



UNIVERSIDAD PERUANA
CAYETANO HEREDIA

REVISIÓN SISTEMÁTICA DE
Toxoplasma gondii EN ANIMALES
ACUÁTICOS DESTINADOS AL
CONSUMO HUMANO

TRABAJO DE INVESTIGACIÓN PARA
OPTAR EL GRADO DE MAESTRO EN
SANIDAD ACUÍCOLA

GINA CLARISSA CASAS VELASQUEZ

LIMA – PERÚ

2025

ASESOR

DR. MG. MV. MARCOS ENRIQUE SERRANO MARTINEZ

JURADO DE TRABAJO DE INVESTIGACIÓN

DR. MANUEL ALEXANDER AMARISTA SEVILLA

PRESIDENTE

MG. LUIS MIGUEL JARA SALAZAR

VOCAL

DRA. MARIA MELINA FLOREZ CUADROS

SECRETARIA

DEDICATORIA.

A mi familia

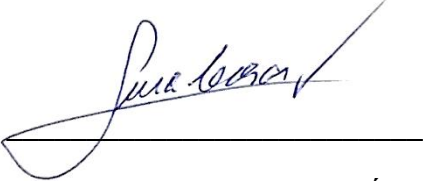
AGRADECIMIENTOS.

A mis amigos(as) y colegas por su apoyo

FUENTES DE FINANCIAMIENTO.

Trabajo de investigación autofinanciado

DECLARACIÓN DE AUTOR			
Fecha	05	Noviembre	2025
Apellidos y Nombres del egresado	CASAS VELASQUEZ GINA CLARISSA		
Programa de posgrado	MAESTRÍA EN SANIDAD ACUÍCOLA		
Año de inicio de los estudios	2012		
Título del trabajo de investigación de grado	REVISIÓN SISTEMÁTICA DE <i>Toxoplasma gondii</i> EN ANIMALES ACUÁTICOS DESTINADOS AL CONSUMO HUMANO		
Modalidad de trabajo de grado	TRABAJO DE INVESTIGACIÓN		
Declaración del Autor El presente Trabajo de Grado es original y no es el resultado de un trabajo en colaboración con otros, excepto cuando así está citado explícitamente en el texto. No ha sido ni enviado ni sometido a evaluación para la obtención de otro grado o diploma que no sea el presente.			
Teléfono de contacto (fijo / móvil)	995040624		
E-mail	gcasvel@gmail.com		


 GINA CLARISSA CASAS VELÁSQUEZ
 DNI 16021581

ÍNDICE

RESUMEN.....	1
ABSTRACT.....	2
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. OBJETIVOS.....	5
III. METODOLOGÍA.....	6
3.1. Diseño del estudio	6
3.2. Estrategia de búsqueda	6
3.3. Criterios de inclusión.....	7
3.4. Criterios de exclusión.....	7
3.5. Selección de artículos	7
3.6. Análisis de datos.....	12
3.7. Consideraciones éticas	13
IV. RESULTADOS	14
V. DISCUSIÓN.....	23
VI. CONCLUSIONES.....	31
VII. RECOMENDACIONES	32
VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	33
ANEXO47	

RESUMEN

El presente estudio tuvo como objetivo sistematizar la información disponible sobre la presencia de *Toxoplasma gondii* en animales acuáticos destinados al consumo humano. Se realizó la búsqueda bibliográfica de publicaciones realizadas durante el periodo del 2000 al 2024 en las bases de datos de Scopus, ScienceDirect, EBSCO, Wiley, Scielo y PubMed. La revisión sistemática e identificación de artículos se realizó bajo las recomendaciones PRISMA. Se identificaron 28 estudios publicados de *T. gondii* en un total de 53 especies entre peces (24), moluscos (24) y crustáceos (5) de los cuales 16, 16 y 4 fueron positivos al parásito, respectivamente. El presente estudio aporta información de la contaminación con *T. gondii* en una amplia variedad de animales acuáticos destinados al consumo humano en el mundo, y muestra las brechas que son necesarias atender para abordar de forma integral el diagnóstico situacional del patógeno en animales acuáticos y su participación en el ciclo del parásito, como son el adecuado tamaño de muestra, la estandarización de los protocolos de muestreo y selección de los tejidos de elección, la identificación de métodos de diagnóstico, la evaluación de la viabilidad del patógeno, y la evaluación de los factores que signifiquen un riesgo para la presencia de *T. gondii* en los animales acuáticos.

PALABRAS CLAVES: *Toxoplasma gondii*, animales acuáticos, salud pública, parásito.

ABSTRACT

The objective of this study was to systematize the available information on the presence of *Toxoplasma gondii* in aquatic animals intended for human consumption. A bibliographic search was conducted of publications from 2000 to 2024 in the Scopus, Science Direct, EBSCObsco, Wiley, Scielo, and PubMmed databases. The systematic review and identification of articles was carried out under the PRISMA recommendations. Twenty-eight published studies on *T. gondii* were identified in a total of 53 species, including fish (24), mollusks (24), and crustaceans (5), of which 16, 16, and 4 were positive for the parasite, respectively. This study provides information on *T. gondii* contamination in a wide variety of aquatic animals intended for human consumption worldwide and highlights the gaps that need to be addressed in order to comprehensively assess the pathogen's status in aquatic animals and their role in the parasite's life cycle. These gaps include adequate sample size, standardization of sampling protocols and selection of tissues of choice, the identification of diagnostic methods, the evaluation of the viability of the pathogen, and the evaluation of factors that pose a risk for the presence of *T. gondii* in aquatic animals.

KEYWORDS: *Toxoplasma gondii*, aquatic animals, Public Health, parasite.

.

I. INTRODUCCIÓN

La disponibilidad de alimentos acuáticos de origen animal para el consumo humano ha aumentado en las últimas 6 décadas, incluso en una proporción mayor al del aumento de la población mundial (FAO, 2024), esto debido a que es una fuente rica en nutrientes y es accesible a los consumidores de todos los niveles socioeconómicos.

En el 2022 la producción de animales acuáticos fue de 185 millones de toneladas, de las cuales el 11% se destinó al uso no alimentario; mientras que el restante 89% (164 millones de toneladas) al consumo humano (FAO; 2024). De este último, el 43% correspondió a pescado vivo, fresco o refrigerado (FAO; 2024), lo que muestra la preferencia del consumo de pescado (incluidos los mariscos) bajo esta presentación. A raíz de la importancia que representan los animales acuáticos en la seguridad alimentaria, la FAO y la Organización Mundial de la Salud (OMS) realizaron una Consulta Mixta Especial de Expertos la cual estuvo enfocada a los riesgos y beneficios del consumo de pescado, la cual muestra a este recurso como una fuente importante para la salud por ser un alimento que contiene energía, proteínas y otros nutrientes; y que además su consumo forma parte de las tradiciones culturales (FAO, 2023). Asimismo, en el informe del Estado Mundial de la pesca y la acuicultura 2024 de la FAO (2024), se menciona que los alimentos procedentes de la pesca y acuicultura pueden representar riesgos, los que se refieren principalmente a la contaminación por químicos o metales pesados, toda vez que los riesgos por origen microbiológico pueden mitigarse con buenas prácticas de higiene, o por procesos térmicos. Por otro lado, encontramos el informe del ranking mundial de parásitos transmitidos por los alimentos, el cual muestra entre las 5

principales especies al *Toxoplasma gondii*, el cual se ha reportado como un vehículo alimentario secundario de contaminación a través de los mariscos (FAO y OMS, 2016). Este parásito, de acuerdo con los reportes de la FAO y la OMS, afecta a cerca del 30% de la población humana en el mundo teniendo como grupos de mayor riesgo las mujeres gestantes y las personas inmunodeprimidas.

T. gondii es un parásito hallado a partir de estudios realizados por los investigadores Nicolle y Manceaux (1908) y Splendore (1908) quienes lo reportaron en el roedor africano *Ctenodactylus gondii* y en conejos, respectivamente (citado por Botero y Restrepo, 1998). En el ciclo biológico de este parásito, los félidos son los hospederos definitivos desarrollando la fase sexual del patógeno con la generación de ooquistes que son excretados al ambiente a través de sus heces (Dubey, 2009; Hatam-Nahavandi *et al.*, 2021; Bolais *et al.*, 2022).

Las formas infectivas del protozoo son: el ooquiste, que esporula en el medioambiente (Elmore *et al.*, 2010); y los quistes, que se alojan en la musculatura de los animales infectados quienes actúan como hospedero intermediario (Dubey, 2021; Hatam-Nahavandi *et al.*, 2021).

Los humanos y animales terrestres se infectan al consumir estas formas infectivas que se alojan en los alimentos y agua contaminados (Shapiro *et al.*, 2019; Bahia-Oliveira *et al.*, 2003), y a través de la vía congénita; afectando esta última principalmente a los ovinos, con episodios de aborto (Shahbazi *et al.*, 2019; Basso *et al.*, 2022), y a los humanos donde se reportan además de aborto, su relación con problemas neurológicos (Alvarado-Esquivel *et al.*, 2018; Dubey, 2021).

T. gondii es reportado además en especies acuáticas, dentro de las cuales se mencionan a los mamíferos marinos, como las focas donde se hallaron anticuerpos

(Lambourn *et al.*, 2001; Miller *et al.*, 2001), en manatí amazónico (Mathews *et al.* 2013), y en nutrias marinas, naturalmente infectadas, donde se detectó al parásito en los tejidos de cerebro y corazón (Cole *et al.*, 2000; Miller *et al.*, 2002ab); este caso fue asociado con meningoencefalitis y como una de las principales causas de muerte de esta especie (Kreuder *et al.*, 2003). La infección de las nutrias marinas del sur probablemente ocurre al consumir la etapa de ooquiste, ya que su dieta compuesta principalmente de invertebrados limitaría la exposición a los quistes tisulares (Cole *et al.*, 2000). Así también *Toxoplasma* es reportado en moluscos bivalvos como las ostras (*Crasostrea virginica*) y mejillones (*Mytella guyanensis*) (Lindsay *et al.* 2004; Miller *et al.*, 2008; Esmerini *et al.*, 2010); y en peces destinados al consumo humano (Marino *et al.*, 2019). En este grupo de especies su participación se menciona como hospedero paraténico del parásito (Marino *et al.*, 2019; Nayeri *et al.*, 2021), donde los ooquistes entrarían al ambiente marino a través de aguas de lluvia (Miller *et al.*, 2002a) o de aguas residuales (Fayer *et al.*, 2004) y se concentrarían en invertebrados como los moluscos bivalvos o en aquellos que sirven de alimento para diversas especies de peces que a su vez representan una fuente de infección para los animales marinos y por consiguiente para el humano cuando se consume como alimento (Cole *et al.*, 2000; Lindsay *et al.*, 2001; Arkush *et al.*, 2003).

En el Perú se ha reportado el *T. gondii* en humanos de diferentes grupos, como en mujeres gestantes donde se reporta una prevalencia de 35.8% e identifica un riesgo mayor debido al consumo de agua no potable (Silva-Díaz *et al.*, 2000). Asimismo, en grupos de donantes procedentes de la región San Martín (Díaz-Giné y Silva-Díaz, 2021) y de Huánuco (Fernández y Soto, 2018), se hallaron prevalencias de

77.2% y 83.9%, respectivamente; y en el primero de los estudios, los factores de riesgo destacan principalmente el contacto con gatos. Por otro lado, en estudiantes se detectaron prevalencias del 7% (Jiménez-Chunga *et al.*, 2024) y 27.6% (Huancanjulca, 2020) siendo el de mayor prevalencia correspondiente a estudiantes y egresados de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Se resalta también el estudio de Menajovsky *et al.* (2024) quienes detectaron este parásito en el 83.3% de muestras obtenidas de una comunidad de la Amazonia que depende de la caza.

Los reportes del parásito protozoo en animales acuáticos de diversas regiones del mundo, incluidos los mamíferos marinos y continentales, la presencia en humanos del Perú, y los hábitos alimenticios de su consumo en el Perú, conlleva a la necesidad de conocer el estado actual de este parásito en las especies acuáticas destinadas al consumo humano con la finalidad de identificar las brechas y necesidades que deben ser atendidas.

II. OBJETIVOS

Objetivo general

- Analizar y sintetizar la evidencia científica sobre los factores epidemiológicos y de asociación que favorecen la presencia de *T. gondii* en animales acuáticos destinados al consumo humano en diferentes contextos geográficos y poblaciones.

Objetivos específicos

- Describir las tasas de prevalencia en animales acuáticos destinados al consumo humano, diferenciando por regiones y especies afectadas.
- Describir los principales factores asociados con la transmisión de *T. gondii*, incluyendo vías alimentarias, contacto directo y fuentes ambientales.
- Determinar los vacíos en el conocimiento y formular recomendaciones para futuras investigaciones o políticas de salud pública.

III. METODOLOGÍA

3.1. Diseño del estudio

El diseño del estudio fue una revisión sistemática bajo el enfoque cualitativo.

3.2. Estrategia de búsqueda

Se realizó la búsqueda según las recomendaciones PRISMA (Preferred Reporting Items for Systematic reviews and Meta-Analyses) (Page *et al.* 2021), considerando los artículos científicos en inglés o español que se encontraron registrados en las bases de datos de Scopus, Science Direct, Ebsco, Wiley, Scielo y Pubmed, entre el año 2000 y el 2024.

Se elaboraron ecuaciones de búsqueda empleando conectores booleanos con los diferentes términos: *Toxoplasma*, “*T. gondii*”, “*Toxoplasma gondii*”, “animales acuáticos”, “organismos acuáticos”, “organismos marinos”, “transmisión por alimentos”, “consumo humano”, pescados, crustáceos, cefalópodos, moluscos, “Salud Pública”, para delimitar los resultados. Las ecuaciones se emplearon según la base de datos y con los términos en inglés (Tabla 1).

