



UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA
CENTRO DE CIÊNCIAS DA SAÚDE
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM FARMÁCIA

MARINA ARAÚJO DA SILVA

**Protozoários zoonóticos de veiculação hídrica em uma laguna urbana
turística no sul do Brasil: riscos à saúde pública sob pressões sazonais e
antropogênicas**

Florianópolis

2025

Marina Araújo da Silva

Protozoários zoonóticos de veiculação hídrica em uma laguna urbana turística no sul do Brasil: riscos à saúde pública sob pressões sazonais e antropogênicas

Dissertação submetida ao Programa de Pós-Graduação em Farmácia da Universidade Federal de Santa Catarina para a obtenção do Grau de Mestre em Farmácia.

Orientadora: Profa. Dra. Karin Silva Caumo

Coorientador: Prof. Dr. Diego Averaldo Guiguet Leal

Florianópolis

2025

da Silva, Marina Araújo

Protozoários zoonóticos de veiculação hídrica em uma laguna urbana turística no sul do Brasil: riscos à saúde pública sob pressões sazonais e antropogênicas / Marina Araújo da Silva ; orientadora, Karin Silva Caumo, coorientador, Diego Averaldo Guiguet Leal, 2025.

218 p.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Santa Catarina, Centro de Ciências da Saúde, Programa de Pós-Graduação em Farmácia, Florianópolis, 2025.

Inclui referências.

1. Farmácia. 2. Protozoários patogênicos. 3. Monitoramento ambiental. 4. Balneabilidade. 5. Lagoa da Conceição. I. Caumo, Karin Silva. II. Leal, Diego Averaldo Guiguet . III. Universidade Federal de Santa Catarina. Programa de Pós-Graduação em Farmácia. IV. Título.

Marina Araújo da Silva

PROTOZOÁRIOS ZONÓTICOS DE VEICULAÇÃO HÍDRICA EM UMA LAGUNA URBANA
TURÍSTICA NO SUL DO BRASIL: RISCOS À SAÚDE PÚBLICA SOB PRESSÕES SAZONAIS E
ANTROPOGÊNICAS

O presente trabalho em nível de Mestrado foi avaliado e aprovado, em 10 de julho de 2025, pela banca
examinadora composta pelos seguintes membros:

Prof.(a) Thais Cristine Marques Sincero, Dr.(a)
Universidade Federal de Santa Catarina

Prof.(a) Juliane Greinert Goulart, Dr.(a)
Universidade Federal de Santa Catarina

Prof.(a) Maria Fantinatti Fernandes da Silva, Dr.(a)
Universidade do Estado do Rio de Janeiro

Certificamos que esta é a versão original e final do trabalho de conclusão que foi julgado adequado
para obtenção do título de Mestre em Farmácia.



Documento assinado digitalmente
Hellen Karine Stulzer Koerich
Data: 09/10/2025 08:30:09-0300
CPF: ***.715.259-**
Verifique as assinaturas em <https://v.ufsc.br>

Coordenação do Programa de Pós-Graduação



Documento assinado digitalmente
Karin Silva Caumo
Data: 09/10/2025 06:38:11-0300
CPF: ***.472.970-**
Verifique as assinaturas em <https://v.ufsc.br>

Prof.(a) Karin Silva Caumo, Dr.(a)
Orientador(a)

Florianópolis, 2025.

Assim como a água molda a paisagem com sua constante fluidez, também molda o destino da humanidade, fluindo entre desafios e oportunidades, entre escassez e abundância.

AGRADECIMENTOS

Primeiramente, agradeço a Deus pela dádiva da vida e pelas pessoas iluminadas que foram colocadas em meu caminho. Sem Ele, certamente nada disso seria possível.

À minha mãe, Claudete Araújo, e à minha avó, Ivete Araújo, meu amor eterno e minha maior inspiração. Mulheres de força incomparável, exemplos de perseverança, dignidade e generosidade. Vocês são meu alicerce e minha motivação diária. Seus abraços e refeições quentinhas foram fundamentais para que eu seguisse em frente, mesmo nos dias mais difíceis. Obrigada por sempre acreditarem em mim.

Ao meu pai, Jorge Meirelles da Silva, pelas palavras de incentivo e pelo apoio constante. Aos meus tios Sidemar Araújo e Edneia Chagas, pelas conversas profundas, pelas reflexões e pelo carinho pela vida acadêmica, que tanto me inspiraram. Aos meus tios Rudimar Araújo e Mara Araújo, que, mesmo à distância, sempre vibraram com cada pequena conquista desta jornada e fizeram o possível para estarem presentes.

Aos familiares e amigos que, de diferentes formas, estiveram comigo com apoio, escuta e incentivo: minha profunda gratidão. À Joice de Jesus, que me atura há mais de uma década, pela amizade sólida e pelas conversas que tantas vezes renovaram minhas forças. Ao David Rodrigues, meu vizinho e confidente. Em especial, ao Wellington Galles, pelo auxílio essencial nas análises estatísticas e por ser meu amigo incansável mesmo após longas horas de trabalho.

Ao LADIPE, grupo de pesquisa do qual faço parte desde 2019, e que me acolheu desde a graduação. Agradeço especialmente a Gabriella Machado e Gabrieli Israel, pelo companheirismo, paciência, choros e risadas. Vocês tornaram a rotina mais leve e enriquecedora.

Minha gratidão profunda ao meu parceiro de mestrado, Pablo Marzanni, pela amizade, pela parceria, pelos perrengues e pelas risadas. Sem você, a caminhada teria sido muito mais solitária.

Aos colegas do grupo MIMA, Mateus, Juliana e Gustavo, pela parceria nas coletas, pelo suporte nas análises de sequenciamento e pela alegria compartilhada na vida acadêmica.

À equipe do LBMMS, em especial a Marcos e Fernando, por todo o suporte técnico, pela paciência e pela atenção desde os tempos da graduação. Vocês são muito especiais.

À professora Dra. Jaqueline Oliveira, pelo suporte nos experimentos de sequenciamento. À Dra. Gessica Melo, pela ajuda nas análises moleculares, pela paciência e carinho. À professora Dra. Juliane Goulart, pelo suporte, apoio e conversas acolhedoras e motivadoras.

Ao meu coorientador, professor Dr. Diego Leal, pela confiança, orientação técnica, disponibilidade e leveza com que conduz o trabalho.

De forma especial, à minha orientadora, professora Dra. Karin Silva Caumo, por todo o carinho, paciência, orientação, e por compartilhar sua visão apaixonante sobre o mundo e sobre a ciência, algo que encanta a todos ao seu redor. Com certeza, o mundo dos protozoários não seria o mesmo sem você.

Aos membros da banca de qualificação e de defesa, agradeço por todas as valiosas contribuições que enriqueceram este trabalho.

Agradeço também a toda a equipe da Divisão de Análises Clínicas do Hospital Universitário, à Universidade Federal de Santa Catarina e ao Programa de Pós-Graduação em Farmácia, pela formação sólida e pelas oportunidades oferecidas ao longo desta jornada.

À FAPESC e à CASAN, pelo financiamento e apoio institucional, sem os quais este projeto não teria sido viável.

Por fim, a todos e todas que, de alguma forma, fizeram parte desta trajetória: esta conquista é nossa, antes de ser minha.

Muito obrigada!

Dedico este trabalho à minha família, meu porto seguro e farol em meio às tempestades.

RESUMO

Protozoários patogênicos como *Cryptosporidium* spp., *Giardia duodenalis*, *Blastocystis* sp. e *Toxoplasma gondii* têm ganhado destaque como agentes emergentes de doenças veiculadas pela água, sobretudo em regiões com infraestrutura de saneamento deficiente. Apesar de sua importância para a saúde pública, o monitoramento ambiental desses organismos ainda é escasso, especialmente em ecossistemas de transição, como lagoas costeiras. O objetivo do estudo foi investigar a ocorrência, distribuição espacial e frequência temporal, e as associações ambientais de quatro protozoários veiculados por água em uma laguna costeira subtropical, semiaberta e urbanizada (Lagoa da Conceição, Brasil), integrando análises parasitológicas, físico-químicas, moleculares e de risco à saúde humana. Foram coletadas 56 amostras de água superficial, entre fevereiro de 2023 e fevereiro de 2024, em oito pontos georreferenciados. A detecção dos protozoários foi realizada por microscopia de epifluorescência e *Nested*-PCR, enquanto parâmetros físico-químicos foram determinados *in situ* e em laboratório. As análises estatísticas incluíram PCA, Kruskal-Wallis, Mann-Whitney, testes exatos de Fisher, índices de diversidade e análise de agrupamento. A avaliação quantitativa de risco microbiológico (QMRA) foi aplicada para estimar o risco anual de infecção associado à exposição recreativa por *G. duodenalis* e *Cryptosporidium* spp. Todas as amostras apresentaram pelo menos um protozoário, indicando contaminação universal (100%). *Blastocystis* sp. foi o mais frequente (87,5%), seguido por *Cryptosporidium* spp. (75%), *G. duodenalis* (66,1%) e *T. gondii* (23,2%). O sequenciamento genômico confirmou a identidade de *T. gondii* em 61,5% das amostras PCR-positivas. Apenas *T. gondii* apresentou variação temporal ($p = 0,0366$), com menor ocorrência no verão. Foram observadas diferenças espaciais marcantes, com os pontos LC1, LC2 e LC7 apresentando maior frequência de protozoários. As análises multivariadas indicaram associações significativas entre a presença de protozoários e parâmetros como salinidade, condutividade elétrica, pH e sólidos totais. A análise de risco (QMRA) revelou que, em alguns cenários de exposição, o risco anual de infecção por *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp. ultrapassou o limite aceitável de 1 caso por 10.000 pessoas/ano estabelecido pela OMS, e limite de 3,6% da USEPA, indicando riscos reais à saúde pública, especialmente em locais com maior concentração dos parasitos. Os resultados demonstram contaminação persistente por protozoários em um corpo hídrico de uso recreacional intenso, com risco potencial à saúde humana. A associação com parâmetros físico-químicos reforça a necessidade de vigilância integrada e contínua, que inclua indicadores parasitológicos nos programas de monitoramento da qualidade da água. Este estudo oferece dados inéditos para uma laguna costeira semiaberta no Sul do Brasil, contribuindo para os compromissos globais de saúde e saneamento.

Palavras-chave: Lagoa da Conceição; Estuário; Protozoários patogênicos; Monitoramento ambiental; Balneabilidade.

ABSTRACT

Pathogenic protozoa such as *Cryptosporidium* spp., *Giardia duodenalis*, *Blastocystis* sp., and *Toxoplasma gondii* have emerged as significant waterborne pathogens, especially in regions with inadequate sanitation infrastructure. Despite their relevance to public health, environmental monitoring of these organisms remains limited, particularly in transitional ecosystems such as coastal lagoons. This study aimed to investigate the occurrence, spatial and seasonal distribution, and environmental associations of four waterborne protozoa in a subtropical, semi-enclosed, urbanized coastal lagoon (Conceição Lagoon, Brazil), integrating parasitological, physicochemical, molecular, and microbial risk assessment approaches. A total of 56 surface water samples were collected from eight georeferenced sites between February 2023 and February 2024. Protozoa detection was performed using epifluorescence microscopy and Nested-PCR, while physicochemical parameters were measured in situ and in the laboratory. Statistical analyses included PCA, Kruskal-Wallis, Mann-Whitney, Fisher's exact tests, diversity indices, and clustering analysis. Quantitative Microbial Risk Assessment (QMRA) was applied to estimate the annual infection risk associated with recreational exposure to *G. duodenalis* and *Cryptosporidium* spp. All samples were positive for at least one protozoan, indicating widespread contamination (100%). *Blastocystis* sp. was the most frequently detected (87.5%), followed by *Cryptosporidium* spp. (75%), *G. duodenalis* (66.1%), and *T. gondii* (23.2%). Genomic sequencing confirmed *T. gondii* identity in 61.5% of PCR-positive samples. Only *T. gondii* exhibited seasonal variation ($p = 0.0366$), with lower occurrence in summer. Notable spatial differences were observed, with sites LC1, LC2, and LC7 presenting greater protozoan frequency. Multivariate analyses revealed significant associations between protozoan presence and environmental parameters such as salinity, electrical conductivity, pH, and total solids. QMRA results showed that, under certain exposure scenarios, the annual infection risk for *Cryptosporidium* spp. and *Giardia* spp. exceeded both the WHO threshold of 1 case per 10,000 people/year and the USEPA benchmark of 3.6%, indicating real public health concerns, particularly in sites with higher parasite concentrations. These findings demonstrate persistent protozoan contamination in a high-use recreational waterbody, with potential health risks to the population. The association with physicochemical parameters underscores the need for integrated and continuous surveillance that includes parasitological indicators in water quality monitoring programs. This study provides novel data from a semi-enclosed coastal lagoon in southern Brazil, contributing to global efforts toward health and sanitation goals.

Keywords: Conceição Lagoon; Estuary; Pathogenic protozoa; Environmental monitoring; Recreational water quality.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Imagem aérea da Lagoa da Conceição em Florianópolis (SC), impactada por efluentes e sedimentos após o rompimento da Lagoa de Evapoinfiltração (LEI), 2021....	13
Figura 2 - Localização dos pontos amostrais da região Sul da Lagoa da Conceição (Florianópolis, SC).	44
Figura 3 - Localização dos pontos amostrais da região Norte da Lagoa da Conceição (Florianópolis, SC).	45
Figura 4 - Etapas do processamento laboratorial das amostras hídricas.	47
Figura 5 - Fluxograma das etapas analíticas para detecção de protozoários patogênicos em amostras de água da Lagoa da Conceição.	48
Figura 6 - Padrões morfológicos fluorescentes de (oo)cistos observados pelo Ensaio de Imunofluorescência (IFA).....	52
Figura 7 - Fluxograma do modelo conceitual de exposição para <i>Cryptosporidium</i> spp. e <i>Giardia</i> spp. em águas recreacionais.	54
Figura 8 - Detecção visual de oocistos autofluorescentes de <i>Toxoplasma gondii</i> em condições laboratoriais.	58
Figura 9 - Localização e caracterização visual dos pontos de amostragem na Lagoa da Conceição (Florianópolis, SC).	70
Figura 10 – Boxplots representando a distribuição dos valores dos parâmetros físico-químicos entre os pontos amostrais (LC1-LC7 e LEVAP) na Lagoa da Conceição, durante o período de fevereiro de 2023 a fevereiro de 2024.	74
Figura 11 - Gráfico da Análise de Componentes Principais (PCA) dos parâmetros físico-químicos da água nos períodos climáticos chuvoso e seco.	75
Figura 12 - Boxplots representando a distribuição dos valores dos parâmetros físico-químicos entre os períodos de estiagem e de chuvas na Lagoa da Conceição, durante o período de fevereiro de 2023 a fevereiro de 2024.	78
Figura 13 - Estruturas parasitárias detectadas por imunofluorescência direta (IFA) em amostras da Lagoa da Conceição.....	81
Figura 14 - Distribuição da probabilidade anual de infecção por <i>Giardia</i> spp. para os grupos de exposição durante o período hidrológico do ano todo e estatísticas descritivas.....	85
Figura 15 - Distribuição da probabilidade anual de infecção por <i>Cryptosporidium</i> spp. para os grupos de exposição durante o período hidrológico do ano todo e estatísticas descritivas.	87

Figura 16 - Estruturas <i>Toxo-like</i> detectadas por microscopia de epifluorescência em amostras da Lagoa da Conceição.....	90
Figura 17 - Detecção de <i>Cryptosporidium</i> spp. a partir dos oligonucleotídeos descritos por Xiao et al (1999).....	92
Figura 18 - Detecção de <i>Cryptosporidium</i> spp. a partir dos oligonucleotídeos descritos por Silva et al (2013).	92
Figura 19 - Detecção de <i>Giardia duodenalis</i> a partir dos oligonucleotídeos descritos por Sulaiman et al. (2003).	93
Figura 20 - Detecção de <i>Giardia duodenalis</i> a partir dos oligonucleotídeos descritos por Monis et al (1996) e Lalle et al. (2005).....	94
Figura 21 - Detecção de <i>Blastocystis</i> sp. a partir dos oligonucleotídeos descritos por Clark (1997) e Scicluna et al. (2006).....	95
Figura 22 - Detecção de <i>Toxoplasma gondii</i> a partir dos oligonucleotídeos descritos por Grigg & Boothroyd (2001) e Alfonso et al. (2009).	96
Figura 23 - Interseção de amostras positivas por metodologias aplicadas.....	98
Figura 24 - Diagrama de Venn demonstrando as interseções entre as metodologias utilizadas para a detecção de <i>Cryptosporidium</i> spp., <i>Giardia duodenalis</i> e <i>Toxoplasma gondii</i>	99
Figura 25 – Frequência relativa de amostras contaminadas por número de protozoários e local.....	100
Figura 26 - Distribuição espacial da frequência de protozoários detectados e média por amostra.	101
Figura 27 - Distribuição do número de protozoários presentes por amostra entre os diferentes pontos de coleta.	102
Figura 28 - Clusters dos locais com base na detecção de protozoários (PCA).	103
Figura 29 - Presença de protozoários patogênicos em amostras com diferentes classificações de <i>E. coli</i> nos locais LC1 e LC3 (2023-2024).	104
Figura 30 - Amostras positivas por metodologias de detecção em cada local de coleta.	105
Figura 31 - Diagrama de interseção de protozoários confirmados por metodologias, por local de amostragem.....	106
Figura 32 - Rede de coocorrência entre protozoários detectados nas amostras.	107

Figura 33 - Análise de Componentes principais (PCA) entre parâmetros físico-químicos e presença de <i>Blastocystis</i> sp.	109
Figura 34 - Distribuição dos parâmetros físico-químicos na correlação com a presença de <i>Blastocystis</i> sp.	110
Figura 35 - Análise de Componentes principais (PCA) entre parâmetros físico-químicos e presença de <i>Toxoplasma gondii</i>	112
Figura 36 - Distribuição dos parâmetros físico-químicos na correlação com a presença de <i>Toxoplasma gondii</i>	114
Figura 37 - Análise de Componentes principais (PCA) entre parâmetros físico-químicos e presença de <i>Giardia duodenalis</i>	116
Figura 38 - Distribuição do parâmetro físico-químico na correlação com a presença de <i>Giardia duodenalis</i>	117
Figura 39 - Análise de Componentes principais (PCA) entre parâmetros físico-químicos e presença de <i>Cryptosporidium</i> spp.	118
Figura 40 - Distribuição do parâmetro físico-químico na correlação com a presença de <i>Cryptosporidium</i> spp.	118
Figura 41 - Ocorrências de protozoários por data e local de amostragem.	120
Figura 42 - Frequência relativa de detecção de protozoários por estação.	121

LISTA DE QUADROS

Quadro 1 - Surtos de doenças de veiculação hídrica associados a protozoários patogênicos documentados em escala global, por período e principais agentes etiológicos (1984-2022).	5
Quadro 2 - Caracterização das Unidades Hidrológicas (UH) da bacia da Lagoa da Conceição.	11
Quadro 3 - Critérios de indicadores fecais bacterianos para o monitoramento da balneabilidade de áreas costeiras e estuarinas de acordo com os principais órgãos ambientais globais.....	15
Quadro 4 - Valores de referência para a qualidade das águas recreacionais de acordo com a Organização Mundial da Saúde.	16
Quadro 5 - Critérios de qualidade para águas recreacionais marinhas relacionadas com taxas estimadas de doenças gastrointestinais pela Agência de Proteção Ambiental dos Estados Unidos (USEPA).	16
Quadro 6 - Critérios de qualidade para águas recreacionais marinhas relacionadas a taxas estimadas de doenças gastrointestinais pelo Departamento de Proteção Ambiental (EPD) de Hong Kong.....	17
Quadro 7 - Categorias da qualidade das águas recreacionais, segundo a Resolução do Conselho Nacional do Meio Ambiente (CONAMA) nº 274 de 2000, de acordo com os limites de <i>E. coli</i> , enterococos e coliformes termotolerantes.	17
Quadro 8 - Principais parâmetros e limites para as diferentes classes de águas salobras segundo Resolução do Conselho Nacional do Meio Ambiente (CONAMA) nº 357 de 2005.	18
Quadro 9 - Espécies validadas do gênero <i>Cryptosporidium</i> : principais hospedeiros e relatos de infecção humana.....	22
Quadro 10 - Espécies e famílias de subtipos do gênero <i>Cryptosporidium</i> mais comumente relatadas em humanos.	23
Quadro 11 - Espécies validadas do gênero <i>Giardia</i> , principais hospedeiros e ocorrência documentada em seres humanos.....	26
Quadro 12 - Assembleias genéticas de <i>Giardia duodenalis</i> , principais hospedeiros e registros de infecção em humanos.....	27
Quadro 13 - Subtipos de <i>Blastocystis</i> sp., hospedeiros ocorrência em humanos.	29

Quadro 14 - Principais estudos internacionais de detecção da presença de <i>Cryptosporidium</i> spp., <i>Giardia</i> sp., <i>Blastocystis</i> sp. e <i>Toxoplasma gondii</i> em águas estuarinas, doces e marinhas, 2001 a 2024.....	37
Quadro 15 - Principais estudos nacionais de detecção da presença de <i>Cryptosporidium</i> spp., <i>Giardia</i> sp., <i>Blastocystis</i> sp. e <i>Toxoplasma gondii</i> em águas estuarinas, doces e marinhas, 2001 a 2024.	41
Quadro 16 - Cronograma e identificação das campanhas de amostragem hídrica na Lagoa da Conceição (2023-2024).	43
Quadro 17 - Informações hidrológicas e demográficas dos pontos amostrais da região Sul da Lagoa da Conceição (Florianópolis, SC).	45
Quadro 18 - Informações hidrológicas e demográficas dos pontos amostrais da região Norte da Lagoa da Conceição (Florianópolis, SC).....	46
Quadro 19 - Volume ingerido considerado no modelo de risco para <i>Cryptosporidium</i> spp. e <i>Giardia</i> spp.....	55
Quadro 20 - Duração das atividades de recreação considerado no modelo de risco..	56
Quadro 21 - Frequência de exposição de recreação considerado no modelo de risco.	56
Quadro 22 - Sequências dos oligonucleotídeos iniciadores utilizados para amplificação de regiões-alvo de <i>Blastocystis</i> sp., <i>Cryptosporidium</i> spp., <i>Giardia duodenalis</i> e <i>Toxoplasma gondii</i> com indicação do tamanho do fragmento amplificado, temperatura de hibridização (T_m) e respectivas referências.	61
Quadro 23 - Composição e concentrações otimizadas dos reagentes utilizados nas reações de PCR (1ª e 2ª amplificação) para os genes-alvos 18S rDNA e GP60 de <i>Cryptosporidium</i> spp.	63
Quadro 24 - Composição e concentrações otimizadas dos reagentes utilizados nas reações de PCR (1ª e 2ª amplificação) para os genes-alvos TPI, GDH e BG de <i>Giardia duodenalis</i>	64
Quadro 25 - Composição e concentrações otimizadas dos reagentes utilizados nas reações de PCR (1ª e 2ª amplificação) para o gene-alvo 18S rDNA de <i>Blastocystis</i> sp. e o gene-alvo B1 de <i>Toxoplasma gondii</i>	66
Quadro 26 - Teste de homogeneidade de Fisher aplicado à frequência de detecção de <i>Cryptosporidium</i> spp. e <i>Giardia</i> spp. nos períodos chuvoso e seco.....	83

Quadro 27 - Detecção molecular de protozoários patogênicos por <i>nested</i> -PCR em amostras de água da Lagoa da Conceição (n = 56).	91
Quadro 28 - Caracterização genotípica de <i>Toxoplasma gondii</i> em amostras de água da Lagoa da Conceição, Florianópolis (SC).....	97

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Média dos parâmetros físico-químicos durante o período analisado.	69
Tabela 2 - Detecção de <i>Giardia</i> spp. (cistos) e <i>Cryptosporidium</i> spp. (oocistos) por Imunofluorescência (IFA) nos pontos amostrais da Lagoa da Conceição entre fevereiro de 2023 a fevereiro de 2024.	79
Tabela 3 - Concentrações de <i>Cryptosporidium</i> spp. detectadas nas amostras hídricas da Lagoa da Conceição ao longo do monitoramento (fevereiro/23 a fevereiro/24).	82
Tabela 4 - Concentrações de <i>Giardia</i> spp. detectadas nas amostras hídricas da Lagoa da Conceição ao longo do monitoramento (fevereiro/23 a fevereiro/24).	82

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

AIDS/SIDA Síndrome da Imunodeficiência Adquirida
CASAN Companhia Catarinense de Águas e Saneamento
CDC *Center for Disease Control and Prevention*
CONAMA Conselho Nacional do Meio Ambiente
DNA *Desoxiribonucleic acid*
DP Desvio padrão
ETE Estação de Tratamento de Esgoto
EU *European Union*
FAO *Food and Agriculture Organization*
FDA *Food and Drug Administration*
FIB Bactérias indicadoras de contaminação fecal
GEMS *Global Enteric Multicenter*
HIV Vírus da Imunodeficiência Humana
IBGE Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística
ISO *International Organization for Standardization*
HAART Terapia Antiretroviral
LC Lagoa da Conceição
LEI Lagoa de Evapo Infiltração
LEVAP Escoamento da Lagoa de Evapo Infiltração
MgCl₂ Cloreto de Magnésio
mm Milímetros
NESP *National Enteric Surveillance Program*
ODS Objetivos de Desenvolvimento Sustentável
Pb Pares de base
PCR *Polymerase Chain Reaction*
pH Potencial hidrogeniônico
ppm Partes por milhão
USEPA *United States Environmental Protection Agency*
OMS/WHO *World Health Organization*

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	1
1.1	OBJETIVOS.....	2
1.1.1	Objetivo Geral	2
1.1.2	Objetivos Específicos.....	2
2	REVISÃO DE LITERATURA	3
2.1	ÁGUA E UMA SÓ SAÚDE: CONTEXTO E RELEVÂNCIA.....	3
2.1.1	Doenças de veiculação hídrica sob a perspectiva de Uma Só Saúde.....	3
2.1.2	Panorama brasileiro.....	6
2.2	ECOSSISTEMAS COSTEIROS: VULNERABILIDADE AMBIENTAL E DESAFIOS SANITÁRIOS	7
2.2.1	Caracterização ecológica e vulnerabilidades de lagunas costeiras	7
2.2.2	Externalidades do saneamento.....	9
2.3	CONTEXTUALIZAÇÃO DO LOCAL DE ESTUDO: LAGOA DA CONCEIÇÃO	10
2.3.1	Histórico de ocupação humana e pressões antropogênicas	11
2.4	ASPECTOS REGULATÓRIOS E DIRETRIZES SANITÁRIAS INTERNACIONAIS E NACIONAIS	14
2.4.1	Águas recreacionais em ambientes costeiros urbanos	14
2.4.2	Critérios para o monitoramento de águas recreacionais e balneabilidade.....	15
2.4.3	Limitações dos indicadores clássicos e avanços das práticas internacionais	19
2.5	PROTOZOÁRIOS PATOGÊNICOS: PERFIS BIOLÓGICOS E RELEVÂNCIA EPIDEMIOLÓGICA	20
2.5.1	<i>Cryptosporidium</i> spp.	20
2.5.2	<i>Giardia duodenalis</i>	24
2.5.3	<i>Blastocystis</i> sp.....	27
2.5.4	<i>Toxoplasma gondii</i>	30
2.6	ESTRATÉGIAS DE DETECÇÃO E VIGILÂNCIA DE PROTOZOÁRIOS EM AMBIENTES AQUÁTICOS	32

2.6.1	Métodos convencionais e imunológicos	33
2.6.2	Métodos moleculares.....	33
2.6.3	Aplicações em vigilância ambiental e sanitária	36
3	MATERIAL E MÉTODOS	43
3.1	CARACTERIZAÇÃO DA ÁREA DE ESTUDO E CAMPANHAS AMOSTRAIS	43
3.2	PROCESSAMENTO E CONCENTRAÇÃO DAS AMOSTRAS HÍDRICAS	47
3.3	DETECÇÃO DE <i>Cryptosporidium</i> spp. E <i>Giardia</i> spp.....	49
3.3.1	Purificação das amostras por Separação Imunomagnética (IMS)	49
3.3.2	Visualização dos parasitos através do Ensaio de Imunofluorescência (IFA)	50
3.3.3	Concentração de cistos e oocistos por litro filtrado	52
3.4	ESTIMATIVA DO RISCO ANUAL DE INFECÇÃO POR <i>Cryptosporidium</i> spp. E <i>Giardia</i> spp.....	53
3.4.1	Avaliação da exposição de risco	54
3.4.2	Modelo dose-resposta	57
3.4.3	Estimativa da probabilidade anual de infecção.....	57
3.4.4	Estimativa da probabilidade anual de doença.....	57
3.5	DETECÇÃO DE <i>Toxoplasma gondii</i>	58
3.6	CARACTERIZAÇÃO MOLECULAR DE PROTOZOÁRIOS PATOGENICOS DE VEICULAÇÃO HÍDRICA.....	59
3.6.1	Extração do DNA genômico total.....	59
3.6.2	Seleção de oligonucleotídeos e análises moleculares	59
3.6.3	Caracterização molecular de <i>Cryptosporidium</i> spp.	63
3.6.4	Caracterização molecular de <i>Giardia duodenalis</i>	64
3.6.5	Caracterização molecular de <i>Blastocystis</i> sp. e <i>Toxoplasma gondii</i>	65
3.6.6	Sequenciamento e análise dos fragmentos	67
3.7	ANÁLISE ESTATÍSTICA.....	67
4	RESULTADOS E DISCUSSÃO	68

4.1	CARACTERIZAÇÃO DOS PONTOS AMOSTRAIS E PARÂMETROS FÍSICO-QUÍMICOS DA ÁGUA	68
4.1.1	Variação espacial dos parâmetros físico-químicos.....	71
4.1.2	Parâmetros físico-químicos e períodos climáticos.....	75
4.2	DETECÇÃO DE <i>Cryptosporidium</i> sp. E <i>Giardia</i> spp. – MICROSCOPIA DE EPIFLUORESCÊNCIA E QUANTIFICAÇÕES	79
4.3	ESTIMATIVA DO RISCO ANUAL DE INFECÇÃO POR <i>Cryptosporidium</i> sp. E <i>Giardia</i> spp.....	82
4.3.1	Ajustes de concentração e comparações entre períodos climatológicos e pontos amostrais	82
4.3.2	Estimativa de risco anual de infecção.....	83
4.3.3	Estimativa da probabilidade anual de doença.....	88
4.3.4	Estimativa do risco de infecção por evento único.....	88
4.4	DETECÇÃO DE <i>Toxoplasma gondii</i>	89
4.5	DETECÇÃO E CARACTERIZAÇÃO MOLECULAR DE PROTOZOÁRIOS PATOGÊNICOS DE VEICULAÇÃO HÍDRICA	90
4.5.1	Detecção molecular de <i>Cryptosporidium</i> spp.....	91
4.5.2	Detecção molecular de <i>Giardia duodenalis</i>.....	93
4.5.3	Detecção de <i>Blastocystis</i> sp. e caracterização molecular de <i>Toxoplasma gondii</i>.....	94
4.6	DETECÇÃO E DISTRIBUIÇÃO DE PROTOZOÁRIOS	97
4.6.1	Comparações entre a presença de protozoários e as metodologias utilizadas para a detecção.....	97
4.6.2	Detecção de protozoários e distribuição espacial	99
4.6.3	Interseções metodológicas e evidência espacial de contaminação.....	105
4.6.4	Análise da coocorrência de protozoários.....	106
4.6.5	Protozoários e associações aos parâmetros físico-químicos	108
4.6.6	Análise da frequência temporal de detecção dos protozoários	119
4.6.7	Contexto clínico regional e relevância dos protozoários detectados.....	123

4.7	DISCUSSÃO GERAL	125
5	CONCLUSÃO	127
6	PERSPECTIVAS.....	128

1 INTRODUÇÃO

A intensificação da urbanização, a degradação ambiental e as desigualdades no acesso ao saneamento básico têm comprometido a qualidade dos ecossistemas aquáticos em diferentes escalas, ampliando riscos à saúde humana, sobretudo em áreas de uso recreacional intenso e infraestrutura precária. As zonas costeiras, por se constituírem em interfaces dinâmicas entre sistemas terrestres e marinhos, configuram-se como ambientes de elevada complexidade ecológica e socioeconômica, mas também como alguns dos mais vulneráveis às pressões antrópicas (Moussa *et al.*, 2023; Workman, 2022).

Estuários, manguezais, lagunas e recifes de corais exemplificam ecossistemas de alta biodiversidade e produtividade que, apesar de sua relevância ambiental, estão entre os mais ameaçados globalmente pela sobrepesca, perda de habitat, eutrofização e expansão urbana desordenada (Barbier *et al.*, 2011; UNEP, 2006; Defeo & Elliot, 2021). A tendência de crescimento populacional em regiões costeiras de baixa elevação, estimada em mais de 120% entre 2000 e 2060, associada ao turismo, à aquicultura e ao lançamento de efluentes urbanos, intensifica os impactos sobre sistemas lagunares e costeiros (Neumann *et al.*, 2015; Silva *et al.*, 2017).

As doenças de veiculação hídrica estão entre os principais agravos em saúde pública mundial, respondendo por mais de 1,7 bilhão de episódios gastrointestinais e centenas de milhares de óbitos anuais atribuídos ao consumo ou contato com água contaminada (WHO, 2022). Entre os agentes de maior relevância destacam-se protozoários como *Cryptosporidium* spp., *Giardia duodenalis*, *Toxoplasma gondii* e *Blastocystis* sp., reconhecidos por sua resistência ambiental, baixa dose infectante e ampla distribuição, mas frequentemente subnotificados nos sistemas de vigilância (Plutzer *et al.*, 2016; Ryan *et al.*, 2019).

Os indicadores bacterianos tradicionalmente empregados para balneabilidade, como *Escherichia coli*, não são capazes de refletir adequadamente a presença de protozoários de veiculação hídrica. Esses organismos possuem estruturas resistentes (cistos e oocistos) que permanecem viáveis por longos períodos em condições ambientais adversas (Leal *et al.*, 2024; Schets *et al.*, 2008). Nesse sentido, metodologias específicas como, moleculares, imunológicas e microscópicas, associadas à caracterização físico-química da água são fundamentais para estimar riscos de forma mais realista e subsidiar políticas públicas baseadas em evidências (Ma *et al.*, 2023; Thompson *et al.*, 2019).

A presença de protozoários patogênicos em ambientes aquáticos costeiros representa, portanto, um desafio persistente à saúde pública. Na Lagoa da Conceição (Florianópolis, SC), ecossistema de elevada sensibilidade ecológica e importância turística, a circulação de *Cryptosporidium* spp., *G. duodenalis*, *T. gondii* e *Blastocystis* sp. é preocupante pelo potencial zoonótico e pela resistência desses organismos. Contudo, a ausência de monitoramentos sistemáticos limita a compreensão do risco sanitário e dificulta a formulação de estratégias de vigilância integrada.

Diante desse contexto, este estudo justifica-se pela necessidade de gerar evidências científicas que orientem políticas públicas, ações de vigilância epidemiológica e estratégias de gestão ambiental à luz do conceito de Uma Só Saúde (*One Health*). O monitoramento sistemático da Lagoa da Conceição ao longo de um ciclo hidrológico anual possibilita avaliar a ocorrência e persistência desses protozoários, identificar fatores ambientais associados à sua distribuição e estimar os riscos à população exposta. Ao integrar microbiologia ambiental, saúde coletiva e vigilância sanitária, a pesquisa contribui para o fortalecimento da segurança hídrica em ecossistemas costeiros e dialoga diretamente com os Objetivos de Desenvolvimento Sustentável (ODS 3, 6, 13 e 14).

Apesar da relevância do tema, poucos estudos no Brasil realizaram monitoramentos ambientais abrangentes e integrados de protozoários patogênicos em águas recreacionais costeiras salobras, o que torna este trabalho pioneiro e de especial importância para a região sul do país.

1.1 OBJETIVOS

1.1.1 Objetivo Geral

Monitorar a ocorrência e a distribuição espaço-temporal de protozoários patogênicos de veiculação hídrica em águas superficiais da Lagoa da Conceição (Florianópolis, SC), ao longo de um ciclo hidrológico anual.

1.1.2 Objetivos Específicos

- Monitorar a presença de protozoários patogênicos (*Cryptosporidium* spp., *Giardia* spp., *Blastocystis* spp. e *T. gondii*) em oito pontos georreferenciados da Lagoa da Conceição, por meio de coletas bimensais ao longo de um ano;
- Analisar parâmetros físico-químicos da água da Lagoa da Conceição (como pH, temperatura, turbidez, salinidade, condutividade elétrica e sólidos totais), relacionando-os com eventos de precipitação e padrões hidrológicos locais;
- Investigar a correlação entre os parâmetros físico-químicos da água e a ocorrência de protozoários patogênicos;
- Comparar a ocorrência e distribuição de protozoários patogênicos entre os períodos de estiagem e cheia, avaliando a frequência temporal e a dinâmica hidrológica sobre a distribuição e persistência;
- Realizar a caracterização molecular dos protozoários detectados, visando à identificação de espécies e genótipos circulantes.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 ÁGUA E UMA SÓ SAÚDE: CONTEXTO E RELEVÂNCIA

2.1.1 Doenças de veiculação hídrica sob a perspectiva de Uma Só Saúde

As doenças de veiculação hídrica representam um desafio persistente para a saúde pública global, especialmente em regiões com infraestrutura sanitária deficiente e desigualdades socioambientais (WHO, 2024). Segundo estimativas da Organização Mundial da Saúde (OMS), mais de dois bilhões de pessoas consomem água contaminada, resultando em aproximadamente 1 milhão de mortes anuais por infecções entéricas e 74 milhões de anos de vida ajustados por incapacidade (DALYs) (WHO, 2022; Wolf *et al.*, 2023). Além da carga de mortalidade, essas enfermidades representam significativa causa de morbidade, afetando de forma desproporcional crianças e populações vulneráveis (Fantinatti *et al.*, 2020; Matamanda *et al.*, 2022; Mishra, 2023).

Esse cenário é agravado por determinantes ambientais e sociais, como a vulnerabilidade socioeconômica, ocupação irregular de áreas de risco, deficiências no saneamento básico e práticas inadequadas de manejo de resíduos. Tais fatores modulam a

ocorrência e a sazonalidade de microrganismos patogênicos, aumentando a exposição das populações humanas a riscos que ultrapassam a esfera sanitária, repercutindo também em aspectos econômicos e ambientais (Bourli *et al.*, 2023; WHO, 2024).

Nesse contexto, a abordagem de Uma Só Saúde (*One Health*) surge como marco conceitual essencial para compreender e enfrentar essas ameaças. Esse paradigma reconhece a interdependência entre a saúde humana, animal e ambiental, propondo estratégias integradas e interdisciplinares de vigilância e mitigação de riscos em ambientes aquáticos. A água desempenha papel central nesse processo, funcionando como recurso vital e, simultaneamente, como veículo de transmissão de patógenos (Pitt & Gunn, 2024; WHO, 2023).

Dentre os agentes etiológicos de maior relevância no contexto das doenças transmitidas pela água destacam-se protozoários zoonóticos como *Cryptosporidium* spp., *Giardia duodenalis*, *Blastocystis* sp., e *Toxoplasma gondii*. Esses parasitos, apresentam ampla distribuição geográfica, elevada resistência ambiental e potencial de causar infecções clínicas severas em populações vulneráveis; sendo responsáveis por surtos em ambientes de abastecimento, recreação e irrigação agrícola (GDWQ/WHO, 2017; Ma *et al.*, 2023). Além da via hídrica, esses microrganismos podem ser transmitidos por alimentos irrigados com água contaminada, produtos de maricultura (ostras, moluscos e mexilhões), ou ainda por contato com animais infectados (ANVISA, 2021; Leal *et al.*, 2018; Tedde *et al.*, 2019).

Esses protozoários apresentam resistência a métodos convencionais de tratamento de água e são capazes de persistir em águas superficiais e subterrâneas (GDWQ/WHO, 2017; Ma *et al.*, 2023). Embora frequentemente subdiagnosticados, sua detecção em corpos hídricos constitui indicador de contaminação fecal e alerta para riscos significativos à saúde pública (Baig *et al.*, 2024; Nemati *et al.*, 2023). No Brasil, a presença de *Cryptosporidium* spp. e *G. duodenalis* em amostras de água bruta e tratada tem sido documentada. Estudos com avaliação quantitativa de risco microbiológico (QMRA) apontam probabilidades de infecção superiores a 86%, superando os limites definidos pela Agência de Proteção Ambiental dos Estados Unidos (USEPA) (Silva *et al.*, 2021).

Um levantamento global recente documentou 416 surtos por protozoários entre 2011 e 2022 (Quadro 1), com 75,2% associados a águas recreacionais, 67% a piscinas, 37% a águas tratadas e 17% à água potável contaminada (Bourli *et al.*, 2023).

Quadro 1 - Surtos de doenças de veiculação hídrica associados a protozoários patogênicos documentados em escala global, por período e principais agentes etiológicos (1984-2022).

Período Avaliado	Surtos documentados	Protozoários com maior prevalência	Autor, ano de publicação
1984 – 1994	76	<i>Cryptosporidium</i> spp. (23,7%), <i>G. duodenalis</i> (60,5%),	Marshall <i>et al</i> , 1997
1950 – 2003	325	<i>Cryptosporidium</i> spp. (50,8%), <i>G. duodenalis</i> (40,6%), <i>T. gondii</i> (0,9%), <i>Blastocystis</i> sp. (0,6%)	Karanis <i>et al</i> , 2007
2004 – 2010	199	<i>Cryptosporidium</i> spp. (60,3%), <i>G. duodenalis</i> (35,2%), <i>T. gondii</i> (2%)	Baldursson <i>et al</i> , 2011
2011 – 2016	381	<i>Cryptosporidium</i> spp. (63%), <i>G. duodenalis</i> (37%)	Efstratiou <i>et al</i> , 2017
2017 – 2022	416	<i>Cryptosporidium</i> spp. (77,4%), <i>G. duodenalis</i> (17,1%), <i>T. gondii</i> (1,4%), <i>Blastocystis</i> sp. (0,72%)	Bourli <i>et al</i> , 2023

Fonte: Adaptado de Baldursson *et al.*, 2011; Bourli *et al.*, 2023; Efstratiou *et al.*, 2017; Karanis *et al.*, 2007; Marshall *et al.*, 1997.

A introdução desses parasitos nos corpos hídricos ocorre principalmente pelo lançamento de efluentes domésticos e industriais sem tratamento adequado, e pela deposição de dejetos de animais (Lipp *et al.*, 2001; Magana-Ordorica *et al.*, 2010). Além disso, fatores como mudanças climáticas, eventos extremos, como enchentes, estiagens e transbordamentos de efluentes, degradação de ecossistemas e uso insustentável dos recursos hídricos têm favorecido a mobilização e persistência desses organismos, potencializando os riscos de exposição (Leal *et al.*, 2018; Srisuphanunt *et al.*, 2010).

A plasticidade ecológica desses protozoários permite sua circulação em diferentes nichos, abrangendo ambientes urbanos, rurais e silvestres (Apêndice 1). A intensificação de práticas agropecuárias, a fragmentação de habitats e a crescente urbanização em áreas de interface com ecossistemas naturais têm ampliado as oportunidades de transbordamento zoonótico (*spillover*), contribuindo para o aumento da incidência e da complexidade epidemiológica dessas infecções (Efstratiou *et al.*, 2017; Nemati *et al.*, 2023; Oliveira *et al.*, 2020).

As implicações clínicas desses protozoários refletem sua importância para a saúde pública e justificam sua vigilância em ambientes aquáticos, sendo reconhecidos pela OMS desde 1987, em função de seu impacto em crianças, imunocomprometidos e gestantes (Ryan *et al.*, 2019.; WHO, 2003). Estima-se que as infecções causadas por esses parasitos estejam relacionadas a mais de 525 mil mortes infantis anuais por diarreia em países de baixa e média renda (Brozová *et al.*, 2023; WHO, 2023).

Cryptosporidium spp. é amplamente reconhecido como um dos principais agentes etiológicos de diarreia aquosa aguda, com registros frequentes de surtos associados ao uso recreacional da água e impacto significativo em crianças pequenas e indivíduos imunocomprometidos (Bartelt *et al.*, 2013; Wang *et al.*, 2018). *G. duodenalis* está associada a quadros de diarreia crônica, má absorção intestinal, e desnutrição em populações vulneráveis, especialmente em contextos de baixa renda (Fantinatti *et al.*, 2020; Rey, 2008). *Blastocystis* sp., embora ainda alvo de controvérsias quanto à sua patogenicidade, tem sido crescentemente associado a manifestações gastrointestinais persistentes e disbiose intestinal (Stensvold *et al.*, 2020; Yason *et al.*, 2019). Já *T. gondii* representa risco elevado em gestantes e indivíduos imunocomprometidos, podendo causar toxoplasmose congênita, lesões neurológicas e oculares irreversíveis (Dubey, 2010; Montoya & Liesenfeld, 2004).

Além dos impactos diretos sobre a saúde, essas infecções também geram ônus econômicos relevantes, expressos no aumento nos gastos hospitalares, na redução da produtividade laboral, nos prejuízos ao turismo e na necessidade de intervenções corretivas em sistemas de abastecimento (GDWQ/WHO, 2017; WHO, 2022). Nesse contexto, o fortalecimento de estratégias de vigilância integrada, que articulem ferramentas microbiológicas, moleculares e análises espaciais, mostra-se essencial para a mitigação dos riscos associados à presença de protozoários em ambientes aquáticos. A incorporação sistemática em programas de monitoramento ambiental seria um avanço alinhado às metas dos Objetivos de Desenvolvimento Sustentável (ODS 3 e 6), contribuindo para ampliar o acesso seguro à água e reduzir a carga de doenças transmissíveis em populações vulneráveis (WHO, 2022; 2024).

2.1.2 Panorama brasileiro

No Brasil, a vigilância das doenças gastrointestinais relacionadas à água e alimentos é realizada principalmente por meio do Sistema de Informação de Vigilância Epidemiológica das Doenças Diarreicas Agudas (SIVEP-DDA), que acompanha casos de doenças diarreicas agudas (DDA) em unidades sentinelas, e pelo Sistema de Informação de Agravos de Notificação (SINAN), responsável pela notificação de surtos de Doenças de Transmissão Hídrica e Alimentar (DTHA) (Brasil, 2018; Ministério da Saúde, 2024; 2025).

Em 2023, foram registrados 6,2 milhões de casos de DDA, número que se elevou para 8,3 milhões em 2024; em 2025, até a 22ª semana epidemiológica, já havia 5,5 milhões de

notificações (SIVEP-DDA, 2025). A maior concentração de casos ocorre no Sudeste (38 a 43%) e no Nordeste (25 a 28%), mas o Sul também se destaca, com mais de 1 milhão de notificações em 2024, associado ao turismo em massa e à ocupação irregular de áreas costeiras (Monitoramento Brasil, 2025).

De 2014 a 2023, o SINAN registrou 6.874 surtos de DTHA, envolvendo cerca de 573 mil indivíduos expostos, 110 mil doentes, 12 mil hospitalizações e 121 óbitos. O número caiu na pandemia (2020 a 2021), mas bateu recorde histórico em 2023, com 1.162 surtos e quase 20 mil doentes. A água foi o principal veículo de transmissão (28,8%), seguida de alimentos mistos (21,3%), e múltiplos alimentos (13,1%). Os agentes etiológicos mais frequentes foram *Escherichia coli* (34,8%), *Staphylococcus* spp. (9,7%) e *Salmonella* spp. (9,6%), além de vírus entéricos. Protozoários aparecem pouco nos registros, mas já foram documentados surtos por *Giardia* spp. (23 registros), *Cryptosporidium* spp. (9 registros) e *T. gondii* (11 registros) (Sinan/SVSA/Ministério da Saúde, 2025).

Em Santa Catarina, os casos de DDA cresceram de forma expressiva após a pandemia (Apêndice 2A), 177 mil em 2022, 269 mil em 2023 e 343 mil em 2024, com redução parcial em 2025 (284 mil casos até a 13ª semana epidemiológica) (MS, 2025). O aumento foi mais intenso em cidades turísticas, como Florianópolis (15 mil casos em 2023) (Apêndice 2C), São José (11 mil casos em 2024) (Apêndice 2B) e Balneário Camboriú (6 mil registros em 2023-2024) (Apêndice 2D). Entre 2000 a 2023, o estado registrou 1.368 surtos de DTHA, com pico em 2023 (357 surtos). Os picos sazonais se concentram no verão e início do outono, coincidentes com o fluxo turístico (Apêndice 4). A maioria dos surtos não teve agente identificado, mas *Salmonella* spp. aparece como principal bactéria isolada (Informe DTHA, 2024; 2025).

2.2 ECOSSISTEMAS COSTEIROS: VULNERABILIDADE AMBIENTAL E DESAFIOS SANITÁRIOS

2.2.1 Caracterização ecológica e vulnerabilidades de lagunas costeiras

Os sistemas costeiros constituem zonas de transição altamente dinâmicas, nas quais interagem fatores físicos, químicos e biológicos que sustentam elevada biodiversidade e serviços ecossistêmicos essenciais. Estuários, manguezais, lagunas e recifes desempenham funções estratégicas, como a proteção da linha de costa, a regulação do ciclo hidrológico e o

suporte a atividades produtivas, incluindo a pesca, a maricultura e o turismo (Brock & Semeniuk, 2009; Newton *et al.*, 2018; Parisi *et al.*, 2022).

Entre essas formações, as lagunas costeiras urbanas ocupam posição de destaque devido à sua relevância ecológica e socioeconômica, mas também pela acentuada vulnerabilidade à interferência humana. São definidas como corpos d'água separados do mar por cordões arenosos, mas ainda conectados a ele por canais ou barras, de forma permanente ou intermitente (Esteves, 1998; Kjerfve & Magill, 1989). De acordo com sua abertura ao oceano, podem ser classificadas como abertas, quando a conexão é permanente; intermitentes, quando alternam entre estágios de abertura e fechamento; ou fechadas, quando não apresentam ligação direta com o mar (Haines, 2008; Netto, 2018). Essa configuração gera alta heterogeneidade ecológica, marcada por gradientes de salinidade, nutrientes e luminosidade que favorecem a coexistência de organismos de diferentes origens, incluindo espécies marinhas, dulcícolas e endêmicas (Calabrò *et al.*, 2024; Kennish & Paerl, 2010).

A reduzida profundidade e a baixa renovação hídrica típicas das lagunas ampliam sua vulnerabilidade frente às pressões ambientais e antrópicas (Anthony *et al.*, 2009; Calabrò *et al.*, 2024). A urbanização desordenada, a pressão do turismo sazonal, a expansão de atividades pouco sustentáveis, a impermeabilização das margens e o despejo de efluentes domésticos e industriais contribuem para o acúmulo de contaminantes; intensificando processos de eutrofização e favorecendo a formação de zonas hipóxicas. Além disso, fatores globais como a alteração dos regimes de chuva, a elevação do nível do mar e a intensificação de eventos extremos, como inundações e ressacas, impõem desafios adicionais à resiliência desses ecossistemas (IBGE, 2022; MMA, 2010; Navarro, 2019; Souza *et al.*, 2012).

Essas condições criam cenários críticos para a manutenção da qualidade da água e da biodiversidade, além de favorecerem a persistência de microrganismos resistentes, como protozoários entéricos de relevância clínica (Parisi *et al.*, 2022). Nesse sentido, as lagunas costeiras urbanizadas configuram ambientes particularmente sensíveis, onde a combinação entre fragilidade ecológica e intensa pressão antrópica resulta em riscos sanitários significativos (Arcari, 2022; Dias *et al.*, 2014; Esteves *et al.*, 2008; Specchia *et al.*, 2022). A Lagoa da Conceição, em Florianópolis, é exemplo emblemático dessa realidade, ao conjugar múltiplos usos, importância socioeconômica e elevada vulnerabilidade, justificando sua priorização em estudos orientados pela perspectiva de Uma Só Saúde.

2.2.2 Externalidades do saneamento

As externalidades decorrentes do saneamento inadequado transcendem os impactos imediatos sobre a saúde individual e se projetam para dimensões sociais, econômicas e ambientais. A insuficiência ou ausência de infraestrutura de coleta e tratamento de esgoto favorece a disseminação de patógenos de veiculação hídrica, contribuindo para a persistência das doenças diarreicas agudas e das doenças de transmissão hídrica e alimentar (ANA, 2020; WHO, 2021). Segundo o relatório de 2024 do Instituto Trata Brasil, cerca de 90 milhões de pessoas ainda não têm acesso a redes de esgoto, e menos de 55% do volume coletado é tratado antes de ser lançado em corpos hídricos. Em 2023 foram registradas cerca de 344 mil internações relacionadas ao saneamento ambiental inadequado, sendo quase metade atribuída a doenças de transmissão fecal-oral, com maior impacto em crianças e idosos (IBGE, 2024; ITB, 2022; 2024).

Do ponto de vista socioeconômico, os efeitos do saneamento deficiente manifestam-se em desigualdades salariais, educacionais e habitacionais. Estudos indicam que moradores sem acesso à coleta de esgoto recebem, em média, 4,9% menos em remuneração, enquanto a ausência de água tratada pode representar perda salarial de até 5%. Em áreas sem cobertura sanitária, essa diferença pode alcançar até 83% da renda familiar (Instituto Trata Brasil, 2022). Além disso, a escolaridade média é cerca de 42% menor em populações privadas desses serviços, refletindo em pior desempenho escolar e limitações no acesso a oportunidades. A valorização imobiliária também é afetada, sendo até 10,1% inferior em imóveis desconectados das redes de água e esgoto, ampliando disparidades territoriais (ANA, 2020; IBGE, 2020).

No setor turístico, a falta de saneamento adequado compromete a atratividade e a sustentabilidade de destinos costeiros. Águas impróprias para banho reduzem a visitação e expõem banhistas a riscos de infecções gastrointestinais, dermatológicas e oculares. A OMS recomenda o monitoramento contínuo da qualidade microbiológica das águas recreacionais, reforçando a importância da gestão sanitária como elemento-chave para o desenvolvimento sustentável (Wilson *et al.*, 2014; WHO, 2012; WHO, 2024).

Em Florianópolis, os dados reforçam a complexidade desse cenário. Em 2019, a taxa de afastamentos e acamados por doenças de veiculação hídrica atingiu 205,5 por mil habitantes e 74,8 por mil habitantes, respectivamente, valores superiores à média da Região Sul (173,8 e 71,9 por mil) (IBGE, 2020). No mesmo período, Santa Catarina apresentou taxa de internações de 5,2 casos por mil habitantes, acompanhada de um aumento progressivo da cobertura de

coleta de esgoto, que passou de 8,4% em 2005 para 25,2% em 2019 (DATASUS; ITB; SNIS, 2020). Apesar de apresentar 100% de abastecimento de água (ITA), a cobertura de coleta e tratamento de esgoto permanece insuficiente, com cerca de 65% de esgoto coletado (ITE) e 62% tratado (ITR) em 2023 e 2024, colocando a capital catarinense em posições medianas no ranking nacional de saneamento (59º em 2023 e 55º em 2024) (ITB, 2024).

Nesse sentido, o saneamento básico deve ser compreendido não apenas como infraestrutura de saúde pública, mas também como fator estruturante de equidade social, preservação ambiental e competitividade econômica, especialmente em regiões costeiras sob intensa pressão antrópica (Bourli *et al.*, 2023; WHO, 2022).

2.3 CONTEXTUALIZAÇÃO DO LOCAL DE ESTUDO: LAGOA DA CONCEIÇÃO

A Lagoa da Conceição (LC) configura-se como o maior corpo lagunar da Ilha de Santa Catarina e representa um dos ecossistemas costeiros mais relevantes do estado. Situada na região centro-leste do município de Florianópolis, essa laguna integra uma bacia hidrográfica com aproximadamente 20,7 km² de espelho d'água, apresentando cerca de 13 km de comprimento e profundidade média de 2,8 metros, podendo alcançar até 8,7 metros em determinados trechos. Sua conexão com o oceano Atlântico ocorre exclusivamente por meio do Canal da Barra da Lagoa, estabelecendo um sistema hidrodinâmico estuarino semifechado com influência marinha variável (Arcari *et al.*, 2017; Coelho *et al.*, 2023; Porto-Filho, 1993; Silva, 2013; Silva *et al.*, 2016).

De acordo com estudos hidroquímicos e morfológicos prévios, a LC pode ser subdividida em três regiões principais: norte, central e sul (Assumpção *et al.*, 1981; Caruso Jr., 1989; Knoppers *et al.*, 1984; Fonseca *et al.*, 2002; Odebrecht; Sierra *et al.*, 1987). A bacia associada à lagoa compreende seis Unidades Hidrológicas (UH), que apresentam variações quanto às características hidrológicas, grau de ocupação urbana e aos níveis de pressão antrópica (Apêndice 5). Essas distinções estão sintetizadas no Quadro 2. O clima da região é classificado como subtropical úmido com verão quente, segundo Köppen (Cfa) (Climate-Data, 2025; Fonseca, 2002).

Quadro 2 - Caracterização das Unidades Hidrológicas (UH) da bacia da Lagoa da Conceição.

<i>UH</i>	<i>Características físicas</i>	<i>Uso e ocupação – Pressões antrópicas</i>	<i>Contribuição hidrológica</i>
<i>Norte</i>	Grandes sub-bacias (João Gualberto e Rio Vermelho), baixa declividade	Urbanização intensa (São João do Rio Vermelho) – Expansão urbana desordenada	Elevada, cerca de 35% do aporte total
<i>Leste</i>	Planície litorânea, alta infiltração, baixa declividade	Ocupação reduzida – Pressão antrópica baixa	Baixa (infiltração predomina)
<i>Canal</i>	Solo arenoso, alta impermeabilização	Área densamente urbanizada – Esgoto clandestino, escoamento superficial	Elevada, escoamento direto no canal
<i>Arenosa</i>	Dunas e areias, alta permeabilidade	Urbanização intermediária – Impermeabilização crescente	Contribuição intermediária
<i>Centro-Sul</i>	Declividade média, maior urbanização	Expansão urbana consolidada – Forte impermeabilização, alta carga difusa	Acentuada, cerca de 17% da carga total
<i>Oeste</i>	Geologia granítica, alta declividade, vegetação preservada	Baixa urbanização – Pressão reduzida, maior integridade ecológica	Elevada (escoamento superficial)

Fonte: Adaptado de Bier, 2012; Silva *et al.*, 2017.

A hidrodinâmica da LC é regulada principalmente pelas marés e pela ação dos ventos, cuja influência varia conforme a posição na laguna: no canal da Barra da Lagoa predomina o efeito das marés, enquanto nas porções norte e sul a circulação é modulada sobretudo pela direção e intensidade dos ventos (Arcari, 2022; Gómez *et al.*, 2008). Essa dinâmica, associada às contribuições de água doce do Rio Vermelho e de outras drenagens marginais, resulta em um tempo médio de renovação elevado (150 - 270 dias), favorecendo o acúmulo de nutrientes e contaminantes (Silva, 2021). A estratificação frequente da coluna d'água gera condições mesohalinas e dificulta a oxigenação das camadas mais profundas, promovendo episódios recorrentes de eutrofização e hipóxia (Fontes *et al.*, 2006; Silva *et al.*, 2016).

A LC desempenha funções ecológicas essenciais e oferece serviços ecossistêmicos estratégicos, atuando como área de berçário para peixes e invertebrados, além de fornecer suporte direto às atividades de maricultura, lazer e turismo (Arcari *et al.*, 2019; Barbosa, 2003; Garcia, 1999; Gönenc e Wolflin, 2004). Seu entorno é caracterizado pela presença de unidades de conservação e por uma elevada valorização paisagística, que reforça sua relevância ambiental, econômica e sociocultural na região (FLORAM, 2023; IMA, 2023).

2.3.1 Histórico de ocupação humana e pressões antropogênicas

A configuração atual da LC resulta de três marcos principais: (i) derivação das águas do Rio Vermelho para o interior do sistema lagunar, na década de 1960, atualmente responsável

por aproximadamente 35% do aporte hídrico da laguna (Böker-Tôrres *et al.*, 2009; Silva *et al.*, 2024). (ii) A construção de molhes em 1983, que transformou a abertura sazonal do Canal da Barra da Lagoa em conexão permanente com o oceano, alternando de forma duradoura a hidrodinâmica, a sedimentação e a conectividade marinha do sistema (Freitas & Fiorin, 2022; PES/nº4, 2023; Rosa, 2011).

A urbanização acelerada a partir da década de 1980, demonstra um crescimento de 93,2% da área urbana entre 2001 e 2015, ritmo quase quatro vezes superior à média estadual (Christ, 2014; Silva, 2002; Silva *et al.*, 2017). Atualmente, 38,4% da ocupação apresenta irregularidades fundiárias, com pressão intensa sobre Áreas de Preservação Permanente (PMF, 2019). A população fixa é estimada em cerca de 16 mil habitantes no distrito da Lagoa da Conceição, 30 mil em São João do Rio Vermelho, e 6 mil na Barra da Lagoa, acrescida por forte sazonalidade turística que pode adicionar mais de 10 mil pessoas por distrito na alta temporada (Guarda, 2012; IBGE, 2010; Silva, 2013). Esse crescimento acelerado e desordenado, associado à impermeabilização do solo e à ausência de infraestrutura adequada, favorece a sobrecarga dos sistemas lagunares (Dias *et al.*, 2014; Fonseca, 2006; Portella, 2020).

Além desses marcos históricos, a infraestrutura de saneamento da bacia constitui uma pressão contínua sobre a qualidade ambiental da LC. O sistema é atendido por duas estações de tratamento: a ETE Lagoa da Conceição, com capacidade de 50 L/s, cujo efluente é direcionado para uma Lagoa de Evapo-Infiltração (LEI) localizada no Parque Natural Municipal das Dunas (PNMD), em uma área de aproximadamente 3.900m², a cerca de 350 metros da laguna; e a ETE Barra da Lagoa, situada no Parque Estadual do Rio Vermelho, com capacidade de 35,6 L/s e disposição final por aspersão em canteiros (PMF, 2024). Nas áreas não cobertas pela rede pública, predominam soluções descentralizadas como fossas sépticas, filtros anaeróbicos e sumidouros, frequentemente sem manutenção adequada (PMF, 2021). Estimativas da Prefeitura de Florianópolis indicam que cerca de 40% das ligações domiciliares apresentam irregularidades, incluindo ausência de tratamento ou conexões ilegais, gerando infiltrações e vazamentos que mantêm um quadro crônico de poluição difusa na laguna (PMF, 2017).

Em janeiro de 2021, a LC foi impactada por um grave episódio de contaminação ambiental, decorrente do rompimento da LEI da Estação de Tratamento de Esgoto operada pela Companhia Catarinense de Águas e Saneamento (CASAN), após dias consecutivos de fortes chuvas de 240 mm, a maior precipitação já registrada na região. O evento resultou na liberação de grandes volumes de efluentes, sedimentos arenosos e matéria orgânica diretamente no sistema lagunar e em áreas urbanas adjacentes, causando danos significativos tanto às dunas,

vegetação de restinga local; quanto à destruição de residências, afetando cerca de 70 famílias (Figura 1) (FLORAM, 2021).

Figura 1 - Imagem aérea da Lagoa da Conceição em Florianópolis (SC), impactada por efluentes e sedimentos após o rompimento da Lagoa de Evapoinfiltração (LEI), 2021.



Fonte: IMA 2021.

A LC foi impactada por aproximadamente 05 toneladas de Nitrogênio Inorgânico Dissolvido (NID) e 02 toneladas de Fósforo Total (PT), equivalentes a um mês e dois meses, respectivamente, do aporte médio fluvial (Cabral *et al.*, 2019; Santos, 2018). Além disso, estimaram-se 24 toneladas de Demanda Bioquímica de Oxigênio (DBO), 19 toneladas de Demanda Química de Oxigênio (DQO) e 78 toneladas de sólidos suspensos totais em apenas 15 dias (PES/UFSC, 2021). Esses aportes configuraram a terceira grande mudança no funcionamento do ecossistema (iii), com efeitos imediatos como florações algais, alteração da cor da água, mortalidade em massa de peixes e redução da biodiversidade nativa, acompanhados pela introdução de espécies exóticas (PES/no4, 2023). O episódio foi caracterizado como crime ambiental, sob responsabilidade da CASAN (BRASIL, 2021).

Em resposta, anunciou-se um investimento de R\$ 1,9 bilhão na expansão do saneamento, além da criação de um programa de pesquisa financiado pela CASAN, Fundação de Amparo à Pesquisa e Inovação do Estado de Santa Catarina (FAPESC) e Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC) (PMF, 2024). Análises recentes detectaram a presença de pelo menos 165 contaminantes de interesse ambiental nas águas da LC, incluindo fármacos e

compostos psicoativos ilícitos, como cocaína e tetrahidrocanabinol (THC), evidenciando a complexidade da contaminação e multiplicidade de fontes envolvidas (Da Silva *et al.*, 2025).

2.4 ASPECTOS REGULATÓRIOS E DIRETRIZES SANITÁRIAS INTERNACIONAIS E NACIONAIS

2.4.1 Águas recreacionais em ambientes costeiros urbanos

As águas recreacionais compreendem corpos hídricos utilizados para atividades de lazer que envolvem contato direto (natação, surfe, mergulho) ou indireto com a água (pesca, caiaque). Segundo a OMS, essas águas podem ser doces, estuarinas ou costeiras e sua utilização está associada a benefícios físicos, mentais, sociais e econômicos, sobretudo em regiões turísticas (WHO, 2003). No entanto, em ambientes costeiros urbanos, tais benefícios coexistem com riscos sanitários relevantes, agravados por processos de urbanização acelerada, ocupação desordenada e infraestrutura de saneamento insuficiente (WHO, 2022).

A exposição prolongada ou a ingestão acidental de água contaminada durante atividades de recreação de contato primário representa uma via importante de transmissão de doenças (USEPA, 2012; WHO, 2021). Nesse contexto, a proteção da saúde pública frente aos riscos associados, exige a implementação de estratégias preventivas, baseadas em marcos regulatórios robustos e metodologias padronizadas. Diretrizes internacionais como as da OMS, da Agência de Proteção Ambiental dos Estados Unidos (USEPA) e da União Europeia (EC, 2006; EPA, 2023; WHO, 2021) estabelecem parâmetros técnicos adaptáveis a diferentes contextos geográficos e epidemiológicos, orientando políticas de vigilância e gestão ambiental.

Diversos países mantêm sistemas estruturados de vigilância epidemiológica para o monitoramento de surtos e doenças de veiculação hídrica. Entre os principais estão o *Waterborne Disease and Outbreak Surveillance System* (WBDOSS), nos Estados Unidos; o NESID, no Japão; o *Public Health England* (PHE), no Reino Unido; o ECDC, na Europa; e a *Public Health Agency of Canada* (PHAC). Esses sistemas fornecem dados essenciais para subsidiar ações regulatórias, desenvolver intervenções sanitárias e avaliar o impacto de políticas públicas (Bourli *et al.*, 2023).

2.4.2 Critérios para o monitoramento de águas recreacionais e balneabilidade

A avaliação da qualidade dessas águas é realizada com base no conceito de balneabilidade, que considera critérios microbiológicos e físico-químicos preestabelecidos, definidos por agências reguladoras nacionais e internacionais, que determinam a adequação de um corpo hídrico ao uso recreacional de contato primário. O parâmetro mais difundido é a densidade de bactérias indicadoras de contaminação fecal (FIB), especialmente *Escherichia coli* e enterococos, pela correlação com patógenos entéricos e simplicidade analítica. Contudo, os limites variam entre países e agências (Quadro 3) (EC, 2006; EPA, 2012; WHO, 2003 e 2009).

Quadro 3 - Critérios de indicadores fecais bacterianos para o monitoramento da balneabilidade de áreas costeiras e estuarinas de acordo com os principais órgãos ambientais globais.

<i>Organização</i>	<i>Diretrizes</i>	<i>E. coli</i> (UFC/100mL)	<i>Enterococos</i> (UFC/100mL)	<i>Coliformes</i> <i>termotolerantes</i>
WHO	Safe Recreational Water Environments	≤ 500	≤ 40 até 500	-
IMO	IMO	-	35 a 100	-
US (EPA)	Recreational Water Quality Criteria	≤ 126 (F)	≤ 35 (M/F)	-
EU	Bathing Water Directive (2006/7/EC)	≤ 500	≤ 200	-
Australia	Managing Risks in Recreational Water	≤ 150	≤ 35	-
Canadá	Health Canada	-	≤ 35	-
China	EPD	≤ 180	-	-
CONAMA	Resolução nº 274/2000	200 até 800	25 até 100 (M)	250 até 1.000

WHO: expressos por número mais provável (NMP)/100mL em 95% das amostras, classificação: *E. coli* Excelente (≤ 40); Boa (41-200); Satisfatória (201-500); Insatisfatória (500). IMO - *International Maritime Organization*: estimado em 95% das amostras. US(EPA) – média geométrica da concentração não deve ultrapassar valores estimados, analisadas no mínimo 5 amostras. F: água doce; M: água marinha. EU – águas costeiras, percentil de 95% das amostras, classificação *E. coli*: excelente (≤250); boa (250-500); enterococos: excelente (≤100); boa (100-200), insuficiente: quando na série de dados correspondentes ao último período de avaliação os percentis forem piores que os de qualidade suficiente. Austrália/Canadá/China – média geométrica da concentração não deve ultrapassar valores estimados, mínimo 5 amostras. CONAMA – águas doces, salobras e salinas, (M) é água marinha. UFC: unidades formadoras de colônias. Fonte: Adaptado de BRASIL, 2000; Courtois *et al*, 2009; EPA, 2012; EPD, 2015; WHO, 2021; Khilchevskyi, 2021; HC, 2024.

De acordo com a OMS (WHO, 2003), o percentil 95 (P95) pode ser utilizado como critério de conformidade para avaliação da qualidade microbiológica da água, que significa que

95% das amostras de água coletadas apresentam concentração de enterococos abaixo de um padrão de qualidade estabelecido. Esses valores são expressos pelo número de indicadores em 100 mL de amostra de água. A exposição a águas recreativas com concentrações elevadas desses indicadores, especialmente acima do P95, está associada a um aumento significativo na incidência de desfechos adversos à saúde, como gastroenterites e infecções respiratórias febris agudas (AFRI) (Quadro 4).

Quadro 4 - Valores de referência para a qualidade das águas recreacionais de acordo com a Organização Mundial da Saúde.

<i>Categoria da qualidade</i>	<i>P95 enterococos/100mL</i>	<i>Risco estimado Gastroenterite</i>	<i>Risco estimado AFRI</i>
<i>A</i>	≤ 40	≤ 1%	<0,3%
<i>B</i>	41 – 200	1 – 5%	0,3 – 1,9%
<i>C</i>	201 – 500	5 – 10%	1,9% - 3,9%
<i>D</i>	>500	>10%	>3,9%

UFC: unidades formadoras de colônias/100mL. Fonte: Adaptado de WHO, 2003.

A USEPA recomenda a utilização de enterococos como indicadores primários de contaminação fecal em águas recreacionais marinhas. Com base em estudos epidemiológicos conduzidos no âmbito do programa *National Epidemiological and Environmental Assessment of Recreational Water* (NEEAR), estima-se uma taxa de 36 casos de doença gastrointestinal não específica (NGI) a cada 1.000 banhistas expostos. No entanto, para fins de gestão da qualidade da água e redução de riscos à saúde pública, a USEPA recomenda a adoção de um critério mais restritivo, correspondente a 32 casos de NGI por 1.000 banhistas (USEPA, 2012) (Quadro 5).

Quadro 5 - Critérios de qualidade para águas recreacionais marinhas relacionadas com taxas estimadas de doenças gastrointestinais pela Agência de Proteção Ambiental dos Estados Unidos (USEPA).

<i>Critério</i>	<i>Taxa estimada doença (NGI): 36/1000 banhistas</i>		<i>Taxa estimada doença (NGI): 32/1000 banhistas</i>	
	Magnitude		Magnitude	
<i>Enterococos</i>	MG (UFC/100 mL)	STV (UFC/100 mL)	MG (UFC/100 mL)	STV (UFC/100 mL)
	35	130	30	110

NGI= NEEAR (Avaliação Epidemiológica e Ambiental Nacional da Água de Recreação) doença gastrointestinal. MG= média geométrica. STV= valor limiar estatístico (não deve ser excedido em mais de 10% das amostras utilizadas para calcular a MG. Magnitude= MG e STV, independentemente do tamanho da amostra. Duração e frequência: A MG do corpo d'água não deve ser maior do que a magnitude da MG selecionada em

qualquer intervalo de 30 dias. Não deve haver mais do que 10% de frequência de excedência de STV no mesmo intervalo de 30 dias. UFC: unidades formadoras de colônias. Fonte: Adaptado de USEPA, 2012.

Em Hong Kong, o sistema de monitoramento da qualidade das águas recreacionais, conduzido pelo Departamento Proteção Ambiental (*Environmental Protection Department - EPD*), baseia-se na média geométrica das concentrações de *E. coli* obtidas nas cinco amostras mais recentes de cada ponto de coleta. Essa abordagem permite uma avaliação contínua da qualidade microbiológica da água e sua associação com o risco estimado de doenças relacionadas à recreação aquática, especialmente gastroenterites em banhistas (Quadro 6) (EPD, 2023).

Quadro 6 - Critérios de qualidade para águas recreacionais marinhas relacionadas a taxas estimadas de doenças gastrointestinais pelo Departamento de Proteção Ambiental (EPD) de Hong Kong.

<i>Categoria da qualidade</i>	<i>MG densidade E. coli (UFC/100mL)</i>	<i>Taxa de doenças gastrointestinais e de pele/1000 banhistas</i>
<i>Boa</i>	≤ 24	Indetectável
<i>Regular</i>	25 – 180	≤ 10
<i>Ruim</i>	181 – 610	11 a 15
<i>Péssima</i>	>610	>15

MG= média geométrica. UFC: unidades formadoras de colônias. Fonte: EPD, 2015.

No Brasil, a Resolução do CONAMA nº 274/2000 (Conselho Nacional do Meio Ambiente) define critérios para a classificação da qualidade de águas doces, salobras e salinas destinadas à recreação de contato primário. A avaliação da balneabilidade é realizada com base na análise de cinco amostras consecutivas, coletadas em intervalos semanais, utilizando-se indicadores de poluição fecal (FIB). As águas são classificadas como impróprias para o uso recreativo quando, em pelo menos 20% das amostras analisadas, os níveis de organismos indicadores excedem os limites estabelecidos pela norma (Quadro 7) (BRASIL, 2000).

Quadro 7 - Categorias da qualidade das águas recreacionais, segundo a Resolução do Conselho Nacional do Meio Ambiente (CONAMA) nº 274 de 2000, de acordo com os limites de *E. coli*, enterococos e coliformes termotolerantes.

<i>Categoria</i>		<i>E. coli (100mL)</i>	<i>Enterococos (100mL)</i>	<i>Coliformes termotolerantes(100mL)</i>
<i>Própria</i>	Excelente	Máx 200 em 80%/+	Máx 25 em 80%/+	Máx 250 em 80%/+
	Muito boa	Máx 400 em 80%/+	Máx 50 em 80%/+	Máx 500 em 80%/+

<i>Categoria</i>		<i>E. coli (100mL)</i>	<i>Enterococos (100mL)</i>	<i>Coliformes termotolerantes(100mL)</i>
	Satisfatória	Máx 800 em 80%/+	Máx 100 em 80%/+	Máx 1000 em 80%/+
<i>Imprópria</i>		Superior a 800 em +20%	Superior a 100 em +20%	Superior a 1000 em +20%
		Maior que 2000 última medição	Maior que 400 na última medição	Maior que 2500 última medição

Expressos por número mais provável (NMP)/100 mL. Fonte: Adaptado de BRASIL, 2000.

A legislação brasileira incorpora parâmetros adicionais como o pH, a presença de resíduos sólidos flutuantes, a ocorrência de florações algais e a verificação de surtos ou aumento anormal de doenças de veiculação hídrica. Complementarmente, a Resolução CONAMA nº 357/2005 estabelece a classificação dos corpos d'água segundo seus usos preponderantes, definindo padrões físico-químicos e microbiológicos específicos para cada classe, com vistas à proteção da saúde pública e dos ecossistemas aquáticos (BRASIL, 2005).

Em Santa Catarina, o Programa Balneabilidade é executado anualmente, pelo Instituto do Meio Ambiente (IMA), que seguem as normas da Resolução nº 274/2000 com coletas semanais no período do verão, entre novembro e março, e mensais nos demais meses do ano (IMA - Balneabilidade, 2025). A Lagoa da Conceição, por suas características salobras e uso recreacional, é monitorada segundo os critérios da Classe 1 da Resolução nº 357/2005, exigindo padrões de qualidade compatíveis com atividades de contato primário (Quadro 8).

Quadro 8 - Principais parâmetros e limites para as diferentes classes de águas salobras segundo Resolução do Conselho Nacional do Meio Ambiente (CONAMA) nº 357 de 2005.

<i>Parâmetro</i>	<i>Classe 1</i>	<i>Classe 2</i>	<i>Classe 3</i>
<i>E. coli (UFC/100ml)</i>	200 até 800	-	-
<i>Enterococos (UFC/100ml)</i>	25 até 100	-	-
<i>Coliformes</i>	250 até 1.000	Até 2.500	Até 4.000
<i>OD</i>	≥ 5 mg/L	≥ 4 mg/L	≥ 3 mg/L
<i>pH</i>	6,5 - 8,5	6,5 - 9,5	5,0 – 9,0
<i>Turbidez</i>	Não alterar condições naturais	Não alterar condições naturais	-
<i>Substâncias Tóxicas</i>	Ausência	Ausência	Ausência
<i>Óleos e Graxas</i>	Virtualmente ausentes	Virtualmente ausentes	Tolera-se iridescências
<i>Material flutuante</i>	Ausência	Ausência	Ausência
<i>Nitrogênio Amoniacal Total</i>	≤ 0,4 mg/L	≤ 0,7 mg/L	-

UFC: unidades formadoras de colônias. OD: oxigênio dissolvido. pH: potencial hidrogeniônico. Fonte: Adaptado de BRASIL, 2005.

2.4.3 Limitações dos indicadores clássicos e avanços das práticas internacionais

Apesar do uso consolidado, a relação entre a densidade de bactérias indicadoras de contaminação fecal (FIB) e a presença de patógenos entéricos nem sempre é direta. Diversos estudos relatam que a detecção de vírus e protozoários patogênicos como *Cryptosporidium* spp. e *G. duodenalis*, pode ocorrer mesmo com valores de FIB dentro dos padrões estabelecidos, especialmente em águas salinas e salobras, onde a correlação é ainda mais fraca (Cordero, 2019; Korajkic *et al.*, 2018; Leal *et al.*, 2024).

Existem algumas razões pelas quais a relação entre FIB e episódios de doenças relacionadas às águas recreativas pode ser fraca. Os microrganismos entéricos abrangem uma ampla gama taxonômica, possuindo diferentes estruturas e respondendo de forma distinta aos fatores de estresse ambientais. Portanto, a detecção e contagem de FIB não implicam necessariamente na presença de uma ampla variedade de patógenos, incluindo bactérias, protozoários e vírus (Korajkic *et al.*, 2018). Estudos demonstram a detecção de vírus e protozoários patogênicos entéricos, mesmo com FIB dentro dos valores de referência (Kauppinen *et al.*, 2017; Leal *et al.*, 2024).

Diversos países vêm incorporando inovações para ampliar a eficiência do monitoramento da qualidade da água. Na Austrália, zonas de proteção costeira e estações de tratamento de esgoto com tecnologia avançada têm mostrado impactos positivos (Harvey *et al.*, 2019). Na Dinamarca, sensores em tempo real permitem respostas imediatas a alterações na qualidade da água (Jensen *et al.*, 2018). No Brasil, um exemplo exitoso é a cidade de Santos (SP), onde a modernização do sistema de coleta e tratamento de esgoto resultou em melhorias significativas na balneabilidade das praias (Roveri *et al.*, 2023).

No campo metodológico, técnicas moleculares como a PCR oferecem maior sensibilidade e especificidade na detecção direta de patógenos (Haugland *et al.*, 2005), enquanto sensores inteligentes e inteligência artificial despontam como ferramentas promissoras para previsão e gestão da poluição (EPA, 2023). A implementação desses avanços enfrenta barreiras como restrições orçamentárias, infraestrutura insuficiente e baixa capacitação técnica, somadas a desafios políticos e resistência comunitária (WHO, 2021). O fortalecimento institucional e a adoção de abordagens integradas permanecem fundamentais para garantir a efetividade das práticas de vigilância e proteção da saúde pública.

2.5 PROTOZOÁRIOS PATOGENICOS: PERFIS BIOLÓGICOS E RELEVÂNCIA EPIDEMIOLÓGICA

2.5.1 *Cryptosporidium* spp.

O gênero *Cryptosporidium*, pertence ao filo Apicomplexa, é composto por protozoários oportunistas, com tropismo pelo trato gastrointestinal de vertebrados (Chen *et al.*, 2023; Huang *et al.*, 2023; Ryan *et al.*, 2021). Originalmente classificado junto aos coccídios clássicos (*Eimeria*, *Isospora*), estudos moleculares o aproximaram das gregarinas, sugerindo posição basal dentro dos coccídios (Levine, 1988; Ryan *et al.*, 2016; Xiao & Feng, 2021).

Com distribuição cosmopolita, apresenta as taxas de infecção entre 4,3% e 70%, mais elevadas em países de baixa e média renda (Dong *et al.*, 2020; Ryan *et al.*, 2016). É reconhecido pela OMS e CDC como patógeno emergente, frequentemente envolvido em surtos hídricos, inclusive associados a água tratada, em alguns países, responde por até 77,4% dos surtos de gastroenterite (Bourli *et al.*, 2023; CDC, 2019). Além da relevância clínica, tem ampla ocorrência em animais de criação, configurando um importante risco zoonótico, com surtos documentados em profissionais expostos a bovinos, suínos e caprinos (El-Alfy *et al.*, 2020; Nakashima *et al.*, 2022).

Historicamente, ganhou notoriedade nas décadas de 1980 e 1990, com a epidemia de AIDS e grandes surtos hídricos (Li *et al.*, 2022; Mackenzie *et al.*, 1994; Nime *et al.*, 1976). O episódio mais emblemático ocorreu Milwaukee (EUA, 1993), quando falhas em uma estação de tratamento resultaram em mais de 400 mil infectados, tornando-se o maior surto hídrico registrado (D'antonio *et al.*, 1985; Goldfarb, 1982; Leal, 2018). Situações semelhantes foram descritas em Östersund, Suécia, em 2010, acometendo cerca de 27 mil pessoas (Widerström *et al.*, 2014). Na França, o maior surto ocorreu em 2019, com milhares de casos após chuvas intensas e escoamento de dejetos pecuários (Brozová *et al.*, 2023).

O consumo de leite cru, vegetais, frutas e moluscos também têm sido implicado, com *Cryptosporidium* spp. responsáveis por cerca de 90% dos surtos alimentares relatados entre 2010 e 2020 (Das *et al.*, 2023). Tais eventos evidenciam a capacidade de *Cryptosporidium* spp. em persistir em sistemas de abastecimento urbano e motivaram a criação de programas específicos de vigilância, como o *CryptoNet* (EUA) (CDC, 2022), e o FoodNet/NESP (Canadá) (PHA, 2024), voltados para detecção precoce e resposta rápida a surtos (Darei *et al.*, 2020).

Dada sua relevância para a saúde pública, *Cryptosporidium* spp. é reconhecido como patógeno prioritário por organismos internacionais como a OMS, FAO e USEPA. Encontra-se incluído em protocolos oficiais de monitoramento da água potável, como a norma ISO 15553:2006 e os métodos USEPA 1623.1 e 1693, além de figurar entre os dez principais patógenos transmitidos por alimentos segundo avaliação conjunta FAO/OMS (FAO, 2014; CDC, 2022; Ahlinder *et al.*, 2022).

A forma infectante é o oocisto, estrutura esférica ou oval de parede espessa, que abriga quatro esporozoítos móveis. Eliminados nas fezes, os oocistos são imediatamente infectantes, possibilitando transmissão fecal-oral, zoonótica, interpessoal e, raramente, inalatória; além da ingestão de água ou alimentos contaminados (Barta *et al.*, 2006; Chen *et al.*, 2002; Sponseller, 2014; WHO, 2022). O ciclo é monoxênico e ocorre predominantemente no intestino, com excistamento dos esporozoítos no lúmen e invasão das células epiteliais (Choudhry *et al.*, 2009; Del Coco *et al.*, 2009; King *et al.*, 2005; Smith, 2007). A dose infectante é extremamente baixa (1 a 10 oocistos), enquanto indivíduos infectados podem eliminar até 10^5 para 10^7 oocistos por grama de fezes, favorecendo ampla disseminação ambiental (WHO, 2006a; WHO, 2021).

Os oocistos apresentam notável resistência ambiental, permanecendo viáveis por meses em diferentes temperaturas (4 °C e 22 °C) e até sob congelamento parcial (Carey *et al.*, 2004; King *et al.*, 2005; Robertson *et al.*, 2007). Também resistem à cloração convencional, o que limita a eficácia dos sistemas de tratamento de água; métodos como fervura, radiação UV, ozonização e filtração por membrana são mais efetivos (Leal, 2018; Rahman *et al.*, 2017). Em ambientes marinhos, podem persistir por até um ano, dependendo da salinidade e presença de matéria orgânica (Robertson *et al.*, 2012).

As manifestações clínicas variam conforme o estado imunológico do hospedeiro, a dose infectante e o subtipo. Em indivíduos imunocompetentes, a infecção costuma ser autolimitada, com diarreia aquosa, dor abdominal e febre baixa. Já em crianças, idosos e imunocomprometidos, os quadros podem ser graves e prolongados, com desidratação, diarreia crônica, má absorção, perda ponderal e risco de óbito (Bartelt *et al.*, 2013; Bouzid *et al.*, 2013; Certad *et al.*, 2017; Wang *et al.*, 2018).

Entre os imunocomprometidos, destacam-se pessoas vivendo com HIV/AIDS, pacientes oncológicos, transplantados e indivíduos em uso de imunossupressores. Em países de baixa e média renda, a criptosporidiose permanece uma das principais causas de diarreia crônica em pessoas com HIV, a prevalência varia de 2,6% a 45% conforme a região; sendo marcador de imunodeficiência avançada e elevada mortalidade quando a contagem de CD4 está abaixo

de 200 células/mm³, (Helmy *et al.*, 2022; WHO, 2021, 2022). Nos países de alta renda, a ampla cobertura da TARV reduziu significativamente a incidência, embora siga relevante em populações vulneráveis (CDC, 2023). Em crianças pequenas, *Cryptosporidium* spp. é reconhecido como a segunda principal causa de diarreia em menores de dois anos, com impacto negativo no crescimento e desenvolvimento cognitivo (Chen *et al.*, 2023; Kotloff *et al.*, 2013, 2018; Pinto & Vinayak, 2020). Estudos recentes ainda associam *C. parvum* ao desenvolvimento de câncer colorretal e hepático, por meio de vias inflamatórias e de carcinogênese molecular (Certad *et al.*, 2022; Zhang *et al.*, 2020).

Atualmente, são reconhecidas 47 espécies de *Cryptosporidium*, das quais 22 já foram relatadas em humanos (Quadro 9); além de mais de 170 genótipos em diferentes hospedeiros (Huang *et al.*, 2023; Ryan *et al.*, 2021; Tumová *et al.*, 2023). As espécies mais relevantes em saúde pública são *C. hominis* e *C. parvum*, responsáveis por cerca de 95% das infecções humanas, com ampla diversidade de subtipos e variados graus de virulência (Hernandez-Castro *et al.*, 2023; King *et al.*, 2019; Yang *et al.*, 2021).

Quadro 9 - Espécies validadas do gênero *Cryptosporidium*: principais hospedeiros e relatos de infecção humana.

