

Do cultivo à comercialização: avaliação da qualidade sanitária de diferentes estágios da cadeia produtiva de vegetais orgânicos no sul do Brasil

From cultivation to commercialization: assessing the sanitary quality of various stages of organic vegetable production chain in southern Brazil

Juliana da Silveira¹ 

Jonathan Vieira dos Anjos¹ 

Luciana Karbiak¹ 

Gabriel Farias Souza¹ 

Lucimara Batista Prox¹ 

Israel Adrian Ríos Cerezo¹ 

Alinne Petris¹ 

Gustavo Strieder Scherer^{II} 

Diego Averaldo Guiguet Leal^{I,*} 

^I Laboratório de Parasitologia Ambiental, Departamento de Patologia Básica, Universidade Federal do Paraná (UFPR), Curitiba, PR, Brasil

^{II} Laboratório Central do Estado do Paraná (Lacen), Unidade de Fronteira, Foz do Iguaçu, PR, Brasil

* E-mail: diego.leal@ufpr.br

Recebido: 02 dez 2024

Aprovado: 18 jul 2025

Como citar: Silveira J, Anjos JV, Karbiak L, Souza GF, Prox LB, Cerezo IAR, Petris A, Scherer GS, Leal DAG. Do cultivo à comercialização: avaliação da qualidade sanitária de diferentes estágios da cadeia produtiva de vegetais orgânicos no sul do Brasil. *Vigil Sanit Debate*, Rio de Janeiro, 2025, v.13: e02415. <https://doi.org/10.22239/2317-269X.02415>

RESUMO

Introdução: O monitoramento concomitante de parasitos e bactérias indicadoras de contaminação fecal (BICF) na cadeia produtiva de vegetais orgânicos não é rotineiramente efetuado. **Objetivo:** Avaliar a contaminação por parasitos intestinais e BICF em diferentes etapas da cadeia de produção de vegetais orgânicos. **Método:** Para tanto, dois grupos foram definidos: grupo I - cinco coletas em três pontos de água bruta utilizada para irrigação de vegetais, e um ponto de água de lavagem dos vegetais (ALV), de Rio Branco do Sul/PR. Grupo II - alfaces-crespas (n = 80), do mesmo município, comercializadas em feiras livres de orgânicos de Curitiba/PR. Cistos de *Giardia* e oocistos de *Cryptosporidium* foram pesquisados nas amostras do grupo I, mediante filtração em membrana e imunofluorescência direta, e BICF mediante Colilert® e Enterolert®. As alfaces do grupo II foram eluídas com glicina (1M), e o sedimento resultante foi analisado por microscopia óptica para a pesquisa de parasitos. **Resultados:** A contaminação por (oo)cistos de *Cryptosporidium* e *Giardia* foi detectada em 20,00% (n = 4) das amostras do grupo I. Dentre essas, 40,00% das amostras de ALV apresentaram contaminação por ambos os protozoários. Cistos de *Balantioideis coli* foram detectados em 40,00% das amostras pós-higienização. As BICF foram detectadas em todos os pontos de águas, com maior concentração para *Enterococcus* sp. Nas feiras, 16,25% das amostras apresentaram contaminação por parasitos, sendo *B. coli* o mais frequente. **Conclusões:** Os resultados evidenciam ampla dispersão de parasitos em diferentes estágios da cadeia produtiva de vegetais orgânicos e reforçam a necessidade do monitoramento contínuo da qualidade higiênico-sanitária, em pontos críticos da cadeia produtiva de vegetais visando a prevenção das DTHA.

PALAVRAS-CHAVE: Água de Irrigação; Água de Lavagem; Helmintos; Protozoários; Segurança dos Alimentos

ABSTRACT

Introduction: The concomitant monitoring of parasites and fecal indicator bacteria (FIB) in the organic vegetable production chain is not routinely carried out. **Objective:** To evaluate contamination by intestinal parasites and FIB at different stages of the organic vegetable production chain. **Method:** For this purpose, two groups were defined: group I - five sampling campaigns at three sites of raw water used for irrigation of vegetables, and one site of vegetable washing water (VWW) from Rio Branco do Sul/PR. Group II - curly lettuces (n = 80) from the same municipality sold at organic open-air markets in Curitiba/PR. *Giardia* cysts and *Cryptosporidium* oocysts were searched by membrane filtration and direct immunofluorescence assay and FIB by Colilert® and Enterolert®. Lettuce from group II were eluted with glycine (1M), and the entire resulting sediment was analyzed by optical microscopy to search for parasites. **Results:** Contamination by *Cryptosporidium* and *Giardia* (oo)cysts was detected in 20.00% (n = 4) of the samples from



group I. Among these, 40.00% of the VWW samples showed contamination by both protozoa. *Balantioides coli* cysts were detected in 40% of the post-hygienization samples. FIB was detected in all water sites, with a higher concentration of *Enterococcus* sp. In open street markets, 16.25% of the samples were contaminated by parasites, with *B. coli* being the most frequently detected. **Conclusions:** The results denote a wide dispersion of parasites at different stages of the organic vegetable production chain and reinforce the need for continuous monitoring of hygienic-sanitary quality at critical points in the vegetable production chain, aiming to prevent WFD.

KEYWORDS: Irrigation Water; Washing Water; Helminths; Protozoa; Food Safety

INTRODUÇÃO

O cultivo orgânico de vegetais é incentivado como alternativa ao cultivo convencional, visto que, para este último, o uso intensivo de pesticidas, é comumente associado ao surgimento de diversas patologias, incluindo câncer, distúrbios hormonais, respiratórios e alérgicos^{1,2,3}.

O Brasil é um dos maiores produtores mundiais de frutas e verduras e líder na produção de alimentos orgânicos na América Latina⁴. Contudo, a expansão da agricultura orgânica no país trouxe desafios relacionados à contaminação por patógenos entéricos.

Essa contaminação ocorre, em grande parte, devido ao uso de fertilizantes orgânicos, principalmente de origem animal, à presença de animais domésticos e silvestres próximos aos cultivos e à irrigação com água não tratada, favorecendo a contaminação dos vegetais e o desenvolvimento de infecções parasitárias e bacterianas entre os consumidores^{5,6,7,8,9}. Além disso, outras etapas da cadeia produtiva, como colheita, manuseio, transporte e comercialização, também contribuem para a sua contaminação^{10,11,12}.

A Organização Mundial da Saúde (OMS)¹³ estabelece diretrizes para a qualidade da água utilizada na irrigação, abrangendo parâmetros físico-químicos, microbiológicos e parasitológicos, com o objetivo de reduzir o risco de transmissão de doenças e garantir a segurança dos alimentos.

No Brasil, a Resolução do Conselho Nacional do Meio Ambiente (Conama) nº 357, de 17 de março de 2005, define padrões físico-químicos e microbiológicos da água para diferentes usos, incluindo irrigação de vegetais consumidos crus¹⁴. Entre os parâmetros que devem ser analisados estão pH e turbidez, sendo que, no âmbito microbiológico, é exigida apenas a análise de coliformes termotolerantes.

