maladies Infectieuses*. v.43, n.1p.1-9,.2013 doi:10.1016/j.medmal.2012.11.005

PINA-COSTA, A.; BRASIL, P.; DI SANTI, S. M.; DE ARAUJO, M. P.; *et al.* Malaria in Brazil: what happens outside the Amazonian endemic region. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, v.109, n.5, p.618–633, 2014. <https://doi.org/10.1590/0074-0276140228>

PINTER, A.; HORTA, MC; PACHECO, R.C.; MORAES-FILHO, J.; LABRUNA, M.B. Serosurvey of *Rickettsia* spp. in dogs and humans from an endemic area for Brazilian spotted fever in the State of São Paulo, Brazil. *Cad Saúde Pública* [Internet]. 2008;24(2):247–52. Available from: <https://doi.org/10.1590/S0102-311X2008000200003>

PINTER, A.; LABRUNA, M.B. Isolation of *Rickettsia rickettsii* and *Rickettsia bellii* in cell culture from the tick *Amblyomma aureolatum* in Brazil. *Ann N Y Acad Sci*. 2006 Oct;1078:523-9. doi: 10.1196/annals.1374.103. PMID: 17114770.

PINTER, A.; SABBO, C.; LEITE, R.; SPINOLA, R.; ANGERAMI, R. Informe técnico febre maculosa brasileira. *Boletim Epidemiológico Paulista*. v.18, n.213, p.54-78, 2021. Disponível em: <https://bit.ly/3NHX3kl>.

PINTER, A; DIAS, R.A.; GENNARI, S.M.; LABRUNA, M.B. Study of the seasonal dynamics, life cycle, and host specificity of *Amblyomma aureolatum* (Acari: Ixodidae). *J Med Entomol* 2004; 41:324-32.

PIZA, J.T.; MEYER, J.R.; GOMES, L.S. Typho exantematico de São Paulo. São Paulo: Sociedade Imprensa Paulista. 1932.

PRUDÊNCIO, M; RODRIGUEZ, A; MOTA, M.M. The silent path to thousands of merozoites: the Plasmodium liver stage. *Nat Rev Microbiol*. 2006 Nov;4(11):849-56. doi: 10.1038/nrmicro1529. PMID: 17041632.

PRÜSS-ÜSTÜN, A.; NEIRA, M. Preventing disease through healthy environments: a global assessment of the burden of disease from environmental risks. Geneva: World Health Organization; 2016.

QUEIROZ FILHO, A. P. de. As definições de assentamentos precários e favelas e suas implicações nos dados populacionais: abordagem da análise de conteúdo. *Urbe. Revista Brasileira De Gestão Urbana*, 7(3), 340–353, 2015. <https://doi.org/10.1590/2175-3369.007.003.AO03>

QUEISSADA, D. D.; PACHECO, F. K. Fundamentos de saúde única. Ed.61. Editora AGES, 2021.

RAMADASS, P.; JARVIS, B.D.W.; CORNER, R.J.; PENNY, D.; MARSHALL, R.B. Genetic characterization of pathogenic *Leptospira* species by DNA hybridization. *International journal of systematic bacteriology* v.42, p.215-219, 1992.

RAMASAMY, R. Zoonotic malaria - global overview and research and policy needs. *Frontiers in public health*. 2014;2:123.