Tabla 1. Ecuaciones de búsqueda utilizadas en 5 bases de datos

Base de datos	Ecuación de búsqueda
Ebsco	<i>Toxoplasma</i> AND ("aquatic animals" OR "aquatic organisms" OR "marine organisms" OR fish OR crustaceans OR cephalopods OR mollusks OR krill)
Pubmed	(<i>Toxoplasma</i> [Title]) AND ("aquatic animals"[Title/Abstract] OR "aquatic organisms"[Title/Abstract] OR "marine organisms"[Title/Abstract] OR fish[Title/Abstract] OR crustaceans[Title/Abstract] OR cephalopods[Title/Abstract] OR mollusks[Title/Abstract] OR krill[Title/Abstract])
Scielo	(ti:(<i>Toxoplasma</i>)) AND (ab:(“animales acuáticos” OR pescados OR crustáceos OR cefalópodos OR moluscos OR krill))
Science Direct	Year(2000-2024) Title, abstract, keywords(<i>Toxoplasma</i> AND (_aquatic animals_ OR _aquatic organisms_ OR _marine organisms_ OR fish OR crustaceans OR cephalopods OR mollusks OR krill))

Scopus	(TITLE (<i>Toxoplasma</i>) AND ABS ("aquatic animals" OR "aquatic organisms" OR "marine organisms" OR fish OR crustaceans OR cephalopods OR mollusks OR krill) AND ALL ("public health") AND NOT ABS ("marine mammal")) AND PUBYEAR > 1999 AND PUBYEAR < 2025
	(TITLE (<i>Toxoplasma</i>) AND ABS ("aquatic animals" OR "aquatic organisms" OR "marine organisms" OR fish OR crustaceans OR cephalopods OR mollusks OR krill) AND PUBYEAR > 1999 AND PUBYEAR < 2025
Wiley	" <i>Toxoplasma</i> " in Title AND "'aquatic animals" OR "aquatic organisms" OR "marine organisms" OR fish OR crustaceans OR cephalopods OR mollusks OR krill" in Abstract

3.3. Criterios de inclusión

Se incluyeron los artículos que presentaron las siguientes condiciones:

- Publicaciones científicas realizadas para la detección de *T. gondii* en animales acuáticos que se destinan al consumo humano.
- Estudios publicados desde el año 2000 hasta el 2024
- Estudios publicados en idioma inglés y español.
- Artículos que se encuentren disponibles en versión completa.

3.4. Criterios de exclusión

Se excluyeron los artículos que presentaron las siguientes condiciones:

- Estudios duplicados del resultado de la búsqueda.
- Estudios de exposición experimental del *T. gondii* a los animales acuáticos.

3.5. Selección de artículos

Se identificó un total de 223 artículos para la revisión sistemática, los cuales se revisaron y seleccionaron tomando en cuenta los criterios de inclusión y exclusión detallados en los numerales 3.3 y 3.4., quedando seleccionados 23 publicaciones. Posteriormente durante su revisión, se incluyeron 5 artículos que se encontraban citadas en las investigaciones seleccionadas y que cumplían con los criterios de

inclusión del estudio. En total, el trabajo de investigación empleó 28 publicaciones (Figura 1), las cuales se presentan en la Tabla 2.

Figura 1.

Flujo de identificación de artículos incluidos en la revisión sistemática de la presencia de *Toxoplasma gondii* en animales acuáticos destinados al consumo humano desde el 2000 al 2024.

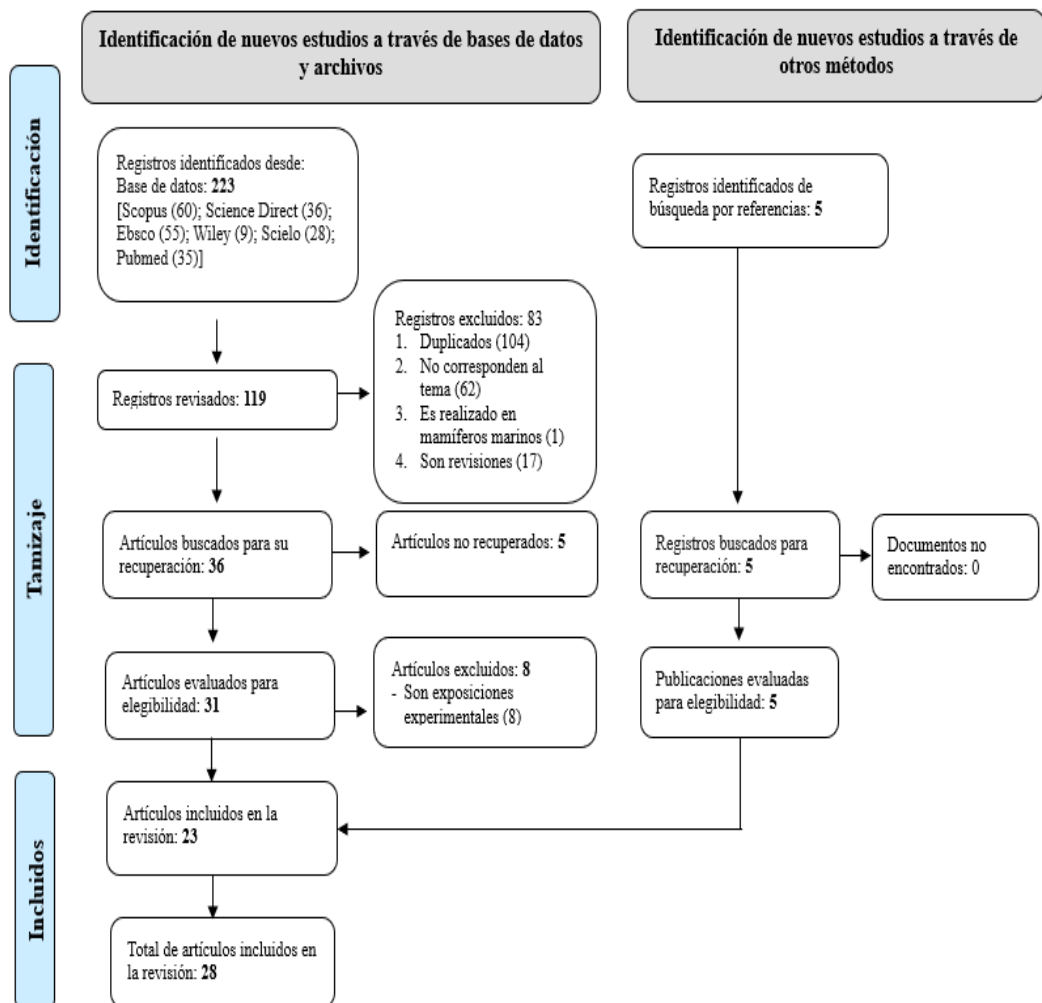


Tabla 2.

Publicaciones identificadas para la revisión sistemática de *Toxoplasma gondii* en animales acuáticos publicados. Periodo desde el 2000 al 2024.

Nº	Revista	Año de publicación	Autores	Título del artículo
1	Veterinary Parasitology	2010	Patrícia O. Esmerini, Solange M. Gennari, Hilda F.J. Pena	Analysis of marine bivalve shellfish from the fish market in Santos city, São Paulo state, Brazil, for <i>Toxoplasma gondii</i>
2	Zoonoses and Public Health	2021	Rebecca Fung, Anna J. W. Manore, Sherilee L. Harper, Jan M. Sargeant, Jamal Shirley, Amy Caughey, Karen Shapiro	Clams and potential foodborne <i>Toxoplasma gondii</i> in Nunavut, Canada
3	Microbial Pathogenesis	2019	Wei Cong, Nian-Zhang Zhang, Dong-Qi Yuan, Yang Zou, Shu Li, Zhen-Lin Liang	Detection and genetic characterization of <i>Toxoplasma gondii</i> in market-sold mussels (<i>Mytilus edulis</i>) in certain provinces of China
4	Food Microbiology	2014	Aksoy U.; Marangi M.; Papini R.; Ozkoc S.; Bayram Delibas S.; Giangaspero A.	Detection of <i>Toxoplasma gondii</i> and <i>Cyclospora cayetanensis</i> in <i>Mytilus galloprovincialis</i> from Izmir Province coast (Turkey) by Real Time PCR/High-Resolution Melting analysis (HRM)
5	Genetics and Molecular Research	2015	Ribeiro L.A.; Santos L.K.N.S.S.; Brito P.A., Jr.; Maciel B.M.; Da Silva A.V.; Albuquerque G.R.	Detection of <i>Toxoplasma gondii</i> DNA in brazilian oysters (<i>Crassostrea rhizophorae</i>)
6	Zoonoses and Public Health	2019	Monteiro, Thamillys R. M.; Rocha, Katarine S.; Silva, Jacqueline; Mesquita, Gleiciane S. S.; Rosário, Marcely K. S.; Ferreira, Maeli F. S.; Honorio, Betsy E. T.; Melo, Hugo F. R.; Barros, Flávia N. L.; Scofield, Alessandra; Abel, Isis	Detection of <i>Toxoplasma gondii</i> in <i>Crassostrea</i> spp. oysters cultured in an estuarine region in eastern Amazon
7	Veterinary Parasitology	2014	Meng Zhang , Zhen Yang, Shuai Wang, LongFei Tao, LiXin Xu, RuoFeng Yan, XiaoKai Song, XiangRui Li	Detection of <i>Toxoplasma gondii</i> in shellfish and fish in parts of China
8	Infection, Genetics and Evolution	2017	Cong, Wei; Zhang, Nian-Zhang; Hou, Jun-Ling; Wang, Xin-Chen; Ma, Jian-Gang; Zhu, Xing-Quan; Chen, Guan-Jun	First detection and genetic characterization of <i>Toxoplasma gondii</i> in market-sold oysters in China

9	Revista Brasileira de Parasitologia Veterinaria	2020	Silva, Camila Moraes; Silva, Anna Letícia Pinto; Watanabe, Karinne Francisca Cardoso	First report of detection of <i>Toxoplasma gondii</i> DNA in oysters (<i>Crassostrea</i> sp.) in the state of maranhão
10	Parasitology Research	2018	Coupe, Alicia; Howe, Laryssa; Burrows, Elizabeth; Sine, Abigail; Pita, Anthony; Velathanthiri, Niluka; Vallée, Emilie; Hayman, David; Shapiro, Karen; Roe, Wendi D.	First report of <i>Toxoplasma gondii</i> sporulated oocysts and <i>Giardia duodenalis</i> in commercial green-lipped mussels (<i>Perna canaliculus</i>) in New Zealand
11	Marine Pollution Bulletin	2017	Khemissa Ghazzi, Marianna Marangi, Roberto Papini, Ibtissem Lahmar, Rafika Challouf, Najoua Houas, Rym Ben Dhiab, Giovanni Normanno, Hamouda Babba, Annunziata Giangaspero	First report of Tunisian coastal water contamination by protozoan parasites using mollusk bivalves as biological indicators
12	Experimental Parasitology	2011	Putignani L.; Mancinelli L.; Chierico, F. Del; Menichella D.; Adlerstein D.; Angelici, M.C.; Marangi M.; Berrilli F.; Caffara M.; Regalbono, D.A. Frangipane di; Giangaspero A.	Investigation of <i>Toxoplasma gondii</i> presence in farmed shellfish by nested-PCR and real-time PCR fluorescent amplicon generation assay (FLAG)
13	Philippine Journal of Science	2023	Paraoan, Cielo Emar M.; Villanueva, Ren Mark D.; Obusan, Marie Christine M	Molecular detection and prevalence of <i>Toxoplasma gondii</i> in ready-to-eat vegetables and oysters in central Luzon, Philippines
14	Pathogens	2019	Marquis, N.D., Bishop, T.J., Record, N.R., Countway, P.D., Fernández Robledo, J.A.	Molecular epizootiology of <i>Toxoplasma gondii</i> and <i>Cryptosporidium parvum</i> in the eastern oyster (<i>Crassostrea virginica</i>) from maine (USA)
15	Revista brasileira de parasitologia veterinaria = Brazilian journal of veterinary parasitology	2021	Rosário MKSD; Silva J; Melo HFR; Monteiro TRM; Costa DRD; Scofield A;" Moraes CCG	Molecular investigation of <i>Toxoplasma gondii</i> in oysters (<i>Crassostrea</i> spp.) sold on beaches in the State of Pará, Brazil.
16	Acta Tropical	2021a	Wei Cong, Hany M. Elsheikha, Man-Yao Li, Jun-Yang Ma, Yang Zou, Zhao-Yang Jiang	Molecular prevalence, risk factors and genotypes of <i>Toxoplasma gondii</i> DNA in wild marine snails collected from offshore waters in eastern China
17	Molecular and Cellular Probes	2015	Marangi, Marianna; Giangaspero, Annunziata; Lacasella, Vita; Lonigro, Antonio; Gasser, Robin B.	Multiplex PCR for the detection and quantification of zoonotic taxa of <i>Giardia</i> , <i>Cryptosporidium</i> and <i>Toxoplasma</i> in wastewater and mussels
18	Frontiers in microbiology	2020	Santoro M; Viscardi M; Boccia F; Borriello G;	Parasite load and strs genotyping of