Para alimentos frescos, as Resoluções nº 623, de 9 de março de 2022, e nº 724, de 1º de julho de 2022, complementada pela Instrução Normativa nº 161, de 1º de julho de 2022, ambas da Agência Nacional de Vigilância Sanitária (Anvisa), estabelecem que os produtos destinados ao consumo humano devem estar isentos de microrganismos patogênicos, de parasitos, helmintos e protozoários em qualquer estágio de desenvolvimento^{15,16,17}.

Em uma chamada global feita em parceria pela Organização das Nações Unidas para Alimentação e Agricultura (FAO) e a OMS, com o intuito de estimar e classificar os principais parasitos veiculados por alimentos, há grande menção e destaque ao consumo de vegetais frescos, como principais disseminadores de diversas

helminthoses e de protozoários intestinais causadores de gastroenterite, inclusive de caráter zoonótico como *Cryptosporidium* spp., *Giardia duodenalis* e *Balantioides coli*¹⁸. No Brasil, segundo Informe de 2024 do Ministério da Saúde sobre surtos de doenças de transmissão hídrica e alimentar (DTHA) ocorridos entre 2014 e 2023, somente 30% dos surtos tiveram o alimento causador identificado, sendo 2,6% os relacionados com hortaliças, o que reforça a necessidade de estudos referentes aos vegetais frescos¹⁹. Além disso, dados sobre a contaminação de vegetais orgânicos por parasitos são escassos na literatura, contrastando com as evidências consolidadas para cultivos convencionais^{20,21}.

Diante do exposto, este estudo teve como objetivo avaliar a qualidade higiênico-sanitária, ao longo de diferentes pontos da cadeia produtiva de vegetais orgânicos cultivados em área rural da região metropolitana de Curitiba (Paraná - PR) e comercializados na capital paranaense, como estratégia para a compreensão da epidemiologia ambiental de parasitos e microrganismos de rota fecal-oral em área produtora relevante de produtos frescos.

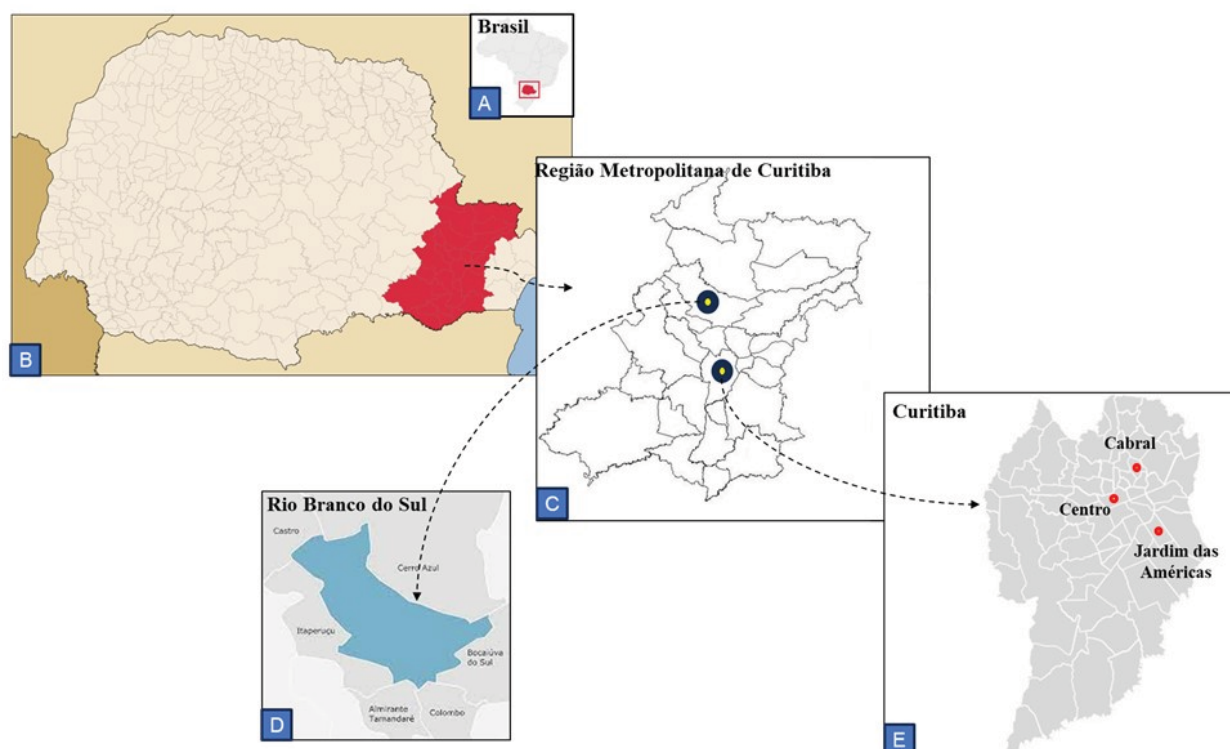
MÉTODO

Delineamento experimental

A aferição da qualidade higiênico-sanitária da cadeia de produção de alimentos orgânicos produzidos em área rural da região metropolitana de Curitiba foi efetuada contemplando dois grupos: Grupo I - água de irrigação (pontos 1, 2 e 3) e água de lavagem de hortaliças orgânicas (ponto 4) na cidade de Rio Branco do Sul (Figura 1) localizada a 30 km de Curitiba. Em todos os pontos foi realizada a pesquisa de oocistos de *Cryptosporidium* spp., cistos de *Giardia* spp., e quantificação de *Escherichia coli* e *Enterococcus* sp., e no ponto 4, também foi pesquisada a presença de outros parasitos intestinais. Grupo II - hortaliças orgânicas oriundas do grupo I e comercializadas em feiras livres da capital, para a pesquisa de helmintos e protozoários.

Grupo I - Coleta e pontos de amostragem de águas

Para as análises de amostras hídricas utilizadas para a irrigação de vegetais de propriedades certificadas, bem como da água de lavagem dos vegetais (ALV), cinco campanhas de coletas foram feitas na cidade de Rio Branco do Sul de outubro de 2019 a fevereiro de 2020. Essa área integra a bacia hidrográfica do rio Capivari, um dos principais cursos d'água do estado.



Fonte: Elaborada pelos autores, 2024.

A e B: Mapa do Paraná em relação ao Brasil; C: Região Metropolitana de Curitiba; D: Área de análise de águas brutas utilizadas para irrigação e água de lavagem de vegetais em Rio Branco do Sul; E: Mapa de Curitiba sinalizando os locais das feiras livres de orgânicos.

Figura 1. Localização dos pontos de coleta de água do grupo I e de hortaliças orgânicas comercializadas em feiras livres de Curitiba, grupo II.