<i>Espécie</i>	<i>Principais hospedeiros</i>	<i>Relatos em humanos</i>
<i>C. abrahamseni</i>	Peixes	Não reportado
<i>C. agni</i>	Ovinos e caprinos	Não relatado
<i>C. alticolis</i>	Roedores	Não relatado
<i>C. andersoni</i>	Bovinos	Relatado
<i>C. apodemi</i>	Roedores	Não relatado
<i>C. avium</i>	Pássaros	Não relatado
<i>C. baileyi</i>	Pássaros	Não relatado
<i>C. bollandi</i>	Peixe	Não relatado
<i>C. bovis</i>	Bovinos	Relatado
<i>C. canis</i>	Canídeos	Relatado
<i>C. cuniculus</i>	Coelhos	Relatado
<i>C. ditrichi</i>	Roedores	Relatado
<i>C. ducismarci</i>	Répteis	Não relatado
<i>C. erinacei</i>	Ouriços e cavalos	Relatado
<i>C. equi</i>	Cavalos	Relatado
<i>C. fayeri</i>	Marsupiais	Relatado
<i>C. felis</i>	Felinos	Relatado
<i>C. fragile</i>	Anfíbios	Não relatado
<i>C. galli</i>	Aves	Não relatado
<i>C. homai</i>	Roedores	Não relatado
<i>C. hominis</i>	Humanos	Relatado
<i>C. huwi</i>	Peixes	Não relatado
<i>C. macropodum</i>	Marsupiais	Não relatado
<i>C. meleagridis</i>	Aves e humanos	Relatado
<i>C. microti</i>	Roedores	Não relatado
<i>C. molnari</i>	Peixes	Não relatado
<i>C. mortiferum</i>	Esquilo e gambá	Relatado

<i>Espécie</i>	<i>Principais hospedeiros</i>	<i>Relatos em humanos</i>
<i>C. muris</i>	Roedores	Relatado
<i>C. myocastoris</i>	Roedor	Não relatado
<i>C. occultus</i>	Roedores	Relatado
<i>C. ornithophilus</i>	Pássaros	Não relatado
<i>C. parvum</i>	Ruminantes e humanos	Relatado
<i>C. proliferans</i>	Roedores e ruminantes	Não relatado
<i>C. proventriculi</i>	Pássaros	Não relatado
<i>C. ratti</i>	Roedores	Não relatado
<i>C. rubeyi</i>	Roedores	Não relatado
<i>C. ryanae</i>	Bovinos	Não relatado
<i>C. serpentis</i>	Répteis	Não relatado
<i>C. scrofarum</i>	Suínos	Relatado
<i>C. suis</i>	Suínos	Relatado
<i>C. testudinis</i>	Répteis	Não relatado
<i>C. tyzzeri</i>	Roedores	Relatado
<i>C. ubiquitum</i>	Ruminantes e roedores	Relatado
<i>C. varanii</i>	Répteis	Não relatado
<i>C. viatorum</i>	Roedores	Relatado
<i>C. xiaoi</i>	Ovelhas e cabras	Relatado
<i>C. wrairi</i>	Roedores	Relatado

Fonte: Adaptado de Huang *et al.*, 2023; Ryan *et al.*, 2021; Tumová *et al.*, 2023.

Enquanto *C. parvum* tem ampla distribuição e predomínio em áreas rurais e regiões de pecuária intensiva, *C. hominis* predomina em áreas urbanas, sendo relatado com maior frequência no Líbano, Israel, Egito, Tunísia e China (Chique *et al.*, 2020). Espécies menos prevalentes incluem *C. meleagridis*, *C. felis*, *C. canis*, *C. suis*, *C. ubiquitum*, *C. muris*, *C. viatorum*, *C. andersoni*, *C. erinacei*, frequentemente associadas a transmissão zoonótica (Quadro 10) (Ryan *et al.*, 2021; Tumová *et al.*, 2023).

Quadro 10 - Espécies e famílias de subtipos do gênero *Cryptosporidium* mais comumente relatadas em humanos.

<i>Espécie</i>	<i>Famílias de Subtipos</i>	<i>Subtipo mais relatado em humanos</i>
<i>C. hominis</i>	Ia – Io	Ib - IbA10G2 – IaA24R4
<i>C. parvum</i>	IIa – II gamma	IIc – IiaA15G2R1
<i>C. ubiquitum</i>	XIIa – XIIId	XIIa
<i>C. felis</i>	XIXa – XIXe	XIXa – XIXb
<i>C. canis</i>	XXa – XXj	XXa1 – XXa4
<i>C. meleagridis</i>	IIIa – IIIk	IIIb, IIIc, IIIe – IIIi

Fonte: Adaptado de Huang *et al.*, 2023; Robinson *et al.*, 2025; Ryan *et al.*, 2021.

Entre os subtipos de *C. hominis*, 11 famílias são reconhecidas, subdivididas de Ia a Ik. O subtipo Ib é o mais relatado em países desenvolvidos, enquanto subtipos como Ie e If são mais prevalentes em regiões tropicais e países em desenvolvimento (Ryan *et al.*, 2016; Xiao & Feng, 2021). Para *C. parvum*, foram identificadas cerca de 20 famílias de subtipos, de IIa a IIi.

O subtipo IIc, uma cepa antroponótica, é a mais frequente em infecções humanas em países em desenvolvimento, enquanto os subtipos IIa e IIc, transmitidos zoonoticamente, são encontrados principalmente em animais (Hernandez-Castro *et al.*, 2023; King *et al.*, 2019). Embora menos prevalente, *C. meleagridis* é a terceira espécie mais comum em infecções humanas, com cerca de 10 famílias de subtipos identificados, IIIa a IIIf (Brozová *et al.*, 2023; Feng *et al.*, 2022).

2.5.2 *Giardia duodenalis*

O gênero *Giardia*, protozoário flagelado binucleado da ordem Diplomonadida (supergrupo Excavata), é reconhecido desde 1979 pela OMS como zoonose de ampla distribuição, afetando humanos e animais domésticos e silvestres (Lalle *et al.*, 2018; Mahdavi *et al.*, 2022; PAHO, 2003). A espécie patogênica humana é referida como *G. duodenalis*, *G. lamblia* ou *G. intestinalis*, considerados sinônimos taxonômicos desde 1971 (Ncezid, 2021; PAHO, 2003).

Estima-se que mais de 280 milhões de casos ocorram anualmente, tornando a giardiose a terceira protozoose gastrointestinal mais frequente no mundo e a parasitose intestinal mais prevalente na União Europeia. As taxas variam de 10% a 64% em países em desenvolvimento e de entre 0,1% a 7% em países desenvolvidos (Fakhri *et al.*, 2021; Li *et al.*, 2023; Rangel, 2024). A OMS incluiu, em 2004, no grupo das doenças negligenciadas, e em 2014 a FAO/WHO classificou *G. duodenalis* como o 11º patógeno de maior relevância em infecções alimentares (GDWQ/WHO, 2017; Guzmán *et al.*, 2022; Tawana *et al.*, 2023; WHO, 2022). A presença do parasito em animais domésticos e silvestres contribui para propagação ambiental da forma cística, frequentemente associado à contaminação de águas e alimentos (Arruda *et al.*, 2023; FAO/WHO, 2014; Feng & Xiao, 2011; Pipaliya *et al.*, 2023).

Desde meados do século XX, surtos de giardiose transmitidos pela água e alimentos vêm sendo documentados, embora a subnotificação permaneça um desafio global (Feng & Xiao, 2011). Um dos primeiros episódios de grande impacto ocorreu em Portland (EUA, 1955), com mais de 50 mil infectados pelo sistema público de abastecimento. Na Noruega, dois surtos se tornaram referências: o de 2004-2005, associado ao lançamento de esgoto doméstico em uma estação de tratamento sem filtração adequada, e o de Bergen (2007), que acometeu cerca de 6 mil pessoas; este último também consolidou a descrição de manifestações extraintestinais da giardiose, como associados à giardiose, como fadiga crônica, dores musculoesqueléticas e distúrbios neuropsiquiátricos (Robertson *et al.*, 2006; Ryan *et al.*, 2021). Mais recentemente,

em Bologna (Itália, 2019), um surto envolvendo 200 casos foi vinculado a obras na rede de distribuição pública (Ogbuigwe *et al.*, 2022). Nos Estados Unidos (EUA), 7% a 15% das ocorrências são atribuídas a alimentos contaminados, incluindo saladas, leite cru, frutos do mar e preparações processadas; em 12 surtos, a transmissão ocorreu por manipuladores infectados (ECDC, 2019; FAO/WHO, 2014).

Dada sua importância em saúde pública, *G. duodenalis* e *Cryptosporidium* spp. estão contemplados nos métodos padronizados da USEPA (1623, 1623.1, 1693; ISO 15553:2003) (Thompson, 2004; WHO, 2021). Nos EUA, a giardiose é notificação obrigatória desde 2002, sendo também um dos principais diagnósticos em viajantes com diarreia aguda retornando de destinos como África, Américas e Ásia (CDC; GeoSentinel, 2023).

O ciclo biológico é monoxênico, restrito ao trato gastrointestinal do hospedeiro, e envolve duas formas morfolologicamente principais, o cisto e o trofozoíto (Li *et al.*, 2017; Monis *et al.*, 2003). O cisto é a forma infectante e resistente, com parede espessa que garante viabilidade prolongada no ambiente. Pode persistir por semanas a meses em águas frias e quentes (0°C a 28 °C), e mostra resistência à cloração, o que dificulta sua remoção em sistemas de abastecimento (Adeyemo *et al.*, 2019; CDC, 2016; CFSPH, 2012; Thompson, 2004). O trofozoíto é a forma vegetativa, piriforme e flagelada, responsável pela colonização do intestino delgado. Possui disco adesivo para fixação à mucosa e está diretamente associado às manifestações clínicas, mas não sobrevive fora do hospedeiro (Buret *et al.*, 2020; Elmendorf *et al.*, 2003; Lane *et al.*, 2002; Tawana *et al.*, 2023).

A transmissão ocorre pela via fecal-oral, por contato direto ou ingestão de água e alimentos contaminados (CDC, 2017; Ryan *et al.*, 2019; WHO, 2022). Após a ingestão, os cistos liberam trofozoítos no intestino delgado, que se multiplicam e posteriormente se encistam novamente no cólon. Os cistos eliminados nas fezes são imediatamente infectantes (Cacciò *et al.*, 2005, CDC, 2016). A carga excretada pode atingir até 2×10^6 cistos por grama de fezes, e a dose infectante é baixa (entre 10 e 100 cistos, podendo até um único ser suficiente para causar infecção) (Hoseinzadeh *et al.*, 2021; Leung *et al.*, 2019; Smith *et al.*, 2006).

A giardiose apresenta amplo espectro clínico, variando de infecções assintomáticas a quadros severos caracterizados por diarreia aquosa, dor abdominal e má absorção (Dwivedi *et al.*, 2007; Garcia, 2007; Rey, 2008). Em indivíduos imunocompetentes, tende a ser autolimitada, mas em crianças e imunocomprometidos, especialmente aquele com contagem de linfócitos CD4+ reduzida, pode evoluir para formas crônicas ou recorrentes, com complicações nutricionais e inflamatórias (Pipaliya *et al.*, 2023).

Em crianças, a infecção está associada a atraso no crescimento, anemia, déficit cognitivo e desnutrição (Fantinatti *et al.*, 2020). As taxas de infecção infantil alcançam até 82,6% na África, 60% no Brasil, 30% na Europa e 50,9 por 100.000 na Nova Zelândia (Hajissa *et al.*, 2022; Jeffs *et al.*, 2019; Kalavani *et al.*, 2024; Waldram *et al.*, 2017). Em grupos vulneráveis, a prevalência global é de 6,9% em pacientes oncológicos e 5% em indivíduos com vivendo com HIV (Mahdavi *et al.*, 2022). Além disso, a giardiose pode resultar em sequelas pós-infecciosas, como alergias alimentares, síndrome do intestino irritável e síndrome da fadiga crônica (Allain *et al.*, 2020; Feng & Xiao, 2011; Lopez *et al.*, 2022; Ozkaya *et al.*, 2022).

O gênero *Giardia*, pertencente é classificado na família Hexamitidae, classe Fornicata, filo Metamonada, apresenta nove espécies reconhecidas, com variações na especificidade por hospedeiros (Quadro 11) (Adam, 2021; Cai *et al.*, 2021; Lopez *et al.*, 2022; Ryan *et al.*, 2021; Xiao e Feng, 2017). Entre elas, *G. duodenalis* é a espécie de maior relevância médica, caracterizada como um complexo multiespécie devido à elevada heterogeneidade genética observada em isolados de diferentes hospedeiros (Ryan *et al.*, 2019).

Quadro 11 - Espécies validadas do gênero *Giardia*, principais hospedeiros e ocorrência documentada em seres humanos.

<i>Espécie</i>	<i>Principais hospedeiros</i>	<i>Relatos em humanos</i>
<i>G. agilis</i>	Anfíbios	Não reportado
<i>G. ardeae</i>	Aves	Não reportado
<i>G. cricetidarum</i>	Roedores	Não relatado
<i>G. microti</i>	Roedores	Não relatado
<i>G. muris</i>	Roedores	Não relatado
<i>G. peramelis</i>	Bandicoots	Não relatado
<i>G. psittaci</i>	Aves	Não relatado
<i>G. varani</i>	Répteis	Não relatado
<i>G. lamblia</i> / <i>G. duodenalis</i> / <i>G. intestinalis</i>	Humanos e mamíferos	Relatado

Fonte: Adaptado de Cai *et al.*, 2021; Ryan *et al.*, 2021.

Essa diversidade é organizada em oito assembleias genéticas (A-H) (Quadro 12) (Thompson *et al.*, 2004; Xu *et al.*, 2020). As assembleias A e B são responsáveis por 95% das infecções humanas (Ankarklev *et al.*, 2018; Ionica *et al.*, 2024), sendo A mais frequente na América do Sul e Oriente Médio (Fantinatti *et al.*, 2020; Hatam-Nahakandi *et al.*, 2024). Embora assembleias tipicamente animais possam ocasionalmente infectar humanos, reforçando o potencial zoonótico, A e B concentram a maior relevância epidemiológica (Caccio *et al.*, 2018; Feng e Xiao, 2011; Li *et al.*, 2023; Pipaliya *et al.*, 2023; Ryan *et al.*, 2021).

Quadro 12 - Assembleias genéticas de *Giardia duodenalis*, principais hospedeiros e registros de infecção em humanos.

<i>Espécie</i>	<i>Principais hospedeiros</i>	<i>Relatos em humanos</i>
<i>Assembleia A</i>	Humanos e mamíferos	Relatado
<i>Assembleia B</i>	Humanos e mamíferos	Relatado
<i>Assembleia C</i>	Canídeos	Relatado
<i>Assembleia D</i>	Canídeos	Relatado
<i>Assembleia E</i>	Ruminantes, porcos, gado	Relatado
<i>Assembleia F</i>	Felinos	Relatado
<i>Assembleia G</i>	Roedores	Não relatado
<i>Assembleia H</i>	Mamíferos marinhos	Não relatado

Fonte: Adaptado de Caccio *et al.*, 2018; Feng e Xiao, 2011; Li *et al.*, 2023; Ryan *et al.*, 2021.

A análise molecular também permite distinguir subassembleias, como A-I e A-II (predominantemente humanas) e A-III (animais), enquanto variantes da assembleia B estão associadas a surtos de transmissão zoonótica (B-III e B-IV) (Ankarklev *et al.*, 2018; Ryan *et al.*, 2019; Xiao e Feng, 2017; Zou *et al.*, 2022).

2.5.3 *Blastocystis* sp.

Blastocystis sp. é um protozoário anaeróbico estrito, do grupo Stramenopila, um dos eucariotos intestinais mais prevalentes em humanos e animais. Apesar descrito há mais um século, sua patogenicidade segue controversa, devido à alta frequência de infecções assintomáticas e à ausência de marcadores moleculares específicos de virulência (Shams *et al.*, 2022; Tsaousis *et al.*, 2020). Estima-se que mais de 1 bilhão de pessoas estejam infectadas, com prevalências de até 94% em regiões tropicais com saneamento precário (Escolano *et al.*, 2023; Fusaro *et al.*, 2024; GDWQ/WHO, 2017; Rudzinska *et al.*, 2023). Países como Egito (58%), Marrocos (67%) e Colômbia (100% em crianças) apresentam índices elevados (Fayer *et al.*, 2020; Stensvold *et al.*, 2022); no Brasil, as taxas variam entre 17,8% e 86,63%, a depender da população e da metodologia de detecção (Cabrine-Santos *et al.*, 2021).

A presença recorrente em alimentos crus, esgoto tratado, água potável e recreacional demonstra sua resiliência ambiental e relevância como organismo emergente de veiculação hídrica e alimentar (Fusaro *et al.*, 2024; Mahdavi *et al.*, 2025; Suarez *et al.*, 2023; Yoshikawa *et al.*, 2004). Embora ainda não seja de notificação obrigatória na maioria dos países, já integra as diretrizes da OMS sobre qualidade da água e saneamento, além de normativas nacionais na Austrália e Nova Zelândia (DWSNZ, 2013; GDWQ/WHO, 2017; NHMRC & NRMCC, 2011).

As variações de prevalência ambiental (0 a 100%) refletem diferenças metodológicas e a ausência de protocolos padronizados de detecção, dificultando a comparação entre estudos e a estimativa do real peso epidemiológico (Adamska, 2022; Attah *et al.*, 2023; El Safadi *et al.*, 2016; Fusaro *et al.*, 2024). Para superar essas lacunas, a iniciativa *Blastocystis under One Health* (COST Action CA21105, lançada em 2020) busca integrar dados médicos, veterinários e ambientais, avançando no diagnóstico e no entendimento de sua patogenicidade (Clark *et al.*, 2023; Tsaousis *et al.*, 2024).

Dada sua ubiquidade, diversidade genética, e potencial zoonótico, *Blastocystis* sp. deve ser considerado um organismo emergente de interesse em vigilância ambiental e sanitária, sobretudo em áreas de saneamento deficiente, irrigação com efluentes e uso intensivo de águas recreacionais (Rudzinska *et al.*, 2023; Tsaousis *et al.*, 2020).

A transmissão de *Blastocystis* sp. ocorre principalmente por via fecal-oral, por contato direto com indivíduos/animais infectados ou ingestão de água e alimentos contaminados com cistos, forma ambientalmente mais resistentes e considerada a principal infectante (CDC, 2019; Kumarasamy *et al.*, 2023). O ciclo biológico, ainda não completamente elucidado, inclui formas ameboide, vacuolar, granular, multivacuolar e avacuolar, com colonização predominante no intestino grosso (CDC, 2024; De Carli, 2011; Stensvold *et al.*, 2020; Tan, 2004).

Mesmo em baixas concentrações ambientais podem causar infecção humana, com taxas variáveis de 10% e 100% conforme carga parasitária e condições de exposição (Attah *et al.*, 2023). Os cistos apresentam elevada viabilidade, permanecem infectantes por meses em água potável a 25°C e a 4°C (Yoshikawa *et al.*, 2004). A resistência à desinfecção é outro fator crítico. Estudos indicam que desinfetantes usuais, como cloro (0,2-5,0 ppm) e o peróxido de hidrogênio (5-30 ppm), são pouco eficazes. Ensaio com diferentes subtipos (ST1 a ST9) mostraram que apenas concentrações muito superiores às convencionais inativam os cistos (Escolano *et al.*, 2023), o que ressalta limitações dos métodos tradicionais de tratamento de água, sobretudo em contextos de saneamento precário.

A maioria das infecções por *Blastocystis* sp. é assintomática, mas há evidências que o associam a sintomas gastrointestinais (diarreia, distensão abdominal, dor abdominal), manifestações dermatológicas (urticária, prurido) e agravamento de condições como crônicas, como síndrome do intestino irritável (IBS), doenças inflamatórias intestinais (IBD) e tireoidite de Hashimoto (Bahrami *et al.*, 2019; Frealle *et al.*, 2015; Santos *et al.*, 2014).

Em pacientes imunocomprometidos, a infecção pode evoluir para complicações graves, sendo considerada a terceira causa de maior morbimortalidade entre parasitos intestinais

(CDC, 2024; Garcia, 2007; Jiménez *et al.*, 2019). Crianças, idosos e indivíduos em condições de vulnerabilidade apresentam maior risco de formas sintomáticas recorrentes. Estimativas apontam prevalências clínicas que variam entre 10% e 72%, dependendo da população, endemicidade e da exposição a fatores de risco ambientais (Fusaro *et al.*, 2024; Khorshidvand *et al.*, 2021; Légeret *et al.*, 2020).

Descrito por Alexeieff em 1911, *Blastocystis* sp. passou por diversas revisões até ser reconhecido como um protozoário em 1996. Atualmente, é classificado no Reino Protista, Filo Stramenopiles, classe Blastocystea, ordem Blastocystida, família Blastocystidae. A baixa diferenciação morfológica entre as espécies infectantes dificulta a identificação por métodos convencionais, razão pela qual a caracterização molecular tornou-se padrão (Parija & Jeremiah, 2013; Popruk *et al.*, 2021). A variabilidade genética observada entre isolados de diferentes hospedeiros levou à adoção da nomenclatura *Blastocystis* sp. acompanhada do subtipo (ST), definido a partir de regiões polimórficas do gene SSU rRNA (Stensvold *et al.*, 2009; Stensvold & Clark, 2016).

Até o momento, são reconhecidos 28 subtipos válidos (ST1-ST17, ST21, ST23-ST32), enquanto outros (ST18-ST20, ST22) permanecem em debate (Escolano *et al.*, 2023). Entre os subtipos que infectam humanos, destacam-se ST1-ST9, além de registros ocasionais de ST10, ST12, ST16 e ST23 (Quadro 13) (Higuera *et al.*, 2021).

Quadro 13 - Subtipos de *Blastocystis* sp., hospedeiros ocorrência em humanos.

<i>Subtipo</i>	<i>Principal hospedeiro</i>	<i>Relato em humanos</i>
<i>ST1</i>	Animais e humanos	Frequentemente Relatado
<i>ST2</i>	Animais e humanos	Frequentemente Relatado
<i>ST3</i>	Animais e humanos	Frequentemente Relatado
<i>ST4</i>	Animais e humanos	Relatado
<i>ST5</i>	Animais e humanos	Relatado
<i>ST6</i>	Animais e humanos	Relatado
<i>ST7</i>	Animais e humanos	Relatado
<i>ST8</i>	Animais e humanos	Relatado
<i>ST9</i>	Humanos	Relatado
<i>ST10</i>	Animais e humanos	Relatado
<i>ST11</i>	Animais	Não relatado
<i>ST12</i>	Animais e humanos	Relatado
<i>ST13</i>	Animais	Não relatado
<i>ST14</i>	Animais	Não relatado
<i>ST15</i>	Animais	Não relatado
<i>ST16</i>	Animais e humanos	Relatado
<i>ST17</i>	Animais	Não relatado
<i>ST21</i>	Animais	Não relatado
<i>ST23</i>	Animais	Relatado
<i>ST24</i>	Animais	Não relatado
<i>ST25</i>	Animais	Não relatado
<i>ST26</i>	Animais	Não relatado

<i>Subtipo</i>	<i>Principal hospedeiro</i>	<i>Relato em humanos</i>
<i>ST27</i>	Animais	Não relatado
<i>ST28</i>	Animais	Não relatado
<i>ST29</i>	Animais	Não relatado
<i>ST30</i>	Animais	Não relatado
<i>ST31</i>	Animais	Não relatado
<i>ST32</i>	Animais	Não relatado

Fonte: Adaptado de Tsaousis *et al.*, 2024.

Os subtipos mais prevalentes em humanos são ST3 (44%), ST1 (28%), ST2 (14%), e ST4 (9%) (Popruk *et al.*, 2021; Xiao *et al.*, 2024). Esses subtipos também ocorrem em animais, sugerindo baixo grau de especificidade e relevante potencial zoonótico. O ST9, por sua vez, foi até agora identificado apenas em humanos, indicando possível especificidade antropogênica (Stensvold *et al.*, 2009; Stensvold & Clark, 2016). A sobreposição de subtipos humanos e animais reforça seu papel como marcador de exposição fecal ambiental.

2.5.4 *Toxoplasma gondii*

T. gondii, protozoário intracelular obrigatório da família Sarcocystidae é amplamente reconhecido como um dos parasitos alimentares e hídricos de maior importância global (Petri *et al.*, 2025). Estima-se que um terço da população mundial esteja infectada, com taxas de prevalência variando entre 10% e 97,4%, mais elevadas em regiões tropicais, como América Latina, Sudeste Asiático e África (Kim *et al.*, 2023; Pinto-Ferreira *et al.*, 2019; Scofano *et al.*, 2023).

A transmissão em humanos ocorre pela ingestão de carnes malcozidas contendo cistos teciduais ou de água e alimentos contaminados com oocistos esporulados. Em 2014, a FAO/WHO classificou *T. gondii* como o quarto agente mais importante transmitido por alimentos (CDC, 2024; GDWQ/WHO, 2017). Os felídeos, especialmente os gatos domésticos são os hospedeiros definitivos e principais responsáveis pela eliminação de oocistos no ambiente, fator crítico para a contaminação de ecossistemas aquáticos e zonas costeiras (Dubey *et al.*, 2010; Escobar *et al.*, 2022; Kim *et al.*, 2023; Shapiro *et al.*, 2019).

Surtos relacionados ao consumo de água contaminada vêm ganhando destaque desde 1979, no Panamá, com 39 infectados (Benenson *et al.*, 1982); passando por episódios como a Colômbia Britânica (Canadá, 1995), com 100 infectados (GDWQ/WHO, 2017); e um surto em 2001 no Brasil, com cerca de 290 infectados (Keenihan *et al.*, 2002). Em 2018, no sul do Brasil, mais de 900 casos foram confirmados, incluindo gestantes e casos de toxoplasmose congênita, com bioensaios confirmando a presença de oocistos viáveis em água potável (Arquilla *et al.*,

2019; Fernandes *et al.*, 2023). Esse cenário reforça *T. gondii* como risco emergente à saúde pública, sustentado pela ampla resistência dos oocistos, sua baixa dose infectante e alta taxa de detecção ambiental, fatores que favorecem surtos de grande escala (Shapiro *et al.*, 2019).

O ciclo biológico de *T. gondii* envolve três formas evolutivas: taquizoítos, estágio proliferativo típico da fase aguda; bradizoítos, presentes em cistos teciduais responsáveis pela infecção crônica e latente, localizados principalmente em músculos, sistema nervoso central e retina; e os oocistos, estruturas de parede espessa, eliminados por felídeos, que após esporulação no ambiente (1 a 5 dias), tornam-se altamente resistentes e infectantes (Barbosa *et al.*, 2014; Dubey, 2008; Jones & Dubey, 2010; Tenter *et al.*, 2000). O oocisto maduro contém dois esporocistos, cada um com quatro esporozoítos, que permanecem viáveis por vários meses em condições adversas, sobrevivendo por anos em solo, vegetação e água, mesmo após exposição ao cloro e hipoclorito de sódio (Cerutti *et al.*, 2020; Dakroub *et al.*, 2023).

Trata-se de um ciclo heteroxeno facultativo, que se desenvolve em felídeos (hospedeiros definitivos, onde ocorre a fase sexuada) e em hospedeiros intermediários (animais homeotérmicos, onde predomina a fase assexuada). A transmissão pode ocorrer por: (i) ingestão de oocistos esporulados presentes em água, solo ou alimentos; (ii) ingestão de cistos teciduais em carnes cruas ou malcozidas; e (iii) via congênita, pela passagem transplacentária de taquizoítos (Barbosa *et al.*, 2014; Bowman *et al.*, 2002).

Nos gatos, milhões de oocistos podem ser eliminados nas fezes, geralmente após infecção primária (Dubey, 2010; Elmore *et al.*, 2010). Em humanos, a fase aguda tende a ser controlada pelo sistema imunológico, evoluindo para a fase crônica com cistos teciduais latentes. Contudo, em imunocomprometidos, esses cistos podem romper-se, liberando bradizoítos e reativando a infecção (Dubey, 2012). Na gestação, a infecção primária materna pode resultar em transmissão congênita, com taquizoítos atravessando a barreira placentária. As consequências para o feto variam conforme a idade gestacional, desde o aborto espontâneo até lesões graves como hidrocefalia, coriorretinite e calcificações intracranianas (Kravetz & Federman, 2005; Montoya & Liesenfeld, 2004).

Na maioria dos indivíduos imunocompetentes, a infecção por *T. gondii* é assintomática ou cursa com sintomas leves e autolimitados. Em contrapartida, imunocomprometidos (pessoas vivendo com HIV, transplantados e pacientes oncológicos) apresentam risco elevado de reativação da infecção latente, que pode evoluir para formas graves, incluindo encefalite, pneumonite, miocardite, e lesões volumosas no sistema nervoso central, frequentemente confundidas com neoplasias (Dubey, 2010; Montoya & Liesenfeld, 2004).

A toxoplasmose congênita constitui a manifestação de maior impacto em saúde pública. Estima-se a ocorrência de 201.600 casos anuais no mundo, correspondendo a mais de 1,2 milhão de anos de vida ajustados por incapacidade (DALYs) (Escobar *et al.*, 2022; Rostami *et al.*, 2019). Os desfechos fetais variam conforme idade gestacional, podendo incluir natimortalidade, hepatoesplenomegalia, icterícia, petéquias e lesões neurológicas e oculares permanentes (Montoya & Liesenfeld, 2004). A soroprevalência global em gestantes é de 33.8%, com destaque para a América do Sul (56.2%) (Augendre *et al.*, 2023). No Brasil, cerca de 80% das mulheres em idade fértil possuem anticorpos contra *T. gondii*, com aproximadamente 2.649 casos anuais de toxoplasmose congênita (Dubey *et al.*, 2012; Rostami *et al.*, 2020).

T. gondii foi descoberto em 1908 por Nicolle e Manceaux, na Tunísia. E por Splendore, no Brasil, sendo nomeado oficialmente em 1909. Trata-se de um protozoário pertencente ao filo Apicomplexa, classe Conoidasida N. Cl., subclasse Coccidia, ordem Eucoccidiida, e subfamília Toxoplasmatinae, com apenas uma espécie reconhecida (Dubey, 2010; Souza *et al.*, 2014; Tenter *et al.*, 2001).

Historicamente, três genótipos clonais (I, II e III) predominam a Europa, América do Norte e Ásia, conhecidos como de “linhagens archetipais” (Howe & Sibley, 1995; Su C *et al.*, 2003). Nesses locais, os tipos II e III são os mais frequentes em humanos e animais domésticos, geralmente associados a quadros assintomáticos ou leves. Em contraste, a América do Sul, especialmente o Brasil, apresenta alta diversidade genotípica, com circulação de não-archetipais. Estudos identificaram genótipos exclusivos (BrI a BrIV) e múltiplos recombinantes, frequentemente relacionados a formas mais graves de toxoplasmose ocular e congênita (Dubey *et al.*, 2012; Meireles *et al.*, 2022; Pena *et al.*, 2008; Vitaliano *et al.*, 2014). Um levantamento nacional com 103 isolados de humanos, animais e ambientes aquáticos confirmou ampla heterogeneidade, com predomínio dos genótipos BrII e BrIII (Vitaliano *et al.*, 2014).

2.6 ESTRATÉGIAS DE DETECÇÃO E VIGILÂNCIA DE PROTOZOÁRIOS EM AMBIENTES AQUÁTICOS

A detecção de protozoários patogênicos em ambientes aquáticos configura um desafio central na vigilância sanitária, especialmente em contextos de contaminação fecal difusa, baixa carga parasitária e elevada complexidade ambiental (Ma *et al.*, 2023). Diversas abordagens analíticas têm sido utilizadas, com distintos graus de sensibilidade, especificidade,

padronização e aplicabilidade. Os métodos podem ser agrupados em duas categorias principais: os métodos convencionais, baseadas em morfologia e imunodiagnóstico, e os métodos moleculares, que envolvem a detecção e amplificação gênica (Li *et al.*, 2025; WHO, 2022).

2.6.1 Métodos convencionais e imunológicos

As técnicas clássicas de detecção incluem microscopia óptica, colorações diferenciais e imunofluorescência. Para *Cryptosporidium* spp. e *G. duodenalis* o método amplamente aceito é descrito no protocolo 1623.1 da USEPA (2012), o qual envolve concentração por filtração, eluição, separação imunomagnética (IMS) e visualização por imunofluorescência direta (IFA) (Fava *et al.*, 2021; Ogura *et al.*, 2021).

A IMS utiliza esferas magnéticas revestidas com anticorpos monoclonais específicos, permitindo a separação seletiva dos cistos e oocistos do material particulado presente nas amostras. Após a dissociação por tratamento térmico ou ácido, as estruturas são analisadas por epifluorescência com anticorpos fluorescentes anti-*Cryptosporidium* e anti-*Giardia*, complementados por coloração com DAPI (4',6-diamidino-2-fenilindol) para visualização nuclear. A microscopia de contraste de interferência diferencial (DIC) pode ser utilizada para visualização tridimensional da morfologia, aumentando a precisão do diagnóstico (Cantusio-Neto *et al.*, 2010; Leal *et al.*, 2018; USEPA, 2012).

Para *T. gondii*, a IMS é descrita na literatura, mas sua aplicação é limitada, devido à indisponibilidade de kits comerciais (Dumètre & Dardé, 2007; Pineda *et al.*, 2020). A autofluorescência azul dos oocistos pode ser observada sob luz ultravioleta, embora com interferência significativa de matéria orgânica (Escobar *et al.*, 2022; Shapiro *et al.*, 2010). Para *Blastocystis* sp., as abordagens morfológicas têm baixa sensibilidade e especificidade, devido à variabilidade estrutural e semelhança com artefatos ambientais (Adamska, 2020; Javanmard *et al.*, 2019).

2.6.2 Métodos moleculares

A reação em cadeia da polimerase (PCR) tornou-se um dos principais métodos para a detecção de protozoários em amostras ambientais. Para *Cryptosporidium* spp. e *G. duodenalis*, a PCR é comumente realizada para confirmação, após a etapa de IMS (Ebner *et al.*, 2012; Lu *et al.*, 2006). No entanto, a ausência de um padrão universal de execução e a variabilidade entre

laboratórios tornam necessária a padronização dessas reações, especialmente no que diz respeito à sensibilidade, reprodutibilidade e comparação entre estudos (Mackay, 2007).

Além da PCR convencional, destaca-se a reação em cadeia da polimerase em tempo real (qPCR), cada vez mais aplicada em estudos ambientais devido à sua maior sensibilidade, especificidade e rapidez. A qPCR permite a quantificação em tempo real da carga genética dos protozoários-alvo, além de reduzir o risco de contaminação cruzada, por não exigir manipulação pós-amplificação (Coelho, 2020; Fusaro *et al.*, 2024).

Os genes-alvos mais utilizados para detecção de *Cryptosporidium* spp., é o que codifica a subunidade 18S rRNA, comum a todas as espécies, e o gene gp60, codificador da glicoproteína GP60, aplicado para diferenciação de subtipos. No entanto, esse marcador apresenta limitações como abrangência restrita de uma gama de espécies e a falta de resolução para subtipos comuns (King *et al.*, 2019; Ryan *et al.*, 2021; Tumová *et al.*, 2023).

Para *G. duodenalis*, os métodos moleculares são amplamente utilizados para diferenciar espécies e assembleias. Dentre os genes ribossômicos, altamente conservados, os mais utilizados são 18S rRNA (SSU- rRNA) e ITS1-5.8S-ITS2 (Chang *et al.*, 2023; Thompson *et al.*, 2015). Os genes constitutivos (*housekeeping*), também são altamente conservados e utilizados como alvo, os principais são *gdh* (Glutamato desidrogenase) e *tpi* (Triose-fosfato isomerase), que além de servirem para tipagem de sequências de múltiplos locos, possuem cópia única e são usados em estudos de polimorfismo genético (Xiao and Feng, 2017; Zhang *et al.*, 2021).

Alguns genes que codificam proteínas funcionais também são utilizados na genotipagem de *G. duodenalis*, como o gene *bg* (β -giardina). No entanto, esse marcador apresenta limitações, especialmente em relação a detecção ou a diferenciação de determinadas assembleias (Feng e Xiao, 2011; Heyworth, 2016; Thompson *et al.*, 2015). Atualmente, os três principais marcadores moleculares são *tpi*, *gdh* e *bg*, devido à capacidade de fornecer informações sobre espécie, subgenotipagem e concordância na geração de árvores filogenéticas convergentes entre os alvos (Brynildsrud *et al.*, 2018; Chang *et al.*, 2023). A análise das sequências revela a complexidade da variação genética intraespecífica, demonstrando os subgenótipos nas assembleias A e B e infecções mistas (Pipaliya *et al.*, 2023; Ryan *et al.*, 2021).

Devido à extensa variabilidade genética de *Blastocystis* sp., diversos alvos moleculares têm sido estudados na literatura (Higuera *et al.*, 2021; Javanmard *et al.*, 2018). Contudo, dois métodos se destacam pelo amplo uso: o uso de marcadores subtipo-específicos (STS) e a análise da variação do gene SSU rDNA (Stensvold *et al.*, 2007). A análise do gene SSU-rDNA é o alvo

mais utilizado para a detecção, variando-se as regiões do gene como marcadores. Esse método, conhecido como “*barcoding*” (código de barras), foi desenvolvido por Scicluna e colaboradores (2006) e permite a detecção de diferentes subtipos (Adamska, 2022; Scicluna *et al.*, 2006; Stensvold, *et al.*, 2007; Yoshikawa *et al.*, 2004). Devido à sua alta conservação ao nível de espécie, este alvo é amplamente utilizado em estudos moleculares e filogenéticos (Koloren *et al.*, 2018; Stensvold & Clark, 2016). Em alguns protocolos, o cultivo prévio em meio seletivo é utilizado para enriquecimento da carga parasitária (Lee *et al.*, 2019).

Outro método de detecção de subtipos de *Blastocystis* sp., é o uso de um marcador específico, que envolve a utilização de um par de iniciadores subtipo-específicos (STS), no entanto, essa técnica só identifica sete subtipos específicos (Stensvold, *et al.*, 2009). Outros marcadores citados na literatura incluem os espaçadores internos transcritos (ITS1-2), embora possuam baixa especificidade (Scicluna *et al.*, 2006), e o gene do fator de elongação 1-alfa (EF-1a) (Tan *et al.*, 2002).

A genotipagem molecular de *T. gondii* é realizada, em geral, por meio da análise de marcadores polimórficos como SAG-1, SAG-2, GRA6, B1 e ROP18, REP529 ou por sequenciamento multilocus, que permite a classificação de isolados em mais de 300 genótipos já descritos (Ferreira *et al.*, 2006; Su C *et al.*, 2003).

O gene B1 é amplamente utilizado por estar presente em múltiplas cópias no genoma do parasito. Esse gene é altamente conservado entre diferentes cepas, o que o torna uma das principais ferramentas-alvo em reações de PCR, devido à sua elevada sensibilidade e especificidade. Outros marcadores moleculares relevantes incluem o REP529, que possui ainda mais cópias genômicas e é frequentemente associado a métodos de detecção com maior sensibilidade, além dos genes SAG1 e ROP18, utilizados em estudos voltados à caracterização genotípica e à análise de virulência do parasito (Saglam *et al.*, 2022; Sibley *et al.*, 2008). Técnicas como as de amplificação isotérmica mediada por loop (LAMP), também têm demonstrado elevada sensibilidade para amostras ambientais (Gallas-Lindemann *et al.*, 2013; Koloren *et al.*, 2013). Estratégias como floculação com sulfato de alumínio ou ferro são frequentemente utilizadas para concentração de oocistos antes da extração de DNA (Aubert & Villena, 2009).

2.6.3 Aplicações em vigilância ambiental e sanitária

Cryptosporidium spp. e *G. duodenalis* são os principais protozoários monitorados internacionalmente, com protocolos validados para diferentes tipos de água, incluindo potável, recreacional e de abastecimento (ISO 15553:2006; USEPA, 2012). Estudos indicam a presença recorrente desses agentes em diferentes biomas, associados diretamente à contaminação fecal (WHO 2017; 2022). A reincidência de surtos associados a *Cryptosporidium* spp. em países de alta vigilância levou à criação de sistemas nacionais de monitoramento contínuo (CDC, 2022; PHA, 2024). Já no Brasil, ainda que o monitoramento seja esporádico, estudos têm evidenciado a presença de oocistos e cistos viáveis em diversas regiões e contextos ambientais, corroborando a necessidade de sua incorporação sistemática aos programas de controle sanitário (Celestino *et al.*, 2021).

Para *T. gondii* e *Blastocystis* sp., o monitoramento ambiental ainda é incipiente. No entanto, sua ampla detecção em águas doces, salobras e marinhas reforça a urgência de expandir a vigilância microbiológica para além dos indicadores bacterianos tradicionais (Fusaro *et al.*, 2024; Shapiro *et al.*, 2010).

A aplicação dos métodos de detecção de protozoários em ecossistemas urbanos e costeiros, como a Lagoa da Conceição, objeto deste estudo, é estratégica, considerando os múltiplos usos da água e os fatores antrópicos que favorecem a contaminação (CDC, 2023; WHO, 2024). A integração de análises microbiológicas, moleculares e ambientais contribui diretamente para os ODS, em especial o ODS 6 (água potável e saneamento) e o ODS 3 (saúde e bem-estar) (Coelho, 2020; GDWQ/WHO, 2017).

Os Quadros 14 e 15 sistematizam os principais estudos internacionais e nacionais (2001 – 2024) sobre a detecção de *Cryptosporidium* spp., *G. duodenalis*, *Blastocystis* sp. e *T. gondii* em corpos hídricos, destacando as metodologias aplicadas, matrizes investigadas e implicações sanitárias dos achados.

Quadro 14 - Principais estudos internacionais de detecção da presença de *Cryptosporidium* spp., *Giardia* sp., *Blastocystis* sp. e *Toxoplasma gondii* em águas estuarinas, doces e marinhas, 2001 a 2024.

Ambiente e Localidade	Método de detecção	Amostragem e Resultados	Resultados/ concentração	Fontes de contaminação	Referência
 <i>Baía Flórida (EUA)</i> <i>País desenvolvido</i>	IFA	11 pontos (4x), C: 27% (3 pontos), G: 9% (1 ponto)	C: 10-16 oocistos/L G: 16 cistos/L	Esgoto; despejo de fezes por barcos	Lipp <i>et al.</i> , 2001 ^a
 <i>Estuário Flórida (EUA)</i> <i>País desenvolvido</i>	IFA	8 pontos (4x) C: 25% (2 pontos), G: 25% (2 pontos)	0,047-1,77 (oo)cistos/ L	Escoamento superficial	Lipp <i>et al.</i> , 2001b
 <i>Estuário Galicia (ESP)</i> <i>País desenvolvido</i>	IMA e IFA	7 pontos (1x) C: 71% (5 pontos); G: 85% (6 pontos)	C: 1-17 oocistos/L G: 0,4-29,3 cistos/L	Efluente e escoamento superficial	Gómez-Couso <i>et al.</i> , 2005, 2006 ^a
 <i>Rios (GR e BG) - Países desenvolvidos</i>	PCR	GR-20 amostras- T: 5% (1). BG-34 amostras- T: 8,8% (3)	Não Estabelecido	Não estabelecido	Kourenti <i>et al.</i> , 2006
 <i>Estuário (NL)</i> <i>País desenvolvido</i>	IMS e IFA	2 pontos (2 x); C: e G: 50% (1 ponto, 2x)	C: 1-4,9 oocistos/L G: 0,6 cistos/L	Efluente e escoamento superficial	Schets <i>et al.</i> , 2007
 <i>Estuário Sena (FR)</i> <i>País desenvolvido</i>	IFA	8 amostras; C: 75%. G: 50%.	C: 3-24 oocistos/L G: 2,4-27 cistos/L	Efluentes brutos e tratados	Touron <i>et al.</i> , 2007
 <i>Praia Maryland (EUA)</i> <i>País desenvolvido</i> <i>Siglas: dias da semana (DDS) e final de semana (FS)</i>	FISH	33 amostras DDS - C: 6% (2 amostras) G: 6% (2); 27 amostras FS - C: 48% (13) e G: 37% (10)	DDS - C: 0-7 oocistos/L, G: 0-4 cistos/L) FS - C: 2-42 oocistos/L, G: 0-33 cistos/L	Contaminação Fecal	Graczyk <i>et al.</i> , 2007
 <i>Água superficial (FR)</i> <i>País desenvolvido</i>	IMS e PCR	482 amostras. C: 19% (92), G: 20% (101) e T: 7% (37)	Não Estabelecido	Não estabelecido	Aubert <i>et al.</i> , 2009
 <i>Rio Sena e Marne (FR)</i> <i>País desenvolvido</i>	IMS e IFA	162 amostras. C: 45,7%, G: 93,8%	C: 30 oocistos 10 L -1; G: 180 cistos 10 L -1	Práticas da agricultura	Mons <i>et al.</i> , 2009
 <i>Água Lublin (PL)</i> <i>País desenvolvido</i>	PCR	201 amostras. T: 21% (43 amostras)	Não Estabelecido	Efluentes domésticos	Sroka <i>et al.</i> , 2010

<i>Ambiente e Localidade</i>	<i>Método de detecção</i>	<i>Amostragem e Resultados</i>	<i>Resultados/ concentração</i>	<i>Fontes de contaminação</i>	<i>Referência</i>
 <i>Área costeira (TH)</i> <i>País em desenvolvimento</i>	IMS e IFA	12 amostras/2005: C e G: 16% (2). 12 amostras/2008: C e G: 8% (1)	Não Estabelecido	Alagamento e fezes, tsunami em 2004	Srisuphanut <i>et al.</i> , 2010.
 <i>Água de irrigação (EG)</i> <i>País em desenvolvimento</i>	PCR	54 amostras. T: 16% (9 amostras)	Não Estabelecido	Não estabelecido	El-Traz <i>et al.</i> , 2012
 <i>Mar negro (TR)</i> <i>País em desenvolvimento</i>	IFA e PCR	C: + em 78 amostras IFA e em 44 amostras PCR	Não Estabelecido	Efluente	Koloren <i>et al.</i> , 2013
 <i>Área (HT)</i> <i>País em desenvolvimento</i>	IMS/ IFA/ PCR	16 amostras. C: 100%	C: 6 oocistos/100L a 6088 oocistos/100L	Efluentes de animais	Damiani <i>et al.</i> , 2013
 <i>Águas recreacionais (PK)</i> <i>País em desenvolvimento</i>	PCR	500 amostras. T: 8% (41)	Não Estabelecido	Não estabelecido	Ajma <i>et al.</i> , 2013
 <i>Água natural (TR)</i> <i>País em desenvolvimento</i>	PCR e LAMP	60 amostras. T: 25% (15)	Não Estabelecido	Não estabelecido	Koloren <i>et al.</i> , 2013
 <i>Águas (EG)</i> <i>País em desenvolvimento</i>	Microscopia	336 amostras. B: 15% (51)	Não Estabelecido	Não estabelecido	Khalifa <i>et al.</i> , 2014
 <i>Quatro praias (VE)</i> <i>País em desenvolvimento</i>	IMS, IFA e PCR	C: + em 20% das amostras, G: + em 40% das amostras	C: 0,2 – 2 oocistos/L; G: 0,2 – 17 cistos/ L	Efluentes domésticos	Betancourt <i>et al.</i> , 2014
 <i>Água natural (IR)</i> <i>País em desenvolvimento</i>	LAMP	34 amostras. T: 5,8% (2 amostras)	Não Estabelecido	Não estabelecido	Mahmoudi <i>et al.</i> , 2015
 <i>Água de suprimento (SCT)</i> <i>País desenvolvido</i>	qPCR	1427 amostras. T: 8,7% (124)	Não Estabelecido	Não estabelecido	Wells <i>et al.</i> , 2015
 <i>Estuário Melbourne (AU)</i> <i>País desenvolvido</i>	IFA	C: + em 13% das amostras; G: 19% das amostras	0,1 a 0,2 (oo) cistos /L	Efluente doméstico	Henry <i>et al.</i> , 2016

Ambiente e Localidade	Método de detecção	Amostragem e Resultados	Resultados/concentração	Fontes de contaminação	Referência
 Rio (MY) - País em desenvolvimento	Microscopia	23 amostras. B: 43% (10)	Não Estabelecido	Não estabelecido	Noradilah <i>et al.</i> , 2017
 Água (TR) País em desenvolvimento	PCR	228 amostras. B: 20,6% (47)	Não Estabelecido	Não estabelecido	Karaman <i>et al.</i> , 2017
 Rio (RS) País em desenvolvimento	PCR	20 amostras. T: 15% (3)	Não Estabelecido	Não estabelecido	Moreno <i>et al.</i> , 2018
 Águas (ESP) País desenvolvido	PCR	3 amostras. B: 100% (3)	Não Estabelecido	Não estabelecido	Moreno <i>et al.</i> , 2018
 Rio (IT) País desenvolvido	PCR	1 amostra. B: 100%	Não Estabelecido	Não estabelecido	Angelici <i>et al.</i> , 2018
 Água de irrigação (RW) País em desenvolvimento	PCR	30 amostras. T: negativo.	Não Estabelecido	Efluentes domésticos	Semanda, <i>et al.</i> , 2018
 Água (TR) País em desenvolvimento	PCR	100 amostras. B: 4% (4)	Não Estabelecido	Não estabelecido	Kolören <i>et al.</i> , 2018
 Águas (IR) País em desenvolvimento	PCR	12 amostras. B: 41% (5)	Não Estabelecido	Não estabelecido	Javanmard <i>et al.</i> , 2019
 Água (CO) País em desenvolvimento	Filtração/ qPCR	40 amostras. T: 10%	Não Estabelecido	Não estabelecido	Luna <i>et al.</i> , 2019
 Cisternas e rios, Guiana Francesa (FR), País desenvolvido	PCR	6 amostras. T: 16% (1)	Não Estabelecido	Não estabelecido	Blaizot <i>et al.</i> , 2020
 Águas (SWE) País desenvolvido	PCR	26 amostras. B: 100%	Não Estabelecido	Não estabelecido	Stensvold <i>et al.</i> , 2020
 Golfo de Thermaikos (GRE) País desenvolvido	IMS e IFA	2 anos - C: 47%; G: 66%	C: 0,2-1,3 oocistos/L; G: 0.1-1.2 cisto/L	Escoamento agrícola	Ligda <i>et al.</i> , 2020

Ambiente e Localidade	Método de detecção	Amostragem e Resultados	Resultados/ concentração	Fontes de contaminação	Referência
 Rios principais (RS) <i>País em desenvolvimento</i>	IMS, IFA e PCR	31 amostras. C: 16% (5), G: 32% (10)	Não Estabelecido	Escoamento doméstico	Ćirković <i>et al.</i> , 2020
 Água de irrigação (TR) <i>País em desenvolvimento</i>	PCR	36 amostras. T: 16% (6)	Não Estabelecido	Não estabelecido	Sağlam <i>et al.</i> , 2020
 Rio Quindio (CO) <i>País em desenvolvimento</i>	nPCR	55 amostras. G: 47% (26), T: 9% (5)	Não Estabelecido	Não estabelecido	Pinto-Duarte <i>et al.</i> , 2022
 Águas (PL) <i>País desenvolvido</i>	PCR	184 amostras. B: 13% (25)	Não estabelecido	Não estabelecido	Adamska, 2022
 Água (TH) <i>País em desenvolvimento</i>	PCR	20 amostras. B: 30% (6)	Não Estabelecido	Não estabelecido	Jinatham <i>et al.</i> , 2022
 Água de marisco, Califórnia (EUA) - País desenvolvido	IMS, IFA, qPCR	25 amostras. C: + em 20–52%; G: + em 10–20% e T: + em 36–73%	20-200 (oo)cistos/mL	Não estabelecido	Kim <i>et al.</i> , 2023
 Água potável (MA) <i>País em desenvolvimento</i>	qPCR	104 amostras. G: 33.6%; T: 16,34%	Não Estabelecido	Efluente doméstico	Berrouch <i>et al.</i> , 2023
 Rio Copey, Naranjal e Madrigal (CR) <i>País em desenvolvimento</i>	PCR	156 amostras. C: 3% (5 amostras)	Não Estabelecido	Efluente doméstico	Fernandez <i>et al.</i> , 2023
 Praia Ilaje (NR) <i>País em desenvolvimento</i>	Ziehl Neelsen modificado	1 ano de monitoramento	C: 1.1-20 /100 mL. G: 73-300/100 mL	Efluente doméstico	Ogundare <i>et al.</i> , 2024
 Água de irrigação (CO) <i>País em desenvolvimento</i>	PCR	96 amostras. G: + em 10. T: + em 18; C: 32.	Não Estabelecido	Não estabelecido	Santos <i>et al.</i> , 2024

Legenda: C: *Cryptosporidium* spp.; G: *Giardia* sp.; B: *Blastocystis* sp., T: *Toxoplasma gondii*.

Quadro 15 - Principais estudos nacionais de detecção da presença de *Cryptosporidium* spp., *Giardia* sp., *Blastocystis* sp. e *Toxoplasma gondii* em águas estuarinas, doces e marinhas, 2001 a 2024.

<i>Ambiente e Localidade</i>	<i>Método de detecção</i>	<i>Amostragem e Resultados</i>	<i>Resultados/ concentração</i>	<i>Fontes de contaminação</i>	<i>Referência</i>
<i>Águas brutas, Rio Atibaia, Campinas (SP)</i>	IMS, IFA	4 amostras, C: 100% e G: 100%.	C: 44 a 100 oocistos/L. G: 33 a 45 cistos/L.	Não estabelecido	Franco <i>et al.</i> , 2001
<i>Águas brutas (SP)</i>	IMS, IFA	278 amostras, C: 2.5% e G: 27%	C: máx. 20 oocistos/L. G: <100 a 521 cistos/L.	Efluentes domésticos	Hachich <i>et al.</i> , 2004
<i>Águas brutas (PR)</i>	Filtração/ IFA	15 amostras, C: 26.6% e G: 6.66%	Não Estabelecido	Não estabelecido	Nishi <i>et al.</i> , 2008
<i>Reservatório de abastecimento – Vargem das Flores (MG)</i>	IMS, IFA	4 pontos (12x), C: 33% e G: 54%.	Não Estabelecido	Efluentes de animais domésticos e silvestres	Lopes, 2009
<i>Águas brutas (AB) e de consumo (AC) - (SP)</i>	IMS, IFA	25 amostras, 12 (AB) – C: 92,4% e G: 46.1%. 13 (AC) – C: 25% e G: 41.7%	C: 0.0025 a 0.100 oocistos/L, G: 0.0025 a 3.4 cistos/L.	Não estabelecido	Razzolini <i>et al.</i> , 2010
<i>Águas brutas, Rio Atibaia, Campinas (SP)</i>	IMS, IFA	8 amostras, C: 62.5% e G: 87.5%	C: 15 a 60 oocistos/L, G: 2.5 a 120 cistos/L.	Não estabelecido	Neto <i>et al.</i> , 2010
<i>Águas recreacionais e reservatório (SP)</i>	Nested PCR	30 amostras, C: 30%.	Não Estabelecido	Efluentes domésticos e de animais	Araújo <i>et al.</i> , 2011
<i>Água e esgoto (SP)</i>	Filtração e PCR	24 amostras, G: 41,6%.	Não Estabelecido	Efluentes domésticos e de animais	Fernandes <i>et al.</i> , 2011
<i>Quatro regiões em Florianópolis (SC)</i>	IMS, IFA e PCR	4 regiões e 1 amostra, G: 25% (1)	Não Estabelecido	Efluente Doméstico	Souza <i>et al.</i> , 2012
<i>Águas, Campos do Jordão (SP)</i>	IMS, IFA	12 locais (6x). C: 2,78%, G: 2,78%	C: 0.3 oocistos/L, G: 0.07 cistos/L.	Efluente Rural	Branco <i>et al.</i> , 2012
<i>Quatro regiões em Florianópolis (SC)</i>	IMS, IFA e PCR	4 regiões e 1 amostra G: 25% (1)	Não Estabelecido	Efluente Doméstico	Souza <i>et al.</i> , 2012
<i>Quatro regiões em Cananéia (SP)</i>	IMS, IFA e PCR	C: 25% (um ponto) e G: 100% (todos os pontos),	Não Estabelecido	Efluentes domésticos e de animais	Leal <i>et al.</i> , 2013
<i>Rio Tietê (SP)</i>	IMS, IFA e PCR	28 amostras, B: positivo em 3 amostras.	Não Estabelecido	Não estabelecido	David <i>et al.</i> , 2015
<i>Reservatório de abastecimento, Ângulo (PR)</i>	IMS, IFA e PCR	44 amostras. G: negativo	Não Estabelecido	Não estabelecido	Colli <i>et al.</i> , 2015

<i>Ambiente e Localidade</i>	<i>Método de detecção</i>	<i>Amostragem e Resultados</i>	<i>Resultados/concentração</i>	<i>Fontes de contaminação</i>	<i>Referência</i>
<i>Fontes de água rurais de irrigação (PR)</i>	IMS, IFA	84 amostras. C: 2,38%.	Não Estabelecido	Não estabelecido	Tiyo <i>et al.</i> , 2015
<i>Reservatório de abastecimento, São Lourenço da Serra (SP)</i>	IMS, IFA e PCR	25 amostras. C: 40%, G: 100%.	Não Estabelecido	Efluentes domésticos e de animais	Araújo <i>et al.</i> , 2018
<i>Água de irrigação (BRA)</i>	PCR	10 amostras, T: 20% (2)	Não Estabelecido	Não estabelecido	Pinto-Ferreira <i>et al.</i> , 2018
<i>Quatro regiões em Cananéia (SP)</i>	IMS, IFA e PCR	G: + 4 pontos. Monitorado mensalmente.	Não Estabelecido	Efluente doméstico e fezes de cães	Leal <i>et al.</i> , 2018a
<i>Efluente não tratado e tratado, Londrina (PR)</i>	PCR e qPCR	25 amostras. Não tratado - C: 84% e G: 100%. Tratado - C: 8%; G: 76%.	Não Estabelecido	Efluente	Martins <i>et al.</i> , 2019
<i>Água superficial (SP)</i>	qPCR	39 amostras. T: 7,6% (3)	Não Estabelecido	Não estabelecido	Galvani <i>et al.</i> , 2019
<i>Água de irrigação e municipal (GO)</i>	Filtração e PCR	3 amostras. T: 33%	Não Estabelecido	Não estabelecido	Da Costa <i>et al.</i> , 2020
<i>Água do mar (SP)</i>	IMS e IFA	12 praias	C: 0.1 a 1.7 oocistos /L 0.1; G: 66.1 cistos / L	Efluente Doméstico	Pinto <i>et al.</i> , 2020
<i>Quatro lagoas da zona costeira, Jacarepaguá (RJ)</i>	qPCR	8 amostras. B: 100%. C: 25%. G: 37,5%.	Não Estabelecido	Efluente Doméstico	Macena <i>et al.</i> , 2021
<i>Baia de Guanabara (RJ)</i>	qPCR	10 pontos, 28 amostras, B: 20%, C: 39% e G: 15%;	Não Estabelecido	Efluentes domésticos e de animais	Vieira <i>et al.</i> , 2022
<i>Rio Atibaia, SP (BRA)</i>	IMA e IFA	96 amostras, C: + em 25% e G: + em 62,5%	C: 2–100 oocistos/L S1/5–100 oocistos/L S2. G: 2–33.3 cistos/L S1/5–1.100 cistos/L S2.	Efluente doméstico e industrial	Bonatti <i>et al.</i> , 2023
<i>Praias de Guaratuba, Caiobá e Matinhos, Curitiba – Brasil</i>	IMS, IFA, PCR	144 amostras, 2 anos de monitoramento. C: 4,86% e G: 10,42%	Variação anual de: C: 2.1 – 11.5 oocistos/L G: 5.2 – 27.5 cistos/L.	Efluentes domésticos e de animais	Leal <i>et al.</i> , 2024

Legenda: C: *Cryptosporidium* spp.; G: *Giardia* sp.; B: *Blastocystis* sp., T: *Toxoplasma gondii*.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 CARACTERIZAÇÃO DA ÁREA DE ESTUDO E CAMPANHAS AMOSTRAIS

Foram realizadas campanhas amostrais para a coleta de água da Lagoa da Conceição, que consistiram em coletas com frequência bimensal, entre fevereiro de 2023 e fevereiro de 2024, totalizando 56 amostras de água superficial. Todas as coletas foram conduzidas no período da manhã, visando minimizar variações térmicas, efeitos de maré e influências antrópicas no corpo hídrico durante horários de maior fluxo humano (Quadro 16).

Quadro 16 - Cronograma e identificação das campanhas de amostragem hídrica na Lagoa da Conceição (2023-2024).

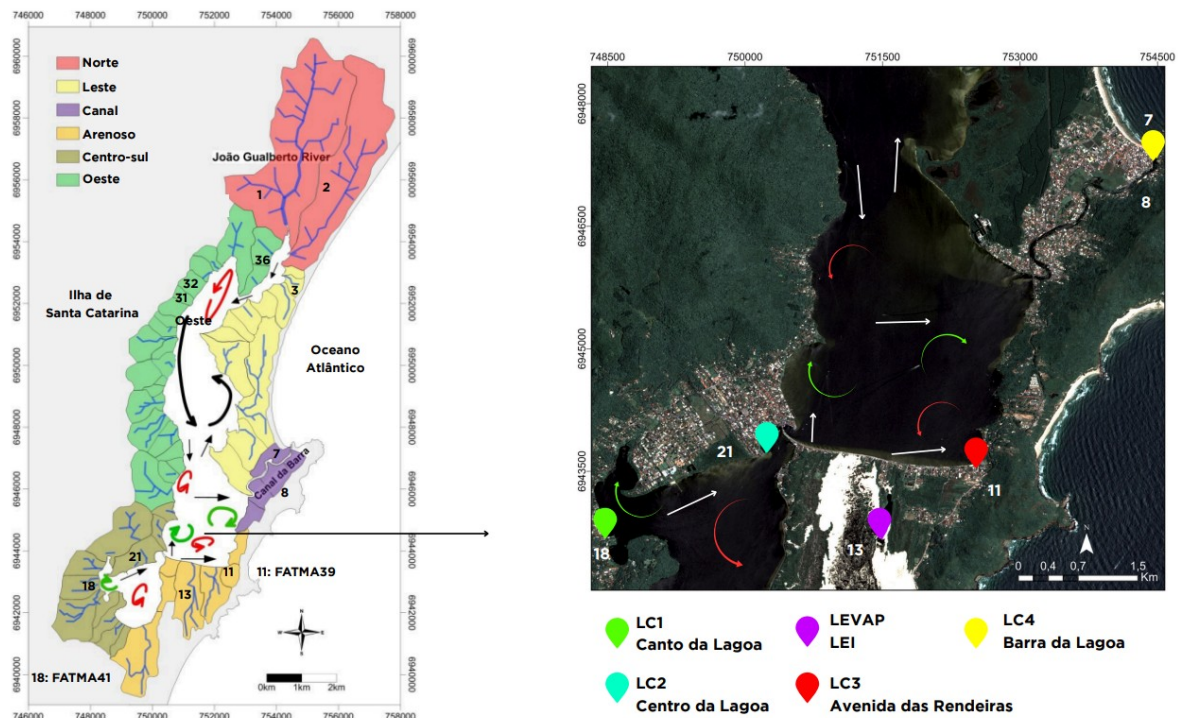
<i>Ano</i>	<i>Coleta</i>	<i>Mês</i>	<i>Dia</i>
2023	Coleta 1 - C1	Fevereiro	06
2023	Coleta 2 - C2	Abril	03
2023	Coleta 3 - C3	Junho	19
2023	Coleta 4 - C4	Agosto	28
2023	Coleta 5 - C5	Outubro	02
2023	Coleta 6 - C6	Dezembro	05
2024	Coleta 7 - C7	Fevereiro	20

Identificação dos números de coletas e suas respectivas datas.

A seleção dos pontos amostrais baseou-se em critérios hidrodinâmicos, padrões de uso e ocupação de solo, presença de potenciais fontes de contaminação, e na busca por representação espacial abrangente da Lagoa da Conceição (Figura 2).

Foram definidos oito pontos georreferenciados, estrategicamente distribuídos para contemplar os principais compartimentos ambientais e zonas de influência antrópica. A localização desses pontos encontra-se representada nas Figuras 2 e 3, conforme detalhada a seguir.

Figura 2 - Localização dos pontos amostrais da região Sul da Lagoa da Conceição (Florianópolis, SC).



À esquerda, divisão da bacia hidrográfica da Lagoa da Conceição em Unidades Hidrológicas (UH). As numerações representadas indicam as posições das sub-bacias que influenciam os pontos amostrais. As setas indicam os fluxos hidrológicos. As numerações ao lado da sigla FATMA, sinalizam o monitoramento pelo IMA. À direita, imagem de satélite com a localização dos pontos amostrais LC1 (Canto da Lagoa), LC2 (Centro da Lagoa), LEVAP (Escoamento da Lagoa de Evapo-Infiltração), LC3 (Avenida das Rendeiras), LC4 (Barra da Lagoa), sobrepostos à porção Sul da laguna. Fonte: Adaptado de Bier *et al.*, 2013; Silva *et al.*, 2017; LADIPE, 2022; MIMA; 2022.

A Figura 2 apresenta a localização dos pontos amostrais da região Sul: LC1 - Canto da Lagoa (27°36'57.42"S 48°29'01.63"W), LC2 - Centro da Lagoa (27°36'28.16"S 48°27'56.07"W), LC3 – Avenida das Rendeiras (27°36'31.75"S 48°26'32.15"W), LC4 - Barra da Lagoa (27°34'30.72"S 48°25'20.85"W) e LEVAP - Escoamento da Lagoa de Evapoinfiltração (27°37'01.70"S 48°27'09.45"W).

O ponto LC3 está situado em uma zona de intenso fluxo turístico, caracterizado pela presença de bares e restaurantes ao longo da Avenida das Rendeiras, e também monitorado pelo IMA (FATMA 39). Os pontos LC1, LC2 e LC3 encontram-se em áreas com elevada densidade populacional, sendo que o LC1 integra a rede de monitoramento ambiental do Instituto do Meio Ambiente de Santa Catarina (IMA), sob o código FATMA 41.

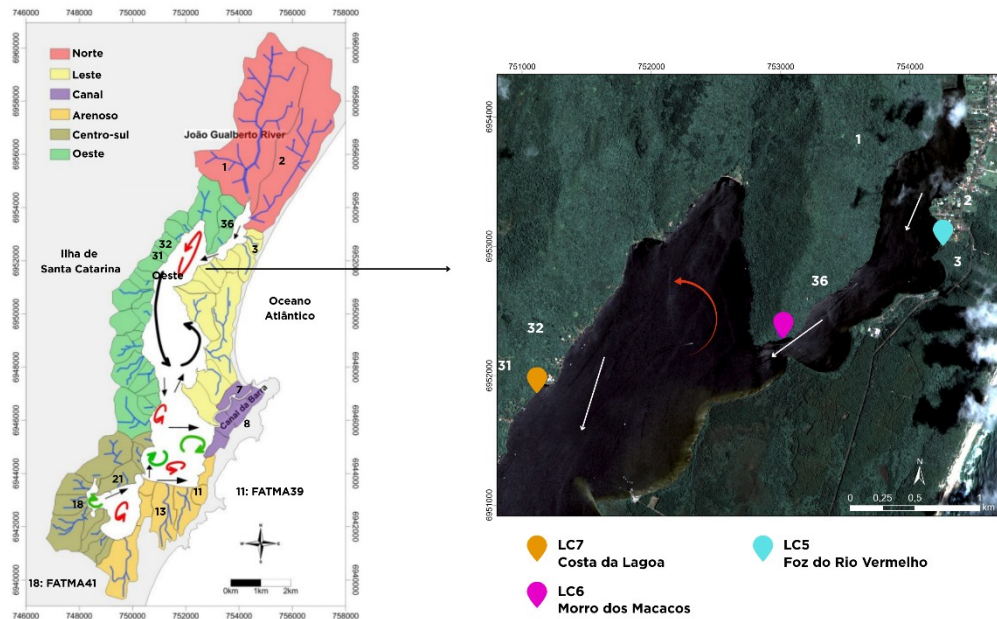
O ponto LC4, por sua vez, com alta densidade populacional, está localizado na região de escoamento das águas da laguna para o oceano Atlântico, próximo à região gastronômica. Por fim, o ponto LEVAP situa-se na área de escoamento da Lagoa de Evapo-Infiltração (LEI), localizada entre as dunas, constituindo um ponto estratégico para avaliação de possíveis impactos ambientais relacionados ao lançamento de efluentes tratados (Quadro 17).

Quadro 17 - Informações hidrológicas e demográficas dos pontos amostrais da região Sul da Lagoa da Conceição (Florianópolis, SC).

<i>Pontos amostrais</i>	<i>Unidade hidrológica</i>	<i>Sub-bacia de maior influência</i>	<i>Distrito (bairro)</i>	<i>População IBGE</i>
<i>LC1 – Canto da Lagoa</i>	UH Centro-sul	18 – FATMA 41	Lagoa da Conceição – Canto da Lagoa	954
<i>LC2 – Centro da Lagoa</i>	UH Centro-sul	21	Lagoa da Conceição	5.052
<i>LC3 – Avenida das Rendeiras</i>	UH Arenoso	11 – FATMA 39	Lagoa da Conceição – Retiro	1.162
<i>LC4 – Barra da Lagoa</i>	UH Canal	7 e 8	Barra da Lagoa	5.691
<i>LEVAP – Escoamento da Lagoa de Evapoinfiltração</i>	UH Arenoso	13	Lagoa da Conceição	10.082

Adaptado de Bier, 2013; IBGE, 2022; Silva *et al.*, 2017.

Figura 3 - Localização dos pontos amostrais da região Norte da Lagoa da Conceição (Florianópolis, SC).



À esquerda, divisão da bacia hidrográfica da Lagoa da Conceição em Unidades Hidrológicas (UH). As numerações representadas indicam as posições das sub-bacias que influenciam os pontos amostrais. As setas indicam os fluxos

hidrológicos. As numerações ao lado da sigla FATMA, sinalizam o monitoramento pelo IMA. À direita, imagem de satélite com a localização dos pontos amostrais LC5 (Foz do Rio Vermelho), LC6 (Morro dos Macacos), LC7 (Costa da Lagoa), sobrepostos à porção Norte da laguna. Fonte: Adaptado de Bier *et al.*, 2013; Silva *et al.*, 2017; LADIPE, 2022; MIMA; 2022.

A Figura 3 apresenta a localização dos pontos amostrais na região Norte da Lagoa da Conceição: LC5 – Foz do Rio Vermelho (27°31'21.50"S 48°25'34"W), situado na desembocadura de um dos principais cursos de água doce; LC6 – Morro dos Macacos (27°31'47"S 48°26'17.07"W), posicionados em zona de preservação ambiental, adjacente ao Parque Estadual do Rio Vermelho; e LC7 – Costa da Lagoa (27°31'60"S 48°27'25"W), situado em área de uso turístico intenso, com presença de bares, restaurantes, e atividades recreativas aquáticas (Quadro 18).

Quadro 18 - Informações hidrológicas e demográficas dos pontos amostrais da região Norte da Lagoa da Conceição (Florianópolis, SC).

<i>Pontos amostrais</i>	<i>Unidade hidrológica</i>	<i>Sub-bacia de maior influência</i>	<i>Distrito (bairro)</i>	<i>População IBGE</i>
<i>LC5 – Foz do Rio Vermelho</i>	UH Norte	1 e 2	São João do Rio Vermelho	30.004
<i>LC6 – Morro dos Macacos</i>	Entre UH Leste e Oeste	3 e 36	Área de preservação	0
<i>LC7 – Costa da Lagoa</i>	UH Oeste	31 e 32	Lagoa da Conceição – Canto dos Araçás	333

Adaptado de Bier, 2013; IBGE, 2022; Silva *et al.*, 2017.

Amostras de 10 litros de água foram coletadas a cerca de um metro de profundidade, utilizando galões previamente higienizados e tratados com solução Tween 80® (0,1%). A higienização dos galões consistiu em imersão em solução de hipoclorito de sódio (2%) por uma semana, seguida de enxágue com sabão neutro e água destilada estéril.

Durante as campanhas, os seguintes parâmetros físico-químicos foram determinados *in situ*, utilizando um medidor multiparâmetro portátil (Romerlab®): pH, temperatura, salinidade, sólidos totais e condutividade elétrica. A turbidez foi avaliada separadamente com o auxílio de um turbidímetro específico (Mc Farland®, Alphakit).

Adicionalmente, foi registrada a precipitação média acumulada nos cinco dias anteriores a cada campanha de coleta, com base nos dados da estação pluviométrica da EPAGRI/CIRAM (Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina - Centro de Informações de Recursos Ambientais e de Hidrometeorologia de Santa Catarina), estação 1006, do bairro Itacorubi, Florianópolis, SC.

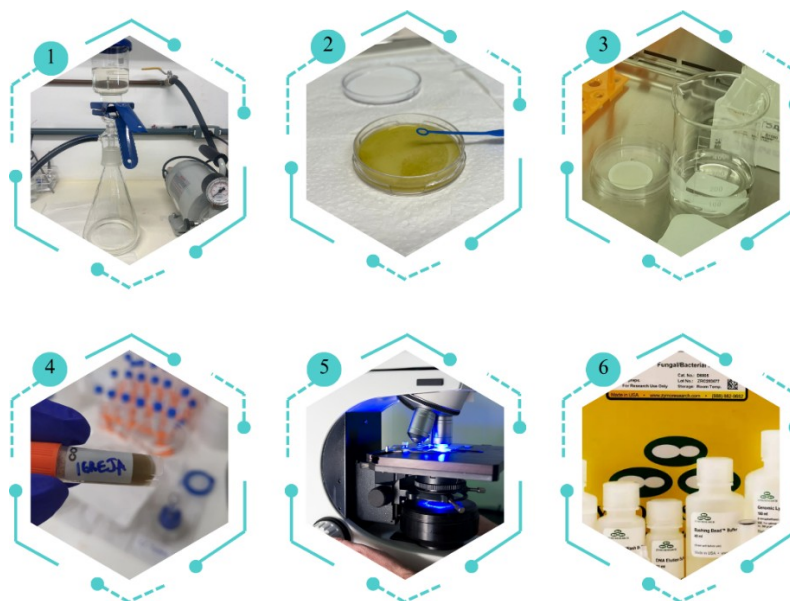
Todas as amostras foram acondicionadas em caixas isotérmicas e transportadas imediatamente ao Laboratório de Investigação Aplicada a Protozoários Emergentes (LADIPE), da Universidade Federal de Santa Catarina (UFSC). No laboratório, foram mantidas sob refrigeração controlada entre 2 °C e 8 °C, garantindo a preservação das características físico-químicas e microbiológicas até o processamento, realizado no prazo máximo de 24 horas após a coleta.

3.2 PROCESSAMENTO E CONCENTRAÇÃO DAS AMOSTRAS HÍDRICAS

As amostras de água foram submetidas ao processo de concentração por filtração, utilizando membranas de ésteres mistos de celulose (Merck®) com diâmetro de 47 mm e porosidade nominal de 3 µm. Esta técnica foi adaptada com base no protocolo descrito por Franco *et al.* (2001) e Leal *et al.* (2018), com modificações que visam compatibilizar o procedimento com as diretrizes estabelecidas pelo método 1623.1 da USEPA (USEPA, 2012).

O sistema de filtração foi composto por uma bomba de vácuo calibrada para operar com fluxo de 0,4 a 4 L/min e porta-filtros Millipore®. Cada amostra foi processada individualmente, sob condições assépticas, de forma a evitar contaminações cruzadas. O processo foi conduzido em bancada descontaminada, utilizando luvas estéreis e instrumentos previamente autoclavados (Figura 4).

Figura 4 - Etapas do processamento laboratorial das amostras hídricas.



(1) Filtração sob vácuo utilizando bomba e porta-filtros Millipore®; (2-3) Processo de raspagem e eluição do material retido na membrana filtrante; (4) Centrifugação e acondicionamento do concentrado amostral; (5)

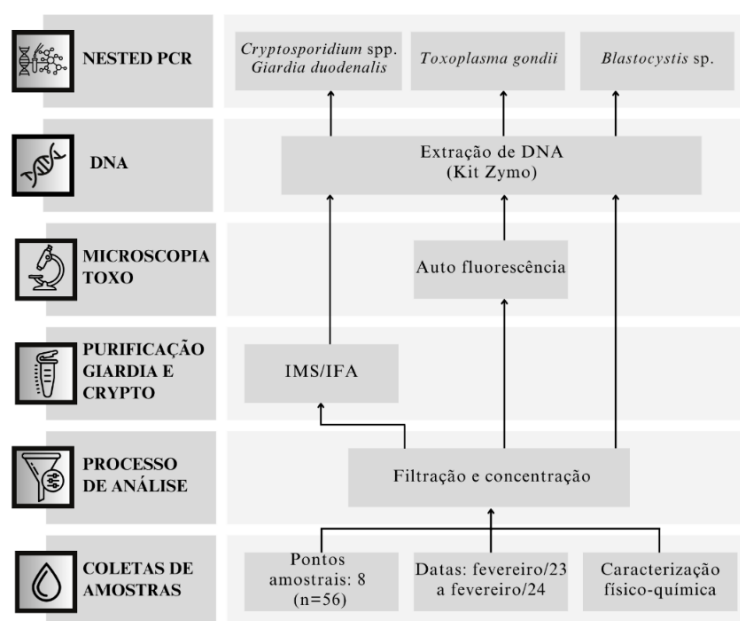
Representação da alocação das alíquotas para etapas subsequentes de purificação e observação microscópica; (6) Representação da destinação de frações para extração de DNA e análises moleculares. Fonte: Autora, 2024.

Após o processo de filtração, as membranas foram cuidadosamente transferidas para placas plásticas estéreis, nas quais foi realizada a etapa de eluição e recuperação de cistos e oocistos. A superfície das membranas foi raspada manualmente por 10 minutos com auxílio de uma alça plástica macia e solução surfactante de Tween 80 ® (0,1%) como agente eluente. Em seguida, as membranas foram lavadas com o eluente, durante 10 minutos.

O líquido resultante da eluição foi transferido para tubos cônicos e submetido a centrifugação a 1500 x g por 15 minutos. Após esse procedimento, o sobrenadante foi cuidadosamente descartado, e o pellet (sedimento) obtido foi ressuspensionado em água Milli-Q estéril, sendo então submetido a uma segunda centrifugação sob as mesmas condições. O sedimento final foi transferido para tubos de microcentrífuga de 1,5 mL e armazenado sob refrigeração (4 °C) até a realização das análises laboratoriais.

A partir do concentrado obtido, foram realizadas as seguintes análises: (a) Detecção de *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. por Separação Imunomagnética (IMS), Ensaio de Imunofluorescência (IFA) e *nested*-PCR; (b) Detecção de *T. gondii* por epifluorescência e *nested*-PCR; (c) Detecção de *Blastocystis* sp. por *nested*-PCR. (Figura 5).

Figura 5 - Fluxograma das etapas analíticas para detecção de protozoários patogênicos em amostras de água da Lagoa da Conceição.



Esquema representando o fluxo metodológico das análises realizadas entre fevereiro de 2023 e fevereiro de 2024, incluindo: coleta de amostras (n = 8 pontos amostrais), caracterização físico-química, filtração e concentração.

Para detecção de *Cryptosporidium* spp. e *G. duodenalis* foi realizada a etapa de Separação Imunomagnética (IMS), Ensaio de Imunofluorescência (IFA), extração de DNA e *nested*-PCR. Para a detecção de *T. gondii* foi realizada a microscopia pela auto fluorescência e *nested*-PCR. Para detecção de *Blastocystis* sp. foi realizada a extração de DNA e *nested*-PCR. Fonte: Autora, 2024.

3.3 DETECÇÃO DE *Cryptosporidium* spp. E *Giardia* spp.

3.3.1 Purificação das amostras por Separação Imunomagnética (IMS)

A recuperação seletiva de cistos de *Giardia* spp. e oocistos de *Cryptosporidium* spp. foi conduzida por meio da técnica de separação imunomagnética (IMS), utilizando o kit comercial da Waterborne INC® (EUA), com adaptações conforme o método 1623.1 da USEPA (2012). Essa etapa foi realizada em parceria com o Laboratório de Parasitologia Ambiental da Universidade Federal do Paraná.

Para o início do processo, alíquotas de 500 µL do sedimento concentrado foram transferidas para tubos de Leighton de fundo plano, previamente tratados com solução de Tween 80® (0,1%) para minimizar adesões não específicas. O tubo original contendo o sedimento foi lavado duas vezes com 1 mL de tampão Grab™ Buffer-A, cujos volumes resultantes foram igualmente transferidos ao tubo de Leighton. Em seguida, adicionaram-se 3 mL de água destilada estéril e mais 3 mL do mesmo tampão, completando o volume final para 10 mL com água destilada. A mistura foi homogeneizada três vezes, de forma manual por inversões.

As microesferas magnéticas Dynabeads®, revestidas com anticorpos monoclonais específicos anti-*Cryptosporidium* e anti-*Giardia*, foram homogeneizadas em vórtex por cerca de 10 segundos, e então, 100 µL de cada suspensão foram adicionados ao tubo contendo a amostra. A incubação foi realizada sob agitação contínua em mixer rotatório (DynaLab Biotech®) a aproximadamente 20 rpm, durante 1 hora, em temperatura ambiente, permitindo a formação dos imunocomplexos.

Após a incubação, os tubos foram fixados em suporte magnético (MPC1®) e submetidos à movimentação manual oscilatória (inclinação de 90°) durante 3 minutos para maximizar a captura magnética. Posteriormente, com o tubo mantido em posição vertical no ímã, o sobrenadante foi cuidadosamente descartado.

Na etapa seguinte, os tubos foram retirados do suporte magnético e lavados três vezes com 450 µL de Grab™ Buffer-B, utilizando pipetas Pasteur previamente eluídas. Os volumes

de enxágue foram transferidos para microtubos de 1,5 mL, que foram colocados em um suporte magnético menor (MPC-S®) e submetidos a agitação manual de 180° por um minuto. Após a separação magnética, o sobrenadante foi descartado com o auxílio de pipetas, preservando as partículas aderidas à parede do tubo.

Para eluição final, foram adicionados 50 µL de água destilada ao pellet, com posterior agitação em vórtex por 10 segundos. A dissociação dos imunocomplexos foi realizada termicamente, aquecendo-se os microtubos a 80 °C em banho-maria por 10 minutos. Após resfriamento, os tubos foram reposicionados no suporte magnético e mantidos em repouso por 10 segundos. O material foi então cuidadosamente transferido para um novo tubo de microcentrífuga de 200 µL, evitando o deslocamento das microesferas.

O processo térmico foi repetido duas vezes adicionais, totalizando três ciclos de dissociação. Ao final, obteve-se um volume de aproximadamente 150 µL da amostra purificada. Deste total, 50 µL foram destinados à análise por imunofluorescência, enquanto os 100 µL restantes foram reservados para extração de DNA e posterior análise molecular.

A etapa de IMS foi aplicada às amostras coletadas nas cinco primeiras campanhas amostrais (coletas 1 a 5), realizadas entre fevereiro e outubro de 2023. Para as coletas subsequentes (6 e 7), em dezembro 2023 e fevereiro 2024, a técnica não foi aplicada em razão da indisponibilidade de kits comerciais no período, vinculada a limitações de recursos para reposição.

3.3.2 Visualização dos parasitos através do Ensaio de Imunofluorescência (IFA)

As amostras purificadas (Coletas 1 a 5) e as amostras concentradas (Coletas 6 e 7) foram submetidas à detecção de cistos de *Giardia* spp. e oocistos de *Cryptosporidium* spp. por meio da técnica de Imunofluorescência Direta (IFA), utilizando o kit comercial MeriFluor® (Meridian Bioscience, Cincinnati, Ohio), seguindo as instruções do fabricante. Este ensaio baseia-se na marcação de anticorpos monoclonais (anti-*Cryptosporidium* e anti-*Giardia*) com Isotiocianato de Fluoresceína (FITC), que se ligam especificamente aos epítomos da parede de cistos e oocistos, permitindo sua visualização por fluorescência.

Antes da montagem de lâminas, as amostras foram homogeneizadas em vórtex por dois minutos e invertidas manualmente três vezes, a fim de garantir a dispersão adequada dos protozoários. Em seguida, alíquotas de 10 µL (coletas 6 e 7) e 50 µL (coletas de 1 a 5) foram cuidadosamente pipetadas e distribuídas nos poços das lâminas de IFA, permanecendo à

temperatura ambiente por 30 minutos para secagem. A fixação foi realizada com adição de 10 µL de metanol por poço, com incubação por mais 10 minutos.

Posteriormente, adicionou-se uma gota do reagente de detecção contendo os anticorpos fluorescentes, além do contra-corante incluído no kit, mantendo-se as lâminas em câmara úmida, protegidas da luz, por 30 minutos. A seguir, efetuou-se a lavagem das lâminas com solução tampão fosfato diluída (1:20), para remoção de reagentes residuais. Após essa etapa, aplicaram-se 20 µL de DAPI (4',6-diamidino-2-fenilindol) para marcação do material genético, com nova incubação em câmara úmida por 10 minutos. As lâminas foram então lavadas três vezes com solução tampão e uma vez com água destilada, todas por um minuto, e posteriormente secas em câmara com sílica. Após secagem, adicionou-se o meio de montagem e a lamínula.

A análise foi conduzida em microscópio de epifluorescência equipado com filtros de excitação entre 450 - 490 nm e filtro de barreira de 520 nm. A identificação dos parasitos foi confirmada com base em critérios morfológicos e fluorescentes estabelecidos no método 1623.1 da USEPA (2012), com auxílio da coloração vital com DAPI e da microscopia por contraste de interferência diferencial (DIC).

Para *Cryptosporidium* spp., foram considerados positivos os oocistos com diâmetro entre 4-6 µm, formato ovoide a esférico, presença de sutura, e fluorescência verde-maçã brilhante uniforme na parede, formando um anel típico (Figura 10). Além dos critérios de fluorescência e morfometria, utilizou-se o filtro UV para DAPI e observação ou não da incorporação do corante vital, classificando as características: a) coloração interna azul clara (sem núcleos distintos) com aro/borda verde = DAPI-negativo; b) coloração interna azul intensa e até quatro núcleos distintos azul celeste = DAPI-positivo.

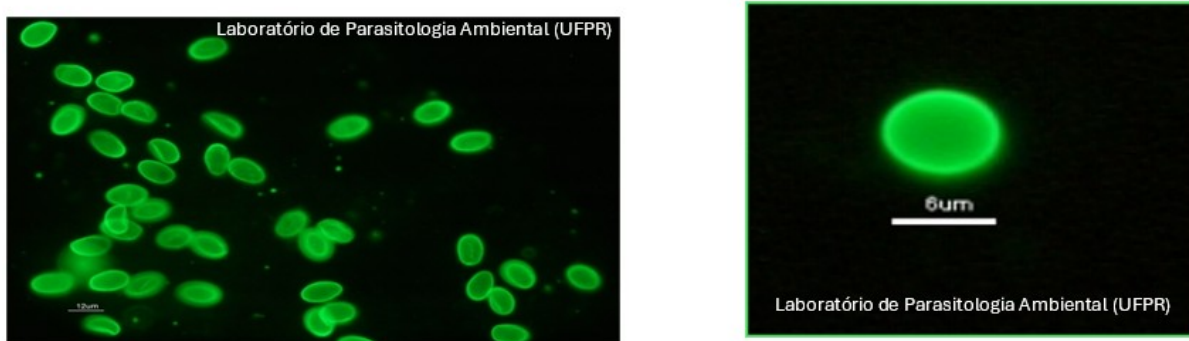
Para o filtro DIC, observaram-se e classificaram-se as seguintes características: a) oocisto de *Cryptosporidium* vazio; b) oocisto com estrutura amorfa; c) oocisto com estrutura interna (um a quatro esporozoítos/oocisto). A presença de características atípicas, tanto internas quanto na parede dos oocistos, também foi um critério de exclusão, como anexos, poros, um ou dois núcleos grandes preenchendo a célula, cristais etc.

Para os cistos, os critérios de positividade incluíram o tamanho (8-18 µm), o formato arredondado a ovoide, e o grau e intensidade de fluorescência verde-maçã brilhante, uniformidade na parede dos cistos, formando um anel típico (Figura 6). Os padrões estabelecidos para DAPI foram a observação ou não da incorporação do corante vital, classificando as características: a) coloração interna azul clara (sem núcleos distintos) com

aro/borda verde = DAPI-negativo; b) coloração interna azul intensa e até quatro núcleos distintos azul celeste = DAPI-positivo.

No filtro DIC, quatro características foram observadas e classificadas: a) cisto de *Giardia* vazio; b) cisto de *Giardia* com estrutura amorfa; c) cisto de *Giardia* com um tipo de estrutura interna (núcleos de 1 a 4, disposição na célula, axonemas e corpos em crescente); d) cisto de *Giardia* com mais de um tipo de estrutura interna. Os critérios de exclusão mencionados anteriormente foram também aplicados para *Giardia*.

Figura 6 - Padrões morfológicos fluorescentes de (oo)cistos observados pelo Ensaio de Imunofluorescência (IFA).



Imagens representativas obtidas por microscopia de epifluorescência, demonstrando a fluorescência verde-maçã típica de estruturas parasitárias coradas por anticorpos monoclonais marcados com Isotiocianato de Fluoresceína (FITC). À esquerda, múltiplos cistos de *Giardia* spp., evidenciando formato oval e parede com fluorescência intensa e uniforme. À direita, oocisto de *Cryptosporidium* spp. com diâmetro de aproximadamente 6 μm, apresentando formato esférico e fluorescência anelar bem definida. Ambos os padrões foram utilizados como referência na identificação de positividade nas amostras analisadas. Fonte: Laboratório de Parasitologia Ambiental (UFPR), 2025.

3.3.3 Concentração de cistos e oocistos por litro filtrado

A quantificação de *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp. foi expressa em número de oocistos ou cistos por litro (oocistos e cistos/L), respectivamente, considerando a concentração final obtida após o processamento laboratorial e a análise das lâminas por imunofluorescência (IFA). O cálculo variou conforme a metodologia de purificação adotada em cada campanha amostral.

Nas amostras processadas com a técnica de separação imunomagnética (IMS), correspondentes às campanhas de número 1 a 5, o volume final do sedimento obtido foi

padronizado em 150 µL. A visualização foi realizada a partir de alíquota de 50 µL por lâmina. Nesse caso, o número total de oocistos e cistos detectados foi multiplicado por três, correspondendo à fração do volume total analisado (50/150 µL). A concentração final por litro foi obtida relacionando esse valor ao volume de água filtrado durante a etapa de concentração.