			Lucibelli MG; Auriemma C; Anastasio A; Veneziano V; Galiero G; Baldi L; Fusco G	<i>Toxoplasma gondii</i> Isolates from mediterranean mussels (<i>Mytilus galloprovincialis</i>) in Southern Italy
19	Ecotoxicology and Environmental Safety	2021b	Cong, Wei; Li, Man-Yao; Zou, Yang; Ma, Jun-Yang; Wang, Bo; Jiang, Zhao-Yang; Elsheikha, Hany M.	Prevalence, genotypes and risk factors for <i>Toxoplasma gondii</i> contamination in marine bivalve shellfish in offshore waters in eastern China
20	Science of The Total Environment	2022	Man-Yao Li, Yuan-Huan Kang, Wen-Chao Sun, Zhi-Peng Hao, Hany M. Elsheikha, Wei Cong	Terrestrial runoff influences the transport and contamination levels of <i>Toxoplasma gondii</i> in marine organisms
21	Journal of Food Protection	2019	Tiziana Tedde, Marianna Marangi, Roberto Papini, Sara Salza, Giovanni Normanno, Sebastiano Virgilio, Annunziata Giangaspero	<i>Toxoplasma gondii</i> and other zoonotic protozoans in mediterranean mussel (<i>Mytilus galloprovincialis</i>) and blue mussel (<i>Mytilus edulis</i>): A food safety concern?
22	Zoonoses and Public Health	2024	Merks, H., Gomes, R., Zhu, S., Mainguy, J., Dixon, B.	<i>Toxoplasma gondii</i> DNA in tissues of anadromous arctic charr, <i>salvelinus alpinus</i> , collected from Nunavik, Québec, Canada
23	Zoonoses and Public Health	2019	Marino, A.M.F., Giunta, R.P., Salvaggio, A., ... Buffolano, W., Percipalle, M.	<i>Toxoplasma gondii</i> in edible fishes captured in the Mediterranean basin
24	Parasitology International	2015	Nicholas D. Marquis, Nicholas R. Record, José A. Fernández Robledo	Survey for protozoan parasites in Eastern oysters (<i>Crassostrea virginica</i>) from the Gulf of Maine using PCR-based assays
25	Comp Clin Pathol	2010	Camellia Taghadosi & Gholam Ali Kojouri & Maryam Akhavan Taheri	Detection of <i>Toxoplasma</i> antibodies in sera of Salmonidae by ELISA
26	Marine Pollution Bulletin	2022	Marianna Marangi, Nicola Lago, Giorgio Mancinelli, Oscar Lillo Antonio, Tommaso Scirocco, Milena Sinigaglia, Antonietta Specchiulli, Lucrezia Cilenti	Occurrence of the protozoan parasites <i>Toxoplasma gondii</i> and <i>Cyclospora cayetanensis</i> in the invasive Atlantic blue crab <i>Callinectes sapidus</i> from the Lesina Lagoon (SE Italy)
27	Int J Environ Res Public Health	2016	Tei FF, Kowalyk S, Reid JA, Presta MA, Yesudas R, Mayer DCG	Assessment and molecular characterization of human intestinal parasites in bivalves from Orchard Beach, NY, USA.

28	International Journal for Parasitology	2024	Juan D. Mosquera, Sandie Escotte-Binet, Marie-Lazarine Poulle, Stéphane Betoulle, Yves Saint-Pierre, Francia Caza, Thomas Saucedo, Sonia Zapata, Rosa De Los Angeles Bayas, Darío X. Ramírez-Villacis, Isabelle Villena, Aurélie Bigot-Clivot	Detection of <i>Toxoplasma gondii</i> in wild bivalves from the Kerguelen and Galapagos archipelagos: influence of proximity to cat populations, exposure to marine currents and kelp density
----	--	------	---	---

*1, año de publicación

3.6. Análisis de datos

Los datos obtenidos de los artículos seleccionados siguieron un proceso de análisis narrativo cuya información de interés como el año de publicación, animal acuático destinado al consumo humano, presencia del parásito, el área geográfica o país de estudio y posibles factores de asociación a la presencia del parásito (ejemplo, sistema productivo silvestre o de cultivo, presencia de gatos y zonas de escurrentía) fue tabulada (Anexo A) teniendo en cuenta las variables mencionadas en la Tabla 3)

Tabla 3.

Matriz de operacionalización de variables identificadas

Variable	Definición	Dimensiones	Indicador
Año de publicación	Identifica el año en el cual se realizó la publicación del estudio	Periodo: Desde el 2000 al 2024	Nº de publicaciones por año
Animal acuático destinado al consumo humano	Especie animal que vive parte o toda su vida en el medio acuático que es destinado al consumo humano. Se excluye a los mamíferos marinos	Peces Moluscos Crustáceos	Según el género y/o especie del animal acuático utilizado en el estudio
Tejidos muestreados	Tejidos colectados de los animales acuáticos para el procesamiento de detección de <i>T. gondii</i>	Todos los tejidos de los animales acuáticos	Según el método empleado por los investigadores del estudio científico.
Prueba diagnóstica	Métodos empleados para el diagnóstico del <i>T. gondii</i> en los animales acuáticos	Métodos: Serológicos Moleculares	Según el método empleado por los investigadores del estudio científico.

Presencia del parásito	Muestra el resultado del análisis realizado para la detección de <i>T. gondii</i>	Positivo Negativo	Nº de muestras positivas
Lugar de estudio	Lugar donde se realiza el muestreo.	País	Según el desarrollo del estudio
Sistema productivo	Sistema de producción de animales acuáticos	Silvestre (pesca) Cultivo (acuicultura)	Nº de animales que proceden de la pesca o del cultivo
Presencia de gatos	Presencia de gatos en las zonas de estudio	Si No	Nº de publicaciones que reportan la presencia de gatos en las zonas de estudio
Zonas de escorrentia	Referido a la presencia de zonas de escorrentia cercanas al área de muestreo o estudio.		Nº de publicaciones que reportan la presencia de escorrentias cerca de la zona de estudio
Intervenciones para la prevención de <i>T. gondii</i>	Referido a las acciones que se ejecuten para prevenir la infección de <i>T. gondii</i> por el consumo de animales acuáticos	Si No	Nº de publicaciones que reportan la aplicación de actividades para prevenir la infección de <i>T. gondii</i> por el consumo de animales acuáticos.

3.7. Consideraciones éticas

El trabajo de investigación no requirió aprobación ética debido a su diseño de estudio. Asimismo, ninguno de los autores involucrados tiene algún conflicto de interés que pueda afectar la objetividad de la investigación.

IV. RESULTADOS

Se identificó un total de 53 especies entre peces (24), moluscos (24) y crustáceos (5), de las cuales 36 resultaron positivas a *T. gondii*, distribuidas entre peces (16), moluscos (16) y crustáceos (4); asimismo, 6 publicaciones solo mencionaron el género de la especie estudiada, de las cuales 1 correspondió a peces (salmón) y 5 a moluscos (ostra y *Crassostrea* sp.); estas no han sido consideradas en la contabilización de muestras positivas toda vez que pueden pertenecer a alguna especie reportada como positiva (Tabla 5). De las 36 especies que se identificaron como positivas al *T. gondii*, la tasa de prevalencia en crustáceos varió desde 0.12% a 54.5%, en moluscos desde 1.03% a 40.83%, y en peces desde 0.22% a 25%, donde el número de animales muestreados también fue variable en estas especies, desde 11 a 813, desde 8 a 3895, y desde 1 a 480, respectivamente; observándose además que todos los animales acuáticos evaluados se reportan en un único estudio, a excepción de 5 especies del grupo de moluscos (*Mytilus edulis*, *M. galloprovincialis*, *M. guyanensis*, *Crassostrea virginica* y *C. rhizophorae*).

Los países donde se ha detectado *Toxoplasma* en animales acuáticos son 11, resaltando China e Italia los que reportan la presencia del parásito en especies de peces, moluscos y crustáceos, con prevalencias que varían desde 0.12% a 2.71%, y de 3-6% a 54.5%, respectivamente. Seguido de Canadá con la detección en peces y moluscos, reportando prevalencias del 2.1 en moluscos y 9.5% en peces. Los 8 países restantes solo reportan estudios en especies de moluscos (Tabla 4).

Tabla 4.

Prevalencia en animales acuáticos destinados al consumo humano, según región y especies afectadas. Periodo 2000 al 2024.

País	Grupo	Animal acuático*	Muestras positivas (%)	Referencia
Brasil	Moluscos	<i>Crassostrea rhizophorae</i>	17 (1.8)	Ribeiro <i>et al.</i> 2015
			2 (3.3)	Esmerini <i>et al.</i> 2010
Canadá	Peces	<i>Salvelinus alpinus</i>	12 (9,5)	Merks <i>et al.</i> 2024
China	Moluscos	<i>Mya truncata</i>	8 (2.1)	Fung <i>et al.</i> 2021
	Crustáceos	<i>Charybdis japonica</i>	12 (2.5)	Li <i>et al.</i> 2022
		<i>Macrobrachium nipponense</i>	1 (0.12)	Zhang <i>et al.</i> 2014
		<i>Procambarus clarkii</i>	4 (0.65)	Zhang <i>et al.</i> 2014
	Moluscos	<i>Argopecten irradians</i>	7 (1.03)	Cong <i>et al.</i> 2021b
		<i>Glossaulax didyma</i>	13 (2.58)	Cong <i>et al.</i> 2021a
		<i>Mytilus edulis</i>	55 (2.48)	Cong <i>et al.</i> 2019
			12 (1.79)	Cong <i>et al.</i> 2021b
		<i>Ostrea gigas</i>	33 (4.25)	Cong <i>et al.</i> 2021b
		<i>Rapana venosa</i>	13 (2.97)	Cong <i>et al.</i> 2021a
		<i>Ruditapes philippinarum</i>	30 (3.85)	Cong <i>et al.</i> 2021b
	Peces	<i>Hexagrammos otakii</i>	19 (3.96)	Li <i>et al.</i> 2022
		<i>Hypophthalmichthys molitrix</i>	1 (0.22)	Zhang <i>et al.</i> 2014
		<i>Sebastes schlegelii</i>	13 (2.71)	Li <i>et al.</i> 2022
Ecuador	Moluscos	<i>Saccostrea palmula</i>	40 (15.38)	Mosquera <i>et al.</i> 2024
EE.UU.	Moluscos	<i>Crassostrea virginica</i>	31%	Marquis <i>et al.</i> 2019
			ND (14.30)	Marquis <i>et al.</i> 2015
Filipinas	Moluscos	<i>Magallana bilineata</i>	4 (9.09)	Paraoan <i>et al.</i> 2023
Francia	Moluscos	<i>Mytilus edulis</i>	49 (40.83)	Mosquera <i>et al.</i> 2024
Italia	Crustáceos	<i>Callinectes sapidus</i>	6 (54,5)	Marangi <i>et al.</i> 2022
	Moluscos	<i>Crassostrea gigas</i>	1 (16.6)	Putignani <i>et al.</i> 2011

		<i>Mytilus edulis</i>	1 (6.6)	Tedde <i>et al.</i> 2019
		<i>Mytilus galloprovincialis</i>	43 (10,5)	Santoro <i>et al.</i> 2020
			27 (22.5)	Tedde <i>et al.</i> 2019
		<i>Tapes decussatus</i>	1 (3.6)	Putignani <i>et al.</i> 2011
Peces		<i>Arnoglossus laterna</i>	1	Marino <i>et al.</i> 2019
		<i>Boops boops</i>	+ (ND)	Marino <i>et al.</i> 2019
		<i>Diplodus sargus</i>	1	Marino <i>et al.</i> 2019
		<i>Engraulis encrasicolus</i>	+ (ND)	Marino <i>et al.</i> 2019
		<i>Merluccius merluccius</i>	+ (ND)	Marino <i>et al.</i> 2019
		<i>Mullus barbatus</i>	3	Marino <i>et al.</i> 2019
		<i>Pagellus acarne</i>	+ (ND)	Marino <i>et al.</i> 2019
		<i>Pagellus erythrinus</i>	+ (ND)	Marino <i>et al.</i> 2019
		<i>Raja clavata</i>	1	Marino <i>et al.</i> 2019
		<i>Scorpaena scrofa</i>	1	Marino <i>et al.</i> 2019
		<i>Spicara maena</i>	1	Marino <i>et al.</i> 2019
		<i>Trachurus trachurus</i>	4	Marino <i>et al.</i> 2019
Nueva Zelanda	Moluscos	<i>Perna canaliculus</i>	13 (12.5)	Coupe <i>et al.</i> 2018
Túnez	Moluscos	<i>Ruditapes decussatus</i>	5 (8.19)	Ghozzi <i>et al.</i> 2017
Turquía	Moluscos	<i>Mytilus galloprovincialis</i>	7 (13.21)	Aksoy <i>et al.</i> 2014
			7 (13.2)	Marangi <i>et al.</i> 2015

ND, no determinado

Respecto a los factores asociados con la transmisión de *T. gondii* se observó que, de los 28 artículos seleccionados, solo 3 identificaron los factores de asociación que predisponen a la presencia de *T. gondii* en animales acuáticos. Los factores evaluados fueron la presencia de gatos, escombreras, sistema de cultivo (terrestre o acuático), residuos de industrias o domésticos cercanos a las zonas de muestreo, y

la presencia de zonas de floraciones algales; de los cuales, la escorrentía superficial, la descarga de agua residencial cerca del sitio de muestreo, los mariscos silvestres, la exposición a corrientes marinas, y la presencia de gatos cerca de los sitios de muestreo de identificaron como factores de asociación (Tabla 5).

Asimismo, de todos los estudios revisados solo el de Esmerini *et al.*, (2010) evaluó la viabilidad del parásito mediante el bioensayo, el cual tuvo un resultado negativo.

Tabla 5.

Factores asociados con la transmisión de *T. gondii* en animales acuáticos reportados en 3 publicaciones. Periodo 2000 al 2024.