Quatro pontos de análise foram previamente definidos (Figura 2): ponto 1 - água bruta do rio, antes de ser armazenada em reservatórios (ambiente lótico); ponto 2 - água armazenada em reservatórios após a captação do rio (ambiente lêntico); ponto 3 - água de irrigação. A água que irriga vegetais advém do ponto 2, sendo succionada por uma bomba e encaminhada para canos de policloreto de vinila (PVC) e posteriormente liberada por aspersão; e ponto 4 - água utilizada para a lavagem dos vegetais. Além disso, durante a maior parte dos meses de trabalho, a pedido dos produtores rurais, a qualidade microbiológica e físico-química da água de poços ingerida pela população e para a dessedentação de animais, foram analisadas. Essa água também é utilizada para o procedimento no P4.

Para todos os pontos, foram coletados 250 mL de água em um recipiente de vidro âmbar estéril para as análises físico-químicas, 250 mL para a pesquisa e quantificação de bactérias indicadoras de contaminação fecal (BICF), em frascos previamente autoclavados e tratados com um reagente quelante, seguindo as diretrizes do *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*²². Para a identificação de *Cryptosporidium* spp., e *Giardia* spp., foram coletados volumes de 10 litros de água em galões de primeiro uso pré-tratados com Tween 80 0,1% (Dinâmica Química Contemporânea, Indaiatuba, Brasil), visando evitar a adesão de cistos e oocistos.

Na etapa de análise da ALV (ponto 4), coletou-se o mesmo volume, somente após a lavagem de vários cultivos. Todas as amostras

foram identificadas e, em seguida, transportadas para o laboratório em condições refrigeradas para posterior processamento.

Análises físico-químicas e microbiológicas

Em todas as amostras foram mensurados o pH com o auxílio de um dispositivo multissensor - Mpa-210 (Hanna, Barueri, Brasil) e turbidez (UT) mediante utilização de um turbidímetro - AP 2000 W (Policontrol, Diadema, Brasil).

A detecção e quantificação de BICF foram realizadas pelo método de substrato definido, utilizando o procedimento operacional padrão do método Colilert® para coliformes totais e *Escherichia coli* e Enterolert® para a detecção e quantificação de *Enterococcus* (Idexx Laboratories, Inc., Maine, EUA), conforme descrito no *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*²². Os resultados foram expressos como Número Mais Provável (NMP) por 100 mL.

Deteção de cistos de *Giardia* e oocistos de *Cryptosporidium*

As amostras coletadas dos pontos 1, 2, 3 e 4 (n = 20) foram processadas utilizando a técnica de filtração em membranas de ésteres de celulose (47 mm de diâmetro e tamanho nominal do poro de 3 µm). O procedimento seguiu o método descrito por Leal et al.²³. O sistema de filtração consistiu em uma bomba de vácuo (Primatec, Itu, Brasil) ajustada a um fluxo entre 0,4 e 4 L/min, utilizando o aparato de filtração com porta filtro Millipore®.



Fonte: Elaborada pelos autores, 2024.

Figura 2. Descrição dos pontos de coleta de água de irrigação e lavagem de vegetais orgânicos e etapa de comercialização, respectivamente em Região Metropolitana de Curitiba e capital.

A etapa de eluição foi realizada mediante a raspagem e lavagem de cada membrana com solução surfactante de Tween 80 (0,1%) por 20 min. O líquido resultante dessa etapa foi transferido para tubos cônicos e concentrado por centrifugação a 1.500 x g durante 15 min. Todas as amostras foram analisadas por reação de imunofluorescência direta com anticorpos monoclonais anti-*Cryptosporidium* e anti-*Giardia*, direcionados aos epítomos presentes nas paredes dos oocistos e cistos, respectivamente, de acordo o procedimento operacional padrão do fabricante (Merifluor® Meridian Bioscience, Cincinnati, Ohio, EUA).

A confirmação da morfologia dos protozoários foi realizada com a aplicação do corante vital DAPI, em combinação com a microscopia de Contraste de Interferência Diferencial (DIC). Os critérios adotados para classificação dos cistos e oocistos obedeceram aos estipulados pela Agência de Proteção Ambiental dos Estados Unidos (USEPA)²⁴.

Deteção de outros parasitos na água de lavagem dos vegetais

Para a detecção de ovos de helmintos e (oo)cistos de outros protozoários intestinais, foram utilizados mensalmente 2 L de cada amostra, coletadas exclusivamente após a lavagem de diferentes vegetais orgânicos (cenoura, beterraba, alface, tomate e rabanete) produzidos em Rio Branco do Sul (Ponto 4).

O volume foi dividido em tubos cônicos de centrifugação de 50 mL (Firstlab, China) e submetidos a seis centrifugações a 1.500 x g por 15 min. O sobrenadante foi descartado e o sedimento resultante (2 mL por amostra) foi transferido para microtubos (Olen, China). Todo o sedimento foi analisado com solução

de Lugol (Cromoline Química Fina, Diadema, Brasil), utilizando microscopia óptica, resultando em aproximadamente 40 lâminas por amostra.

Grupo II - Coleta e pontos de amostragem de hortaliças comercializadas em feiras orgânicas

Para investigar a ocorrência natural de ovos de helmintos e (oo)cistos de outros protozoários intestinais em hortaliças, amostras de alface foram adquiridas de três feiras livres de orgânicos na cidade de Curitiba, que recebem produtos da área rural, totalizando 80 amostras. Destas amostras, 27 foram obtidas na feira A (bairro central), 33 na feira B (Jardim das Américas) e 20 na feira C (Cabral) (Figura 1E).

Uma cabeça de alface foi adotada como unidade de amostragem, retirada diretamente do lote disponível, independentemente do peso ou tamanho, desde que a amostra tivesse folhas intactas e estivesse em boas condições. Posteriormente, as amostras foram transportadas e armazenadas em sacolas plásticas limpas para pesquisa de parasitos.

Análise parasitológica

Para cada amostra, 30 g de vegetais foram analisados, de acordo com metodologia padronizada e previamente validada interlaboratorialmente^{25,26}. Brevemente, cada porção de vegetal foi lavada com 200 mL de solução de glicina 1M, pH 5,5, (Synth, Diadema, Brasil), em sacos plásticos de primeiro uso. O eluato foi filtrado e recolhido em cálices de sedimentação, sendo mantidos em repouso por 2 h. Sequencialmente, o sobrenadante foi



removido e 10 mL do sedimento foram transferidos para tubos cônicos de centrifugação (Firstlab, China), sendo submetidos à centrifugação a 1.120 x g por 5 min. Todo o sedimento resultante das 80 amostras foi lido com auxílio de lugol (Cromoline Química Fina, Diadema, Brasil), mediante microscopia óptica.

RESULTADOS

Monitoramento da qualidade microbiológica, físico-química e parasitológica da água utilizada para irrigação e lavagem de vegetais orgânicos no município de Rio Branco do Sul (Grupo I).

Os indicadores microbiológicos de contaminação fecal *E. coli* e *Enterococcus* sp., foram identificados, juntamente com a presença de coliformes totais, em todas as amostras de água, conforme detalhado na Tabela 1.