Para as amostras referentes às campanhas 6 e 7, nas quais não foi realizada a purificação por IMS, a quantificação foi feita com base na análise de 10 µL do sedimento final. Assim, adotou-se a seguinte fórmula para a estimativa da concentração de parasitos por litro de amostra hídrica, de acordo com Leal et al. (2018):

$$X = \frac{n}{K} \times \frac{S}{A}$$

Onde:

X = Concentração de oocistos e cistos/L

n = número de oocistos ou cistos visualizados no poço da lâmina

K = 10 (Volume do sedimento examinado no poço = 10 µL)

S = Volume total do sedimento obtido (µL)

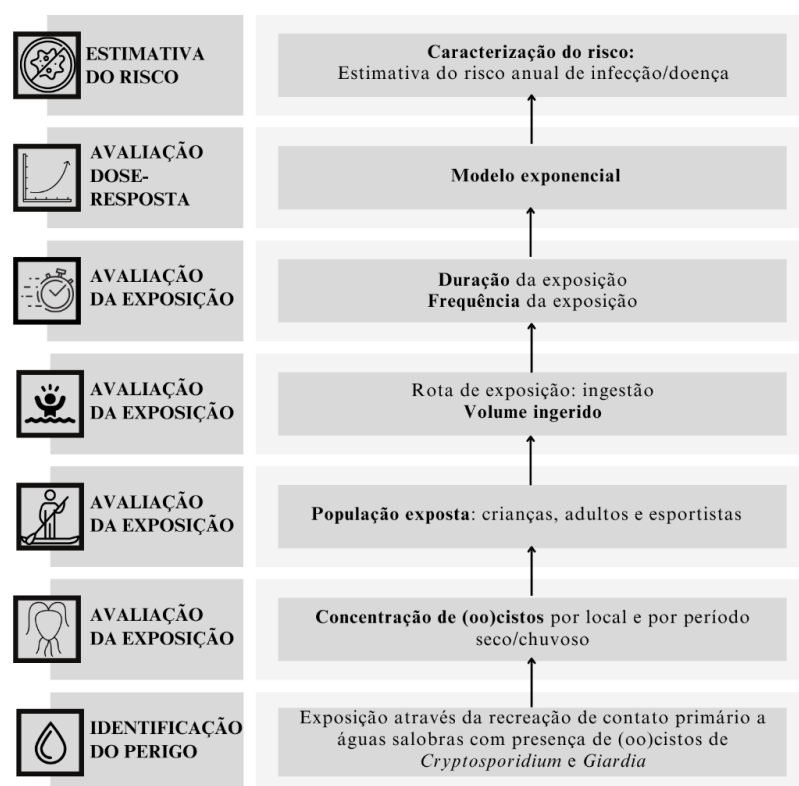
A = Volume filtrado da amostra

3.4 ESTIMATIVA DO RISCO ANUAL DE INFECÇÃO POR *Cryptosporidium* spp. E *Giardia* spp.

A avaliação da probabilidade de infecção relacionada à exposição recreacional à água contaminada por *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp. foi conduzida com base no modelo de Avaliação Quantitativa de Risco Microbiológico (AQRM), conforme diretrizes propostas pela OMS (WHO, 2003; WHO, 2016) e pela USEPA (2012). A metodologia compreende quatro etapas: (i) identificação do perigo microbiológico, (ii) caracterização da exposição, (iii) avaliação da relação dose-resposta, e (iv) estimativa do risco anual de infecção.

Foi elaborado um modelo conceitual de exposição considerando: as concentrações detectadas de cistos e oocistos nas amostras analisadas, frequência e duração da exposição, volume médio de ingestão de água durante atividades recreativas e parâmetros dose-resposta específicos para cada protozoário. A Figura 7 apresenta o fluxograma do modelo adotado.

Figura 7 - Fluxograma do modelo conceitual de exposição para *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp. em águas recreacionais.



Adaptado de Pinto, 2016.

Para avaliar a influência de variáveis ambientais, foram aplicadas análises estatísticas comparando os períodos de estiagem e de chuvas, além de testes de homogeneidade entre diferentes pontos de amostragem da Lagoa da Conceição.

3.4.1 Avaliação da exposição de risco

Foi aplicado o teste de homogeneidade de Fisher para comparação da proporção de amostras que apresentaram concentrações superiores ao limite de detecção ($LD = 0,1$ oocistos/cistos/L) nos diferentes regimes pluviométricos, os dados foram estratificados em dois regimes distintos: período chuvoso (fevereiro-março e outubro-dezembro de 2023, além de fevereiro de 2024) e período seco (abril a setembro de 2023).

Para a comparação entre a ocorrência de *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. e os pontos amostrais da Lagoa da Conceição, foi baseada nas proporções de amostras acima e abaixo do limite de detecção, devido ao elevado número de resultados não detectáveis. Para

isso, aplicou-se um teste estatístico de homogeneidade para comparação de proporções entre os diferentes pares de locais.

Foram ajustadas distribuições probabilísticas às concentrações de *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp. por litro de água, utilizando o método de máxima verossimilhança. As distribuições candidatas incluíram lognormal, Weibull, gama e triangular. Todas as simulações e cálculos foram executadas utilizando a linguagem de programação Python (3.3).

A quantidade de água ingerida durante atividades recreativas varia conforme a faixa etária, tipo de atividade desenvolvida e tempo de exposição. Estudos anteriores relatam valores médios como 37 mL para crianças e 16 mL para adultos em 45 minutos de natação (Dufour *et al.*, 2006), 170 mL para surfistas (Stone *et al.*, 2008), e 100 mL para atletas em sessões de duas horas de natação (WHO, 2003; WHO, 2016). Dados adicionais incluem ingestão de volumes entre 27 e 34 mL para homens, 18 a 23 mL para mulheres e até 51 mL para crianças (Schets *et al.*, 2011; Pinto *et al.*, 2020; Zhang *et al.*, 2022).

Com base nesses dados, os volumes ingeridos foram estratificados por perfil de exposição (crianças, adultos e esportistas) (Pinto *et al.*, 2020; Stone *et al.*, 2008). Os volumes foram modelados com distribuição lognormal, considerando-se média e desvio-padrão conforme descrito no Quadro 19.

Quadro 19 - Volume ingerido considerado no modelo de risco para *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp.

População exposta	Volume ingerido (mL/h)				Referências Utilizadas
	Mín	Máx	Média	DP	
<i>Crianças</i>	49 mL/h	120 mL/h	84,5 mL/h	50,2 mL/h	Dufour <i>et al.</i> , 2006; Pinto, 2016; USEPA, 2011.
<i>Adultos</i>	21 mL/h	71 mL/h	46 mL/h	35,3 mL/h	Dufour <i>et al.</i> , 2006; Pinto, 2016; USEPA, 2011.
<i>Atletas</i>	100 mL/h	170 mL/h	135,3 mL/h	49,9 mL/h	Dufour <i>et al.</i> , 2006; Pinto, 2016; USEPA, 2011.

Volume de água ingerido no contato primário recreacional, estratificados por grupo populacional (crianças, adultos e atletas). Os volumes ingeridos foram ajustados por distribuição lognormal. Legenda: Mín- mínimo, Máx- máximo, DP- desvio padrão

A duração da exposição em atividades recreativas é um fator crucial na estimativa do risco de infecção. Schets *et al.* (2011) observaram que indivíduos permanecem entre 41 e 79 minutos em contato com águas doces ou marinhas, sendo que crianças tendem a prolongar a permanência.

Assumiu-se que as crianças permanecem por períodos mais longos que os adultos, e que esportistas têm exposições ainda mais prolongadas, a partir de dados da literatura (Pinto *et al.*, 2020). Esses tempos foram organizados em uma distribuição triangular, considerando valores mínimo, mais provável e máximo (Quadro 20).

Quadro 20 - Duração das atividades de recreação considerado no modelo de risco.

<i>População exposta</i>	<i>Duração da exposição (min/dias)</i>			<i>Referências utilizadas</i>
	<i>Mín</i>	<i>Máx</i>	<i>MP</i>	
<i>Crianças</i>	60	180	90	Pinto, 2016; Schets <i>et al.</i> , 2011.
<i>Adultos</i>	45	60	50	Pinto, 2016; Schets <i>et al.</i> , 2011.
<i>Atletas</i>	45	240	180	Pinto, 2016; Schets <i>et al.</i> , 2011.

Duração da exposição no contato primário recreacional, estratificados por grupo populacional (crianças, adultos e atletas), ajustados por distribuição triangular. MP: mais provável.

A frequência anual de contato com águas recreacionais varia amplamente entre os grupos populacionais. Estudos como o de Stone *et al.* (2008), nos Estados Unidos, indicam que surfistas podem se expor até 77 vezes por ano, enquanto na Europa, a frequência média varia entre 6 e 8 vezes ao ano (Schets *et al.*, 2011). No Brasil, segundo levantamento da CETESB (2015), 19,9% da população vai à praia todos os finais de semana, enquanto 12,4% frequenta até três vezes ao mês. A frequência mínima foi estimada em seis dias ao ano, considerando feriados e férias escolares. Para esportistas, considerou-se uma prática semanal mínima e até três vezes por semana em cenários mais críticos (Pinto *et al.*, 2020). Esses dados foram organizados em distribuição triangular e estão apresentados no Quadro 21.

Quadro 21 - Frequência de exposição de recreação considerado no modelo de risco.

<i>População exposta</i>	<i>Frequência da exposição (dias/ano)</i>			<i>Referências Utilizadas</i>
	<i>Mín</i>	<i>Máx</i>	<i>MP</i>	
<i>Crianças</i>	6	76	20	CETESB, 2015; Pinto, 2016.
<i>Adultos</i>	6	76	20	CETESB, 2015; Pinto, 2016.
<i>Atletas</i>	50	150	80	CETESB, 2015; Pinto, 2016.

Frequência da exposição no contato primário recreacional, estratificados por grupo populacional (crianças, adultos e atletas), ajustados por distribuição triangular. MP: mais provável.

3.4.2 Modelo dose-resposta

Para estimar a probabilidade de infecção, foram utilizados modelos exponenciais de dose-resposta. O modelo adotado para *Giardia* spp. considerou o parâmetro $r = 0,01982$ (95% IC: 0,009798–0,03582). Para *Cryptosporidium* spp., utilizou-se $r = 0,00419$ (95% IC: 0,00220–0,00852) (Pinto *et al.*, 2020; Zhang *et al.*, 2022).

Os parâmetros foram distribuídos de forma triangular, refletindo os limites superior, inferior e valor mais provável.

3.4.3 Estimativa da probabilidade anual de infecção

A dose de exposição foi calculada com base nas concentrações de cistos e oocistos por litro de água (C), o volume ingerido (V), o tempo de permanência na água (T) e um fator de conversão (dividido por 1000 para ajuste de unidades), utilizando a equação:

$$D = \frac{C \times V}{1000} \times \frac{T}{60}$$

A probabilidade diária foi calculada com a fórmula: $Pd = 1 - \exp(-r D)$, onde Pd é a probabilidade diária de infecção e r o parâmetro dose-resposta.

A probabilidade anual de infecção foi calculada de acordo com a seguinte equação: $Pa = 1 - (1 - Pd)^F$, onde Pa é a probabilidade anual de infecção e F a frequência de exposição (dias/ano).

3.4.4 Estimativa da probabilidade anual de doença

A probabilidade anual de desenvolvimento da doença foi calculada multiplicando-se a probabilidade anual de infecção pelas respectivas taxas de morbidade: 50% para *Giardia* spp. e 39% para *Cryptosporidium* sp., conforme os dados epidemiológicos compilados por Haas *et al.* (2014). Esses valores refletem a proporção de indivíduos infectados que evoluem para casos clínicos sintomáticos.

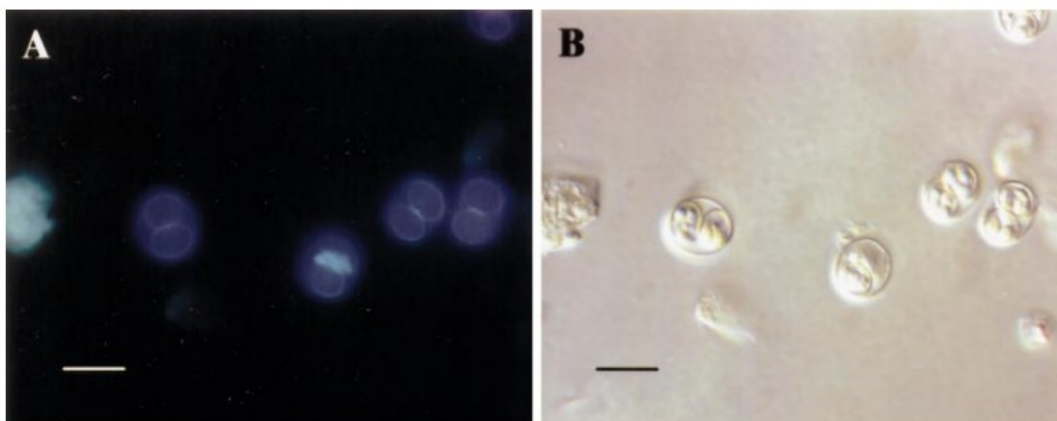
3.5 DETECÇÃO DE *Toxoplasma gondii*

As amostras previamente concentradas (conforme descrito na Seção 3.2) foram alíquotadas para investigação de estruturas morfológicamente compatíveis com oocistos de *T. gondii* (*Toxoplasma-like*). Inicialmente, as alíquotas foram submetidas à centrifugação a 500 x g por 10 minutos. Para a preparação das lâminas, utilizaram-se lâminas do kit MeriFluor® previamente lavadas e tratadas com uma solução adesiva composta por albumina bovina (BSA) (0,5%) e glicerol (0,5%) diluídos em tampão PBS.

Após a completa secagem da solução adesiva, foram aplicados 10 µL da amostra concentrada sobre cada poço da lâmina. A fixação foi realizada com 10 µL de metanol, seguida de secagem em estufa a 37°C por aproximadamente 5 minutos. Em seguida, foi adicionado o meio de montagem, composto por glicerol (60%) e PBS 150 mM (40%), seguido do posicionamento cuidadoso da lamínula (Pineda *et al.*, 2020).

A detecção dos oocistos foi realizada por meio de microscopia de epifluorescência, com base na presença de autofluorescência azul-neon característica das paredes dos esporocistos e oocistos. A visualização foi realizada no microscópio Olympus BX41, equipado com objetiva de 40× e sistema de iluminação por luz ultravioleta (Shapiro *et al.*, 2010). Os critérios de identificação incluíram: morfologia esférica ou elipsoidal, diâmetro compatível (entre 10 e 12 µm), e ausência de estruturas vegetativas intracelulares (Figura 8).

Figura 8 - Detecção visual de oocistos autofluorescentes de *Toxoplasma gondii* em condições laboratoriais.



Pares de imagens representando oocistos coccidianos autofluorescentes. As imagens da esquerda (A) foram obtidas por meio de microscopia de epifluorescência com excitação na faixa do ultravioleta, evidenciando a autofluorescência azul característica das paredes dos oocistos. As imagens da direita (B) correspondem ao mesmo campo visual, capturado com óptica de contraste de interferência diferencial (DIC), permitindo a observação da

morfologia estrutural. Os oocistos identificados pertencem à espécie *T. gondii*. Barra de escala: 10 µm. Fonte: Lindquist (2003).

3.6 CARACTERIZAÇÃO MOLECULAR DE PROTOZOÁRIOS PATOGÊNICOS DE VEICULAÇÃO HÍDRICA

3.6.1 Extração do DNA genômico total

O sedimento proveniente das amostras hídricas previamente concentradas e eluídas foi submetido à extração de DNA genômico total, com o uso do kit comercial Quick-DNA™ Fungal/Bacterial Miniprep (Zymo Research, California, EUA), seguindo o protocolo recomendado pelo fabricante. A concentração e a pureza do DNA extraído foram determinadas por espectrofotometria, utilizando o equipamento NanoVue™ PLUS (GE Healthcare, EUA). Após a quantificação, as amostras foram devidamente armazenadas a -20 °C até a realização das análises por PCR.

3.6.2 Seleção de oligonucleotídeos e análises moleculares

A seleção dos alvos gênicos para os ensaios moleculares foi precedida por uma revisão criteriosa da literatura científica, com o intuito de identificar genes altamente conservados e específicos para cada um dos protozoários de interesse na investigação. O objetivo foi garantir maior sensibilidade e especificidade nas reações de *nested*-PCR. Adicionalmente, os oligonucleotídeos iniciadores escolhidos foram validados por meio de alinhamento e verificação de especificidade utilizando o banco de dados Genbank, assegurando sua adequação frente às sequências de referência disponíveis.

A síntese dos oligonucleotídeos iniciadores foi realizada pela empresa Exxtend® (BRA), em escala de 100 nmol. Após o recebimento, os oligonucleotídeos foram ressuspensos em água livre de RNase, DNase, e pirogênios em concentração de 200 pmol/µL (solução estoque), sendo posteriormente alíquotados em concentração de trabalho de 20 pmol/µL.

A temperatura de hibridização dos oligonucleotídeos foi determinada com base em seus parâmetros físicos e posteriormente ajustada por meio de testes experimentais, considerando tanto valores calculados quanto recomendações da literatura. Diferentes concentrações dos componentes da mistura reacional de PCR (dNTPs, *primers*, tampão e enzima Taq DNA polimerase Platinum®, Invitrogen) foram testadas para otimização de cada reação (Quadro

22). Cada ensaio incluiu controles positivo e negativo, assegurando a confiabilidade e a especificidade das reações.

As reações de *nested*-PCR foram conduzidas em termociclador Applied Biosystems (Thermo Fisher Scientific, EUA). Os produtos amplificados (*amplicons*) foram submetidos à eletroforese em gel de agarose (1,5%), contendo brometo de etídio (0,5µg/mL), em tampão de corrida Tris-Ácido Bórico-EDT (TBE) 1X, sob voltagem de 90V por aproximadamente 1h.

A visualização dos *amplicons* foi realizada sob luz ultravioleta, com registro fotográfico por meio do sistema ImageQuant™ LAS 500 (General Electrics, EUA). O tamanho dos fragmentos amplificados foi determinado por comparação com marcadores de peso molecular (*Ladder*) de 50 e 100 pares de base (pb).

Quadro 22 - Sequências dos oligonucleotídeos iniciadores utilizados para amplificação de regiões-alvo de *Blastocystis* sp., *Cryptosporidium* spp., *Giardia duodenalis* e *Toxoplasma gondii* com indicação do tamanho do fragmento amplificado, temperatura de hibridização (T_m) e respectivas referências.

<i>Organismo e gene-alvo</i>	<i>Sequência 5' – 3'</i>	<i>Tamanho do amplicon (pb)</i>	<i>T^m hibridização</i>	<i>Referências</i>
<i>Blastocystis</i> sp. (18S)	(1^aR) RD3 5'-GGGATCCTGATCCTTCCGCAGGTTACCTAC-3'	1800	60	Clarck, 1997; Scicluna <i>et al.</i> , 2006.
	(1^aR) RD5 5'-GGAAGCTTATCTGGTTGATCCTGCCAGTA-3'			
	(2^aR) BsRDsF 5'-ATCTGGTTGATCCTGCCAGT-3'	600	60	
	(2^aR) BhRDrR 5'-GAGCTTTTTAACTGCAACAACG-3'			
<i>Cryptosporidium</i> spp. (18S)	(1^aR) 18SU1 5'-TTCTAGAGCTAATACATGCG-3'	1325	55	Xiao <i>et al.</i> , 1999.
	(1^aR) 18SD1 5'-CCCATTTCCTTCGAAACAGGA-3'			
	(2^aR) 18SU2 5'-GGAAGGGTTGTATTTATTAGATAAAG-3'	830 - 864	58	
	(2^aR) 18SD2 5'-AAGGAGTAAGGAACAACCTCCA-3'			
<i>Cryptosporidium</i> spp. (18S)	(1^aR) SHP1 5'-ACCTATCAGCTTTAGACGGTAGGGTAT-3'	773	56	Silva <i>et al.</i> , 2013.
	(1^aR) SHP2 5'-TTCTCATAAGGTGCTGAAGGAGTAAGG-3'			
	(2^aR) SHP3 5'-ACAGGGAGGTAGTGACAAGAAATAACA-3'	611	56	
	(2^aR) SSUR3 5'- AAGGAGTAAGGAACAACCTCCA- 3'			
<i>Cryptosporidium</i> spp. (GP60)	(1^aR) AL3531 5'-ATAGTCTCCGCTGTATTC-3'	900	59	Strong <i>et al.</i> , 2000; Xiao <i>et al.</i> , 2000.
	(1^aR) AL3535 5'-GGAAGGAACGATGTATCT-3'			
	(2^aR) AL3432 5'-TCCGCTGTATTCTCAGCC-3'	850-870	53	
	(2^aR) AL3534 5'-GCAGAGGAACCAGCATC-3'			
<i>Giardia duodenalis</i> (TPI)	(1^aR) AL3543 5' -AAATIATGCCTGCTCGTCG-3'	600-605	53	Sulaiman <i>et al.</i> , 2003.

<i>Organismo e gene-alvo</i>	<i>Sequência 5’ – 3’</i>	<i>Tamanho do amplicon (pb)</i>	<i>T^om hibridização</i>	<i>Referências</i>
<i>Giardia duodenalis</i> (TPI)	(1 ^a R) AL3546 5'-CAAACCTTITCCGCAAACC-3'	600-605	53	Sulaiman <i>et al.</i> , 2003.
	(2 ^a R) AL3544 5'-CCCTTCATCGGIGGTAACCTT-3'	530-532	55	
	(2 ^a R) AL3545 5'-GTGGCCACCACICCCGTGCC-3'			
<i>Giardia duodenalis</i> (GDH)	(1 ^a R) GDH1 5'-TTCCGTRTYCAGTACAACCTC-3'	754	50	Lalle <i>et al.</i> , 2009; Monis <i>et al.</i> , 1996.
	(1 ^a R) GDH2 5'-ACCTCGTTCTGRGTGGCGCA-3'			
	(2 ^a R) GDH3 5'-ATGACYGAGCTYCAGAGGCACGT-3'	530	50	
	(2 ^a R) GDH4 5'-GTGGCGCARGGCATGATGCA-3’			
<i>Giardia duodenalis</i> (BG)	(1 ^a R) G7 5'-AAGCCCGACGACCTCACCCGCAGTGC-3'	753	60	Cacciò <i>et al.</i> , 2002; Lalle <i>et al.</i> , 2005.
	(1 ^a R) G759 5'-GAGGCCGCCCTGGATCTTCGAGACGAC-3'			
	(2 ^a R) GF 5'-GAACGAACGAGATCGAGGTCCG-3'	511	55	
	(2 ^a R) GR 5'-CTCGACGAGCTTCGTGTT-3'			
<i>Toxoplasma gondii</i> (B1)	(1 ^a R) S1 5’-TGTTCTGTCCTATCGCAACG -3’	580	55	Alfonso <i>et al.</i> , 2009; Grigg <i>et al.</i> , 2001.
	(1 ^a R) AS1 5’-ACGGATGCAGTTCCTTTCTG -3’			
	(2 ^a R) S2 5’-TCTTCCCAGACGTGGATTTC -3’	530	52	
	(2 ^a R) AS2 5’-CTCGACAATACGCTGCTTGA -3’			

Relação dos iniciadores utilizados nas reações de *nested*-PCR para detecção e caracterização molecular para cada organismo e gene-alvo específico, incluindo as sequências nucleotídicas, o tamanho do fragmento amplificado (em pares de base – pb), a temperatura de hibridização estimada (T_m, em °C) e as respectivas referências bibliográficas. 1^aR: primeira reação. 2^aR: segunda reação.

3.6.3 Caracterização molecular de *Cryptosporidium* spp.

A caracterização das espécies e subtipos de *Cryptosporidium* spp., foi realizada com base em dois alvos moleculares: a região da subunidade pequena do RNA ribossomal (SSU-rDNA), especificamente o gene 18S rDNA, e o gene da glicoproteína 60 (GP60), amplamente utilizado em análises de subtipagem (Quadro 22). A composição das misturas reacionais, incluindo concentrações e volumes empregados em todas as reações de PCR, encontra-se apresentada no Quadro 23.

Quadro 23 - Composição e concentrações otimizadas dos reagentes utilizados nas reações de PCR (1ª e 2ª amplificação) para os genes-alvos 18S rDNA e GP60 de *Cryptosporidium* spp.

Reagentes	Concentração	1ªPCR	2ªPCR
<i>Água qsp.</i>	-	12 µL	14 µL
<i>Tampão 5x</i>	1x	5 µL	5 µL
<i>MgCl2</i>	1,5 mM	1,5 µL	1,5 µL
<i>DNTPs</i>	0,2 mM	2 µL	2 µL
<i>Primer Foward</i>	0,2 mM	0,5 µL	0,5 µL
<i>Primer Reverse</i>	0,2 mM	0,5 µL	0,5 µL
<i>BSA</i>	0,1 mg/mL	0,25 µL	0,25 µL
<i>Taq DNA Polimerase</i>	1,25 U	0,25 µL	0,25 µL
<i>DNA</i>	-	3 µL	1 µL
<i>Volume total</i>	-	25 µL	25 µL

Composição da mistura reacional das reações de PCR (1ª e 2ª etapas), indicando concentrações finais dos reagentes e volumes utilizados. Os ensaios foram padronizados com base nos protocolos otimizados para a detecção molecular de *Cryptosporidium* spp. Água qsp.: água de qualidade molecular grau reagente; BSA: albumina sérica bovina ultrapura de qualidade molecular; DNTPs: desoxirribonucleotídeos.

A primeira *nested*-PCR para o gene 18S foi conduzida conforme protocolo proposto por Xiao et al. (1999). O par de oligonucleotídeos (*primers*) externos utilizado foi 18SU1/18SD2, seguido pelo par interno 18SU2/18SD2, amplificando um fragmento com tamanho entre 830 e 864 pares de base (pb). As condições de amplificação para a primeira reação incluíram uma desnaturação inicial a 94°C por 3 minutos, seguida por 35 ciclos de: 94°C por 45 segundos (desnaturação), 55°C por 45 segundos (hibridização) e 72°C por 1 minuto (extensão), com uma extensão final de 10 minutos a 72°C. A segunda reação manteve a mesma etapa inicial de desnaturação, seguida por 40 ciclos com 94°C por 30 segundos, 58°C por 90 segundos, 72°C por 2 minutos, e uma extensão final a 72°C por 7 minutos.

Adicionalmente, uma segunda *nested*-PCR para o gene 18S foi aplicada conforme Silva et al. (2013), empregando os *primers* externos SHP1/SHP2 e, posteriormente, SHP3/SSU-

R3. Essa reação resultou na amplificação de um fragmento de aproximadamente 611 pb. As condições de ciclagem para ambas as etapas seguiram o mesmo protocolo: desnaturação inicial a 94°C por 3 minutos, seguida de 39 ciclos de 94°C por 45 segundos, 56°C por 45 segundos e 72°C por 1 minuto, com extensão final a 72°C por 7 minutos.

Para a caracterização dos subtipos, foi realizada a *nested*-PCR direcionada ao gene GP60, conforme descrito por Strong et al. e Xiao et al. (2000). A amplificação inicial foi feita com os oligonucleotídeos AL3531/AL3535, seguida pela reação interna com os oligonucleotídeos AL3432/AL3534. A primeira etapa consistiu em desnaturação inicial a 95°C por 3 minutos, 35 ciclos de: 94°C por 45 segundos, 51°C por 45 segundos e 72°C por 1 minuto, com uma extensão final a 72°C por 10 minutos. A segunda reação utilizou as mesmas condições da primeira.

3.6.4 Caracterização molecular de *Giardia duodenalis*

A identificação molecular de *G. duodenalis*, foi baseada na amplificação de três marcadores gênicos distintos: o gene da triose-fosfato isomerase (TPI), o gene da glutamato desidrogenase (GDH) e o gene da β -giardina (BG) (Quadro 22). Esses genes são amplamente utilizados na literatura por apresentarem regiões altamente conservadas associadas à diversidade genotípica da espécie, além de boa sensibilidade para subtipagem e diferenciação de assembleias.

O Quadro 24 apresenta as concentrações e volumes utilizados nas misturas reacionais para todas as reações de *nested*-PCR.

Quadro 24 - Composição e concentrações otimizadas dos reagentes utilizados nas reações de PCR (1ª e 2ª amplificação) para os genes-alvos TPI, GDH e BG de *Giardia duodenalis*.

<i>Reagentes</i>	<i>Concentração</i>	<i>1ªPCR</i>	<i>2ªPCR</i>
<i>Água qsp.</i>	-	13,55 µL	15,55 µL
<i>Tampão 5x</i>	10% do volume	2,5 µL	2,5 µL
<i>MgCl2</i>	3 mM	1,5 µL	1,5 µL
<i>DNTPs</i>	100 mM	1 µL	1 µL
<i>Primer Forward</i>	100 mM	1 µL	1 µL
<i>Primer Reverse</i>	100 mM	1 µL	1 µL
<i>BSA</i>	0,5 mg/mL	1,25 µL	1,25 µL
<i>Taq DNA Polimerase</i>	1 U	0,2 µL	0,2 µL
<i>DNA</i>	-	3 µL	1 µL
<i>Volume total</i>	-	25 µL	25 µL

Composição da mistura reacional das reações de PCR (1ª e 2ª etapas), indicando concentrações finais dos reagentes e volumes utilizados. Os ensaios foram padronizados com base nos protocolos otimizados para a detecção

molecular de *Giardia duodenalis*. Água qsp.: água de qualidade molecular grau reagente; BSA: albumina sérica bovina ultrapura de qualidade molecular; dNTPs: desoxirribonucleotídeos.

A amplificação do gene TPI foi conduzida conforme protocolo de Sulaiman et al. (2003). Utilizou-se o par de oligonucleotídeos externos AL3543/AL3546 e, posteriormente, os internos AL3544/AL3545, com geração de um fragmento de 500 a 532 pares de base (pb). As condições da primeira PCR incluíram desnaturação inicial a 94°C por 5 minutos, seguida por 35 ciclos de: 94°C por 45 segundos (desnaturação), 53°C por 45 segundos (hibridização) e 72°C por 1 minuto (extensão), com uma extensão final de 10 minutos a 72°C. A segunda reação seguiu as mesmas etapas, com alteração da temperatura de hibridização para 55 °C.

Para o gene GDH, a reação foi realizada segundo protocolo proposto por Lalle et al. (2009), empregando os oligonucleotídeos GDH1/GDH2 (externos) e GDH3/GDH4 (internos), gerando um produto de aproximadamente 530 pb (Monis *et al.*, 1996). A primeira amplificação teve início com desnaturação a 94°C por 3 minutos, seguida por 35 ciclos de: 94°C por 30 segundos, 50°C por 30 segundos e 72°C por 1 minuto, com uma extensão final de 7 minutos a 72°C. A segunda PCR manteve as mesmas condições.

A caracterização do gene β -giardina (BG) seguiu o protocolo descrito por Lalle et al. (2005), com uso dos oligonucleotídeos externos G7/G759 e internos GF/GR. O fragmento amplificado foi de aproximadamente 511 pb (Cacciò *et al.*, 2002). A primeira reação consistiu em desnaturação a 95 °C por 15 minutos, seguida de 35 ciclos com: 95 °C por 30 segundos, 60 °C por 30 segundos e 72 °C por 1 minuto, finalizando com extensão a 72 °C por 7 minutos. A segunda PCR seguiu o mesmo número de ciclos, ajustando a temperatura de hibridização para 55 °C.

3.6.5 Caracterização molecular de *Blastocystis* sp. e *Toxoplasma gondii*

A identificação molecular de *Blastocystis* sp. foi baseada na amplificação da região da subunidade pequena do RNA ribossomal (SSU-rDNA), especificamente do gene 18S, amplamente utilizado para diferenciação de subtipos devido à sua alta taxa de conservação entre isolados e a capacidade de discriminar a diversidade intraespecífica (Quadro 22).

Para a detecção de *T. gondii*, foi selecionado o gene B1, que é considerado um dos alvos mais sensíveis e específicos para este parasito, por apresentar múltiplas cópias no genoma, aumentando a eficiência da amplificação, mesmo em amostras com baixa carga parasitária (Quadro 25).

As condições das reações de *nested*-PCR, incluindo os volumes e concentrações de cada componente da mistura reacional, estão descritas no Quadro 25.

Quadro 25 - Composição e concentrações otimizadas dos reagentes utilizados nas reações de PCR (1ª e 2ª amplificação) para o gene-alvo 18S rDNA de *Blastocystis* sp. e o gene-alvo B1 de *Toxoplasma gondii*.

Reagentes	Concentração	1ªPCR	2ªPCR
<i>Água qsp.</i>	-	14,05 µL	16,05 µL
<i>Tampão 5x</i>	10% do volume	2,5 µL	2,5 µL
<i>MgCl₂</i>	3 mM	1,5 µL	1,5 µL
<i>DNTPs</i>	100 mM	1 µL	1 µL
<i>Primer Forward</i>	100 mM	1 µL	1 µL
<i>Primer Reverse</i>	100 mM	1 µL	1 µL
<i>BSA</i>	0,3 mg/mL	0,75 µL	0,75 µL
<i>Taq DNA Polimerase</i>	1 U	0,2 µL	0,2 µL
<i>DNA</i>	-	3 µL	1 µL
<i>Volume total</i>	-	25 µL	25 µL

Composição da mistura reacional das reações de PCR (1ª e 2ª etapas), indicando concentrações finais dos reagentes e volumes utilizados. Os ensaios foram padronizados com base nos protocolos otimizados para a detecção molecular de *Blastocystis* sp. e *T. gondii*. Água qsp.: água de qualidade molecular grau reagente; BSA: albumina sérica bovina ultrapura de qualidade molecular; DNTPs: desoxirribonucleotídeos.

A amplificação do gene B1 para *T. gondii* seguiu o protocolo proposto por Grigg & Boothroyd (2001) e Alfonso et al. (2009). A reação inicial foi realizada utilizando os oligonucleotídeos externos S1/AS1, seguida por uma segunda reação com os internos S2/AS2, gerando um produto de 500–530 pares de base (pb). A primeira PCR consistiu em desnaturação inicial a 94 °C por 5 minutos, seguida de 35 ciclos com: 94 °C por 60 segundos, 52 °C por 60 segundos e 72 °C por 60 segundos. A extensão final foi realizada a 72 °C por 10 minutos. A segunda reação manteve a temperatura de hibridização, com tempo reduzido para cada etapa: 94 °C por 30 segundos, 52 °C por 30 segundos e 72 °C por 45 segundos, também finalizando com 10 minutos de extensão a 72 °C.

Para *Blastocystis* sp., a *nested*-PCR foi conduzida conforme Clark (1997) e Scicluna et al. (2006), com os oligonucleotídeos externos RD3/RD5 na primeira amplificação, e BsRD5F/BhRD9R na segunda, visando a amplificação de um fragmento de aproximadamente 600 pb. Ambas as reações seguiram as mesmas condições de ciclagem: desnaturação inicial a 94 °C por 3 minutos, seguida por 35 ciclos de: 94 °C por 60 segundos (desnaturação), 60 °C por 60 segundos (hibridização), 72 °C por 2 minutos (extensão), e extensão final a 72 °C por 7 minutos.

3.6.6 Sequenciamento e análise dos fragmentos

Os produtos de PCR amplificados (amplicons) para *Cryptosporidium* spp., *G. duodenalis*, *Blastocystis* sp. e *T. gondii* foram submetidos à purificação utilizando o kit comercial Gel Purification Kit™ (Ludwig Biotecnologia), conforme as instruções fornecidas pelo fabricante. Após a purificação, os fragmentos foram armazenados a -20 °C até o envio para o sequenciamento. A estimativa da concentração de DNA dos amplicons purificados foi realizada por espectrofotometria, utilizando o equipamento NanoVue™ PLUS (GE Healthcare, EUA).

O sequenciamento dos fragmentos foi conduzido em plataforma automatizada ABI 3730 DNA Analyzer (Applied Biosystems, EUA), utilizando o kit de reação BigDye® Terminator v3.1 Cycle Sequencing (Applied Biosystems), no Laboratório de Imunologia Celular e Molecular do Centro de Pesquisas René Rachou – Fundação Oswaldo Cruz (FIOCRUZ), em Minas Gerais.

As sequências obtidas foram analisadas, corrigidas e alinhadas usando o CLUSTAL W empregando o programa Bioedit 7.2. Para identificação dos genótipos, assembleias ou subtipos, os dados corrigidos foram comparados às sequências de referência disponíveis no banco de dados GenBank, por meio da ferramenta BLAST (*Basic Local Alignment Search Tool*), hospedada pelo *National Center for Biotechnology Information* (NCBI). A classificação dos isolados foi baseada na maior porcentagem de identidade entre a sequência analisada e as disponíveis no repositório.

3.7 ANÁLISE ESTATÍSTICA

Foram calculadas as frequências absolutas e médias de detecção de protozoários por estação do ano e por período hidrológico (seco e chuvoso), considerando um total de 56 amostras, utilizando gráficos de barras para visualização. Para as positivities dos protozoários (detecção), foi realizado testes de Kruskal–Wallis, e análise post hoc com o teste de Dunn. Para comparar as frequências relativas de detecção de cada protozoário entre os períodos hidrológicos (seco e chuvoso), foi utilizado o teste de Mann-Whitney U, que é um teste não paramétrico apropriado para distribuições sem normalidade, com visualização em *heatmap*.

Para a análise de risco de infecção foi realizado testes de homogeneidade de Fisher para agrupamentos por períodos e por locais. O ajuste de distribuições das concentrações foi

realizado com as distribuições de log-normal, Weibull, gamma e triangular. As probabilidades de risco anual de infecção foram realizadas pela simulação de Monte Carlo (10.000). Também foi realizado os testes de probabilidade anual da doença, a partir do risco anual de infecção; e a estimativa do risco de infecção por evento único.

Foram realizadas Análises de Componentes Principais (PCA) separadamente para cada protozoário, com o objetivo de investigar possíveis agrupamentos dos locais amostrados com base na presença/ausência de cada organismo. Essas análises permitiram uma visualização exploratória da variabilidade espacial associada a cada protozoário. Além das PCAs individuais, foi conduzida uma PCA multivariada integrando todos os protozoários, permitindo observar o padrão geral de detecção e como os diferentes locais se distribuem nos componentes principais. Os dois primeiros componentes (PC1 e PC2) foram utilizados para visualização gráfica, explicando juntos uma proporção significativa da variância dos dados.

Com base nas componentes principais da análise integrada, os locais foram agrupados por meio da técnica de clusterização K-means, definindo dois grupos principais (*clusters*) com base nos padrões de detecção de protozoários.

A fim de investigar se os clusters formados apresentavam diferenças estatisticamente significativas em relação aos parâmetros físico-químicos da água (condutividade elétrica, salinidade, sólidos totais, pH, turbidez e temperatura), foi novamente utilizado o teste de Mann-Whitney U. Os parâmetros com valores de $p < 0,05$ foram considerados significativamente diferentes entre os grupos.

Para visualizar a coocorrência dos protozoários detectados, foram construídos diagramas do tipo Upset. Esses gráficos representaram as interseções entre as amostras positivas, considerando os resultados confirmados por diferentes metodologias.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 CARACTERIZAÇÃO DOS PONTOS AMOSTRAIS E PARÂMETROS FÍSICO-QUÍMICOS DA ÁGUA

Entre o período de fevereiro de 2023 a fevereiro de 2024, foram obtidas 56 amostras de água a partir de oito pontos georreferenciados da Lagoa da Conceição e sete campanhas amostrais realizadas de forma bimensal para o monitoramento de protozoários de veiculação

hídrica, abrangendo diferentes compartimentos ambientais sob distintas influências antrópicas e hidrológicas (Figura 9).

Inicialmente, as amostras foram avaliadas com base em parâmetros físico-químicos e suas variações espaciais e sazonais, descritos na Tabela 1 (Apêndice 6).

Tabela 1 - Média dos parâmetros físico-químicos durante o período analisado.

	<i>Precipitação (mm)</i>	<i>Temperatura (°C)</i>	<i>pH</i>	<i>Salinidade (%)</i>	<i>Sólidos totais (ppm)</i>	<i>Condutividade elétrica (mS/cm)</i>	<i>Turbidez (NTU)</i>
<i>Local</i>	<i>Média/DP</i>	<i>Média/DP</i>	<i>Média/ DP</i>	<i>Média/DP</i>	<i>Média/DP</i>	<i>Média/DP</i>	<i>Média/ DP</i>
<i>LC1</i>	6.88 ± 6.9	22.57 ± 4.3	7.85 ± 0.17	1.47 ± 0.56	12897.14 ± 4371.89	25.61 ± 9.13	5.89 ± 2.35
<i>LC2</i>	6.88 ± 6.9	22.09 ± 5.24	7.91 ± 0.3	1.53 ± 0.53	13041.43 ± 3600.65	26.63 ± 7.64	4.91 ± 1.88
<i>LC3</i>	6.88 ± 6.9	21.9 ± 4.6	7.85 ± 0.15	2.15 ± 0.44	18300.0 ± 3327.16	35.63 ± 7.05	4.52 ± 2.39
<i>LC4</i>	4.87 ± 5.06	23.37 ± 3.85	8.09 ± 0.21	2.35 ± 0.6	16985.71 ± 8209.03	39.17 ± 9.31	3.18 ± 0.74
<i>LC5</i>	4.87 ± 5.06	22.01 ± 4.62	7.01 ± 0.57	0.32 ± 0.41	2724.71 ± 2843.55	6.33 ± 6.71	4.9 ± 2.49
<i>LC6</i>	4.87 ± 5.06	22.24 ± 5.22	7.77 ± 0.42	1.66 ± 0.37	14142.86 ± 2738.53	26.57 ± 8.14	6.36 ± 3.33
<i>LC7</i>	4.87 ± 5.06	23.29 ± 4.86	7.88 ± 0.26	2.0 ± 0.52	16928.57 ± 3802.94	33.77 ± 7.49	3.26 ± 0.66
<i>LEVAP</i>	6.88 ± 6.9	20.9 ± 5.71	7.91 ± 0.66	0.03 ± 0.0	325.29 ± 44.36	0.65 ± 0.09	3.88 ± 1.38

Média dos parâmetros físico-químicos durante o período analisado nos pontos amostrais. LC1: Canto da Lagoa. LC2: Centro da Lagoa. LC3: Avenida das Rendeiras. LC4: Barra da Lagoa. LC5: Foz do Rio Vermelho. LC6: Morro dos Macacos. LC7: Costa da Lagoa. LEVAP: Escoamento da Lagoa de Evapoinfiltração.

Figura 9 - Localização e caracterização visual dos pontos de amostragem na Lagoa da Conceição (Florianópolis, SC).



Mapa georreferenciado com a distribuição dos oito pontos amostrais utilizados no monitoramento ambiental da Lagoa da Conceição entre fevereiro de 2023 e fevereiro de 2024. As imagens laterais ilustram os ambientes de cada ponto: LC1 – Canto da Lagoa; LC2 – Centro da Lagoa; LC3 – Avenida das Rendeiras; LC4 – Barra da Lagoa; LC5 – Foz do Rio Vermelho; LC6 – Morro dos Macacos; LC7 – Costa da Lagoa; LEVAP – Escoamento da Lagoa de Evapoinfiltração. Fonte: Adaptado de Google maps – Lagoa da Conceição, 2024.

4.1.1 Variação espacial dos parâmetros físico-químicos

A análise estatística revelou diferenças significativas entre os pontos amostrais para pH ($p = 0,0168$), salinidade ($p < 0,0001$), sólidos totais ($p < 0,0001$) e condutividade elétrica ($p < 0,0001$), enquanto temperatura ($p = 0,9655$), precipitação ($p = 0,9965$) e turbidez ($p = 0,0560$) não variaram de forma relevante (Figura 10).

A temperatura da água oscilou entre 16 °C e 28,5 °C (média de 21,01 °C), refletindo o regime sazonal da região. Os meses mais quentes coincidiram com o verão (janeiro a março), especialmente fevereiro, e os mais frios com o inverno (junho a agosto), principalmente julho. Esses dados estão em consonância com registros históricos da estação EPAGRI/Ciram (2023) e estudos anteriores (Pereira *et al.*, 2022). Embora a Resolução CONAMA nº 357/2005 não estabeleça limites para temperatura em águas salobras, valores elevados podem intensificar reações biogeoquímicas, aumentar a toxicidade de compostos orgânicos e reduzir a disponibilidade de oxigênio dissolvido (APHA, 2005; Finotti *et al.*, 2009; Von Sperling, 1996).

A precipitação acumulada média durante as campanhas não apresentou diferenças significativas entre pontos ($p = 0,9965$) e seguiu os padrões históricos, caracterizada por verões mais úmidos (média de 165 mm/mês) e invernos mais secos (87 mm/mês) (Lee, 2023; Pereira *et al.*, 2022).

O pH variou de 7,01 (LC5) a 8,09 (LC4), dentro dos limites estabelecidos para águas salobras de Classe I (6,5 a 8,5) (CONAMA, 2005). Valores mais baixos foram associados ao aporte de água doce e matéria orgânica (LC5 - Foz do Rio Vermelho) e mais altos à influência marinha (LC4 - Barra da Lagoa) (Kader *et al.*, 2023). Diferenças foram observadas entre LC5 e LC4 ($p = 0,0016$), pelo teste de Dunn.

O pH é um fator crítico para a qualidade da água, pois influencia a solubilidade de nutrientes e metais (Dewangan *et al.*, 2023; Diamantopoulou *et al.*, 2008). Medições laboratoriais demonstraram que sistemas de água salobra com salinidade entre 5 e 20 ‰ têm pH controlado dentro da faixa adequada, entre 7,0 e 8,0. Esses valores refletem a influência de fluxos de CO₂ e alcalinidade, além da atividade de fitoplâncton (Seitz *et al.*, 2023).

A salinidade apresentou forte heterogeneidade espacial, menores valores registrados foram 0,03‰ (LEVAP) e 0,32‰ (LC5), áreas impactadas por efluentes tratados em solo arenoso e deságue de água doce, respectivamente. Os maiores valores foram observados em LC4 (2,35‰), ponto de escoamento da laguna para o mar, e em LC3 (2,15‰). Embora LC3 tenha certa influência hidrológica, sua salinidade elevada também pode estar relacionada a fatores

antrópicos locais, como o intenso fluxo turístico, a urbanização da região (Avenida das Rendeiras) e o consequente aporte de águas residuais e escoamento superficial. Diferenças significativas ocorreram entre LEVAP e os pontos LC2, LC3, LC4 e LC7.

A salinidade é um parâmetro conservativo em ecossistemas costeiros e pode influenciar diretamente o pH, a condutividade elétrica e a distribuição de microrganismos patogênicos (Alldred *et al.*, 2017; Mosley *et al.*, 2010). De acordo com Mosley *et al.* (2010), o pH diminui em salinidades muito baixas (0-2%), aumenta em salinidades intermediárias (2-15%) e estabiliza em salinidades mais elevadas, refletindo mudanças na especiação de carbono inorgânico.

A concentração de sólidos totais também variou entre os pontos, com valores mais baixos em LC5 e LEVAP, e mais elevados em LC2, LC3 e LC4, possivelmente devido à urbanização e ao aporte de efluentes (Silva *et al.*, 2024). Houve diferença estatística entre LEVAP e os pontos LC2 ($p = 0,0005$), LC3 ($p = 0,0004$) e LC4 ($p = 0,0027$).

A condutividade elétrica, diretamente relacionada à carga iônica e presença de sais dissolvidos, também apresentou diferenças significativas. Os menores valores foram igualmente observados em LEVAP, e mais alta em LC3, LC4 e LC7 apresentaram os maiores. Essa variável, fortemente correlacionada aos sólidos dissolvidos ($r > 0,9$), é um bom indicador da influência de efluentes e intrusão salina em ambientes costeiros (Machado, 2006; Riley *et al.*, 2022; Siqueira, 2018).

Situações semelhantes à observada na Lagoa da Conceição já foram descritas em outros ecossistemas lagunares urbanos no Brasil, como a Lagoa Rodrigo de Freitas (Rio de Janeiro), onde áreas urbanizadas e de uso recreativo apresentaram elevações de salinidade e condutividade elétrica mesmo em regiões distantes da entrada de maré, atribuídas ao lançamento de esgoto clandestino e acúmulo de resíduos urbanos (Silva *et al.*, 2018). De forma análoga, na Lagoa de Maricá, também no Rio de Janeiro, observou-se aumento da salinidade em áreas com uso turístico intenso, especialmente no verão, evidenciando o papel da pressão antrópica e da evaporação na concentração de sais (Toledo *et al.*, 2021). Em ambientes urbanos fechados, como a Lagoa da Pampulha (Belo Horizonte), o acúmulo de nutrientes e compostos dissolvidos oriundos de efluentes também elevou a condutividade elétrica, mesmo sem influência marinha (Lima *et al.*, 2022). Esses padrões reforçam a influência de fatores antrópicos na alteração da qualidade da água.

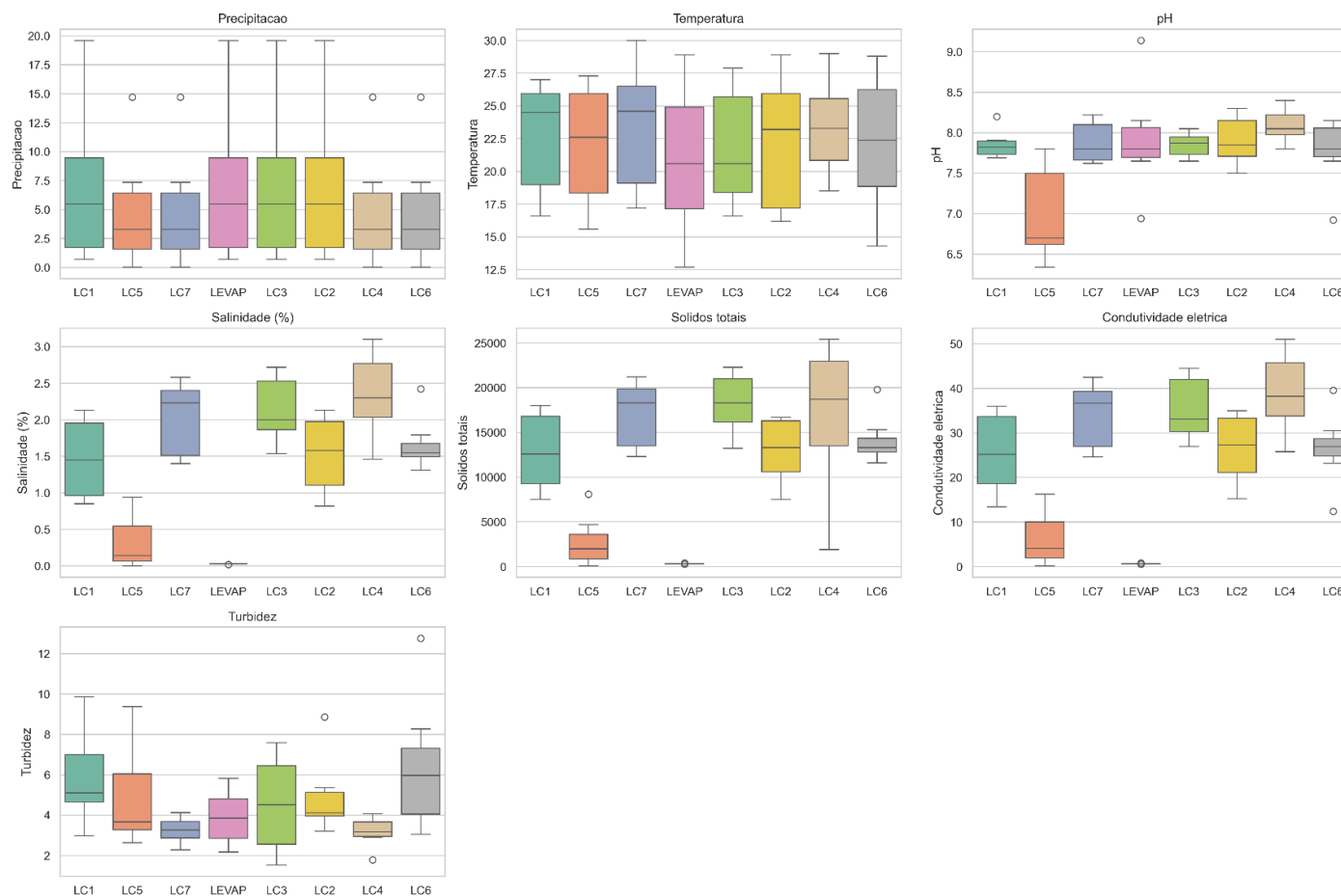
Em relação à turbidez, não houve diferença estatística, mas evidenciou-se maior variabilidade em LC1, LC5 e LC6, possivelmente devido à influência de aporte de sedimentos,

escoamento superficial e vegetação marginal. Menores valores foram observados em pontos mais abertos ou sob influência salina, como LC4 e LC7.

A turbidez pode ser decorrente tanto de processos naturais, erosão de margens, quanto de ações antrópicas (Von Sperling, 1996). A elevação da turbidez em ambientes aquáticos está frequentemente associada à presença de compostos potencialmente tóxicos e patógenos. Quando as partículas em suspensão se sedimentam, podem ainda contribuir para o assoreamento dos corpos hídricos, alterando suas características ecológicas e hidrológicas (Finotti *et al.*, 2009).

Embora não existam padrões nacionais para condutividade, sólidos totais ou salinidade em águas salobras, a OMS estabelece valores de referência indicativos de risco para condutividade $> 0,7 \text{ mS/cm}$ (Hayes *et al.*, 2018; Kelly, 2008). A Resolução CONAMA nº 357/2005 considera salinidades entre 0,5 e 30‰ como típicas de águas salobras, faixa dentro da qual os valores observados se encontram (CONAMA, 2005).

Figura 10 – Boxplots representando a distribuição dos valores dos parâmetros físico-químicos entre os pontos amostrais (LC1-LC7 e LEVAP) na Lagoa da Conceição, durante o período de fevereiro de 2023 a fevereiro de 2024.

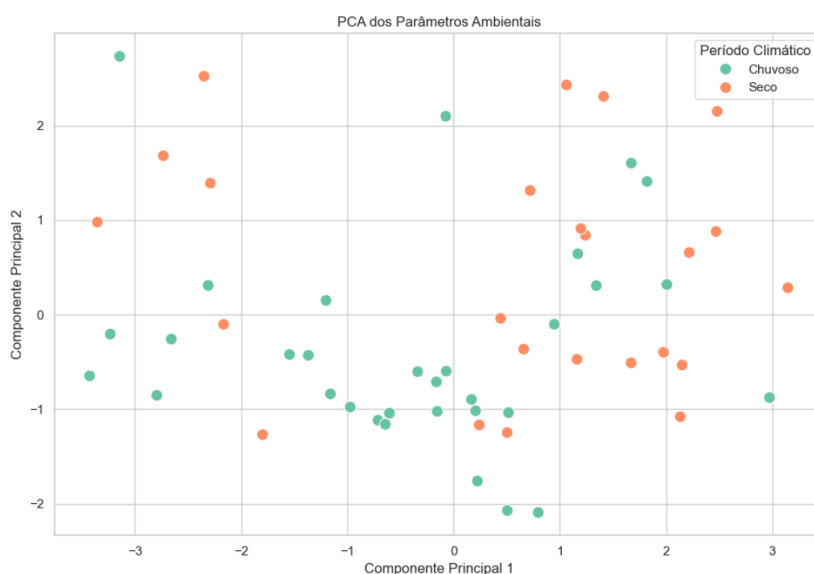


Cada boxplot representa linha central (mediana, 50%), borda inferior (primeiro quartil, 25%), borda superior (terceiro quartil, 75%). A altura da caixa representa o intervalo interquartil (IQR). Linhas verticais indicam valores dentro de um limite máximo (1,5 vezes o IQR a partir dos quartis). Os pontos fora da caixa são considerados valores discrepantes (*outliers*), observações que se distanciam do padrão geral da distribuição.

4.1.2 Parâmetros físico-químicos e períodos climáticos

A Análise de Componentes Principais (PCA) permitiu identificar padrões multivariados na distribuição dos parâmetros físico-químicos entre os períodos seco e chuvoso (Figura 11). A separação parcial entre os grupos sugere a influência da sazonalidade climática na composição da água. O primeiro componente principal (PC1), que explica a maior parte da variância, foi influenciada por salinidade (0,556), condutividade elétrica (0,555) e sólidos totais (0,542), associadas à estrutura ambiental da Lagoa da Conceição. Já o segundo componente (PC2) refletiu variações climáticas, com carga positiva para precipitação (0,669) e negativa para temperatura (-0,665), revelando o impacto sazonal nos parâmetros analisados.

Figura 11 - Gráfico da Análise de Componentes Principais (PCA) dos parâmetros físico-químicos da água nos períodos climáticos chuvoso e seco.



A análise de componentes principais (PCA) permitiu visualizar a variabilidade multivariada dos parâmetros físico-químicos da água entre os períodos climáticos chuvoso e seco. A separação parcial entre os grupos indica diferenças nos perfis ambientais. (PC1) foi mais influenciada por salinidade, condutividade elétrica e sólidos totais. (PC2) refletiu principalmente variações em precipitação e temperatura.

A comparação entre os períodos revelou que salinidade, condutividade elétrica e sólidos totais apresentaram valores mais elevados no período seco, atribuídos à menor diluição hídrica, maior evaporação e acúmulo de sais e efluentes (Odjadjare & Okoh, 2009; Ahmed *et al.*, 2025). Em contrapartida, precipitação e temperatura foram mais variáveis durante o período chuvoso (Figura 12).

O teste de Kruskal-Wallis indicou diferença estatística para a temperatura ($p < 0,001$), e tendência de significância para os demais parâmetros ($p < 0,1$), sugerindo influência climática. O teste de Dunn evidenciou diferenças entre meses de verão e inverno, reforçando a influência da sazonalidade térmica na Lagoa da Conceição.

Durante o período seco, os aumentos de salinidade, condutividade elétrica e sólidos totais na Lagoa da Conceição são consistentes com padrões observados em ecossistemas lagunares urbanos. Um estudo em Sharjah (Estados Unidos), conduzido entre 2007 e 2023, mostrou elevações significativas na condutividade elétrica e sólidos totais após 2015, atribuídas principalmente a eventos de escoamento urbano e descarga de efluentes (Ahmed *et al.*, 2025).

A elevação da salinidade, condutividade elétrica e sólidos totais durante o período seco pode ser atribuída à menor diluição hídrica, intensificação dos processos evaporativos e possível acúmulo de compostos dissolvidos provenientes tanto de intrusão salina quanto de efluentes urbanos. Essa tendência foi igualmente observada por Odjadjare e Okoh (2009), que registraram concentrações mais elevadas desses parâmetros em efluentes terrestres durante o período seco. Além disso, a significância estatística da variação da temperatura ($p < 0,001$) reflete a influência direta da sazonalidade climática, como também demonstrado no mesmo estudo, em que oscilações térmicas influenciaram diretamente as reações químicas e a qualidade da água.

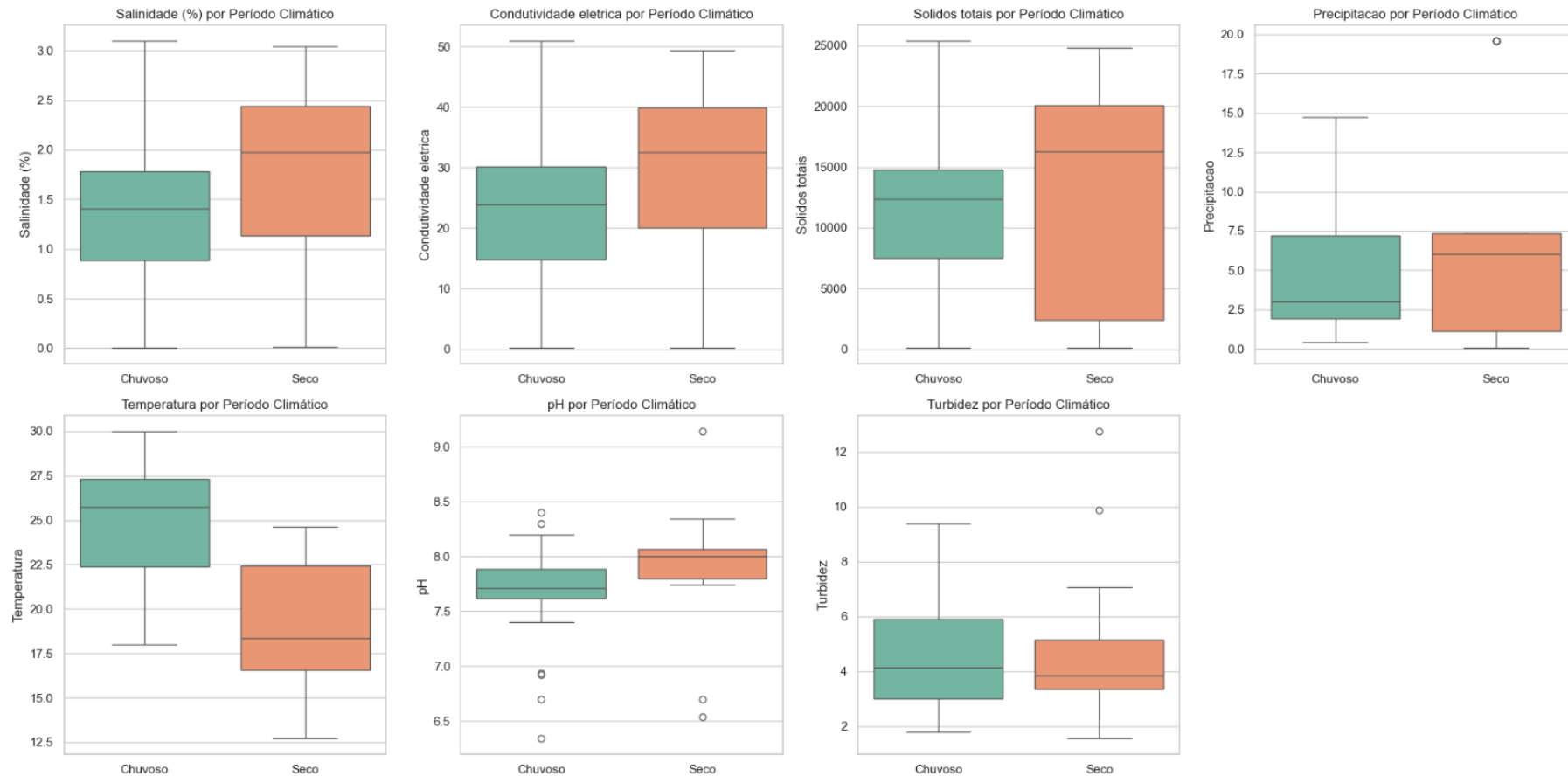
A sazonalidade identificada, com maiores riscos nos períodos seco e chuvoso, coincide com os picos de salinidade, sólidos totais e condutividade elétrica detectados anteriormente. Esse padrão indica que tanto o acúmulo de contaminantes em baixa pluviosidade quanto sua mobilização durante chuvas intensas favorecem a exposição a patógenos, potencializando o risco sanitário na lagoa (Kaushal *et al.*, 2022).

De forma integrada, os resultados obtidos revelam um cenário ambiental altamente heterogêneo, com variações marcantes em parâmetros físico-químicos essenciais para a manutenção da qualidade da água e da integridade ecológica do ecossistema lagunar. Essa heterogeneidade é diretamente modulada por fatores hidrodinâmicos, como a conectividade com o oceano Atlântico por meio do canal da Barra da Lagoa, e por pressões antrópicas distintas, incluindo ocupação urbana irregular, lançamento de efluentes e impermeabilização do solo.

A distribuição espacial da salinidade, condutividade elétrica e sólidos totais demonstra um gradiente ambiental claro, no qual os pontos LC2 (Centro da Lagoa), LC3 (Avenida das Rendeiras) e LC4 (Barra da Lagoa) concentram valores elevados, refletindo a influência

combinada da intrusão marinha e de atividades urbanas intensas, como o turismo e o despejo de águas residuais, configurando zonas de mistura e acúmulo de contaminantes. Por outro lado, pontos como LEVAP (Escoamento da Lagoa da Evapoinfiltração) e LC5 (Foz do Rio Vermelho), sob forte influência de drenagem continental, efluentes tratados, deságue de água doce e áreas urbanas não conectadas à rede de esgoto, apresentam baixa salinidade e condutividade, mas potencial carga orgânica difusa. Essa heterogeneidade reforça a complexidade da hidrodinâmica da lagoa e os riscos associados à ocupação urbana desordenada.

Figura 12 - Boxplots representando a distribuição dos valores dos parâmetros físico-químicos entre os períodos de estiagem e de chuvas na Lagoa da Conceição, durante o período de fevereiro de 2023 a fevereiro de 2024.



Cada boxplot representa linha central (mediana, 50%), borda inferior (primeiro quartil, 25%), borda superior (terceiro quartil, 75%). A altura da caixa representa o intervalo interquartil (IQR). Linhas verticais indicam valores dentro de um limite máximo (1,5 vezes o IQR a partir dos quartis). Os pontos fora da caixa são considerados valores discrepantes (*outliers*), observações que se distanciam do padrão geral da distribuição.

4.2 DETECÇÃO DE *Cryptosporidium* sp. E *Giardia* spp. – MICROSCOPIA DE EPIFLUORESCÊNCIA E QUANTIFICAÇÕES

A detecção de *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp. por microscopia de epifluorescência revelou ocorrência pontual, mas significativa desses protozoários na Lagoa da Conceição, entre fevereiro de 2023 e fevereiro de 2024. Dos 56 pontos amostrados, foram observadas positivities esporádicas, com destaque para eventos concentrados nos meses de inverno (agosto) e verão (dezembro e fevereiro), evidenciando a influência de condições climáticas e pressões antrópicas sazonais sobre a presença de parasitos (Tabela 2).

Cistos de *Giardia* spp. foram identificados em 7,14% das amostras (4/56) com morfologia ovalada característica e dimensões variando entre 11,61 e 12,6 µm (Figura 13A). Os eventos de detecção ocorreram em agosto 2023 nos pontos LC2 (Centro da Lagoa), LEVAP (Escoamento da Lagoa de Evapoinfiltração), com concentrações de 1 cisto/L cada; no ponto LC4 (Barra da Lagoa), a concentração foi de 0,9 cistos/L; e em LC6 (Morro dos Macacos), a concentração de cistos por litro foi a menor, de 0,6 a 1 cisto/L.

Já os oocistos de *Cryptosporidium* spp. foram detectados em 12,5% das amostras analisadas (7/56) das amostras, sendo identificados como estruturas esféricas com diâmetro médio de ~6,7 µm, com intensa fluorescência verde sob marcação com anticorpos monoclonais (Figura 13B). A maior frequência de detecção ocorreu em agosto de 2023, nos pontos LC1 (Canto da Lagoa), LC6 e LC7 (Costa da Lagoa). Em dezembro de 2023, a presença foi registrada nos pontos LC5 (Foz do Rio Vermelho) e LC7 (Costa da Lagoa); já em fevereiro de 2024, ocorreram detecções nos pontos LC3 (Avenida das Rendeiras) e LC4. A concentração de oocistos por litro variou de 0,75 a 70 oocistos/L, sendo o maior valor registrado no ponto LC5 em dezembro de 2023, sugerindo intensificação da carga contaminante nesse período.

Tabela 2 - Detecção de *Giardia* spp. (cistos) e *Cryptosporidium* spp. (oocistos) por Imunofluorescência (IFA) nos pontos amostrais da Lagoa da Conceição entre fevereiro de 2023 a fevereiro de 2024.

Mês/ ano	LC1	LC2	LEVAP	LC3	LC4	LC5	LC6	LC7
fev/23	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND
abr/23	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND
jun/23	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND
ago/23	1 oocisto /L	1 cisto/L	1 cisto/L	ND	0,9 cistos/L	ND	2 oocistos/ L + 0,6 cistos/L	0,75 oocistos/ L

<i>Mês/ ano</i>	<i>LC1</i>	<i>LC2</i>	<i>LEVAP</i>	<i>LC3</i>	<i>LC4</i>	<i>LC5</i>	<i>LC6</i>	<i>LC7</i>
<i>out/23</i>	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND	ND
<i>dez/23</i>	ND	ND	ND	ND	ND	70 oocistos/ L	ND	35 oocistos/ L
<i>fev/24</i>	ND	ND	ND	30 oocistos/ L	36 oocistos/ L	ND	ND	ND

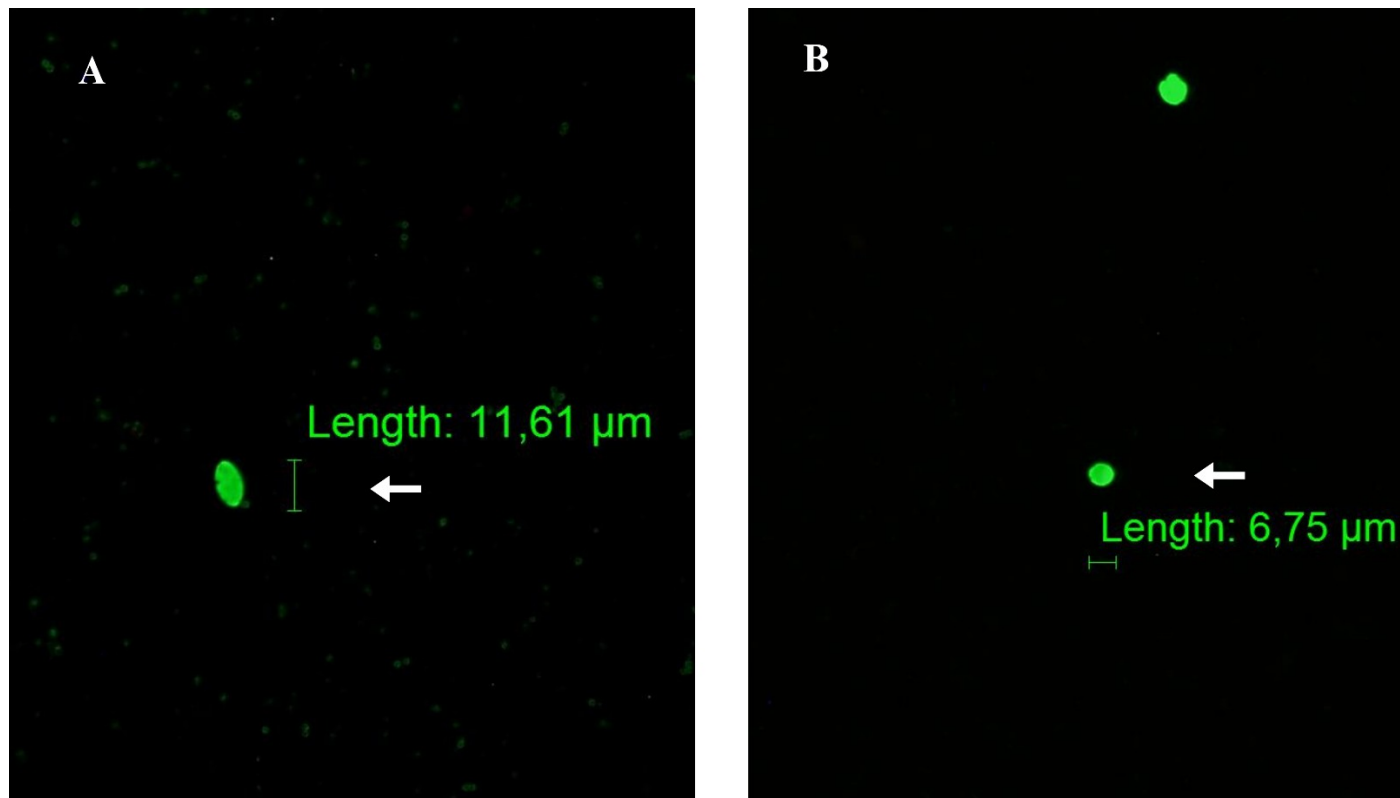
ND = Não Detectado. Os valores expressos indicam a concentração de estruturas detectadas (cistos ou oocistos) em número de organismos por litro de amostra analisada. A técnica de imunofluorescência (IFA), associada ou não à separação imunomagnética (IMS). LC1: Canto da Lagoa. LC2: Centro da Lagoa. LC3: Avenida das Rendeiras. LC4: Barra da Lagoa. LC5: Foz do Rio Vermelho. LC6: Morro dos Macacos. LC7: Costa da Lagoa. LEVAP: Escoamento da Lagoa de Evapoinfiltração.

Esses achados estão em consonância com a literatura internacional e nacional que utilizam essa metodologia, destacando a ubiquidade desses protozoários em ambientes aquáticos, inclusive recreacionais. Nos Estados Unidos (EUA), Lipp et al. (2001a) detectaram *Cryptosporidium* spp. em 27% das amostras de águas recreacionais, com concentrações entre 10 e 16 oocistos/L, e *Giardia* spp. em 9% (16 cistos/L). Na França, Tournon et al. (2007) observaram positividade de até 75% para *Cryptosporidium* spp. (3 a 24 oocistos/L) e 50% para *Giardia* spp. (2,4 a 27 cistos/L). Resultados mais recentes de Kim et al (2023), também nos EUA, apontaram concentrações entre 20 e 200 (oo) cistos/L, com frequência de 20-52% para *Cryptosporidium* spp. e 10-20% para *Giardia* spp. dependendo do uso da água e condições ambientais.

No Brasil, Franco et al (2001) registraram em corpos hídricos paulistas concentrações de 44-100 oocistos/L (*Cryptosporidium* spp.) e 33-45 cistos/L (*Giardia* spp.), enquanto Hachich et al. (2004) relataram 521 cistos/L e 20 oocistos/L, respectivamente. Pinto et al. (2020) detectaram até 66 cistos/L e entre 0,1 a 1,7 oocistos/L em ambientes urbanos, e Bonatti et al. (2023) reforçaram essa ocorrência com valores entre 2 e 100 (oo) cistos/L.

No contexto da Lagoa da Conceição, embora a frequência de detecção tenha sido inferior aos valores reportados em estudos nacionais e internacionais, a presença pontual de (oo) cistos mesmo em baixas concentração indica contaminação esporádica e recorrente, especialmente em pontos com maior vulnerabilidade hidrológica ou pressão antrópica (Sato *et al.*, 2013). Tais resultados reforçam a necessidade de monitoramento contínuo, sobretudo em regiões de uso recreacional, dada a relevância desses protozoários como indicadores de risco à saúde pública.

Figura 13 - Estruturas parasitárias detectadas por imunofluorescência direta (IFA) em amostras da Lagoa da Conceição.



Imagens obtidas por microscopia de epifluorescência após coloração com anticorpos monoclonais marcados com Isotiocianato de Fluoresceína (FITC), evidenciando estruturas típicas de protozoários patogênicos. (A) Cistos de *Giardia* spp., com fluorescência intensa e contorno ovalado, medindo aproximadamente 11,61 µm de comprimento. (B) Oocisto de *Cryptosporidium* spp., com formato esférico, fluorescência anelar bem definida e diâmetro aproximado de 6,75 µm. As características morfológicas e fluorescentes observadas foram compatíveis com os padrões de referência, sendo utilizadas na confirmação da positividade nas análises.

4.3 ESTIMATIVA DO RISCO ANUAL DE INFECÇÃO POR *Cryptosporidium* sp. E *Giardia* spp.

4.3.1 Ajustes de concentração e comparações entre períodos climatológicos e pontos amostrais

A análise preliminar das concentrações de *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp. (Tabelas 3 e 4) indicou baixa frequência de detecção, porém com variações relevantes quanto aos períodos climáticos. Foram computadas medidas de tendência central e dispersão (mínimo, máximo, médias geométrica e aritmética, desvio padrão e coeficiente de variação) para as concentrações em (oo)cistos/L.

Tabela 3 - Concentrações de *Cryptosporidium* spp. detectadas nas amostras hídricas da Lagoa da Conceição ao longo do monitoramento (fevereiro/23 a fevereiro/24).

<i>Mês</i>	<i>Mín</i>	<i>Máx</i>	<i>Méd. Arit.</i>	<i>Méd. Geom.</i>	<i>Desvio padrão</i>	<i>Coef. Variação</i>
<i>Fevereiro/23</i>	0.0	0.0	0.00	0.0	0.00	-
<i>Abril/23</i>	0.0	0.0	0.00	0.0	0.00	-
<i>Junho/23</i>	0.0	0.0	0.00	0.0	0.00	-
<i>Agosto/23</i>	0.0	2.0	0.47	0.0	0.74	1.57
<i>Outubro/23</i>	0.0	0.0	0.00	0.0	0.00	-
<i>Dezembro/23</i>	0.0	70.0	13.12	0.0	26.04	1.98
<i>Fevereiro/24</i>	0.0	36.0	8.25	0.0	15.36	1.86

Valores mínimos (Mín.) e máximos (Máx.), média geométrica (Méd. Geom.) e aritmética (Méd. Arit.), desvio padrão (DP) e coeficiente de variação das concentrações de oocistos/L de *Cryptosporidium* spp. em cada mês de coleta. Os dados referem-se às amostras positivas identificadas por imunofluorescência direta (IFA), considerando a distribuição temporal da presença do protozoário no período de um ano.

Tabela 4 - Concentrações de *Giardia* spp. detectadas nas amostras hídricas da Lagoa da Conceição ao longo do monitoramento (fevereiro/23 a fevereiro/24).

<i>Mês</i>	<i>Mín</i>	<i>Máx</i>	<i>Méd. Art.</i>	<i>Méd. Geom.</i>	<i>Desvio padrão</i>	<i>Coef. Variação</i>
<i>Fevereiro/23</i>	0.0	0.0	0.00	0.0	0.00	-
<i>Abril/23</i>	0.0	0.0	0.00	0.0	0.00	-
<i>Junho/23</i>	0.0	0.0	0.00	0.0	0.00	-
<i>Agosto/23</i>	0.0	1.0	0.44	0.0	0.48	1.11
<i>Outubro/23</i>	0.0	0.0	0.00	0.0	0.00	-
<i>Dezembro/23</i>	0.0	0.0	0.00	0.0	0.00	-
<i>Fevereiro/24</i>	0.0	0.0	0.00	0.0	0.00	-

Valores mínimos (Mín.) e máximos (Máx.), média geométrica (Méd. Geom.) e aritmética (Méd. Arit.), desvio padrão (DP) e coeficiente de variação das concentrações de cistos/L de *Giardia* spp. em cada mês de coleta. Os

dados referem-se às amostras positivas identificadas por imunofluorescência direta (IFA), considerando a distribuição temporal da presença do protozoário no período de um ano.

A aplicação do teste de homogeneidade de Fisher revelou diferença estatisticamente significativa entre os períodos seco e chuvoso apenas para *Giardia* spp. ($p = 0,0289$), sugerindo influência hidrológica na sua ocorrência. Para *Cryptosporidium* spp., não foram observadas diferenças significativas (Quadro 26).

Quanto à variação espacial, os testes de homogeneidade não identificaram diferenças estatísticas entre os pontos amostrais para nenhum dos protozoários ($p = 1$), indicando distribuição homogênea quanto à frequência de detecção (Apêndice 7).

Quadro 26 - Teste de homogeneidade de Fisher aplicado à frequência de detecção de *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp. nos períodos chuvoso e seco.

<i>Protozoário</i>	<i>Período</i>	<i>Amostras > LD</i>	<i>Total de amostras</i>	<i>% positivas</i>	<i>p-valor Fischer</i>
<i>Giardia</i>	Chuvoso	0	32	0	0,028931
<i>Giardia</i>	Seco	4	24	16,7	0,028931
<i>Cryptosporidium</i>	Chuvoso	4	32	12,5	1,000000
<i>Cryptosporidium</i>	Seco	3	24	12,5	1,000000

Resultados do teste de homogeneidade de Fisher comparando a proporção de amostras positivas (>LD) entre os períodos chuvoso e seco na Lagoa da Conceição.

Para caracterizar a variabilidade e realizar a modelagem probabilística das concentrações, foram testadas diferentes distribuições (log-normal, Weibull, gama e triangular). A distribuição log-normal ajustou-se melhor aos dados de *Giardia* spp. (Apêndice 8), enquanto a Weibull foi mais adequada para *Cryptosporidium* spp. nos períodos seco e anual. No período chuvoso, o melhor ajuste foi obtido com a distribuição gama (Apêndice 9).

4.3.2 Estimativa de risco anual de infecção

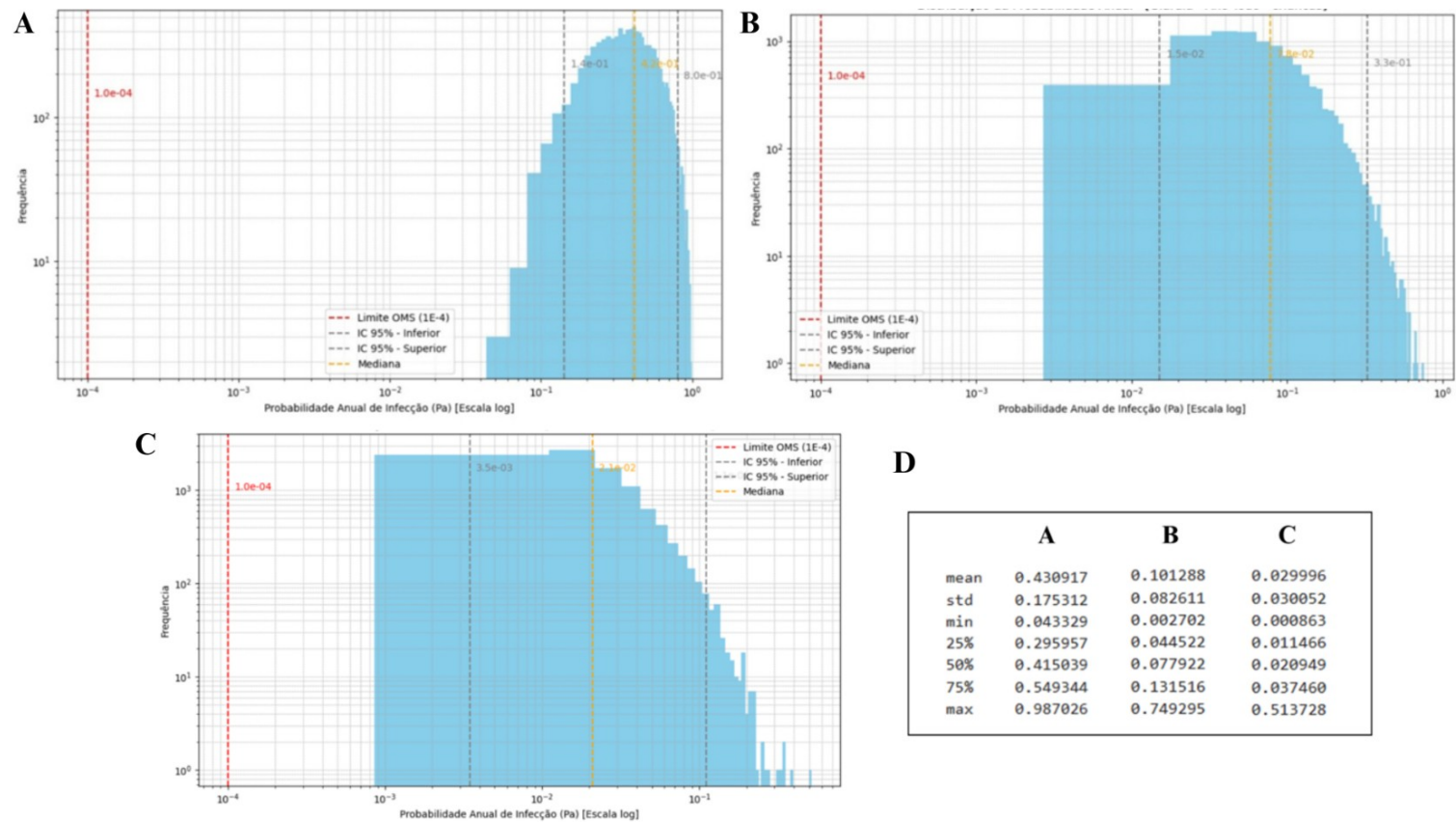
A avaliação quantitativa de risco microbiológico (AQRM) permitiu estimar a probabilidade anual de infecção decorrente da exposição acidental em águas recreacionais contaminadas por *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp. Os valores simulados excederam amplamente os limites de referência estabelecidos pela Organização Mundial da Saúde (OMS) de 10^{-4} (WHO, 2016) e pela Agência de Proteção Ambiental dos EUA (USEPA) de 3,6% ou 0,036 (USEPA, 2012a).

A Figura 14 ilustra a distribuição da probabilidade anual de infecção por *Giardia* spp. entre atletas (A), crianças (B) e adultos (C), considerando exposição ao longo do ano. As medianas estimadas foram de 0,4150 (atletas – $4,15 \times 10^{-1}$), 0,0779 (crianças – $7,79 \times 10^{-2}$) e 0,0209 (adultos – $2,09 \times 10^{-2}$), confirmando que atletas enfrentam risco até 20 vezes superior ao de adultos, devido à maior ingestão estimada de água durante atividades físicas. O padrão das distribuições seguiu assimetria positiva (log-normal), e o desvio padrão foi maior no grupo A (0,1753), refletindo maior dispersão nas estimativas, enquanto os grupos B e C apresentaram desvios menores (0,0826 e 0,0300, respectivamente).

Durante o período seco, os riscos anuais de infecção por *Cryptosporidium* spp. também ultrapassaram os limites de segurança (Apêndice 10). As simulações ($n = 10.000$) revelaram médias de 0,35 para atletas (A), 0,16 para crianças (B) e 0,086 para adultos (C), com medianas respectivas de 0,18 (A - $1,8 \times 10^{-1}$); 0,03 (B - $3,0 \times 10^{-2}$); e 0,009 (C - $9,0 \times 10^{-3}$). Os valores simulados permaneceram acima dos limites da OMS em todos os percentis.

No período chuvoso, a probabilidade de infecção por *Cryptosporidium* spp. aumentou ainda mais, com mediana de 1,0 para atletas (desvio padrão – std: 0,06), 0,54 ($5,4 \times 10^{-1}$) para crianças (std: 0,24) e 0,23 ($2,3 \times 10^{-1}$) para adultos (Apêndice 11). A mediana para todos os grupos próxima de 1, evidencia que mais de 50% das simulações ultrapassaram amplamente o limite da OMS (WHO, 2016). Esses dados reforçam a hipótese de que eventos de precipitação intensificam o transporte e disseminação de oocistos para os corpos hídricos, elevando o risco de infecção, especialmente em atividades recreativas (Wang *et al.*, 2023).

Figura 14 - Distribuição da probabilidade anual de infecção por *Giardia* spp. para os grupos de exposição durante o período hidrológico do ano todo e estatísticas descritivas.



Distribuição da probabilidade anual de infecção por *Giardia* spp. para o grupo de (A) atletas, (B) crianças e (C) adultos, baseada em 10.000 simulações. O eixo X está em escala logarítmica. A linha vermelha representa o limite máximo de risco estabelecido pela OMS (1E-4). A linha laranja indica a mediana dos valores simulados, e as linhas pretas delimitam o intervalo de confiança de 95%. A maioria das simulações ultrapassa o limite de segurança. O quadro D representa os três grupos de exposição analisados no estudo de risco e suas estatísticas descritivas: média aritmética (mean), desvio padrão (std), valores mínimos (min), primeiro quartil (25% - dos valores abaixo desse ponto), mediana (50% - ponto central dos dados, usado como medida de tendência central), terceiro quartil (75% - dos valores estão abaixo desse ponto, e valores máximos (max).

De modo geral, os dados de risco anual para *Cryptosporidium* spp. (Figura 15) demonstraram que todos os grupos excederam os limites da OMS. Para o grupo de atletas, observou-se uma mediana de 0,72 ($7,2 \times 10^{-1}$) e média de 0,64, com valores concentrados próximos do risco máximo (1). Isso reflete uma exposição extremamente elevada ao longo do ano, com baixa dispersão (desvio padrão de 0,34), indicando um risco persistentemente alto. Em relação às crianças, a mediana foi de 0,18 ($1,8 \times 10^{-1}$) e a média de 0,31. Embora menor que a dos atletas, ainda representa um risco substancial, com valores distribuídos ao longo de uma faixa mais ampla (mínimo de 0,00089 até o máximo de 1). Isso sugere que parte das simulações resultou em cenários de risco extremo, provavelmente relacionados à maior vulnerabilidade fisiológica do grupo e à frequência de exposição.