- REBOUÇAS, E.C; DOS SANTOS, E.L; DO CARMO, M.L.S; CAVALCANTE, Z; FAVALI, C. Seroprevalence of Toxoplasma infection among pregnant women in Bahia, Brazil. *Trans R Soc Trop Med Hyg.* 2011;105(11):670-1.
- RECHT, J.; SIQUEIRA, A.M.; MONTEIRO, W.M.; HERRERA, S.M.; *et al.* Malaria in Brazil, Colombia, Peru and Venezuela: current challenges in malaria control and elimination. *Malaria Journal.* v.16, p.273–91, 2017.
- REMINGTON, D.G Toxoplasmosis. In: REMINGTON, J.S & KLEIN, J. O. Infectious diseases of fetus and newborn infant Philadelphia: W.B. Saunders, 90-195, 1990.
- REMINGTON, J.S; MCLEOD, R.; THULLIEZ, P.; DESMONTS, G. Toxoplasmosis. In: REMINGTON JS, KLEIN JO, WILSON CB, BAKER CJ. Infectious diseases of fetus and newborn infant, 6th ed. Philadelphia: Elsevier-Saunders Company, 2006. pp. 947 – 1091.
- REY, L. Parasitologia: parasitos e doenças parasitárias do homem nos trópicos ocidentais. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan; 2008.
- RIBEIRO, A. R.; MENDONÇA, V. J.; ALVES, R. T.; MARTINEZ, I.; DE ARAUJO, R. F.; MELLO, F.; DA ROSA, J. A. Trypanosoma cruzi strains from triatomine collected in Bahia and Rio Grande do Sul, Brazil. *Rev Saúde Pública,* 48:296-303, 2014.
- RIBEIRO, A.L.P.; ROCHA, M.O da C. Forma indeterminada da doença de Chagas: considerações acerca do diagnóstico e do prognóstico. *Rev Soc Bras Med Trop [Internet].* 1998;31(3):301–14. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S0037-86821998000300008>
- RILEY, L. W.; KO, A. I.; UNGER, A.; REIS, M. G. Slum health: diseases of neglected populations. *BMC Int Health Hum Rights* 7: 2, 2007. DOI: 10.1186/1472-698X-7-2.
- ROBERT-GANGNEUX, F.; DARDÉ, M.L. Epidemiology of and diagnostic strategies for toxoplasmosis. *Clinical Microbiology Reviews.* v.25, p.264–96, 2012.
- RODRIGUES, A. C.; PAIVA, F.; CAMPANER, M.; STEVENS, J. R.; *et al.* Phylogeny of *Trypanosoma (Megatrypanum) theileri* and related trypanosomes reveals lineages of isolates associated with artiodactyl hosts diverging on SSU and ITS ribosomal sequences. *Parasitology* 132, 215–224, 2006. doi:10.1017/S0031182005008929.
- RODRIGUES, C. F. M.; *et al.* Desafios da saúde pública no Brasil: relação entre zoonoses e saneamento. *Scire Salutis,* v.7, n.1, p.27-37, 2017.
- RODRIGUES, I; RODRIGUES, T.P.T; FARIAS, M.S.S.; ARAÚJO, A.F. Diagnóstico dos impactos ambientais advindos de atividades antrópicas na margem do rio Sanhauá e Paraíba. Centro Científico Conhecer - ENCICLOPÉDIA BIOSFERA, Goiânia, v.5, n.8, 2009.
- SALAZAR-XIRINACHS, J. M. (2023), “Repensar, reimaginar, transformar: los ‘qué’ y los ‘cómo’ para avanzar hacia un modelo de desarrollo más productivo, inclusivo y sostenible”, *Revista CEPAL, N° 141 (LC/PUB.2023/29-P/-*)*, Santiago, Comisión Económica para América Latina y el Caribe (CEPAL)

SANGIONI, L. A.; HORTA, M. C.; VIANNA, M. C. B.; GENNARI, S. M.; *et al.* Rickettsial Infection in Animals and Brazilian Spotted Fever Endemicity. *Emerging Infectious Diseases*, v.11, n.2, p.265-270, 2005.

SANTANA, V. L. Doença de Chagas em cães naturalmente infectados em região do semiárido nordestino. 2011. 68p. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) - Universidade Federal de Campina Grande, 2011.

SCHUMACHER, A. C.; ELBADAWI, L. I.; DESALVO, T.; STRAILY, A.; *et al.* Toxoplasmosis Outbreak Associated With *Toxoplasma gondii*-Contaminated Venison-High Attack Rate, Unusual Clinical Presentation, and Atypical Genotype. *Clinical infectious diseases*. v.72, n.9, p.1557–1565, 2021. <https://doi.org/10.1093/cid/ciaa285>

SCOLARI, C.; TORTI, C.; BELTRAME, A.; MATTEELLI, A.; *et al.* Prevalence and distribution of soil-transmitted helminth (STH) infections in urban and indigenous schoolchildren in Ortigueira, State of Paraná, Brasil: implications for control. *Tropical medicine & international health*. v.5, n.4, p.302–307, 2000. <https://doi.org/10.1046/j.1365-3156.2000.00549.x>

SEIMENIS, A.M. The spread of zoonoses and other infectious diseases through the international trade of animals and animal products. *Veterinaria Italiana*, v.44, p.591-599, 2008.

SILVA, M.V.; CAMARGO, E.D.; BATISTA, L.; VAZ, A.J.; *et al.* Behaviour of specific IgM, IgG and IgA class antibodies in human leptospirosis during the acute phase of the disease and during convalescence. *The Journal of Tropical Medicine and Hygiene*. v.98, n.4, p.268-272, 1995. PMID: 7636924.

SILVEIRA, I.; PACHECO, R.C.; SZABÓ, M.P.; RAMOS, H.G.; LABRUNA, M.B. *Rickettsia parkeri* in Brazil. *Emerg Infect Dis*. 2007;13(7):1111-3. doi: 10.3201/eid1307.061397. PMID: 18214195; PMCID: PMC2878225.