Com relação à contaminação por *E. coli*, quando considerados os valores mensais e a média para o período, a água utilizada para irrigação e para a lavagem dos vegetais apresentou melhor qualidade microbiológica (Tabela 1).

No entanto, ao se mensurar a detecção e a enumeração de *Enterococcus* sp., as densidades médias de contaminação foram superiores, evidenciando importante impacto de contaminação fecal. As maiores médias de contaminação para esse grupo de bactérias foram identificadas nos pontos 1 e 2.

Quanto ao monitoramento do pH e da turbidez (Tabela 1), quase todas as amostras analisadas durante o período estavam em conformidade com as diretrizes brasileiras¹⁴, exceto o P1 em dezembro de 2019, assim como o P1 e P2 em janeiro de 2020, que apresentaram níveis de pH abaixo dos valores permitidos. De maneira geral, as maiores médias de pH e turbidez foram observadas no P3 e P4, respectivamente.

As análises da qualidade microbiológica da água de poço utilizada para cozinhar, dessedentação e lavagem dos vegetais orgânicos da área rural mostrou boa qualidade sanitária em 75,00% das amostras (Tabela 2).

Quanto à contaminação por oocistos de *Cryptosporidium* spp., e cistos de *Giardia* spp., a contaminação por pelo menos um desses gêneros foi confirmada em 20,00% das amostras (n = 4/20) (Tabela 3).

Tabela 1. Monitoramento microbiológico (NMP/100 mL) e físico-químico de água bruta e água de lavagem de vegetais orgânicos (Grupo I), em área rural da Região Metropolitana de Curitiba, Paraná.

Mês / ano	Coliformes totais				<i>Escherichia coli</i>				<i>Enterococcus</i> sp.			
	P1	P2	P3	P4	P1	P2	P3	P4	P1	P2	P3	P4
10/ 2019	1.413,6	1.299,7	816,4	> 2.419,6	26,3	59,0	61,4	8,4	260,3	416,0	658,6	549,3
11/ 2019	197,1	1.217,2	396,8	1.986,3	30,4	72,2	51,8	52,5	371,9	727	490,7	195,7
12/ 2019	1.986,3	270,3	467,4	866,4	4,1	5,1	3,1	5,2	< 1,0	< 1,0	105,6	122,2
01/2020	1.732,9	307,6	2.419,6	452	51,7	6,1	74,7	< 1,0	< 1,0	< 1,0	< 1,0	< 1,0
02/2020	108,5	> 2.419,6	214,1	231	35,5	161,4	< 1,0	71,7	980	1.046	< 1,0	< 1,0
Média indicadores	1.087,6	1.102,9	862,8	1.191,6	29,6	60,7	38,4	27,7	322,8	438,2	251,3	173,8
Mês / ano	pH				Turbidez (uT)							
	P1	P2	P3	P4	P1	P2	P3	P4				
10/ 2019	6,94	7,87	8,06	7,8	3,47	3,77	5,4	6,8				
11/ 2019	6,21	6,98	7,56	7,02	3,98	4,72	5,56	9,94				
12/ 2019	5,92	7,86	7,54	6,97	3,02	4,37	3,55	4,32				
01/2020	5,12	5,94	6,23	6,52	9,91	6,84	9,98	3,14				
02/2020	6,02	6,31	6,53	6,54	4,73	7,12	4,98	12,8				
Média	6,04	6,99	7,18	6,97	5,02	5,36	5,89	7,4				

Fonte: Elaborada pelos autores, 2024.

Tabela 2. Qualidade sanitária da água de poço utilizada por produtores rurais e para lavagem de hortaliças.

Mês/ano	Coliformes totais*	<i>E. coli</i> *	<i>Enterococcus</i> sp.*	pH	Turbidez
Outubro/2019	9,1	< 1.0	9,5	NR	NR
Novembro/2019	579,4	1.0	437,1	6,52	3,21
Dezembro/2019	665,3	< 1.0	< 1.0	5,98	4,36
Fevereiro/2020	20,4	< 1.0	< 1.0	6,33	1,54

NR: Não realizada. *Valores expressos em NMP/100mL.

Fonte: Elaborada pelos autores, 2024.



Tabela 3. Monitoramento da contaminação por cistos de *Giardia* spp. e oocistos de *Cryptosporidium* spp. em diferentes amostras utilizadas para irrigação e lavagem de vegetais orgânicos em Rio Branco do Sul.

Mês / Ano	P1			P2			P3			P4		
	RID	DAPI	DIC	RID	DAPI	DIC	RID	DAPI	DIC	RID	DAPI	DIC
Out / 2019	(+) <i>Crypto</i>	(a)*	(a)**	ND	NA	NA	ND	NA	NA	(+) <i>Crypto</i>	(a)*	(a)**
Nov / 2019	ND	NA	NA	ND	NA	NA	ND	NA	NA	ND	NA	NA
Dez / 2019	ND	NA	NA	(+) <i>Giardia</i>	(a)*	(a)**	ND	NA	NA	(+) <i>Giardia</i>	(a)*	(a)**
Jan / 2020	ND	NA	NA	ND	NA	NA	ND	NA	NA	ND	NA	NA
Fev / 2020	ND	NA	NA	ND	NA	NA	ND	NA	NA	ND	NA	NA

(+): Positivo na RID - tamanho e formato compatíveis/fluorescência verde-maçã brilhante - sem estruturas atípicas nos filtros DAPI e DIC; (a)*: DAPI negativo - coloração azul clara, sem núcleos distintos; (a)** DIC: (oo)cisto “vazio”; ND: não detectado; NA: não aplicável. Nas amostras positivas, um máximo de um (oo)cisto foi visualizado em cada poço das lâminas de imunofluorescência.

Fonte: Elaborada pelos autores, 2024.

No P1, oocistos de *Cryptosporidium* spp. foram detectados em 20,00% das amostras, não sendo identificados nos outros pontos de amostragem relacionados à água de irrigação (P2 e P3).

Da mesma forma, a contaminação por cistos de *Giardia* spp. foi detectada no P2 (n = 1). Por fim, as maiores taxas de contaminação foram evidenciadas no P4, pós-higienização dos vegetais, na qual ambos os protozoários foram detectados em 40,00% das amostras.

Além disso, outros parasitos foram identificados no P4. A presença de pelo menos uma forma parasitária foi confirmada em todas as amostras. Larvas de nematódeos foram observadas em 80,00% das amostras analisadas. A contaminação por cistos de *Balantioides coli* foi detectada em 40,00% das amostras (outubro e dezembro de 2019), com frequências de seis e um cisto, respectivamente.

Ocorrência natural de parasitos em alfaces orgânicas vendidas em feiras livres em Curitiba (Grupo II)

Um total de 80 amostras de alfaces orgânicas vendidas em feiras livres na capital e produzidas em Rio Branco do Sul foram analisadas. A contaminação por parasitos, incluindo ovos de helmintos e (oo)cistos de protozoários intestinais, foi identificada em 16,25% das amostras (Tabela 4).