Año de publicación	Referencia	Diseño de estudio	Variable	Valor <i>p</i>	
2024	Mosquera <i>et al.</i> 2024	Estudio analítico observacional de tipo transversal	Presencia de gatos	Kerguelén p = 0.0153	Galápagos p = 0.3201
			Exposición a corrientes	p < 0,001	p = 0.3502
			Densidad de algas marinas	p < 0,001	ND
			Finca ganadera cerca del sitio de muestreo	0.08	
2021b	Cong <i>et al.</i> 2021b	Estudio analítico observacional de tipo transversal	Presencia de gatos	0.04	
			Escorrentía superficial cerca del sitio de muestreo	< 0,01	
			Descarga de agua residencial cerca del sitio de muestreo	0.13	
			Fuente silvestre de la muestra	< 0,01	
2021a	Cong <i>et al.</i> 2021a	Estudio analítico observacional de tipo transversal	Especie de caracol	0.79	
			Sitio de muestreo	0.59	
			Estación de muestreo	0.41	
			Escorrentía superficial cerca del muestreo	0.04	
			Descarga de agua residencial cerca del sitio de muestreo	<0.01	
			Finca ganadera cerca del sitio de muestreo	<0.01	

Los estudios que incluyeron el análisis de factores asociados con la transmisión de *T. gondii* en animales acuáticos fueron realizados por Cong *et al.* (2021a,b) en China, y Mosquera *et al.* (2024) en Francia y Ecuador. En el primer caso se identificó que la escorrentía superficial cerca del sitio de muestreo ($p = 0,039$) y la descarga de agua residencial cerca del sitio de muestreo ($p = 0,021$) tienen mayor probabilidad de estar asociadas con la presencia de ADN de *T. gondii* en caracoles marinos. Respecto al segundo caso, se identificó que, las muestras de mariscos silvestres ($p < 0,01$), la escorrentía superficial cerca del sitio de muestreo ($p < 0,01$) y la presencia de gatos cerca del sitio de muestreo ($p = 0,04$) representaron factores con mayor probabilidad de estar asociados con la presencia de ADN de *T. gondii*. Mientras que para el tercer caso, la asociación de la presencia de *T. gondii* frente a algunas variables como la presencia o ausencia de gatos en las zonas de estudio, la exposición de estas zonas a corrientes marinas; y la densidad de macroalgas, determinaron en las muestras de Kerguelén una asociación de la presencia de *T. gondii* a la exposición del sitio del muestreo a las corrientes marinas ($p < 0,001$), y a la densidad de los bosques de algas gigantes ($p < 0,001$); y en Galápagos no se encontró una asociación significativa entre la presencia del parásito en ostras, y la presencia o ausencia de gatos ($p = 0.3201$), o la exposición del sitio de muestreo a las corrientes marinas ($p = 0.3502$).

En referencia al método de diagnóstico, todas las investigaciones emplearon el método de Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR) y sus variaciones (PCR anidada, PCR semi anidada, PCR multiplex, PCR en tiempo real o cuantitativa y PCR digital), destacando la qPCR; a excepción de un estudio que empleó el ensayo de inmunoabsorción ligado a enzima (ELISA) (Tabla 6).

Los tejidos empleados para la detección del parásito, según la especie fueron hemolinfa, glándula, branquias, tracto gastrointestinal, hepatopáncreas, gónadas, manto y líquido intervalvar para moluscos; suero, músculo, intestino, branquias, cerebro, corazón para peces; y hemolinfa, branquias, estómago, hepatopáncreas y gónadas para crustáceos. Se observó que, en moluscos las branquias y hemolinfa fueron las muestras de predilección para la detección de *T. gondii*; mientras que en crustáceos fueron las branquias y en peces no se especificó (Tabla 6).

Tabla 6.

Listado de animales acuáticos analizados para la detección de *Toxoplasma gondii* en el periodo del 2000 al 2024.

Animal acuático*	Nº animales	Nº Muestras	Muestras positivas (%)	Prueba de detección	Órganos analizados	País	Referencia
Crustáceos:							
<i>Callinectes sapidus</i>	11	55	6 (54,5)	rep-PCR	H, B, HP, E, G	Italia	Marangui <i>et al.</i> 2022
<i>Charybdis japonica</i>	480	480	12 (2.5)	PCR	H, B, HP, E, G	China	Li <i>et al.</i> 2022
<i>Macrobrachium nipponense</i>	813	813	1 (0.12)	PCR	TD	China	Zhang <i>et al.</i> 2014
<i>Penaeus monodon</i>	426	426	0	PCR	TD	China	Zhang <i>et al.</i> 2014
<i>Procambarus clarkii</i>	618	618	4 (0.65)	PCR	TD	China	Zhang <i>et al.</i> 2014
Moluscos:							
<i>Argopecten irradians</i>	3395	679	7 (1.03)	PCR anidada	TD, B, H	China	Cong <i>et al.</i> 2021b
<i>Concha ostreae</i>	398	398	-	PCR	TD	China	Zhang <i>et al.</i> 2014
<i>Crassostrea gigas</i>	109	6	1 (16.6)	PCR anidada qPCR	B, GD, H	Italia	Putignani <i>et al.</i> 2011
<i>Crassostrea rhizophorae</i>	624	416	17 (1.8)	PCR anidada	GD, B	Brasil	Ribeiro <i>et al.</i> 2015
	300	60	2 (3.3)	PCR anidada	TO	Brasil	Esmerini <i>et al.</i> 2010
<i>Crassostrea sp.</i>	400	80	2 (2,5)	PCR anidada	B, MV	Brasil	Silva <i>et al.</i> 2020

	400	120	7 (5,8)	PCR anidada	B, TD, LI	Brasil	Monteiro <i>et al.</i> 2019
	360	60	-	PCR anidada	B, TD	Brasil	Rosário <i>et al.</i> 2021
	480	480	43 (8.96)	PCR	H, B, HP, E, G	China	Li <i>et al.</i> 2022
<i>Crassostrea virginica</i>	1440	ND	31%	qPCR	H, B, M	EE. UU.	Marquis <i>et al.</i> 2019
	225	23	ND (14.30)	PCR	B, R, M	EEUU	Marquis <i>et al.</i> 2015
	10	10	-	PCR	GD, B, M, P, S	EEUU	Tei <i>et al.</i> 2016
<i>Geukensia demissa</i>	44	44	-	PCR	GD, B, M, P, S	EEUU	Tei <i>et al.</i> 2016
<i>Glossaulax didyma</i>	388	388	13 (2.58)	PCR anidada	TO	China	Cong <i>et al.</i> 2021a
<i>Magallana bilineata</i>	440	44	4 (9.09)	PCR anidada	B, GD, H	Filipinas	Paraoan <i>et al.</i> 2023
<i>Monodonta labio</i>	380	380	-	PCR anidada	TO	China	Cong <i>et al.</i> 2021a
<i>Mya arenaria</i>	8	8	-	PCR	GD, B, M, P, S	EEUU	Tei <i>et al.</i> 2016
<i>Mya truncata</i>	390	390	8 (2.1)	PCR	H, GD	Canadá	Fung <i>et al.</i> 2021
<i>Mytella guyanensis</i>	300	20	-	PCR anidada	TO	Brasil	Esmerini <i>et al.</i> 2010
<i>Mytilus edulis</i>	97	97	-	PCR	GD, B, M, P, S	EEUU	Tei <i>et al.</i> 2016
	2215	2215	55 (2.48)	PCR semi-anidada	B, GD, H	China	Cong <i>et al.</i> 2019
	3360	672	12 (1.79)	PCR anidada	TD, B, H	China	Cong <i>et al.</i> 2021b
	180	15	1 (6.6)	PCR	TO	Italia	Tedde <i>et al.</i> 2019
	120	120	49 (40.83)	qPCR	ND	Francia	Mosquera <i>et al.</i> 2024
<i>Mytilus galloprovincialis</i>	795	53	7 (13.21)	qPCR	GD, B	Turquía	Aksoy <i>et al.</i> 2014
	54	6	-	qPCR	H	Túnez	Ghozzi <i>et al.</i> 2017
	660	22	-	PCR anidada y qPCR	B, GD, H	Italia	Putignani <i>et al.</i> 2011
	53	53	7 (13.2)	qPCR	ND	Turquía	Marangi <i>et al.</i> 2015
	409	409	43 (10,5)	qPCR	GD	Italia	Santoro <i>et al.</i> 2020
	1440	120	27 (22.5)	PCR	TO	Italia	Tedde <i>et al.</i> 2019
<i>Ostras</i>	998	998	26 (2.61)	PCR semi-anidada	H, B, GD	China	Cong <i>et al.</i> 2017
<i>Ostrea gigas</i>	3885	777	33 (4.25)	PCR anidada	TD, B, H	China	Cong <i>et al.</i> 2021b
<i>Perna canaliculus</i>	104	104	13 (12.5)	PCR anidada	H	Nueva Zelanda	Coupe <i>et al.</i> 2018

<i>Perna perna</i>	46	5	-	qPCR	H	Túnez	Ghozzi <i>et al.</i> 2017
<i>Pinctada radiata</i>	135	15	-	qPCR	H	Túnez	Ghozzi <i>et al.</i> 2017
<i>Rapana venosa</i>	438	438	13 (2.97)	PCR anidada	TO	China	Cong <i>et al.</i> 2021
<i>Ruditapes decussatus</i>	1020	61	5 (8.19)	qPCR	H	Túnez	Ghozzi <i>et al.</i> 2017
<i>Ruditapes philippinarum</i>	3895	779	30 (3.85)	PCR anidada	TD, B, H	China	Cong <i>et al.</i> 2021b
<i>Saccostrea palmula</i>	260	260	40 (15.38)	qPCR	ND	Ecuador	Mosquera <i>et al.</i> 2024
<i>Tapes decussatus</i>	804	28	1 (3.6)	PCR anidada qPCR	B, GD, H	Italia	Putignani <i>et al.</i> 2011
<i>Tapes philippinarum</i>	161	6	-	PCR anidada qPCR	B, GD, H	Italia	Putignani <i>et al.</i> 2011
Peces:							
<i>Argentina sphyraena</i>	6	1	-	qPCR y dPCR	I, B, Pi, Mu	Italia	Marino <i>et al.</i> 2019
<i>Arnoglossus laterna</i>	6	1	1	qPCR y dPCR	I, B, Pi, Mu	Italia	Marino <i>et al.</i> 2019
<i>Boops boops</i>	260	26	+ (ND)	qPCR y dPCR	I, B, Pi, Mu	Italia	Marino <i>et al.</i> 2019
<i>Carassius auratus</i>	309	309	-	PCR	TD	China	Zhang <i>et al.</i> 2014
<i>Conger conger</i>	1	1	-	qPCR y dPCR	I, B, Pi, Mu	Italia	Marino <i>et al.</i> 2019
<i>Cyprinus carpio</i>	309	309	-	PCR	TD	China	Zhang <i>et al.</i> 2014
<i>Diplodus sargus</i>	18	3	1	qPCR y dPCR	I, B, Pi, Mu	Italia	Marino <i>et al.</i> 2019
<i>Engraulis encrasicolus</i>	350	35	+ (ND)	qPCR y dPCR	I, B, Pi, Mu	Italia	Marino <i>et al.</i> 2019
<i>Hexagrammos otakii</i>	480	480	19 (3.96)	PCR	H, B, HP, E, G	China	Li <i>et al.</i> 2022
<i>Hypophthalmichthys molitrix</i>	456	456	1 (0.22)	PCR	TD	China	Zhang <i>et al.</i> 2014
<i>Merluccius merluccius</i>	90	15	+ (ND)	qPCR y dPCR	I, B, Pi, Mu	Italia	Marino <i>et al.</i> 2019
<i>Momopterus albus</i>	98	98	-	PCR	TD	China	Zhang <i>et al.</i> 2014
<i>Mullus barbatus</i>	110	11	3	qPCR y dPCR	I, B, Pi, Mu	Italia	Marino <i>et al.</i> 2019
<i>Pagellus acarne</i>	80	8	+ (ND)	qPCR y dPCR	I, B, Pi, Mu	Italia	Marino <i>et al.</i> 2019
<i>Pagellus erythrinus</i>	18	3	+ (ND)	qPCR y dPCR	I, B, Pi, Mu	Italia	Marino <i>et al.</i> 2019
<i>Raja clavata</i>	1	1	1	qPCR y dPCR	I, B, Pi, Mu	Italia	Marino <i>et al.</i> 2019
Salmon	50	50	5 (10)	ELISA	S	Iran	Taghadosi <i>et al.</i> 2010
<i>Salvelinus alpinus</i>	126	310	12 (9,5)	PCR	Ce, Co	Canadá	Merks <i>et al.</i> 2024

<i>Sardina pilchardus</i>	200	20	0	qPCR y dPCR	I, B, Pi, Mu	Italia	Marino <i>et al.</i> 2019
<i>Sarpa salpa</i>	1	1	0	qPCR y dPCR	I, B, Pi, Mu	Italia	Marino <i>et al.</i> 2019
<i>Scorpaena scrofa</i>	3	1	1	qPCR y dPCR	I, B, Pi, Mu	Italia	Marino <i>et al.</i> 2019
<i>Sebastes schlegelii</i>	480	480	13 (2.71)	PCR	H, B, HP, E, G	China	Li <i>et al.</i> 2022
<i>Serranus cabrilla</i>	5	1	0	qPCR y dPCR	I, B, Pi, Mu	Italia	Marino <i>et al.</i> 2019
<i>Spicara maena</i>	24	4	1	qPCR y dPCR	I, B, Pi, Mu	Italia	Marino <i>et al.</i> 2019
<i>Trachurus trachurus</i>	120	15	4	qPCR y dPCR	I, B, Pi, Mu	Italia	Marino <i>et al.</i> 2019

ND, no hay data; TD, tracto digestivo; H, hemolinfa; GD, glándula digestiva; I, intestino; Pi, piel; Líquido intervalvar; B, branquias; HP, hepatopáncreas; E, estómago; Ce, cerebro; Co, corazón; G, gónadas; R, recto; M, manto; Mu, músculo; P, pie; S, sifón; MV, masa visceral; S, sangre; TO, todos los órganos; qPCR, PCR en tiempo real o cuantitativa; dPCR, PCR digital; rep-PCR, PCR de elementos repetitivos. *, no incluye mamíferos marinos.

V. DISCUSIÓN

La toxoplasmosis es una enfermedad zoonótica de importancia a nivel mundial. Los reportes revisados muestran el interés prestado a este patógeno en el ámbito científico, toda vez que aun cuando se reporta su presencia en animales acuáticos, todos manifiestan la necesidad de profundizar más en las investigaciones para determinar el verdadero rol de los animales acuáticos en el ciclo del parásito, y en algunos de ellos, de realizar monitoreos sanitarios en estas especies y las zonas donde se extraen o cultivan.