SIMPSON, L. The mitochondrial genome of kinetoplast protozoa: genomic organization, transcription, replication, and evolution. *Annual Review of Microbiology* v.41, p.363-382, 1987.

SINAN. Sistema de Informação de Agravos de Notificação. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde. DATASUS. Tabnet. Brasília, Distrito Federal. Disponível em: <https://datasus.saude.gov.br/informacoes-de-saude-tabnet/> . Acesso em: 21 ago. 2024.

SMITH, N.C.; GOULART, C.; HAYWARD, J.A.; KUPZ, A.; *et al.* Control of human toxoplasmosis. *Int J Parasitol*. 2021;51(2-3):95-121. doi:10.1016/j.ijpara.2020.11.001

SOARES, L.C.; GRIESINGER, M. O.; DACHS, J. N.; BITTNER, M. A.; TAVARES, S. Inequities in access to and use of drinking water services in Latin America and the Caribbean. *Revista Panamerica Salud Publica* v.11, n.5–6, p.386–396, 2002.

SOUZA, H.P.; de OLIVEIRA, W.T.G.H.; Dos SANTOS, J.P.C.; TOLEDO, J.P.; *et al.* Doenças infecciosas e parasitárias no Brasil de 2010 a 2017: aspectos para vigilância em saúde. *Revista Panamericana de Salud Publica*, 2020; 44: 1-7.

- SOLIDORIO, M.G.; LABRUNA, M.B.; MANTOVANI, E.; BRANDÃO, P.E.; *et al.* Novel spotted fever group rickettsiosis, Brazil. *Emerg Infect Dis.* 2010; 16:521-3.
- SROKA, S.; BARTELHEIMER, N.; WINTER, A.; HEUKELBACH, J.; *et al.* Prevalence and risk factors of toxoplasmosis among pregnant women in Fortaleza, Northeastern Brazil. *Am J Trop Med Hyg* 2010; 83:528–33.
- STELZER, S; BASSO, W.; BENAVIDES SILVÁN, J.; ORTEGA-MORA, L.M.; *et al.* *Toxoplasma gondii* infection and toxoplasmosis in farm animals: risk factors and economic impact. *Food Waterborne Parasitology.* v.15, e00037, 2019.
- STEVENS, J.; RAMBAUT, A. Evolutionary rate differences in trypanosomes. *Infection, Genetics and Evolution.* Volume 1, Issue 2, 2001, p.143-150.
- STIMSON, A. M. Note on an organism found in yellow-fever tissue. *Public Health Reports (Washington).* v.22, p.541, 1907.
- SUN, R. G.; LIU, Z. L.; WAG, D. C. The prevalence of *Toxoplasma* infection among pregnant women and their newborn infants in Chengdu. *Zhonghua Liu Xing Bing Xue Za Zhi.* v.16, n.2, p.98-100, 1995.
- SZABÓ, M. P. J.; PINTER, A.; LABRUNA, M. B. Ecology, biology and distribution of spotted fever tick vectors in Brazil. *Frontiers in Cellular Infection Microbiology,* v. 3, p. 14-27, 2013. DOI: 10.3389/fcimb.2013.00027.
- TACHIBANA, H.; PAZ, K.C.; LANDIVAR, W.H.; KOBAYASHI, S.; *et al.* Survey for *Trypanosoma cruzi* infection in a municipality in northeast Brazil. *Tokai J Exp Clin Med.* 1999 outubro; 24(3):131-6. PMID: 10733161.
- TENTER, A.M; HECKEROTH, A.R.; WEISS, L.M. *Toxoplasma gondii*: from animals to humans. *International Journal for Parasitology* v.30, p.1217–1258, 2000.
- TERRY, J.; TRENT, M.; BARTLETT, M. A cluster of leptospirosis among abattoir workers. *Communicable Diseases Intelligence.* v.24, p.158–160, 2000.
- TORRES, C.M. Sobre a anatomia patológica da doença de Chagas. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz.* 1941;36(3):391-404.
- TRUEBA, G.; ZAPATA, S.; MADRID, K.; CULLEN, P.; HAAKE, D. Cell aggregation: a mechanism of pathogenic *Leptospira* to survive in fresh water. *Rockville Pike: International Microbiology.* n. 7, p. 35- 40, 2004.
- UHART, M.; PÉREZ, A.; ROSTAL, M.; ALANDIA, E.; *et al.* A ‘One Health’ approach to predict emerging zoonoses in the Amazon. *First Brazilian Conference on Wildlife and Human Health: Experiences and Perspectives,* Rio de Janeiro, October 2012. Part 3, p. 65–73, 2012.
- VASCONCELOS-SANTOS, D. V. Ocular manifestations of systemic disease: toxoplasmosis. *Current Opinion in Ophthalmology,* Hagerstown, MD, v. 23, n. 6, p. 543-550, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.1097/ICU.0b013e328358bae5>. Acesso em: 2023.