Entre as amostras positivas, *B. coli* foi o parasito mais frequentemente detectado (38,46%) (Figura 3), seguido de ovos de ancilostomatídeos (30,76%) e em ordem decrescente *Ascaris* sp., *Trichuris* sp., *Hymenolepis nana* e *Isospora* sp.

Larvas de nematoides foram identificadas em 3,75% das amostras. A presença de artrópodes inteiros foi detectada em 5%, e fragmentos de artrópodes em 32,5%.

DISCUSSÃO

A avaliação concomitante da qualidade físico-química, microbiológica e parasitológica da água utilizada para irrigação e lavagem de vegetais, bem como a contaminação parasitológica dos produtos na etapa de comercialização em feiras de orgânicos, nunca foi realizada na região metropolitana e na capital do Paraná.

O monitoramento da qualidade sanitária dos locais amostrados de água bruta é relevante, uma vez que fazem parte da Bacia Hidrográfica do Rio Capivari, um dos principais cursos d'água que atravessam quatro municípios da Região Metropolitana de Curitiba: Almirante Tamandaré a oeste, Bocaiúva do Sul a leste, Colombo ao sul e Rio Branco do Sul ao norte.

Ressalta-se que, no presente estudo, o monitoramento da qualidade microbiológica da água utilizada para a irrigação foi realizado mediante a adoção de parâmetros mais restritivos aos preconizados pela resolução vigente. A contaminação por *E. coli* foi detectada em baixas concentrações nos pontos de água bruta (Tabela 1). As maiores taxas de contaminação por *Enterococcus* sp. podem estar relacionadas à sua maior resistência e sobrevivência a longo prazo no ambiente aquático²⁷. Assim, *Enterococcus* sp. se apresenta como um indicador mais fidedigno para avaliar a contaminação fecal em água de irrigação ou potável.

Outros estudos realizados no oeste do estado, na cidade de Foz do Iguaçu, em águas superficiais brutas e tratadas e na capital do Paraná em água destinada ao consumo humano também verificaram que as maiores evidências de contaminação fecal foram aferidas ao se incluir o grupo dos enterococos como indicador complementar à *E. coli*^{27,28}.

Ademais, foi observado que, no represamento de água em ambiente lântico (P2), houve um acúmulo de matéria orgânica, o que pode ter favorecido a detecção de uma maior densidade bacteriana. Esses achados diferem dos resultados encontrados em outro estudo onde a concentração de bactérias indicadoras foi maior em ambientes lóticos em comparação com pontos considerados lânticos em um grande reservatório utilizado para o abastecimento de água das cidades do interior de São Paulo²⁹.

A presença de oocistos de *Cryptosporidium* spp. e cistos de *Giardia* spp. foi confirmada em 20,00% das amostras de água dos P1 e P2. Embora os protozoários não tenham sido diretamente identificados na água utilizada para irrigação (P3), essa água se origina do P1 sendo armazenada no P2 para posterior uso na irrigação dos cultivos.

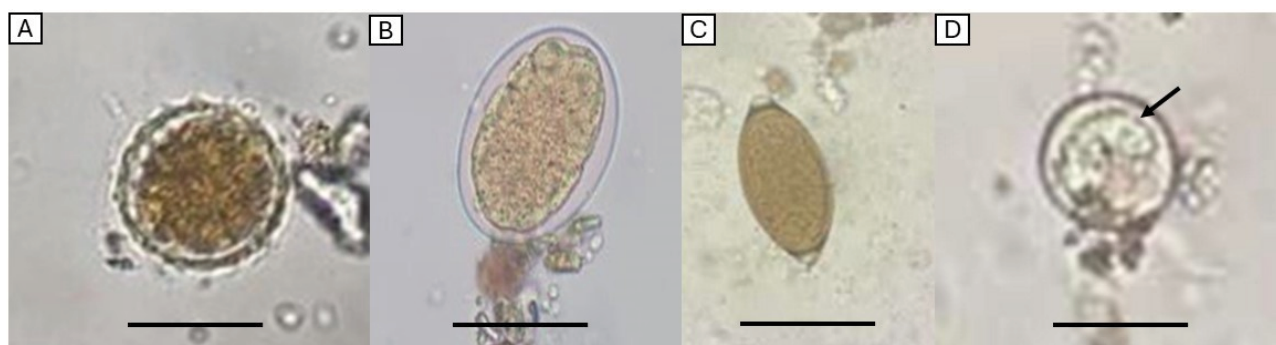


Tabela 4. Descrição de formas parasitárias e insetos detectados em amostras positivas de vegetais orgânicos comercializados em feiras livres (Grupo II).

Amostra	Forma parasitária	Insetos	Local
3	Ancilostomatídeo	ND	C
6	<i>Balantoides coli</i>	ND	C
8	<i>Balantoides coli</i>	ND	B
13	ND	Fragmento de inseto	B
14	<i>Hymenolepis nana</i>	ND	B
16	<i>Ascaris</i> spp.	ND	C
18	<i>Balantoides coli</i>	ND	C
22	<i>Balantoides coli</i>	Inseto inteiro	B
25	ND	Fragmento de inseto	A
28	ND	Inseto inteiro	C
29	<i>Trichuris</i> sp.	ND	C
31	ND	Inseto inteiro	B
34	Larva de nematódeo	ND	C
35	<i>Isospora</i> spp.	Fragmento de inseto	C
37	ND	Fragmento de inseto	A
44	ND	Fragmento de inseto	A
47	ND	Fragmento de inseto	A
54	ND	Fragmento de inseto	A
56	Ancilostomatídeo/larva de nematódeo	ND	A
60	ND	Inseto inteiro	A
61	<i>Balantoides coli</i>	Fragmento de inseto	A
63	Ancilostomatídeo/ <i>Ascaris</i> sp.	Fragmento de inseto	B
64	ND	Fragmento de inseto	B
65	ND	Fragmento de inseto	B
66	ND	Fragmento de inseto	B
67	Ancilostomatídeo/larva de nematódeo	Fragmento de inseto	B
68	ND	Fragmento de inseto	B
69	ND	Fragmento de inseto	B
70	ND	Fragmento de inseto	B
71	ND	Fragmento de inseto	A
72	ND	Fragmento de inseto	A
73	ND	Fragmento de inseto	A
74	ND	Fragmento de inseto	A
75	ND	Fragmento de inseto	B
76	ND	Fragmento de inseto	B
77	ND	Fragmento de inseto	B
78	ND	Fragmento de inseto	B
79	ND	Fragmento de inseto	B
80	ND	Fragmento de inseto	B

ND: não detectado.

Fonte: Elaborada pelos autores, 2024.



Fonte: Elaborada pelos autores, 2024.

A) Ovo de *Ascaris* sp.; B) Ovo de ancilostomátideo; C) Ovo de *Trichuris* sp; D) Cisto de *Balantioides coli* com seta destacando o macronúcleo. Aumento de 400 x. Escala: 50 µm.

Figura 3. Ocorrência natural de parasitos em alfaces orgânicas comercializadas em feiras livres em Curitiba.