Si bien, China e Italia fueron las zonas donde han realizado un mayor número de investigaciones que detectan la presencia del *T. gondii*, no es posible concluir sobre la real situación de este parásito en comparación con las otras regiones de estudio, por diversos factores, como la detección del parásito en el ambiente acuático (Villena *et al.*, 2004; Sroka *et al.* 2006; Lass *et al.*, 2022), y la detección en los animales acuáticos que habitan en estos ambientes. Cabe mencionar que, considerando reportes de la toxoplasmosis en humanos, a nivel mundial, no se evidencia que los países que reflejan una mayor prevalencia frente al *T. gondii* sean los que reportan un mayor número de investigaciones en el presente estudio; sin embargo, se hace mención a las costumbres del consumo de alimento poco cocido o crudo; situación de debido a la difusión de la gastronomía de diversas regiones, se vienen tornando común en más lugares del mundo. En lo que respecta a los grupos de animales acuáticos, aun cuando mayor atención se da a los moluscos debido a que son organismos filtradores que pueden retener ooquistes del parásito del ambiente marino en un rol de hospedero paraténico, la detección de *T. gondii* en los 3 grupos de organismos acuáticos evidencian el papel que tanto peces,

moluscos y crustáceos pueden desempeñar para transmitir el patógeno ya sea como hospedero de transporte o intermediario. En tal sentido, esta revisión muestra la necesidad de realizar investigaciones en las diversas especies acuáticas que se destinan al consumo humano, más aún si los lugares de donde proceden no forman parte de los programas de monitoreos sanitarios o si este patógeno no está incluido en ellos.

Respecto a los estudios encontrados de factores de asociación, en el realizado por Cong et al. 2021a, se detectó ADN de *T. gondii* en 23 (1.91%) de 1206 caracoles marinos silvestres recolectados en la provincia de Shandong, al este de China, mencionándose la escorrentía superficial y la descarga de agua residencial como variables que pueden aumentar el riesgo de presencia de ADN de *T. gondii* en caracoles marinos silvestres; así también en la investigación de Cong et al. 2021b no se pudo descartar la posibilidad de que la especie de marisco influyera en el factor de riesgo relacionado con la procedencia de la muestra ya que todas las ostras y almejas procedían de ambientes silvestres y todos los mejillones y vieiras de cultivo, lo cual no permite identificar de forma concreta si la procedencia representa un riesgo para la presencia del parásito; y en el estudio de Mosquera et al. 2024 la detección de *T. gondii* en mejillones de Kerguelen se correlacionó significativamente con la exposición del sitio a las corrientes y la densidad in situ de bosques de algas gigantes; sin embargo no se evidenció correlación entre la mayor presencia de gatos en la zona de muestreo y la presencia de *T. gondii*. En los estudios en mención, se considera que es necesario que, además de la significancia estadística se realice un mayor análisis, que tengan en cuenta factores como la magnitud del efecto, la ausencia de sesgos y la validez del estudio.

Por otro lado, se hace mención a la técnica diagnóstica para la detección del parásito, que en la mayoría de los estudios fue desarrollada con diversas técnicas basadas en la reacción en cadena de la polimerasa para detectar al *T. gondii*, las cuales pueden presentar resultados distintos durante su aplicación, toda vez que cada investigación utiliza su protocolo, siendo necesario proponer métodos de estandarización con protocolos de referencia (Kim *et al.*, 2024). Asimismo, las PCR empleadas en las investigaciones identificadas no determinaron la viabilidad del parásito, por lo que a pesar de que las publicaciones reporten animales positivos al *Toxoplasma*, no es posible afirmar que estos sean infectivos para el consumidor. Caso contrario podría suceder con el estudio que determinó IgM de *Toxoplasma* en salmones, mediante el empleo del ensayo inmunoabsorbente ligado a enzimas (ELISA), donde debido a la detección de anticuerpos se concluyó que estas especies podrían ser susceptibles a la infección primaria por *T. gondii* (Taghadosi *et al.*, 2010), colocando nuevamente en atención la importancia de determinar el rol de los acuáticos en el ciclo del parásito. Cabe mencionar que, de los estudios realizados, la técnica que fue más reportada es la PCR cuantitativa (qPCR) la cual en términos generales es una herramienta valiosa por su capacidad para determinar la carga del patógeno, lo que permite diferenciar entre contaminación ambiental y una infección activa, evaluar la efectividad de tratamientos o depuraciones, y estimar el nivel de riesgo de contaminación (Lin *et al.*, 2000).

Respecto a los tejidos empleados para el procesamiento y detección del patógeno, estos variaron entre especies, considerando el hábito de alimentación, como es el caso de los moluscos bivalvos donde el tejido de elección son las branquias debido a que se alimentan de fitoplancton en suspensión a través de este órgano (Robertson,

2007); sin embargo, similar a lo referido con las técnicas de diagnóstico, se requiere determinar los órganos de elección por especie con la finalidad de que los resultados que se obtengan puedan ser comparados y representativos.

En cuanto al sistema productivo del cual proceden las especies estudiadas, *Toxoplasma* es hallado tanto en animales silvestres como de cultivo, toda vez que el medio acuático es su hábitat; sin embargo, diversos factores como las buenas prácticas, la asistencia técnica y orientación sobre producción y medidas sanitarias, son un medio para controlar o disminuir el potencial riesgo de este patógeno. Cabe mencionar que el comercio de especies acuáticas y sus productos, establecen requisitos sanitarios que los pescadores y acuicultores deben cumplir para asegurar la sanidad del recurso e inocuidad del producto, manejos que disminuyen los riesgos que pueden ocasionar los ambientes acuáticos contaminados con *Toxoplasma*.

Los estudios revisados donde se mencionan la presencia de zonas de escorrentía, la consideran como un factor potencial para la presencia de *Toxoplasma*, lo cual va de la mano con la contaminación de las aguas o tierras que arrastre esta corriente de agua, que a su vez estaría relacionada a la presencia del hospedero definitivo del parásito. Al respecto, diversos autores mencionan que la contaminación del agua puede ocasionarse por las escorrentías que trasladarían los ooquistes del protozoo contenidos en los excrementos de gatos hacia el mar (Miller *et al.*, 2002a; Fayer *et al.* 2004; VanWormer *et al.* 2016). Por otro lado, la diseminación del parásito en ambientes acuáticos también puede facilitarse por las corrientes marinas u oleajes que trasladarían los ooquistes de zonas infectadas hacia zonas libres del parásito donde es escasa o nula la presencia del hospedero intermediario; o también ser

predispuesto en zonas donde existen bosques de algas gigantes (Mosquera *et al.*, 2024).

Si bien, en las publicaciones halladas, no se brindó detalles de intervenciones realizadas para prevenir la infección de *T. gondii* por el consumo de animales acuáticos, todas concluyen en la importancia de realizar un seguimiento a los reportes de detecciones con la finalidad de determinar la participación de los animales acuáticos en el ciclo del *Toxoplasma*, la cual posiblemente este subvaluada, debido a que los estudios presentados en esta revisión han sido realizados en condiciones donde no se reflejaron problemas sanitarios ni en las especies ni en los ambientes acuáticos de las zona de estudio, situación que al no considerarse como brote de enfermedad o mortalidad de especies, pasan desapercibidas por las autoridades sanitarias. A esto se suma el nivel de importancia de este patógeno en la salud pública, el cual se encuentra entre las especies parasitarias de interés; sin embargo, las menciones de este parásito están principalmente dirigidas al control en carne de cerdo, bovino, pollo/gallina, oveja, cabra, caballo y carne de caza; mientras que, en los recursos hidrobiológicos, los reportes se enfocan en especies de nemátodos, cestodos y tremátodos (FAO y OMS, 2016). Cabe mencionar que en estas *Directrices sobre la aplicación de los principios generales de higiene de los alimentos al control de los parásitos transmitidos por el consumo de alimentos* (CAC/GL 88-2016) del *Codex Alimentarius*, si bien los parásitos transmitidos por los alimentos son un tema de importancia en la Salud Pública, su presentación es evaluada de acuerdo a factores de riesgo, entre los que se indican los niveles de salubridad aplicados a la producción de alimentos y a los hábitos de consumirlos crudos o poco cocidos, por

lo que es necesario ahondar con un mayor número de investigaciones sobre la identificación de los factores de riesgo de la presencia de *Toxoplasma* en los animales acuáticos y su rol en la diseminación del mismo.

Los resultados de las publicaciones encontradas que determinan la presencia de *Toxoplasma* en animales acuáticos ratifican la contaminación de los ambientes acuáticos y el riesgo que pueden representar estas especies que son consumidas en diversas regiones del mundo. Asimismo, este estudio muestra los vacíos o brechas que son necesarias atender para identificar en mayor detalle el rol de los animales acuáticos en el ciclo del patógeno, como son determinar el adecuado tamaño de muestra en un número representativo que permita generalizar los resultados a otras poblaciones; la estandarización de los protocolos de muestreo y la selección de los tejidos de elección que permitan identificar el patógeno, sin opción a emitir un falso negativo; la identificación de métodos de diagnóstico, a través de medios moleculares o serológicos, que consideren evaluar la viabilidad del patógeno, el cual puede realizarse a través del bioensayo; y la evaluación de los factores que signifiquen un riesgo para la presencia de *T. gondii* en los animales acuáticos. Datos que permitirían abordar de forma integral el diagnóstico situacional del patógeno en animales acuáticos y su participación en el ciclo del parásito.

Por lo que, de lo hallado se considera como medidas de prevención, la adecuada gestión del ecosistema, i) controlando la contaminación de ooquistes desde los felinos al medio ambiente mediante la limpieza diaria de la zona donde los gatos hacen sus deposiciones, y mediante una adecuada alimentación de los felinos con alimentos secos, enlatados o cocidos; ii) prevenir la contaminación del agua y el suelo con los ooquistes que se da a través de la escorrentía contaminada; y iii)

eliminar o inactivar físicamente los ooquistes en el agua y alimentos como mariscos y productos agrícolas mediante la cocción de los alimentos (Aguirre et al., 2019; Shapiro et al., 2019).

De lo presentado, es necesario el desarrollo de un sistema que combine indicadores sanitarios y ecológicos para identificar rápidamente las necesidades de prevención y manejo de forma integral considerando los datos sobre la presencia del parásito en humanos, animales domésticos y fauna silvestre, y en el ambiente, los mismos que podrían mejorar la evaluación del riesgo y el diseño de métodos de control más eficaces para la reducción del riesgo (Aksoy et al., 2019).

En lo referente a las limitaciones del presente trabajo de investigación, están relacionadas a una inadecuada evaluación de control de calidad de los estudios seleccionados, como el método de recolección de datos toda vez que las ecuaciones de búsqueda empleadas en las bases de datos no arrojaban los mismos resultados. Si bien este factor es de importancia porque permite establecer la transparencia de los resultados y de los hallazgos, la revisión realizada se encaminó en encontrar la mayor información disponible de *Toxoplasma* en animales acuáticos, por lo que consideramos que todos los estudios presentados en este trabajo de investigación son de interés para el sector académico y el sector salud. Asimismo, de las 22 revistas en las cuales se publicaron los estudios hallados, el 54.5% (12) se hallaban en el cuartil 1, mientras que el restante se encontraba en el cuartil 2 (5) y 3 (5). También observamos otras limitantes como, la escasa evaluación de los potenciales factores de riesgo para la diseminación del agente patógeno de los animales acuáticos a los humanos, en las muestras positivas; la no determinación de la viabilidad del agente que impide determinar el riesgo del patógeno en animales

acuáticos de consumo humano; la no estandarización de las técnicas de diagnóstico revisadas que pueden arrojar resultados distintos; y el variable número de muestras empleadas en cada estudio que variaron desde 11 a 813 para crustáceos, desde 8 a 3895 para moluscos, y desde 1 a 480 para peces; que pueden no ser representativos para concluir sobre la presencia del parásito; todas ellas si bien reportan la presencia del patógeno, no permiten concluir en el papel que representan los animales acuáticos en el ciclo del *Toxoplasma*.

El presente estudio aporta información de la contaminación con *T. gondii* en una amplia variedad de animales acuáticos destinados al consumo humano en el mundo, y muestra las brechas que son necesarias atender para abordar de forma integral el diagnóstico situacional del patógeno en estas especies y determinar su participación en el ciclo del parásito, como son i) emplear un adecuado tamaño de muestra calculado a partir de prevalencias previas, ii) estandarizar los protocolos de muestreo y selección de los tejidos de elección, como pueden ser las branquias y hemolinfa para los moluscos bivalvos, y branquias para crustáceos, iii) establecer los métodos de diagnóstico de elección, iv) determinar la viabilidad del patógeno, y v) evaluar los factores que signifiquen un riesgo para la presencia de *T. gondii* en los animales acuáticos.

VI. CONCLUSIONES

- Se encontraron diversos estudios sobre la presencia de *Toxoplasma gondii* en animales acuáticos (peces, moluscos y crustáceos) destinados al consumo humano, los cuales en su mayoría resultaron positivas a este patógeno.
- Los reportes de *Toxoplasma* en animales acuáticos provienen de diferentes países, entre ellos China, Brasil, Italia, EE.UU., Canadá, Turquía, Filipinas, Francia, Ecuador, Irán, Nueva Zelanda, Túnez.
- Se encontraron estudios que identificaron la escorrentía superficial, la descarga de aguas residenciales cercanas a los sitios de muestreo, el consumo de mariscos silvestres, la exposición a corrientes marinas, y la presencia de gatos adyacentes, como factores de asociación que predisponen a la presencia de *T. gondii* en animales acuáticos.
- En Perú no se reportan casos ni detecciones de *T. gondii* en animales acuáticos destinados al consumo humano.
- Las publicaciones recopiladas evidencian la presencia de *T. gondii* en animales acuáticos de ambientes marinos y continentales, confirmando la contaminación del medio acuático donde habitan. Por ello, se resalta la necesidad de implementar una vigilancia ambiental continua.