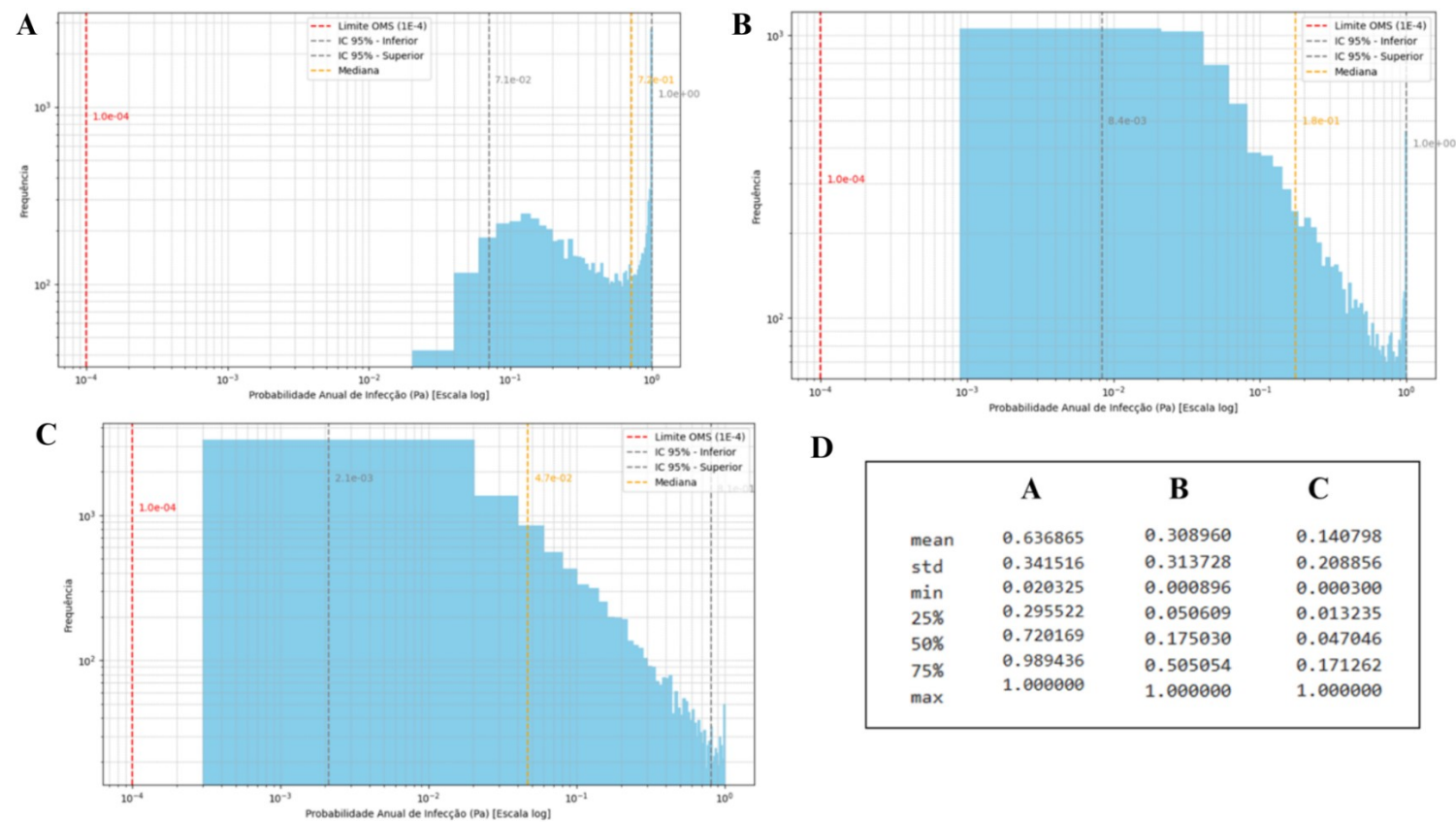
Para adultos, o risco estimado foi o menor entre os grupos analisados, com mediana de 0,047 ($4,7 \times 10^{-2}$) e média de 0,14. Apesar disso, os valores ainda são centenas de vezes superiores ao valor de referência da OMS, apontando que mesmo para populações saudáveis e com menor frequência de exposição, os riscos de infecção permanecem elevados.

No presente estudo, os valores simulados excederam largamente ambos os limites, principalmente entre os praticantes de esportes aquáticos (atletas), que apresentaram medianas de risco acima de 40% para *Giardia* spp. e até 72% para *Cryptosporidium* spp. indicando um risco anual de infecção até 700 vezes acima do critério da USEPA (2012a) e 7.000 vezes superior ao da OMS (WHO, 2016). Esses resultados são coerentes com achados em águas paulistas, Pinto et al. (2020), descreveram cenários alarmantes em águas recreacionais, variando de $2,44 \times 10^{-1}$ e $8,9 \times 10^{-3}$ para *Giardia* spp. e *Cryptosporidium* spp.

Estudos internacionais também corroboram essas evidências. Adell et al. (2016), na Califórnia, identificaram risco de 2–16% para *Cryptosporidium* spp. e 11–23% para *Giardia* Spp. Zhang et al. (2022), na China, apontaram risco de até 10^{-2} mesmo em ambientes tratados. Segundo Sato et al. (2013), concentrações tão baixas quanto 0,1 oocistos/L podem ser clinicamente relevantes, dada a elevada infectividade e resistência ambiental do *Cryptosporidium* spp.

Vale destacar que, embora a metodologia empregada não avalie a viabilidade dos (oo)cistos, nem identifique os genótipos, assumiu-se, para fins de modelagem, que todos os (oo)cistos eram viáveis e patogênicos. Essa abordagem, embora conservadora, é recomendada em estudos de AQRM para compensar limitações metodológicas de recuperação (Health Canada, 2012; Haas et al., 2014; Schets et al., 2007).

Figura 15 - Distribuição da probabilidade anual de infecção por *Cryptosporidium* spp. para os grupos de exposição durante o período hidrológico do ano todo e estatísticas descritivas.



Distribuição da probabilidade anual de infecção por *Cryptosporidium* para o grupo de (A) atletas, (B) crianças e (C) adultos, baseada em 10.000 simulações. O eixo X está em escala logarítmica. A linha vermelha representa o limite máximo de risco estabelecido pela OMS (1E-4). A linha laranja indica a mediana dos valores simulados, e as linhas pretas delimitam o intervalo de confiança de 95%. A maioria das simulações ultrapassa o limite de segurança. O quadro D representa os três grupos de exposição analisados no estudo de risco e estatísticas descritivas: média aritmética (mean), desvio padrão (std), valores mínimos (min), primeiro quartil (25% - dos valores abaixo desse ponto), mediana (50% - ponto central dos dados, usado como medida de tendência central), terceiro quartil (75% - dos valores estão abaixo desse ponto, e valores máximos (max).

4.3.3 Estimativa da probabilidade anual de doença

A partir das probabilidades anuais de infecção, estimou-se a probabilidade anual de desenvolvimento de doença sintomática, considerando taxas de morbidade de 50% para *G. duodenalis* e 39% para *Cryptosporidium* spp. (Haas *et al.*, 2014).

Para *G. duodenalis*, a média anual da probabilidade de adoecimento nos atletas foi de $6,70 \times 10^{-3}$, ultrapassando em mais de 60 vezes o limite da OMS e se aproximando do critério da USEPA. Crianças também apresentaram valores médios relevantes ($3,27 \times 10^{-3}$), enquanto adultos mantiveram os menores riscos médios ($9,21 \times 10^{-4}$) (Apêndice 13).

Para *Cryptosporidium* spp., a tendência se repetiu, com atletas atingindo uma média anual de $1,56 \times 10^{-3}$, crianças com $7,55 \times 10^{-4}$ e adultos com $2,07 \times 10^{-4}$ (Apêndice 12). Tanto para *G. duodenalis* quanto para *Cryptosporidium* spp., os valores foram superiores ao limite da OMS, entretanto, dentro do critério da USEPA.

4.3.4 Estimativa do risco de infecção por evento único

A análise do risco por evento único, baseado em modelo exponencial de dose-resposta (QMRA Wiki, 2025), revelou que mesmo exposições isoladas podem resultar em infecção. Os valores médios para *G. duodenalis* foram: $6,70 \times 10^{-3}$ (atletas), $3,27 \times 10^{-3}$ (crianças) e $9,21 \times 10^{-4}$ (adultos) (Apêndice 14); para *Cryptosporidium* spp., os valores foram: $1,56 \times 10^{-3}$ (atletas), $7,55 \times 10^{-4}$ (crianças) e $2,07 \times 10^{-4}$ (adultos) (Apêndice 15). Em todos os casos, os riscos ultrapassaram o limite da OMS (1×10^{-4} por evento), indicando que a exposição ocasional já representa risco.

Embora os riscos por evento único estejam em sua maioria abaixo do intervalo de 3,2% a 3,6% (ou $3,2 \times 10^{-2}$ a $3,6 \times 10^{-2}$) implícito nas recomendações da USEPA, ainda assim os valores médios observados indicam que, mesmo com uma única exposição, especialmente no caso dos atletas, o risco de infecção é consideravelmente elevado (WHO, 2016).

Essa constatação é corroborada por estudos como os de Gibson *et al.* (1999), que demonstram que até um único oocisto de *Cryptosporidium* spp. pode ser infectante. Sato *et al.* (2013) reforçam que pequenas ingestões de água contaminada, mesmo em um único evento, podem provocar infecção em grupos vulneráveis.

Os dados da AQRM revelam que a Lagoa da Conceição apresenta riscos consideráveis de infecção por protozoários zoonóticos mesmo em concentrações aparentemente baixas. Tais

achados são especialmente críticos para áreas recreacionais de uso intenso e público heterogêneo, como é o caso da lagoa. A articulação entre as variáveis físico-químicas, a sazonalidade climática e a exposição humana apontam para um cenário de risco sanitário recorrente e multifatorial.

4.4 DETECÇÃO DE *Toxoplasma gondii*

A presença de estruturas morfológicamente compatíveis com oocistos de *T. gondii* (*Toxoplasma-like*) foi identificada em 12,5% (7/56) das amostras de água superficial da Lagoa da Conceição, por meio de microscopia de epifluorescência (Figura 16). Os oocistos apresentaram parede dupla espessa, esporocistos internos visíveis e autofluorescência azul-neon sob luz UV, características compatíveis com descrições clássicas de *T. gondii* (Jones *et al.*, 2010; Lindquist *et al.*, 2003).

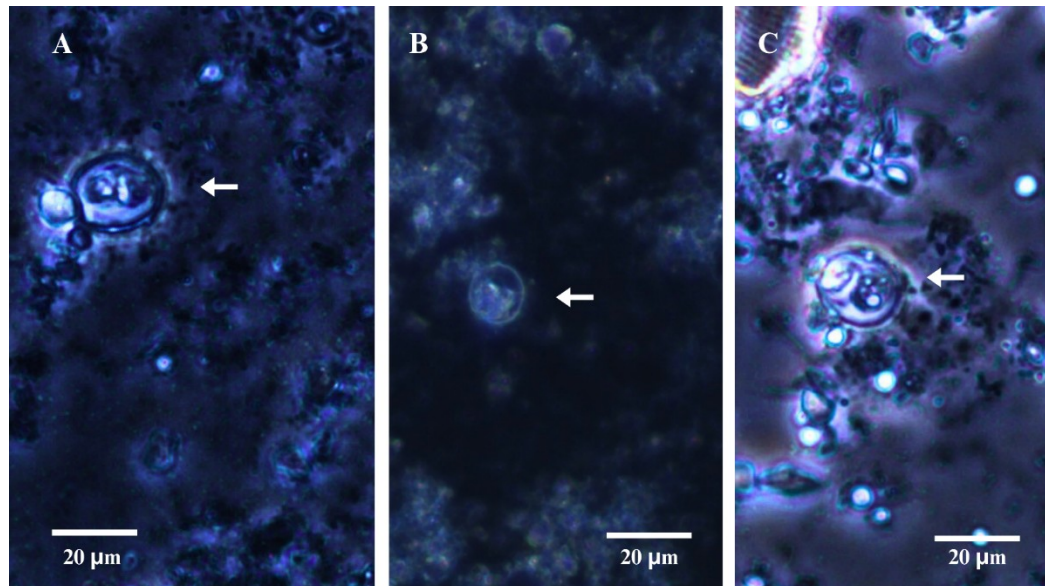
As detecções ocorreram de forma esporádica ao longo do ano de monitoramento, mas revelaram recorrência em pontos específicos, com destaque para LC2 (Centro da Lagoa), onde foram identificados três episódios distintos (junho, agosto e dezembro de 2023). A detecção também ocorreu em outros locais com urbanização como LC1 (Canto da Lagoa), LC4 (Barra da Lagoa) e LC7 (Costa da Lagoa). Esse padrão reforça a hipótese de contribuição antrópica contínua, possivelmente associada ao escoamento superficial urbano e à presença de felídeos domésticos, comuns em áreas densamente urbanizadas e turísticas (Bier, 2013; Shapiro *et al.*, 2019).

A presença de *T. gondii* em corpos hídricos é uma ameaça emergente à saúde pública e à conservação da fauna aquática, sendo responsável por surtos em humanos e mortalidade de mamíferos marinhos (Dubey, 2010; Sroka *et al.*, 2021). A excreção fecal de oocistos por felídeos infectados, domésticos ou silvestres, aliada à alta resistência desses oocistos no ambiente e à sua mobilização por chuvas ou escoamento urbano, favorece a contaminação difusa e persistente de sistemas aquáticos.

Os resultados obtidos são consistentes com achados internacionais, como o estudo de Mahmoudi *et al.* (2015) no Irã, que detectaram *T. gondii* em 5,8% das amostras de água natural, e com análises de campo que apontam o risco em ambientes recreacionais. Ainda que o método utilizado neste estudo, microscopia com autofluorescência, não permita a confirmação genética ou viabilidade dos oocistos, sua aplicação em conjunto com critérios morfológicos clássicos é

recomendada para estudos exploratórios, especialmente em regiões com ausência de dados prévios (Rengifo-Herrera et al., 2022).

Figura 16 - Estruturas *Toxo-like* detectadas por microscopia de epifluorescência em amostras da Lagoa da Conceição.



Fotomicrografia de estruturas (A-C) compatíveis com oocistos similares de *T. gondii*, observadas em amostras coletadas da Lagoa da Conceição. A identificação foi baseada em critérios morfológicos: tamanho dos oocistos, presença da membrana externa bem definida, visualização dos esporocistos e autofluorescência azul-neon nas paredes dos oocistos e esporocistos. (A) LC2-Centro da Lagoa/agosto; (B) LC2-Centro da Lagoa/dezembro; (C) LC1-Canto da Lagoa/junho. Microscopia de epifluorescência sob luz UV, aumento de 400x.

4.5 DETECÇÃO E CARACTERIZAÇÃO MOLECULAR DE PROTOZOÁRIOS PATOGÊNICOS DE VEICULAÇÃO HÍDRICA

A análise molecular por *nested*-PCR permitiu a detecção de material genético de protozoários patogênicos veiculados por água, incluindo *Cryptosporidium* spp., *G. duodenalis*, *T. gondii* e *Blastocystis* sp. nas amostras da Lagoa da Conceição. O Quadro 27 apresenta um resumo dos resultados obtidos por protozoário, indicando o número de amostras positivas e a frequência relativa de detecção (Apêndice 16).

Quadro 27 - Detecção molecular de protozoários patogênicos por *nested*-PCR em amostras de água da Lagoa da Conceição (n = 56).

<i>Protozoário</i>	<i>Gene-alvo</i>	<i>Oligonucleotídeos</i>	<i>Amplicon (pb)</i>	<i>% de amostras positivas</i>	<i>Referência</i>
<i>Cryptosporidium spp.</i>	SSU-rDNA (18S)	18SU1/18SD2 e 18SU2/18SD2	830-864	14,33% (8/56)	Xiao <i>et al.</i> , 1999.
	SSU-rDNA (18S)	SHP1/SHP2 e SHP3/SSU-R3	611	75% (42/56)	Silva <i>et al.</i> , 2013.
	GP60	AL3531/AL3535 e AL3432/AL3534	850-870	0%	Strong <i>et al.</i> , 2000; Xiao <i>et al.</i> , 2000.
<i>Giardia duodenalis</i>	TPI	AL3543/AL3546 e AL3544/AL3545	500-530	64,3% (36/56)	Sulaiman <i>et al.</i> , 2003.
	GDH	GDH1/GDH2 e GDH3/GDH4	530	17,9% (10/56)	Lalle <i>et al.</i> , 2009; Monis <i>et al.</i> , 1996.
	β-giardina	G7/G759 e GF/GR	511	0%	Cacciò <i>et al.</i> , 2002; Lalle <i>et al.</i> , 2005.
<i>Blastocystis sp.</i>	SSU-rDNA (18S)	RD3/RD5 e BsRD5F/BhRD9R	600	89,3% (50/56)	Clark, 1997; Scicluna <i>et al.</i> , 2006
<i>Toxoplasma gondii</i>	B1	S1/AS1 e S2/AS2	500-530	23,2% (13/56)	Grigg & Boothroyd, 2001; Alfonso <i>et al.</i> , 2009

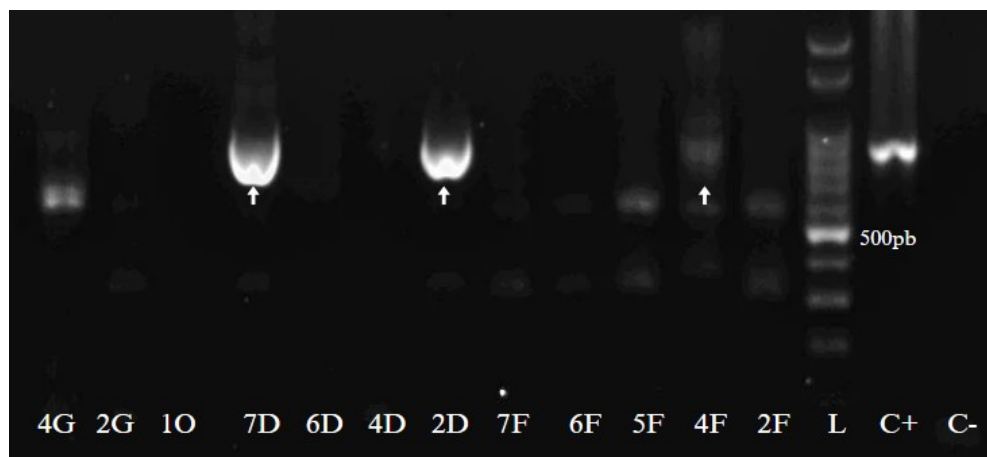
A tabela apresentada no Apêndice 14 apresenta dados complementares em relação a presente tabela com todos os pontos amostrais positivos para cada protozoário detectado.

4.5.1 Detecção molecular de *Cryptosporidium spp.*

A caracterização molecular de *Cryptosporidium spp.*, foi realizada por meio de dois alvos genéticos distintos: a subunidade pequena do RNA ribossomal (SSU-rDNA), especificamente o gene 18S, e o gene da glicoproteína 60 (GP60).

A amplificação do gene 18S foi conduzida utilizando dois conjuntos de oligonucleotídeos. O primeiro par foi 18SU1/18SD2 e 18SU2/18SD2 (Xiao *et al.*, 1999), com produtos esperados de 830 e 864 pares de base (pb), respectivamente. Das 56 amostras analisadas, 8 (14,28%) apresentaram amplificação do produto de tamanho esperado (Figura 17).

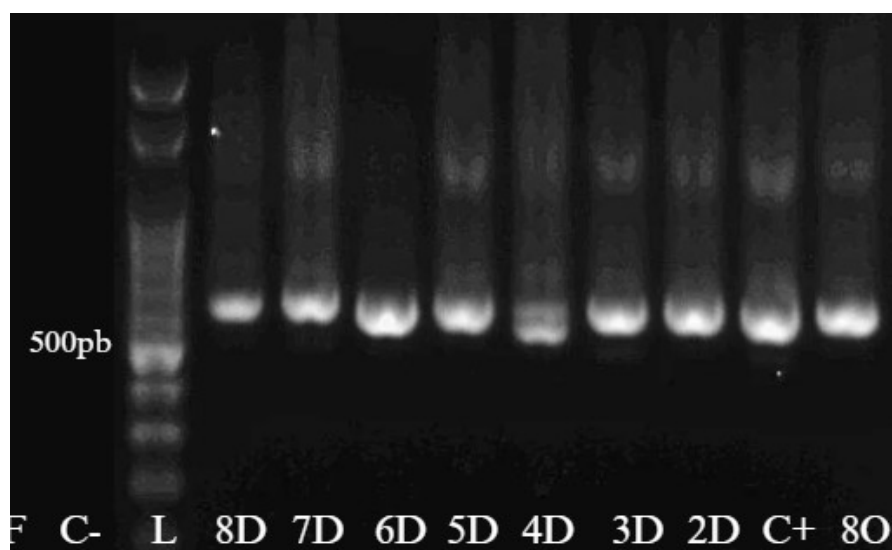
Figura 17 - Detecção de *Cryptosporidium* spp. a partir dos oligonucleotídeos descritos por Xiao et al (1999).



Gel de agarose com resultados obtidos após a realização da nested PCR. L: ladder/padrão molecular de 100 pares de base; C+: controle positivo; C-: controle negativo. 2F, 4F, 5F, 6F, 7F, 2D, 4D, 6D, 7D: amostras da Lagoa da Conceição.

O segundo par foi SHP1/SHP2 e SHP3/SSU-R3 (Silva *et al.*, 2013), com fragmento esperado de 611 pb. Das 56 amostras analisadas, 42 (75%) foram positivas (Figura 18).

Figura 18 - Detecção de *Cryptosporidium* spp. a partir dos oligonucleotídeos descritos por Silva et al (2013).



Gel de agarose com resultados obtidos após a realização da nested PCR. L: ladder/padrão molecular de 100 pares de base; C+: controle positivo; C-: controle negativo. 8D, 7D, 6D, 5D, 4D, 3D, 2D, 8O: amostras da Lagoa da Conceição.

Todas as amostras positivas para o protocolo de Xiao et al (1999) também amplificaram com os oligonucleotídeos de Silva et al (2013), demonstrando concordância entre os métodos. Além disso, todas as amostras positivas por microscopia de epifluorescência também foram positivas nas análises moleculares, reforçando a robustez dos dados.

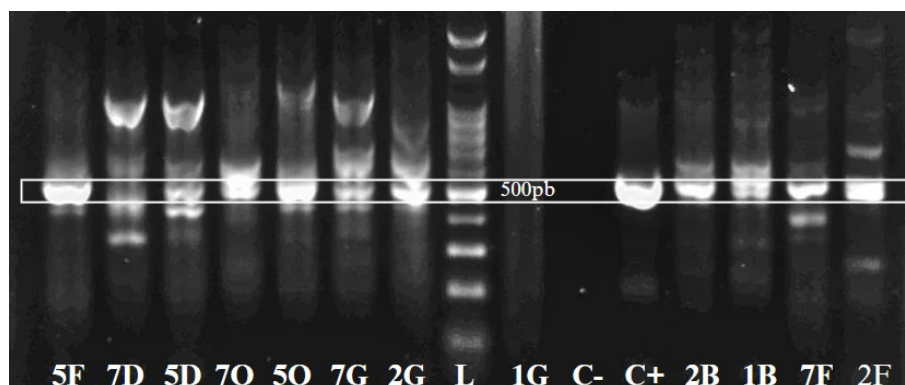
Para o gene GP60, a amplificação foi conduzida conforme descrito por Strong et al. e Xiao et al (2000), utilizando os oligonucleotídeos AL3531/AL3535 e AL3432/AL3534, com expectativa de fragmento de 850-870 pb. No entanto, nenhuma das amostras ambientais foi amplificada, sendo o produto detectado apenas no controle positivo. Essa ausência pode estar relacionada à baixa concentração parasitária, variabilidade genética nos sítios de ancoragem dos oligonucleotídeos, ou à degradação do material genético ambiental, como relatado em outros estudos com amostras ambientais (Ryan *et al.*, 2014).

4.5.2 Detecção molecular de *Giardia duodenalis*

A identificação molecular de *G. duodenalis* foi realizada com base na amplificação de três genes codificadores amplamente utilizados para a determinação de assembleias: triose-fosfato isomerase (TPI), glutamato desidrogenase (GDH) e β -giardina (BG).

Para o gene TPI, foram utilizados os oligonucleotídeos AL3543/AL3546 e AL3544/AL3545 (Sulaiman *et al.*, 2003), com produto de amplificação esperado entre 500–530 pb. Das 56 amostras analisadas, 36 (64,28%) apresentaram amplificação do fragmento de tamanho esperado (Figura 19).

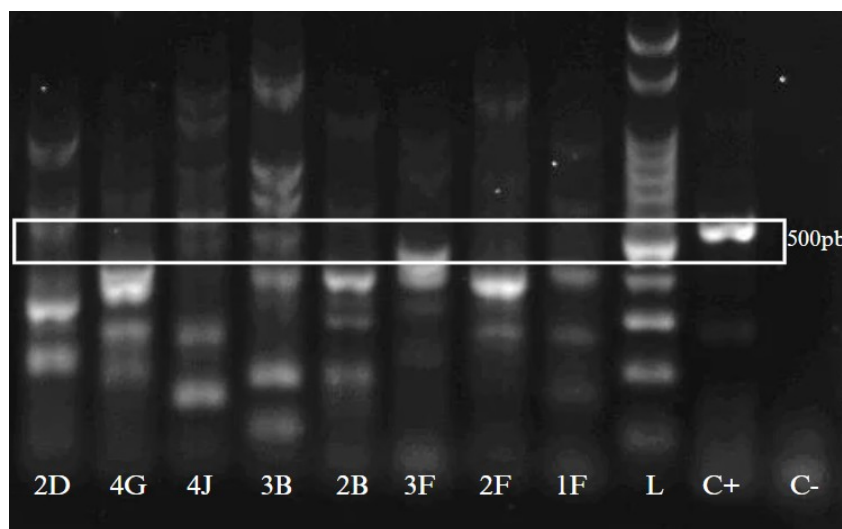
Figura 19 - Detecção de *Giardia duodenalis* a partir dos oligonucleotídeos descritos por Sulaiman et al. (2003).



Gel de agarose com resultados obtidos após a realização da nested PCR. L: ladder/padrão molecular de 100 pares de base; C+: controle positivo; C-: controle negativo. Amostras da Lagoa da Conceição (2F, 7F, 1B, 2B, 1G, 2G, 7G, 5O, 7O, 5D, 7D, 5F).

Para o gene GDH, os oligonucleotídeos utilizados foram GDH1/GDH2 e GDH3/GDH4 (Lalle *et al.*, 2005; Monis *et al.*, 1996), com amplificação esperada de 530 pb. Das amostras analisadas, 10 (17,85%) foram positivas (Figura 20). A amostra LC7 de fevereiro/2023 negativa para TPI foi positiva para GDH.

Figura 20 - Detecção de *Giardia duodenalis* a partir dos oligonucleotídeos descritos por Monis et al (1996) e Lalle et al. (2005).



Gel de agarose com resultados obtidos após a realização da nested PCR. L: ladder/padrão molecular de 100 pares de base; C+: controle positivo; C-: controle negativo. Amostras da Lagoa da Conceição (1F, 2F, 3F, 2B, 3B, 4J, 4G, 2D).

Já para o gene β -giardina (BG), utilizando os oligonucleotídeos G7/G759 e GF/GR (Lalle *et al.*, 2009), nenhuma amostra ambiental foi amplificada, com positividade observada apenas no controle positivo. A ausência de amplificação pode estar relacionada a fatores como baixa integridade do DNA, eficiência reduzida dos oligonucleotídeos em amostras ambientais, ou à presença de inibidores da PCR (Adamska *et al.*, 2011; Schipper *et al.*, 2025).

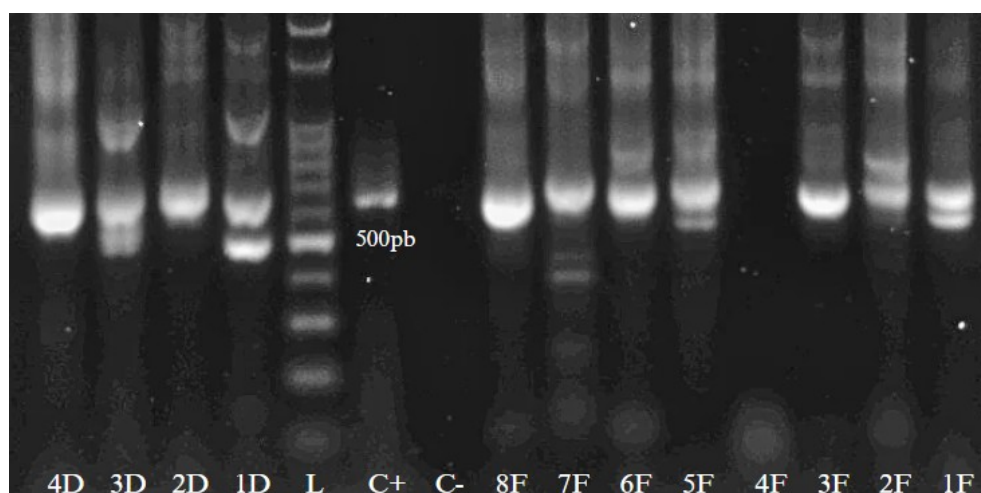
Esses dados sugerem que o gene TPI apresentou maior sensibilidade diagnóstica para as condições e tipo de amostras analisadas.

4.5.3 Detecção de *Blastocystis* sp. e caracterização molecular de *Toxoplasma gondii*

A detecção molecular de *Blastocystis* sp. foi baseada na amplificação do gene 18S da subunidade pequena do RNA ribossomal, por meio de *nested*-PCR conforme descrito por Clark

(1997) e Scicluna et al. (2006). Foram utilizados os pares de oligonucleotídeos RD3/RD5 (externos) e BsRD5F/BhRD9R (internos), com fragmento de tamanho esperado de aproximadamente 600 pb (Figura 21). Das 56 amostras analisadas, 50 (89,28%) apresentaram amplificação positiva, indicando ampla disseminação ambiental desse protozoário na Lagoa da Conceição.

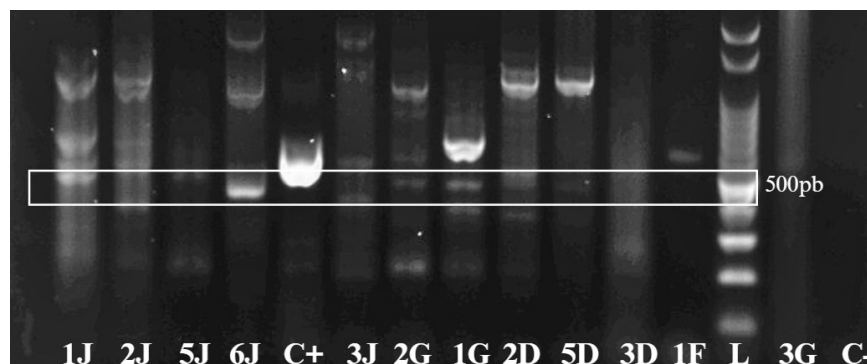
Figura 21 - Detecção de *Blastocystis* sp. a partir dos oligonucleotídeos descritos por Clark (1997) e Scicluna et al. (2006).



Gel de agarose com resultados obtidos após a realização da nested PCR. L: ladder/padrão molecular de 100 pares de base; C+: controle positivo; C-: controle negativo. Amostras da Lagoa da Conceição (1F, 2F, 3F, 4F, 5F, 6F, 7F, 8F, 1D, 2D, 3D, 4D).

Para *T gondii*, foi utilizado oligonucleotídeos para amplificação do gene alvo B1, conforme protocolo adaptado de Grigg & Boothroyd (2001) e Alfonso et al. (2009), com os oligonucleotídeos S1/AS1 (externos) e S2/AS2 (internos), gerando fragmento entre 500–530 pb (Figura 22). O gene B1 é altamente repetitivo, conferindo alta sensibilidade às análises moleculares. Das 56 amostras, 13 (23,21%) apresentaram amplificação positiva. Vale destacar que todas as amostras positivas por microscopia também foram positivas por PCR, reforçando a consistência entre as metodologias adotadas.

Figura 22 - Detecção de *Toxoplasma gondii* a partir dos oligonucleotídeos descritos por Grigg & Boothroyd (2001) e Alfonso et al. (2009).



Gel de agarose com resultados obtidos após a realização da nested PCR. L: ladder/padrão molecular de 100 pares de base; C+: controle positivo; C-: controle negativo. Amostras da Lagoa da Conceição (3G, 1F, 3D, 5D, 2D, 1G, 2G, 3J, 6J, 5J, 2J, 1J).

A confirmação molecular de *T. gondii* em 61,5% (8/13) das amostras positivas foi realizada por meio de sequenciamento, utilizando alinhamento com sequências de referência no GenBank. Os fragmentos obtidos exibiram similaridade entre 95% e 100% (Quadro 28) (Marques *et al.*, 2020).

Estudos como o de Nasiru Wana et al. (2020) aplicaram metodologia semelhante, onde amplicons de genes (B1 e REP) oriundos de fezes de felinos apresentaram alta identidade com sequências depositadas no GenBank, validando a abordagem de detecção molecular. Shapiro et al. (2019) relatam a presença predominante do genótipo I em ambientes aquáticos e solo, destacando sua alta adaptabilidade e virulência. Também, Shwab et al. (2014) observaram forte congruência entre fragmentos de amostras ambientais e sequências do genótipo I, reforçando a robustez de métodos de PCR-SSU e B1 alinhados à GenBank.

É importante salientar que diversas espécies de animais vivem na Lagoa da Conceição, como pássaros, peixes, crustáceos e mamíferos. Em aves silvestres, a presença de *T. gondii* foi relatada em diversas espécies. Huang et al. (2012) documentaram, pela primeira vez, genótipos I e II em aves silvestres na China. Em estudo subsequente no Brasil, isolados de *T. gondii* provenientes de aves silvestres também revelaram múltiplos genótipos, incluindo cepas não descritas anteriormente no país (Rêgo *et al.*, 2018). Estudos em mamíferos aquáticos, como as lontras, identificaram genótipos específicos associados à espécie (Pena *et al.*, 2018). Adicionalmente, análises genéticas em lontras marinhas (*Enhydra lutris*) destacaram a predominância do genótipo conhecido como Type X, enfatizando a presença de linhagens clonais particulares em ambientes aquáticos (Miller *et al.*, 2019).

Quadro 28 - Caracterização genotípica de *Toxoplasma gondii* em amostras de água da Lagoa da Conceição, Florianópolis (SC).

Amostra	Genótipo	GenBank	Identidade
LC1/Junho	Tipo I	MN275907.1	95.53%
LC2/Junho	Tipo I	MN275908.1	97.45%
LC6/Junho	-	MF576246.1	95.09%
LC7/Junho	Tipo X	KM243024.1	98.98%
LC3/Outubro	Tipo I	MN275918.1	99.52%
LC7/Outubro	Tipo I	MN275907.1	99.56%
LC2/Dezembro	-	MF576219.1	98.56%
LC7/Dezembro	Tipo I	MN275907.1	97.42%

LC1: Canto da Lagoa. LC2: Centro da Lagoa. LC3: Avenida das Rendeiras. LC6: Morro dos Macacos. LC7: Costa da Lagoa.

Os achados moleculares confirmam e expandem os resultados obtidos por microscopia, revelando um quadro de contaminação parasitária múltipla e persistente na Lagoa da Conceição. A detecção concomitante de *Cryptosporidium* spp., *G. duodenalis*, *Blastocystis* sp. e *T. gondii* em um corpo hídrico de uso recreacional e classificado como Classe I reforça os riscos sanitários envolvidos.

4.6 DETECÇÃO E DISTRIBUIÇÃO DE PROTOZOÁRIOS

4.6.1 Comparações entre a presença de protozoários e as metodologias utilizadas para a detecção

A análise por *upset plot* revelou que a maioria das amostras positivas foi detectada exclusivamente por PCR (Figura 23), confirmando sua maior sensibilidade frente às demais técnicas.

Figura 23 - Interseção de amostras positivas por metodologias aplicadas.

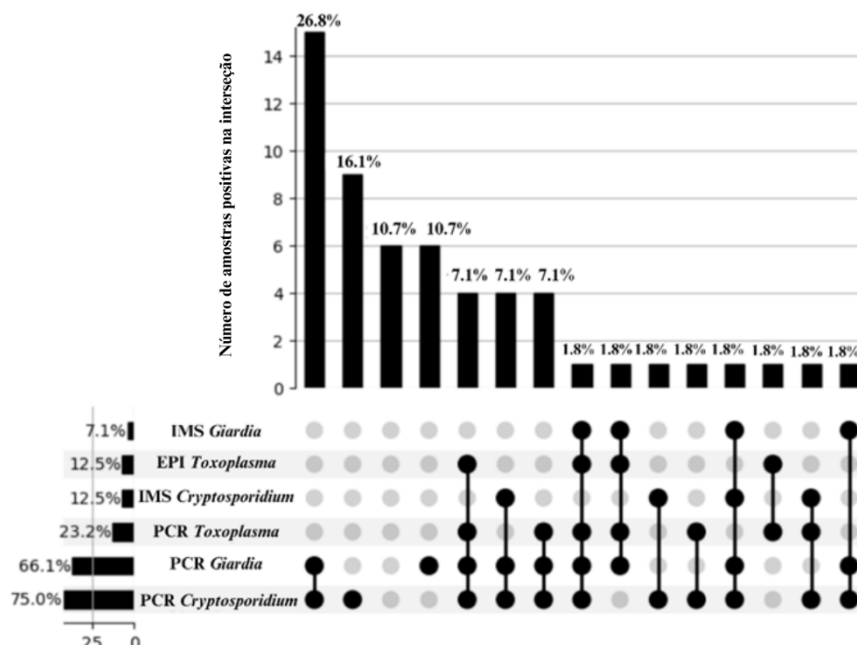


Diagrama de interseção (*upset plot*) evidenciando os diferentes conjuntos de amostras positivas por combinação de metodologias diagnósticas (PCR, IMS – separação imunomagnética seguida de ensaio de imunofluorescência, EPI – microscopia de epifluorescência). As barras verticais representam o número de amostras positivas em cada interseção específica entre metodologias, e as barras horizontais indicam o total de amostras positivas por técnica.

Para *Cryptosporidium* spp., sete amostras foram positivas tanto por PCR quanto por IMS/IFA, mas 35 apenas por PCR (Figura 24A); para *G. duodenalis*, quatro apresentaram concordância entre os métodos, enquanto 33 foram exclusivas por PCR (Figura 24B). Já para *T. gondii*, sete amostras foram positivas tanto por epifluorescência quanto por PCR (Figura 2C). Esse padrão é consistente com estudos realizados no Iraque (Shakir & Areej, 2015), Itália (Pignata *et al.*, 2019) e Colômbia (Triviño-Valencia *et al.*, 2016), que também reportaram detecção exclusiva pela PCR em amostras negativas por imunofluorescência. Achados semelhantes foram reportados no Brasil por Leal *et al.* (2020) e Galvani *et al.* (2019), que verificaram amostras positivas para *Cryptosporidium* spp., *G. duodenalis* e *T. gondii* apenas pela PCR.

Embora a PCR seja altamente sensível para detecção de protozoários em água, sua especificidade pode ser limitada pela amplificação de DNA de organismos não viáveis, gerando falsos positivos (Fradette *et al.*, 2022; Rousseau *et al.*, 2018; Mahmudunnabi *et al.*, 2024). Já as técnicas de imunofluorescência (IMS/IFA) apresentam menor sensibilidade, mas alta especificidade, por identificarem cistos e oocistos íntegros por anticorpos monoclonais (Barrera *et al.*, 2024; Ligda *et al.*, 2020). Nesse contexto, a combinação entre PCR e IMS/IFA tem se

consolidado como a abordagem mais robusta, unindo a sensibilidade molecular à especificidade imunológica.

Figura 24 - Diagrama de Venn demonstrando as interseções entre as metodologias utilizadas para a detecção de *Cryptosporidium* spp., *Giardia duodenalis* e *Toxoplasma gondii*.

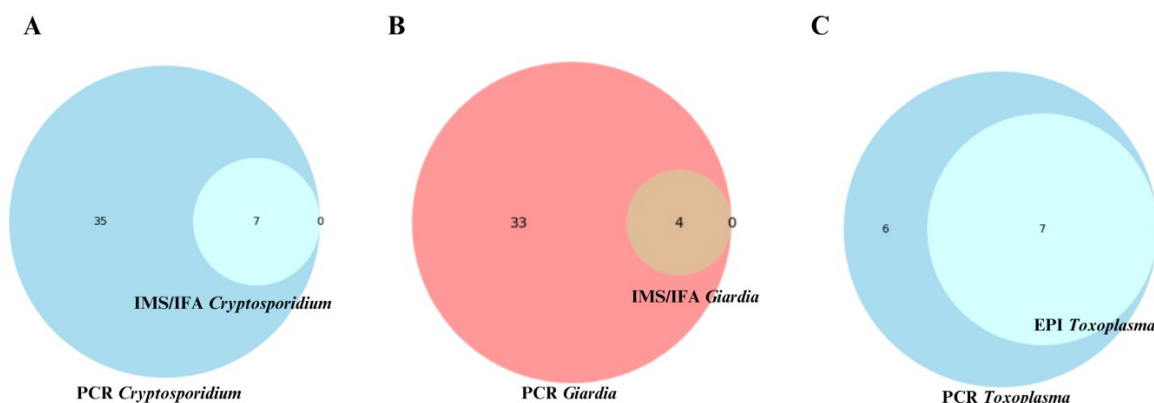
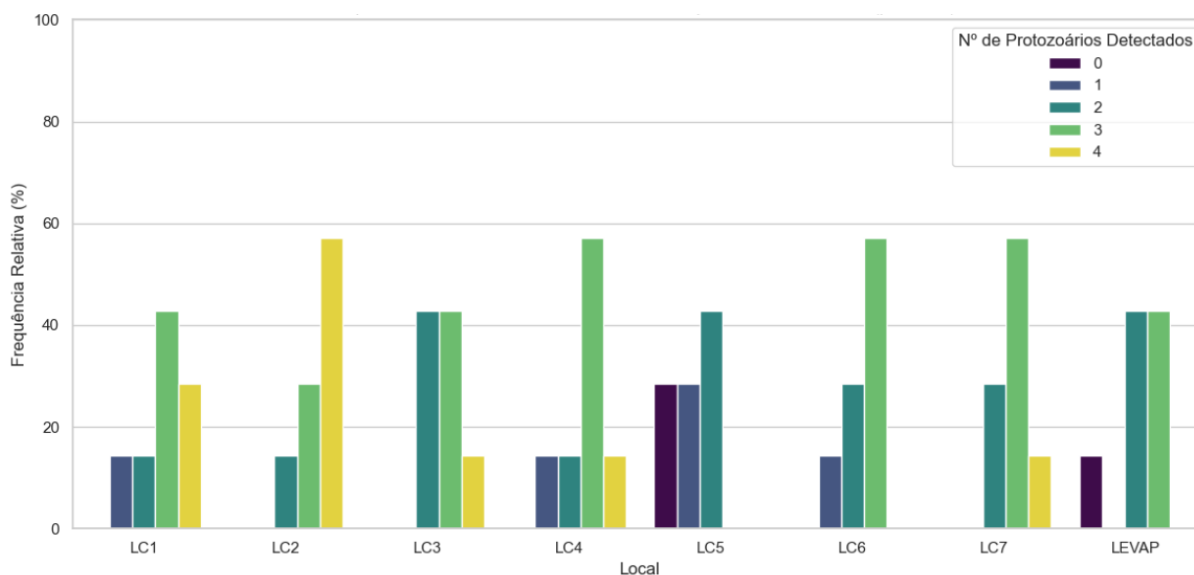


Diagrama de Venn evidenciando a quantidade de amostras detectadas por metodologias utilizadas para detecção de protozoários (PCR, IMS – separação imunomagnética seguida de ensaio de imunofluorescência, EPI – microscopia de epifluorescência). (A) Detecção de *Cryptosporidium* spp.; (B) Detecção de *G. duodenalis*; (C) Detecção de *T. gondii*.

4.6.2 Detecção de protozoários e distribuição espacial

Todas as 56 amostras analisadas apresentaram ao menos um dos protozoários investigados, evidenciando exposição contínua ou recorrente à contaminação fecal no sistema lagunar. A análise da frequência de múltiplas infecções revelou padrões espaciais distintos entre os pontos de coleta. Os locais LC2, LC6 e LC7 concentraram amostras positivas para os quatro protozoários pesquisados (*Blastocystis* sp., *Cryptosporidium* spp., *G. duodenalis* e *T. gondii*), enquanto pontos como LC5 e LEVAP apresentaram predominância de amostras com apenas dois ou três organismos (Apêndice 17). A ocorrência de amostras com apenas um protozoário foi minoritária (Figura 25).

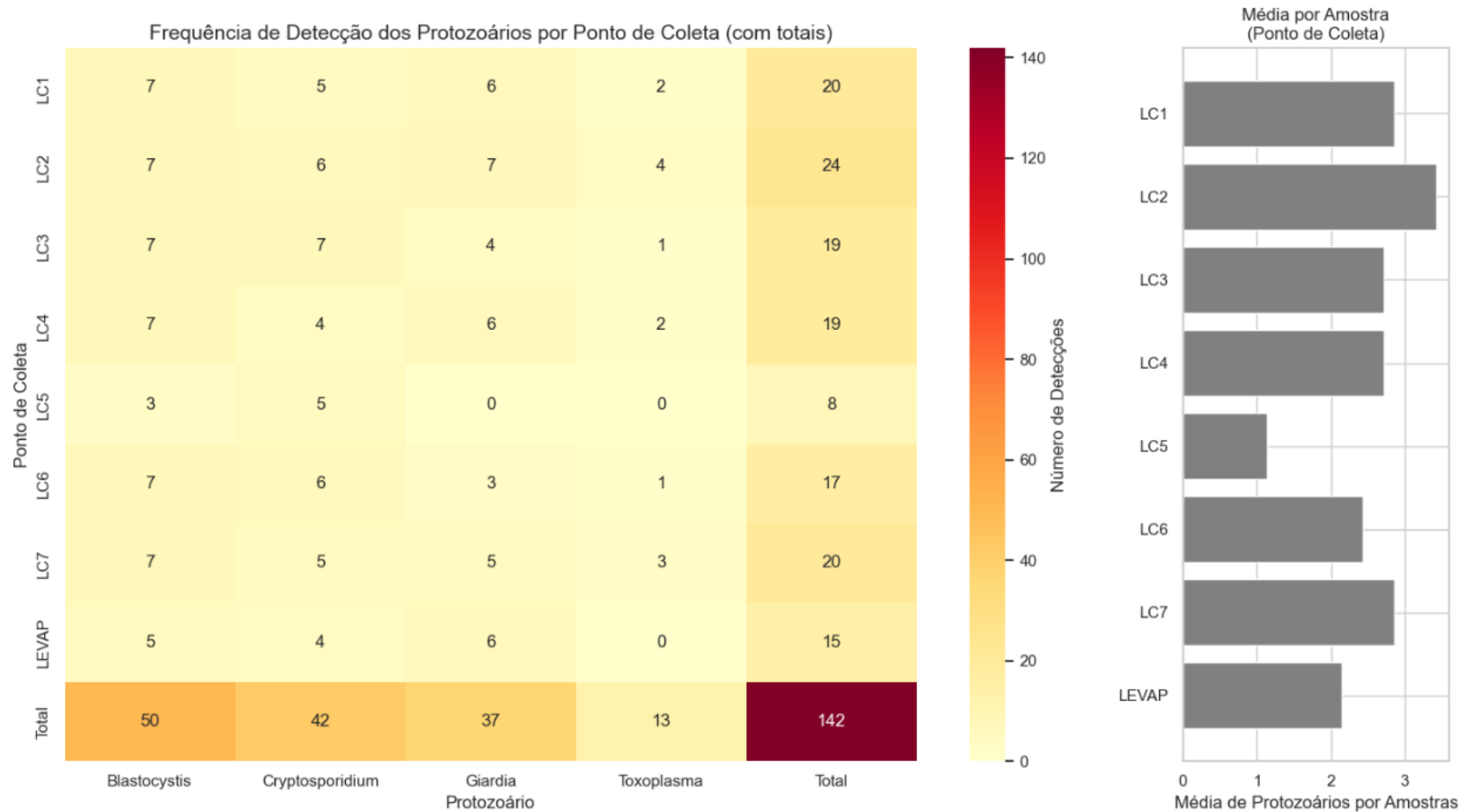
Figura 25 – Frequência relativa de amostras contaminadas por número de protozoários e local.



Distribuição da frequência relativa (%) de amostras positivas conforme o número de protozoários detectados em cada ponto de amostragem. Cada barra representa a proporção de amostras que apresentaram presença de 1, 2, 3 ou 4 protozoários distintos em cada local (LC1 a LC7 e LEVAP). LC1: Canto da Lagoa. LC2: Centro da Lagoa. LC3: Avenida das Rendeiras. LC4: Barra da Lagoa. LC5: Foz do Rio Vermelho. LC6: Morro dos Macacos. LEVAP: Escoamento da Lagoa de Evapoinfiltração.

Blastocystis sp. foi o organismo mais frequente, presente em 89,3% (50/56) das amostras, seguido por *Cryptosporidium* spp. (75%, 42/56), *G. duodenalis* (66,1%, 37/56) e *T. gondii* (23,2%, 13/56). Observou-se ainda que locais como LC3, LC4, LC6, LC7 e LEVAP apresentaram frequências iguais ou superiores a 80% para alguns protozoários, sugerindo contaminação persistente. Em contrapartida, pontos como LC1 e LC2 exibiram frequências mais distribuídas entre diferentes protozoários (Figura 26).

Figura 26 - Distribuição espacial da frequência de protozoários detectados e média por amostra.

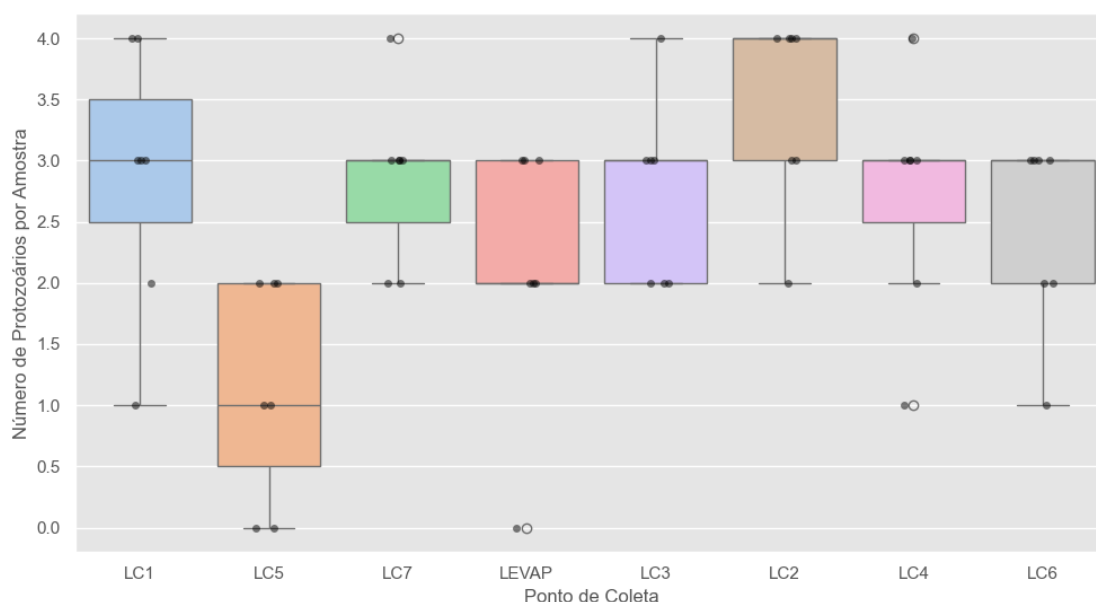


O *heatmap* mostra a frequência de detecção (número de amostras positivas) de quatro protozoários em cada ponto de coleta. A barra lateral à direita representa a média de protozoários detectados por amostra em cada ponto. Os totais por protozoário e por ponto de coleta estão indicados na última linha e última coluna, respectivamente. LC1: Canto da Lagoa. LC2: Centro da Lagoa. LC3: Avenida das Rendeiras. LC4: Barra da Lagoa. LC5: Foz do Rio Vermelho. LC6: Morro dos Macacos. LEVAP: Escoamento da Lagoa de Evapoinfiltração.

Na análise por ponto amostral, LC1, LC2 e LC7 destacaram-se por apresentar as maiores médias de protozoários por amostra (acima de 2,8), associadas a baixos desvios-padrão, indicando contaminação consistente. Esses pontos estão em áreas de alta densidade populacional e forte ocupação urbana. LC2, em especial, apresentou positividade para todos os protozoários, refletindo condições ambientais desfavoráveis, como alta impermeabilização do solo e baixa capacidade de infiltração, somadas a fatores hidrológicos que favorecem acúmulo de sedimentos e nutrientes (Gómez *et al.*, 2008; Silva, 2013). Em contraste, LC5 apresentou a menor média (1,14 protozoários por amostra), provavelmente em função da maior influência de água doce e padrões de circulação menos propícios ao acúmulo de contaminantes (Bier, 2013).

O teste de Kruskal–Wallis aplicado ao número total de protozoários por amostra confirmou essa heterogeneidade espacial ($H = 18,916$; $p = 0,0085$), indicando diferenças significativas entre os pontos, especialmente LC5 em relação a LC1, LC2 e LC7 (Figura 27). Além disso, os testes exatos de Fisher entre grupos de locais sugeriram diferenças na ocorrência de *Blastocystis* sp. ($p = 0,0232$) e *G. duodenalis* ($p = 0,0227$) (Apêndice 18-19).

Figura 27 - Distribuição do número de protozoários presentes por amostra entre os diferentes pontos de coleta.

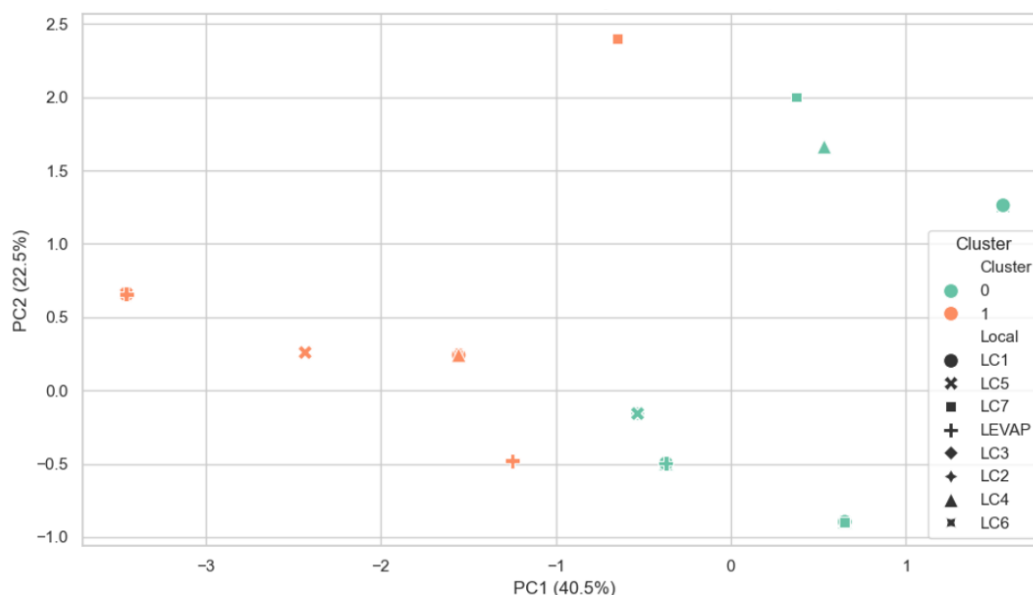


Boxplot representando a distribuição do número total de protozoários detectados por amostra nos diferentes pontos de coleta. A linha horizontal dentro de cada caixa indica a mediana, os limites da caixa representam os quartis (Q1 e Q3) e os “bigodes” mostram a variação dentro de 1,5 vezes o intervalo interquartil. Pontos fora desse intervalo são considerados outliers. O teste de Kruskal-Wallis indicou diferença estatisticamente significativa entre os locais ($p = 0,0085$), sugerindo heterogeneidade na ocorrência dos protozoários entre os pontos analisados. LC1: Canto

da Lagoa. LC2: Centro da Lagoa. LC3: Avenida das Rendeiras. LC4: Barra da Lagoa. LC5: Foz do Rio Vermelho. LC6: Morro dos Macacos. LEVAP: Escoamento da Lagoa de Evapoinfiltração.

A análise multivariada (PCA com agrupamento por K-means) também revelou a formação de dois clusters distintos (Figura 28), relacionados principalmente a condutividade elétrica (0,013073), salinidade (0,016500) e sólidos totais (0,025364) (Apêndice 20, 21; $p < 0,05$). Esses resultados reforçam a influência de fatores físico-químicos na persistência e acúmulo de protozoários, destacando que ambientes mais impactados por cargas iônicas e matéria orgânica tendem a apresentar maior contaminação (Arcari *et al.*, 2023).

Figura 28 - Clusters dos locais com base na detecção de protozoários (PCA).

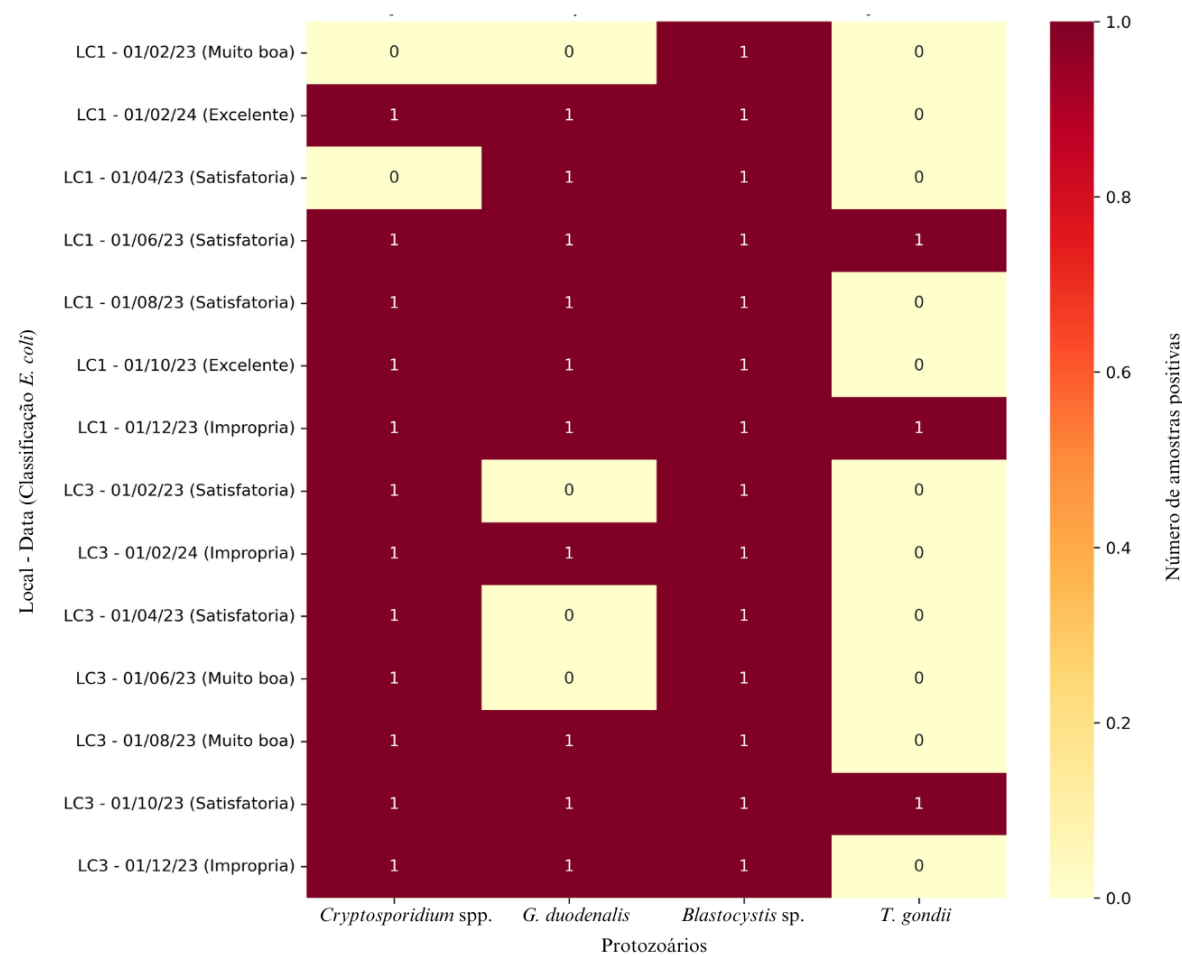


(A): Distribuição dos locais com base nos dois primeiros componentes principais da PCA, considerando os dados de detecção de protozoários. Os pontos foram agrupados em dois clusters distintos usando o método de agrupamento K-means, evidenciando padrões de similaridade entre os locais. Essa visualização permite observar a dispersão dos locais no espaço multivariado, revelando a variabilidade entre as áreas de coleta quanto à ocorrência de protozoários. LC1: Canto da Lagoa. LC2: Centro da Lagoa. LC3: Avenida das Rendeiras. LC4: Barra da Lagoa. LC5: Foz do Rio Vermelho. LC6: Morro dos Macacos. LEVAP: Escoamento da Lagoa de Evapoinfiltração.

Por fim, observou-se discordância entre os indicadores bacterianos tradicionais e a ocorrência de protozoários (Figura 29). Em abril, junho e agosto de 2023, pontos como LC1 e LC3 foram classificados como satisfatórios ou até excelentes para balneabilidade segundo critérios baseados em *E. coli*, apesar da detecção simultânea de *Cryptosporidium* spp., *G. duodenalis* e *T. gondii*. Essa discrepância evidencia as limitações do uso exclusivo de *E. coli*

como indicador de contaminação fecal em ecossistemas costeiros e lagunares, reforçando a necessidade de integrar marcadores parasitológicos na avaliação da qualidade da água (IMA 2023; 2024; Schets *et al.*, 2008; Sato *et al.*, 2013).

Figura 29 - Presença de protozoários patogênicos em amostras com diferentes classificações de *E. coli* nos locais LC1 e LC3 (2023-2024).

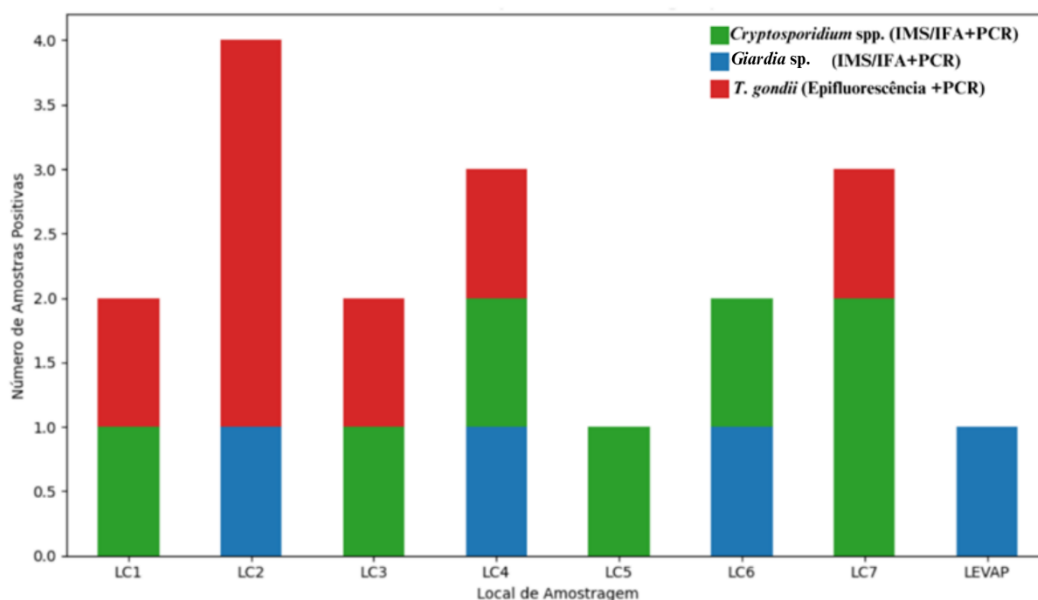


Heatmap demonstrando a presença de *Cryptosporidium* spp., *Giardia duodenalis*, *Blastocystis* sp. e *Toxoplasma gondii* em amostras coletadas nos locais LC1-Canto da Lagoa (FATMA 41) e LC3-Avenida das Rendeiras (FATMA 39) entre fevereiro de 2023 e fevereiro de 2024. Os dados estão organizados por local e data de amostragem, com indicação da classificação da qualidade da água quanto à presença de *E. coli* segundo os critérios da Resolução CONAMA nº 274/2000. Fonte: IMA 2023; 2024.

4.6.3 Interseções metodológicas e evidência espacial de contaminação

A análise integrada das metodologias aplicadas (PCR, IMS/IFA e microscopia de epifluorescência) evidenciou locais com confirmação cruzada da presença de protozoários patogênicos, fortalecendo a interpretação dos resultados e a identificação de áreas críticas na Lagoa da Conceição (Figura 30). O local LC2 (Centro da Lagoa) destacou-se por apresentar o maior número de amostras positivas confirmadas por mais de uma metodologia ($n = 4$), seguido pelos pontos LC4 (Barra da Lagoa) e LC7 (Costa da Lagoa). Em LEVAP, a positividade confirmada restringiu-se a *Giardia* sp. por PCR e IMS/IFA.

Figura 30 - Amostras positivas por metodologias de detecção em cada local de coleta.



Número de amostras positivas para *Giardia* sp. (IMS/IFA + PCR), *Cryptosporidium* spp. (IMS/IFA + PCR) e *Toxoplasma gondii* (Epifluorescência + PCR) por ponto de amostragem no sistema lagunar de Florianópolis (2023–2024). Apenas as amostras que apresentaram resultado positivo em ambas as metodologias para cada organismo foram consideradas.

O diagrama *upset* (Figura 31) complementa essa análise ao evidenciar os padrões de coocorrência entre protozoários detectados por duas metodologias distintas. A maior interseção foi observada em três amostras (37,5%), nas quais foram detectados simultaneamente *Giardia* sp., *Cryptosporidium* spp. e *T. gondii*. Outros padrões de coocorrência foram menos frequentes, registrados em apenas uma amostra cada (12,5%). Esse resultado indica que múltiplas infecções confirmadas por técnicas independentes, embora menos comuns, representam eventos de alta relevância epidemiológica.

Figura 31 - Diagrama de interseção de protozoários confirmados por metodologias, por local de amostragem.

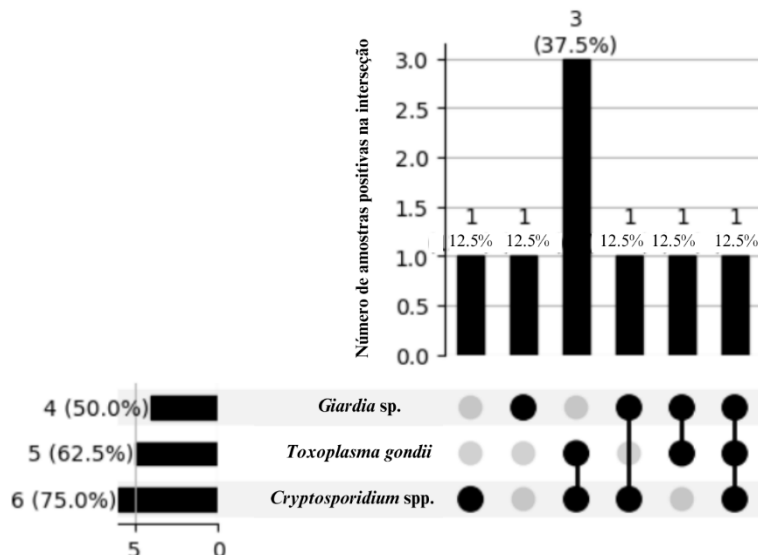


Diagrama *upset* ilustrando a coocorrência de amostras positivas para *Cryptosporidium* spp., *Giardia* sp. e *Toxoplasma gondii* por local de coleta, considerando apenas os casos detectados simultaneamente por PCR e técnica complementar (IMS/IFA/epifluorescência). A base do gráfico indica as combinações de protozoários presentes em cada local, enquanto a altura das barras representa o número de amostras com essas combinações. As barras laterais indicam a frequência total de positividade por protozoário.

A convergência entre técnicas distintas em pontos específicos, sobretudo em LC2, evidencia locais de maior risco ambiental e sanitário. A combinação entre elevada densidade urbana, aporte de efluentes e padrões hidrodinâmicos que favorecem o acúmulo de contaminantes pode explicar a recorrência dessas positividade múltiplas. Nesse sentido, a integração de abordagens diagnósticas e a análise espacial permitem identificar verdadeiros *hotspots* de contaminação, fornecendo subsídios essenciais para estratégias de monitoramento e mitigação de riscos à saúde pública.

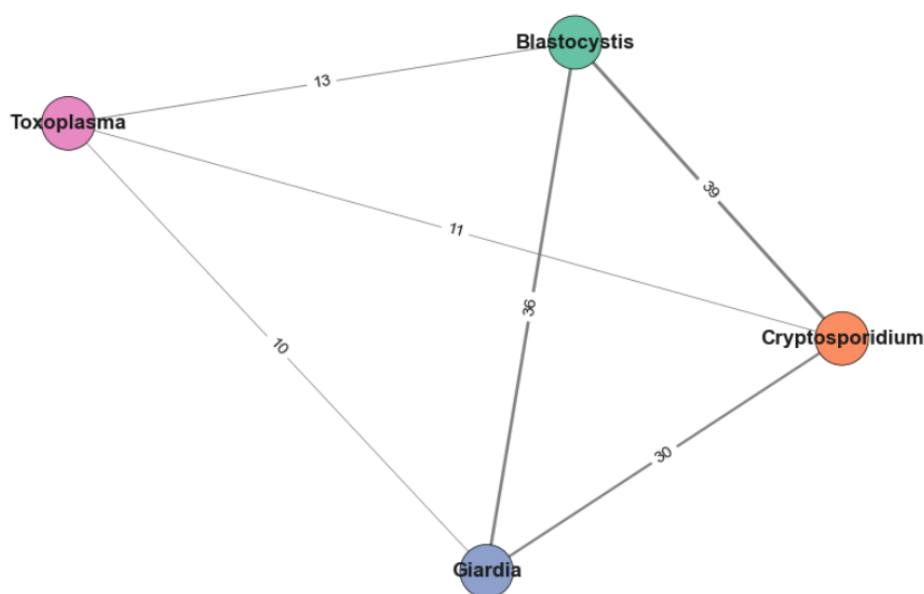
4.6.4 Análise da coocorrência de protozoários

A composição geral dos protozoários detectados revelou maior frequência de *Blastocystis* sp. (35,3%), seguido por *Cryptosporidium* spp. (30,2%), *G. duodenalis* (25,9%) e *T. gondii* (8,6%) (Apêndice 22). Esses resultados refletem tanto a resistência ambiental quanto a ampla dispersão desses organismos em ambientes costeiros e impactados por fontes de contaminação fecal difusa (Bourli *et al.*, 2023; Ma *et al.*, 2023).

A análise de coocorrência demonstrou padrões relevantes de associação. A combinação *Blastocystis*–*Giardia* foi frequente ($n = 36$) e com associação estatisticamente significativa ($p = 0,0141$; $\Phi = 0,361$) (Apêndice 23), indicando que essas espécies tendem a ocorrer simultaneamente em determinadas amostras. Outras combinações, como *Blastocystis*–*Cryptosporidium* e *Giardia*–*Cryptosporidium*, também foram comuns, embora sem significância estatística. Esses padrões sugerem a presença de fatores ambientais compartilhados e possíveis rotas de transmissão comuns, como aporte de efluentes domésticos.

A rede de coocorrência entre protozoários (Figura 32) reforça esse cenário, evidenciando que *Blastocystis* sp. atua como um organismo central. Já a ocorrência de *T. gondii* foi mais esparsa, mas ainda registrada em combinação com os demais protozoários, refletindo sua introdução pontual e a capacidade de persistência dos oocistos no ambiente (Shapiro *et al.*, 2019).

Figura 32 - Rede de coocorrência entre protozoários detectados nas amostras.



O tamanho das arestas é proporcional ao número de ocorrências simultâneas entre os protozoários. Os nós foram coloridos individualmente para facilitar a visualização.

Esses achados reforçam que a Lagoa da Conceição apresenta contaminação por múltiplos protozoários, frequentemente coexistindo nas mesmas amostras. Isso evidencia a importância de abordagens de monitoramento que integrem diferentes indicadores parasitológicos.

4.6.5 Protozoários e associações aos parâmetros físico-químicos

A alta frequência de detecção de *Blastocystis* sp. neste estudo (89,28%) se destaca quando comparada a dados nacionais e internacionais, ressaltando a potencial relevância ambiental desse protozoário. No Brasil, um estudo realizado no rio Tietê (São Paulo) detectou *Blastocystis* sp. em apenas 3 de 28 amostras (10,7%) (David *et al.*, 2015), enquanto investigações em uma lagoa no Rio de Janeiro relataram 100% de positividade em 8 amostras (Macena *et al.*, 2021), e na Baía de Guanabara *Blastocystis* sp. foi identificado em 20% de 28 amostras analisadas (Vieira *et al.*, 2022). Internacionalmente, a prevalência relatada varia amplamente em águas e rios: em países desenvolvidos, as taxas variam de 13% (Polônia – Adamska, 2022) a 100% (Espanha – Moreno *et al.*, 2018; Itália – Angelici *et al.*, 2018; Suécia – Stensvold *et al.*, 2020). Em países em desenvolvimento, as variações são de 15% (Egito – Khalifa *et al.*, 2014), 20,6% (Turquia – Kolören *et al.*, 2018), 30% (Tailândia – Jinathan *et al.*, 2022), 41% (Irã – Javanmard *et al.*, 2019) e 43% (Malásia – Noradilah *et al.*, 2017). Essas variações refletem não apenas diferenças ambientais e metodológicas, mas também a ausência de protocolos padronizados.

Vale destacar que a maioria dos estudos existentes sobre *Blastocystis* sp. concentra-se em sua presença em hospedeiros humanos e animais, enquanto as investigações ambientais, especialmente em matrizes aquáticas, ainda são relativamente escassas. Essa disparidade evidencia uma lacuna significativa na compreensão do ciclo ambiental de *Blastocystis* sp., especialmente quanto à sua persistência, fontes de contaminação e impacto à saúde pública (Escolano *et al.*, 2023; Rudzinska *et al.*, 2023). Apesar do número limitado de estudos ambientais, a detecção de *Blastocystis* sp. tem sido cada vez mais relatada em amostras de água em todo o mundo por meio de técnicas moleculares, além de surgir com frequência crescente em diagnósticos clínicos de rotina (Attah *et al.*, 2023; Fusaro *et al.*, 2024). Sua detecção tem se tornado mais comum em populações pediátricas sintomáticas, nas quais são relatadas infecções e reinfecções recorrentes (Cabrine-Santos *et al.*, 2021).

Neste contexto, a análise multivariada aplicada aos parâmetros físico-químicos demonstrou que as amostras positivas para *Blastocystis* sp. se agruparam preferencialmente em regiões com maiores valores de condutividade elétrica, pH, precipitação e temperatura (Figura 33).

Figura 33 - Análise de Componentes principais (PCA) entre parâmetros físico-químicos e presença de *Blastocystis* sp.

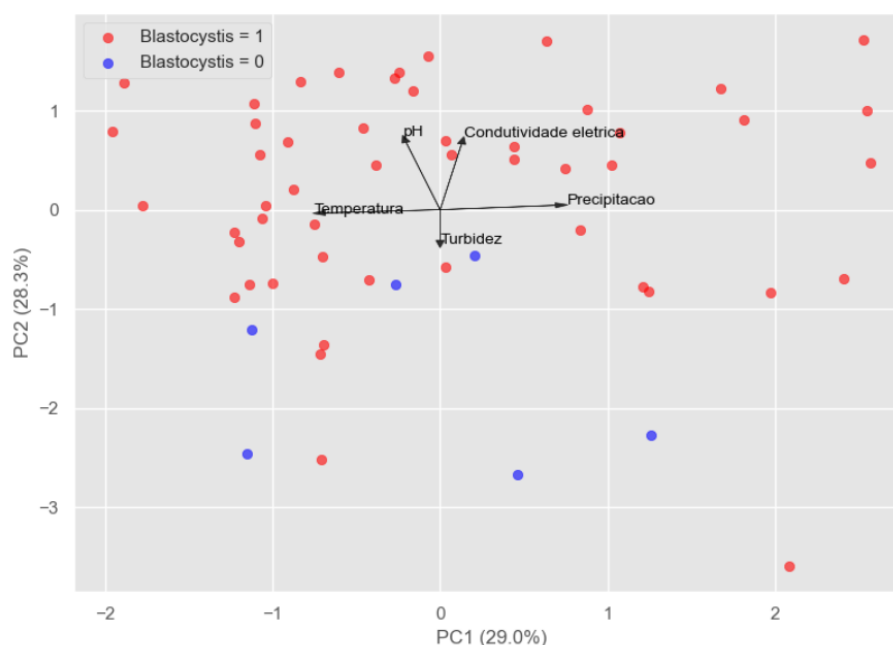
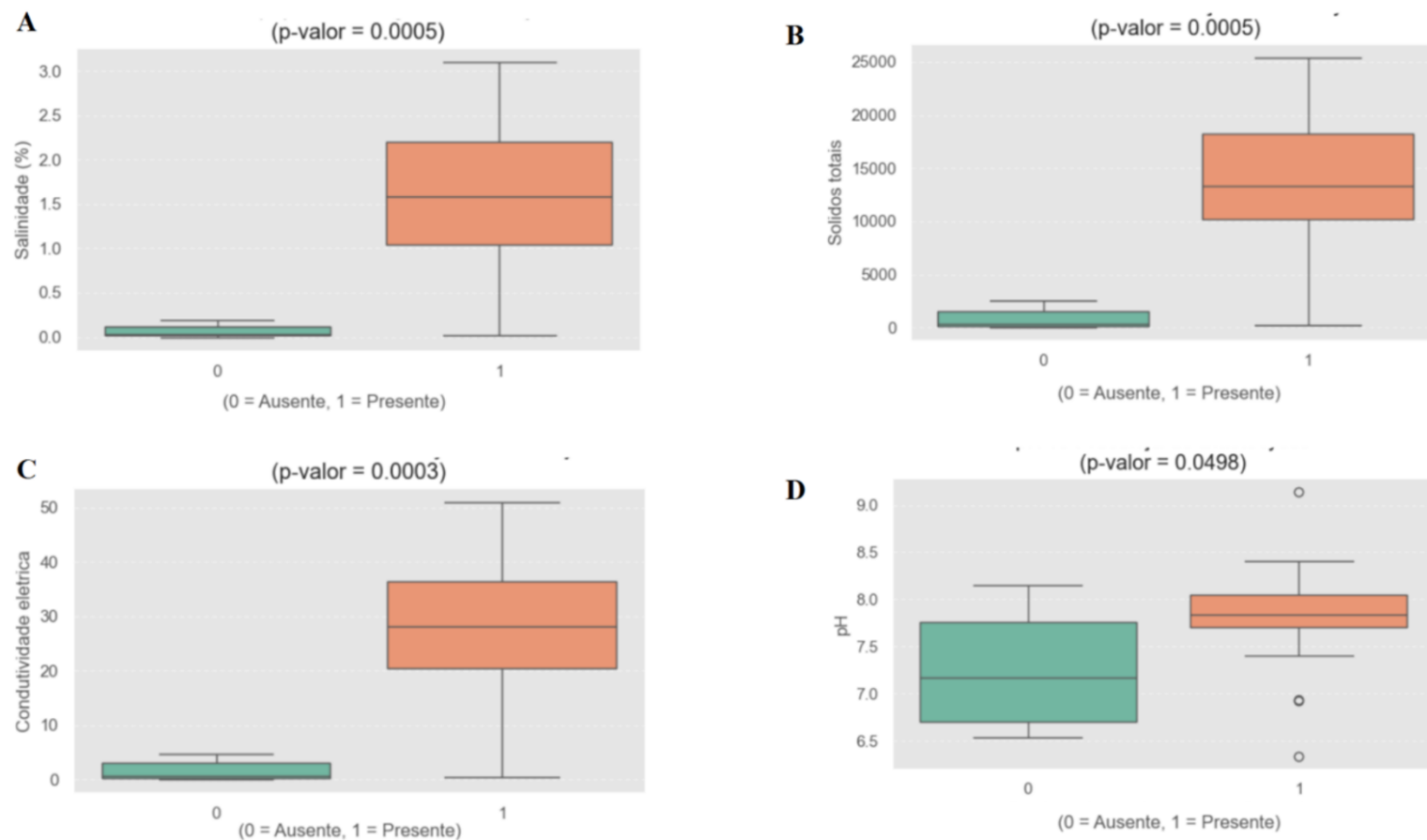


Gráfico de PCA com os dois primeiros componentes principais (PC1 = 29% e PC2 = 28,3%) explicando a variabilidade dos dados físico-químicos da água. Os pontos representam as amostras codificadas pela presença (1) ou ausência (0) de *Blastocystis* sp. As setas indicam os vetores dos parâmetros físico-químicos mais influentes.

Essa tendência foi corroborada pelos resultados do teste de Mann–Whitney U (Apêndice 21), que demonstraram associação entre a presença de *Blastocystis* sp. e maiores valores de salinidade ($p = 0,0005$), sólidos totais ($p = 0,0005$), condutividade elétrica ($p = 0,0003$) e pH ($p = 0,0498$) (Figura 34).

Esses achados sugerem que *Blastocystis* sp. tende a ocorrer preferencialmente em ambientes com maior concentração de sais dissolvidos e pH mais alcalino, características frequentemente observadas em áreas com influência de intrusão salina, lançamento de efluentes ou redução do fluxo hídrico. Resultados semelhantes foram relatados por Ramirez-Castillo et al. (2015), que observaram maior prevalência de *Blastocystis* sp. em águas contaminadas por esgoto doméstico, com elevação de parâmetros como sólidos dissolvidos e condutividade. Além disso, estudos como o de Alfellani et al. (2013) destacam que o protozoário apresenta elevada plasticidade ambiental e pode persistir em condições adversas, incluindo variações de salinidade e pH, o que favorece sua disseminação em ecossistemas impactados.

Figura 34 - Distribuição dos parâmetros físico-químicos na correlação com a presença de *Blastocystis* sp.



Boxplots (Mann-Whitney U) comparativos dos valores médios de (A) salinidade; (B) sólidos totais; (C) condutividade elétrica; (D) pH, em amostras onde o protozoário está ausente (0) e presente (1). O p-valor de cada parâmetro aparece ao lado respectivo. Parâmetros com $p < 0,05$ são considerados estatisticamente significativos.

A associação positiva com pH mais alcalino também está de acordo com observações de El Safadi et al. (2016), que reportaram maior ocorrência de *Blastocystis* sp. em ambientes com pH neutro a levemente básico. A presença concomitante de altas temperaturas e maior carga iônica pode refletir não apenas uma maior tolerância fisiológica do protozoário, mas também contextos de estresse ambiental que favorecem sua sobrevivência frente à redução da diversidade microbiana concorrente. Portanto, a presença de *Blastocystis* sp. pode funcionar como um indicador de ambientes submetidos a maior grau de antropização e carga orgânica, com padrão de ocorrência compatível com zonas de menor renovação hídrica e maior acúmulo de poluentes, como verificado nos pontos mais urbanizados da Lagoa da Conceição (Stensvold et al., 2011).

A detecção de *T. gondii* em fontes ambientais de água tem ganhado atenção crescente devido ao seu potencial zoonótico e à sua resiliência em matrizes aquáticas. Neste estudo, *T. gondii* foi detectado em 23,2% (13/56) das amostras de água, uma frequência relativamente elevada quando comparada a dados nacionais e internacionais. No Brasil, estudos anteriores relataram taxas variáveis de detecção: 20% em água de irrigação no Nordeste (2/10) (Pinto-Ferreira et al., 2019), 7,6% em água superficial de São Paulo (3/39) (Galvani et al., 2019) e 33% em um pequeno estudo com água de irrigação e municipal em Goiás (1/3) (Da Costa et al., 2020).

Internacionalmente, a prevalência também varia amplamente, dependendo do tipo de amostra, região e método de detecção. Em países desenvolvidos, as taxas variam de 5% (Grécia – Kourenti et al., 2006), 7% (França – Aubert et al., 2009), 8,8% (Bélgica – Kourenti et al., 2006), 16% (França – Blaizot et al., 2020) até 21% (Polônia – Sroka et al., 2010). Nos Estados Unidos, a positividade variou de 36% a 73%, dependendo da fonte hídrica (Kim et al., 2023). O maior estudo até o momento, realizado na Escócia, detectou DNA de *T. gondii* em 8,7% de 1.427 amostras de água (Wells et al., 2015). Em países em desenvolvimento, as taxas variam de 5,8% (Irã – Mahmoudi et al., 2015), 15% (Sérvia – Moreno et al., 2018), 16% (Egito – El-Traz et al., 2012; Malásia – Berrouch et al., 2023). Na Turquia, as taxas variam entre 16% e 25%, e na Colômbia entre 9% e 18% (Koloren et al., 2013; Luna et al., 2019; Pinto-Duarte et al., 2022). A positividade observada neste estudo reforça a hipótese de que *T. gondii* circula de forma relevante em ecossistemas costeiros submetidos à alta pressão antrópica, como evidenciado pela presença sistemática de oocistos viáveis em zonas de contato entre fauna doméstica, resíduos e corpos hídricos.

A análise de componentes principais (PCA) (Figura 35) corroborou esse cenário ao revelar que as amostras positivas para *T. gondii* se agruparam em regiões associadas a maiores níveis de salinidade, condutividade elétrica, pH, e sólidos totais.

Figura 35 - Análise de Componentes principais (PCA) entre parâmetros físico-químicos e presença de *Toxoplasma gondii*.

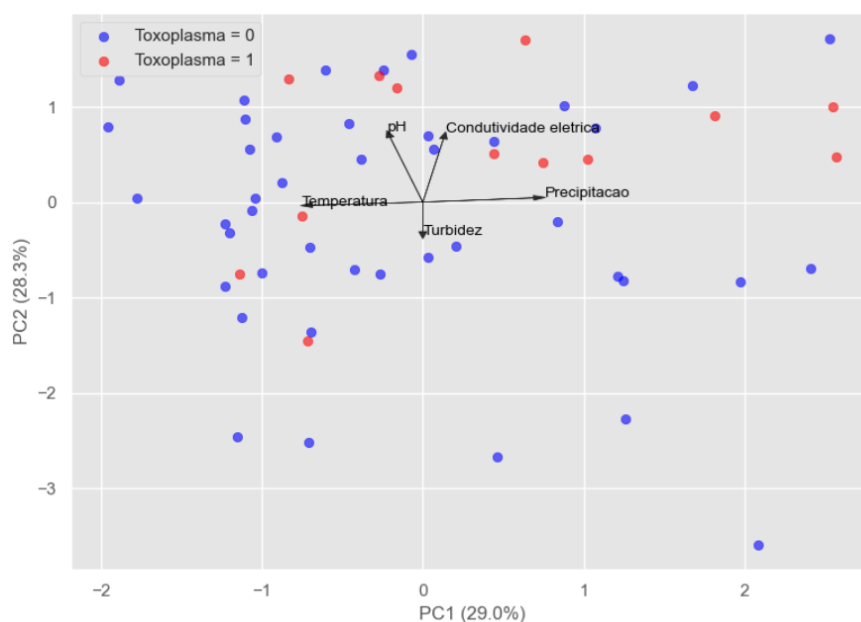


Gráfico de PCA com os dois primeiros componentes principais (PC1 = 29% e PC2 = 28,3%) representando a distribuição das amostras com base nos parâmetros físico-químicos da água. As amostras estão codificadas de acordo com a presença (1) ou ausência (0) de *T. gondii*. Vetores em azul indicam os parâmetros físico-químicos com maior contribuição para a separação entre as amostras.

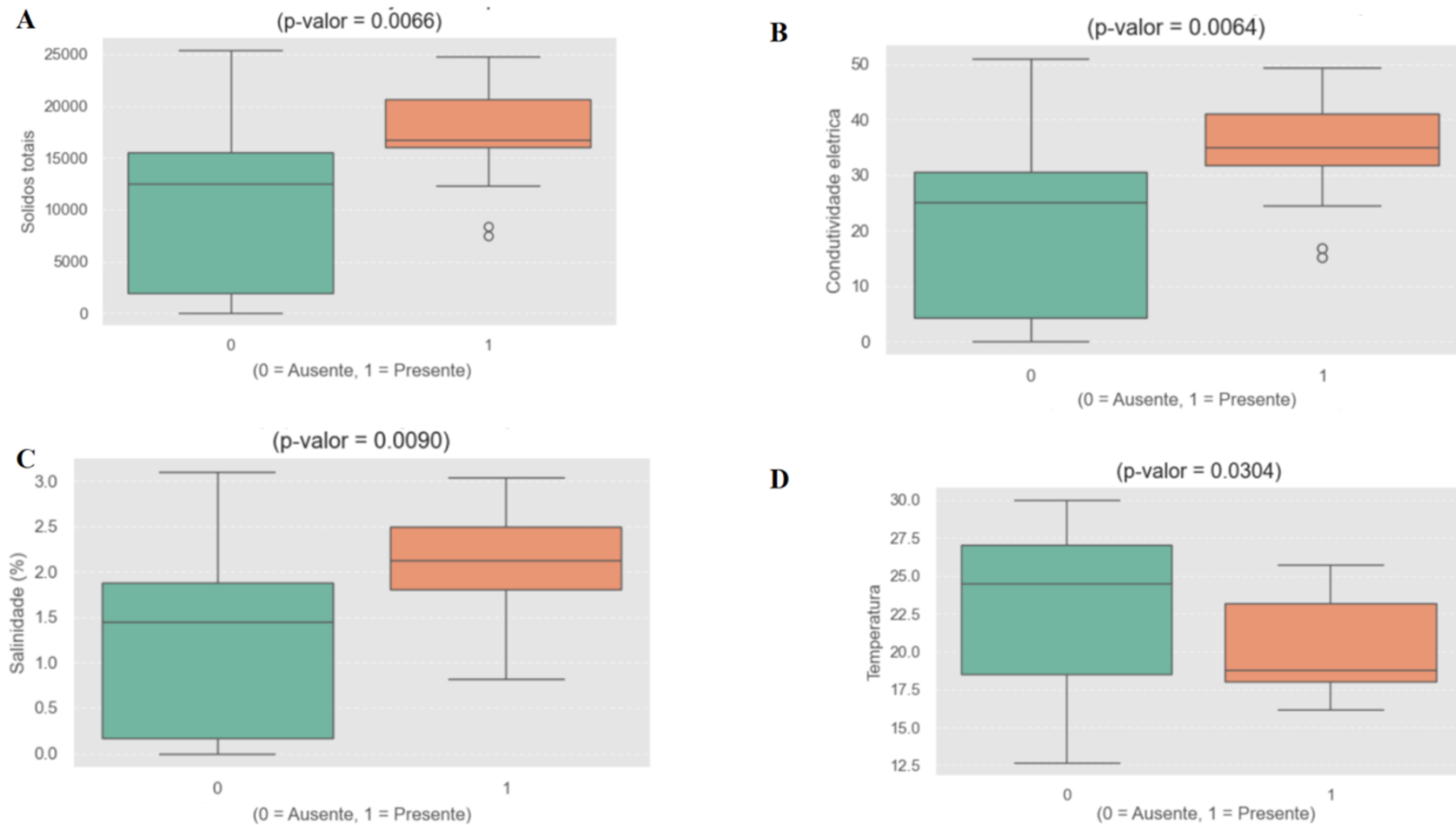
Essa tendência foi corroborada por testes de comparação (Mann-Whitney U), nos quais as amostras positivas apresentaram valores significativamente mais elevados para salinidade, condutividade elétrica, pH e sólidos totais ($p < 0,05$ para todas as variáveis). Por outro lado, a variável temperatura apresentou uma tendência inversa, as amostras com presença de *T. gondii* exibiram temperaturas médias significativamente mais baixas que as amostras negativas ($p = 0,0304$) (Figura 36).