Ambos os protozoários foram identificados em um número semelhante de amostras de águas superficiais no presente estudo, embora cistos de *Giardia* sejam detectados com maior frequência em água bruta no Paraná^{27,30,31,32}. A giardiose é considerada endêmica no Brasil, com alguns estados apresentando uma prevalência superior a 30,00%, entre eles, o Paraná³³.

É importante destacar casos pontuais observados no presente estudo, como dezembro de 2019, quando foi detectada a presença de cistos de *Giardia* no P2 e a água de irrigação apresentou excelente qualidade microbiológica para ambas BICF.

À luz desse achado, torna-se evidente a necessidade do monitoramento de protozoários intestinais que apresentam ampla resistência ambiental em água de irrigação, visto que BICF são removidas ou inativadas mais precocemente, além de diversos estudos sinalizarem ausência de correlação entre as BICF e protozoários patogênicos^{6,7,32}.

Assim, os resultados do presente estudo indicam que a água utilizada para irrigação pode ser responsável pela introdução de ambos os protozoários na agricultura orgânica na cidade de Rio Branco do Sul.

A contaminação por esses protozoários pode também estar relacionada à variação das chuvas, atividades humanas e/ou agrícolas nas proximidades, presença de gado, especialmente bezerros e a circulação de animais selvagens e aves, que podem carrear cistos e oocistos^{34,35,36}.

Fatores físico-químicos também podem estar associados à presença de *Cryptosporidium* spp., e *Giardia* spp., em diferentes ambientes aquáticos, incluindo temperatura, pH e especialmente a turbidez^{37,38}. No presente estudo, houve um aumento da turbidez ao longo das etapas de irrigação à lavagem dos vegetais (P1 a P4). Os níveis mais altos de turbidez foram encontrados nas amostras do P4. Esses resultados não são surpreendentes, uma vez que, nesse momento, vários cultivos estão sendo limpos no mesmo recipiente. Portanto, o solo e outras impurezas presentes na superfície e/ou raízes desses alimentos são transportados para a água de lavagem.

Ainda, as menores médias para ambas as BICF foram evidenciadas neste mesmo ponto, na etapa de higienização e lavagem de

folhas, raízes e tubérculos orgânicos com a água de poço, considerada na maior parte do tempo com boa qualidade microbiológica. Esse fato demonstra a relevância deste tipo de água para irrigação ou limpeza de vegetais, quando comparada à água superficial (bruta) sujeita a maior impacto de contaminação fecal.

Reitera-se a importância das análises conduzidas na etapa final - pós-colheita (P4) que precede a comercialização dos alimentos, por refletir o índice de contaminação de toda a etapa de cultivo, na qual 40,00% das amostras de água apresentaram contaminação por oocistos de *Cryptosporidium* ou cistos de *Giardia* spp., e de cistos de *Balantioides coli*.

B. coli é o único protozoário ciliado intestinal com potencial patogênico para seres humanos, sendo a balantidiose crônica assintomática a forma mais comumente identificada^{39,40}. No entanto, em alguns hospedeiros, a doença pode evoluir para disenteria severa, tornando-o um patógeno oportunista^{41,42}.

O parasito apresenta potencial zoonótico infectando o trato gastrointestinal de animais de produção, como suínos e bovinos, sendo considerados os principais reservatórios os porcos domésticos e selvagens^{39,40}.

Em várias das propriedades de cultivo de orgânicos há a presença de suinocultura e bovinocultura, portanto, é razoável inferir que a contaminação de vegetais por esse protozoário na água de lavagem pode ser derivada de animais, juntamente com o uso de fertilizantes orgânicos contaminados. Durante a visita inicial para selecionar fazendas orgânicas certificadas na cidade, foi observado que mais de um tipo de fertilizante orgânico é utilizado, incluindo aqueles derivados de fezes de perus. No entanto, a possibilidade de contaminação antropogênica pela população autóctone não pode ser descartada.

B. coli também foi o parasito mais frequentemente identificado nas hortaliças comercializadas da área rural para feiras de orgânicos da capital. Além disso, a detecção de ovos de ancilostomátideos e *Trichuris* sp., sugere que a contaminação e a disseminação desses parasitos no ambiente podem ser atribuídas ao acesso de animais domésticos às áreas de cultivo, como observado durante



o estudo, assim como a detecção de ovos de *Hymenolepis nana* pode indicar a presença de roedores nas plantações⁴³.

A área rural do município não conta com serviços de saneamento ambiental e fossas sépticas são comumente utilizadas para deposição do esgoto. Esse fato, aliado à presença de criação de suínos poderiam explicar a detecção de *Ascaris* sp., em algumas amostras de vegetais, onde a contaminação também poderia estar relacionada ao transporte de material fecal humano ou suíno por vetores mecânicos, ou ainda, pela dispersão desse material pelo vento^{44,45,46}.

Portanto, é evidente que múltiplos fatores podem influenciar os resultados do presente estudo, como as condições de vida e saneamento em áreas rurais, o uso de fertilizantes orgânicos provenientes de fontes que não garantem a segurança dos vegetais, a contaminação de ambientes aquáticos e o possível escoamento de fezes de animais de pastoreio.

Além disso, os principais fatores que contribuem para infecções parasitárias transmitidas por alimentos, além das práticas agrícolas inadequadas já mencionadas, incluem o consumo de vegetais crus sem qualquer processo de cozimento, baixa dose infectante, persistência ambiental e resistência a procedimentos de desinfecção desses patógenos^{12,21,45}.

Sumarizando, quando considerados em conjunto, os resultados dos quatro pontos de água associados ao cultivo ou à limpeza de

vegetais do Grupo I, juntamente com a análise de vegetais cultivados nesta cidade e vendidos em feiras ao ar livre na capital do Paraná, demonstram um impacto significativo da contaminação por parasitos, implicando em um risco potencial de aquisição de doenças parasitárias, incluindo aquelas de natureza zoonótica.

CONCLUSÕES

A qualidade da água de irrigação oriunda de uma importante bacia hidrográfica do Paraná mostrou-se insatisfatória quando foi aplicado um indicador de contaminação fecal mais restritivo. Este fato sinaliza que a regulamentação atual pode ser insuficiente para prever a qualidade da água utilizada na agricultura orgânica. Portanto, é essencial adotar medidas mais rigorosas, como o monitoramento de múltiplas BICF e, em uma futura revisão da regulamentação, considerar a inclusão da pesquisa de protozoários patogênicos em amostras hídricas destinadas para este fim.

A pré-lavagem é relevante por evidenciar a contaminação por diferentes parasitos em diferentes vegetais na fase de cultivo, sendo considerada um ponto crítico de controle, nesta etapa que precede a comercialização. O estudo também evidencia a necessidade de rastreabilidade das fontes de contaminação e de elaboração de estratégias de educação em saúde e orientações quanto a boas práticas agrícolas junto aos produtores rurais, para a mitigação da contaminação e proteção da saúde pública.