VII.RECOMENDACIONES

- Se recomienda realizar más investigaciones que permitan determinar el rol de los organismos acuáticos en la transmisión y diseminación del *T. gondii*, debido al riesgo que este parásito representa, especialmente en personas inmunodeprimidas.
- Se recomienda efectuar estudios orientados a identificar la presencia de *T. gondii* en animales acuáticos destinados al consumo humano en el Perú, considerando que en la búsqueda efectuada en bases de datos nacionales e internacionales no se hallaron registros, excepto una publicación sobre mamíferos marinos de la Amazonía Peruana, lo cual indica la posible presencia del parásito en ambientes continentales.
- Se recomienda que los estudios futuros formen parte de un programa sanitario estructurado a nivel académico, institucional, local o regional, que defina las áreas y temáticas prioritarias de investigación, con el fin de generar información sobre los posibles riesgos asociados a la presencia del *T. gondii* en los animales acuáticos del Perú.
- Se recomienda desarrollar investigaciones dirigidas a la estandarización de las técnicas de muestreo y de diagnóstico para la detección de *Toxoplasma gondii*.

VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Aguirre, A. A., Longcore, T., Barbieri, M., Dabritz, H., Hill, D., Klein, P. N., Lepczyk, C., Lilly, E. L., McLeod, R., Milcarsky, J., Murphy, C. E., Su, C., VanWormer, E., Yolken, R., & Sizemore, G. C. (2019). The One Health Approach to Toxoplasmosis: Epidemiology, Control, and Prevention Strategies. *EcoHealth*, 16(2), 378–390. <https://doi.org/10.1007/s10393-019-01405-7>

Aksoy, U., Marangi, M., Papini, R., Ozkoc, S., Bayram Delibas, S., & Giangaspero, A. (2014). Detection of *Toxoplasma gondii* and *Cyclospora cayetanensis* in *Mytilus galloprovincialis* from Izmir Province coast (Turkey) by Real Time PCR/High-Resolution Melting analysis (HRM). *Food microbiology*, 44, 128–135. <https://doi.org/10.1016/j.fm.2014.05.012>

Alvarado-Esquivel, C., Rico-Almochantaf, Y. D. R., Hernández-Tinoco, J., Quiñones-Canales, G., Sánchez-Anguiano, L. F., Torres-González, J., Ramírez-Valles, E. G., & Minjarez-Veloz, A. (2018). *Toxoplasma gondii* exposure and epilepsy: A matched case-control study in a public hospital in northern Mexico. *SAGE open medicine*, 6. <https://doi.org/10.1177/2050312118767767>

Arkush, K. D., Miller, M. A., Leutenegger, C. M., Gardner, I. A., Packham, A. E., Heckeroth, A. R., Tenter, A. M., Barr, B. C., & Conrad, P. A. (2003). Molecular and bioassay-based detection of *Toxoplasma gondii* oocyst uptake by mussels (*Mytilus galloprovincialis*). *International journal for parasitology*, 33(10), 1087–1097. [https://doi.org/10.1016/s0020-7519\(03\)00181-4](https://doi.org/10.1016/s0020-7519(03)00181-4)

Bahia-Oliveira, L. M., Jones, J. L., Azevedo-Silva, J., Alves, C. C., Oréface, F. & Addiss, D. G. (2003). Highly endemic, waterborne toxoplasmosis in north Rio

de Janeiro state, Brazil. *Emerg Infect Dis.* Jan;9(1):55-62. doi: 10.3201/eid0901.020160.

Basso, W., Holenweger, F., Schares, G., Müller, N., Campero, L. M., Ardüser, F., Moore-Jones, G., Frey, C. F., & Zanolari, P. (2022). *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* infections in sheep and goats in Switzerland: Seroprevalence and occurrence in aborted fetuses. *Food and waterborne parasitology*, 28, e00176. <https://doi.org/10.1016/j.fawpar.2022.e00176>

Bolais, P. F., Galal, L., Cronemberger, C., Pereira, F. A., Barbosa, A. D. S., Dib, L. V., Amendoeira, M. R. R., Dardé, M. L., & Mercier, A. (2022). *Toxoplasma gondii* in the faeces of wild felids from the Atlantic Forest, Brazil. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, 117, e210302. <https://doi.org/10.1590/0074-02760210302>

Botero, D., Restrepo, M. 1998. Parasitosis humana. 3^a ed. Medellín – Colombia: Corporación para la investigación. 252-270 p.

Cole, R. A., Lindsay, D. S., Howe, D. K., Roderick, C. L., Dubey, J. P., Thomas, N. J., & Baeten, L. A. (2000). Biological and molecular characterizations of *Toxoplasma gondii* strains obtained from southern sea otters (*Enhydra lutris nereis*). *The Journal of parasitology*, 86(3), 526–530. [https://doi.org/10.1645/0022-3395\(2000\)086\[0526:BAMCOT\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1645/0022-3395(2000)086[0526:BAMCOT]2.0.CO;2)

Cong, W., Elsheikha, H. M., Li, M. Y., Ma, J. Y., Zou, Y., & Jiang, Z. Y. (2021a). Molecular prevalence, risk factors and genotypes of *Toxoplasma gondii* DNA in wild marine snails collected from offshore waters in eastern China. *Acta tropica*, 214, 105779. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2020.105779>

Cong, W., Li, M. Y., Zou, Y., Ma, J. Y., Wang, B., Jiang, Z. Y., & Elsheikha, H. M. (2021b). Prevalence, genotypes and risk factors for *Toxoplasma gondii*

contamination in marine bivalve shellfish in offshore waters in eastern China. *Ecotoxicology and environmental safety*, 213, 112048. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2021.112048>

Cong, W., Zhang, N. Z., Yuan, D. Q., Zou, Y., Li, S., & Liang, Z. L. (2019). Detection and genetic characterization of *Toxoplasma gondii* in market-sold mussels (*Mytilus edulis*) in certain provinces of China. *Microbial pathogenesis*, 136, 103687. <https://doi.org/10.1016/j.micpath.2019.103687>

Cong, W., Zhang, N. Z., Hou, J. L., Wang, X. C., Ma, J. G., Zhu, X. Q., & Chen, G. J. (2017). First detection and genetic characterization of *Toxoplasma gondii* in market-sold oysters in China. *Infection, genetics and evolution : journal of molecular epidemiology and evolutionary genetics in infectious diseases*, 54, 276–278. <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2017.07.014>

Coupe, A., Howe, L., Burrows, E., Sine, A., Pita, A., Velathanthiri, N., Vallée, E., Hayman, D., Shapiro, K., Roe, W.D. (2018). First report of *Toxoplasma gondii* sporulated oocysts and *Giardia duodenalis* in commercial green-lipped mussels (*Perna canaliculus*) in New Zealand. *Parasitology research*, 117(5), 1453–1463. <https://doi.org/10.1007/s00436-018-5832-8>

Díaz-Giné, A., Silva-Díaz, H. (2021). *Toxoplasma gondii* infection and associated factors in blood donors from hospital ii-2 Tarapoto, Peru, July to December 2019. *Revista de la Facultad de Medicina Humana*, 21(3), 510–516. <https://doi.org/10.25176/rfmh.v21i3.3774>

Dubey J. P. (2009). History of the discovery of the life cycle of *Toxoplasma gondii*. *International journal for parasitology*, 39(8), 877–882. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2009.01.005>

Dubey, J. P. (2021). Outbreaks of clinical toxoplasmosis in humans: five decades of personal experience, perspectives and lessons learned. *Parasites Vectors*, 14:263. <https://doi.org/10.1186/s13071-021-04769-4>

Elmore, S. A., Jones, J. L., Conrad, P. A., Patton, S., Lindsay, D. S., & Dubey, J. P. (2010). *Toxoplasma gondii*: epidemiology, feline clinical aspects, and prevention. *Trends in parasitology*, 26(4), 190–196.

Esmerini, P. O., Gennari, S. M., & Pena, H. F. (2010). Analysis of marine bivalve shellfish from the fish market in Santos city, São Paulo state, Brazil, for *Toxoplasma gondii*. *Veterinary parasitology*, 170(1-2), 8–13. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.01.036>

FAO. 2024. El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2024. La transformación azul en acción. Roma. <https://doi.org/10.4060/cd0683es>

FAO. 2023. Joint FAO/WHO Expert Consultation on Risks and Benefits of Fish Consumption. FAO, HQ, Rome, Italy: 9 - 13 October 2023. Recuperado de https://cdn.who.int/media/docs/default-source/food-safety/jecfa/summary-and-conclusions/jecfa-summary-risks-and-benefits-of-fish-consumption.pdf?sfvrsn=af40f32c_5&download=true

FAO y OMS. 2016. Directrices sobre la aplicación de los principios generales de higiene de los alimentos al control de los parásitos transmitidos por el consumo de alimentos, N° CAC/GL 88-2016. Comisión del *Codex Alimentarius*, Roma. https://www.fao.org/fao-who-codexalimentarius/sh-proxy/es/?lnk=1&url=https%253A%252F%252Fworkspace.fao.org%252Fsites%252Fcodex%252FStandards%252FCXG%2B88-2016%252FCXG_088s.pdf

Fayer, R., Dubey, J. P., & Lindsay, D. S. (2004). Zoonotic protozoa: from land to sea. *Trends in parasitology*, 20(11), 531–536.
<https://doi.org/10.1016/j.pt.2004.08.008>

Fernández, M. C., Soto, E. (2018). Seroprevalencia de toxoplasmosis en donantes de sangre del Hospital de Apoyo Tingo María 2017. Universidad Nacional Federico Villarreal. Disponible en: http://repositorio.unfv.edu.pe/bitstream/handle/UNFV/2247/FERNANDEZ_VASQUEZ_MARILUZ_CONSTANTINA.pdf?sequence=1&isAllowed=y [[Links](#)]

Fung, R., Manore, A. J. W., Harper, S. L., Sargeant, J. M., Shirley, J., Caughey, A., & Shapiro, K. (2021). Clams and potential foodborne *Toxoplasma gondii* in Nunavut, Canada. *Zoonoses and public health*, 68(3), 277–283.
<https://doi.org/10.1111/zph.12822>

Ghozzi, K., Marangi, M., Papini, R., Lahmar, I., Challouf, R., Houas, N., Ben Dhiab, R., Normanno, G., Babba, H., & Giangaspero, A. (2017). First report of Tunisian coastal water contamination by protozoan parasites using mollusk bivalves as biological indicators. *Marine pollution bulletin*, 117(1-2), 197–202.
<https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2017.01.057>

Hatam-Nahavandi, K., Calero-Bernal, R., Rahimi M. T., Pagheh, A. S., Zarean M., Dezhkam, A. & Ahmadpour E. (2021). *Toxoplasma gondii* infection in domestic and wild felids as public health concerns: a systematic review and meta-analysis. *Sci Rep*, 11: 9509

Huancajulca, C. E. (2020). *Seroprevalencia y factores asociados a toxoplasmosis en estudiantes y egresados de Medicina Veterinaria y Zootecnia.*

[Tesis para optar el grado de Maestro en Ciencias en Investigación Clínica. Universidad Privada Antenor Orrego]. Repositorio académico UPAO. <https://repositorio.upao.edu.pe/handle/20.500.12759/6941>

Jiménez-Chunga, J., Gómez-Puerta, L. A., Vargas-Calla, A., Castro-Hidalgo, J., Sánchez-Chicana, C., Calderón-Sánchez, M. (2024). Seroprevalence of *Toxoplasma gondii*, risk factors and knowledge about toxoplasmosis in undergraduate students from Lima, Peru. *Acta Trop.* 255:107233. doi: 10.1016/j.actatropica.2024.107233

Kim, M. J., Park, S. J., & Park, H. (2024). Trend in serological and molecular diagnostic methods for *Toxoplasma gondii* infection. *European journal of medical research*, 29(1), 520. <https://doi.org/10.1186/s40001-024-02055-4>

Kreuder, C., Miller, M. A., Jessup, D. A., Lowenstine, L. J., Harris, M. D., Ames, J. A., Carpenter, T. E., Conrad, P. A., & Mazet, J. A. (2003). Patterns of mortality in southern sea otters (*Enhydra lutris nereis*) from 1998-2001. *Journal of wildlife diseases*, 39(3), 495–509. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-39.3.495>

Lambourn, D. M., Jeffries, S. J., & Dubey, J. P. (2001). Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in harbor seals (*Phoca vitulina*) in southern Puget Sound, Washington. *The Journal of parasitology*, 87(5), 1196–1197. [https://doi.org/10.1645/0022-3395\(2001\)087\[1196:SOTGIH\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1645/0022-3395(2001)087[1196:SOTGIH]2.0.CO;2)

Lass, A., Kontogeorgos, I., Ma, L., Zhang, X., Li, X., & Karanis, P. (2022). Investigation of *Toxoplasma gondii* in wastewater and surface water in the Qinghai-Tibet Plateau, China using real-time PCR and multilocus genotyping. *Scientific reports*, 12(1), 5428. <https://doi.org/10.1038/s41598-022-09166-0>

Li, M. Y., Kang, Y. H., Sun, W. C., Hao, Z. P., Elsheikha, H. M., & Cong, W. (2022). Terrestrial runoff influences the transport and contamination levels of *Toxoplasma gondii* in marine organisms. *The Science of the total environment*, 851(Pt 1), 158168. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2022.158168>

Lin, M. H., Chen, T. C., Kuo, T. T., Tseng, C. C., & Tseng, C. P. (2000). Real-time PCR for quantitative detection of *Toxoplasma gondii*. *Journal of clinical microbiology*, 38(11), 4121–4125. <https://doi.org/10.1128/JCM.38.11.4121-4125.2000>