VAZ, R.S.; RAULI, P.; MELLO, R. G.; CARDOSO, M.A. Congenital Toxoplasmosis: A Neglected Disease? – Current Brazilian Public Health Policy. *Field Actions Science Reports*. v.3, p.1-9, 2011.

VIEIRA, A. B. D.; MONTEIRO, P. S. Comunidade quilombola: análise do problema persistente do acesso à saúde, sob o enfoque da bioética de intervenção. *Saúde Debate*, Rio de Janeiro, v. 37, n. 99, p. 610-618, 2013.

VIEIRA, A.M.L.; SOUZA, C.E.; LABRUNA, M.B.; MAYO, R.C.; *et al.* Manual de vigilância acarológica, Estado de São Paulo. São Paulo: Secretaria de Estado da Saúde de São Paulo; 2004.

VITTOR, A. Y.; PAN, W.; GILMAN, R. H.; TIELSCH, J.; *et al.* Linking deforestation to malaria in the Amazon: Characterization of the breeding habitat of the principal malaria vector, *Anopheles darlingi*. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, v.81, n.1, p.5–12, 2009.

WALLON, M; PEYRON, F. Congenital toxoplasmosis: a plea for a neglected disease. *Pathogens* 2018; 7(1):25

WEISS, L.M.; UDEM, S.A.; TANOWITZ, H.B.; WITTNER, M. Western blot analysis of the antibody response of patients with AIDS and toxoplasma encephalitis: antigenic diversity among *Toxoplasma* strains. *Journal of Infectious Diseases*. v.157, p.7-13, 1988.

WEISS, L.M; KIM, K. *Toxoplasma gondii*: the model apicomplexan: perspectives and methods. Illustrated ed. Academic Press; 2007, p. 367–86.

WHO. Expert Committee on the Control of Chagas Disease (2000 : Brasilia, Brazil) & World Health Organization. (2002). Control of Chagas disease : second report of the WHO expert committee. Geneva : World Health Organization. <http://www.who.int/iris/handle/10665/42443>

WHO. WORLD HEALTH ORGANIZATION. Leptospirosis: Fact Sheet. 2009. Disponível em: <https://www.who.int/publications/i/item/B4221>. Acessado em: 05 de out. de 2023

WHO. WORLD HEALTH ORGANIZATION. Chagas disease (American trypanosomiasis) 2023. Disponível em: [https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/chagas-disease-\(american-trypanosomiasis\)](https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/chagas-disease-(american-trypanosomiasis)). Acesso em: fevereiro de 2024.

WHO. WORLD HEALTH ORGANIZATION. World Malaria Report 2019. Geneva: World Health Organization; 2019. <https://www.who.int/publications/i/item/9789241565721>.

WHO. World malaria report 2020: 20 years of global progress and challenges. Geneva: World Health Organization; 2020. Licence: CC BY-NC-SA 3.0 IGO.

WOLFARTH-COUTO, B.; FILIZOLA, N.; DURIEUX, L. Padrão sazonal dos casos de malária e a relação com a variabilidade hidrológica no Estado do Amazonas, Brasil. *Revista Brasileira de Epidemiologia*, v.23, 2020. <https://doi.org/10.1590/1980-549720200018>

YASUDA, B.H.; STEIGERWALT, A.G.; SULZER, L.R.; KAUEHANN, A.F.; *et al.* Deoxyribonucleic acid relatedness between serogroups and serovars in the family Leptospiraceae with proposals for seven new Leptospira species. International journal of systematic bacteriology v.37, p.407-415, 1987.

ZANELLA, J. R. C. Zoonoses emergentes e reemergentes e sua importância para saúde e produção animal. Pesquisa Agropecuária Brasileira. 51 (05), 2016. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2016000500011>

UNIVERSIDADE DE SANTO
AMARO - UNISA



PARECER CONSUBSTANCIADO DO CEP

DADOS DO PROJETO DE PESQUISA

Título da Pesquisa: Estudo da prevalência de parasitoses, de agentes zoonóticos na comunidade do Assentamento Boa Vista, no Município de Santa Rita (Paraíba).