REFERÊNCIAS

1. Murphy B, Martini M, Fedi A, Loera BL, Elliott CT, Dean M. Consumer trust in organic food and organic certifications in four European countries. *Food Control*. 2022;133(Pt.B). <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2021.108484>
2. Jabłońska-Trypuc A, Wolejko E, Wydro U, Butarewicz A. The impact of pesticides on oxidative stress level in human organism and their activity as an endocrine disruptor. *J Environ Sci Health B*. 2017;52(7):483-94. <https://doi.org/10.1080/03601234.2017.1303322>
3. Kim KH, Kabir E, Jahan SA. Exposure to pesticides and the associated human health effects. *Sci Total Environ*. 2017;575:525-535. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2016.09.009>
4. Lima SK, Galiza M, Valadares A, Alves F. Produção e consumo de produtos orgânicos no mundo e no Brasil. Brasília: Instituto de Pesquisa Econômica Aplicada; 2020 [acesso 04 nov 2024]. Disponível em: <https://www.ipea.gov.br>.
5. Chaidez C, Soto M, Gortares P, Mena K. Occurrence of *Cryptosporidium* and *Giardia* in irrigation water and its impact on the fresh produce industry. *Int J Environ Health Res*. 2005;15(5):339-45. <https://doi.org/10.1080/09603120500289010>
6. Moreno Y, Moreno-Mesonero L, Amorós I, Pérez R, Morillo JA, Alonso JL. 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(1):102-11. <https://doi.org/10.1016/j.ijheh.2017.10.008>
7. Rusiñol M, Hundesa A, Cárdenas-Youngs Y, Fernández-Bravo A, Pérez-Cataluña A, Moreno-Mesonero L et al. Microbiological contamination of conventional and reclaimed irrigation water: evaluation and management measures. *Sci Total Environ*. 2020;710. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2019.136298>
8. 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>
9. Trolborg M, Duckett D, Allan R, Hastings E, Hough RL. A risk-based approach for developing standards for irrigation with reclaimed water. *Water Res*. 2017;126:372-84. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2017.09.041>
10. Mohamed MA, Siddig EE, Elaagip AH, Edris AMM, Nasr AA. Parasitic contamination of fresh vegetables sold at central markets in Khartoum state, Sudan. *Ann Clin Microbiol Antimicrob*. 2016;15:17. <https://doi.org/10.1186/s12941-016-0133-5>
11. Javanmard E, Mirjalali H, Niyayati M, Sharifdini M, Jalilzadeh E, Seyed Tabaei SJ et al. Small-scale risk assessment of transmission of parasites from wastewater treatment plant to downstream vegetable farms. *Gastroenterol Hepatol Bed Bench*. 2018;11(4):352-8.



12. Dantas LMDC, Maia CMDM, Damasceno KSFS, Seabra LMJ, Chaves G, Assis CF et al. Prevalence of helminths in fresh vegetables: a narrative literature review. *J Sci Food Agric*. 2022;103(8):3761-5. <https://doi.org/10.1002/jsfa.12259>
13. World Health Organization - WHO. A global overview of national regulations and standards for drinking-water quality. Geneva: World Health Organization; 2018[acesso 23 maio 2019]. Disponível em: <https://apps.who.int/iris/bitstream/handle/10665/272345/9789241513760-eng.pdf?ua=1>
14. Conselho Nacional do Meio Ambiente - Conama. Resolução Nº 357, de 17 de março de 2005. Classificação dos corpos de água e diretrizes ambientais para seu enquadramento, condições e padrões de lançamento de efluentes. Diário Oficial União. 18 mar 2005.
15. Agência Nacional de Vigilância Sanitária - Anvisa. Resolução RDC Nº 623, de 9 de março de 2022. Dispõe sobre os limites de tolerância para matérias estranhas em alimentos, os princípios gerais para o seu estabelecimento e os métodos de análise para fins de avaliação de conformidade. Diário Oficial União. 16 mar 2022.
16. Agência Nacional de Vigilância Sanitária - Anvisa. Resolução RDC Nº 724, de 1 de julho de 2022. Dispõe sobre os padrões microbiológicos dos alimentos e sua aplicação. Diário Oficial União. 6 jul 2022.
17. Agência Nacional de Vigilância Sanitária - Anvisa. Instrução normativa Nº 161, de 1 de julho de 2022. Estabelece os padrões microbiológicos dos alimentos. Diário Oficial União. 6 jul 2022.
18. Food and Agriculture Organization of the United Nations - FAO. Multicriteria-based ranking for risk management of food-borne parasites: report of a joint FAO/WHO expert meeting. Rome: Food and Agriculture Organization of the United Nations; 2014[acesso 05 nov 2024]. Disponível em: <https://iris.who.int/handle/10665/112672>
19. Ministério da Saúde (BR). Surtos de doenças de transmissão hídrica e alimentar: informe 2024. Brasília: Ministério da Saúde; 2024[acesso 24 abr 2025]. Disponível em: <https://www.gov.br/saude/pt-br/assuntos/saude-de-a-a-z/d/dtha/publicacoes/surtos-de-doencas-de-transmissao-hidrica-e-alimentar-no-brasil-informe-2024/view>
20. Dixon B, Parrington L, Cook A, Pollari F, Farber J. Detection of *Cyclospora*, *Cryptosporidium*, and *Giardia* in ready-to-eat packaged leafy greens in Ontario, Canada. *J Food Prot*. 2013;76(2):307-13. <https://doi.org/10.4315/0362-028X.JFP-12-282>
21. Ryan U, Hijjawi N, Feng Y, Xiao L. *Giardia*: an under-reported foodborne parasite. *Int J Parasitol*. 2019;49(1):1-11. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2018.07.003>
22. American Public Health Association - APHA. Standard methods for the examination of water and wastewater. 23rd ed. Washington: American Public Health Association; 2017.
23. Leal DAG, Souza DSM, Caumo KS, Fongaro G, Panatieri LF, Durigan M et al. Genotypic characterization and assessment of infectivity of human waterborne pathogens recovered from oysters and estuarine waters in Brazil. *Water Res*. 2018;137:273-80. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2018.03.024>
24. US Environmental Protection Agency - US-EPA. Method 1623.1: *Cryptosporidium* and *Giardia* in water by filtration/IMS/FA. EPA-815-R-05-002. Washington: US Environmental Protection Agency; 2012[acesso 05 nov 2024]. Disponível em: https://www.epa.gov/sites/default/files/2015-08/documents/epa_1623_1.pdf
25. Matosinhos FC, Valenzuela VC, Silveira JA, Rabelo EM. Standardization of a method for the detection of helminth eggs and larvae in lettuce. *Parasitol Res*. 2016;115(6):1827-34. <https://doi.org/10.1007/s00436-016-4922-8>
26. Pineda CO, Leal DAG, Lima R, Ribeiro PP, Rodrigues A, Martini MH et al. Parasites in fresh produce: a brazilian inter-laboratory evaluation of a standardized methodology for the detection of *Ascaris* sp. in leafy vegetables. *Food Anal Methods*. 2021;14:989-96. <https://doi.org/10.1007/s12161-020-01925-x>
27. Scherer GS, Leal DAG, Goulart JAG, Araújo RS, Beux MR, Moreira NM. Parasitological, microbiological, and antimicrobial resistance profiles of raw and drinking water in a tourist city in the tri-border region of South America. *J Water Health*. 2022;20(2):385-95. <https://doi.org/10.2166/wh.2022.256>
28. Waideman MA, Teixeira VP, Uemura EH, Stamford TM, Leal DAG, Stangarlin-Fiori L et al. Enterococci used as complementary indicator of fecal contamination to assess water quality from public schools in the city of Curitiba, Paraná, Brazil. *Braz J Food Technol*. 2020;23:1-12. <https://doi.org/10.1590/1981-6723.15519>
29. Yamashiro S, Leal DAG, Cantusio Neto R, Franco RMB. Assessment of pathogenic protozoa in lentic and lotic compartments of a tropical reservoir impacted by cyanobacteria blooms in Brazil. *Int J Biosci*. 2015;6(2):304-17. <https://doi.org/10.12692/ijb/6.2.304-5>
30. Nishi L, Bergamasco R, Toledo MJO, Falavigna DLM, Gomes ML, Mota LT et al. *Giardia* spp. and *Cryptosporidium* spp. in the Ivaí Indigenous land, Brazil. *Vector Borne Zoonotic Dis*. 2009;9(5):543-7. <https://doi.org/10.1089/vbz.2008.0021>
31. Almeida JC, Martins FDC, Ferreira Neto JM, Santos MM, Garcia JL, Navarro IT et al. Occurrence of *Cryptosporidium* spp. and *Giardia* spp. in a public water-treatment system, Paraná, Southern Brazil. *Rev Bras Parasitol Vet*. 2015;24(3):303-8. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612015051>
32. Leal DAG, Goulart JAG, Bonatti TR, Araújo RS, Juski Junior JA, Shimada MK et al. 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. *Reg Stud Mar Sci*. 2024;70. <https://doi.org/10.1016/j.risma.2023.103356>
33. Coelho CH, Durigan M, Leal DAG, Schneider AD, Franco RMB, Singer SM. *Giardiasis* as a neglected disease in Brazil: systematic review of 20 years of publications. *PLoS Negl Trop Dis*. 2017;11(10):1-22. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0006005>