Lindsay, D. S., Collins, M. V., Mitchell, S. M., Wetch, C. N., Rosypal, A. C., Flick, G. J., Zajac, A. M., Lindquist, A., & Dubey, J. P. (2004). Survival of *Toxoplasma gondii* oocysts in Eastern oysters (*Crassostrea virginica*). *The Journal of parasitology*, 90(5), 1054–1057. <https://doi.org/10.1645/GE-296R>

Lindsay, D. S., Phelps, K. K., Smith, S. A., Flick, G., Sumner, S. S., & Dubey, J. P. (2001). Removal of *Toxoplasma gondii* oocysts from sea water by eastern oysters (*Crassostrea virginica*). *The Journal of eukaryotic microbiology, Suppl*, 197S–198S. <https://doi.org/10.1111/j.1550-7408.2001.tb00517.x>

Marangi, M., Lago, N., Mancinelli, G., Lillo Antonio, O., Scirocco, T., Sinigaglia, M., Specchiulli, A., & Cilenti, L. (2022). Occurrence of the protozoan parasites *Toxoplasma gondii* and *Cyclospora cayetanensis* in the invasive Atlantic blue crab *Callinectes sapidus* from the Lesina Lagoon (SE Italy). *Marine pollution bulletin*, 176, 113428. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2022.113428>

Marangi, M., Giangaspero, A., Lacasella, V., Lonigro, A., Gasser, R.B. (2015). Multiplex PCR for the detection and quantification of zoonotic taxa of

Giardia, *Cryptosporidium* and *Toxoplasma* in wastewater and mussels. *Molecular and cellular probes*, 29(2), 122–125. <https://doi.org/10.1016/j.mcp.2015.01.001>

Marino, A. M. F., Giunta, R. P., Salvaggio, A., Castello, A., Alfonzetti, T., Barbagallo, A., Aparo, A., Scalzo, F., Reale, S., Buffolano, W., & Percipalle, M. (2019). *Toxoplasma gondii* in edible fishes captured in the Mediterranean basin. *Zoonoses and public health*, 66(7), 826–834. <https://doi.org/10.1111/zph.12630>

Marquis, N. D., Bishop, T. J., Record, N. R., Countway, P. D., & Fernández Robledo, J. A. (2019). Molecular Epizootiology of *Toxoplasma gondii* and *Cryptosporidium parvum* in the Eastern Oyster (*Crassostrea virginica*) from Maine (USA). *Pathogens (Basel, Switzerland)*, 8(3), 125. <https://doi.org/10.3390/pathogens8030125>

Marquis, N. D., Record, N. R., & Robledo, J. A. (2015). Survey for protozoan parasites in Eastern oysters (*Crassostrea virginica*) from the Gulf of Maine using PCR-based assays. *Parasitology international*, 64(5), 299–302. <https://doi.org/10.1016/j.parint.2015.04.001>

Mathews Delgado, P., Perea Nofre, S., Mathews Delgado, J. P., Biffi Garcia, C., Francisco Malheiros, A., & García Davila, C. R. (2013). Detection of infection with *Toxoplasma gondii* in manatees (*Trichechus inunguis*) of the Peruvian Amazon. *Acta Biologica Colombiana*, 18(1), 211–216. <https://repositorio.unal.edu.co/handle/unal/71556>

Menajovsky, M. F., Espunyes, J., Ulloa, G., Calderon, M., Diestra, A., Malaga, E., Muñoz, C., Montero, S., Lescano, A. G., Santolalla, M. L., Cabezón, O., & Mayor, P. (2024). *Toxoplasma gondii* in a Remote Subsistence Hunting-

Based Indigenous Community of the Peruvian Amazon. *Tropical medicine and infectious disease*, 9(5), 98. <https://doi.org/10.3390/tropicalmed9050098>

Merks, H., Gomes, R., Zhu, S., Meymandy, M., Reiling, S. J., Bolduc, S., Mainguy, J., & Dixon, B. R. (2024). *Toxoplasma gondii* DNA in Tissues of Anadromous Arctic Charr, *Salvelinus alpinus*, Collected From Nunavik, Québec, Canada. *Zoonoses and public health*, 71(8), 933–941. <https://doi.org/10.1111/zph.13175>

Miller, M. A., Miller, W. A., Conrad, P. A., James, E. R., Melli, A. C., Leutenegger, C. M., Dabritz, H. A., Packham, A. E., Paradies, D., Harris, M., Ames, J., Jessup, D. A., Worcester, K., Grigg, M. E. (2008). Type X *Toxoplasma gondii* in a wild mussel and terrestrial carnivores from coastal California: new linkages between terrestrial mammals, runoff and toxoplasmosis of sea otters. *International journal for parasitology*, 38(11), 1319–1328. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2008.02.005>

Miller, M. A., Gardner, I. A., Kreuder, C., Paradies, D. M., Worcester, K. R., Jessup, D. A., Dodd, E., Harris, M. D., Ames, J. A., Packham, A. E., & Conrad, P. A. (2002a). Coastal freshwater runoff is a risk factor for *Toxoplasma gondii* infection of southern sea otters (*Enhydra lutris nereis*). *International journal for parasitology*, 32(8), 997–1006. [https://doi.org/10.1016/s0020-7519\(02\)00069-3](https://doi.org/10.1016/s0020-7519(02)00069-3)

Miller, M. A., Gardner, I. A., Packham, A., Mazet, J. K., Hanni, K. D., Jessup, D., Estes, J., Jameson, R., Dodd, E., Barr, B. C., Lowenstine, L. J., Gulland, F. M., & Conrad, P. A. (2002b). Evaluation of an indirect fluorescent antibody test (IFAT) for demonstration of antibodies to *Toxoplasma gondii* in the sea otter (*Enhydra*

lutris). *The Journal of parasitology*, 88(3), 594–599. [https://doi.org/10.1645/0022-3395\(2002\)088\[0594:EOAIFA\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1645/0022-3395(2002)088[0594:EOAIFA]2.0.CO;2)

Miller, M. A., Sverlow, K., Crosbie, P. R., Barr, B. C., Lowenstine, L. J., Gulland, F. M., Packham, A., & Conrad, P. A. (2001). Isolation and characterization of two parasitic protozoa from a Pacific harbor seal (*Phoca vitulina richardsi*) with meningoencephalomyelitis. *The Journal of parasitology*, 87(4), 816–822. [https://doi.org/10.1645/0022-3395\(2001\)087\[0816:IACOTP\]2.0.CO;2](https://doi.org/10.1645/0022-3395(2001)087[0816:IACOTP]2.0.CO;2)

Monteiro, T. R. M., Rocha, K. S., Silva, J., Mesquita, G. S. S., Rosário, M. K. S., Ferreira, M. F. S., Honório, B. E. T., Melo, H. F. R., Barros, F. N. L., Scofield, A., Abel, I., & Moraes, C. C. G. (2019). Detection of *Toxoplasma gondii* in *Crassostrea* spp. oysters cultured in an estuarine region in eastern Amazon. *Zoonoses and public health*, 66(3), 296–300. <https://doi.org/10.1111/zph.12564>

Mosquera, J. D., Escotte-Binet, S., Poulle, M. L., Betoulle, S., St-Pierre, Y., Caza, F., Saucède, T., Zapata, S., De Los Angeles Bayas, R., Ramirez-Villacis, D. X., Villena, I., & Bigot-Clivot, A. (2024). Detection of *Toxoplasma gondii* in wild bivalves from the Kerguelen and Galapagos archipelagos: influence of proximity to cat populations, exposure to marine currents and kelp density. *International journal for parasitology*, 54(12), 607–615. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2024.06.001>

Nayeri, T., Sarvi, S. & Daryani, A. (2021). *Toxoplasma gondii* in mollusks and cold-blooded animals: a systematic review. *Parasitology*; 148(8):895-903. doi:10.1017/S0031182021000433

Page, M. J., McKenzie, J. E., Bossuyt, P. M., Boutron, I., Hoffmann, T. C., Mulrow, C. D., Shamseer, L., Tetzlaff, J. M., Akl, E. A., Brennan, S. E., Chou, R.,

Glanville, J., Grimshaw, J. M., Hróbjartsson, A., Lalu, M. M., Li, T., Loder, E. W., Mayo-Wilson, E., McDonald, S., McGuinness, L.A., Stewart, L.A., Thomas, J., Tricco, A.C., Welch, V.A., Whiting, P., & Moher, D. (2021). The PRISMA 2020 statement: an updated guideline for reporting systematic reviews. *BMJ (Clinical research ed.)*, 372, n71. <https://doi.org/10.1136/bmj.n71>

Paraoan, C. E., Villanueva, R. M., & Obusan, M. C. (2023). Molecular Detection and Prevalence of *Toxoplasma gondii* in Ready-to-eat Vegetables and Oysters in Central Luzon, Philippines. *Philippine Journal of Science*, 152 (5), 1989-1998. <https://doi.org/10.56899/152.05.36>

Putignani, L., Mancinelli, L., Del Chierico, F., Menichella, D., Adlerstein, D., Angelici, M. C., Marangi, M., Berrilli, F., Caffara, M., di Regalbono, D. A., & Giangaspero, A. (2011). Investigation of *Toxoplasma gondii* presence in farmed shellfish by nested-PCR and real-time PCR fluorescent amplicon generation assay (FLAG). *Experimental parasitology*, 127(2), 409–417. <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2010.09.007>

Ribeiro, L. A., Santos, L. K., Brito, P. A., Jr, Maciel, B. M., Da Silva, A. V., & Albuquerque, G. R. (2015). Detection of *Toxoplasma gondii* DNA in Brazilian oysters (*Crassostrea rhizophorae*). *Genetics and molecular research : GMR*, 14(2), 4658–4665. <https://doi.org/10.4238/2015.May.4.25>

Robertson L. J. (2007). The potential for marine bivalve shellfish to act as transmission vehicles for outbreaks of protozoan infections in humans: a review. *International journal of food microbiology*, 120(3), 201–216. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2007.07.058>

Rosário, M. K. S. D., Silva, J., Melo, H. F. R., Monteiro, T. R. M., Costa, D. R. D., Scofield, A., & Moraes, C. C. G. (2021). Molecular investigation of *Toxoplasma gondii* in oysters (*Crassostrea* spp.) sold on beaches in the State of Pará, Brazil. *Revista brasileira de parasitologia veterinaria = Brazilian journal of veterinary parasitology: Orgao Oficial do Colegio Brasileiro de Parasitologia Veterinaria*, 30(1), e023320. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612021004>

Santoro, M., Viscardi, M., Boccia, F., Borriello, G., Lucibelli, M. G., Auriemma, C., Anastasio, A., Veneziano, V., Galiero, G., Baldi, L., & Fusco, G. (2020). Parasite Load and STRs Genotyping of *Toxoplasma gondii* Isolates From Mediterranean Mussels (*Mytilus galloprovincialis*) in Southern Italy. *Frontiers in microbiology*, 11, 355. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2020.00355>

Shahbazi, G., Hoghooghi Rad, N., Madani, R., Matin, S., Mortazavi, P., & Jangjou, A. H. (2019). *Toxoplasma gondii* in Aborted Fetuses of Sheep in Ardebil Area, North-West of Iran. *Iranian journal of parasitology*, 14(3), 430–435.

Shapiro, K., Bahia-Oliveira, L., Dixon, B., Dumètre, A., de Wit, L. A., VanWormer, E., & Villena, I. (2019). Environmental transmission of *Toxoplasma gondii*: Oocysts in water, soil and food. *Food and waterborne parasitology*, 15, e00049. <https://doi.org/10.1016/j.fawpar.2019.e00049>

Silva-Díaz, H., Arriaga-Deza, E. V., Failoc-Rojas, V. E., Alarcón-Flores, Y. R., Rojas-Rojas, S. Y., Becerra-Gutiérrez, L. K., Mera-Villasis, K. M., Aguilar-Gamboa, F. R., & Silva-García, T. (2020). Seroprevalence of toxoplasmosis in pregnant women and its associated factors among hospital and community populations in Lambayeque, Peru. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, 53, e20190164. <https://doi.org/10.1590/0037-8682-0164-2019>

Sroka, J., Wójcik-Fatla, A., & Dutkiewicz, J. (2006). Occurrence of *Toxoplasma gondii* in water from wells located on farms. *Annals of agricultural and environmental medicine: AAEM*, 13(1), 169–175.

Taghadosi, C., Kojouri, G. A., & Taheri, M. A. (2010). Detection of *Toxoplasma* antibodies in sera of Salmonidae by ELISA. *Comp Clin Pathol.*, 19, 203–206. <https://doi.org/10.1007/s00580-009-0849-0>

Tedde, T., Marangi, M., Papini, R., Salza, S., Normanno, G., Virgilio, S., & Giangaspero, A. (2019). *Toxoplasma gondii* and Other Zoonotic Protozoans in Mediterranean Mussel (*Mytilus galloprovincialis*) and Blue Mussel (*Mytilus edulis*): A Food Safety Concern?. *Journal of food protection*, 82(3), 535–542. <https://doi.org/10.4315/0362-028X.JFP-18-157>

Tei, F. F., Kowalyk, S., Reid, J. A., Presta, M. A., Yesudas, R., & Mayer, D. C. (2016). Assessment and Molecular Characterization of Human Intestinal Parasites in Bivalves from Orchard Beach, NY, USA. *International journal of environmental research and public health*, 13(4), 381. <https://doi.org/10.3390/ijerph13040381>

VanWormer, E., Carpenter, T. E., Singh, P., Shapiro, K., Wallender, W. W., Conrad, P. A., Largier, J. L., Maneta, M. P., & Mazet, J. A. (2016). Coastal development and precipitation drive pathogen flow from land to sea: evidence from a *Toxoplasma gondii* and felid host system. *Scientific reports*, 6, 29252. <https://doi.org/10.1038/srep29252>

Villena, I., Aubert, D., Gomis, P., Ferté, H., Ingland, J. C., Denis-Bisiaux, H., Dondon, J. M., Pisano, E., Ortis, N., & Pinon, J. M. (2004). Evaluation of a strategy for *Toxoplasma gondii* oocyst detection in water. *Applied and environmental*

microbiology, 70(7), 4035–4039. <https://doi.org/10.1128/AEM.70.7.4035-4039.2004>

Zhang, M., Yang, Z., Wang, S., Tao, L., Xu, L., Yan, R., Song, X., & Li, X. (2014). Detection of *Toxoplasma gondii* in shellfish and fish in parts of China. *Veterinary parasitology*, 200(1-2), 85–89. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2013.10.022>

ANEXO

Anexo A. Formato de registro de variables identificadas en 28 estudios de *T. gondii* en animales acuáticos destinados al consumo humano.