Esses achados sugerem que *T. gondii* pode estar mais frequentemente associado a ambientes aquáticos com maior concentração iônica e alcalinidade moderada, o que pode refletir fontes de contaminação oriundas de escoamento urbano ou efluentes tratados. Estudos anteriores já apontaram que oocistos de *T. gondii* apresentam elevada resistência ambiental e

são capazes de permanecer viáveis por longos períodos em águas frias ou moderadamente salinas (Dubey, 2010; Shapiro et al., 2019).

Além disso, a menor temperatura pode favorecer a preservação da viabilidade dos oocistos, uma vez que temperaturas elevadas aceleram a degradação estrutural das paredes oocísticas (Dumètre & Dardé, 2003). A presença de matéria orgânica e íons dissolvidos também tem sido associada à estabilidade prolongada dos oocistos em ambientes aquáticos, contribuindo para sua persistência em águas costeiras contaminadas por efluentes humanos ou excreta de felinos (Van Wormer *et al.*, 2016).

Figura 36 - Distribuição dos parâmetros físico-químicos na correlação com a presença de *Toxoplasma gondii*.



Boxplots (Mann-Whitney U) comparativos dos valores médios de (A) sólidos totais; (B) condutividade elétrica; (C) salinidade; (D) temperatura, em amostras onde o protozoário está ausente (0) e presente (1). O p-valor de cada parâmetro aparece ao lado respectivo. Parâmetros com $p < 0,05$ são considerados estatisticamente significativos.

As taxas de detecção de *G. duodenalis* e *Cryptosporidium* spp. neste estudo, foram de 66,1% e 75%, respectivamente. Estudos nacionais reportam diferentes taxas, a depender da metodologia utilizada. Em águas superficiais de São Paulo indicaram taxas de detecção de *G. duodenalis* entre 2,5% e 29%, e de 2,5% para *Cryptosporidium* spp. em programas de monitoramento em larga escala (Franco *et al.*, 2001; Hachich *et al.*, 2004). Em fontes de água não tratadas no Paraná, a positividade para *G. duodenalis* foi de 6,66% (Nishi *et al.*, 2008), enquanto em reservatórios de Minas Gerais, a detecção foi de 33% para *Cryptosporidium* spp. e 54% para *G. duodenalis* (Lopes, 2009). Em cidades costeiras do Paraná, a análise de águas doces e marinhas em Guaratuba, Caiobá e Matinhos revelou positividade de 10,42% para *G. duodenalis* e 4,86% para *Cryptosporidium* spp. (Leal *et al.*, 2024). Na bacia do rio Atibaia (SP), a positividade para *Cryptosporidium* spp. variou de 15% a 62,5%, com detecção de *G. duodenalis* chegando a 87,5% (Bonatti *et al.*, 2023; Neto *et al.*, 2010).

Internacionalmente, a detecção de *G. duodenalis* em países desenvolvidos variou de 9% a 85% (Lipp *et al.*, 2001; Gómez-Couso *et al.*, 2005, 2006a). Em países em desenvolvimento, as taxas variaram de 8% na Tailândia a 47% em rios da Colômbia e 43% na Malásia (Pinto-Duarte *et al.*, 2022; Srisuphanut *et al.*, 2010). De forma semelhante, a detecção de *Cryptosporidium* spp. variou de 3% na Costa Rica a 100% em áreas críticas como o Haiti e partes da França e Espanha (Aubert *et al.*, 2009; Gómez-Couso *et al.*, 2005, 2006; Pinto-Duarte *et al.*, 2022). Os níveis de concentração relatados nos EUA (até 200 oocistos/L), na França (até 29,3 cistos/L) e no Brasil (até 120 cistos/L) também refletem a heterogeneidade da contaminação (Bonatti *et al.*, 2023; Kim *et al.*, 2023; Mons *et al.*, 2009).

As frequências encontradas neste estudo, apontam para um significativo aporte fecal e contaminação microbiana nesse ecossistema. Tal cenário é particularmente preocupante considerando sua relevância social e ambiental, além da ausência de monitoramento sistemático desses protozoários. Essas discrepâncias reforçam a necessidade urgente de inclusão de indicadores protozoários nos marcos de monitoramento da qualidade da água no Brasil (Leal *et al.*, 2024).

A análise de componentes principais (PCA) (Figura 37) para amostras positivas de *G. duodenalis*, indica que os parâmetros físico-químicos como pH, condutividade elétrica, turbidez, precipitação e temperatura contribuem para a variação da ocorrência do protozoário. Dentre as variáveis avaliadas, o pH apresentou maior influência na separação dos grupos.

Figura 37 - Análise de Componentes principais (PCA) entre parâmetros físico-químicos e presença de *Giardia duodenalis*.

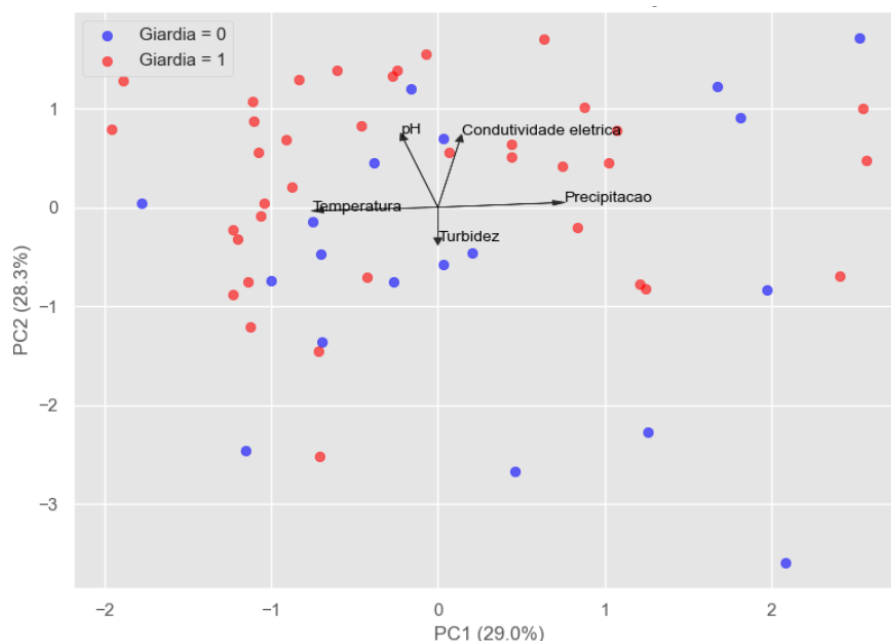
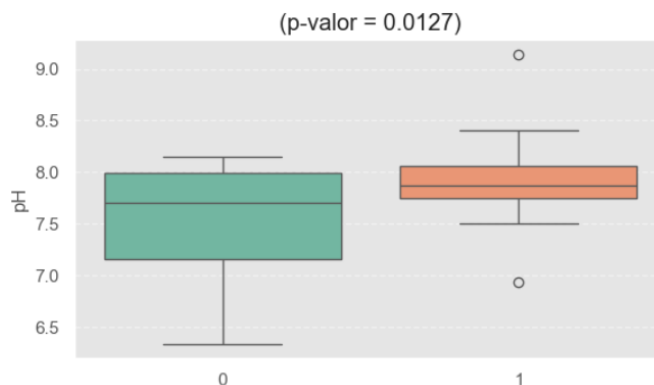


Gráfico de PCA mostrando a distribuição das amostras em função dos dois primeiros componentes principais (PC1 = 29% e PC2 = 28,3%), com base em parâmetros físico-químicos da água. Os pontos estão codificados pela presença (1) ou ausência (0) de *G. duodenalis*. As setas indicam a contribuição dos parâmetros para a variação dos dados.

Essa observação foi corroborada pelo teste de Mann-Whitney U, que indicou diferença estatística nos valores de pH entre as amostras positivas e negativas para *G. duodenalis* ($p = 0,0127$), com maiores valores nas amostras positivas (Figura 38).

Figura 38 - Distribuição do parâmetro físico-químico na correlação com a presença de *Giardia duodenalis*.



Boxplots (Mann-Whitney U) comparativos dos valores médios de pH em amostras onde o protozoário está ausente (0) e presente (1). O p-valor de cada parâmetro aparece ao lado respectivo. Parâmetros com $p < 0,05$ são considerados estatisticamente significativos.

Esse padrão sugere que *G. duodenalis* tende a ocorrer com maior frequência em ambientes aquáticos levemente alcalinos. Tal comportamento está de acordo com estudos prévios que apontam que o pH exerce influência direta sobre a viabilidade e infectividade dos cistos, sendo que ambientes com pH entre 7 e 8,5 favorecem a estabilidade e a sobrevivência dos cistos (Robertson *et al.*, 1992; Huang *et al.*, 2006). Além disso, pH mais elevado pode estar associado a menor degradação dos cistos no ambiente e à redução da taxa de lise osmótica, contribuindo para sua persistência em águas superficiais.

Outros fatores, como condutividade elétrica e turbidez, também apresentaram associação positiva com a presença do protozoário, indicando que ambientes com maior carga iônica e maior concentração de partículas em suspensão podem atuar como reservatórios ou facilitadores da retenção de cistos. A presença de turbidez pode estar relacionada à proteção física dos cistos contra radiação UV ou ação de predadores, além de indicar aporte de matéria orgânica, frequentemente associado à contaminação fecal (Betancourt & Rose, 2004). Em relação à precipitação, a influência pode refletir o aumento de escoamento superficial, promovendo a entrada de contaminantes, incluindo protozoários, nos corpos d'água, especialmente após eventos de chuva intensa (WHO, 2016).

A análise de componentes principais (PCA) (Figura 39) demonstrou que a presença de *Cryptosporidium* spp. nas amostras de água está associada, principalmente, ao parâmetro pH. Essa tendência espacial sugere que valores mais elevados de pH favorecem a ocorrência do protozoário no ambiente aquático.

Figura 39 - Análise de Componentes principais (PCA) entre parâmetros físico-químicos e presença de *Cryptosporidium* spp.

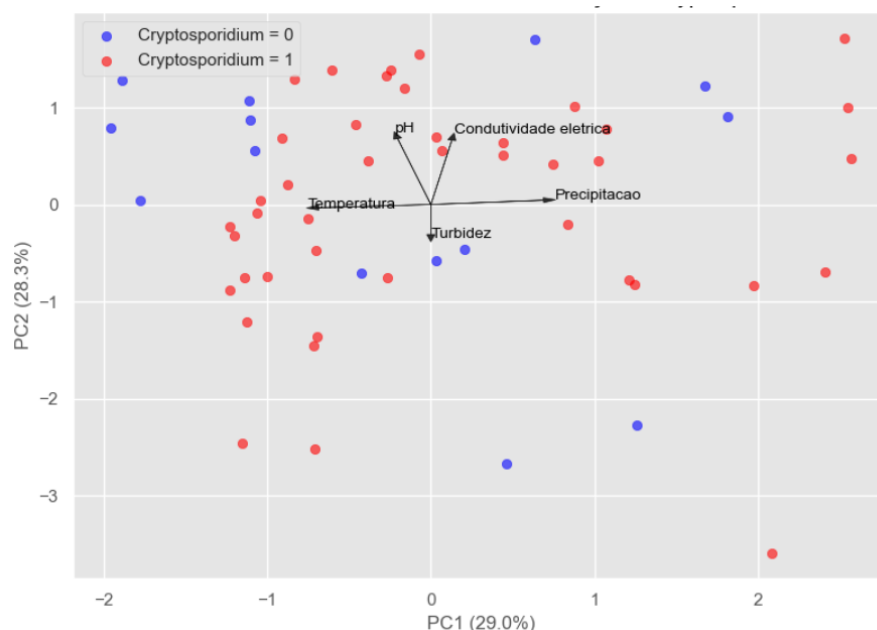
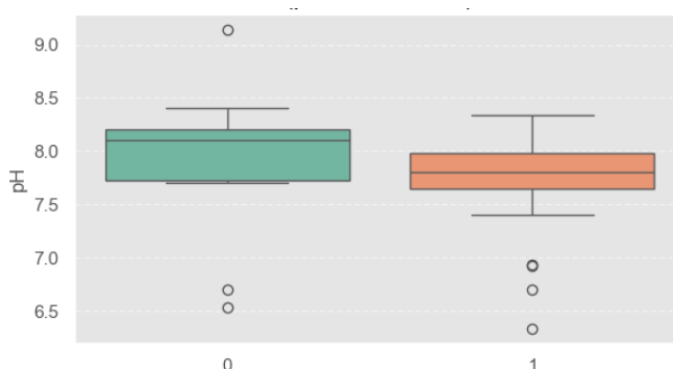


Gráfico de PCA mostrando a distribuição das amostras em função dos dois primeiros componentes principais (PC1 = 29% e PC2 = 28,3%), com base em parâmetros físico-químicos da água. Os pontos estão codificados pela presença (1) ou ausência (0) de *Cryptosporidium* sp. As setas indicam a contribuição dos parâmetros para a variação

Essa observação foi corroborada pelo teste de Mann-Whitney U, que indicou diferença estatística nos valores de pH entre as amostras positivas e negativas para *Cryptosporidium* sp. ($p = 0,0468$), conforme evidenciado no boxplot comparativo (Figura 40).

Figura 40 - Distribuição do parâmetro físico-químico na correlação com a presença de *Cryptosporidium* spp.



Boxplots comparativos dos valores médios de pH em amostras onde o protozoário está ausente (0) e presente (1). O p-valor de cada parâmetro aparece ao lado respectivo. Parâmetros com $p < 0,05$ são considerados estatisticamente significativos. Foi realizado o teste de Mann-Whitney U.

A associação entre pH mais alcalino e a presença do protozoário é compatível com evidências da literatura, que demonstram que o pH pode influenciar tanto a viabilidade quanto a persistência dos oocistos em ambientes aquáticos. Estudos laboratoriais mostram que oocistos de *Cryptosporidium* spp. mantêm sua integridade estrutural e infecciosidade por períodos mais prolongados em pH neutro a levemente alcalino (Jenkins *et al.*, 2002; Robertson & Gjerde, 2007). Além disso, ambientes com pH mais elevado tendem a reduzir a atividade de microrganismos predadores e a degradação dos oocistos por processos hidrolíticos, o que pode favorecer sua permanência no ambiente (Mosley *et al.*, 2010).

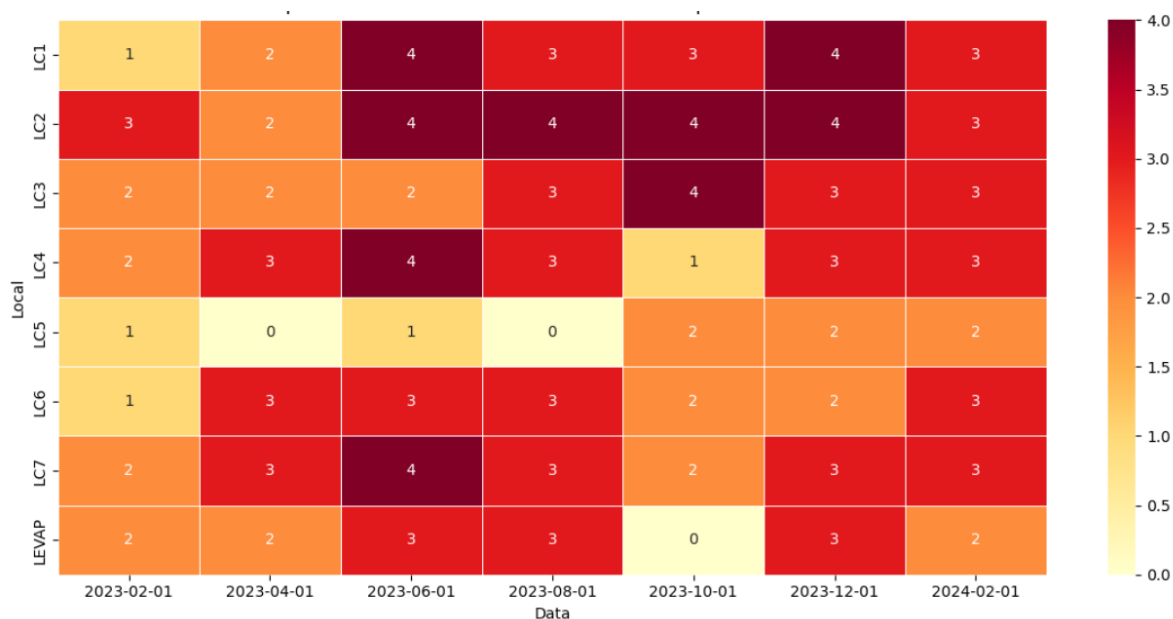
Essa tendência pode ser ainda mais relevante em sistemas costeiros e lagunares, como a Lagoa da Conceição, onde a intrusão de água salina, frequentemente associada a pH mais alcalino, pode criar condições mais propícias à persistência de oocistos. Adicionalmente, ambientes com pH mais elevado também costumam apresentar menor variabilidade sazonal nesse parâmetro, conferindo maior estabilidade às condições que favorecem a sobrevivência de *Cryptosporidium* spp.

Os dados indicam que os protozoários investigados compartilham preferências por ambientes com pH neutro a alcalino, alta condutividade e sólidos dissolvidos, condições frequentemente associadas à intrusão salina, menor circulação hídrica e lançamento de efluentes urbanos. Essa combinação de fatores sugere que a pressão antrópica e as características hidrológicas locais são determinantes na distribuição desses patógenos na Lagoa da Conceição.

4.6.6 Análise da frequência temporal de detecção dos protozoários

Para analisar a variação temporal e espacial na detecção de protozoários, foi construído um mapa de calor (*heatmap*), que demonstra padrões distintos entre os pontos amostrais ao longo do tempo (Figura 41). Locais como LC2 e LC3 apresentaram alta frequência de detecção em praticamente todos os meses, destacando-se pela constância na presença dos protozoários. Em contraste, o local LEVAP apresentou menor ocorrência, com total ausência de detecções no mês de outubro de 2023. O mês de dezembro de 2023 se destacou com altos registros na maioria dos locais, sugerindo possível influência de fatores sazonais ou ambientais nesse período.

Figura 41 - Ocorrências de protozoários por data e local de amostragem.



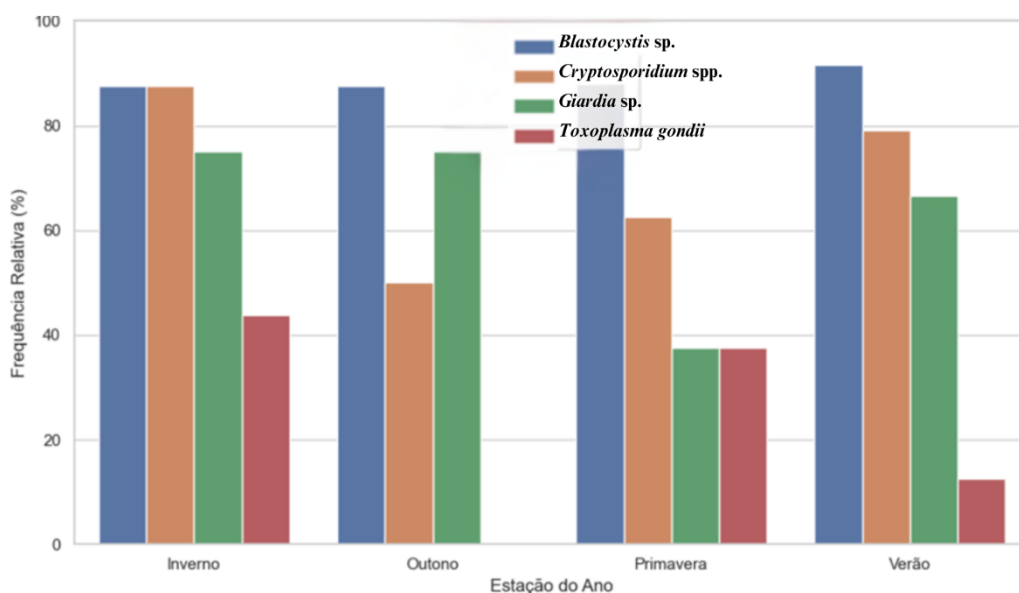
Heatmap representando a quantidade total de protozoários detectados (soma de *Blastocystis* sp., *Cryptosporidium* sp., *G. duodenalis* e *T. gondii*) por amostra em diferentes locais de coleta (LC1-Canto da Lagoa, LC2-Centro da Lagoa, LC3-Avenida das Rendeiras, LC4-Barra da Lagoa, LC5-Foz do Rio Vermelho, LC6-Morro dos macacos, LC7-Costa da Lagoa, e LEVAP-Escoamento da Lagoa de Evapoinfiltração) ao longo de diversas datas de amostragem.

A Figura 42 apresenta a frequência relativa de detecção dos protozoários *Blastocystis* sp., *Cryptosporidium* spp., *G. duodenalis* e *T. gondii* ao longo das estações do ano. Observa-se que *Blastocystis* sp. manteve frequências elevadas em todas as estações, com valores próximos a 90%, indicando ampla distribuição temporal e persistência ambiental. *Cryptosporidium* spp. demonstrou variação moderada, com detecções mais elevadas no inverno (88%) e verão (80%), e menor frequência no outono (50%). *G. duodenalis* apresentou comportamento sazonal distinto, com frequência mais alta no outono (74%) e inverno (75%), e redução significativa na primavera (37%). Por fim, *T. gondii* foi o único protozoário a exibir variação mais acentuada, com maior detecção no outono (45%) e inverno (44%) e frequência marcadamente inferior no verão (12%).

As maiores frequências evidenciadas de *G. duodenalis* e *Cryptosporidium* spp. nos meses de inverno, corroboram parcialmente a literatura, ainda que variações regionais sejam marcantes. No Brasil, Bataiero et al. (2019) também observaram maior probabilidade de detecção de cistos e oocistos no inverno, possivelmente associada ao aumento do escoamento superficial decorrente de chuvas mais intensas. Achados semelhantes foram descritos por Escobar et al. (2022) na Colômbia, onde os picos ocorreram no período chuvoso de inverno.

Em contrapartida, estudos em regiões tropicais e áridas, como no Egito (Hamdy D *et al.*, 2019) e no Oriente Médio (Abuseir, 2023), relataram prevalências mais elevadas durante o verão, associadas a altas temperaturas, maior consumo de água e intensificação de atividades recreacionais. Da mesma forma, Pineda *et al.* (2020) e Leal *et al.* (2024) reportaram maior ocorrência em praias e piscinas brasileiras no verão, reforçando a influência do uso recreacional. Nesse contexto, a predominância encontrada no inverno em regiões subtropicais sugere que fatores climáticos, como chuvas sazonais e temperaturas mais amenas, podem favorecer a persistência e a detecção desses protozoários em ambientes aquáticos.

Figura 42 - Frequência relativa de detecção de protozoários por estação.



O gráfico apresenta a proporção de amostras positivas para os protozoários *Blastocystis* sp., *Cryptosporidium* spp., *G. duodenalis* e *T. gondii* em cada estação (Inverno, Outono, Primavera e Verão).

Essas tendências foram confirmadas por meio do teste de Kruskal-Wallis, que indicou diferença estatística apenas para *T. gondii* ($p = 0,0366$), sugerindo um possível padrão sazonal para esse protozoário (Apêndice 24). Para os demais, as variações observadas não foram significativas (*Blastocystis*, $p = 0,9701$; *Cryptosporidium* spp., $p = 0,1869$; *G. duodenalis*, $p = 0,2954$), indicando uma ocorrência relativamente estável ao longo do ano.

A menor frequência de *T. gondii* no verão pode estar associada à redução da viabilidade dos oocistos sob temperaturas elevadas e maior radiação solar, condições conhecidas por comprometerem sua persistência no ambiente (Wells *et al.*, 2015; Dubey *et al.*, 2012). Em contrapartida, outono e inverno oferecem condições mais favoráveis à manutenção

dos oocistos em ambientes úmidos e sombreados, com menor radiação ultravioleta. Além disso, o aumento do escoamento superficial nessas estações pode facilitar o transporte de oocistos presentes no solo até os corpos d'água, especialmente em regiões com alta densidade populacional felina (Van Wormer *et al.*, 2016; Miller *et al.*, 2009).

Já a estabilidade na detecção de *Blastocystis* sp., *G. duodenalis* e *Cryptosporidium* spp. ao longo do ano está de acordo com estudos anteriores que relatam sua capacidade de resistir a variações sazonais e ambientais (Bourli *et al.*, 2023; Leal *et al.*, 2024). Esses protozoários possuem estruturas resistentes que lhes conferem alta sobrevivência em ambientes aquáticos, sendo frequentemente associados à contaminação fecal constante (Fayer *et al.*, 2000; Karanis *et al.*, 2007). A persistência de *Blastocystis* sp., em especial, pode estar ligada à sua ampla distribuição entre humanos e animais, além da tolerância a variações de pH e salinidade (Stensvold *et al.*, 2009).

A análise da média absoluta (Figura 41) de detecção de protozoários por amostra, considerando as quatro estações do ano, revelou maior carga parasitária durante o inverno, com média próxima a três protozoários detectados por amostra. O verão apresentou a segunda maior média, seguido pela primavera e, por fim, o outono. Embora as diferenças entre as médias não tenham alcançado significância estatística (Apêndice 25) na maioria dos testes aplicados, o padrão observado sugere que as estações com maior carga parasitária tendem a ser os extremos climáticos, verão e inverno.

Esse comportamento pode refletir a influência de variáveis ambientais, como temperatura, pluviosidade e tempo de residência da água, que afetam diretamente a sobrevivência, dispersão e acúmulo dos protozoários em ambientes aquáticos. Estudos prévios apontam que o verão favorece o maior aporte de esgotamento sanitário devido ao turismo, e maior uso recreacional devido às altas temperaturas e período de férias escolares. Por outro lado, o inverno pode contribuir para a persistência devido à menor radiação UV, e aumento da concentração por evaporação ou escoamento urbano (Robertson *et al.*, 1992; Xiao *et al.*, 2018; Bonatti *et al.*, 2023). Tais padrões sazonais reforçam a necessidade de estratégias de monitoramento contínuo, especialmente durante os períodos mais críticos para a saúde pública.

A detecção de protozoários durante o inverno sugere não apenas um aporte pontual nesse período, mas possivelmente uma persistência ambiental prolongada, especialmente considerando a resistência dos (oo)cistos e as condições hidrodinâmicas da lagoa. Estudos indicam que *Cryptosporidium* spp., *G. duodenalis* e *T. gondii* podem sobreviver por semanas a meses em ambientes aquáticos, o que implica que a presença desses parasitos em estações frias

pode representar um risco contínuo nas estações subsequentes, como o verão, quando há maior uso recreativo da água (Fayer *et al.*, 2004; Dumètre & Dardé, 2003; Headd & Engel, 2014).

A frequência relativa de detecção dos protozoários também foi analisada em função dos regimes hidrológicos (Apêndice 26). *Blastocystis* sp. apresentou altas frequências em ambos os períodos, ligeiramente superior no chuvoso (90,6%) em comparação ao seco (87,5%). *Cryptosporidium* spp. manteve frequência constante (75,0%) em ambos os períodos, enquanto *G. duodenalis* apresentou redução de 75,0% no seco para 59,4% no chuvoso. Já *T. gondii* mostrou maior frequência no período seco (29,2%) em relação ao chuvoso (18,8%). Contudo, os testes estatísticos de Mann-Whitney U não indicaram diferenças significativas ($p > 0,05$). Esses achados sugerem que, embora existam tendências sazonais descritivas, a influência do regime pluviométrico sobre a detecção de protozoários na Lagoa da Conceição não foi estatisticamente confirmada neste estudo.

Os dados temporais indicam que a detecção de protozoários não depende exclusivamente da estação ou da pluviosidade, mas sim da interação entre fatores climáticos, uso antrópico e hidrodinâmica local. O inverno representa um período crítico, com elevada contaminação parasitária e condições ambientais favoráveis à persistência dos parasitos, o que se soma ao verão, onde a alta atividade recreacional e turística pode amplificar o risco de exposição. A constância de detecção ao longo do ano, reforça a necessidade de estratégias de monitoramento contínuo e integrativo.

4.6.7 Contexto clínico regional e relevância dos protozoários detectados

No Brasil, estudos clínicos relatam prevalências variáveis de *Blastocystis* sp. (0,7% a 57,8%), *Cryptosporidium* spp. (3,6% a 15,5%), *G. duodenalis* (1,5% a 86,7%), e *T. gondii* (10% a 90%); dependendo da região, da população estudada e da técnica laboratorial utilizada (Lima *et al.*, 2024; Santos *et al.*, 2014; Silva, 2022; Soares *et al.*, 2006). A incidência de toxoplasmose congênita permanece significativa, em torno de 3 a 4 casos/10.000 nascidos vivos (Mielo *et al.*, 2023). Essa amplitude reflete tanto diferenças socioeconômicas quanto desafios metodológicos de diagnóstico.

Em Florianópolis, dados disponíveis reforçam essa tendência, evidenciando a circulação desses protozoários em diferentes grupos populacionais. Entre crianças em idade pré-escolar as taxas de parasitismo variam de 35% a 62% em creches e escolas, com predominância de protozoários em relação aos helmintos; *Blastocystis* sp. foi o mais prevalente

(40,4%), seguido por *G. duodenalis* (24,6%) e *Cryptosporidium* spp. (3,6%) (Conexões Saberes, 2017; Santos *et al.*, 2014). Em um estudo mais recente, *Blastocystis* sp. foi novamente o protozoário mais frequente em crianças de 2 a 12 anos da comunidade da Serrinha, com prevalência de 28,3%, seguido de *E. nana* (11,2%), e *G. duodenalis* (5,3%) (Silva, 2022).

Outros contextos da região também confirmam essa circulação. Manipuladores de alimentos apresentaram taxas de parasitismo entre 42,8% a 47,1%, com frequências de 8,4% a 20,2% para *Blastocystis* sp., e 0,8% a 11,8% para *G. duodenalis* (Nolla *et al.*, 2005). Em hortaliças comercializadas localmente, as taxas de contaminação parasitária variaram de 38% a 82%, destacando-se *Blastocystis* sp. (24,8%) e *G. duodenalis* (12,4%) (Soares *et al.*, 2006).

Em Blumenau (SC), *G. duodenalis* foi o protozoário mais comum em crianças de 0 a 6 anos, com prevalência de 18,9% (Silva *et al.*, 2006). Em Florianópolis, *G. duodenalis* foi identificado como agente etiológico de doenças diarreicas no Morro do Quilombo (Gazola, 2018), e estudos moleculares revelaram a diversidade genética do parasito em amostras clínicas, apontando circulação de diferentes assembleias e seu potencial zoonótico (Durigan, 2015).

Casos de *Cryptosporidium* spp. também foram documentados, inclusive em surtos de diarreia aguda no bairro Saco Grande, associados à presença simultânea de *G. duodenalis* (Souza, 2011). Em populações imunocomprometidos, como pessoas vivendo com HIV/AIDS, a prevalência é ainda mais elevada, Blatt (2003) relatou casos frequentes de criptosporidiose em adultos, enquanto Perin *et al.* (2001) encontraram positividade de até 31,7% em crianças HIV+, associando o parasito a quadros de má absorção intestinal.

No caso da toxoplasmose, estudos realizados no Hospital Universitário da UFSC confirmaram elevada soroprevalência em gestantes (Kaesemodel, 2001), evidenciando ampla exposição da população feminina em idade fértil. Em amostras coletadas na Grande Florianópolis entre 1997 e 1998, Cantos *et al.* (2000) observaram alta incidência de anticorpos anti-*T. gondii*, confirmando o caráter endêmico da infecção na região. A toxoplasmose cerebral também foi identificada como uma das principais infecções oportunistas em pessoas vivendo com HIV/AIDS (Scalco, 2004), enquanto revisões posteriores apontaram taxas significativas de casos congênitos e maternos (Lovison & Rodrigues, 2017).

Em conjunto, esses achados confirmam que os protozoários identificados na Lagoa da Conceição também têm expressão clínica relevante em Florianópolis, afetando tanto populações gerais quanto grupos vulneráveis. Essa convergência entre dados ambientais e clínicos reforça a necessidade de estratégias integradas de vigilância, que contemplem simultaneamente a dimensão ambiental e a epidemiológica.

4.7 DISCUSSÃO GERAL

A Lagoa da Conceição apresentou heterogeneidade espacial e temporal nos parâmetros físico-químicos, refletindo a interação entre processos hidrodinâmicos naturais e pressões antrópicas. Pontos mais urbanizados e sujeitos à intrusão marinha (LC2, LC3 e LC4) concentraram maiores valores de salinidade, condutividade elétrica e sólidos totais, enquanto locais sob maior aporte continental e efluentes tratados (LC5 e LEVAP) exibiram concentrações mais baixas, mas com potencial carga orgânica difusa. A sazonalidade também modulou o sistema, no período seco houve aumento de salinidade e sólidos totais devido à evaporação e menor diluição hídrica, enquanto no chuvoso predominaram maior variabilidade térmica e precipitação. Esses padrões configuram um cenário de risco tanto ambiental quanto sanitário.

A detecção recorrente de (oo)cistos de *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* sp., mesmo em frequências inferiores às relatadas em alguns estudos nacionais e internacionais (Bonatti *et al.*, 2023; Franco *et al.*, 2001), evidencia episódios de contaminação ambiental persistente. Embora as concentrações reduzidas, esses protozoários representam risco sanitário relevante em áreas recreacionais, especialmente nos períodos de inverno e verão, quando se somam condições favoráveis à persistência ambiental ou ao uso intensivo da água. A avaliação quantitativa de risco microbiológico evidencia que as probabilidades anuais de infecção ultrapassam amplamente os limites de referência da OMS e da USEPA, sobretudo entre atletas, cujo risco estimado chegou a ser dezenas de vezes maior que o de adultos.

A análise molecular confirmou a presença de todos os protozoários investigados, entre eles, *Blastocystis* sp. apresentou maior frequência (89,2%), indicando contaminação fecal e difusa; seguido de *Cryptosporidium* spp., com 75%, e *G. duodenalis* (64,3%), nos dois casos as amostras positivas por imunofluorescência, também foram positivas nas análises moleculares. No caso de *T. gondii*, a identificação de estruturas morfollogicamente compatíveis em 12,5% das amostras e a confirmação molecular em 23,2% das análises reforçam sua circulação no ambiente aquático urbano, associada à presença de felídeos e ao escoamento superficial. Em conjunto, esses achados alinham-se à literatura e reforçam a necessidade de monitoramento contínuo em ambientes costeiros urbanos.

A comparação entre metodologias evidenciou diferenças importantes. A PCR destacou-se como a técnica mais sensível, responsável pela maioria das detecções, inclusive em casos não identificados por imunofluorescência (IMS/IFA) ou epifluorescência (EPI). As técnicas de IMS/IFA, embora menos sensíveis, oferecem alta especificidade por identificar

diretamente (oo)cistos íntegros. A análise integrada mostrou que a confirmação cruzada ocorreu em número reduzido de amostras, concentradas em *hotspots* como LC2, LC4 e LC7, onde se observaram múltiplas contaminações confirmadas por métodos independentes. Assim, a combinação entre PCR e IMS/IFA ou EPI, se confirma como abordagem mais robusta, aliando sensibilidade molecular e especificidade imunológica.

A distribuição espacial dos protozoários não foi homogênea. Locais como LC1, LC2 e LC7, situados em áreas densamente urbanizadas, concentraram maior frequência de protozoários, enquanto pontos como LC5, sob maior influência de aporte continental e circulação hídrica, apresentaram menores detecções. Além disso, a discrepância entre os protozoários e os indicadores bacterianos tradicionais, como *E. coli*, reforça a limitação do monitoramento atual da balneabilidade, que pode subestimar riscos parasitológicos em ambientes lagunares.

As associações entre a ocorrência dos protozoários e os parâmetros físico-químicos foram consistentes; *Blastocystis* sp., *T. gondii*, *G. duodenalis* e *Cryptosporidium* spp. ocorreram preferencialmente em águas de pH neutro a alcalino, com alta condutividade, salinidade e sólidos totais. Essas condições associadas à intrusão salina, menor renovação hídrica e aporte de efluentes urbanos, favorecem a persistência desses organismos. No aspecto temporal, a maior frequência de *Cryptosporidium* spp. e *G. duodenalis* no inverno sugere que chuvas sazonais e temperaturas mais amenas favorecem tanto o aporte quanto a permanência dos (oo)cistos, enquanto o verão associa-se ao risco ampliado pelo turismo e uso recreacional. A menor detecção de *T. gondii* no verão, em contraste com o outono e inverno, reflete sua sensibilidade a temperaturas elevadas e maior radiação UV. Já *Blastocystis* sp. manteve frequências elevadas em todas as estações, reforçando sua ubiquidade ambiental. Assim, tanto o inverno quanto o verão se configuram como períodos críticos, seja pela maior persistência ambiental, seja pela intensificação da exposição humana.

Os achados ambientais encontram paralelo nos estudos clínicos regionais. Em Florianópolis, prevalências de protozoários variam de 35% a 62% em creches e escolas, com destaque para *Blastocystis* sp., *G. duodenalis* e *Cryptosporidium* spp.. Estudos locais também evidenciam sua presença em hortaliças e em manipuladores de alimentos, reforçando múltiplas vias de exposição. Casos de surtos de diarreia associados a *Cryptosporidium* spp. e *G. duodenalis* foram descritos em comunidades, enquanto pessoas vivendo com HIV/AIDS a criptosporidiose e a toxoplasmose cerebral se destacam como infecções oportunistas graves. A soroprevalência de *T. gondii* em gestantes permanece elevada, confirmando caráter endêmico

da toxoplasmose na região. A convergência entre achados ambientais e clínicos evidencia que a contaminação por protozoário não é apenas um marcador ambiental, mas também um problema de saúde pública com impacto direto na população.

Apesar da robustez metodológica, algumas limitações devem ser consideradas. A utilização de amostras ambientais de água apresenta desafios intrínsecos, como a baixa concentração de protozoários, a presença de partículas interferentes, e a variabilidade sazonal, que comprometem tanto a recuperação quanto a precisão das análises laboratoriais (Fregonesi *et al.*, 2012; Ogura *et al.*, 2021). Além disso, as metodologias empregadas apresentam limitações próprias. A PCR, embora altamente sensível, pode detectar DNA de organismos inviáveis, resultando em falsos positivos (Fayer, 2004). Já as técnicas de imunofluorescência (IMS/IFA), apesar da alta especificidade, tiveram aplicação restrita devido ao custo elevado dos kits e podem falhar em condições comuns a amostras ambientais, como baixa carga parasitária, degradação do material, interferência de algas e presença de estruturas morfológicamente semelhantes (Araujo, 2015; Mahmoudi *et al.*, 2020). Em parte das análises moleculares, observou-se ainda baixa quantidade de DNA e sinais de degradação, o que reduziu a eficiência das amplificações. Soma-se a isso a ausência de protocolos padronizados para *Blastocystis* sp. e *T. gondii*. Outro aspecto importante é a duração do monitoramento, limitada a um ano (Plutzer *et al.*, 2016). Considerando a variabilidade sazonal e interanual de fatores ambientais e antrópicos, períodos mais longos de acompanhamento são fundamentais para capturar flutuações de maior escala e oferecer uma compreensão mais abrangente da dinâmica dos protozoários na Lagoa da Conceição.

5 CONCLUSÃO

Este estudo representou o primeiro monitoramento sistemático da ocorrência de protozoários zoonóticos de veiculação hídrica na Lagoa da Conceição (Florianópolis, SC), um ecossistema costeiro urbano do sul do Brasil. O monitoramento espaço-temporal realizado ao longo de um ciclo hidrológico anual confirmou a presença recorrente de protozoários patogênicos na Lagoa da Conceição. Todos os quatro agentes investigados, *Cryptosporidium* spp., *G. duodenalis*, *Blastocystis* sp. e *T. gondii*, foram detectados em diferentes pontos e períodos, demonstrando que a contaminação é persistente e de natureza multifatorial.

A análise dos parâmetros físico-químicos da água evidenciou padrões distintos entre os pontos de coleta, associados tanto à influência da intrusão salina quanto ao aporte de

escoamento urbano. Variáveis como pH, condutividade elétrica, sólidos totais e salinidade apresentaram associação positiva com a ocorrência de protozoários, indicando que condições mais alcalinas e com maior carga iônica favorecem a persistência dos (oo)cistos.

A investigação temporal revelou diferenças relevantes, com maior frequência de *Cryptosporidium* spp. e *G. duodenalis* nos meses de inverno, possivelmente associada a chuvas intensas e ao aumento do escoamento superficial. Já *T. gondii* apresentou menor detecção no verão, refletindo sua maior sensibilidade a temperaturas elevadas e radiação UV. Em contraste, *Blastocystis* sp. manteve prevalências elevadas em todas as estações, refletindo sua ampla tolerância ambiental. Esses achados confirmam que tanto o inverno quanto o verão configuram períodos críticos para o risco de exposição humana.

A caracterização molecular confirmou a identidade dos protozoários detectados e ampliou a robustez dos resultados, com destaque para a elevada frequência de *Blastocystis* sp. (89,2%) e a confirmação genética de *T. gondii* em 61,5% das amostras positivas por PCR. A consistência entre análises moleculares e microscópicas reforça a confiabilidade dos achados e evidencia a circulação simultânea de múltiplos protozoários no sistema lagunar.

Em conjunto, os resultados demonstram que a Lagoa da Conceição apresenta risco sanitário significativo, especialmente por seu uso recreacional e proximidade de áreas densamente urbanizadas. O estudo reforça a necessidade de incorporar protozoários patogênicos como indicadores de qualidade da água em ambientes costeiros urbanos, além de ampliar o período de monitoramento para captar variações interanuais. A integração entre parâmetros ambientais, análises parasitológicas e dados epidemiológicos regionais é fundamental para subsidiar estratégias de vigilância e gestão da qualidade da água, contribuindo para a proteção da saúde pública e conservação ambiental.

6 PERSPECTIVAS

O sequenciamento genômico das amostras positivas para *G. duodenalis*, *Cryptosporidium* spp. e *Blastocystis* sp. será realizado para estudo de assembleias/genótipos e subtipos. A caracterização genotípica permitirá identificar linhagens circulantes, rotas prováveis de transmissão e potenciais riscos zoonóticos, oferecendo suporte para ações mais direcionadas de vigilância e controle. Além disso, a adoção de técnicas mais sensíveis e quantitativas, como a PCR em tempo real (qPCR), é recomendada para refinar a detecção e

quantificação dos (oo)cistos em amostras ambientais. Essa abordagem contribuirá para estabelecer correlações mais robustas entre variáveis ambientais e contaminação parasitária.

Outro aspecto relevante é a análise de sedimentos da Lagoa da Conceição, já que estudos demonstram que sedimentos de rios e lagoas funcionam como reservatórios naturais de protozoários. Esses organismos tendem a se acumular associados a partículas e podem ser ressuspensos, resultando em concentrações mais elevadas do que na coluna d'água. A inclusão dessa matriz permitirá compreender melhor a persistência e a resiliência dos protozoários no ecossistema, além de oferecer subsídios adicionais para estratégias de monitoramento e mitigação do risco sanitário.

REFERÊNCIAS

- ABEDI S H., FAZLZADEH A., MOLLALO A., SARTIP B., MAHJOUR S., BAHADORY S., TAGHIPOUR A., ROSTAMI A. The neglected role of *Blastocystis* sp. and *Giardia lamblia* in development of irritable bowel syndrome: a systematic review and meta-analysis. **Microbial Pathogenesis**, v. 162, p. 105215, (2022). Disponível em: 10.1016/j.micpath.2021.105215. Acesso em maio de 2024.
- ABDUL ZALI M., JUAHIR H., ISMAIL A., RETNAM A., IDRIS A N., SEFIE A., TAWNIE I., SAADUDIN B., ALI M. Tracing sewage contamination based on sterols and stanols markers within the mainland aquatic ecosystem: a case study of Linggi catchment, Malaysia. **Environmental Science and Pollution Research**, v. 28, n. 16, p. 20717–20736, (2021). Disponível em: 10.1007/s11356-020-11680-5. Acesso em maio de 2024.
- ABUSEIR S. A systematic review of frequency and geographic distribution of water-borne parasites in the Middle East and North Africa. **East Mediterr Health J.** 2023;29(2):151–161. Disponível em; <https://doi.org/10.26719/emhj.23.016>. Acesso em maio de 2024.
- ADAM R D. *Giardia duodenalis*: Biology and pathogenesis. **Clinical Microbiology Reviews.**, v. 34, n. 4, e0024-19, (2021). Disponível em: 10.1128/CMR.00024-19. Acesso em maio de 2024.
- ADAMSKA M., LEONSKA-DUNIEC A., MACIEJEWSKA A., SAWCZUK M., SKOTARCZAK B. Recovery of DNA of *Giardia intestinalis* cysts from surface water concentrates measured with PCR and real time PCR. **Parasite**. (2011) Nov;18(4):341-3. Disponível em: 10.1051/parasite/2011184341. PMID: 22091466; PMCID: PMC3677587. Acesso em maio de 2024.
- ADAMSKA M. First report of *Blastocystis* sp. subtypes in natural water bodies in north-western Poland: a one-year monitoring. **International Journal of Environmental Health Research**, v. 32, n. 4, p. 862-869, (2022). Disponível em: 10.1080/09603123.2020.1803804. Acesso em novembro de 2024.
- ADELL A D, MCBRIDE G, WUERTZ S, CONRAD P A, SMITH W A. Comparison of human and southern sea otter (*Enhydra lutris nereis*) health risks for infection with protozoa in nearshore waters. **Water Research**, v 104, p. 220-230, 0043-1354, (2016). Disponível em: doi.org/10.1016/j.watres.2016.08.004. Acesso em março 2024.
- ADEYEMO F E., SINGH G., REDDY P., BUX F., STENSTROM T A. Efficiency of chlorine and UV in the inactivation of *Cryptosporidium* and *Giardia* in wastewater. **PLoS ONE** 14 (5), (2019). Disponível em: 10.1371/journal.pone.0216040. Acesso em março 2024.
- ADI S M. et al. Revisions to the Classification, Nomenclature, and Diversity of Eukaryotes. **Journal of Eukaryotic Microbiology**. v. 66, 11, p. 4-119, (2019). Disponível em: 10.1111/jeu.12691. Acesso em maio 2024.
- AHLINDER J., SVEDBERG A L., NYSTEDT A., DRYSELIUS R., JACOBSSON K., HÄGGLUND M., BRINDEFALK B., FORSMAN M., OTTOSON J., TROELL K. Use of metagenomic microbial source tracking to investigate the source of a foodborne outbreak of

cryptosporidiosis. **Food and Waterborne Parasitology**, 26, e00142, (2022). Disponível em: 10.1016/j.fawpar.2021.e00142. Acesso em abril 2024.

AHMED N, MOHAMMAD A, KNUTESON S L, FATIN S. Evaluating temporal changes in water quality due to urbanization: a multi-year observational study in Khalid Khor, Sharjah, UAE. **Frontiers in Marine Science**, v. 12 (2025). Disponível em: 10.3389/fmars.2025.1538897. Acesso em junho 2025.

AJMAL A., MAQBOOL A., QAMAR F., ASHRAF K., ANJUM A. Detection of *Toxoplasma gondii* in Environmental Matrices (Water, Soil, Fruits and Vegetables). **African Journal Microbiology Research**, v. 7, n. 16, p. 1505-1511, (2013). Disponível em: 10.5897/AJMR12.925. Acesso em junho 2025.

ALDERISIO KA., MERGEN K., MOESSNER H., MADISON-ANTENUCCI S. Identification and evaluation of *Cryptosporidium* species from New York City cases of cryptosporidiosis (2015 to 2018): a watershed perspective. **Microbiology Spectrum**, v. 11, n. 1, e0392122, (2023). Disponível em: 10.1128/spectrum.03921-22. Acesso em maio 2024.

ALFELLANI MA, TANER-MULLA D, JACOB AS, IMEEDE CA, YOSHIKAWA H, STENSVOLD CR, CLARK CG. Genetic diversity of *Blastocystis* in livestock and zoo animals. **Protist**. (2013);164(4):497–509. Disponível em: 10.1016/j.protis.2013.05.003. Acesso em maio 2024.

ALFONSO, Y.; FRAGA, J.; JIMÉNEZ, N.; FONSECA, C.; DORTACONTRERAS, A.J.; COX, R.; CAPÓ, V.; BANDERA, F.; POMIER, O.; GINORIO, D. Detection of *Toxoplasma gondii* in cerebrospinal fluid from AIDS patients by nested PCR and rapid identification of type I allele at B1 gene by RFLP analysis. **Exp Parasitol**, v. 122; p. 203-207, (2009). Disponível em: 10.1016/j.exppara.2009.03.009. Acesso em junho 2023.

ALI S A., HILL D R. *Giardia intestinalis*. **Current Opinion in Infectious Diseases**, v. 16, n. 5, p. 453-460, 2003. Disponível em: 10.1097/00001432-200310000-00012. Acesso em abril 2024.

ALLAIN T., BURET AG. Pathogenesis and post-infectious complications in giardiasis. **Advances in Parasitology**, v. 107, p. 173–199, (2020). Disponível em: 10.1016/bs.apar.2019.12.001. Acesso em abril 2024.

ALLDRED M, LIBERTI A, BAINES S B. Impact of salinity and nutrients on salt marsh stability. **Ecosphere** 8. (2017). Disponível em: 11:e02010.10.1002/ecs2.2010. Acesso em abril 2024.

ALZATE J F., TORO-LONDONO M., CABARCAS F., GARCIA-MONTOYA G., GALVAN-DIAZ A. Contrasting microbiota profiles observed in children carrying either *Blastocystis* spp. or the commensal amoebas *Entamoeba coli* or *Endolimax nana*. **Scientific Reports**. v. 10, n. 1, p. 15354, (2020). Disponível em: 10.1038/s41598-020-72286-y. Acesso em maio 2024.

AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION, AMERICAN WATER WORKS ASSOCIATION, WATER ENVIRONMENT FEDERATION, COPYRIGHT. **Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater**. 20. Ed. Washington, DC: APHA,

(1999). Disponível em: https://srjcstaff.santarosa.edu/~oraola/Assets/APHA_SM_20.pdf
Acesso em maio 2025.

AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION (APHA). (2005) Standard Methods for the Examination Water and Wastewater. 21st ed. **Washington: APHA**. 1083 p. Acesso em março 2025.

AGÊNCIA NACIONAL DE ÁGUAS (ANA) – SECRETARIA NACIONAL DE SANEAMENTO AMBIENTAL. **Atlas Esgotos. Despoluição de Bacias Hidrográficas, 2020**. Disponível em: https://biblioteca.ana.gov.br/sophia_web/Acervo/Detalhe/85259?returnUrl=/sophia_web/Home/Index&guid=1718570956452>. Acesso em maio de 2024.

ANDRADE F, RODE G, SILVA F, HERCÍLIO H, GREINERT-GOULART J A. Intestinal parasitismo in a public day care center in Blumenau city (Brazil) with emphasis in *Cryptosporidium* spp. and other protozoans. **Rev. patol. Trop.** 37(4): 332-340, out. – dez. (2008). Disponível em: <https://doi.org/10.5216/rpt.v37i4.5665>. Acesso em junho 2023.

ANDRADE E F., POESTER V R. Pathogenic *Aspergillus* spp. and *Candida* spp. in coastal waters from southern Brazil: A One Health approach. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 56, n. 1, p. 179-189, 2025. Disponível em: 10.1007/s42770-024-01604-7. Acesso em maio 2025.

ANGELICI M C., NARDIS C., SCARPELLI R., ADE P. *Blastocystis hominis* transmission by non-potable water: a case report in Italy. **New Microbiologica**, v. 41, n. 2, p. 173-177, 2018. Disponível em: https://www.newmicrobiologica.org/PUB/allegati_pdf/2018/2/173.pdf>. Acesso em junho 2024.

ANKARKLEV J., LEBBAD M., EINARSSON E., FRANZÉN O., AHOLA H., TROELL K., SVARD S G. A novel high-resolution multilocus sequence typing of *Giardia intestinalis* assemblage A isolates reveals zoonotic transmission, clonal outbreaks and recombination. **Infection, Genetics and Evolution**, v.60, p. 7-16, 2018. Disponível em: 10.1016/j.meegid.2018.02.012. Acesso em maio 2025.

ANTHONY, A.; ATWOOD, J.; AUGUST, P.; BYRON, C.; COBB, S.; FOSTER, C.; FRY, C.; GOLD, A.; HAGOS, K.; HEFFNER, L.; KELLOGG, D. Q.; LELLIS-DIBBLE, K.; OPALUCH, J. J.; OVIATT, C.; PFEIFFER-HERBERT, A.; ROHR, N.; SMITH, L.; SMYTHE, T.; SWIFT, J.; VINHATEIRO, N. Coastal Lagoons and Climate Change: Ecological and Social Ramifications in U.S. Atlantic and Gulf Coast Ecosystems. **Ecology and Society**, [s. l.], v. 14, n. 1, p. art8, 2009. Disponível em: <http://www.ecologyandsociety.org/vol14/iss1/art8/>>. Acesso em junho 2025.

AGÊNCIA NACIONAL DE TRANSPORTE AQUAVIÁRIO (ANTAQ). **Anuário Estatístico Aquaviário 2019**. Brasília: ANTAQ, 2019. Disponível em: <https://sophia.antaq.gov.br/terminal/acervo/detalhe/27575?guid=1636491081007&returnUrl=>>. Acesso em junho 2024.

AGÊNCIA NACIONAL DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA (ANVISA) – **Contaminantes em alimentos 2021**. Brasília: ANVISA, 2021. Disponível em: <https://www.gov.br/anvisa/pt-br/assuntos/alimentos/contaminantes>>. Acesso em maio 2024.

ARA-MONTOJO M F., BUSTAMANTE J., SAINZ T., PÉREZ S., JIMENEZ-MORENO B., RUIZ-CARRASCOSO G, MELLADO-PENÁ M. J. Intestinal giardiasis in children: Five years' experience in a reference unit. **Travel Medicine and Infectious Disease**, v. 42, p. 102082, 2021. Disponível em: 10.1016/j.tmaid.2021.102082. Acesso em maio 2024.

ARAÚJO, F A F F. Gestão da Água como um Bem Económico: aplicação de Instrumentos Económicos. **Dissertação para obtenção do Grau de Mestre em Engenharia do Ambiente. Faculdade de Ciências e Tecnologia Universidade Nova de Lisboa**. (2013). Disponível em: <https://run.unl.pt/bitstream/10362/11120/1/Araujo_2013.pdf>. Acesso em abril 2024.

ARAÚJO, R S. Quantificação e caracterização genotípica de *Cryptosporidium* spp. isolados de água bruta superficial e esgoto bruto para a monitorização em mananciais de abastecimento público. (2015). Tese (**Doutorado em Saúde Pública**) – Universidade de São Paulo, São Paulo, 2015. Disponível em: <<https://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/6/6135/tde-28042015-105153/publico/RonaldaDaSilvaDeAraujo.pdf>>. Acesso em setembro 2025.

ARAÚJO R S., AGUIAR B., DROPA M., RAZZOLINI M T P., SATO M I Z., DE SOUZA LAURETTO M., GALVANI A T., PADULA J A., MATTÉ G R., MATTÉ M H. Detection and molecular characterization of *Cryptosporidium* species and *Giardia* assemblages in two watersheds in the metropolitan region of São Paulo, Brazil. **Environ Sci Pollut Res Int**. May;25(15):15191-15203, (2018). Disponível em: 10.1007/s11356-018-1620-3. Epub 2018 Mar 20. PMID: 29560592. Acesso em maio 2025.

ARAÚJO R S., DROPA M., FERNANDES L N., CARVALHO T T., SATO M I., SOARES R M., MATTÉ G R., MATTÉ M H. Genotypic characterization of *Cryptosporidium hominis* from water samples in São Paulo, Brazil. **Am J Trop Med Hyg**. (2011) Nov;85(5):834-8. Disponível em: 10.4269/ajtmh.2011.10-0449. Acesso em maio 2025.

ARAVINDA K., SRAVANTHI J., LAKHANPAL S. Water and Hydrology: Challenges, Sustainable Strategies and Future Trends. **E3S Web of Conferences**, v. 552, p. 01135, (2024). Disponível em: <<https://doi.org/10.1051/e3sconf/202455201135>>. Acesso em maio 2025.

ARCARI T L., KERN P., VERONA L S., FRANCO D. As interações entre águas subterrâneas e superficiais em uma laguna costeira: Lagoa da Conceição, Florianópolis/SC, Brasil. **Revista águas subterrâneas (São Paulo, Brasil)**, Vol.33, p.34-44. 26 jan. (2019). Disponível em: <<https://aguassubterraneas.abas.org/asubterraneas/article/view/29213/19072>>. Acesso abril 2024.

ARCARI, Amanda de Liz. Remote sensing of wastewater contamination in coastal areas: A case study of Conceição lagoon, Brazil. Dissertação de Mestrado. University of Twente. (2022). Disponível em:< <https://essay.utwente.nl/92236/>>. Acesso em maio 2024.

ARCARI A L., SILVA V E S., MARTINS C M. Estimativa de cargas de *E. coli* e análise espaço-temporal na Lagoa da Conceição, Florianópolis–SC. **ABRHidro**, (2023). Disponível em: <<https://files.abrhidro.org.br/Eventos/Trabalhos/60/PAP022329.pdf>>. Acesso em maio 2024.

ARGÜELLO-GARCÍA R., LEITSCH D., SKINNER-ADAMS T., ORTEGA-PIERRES M G. Drug resistance in *Giardia*: mechanisms and alternative treatments for giardiasis. *Adv*.

Parasitology. 107, 201–282 (2020). Disponível em: 10.1016/bs.apar.2019.11.003. Acesso em maio 2024.

ARQUILLA B., BLOEM C., BURGUEZ D., ANDRIOLI G., DAL PONTE S T. Outbreak of Toxoplasmosis in the City of Santa Maria, Brazil. **J Infect Dis Preve Med**, Vol. 7 Iss. 2 No: 191. Disponível em: <<https://lume.ufrgs.br/handle/10183/206174>>. Acesso em março 2025.

ARRIGHI F., GRANESE A., CHIMENTI P., GUGLIELMI P. Novel therapeutic opportunities for *Toxoplasma gondii*, *Trichomonas vaginalis*, and *Giardia intestinalis* Infections. **Expert Opin. Ther. Pat.** 33 (3), 211–245, (2023). Disponível em: <<https://doi.org/10.1080/13543776.2023.2206017>>. Acesso em junho 2024.

ARRUDA A A., BRESCIANI K D S., WERNER S S., SILVA B F. Occurrence of gastrointestinal parasites in dogs in a rural area of Santa Catarina, Brazil. **Braz J Vet Parasitol**; 32(3): e005723, (2023). Disponível em: <<https://doi.org/10.1590/S1984-29612023061>>. Acesso em julho de 2024.

ARSLAN A H., CILOGLU F U., YILMAZ U., SIMSEK E. & AYDIN O. Discrimination of waterborne pathogens, *Cryptosporidium parvum* oocysts and bacteria using surface-enhanced Raman spectroscopy coupled with principal component analysis and hierarchical clustering. **Spectro Spectrochimica Acta Part A: Molecular and Biomolecular Spectroscopy** 267 (Pt 1), 120475, (2022). Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.saa.2021.120475>>. Acesso em abril 2024.

ASCUÑA-DURAND K., SALAZAR-SÁNCHEZ R S., CASTILLO-NEYRA R., BALLÓN-ECHEGARAY J. Relative Frequency of *Blastocystis* Subtypes 1, 2, and 3 in Urban and Periurban Human Populations of Arequipa, Peru. **Trop Med Infect Dis.** 2020 Nov 27;5(4):178. Disponível em: 10.3390/tropicalmed5040178. PMID: 33261137. Acesso em junho 2024.

ASHBOLT N J., BRUNO M. Application and refinement of the WHO risk framework for recreational waters in Sydney, Australia. **J Water Health.** 1(3):125–31 (2003). PMID: 15384723. Acesso em abril 2024.

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE PISCICULTURA. **Anuário de 2023.** Disponível em: <<https://peixebr.com.br>>. Acesso em junho 2024.

ASSUMPÇÃO, D. T. G.; TOLEDO, A. P. P. D'AQUINO, V. A. Levantamento ecológico da Lagoa da Conceição (Florianópolis, Santa Catarina) I: Caracterização-parâmetros ambientais. **Ciênc. Cult.**, v. 33, n. 8, p. 1096-1101, 1981. Disponível em: <<https://www.scielo.br/j/bjoce/a/vcGFrZm7cPWYRCHyxFZgPGP/?format=pdf&lang=en>>. Acesso em setembro 2024.

ASSUNÇÃO A C. **A memória como reinvenção do vivido” - Um estudo de caso sobre memória coletiva e Representações sociais na comunidade Serrinha, Florianópolis (sc). 2012.** TCC (Graduação) – Curso de Ciências Sociais, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, (2012). Disponível em: <<https://repositorio.ufsc.br/bitstream/handle/123456789/99074>>. Acesso em abril 2024.

ATTAH A O., SANGGARI A., LI L I., HIM N A I N., ISMAIL A H., TERMIZIL F H M. *Blastocystis* occurrence in water sources worldwide from 2005 to 2022: a review. **Parasitology Research** 122:1–10 (2023). Disponível em: <<https://doi.org/10.1007/s00436-022-07731-0>>. Acesso em junho 2024.

AUBERT D., VILLENA I. Detection of *Toxoplasma gondii* oocysts in water: What method for what sample? **Parasitology Research**, 105(5), 1201-1204 (2009). Disponível em: doi:10.1007/s00436-009-1591-1. Acesso em julho 2024.

AUBERT D., VILLENA I. Detection of *Toxoplasma gondii* Oocysts in Water: Proposition of a Strategy and Evaluation in Champagne Ardenne Region, France. **Mem. Inst. Oswaldo Cruz** 2009, 104, 290–295. Disponível em: <<https://doi.org/10.1590/S0074-02762009000200023>>. Acesso em setembro 2024.

AUGENDRE L., COSTA D., BINET S E., AUBERT D., VILLENA I., DUMÈTRE A., CARBONA S L. Surrogates of foodborne and waterborne protozoan parasites: A review. **Food and Waterborne Parasitology** 33 e00212 (2023). Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.fawpar.2023.e00212>>. Acesso em junho 2024.

BATAIERO M O; ARAUJO R S; NARDOCCI A C; MATTÉ M H; SATO M I Z; LAURETTO M S; RAZZOLINI M T P. Quantification of *Giardia* and *Cryptosporidium* in surface water: a risk assessment and molecular characterization. **Water Supply** (2019) 19 (6): 1823–1830. Disponível em: <<https://doi.org/10.2166/ws.2019.059>>. Acesso em maio 2024.

BAIG A M., SUO X., LIU D. Chapter 148 - Pathogenesis of protozoan infections, editor(s): YI-WEI TANG., MUSA Y., HINDIYEH DONGYOU LIU., ANDREW SAILS., PAUL SPEARMAN., JING-REN ZHANG. **Molecular Medical Microbiology** (Third Edition), Academic Press, 2024, Pages 2921-2940. 10.20944/preprints202403.1207.v1. Disponível em: 10.1016/C2018-1-03862-7. Acesso em março 2025.

BALASUNDARAM M B., ANDAVAR R., PALANISWAMY M., VENKATAPATHY N. Outbreak of acquired ocular toxoplasmosis involving 248 patients. **Arch Ophthalmol.** (2010);128: 28-32. Disponível em: 10.1001/archophthalmol.2009.354. Acesso em março 2024.

BALDURSSON S., KARANIS P. Waterborne transmission of protozoan parasites: Review of worldwide outbreaks – An update 2004–2010. **Water Research**, 45(20), 6603–6614. (2011). Disponível em: 10.1016/j.watres.2011.10.013. Acesso em abril 2024.

BARBOSA, Tereza Cristina Pereira. Ecolagoa: um breve documento sobre a ecologia da bacia hidrográfica da Lagoa da Conceição. **Florianópolis: Editora Gráfica Pallotti**, 2003. Disponível em: <<https://www.pge.sc.gov.br/wp-content/uploads/2022/12/REVISTA-PGE-2022.pdf>>. Acesso em maio 2024.

BARTA J R., THOMPSON R C A. What is *Cryptosporidium*? Reappraising its biology and phylogenetic affinities. **Trends in Parasitology**, v. 22, n. 10, p. 463-468, (2006). ISSN 1471-4922. Disponível em: <<http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1471492206002029>>. Acesso em maio 2024.

BARTELT LA, LIMA AA, KOSEK M, PEÑATARO YORI P, LEE G, GUERRANT RL. "Barriers" to child development and human potential: the case for including the "neglected enteric protozoa" (NEP) and other enteropathy-associated pathogens in the NTDs. *PLoS Negl Trop Dis*. 2013 Apr 11;7(4):e2125. Disponível em: 10.1371/journal.pntd.0002125. PMID: 23593514; PMCID: PMC3623703. Acesso em abril 2024.

BATISTA L. Escasa eficacia de metronidazol en la erradicación de *Blastocystis hominis* en pacientes sintomáticos: serie de casos y revisión sistemática de la literatura. **Gastroenterol Hepatol**. 2017. Disponível em: 10.1016/j.gastrohep.2016.11.003. Acesso em maio 2025.

BARBOSA H S., MUNO R M., MOURA M A. O Cielo Evolutivo. In: SOUZA W., and BELFORT J R., R., comp. *Toxoplasmoses & Toxoplasma gondii*. Rio de Janeiro: Editora Fiocruz, (2014), pp. 33-45. ISBN: 978-85-7541-571-9. Disponível em: <<https://doi.org/10.7476/9788575415719.0004>>. Acesso em maio 2025.

BARRERA JP, MIRÓ G, CARMENA D, FONCUBIERTA C, SARQUIS J, MARINO V, ESTÉVEZ-SÁNCHEZ E, BAILO B, CHECA R, MONTOYA A. Enhancing diagnostic accuracy: Direct immunofluorescence assay as the gold standard for detecting *Giardia duodenalis* and *Cryptosporidium* spp. in canine and feline fecal samples. **BMC Vet Res**. 2024 Oct 2;20(1):445. Disponível em: 10.1186/s12917-024-04297-0. PMID: 39358726; PMCID: PMC11445881. Acesso em fevereiro 2025.

BARTELT L A., SARTOR R B. Advances in understanding *Giardia*: determinants and mechanisms of chronic sequelae. **F1000 Prime Rep**. v.7; p. 62; (2015). Disponível em: 10.12703/P7-62. Acesso em setembro 2024.

BASSET, A. et al. Estuarine and lagoon biodiversity and their natural goods and services. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, [s.l.], v.132, p. 1-4, Nov. 2013. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.ecss.2013.05.018>>. Acesso em maio 2025.

BASTOS R K X. Abordagem sanitário-epidemiológica do tratamento e da qualidade parasitológica da água: entre o desejável e o possível. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE ENGENHARIA SANITÁRIA E AMBIENTAL, 21., 2001, João Pessoa, PB. **Anais...** João Pessoa: ABES, 2001. Disponível em: <https://bvsm.sau.gov.br/bvs/publicacoes/manual_procedimentos_agua_consumo_humano.pdf>. Acesso em fevereiro 2025.

BEER K D., COLLIER S A., DU F., GARGANO J W. Giardiasis diagnosis and treatment practices among commercially insured persons in the United States. **Clin Infect Dis**. v. 6; p. 64; (2017). Disponível em: 10.1093/cid/cix138. Acesso em fevereiro 2024.

BEGHINI F., PASOLLI E., TRUONG T D., PUTIGNANI L., CACCIÒ S M., SEGATA N. Large-Scale comparative metagenomics of *Blastocystis*, a common member of the human gut microbiome. **ISME J**. 11, 2848–2863, (2017). Disponível em: 10.1038/ismej.2017.139. Acesso em março 2024.

BENENSON M W., TAKAFUJI E T., LEMON S M., GREENUP R L., SULZER A J. Oocyst-transmitted toxoplasmosis associated with ingestion of contaminated water. **N. Engl. J. Med**. 307, 666–669 (1982). Disponível em: 10.1056/NEJM198209093071107. Acesso em fevereiro 2025.

BERROUCH S., ESCOTTE-BINET S., BIARY A., NAST E., LAAOUIDI Y., AUBERT D., MAAROUF A., HARRAK R., VILLENA I., HAFID J. Investigation of the Presence of *Toxoplasma gondii*, *Giardia duodenalis*, and *Cryptosporidium* spp. in Drinking Waters in the Region of Marrakech, Morocco. **Journal of Food Protection** 86 100112 (2023). Disponível em: doi.org/10.1016/j.jfp.2023.100112. Acesso em fevereiro 2025.

BETANCOURT W Q, DUARTE D C, VÁSQUEZ R C, GURIAN P L. *Cryptosporidium* and *Giardia* in tropical recreational marine waters contaminated with domestic sewage: Estimation of bathing-associated disease risks, **Marine Pollution Bulletin**, V85, I 1,(2014), Pages 268-273, ISSN0025-326X. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2014.05.059>. Acesso em fevereiro 2025.

BETANCOURT W Q., QUERALES L J. Parásitos Protozoários entéricos en ambientes acuáticos: Métodos de concentración y detección. **INCI**, Caracas, v. 33, n. 6, p. 418-423, jun. 2008. Disponível em: http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0378-18442008000600006&lng=es&nrm=iso. Acesso em março 2025.

BIER, F. B. Caracterização morfométrica e hidrológica da bacia hidrográfica da Lagoa da Conceição. 2013. Trabalho de Conclusão de Curso (**Engenharia Sanitária e Ambiental**) - **Centro Tecnológico, Universidade Federal de Santa Catarina**, Florianópolis, 2013. Disponível em: <https://repositorio.ufsc.br/bitstream/handle/123456789/124962/TCC%20II%20-%20Felipe%20Bier.pdf?sequence=1&isAllowed=y>. Acesso em novembro 2024.

BLAIZOT R., NABET C., LAGHOE L., FAIVRE B., ESCOTTE-BINET S., DJOSSOU F., MOSNIER E., HENAFF F., BLANCHET D., MERCIER A. Outbreak of Amazonian Toxoplasmosis: A One Health Investigation in a Remote Amerindian Community. **Front. Cell. Infect. Microbiol.** 2020, 10, 401. Disponível em: 10.3389/fcimb.2020.00401. Acesso em março 2024.

BLATT J M. Avaliação de diferentes técnicas para o diagnóstico de *Strongyloides stercoralis* em indivíduos infectados e não infectados pelo vírus da imunodeficiência humana. Universidade Federal de Santa Catarina. (2003). **Programa de Pós-Graduação em Farmácia**. Mestrado em Farmácia. Disponível em: <https://repositorio.ufsc.br/xmlui/handle/123456789/85072>. Acesso em março 2024.

BRANCO N., LEAL D A G., FRANCO R M B. A parasitological survey of natural water springs and inhabitants of a tourist city in Southeastern Brazil. **Vector Borne Zoonotic Dis**, v, 12, n. 5, p. 410-417, (2012). Disponível em: 10.1089/vbz.2011.0679. Acesso em fevereiro 2024.

BRANDÃO Y D O., MOLENTO M B. A Systematic Review of Apicomplexa Looking into Epigenetic Pathways and the Opportunity for Novel Therapies. **Pathogens**, 12, 299 (2023). Disponível em: <https://doi.org/10.3390/pathogens12020299>. Acesso em junho 2024.

BRASIL. **CONSELHO NACIONAL DO MEIO AMBIENTE**. Resolução nº 357, de 17 de março de 2005. Dispõe sobre a classificação dos corpos de água e diretrizes ambientais para seu enquadramento, bem como estabelece as condições e padrões de lançamento de efluentes.

Diário Oficial da União: seção 1, Brasília, DF, n. 53, p. 58–63, 18 mar. 2005. Acesso em maio 2025.

BRASIL. **CONSELHO NACIONAL DO MEIO AMBIENTE**. Resolução nº 274, de 29 de novembro de 2000. Estabelece os critérios de balneabilidade em águas destinadas à recreação de contato primário. Diário Oficial da União: seção 1, Brasília, DF, 30 nov. 2000. Acesso em maio 2024.

BROCX, M.; SEMENIUK, V. Coastal geoheritage: Encompassing physical, chemical, and biological processes, landforms, and other geological features in the coastal zone. **Journal of the Royal Society of Western Australia**, v. 92, n. 3, p. 2433260, 2009. Disponível em: <<https://researchportal.murdoch.edu.au/esploro/outputs/journalArticle/Coastal-geoheritage-encompassing-physical-chemical-and/991005544022407891>>. Acesso em julho 2024.

BROZOVÁ K., JIRKŮ M., LHOTSKÁ Z., KVĚTOŇOVÁ D., KADLECOVÁ O., STENSVOLD C R., SAMAŠ P., PETRŽELKOVÁ K J., JIRKŮ K. The opportunistic protist, *Giardia Intestinalis*, Occurs in Gut-Healthy humans in a high-income country. **Emerg. Microbes Infect.** 12 (2), 2270077 (2023). Disponível em: 10.1080/22221751.2023.2270077. Acesso em maio 2025.

BRYNILDSRUD O., TYSNES K R., ROBERTSON L J., DEBENHAM J J. *Giardia duodenalis* in primates: Classification and host specificity based on phylogenetic analysis of sequence data. **Zoonoses Public Health** 65, 637–647 (2018). Disponível em: 10.1111/zph.12470. Acesso em abril 2024.

BÖKER-TÔRRES, M.; BOUZON, Z. L.; OURIQUES, L. C.; HORTA, P. A. Composição e distribuição do macrofitobentos da Lagoa da Conceição (Florianópolis -SC). Disponível em: 10.5007/2178-4574.2009v38p58 Em: 2009, [s. l.], **Anais [...]**. [S. l.: s. n.], 2009. Acesso em junho 2025.

BONATTI R T., SIQUEIRA-CASTRO V I C., LEAL A G D., DURIGAN M., DIAS P R J., FRANCO B R M. Molecular characterization of waterborne protozoa in surface water and sediment in Brazil: a taxonomic survey of ciliated protozoa and their correlation with *Giardia duodenalis* and *Cryptosporidium* spp. **Environ Monit Assess.** 2023 Mar 16;195(4):470. Disponível em: 10.1007/s10661-023-11065-4. PMID: 36922479. Acesso em abril 2024.

BORGES A. Óleo que atingiu Nordeste e Sudeste veio da África, diz **Inpe**. Disponível em: <<https://noticias.uol.com.br/ultimas-noticias/agencia-estado/2019/12/14/inpe-dizque-oleo-veio-do-mar-da-africa.htm>>. Acesso em maio de 2024.

BOULTER-BITZER J I., LEE H., TREVORS J T. Molecular targets for detection and immunotherapy in *Cryptosporidium parvum*. **Biotechnology Advances**, 25(1):13-44 (2007). Disponível em: 10.1016/j.biotechadv.2006.08.003. Acesso em abril 2024.

BOURLI P., ESLAHI A V., TZORAKI O., KARANIS P. Waterborne transmission of protozoan parasites: a review of worldwide outbreaks – an update 2017–2022. **Journal of Water and Health** Vol 00 No 0, 1 (2023). Disponível em: 10.2166/wh.2023.094. Acesso em junho 2024.

BOUWKNEGT M., DEVLEESSCHAUWER B., GRAHAM H., ROBERTSON L J., VAN DER GIESSEN J W and The Euro-FBP Workshop Participants (2018) Prioritization of food-borne parasites in Europe, 2016. **Eurosurveillance** 23, 17-00161. Disponível em: 10.2807/1560-7917.ES.2018.23.9.17-00161. Acesso em julho 2024.

BOUZID M. *Cryptosporidium* Pathogenicity and Virulence. **Clinical Microbiology Reviews**, v. 26, n. 1, p. 115-134, January 1, (2013). Disponível em: <<http://cmr.asm.org/content/26/1/115.abstract>>. Acesso em maio 2024.

BOWMAN D. Feline clinical parasitology. **Iowa: Blackwell Science**, 469p. (2002). Disponível em: <<http://ndl.ethernet.edu.et/bitstream/123456789/46713/1/Dwight%20D.%20Bowman.pdf>>. Acesso em abril 2024.

BURET A G. Pathophysiology of enteric infections with *Giardia duodenalis*. **Parasite**. v.15(3); p. 261-5; (2008). Disponível em: 10.1051/parasite/2008153261. Acesso em abril 2024.

BURET A G., CACCIO S M., FAVENNEC L., SVÄRD S. Update on *Giardia*: highlights from the seventh International *Giardia* and *Cryptosporidium* Conference. **Parasite** 27, 49, (2020). Disponível em: <<https://doi.org/10.1051/parasite/2020047>>. Acesso em junho 2024.

CABRAL A, BERCOVICH M V, FONSECA A. Implications of poor-regulated wastewater treatment systems in the water quality and nutrient fluxes of a subtropical coastal lagoon - **Regional Studies in Marine Science**, Volume 29, 2019, 100672, ISSN 2352-4855. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.rsma.2019.100672.319,9483952>>. Acesso em junho 2024.

CABRINE-SANTOS M., MOURA R G F., PEDROSA A L., CORREIA D., OLIVEIRA-SILVA M B. Molecular characterization of *Blastocystis* subtypes isolated in the city of Uberaba, Minas Gerais State, Brazil. **Rev Soc Bras Med Trop**. Aug 20;54:e03052021, (2021). Disponível em: 10.1590/0037-8682-0305-2021. PMID: 34431950; PMCID: PMC8405216. Acesso em junho 2024.

CACCIO S M., THOMPSON R C., MCLAUCHLIN J., SMITH H V. Unravelling *Cryptosporidium* and *Giardia* epidemiology. **Trends in Parasitology**, v. 21, n. 9, p.430-437, (2005). Disponível em: 10.1016/j.pt.2005.06.013. Acesso em agosto 2024.

CACCIO S M & RYAN U. Molecular epidemiology of giardiasis. **Molecular and Biochemical Parasitology**, v 160, n.2, p. 75-80, (2008). Disponível em: 10.1016/j.molbiopara.2008.04.006. Acesso em agosto 2024.

CACCIO S M., BECK R., ALMEIDA A., BAJER A., POZIO E. Identification of *Giardia* species and *Giardia duodenalis* assemblages by sequence analysis of the 5.8S rDNA gene and internal transcribed spacers. **Parasitology**, Page 1 of 7 (2010). Disponível em:10.1017/S003118200999179X. Acesso em julho 2024.

CACCIO S M., LALLE M., SVARD S G. Host specificity in the *Giardia duodenalis* species complex. **Infect. Genetic. Evol.** 66, 335–345, (2018). Disponível em: doi.org/10.1016/j.meegid.2017.12.001. Acesso em junho 2024.

CAI W., RYAN U., XIAO L., FENG Y. Zoonotic giardiasis: an update. **Parasitol. Res.** 120 (12), 4199–4218, (2021) Disponível em: <<https://doi.org/10.1007/s00436-021-07325-2>>. Acesso em junho 2024.

CAISSIE, D.; SATISH, M.G.; EL-JABI, N. Predicting water temperatures using a deterministic model: Application on Miramichi River catchments (New Brunswick, Canada). **J. Hydrol.** (2007), 336, 303–315. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.jhydrol.2007.01.008>>. Acesso em agosto 2024.

CALABRÒ, P. S.; PANGALLO, D.; ZEMA, D. A. Wastewater treatment in lagoons: A systematic review and a meta-analysis. **Journal of Environmental Management**, [s. l.], v. 359, p. 120974, 2024. Disponível em: 10.1016/j.jenvman.2024.120974. Acesso em agosto 2024.

CALDAS L A., SOUZA W., ATTÍAS M. Microscopic analysis of calcium ionophore activated egress of *Toxoplasma gondii* from the host cell. **Veterinary Parasitology**. 167: 8-18, (2010). Disponível em: 10.1016/j.vetpar.2009.09.051. Acesso em agosto 2024.

CALEGARI, P. C. Roteiro Ambiental de Ecossistemas Costeiros da Ilha de Santa Catarina, SC, Brasil. TCC Curso submetido ao Curso de **Ciências Biológicas da Universidade Federal de Santa Catarina**. 2017. Disponível em: <<https://repositorio.ufsc.br/handle/123456789/188007>>. Acesso em maio 2025.

CAMA V A., MATHISON, B A. Infections by intestinal *Coccidia* and *Giardia duodenalis*. **Clin Lab Med.** v.35(2); p.423-44; (2015). Disponível em: 10.1016/j.clm.2015.02.010. Acesso em abril 2024.

CANTEY P T ROY., LEE B., CRONQUIST A., SMITH K., LIANG J., BEACH M J. Study of no outbreak giardiasis: novel findings and implications for research. **The American journal of medicine**, v. 124, n. 12, p. 1175. e1-1175. e8, (2011). Disponível em: 10.1016/j.amjmed.2011.06.012. Acesso em abril 2024.

CANTUSIO-NETO R., SANTOS L U., SATO M I Z., FRANCO R M B. *Cryptosporidium* spp. and *Giardia* spp. in surface water supply of Campinas, Southeast Brazil. **Water Science & Technology** – WST 62, 217–222 (2010). Disponível em: 10.2166/wst.2010.312. Acesso em abril 2025.

CARBONERA M. A Universidade Federal de Santa Catarina e a interação com a comunidade por meio dos serviços de extensão universitária: desafios do acesso e participação das comunidades vizinhas. (2019). f 97p. TCC (**Graduação**) – **Curso de Serviço Social da Universidade Federal de Santa Catarina**. Disponível em: <<https://repositorio.ufsc.br/bitstream/handle/123456789/199508>>. Acesso em abril 2024.

CAREY C M., LEE H., TREVORS J T. Biology, persistence and detection of *Cryptosporidium parvum* and *Cryptosporidium hominis* oocyst. **Water Research**, 38(4): 818-862 (2004). Disponível em: 10.1016/j.watres.2003.10.012. Acesso em maio 2024.

CASTRO-CUBILLOS, M. L.; TAYLOR, J. D.; MASTRETTA-YANES, A.; BENÍTEZ-VILLALOBOS, F.; ISLAS-VILLANUEVA, V. Monitoring of benthic eukaryotic communities in two tropical coastal lagoons through eDNA metabarcoding: a spatial and temporal

approximation. **Scientific Reports**, [s. l.], v. 12, n. 1, p. 10089, 2022. Disponível em: 10.1038/s41598-022-13653-9. Acesso em abril 2024.

MUEHE, D. CARUSO JR., F. Batimetria e algumas considerações sobre a evolução geológica da Lagoa da Conceição, Ilha de Santa Catarina. In: SIERRA DE LEDO, B.; SORIENA-SERRA, E.J. O Ecossistema da Lagoa da Conceição. Florianópolis: NEMAR-CCB-UFSC/SDE-FEPEDA, 1999. p. 32-44. Disponível em: <https://scholar.google.com.br/scholar?hl=ptBR&as_sdt=0%2C5&q=Batimetria+e+algumas+considera%C3%A7%C3%B5es+sobre+a+evolu%C3%A7%C3%A3o+geol%C3%B3gica+da+Lagoa+da+Concei%C3%A7%C3%A3o%2C+Ilha+de+Santa+Catarina.+&btnG=>>. Acesso em novembro 2024.

CACCIÒ SM, DE GIACOMO M, POZIO E. Sequence analysis of the beta-giardin gene and development of a polymerase chain reaction-restriction fragment length polymorphism assay to genotype *Giardia duodenalis* cysts from human faecal samples. **Int J Parasitol.** (2002) Jul;32(8):1023-30. Disponível em: 10.1016/s0020-7519(02)00068-1. Acesso em novembro 2023.

CANTOS G A, PRANDO M D, SIQUEIRA M V, TEIXEIRA R M. Toxoplasmose: ocorrência de anticorpos antitoxoplasma gondii e diagnóstico. **Rev. Ass. Med. Brasil** (2000), 45 (4), 335-41. Disponível em: <<https://www.scielo.br/j/ramb/a/7KFBvj3gwkJ4S5NdkQWjSFb/?format=pdf&lang=pt>>. Acesso em novembro 2024.

CASTRO D G., LEMES DA SILVA., A.L. Effect of urbanization and water quality on microplastic distribution in Conceição Lagoon watershed, Brazil. **Environmental Science and Pollution Research**, 2024. Disponível em: 10.1007/s11356-024-33029-y. Acesso em maio 2025.

CDC, CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION. Human cryptosporidiosis - Alabama. **MMWR Morb Mortal Wkly Rep.** (1982) May 21;31(19):252-4. PMID: 6808342. Acesso em: 10 maio 2024.

CDC, CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION – **Diagnostic Procedures Stool Morphcomp**, (2016). Disponível em: <<https://www.cdc.gov/dpdx/diagnosticProcedures/stool/morphcomp.html>>. Acesso em maio 2024.

CDC, CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION – **Parasites. Blastocystis Biology**, 2019. Disponível em: <<https://www.cdc.gov/parasites/blastocystis/biology.html>>. Acesso em junho de 2024.

CDC, CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION – National Center for Emerging and Zoonotic Infectious Diseases (NCEZID) – Division of Foodborne, Waterborne, and Environmental Diseases (DFWED) – **Crypto.**, (2019). Disponível em: <<https://www.cdc.gov/parasites/crypto/pathogen.html>>. Acesso em abril 2024.

CDC, CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION – National Center for Emerging and Zoonotic Infectious Diseases (NCEZID). Division Of Foodborne, Waterborne

and Environmental Diseases (DFWED). **Crypto**, (2019). Disponível em: <<https://www.cdc.gov/parasites/crypto/index.html>>. Acesso em abril 2024.

CDC, CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION – **Neglected Tropical Diseases**, (2023). Disponível em: <<http://www.cdc.gov/globalhealth/ntd/>>. Acesso em abril de 2024.

CDC, CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION – National Center for Emerging and Zoonotic Infectious Diseases (NCEZID). Division Of Foodborne, Waterborne and Environmental Diseases (DFWED). **Crypto Treatment**, (2023). Disponível em: <<https://www.cdc.gov/parasites/crypto/treatment.html>>. Acesso em maio 2024.

CDC, CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION – **Giardiasis.**, (2024). Disponível em: <<https://www.cdc.gov/dpdx/giardiasis/index.html>>. Acesso em abril 2024.

CDC, CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION – **Travelers' Health, Yellow Book, Giardiasis.** Disponível em: <<https://wwwnc.cdc.gov/travel/yellowbook/2024/infections-diseases/giardiasis#epi>>. Acesso em maio de 2024.

CDC, CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION –**About *Blastocystis*, 2024.** Disponível em: <<https://www.cdc.gov/parasites/blastocystis/about/index.html>>. Acesso em junho de 2024.

CDC, CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION –**About *Toxoplasmosis*, 2024.** Disponível em: <<https://www.cdc.gov/dpdx/toxoplasmosis/index.html>>. Acesso em junho de 2024.

CELESTINO AO, VIEIRA SCF, LIMA PAS, RODRIGUES LMCL, LOPES IRS, FRANÇA CM, BARRETO IDC, GURGEL RQ. Prevalence of intestinal parasitic infections in Brazil: a systematic review. **Rev Soc Bras Med Trop.** (2021) Jun 2;54:e00332021. Disponível em: 10.1590/0037-8682-0033-2021. PMID: 34105625; PMCID: PMC8186895. Acesso em abril 2024.

CERNIKOVA L., FASO C., HEHL A B. Five facts about *Giardia lamblia*. **PLOS Pathog** 14:e1007250 (2018). Disponível em: <<https://doi.org/10.1371/journal.ppat.1007250>>. Acesso em julho 2024.