Pesquisador: ARLEI MARCILI

Área Temática:

Versão: 2

CAAE: 10468919.5.0000.0081

Instituição Proponente: Universidade de Santo Amaro - UNISA

Patrocinador Principal: Financiamento Próprio

DADOS DO PARECER

Número do Parecer: 3.268.439

Apresentação do Projeto:

Trata-se de um estudo transversal que se destina a investigar a prevalência de parasitas intestinais (protozoários e helmintos) e dos fatores-chave envolvidos na epidemiologia das enteroparasitoses, a partir do estudo enteroparasitológico na comunidade do Assentamento Boa Vista, no município de Santa Rita PB, através da ONG "Casa dos Sonhos", que atende cerca de 130 crianças, sendo colhidas amostras biológicas desse grupo, seus respectivos pais/responsáveis, outros familiares e demais indivíduos dispostos a participar da pesquisa. Prevê-se também estimar a prevalência de outras parasitoses humanas endêmicas (Leishmaniose, Toxoplasmose, Doença de Chagas, Malária e outras) ampliando o estudo com finalidade de fornecer informações sobre toda comunidade do município a partir da amostra.

Objetivo da Pesquisa:

Objetivo Primário: O objetivo principal é o estudo epidemiológico das parasitoses zoonóticas e não zoonóticas.

Objetivo Secundário: Objetiva-se, portanto determinar as principais doenças parasitárias e seus respectivos agentes etiológicos, endêmicos e/ou epidêmicos, observando a incidência e/ou

ocorrência, assim como os fatores que favorecem a proliferação dessas parasitoses, para que possam ser diagnosticadas para num segundo momento serem realizados programas de tratamento e controle. Além disso, propor a educação continuada sobre os principais agentes identificados junto a população.

Avaliação dos Riscos e Benefícios:

Riscos: Venopunção braquial e coleta de amostras de fezes. Experimento com pouco ou nenhum desconforto ou estresse. Todas intercorrências referentes a punção venosa como possíveis edemas e hematomas terão toda a assistência da equipe de profissionais envolvidos no estudo.

Benefícios: Os benefícios virão após a conclusão da pesquisa e divulgação dos resultados, através dos quais será possível melhor caracterização da população estudada e, com isso, planejamentos em saúde mais eficazes. Além disso, haverá encaminhamento à indivíduos sabidamente doentes identificados através desta pesquisa.

Comentários e Considerações sobre a Pesquisa:

- Descrição dos objetivos e hipóteses a serem testadas: De acordo- Metodologia: De acordo.
- Análise crítica de riscos e benefícios: De acordo.
- Duração total da pesquisa, a partir da aprovação (cronograma): De acordo.
- Orçamento: De acordo.

Considerações sobre os Termos de apresentação obrigatória:

- Folha de rosto: de acordo;
- Declaração - de acordo;
- Metodologia: adequada;
- Riscos: de acordo;
- TCLE: De acordo;
- Cronograma: adequado.
- Orçamento: De acordo

Conclusões ou Pendências e Lista de Inadequações:

Aprovado.

Considerações Finais a critério do CEP:

Este parecer foi elaborado baseado nos documentos abaixo relacionados:

Tipo Documento	Arquivo	Postagem	Autor	Situação
Informações Básicas do Projeto	PB_INFORMAÇÕES_BÁSICAS_DO_PROJETO_1311506.pdf	10/04/2019 12:18:02		Aceito
Outros	QUESTIONARIO_SOCIOECONOMICO.docx	25/03/2019 15:53:34	ARLEI MARCILI	Aceito
TCLE / Termos de Assentimento / Justificativa de Ausência	TCLE_ADULTOS.docx	25/03/2019 15:51:35	ARLEI MARCILI	Aceito
TCLE / Termos de Assentimento / Justificativa de Ausência	TCLE_CRIANCAS.docx	25/03/2019 15:51:25	ARLEI MARCILI	Aceito
Outros	DECLARACAO_PROJ.pdf	21/03/2019 16:36:01	ARLEI MARCILI	Aceito
Projeto Detalhado / Brochura Investigador	Projeto_infecto_parasito_RT.docx	21/03/2019 16:30:07	ARLEI MARCILI	Aceito
Folha de Rosto	FRArleiMarcili.pdf	19/03/2019 12:28:17	ARLEI MARCILI	Aceito

Situação do Parecer:

Aprovado

Necessita Apreciação da CONEP:

Não

SAO PAULO, 16 de Abril de 2019

**Assinado por:
Ana Paula Ribeiro
(Coordenador(a))**

Endereço: Rua Prof. Enéas de Siqueira Neto, 340

Bairro: Jardim das Imbuías

CEP: 02.450-000

UF: SP

Município: SAO PAULO

Telefone: (11)2141-8687

E-mail: pesquisaunisa@unisa.br