Año de publicación	Lugar de estudio	Animal acuático (*)	Tipo de especie	Nº animales	Tejidos	Prueba de detección	Presencia del parásito (**)	Referencia
2010	Brasil	Ostra (<i>Crassostrea rizophora</i>) y <i>Mytella guyanensis</i>	Moluscos	300	Todo el molusco	PCR anidada	1	Esmerini <i>et al.</i> 2010
2010	Brasil	<i>Mytella guyanensis</i>	Moluscos	300	Todo el molusco	PCR anidada	0	Esmerini <i>et al.</i> 2010
2021	Canadá	Almeja (<i>Mya truncata</i>)	Moluscos	390	Hemolinfa y glándula digestiva	PCR	1	Fung <i>et al.</i> 2021
2019	China	Mejillon (<i>Mytilus edulis</i>)	Moluscos	2215	Branquias, glándulas digestivas y hemolinfa	PCR semi-anidada	1	Cong <i>et al.</i> 2019
2014	Turquía	<i>Mytilus galloprovincialis</i>	Moluscos	795	Glándula digestiva, branquias	PCR en tiempo real	1	Aksoy <i>et al.</i> 2014
2015	Brasil	Ostra (<i>Crassostrea rhizophorae</i>)	Moluscos	624	Glándula digestiva, branquias	PCR anidada	1	Ribeiro <i>et al.</i> 2015
2019	Brasil	ostras (<i>Crassostrea</i> spp.)	Moluscos	400	Branquias, tracto gastrointestinal (TGI) y el líquido intervalvular	PCR anidada	1	Monteiro <i>et al.</i> 2019
2014	China	<i>Carassius auratus</i>	Peces	309	Tracto digestivo	PCR	0	Zhang <i>et al.</i> 2014
2014	China	Concha ostreae	Moluscos	398	Tracto digestivo	PCR	0	Zhang <i>et al.</i> 2014
2014	China	<i>Penaeus monodon</i>	Crustáceos	426	tracto digestivo	PCR	0	Zhang <i>et al.</i> 2014
2014	China	<i>Procambarus clarkii</i>	Crustáceos	618	Tracto digestivo	PCR	1	Zhang <i>et al.</i> 2014

2014	China	<i>Momopterus albus</i>	Peces	98	Tracto digestivo	PCR	0	Zhang <i>et al.</i> 2014
2014	China	<i>Hypophthalmichthys molitrix</i>	Peces	456	Tracto digestivo	PCR	1	Zhang <i>et al.</i> 2014
2014	China	<i>Cyprinus carpio</i>	Peces	309	Tracto digestivo	PCR	0	Zhang <i>et al.</i> 2014
2014	China	<i>Macrobranchium nipponense</i>	Crustáceos	813	Tracto digestivo	PCR	1	Zhang <i>et al.</i> 2014
2017	China	Ostras	Moluscos	998	Hemolinfa, branquias y glándulas digestivas	PCR semi-anidada	1	Cong <i>et al.</i> 2017
2020	Brasil	<i>Crassostrea</i> sp.	Moluscos	400	Branquias y la masa visceral	PCR anidada	1	Silva <i>et al.</i> 2020
2018	Nueva Zelanda	<i>Perna canaliculus</i>	Moluscos	104	Hemolinfa	PCR anidada	1	Coupe <i>et al.</i> 2018
2017	Túnez	<i>Ruditapes decussatus</i>	Moluscos	1020	hemolinfa	PCR cuantitativa	1	Ghozzi <i>et al.</i> 2017
2017	Túnez	<i>Pinctada radiata</i>	Moluscos	135	hemolinfa	PCR cuantitativa	0	Ghozzi <i>et al.</i> 2017
2017	Túnez	<i>Mytilus galloprovincialis</i>	Moluscos	54	hemolinfa	PCR cuantitativa	0	Ghozzi <i>et al.</i> 2017
2017	Túnez	<i>Perna perna</i>	Moluscos	46	hemolinfa	PCR cuantitativa	0	Ghozzi <i>et al.</i> 2017
2011	Italia	<i>Crassostrea gigas</i>	Moluscos	109	Branquias, glándulas digestivas y hemolinfa	PCR anidada, PCR en tiempo real	1	Putignani <i>et al.</i> 2011
2011	Italia	<i>Mytilus galloprovincialis</i>	Moluscos	660	Branquias, glándulas digestivas y hemolinfa	PCR anidada PCR en tiempo real	0	Putignani <i>et al.</i> 2011
2011	Italia	<i>Tapes decussatus</i>	Moluscos	804	Branquias, glándulas digestivas y hemolinfa	PCR anidada PCR en tiempo real	1	Putignani <i>et al.</i> 2011

2011	Italia	<i>Tapes philippinarum</i>	Moluscos	161	Branquias, glándulas digestivas y hemolinfa	PCR anidada PCR en tiempo real	0	Putignani <i>et al.</i> 2011
2023	Filipinas	<i>Magallana bilineata</i>	Moluscos	440	Branquias, glándulas digestivas y hemolinfa	PCR anidada	1	Paraoan <i>et al.</i> 2023
2019	EE. UU.	<i>Crassostrea virginica</i>	Moluscos	1440	Hemolinfa, aparte muestras de recto, branquias y manto	PCR cuantitativa	1	Marquis <i>et al.</i> 2019
2021	Brasil	<i>Crassostrea</i> spp.	Moluscos	360	Branquia y tracto gastrointestinal	PCR anidada	0	Rosário <i>et al.</i> 2021
2021	China	<i>Rapana venosa</i>	Moluscos	438	Todo el organismo	PCR anidada	1	Cong <i>et al.</i> 2021
2021	China	<i>Glossaulax didyma</i>	Moluscos	388	Todo el organismo	PCR anidada	1	Cong <i>et al.</i> 2021
2021	China	<i>Monodonta labio</i>	Moluscos	380	Todo el organismo	PCR anidada	0	Cong <i>et al.</i> 2021
2015	Turquía	<i>Mytilus galloprovincialis</i>	Moluscos	53	No especificó (estudio previo)	PCR en tiempo real multiplex (qPCR)	1	Marangi <i>et al.</i> 2015
2015	Italia	<i>Mytilus galloprovincialis</i>	Moluscos	409	Glándula digestiva	PCR en tiempo real (qPCR)	1	Santoro <i>et al.</i> 2020
2021	China	<i>Ostrea gigas</i>	Moluscos	3885	Tracto digestivo, branquias y hemolinfa	PCR anidada	1	Cong <i>et al.</i> 2021
2021	China	<i>Mytilus edulis</i>	Moluscos	3360	Tracto digestivo, branquias y hemolinfa	PCR anidada	1	Cong <i>et al.</i> 2021
2021	China	<i>Argopecten irradians</i>	Moluscos	3395	Tracto digestivo, branquias y hemolinfa	PCR anidada	1	Cong <i>et al.</i> 2021
2021	China	<i>Ruditapes philippinarum</i>	Moluscos	3895	Tracto digestivo, branquias y hemolinfa	PCR anidada	1	Cong <i>et al.</i> 2021

2022	China	<i>Crassostrea</i> spp.	Moluscos	480	Hemolinfa, branquias, hepatopáncreas, estómago y gónadas	PCR	1	Li <i>et al.</i> 2022
2022	China	<i>Sebastes schlegelii</i>	Peces	480	Hemolinfa, branquias, hepatopáncreas, estómago y gónadas	PCR	1	Li <i>et al.</i> 2022
2022	China	<i>Hexagrammos otakii</i>	Peces	480	Hemolinfa, branquias, hepatopáncreas, estómago y gónadas	PCR	1	Li <i>et al.</i> 2022
2022	China	<i>Charybdis japonica</i>	Crustáceos	480	Hemolinfa, branquias, hepatopáncreas, estómago y gónadas	PCR	1	Li <i>et al.</i> 2022
2019	Italia	<i>Mytilus galloprovincialis</i>	Moluscos	1440	Todos los tejidos internos (pool)	PCR de punto final	1	Tedde <i>et al.</i> 2019
2019	Italia	<i>Mytilus edulis</i>	Moluscos	180	Todos los tejidos internos (pool)	PCR de punto final	1	Tedde <i>et al.</i> 2019
2024	Canadá	<i>Salvelinus alpinus</i>	Peces	126	Cerebro, corazón y músculo	PCR	1	Merks <i>et al.</i> 2024
2019	Italia	<i>Argentina sphyraena</i>	Peces	6	Intestinos, branquias y piel/músculos	PCR en tiempo real y PCR digital (dPCR)	0	Marino <i>et al.</i> 2019
2019	Italia	<i>Arnoglossus laterna</i>	Peces	6	Intestinos, branquias y piel/músculos	PCR en tiempo real y PCR digital (dPCR)	1	Marino <i>et al.</i> 2019
2019	Italia	<i>Boops boops</i>	Peces	260	Intestinos, branquias y piel/músculos	PCR en tiempo real y PCR digital (dPCR)	1	Marino <i>et al.</i> 2019
2019	Italia	<i>Conger conger</i>	Peces	1	Intestinos, branquias y piel/músculos	PCR en tiempo real y PCR digital (dPCR)	0	Marino <i>et al.</i> 2019
2019	Italia	<i>Diplodus sargus</i>	Peces	18	Intestinos, branquias y piel/músculos	PCR en tiempo real y PCR digital (dPCR)	1	Marino <i>et al.</i> 2019

2019	Italia	<i>Engraulis encrasicolus</i>	Peces	350	Intestinos, branquias y piel/músculos	PCR en tiempo real y PCR digital (dPCR)	1	Marino <i>et al.</i> 2019
2019	Italia	<i>Merluccius merluccius</i>	Peces	90	Intestinos, branquias y piel/músculos	PCR en tiempo real y PCR digital (dPCR)	1	Marino <i>et al.</i> 2019
2019	Italia	<i>Mullus barbatus</i>	Peces	110	Intestinos, branquias y piel/músculos	PCR en tiempo real y PCR digital (dPCR)	1	Marino <i>et al.</i> 2019
2019	Italia	<i>Pagellus acarne</i>	Peces	80	Intestinos, branquias y piel/músculos	PCR en tiempo real y PCR digital (dPCR)	1	Marino <i>et al.</i> 2019
2019	Italia	<i>Pagellus erythrinus</i>	Peces	18	Intestinos, branquias y piel/músculos	PCR en tiempo real y PCR digital (dPCR)	1	Marino <i>et al.</i> 2019
2019	Italia	<i>Raja clavata</i>	Peces	1	Intestinos, branquias y piel/músculos	PCR en tiempo real y PCR digital (dPCR)	1	Marino <i>et al.</i> 2019
2019	Italia	<i>Sardina pilchardus</i>	Peces	200	Intestinos, branquias y piel/músculos	PCR en tiempo real y PCR digital (dPCR)	0	Marino <i>et al.</i> 2019
2019	Italia	<i>Sarpa salpa</i>	Peces	1	Intestinos, branquias y piel/músculos	PCR en tiempo real y PCR digital (dPCR)	0	Marino <i>et al.</i> 2019
2019	Italia	<i>Scorpaena scrofa</i>	Peces	3	Intestinos, branquias y piel/músculos	PCR en tiempo real y PCR digital (dPCR)	1	Marino <i>et al.</i> 2019
2019	Italia	<i>Serranus cabrilla</i>	Peces	5	Intestinos, branquias y piel/músculos	PCR en tiempo real y PCR digital (dPCR)	0	Marino <i>et al.</i> 2019
2019	Italia	<i>Spicara maena</i>	Peces	24	Intestinos, branquias y piel/músculos	PCR en tiempo real y PCR digital (dPCR)	1	Marino <i>et al.</i> 2019
2019	Italia	<i>Trachurus trachurus</i>	Peces	120	Intestinos, branquias y piel/músculos	PCR en tiempo real y PCR digital (dPCR)	1	Marino <i>et al.</i> 2019
2015	EEUU	<i>Crassostrea virginica</i>	Moluscos		Recto, branquias y manto	PCR	1	Marquis <i>et al.</i> 2015
2010	Iran	<i>Salmon</i>	Peces	50	Suero	ELISA	1	Taghadosi <i>et al.</i> 2010

2022	Italia	<i>Callinectes sapidus</i>	Crustáceos	11	Hemolinfa, branquias, estómago, hepatopáncreas y gónadas	PCR de elementos repetitivos (RE)	1	Marangui <i>et al.</i> 2022
2016	EEUU	<i>Mya arenaria</i>	Moluscos	8	Glándula digestiva, el manto, las branquias, el pie y el sifón	PCR	0	Tei <i>et al.</i> 2016
2016	EEUU	<i>Geukensia demissa</i>	Moluscos	44	Glándula digestiva, el manto, las branquias, el pie y el sifón	PCR	0	Tei <i>et al.</i> 2016
2016	EEUU	<i>Crassostrea virginica</i>	Moluscos	10	Glándula digestiva, el manto, las branquias, el pie y el sifón	PCR	0	Tei <i>et al.</i> 2016
2016	EEUU	<i>Mytilus edulis</i>	Moluscos	97	Glándula digestiva, el manto, las branquias, el pie y el sifón	PCR	0	Tei <i>et al.</i> 2016

(*), a excepción de los mamíferos marinos; (**) 1, muestra positiva; 0 muestra negativa