CERTAD G., VISCOGLIOSI E., CHABÉ M., CACCIÒ S. M. Pathogenic mechanisms of *Cryptosporidium* and *Giardia*. **Trends in Parasitology**, v. 33, n. 7, p. 561-576, (2017). Disponível em: 10.1016/j.pt.2017.02.006. Acesso em maio 2024.

CERTAD G. Is *Cryptosporidium* a Hijacker Able to Drive Cancer Cell Proliferation? **Food Waterborne Parasitol.** 27 (e00153), e00153 (2022). Disponível em: 10.1016/j.fawpar.2022.e00153. Acesso em maio 2024.

CETESB – COMPANHIA AMBIENTAL DO ESTADO DE SÃO PAULO. Relatório de qualidade das águas litorâneas no Estado de São Paulo. São Paulo: **CETESB**, 2015. Disponível em: <<https://semil.sp.gov.br/2015/04/cetesb-indica-melhora-da-qualidade-das-praias/>>. Acesso em abril 2024.

CFSPH – CENTER FOR FOOD SECURITY AND PUBLIC HEALTH. Giardiasis, (2012). Disponível em: <<https://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/pdfs/giardiasis>>. Acesso em maio de 2024.

CHALMERS R M., ELWIN K., HADFIELD S J., ROBINSON G. Sporadic human cryptosporidiosis caused by *Cryptosporidium cuniculus*, United Kingdom, 2007–2008. **Emerging Infectious Diseases**. (2011); 17 (3): 536. PMCID: PMC3165992 PMID: 21392453. Acesso em agosto 2024.

CHALMERS R M., KATZER F. Looking for *Cryptosporidium*: the application of advances in detection and diagnosis. **Trends in Parasitology**. (2013); 29(5): 237-251. Disponível em: 10.1016/j.pt.2013.03.001. Acesso em agosto 2024.

CHANG Y., LI J., ZHANG L. Genetic diversity and molecular diagnosis of *Giardia*. **Infection, Genetics and Evolution** 113 105482 (2023). Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.meegid.2023.105482>>. Acesso em julho 2024.

CHECKLEY W., WHITE C., JAGANATH D., ARROWOOD J., CHALMERS M., CHEN M., FAYER R., GRIFFITHS K., GUERRANT L., HEDSTROM L., HUSTON D. A review of the global burden, novel diagnostics, therapeutics, and vaccine targets for *Cryptosporidium*. **The Lancet Infectious Diseases**, 15 (1), pp.85-94. (2015). Acesso em agosto 2024.

CHEN X M., KEITHLY J S., PAYA C V., LARUSSO N F. Cryptosporidiosis. **New England Journal of Medicine**. (2002); 346(22): 1723-1731. Disponível em: 10.1056/NEJMra013170. Acesso abril 2024.

CHEN Y., QIN H., HUANG J., LI J., ZHANG L. The global prevalence of *Cryptosporidium* in sheep: a systematic review and meta-analysis. **Parasitology** 149, 1652–1665 (2022). Disponível em: <<https://doi.org/10.1017/S0031182022001196>>. Acesso em 10 junho 2024.

CHEN Y., QIN H., WU Y., XU H., HUANG J., LI J., ZHANG L. Global prevalence of *Cryptosporidium* spp. in pigs: a systematic review and meta-analysis. **Parasitology** 150, 531–544 (2023). Disponível em: <<https://doi.org/10.1017/S0031182023000276>>. Acesso junho 2024.

CHIQUE C., HYND S P D., ANDRADE L., BURKE L., MORRIS D., RYAN M P., O'DWYER J. *Cryptosporidium* spp. in groundwater supplies intended for human consumption - A descriptive review of global prevalence, risk factors and knowledge gaps. **Water Res.** 2020, 176 (115726), 115726. Disponível em: 10.1016/j.watres.2020.115726. Acesso em agosto 2024.

CHOUDHRY N., KORBEL D S., EDWARDS L A., BAJAJ-ELLIOTT M., MCDONALD V. Dysregulation of interferon- γ -mediated signalling pathway in intestinal epithelial cells by *Cryptosporidium parvum* infection. **Cellular Microbiology**. (2009); 11(9): 1354-1364. Disponível em: 10.1111/j.1462-5822.2009.01336.x. Acesso em maio 2024.

CIFRE S., GOZALBO M., ORTIZ V., SORIANO J M., MERINO F., TRELLIS M. *Blastocystis* subtypes and their association with irritable bowel syndrome. **Medical Hypotheses**; v. 116; p. 4 – 9; (2018). Disponível em: 10.1016/j.mehy.2018.04.006. Acesso em abril 2024.

ĆIRKOVIC V., KLUN I., UTAAKER K S., UZELAC A., TYSNES K R., ROBERTSON L J., DJURKOVIC-DJAKOVIC O. Surface waters as a potential source of *Giardia* and *Cryptosporidium* in Serbia. **Experimental Parasitology**, 209, 107824 (2020). Disponível em: 10.1016/j.exppara.2019.107824. Acesso em abril 2024.

CLARK C G. Extensive genetic diversity in *Blastocystis hominis*. **Mol Biochem Parasitol.** (1997) Jul;87(1):79-83. Disponível em: 10.1016/s0166-6851(97)00046-7. Acesso em novembro 2023.

CLARK C G., DIAMOND S L. Methods for Cultivation of Luminal Parasitic Protists of Clinical Importance. **Clinical Microbiology Reviews**, p. 329-341; July (2002). Disponível em: 10.1128/CMR.15.3.329-341.2002. Acesso em abril 2024.

CLARK C G., MARK V G., MOHAMMED A., STENSVOLD C R. Recent developments in *Blastocystis* research. **Adv. Parasitol.** v 82, p. 1–32, (2013). Disponível em: 10.1016/B978-0-12-407706-5.00001-0. Acesso em abril 2024.

CLIMATE-DATA.ORG. Disponível em: <<https://pt.climate-data.org/america-dosul/brasil/santa-catarina/florianopolis-1235/#climate-table>>. Acesso em maio 2025.

CLODE P L., KOH W H., THOMPSON R A. Life without a host cell: what is *Cryptosporidium*? **Trends in Parasitology.** (2015); 31(12): 614-624. Disponível em: 10.1016/j.pt.2015.08.005. Acesso em abril 2024.

COELHO C H., DURINGAN M., LEAL D A G., SCHNEIDER A D B., FRANCO R M B., SINGER S M. Giardiasis as a neglected disease in Brazil: Systematic review of 20 years of publications. **PLoS Negl. Trop. Dis.** v 11, n. 10, e0006005, (2017). Disponível em: 10.1371/journal.pntd.0006005. Acesso em agosto 2024.

COELHO A B., BECK E O., MACIOROWSKI M M., CASTELHAN P J. Identificação de centralidades urbanas em Florianópolis (SC) com uso de modelo espacial em SIG. **Revista de Ciências da Administração**; v. 25, n. 65; Edição Especial Summit Cidades (2022), p. 1-21, jan.-dez. 2023. Disponível em: <<https://doi.org/10.5007/2175-8077.2023.e96303>>. Acesso em: 8 de abr. 2024.

COELHO C L. Análise microbiológica da água: técnica de PCR. **Monografia de Mestrado Integrado em Ciências Farmacêuticas apresentada à Universidade de Lisboa** através da Faculdade de Farmácia, (2020). Disponível em: <<http://hdl.handle.net/10451/52510>>. Acesso em agosto 2024.

COLLI C M., BEZAGIO R C., NISHI L., BIGNOTTO T S., FERREIRA É C., FALAVIGNA-GUILHERME A L., GOMES M L. Identical assemblage of *Giardia duodenalis* in humans, animals and vegetables in an urban area in southern Brazil indicates a relationship among them. **PLoS One.** 2015 Mar 11;10(3):e0118065. Disponível em: 10.1371/journal.pone.0118065. PMID: 25761119; PMCID: PMC4356552. Acesso em agosto 2024.

CONEXÕES DE SABERES, 2017. Disponível em: <<https://petcs.paginas.ufsc.br/historico/>>. Acesso em 30 de maio de 2023.

CORDERO L., NORAT J., MATTEI H., NAZARIO C M. Seasonal variations in the risk of gastrointestinal illness on a tropical recreational beach. **J. Water Health**, 10, 579–593, (2012). Disponível em: 10.2166/wh.2012.076. Acesso em agosto 2024.

COURTOIS S., QUANG Z D., BERGERON P., MASSE P. Reducing the health risk by using rapid quantification methods for the monitoring of *E. coli* and *Enterococci* in bathing waters. **Water Practice & Technology**, 4(2) (2009). Disponível em: <<https://doi.org/10.2166/WPT.2009.073>>. Acesso em: 10 janeiro 2024.

CRAUN G F. Waterborne giardiasis. In MEYER, E. A. (Ed.). Giardiasis. 1aed. **Amsterdam: Elsevier** 3: (5): 267-293, (1990). Disponível em: 10.2105/ajph.69.8.817. Acesso em abril 2024.

CROUSE D L., BALRAM A., HYSTAD P., PINAULT L., VAN DEN BOSCH M., CHEN H. Associations between living near water and risk of mortality among urban Canadians. **Environ Health Perspect.** 126(7):077008 (2018). Disponível em: DOI: 10.1289/EHP3397. Acesso em agosto 2024.

CRUZ A., SOUSA M I., AZEREDO Z., LEITE E, FIGUEIREDO J C., CABRAL M. Isolation, excystation and axenization of *Giardia lamblia* isolates: in vitro susceptibility to metronidazole and albendazole. **J. Antimicrob. Chemother.** 51: 1017-1020, 2003. Disponível em: 10.1093/jac/dkg150. Acesso em agosto 2024.

CUNHA F S., PERALTA R H S., PERALTA J M. New insights into the detection and molecular characterization of *Cryptosporidium* with emphasis in Brazilian studies: a review. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo.** (2019); 61: e28. Disponível em: DOI: 10.1590/S1678-9946201961028. Acesso em agosto 2024.

DA COSTA M A., PINTO-FERREIRA F., DE ALMEIDA R P A., MARTINS F D C., PIRES A L., MAREZE M., MITSUKA-BREGANÓ R., FREIRE R L., DA ROCHA MOREIRA R V., BORGES J M., Artisan fresh cheese from raw cow's milk as a possible route of transmission in a Toxoplasmosis Outbreak, in Brazil. **Zoonoses Public Health** 2020, 67, 122–129 (2020). Disponível em: DOI: 10.1111/zph.12660. Acesso em abril 2024.

D'ANTONIO R., WINN R., TAYLOR J. A Waterborne Outbreak of Cryptosporidiosis in Normal Hosts. **Ann Intern Med.** 103:886-888 (1985). Disponível em: DOI:10.7326/0003-4819-103-6-886. Acesso em abril 2024.

DAS R., PALIT P., HAQUE M A., LEVINE M M., KOTLOFF, K L., NASRIN D., HOSSAIN M J., SUR D., AHMED T., BREIMAN R F., FREEMAN M C., FARUQUE A S G. Symptomatic and asymptomatic enteric protozoan parasitic infection and their association with subsequent growth parameters in under five children in South Asia and Sub-Saharan Africa. **PLoS Negl. Trop. Dis.** 2023, 17 (10), e0011687. Disponível em: DOI: 10.1371/journal.pntd.0011687. Acesso em maio 2025.

DĂRĂBUȘ G., LUPU M A., MEDERLE N., DĂRĂBUȘ R., IMRE K., MEDERLE O., IMRE M, PADURARU A., MORARIU S., OLARIU T. Epidemiology of *Cryptosporidium* Infection in Romania: A Review. **Microorganisms.** Jul 12;11(7):1793 (2023). Disponível em: DOI: 10.3390/microorganisms11071793. PMID: 37512965; PMCID: PMC10384979. Acesso em maio 2025.

DE CARLI G A. **Parasitologia Clínica. 2ª edição.** São Paulo: Editora Atheneu, (2011). Disponível em: ISBN: 9786555861426. Acesso em abril 2024.

DEL COCO V F., CÓRDOBA M A., BASUALDO J A. Criptosporidiosis: uma zoonosis emergente. **Revista Argentina de Microbiología.** (2009); 41(3): 185-196. Disponível em: ISSN 1851-7617. Acesso em abril 2024.

DAKROUB H., SGROI G., D’ALESSIO N., RUSSO D., SERRA F., VENEZIANO V., REA S., PUCCIARELLI A., LUCIBELLI M G., DE CARLO E., FUSCO G., AMOROSO M G. Molecular survey of *Toxoplasma gondii* in wild mammals of southern Italy. **Pathogens** 12 (3) 2023. Disponível em: DOI: 10.3390/pathogens12030471. Acesso em maio 2024.

DARAEI H, OLIVERI C G, SAHLABADI F, THAI V N, GHOLIPOUR S, TURKI H, MOUSAVI K A. Prevalence of *Cryptosporidium* spp. in water: a global systematic review and meta-analysis. **Environmental Science and Pollution Research**, 28(8), 9498–9507 (2020). Disponível em: DOI:10.1007/s11356-020-11261-6. Acesso em: 12 junho 2024.

DAVID É B., GUIMARÃES S., DE OLIVEIRA A P., GOULART DE OLIVEIRA-SEQUEIRA T C., NOGUEIRA BITTENCOURT G., MORAES NARDI A R., MARTINS RIBOLLA P E., BUENO FRANCO R M., BRANCO N., TOSINI F., BELLA A., POZIO E., CACCIÒ S M. Molecular characterization of intestinal protozoa in two poor communities in the State of São Paulo, Brazil. **Parasit Vectors**. 2015 Feb 15;8:103. Disponível em: doi: 10.1186/s13071-015-0714-8. PMID: 25889093; PMCID: PMC4335703. Acesso em novembro 2024.

DE MACENA, L.G.P.; CASTIGLIA FEITOSA, R.; et al. Microbiological assessment of an urban lagoon system in the coastal zone of Rio de Janeiro, Brazil. **Environmental Science and Pollution Research**, 2021. Disponível em: DOI: 10.1007/s11356-020-10479-8. Acesso em maio 2024.

DELAHOY M, OMORE R, AYERS T, SCHILLING K, BLACKSTOCK J, OCHIENG J. et al. Clinical, environmental, and behavioral characteristics associated with *Cryptosporidium* infection among children with moderate-to-severe diarrhea in rural western Kenya, 2008–2012: The Global Enteric Multicenter Study (GEMS). **PLoS Neglected Tropical Diseases**. (2018); 12(7): e0006640. Disponível em: DOI: 10.1371/journal.pntd.0006640. Acesso em junho 2024.

DEERE D, STEVENS M, DAVISON A, HELM G, DUFOUR A. Management strategies. In: Fewtrell L, Bartram J, editors. **Water quality: guidelines, standards and health – assessment of risk and risk management for water-related infectious disease**. London: International Water Association Publishing. (2001). Disponível em: ISBN 1900222280. Acesso em junho 2024.

DENG L, TAN K S W. Interactions between *Blastocystis* subtype ST4 and gut microbiota in vitro. **Parasitol. Vectors** 15, 80, (2022). Disponível em: DOI: 10.1186/s13071-022-05194-x. Acesso em junho 2024.

DEWANGAN, S. K.; TOPPO, D. N.; KUJUR, A. *Investigating the Impact of pH Levels on Water Quality: An Experimental Approach*. International Journal for Research in Applied Science and Engineering Technology, v. 11, n. 9, 2023. Disponível em: DOI: 10.22214/ijraset.2023.55733. Acesso em maio 2024.

DIAMANTOPOULOU E, DASSENAKIS M, KASTRITIS A, TOMARA V, PARASKEVOPOULOU V, POULOS S. Seasonal fluctuations of nutrients in a hypersaline Mediterranean Lagoon. **Desalination** 224, p. 271 – 279, (2008). Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.desal.2007.07.004>>. Acesso em maio 2024.

DIAZ, R. J.; ROSENBERG, R. Spreading Dead Zones and Consequences for Marine Ecosystems. **Science**, Washington, v. 321, n. 5891, p. 926 - 929, Aug. 2008. DOI: 10.1126/science.1156401. Disponível em: <<https://www.science.org/doi/abs/10.1126/science.1156401>>. Acesso em novembro 2024.

DIAS B B, PARIZOTTO B A D M & BONETTI C. Agentes naturais e antrópicos modificadores da qualidade da água e dos sedimentos nas áreas marginais da lagoa da conceição, SC. **Braz. J. Aquat. Sci. Technol.** 18(1):33-43. eISSN 1983-9057. Disponível em: DOI: 10.14210/bjast.v18n1.p33-43. (2014). Acesso em abril 2024.

DONG S, YANG Y, WANG Y, YANG D, YANG Y, SHI Y. et al. Prevalence of *Cryptosporidium* infection in the global population: a systematic review and meta-analysis. **Acta Parasitologica**. 65: 882-889 (2020). Disponível em: DOI: 10.2478/s11686-020-00230-1. Acesso em abril 2024.

DOS SANTOS T L., MEDEIROS DE CARVALHO NETO A., DA SILVA FERREIRA J R., AZEVEDO P V M., WALLAS LINS DA SILVA K., ALENCAR DOS NASCIMENTO C M., CALHEIROS C M L., WANDERLEY F S G., DOS SANTOS CAVALCANTI M., ALENCAR DO NASCIMENTO ROCHA M., ROCHA T J M. Frequency of intestinal protozoan infections diagnosed in patients from a Clinical Analysis Laboratory. **Biosci. J.** 38, e38001 (2022). Disponível em: <<https://doi.org/10.14393/BJ-v38n0a2022-42370>>. Acesso em novembro 2024.

DOUGHERTY M, BARTELT L A. *Giardia* and growth impairment in children in high prevalence settings: consequence or Co-Incidence? **Curr. Opin. Infect. Dis.** 35 (5), 417–423. (2022). Disponível em: <<https://doi.org/10.1097/QCO.0000000000000877>>. Acesso em 10 junho 2024.

DOERTE SEGEBART Diretora Projeto - TerraMar, Fabiana Cava - Assessora Técnica Projeto TerraMar, Ivana Lamas - Assessora Técnica Projeto TerraMar, Mariana Bitencourt - Assessora Júnior de Comunicação Projeto TerraMar, Ricardo Ribeiro Haponiuk - Coordenador Técnico, Mariana Paul de Souza Mattos - Consultora, Natalia Ramos Corraini - Consultora, Regis Pinto de Lima - Consultor. **Agenda GERCO** novembro/ 2022. Produto da Oficina de Gerenciamento Costeiro 3 OfiGerco/22, que envolveu o grupo dos 17 estados costeiros brasileiros, sendo concebido com o objetivo de identificar ações prioritárias para contribuir com a construção de uma política pública de gerenciamento costeiro no Brasil. Acesso em fevereiro 2025.

DOWBOR L, TAGNIN R A. Administrando a água como se fosse importante: gestão ambiental e sustentabilidade. **Senac**, (2005). Acesso em abril 2024.

DPDx. Laboratory diagnosis of giardiasis: *Giardia duodenalis* (lamblia). **Laboratory Identification of Parasites of Public Health Concern, CDC**; (2024). Disponível em: <<https://www.cdc.gov/dpdx/resources/benchAids/Giardia>>. Acesso em maio 2024.

DUBEY J P. The history of *Toxoplasma gondii* – the first 100 years. **Journal of Eukaryotic Microbiology**, Lawrence, v.55, n6, p 467-475, Dez (2008). Disponível em: DOI: 10.1111/j.1550-7408.2008.00345.x. Acesso em maio 2024.

DUBEY J P. History of the discovery of the life cycle of *Toxoplasma gondii*. **International Journal for Parasitology**, Oxford, v.39, n.8, p. 877-882, jul (2009). Disponível em: DOI: 10.1016/j.ijpara.2009.01.005. Acesso em maio 2024.

DUBEY J P. Toxoplasmosis of animals and humans. **2. Ed. Maryland: CRC Press**, p313, (2010). Disponível em: <<https://doi.org/10.1186/1756-3305-3-112>>. Acesso em maio 2024.

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**. 2012 Sep;139(11):1375-424. Disponível em: DOI: 10.1017/S0031182012000765. Epub 2012 Jul 10. PMID: 22776427. Acesso maio 2024.

DUFOUR A P, EVANS O, BEHYMER T D, CANTÚ R. Water ingestion during swimming activities in a pool: a pilot study. **Journal of Water and Health**, London, v. 4, n. 4, p. 425-430, May. (2006). Disponível em: PMID: 17176813. Acesso em maio 2024.

DUMÈTRE A, DARDÉ M L. Detection of *Toxoplasma gondii* in water by an immunomagnetic separation method targeting the sporocysts. **Parasitology Research**, 101(4), 989-996 (2007). Disponível em: DOI:10.1007/s00436-007-0573-0. Acesso em: 20 julho 2024.

DURINGAN M. Estudos genético-moleculares em *Giardia duodenalis*: caracterização da diversidade genética e análises populacionais em amostras clínicas e ambientais na região metropolitana de Campinas, São Paulo, Brasil. **Tese apresentada ao Instituto de Biologia da Universidade Estadual de Campinas** como parte dos requisitos exigidos para a obtenção do título de Doutor em Genética e Biologia Molecular na área de Genética de Microrganismos. (2015). Acesso em: 21 abr. 2024.

DURIGAN M, GUILLARDI M C, RODRIGUES RC. A GOULART J A G, CASTRO, I C. V, LEAL, D A G, YAMASHIRO S, BONATTI T, ZUCCHI M I, FRANCO R B, SOUZAL A P. Population genetic analysis of *Giardia duodenalis*: genetic diversity and haplotype sharing between clinical and environmental sources. **Microbiology Open**. 2017;6: e424. (2016). Disponível em: DOI: 10.1002/mbo3.424. Acesso em abril 2024.

DWIVEDI K K, PRASAD G, SAINI S, MAHAJAN S, LAL S, BAVEJA U K. Enteric opportunistic parasites among HIV infected individuals: associated risk factors and immune status. **Jpn J Infect Dis**.60(2-3):76-81. (2007). Disponível em: PMID: 17515636. Acesso em agosto 2024.

DWSNZ (Drinking-water Standards for New Zealand). Data sheets microorganisms 1.2 Protozoa. **In Guidelines for Drinking-water Quality Management for New Zealand 3**: 7-8 (2013). Acesso em abril 2024.

EBNER J, KOEHLER A V, ROBERTSON G, BRADBURY R S, JEX A R, HAYDON S R, STEVENS M A, NORTON R, JOACHIM A, GASSER R B. Genetic analysis of *Giardia* and *Cryptosporidium* from people in Northern Australia using PCR-based tools. **Infect Genet Evol**.

(2015) Dec;36:389-395. Disponível em: DOI: 10.1016/j.meegid.2015.08.034. Epub 2015 Aug 29. PMID: 26321301. Acesso em fevereiro 2024.

EC, EUROPEAN COMMISSION. Directive 2006/7/EC of the European Parliament and of the Council of 15 February 2006 concerning the management of bathing water quality and repealing Directive 76/160/EEC. **Off. J. Eur. Union**. 64, 37–51 (2006). Acesso em abril 2024.

EUROPEAN CENTRE FOR DISEASE PREVENTION AND CONTROL (ECDC) Giardiasis (lambliasis) - **Annual Epidemiological Report** for 2019. 2022, Disponível em: <https://www.ecdc.europa.eu/sites/default/files/documents/giardiasis-%20annual-epidemiological-report2019_0.pdf>. Acesso em fevereiro 2024.

EFSTRATIOU A., ONGERTH J E., KARANIS P. Waterborne transmission of protozoan parasites: Review of worldwide outbreaks - An update 2011e2016. **Water Research** 14-22 (2017). Disponível em: DOI: 10.1016/j.watres.2017.01.036. Acesso em abril 2024.

EIPPER, S., PIMENTA L F. Processo de ocupação e serviço urbanos no Maciço central de Florianópolis: Serrinha e alto Caieira, **Revista Eletrônica de Extensão**, n.4, ano (2006). Disponível em: <<https://periodicos.ufsc.br/index.php/extensio/article/view/5570>>. Acesso em abril 2024.

EL-ALFY E S, NISHIKAWA Y. *Cryptosporidium* species and cryptosporidiosis in Japan: a literature review and insights into the role played by animals in its transmission. **Journal of Veterinary Medical Science**. (2020); 82(8):1051-1067. Disponível em DOI:10.1292/jvms.20-0151. Acesso em abril 2024.

EL-TRAS W F, TAYEL A A, EL-KADY N N. Source Diversity of *Toxoplasma gondii* Infection during Meal Preparation. **J. Food Saf.**, 32, 1–5 (2012). Disponível em DOI: 10.1111/j.1745-4565.2011.00336.x. Acesso em abril 2024.

ELMENDORF H G, DAWSON S C, MCCAFFERY J M. The cytoskeleton of *Giardia lamblia*. **Int J Parasitol**. v. 33; p. 3-28; (2003). Disponível em DOI: 10.1016/s0020-7519(02)00228-x. Acesso em abril 2024.

ELMORE S A. et al. *Toxoplasma gondii*: epidemiology, feline clinical aspects, and prevention. **Trends in Parasitology**, Oxford, v.26, n.4, p. 190-196, apr (2010). Disponível em DOI: 10.1016/j.pt.2010.01.009. Acesso em abril 2024.

EL SAFADI D, GAAYEB L, MELONI D, CIAN A, POIRIER P, WAWRZYNIAK I, DELBAC F, DABBOUSSI F, DELHAES L, DEI-CAS E, VISCOGLIOSI E. Children of Senegal River Basin show high prevalence of *Blastocystis* sp. subtypes 1, 2 and 3 with evidence of intra-familial transmission. **Infect Genet Evol**. 2016;41:245–51. Disponível em doi:10.1016/j.meegid.2016.04.031. Acesso em maio 2025.

EMBRATUR – **Atividade Turística no Brasil**, 2024. – Disponível em: <<https://embratur.com.br/2024/01/18/em-2023-atividade-turistica-no-brasil-registra-alta-de-75-em-11-meses>>. Acesso em maio 2024.

EPA. Recreational Water Quality Criteria; **U S Environmental Protection Agency**: Washington, DC, USA, (2012). Acesso em abril 2024.

EPA. Community Engagement and Case Analysis Methods for Developing Post-Incident Risk Communication Strategies for Intentional Biological Environmental Contamination Incidents. **U S Environmental Protection Agency**: 600/R-15/126 (2015). Disponível em: <<https://epa.gov/research>>. Acesso em fevereiro 2024.

EPA. Innovative Technologies for Monitoring and Improving Water Quality. **U.S. Environmental Protection Agency** (2023). Acesso em maio 2025.

EPA. Report on the 2nd Five-Year Review of EPA's Recreational Water Quality Criteria. **Office of Water EPA 822R23003**, may (2023). Disponível em: <<https://www.epa.gov/wqc/five-year-reviews-epas-recreational-criteria>>. Acesso em junho 2024.

EPAGRI Ciram, **Altas Climatológico do Estado de Santa Catarina**. Florianópolis, 2023. Disponível em: <<https://ciram.epagri.sc.gov.br/index.php/solucoes/climatologia/>>. Acesso em maio 2025.

ESCOBAR C; AGUDELO EB; HERNANDEZ T; STIVEN M; CANAS Y A L; RODRIGUES D C; PENUELA G A. Seasonal and spatial variations in the presence of *Giardia* and *Cryptosporidium* in rural drinking water supply systems in different municipalities of Antioquia, Colombia. **Water air and soil pollution** 233 (9) (2022). Disponível em DOI: 10.1007/s11270-022-05760-0. Acesso em novembro 2024.

ESCOBAR F M, SCHARES G, MAKSIMOV P, JOERES M, ORTEGA-MORA L M, CALERO-BERNAL R *Toxoplasma gondii* Genotyping: A Closer Look Into Europe. **Front. Cell. Infect. Microbiol.** 12:842595 (2022). Disponível em DOI: 10.3389/fcimb.2022.842595. Acesso em junho 2024.

ESCOLANO R M, GEOK C N, KEVIN S W T, STENSVOLD C R, GENTEKAKI E, TSAOUSIS A D. Resistance of *Blastocystis* to chlorine and hydrogen peroxide. **Parasitology Research** 122:167–176 (2023). Disponível em: <<https://doi.org/10.1007/s00436-022-07713-2>>. Acesso em 10 julho 2024.

ESTEVEES, F.A. Fundamentos de Limnologia. 2. ed. Rio de Janeiro: Interciência, 1998. Disponível em: <http://professor.ufop.br/sites/default/files/roberthfagundes/files/fundamentos_de_limnologia_-_francisco_de_assis_esteves.pdf>. Acesso em abril 2024.

ESTEVEES, F. A. et al. Neotropical coastal lagoons: an appraisal of their biodiversity, functioning, threats and conservation management. **Brazilian Journal of Biology**, Rio de Janeiro, v. 68, n. 4, p. 967–981, nov. 2008. Disponível em DOI: <https://doi.org/10.1590/S1519-69842008000500006>. Acesso em maio 2025.

EU-European Union. Regulation (EU) 2020/741 of the European parliament and of the Council of 25 May 2020. **Official Journal of the European Union**. 5.6.(2020). Disponível em: <<https://eur-lex.europa.eu/legal-content/EN/TXT/PDF/?uri=CELEX:32020R0741>>. Acesso em maio de 2024.

FAKHRI Y, DARAEI H, GHAFARI H R, REZAPOUR-NASRABAD R, SOLEIMANI-AHMADI M, KHEDHER K M, ROSTAMI A, THAI V N. The risk factors for intestinal *Giardia* spp infection: global systematic review and meta-analysis and meta-regression. **Acta Tropica**, 220, (2021). Disponível em DOI: 10.1016/j.actatropica.2021.105968. Acesso em maio 2024.

FANTINATTI M, GONÇALVES-PINTO M, LOPES-OLIVEIRA LAP, DA-CRUZ AM. Epidemiology of *Giardia duodenalis* assemblages in Brazil: there is still a long way to go. **Mem Inst Oswaldo Cruz**. v.25; p.115; Jan (2020). Disponível em DOI: 10.1590/0074-02760200431. Acesso em abril 2024.

FAO/WHO [Food and Agriculture Organization of the United Nations/World Health Organization]. Multicriteria-based ranking for risk management of food-borne parasites. **Microbiological Risk Assessment Series**, no. 23, rome 302pp, (2014). Acesso em abril 2024.

FAVA N M N, SILVA K J S, SNELLING W J, TERNAN N G, DOOLEY J S G, SABOGAL-PAZ L P. Does each bead count? A reduced-cost approach for recovering waterborne protozoa from challenge water using immunomagnetic separation. **J Water Health**. Jun; 19(3):436-447 (2021). Disponível em DOI: 10.2166/wh.2021.005. Acesso em junho 2024.

FAYER R. *Cryptosporidium*: a water-borne zoonotic parasite. **Veterinary Parasitology**. (2004); 126(1-2): 37-56. Disponível em DOI: 10.1016/j.vetpar.2004.09.004. Acesso em maio 2024.

FAYER R, DUBEY J P, LINDSAY D S. Zoonotic protozoa: from land to sea. **Trends in parasitology**, v. 20, n. 11, p. 531-536, (2004). Disponível em DOI: 10.1016/j.pt.2004.08.008. Acesso em abril 2024.

FAYER R. Taxonomy and species delimitation in *Cryptosporidium*. **Exp Parasitol**, v. 124, n. 1, p. 90-7, Jan (2010). Disponível em ISSN 0014-4894. Acesso em abril 2024.

FELTUS D C, GIDDINGS C W, SCHNECK B L, MONSON T, WARSHAUER D, MCEVOY J M. Evidence supporting zoonotic transmission of *Cryptosporidium* spp. in Wisconsin. **J Clin Microbiol**. (2006) Dec;44, 12:4303-8. Disponível em DOI: 10.1128/JCM.01067-06. Epub 2006 Sep 27.

FENG Y, XIAO L. Zoonotic potential and molecular epidemiology of *Giardia* species and giardiasis. **Clinical microbiology reviews**, v. 24, n.1, p. 110-140, (2011). Disponível em DOI: 10.1128/CMR.00033-10. Acesso em maio 2024.

FENG Y, RYAN U, XIAO L, Genetic Diversity and Population Structure of *Cryptosporidium*, **Trends in Parasitology**, V34, I11, (2018), 997-1011, 1471-4922, Disponível em <<https://doi.org/10.1016/j.pt.2018.07.009>>. Acesso em maio 2024.

FENG X., XIN L., YU F., SONG X., ZHANG J., DENG J., QI M., ZHAO W. Genetic characterization of *Cryptosporidium* spp. In Hotan Black Chickens in China reveals two novel subtypes os *Cryptosporidium meleagridis*. **Parasite**, v. 29, n. 50, 2022. Disponível em <<https://doi.org/10.1051/parasite/2022051>>. Acesso em maio 2025.

FERNANDES L N., SOUZA P P., ARAÚJO R S., RAZZOLINI M T P., SOARES R M., SATO M I Z., HACHICH E M., CUTOLO S A., MATTE G R., MATTE M H. Detection of assemblages A and B of *Giardia duodenalis* in water and sewage from São Paulo state, Brazil. **J Water Health**. 2011 Jun;9(2):361-7. Disponível em DOI: 10.2166/wh.2011.098. PMID: 21942200. Acesso em maio 2025.

FERNANDES F D, SAMOEL G V A, GUERRA R R, BRAUNIG P, MACHADO D W N, CARGNELUTTI J F, SANGIONI L A, VOGEL F S F. Five years of the biggest outbreak of human toxoplasmosis in Santa Maria, Brazil: a review. **Parasitol Res**. 2023 Dec 29;123(1):76. Disponível em DOI: 10.1007/s00436-023-08073-1. PMID: 38156993. Acesso em maio 2025.

FERNANDEZ A G, SYMONDS E M, GALLARD-GONGORA J F, MULL B, LUKASIK J O, NAVARRO P R, AGUILAR A B, PERAUD J, ALVARADO D M, CANTOR A, BREITBART M, CAIRNS M R, HARWOOD V. Risk of Gastroenteritis from Swimming at a Wastewater-Impacted Tropical Beach Varies across Localized Scales. **Applied and Environmental Microbiology**. Disponível em DOI: 10.1128/01033-22 (2023). Acesso em maio 2025.

FERREIRA RA, OLIVEIRA AB, RIBEIRO MF, TAFURI WL, VITOR RW. *Toxoplasma gondii*: in vitro and in vivo activities of the hydroxynaphthoquinone 2-hydroxy-3-(1'-propen-3-phenyl)-1,4-naphthoquinone alone or combined with sulfadiazine. **Exp Parasitol**. 2006 Jun;113(2):125-9. Disponível em doi: 10.1016/j.exppara.2005.12.006. Epub 2006 Feb 3. PMID: 16458300. Acesso em maio 2024.

FINOTTI, A. R., FINKLER, R., SILVA M. D'A., CEMIN, G. Monitoramento de recursos hídricos em áreas urbanas. **Educs, Caxias do Sul**, 2009. Disponível em DOI: <https://doi.org/10.5281/zenodo.3874132>. Acesso em abril 2024.

FLORAM, (Florianópolis). **Relatório de fiscalização ambiental No 044/2021**. [S. l.]: Fundação Municipal do Meio Ambiente de Florianópolis, (2021). Acesso em abril 2024.

FRADETTE MS, CULLEY AI, CHARETTE SJ. Detection of *Cryptosporidium* spp. and *Giardia* spp. in Environmental Water Samples: A Journey into the Past and New Perspectives. **Microorganisms**. 2022 Jun 7;10(6):1175. Disponível em doi: 10.3390/microorganisms10061175. PMID: 35744692; PMCID: PMC9228427.

FREITAS, D.; FIORIN, E. Ruin, Resistance and Resilience: a cartography of the Costa da Conceição Lagoa in Florianópolis – SC. *Revista Nacional de Gerenciamento de Cidades*, [s. l.], v. 10, n. 80, 2022. Disponível em: <https://publicacoes.amigosdanatureza.org.br/index.php/gerenciamento_de_cidades/article/view/3342>. Acesso em junho 2025.

FREGONESI B M, SAMPAIO C F, RAGAZZI M F, TONANI K A, SEGURA-MUNOZ S I. *Cryptosporidium* and *Giardia*: challenge in public water supplies. *O mundo da Saúde*, São Paulo. (2012), 36(4), 602-609. Disponível em DOI: <https://doi.org/10.15343/0104-7809.2012364602609>. Acesso em maio 2023.

FOOD AND AGRICULTURAL ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS (FAO). **Yearbook of Fishery Statistics Summary tables (PDF)** (2005). World aquaculture production of fish, crustaceans, molluscs, etc., by principal species in 2005. Disponível em: <<ftp://ftp.fao.org/fi/STAT/summary/a-6.pdf>>. Acesso em abril 2024.

FOOD AND AGRICULTURAL ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS (FAO). **Identificação dos dez principais parasitas transmitidos pelos alimentos**, jul. (2014). Disponível em: <<https://www.fao.org.br/FAOidppta.asp>>. Acesso em abril 2024.

FONSECA A L D'O, BRAGA E S, EICHLER B. Distribuição espacial dos nutrientes inorgânicos dissolvidos e da biomassa fito planctônica no sistema pelágico da Lagoa da Conceição, Santa Catarina, Brasil (Setembro, 2000). **Atlântica, Rio Grande**, v. 24, n. 2, p. 69-83, 2002. Disponível em: <<https://biogeoqmar.paginas.ufsc.br/files/2017/07/Atl%C3%A2ntica-Fonseca-et-al-2002.pdf>> Acesso em abril 2024.

FONSECA A. Efeito da drenagem urbana nas características físico-químicas e biológicas da água superficial na Lagoa da Conceição (Florianópolis, SC, Brasil). **Biotemas**, [s. l.], v. 19, n. 2, p. 7-16, 2006. Disponível em: <<https://periodicos.ufsc.br/index.php/biotemas/article/view/21181>>. Acesso em abril 2024.

FONTES, M. L. S.; CAVELLUCCI, R.; LAURENTI, A.; MACHADO, E. C.; CAMARGO, M. G.; BRANDINI, N. Detection of environmental impact on variations in dissolved nutrients and Chl-a in the Conceição Lagoon, Florianópolis, SC, **Brazil. J. Coast. Res.**, si. 39, p. 1407-1412, 2006. Disponível em: <<https://www.jstor.org/stable/25742986>>. Acesso em junho 2024.

FONTES, M. L. S.; ABREU, P. C. Spatiotemporal Variation of Bacterial Assemblages in a Shallow Subtropical Coastal Lagoon in Southern Brazil. **Microb. Ecol.**, v. 58, n. 1, p. 140-152, 2009. Disponível em: DOI: 10.1007/s00248-008-9454-z. Acesso em junho 2024.

FONTES, M. L. S.; SUZUKI, M. T.; COTTRELL, M. T.; ABREU, P. C. Primary production in a subtropical stratified coastal lagoon--contribution of anoxygenic phototrophic bacteria. **Microb. Ecol.**, v. 61, n. 1, p. 223-237, (2011). Disponível em: DOI: 10.1007/s00248-010-9739-x. Acesso em junho 2024.

FONSECA, A et al. Caracterização física, química e biológica ao longo da coluna d'água sob influência de evento anóxico na Lagoa da Conceição (SC, Brasil). **Anais... IV Congresso Brasileiro de Oceanografia**, 2010, Rio Grande. IV Congresso Brasileiro de Oceanografia, 2010. Acesso em junho 2024.

FRANCO R M B., ROCHA-EBERHARDT R., CANTUSIO NETO R., Occurrence of *Cryptosporidium* oocysts and *Giardia* cysts in raw water from the Atibaia river, Campinas, Brazil. **Rev. Inst. Med. Trop. São Paulo** 43 (2), 109-111, (2001). Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1590/S0036-46652001000200011>>. Acesso em abril 2024.

FREALLE E, EL SAFADI D, CIAN A, AUBRY E, CERTAD G, OSMAN M. Acute Blastocystis associated appendicular peritonitis in a child, Casablanca, Morocco. **Emerg Infect Dis.**, v 21, p. 91-4, (2015). DOI: 10.3201/eid2101.140544. Acesso em junho 2024.

FREITAS, D.; FIORIN, E. Ruin, Resistance and Resilience: a cartography of the Costa da Conceição Lagoa in Florianópolis – SC. **Revista Nacional de Gerenciamento de Cidades**, [s. l.], v. 10, n. 80, 2022. Disponível em: <https://publicacoes.amigosdanatureza.org.br/index.php/gerenciamento_de_cidades/article/view/3342>. Acesso em junho 2025>. Acesso em julho 2023.

FUSARO C, BERNAL J E, BALDIRIS-ÁVILA R, GONZÁLEZ-CUELLO R, CISNEROS-LORDUY J, REALES-RUIZ A, CASTRO-OROZCO R, SARRIA-GUZMÁN Y. Molecular Prevalence and Subtypes Distribution of Blastocystis spp. in Humans of Latin America: A Systematic Review. **Trop. Med. Infect. Dis.** (2024), 9, 38. Disponível em: <<https://doi.org/10.3390/tropicalmed9020038>>. Acesso em julho 2024.

GALEH T M., SARVI S.; MONTAZERI M., MOOSAZADEH M., NAKHAEI M., SHARIATZADEH S A., DARYANI A. Global status of Toxoplasma gondii seroprevalence in rodents: a systematic review and meta-analysis. **Frontiers in Veterinary Science**, v. 7, p. 461, (2020). DOI: 10.3389/fvets.2020.00461. Acesso em junho 2024.

GALLAS-LINDEMANN C, SOTIRIADOU I, MAHMOODI M R, KARANIS P. Detection of *Toxoplasma gondii* DNA in water samples in Germany. **Environmental Science and Pollution Research**, 20(1), 86-99 (2013). DOI: 10.1016/j.actatropica.2012.10.007. Acesso em junho 2024.

GALVANI A T. Quantificação de oocistos de *Toxoplasma gondii* em amostras de águas superficiais no Estado de São Paulo. Dissertação apresentada ao **Programa de Pós-Graduação em Saúde Pública da Faculdade de Saúde Pública para obtenção do título de Mestre em Ciências**, (2016). Disponível em: <<https://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/6/6134/tde-21122016-103103/publico/AnaTerezaGalvani.pdf>>. Acesso em junho 2024.

GARCIA-R JC, HAYMAN DTS. A review and analysis of cryptosporidiosis outbreaks in New Zealand. **Parasitology**. (2023) Jun;150(7):606-611. Disponível em: doi: 10.1017/S0031182023000288. Epub 2023 Mar 20. PMID: 36938817; PMCID: PMC10260297. Acesso em junho 2024.

GARCIA, ANABELLE ARAYA. Diagnóstico ambiental da Lagoa da Conceição e do canal da Barra através de indicadores físico-químicos dos sedimentos de fundo e dos indicadores sócio-ambientais: Florianópolis, Santa Catarina, Brasil. Dissertação (**Mestrado em Engenharia Ambiental**), UFSC, Florianópolis, Santa Catarina 1999. Disponível em: <<http://repositorio.ufsc.br/xmlui/handle/123456789/80691>>. Acesso em junho 2024.

GAZOLA L. Avaliação da água de abastecimento e a prevalência das patologias de veiculação hídrica em uma comunidade no Morro do Quilombo – Florianópolis/SC. (2008). **Trabalho de Conclusão de Curso. Graduação em Engenharia Sanitária e Ambiental**. Universidade Federal de Santa Catarina. Disponível em: <<https://repositorio.ufsc.br/xmlui/handle/123456789/124435>>. Acesso em agosto de 2025.

GBD 2019 Diseases and Injuries Collaborators. Global burden of 369 diseases and injuries in 204 countries and territories, 1990–2019. **Lancet**. 2020;396(10258):1204–22. DOI: 10.1016/S0140-6736(20)30925-9. Acesso em maio 2025.

GDWQ/WHO – World health organization (WHO). **Guidelines for drinking-water quality (GDWQ): Fourth edition incorporating first addendum**. Geneva. (2017). Disponível em: <<https://apps.who.int/iris/handle/10665/254637>>. Acesso em abril 2024.

GESSER K. Influência do meio ambiente nos fatores causais de deficiências humanas na região de Florianópolis/SC. (2006). **Universidade Regional de Blumenau**. Programa de Pós-Graduação em Engenharia Ambiental. Acesso em maio 2025.

GHARPURE R, PEREZ A, MILLER A D, WIKSWO M E, SILVER R, & HLAVSA M. Cryptosporidiosis Outbreaks United States, 2009–2017. **Morbidity and Mortality Weekly Report**, v. 68, n. 25, p. 568, (2019). DOI: 10.15585/mmwr.mm6825a3. Acesso em junho 2024.

GIAMPAOLETTI, J.; SBRANA, A.; MAGNI, P.; GRAVINA, M. F. Macrobenthos of the Tortoli Lagoon: A Peculiar Case of High Benthic Biodiversity among Mediterranean Lagoons. **Diversity**, [s. l.], v. 15, n. 6, p. 783, 2023. DOI: 10.3390/d15060783. Acesso em junho 2024.

GIBSON III C J, HASS C N, ROSE J B. Risk assessment of waterborne protozoa: current status and future trends. **Parasitology**, London, v. 117, n. 7, p. 205-212, Nov, (1999). Acesso em junho 2024.

GOLDFARB F, TANNOWITZ H, GROSSNER R, BONANNO C, KAUFMAND, MA P. Cryptosporidiosis: assessment of chemotherapy of males with acquired immune deficiency syndrome (AIDS). **Morbid. Mortal. Weekly Rep.**, 31 (1982), pp. 589-591. Acesso em março 2024.

GÓMEZ-BAGGETHUN, E. The history of ecosystem services in economic theory and practice: From early notions to markets and payment schemes. **Ecological Economics**, [s.l.], v.69, n. 6, p. 1209–1218, Ap. 2010. Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.ecolecon.2009.11.007>>. Acesso em março 2024.

GÖNENÇ I E, WOLFLIN J P. Coastal Lagoons - Ecosystem Processes and Modeling for Sustainable Use and Development. CRC Press, **Boca Raton**, 523 p. (2004). Acesso em abril 2024.

GÓMEZ-COUSO H, AMAR CF, MCLAUCHLIN J, ARES-MAZÁS E. Characterisation of a *Cryptosporidium* isolate from water buffalo (*Bubalus bubalis*) by sequencing of a fragment of the *Cryptosporidium* oocyst wall protein gene (COWP). **Vet Parasitol.** 2005 Jul 15;131(1-2):139-44. doi: 10.1016/j.vetpar.2005.04.022. PMID: 15935559. Acesso em março 2024.

GÓMEZ-COUSO H, MÉNDEZ-HERMIDA F, ARES-MAZÁS E. Levels of detection of *Cryptosporidium* oocysts in mussels (*Mytilus galloprovincialis*) by IFA and PCR methods. **Veterinary parasitology**, v. 141, n. 1-2, p. 60-65, 2006. DOI: 10.1016/j.vetpar.2006.04.015. Acesso em março 2024.

GRACZYK TK, LEWIS EJ, GLASS G, DASILVA AJ, TAMANG L, GIROUARD AS, CURRIERO FC. Quantitative assessment of viable *Cryptosporidium parvum* load in commercial oysters (*Crassostrea virginica*) in the Chesapeake Bay. **Parasitol Res.** (2007) Jan;100(2):247-53. doi: 10.1007/s00436-006-0261-5. Epub 2006 Aug 8. PMID: 16896650. Acesso em março 2023.

GUILLEMETTE, T. P.; ALBRECHTSEN, H.-J. Microbial indicators for water quality in recirculating shower technology. **Science of the Total Environment**, v. 965, p. 178610, 2025. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2025.178610>. Acesso em março 2024.

GRAYDON, R, C., MEZZACAPO M., BOEHME J., FOLDY S., EDGE T, A., BRUBACHER J., CHAN H, M., DELLINGER M., FAUSTMAN E, M., ROSE J, B., TAKARO T, K. Associations between extreme precipitation, drinking water, and protozoan acute

gastrointestinal illness in four North American Great Lakes cities (2009-2014). **Journal of Water and Health**, [S.l.], v. 20, n. 5, p. 849–861, (2022). DOI: <https://doi.org/10.2166/wh.2022.128>. Acesso em março 2024.

GRIGG M E, BOOTHROYD J C. Rapid identification of virulent type I strains of the protozoan pathogen *Toxoplasma gondii* by PCR-restriction fragment length polymorphism analysis at the B1 gene. **J Clin Microbiol**. (2001) Jan;39(1):398-400. doi: 10.1128/JCM.39.1.398-400.2001. Acesso em maio 2024.

GUARDA, Antônio. Gestão Urbana: Projeção da População Flutuante. **COBRAC - Congresso Brasileiro de Cadastro Técnico Multifinalitário**, 2012. Acesso em maio 2024.

GUITARRARA P. "Energia hidrelétrica"; **Brasil Escola**. Disponível em: <<https://brasilecola.uol.com.br/geografia/energia-hidreletrica.htm>>. Acesso em: 18 junho de 2024.

GUTZEIT C, MAGRI G, CERUTTI A. Intestinal IgA production and its role in host-microbe interaction. **Immunol Rev**. 2014 Jul;260(1):76-85. doi: 10.1111/imr.12189. PMID: 24942683; PMCID: PMC4174397. Acesso em março 2024.

GUY R A, YANTA C A, MUCHAAL K, RANKIN M, THIVIERGE K, LAU R, BOGGILD K. Molecular characterization of *Cryptosporidium* isolates from humans in Ontario, Canada. **Parasites & Vectors**. (2021); 14(1): 1-14. Haghi, M. M., Khorshidvand, Z., Khazaei, S., Foroughi-Parvar. DOI: 10.1186/s13071-020-04546-9. Acesso em março 2024.

GUZMÁN Y S, ROMERO Y C, BERNAL J E, JIMÉNEZ F E G, SILVA N S, FUSARO C. Molecular identification of *Giardia* spp. in Latin America: An updated systematic review on reports from 2017 to 2021. **J Infect Dev Ctries**; 16(3):392-401, (2022). doi:10.3855/jidc.15806 Acesso em março 2024.

HACHICH E M., SATO M I Z., GALVANI A T., MENEGON J R N., MUCCI J L N. *Giardia* and *Cryptosporidium* in source waters of Sao Paulo State, Brazil. **Water Science and Technology**, 50(1), 239–245, (2004). doi:10.2166/wst.2004.0061. Acesso em maio 2024.

HAINES, P.E. ICOLL Management: Strategies for a sustainable future. Broadmeadow NSW: BMT WBM Pty Ltd, 2008. Acesso em maio 2024.

HAJISSA, K., ISLAM, M, A., SANYANG A, M., MOHAMED, Z. Prevalence of intestinal protozoan parasites among school children in Africa: A systematic review and meta-analysis. **PLoS Negl Trop Dis**. v.16(2): e0009971; (2022). DOI: 10.1371/journal.pntd.0009971. Acesso em maio 2024.

HALLIEZ M C, BURET A G. Extra-intestinal and long term consequences of *Giardia duodenalis* infections. **World J Gastroenterol**. v.19; p.8974–85; (2013). DOI: 10.3748/wjg.v19.i47.8974. Acesso em fevereiro 2024.

HAMDY D, EL-BADRY A, ABD EL WAHAB W. Assessment of *Giardia* and *Cryptosporidium* Assemblages/Species and Their Viability in Potable Tap Water in Beni-Suef, Egypt Using Nested PCR/RFLP and Staining. **Iran J Parasitol**. 2019 Jul-Sep;14(3):368-378. PMID: 31673254. Acesso em julho 2023.

HAMMOND-ARYEE, K., ESSER, M., & VAN HELDEN, P. Toxoplasmosis In South Africa-Old Disease In A New Context. **Journal of Natural Sciences Research**, 4(19), 101-105 (2014). Acesso em fevereiro 2024.

HARVEY N & CLARKE B. 21st century reform in Australian coastal policy and legislation. **Marine Policy** 103:27–32 (2019). Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.marpol.2019.02.016>>. Acesso em fevereiro 2024.

HAAS C N, ROSE J B, GERBA C P. Quantitative Microbial Risk Assessment. New York: **John Wiley & Sons**, 2014. Acesso em fevereiro 2024.

HAUGLAND R A. Comparison of multiplexed PCR assays for detection of human pathogens in water. **Applied and Environmental Microbiology**, 71(8), 5112-5116 (2005). PMCID: PMC7162222. PMID: 24308853. Acesso em fevereiro 2024.

HC - HEALTH CANADA. **Guidelines for Canadian recreational water quality 3 ED**. Ontario: Health Canada (2012). 161 p. Disponível em: <<https://healthycanadians.gc.ca/publications/healthy-living-vie-saine/water-recreational-eua/alt/pdf/water-recreational-recreative-eua-eng.pdf>>. Acesso em fevereiro 2024.

HC - HEALTH CANADA. **Guidelines for Canadian recreational water quality**. His Majesty the King in Right of Canada, as represented by the Minister of Health, 978-0-660-70523-1, 230815 (2024). Acesso em fevereiro 2025.

HELMY Y A, HAFEZ H M. Cryptosporidiosis: from prevention to treatment, a narrative review. **Microorganisms**. 10, 12, (2022). Disponível em: <<https://doi.org/10.3390/microorganisms10122456>>. Acesso em junho 2024.

HERMABESSIERE L. et al. Occurrence and effects of plastic additives on marine environments and organisms: A review. **Chemosphere**, [s. l.], v. 182, p. 781–793, (2017). DOI: 10.1016/j.chemosphere.2017.05.096. Acesso em fevereiro 2024.

HERNANDEZ-CASTRO C, DASHTI A, VUSIRIKALA A, BALASEGARAM S, KOSTER P C, BAILO B, IMANA E, LOPEZ A, LLORENTE M T, GONZ'ALEZ-BARRIO D, S'ANCHEZ S, CARMENA D. Prevalence and temporal dynamics of *Cryptosporidium* spp., *Giardia duodenalis*, and *Blastocystis* sp. among toddlers attending day-care centres in Spain. A prospective molecular-based longitudinal study. **Eur. J. Pediatr.** 182 (1), 213–223, (2023). Disponível em: <<https://doi.org/10.1007/s00431-022-04662-x>>. Acesso em junho 2024.

HEYWORTH M F. *Giardia duodenalis* genetic assemblages and hosts. **Parasite**, v. 23, (2016). DOI: 10.1051/parasite/2016013. Acesso em fevereiro 2024.

HLAVSA M. C. Outbreaks associated with treated recreational water – United States, 2015–2019. **American Journal of Transplantation** 21 (7), 2605–2609. (2021). Disponível em: <https://doi.org/10.1111/ajt.16037>. Acesso em: 21 abr. 2024.

HOLLAND GN. Ocular toxoplasmosis: a global reassessment. Part I: epidemiology and course of disease. **Am J Ophthalmol.** 2003 Dec;136(6):973-88. doi: 10.1016/j.ajo.2003.09.040. PMID: 14644206. Acesso em fevereiro 2024.

HORÁČKOVÁ V, VOLEMAN L, HAGEN KD, PETRŮ M, VINOPALOVÁ M, WEISZ F, JANOWICZ N, MARKOVÁ L, MOTYČKOVÁ A, NAJDROVÁ V, TŮMOVÁ P, DAWSON SC, DOLEŽAL P. Efficient CRISPR/Cas9-mediated gene disruption in the tetraploid protist *Giardia intestinalis*. **Open Biol.** 2022 Apr;12(4):210361. doi: 10.1098/rsob.210361. Epub 2022 Apr 27. PMID: 35472287; PMCID: PMC9042576. Acesso em fevereiro 2024.

HORČIČKOVÁ M, ČONDLOVÁ Š, HOLUBOVÁ N, SAK B, KVĚTOŇOVÁ D, HLÁSKOVÁ L. Diversity of *Cryptosporidium* in common voles and description of *Cryptosporidium alticolis* sp. n. and *Cryptosporidium microti* sp. n. (Apicomplexa: Cryptosporidiidae). **Parasitology**, (2019); 146(2): 220-233. DOI: 10.1017/S0031182018001142. Acesso em fevereiro 2024.

HOSSAIN J, POWELL H, SOW O, OMORE R, ROOSE A, JONES M, ZAMAN A, BADJI H, SARWAR G, KASUMBA N, ONWUCHEKWA U, DOH S, AWUOR O, OCHIENG B, VERANI R, LIU J, TENNANT M, NASRIN D, JAMKA P, LIANG Y, HOWIE C, ANTONIO M, HOUPPT R, KOTLOFF L. Clinical and epidemiologic features of *Cryptosporidium*-associated diarrheal disease among Young children living in Sub-Saharan Africa: the vaccine impact on Diarrhea in Africa (VIDA) study. **Clin. Infect. Dis.** 76 (1), S97–105.(2023). Disponível em: <https://doi.org/10.1093/cid/ciad044>. Supplement_. Acesso em 10 junho 2024.

HOSEINZADEH, E.; ROSTAMIAN, A.; RAZAGHI, M.; WEI, C. Waterborne Transmission of Protozoan Parasites: A Review of Water Resources in Iran - an Update 2020. **Desalination And Water Treatment** 2021, 213, 91–105. Disponível em: <<https://doi.org/10.5004/dwt.2021.26678>>. Acesso em fevereiro 2024.

HOTEZ P J, BRINDLEY P J, BETHONY J M, KING C H. *et al.* Helminth infections the greatd neglected tropical diseases, **J Clin Invest**, v. 118, n. 4, p. 1311-1321, Apr (2008). DOI: 10.1172/JCI34261. Acesso em abril 2024.

HOWE D K. *et al.* Determination of genotypes of *Toxoplasma gondii* strains isolated from patients with toxoplasmosis. **Journal of Clinical Microbiology**, 35: 1.411-1.414, (1997). DOI: 10.1128/jcm.35.6.1411-1414.1997. Acesso em fevereiro 2024.

HOWE D K & SIBLEY L D. *Toxoplasma gondii* comprises three clonal lineages: correlation of parasite genotype with human disease. **The Journal of Infectious Diseases**, 172: 1.561-1.566, (1995). DOI: 10.1093/infdis/172.6.1561. Acesso em fevereiro 2024.

HUANG D B, WHITE A C. An updated review on *Cryptosporidium* and *Giardia*. **Gastroenterology Clinics**, v. 35, n. 2, p. 291-314, (2006). DOI: 10.1016/j.gtc.2006.03.006. Acesso em fevereiro 2024.

HUANG SY, CONG W, ZHOU P, ZHOU DH, WU SM, XU MJ, ZOU FC, SONG HQ, ZHU XQ. First report of genotyping of *Toxoplasma gondii* isolates from wild birds in China. **J Parasitol.** 2012 Jun;98(3):681-2. doi: 10.1645/GE-3038.1. Epub 2012 Jan 20. PMID: 22263675. Acesso em fevereiro 2025.

HUANG J, CHEN M, HE Y, CHEN H, HUANG M, LI N, RYAN U, KVA C M, FENG Y, XIAO L, GUO Y. *Cryptosporidium equi* n. sp. **Int. J. Parasitol.** (2023) Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2023.02.008>>. Acesso em 10 junho 2024.

HUEY C S, MAHDY M A, AL-MEKHLAFI H M, NASR N A, LIM Y A, MAHMUD R, SURIN J. Multilocus genotyping of *Giardia duodenalis* in Malaysia. **Infect. Genet. Evol.** 17, 269–276. (2013). DOI: 10.1016/j.meegid.2013.04.013. Acesso em junho 2024.

IBGE. Atlas geográfico das zonas costeiras e oceânicas do Brasil. Rio de Janeiro: **IBGE**, (2011). E-book. Disponível em: <<https://biblioteca.ibge.gov.br/visualizacao/livros/liv55263.pdf>>. Acesso em janeiro 2025.

IMA – Biodiversidade. Disponível em: <<https://www.ima.sc.gov.br/index.php/biodiversidade/unidades-de-conservacao/>>. (2024). Acesso em janeiro 2025.

IMA – Balneabilidade. Disponível em: <<https://balneabilidade.ima.sc.gov.br/>>. Acesso em janeiro (2025).

INFORME EPIDEMIOLÓGICO N°03/2023. Situação epidemiológica das doenças de transmissão hídrica e alimentar (DTHA) em Santa Catarina. SUS, DIVE, SUV, Governo de Santa Catarina, Secretaria da Saúde.

INFORME EPIDEMIOLÓGICO N°11/2025. Situação epidemiológica das doenças de transmissão hídrica e alimentar (DTHA) em Santa Catarina. SUS, DIVE, SUV, Governo de Santa Catarina, Secretaria da Saúde.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA – IBGE. Pesquisa Nacional de Saúde de 2019. Rio de Janeiro, (2020). Acesso em abril 2025.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA - IBGE | CENSO 2010. [S. l.], (2010). Disponível em: <<https://censo2010.ibge.gov.br/>>. Acesso em abril 2025.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA - IBGE, (2022). Instituto Brasileiro de Geografia Estatística - **Panorama de Florianópolis**. Disponível em: <<https://cidades.ibge.gov.br/brasil/sc/florianopolis/panorama>>. Acesso em abril 2025.

INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA - IBGE, (2024). Instituto Brasileiro de Geografia Estatística – **Panorama**. Disponível em: <<https://cidades.ibge.gov.br/brasil/panorama>>. Acesso em maio 2025.

INSTITUTO TRATA BRASIL. Benefícios econômicos e sociais da expansão do saneamento no Brasil. São Paulo, novembro de (2022). Acesso em maio 2025.

JACKSON JB, KIRBY MX, BERGER WH, BJORNDAL KA, BOTSFORD LW, BOURQUE BJ, BRADBURY RH, COOKE R, ERLANDSON J, ESTES JA, HUGHES TP, KIDWELL S, LANGE CB, LENIHAN HS, PANDOLFI JM, PETERSON CH, STENECK RS, TEGNER MJ, WARNER RR. Historical overfishing and the recent collapse of coastal ecosystems. **Science**. (2001) Jul 27;293(5530):629-37. doi: 10.1126/science.1059199. PMID: 11474098. Acesso em setembro 2024.

JANN H W, CASTRO M J C, COSTA J V B, ALENCAR A C M B, PERALTA J M, PERALTA R H S. Prevalence of human cryptosporidiosis in the Americas: systematic review

and meta-analysis. **Rev Inst Med Trop São Paulo**. 64: e 70 (2022). Disponível em: <<https://doi.org/10.1590/S1678-9946202264070>>. Acesso em setembro 2024.

JAVANMARD E, NIYYATIA M, GHASEMI E, MIRJALALI H, ASADZADEH A H, ZALI M R. Impacts of human development index and climate conditions on prevalence of *Blastocystis*: A systematic review and meta-analysis. **Acta Trop.**, v. 185, p. 193-203, Epub, 24 May (2018). 10.1016/j.actatropica.2018.05.014. Acesso em abril 2024.

JAVANMARD E, NIYYATI M, GHASEMI E, GHASEMI M, MIRJALALI H, PREVALENCE M. Molecular prevalence and subtype distribution of *Blastocystis* sp. in treated wastewater and its correlation with public health in Tehran, Iran. **Journal of Water and Health**, 17(4), 568-576 (2019). 10.2166/wh.2019.045. Acesso em abril 2024.

JEFFS E, WILLIMAN J, MARTIN N, BRUNTON C, WALLS T. The epidemiology of non-viral gastroenteritis in New Zealand children from 1997 to 2015: an observational study. **BMC Public Health**. (2019) Jan 5;19(1):18. doi: 10.1186/s12889-018-6229-4. PMID: 30611241; PMCID: PMC6321731. Acesso em maio 2025.

JENKINS M B, BOWMAN D, FOGARTY E A, GHIORSE W C. *Cryptosporidium parvum* oocyst inactivation in three soil types at various temperatures and water potentials, **Soil Biology and Biochemistry**, v 34, i 8, p. 1101-1109, ISSN 0038-0717, (2002). [https://doi.org/10.1016/S0038-0717\(02\)00046-9](https://doi.org/10.1016/S0038-0717(02)00046-9). Acesso em maio 2024.

JENSEN K H, REFSGAARD J C. Hobe: The Danish Hydrological Observatory. **Vadose Zone Journal** v.17, i 1, p 1-2 (2018). Disponível em: <<https://doi.org/10.2136/vzj2018.03.0059>>. Acesso em maio 2025.

JEX A R, SMITH H V, MONIS P T, CAMPBELL B E, GASSER R B. *Cryptosporidium* biotechnological advances in the detection, diagnosis and analysis of genetic variation. **Biotechnology Advances**. (2008); 26(4): 304-317. DOI: 10.1016/j.biotechadv.2008.02.003. Acesso em maio 2025.

Jl, L., ZHANG, H., WANG, Z. Temperature alters bacterial community structure in sediment of mountain stream. **Sci Rep** 14, 31159 (2024). <https://doi.org/10.1038/s41598-024-82497-2>. Acesso em maio 2024.

JIMÉNEZ P A, JAIMES J E, RAMÍREZ J D. A summary of *Blastocystis* subtypes in North and South America. **Parasites Vectors**, v. 12, n. 1, p. 376, 29 Jul (2019). Disponível em: <<https://doi.org/10.1186/s13071-019-3641-2>>. Acesso em abril 2024.

JINATHAM V, MAXAMHUD S, POPLUECHAI S, TSAOUSIS AD AND GENTEKAKI E. *Blastocystis* One Health Approach in a Rural Community of Northern Thailand: Prevalence, Subtypes and Novel Transmission Routes. **Front. Microbiol.** 12:746340 (2021). Disponível em: doi: 10.3389/fmicb.2021.746340. Acesso em abril 2024.

JINATHAM V, NONEBUDSRI C, WANDEE T, POPLUECHAI S, TSAOUSIS A D, GENTEKAKI E. *Blastocystis* in tap water of a community in northern Thailand, **Parasitology International**, v 91, 102624, (2022). Disponível em: doi.org/10.1016/j.parint.2022.102624. Acesso em abril 2024.

JOHNSON D C, REYNOLDS K A, GERBA C P, PEPPER I L, ROSE J B. Detection of *Giardia* and *Cryptosporidium* in marine waters. **Wat. Sci. Tech.** 31: 439- 442, (1995). Disponível em: < [https://doi.org/10.1016/0273-1223\(95\)00308-A](https://doi.org/10.1016/0273-1223(95)00308-A)>. Acesso em abril 2024.

JONES J L, DUBEY J P. Waterborne toxoplasmosis – recent developments. **Experimental Parasitology**, San Diego, v.124, n.1, p 10-25, jan (2010). DOI: 10.1016/j.exppara.2009.03.013. Acesso em abril 2024.

JONHSTON S P, BALLARD M, BEACH M J, CAUSER L, WILKINS P. Evolution of tree commercial assays for detection of *Giardia* and *Cryptosporidium* organisms in fecal specimens. **Journal Clinical Microbiology**; v. 41; p. 623-626; (2003). DOI: 10.1128/JCM.41.2.623-626.2003. Acesso em abril 2024.

KAESEMODEL D C. Prevalência da soropositividade da toxoplasmose nas gestantes da maternidade do Hospital Universitário da UFSC. **Trabalho de Conclusão de Curso**. (2001). Universidade Federal de Santa Catarina. Curso de Graduação em Medicina. Acesso em setembro 2024.

KADER, SHURAIK; RAIMI, MORUFU OLALEKAN; SPALEVIC, VELIBOR; IYINGIALA, AUSTIN-ASOMEJI; BUKOLA, RAHEEM WALIYAT; JAUFER, LIZNY; and BUTT, TALIB E. (2023) "A concise study on essential parameters for the sustainability of Lagoon waters in terms of scientific literature," **Turkish Journal of Agriculture and Forestry**: Vol. 47: No. 3, Article 3. <https://doi.org/10.55730/1300-011X.3087>. Acesso em maio 2024.

KALAVANI S, MATIN S, RAHMANIAN V, MESHKIN A, TAGHIPOUR A, ABDOLI A. Prevalence of *Giardia duodenalis* among Asian children: a systematic review and meta-analysis. **Int Health**. Mar 4;16(2):133-143 (2024). Disponível em: 10.1093/inthealth/ihad037. PMID: 37204774; PMCID: PMC10911531. Acesso em maio 2025.

KARAMAN U, KOLOREN Z, SEFEROGLU O, AYAZ E, DEMIREL E. Presence of Parasites in Environmental waters in Samsun and its districts. **Turkiye parazitolojii dergisi**, v41, 19, 21 (2017). Disponível em: 10.5152/tpd.2017.3574. Acesso em maio 2025.

KARANIS P, KOURENTI C, SMITH H. Waterborne transmission of protozoan parasites: A worldwide review of outbreaks and lessons learnt. **J Water Health** (2007) 5 (1): 1–38. <https://doi.org/10.2166/wh.2006.002>. Acesso em abril 2024.

KARANIS P. The impact of the waterborne transmission of *Toxoplasma gondii* and analysis efforts for water detection: An overview and update. **Environmental Science and Pollution Research**, v. 20, n. 1, p. 86–99, (2013). 10.1007/s11356-012-1177-5. Acesso em maio 2025.

KARSHIMA S N, KARSHIMA M N. Epidemiology of *Cryptosporidium* Infections among People Living with HIV/AIDS in Nigeria: Results of Systematic Review and Meta-analysis. **Acta Parasitologica**. (2021); 66(1): 60-74. DOI: 10.1007/s11686-020-00253-8. Acesso em maio 2024.

KAUSHAL SS, REIMER JE, MAYER PM, SHATKAY RR, MAAS CM, NGUYEN WD, BOGER WL, YACULAK AM, DOODY TR, PENNINO MJ, BAILEY NW, GALELLA JG, WEINGRAD A, COLLISON DC, WOOD KL, HAQ S, JOHNSON TAN, DUAN S, BELT

KT. Freshwater Salinization Syndrome Alters Retention and Release of 'Chemical Cocktails' along Flowpaths: from Stormwater Management to Urban Streams. **Freshw Sci.** (2022) Sep 1;41(3):420-441. doi: 10.1086/721469. PMID: 36213200; PMCID: PMC9533665. Acesso em maio 2025.

KAUPPINEN A, AL-HELLO H, ZACHEUS O, KILPONEN J, MAUNULA L, HUUSKO S, LAPPALAINEN M, MIETTINEN I, BLOMQVIST S, RIMHANEN-FINNE R. Increase in outbreaks of gastroenteritis linked to bathing water in Finland in summer 2014. **Eurosurveillance**, 22, 1–8 (2017). DOI: 10.2807/1560-7917.ES.2017.22.8.30470. Acesso em maio 2025.

KEENIHAN S H, SCHETTERS T, TAVERNE J. Toxoplasmosis in Brazil. **Trends Parasitol.** 18, 203–204 (2002). Disponível em: <<https://journals.asm.org/doi/full/10.1128/aem.70.7.4035-4039.2004#core-R22-1>>. Acesso em abril 2024.

KENNISH, M.J.; PAERL, H.W. Coastal lagoons: critical habitats of environmental change. New York: **CRC Press**, 2010. E-book. DOI:10.1201/EBK1420088304-c1. Disponível em: <http://www.sisal.unam.mx/labeco/LAB_ECOLOGIA/OF_files/Coastal%20Lagoons%20-%20Critical%20%20Habitats%20of%20Environmental%20Change.pdf>. Acesso em abril 2024.

KHALIL I, TROEGER C, RAO P, BLACKER B, BROWN A, BREWER T, COLOMBARA D, et al. Morbidity, mortality, and long-term consequences associated with diarrhoea from *Cryptosporidium* infection in children younger than 5 years: a meta-analyses study, **The Lancet Global Health**, V 6, I 7, (2018), e758-e768, ISSN 2214-109X. Disponível em: <[https://doi.org/10.1016/S2214-109X\(18\)30283-3](https://doi.org/10.1016/S2214-109X(18)30283-3)>. Acesso em maio 2025.

KHAN S, CHANG L. Diagnosis and management of IBS. **Nat Rev Gastroenterol Hepatol**; v. 7(10); p. 565–81, (2010). 10.1038/nrgastro.2010.137. Acesso em abril 2024.

KHAN A, SHAIK Z. S, GRIGG M E. Genomics and molecular epidemiology of *Cryptosporidium* species. **Acta tropica**, v. 184, p. 1-14, (2018). 10.1016/j.actatropica.2017.10.023. Acesso em abril 2024.

KHAN S M, WITOLA W H. Past, current, and potential treatments for cryptosporidiosis in humans and farm animals: a comprehensive review. **Front. Cell Infect. Microbiol.** 13, 1115522, (2023). Disponível em: <https://doi.org/10.3389/fcimb.2023.1115522>. Acesso em maio 2025.

KHANT, N, A.; LUMONGSOD, R, M.; SAN, A.; MOON, J.; NAMKOONG, S.; KIM, H. Navigating the complex landscape of waterborne disease research. **Journal of Water & Health**, v. 23, n. 2, 168 (2025). Disponível em: doi: 10.2166/wh.2025.280. Acesso em maio 2025.

KHILCHEVSKYI V. Recreational aquatic environment quality assessment: global trends, WHO guidelines, EU bathing water directive. **Hydrology, hydrochemistry and hydroecology** (2021). Disponível em: <<https://doi.org/10.17721/2306-5680.2021.4.1>>. Acesso em maio 2025.

KHODAPARAST, M., SHARLEY, D., MARSHALL, S. *et al.* Advances in point-of-care and molecular techniques to detect waterborne pathogens. *npj Clean Water* 7, 74 (2024). Disponível em: <https://doi.org/10.1038/s41545-024-00368-9>. Acesso em maio 2025.

KNOPPERS, B. A.; OPITZ, S. S.; SOUZA, M. P.; MIGUEZ, C. F. The spatial distribution of particulate organic matter and some physical and chemical water properties in Conceição Lagoon; Santa Catarina, Brazil (July 19, 1982). *Arq. Biol. Tecnol.*, v. 27, n. 1, p. 59-77, 1984. Acesso em setembro 2024.

KHORSHIDVAND Z, KHAZAEI S, AMIRI M R, TAHERKHANI H, MIRZAEI A. Worldwide prevalence of emerging parasite *Blastocystis* in immunocompromised patients: A systematic review and meta-analysis. *Microbial Pathogenesis*, v. 152, (2021). DOI: 10.1016/j.micpath.2020.104615. Acesso em abril 2024.

KIM KT, SEO MG. Molecular epidemiology of *Toxoplasma gondii* in cattle in Korea. *Parasites Hosts Dis*;61(2):210-215(2023). Disponível em: <https://doi.org/10.3347/PHD.23016>. Acesso em setembro 2024.

KIM M, RUEDA L, PACKHAM A, MOORE J, WUERTZ S, SHAPIRO K. Molecular detection and viability discrimination of zoonotic protozoan pathogens in oysters and seawater. *International Journal of Food Microbiology* 407 110391 (2023). Disponível em: doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2023.110391. Acesso em maio 2025.

KING B J, KEEGAN A R, MONIS P T, SAINT C P. Environmental temperatures controls *Cryptosporidium* oocysts metabolic rate and associated retention of infectivity. *Appl. Environ. Microbiol.* 71: 3848-3857, (2005). Disponível em: 10.1128/AEM.71.7.3848-3857.2005. Acesso em abril 2024.

KING, B. J.; MONIS, P. T. Critical processes affecting *Cryptosporidium* oocyst survival in the environment: A review. *Water Research*, v. 39, n. 19, p. 4357–4367, (2006). DOI 10.1017/S0031182006001491. Acesso em abril 2024.

KING P, TYLER K M, HUNTER P R. Anthroponotic transmission of *Cryptosporidium parvum* predominates in countries with poorer sanitation: a systematic review and meta-analysis. *Parasitol. Vectors* 12, 16, (2019). DOI 10.1186/s13071-018-3263-0. Acesso em abril 2024.

KJERFVE, B. Chapter 1 Coastal Lagoons. [s. l.], v. 60, p. 1–8, (1994). Acesso em abril 2024.

KJERFVE, B.; MAGILL, K. E. Geographic and hydrodynamic characteristics of shallow coastal lagoons. *Marine Geology*, [s. l.], v. 88, n. 3–4, p. 187–199, (1989). Acesso em abril 2024.

KOEHLER A V, JEX A R, HAYDON S R, STEVENS M A, GASSER R B. Giardia/giardiasis A perspective on diagnostic and analytical tools. *Biotechnology Advances*. V.32 (2); p. 280-289; (2014). DOI: 10.1016/j.biotechadv.2013.10.009. Acesso em abril 2024.

KOLOREN Z, DEMIREL E. Investigation on *Toxoplasma gondii* in Surface and Drinking Water of the Black Sea. *Journal of Applied Biological Sciences*, 7(2), 10-13 (2013). Acesso em maio 2024.

KOLOREN Z, KUTLU T, DEMIR A D, AYDIN A S, AK M. Detection of *Blastocystis* sp. from environmental water sources using PCR and sequencing methods. **Journal of Water and Health**, 16(6), 962-971 (2018). Acesso em maio 2024.

KOOMPAPONG K N, SUTTHIKORNCHAI C, SUKTHANA Y. *Cryptosporidium* oocyst detection in water samples: flotation technique enhanced with immunofluorescence is as effective as immunomagnetic separation method. **The Korean Journal of Parasitology**, 47(4), 353-357 (2009). PMCID: PMC2788713 PMID: 19967082. Acesso em maio 2024.

KORAJKIC A, MCMINN B R, HARWOOD V J. Relationships between Microbial Indicators and Pathogens in Recreational Water Settings. **Int. J. Environ. Res. Public Health**, 15, 2842, (2018). DOI: 10.3390/ijerph15122842. Acesso em maio 2024.

KOTLOFF K, NATARO J, BLACKWELDER W, NASRIN D, FARAG T, PANCHALINGAM S, WU Y, SOW S, SUR D, et al. Burden and an etiology of diarrhoeal disease in infants and young children in developing countries (the Global Enteric Multicenter Study, GEMS): a prospective, case-control study. **The Lancet**, V 382, I 9888 (2013), 209-222, 0140-6736. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/S0140-6736\(13\)60844-2](https://doi.org/10.1016/S0140-6736(13)60844-2). Acesso em abril 2024.

KOURENTI C, KARANIS P. Evaluation and Applicability of a Purification Method Coupled with Nested PCR for the Detection of *Toxoplasma* Oocysts in Water. **Lett. Appl. Microbiol.** (2006), 43, 475–481. DOI: 10.1111/j.1472-765X.2006.02008.x Acesso em maio 2024.

KRAVETZ J D & FEDERMAN D G. Toxoplasmosis in pregnancy. **Association of Professors of Medicine**, 118: 212-216, (2005). DOI: 10.1016/j.amjmed.2004.08.023. Acesso em setembro 2024.

KUMARASAMY V, RAJAMANIKAM A, ANBAZHAGAN D, ATROOSH W M, AZZANI M, SUBRAMANIYAN V, ABDULLAH S R. Systematic Review and Meta-Analysis: Epidemiology of Human *Blastocystis* spp. Infection in Malaysia. **Trop. Med. Infect. Dis**, 8, 415 (2023). Disponível em: <https://doi.org/10.3390/tropicalmed8080415>. Acesso em setembro 2024.

KUNSTLER, J. Surcinq protozoaires parasites nouveau. **C. R. Soc. Biol. Ses Filial**. V.95; p.347–349; (1882). Disponível em: < <https://www.parasite-journal.org/articles/parasite/pdf/1952/04/parasite1952274p421.pdf> >. Acesso em abril 2024.

LALLE M, POZIO E, CAPELLI G, BRUSCHI F, CROTTI D, CACCIÒ SM. Genetic heterogeneity at the beta-giardin locus among human and animal isolates of *Giardia duodenalis* and identification of potentially zoonotic subgenotypes. **Int J Parasitol.** (2005) Feb;35(2):207-13. doi: 10.1016/j.ijpara.2004.10.022. Epub 2004 Dec 15. Acesso em novembro 2024.

LALLE M, BRUSCHI F, CASTAGNA B, CAMPA M, POZIO E, CACCIÒ S M. High genetic polymorphism among *Giardia duodenalis* isolates from Sahrawi children, **Transactions of The Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, Volume 103, Issue 8, August (2009), Pages 834–838, <https://doi.org/10.1016/j.trstmh.2009.04.017>. Acesso em novembro 2024.

LALLE M, HANEVIK K. Treatment-refractory giardiasis: challenges and solutions. **Infect Drug Resist**, v. 11, p. 1921-1933, (2018). DOI: 10.2147/IDR.S141468. Acesso em abril 2024.

LANATA C. Studies of food hygiene and diarrhoeal disease. **International Journal of Environmental Health Research** 13 (sup1), S175–S183. (2003). doi:10.1080/0960312031000102921. Acesso em maio 2024.

LANE S, LLOYD D. Current trends in research into the waterborne *Giardia*. **Crit. Rev. Microbiol.** 28 (2): 123-147, (2002). DOI: 10.1080/1040-840291046713. Acesso em abril 2024.

LARANCE, S.; WANG, J.; DELAVAR, M.A.; FAHS, M. Assessing Water Temperature and Dissolved Oxygen and Their Potential Effects on Aquatic Ecosystem Using a SARIMA Model. **Environments** (2025), 12, 25. <https://doi.org/10.3390/environments12010025>. Acesso em maio 2025.

LEAL D A G, PEREIRA M A, FRANCO R M B, BRANCO N, CANTUSIONETO R. First report of *Cryptosporidium* pp. oocysts in oysters (*Crassostrea rhizophorae*) and cockles (*Tivela mactroides*) in Brazil. **Journal of Water and Health**, 6: 527-532, (2008). DOI: 10.2166/wh.2008.065. Acesso em maio 2024.

LEAL D A G. Avaliação da contaminação de ostras (*Crassostrea rhizophorae*) por espécies de *Cryptosporidium* e *Giardia* em um ambiente de estuário do litoral de São Paulo. (2008). **Dissertação (Mestrado em Parasitologia) - Universidade Estadual de Campinas, São Paulo**, (2008). Acesso em maio 2024.

LEAL D A G, RAMOS A P D, SOUZA D S M, DURIGAN M, GREINERT GOULART J A, MORESCO V, AMSTUTZ R C, MICOLI A H, CANTUSIONETO R, BARARDI C R M, FRANCO R M B. Sanitary Quality of edible bivalve mollusks in Southeastern Brazil using na UV based depuration system. **Ocean. Coast. Manag.** 72: 93-100, (2013). Acesso em maio 2024.

LEAL D A G Monitoramento de *Giardia duodenalis* e *Cryptosporidium* spp. na cadeia produtiva de ostras (*Crassostrea brasiliiana*), depuradas para o consumo humano no complexo estuário - lagunar de Cananéia, São Paulo. Tese (**Doutorado em Parasitologia**) - **Universidade Estadual de Campinas, São Paulo**, (2013). Acesso em maio 2024.

LEAL D A G, SOUZA D S M, CAUMO K S, FONGARO G, PANATIERI L F, DURIGAN M, FRANCO R M B. **Genotypic characterization and assessment of infectivity of human waterborne pathogens recovered from oysters and estuarine Waters in Brazil.** **Water Research**, v.137, p.273-280, (2018) a. 10.1016/j.watres.2018.03.024. Acesso em maio 2024.

LEAL D A G, SCHERER G S, MOREIRA N M. **Avaliação microbiológica da água para consumo humano em fronteira brasileira – Foz do Iguaçu.** In: 4º Congresso Paranaense de Saúde Pública / Coletiva. Curitiba, Paraná, (2018) b. Acesso em maio 2024.

LEAL D A G, GOULART J A G, BONATTI T R, ARAÚJO R S, JÚNIOR J A J, SHIMADA M K, GONÇALVES G H P, RORATTO P A, SCHERER G S. A two-year monitoring of *Cryptosporidium* spp. oocysts and *Giardia* spp. cysts in freshwater and seawater: A complementary strategy for measuring sanitary patterns of recreational tropical coastal areas from Brazil. **Regional Studies in Marine Science**, 70, 103356 (2024). Acesso em maio 2025.

LEAV, B. A. MACKAY, M. R., ANYANWU, A., O'CONNOR, R. M., CEVALLOS, A. M., KINDRA, G., WARD, H. D. Analysis of sequence diversity at the highly polymorphic

Cpgp40/15 locus among *Cryptosporidium* isolates from human 116 immunodeficiency virus-infected children in South Africa. **Infection and immunity**, v. 70, n. 7, p. 3881-3890, (2002). Acesso em setembro 2024.

LEE I L, ANUAR T S, SALLEH F M, MOKTAR N. Molecular Detection and Subtyping of *Blastocystis* in Drinking Water and Environmental Water Sources. **Parasites & Vectors**, 12, 456 (2019). DOI: 10.1016/j.actatropica.2017.12.029. Acesso em julho 2024.

LEE A Z. Análise da evapotranspiração real para a bacia da lagoa da conceição, em Florianópolis - sc, com produtos de imagens Landsat 8 e 9. Trabalho de Conclusão de Curso submetido ao curso de **Engenharia Sanitária e Ambiental do Centro Tecnológico** da Universidade Federal de Santa Catarina (2023). Disponível em: <https://repositorio.ufsc.br/bitstream/handle/123456789/248500/TCC_amandalee_assinado.pdf?sequence=1&isAllowed=y>. Acesso em maio 2025.

LÉGERET C, RUTTIMANN C, FURLANO R I, RUF T, POPPERT S, FANKHAUSER H, KOHLER H. *Blastocystis* in Swiss children: a practical approach. **European Journal of Pediatrics**. V. 179, p. 979–984 (2020). DOI: 10.1007/s00431-020-03599-3. Acesso em maio 2024.

LEITSCH D. Drug resistance in the microaerophilic parasite *Giardia lamblia*. **Current Tropical Medicine Reports**, 2(3), 128-135 (2015). PMCID: PMC4523694 PMID: 26258002. Acesso em maio 2024.

LEMES DA SILVA, A. L.; MACEDO-SOARES, L. C. P.; et al. Changes in functional diversity of aquatic invertebrates across urbanization levels in a coastal island, Brazil. **Hydrobiologia**, 2024. Disponível em: <<https://link.springer.com/article/10.1007/s10750-024-05490-w>>. Acesso em maio 2025.

LEUNG A K, LEUNG A, WONG A H, SERGI C M, KAM J K. Giardiasis: an overview. **Recent Patents on Inflammation & Allergy Drug Discovery**, v. 13, n. 2, p. 134-143, (2019). DOI: 10.2174/1872213X13666190618124901. Acesso em abril 2024.

LEVINE N D. The Protozoan Phylum Apicomplexa. **Boca Raton**: CRC Press, 2v, (1988). Acesso em fevereiro 2024.

LI J, WANG H, WANG R AND ZHANG L. *Giardia duodenalis* infections in humans and other animals in China. **Frontiers in Microbiology** 8, 2004, (2017). doi.org/10.3389/fmicb.2017.02004. Acesso em maio 2024.

LI X-M, GENG H-L, WEI Y-J, YAN W-L, LIU J, WEI X-Y, ZHANG M, WANG X-Y, ZHANG X-X, LIU G. Global prevalence and risk factors of *Cryptosporidium* infection in Equus: A systematic review and meta-analysis. *Front. Cell. Infect. Microbiol.* 12:1072385 (2022). Disponível em: <https://doi.org/10.3389/fcimb.2022.1072385>. Acesso em maio 2025.

LI J, QIN H, LI X, ZHANG L. Role of rodents in the zoonotic transmission of giardiasis. **One Health** 16 (100500), (2023). Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.onehlt.2023.100500>. Acesso em maio 2025.

LI W, YE J, GAO X, ZHANG Y, LI Y AND LI H. Integrated ecological quality assessment of the sea area adjacent to the Yellow River estuary under multiple pollutants. **Front. Mar. Sci.** 12:1542611, (2025), doi: 10.3389/fmars.2025.1542611. Acesso em maio 2025.

LIGDA P, CLAEREBOU E, KOSTOPOULOU D, ZDRAGAS A, CASAERT S, ROBERTSON L J, SOTIRAKI S. *Cryptosporidium* and *Giardia* in surface water and drinking water: Animal sources and towards the use of a machine-learning approach as a tool for predicting contamination. **Environmental Pollution**, 114766 (2020). doi:10.1016/j.envpol.2020.114766. Acesso em abril 2024.

LIMA, V. D. Lagoa da Conceição: análise integrativa da expansão urbana e seus impactos socioambientais. 2022. Trabalho Conclusão do Curso (**Graduação em Engenharia Civil**) - Centro Tecnológico, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, (2022). Disponível em: <<https://repositorio.ufsc.br/handle/123456789/237711>>. Acesso em abril 2024.

LIMA, A. C. et al. Caracterização da condutividade elétrica em sistema lagunar urbano sem influência marinha: estudo de caso da Lagoa da Pampulha (MG). **Revista Ambiente & Água**, v. 17, n. 4, p. 1–12, 2022. Acesso em maio 2025.

LIMA N E S, SILVA E A, PEREIRA S R, ARAUJO H B C, SILVA A C, SILVA M M, SANTOS S T, CALHEIROS C M L. Toxoplasmose gestacional no Brasil: desafios e impactos na saúde pública. **Imunologia & Doenças infecciosas e parasitárias**. Edição IV, Capítulo 9. 10.59290/978-65-6029-219-2. Acesso em maio 2025.

LINDQUIST H D A, BENNETT J W, HESTER J D, WARE M W, DUBEY J P, EVERSON W V. Autofluorescence of *Toxoplasma gondii* and Related Coccidian Oocysts. **J. Parasitol.**, 89(4), pp. 865–867, (2003). DOI: 10.1645/GE-3147RN. Acesso em maio 2024.

LIPP E K, KURZ R, VINCENT R, RODRIGUEZ-PALACIOS C, FARRAH S R, ROSE J B. The effects of seasonal variability and weather on microbial fecal pollution and enteric pathogens in a subtropical estuary. **Estuaries**, v. 24, n. 2, p. 266-276, (2001) a. 10.2307/1352950. Acesso em novembro 2024.