34. Thompson RCA, Colwell DD, Shury T, Appelbee AJ, Read C, Njiru Z et al. The molecular epidemiology of *Cryptosporidium* and *Giardia* infections in coyotes from Alberta, Canada, and observations on some cohabiting parasites. *Vet Parasitol.* 2009;159(2):167-70. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2008.10.003>
35. Plutzer J, Tomor B. The role of aquatic birds in the environmental dissemination of human pathogenic *Giardia duodenalis* cysts and *Cryptosporidium* oocysts in Hungary. *Parasitol Int.* 2009;58(3):227-31. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2009.05.004>
36. Swirski AL, Pearl DL, Peregrine AS, Pintar K. A comparison of exposure to risk factors for giardiasis in non-travellers, domestic travellers and international travellers in a Canadian community, 2006-2012. *Epidemiol Infect.* 2016;144(5):980-99. <https://doi.org/10.1017/S0950268815002186>
37. LeChevallier MW, Norton WD. Examining relationships between particle counts and *Giardia*, *Cryptosporidium*, and turbidity. *J Am Water Works Assoc.* 1992;84(12):54-60.
38. Kumar T, Abd Majid MA, Onichandran S, Jaturas N, Andiappan H, Salibay CC et al. Presence of *Cryptosporidium parvum* and *Giardia lamblia* in water samples from Southeast Asia: towards an integrated water detection system. *Infect Dis Poverty.* 2016;5:1-12. <https://doi.org/10.1186/s40249-016-0095-z>
39. Ahmed A, Ijaz M, Ayyub RM, Ghaffar A, Ghauri HN, Aziz MU et al. *Balantidium coli* in domestic animals: an emerging protozoan pathogen of zoonotic significance. *Acta Trop.* 2020;203. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2019.105298>
40. Ponce-Gordo F, García-Rodríguez JJ. *Balantoides coli*. *Res Vet Sci.* 2021;135:424-31. <https://doi.org/10.1016/j.rvsc.2020.10.028>
41. Ferry T, Bouhour D, De Monbrison F, Laurent F, Dumouchel-Champagne H, Picot S et al. Severe peritonitis due to *Balantidium coli* acquired in France. *Eur J Clin Microbiol Infect Dis.* 2004;23(4):393-5. <https://doi.org/10.1007/s10096-004-1126-4>
42. Gomez Hinojosa P, Espinoza-Ríos J, Carlin Ronquillo A, Pinto Valdivia JL, Salas Dueñas Y, Zare Morales W. Balantidiasis colónica: reporte de un caso fatal y revisión de la literatura. *Rev Gastroenterol Perú.* 2019;39(3):227-234. <https://doi.org/10.31403/rgp.v39i3.849>
43. Panti-May JA, Serván A, Ferrari W, Zonta ML, Hernández-Mena DI, Hernández-Betancourt SF et al. Morphological and molecular identification of hymenolepidid cestodes in children and synanthropic rodents from rural Mexico. *Parasitol Int.* 2020;75. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2019.102042>
44. Fallah AA, Pirali-Kheirabadi K, Shirvani F, Saei-Dehkordi SS. Prevalence of parasitic contamination in vegetables used for raw consumption in Shahrekord, Iran: Influence of season and washing procedure. *Food Control.* 2012;25(2):617-20. <https://doi.org/10.1016/j.foodcont.2011.12.004>
45. Hotez PJ. Human parasitology and parasitic diseases: heading towards 2050. In: Rollinson D, Stothard JR, editors. *Advances in parasitology*. Vol. 100. Amsterdam: Elsevier; 2018. p. 29-38.
46. Sadowska N, Tomza-Marciniak A, Juszcak M. Soil contamination with geohelminths in children's play areas in Szczecin, Poland. *Ann Parasitol.* 2019;65(1):65-70. <https://doi.org/10.17420/ap6501.183>

Contribuição dos Autores

Silveira J, Anjos JV, Karbiak L, Souza GF, Prox LB, Cerezo IAR, Petris A - Análise, interpretação dos dados e redação do trabalho. Scherer GS - Planejamento (desenho do estudo), análise, interpretação dos dados e redação do trabalho. Leal DAG - Concepção, planejamento (desenho do estudo), análise, interpretação dos dados e redação do trabalho. Todos os autores aprovaram a versão final do trabalho.

Conflito de Interesse

Os autores informam não haver qualquer potencial conflito de interesse com pares e instituições, políticos ou financeiros deste estudo.



Licença CC BY. Com essa licença os artigos são de acesso aberto que permite o uso irrestrito, a distribuição e reprodução em qualquer meio desde que o artigo original seja devidamente citado.