LIPP E K, FARRAH S A, ROSE J B. Assessment and impact of microbial fecal pollution and human enteric pathogens in a coastal community. **Marine Pollution Bulletin**, v. 42, n. 4, p. 286-293, (2001) b. 10.1016/s0025-326x(00)00152-1. Acesso em novembro 2024.

LISBOA, L.K.; TEIVE, L.F; PETRUCIO, M.M. Lagoa da Conceição: uma revisão da disponibilidade de dados ecológicos visando o direcionamento de novas pesquisas no ecossistema. **Biotemas**, [s.l.], v. 21, n. 1, p 139-146, março (2008). DOI: <https://doi.org/10.5007/2175-7925.2008v21n1p139>. Disponível em: <https://periodicos.ufsc.br/index.php/biotemas/article/view/2175-7925.2008v21n1p139>. Acesso em maio 2024.

LOGE F J, THOMPSON D E, CALL D R. PCR Detection of specific pathogens in eater: A Risk-Based Analysis. **Environ Sci Technol.** (2002); 36(12):2754–9. <https://doi.org/10.1021/es015777m> PMID: 12099475. Acesso em abril 2024.

LOPES, A. M. M. B. Avaliação da ocorrência de oocistos de *Cryptosporidium* e cistos de *Giardia* na represa de Vargem das Flores, MG. **Dissertação (Mestrado em Saneamento, Meio**

Ambiente e Recursos Hídricos) – Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, (2009). Disponível em: <<https://repositorio.ufmg.br/bitstream/1843/BUOS-8DYHDF/1/anamaria371.pdf>>. Acesso em agosto 2024.

LOPEZ L R, MARQUES R C, SVARD S G. *Giardia duodenalis*. **Trends in Parasitology**, Vol. 38, No. 7, July (2022). Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.pt.2022.01.001>>. Acesso em agosto 2024.

LOVISON R, RODRIGUES R M. Incidência e prevalência da toxoplasmose na região sul do Brasil: revisão bibliográfica. **Rev. Saúde Pública Santa Catarina**, Florianópolis, v.10, n.3, p.61-75, (2017).

LU S Q, WANG F Y, ZHANG K, XU L Z. Study on genetic approach in the detection of *Cryptosporidium parvum* and *Giardia lamblia* in acquired immunodeficiency syndrome patients. *Zhonghua Liu Xing Bing Xue Za Zhi*. (2006) Oct;27(10):884-8. **Chinese**. PMID: 17343184. Acesso em abril 2024.

LUNA J C., ZAMORA A., HERNÁNDEZ-ARANGO N., MUÑOZ-SÁNCHEZ D., PINZÓN M I., CORTÉS-VECINO J A., LORA-SUAREZ F., GÓMEZMARÍN J E. Food Safety Assessment and Risk for Toxoplasmosis in School Restaurants in Armenia, Colombia. **Parasitol. Res.** (2019), 118, 3449–3457. DOI: 10.1007/s00436-019-06473-w. Acesso em agosto 2024.

MA J, Y LI, M Y, QI Z, FU M, SUN T, F ELSHEIKHA, H M & CONG W. Waterborne protozoan outbreaks: an update on the global, regional, and national prevalence from 2017 to 2020 and sources of contamination. **Science of the Total Environment** 806, 150562. (2023). <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2021.150562>. Acesso em maio 2025.

MAAS C M, KAUSHAL S, RIPPY M A, MAYER P M, GRANT S B, SHATKAY R, MALIN Jo T, Bhide V, VIKESLAND P, KRAUSS L, REIMER J E, YACULAK A M. Freshwater salinization syndrome limits management efforts to improve water quality. **Frontier in Environmental Science**, v. 11, (2023). 10.3389/fenvs.2023.1106581. Acesso em abril 2025.

MACENA P LDG, CASTIGLIA F R, VIEIRA C B, ARAÚJO IT, TANIUCHI M, MIAGOSTOVICH MP. Microbiological assessment of an urban lagoon system in the coastal zone of Rio de Janeiro, Brazil. *Environ Sci Pollut Res Int*. (2021) Jan;28(1):1170-1180. doi: 10.1007/s11356-020-10479-8. Epub 2020 Aug 24. PMID: 32839906. Acesso em abril 2024.

MACHADO, Marcos Aurélio. Avaliação da influência do crescimento populacional na balneabilidade da Lagoa da Conceição, Florianópolis-SC. Dissertação (**Bacharelado em Engenharia Sanitária e Ambiental**), UFSC, Florianópolis, Santa Catarina, (2019). Acesso em abril 2024.

MACKAY I M. Real-time PCR in the microbiology laboratory. **Clinical Microbiology and Infection**, 13(3), 217-222 (2007). Disponível em: 10.1111/j.1469-0691.2006.01685x. Acesso em maio 2024.

MACKENZIE W R, HOXIE N J, PROCTOR M E, GRADUS M S, BLAIR K A, PETERSON D E. A massive outbreak in Milwaukee of *Cryptosporidium* infection transmitted through the

public water supply. **New England Journal of Medicine**. (1994);331(3): 161-167. DOI: 10.1056/NEJM199407213310304. Acesso em abril 2024.

MAGANA-ORDORICA D, MENA K, VALDEZ-TORRES J B, SOTOBELTRAN M, LEON-FELIX J, & CHAIDEZ C. Relationships between the occurrence of *Giardia* and *Cryptosporidium* and physicochemical properties of marine waters of the Pacific Coast of Mexico. **Journal of water and health**, v. 8, n. 4, p. 797-802, (2010). 10.2166/wh.2010.130. Acesso em maio 2025.

MAHDAVI F, SADREBAZZAZ A, CHAHARDEHI AM, BADALI R, OMIDIAN M, HASSANIPOUR S AND ASGHARI A. Global epidemiology of *Giardia duodenalis* infection in cancer patients: a systematic review and meta-analysis. **International Health** 14, 5–17 (2022). 10.1093/inthealth/ihab026. Acesso em maio 2025.

MAHMOUDI M R, KAZEMI B, HAGHIGHI A, KARANIS P. Detection of *Acanthamoeba* and *Toxoplasma* in River Water Samples by Molecular Methods in Iran. Iran. **J. Parasitol.** (2015), 10, 250–257. PMC4522301. Acesso em abril 2024.

MAHMOUDI M R. Molecular detection and characterization of *Cryptosporidium* spp. in the sewage-contaminated rivers entering Bandar-e Anzali Lagoon in Guilan Province, Iran. **Journal of Advances in Environmental Health Research**, (2020). 10.22102/jaehr.2020.203874.1145. Acesso em maio 2025.

MAHMUDUNNABI R G, SURASAK K, NARSHONE S, MOHAMED S, AMANDEEP S P, NAM-TRUNG N, STRATTON H, SHIDDIKY M J A. Critical evaluation of current isolation, detection, and genotyping methods of *Cryptosporidium* species and future direction. **Environmental Science: Water Research & Technology**, v. 7 (2024). Disponível em: <<https://doi.org/10.1039/D3EW00469D>>. Acesso em janeiro 2025.

MARQUES, C.S., SOUSA, S., CASTRO, A. Detection of *Toxoplasma gondii* oocysts in fresh vegetables and berry fruits. **Parasites Vectors**, v.13, 180 (2020). Disponível em: <<https://doi.org/10.1186/s13071-020-04040-2>>. Acesso em junho 2025.

MARSHALL M, NAUMOVITZ D, ORTEGA Y and STERLING C R. Waterborne Protozoan Pathogens. **Clin. Microbiol. Rev.** (1997), DOI 10(1):67.10.1128/CMR.10.1.67. Acesso em maio 2024.

MARTINI L. C. P. *et al.* Uso de Sensoriamento Remoto Orbital Para Avaliação da Distribuição Espacial de Clorofila na Lagoa da Conceição. - Florianópolis, SC. v. 11, p. 318–324, (2006). **Engenharia Sanitária Ambiental**. Disponível em: < <https://doi.org/10.1590/S1413-41522006000400004> >. Acesso em maio de 2025.

MARTIS C M, FRANCO D, FONSECA A L D O. Análise quantitativa da contribuição antrópica de drenagem fluvial na Lagoa da Conceição – SC. Trabalho de Conclusão de Curso (graduação) – Universidade Federal de Santa Catarina, Centro de Filosofia e Ciências Humanas. **Graduação em Oceanografia**. (2016). Disponível em: < <https://periodicos.ufsc.br/index.php/biotemas/article/view/21181> >. Acesso em maio de 2025.

MASURA J. et al. Laboratory Methods for the Analysis of Microplastics in the Marine Environment: Recommendations for quantifying synthetic particles in waters and sediments.

[S. 1.]: **NOAA Marine Debris Division**, (2015). Report. Disponível em: <<https://repository.oceanbestpractices.org/handle/11329/1076>>. Acesso em maio 2024.

MATAMANDA, A. R.; NEL, V.; DUNN, M.; MGWELE, A.; RAMMILE, S.; LEBOTO-KHETSI, L.; KOHIMA, J. & NGO, P. B. Sustainable development goals and urban health challenges in informal settlements of Mangaung municipality, South Africa. In: Leal Filho, W. et al. (ed.) **Handbook of Sustainability Science in the Future: Policies, Technologies and Education by 2050**, **Springer International Publishing**, pp. 1–28 (2022). Disponível em: doi:10.1007/978-3-030-68074-9_157-1. Acesso em abril 2025.

MEISEL J L, PERERA D R, MELIGRO C, RUBIN C E. Overwhelming watery diarrhea associated with a *Cryptosporidium* in an immunosuppressed patient. **Gastroenterology**. (1976); 70(6): 1156-1160. PMID: 773738. Acesso em maio 2025.

MEIRELES L R, EKMAN C, ANDRADE J R H F, LUNA E J. Human toxoplasmosis outbreaks and the agent infecting form. Findings from a systematic review. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**;57: 369-376 (2015). 0.1590/S0036-46652015000500001. Acesso em maio 2024.

MEIRELES L R, BEZERRA E C M, ANDRADE J Q, CASSIANO L A, PENA H F J, ALVES B F, FRANCISCO R P V, DE ANDRADE H F Jr. Isolation and characterization of *Toxoplasma gondii* isolates from human congenital toxoplasmosis cases reveal a new virulent genotype in São Paulo, Brazil. **Parasitol Res.** (2022) Nov;121(11):3223-3228. doi: 10.1007/s00436-022-07643-z. Epub 2022 Sep 2. PMID: 36053347. Acesso em maio 2025.

MELO G B, PAULA F M, MALTA F M, MARUTA C W, CRIADO P, CASTILHO V L P, GONÇALVES E M N, ESPIRITO SANTO M C, GRYSCHER R C B. Identification of *Blastocystis* subtypes in clinical stool samples from São Paulo city, Brazil. **Parasitol Open**, v. 2, n.2, p. 10, (2017). DOI doi.org/10.6061/clinics/2021/e2489. Acesso em maio 2024.

MILEO, A. C. L.; PINHEIRO, M. E. R.; BEZERRA, R. C. F. et al. Toxoplasmose na gestação: uma revisão integrativa sobre fatores de risco, diagnóstico e prevenção na saúde pública. Recife: **Omnis Scientia**, 2023. Disponível em: <<https://editora.editoraomnisscientia.com.br/artigoPDF/24218075359.pdf>>. Acesso em junho 2025.

MILLER C M. et al. The immunobiology of the innate response to *Toxoplasma gondii*. **International Journal for Parasitology**, 39, 23-39, (2009). DOI 10.1016/j.ijpara.2008.08.002. Acesso em maio 2024.

MINISTÉRIO DA SAÚDE, Surtos de Doenças de Transmissão Hídrica e Alimentar Informe. Disponível em: <https://bvsmis.saude.gov.br/bvs/publicacoes/manual_integrado_vigilancia_doencas_alimento_s.pdf>. Acesso em: outubro 2024.

MINISTÉRIO DA SAÚDE, **Doenças diarreicas agudas (DDA)**, 2024. Disponível em: <<https://www.gov.br/saude/pt-br/assuntos/saude-de-a-a-z/d/dda/situacao-epidemiologica>>. Acesso em novembro de 2024.

MINISTÉRIO DA SAÚDE, **Painel de Monitoramento de DDA**. Sivep-DDA. (GT-DTHA/CGZV/DEIDT/SVS/MS), Brasília, Distrito Federal, Brazil. Disponível em: <<https://public.tableau.com/app/profile/dda.brasil/vizzes>>. Acesso em abril 2025.

MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE. **Biodiversidade Aquática, Zona Costeira e Marinha** (2024). Disponível em: <<https://antigo.mma.gov.br/biodiversidade.html>>. Acesso em abril 2024.

MMA-MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE E MUDANÇA CLIMÁTICA. **Catástrofe no Rio Grande do Sul** (2024). Disponível em: <<https://www.gov.br/mma/pt-br/assuntos/noticias/governo-reforca-resposta-a-catastrofe-no-rio-grande-do-sul>>. Acesso em maio 2024.

MINISTÉRIO DO TURISMO. **Estudo da Demanda Turística Internacional Brasil** – (2019). Disponível em: <<https://www.gov.br/turismo/pt-br/acesso-a-informacao/acoes-e-programas/observatorio/demanda-turistica/demanda-turistica-internacional-1/DemandaInternacional2019>>. Acesso em maio 2024.

MINISTÉRIO DO TURISMO. **Boletim do Turismo Doméstico brasileiro** – (2019). Disponível em: <https://www.gov.br/turismo/pt-br/acesso-a-informacao/acoes-e-programas/observatorio/demanda-turistica/demanda-turistica-domestica/boltim_turismo_domestico_brasileiro_2020>. Acesso em maio 2024.

MINISTÉRIO DO TURISMO. **Boletim do Turismo Doméstico brasileiro** – (2021). Disponível em: <https://www.gov.br/turismo/pt-br/acesso-a-informacao/acoes-e-programas/observatorio/demanda-turistica/demanda-turistica-domestica/BoletimdoTurismoDomsticoBrasileiro2021__DIVULGAO.pdf>. Acesso em maio 2024.

MIRANDA, L.B. de; CASTRO, B.M. de; KJERFVE, B. **Princípios da Oceanografia Física de Estuários**. São Paulo: Editora Universidade de São Paulo, (2002). Disponível em: <<https://www.edusp.com.br/livros/principios-de-oceanografia-fisica-de-estuarios/>>. Acesso em maio 2024.

MISHRA, R, K. Fresh water availability and its global challenge. **British Journal of Multidisciplinary and Advanced Studies**, 4 (3), 1–78 (2023). Disponível em: doi:10.37745/bjmas.2022.0208. Acesso em abril 2025.

MMA. Avaliação e identificação de áreas e ações prioritárias para conservação, utilização sustentável e repartição dos benefícios da biodiversidade nos biomas brasileiros. Brasília: MMA/SBF, (2002). E-book. Disponível em: <<https://livroaberto.ibict.br/handle/1/969>>. Acesso em maio 2024.

MMA. Panorama da conservação dos ecossistemas costeiros e marinhos no Brasil. Brasília: MMA/SBF/GBA, (2010). E-book. Disponível em: <<https://www.terrabrasil.org.br/ecotecadigital/images/abook/pdf/2016/15-Panorama%20da%20Conservao.pdf>>. Acesso em maio 2024.

MOHAMMAD R H, JAVANMARD E, TAGHIPOUR A, HAGHIGHI A, MIRJALALI H. Multigene typing of *Giardia Duodenalis* isolated from tuberculosis and non-tuberculosis

subjects. **PLoS ONE** 18(3): e0283515, (2023). Disponível em: <<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0283515>>. Acesso em maio 2025.

MONIS P T, MAYRHOFFER G, ANDREWS R H, HOMAN W L, LIMPER L, EY P L. Molecular genetic analysis of *Giardia intestinalis* isolates at the glutamate dehydrogenase locus. **Parasitology**. (1996) Jan;112 (Pt 1):1-12. doi: 10.1017/s0031182000065021. Acesso em fevereiro 2025.

MONIS P T, ANDREWS R H, MAYRHOFFER G, EY P L. Molecular systematic of the parasitic protozoan *Giardia intestinalis*., **Molecular Biology and Evolution**, v16, i9, 1 Page 1135–1144 (1999) Disponível em: <https://doi.org/10.1093/oxfordjournals.molbev.a026204>. Acesso em maio 2024.

MONIS, P. T.; THOMPSON, R. C. *Cryptosporidium* and *Giardia*-zoonoses: fact or fiction? **Infection, Genetics and Evolution**, v. 3, n. 4, p. 233-244, (2003). DOI 10.1016/j.meegid.2003.08.003. Acesso em julho 2024.

MONITORAMENTO BRASIL, 2025. Disponível em: <<https://public.tableau.com/app/profile/dda.brasil/viz/MonitoramentodasDDA/2-MonitoramentoBrasil2025>>. Acesso em maio de 2025.

MONS C, DUMÈTRE A, GOSSELIN S, GALLIOT C, MOULIN L. Monitoring of *Cryptosporidium* and *Giardia* River contamination in Paris area. **Water Res.** 2009 Jan;43(1):211-7. doi: 10.1016/j.watres.2008.10.024. Epub 2008 Nov 1. PMID: 18996551. Acesso em julho 2024.

MONTOYA J G & LIESENFELD O. Toxoplasmosis. **The Lancet**, 363: 1.965-1.976, (2004). 10.1016/S0140-6736(04)16412-X. Acesso em julho 2024.

MORENO Y, MORENO-MESONERO L, AMORÓS I, PÉREZ R, MORILLO J A, ALONSO J L. Multiple Identification of Most Important Waterborne Protozoa in Surface Water Used for Irrigation Purposes by 18S rRNA Amplicon-Based Metagenomics. **Int. J. Hyg. Environ. Health** (2018), 221, 102–111. DOI: 10.1016/j.ijheh.2017.10.008. Acesso em maio 2024.

MOORE, M.N; DEPLEDGE, M.H; FLEMING, L; HESS, P; LEES, D; LEONARD, P; MADSEN, L; OWEN, R; PIRLET, H; SEYS, J; VASCONCELOS, V; VIARENGO, A. Oceans and Human Health (OHH): a European Perspective from the Marine Board of the European Science Foundation (Marine Board-ESF). **Microb. Ecol.** 65:889–900, (2013). DOI: 10.1007/s00248-013-0204-5. Acesso em maio 2024.

MOSAWI SH, ZARGHONA Z, DALIMI A, JOKELAINEN P, SAFA AH, MOHAMMADI MR, JAVANMARDI E, BASIRAT MB. Particularly neglected in countries with other challenges: High *Toxoplasma gondii* seroprevalence in pregnant women in Kabul, Afghanistan, while a low proportion know about the parasite. **PLoS One**. 2019 Oct 10;14(10): e0223585. doi: 10.1371/journal.pone.0223585. PMID: 31600338; PMCID: PMC6786618. Acesso em maio 2024.

MOSLEY L M, PEAKE B M, HUNTER K A. Modelling of pH and inorganic carbon speciation in estuaries using the composition of the river and seawater end members. **Environmental**

Modelling & Software, p. 1-6 (2010). doi:10.1016/j.envsoft.2010.06.014. Acesso em maio 2024.

NAGUIB D, GANTOIS N, DESRAMAUT J, ARAFAT N, MANDOUR M, ABDELMAOGOOD A K, MOSA A F, DENOYELLE C, EVEN G, CERTAD G. Molecular Epidemiology and Genetic Diversity of the Enteric Protozoan Parasite *Blastocystis* sp. in the Northern Egypt Population. **Pathogens** 12, 1359 (2023). Disponível em: <<https://doi.org/10.3390/pathogens12111359>>. Acesso em maio 2025.

NATIONAL CENTER FOR BIOTECHNOLOGY INFORMATION (NCBI). **Taxonomy browser**. Disponível em: <<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/Taxonomy/Browser/wwwtax.cgi?mode=Info&id=2698737&lvl=3&lin=f&keep=1&srchmode=1&unlock>>. Acesso em maio 2025.

NAVARRO N. Community Perceptions of Tourism Impacts on Coastal Protected Areas. **Journal of Marine Science and Engineering**. (2019). Disponível em: <<https://doi.org/10.3390/JMSE7080274>>. Acesso em abril 2025.

NAKASHIMA FT, FONSECA ABM, COELHO LFO, BARBOSA ADS, BASTOS OMP, UCHÔA CMA. *Cryptosporidium* species in Latin America: Systematic review and meta-analysis. **Vet Parasitol Reg. Stud Reports**. Apr; 29:100690, (2022). Epub 2022 Jan 20. PMID: 35256118. Disponível em: doi: 10.1016/j.vprsr.2022.100690. Acesso em maio 2024.

NAKAO H J, COLLIER S A, GARGANO J W. Giardiasis and Subsequent irritable bowel syndrome: a longitudinal cohort study using health insurance data. **The Journal of Infectious Diseases**, v. 215, n. 5, p. 786-805, 1 March (2017). DOI: 10.1093/infdis/jiw621. Acesso em maio 2025.

NANA, P. A.; MBIADA, M. P.; TCHAKONTÉ, S.; MOCHE, K.; TCHUEM TCHUENTE, L. A.; SINSIN, B.; NOLA, M.; NOLA, M. Influence of Seasons and Tides on the Distribution of Enteric Protozoa on the Shores of the Atlantic Ocean in Kribi (South Region of Cameroon): Health Risks Related to Bathing. **Pollutants**, v. 3, n. 2, p. 243–254, (2023). DOI: 10.3390/pollutants3020018. Acesso em maio 2025.

NASIRU WANA, M.; MOHD MOKLAS, M.A.; WATANABE, M.; ZASMY UNYAH, N.; ALHASSAN ABDULLAHI, S.; AHMAD ISSA ALAPID, A.; NORDIN, N.; BASIR, R.; ABD MAJID, R. Molecular Detection and Genetic Diversity of *Toxoplasma gondii* Oocysts in Cat Faeces from Klang Valley, Malaysia, Using B1 and REP Genes in 2018. **Pathogens** 2020, 9, 576. Disponível em: <<https://doi.org/10.3390/pathogens9070576>>. Acesso em junho 2025.

NCEZID-Centers for Disease Control and Prevention, National Center for Emerging and Zoonotic Infectious Diseases, Parasites, **Giardia**. (2021). Disponível em: <<https://www.cdc.gov/parasites/giardia>>. Acesso em fevereiro 2024.

NEMATI S, SHALILEH F, MIRJALALI H AND OMIDFAR K. Toward waterborne protozoa detection using sensing technologies. **Front. Microbiol.** (2023). 14:1118164. doi: 10.3389/fmicb.2023.1118164. Acesso em maio 2025.

NETTO, S.A. Lagoas costeiras da Área de Proteção Ambiental da Baleia Franca. In: ICMBIO. Plano de Manejo da APA da Baleia Franca. Imbituba: ICMBIO, (2018). Disponível em:

<https://www.gov.br/icmbio/pt-br/assuntos/biodiversidade/unidade-de-conservacao/unidades-de-biomas/marinho/lista-de-ucs/apa-da-baleiafranca/arquivos/plano_de_manejo_apa_da_baleia_franca.pdf>. Acesso em maio 2024.

109

NEWTON, A. et al. Assessing, quantifying and valuing the ecosystem services of coastal lagoons. **Journal for Nature Conservation**, [s.l.], v. 44, p. 50–65, July (2018). Disponível em: <<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1617138117301371>>. Acesso em maio 2024.

NGUYEN K H, SENAY C, YOUNG S, NAYAK B, LOBOS A, CONRAD J, HARWOOD V J. Determination of wild animal sources of fecal indicator bacteria by microbial source tracking (MST) influences regulatory decisions. **Water Res.** 144, 424–434 (2018). DOI: 10.1016/j.watres.2018.07.034. Acesso em fevereiro 2025.

NIME F A, BUREK J D, PAGE D L, HOLSCHER M A, YARDLEY J H. Acute enterocolitis in a human being infected with the protozoan *Cryptosporidium*. **Gastroenterology**. (1976); 70(4): 592-598. PMID: 815126. Acesso em fevereiro 2025.

NHMRC (National Health and Medical research Council) & NRMMC (Natural Resource Management Ministerial Council). Australian Drinking Water Guidelines Paper 6 National Water Quality Management Strategy. **Commonwealth of Australia, Canberra** pp. 1244 (2011). Acesso em fevereiro 2025.

NISHI L., BAESSO M L., SANTANA R G., FREGADOLLI P., FALAVIGNA D L M., FALAVIGNA-GUILHERME A L. Investigation of *Cryptosporidium* spp. and *Giardia* spp. in a public water-treatment system. **Zoonoses Public Health**, 221–228, (2008). DOI: 10.1111/j.1863-2378.2008.01189.x. Acesso em fevereiro 2025.

NOLLA A C, CANTOS G A. Prevalência de enteroparasitoses em manipuladores de alimentos, Florianópolis, SC. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, 38(6): 524-525, nov-dez, (2005). Disponível em: < <https://doi.org/10.1590/S0037-86822005000600015>>. Acesso em maio 2025.

NORADILAH S A, ANUAR T S, LEE I L, SALLEH F M, REDZUAN M, GHANI M K A, AZRUL S M, MOKTAR N. Occurrence of *Blastocystis* sp. in water catchments at Malay villages and Aboriginal settlements. **PeerJ**, 4, e2541 (2017). Disponível em: <https://doi.org/10.7717/peerj.2541>. Acesso em fevereiro 2025.

ODEBRECHT, C.; CARUSO JR, F. Hidrografia e matéria particulada em suspensão na Lagoa da Conceição, Ilha de Santa Catarina, SC, Brasil. **Atlântica**, v. 9, n. 1, p. 83-104, (1987). Acesso em fevereiro 2025.

ODJADJARE, E. C.; OKOH, A. I. Municipal wastewater effluents as a source of listerial pathogens in the aquatic milieu of the Eastern Cape Province of South Africa: a concern of public health importance. **International Journal of Environmental Research and Public Health**, v. 6, n. 5, p. 1155–1167, (2009). DOI: 10.3390/ijerph7052376. Acesso em fevereiro 2025.

OGBUIGWE, P.; BIGGS, P. J.; GARCIA-RAMIREZ, J. C.; KNOX, M. A.; PITA, A.; VELATHANTHIRI, N.; FRENCH, N. P.; HAYMAN, D. T. S. Uncovering the Genetic

Diversity of *Giardia Intestinalis* in Isolates from Outbreaks in New Zealand. **Infect. Dis. Poverty** (2022), 11 (1), 49. DOI: 10.1186/s40249-022-00969-x. Acesso em fevereiro 2025.

OGUNDARE O T, OLALEMI A, TRIUMPHANT E O. Microbial Health Risks of *Cryptosporidium parvum* and *Giardia lamblia* in Tropical Coastal Water in Araromi, Nigeria. **Türkiye Parasitol Derg.** (2024) Jun 30;48(2):82-88. doi: 10.4274/tpd.galenos.2024.69733. PMID: 38958402. Acesso em fevereiro 2025.

OGURA A P, SABOGAL-PAZ L P. Detection and alkaline inactivation of *Cryptosporidium* spp. oocysts and *Giardia* spp. cysts in drinking-water treatment sludge. **Journal of Water Process Engineering**, 40, 101939 (2021). doi.org/10.1016/j.jwpe.2021.101939. Acesso em maio 2024.

OLIVEIRA P W. Ocorrência de cistos de *Giardia* spp. e oocistos de *Cryptosporidium* spp. no rio Atibaia, Bacia do rio Piracicaba, Campinas, São Paulo, Brasil. 2005. **Tese. Universidade Estadual de Campinas**; (2005). Acesso em fevereiro 2025.

OLIVEIRA, A. C. P. DE; GONÇALVES, E. Um repositório digital para “Zininho”: uma proposta de preservação da memória e identidade cultural de Florianópolis. Revista ACB: Biblioteconomia em Santa Catarina, Florianópolis, v. 25, n. 3, p. 653-666, ago./dez., 2020. DOI: <https://revista.acb.org.br/racb/article/view/1715>. Disponível em: <<https://revista.acb.org.br/racb/article/view/1715>>. Acesso em novembro 2024.

OMT – Organização Mundial do Turismo, (2024). – **Turismo global**. Disponível em: <<https://news.un.org/pt/story/2024/01/1826512>>. Acesso em maio de 2024.

OSORIO-PULGARIN M I, HIGUERA A, BELTRAN-ÁLZATE J C, SÁNCHEZ-JIMÉNEZ M, RAMÍREZ J D. Epidemiological and Molecular Characterization of Blastocystis Infection in Children Attending Daycare Centers in Medellín, Colombia. **Biology (Basel)**. Jul 16;10(7):669 (2021). Disponível em: 10.3390/biology10070669. Acesso em fevereiro 2025.

OZKAYA D, KARTAL O, KALKAN F. An atypical urticaria case caused by *Giardia intestinalis*. **J Infect Dev Ctries** 16:1781–1783, (2022). Disponível em: doi: 10.3855/jidc.17177. Acesso em fevereiro 2025.

PAHO-OPAS (PAN AMERICAN HEALTH ORGANIZATION). ACHA, P. N.; SZYFRES, B. Zoonoses and Communicable Diseases Common to Man and Animals. 3. ed. Vol. I, II, III. Scientific and Technical Publication nº 580, **Parasitoses**. Washington, D.C.: PAHO (2003). Acesso em fevereiro 2024.

PAINTER JE, COLLIER SA AND GARGANO JW Association between *Giardia* and arthritis or joint pain in a large health insurance cohort: could it be reactive arthritis? **Epidemiology and Infection** 145, 1–7, (2016). DOI: 10.1017/S0950268816002120. Acesso em fevereiro 2024.

PANCIERA R J, THOMASSEN R W, GARNER F M. Cryptosporidial infection in a calf. **Veterinary Pathology**. (1971); 8(5-6): 479-484. Disponível em: <<https://doi.org/10.1590/S1984-29612010000400002>>. Acesso em fevereiro 2024.

PAPPAS G, ROUSSOS N, FALAGAS M E. Toxoplasmosis snapshots: Global status of *Toxoplasma gondii* seroprevalence and implications for pregnancy and congenital

toxoplasmosis. **International Journal for Parasitology**, 39(12), 1385–1394 (2009). doi:10.1016/j.ijpara.2009.04.003 Acesso em fevereiro 2025.

PARIJA, S.C., JEREMIAH, S. *Blastocystis*: Taxonomy, biology and virulence. **Trop. Parasitol.** 3,17-25, (2013). DOI: 10.4103/2229-5070.113894. Acesso em fevereiro 2024.

PENA HF, GENNARI SM, DUBEY JP, SU C. Population structure and mouse-virulence of *Toxoplasma gondii* in Brazil. **Int J Parasitol.** 2008 Apr;38(5):561-9. doi: 10.1016/j.ijpara.2007.09.004. Epub 2007 Sep 21. PMID: 17963770. Acesso em fevereiro 2025.

PARISI, C.; DE MARCO, G.; LABAR, S.; HASNAOUI, M.; GRIECO, G.; CASERTA, L.; INGLESE, S.; VANGONE, R.; MADONNA, A.; ALWANY, M.; HENTATI, O.; GUERRIERO, G. Biodiversity Studies for Sustainable Lagoon: Thermophilic and Tropical Fish Species vs. Endemic Commercial Species at Mellah Lagoon (Mediterranean, Algeria). **Water**, [s. l.], v. 14, n. 4, p. 635, 2022. Disponível em: <<https://doi.org/10.3390/w14040635>>. Acesso em fevereiro 2025.

PENG M, MATOS O, GATEI W, DAS P, STANTIC-PAVLIN M, BERN C, XIAO, L. A Comparison of *Cryptosporidium* Subgenotypes from Several Geographic Regions. **Journal of Eukaryotic Microbiology**, 48, 28s–31s (2001). doi:10.1111/j.1550-74082001tb00442.x Acesso em fevereiro 2025.

PEREIRA M E G S, NETO N E A, MOURA H T G S, NUNES Z M P. Influência das variáveis ambientais na qualidade da água de uma lagoa costeira tropical no norte do Brasil. **Arq. Ciên. Mar, Fortaleza**, (2017), 50(1): 81 – 93. Disponível em: <<https://repositorio.ufc.br/handle/riufc/26092>>. Acesso em fevereiro 2024.

PERIN N M, PIRES M M S, NASSAR S M. Absorção intestinal de d-xilose em crianças infectadas pelo vírus da imunodeficiência humana. **Gastroenterologia pediátrica ARQGA/997**. V. 38, n4, (2001). Disponível em: < <https://doi.org/10.1590/S0004-28032001000400009>>. Acesso em novembro 2024.

PES/Nº4/2023 – **Nota Técnica do Programa Ecoando Sustentabilidade**. Disponível em: <https://repositorio.ufsc.br/bitstream/handle/123456789/252880/Diagnostico_Integridade_Ecologica_24_06.pdf?sequence=1&isAllowed=y>. Acesso em fevereiro 2024.

PETRY F. Laboratory diagnosis of *Cryptosporidium parvum* Infection. **Contributions to Microbiology**. (2000); 6: 33-49. DOI: 10.1159/000060364. Acesso em fevereiro 2024.

PHA – PUBLIC HEALTH AGENCY, CANADA. NATIONAL ENTERIC SURVEILLANCE PROGRAM. Disponível em: <<https://www.canada.ca/en/health-canada/services/environmental-workplace-health/reports-publications/water-quality/enteric-protozoa-giardia-cryptosporidium.html>>. Acesso em fevereiro 2024.

PINEDA, C, O., LEAL, A, D, G., FIUZA, V, R, S., JOSE, J., BORELLI, G., DURIGAN, M., PENA, H, F, J., FRANCO, R, M, B. *Toxoplasma gondii* Oocysts, Giardia cysts and *Cryptosporidium* Oocysts in outdoor swimming pools in Brazil. **Zoonoses Public Health**. (2020); DOI 001–11. 10.1111/zph.12757. Acesso em maio 2025.

PINEDA CO, LEAL DAG, FIUZA VRDS, JOSE J, BORELLI G, DURIGAN M, PENA HFJ, BUENO FRANCO RM. *Toxoplasma gondii* oocysts, Giardia cysts and Cryptosporidium oocysts in outdoor swimming pools in Brazil. **Zoonoses Public Health**. 2020 Nov;67(7):785-795. doi: 10.1111/zph.12757. Epub 2020 Aug 8. PMID: 32770826. Acesso em fevereiro 2024.

VALERIA ALEJANDRA PINTO-DUARTE, NATALIA MARCELA H'ERNANDEZ-ARANGO, BENYI JULIANA MARIN-GALLEGO, PAOLA ANDREA TOLOZA-BELTRAN, ' FABIANA MARÍA LORA-SUAREZ, JORGE ENRIQUE GOMEZ-MARÍN. Detection of *Giardia duodenalis* and *Toxoplasma gondii* in soil and water samples in the Quindío River basin, Colombia. **Food and Waterborne Parasitology**. 28e00175 (2022). DOI: 10.1016/j.fawpar.2022.e00175. Acesso em abril 2024.

VISENTINI C B. Estimation and evaluation of the risks of protozoa infections associated to the water from a treatment plant in southern Brazil using the Quantitative Microbiological Risk Assessment Methodology (QMRA). **Environ Monit Assess**. 2024 Apr 9;196(5):439. doi: 10.1007/s10661-024-12577-3. PMID: 38592554. Acesso em março 2025.

PETRIS A, GREINERT-GOULART J A, RORATTO P A, TIEDT B L, SILVA T E, FINK D, LEAL D A G, First report of *Toxoplasma gondii* in green turtles (*Chelonia mydas*): Implications for wildlife and ecosystem health, **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v 62,2025,101286,ISSN 2405-9390, Disponível em: <<https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2025.101286>>. Acesso em julho 2025.

PIGNATA, C. et al. *Cryptosporidium* oocyst contamination in drinking water: a case study in Italy. **Water Supply**, v. 19, n. 7, p. 1886-1895, (2019). PMID: 31185673. Acesso em novembro 2024.

PINTO-FERREIRA F, CALDART ET, PASQUALI AKS, MITSUKA-BREGANÓ R, FREIRE RL, NAVARRO IT. Patterns of Transmission and Sources of Infection in Outbreaks of Human Toxoplasmosis. **Emerg Infect Dis**. Dec;25(12):2177-2182 (2019). doi: 10.3201/eid2512.181565. PMID: 31742524; PMCID: PMC6874273. Acesso em maio 2024.

PINTO-FERREIRA, F. T.; HOWES, F.; PINTO-FERREIRA, E. A.; DE ALMEIDA VILLALOBOS, E. M.; BAHIA-OLIVEIRA, L. M. G.; MILLAR, P. R. Toxoplasmosis in livestock: epidemiology, seroprevalence and economic impact. **Pathogens**, Basel, v. 8, n. 2, p. 84, (2019). DOI: <https://doi.org/10.3390/pathogens8020084>. Acesso em maio 2024.

PINTO K C, LAURETTO M, GONZALEZ N, SATO Z, NARDOCCI A, RAZZOLINI M. Assessment of health risks from recreational exposure to Giardia and Cryptosporidium in coastal bathing waters. **Environmental Science and Pollution Research**, 27, 1-12, (2020). DOI: 10.1007/s11356-020-08650-2. Acesso em maio2024.

PINTO-FERREIRA F, CALDART E T, FREIRE R L, MITSUKA-BREGANO R, DE FREITAS F M, MIURA A C, MAREZE M, MARTINS F D C, URBANO M R, SEIFERT A L. The Effect of Water Source and Soil Supplementation on Parasite Contamination in Organic Vegetable Gardens. **Rev. Bras. Parasitol. Vet**. 2018, 27, 327–337 (2020). DOI: 10.1590/S1984-296120180050. Acesso em junho 2025.

PINTO D J, VINAYAK S. *Cryptosporidium*: Host-Parasite Interactions and Pathogenesis. **Curr Clin Microbiol Rep**. 8(2):62-67 (2021). doi: 10.1007/s40588-021-00159-7. Epub 2021 Feb 8. PMID: 33585166; PMCID: PMC7868307. Acesso em maio 2025.

PINTO K C. Estimativa de risco de infecção por *Giardia* sp. e *Cryptosporidium* sp. pela ingestão de água durante atividades de recreação de contato primário. Tese apresentada ao **Programa de Pós-Graduação em Saúde Pública** da Faculdade de Saúde Pública da Universidade de São Paulo para obtenção do título de Doutor em Ciências. São Paulo, (2016). Acesso em maio 2025.

PIPALIYA SV, DACKS JB, CROXEN MA. Genomic survey maps differences in the molecular complement of vesicle formation machinery between *Giardia intestinalis* assemblages. **PLoS Negl Trop Dis** 17(12): e0011837 (2023). Disponível em: <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0011837>. Acesso em maio 2025.

PITT SJ AND GUNN A. The One Health Concept. **Br J Biomed Sci** 81:12366. (2024) Disponível em: doi: 10.3389/bjbs.2024.12366. Acesso em março 2025.

PLUTZER J. & KARANIS P. Neglected waterborne parasitic protozoa and their detection in water. **Water Research** 101, 318–332. (2016). 10.1016/j.watres.2016.05.085. Acesso em maio 2024. Acesso em fevereiro 2024.

PORTO-FILHO, E. Laguna da Conceição: um "sistema singular complexo" na Ilha de Santa Catarina, SC, Brasil. (1993). Acesso em fevereiro 2024.

PMF – PREFEITURA MUNICIPAL DE FLORIANÓPOLIS. **Plano Diretor de Florianópolis**. (2019). Disponível em: https://strapi.redeplanejamento.pmf.sc.gov.br/uploads/2_6_Lagoa_da_Conceicao_Diagnostico_Preliminar_c8f405da75.pdf. Acesso em maio 2024.

PMF - FLORIPA SE LIGA NA REDE. **Relatório parcial**: maio de 2017. Prefeitura Municipal de Florianópolis (PMF). Florianópolis, (2017). Disponível em <http://www.pmf.sc.gov.br/arquivos/arquivos/pdf/07_03_2018_15.54.14.ce183724a36be6f71dbe305694466427>. Acesso em fevereiro 2024.

PMF – PREFEITURA MUNICIPAL DE FLORIANÓPOLIS. **Revisão do plano municipal de saneamento básico de Florianópolis**. Florianópolis. (2021). Disponível em: https://www.pmf.sc.gov.br/arquivos/arquivos/pdf/13_07_2021_9.16.35.2243db58c4c5f89fc2b76c48e240c658>. Acesso em fevereiro 2024.

PMF – PREFEITURA MUNICIPAL DE FLORIANÓPOLIS. **Saneamento Básico**. [S. l.], (2024). Disponível em: <https://www.pmf.sc.gov.br/entidades/saneamento/index.php?cms=revisao+pmisb+2021&menu=7&submenuid=2410>>. Acesso em fevereiro 2025.

POIRIER P, ET AL. “Molecular subtyping of *Blastocystis* spp. using a new rDNA marker from the mitochondria-like organelle genome”. **Parasitology** 141.5: 670-681; (2014). DOI: 10.1017/S0031182013001996. Acesso em fevereiro 2024.

PORTELLA M D. Avaliação da qualidade da água de rios em bacias urbanizadas na bacia da Lagoa da Conceição, Florianópolis (SC). Trabalho de Conclusão de Curso de Graduação em **Eng. Sani. e Amb. do Centro de Tecnologia da UFSC**. (2020). Florianópolis, SC. Disponível em: <<https://repositorio.ufsc.br/handle/123456789/204656>>. Acesso em fevereiro 2024.

PREDIGER J, JEZKOVA J, HOLUBOVA N, SAK B, KONECNÝ R, ROST M, MCEVOY J, RAJSKÝ D, KVAC M. *Cryptosporidium sciurinum* n. sp. (Apicomplexa: cryptosporidiidae) in Eurasian Red Squirrels (*Sciurus vulgaris*). **Microorganisms**. 9 (10), 2050. (2021). Disponível em: <https://doi.org/10.3390/microorganisms9102050>. Acesso em fevereiro 2024.

PRISKIN J. Tourist Perceptions of Degradation Caused by Coastal Nature-Based Recreation. (2003) **Environmental Management**, 32, 189-204. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/S00267-002-2916-Z>. Acesso em fevereiro 2024.

QMRA Wiki. **Brief example of a point-estimate risk characterization**. Disponível em: <[https://qmrwiki.org/content/brief-example-point-estimate-risk-characterization.\(2025\).>](https://qmrwiki.org/content/brief-example-point-estimate-risk-characterization.(2025).>)> Acesso em fevereiro 2025.

QUEIROGA M C. **Microbiologia Médica e Imunologia II-Imunidade Natural**. 1ª Edição. Universidade de Évora – Escola de Ciências e Tecnologia (2020). Acesso em fevereiro 2024.

RABALAIS, N. N., Díaz, R. J., Levin, L. A., Turner, R. E., Gilbert, D., and Zhang, J.: Dynamics and distribution of natural and human-caused hypoxia, **Biogeosciences**, 7, 5853619, <https://doi.org/10.5194/bg-7-585-2010>, 2010. (2004). Acesso em fevereiro 2024.

RAHMAN R N R I R A, ISA M L M, YUSOF A M. A Review of *Cryptosporidium* spp. Infection in Livestock. **Jurnal Technology**, v. 79, n. 6, p. 99-109, (2017). <https://doi.org/10.11113/jt.v79.10330>. Acesso em maio 2025.

RAMIREZ-CASTILLO FY, LOERA-MURO A, JACQUES M, GARNEAU P, AVELAR-GONZÁLEZ FJ, HAREL J, GUERRERO-BARRERA AL. Waterborne pathogens: detection methods and challenges. **Pathogens**. 2015;4(2):307–34. doi:10.3390/pathogens4020307. Acesso em fevereiro 2024.

RAMOS, N. M. A.; SANTOS, D. M.; SILVA, J. G. S.; OLIVEIRA, J. L. Indicadores físico-químicos e microbiológicos na avaliação da qualidade da água: uma análise da cobertura em programas de monitoramento no Brasil. **Revista Eletrônica em Gestão, Educação e Tecnologia Ambiental**, v. 23, n. 2, p. 104–116, 2019. DOI: 10.5902/2236117036530. Acesso em fevereiro 2024.

RAMOS, A. de S.; OLIVEIRA, V. de P. S. de; ARAÚJO, T. M. de R. Qualidade da água: parâmetros e métodos mais utilizados para análise de água de recursos hídricos superficiais. **Holos Environments**, v. 19, n. 2, p. 205–219, 2019. DOI: 10.14295/holosv19i2.12315. Acesso em fevereiro 2024.

RANGEL F A L. *Giardia* telomeres and telomerase. **Parasitology Research** 123: 179 (2024). Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s00436-024-08200-6>. Acesso em fevereiro 2025.

RAZZOLINI M T P., DA SILVA SANTOS T F., & BASTOS V K. Detection of *Giardia* and *Cryptosporidium* cysts/oocysts in watersheds and drinking water sources in Brazil urban areas.

Journal of Water and Health, 8(2), 399–404, (2009). doi:10.2166/wh.2009.172. Acesso em fevereiro 2025.

REINOSO R, BECARES E, SMITH H V. Effect of various environmental factors on the viability of *Cryptosporidium parvum* oocysts. **J Appl Microbiol**. 2008 Apr;104(4):980-6. doi: 10.1111/j.1365-2672.2007.03620x. Epub (2007) Oct 31. PMID: 17973913. Acesso em fevereiro 2024.

RÊGO WMF, COSTA JGL, BARAVIERA RCA, PINTO LV, BESSA GL, LOPES REN, SILVEIRA JAG, VITOR RWA. Genetic diversity of *Toxoplasma gondii* isolates obtained from free-living wild birds rescued in Southeastern Brazil. **Int J Parasitol Parasites Wildl**. 2018 Nov 10;7(3):432-438. doi: 10.1016/j.ijppaw.2018.11.001. PMID: 30479944; PMCID: PMC6240670. Acesso em maio 2025.

RELATÓRIO DE MONITORAMENTO DA LAGOA DA CONCEIÇÃO - COMPANHIA CATARINENSE DE ÁGUAS E SANEAMENTO - **CASAN**. Acesso em: 03 de abril de (2024).

RESOLUÇÃO **64/A/RES/64/292**, de 28 de julho de (2010). Disponível em: <https://www.un.org/waterforlifedecade/pdf/human_rigt_to_water_and_sanitation_media_brief_por.pdf>. Acesso em abril 2024.

REY L. Parasitologia: Parasitos e doenças parasitárias do homem nas Américas e na África. **Guanabara Koogan**. 3.ed; 2001. 856 p. ilus. Rio de Jesus, (2008). BR67.1; CDR229/05. Disponível em: <<https://pesquisa.bvsalud.org/portal/resource/pt/lil-407068>>. Acesso em fevereiro 2025.

RIBEIRO L & CRUZ M. Saiba quais são as impurezas da lama da barragem de Brumadinho e os riscos à saúde. Disponível em: <https://www.em.com.br/app/noticia/gerais/2019/01/30/interna_gerais,1026007/saibaquais-sao-as-impurezas-da-lama-de-brumadinho-e-os-riscos-a-saude.shtml>. (2019). Acesso em fevereiro 2024.

RILEY M C, SOUZA A S, JESUS T B, OLIVEIRA L T S. Análise da qualidade da água superficial das lagoas grande e salgada em Feira de Santana-BA. **Caderno Prudentino de Geografia, Presidente Prudente**, n.44, v.1, p. 162-193, jan-abr/2022. ISSN: 2176-5774. Acesso em fevereiro 2024.

ROBERTSON, L. J., & GJERDE, B. K. (2001). Occurrence of parasites on fruits and vegetables in Norway. **Journal of Food Protection**, 64(11), 1793–1798. DOI 10.4315/0362-028x-64.11.1793. Acesso em abril 2024.

ROBERTSON L, HERMANSEN L, GJERDE B, STRANDE E, ALVSVAG J O, LANGELAND N. Application of genotyping during an extensive outbreak of waterborne giardiasis in Bergen, Norway, during autumn and winter 2004. **Appl. Environ. Microbiol**. 72: 2212-2217, (2006). DOI 10.1128/AEM.72.3.2212-2217.2006. Acesso em abril 2024.

ROBERTSON L J, GJERDE B K. *Cryptosporidium* oocysts: challenging adversaries? **Trends. Parasitol**. 23 (8): 344-347, (2007). DOI 10.1016/j.pt.2007.06.002. Acesso em abril 2024.

ROBINSON G, CHALMERS R M, ELWIN K, GUY R A, BESSONOV K, TROELL K, XIAO L. Deciphering a cryptic minefield: A guide to *Cryptosporidium* gp60 subtyping, Current Research in **Parasitology & Vector-Borne Diseases**, Volume 7,(2025),100257,ISSN 2667-114X, DOI <https://doi.org/10.1016/j.crpvbd.2025.100257>. Acesso em julho 2025.

RODRIGUES-FILHO, J. L.; MACÊDO, R. L.; SARMENTO, H.; PIMENTA, V. R. A.; ALONSO, C.; TEIXEIRA, C. R.; PAGLIOSA, P. R.; NETTO, S. A.; SANTOS, N. C. L.; DAURA-JORGE, F. G.; ROCHA, O.; HORTA, P.; BRANCO, J. O.; SARTOR, R.; MULLER, J.; CIONEK, V. M. From ecological functions to ecosystem services: linking coastal lagoons biodiversity with human well-being. **Hidrobiologia**, [s. l.], v. 850, n. 12–13, p. 2611–2653, (2023). Acesso em maio 2025.

ROSA, E. Canal da Barra da Lagoa, a artéria da vida. [S. l.: s. n.], 2011. Disponível em: <<https://ndmais.com.br/noticias/canal-da-barra-da-lagoa-a-artesia-da-vida/>>. Acesso em maio 2025.

ROSTAMI A, RIAHI SM, CONTOPOULOS-IOANNIDIS DG, GAMBLE HR, FAKHRI Y, SHIADEH MN. Acute *Toxoplasma* infection in pregnant women worldwide: a systematic review and meta-analysis. **PLoS Negl Trop Dis**;13: e0007807 (2019). DOI: 10.1371/journal.pntd.0007807. Acesso em fevereiro 2024.

ROSTAMI A, RIAHI S M, GAMBLE H R, FAKHRI Y, SHIADEH M N, DANESH M, GASSER R B. Global prevalence of latent toxoplasmosis in pregnant women: a systematic review and meta-analysis. **Clinical Microbiology and Infection**. (2020). doi:10.1016/j.cmi.2020.01.008. Acesso em maio 2024.

ROUSSEAU A, LA CARBONA S, DUMÈTRE A, ROBERTSON LJ, GARGALA G, ESCOTTE-BINET S, FAVENNEC L, VILLENA I, GÉRARD C, AUBERT D. Assessing viability and infectivity of foodborne and waterborne stages (cysts/oocysts) of *Giardia duodenalis*, *Cryptosporidium* spp., and *Toxoplasma gondii*: a review of methods. **Parasite**. (2018); 25:14. doi: 10.1051/parasite/2018009. Epub 2018 Mar 19. PMID: 29553366; PMCID: PMC5858526. Acesso em setembro 2024.

ROVERI V, GUIMARÃES L, CORREIA A T. A Combined Approach Using Water Quality Indexes and Statistical Analyses to Assess the Urban Surface Runoff: A Case Study in São Paulo Coastal Zone, Brazil. **Anu. Inst. Geociência.**, 46:53026 (2023). Disponível em: https://doi.org/10.11137/1982-3908_2023_46_53026. Acesso em maio 2024.

RUDZINSKAA M, KOWALEWSKAA B, WĄŻBKATARZYNA P S, SZOSTAKOWSKA B. *Blastocystis* subtypes isolated from travelers and non-travelers from the north of Poland – A single center study. **Infection, Genetics and Evolution**. v 75, November (2019). DOI: 10.1016/j.meegid.2019.103926. Acesso em maio 2024.

RUDZINSKA M, SIKORSKA K. Epidemiology of *Blastocystis* Infection: A Review of Data from Poland in Relation to Other Reports. **Pathogens** 12, 1050 (2023). Disponível em: <https://doi.org/10.3390/pathogens12081050>. Acesso em fevereiro 2025.

RUSSO GS, EFTIM SE, GOLDSTONE AE, DUFOUR AP, NAPPIER SP, WADE TJ. Evaluating health risks associated with exposure to ambient surface waters during recreational

activities: a systematic review and meta-analysis. **Water Res.** 176:115729 (2020). DOI: 10.1016/j.watres.2020.115729. Acesso em março 2025.

RYAN U, FAYER R, XIAO L. *Cryptosporidium* species in humans and animals: current understanding and research needs. **Parasitology.** 2014;141: 1667–85, (2014). 10.1017/S0031182014001085. Acesso abril 2024.

RYAN U, PAPARINI A, MONIS P. Investigations into the performance of a rapid immunochromatographic test for the detection of *Cryptosporidium* species. **Experimental Parasitology**, 145, 19-22 (2014). Disponível em: 10.1016/j.exppara.2014.07.008. Acesso em abril 2024.

RYAN U, PAPARINI A, MONIS P, HIJJAWI N. It's official—*Cryptosporidium* is a gregarine: What are the implications for the water industry? **Water Research.** (2016);105: 305-313. Disponível em: 10.1016/j.watres.2016.09.013. Acesso em abril 2024.

RYAN U, ZAHEDI A, PAPARINI A. *Cryptosporidium* in humans and animal a one health approach to prophylaxis. **Parasite Immunology.** (2016); 38(9): 535-547. DOI 10.1016/j.ijpara.2018.07.003. Acesso em abril 2024.

RYAN U, HIJJAWI N, FENG Y, XIAO L. *Giardia*: na under-reported foodborne parasite. **International Jurnal for Parasitology**, v. 49, n. 1, p. 1-11, (2019). DOI 10.1016/j.ijpara.2018.07.003. Acesso em maio 2025.

RYAN U, FENG Y, FAYER R, XIAO L. Taxonomy and molecular epidemiology of *Cryptosporidium* and *Giardia* – a 50year perspective (1971–2021). **International Journal for Parasitology** 51 (2021) 1099-1119. DOI 10.1016/j.ijpara.2021.08.007. Acesso em maio 2025.

SAĞLAM T, DÜŞEN S, METE E, KARAMAN Ü. Comparative Evaluation of Re 529-Bp Sequence and B1 Gene in the Detection of *Toxoplasma gondii* Through PCR in Water Samples of Denizli, Turkey. **Acta Parasitol.** (2022) Mar;67(1):555-559. doi: 10.1007/s11686-021-00494-1. Epub 2021 Nov 24. PMID: 34817741; PMCID: PMC8611623. Acesso em fevereiro 2024.

SALCEDO A J M, ARGUELLES M C, KAUSHAL S, CEBRIAN E M C, BLANCO A P, SALVADÓ H. Assessing the effects of salinity on microbial communities and pollutant removal in urban wastewater treatment plants, **Journal of Water Process Engineering**, v.66, 105974 (2024). <https://doi.org/10.1016/j.jwpe.2024.105974>. Acesso em fevereiro 2025.

SALOMAKI ED, TERPIS KX, RUECKERT S, KOTYK M, VARADÍNOVÁ ZK, ČEPIČKA I, LANE CE, KOLISKO M. Gregarine single-cell transcriptomics reveals differential mitochondrial remodeling and adaptation in apicomplexans. **BMC Biol.** (2021) Apr 16;19(1):77. doi: 10.1186/s12915-021-01007-2. PMID: 33863338; PMCID: PMC8051059. Acesso em fevereiro 2024.

SANDOVAL R T, SECO-HIDALGO V, CALDERON-ESPINOSA E, GARCIA-RAMON D, LOPEZ A, CALVOPÍÑA M, et al. Epidemiology of giardiasis and assemblages A and B and effects on diarrhea and growth trajectories during the first 8 years of life: Analysis of a birth cohort in a rural district in tropical Ecuador. **PLoS Negl Trop Dis** 17(11): e0011777 (2023). Disponível em: <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0011777>. Acesso em fevereiro 2024.

SANTOS H L, SODRE F C, DE MACEDO H W. *Blastocystis* sp. In splenic cysts: causative agente of acidental association? A unique case report. **Parasit Vectors**, v. 29, n. 7, p. 207, (2014). doi.org/10.1186/1756-3305-7-207. Acesso em maio 2024.

SANTOS, V.D. Disposição de efluentes tratados em uma lagoa de Evapoinfiltração. (2018). 148p. **Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de Santa Catarina**, Centro Tecnológico, Programa de Pós Graduação em Engenharia Ambiental. Florianópolis, 2018. Acesso em maio 2025.

SANTOS DEO, ZAPATA YAU, BUITRAGO CA, HERRERA GS, BECOCHE LEC, PÁEZ MCL, LÓPEZ MCB, PINEDA CO. Occurrence of parasites in waters used for crops irrigation and vegetables from the Savannah of Bogotá, Colombia. **Environ Sci Pollut Res Int.** (2024) May;31(23):33360-33370. doi: 10.1007/s11356-024-33088-1. Epub 2024 Apr 27. PMID: 38676868; PMCID: PMC11136797. Acesso em maio 2025.

SHAKIR, A. F.; AREEJ, F. S. Comparison of Microscopy, Immunochromatography and Real-time PCR for detection of *Giardia* and *Cryptosporidium*. **International Journal of Current Microbiology and Applied Sciences**, v. 4, n. 5, p. 791-797, (2015). DOI: 10.1111/j.1469-0691.2007.01836.x. Acesso em novembro 2024.

SCALCO G. Perfil epidemiológico e clínico de pacientes com a coinfecção HIV e toxoplasmose cerebral. **Trabalho de Conclusão de Curso.** (2004) Universidade Federal de Santa Catarina. Curso de Graduação em Medicina. Acesso em julho 2025.

SCHETS F M, VAN DEN BERG H, ENGELS G B, LODDER W J, DE RODA HUSMAN A M. *Cryptosporidium* and *Giardia* in commercial and noncommercial oysters (*Crassostrea gigas*) and water from the Oosterschelde, The Netherlands. **International journal of food microbiology**, v. 113, n. 2, p. 189-194, (2007). Acesso em fevereiro 2024.

SCHETS F M, SCHIJVEN J F, HUSMAN R A M. Exposure assessment of swimmers in bathing waters and swimming pools. **Water Research**, Oxford, v. 45, n. 7, p. 2392-2400 (2011). DOI: 10.1016/j.watres.2011.01.025. Acesso em fevereiro 2024.

SCHNACK F J, FONTANA L M, BARBOSA P R, SILVA L D, BAILLARGEON C M, BARICHELLO T. Enteropatógenos associados com diarreia infantil (< 5anos de idade) em amostra da população da área metropolitana de Criciúma, Santa Catarina, Brasil. **Cadernos de Saúde Pública.** (2003); 19(4): 1205-1208. Disponível em: < https://doi.org/10.1590/S0102-311X2003000400042>. Acesso em fevereiro 2024.

SCHUURMAN T, LANKAMP P, van BELKUM A, KOOISTRA –SMID M, van ZWET. A. Comparison of microscopy, real-time PCR and a rapid immunoassay for the detections of *Giardia lamblia* in human stool specimens. **Clinical Microbiology infect.** v. 13; p. 1186-1191; (2007). DOI: 10.1111/j.1469-0691.2007.01836.x. Acesso em fevereiro 2024.

SHWAB EK, ZHU XQ, MAJUMDAR D, PENA HF, GENNARI SM, DUBEY JP, SU C. Geographical patterns of *Toxoplasma gondii* genetic diversity revealed by multilocus PCR-RFLP genotyping. **Parasitology.** 2014 Apr;141(4):453-61. doi: 10.1017/S0031182013001844. Epub 2013 Dec 5. PMID: 24477076. Acesso em junho 2025.

SCICLUNA S M, TAWARI B, CLARK G. DNA Barcoding of *Blastocystis*. **Protist**, V. 157, p. 157-77, 20 January (2006). Acesso em fevereiro 2024.

SCOFANO A S, ARRUDA I F, TEIXEIRA J N, CUNHA N C D, NASCIMENTO E R D, AMENDOEIRA M R, MILLAR P R. *Toxoplasma gondii* infection in pig intended for human consumption: seroprevalence, risk factors and influence of biosecurity measures. **Rev Bras Parasitol Vet.** Nov 13;32(4):e008523 (2023). Disponível em: doi: 10.1590/S1984-29612023060. PMID: 37971023; PMCID: PMC10704887. Acesso em fevereiro 2025.

SEITZ C, SCORDO F, SUENAGA E, CARLSON EM, MCMILLEN S, GREGORY L, CHANDRA S. Salinity and pH effects on survival, growth, and reproduction of quagga mussels. **PeerJ.** (2023) May 26; 11 e 15450. doi: 10.7717/peerj.15450. PMID: 37255591; PMCID: PMC10226475. Acesso em fevereiro 2025.

SELMAN, MINDY & GREENHALGH, SUZIE & DIAZ, ROBERT & SUGG, ZACHARY. Eutrophication and hypoxia in coastal areas: a global assessment of the state of knowledge. **WRI Policy Note.** 1-6 (2008). Acesso em fevereiro 2024.

SENZ, M.V.S. Impacto do período de veraneio sobre a balneabilidade da Lagoa da Conceição e praias adjacentes, Florianópolis-SC. (2024). **Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Oceanografia)** - Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2024. Acesso em fevereiro 2025.

SHAPIRO K, CONRAD P A, MAZET J A K, WALLENDER W, MILLER W A, LARGIER J L. Effect of estuarine wetland degradation on transport of *Toxoplasma gondii* surrogates from land to sea. **Appl. Environ. Microbiol.** 76, 6821–6828 (2010a). Disponível em: <https://doi.org/10.1128/AEM.01435-10>. Acesso em julho 2024.

SHAPIRO K, MAZET J A K, SCHRIEWER A, WUERTZ S, FRITZ H, MILLER W A. Detection of *Toxoplasma gondii* oocysts and surrogate microspheres in water using ultrafiltration and capsule filtration. **Water Res.** 44, 893–903 (2010b). Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.watres.2009.09.061>. Acesso em julho 2024.

SHAPIRO K, BAHIA-OLIVEIRA L, DIXON B, DUMÈTRE A, DE WIT LA, VANWORMER E, VILLENA I. Environmental transmission of *Toxoplasma gondii*: Oocysts in water, soil and food. **Food Waterborne Parasitol.** Apr 1;15:e00049 (2019). Disponível em: doi: 10.1016/j.fawpar.2019.e 00049. PMID: 32095620; PMCID: PMC7033973. Acesso em julho 2024.

SHAPIRO K, VANWORMER E, PACKHAM A, DODD E, CONRAD PA, MILLER M. Type X strains of *Toxoplasma gondii* are virulent for southern sea otters (*Enhydra lutris nereis*) and present in felids from nearby watersheds. **Proc Biol Sci.** 2019 Aug 28;286(1909):20191334. doi: 10.1098/rspb.2019.1334. Epub 2019 Aug 21. PMID: 31431162; PMCID: PMC6732395. Acesso em julho 2025.

SCHIPPER R M, RICHTER-MOUTON L, KORSTEN L. Optimized Molecular Detection of *Cryptosporidium* within the Water-Soil-Plant-Food Nexus: Advancing Surveillance in Agricultural Systems, **Journal of Food Protection**, (2025), 100568, ISSN 0362-028X, <https://doi.org/10.1016/j.jfp.2025.100568>. Acesso em junho 2025.

SIBLEY I D, AJIOKA J W. Population structure of *Toxoplasma gondii*: clonal expansions driven by infrequent recombination and selective sweeps. **Annual Review of Microbiology**, 62: 329-351, (2008). DOI: 10.1146/annurev.micro.62.081307.162925. Acesso em fevereiro 2024.

SILVA M L G. Análise da qualidade ambiental urbana da bacia hidrográfica da lagoa da conceição. 17 de setembro de (2002). **Florianópolis**. Disponível em: <<https://repositorio.ufsc.br/xmlui/handle/123456789/84084>>. Acesso em junho 2025.

SILVA S O S, RICHTZENHAIN L J, BARROS I N, GOMES A M C, SILVA A V, KOZERSKI N D, CERANTO J B A, KEID L B, SOARES R M. A new set of primers directed to 18S rRNA gene for molecular identification of *Cryptosporidium* spp. and their performance in the detection and differentiation of oocysts shed by synanthropic rodents, **Experimental Parasitology**, v. 135, i. 3, (2013), pg. 551-557, ISSN 0014-4894, <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2013.09.003>. Acesso em maio 2025.

SILVA, J C. Análise numérica da influência dos aportes fluviais e antrópicos sobre a hidrodinâmica residual e a qualidade da água da Lagoa da Conceição – Florianópolis – SC. **Dissertação em Eng. Ambiental da UFSC**. (2013). Florianópolis, SC. Disponível em: <<https://repositorio.ufsc.br/handle/123456789/122929>>. Acesso em junho 2025.

SILVA C F. Estimativa da evapotranspiração na bacia da Lagoa da Conceição. Trabalho de Conclusão de **Curso em Eng. San. e Ambiental UFSC**, Florianópolis, SC. (2014). Disponível em: <<https://repositorio.ufsc.br/xmlui/handle/123456789/124>>. Acesso em junho 2025.

SILVA V E C, FRANCO D, FONSECA A L, FONTES M L, DONNANGELO A R. Space time evolution of the trophic state of a subtropical Lagoon: Lagoa da Conceição, Florianópolis Island of Santa Catarina, Brazil. **Brazilian Journal of Water Resources**. 2318-0331. RBRH, v.22, e10, (2017). Disponível em: < <https://doi.org/10.1590/2318-0331.011716027> >. Acesso em junho 2025.

SILVA, R. M. et al. Avaliação da qualidade da água na Lagoa Rodrigo de Freitas (RJ) sob influência antrópica: salinidade e condutividade elétrica como indicadores. **Revista Brasileira de Recursos Hídricos**, v. 23, n. 2, p. 215–229, (2018). Disponível em: <<https://app.uff.br/riuff/handle/1/28936>>. Acesso em maio 2025.

SILVA J P O, FERREIRA G P, MATOR J B. Monitoramento dos aspectos físico-químicos da qualidade da água na Praia Lagunar das Palmeiras (Rio de Janeiro). **Revista Brasileira de Meio Ambiente**, v.9, n.1. 113-130 (2021). Disponível em: < <https://revistabrasileirademeioambiente.com/index.php/RVBMA/article/view/545>>. Acesso em janeiro 2025.

SILVA, Victor Eduardo Cury. Análise hidrodinâmica e biogeoquímica de uma laguna costeira subtropical em bacia hidrográfica urbanizada: Lagoa da Conceição, Florianópolis, Santa Catarina. **Dissertação (Doutorado em Engenharia Ambiental), UFSC**, Florianópolis, (2021). Disponível em: <<https://repositorio.ufsc.br/handle/123456789/234546>>. Acesso em maio 2025.

SILVA M A. Padronização de nested PCR para caracterização molecular de *Giardia lamblia* e *Blastocystis* sp. a partir de amostras fecais de crianças da comunidade da Serrinha em

Florianópolis, SC. **Trabalho de Conclusão de Curso**, (2022). **Universidade Federal de Santa Catarina**. Centro de Ciências da Saúde. Graduação em Farmácia. Disponível em: <<https://repositorio.ufsc.br/handle/123456789/244472?show=full>>. Acesso em julho 2025.

SILVA T. Prevalência de enteroparasitoses no Brasil: uma revisão dos últimos 20 anos. Trabalho de Conclusão de Curso, (2022). **Universidade Federal do Rio Grande do Sul**. Graduação em Farmácia. Disponível em: < <https://lume.ufrgs.br/handle/10183/276061>>. Acesso em julho 2025.

SILVA, R. R. D.; SAKAGAMI, Y.; HAAS, R.; FARIAS, W. R. G.; ROSA, G. G.; RAMOS, N. P.; OLIVEIRA, G. H. D.; SOUZA, D. C. D. Hydrometeorological monitoring of Lagoa da Conceição. **Revista Contemporânea**, [s. l.], v. 4, n. 12, p. e6974, (2024). DOI: <https://doi.org/10.56083/RCV4N12-157>. Acesso em maio 2025.

SINAN Secretaria de Vigilância em Saúde e Ambiente. Ministério da Saúde (BR). Surtos de doenças de transmissão hídrica e alimentar: Informe 2024. **Brasília: MS**; (2024). Acesso em maio de 2025.

SINTON L W, HALL C H, LYNCH P A, DAVIES-COLLEY R J. Sunlight Inactivation of Fecal Indicator Bacteria and Bacteriophages from Waste Stabilization Pond Effluent in Fresh and Saline Waters. **Appl. Environ. Microbiol.** 68, 1122–1131 (2002). DOI: 10.1128/AEM.68.3.1122-1131.2002. Acesso em fevereiro 2024.

SISMAPA **Sistema de Informação do Mapa do Turismo Brasileiro**, (2024). Disponível em: <<http://paineis.turismo.gov.br/sense/app/6114ffd5-73b7-4bd6-9361-f3c1e68ed6d2/sheet/45309610-8f0c-404d-8136-6c06324dfe34/state/analysis>>. Acesso em abril 2024.

SMITH H V, CACCIO S M, COOK N, NICHOLS R A B, TAIT A. *Cryptosporidium* and *Giardia* as foodborne zoonoses. **Veterinary Parasitology**. (2007); 149(1-2): 29-40. 10.1016/j.vetpar.2007.07.015 Acesso em abril 2024.

SMITH H V, NICHOLS R A, GRIMASON A M. *Cryptosporidium* excystation and invasion: getting to the guts of the matter. **Trends Parasitol**, v. 21, n. 3, p. 133-42, Mar (2005). ISSN 1471-4922. Acesso em fevereiro 2024.

SMITH H V, CACCIO S, TAIT A, MCLAUCHLIN J, THOMPSON, R. Tools for investigating the environmental transmission of *Cryptosporidium* and *Giardia* infections in humans. **Trends Parasitol**. v. 22; p. 160–167, (2006). DOI: 10.1016/j.pt.2006.02.009. Acesso em fevereiro 2024.

SNS – SECRETARIA NACIONAL DE SANEAMENTO. Brasil. Ministério do Desenvolvimento Regional. **Sistema Nacional de Informações sobre Saneamento: Diagnóstico dos Serviços de Água e Esgotos** – (2023). Brasília. Acesso em fevereiro 2024.

SPECCHIA, V.; SACCOMANNO, B.; ZANGARO, F.; TZAFESTA, E.; PINNA, M. Exploring the Biodiversity of a European NATURA 2000 Mediterranean Lagoon through eDNA Metabarcoding. **Diversity**, [s. l.], v. 14, n. 11, p. 991, (2022). Disponível em: <https://doi.org/10.3390/d14110991>. Acesso em fevereiro 2024.

SOARES B, CANTOS G. Detecção de estruturas parasitárias em hortaliças comercializadas na cidade de Florianópolis, SC, Brasil. *Revista Brasileira de Ciências Farmacêuticas. Brazilian Journal of Pharmaceutical Sciences*, vol. 42, n. 3, jul/set, (2006). Disponível em: <• <https://doi.org/10.1590/S1516-93322006000300015>>. Acesso em julho 2025.

SOUZA S K. Relação de incidência de doenças diarreicas agudas nas áreas 330 e 333 pertencentes ao Centro de Saúde Saco Grande – Florianópolis/SC (2011). Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação). **Universidade Federal de Santa Catarina. Departamento de Engenharia Sanitária e Ambiental**. Graduação em Engenharia Sanitária e Ambiental. Acesso em julho 2025.

SOUZA, D. S. M., RAMOS, A. P. D., NUNES, F. F., MORESCO, V., TANIGUCHI, S., LEAL, D. A. G., TEIXEIRA, A. L. Evaluation of tropical water sources and mollusks in southern Brazil using microbiological, biochemical, and chemical parameters. **Ecotoxicology and Environmental safety**, 76, 153-161, (2012). DOI: 10.1016/j.ecoenv.2011.09.018. Acesso em fevereiro 2024.

SOUZA, D. S. M., PIAZZA, R. S., PILOTTO, M. R., NASCIMENTO, M. D. A., MORESCO, V., TANIGUCHI, S., SASAKI, S. T. Virus, protozoa and organic compounds decay in depurated oysters. **International journal of Food Microbiology**, v. 167, n. 3, p. 337-345, (2013). DOI: 10.1016/j.ijfoodmicro.2013.09.019. Acesso em fevereiro 2024.

SOUZA W, BELFORT JR R, comp. *Toxoplasmose & Toxoplasma gondii* [online]. Rio de Janeiro: **Editora Fiocruz**, (2014), 214 p. ISBN: 978-85-7541-571-9. Disponível em: <https://doi.org/10.7476/9788575415719>. Acesso em fevereiro 2024.

SOUZA, R.V.; MORESCO, V.; MIOTTO, M.; SOUZA, D.S.M. Assessment of fecal indicator bacteria and pathogens of concern in commercial shellfish production areas in a subtropical region of a developing country (Santa Catarina, Brazil). **Environmental Monitoring and Assessment**, (2022). Acesso em fevereiro 2024.

SIERRA M S, O.F.X. DONARD, M. LAMOTTE, C. BELIN, M. EWALD. Fluorescence spectroscopy of coastal and marine waters, **Marine Chemistry**, Volume 47, Issue 2, (1994), Pages 127-144, ISSN 0304-4203, [https://doi.org/10.1016/0304-4203\(94\)90104-X](https://doi.org/10.1016/0304-4203(94)90104-X). Acesso em fevereiro 2024.

SIQUEIRA R C. Avaliação do pH e condutividade em águas superficiais na barragem de rejeitos em minas do Camaquã. Unipampa. Tecnologia em Mineração. **CSTM** (2018). Acesso em fevereiro 2024.

SPG. Plano Estadual de Gerenciamento Costeiro: Diagnóstico do Setor 3 – Litoral Central. Florianópolis: **SPG**, (2010). Acesso em fevereiro 2024.

SPONSELLER J K, GRIFFITHS J K, TZIPORI S. The Evolution of Respiratory Cryptosporidiosis: Evidence for Transmission by Inhalation. **Clinical Microbiology Reviews**, v. 27, n. 3, p. 575-586, July 1, (2014). Disponível em: <<http://cmr.asm.org/content/27/3/575.abstract> > Acesso em maio 2024.

SRISUPHANUNT M, KARANIS P, CHAROENCA N, BOONKHAO N, ONGERTH J E. *Cryptosporidium* and *Giardia* detection in environmental waters of southwest coastal areas of

Thailand. **Parasitology research**, v. 106, n. 6, p. 1299-1306, (2010). DOI 10.1007/s00436-010-1795-0. Acesso em julho 2024.

SROKA J, WOJCIK-FATLA A, SZYMANSKA J, DUTKIEWICZ J, ZAJAC V, ZWOLINSKI J. The Occurrence of *Toxoplasma gondii* Infection in People and Animals from Rural Environment of Lublin Region Estimate of Potential Role of Water as a Source of Infection. **Ann. Agric. Env. Med.** 2010, 17, 125–132. PMID: 20684490. Acesso em fevereiro 2024.

SSEMANDA J N, REIJ M W, VAN MIDDENDORP G, BOUW E, VAN DER PLAATS R, FRANZ E, MUVUNYI C M, BAGABE M C, ZWIETERING M H, JOOSTEN H. Foodborne Pathogens and Their Risk Exposure Factors Associated with Farm Vegetables in Rwanda. **Food Control** (2018), 89, 86–96. DOI 10.1016/j.foodcont.2017.12.034. Acesso em fevereiro 2024.

STEIN, B. et al. The effect of lectins on *Cryptosporidium parvum* oocyst in vitro attachment to host cells. **J Parasitol**, v. 92, n. 1, p. 1-9, Feb (2006). ISSN 0022-3395. Acesso em fevereiro 2024.

STENSVOLD, C, R.; SURESH, G, K.; TAN, K, D.; TROMPSON, R, C.; TRAUB, R, J.; VISCOGLIOSI, E. Terminology for *Blastocystis* subtypes – a consensus. **Trends Parasitol**, v. 23, p. 93-96, (2007). DOI: 10.1016/j.pt.2007.01.004. Acesso em fevereiro 2024.

STENSVOLD, C, R., ALFELLANI, M, A., NØRSKOV-LAURITSEN, S., PRIP, K., VICTORY, E, L., MADDOX, C., NIELSEN, H, V., CLARK, C, G. Subtype distribution of *Blastocystis* isolates from synanthropic and zoo animals and identification of a new subtype. **Int J Parasitol.**v39, p. 473–479 (2009). DOI: 10.1016/j.ijpara.2008.07.006. Acesso em fevereiro 2024.

STENSVOLD, C. R., & CLARK, C. G. Current status of *Blastocystis*: A personal view. **Parasitology International**, 65(6), 763–771; (2016). DOI: 10.1016/j.parint.2016.05.015. Acesso em fevereiro 2024.

STENSVOLD C R, CLARK C G. Pre-empting Pandora’s box: *Blastocystis* sub-types revisited. **Trends Parasitol**, v. 36, n. 3, p. 229-32, (2020). DOI: 10.1016/j.pt.2019.12.009. Acesso em fevereiro 2024.

STRAMMA, L.; JOHNSON, G. C.; SPRINTALL, J.; MOHRHOLZ, V. Expanding oxygen-minimum zones in the tropical oceans. **Science**, v. 320, n. 5876, p. 655-658, (2008). DOI: 10.1126/science.1153847. Acesso em maio 2024.

STRONG W B, GUT J, NELSON R G. Cloning and sequence analysis of a highly polymorphic *Cryptosporidium parvum* gene encoding a 60-kilodalton glycoprotein and characterization of its 15- and 45-kilodalton zoite surface antigen products. **Infect Immun.** (2000) Jul;68(7):4117-34. doi: 10.1128/IAI.68.7.4117-4134.2000. Acesso em outubro 2024.

STONE D L, HARDING A K, HPE B K, SLAUGHTER-MASON S. Exposure assessment and risk gastrointestinal illness among surfers. **Journal of Toxicology and Environmental Health. Part A**, Washington, v. 71, n. 24. P. 1603-1615, (2008). DOI: 10.1080/15287390802414406. Acesso em abril 2024.

SU C, EVANS D, COLE RH, KISSINGER JC, AJIOKA JW, SIBLEY LD. Recent expansion of *Toxoplasma* through enhanced oral transmission. **Science**. (2003) Jan 17;299(5605):414-6. doi: 10.1126/science.1078035. PMID: 12532022. Acesso em abril 2024.

SULAIMAN I M, FAYER R, BERN C, GILMAN R H, TROUT J M, SCHANTZ P M, DAS P, LAL A A, XIAO L. Triosephosphate isomerase gene characterization and potential zoonotic transmission of *Giardia duodenalis*. **Emerg Infect Dis**. (2003) Nov;9(11):1444-52. doi: 10.3201/eid0911.030084. Acesso em outubro 2024.

SULAIMAN I M, JIANG J, SINGH A, XIAO L. Distribution of *Giardia duodenalis* genotypes and subgenotypes in raw urban wastewater in Milwaukee, Wisconsin. **Appl Environ Microbiol**. (2004) Jun;70(6):3776-80. doi: 10.1128/AEM.70.6.3776-3780.2004. Acesso em outubro 2024.

TAN K S, et al. “Recent advances in *Blastocystis hominis* research: hot spot in terra incognita”. **International Journal Parasitology** 32.7: 789-804. (2002). Disponível em: < <https://ecronicon.net/assets/ecgds/pdf/ECGDS-03-00079.pdf> >. Acesso em abril 2024.

TAN K. *Blastocystis* in humans and animals: new insights using modern methodologies. **Vet Parasitol**; v. 126: p. 121-144, (2004). DOI: 10.1016/j.vetpar.2004.09.017. Acesso em abril 2024.

TAN K S, MIRZA H, TEO J D, WU B, MACARY P A. Current views on the clinical relevance of *Blastocystis* spp. **Curr Infect Dis Rep**; v. 12, p. 28–35, (2010). DOI: 10.1007/s11908-009-0073-8. Acesso em abril 2024.

TAREKEGN ZS, TIGABU Y, DEJENE H. *Cryptosporidium* infection in cattle and humans in Ethiopia: A systematic review and meta-analysis. **Parasite Epidemiol Control**. Jul 13;14:e00219 (2021). PMID: 34337169; PMCID: PMC8313599. Disponível em: doi: 10.1016/j.parepi.2021.e 00219. Acesso em abril 2024.

TAWANA M, ONYICHE TGE, RAMATLA T, THEKISOE O. A ‘One Health’ perspective of Africa-wide distribution and prevalence of *Giardia* species in humans, animals and waterbodies: a systematic review and meta-analysis. **Parasitology** 150, 769–780, (2023). Disponível em: <https://doi.org/10.1017/S0031182023000513>. Acesso em abril 2024.

TEDDE T, MARANGI M, PAPINI R, SALZA S, NORMANNO G, VIRGILIO S, GIANCASPERO A. *Toxoplasma gondii* and other zoonotic protozoans in Mediterranean mussel (*Mytilus galloprovincialis*) and blue mussel (*Mytilus edulis*): a food safety concern? **Journal of food protection**, v. 82, n. 3, p. 535-542, (2019). DOI 10.4315/0362-028X.JFP-18-157. Acesso em maio 2025.

TEIMOURI A, KESHAVARZ H, MOHTASEBI S, GOUDARZI MIKAEILI F, BORJIAN A, ALLAHMORADI M, YIMAM Y, MOHAMMAD JAVAD A. Intestinal parasites among food handlers in Iran: A systematic review and meta-analysis. **Food Microbiology**, v. 95, (2021). DOI: 10.1016/j.fm.2020.103703. Acesso em abril 2024.

TEMPLETON T J, ENOMOTO S, CHEN W, HUANG C, ANCTO C, ABRAHAMSEN M, ZHU G. A Genome-Sequence Survey for *Ascogregarina aiwanensis* Supports Evolutionary Affiliation but Metabolic Diversity between a Gregarine and *Cryptosporidium*. **Molecular**

Biology and Evolution, Volume 27, Issue 2, February (2010), Pages 235–248, DOI <https://doi.org/10.1093/molbev/msp226>. Acesso em abril 2024.

TENTER, A.M.; HECKEROTH, A.R.; WEISS, L.M. *Toxoplasma gondii*: from animals to humans. **Intl J Parasitol.** v. 30, n. 12-13, p. 1217 - 1258, (2000). DOI: 10.1016/s0020-7519(00)00124-7. Acesso em abril 2024.

THOMPSON R C A. Giardiasis as a re-emerging infectious disease and its zoonotic potential. **International journal for parasitology**, v. 30, n. 12-13, p. 1259-1267, (2000). DOI: 10.1016/s0020-7519(00)00127-2. Acesso em abril 2024.

THOMPSON R C. The zoonotic significance and molecular epidemiology of *Giardia* and giardiasis. **Veterinary Parasitology**, v. 126, n. 1-2, p. 15-35, (2004). DOI: 10.1016/j.vetpar.2004.09.008. Acesso em abril 2024.

THOMPSON R C. MONIS, P. T. Variation in *Giardia*: implications for taxonomy and epidemiology. **Advances in Parasitology**, v. 58, p. 69-137, (2004). DOI: 10.1016/S0065-308X(04)58002-8. Acesso em abril 2024.

THOMPSON R C A. Foodborne enteric, asexual, unicellular parasites (in press) In: Gajadhar, A. (Ed.), **Foodborne Parasites: Occurrence and Control in the Food Supply Web**. Elsevier, pp. 149–164. (2015). ISBN : 9781782423324. Acesso em abril 2024.

THOMPSON R C A, ASH A. Molecular epidemiology of *Giardia* and *Cryptosporidium* infections—What's new? **Infection, Genetics and Evolution**, p.103951, (2019). DOI: 10.1016/j.meegid.2015.09.028. Acesso em abril 2024.

TIYO R, DE SOUZA CZ, NISHI L, BRUSTOLIN CF, RATTI BA, FALAVIGNA GUILHERME AL. Water from different sources used for the irrigation of vegetables to be marketed: research on *Cryptosporidium* spp., *Giardia* spp., and coliforms in Parana, Brazil. **Rev Inst Med Trop Sao Paulo.** (2015) Jul-Aug;57(4):333-6. doi: 10.1590/S0036-46652015000400010. PMID: 26422158; PMCID: PMC4616919. Acesso em abril 2024.

TOLEDO, L. M.; WALL, F. C. M.; SALOMÃO, A. L.de S. et al. Panorama do sistema lagunar de Maricá-RJ: Indicadores de saneamento vs. qualidade de água. **Revista Internacional de Ciências**, v. 11, n. 1, p.6–24, (2021). Acesso em abril 2024.

TONKIN M I, et al. Host cell invasion by apicomplexan parasites: insights from the co-structure of AMA 1 with a RON2 peptide. **Science**, 333: 463, (2011). DOI: 10.1126/science.1204988. Acesso em abril 2024.

TOURON A, BERTHE T, GARGALA G, FOURNIER M, RATAJCZAK M, SERVAIS P, & PETIT F. Assessment of fecal contamination and the relationship between pathogens and fecal bacterial indicators in an estuarine environment (Seine, France). **Marine pollution bulletin**, v. 54, n. 9, p. 1441-1450, (2007). DOI: 10.1016/j.marpolbul.2007.05.009. Acesso em abril 2024.

TRIVIÑO-VALENCIA, J. et al. Detection of *Giardia duodenalis*, *Cryptosporidium* spp. and *Toxoplasma gondii* by PCR in raw and drinkable water samples in Colombia. **Parasitology Research**, v. 115, n. 2, p. 703-711, (2016). DOI: 10.1007/s00436-016-4917-5. Acesso em novembro 2024.

TSAOUSIS A D, BETTS E L, MCCAIN A. Exploring the biology and evolution of *Blastocystis* and its role in the microbiome. In: Eukaryome impact on human intestine homeostasis and mucosal immunology. **Springer International Publishing**, p 14 (2020). Disponível em: 1. <https://doi.org/10.1073/pnas.1116067109>. Acesso em abril 2024.

TSAOUSIS A D, GENTEKAKI E, STENSVOLD CR. Advancing research on *Blastocystis* through a One Health approach. **Open Res Europe** 4:145 (2024). Disponível em: <https://doi.org/10.12688/openreseurope.18046.1>. Acesso em abril 2024.

TUMOVÁ L, JEZKOVA J, PREDIGER J, HOLUBOVA N, SAK B, KONECNÝ R, KVETONOVA D, HLASKOVA L, ROST M, MCEVOY J, XIAO L, SANTÍN M, KVAC M. *Cryptosporidium mortiferum* n. sp. (Apicomplexa: cryptosporidiidae), the species causing lethal cryptosporidiosis in eurasian red squirrels (*Sciurus vulgaris*). **Parasit.Vect.** 16 (1), 235. (2023). Disponível em: <https://doi.org/10.1186/s13071-023-05844-8>. Acesso em maio 2024.

TYZZER E. A sporozoan found in the peptic glands of the common mouse. **Proceedings of the Society for Experimental Biology and Medicine**. (1907); 5(1): 12-13. Disponível em: <<https://doi.org/10.3181/00379727-5-5>>. Acesso em abril 2024.

TYZZER E. An extracellular coccidium, *Cryptosporidium muris* (gen. et sp. nov.), of the gastric glands of the common mouse. **The Journal of Medical Research**. (1910);23(3): 487. Acesso em abril 2024.

TYZZER E. *Cryptosporidium parvum* (sp. nov.), a coccidium found in the small intestine of the common mouse. **Arch. Protistenkd.**, v. 26, p. 394-412, (1912). Acesso em abril 2024.

TZIPORI S, WARD H. Cryptosporidiosis: biology, pathogenesis, and disease. **Microbes. Infect.** 4: 1047-1058, (2002). Acesso em abril 2024.

UNEP. Marine and coastal ecosystems and human wellbeing: A synthesis report based on the findings of the Millennium Ecosystem Assessment. Kenya: **UNEP**, (2006). E-book. Disponível em: <https://wedocs.unep.org/bitstream/handle/20.500.11822/9461/-Marine%20and%20Coastal%20Ecosystems%20and%20Human%20WellBeing_%20A%20synthesis%20report%20based%20on%20the%20findings%20of%20the%20Millennium%20Ecosystems%20Assessment2006652.pdf?sequence=3&%3BisAllowed=>>. Acesso em abril 2024.

UNICEF-FUNDO DAS NAÇÕES UNIDAS PARA A INFÂNCIA. **Sanitation services**. Disponível em: <<https://data.unicef.org/topic/water-and-sanitation/sanitation/>>. Acesso em maio de 2025.

USEPA. Guidance manual for compliance with the filtration and disinfection requirements for public water systems: using surface water sources. **USEPA**, Once of Drinking Water. (1991). Acesso em maio 2024.

UNITED STATES ENVIRONMENTAL PROTECTION AGENCY (USEPA). **Office of Water**. Washington, DC. Method 1623: *Cryptosporidium* and *Giardia* in water by filtration/IMS/FA. EPA-815-R-05-002, (2005). Acesso em maio 2024.

USEPA. **National Primary Drinking Water. Regulations: long term 2 enhanced surface water treatment rule; Final Rule.** Federal Register – Part II – 40CFR, Parts 9, 141 and 142. (2006). Acesso em maio 2025.

USEPA. **Guidelines for Deriving Numerical National Water Quality Criteria for the Protection of Aquatic Organisms and Their Uses.** (2010). Disponível em: <<https://www.epa.gov/wqc/guidelines-deriving-numerical-national-water-quality-criteria-protection-aquatic-organisms-and>>. Acesso em maio 2025.

USEPA. Exposure factors handbook: 2011 edition. **EPA.** (2011). Disponível em: <<https://epa.gov/ncea/efh/pdfs/efh-complete.pdf>>. Acesso em maio 2025.

USEPA. Microbial risk assessment guideline – Pathogenic microorganisms with focus on food and water. **USEPA/USDA/FSIS,** (2012^a). Disponível em: < <https://epa.gov/raf/files/mra-guideline-july-final.pdf>>. Acesso em junho 2025.

UNITED STATES ENVIRONMENTAL PROTECTION AGENCY (USEPA). Office of Water. Washington, DC. Method 1623.1: *Cryptosporidium* and *Giardia* in Water by filtration/IMS/FA. **EPA 816-R-12-001,** (2012). Acesso em maio 2024.

UNITED STATES ENVIRONMENTAL PROTECTION AGENCY (USEPA). Method **1623.1:** *Cryptosporidium* and *Giardia* in Water by Filtration/IMS/FA; United States Environmental Protection Agency: Washington, DC, USA, (2012). Acesso em março 2024.

U.S. Environmental Protection Agency Office of Water (4303T). **Method 1693:** *Cryptosporidium* and *Giardia* in Disinfected Wastewater by Concentration/IMS/IFA. **EPA 821-R-14-013,** September (2014). Acesso em março 2024.

VAN HATTEM J, ARCILLA M, BART A, et al. Carriage of *Blastocystis* spp. in travelers- a prospective longitudinal study. **Travel Med Infect Dis** v. 27; p. 87–91; (2019). Acesso em abril 2024.

VANWORMER E, FRITZ H, SHAPIRO K, MAZET JAK, CONRAD PA. Molecules to modeling: *Toxoplasma gondii* oocysts at the human-animal-environment interface. **Comp Immunol Microbiol Infect Dis.** (2016) ;45:10–9. doi:10.1016/j.cimid.2016.01.005. Acesso em abril 2024.

VERANT ML, D'OZOUVILLE N, PARKER PG, SHAPIRO K, VANWORMER E, DEEM SL. Attempted detection of *Toxoplasma gondii* oocysts in environmental waters using a simple approach to evaluate the potential for waterborne transmission in the Galápagos Islands, Ecuador. **Ecohealth.** (2014) Jun;11(2):207-14. doi: 10.1007/s10393-013-0888-5. Epub 2013 Dec 5. PMID: 24306552. Acesso em abril 2024.

VIEIRA, C.B.; ARAÚJO, I.T.; FERREIRA, F.C.; LIU, J.; et al. Fast screening of enteropathogens in marine water samples. **Brazilian Journal of Microbiology,** (2022) Sep;53(3):1439-1446. DOI: 10.1007/s42770-022-00770-w. Acesso em abril 2024.

VITALIANO SN, SOARES HS, MINERVINO AH, SANTOS AL, WERTHER K, MARVULO MF, SIQUEIRA DB, PENA HF, SOARES RM, SU C, GENNARI SM. Genetic characterization of *Toxoplasma gondii* from Brazilian wildlife revealed abundant new

genotypes. **Int J Parasitol Parasites Wildl.** (2014) Oct 13;3(3):276-83. doi: 10.1016/j.ijppaw.2014.09.003. PMID: 25426424; PMCID: PMC4241539. Acesso em abril 2024.

VON SPERLING, M. Introdução à qualidade das águas e ao tratamento de esgotos. **2 ed. Belo Horizonte:** Departamento de Engenharia Sanitária e Ambiental; **Universidade Federal de Minas Gerais;** (1996). Acesso em abril 2024.

VON SPERLING, M. Introdução à qualidade das águas e ao tratamento de esgotos. **3. ed. Belo Horizonte:** Departamento de Engenharia Sanitária e Ambiental; Universidade Federal de Minas Gerais; (2005). Acesso em abril 2024.

YANG X, GUO Y, XIAO L, FENG Y. Molecular Epidemiology of human cryptosporidiosis in low- and middle-income countries. **Clin. Microbiol. Rev.** 34 (2), 00087–19, (2021). DOI: 10.1128/CMR.00087-19. Acesso em abril 2024.

WALDRAM A, VIVANCOS R, HARTLEY C, LAMDEN K. Prevalence of *Giardia* infection in households of *Giardia* cases and risk factors for household transmission. **BMC Infectious Diseases;** v.17; p.486; (2017). Disponível em: <<https://bmcinfecdis.biomedcentral.com/articles/10.1186/s12879-017-2586-3>>. Acesso em abril 2024.

WANG Z D, LIU Q, LIU H LI S, ZHANG L, ZHAO Y K. Prevalence of *Cryptosporidium*, microsporidia and *Isospora* infection in HIV-infected people: a global systematic review and meta-analysis. **Parasites & Vectors.** (2018); 11(1): 28. doi.org/10.1186/s13071-017-2558-x. Acesso em maio 2024. Acesso em abril 2024.

WANG R J, LI J Q, CHEN Y C, ZHANG L, XIAO L. Widespread occurrence of *Cryptosporidium* infections in patients with HIV/AIDS: Epidemiology, clinical feature, diagnosis, and therapy. **Acta tropica**, v. 187, p. 257-263, (2018). DOI 10.1016/j.actatropica.2018.08.018. Acesso em maio 2025.

WANG X, WANG X, CAO J. Environmental Factors Associated with *Cryptosporidium* and *Giardia*. **Pathogens.** (2023) Mar 7;12(3):420. doi: 10.3390/pathogens12030420. PMID: 36986342; PMCID: PMC10056321. Acesso em maio 2025.

WHITE M, ELLIOTT LR, GASCON M, ROBERTS B, FLEMING LE. Blue space, health and well-being: a narrative overview and synthesis of potential benefits. **Environ Res.** 191:110169 (2020). DOI: 10.1016/j.envres.2020.110169. Acesso em abril 2024.

WELLS, B.; SHAW, H.; INNOCENT, G.; GUIDO, S.; HOTCHKISS, E.; PARIGI, M.; OPSTEEGH, M.; GREEN, J.; GILLESPIE, S.; INNES, E.A. Molecular Detection of *Toxoplasma gondii* in Water Samples from Scotland and a Comparison between the 529bp Real-Time PCR and ITS1 Nested PCR. **Water Res.** 2015, 87, 175–181. DOI: 10.1016/j.watres.2015.09.015. Acesso em abril 2024.

WHO-WORLD HEALTH ORGANIZATION. Volume 1, Coastal and fresh waters. Chapter 4: Fecal Pollution and Water Quality 51–101. In Guidelines for Safe Recreational Water Environments; **World Health Organization: Geneva, Switzerland,** (2003). Acesso em março 2025.

WHO-WORLD HEALTH ORGANIZATION. **Guidelines for Drinking Water Quality. Cryptosporidium**. EHC Cryptosporidium draft 2 (2006a). Acesso em maio 2025.

WHO- WORLD HEALTH ORGANIZATION. **Guidelines for Drinking Water Quality: incorporating first addendum**. Vol. 1. Recommendations. 3rd ed. (2006b). Acesso em maio 2025.

WHO-WORLD HEALTH ORGANIZATION. **Volume 1, coastal and fresh waters: List of agreed updates**. In Addendum to the Who Guidelines for Safe Recreational Water Environments; World Health Organization: Geneva, Switzerland, (2009). Acesso em abril 2025.

WHO-WORLD HEALTH ORGANIZATION. **International travel and health** (2012). Acesso em: Disponível em: <<https://www.who.int/publications/i/item/9789241580472>>. Acesso em abril 2025.

WHO- WORLD HEALTH ORGANIZATION. **Quantitative microbial risk assessment: application for water safety management**. (2016) ISBN 978 92 4 156537 0. Disponível em: <<https://iris.who.int/bitstream/handle/10665/246195/9789241565370-eng.pdf;jsessionid=D9C145D46463ECFB508ECFCF06AD2AA9?sequence=1>>. Acesso em abril 2025.

WHO- WORLD HEALTH ORGANIZATION. **Guidelines for Drinking-water Quality. Fourth edition incorporating the first addendum**. (2017). Disponível em: <<https://www.who.int/publications/i/item/9789241549950>>. Acesso em maio 2025.

WHO-WORLD HEALTH ORGANIZATION. **SDG Goal 6 Ensure availability and sustainable management of water and sanitation for all**, (2020). Disponível em: <<https://www.who.int/data/gho/data/themes/topics/sdg-target-6-ensure-availability-and-sustainable-management-of-water-and-sanitation-for-all>>. Acesso em maio 2025.

WHO-WORLD HEALTH ORGANIZATION. Update of the Guidelines published in 2003 entitled - **Guidelines for safe recreational water environments. Volume 1, Coastal and fresh Waters** – (2021). Disponível em: <<https://iris.who.int/bitstream/handle/10665/342625/9789240031302-eng.pdf?sequence=1>>. Acesso em março 2025.

WHO-WORLD HEALTH ORGANIZATION, UNICEF-UNITED NATIONS CHILDRENS FUND, World Bank. **State of the world's drinking water: an urgent call to action to accelerate progress on ensuring safe drinking water for all**. Geneva: World Health Organization; (2022). Acesso em maio 2025.

WHO - WORLD HEALTH ORGANIZATION. **Sanitation**, (2023). Disponível em: <<https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/sanitation>>. Acesso em maio 2025.

WHO - WORLD HEALTH ORGANIZATION TEAM CONTROL OF NEGLECTED TROPICAL DISEASES. Prevention and control of intestinal parasitic infections: **WHO Technical Report Series N°749**. Guideline. Disponível em: <<https://www.who.int/publications/i/item/WHO-TRS-749>>. (2024). Acesso em junho 2025.

WHO - WORLD HEALTH ORGANIZATION, UNICEF-UNITED NATIONS CHILDRENS FUND. **Infection prevention and control and water, sanitation and hygiene measures in health-care settings and shelters/congregate settings in Gaza**: Technical note, 22 February 2024. Geneva WHO/oPt/IPC_WASH/2024.1 (2024). Acesso em junho 2025.

WIDERSTRÖM M, SCHÖNNING C, LILJA M, LEBBAD M, LJUNG T, ALLESTAM G, LINDH J. Large outbreak of *Cryptosporidium hominis* infection transmitted through the public water supply, Sweden. **Emerging infectious diseases**, (2014); 20(4): 581. DOI: 10.3201/eid2004.121415. Acesso em outubro 2024.

WILSON M E, CHEN L H, HAN P V, KEYSTONE J S, CRAMER J P, SEGURADO A, LEDER K. Illness in travelers returned from Brazil: The GeoSentinel experience and implications for the 2014 FIFA World Cup and the 2016 Summer Olympics. **Clinical infectious diseases**, v. 58, n. 10, p. 1347-1356, (2014). DOI: 10.1093/cid/ciu122. Acesso em agosto 2024.

WOLF J, JOHNSTON RB, AMBELU A, ARNOLD BF, BAIN R, BRAUER M, BROWN J, CARUSO BA, CLASEN T, COLFORD JM JR, MILLS JE, EVANS B, FREEMAN MC, GORDON B, KANG G, LANATA CF, MEDLICOTT KO, PRÜSS-USTÜN A, TROEGER C, BOISSON S, CUMMING O. Burden of disease attributable to unsafe drinking water, sanitation, and hygiene in domestic settings: a global analysis for selected adverse health outcomes. **Lancet**. (2023) Jun 17;401(10393):2060-2071. doi: 10.1016/S0140-6736(23)00458-0. Epub 2023 Jun 5. PMID: 37290458; PMCID: PMC10290941. Disponível em março 2025.

WORKMAN C L, STOLER J, HARRIS A, ERCUMEN A, KEARNS J, MAPUNDA K M. Food, water, and sanitation insecurities: Complex linkages and implications for achieving WASH security. **Glob Public Health**. Nov;17(11):3060-3075, (2022). DOI: 10.1080/17441692.2021.1971735. Acesso em abril 2024.

XIAO L, LIMOR JR, LI L, MORGAN U, THOMPSON RC, LAL AA. Presence of heterogeneous copies of the small subunit rRNA gene in *Cryptosporidium parvum* human and marsupial genotypes and *Cryptosporidium felis*. **J Eukaryot Microbiol**. (1999) Sep-Oct;46(5):44S-45S. PMID: 10519242. Acesso em abril 2024.

XIAO L, ALDERISIO K, LIMOR J, ROYER M, LAL AA. Identification of species and sources of *Cryptosporidium* oocysts in storm waters with a small-subunit rRNA-based diagnostic and genotyping tool. **Appl Environ Microbiol**. (2000) Dec;66(12):5492-8. doi: 10.1128/AEM.66.12.5492-5498.2000. Acesso em abril 2024.

XIAO L. et al. *Cryptosporidium* taxonomy: recent advances and implications for public health. **Clin Microbiol Rev**, v. 17, n. 1, p. 72-97, Jan. ISSN 0893-8512. (2004). Acesso em abril 2024.

XIAO L, FENG Y. Molecular epidemiologic tools for waterborne pathogens *Cryptosporidium* spp. and *Giardia duodenalis*. **Food and Waterborne Parasitology**, v. 8, p. 14-32, (2017). DOI: 10.1016/j.fawpar.2017.09.002. Acesso em abril 2024.

XIAO H D, SU N, ZHANG Z D, DAI L L, LUO J L, ZHU X Q, XIE S C, GAO W W. Prevalence and Genetic Characterization of *Giardia duodenalis* and *Blastocystis* spp. in Black Goats in Shanxi Province, North China: From a Public Health Perspective. **Animals** (2024), 14, 1808. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/ani14121808>. Acesso em abril 2025.

XU F, JIMÉNEZ-GONZÁLEZ A, EINARSSON E, ÁSTVALDSSON Á, PEIRASMAKI D, ECKMANN L, ANDERSSON JO, SVÄRD SG AND JERLSTRÖM-HULTQVIST J. The compact genome of *Giardia muris* reveals important steps in the evolution of intestinal protozoan parasites. **Microbial Genomics** 6, aug;6(8):mgen000402. doi: 10.1099/mgen.0.000402. Epub (2020). Acesso em abril 2024.

YAKUB G P & STADTERMAN-KNAUER K L. Immunomagnetic separation of pathogenic organisms from environmental matrices. Public Health Microbiology. **Methods in Molecular Biology** 268, 189–197 (2004). DOI: 10.1385/1-59259-766-1:189. Acesso em abril 2024.

YAMASHIRO S, FOCO M L R, PINEDA C O, JOSE J, NOUR E A A, SIQUEIRA-CASTRO I C V, FRANCO R M B. *Giardia* spp. and *Cryptosporidium* spp. removal efficiency of a combined fixed-film system treating domestic wastewater receiving hospital effluent. **Environmental Science and Pollution Research**, 26(22), 22756–22771. doi:10.1007/s11356-019-05500-8 Acesso em abril 2024.

YASOBANT S, TADVI R, PATEL K, SAXENA D. Water, sanitation and hygiene from One Health perspective. **One Health Bull.** (2022); 2(10). Disponível em: <<https://doi.org/10.4103/2773-0344.350691>>. Acesso em março 2025.

YASON J A, LIANG Y R, PNG C W, ZHANG Y, TAN K S W. Interactions between a pathogenic *Blastocystis* subtype and gut microbiota: in vitro and in vivo studies. **Microbiome** 7, 30, (2019). Disponível em: <<https://microbiomejournal.biomedcentral.com/articles/10.1186/s40168-019-0644-3>>. Acesso em abril 2024.

YOSHIKAWA H, YOSHIDA K, NAKAJIMA A, YAMANARI K, IWATANI S, KIMATA I. Fecal-oral transmission of the cyst form of *Blastocystis hominis* in rats. **Parasitol Res** 94(6):391–396 (2004). DOI 10.1007/s00436-004-1230-5. Acesso em maio 2024.

ZAKHARIKHINA LV, LESNIKOVA P S, KERIMZADE V. Exploring secondary contamination in river and spring waters: A novel phenomenon arising from seawater intrusion into deep coastal aquifers. **Marine Pollution Bulletin**, V 211, (2025), 117364, 0025-326X, doi.org/10.1016/j.marpolbul.2024.117364. Acesso em junho 2025.

ZHANG N., YU X., ZHANG H., CUI L., LI X., ZHANG X., GONG P., LI J., LI Z., WANG X. Prevalence and genotyping of *Cryptosporidium parvum* in gastrointestinal cancer patients. **J Cancer**. 11(11):3334 (2020). Acesso em maio 2024.

ZHANG X, DAN J, WANG L, LIU H, ZHOU Z, MA X, REN Z, FU H, GENG Y, LUO Y, XIE Y, PENG G, ZHONG Z. High genetic diversity of *Giardia duodenalis* assemblage E in Chinese dairy cattle. **Infection, Genetics and Evolution**, v92, 104912 (2021). Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2021.104912>. Acesso em maio 2024.

ZHANG C M, XU P C, DU W, WANG X C. Exposure parameters and health risk of *Cryptosporidium* and *Giardia* in the recreational water activities for urban residents in China. **Environmental Science and Pollution Research** 29:1573–1583 (2022). DOI doi.org/10.1007/s11356-021-15463-4. Acesso em maio 2024.

ZILIOTTO, M.; CHIES, J. A. B.; ELLWANGER, J. H. Extreme Weather Events and Pathogen Pollution Fuel Infectious Diseases: The 2024 Flood-Related Leptospirosis Outbreak in Southern Brazil and Other Red Lights. **Pollutants**, v. 4, n. 3, p. 424–433, (2024). DOI: 10.3390/pollutants4030028. Acesso em junho 2025.

ZINI L B, LORENZINI R, CAMELO L G, GUTTERRES M. Occurrence of *Cryptosporidium* and *Giardia* in surface water supply from 2016 to 2020 in South Brazil. **Environ Monit Assess** (2021) 193:496. DOI <https://doi.org/10.1007/s10661-021-09280-y>. Acesso em maio 2025.

ZOU Y, LI X D, MENG Y M, WANG X L, WANG N, ZHU Q. Prevalence and multilocus genotyping of *Giardia duodenalis* in zoo animals in three cities in China. **Parasitol. Res.** 121 (8), 2359–2366, (2022). Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s00436-022-07565-w>. Acesso em maio 2024.

APÊNDICE

Apêndice 1 - Principais rotas de exposição humana a protozoários patogênicos de veiculação hídrica e alimentar.



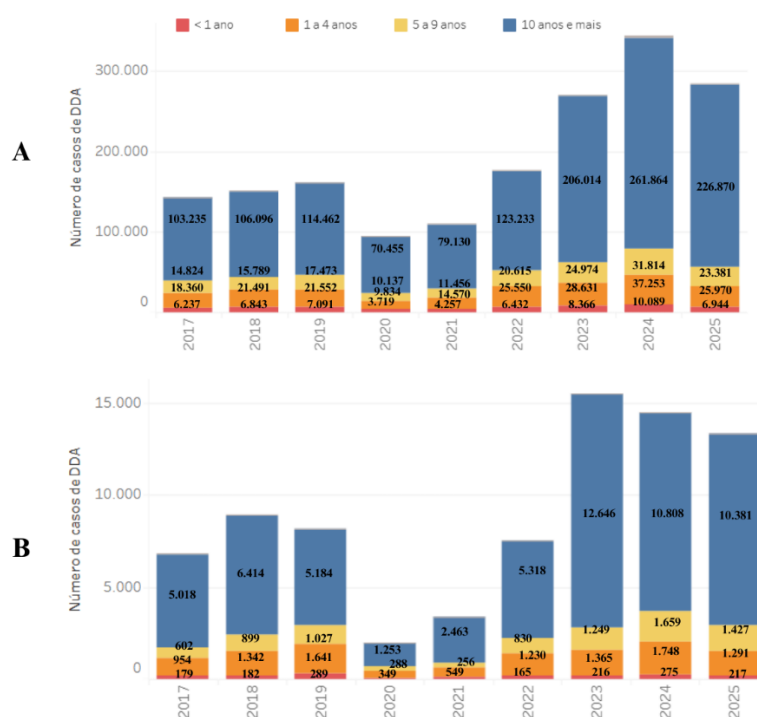
Representação dos principais caminhos de infecção por protozoários patogênicos, considerando múltiplas rotas de exposição hídrica, alimentar, ambiental e zoonótica. Fonte: Elaborado pela autora com auxílio de inteligência artificial, 2025.

Apêndice 2 - Casos de doenças diarreicas agudas por ano em Santa Catarina e principais municípios, 2017 a 2025.



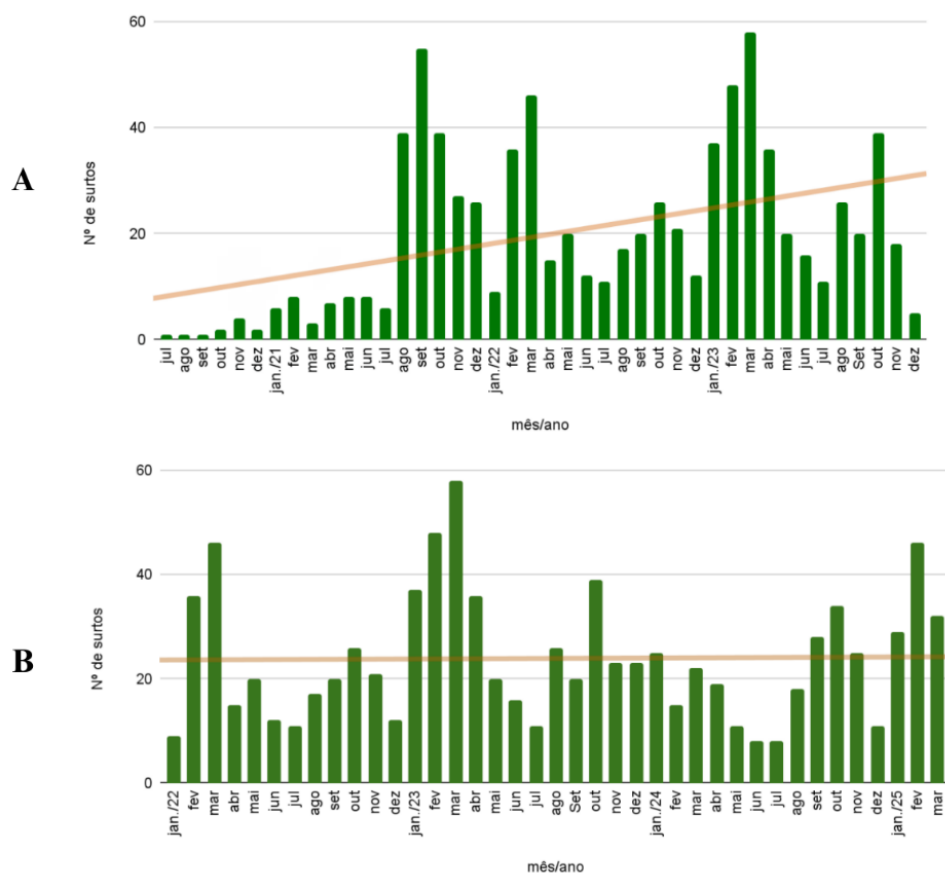
Distribuição dos casos de doenças diarreicas agudas (DDA) por ano, em Santa Catarina (A), São José (B), Florianópolis (C), e Balneário Camboriú (D), no período de 2017 a 2025. Fonte: Adaptado de Sinan/SVSA/Ministério da Saúde, 2025.

Apêndice 3 - Casos de doenças diarreicas agudas segundo faixa etária em Santa Catarina e Florianópolis, 2017 - 2025.



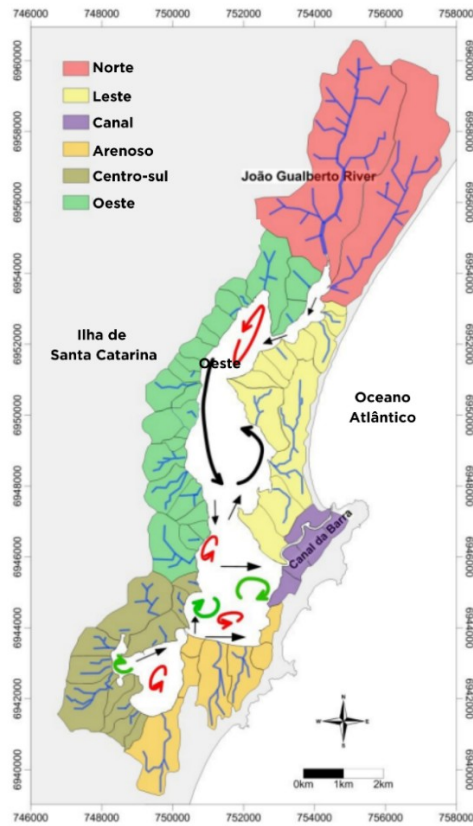
Distribuição dos casos de doenças diarreicas agudas (DDA) segundo faixa etária, em Santa Catarina (A) e em Florianópolis (B), no período de 2017 a 2025. Fonte: Adaptado de Sivep-DDA/SVS/MS, 2025.

Apêndice 4 - Frequência de notificações de surtos de doenças de transmissão hídrica e alimentar por mês de ocorrência. Santa Catarina, 2018 a 2025.



Distribuição dos surtos de doenças de transmissão hídrica e alimentar (DTHA) por mês de ocorrência em Santa Catarina, no período de 2018 a 2023 (A), e no período de 2022 a 2025 (B). Fonte: Adaptado de Informe DTHA SC 2023; 25.

Apêndice 5 - Dinâmica da circulação hídrica e divisão da bacia hidrográfica da Lagoa da Conceição (Florianópolis, SC) em Unidades Hidrológicas (UH).



Mapa da Lagoa da Conceição em Florianópolis (SC). As setas pretas representam fluxos residuais predominantes, indicando o transporte e advecção de matéria dos extremos da laguna em direção à sua porção centro-leste. As setas verdes sinalizam a presença de vórtices ciclônicos, associados à ressuspensão de nutrientes do fundo para a superfície, enquanto as setas vermelhas indicam ciclos anticiclônicos, que favorecem o acúmulo de partículas nas regiões centro-sul. As diferentes cores representam a segmentação da bacia em seis Unidades Hidrológicas (UH) com base em características físicas e uso do solo. Fonte: Adaptado de Silva *et al*, 2017.

Apêndice 6 – Estatísticas descritivas dos parâmetros físico-químicos.

Local	pH - M	pH - Med	pH - DP	pH - IC95%	Tm - M	Tm - Med	Tm - DP	Tm - IC95%	Sal - M	Sal - Med	Sal - DP	Sal - IC95%	Ts - M	Ts - Med	Ts - DP	Ts - IC95%
LC1	7,85	7,82	0,17	±0.16	22,57	24,5	4,3	±3.98	1,47	1,45	0,56	±0.51	12897,1	12600	4371,89	±4043.32
LC2	7,91	7,85	0,3	±0.28	22,09	23,2	5,24	±4.85	1,53	1,58	0,53	±0.49	13041,4	13300	3600,65	±3330.05
LC3	7,85	7,87	0,15	±0.14	21,9	20,6	4,6	±4.25	2,15	2	0,44	±0.41	18300	18300	3327,16	±3077.11
LC4	8,09	8,05	0,21	±0.2	23,37	23,3	3,85	±3.56	2,35	2,3	0,6	±0.56	16985,7	18700	8209,03	±7592.08
LC5	7,01	6,7	0,57	±0.53	22,01	22,6	4,62	±4.27	0,33	0,14	0,41	±0.38	2724,71	1980	2843,55	±2629.84
LC6	7,77	7,8	0,42	±0.39	22,24	22,4	5,22	±4.83	1,66	1,55	0,37	±0.34	14142,9	13300	2738,53	±2532.71
LC7	7,88	7,8	0,26	±0.24	23,29	24,6	4,86	±4.5	2	2,23	0,52	±0.48	16928,6	18300	3802,94	±3517.14
LEVAP	7,91	7,8	0,66	±0.61	20,9	20,6	5,71	±5.28	0,03	0,03	0	±0.0	325,29	323	44,36	±41.03

Local	Tb - M	Tb - Med	Tb - DP	Tb - IC95%	Pr - M	Pr - Med	Pr - DP	Pr - IC95%	Ec - M	Ec - Med	Ec - DP	Ec - IC95%
LC1	5,89	5,1	2,35	±2.17	6,88	5,48	6,9	±6.38	25,61	25,2	9,13	±8.44
LC2	4,91	4,12	1,88	±1.74	6,88	5,48	6,9	±6.38	26,63	27,3	7,64	±7.07
LC3	4,52	4,52	2,39	±2.21	6,88	5,48	6,9	±6.38	35,63	33,1	7,05	±6.52
LC4	3,18	3,18	0,74	±0.69	4,87	3,28	5,06	±4.68	39,17	38,2	9,31	±8.61
LC5	4,9	3,67	2,49	±2.3	4,87	3,28	5,06	±4.68	6,33	4,02	6,71	±6.2
LC6	6,36	5,97	3,33	±3.08	4,87	3,28	5,06	±4.68	26,57	26,9	8,14	±7.53
LC7	3,26	3,26	0,66	±0.61	4,87	3,28	5,06	±4.68	33,77	36,7	7,49	±6.92
LEVAP	3,88	3,85	1,38	±1.28	6,88	5,48	6,9	±6.38	0,65	0,64	0,09	±0.08

Legenda: M: média; Med: mediana; Tm: temperatura (°C); DP: desvio padrão; Sal: salinidade (%); Ts: sólidos totais (ppt); Tb: turbidez (NTU); Pr: precipitação (mm); Ec: condutividade elétrica (ms/cm).

Apêndice 7 – Testes de homogeneidade de Fisher para comparação de períodos climáticos e por ponto amostral para a análise de risco de infecção por *Cryptosporidium* spp. e *Giardia* spp.

A

	LC1	LC2	LC3	LC4	LC5	LC6	LC7	LEVAP
LC1	--	1,000	1,000	1,000	1,000	1,000	1,000	1,000
LC2	1,000	--	1,000	1,000	1,000	1,000	1,000	1,000
LC3	1,000	1,000	--	1,000	1,000	1,000	1,000	1,000
LC4	1,000	1,000	1,000	--	1,000	1,000	1,000	1,000
LC5	1,000	1,000	1,000	1,000	--	1,000	1,000	1,000
LC6	1,000	1,000	1,000	1,000	1,000	--	1,000	1,000
LC7	1,000	1,000	1,000	1,000	1,000	1,000	--	1,000
LEVAP	1,000	1,000	1,000	1,000	1,000	1,000	1,000	--

B

	LC1	LC2	LC3	LC4	LC5	LC6	LC7	LEVAP
LC1	--	1,000	1,000	1,000	1,000	1,000	1,000	1,000
LC2	1,000	--	1,000	1,000	1,000	1,000	0,462	1,000
LC3	1,000	1,000	--	1,000	1,000	1,000	1,000	1,000
LC4	1,000	1,000	1,000	--	1,000	1,000	1,000	1,000
LC5	1,000	1,000	1,000	1,000	--	1,000	1,000	1,000
LC6	1,000	1,000	1,000	1,000	1,000	--	1,000	1,000
LC7	1,000	0,462	1,000	1,000	1,000	1,000	--	0,462
LEVAP	1,000	1,000	1,000	1,000	1,000	1,000	0,462	--

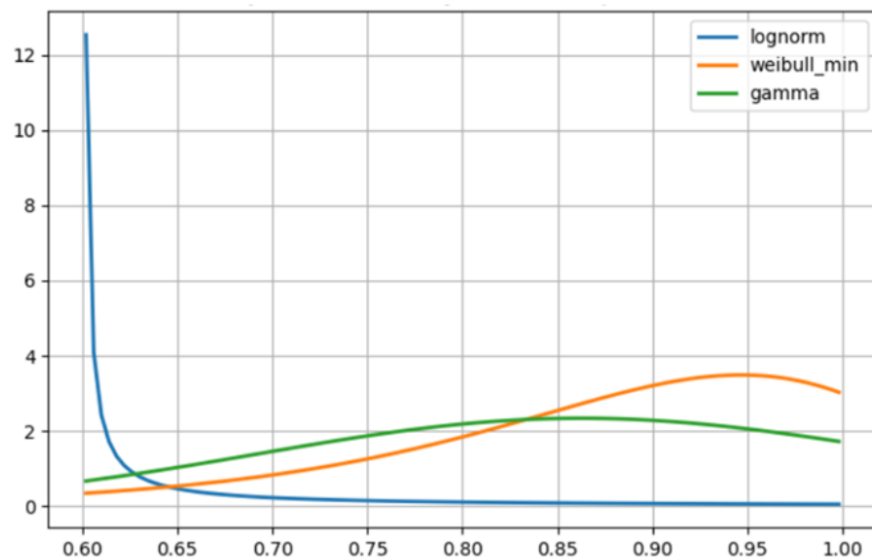
C

	Patógeno	Período	Amostras > LD	Total amostras	% positivas	p-valor (Fisher)
0	<i>Giardia</i> sp.	Chuvoso	0	32	0.0	0.028931
1	<i>Giardia</i> sp.	Seco	4	24	16.7	0.028931
2	<i>Cryptosporidium</i> spp.	Chuvoso	4	32	12.5	1.000000
3	<i>Cryptosporidium</i> spp.	Seco	3	24	12.5	1.000000

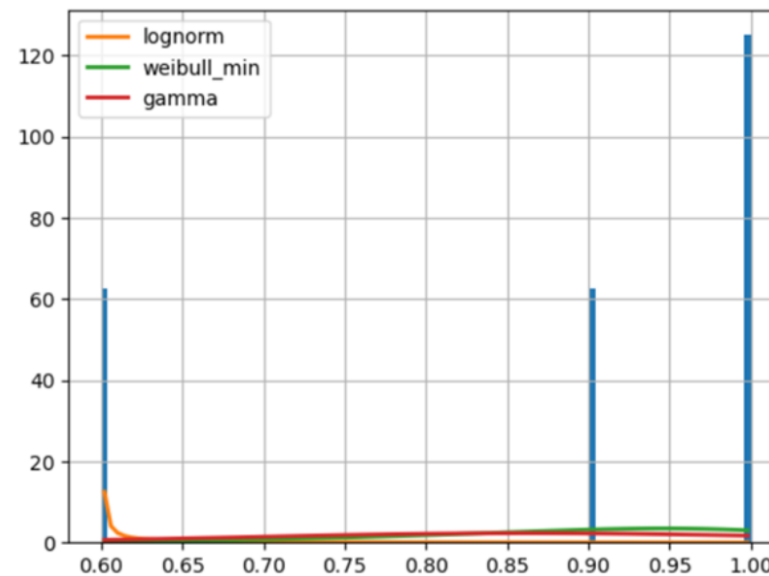
Distribuição dos testes de Fisher para avaliação da similaridade entre a frequência de positividade e os períodos climáticos e pontos amostrais. (A) Amostras de *Giardia* sp., (B) Amostras de *Cryptosporidium* spp.; (C) Valores de p.

Apêndice 8 – Ajuste de distribuição sobre as concentrações de *Giardia* sp. para o período climatológico seco e durante o ano todo.

A



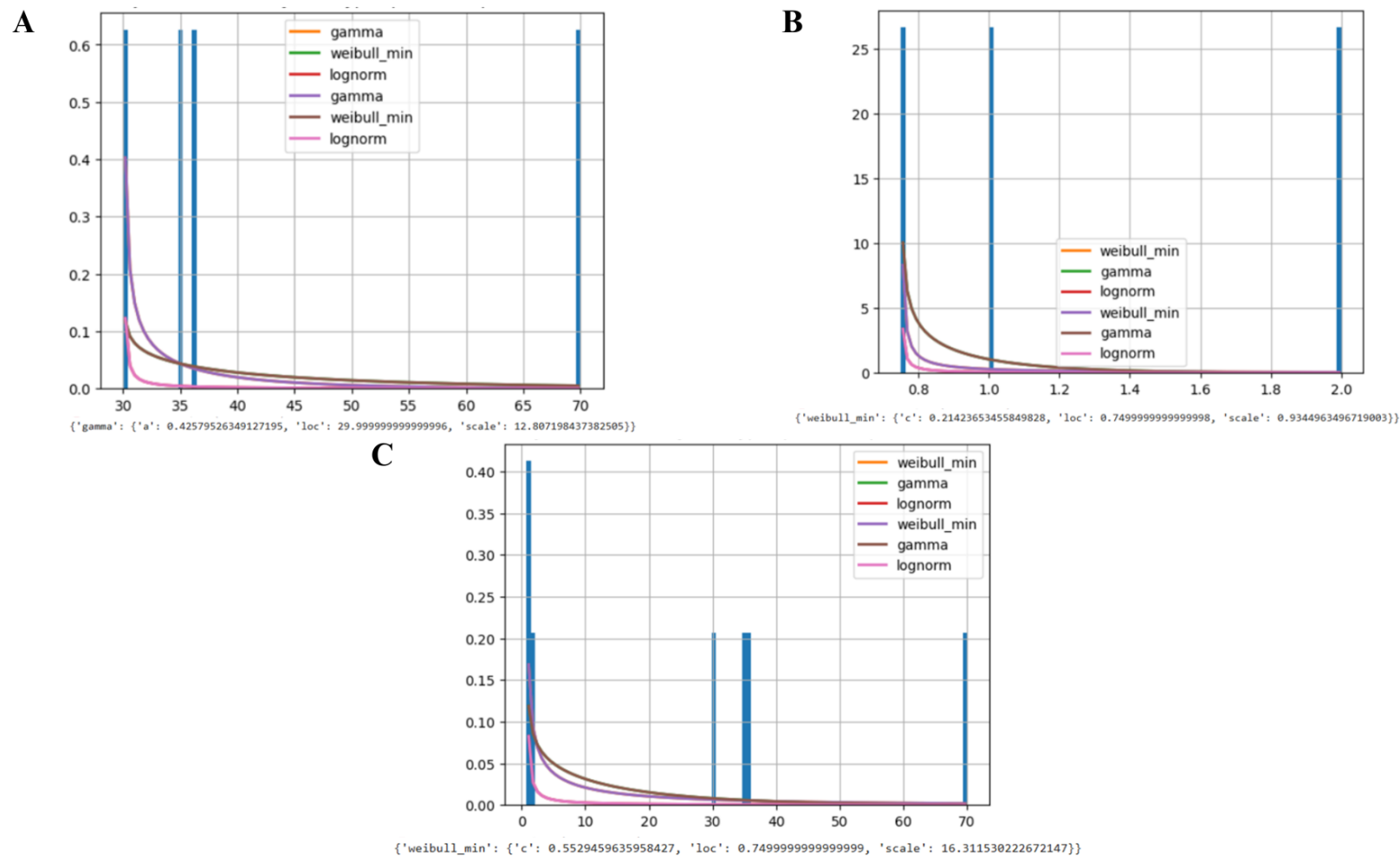
B



{'lognorm': {'s': 15.469658248148225, 'loc': 0.5999999999999999, 'scale': 4.804662283362866e-05}}

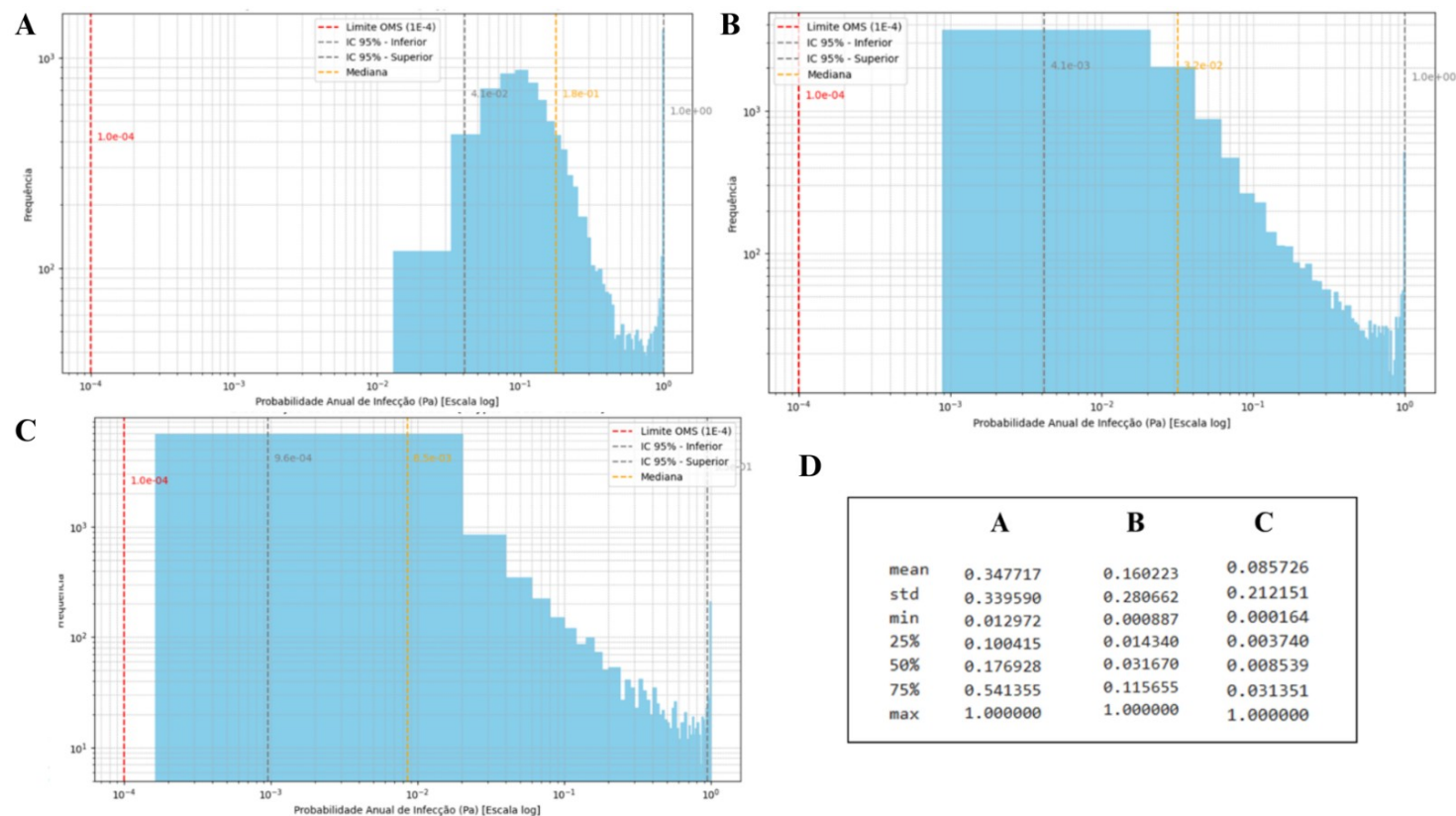
Distribuição das concentrações de *Giardia* sp., utilizando os resultados de detecção do período seco (A) (positividades das amostras) também para o período do ano todo (B). A melhor distribuição foi utilizando log-normal.

Apêndice 9 – Ajuste de distribuição sobre as concentrações de *Cryptosporidium* spp. para o período climatológico seco, chuvoso e ano todo.



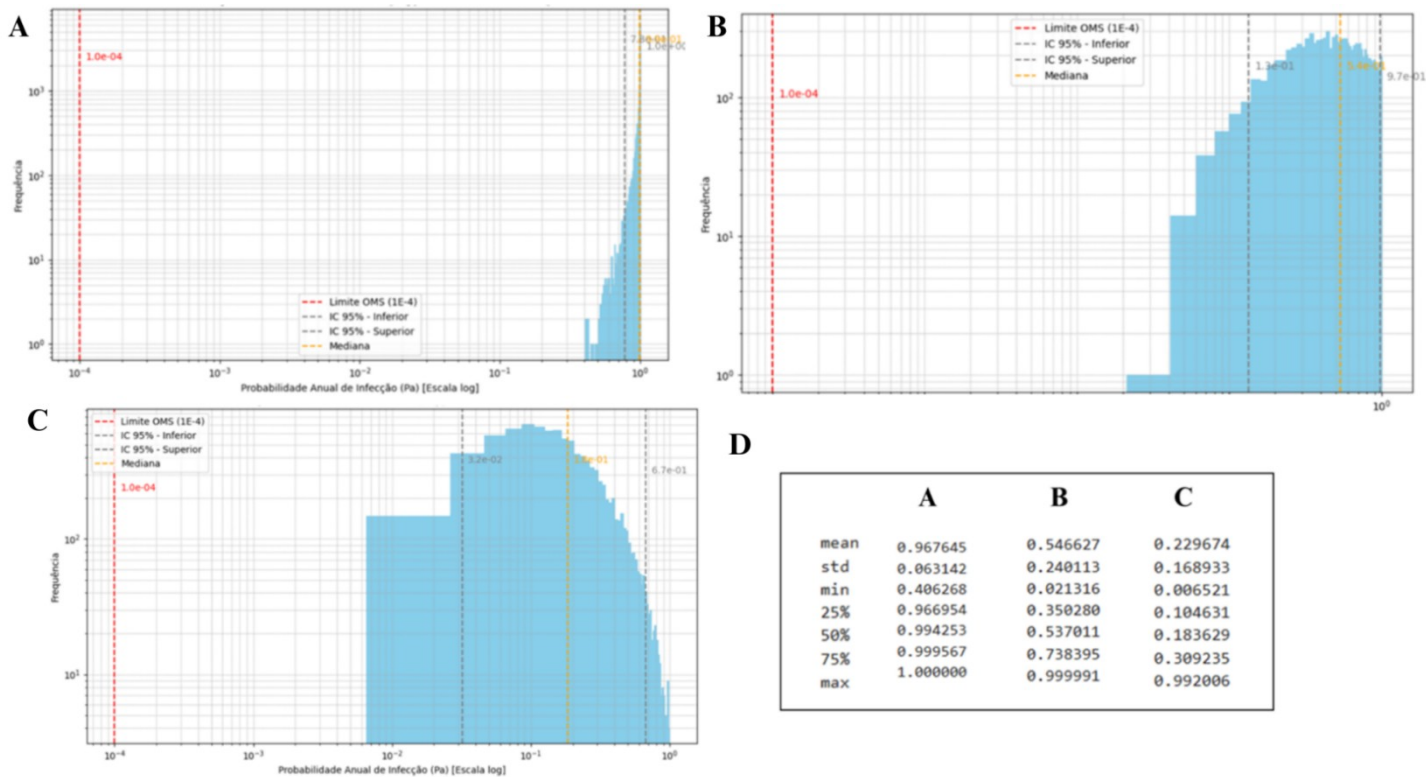
Distribuição das concentrações de *Cryptosporidium* spp.. A melhor distribuição para o período chuvoso (A) foi com log-normal. Já para o período seco (B) e para o período do ano todo (C) (dados do período seco e chuvoso), a melhor distribuição foi Weibull.

Apêndice 10 - Distribuição da probabilidade anual de infecção por *Cryptosporidium* spp. para o grupo de exposição durante o período hidrológico seco e estatísticas descritivas.



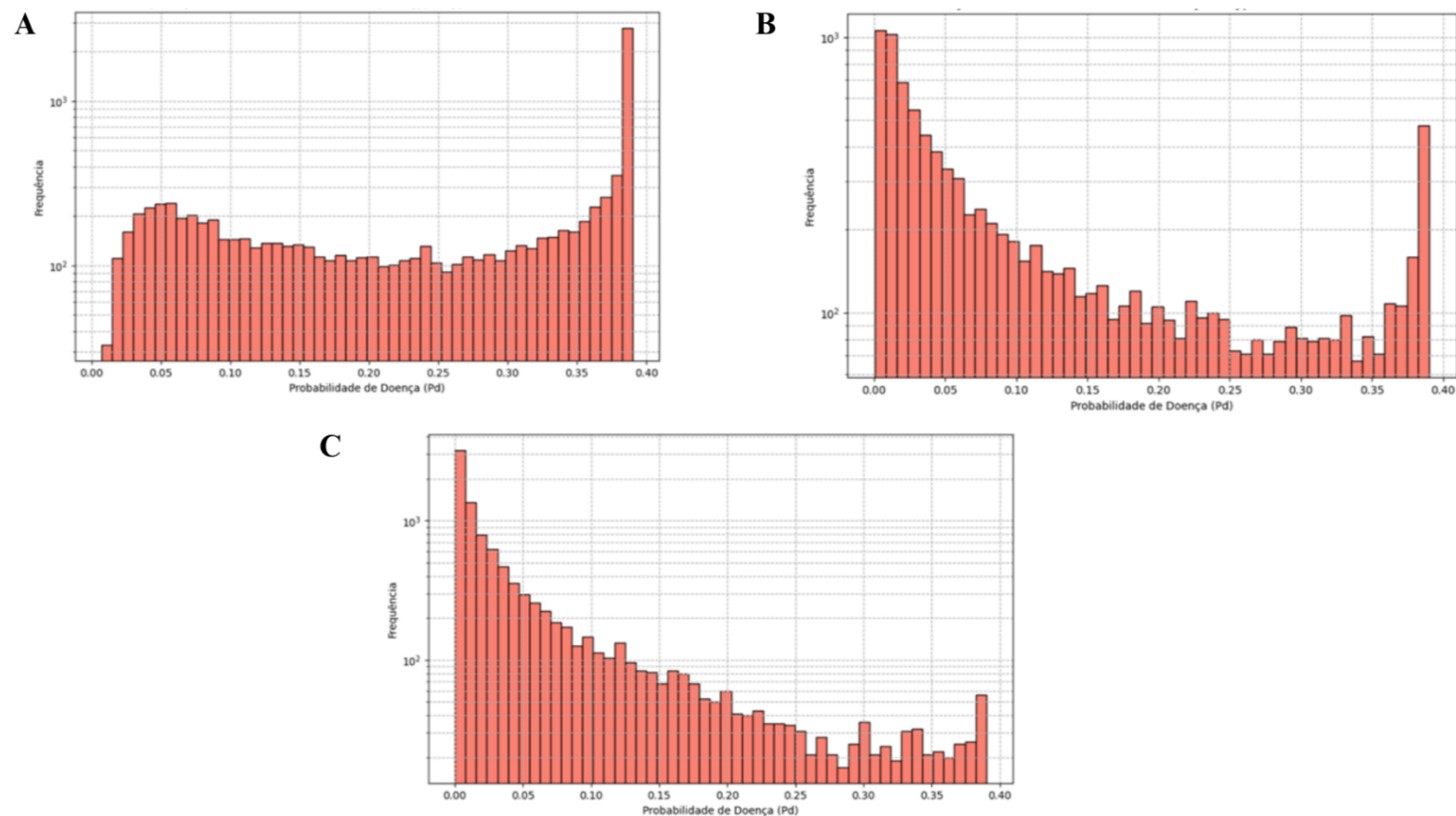
Distribuição da probabilidade anual de infecção por *Cryptosporidium* spp. para o grupo de (A) atletas, (B) crianças e (C) adultos, baseada em 10.000 simulações. O eixo X está em escala logarítmica. A linha vermelha representa o limite máximo de risco estabelecido pela OMS (1E-4). A linha laranja indica a mediana dos valores simulados, e as linhas pretas delimitam o intervalo de confiança de 95%. A maioria das simulações ultrapassa o limite de segurança. O quadro (D) representa os três grupos de exposição analisados no estudo de risco: A-atletas, B-crianças e C-adultos. São estatísticas descritivas sobre as probabilidades anuais de infecção: média aritmética (mean), desvio padrão (std), valores mínimos (min), primeiro quartil (25% - dos valores abaixo desse ponto), mediana (50% - ponto central dos dados, usado como medida de tendência central), terceiro quartil (75% - dos valores estão abaixo desse ponto, e valores máximos (max).

Apêndice 11 - Distribuição da probabilidade anual de infecção por *Cryptosporidium* spp. para grupos de exposição, durante o período hidrológico chuvoso e estatísticas descritivas.



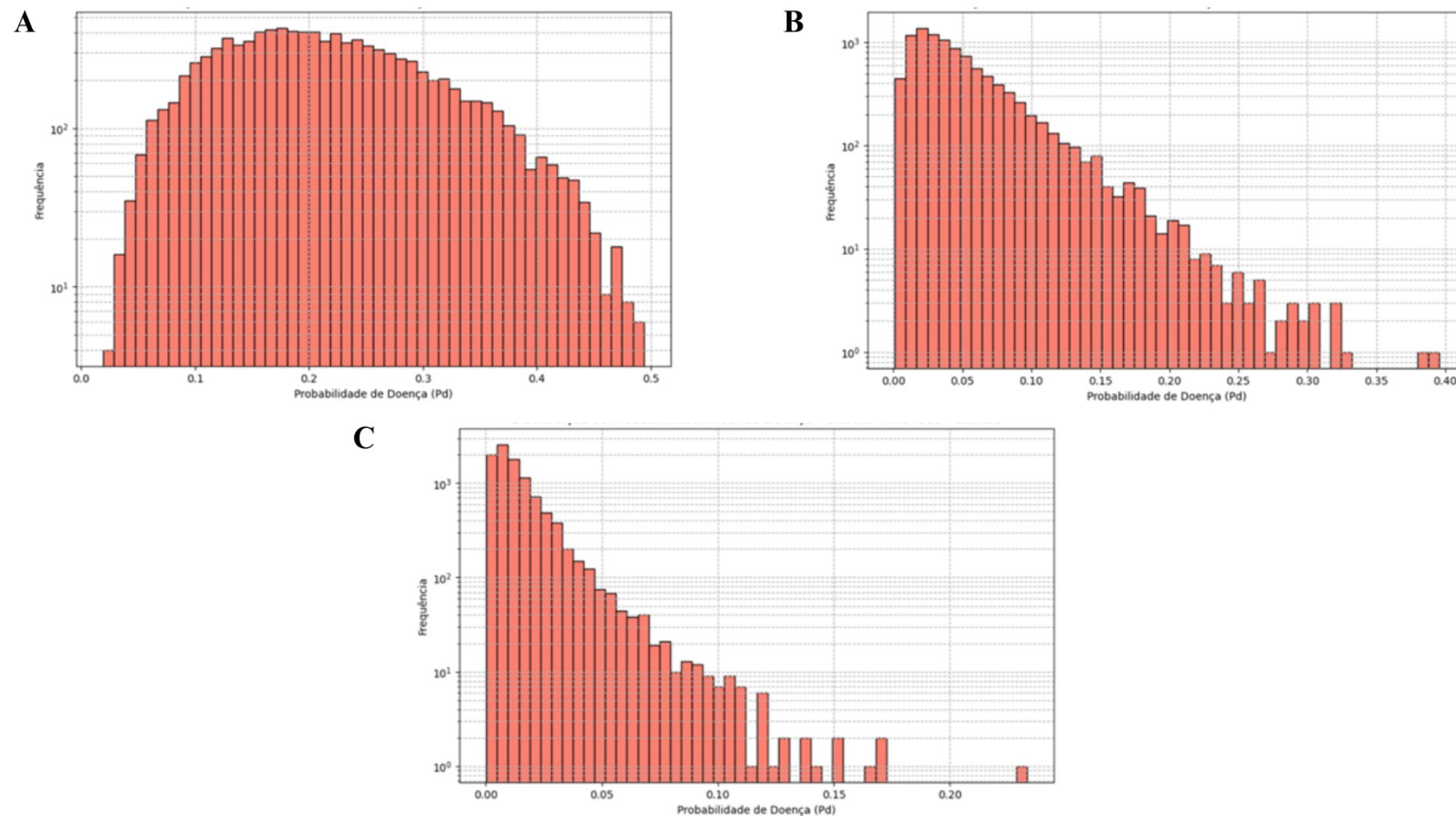
Distribuição da probabilidade anual de infecção por *Cryptosporidium* spp. para o grupo de (A) atletas, (B) crianças e (C) adultos, baseada em 10.000 simulações. O eixo X está em escala logarítmica. A linha vermelha representa o limite máximo de risco estabelecido pela OMS (1E-4). A linha laranja indica a mediana dos valores simulados, e as linhas pretas delimitam o intervalo de confiança de 95%. A maioria das simulações ultrapassa o limite de segurança. O quadro (D) representa os três grupos de exposição analisados no estudo de risco: A-atletas, B-crianças e C-adultos. São estatísticas descritivas sobre as probabilidades anuais de infecção: média aritmética (mean), desvio padrão (std), valores mínimos (min), primeiro quartil (25% - dos valores abaixo desse ponto), mediana (50% - ponto central dos dados, usado como medida de tendência central), terceiro quartil (75% - dos valores estão abaixo desse ponto, e valores máximos (max).

Apêndice 12 - Distribuição da probabilidade anual de doença por *Cryptosporidium* spp. para os grupos de exposição durante o período hidrológico do ano todo.



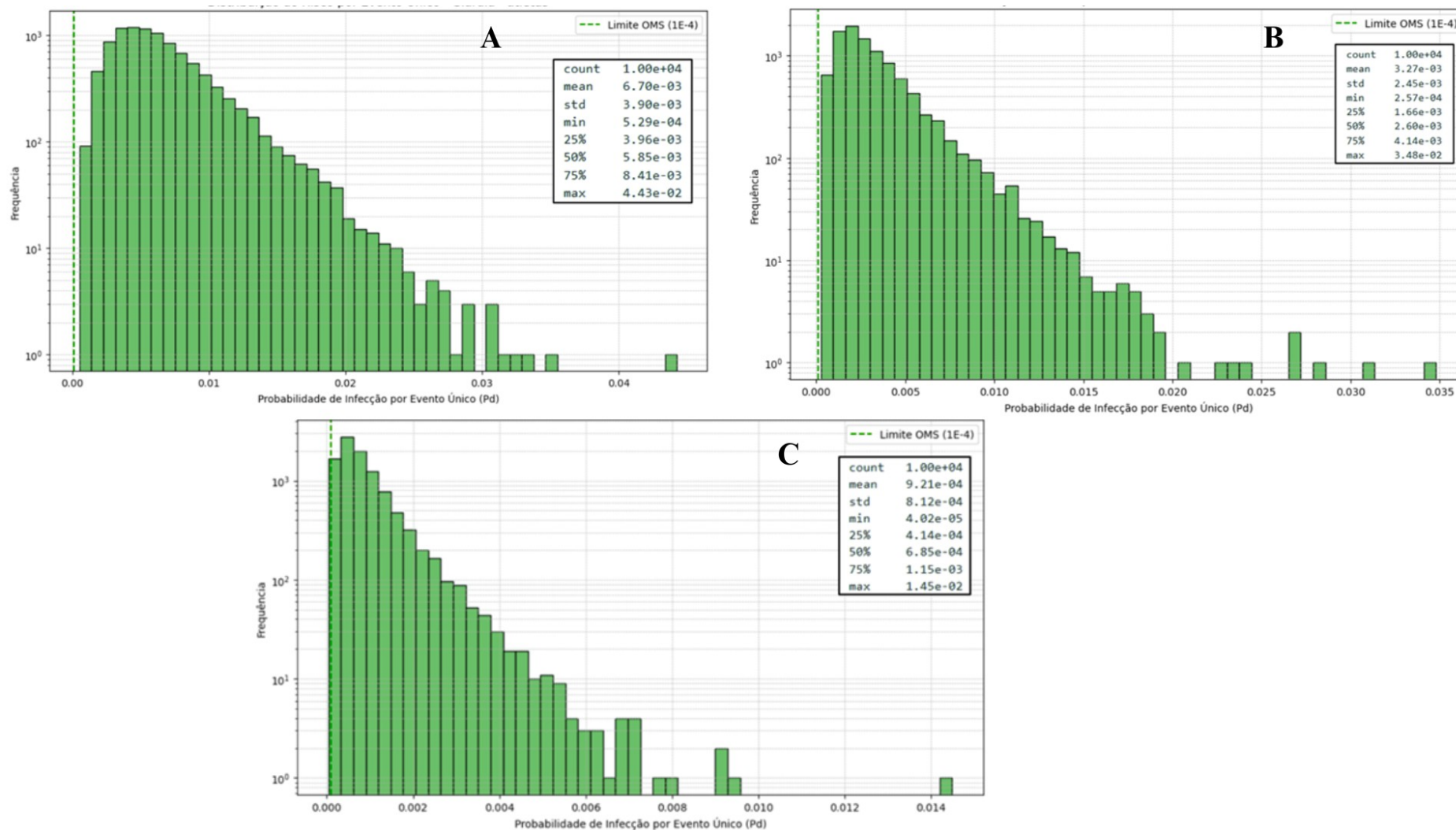
Distribuição da probabilidade anual de doença por *Cryptosporidium* spp. para o grupo de (A) atletas, (B) crianças e (C) adultos, para o período hidrológico anual (somatório dos resultados do período seco e chuvoso).

Apêndice 13 - Distribuição da probabilidade anual de doença por *Giardia* spp. para os grupos de exposição durante o período do ano todo.



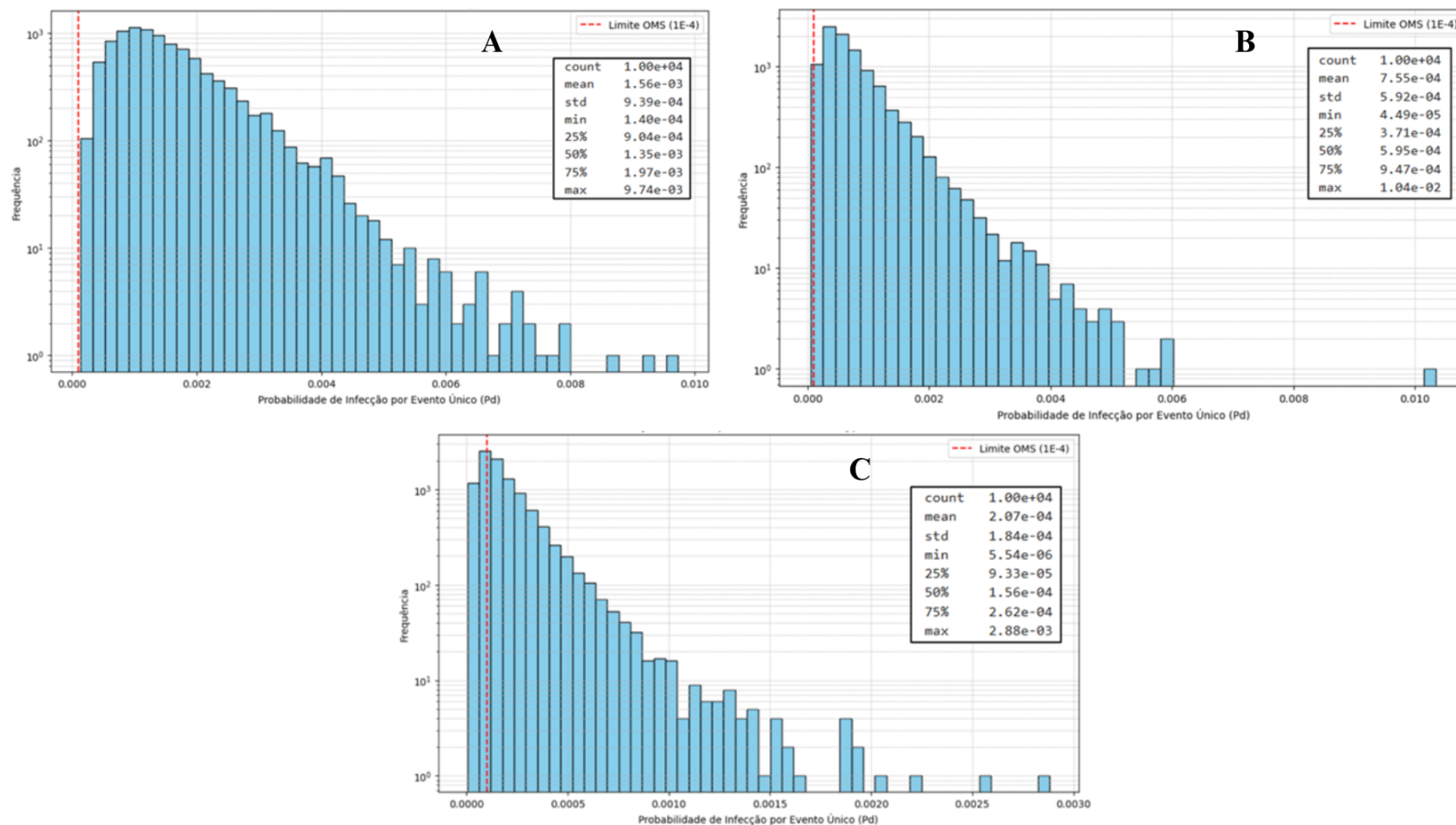
Distribuição da probabilidade anual de doença por *Giardia* spp. para o grupo de (A) atletas, (B) crianças e (C) adultos, para o período hidrológico anual observado.

Apêndice 14 - Distribuição do risco por evento único para infecção por *Giardia* spp. para os grupos de exposição.



Distribuição das simulações de risco por evento único para infecção por *Giardia* sp. para o grupo de (A) atletas, (B) crianças e (C) adultos.

Apêndice 15 - Distribuição do risco por evento único para infecção por *Cryptosporidium* spp. para os grupos de exposição.



Distribuição das simulações de risco por evento único para infecção por *Cryptosporidium* spp. para o grupo de (A) atletas, (B) crianças e (C) adultos.

Apêndice 16 – Positividade para análises moleculares para cada protozoário analisado e os respectivos pontos detectados.

Protozoário	Gene-alvo	Oligonucleotídeos	Amplicon (pb)	% de amostras positivas	Pontos positivos	Referência
<i>Cryptosporidium</i> spp.	SSU-rDNA (18S)	18SU1/18SD2 e 18SU2/18SD2	830-864	14,33% (8/56)	LC4J, LC7J, LEVAPG, LC5G, LC6O, LC2D, LC3D, LC4D, LC5D, LC1F/24, LC2F/24, LEVAPF/24	Xiao <i>et al.</i> , 1999
	SSU-rDNA (18S)	SHP1/SHP2 e SHP3/SSU-R3	611	75% (42/56)	LC2F/23, LC3F/23, LC5F/23, LC3B, LC4B, LC6B, LC7B, LC1J, LC2J, LC3J, LC4J, LC5J, LC6J, LC7J, LC8J, LEVAPJ, LC1G, LC2G, LC3G, LC6G, LC7G, LEVAPG, LC1O, LC3O, LC5O, LC6, LEVAPO, LC1D, LC2D, LC3D, LC4D, LC5D, LC6D, LC7D, LC8D, LC1F/24, LC2F/24, LC3F/24, LC4F/24, LC6F/24, LC7F/24, LEVAPF/24	Silva <i>et al.</i> , 2013
	GP60	AL3531/AL3535 e AL3432/AL3534	850	0%	-	Yanta <i>et al.</i> , 2021
<i>Giardia duodenalis</i>	TPI	AL3543/AL3546 e AL3544/AL3545	500-530	64,3% (36/56)	LC2F/23, LC4F/23, LEVAPF/23, LC1B, LC2B, LC4B, LC6B, LC7B, LEVAPB, LC1J, LC2J, LC4J, LC7J, LEVAPJ, LC1G, LC2G, LC3G, LC4G, LC6G, LC7G, LEVAPG, LC1O, LC2O, LC3O, LC1D, LC2D, LC3D, LC4D, LEVAPD, LC1F/24, LC2F/24, LC3F/24, LC4F/24, LC6F/24, LC7F/24, LEVAPF/24	Sulaiman et al., 2003
	GDH	GDH1/GDH2 e GDH3/GDH4	530	17,9% (10/56)	LC7F/23, LEVAPF/23, LC4J, LC7J, LC2G, LC7G, LC2D, LC5D, LC5F/24, LC3F/24	Lalle et al., 2005
	β-giardina	G7/G759 e GF/GR	500-600	0%	-	Lalle et al., 2009
<i>Blastocystis</i> sp.	SSU-rDNA (18S)	RD3/RD5 e BsRD5F/BhRD9R	600	89,3% (50/56)	LC1F/23, LC2F/23, LC3F/23, LC4F/23, LC6F/23, LC7F/23, LEVAPF/23, LC1B, LC2B, LC3B, LC4B, LC6B, LC7B, LEVAPB, LC1J, LC2J, LC3J, LC4J, LC6J, LC7J, LEVAPJ, LC1G, LC2G, LC3G, LC4G, LC6G, LC7G, LEVAPG, LC1O, LC2O, LC3O, LC4O, LC5O, LC6O, LC7O, LC1D, LC2D, LC3D, LC4D, LC5D, LC6D, LC7D, LEVAPD, LC1F/24, LC2F/24, LC3F/24, LC4F/24, LC5F/24, LC6F/24, LC7F/24	Sciicluna et al., 2006
<i>Toxoplasma gondii</i>	B1	S1/AS1 e S2/AS2	500-530	23,2% (13/56)	LC1J, LC2J, LC4J, LC6J, LC7J, LC2G, LC4G, LC1O, LC2O, LC3O, LC2D, LC3D, LC7D	Grigg & Boothroyd, 2001; Alfonso et al., 2009

Distribuição das positivities de cada protozoário (*Cryptosporidium* spp., *G. duodenalis*, *Blastocystis* sp., *T. gondii*) por local e porcentagens.

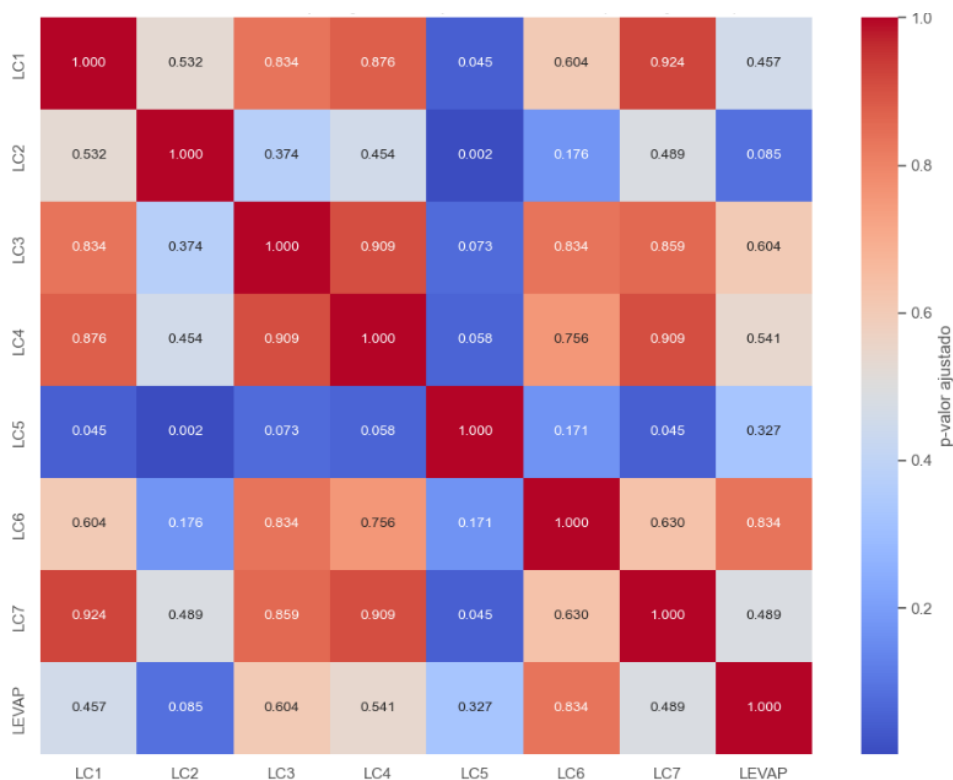
Apêndice 17 – Descrição estatística das amostras positivas para os protozoários analisados.

	Blastocystis	Cryptosporidium	Giardia	Toxoplasma
count	56.000000	56.000000	56.000000	56.000000
mean	0.892857	0.750000	0.660714	0.232143
std	0.312094	0.436931	0.477752	0.426021
min	0.000000	0.000000	0.000000	0.000000
25%	1.000000	0.750000	0.000000	0.000000
50%	1.000000	1.000000	1.000000	0.000000
75%	1.000000	1.000000	1.000000	0.000000
max	1.000000	1.000000	1.000000	1.000000

	count	mean	std	min	25%	50%	75%	max
Local								
LC1	7.0	2.857143	1.069045	1.0	2.5	3.0	3.5	4.0
LC2	7.0	3.428571	0.786796	2.0	3.0	4.0	4.0	4.0
LC3	7.0	2.714286	0.755929	2.0	2.0	3.0	3.0	4.0
LC4	7.0	2.714286	0.951190	1.0	2.5	3.0	3.0	4.0
LC5	7.0	1.142857	0.899735	0.0	0.5	1.0	2.0	2.0
LC6	7.0	2.428571	0.786796	1.0	2.0	3.0	3.0	3.0
LC7	7.0	2.857143	0.690066	2.0	2.5	3.0	3.0	4.0
LEVAP	7.0	2.142857	1.069045	0.0	2.0	2.0	3.0	3.0

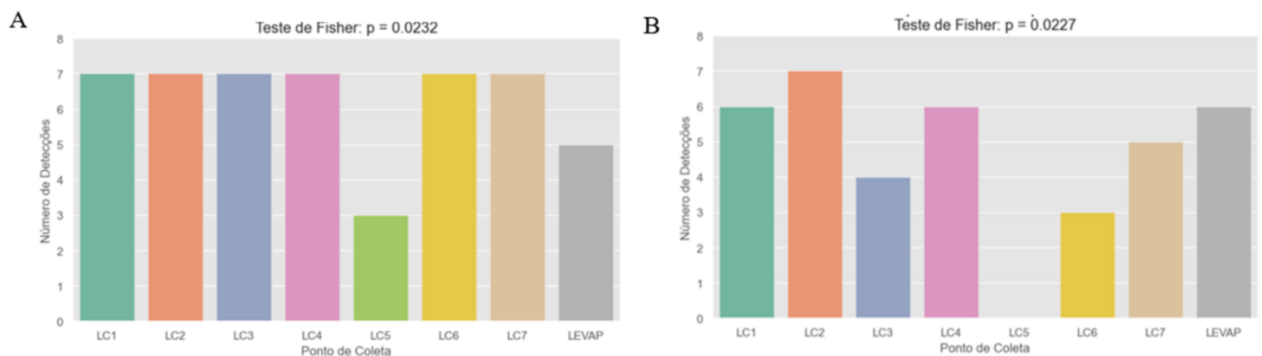
Descrição estatística da presença de protozoários nas 56 amostras analisadas. Mean: média. Std: desvio padrão. Min: valor mínimo. Max: valor máximo.

Apêndice 18 – Teste de Dunn para comparações múltiplas entre locais de amostragem (FDR ajustado).



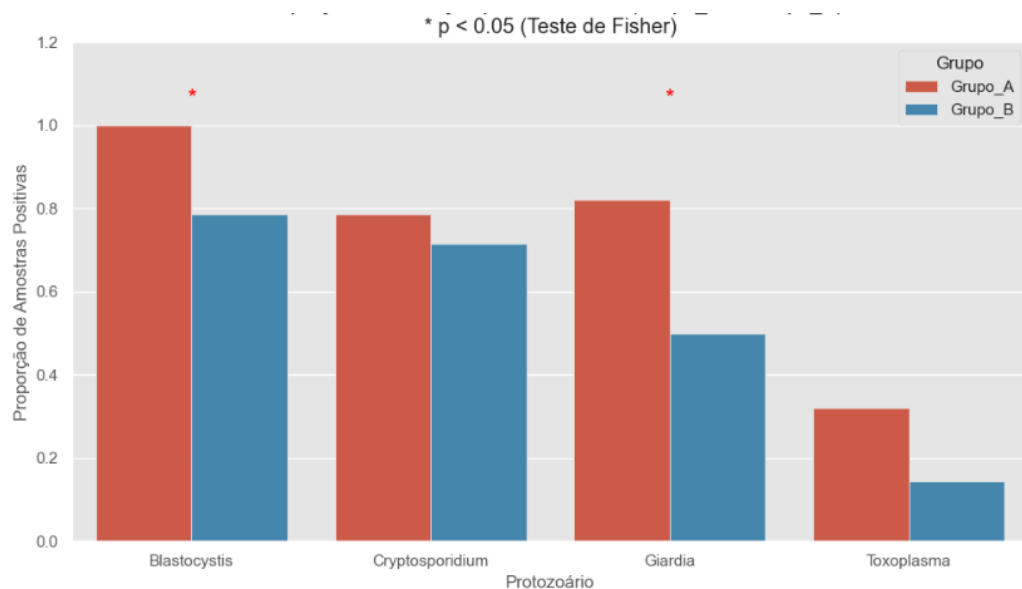
Heatmap com valores de p ajustados de comparações por local de amostragem a partir do teste de Dunn.

Apêndice 19 - Distribuição da frequência de detecção de *Blastocystis* sp. e *G. duodenalis* por ponto de coleta (Teste de Fisher).



O gráfico apresenta a (A) frequência absoluta de detecção de *Blastocystis* sp. nos diferentes pontos de coleta ($p = 0,0232$). (B) frequência absoluta de detecção de *G. duodenalis* ($p = 0,0227$). Os resultados foram avaliados com o Teste exato de Fisher, que indicou diferença estatisticamente significativa entre os grupos de amostras. LC1: Canto da Lagoa. LC2: Centro da Lagoa. LC3: Avenida das Rendeiras. LC4: Barra da Lagoa. LC5: Foz do Rio Vermelho. LC6: Morro dos Macacos. LEVAP: Escoamento da Lagoa de Evapoinfiltração.

Apêndice 20 – Proporção de detecção por protozoário (Grupo A vs Grupo B)



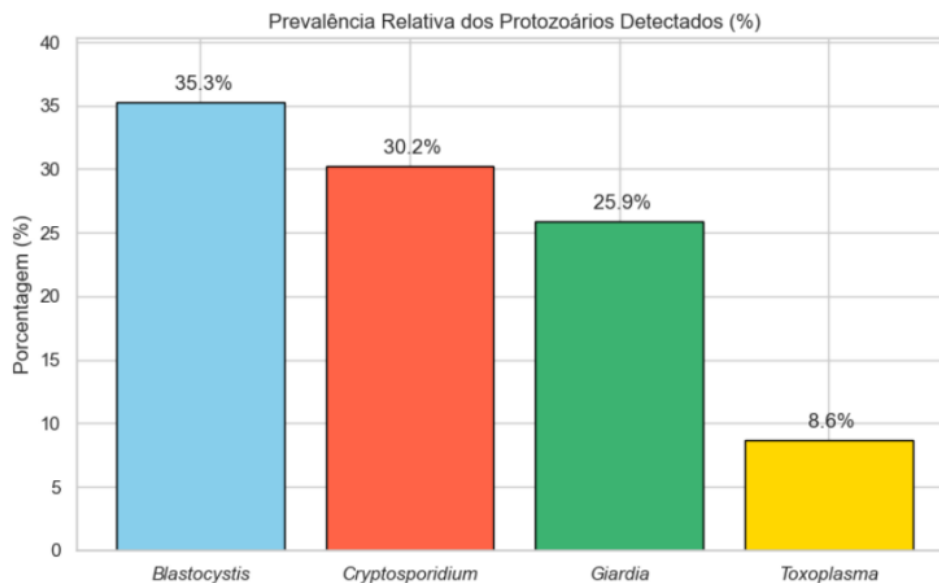
O gráfico representa a proporção de detecção por protozoário entre os Grupos A e B, a partir do teste de Fisher.

Apêndice 21 – Proporção de detecção por protozoário (Grupo A vs Grupo B) – Teste de Mann-Whitney U.

	Protozoário	Parâmetro	Teste	Estatística \		p-valor	Correlação_Ponto_Biserial
0	Blastocystis	Condutividade eletrica	Mann-Whitney U	286.0	0	0.000331	0.533859
1	Blastocystis	Salinidade (%)	Mann-Whitney U	282.0	1	0.000490	0.531481
2	Blastocystis	Solidos totais	Mann-Whitney U	282.0	2	0.000494	0.516431
3	Toxoplasma	Condutividade eletrica	Mann-Whitney U	420.5	3	0.006395	0.362275
4	Toxoplasma	Solidos totais	Mann-Whitney U	420.0	4	0.006584	0.369411
5	Toxoplasma	Salinidade (%)	Mann-Whitney U	414.5	5	0.009002	0.359897
6	Giardia	pH	Mann-Whitney U	496.0	6	0.012653	0.409677
7	Toxoplasma	Temperatura	Mann-Whitney U	167.5	7	0.030415	-0.281225
8	Cryptosporidium	pH	Mann-Whitney U	188.5	8	0.046817	-0.173735
9	Blastocystis	pH	Mann-Whitney U	224.5	9	0.049827	0.388789
10	Cryptosporidium	Turbidez	Mann-Whitney U	377.0	10	0.118498	0.209449
11	Giardia	Condutividade eletrica	Mann-Whitney U	441.5	11	0.121402	0.210051
12	Giardia	Salinidade (%)	Mann-Whitney U	435.5	12	0.148186	0.206651
13	Giardia	Solidos totais	Mann-Whitney U	420.5	13	0.235810	0.181766
14	Blastocystis	Turbidez	Mann-Whitney U	195.0	14	0.238448	0.176634
15	Cryptosporidium	Condutividade eletrica	Mann-Whitney U	352.5	15	0.272403	0.161762
16	Cryptosporidium	Salinidade (%)	Mann-Whitney U	348.0	16	0.311054	0.159218
17	Cryptosporidium	Solidos totais	Mann-Whitney U	344.5	17	0.344051	0.145956
18	Blastocystis	Precipitacao	Mann-Whitney U	186.0	18	0.345847	0.142853
19	Cryptosporidium	Temperatura	Mann-Whitney U	248.0	19	0.389089	-0.117761
20	Giardia	Precipitacao	Mann-Whitney U	301.5	20	0.390527	-0.162902
21	Giardia	Turbidez	Mann-Whitney U	395.5	21	0.451570	0.087800
22	Toxoplasma	Turbidez	Mann-Whitney U	315.0	22	0.496979	0.059190
23	Blastocystis	Temperatura	Mann-Whitney U	173.5	23	0.542184	0.076113
24	Toxoplasma	Precipitacao	Mann-Whitney U	257.5	24	0.675770	0.040375
25	Toxoplasma	pH	Mann-Whitney U	299.5	25	0.704950	0.086043
26	Giardia	Temperatura	Mann-Whitney U	360.0	26	0.889851	0.038523
27	Cryptosporidium	Precipitacao	Mann-Whitney U	294.0	27	1.000000	-0.003477

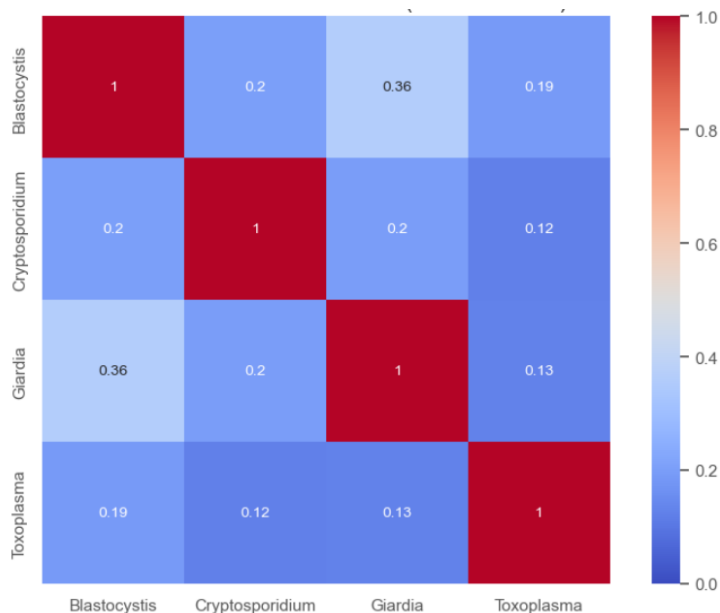
Resultados da proporção de detecção por grupos de protozoário (Grupo A e B) a partir do teste de Mann-Whitney U.

Apêndice 22 - Prevalência relativa dos protozoários detectados (%).



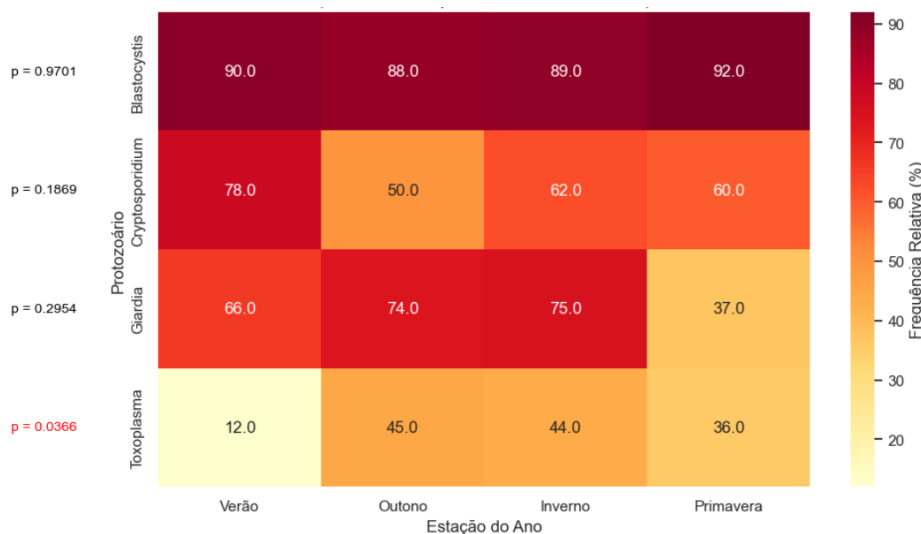
Distribuição percentual dos quatro protozoários detectados nas amostras coletadas, indicando a proporção relativa de ocorrência de cada espécie no total de detecções realizadas.

Apêndice 23 - Ocorrência simultânea entre protozoários detectados com base no coeficiente Phi.



Matriz de coocorrência entre os protozoários detectados, com base no coeficiente Phi. O valor mais alto de associação foi observado entre *Blastocystis* e *Giardia* ($\Phi = 0.36$; $p = 0.014$), indicando que essas espécies tendem a ocorrer simultaneamente em algumas amostras. Os demais pares apresentaram associação fraca e não significativa.

Apêndice 24 - Frequência relativa de detecção de protozoários por estação (Kruskal-Wallis).



Mapa de calor mostrando a frequência relativa (%) de detecção de protozoários em diferentes estações do ano. Os valores dentro das células representam as frequências observadas, enquanto os valores à esquerda indicam os valores de p do teste de Kruskal-Wallis. Valores de p em vermelho indicam diferenças estatisticamente significativas entre as estações ($p < 0,05$).

Apêndice 25 – Proporção de Qui-quadrado e Kruskal-Wallis.

🔍 Teste Qui-quadrado para: Blastocystis
Estatística qui-quadrado: 0.25
Valor-p: 0.9693
→ Sem diferença significativa entre estações.

🔍 Teste Qui-quadrado para: Giardia
Estatística qui-quadrado: 3.77
Valor-p: 0.2873
→ Sem diferença significativa entre estações.

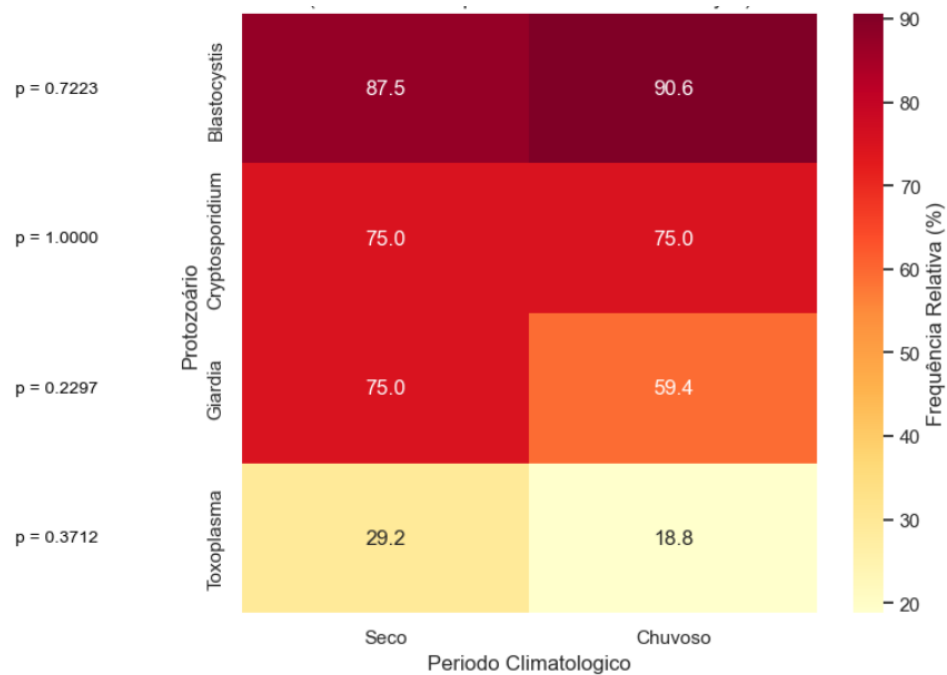
🔍 Teste Qui-quadrado para: Cryptosporidium
Estatística qui-quadrado: 4.89
Valor-p: 0.1801
→ Sem diferença significativa entre estações.

🔍 Teste Qui-quadrado para: Toxoplasma
Estatística qui-quadrado: 8.67
Valor-p: 0.0341
→ Diferença significativa entre estações!

📊 Teste de Kruskal-Wallis entre estações:
Blastocystis: $H = 0.24$, $p = 0.9701$
→ Sem diferença significativa.
Giardia: $H = 3.70$, $p = 0.2954$
→ Sem diferença significativa.
Cryptosporidium: $H = 4.80$, $p = 0.1869$
→ Sem diferença significativa.
Toxoplasma: $H = 8.51$, $p = 0.0366$
→ Diferença significativa!

Resultados dos testes de qui-quadrado e Kruskal-Wallis em relação a presença de protozoários entre as estações do ano avaliadas.

Apêndice 26 - Frequência relativa de protozoários por período hidrológico (Mann-Whitney U).



Heatmap com as frequências relativas (%) de detecção de protozoários por período hidrológico (seco e chuvoso), com valores de p do teste de Mann-Whitney U apresentados à esquerda. Nenhum dos protozoários apresentou diferença estatisticamente significativa entre os períodos ($p > 0,05$).