



UNIVERSIDAD TÉCNICA DE AMBATO



FACULTAD DE CIENCIA E INGENIERÍA EN ALIMENTOS Y BIOTECNOLOGÍA

CARRERA DE BIOTECNOLOGÍA

Tema: Análisis de la contaminación por el parásito *Toxoplasma gondii* en el canal de riego Latacunga–Salcedo–Ambato, en el sector Izamba.

Informe Final del Trabajo de Titulación, Opción Proyecto de Investigación, previo la obtención del Título de Ingeniera Biotecnóloga, otorgado por la Universidad Técnica de Ambato, a través de la Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología.

Autora: Sandy Adamary Vivanco Valverde

Tutora: Dra. Helena Maritza De La Torre Olvera

Ambato – Ecuador

Enero - 2026

APROBACIÓN DEL TUTOR

Dra. Helena Maritza De La Torre Olvera

CERTIFICA:

Que el presente Informe Final del Trabajo de Titulación ha sido prolijamente revisado. Por lo tanto, autorizo la presentación de este Informe Final del Trabajo de Titulación, Opción Proyecto de Investigación, el mismo que responde a las normas establecidas en el Reglamento de Títulos y Grados de la Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología.

Ambato, 12 de diciembre de 2025

Dra. Helena Maritza De la Torre Olvera

1309651998

TUTORA

AUTORÍA DEL TRABAJO DE TITULACIÓN

Yo, Sandy Adamary Vivanco Valverde, manifiesto que los resultados obtenidos en el presente Informe Final del Trabajo de Titulación, Opción Proyecto de Investigación, previo a la obtención del título de Ingeniera Biotecnóloga, son absolutamente originales, auténticos y personales; a excepción de las citas bibliográficas.



Sandy Adamary Vivanco Valverde

0503872731

AUTORA

DERECHOS DE AUTOR

Autorizo a la Universidad Técnica de Ambato, para que haga de este Informe Final del Trabajo de Titulación parte de él, un documento disponible para su lectura consulta y procesos de investigación, según las normas de la Institución.

Cedo los Derechos en línea patrimoniales de mi Informe Final del Trabajo de Titulación, con fines de difusión pública, además apruebo la reproducción de este, dentro de las regulaciones de la Universidad, siempre y cuando esta reproducción no suponga una ganancia económica y se realice respetando mis derechos de autor.



Sandy Adamary Vivanco Valverde

0503872731

AUTORA

APROBACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO

Los suscritos Profesores Calificadores, aprueban el presente Informe Final del Trabajo de Titulación, Opción Proyecto de Investigación, el mismo que ha sido elaborado de conformidad con las disposiciones emitidas por la Facultad de Ciencia e Ingeniería en Alimentos y Biotecnología de la Universidad Técnica de Ambato.

Para constancia firman:

Presidente del Tribunal

Dr. Orestes Darío López Hernández

1754784864

Mg. Manoella Alejandra Sánchez Garnica

0604079871

Ambato, 07 de enero de 2026

DEDICATORIA

Si una persona es perseverante, aunque sea dura de entendimiento, se hará inteligente; y aunque sea débil se transformará en fuerte.

Leonardo Da Vinci

A mi Dios, por ser mi luz en mis días oscuros, por darme un empujoncito en cada paso, por brindarme la oportunidad de encontrar mi vocación y por hacerme amar la ciencia.

La ciencia expande fronteras, pero sin tus llaves no hay sendero que seguir.

A los futuros científicos, amantes de la biotecnología, capaces de cambiar el mundo y mejorar la vigilancia sanitaria del país.

A mi abuelito, todo esto es por ti, te lo prometí y ahora lo estoy cumpliendo.

A mi amada madre y familia, por su apoyo y fortaleza continua, por creer en mí, cuando yo misma pensaba que no lo lograría.

A mis amigos, por ser mi pequeña tregua en mis momentos difíciles.

A mis maestros, por enseñarme el valor del conocimiento e inspirarme a dar lo mejor de mí.

A mí, por la perseverancia y el trabajo duro.

AGRADECIMIENTO

A Dios, por concederme salud, fortaleza y sabiduría. Gracias por iluminar mi camino, por acompañarme en silencio, por protegerme y por bendecirme con una familia y amigos que amo profundamente. Me siento inmensamente afortunada gracias a Ti.

A mi amada madre, *Silvia María*, gracias por ser mi inspiración constante, por tu amor incondicional, tu apoyo y comprensión. Gracias por acompañarme en cada escalón que logré subir, por ser mi mejor amiga y el mayor regalo que Dios me ha dado. Mami preciosa, lo hiciste bien: me educaste, me guiaste y confiaste en mí; me dejaste volar, equivocarme y aprender de los errores, me enseñaste a salir adelante por mis propios medios. Espero ser tu orgullo, así como tú eres el mío.

A mi hermano *David*, mi ratita, gracias por ser mi apoyo en mis días más oscuros, por amar y cuidar tanto a nuestra madre cuando yo no podía estar presente.

A mi *Dari*, gracias por ser el hombre que más me ama en esta tierra, por cuidarme, mimarme y recordarme siempre mi valor. Por ser mi padre, mi amigo y el confidente de mis travesuras. Gracias por hacerme feliz y prestarme tus hombros para llorar.

A mis mentores, el *Dr. Edison Cepeda* y la *Dra. Helena De la Torre*, gracias por ser guías excepcionales, por enseñarme a amar la ciencia en especial la Biología Molecular aplicada a la Parasitología, por su paciencia, confianza y comprensión. Gracias por mostrarme que no todo es blanco y negro, que también hay color incluso cuando no son visibles. Gracias por formar en mí una profesional apasionada por la biotecnología y la vigilancia sanitaria, y por ser la mano que me sostuvo para no caer en el proceso.

A mi amigo *Ulices Molina*, gracias por ser mi persona, mi apoyo incondicional y mi refugio. Por consentirme, cuidarme y acompañarme incluso en mis momentos más difíciles. No habría logrado salir del pozo oscuro sin tu ayuda. Eres, sin duda, uno de los mejores regalos que la universidad me dio. Soy una mejor persona gracias a ti.

A mi amiga *Adriana*, mi confidente y la hermana mayor que nunca tuve, gracias por tus consejos que hoy dan fruto, por enseñarme a ser una mujer fuerte e independiente, por tus ánimos y tu esperanza. Gracias por estar siempre ahí, amiga mía.

ÍNDICE GENERAL DE CONTENIDOS

APROBACIÓN DEL TUTOR	ii
AUTORÍA DEL TRABAJO DE TITULACIÓN	iii
DERECHOS DE AUTOR.....	iv
APROBACIÓN DEL TRIBUNAL DE GRADO.....	v
DEDICATORIA	vi
AGRADECIMIENTO.....	vii
ÍNDICE GENERAL DE CONTENIDOS.....	viii
ÍNDICE DE TABLAS.....	xi
ÍNDICE DE FIGURAS.....	xii
ÍNDICE DE ECUACIONES	xiii
ÍNDICE DE ANEXOS.....	xiv
ABREVIATURAS	xv
RESUMEN EJECUTIVO	xvi
ABSTRACT.....	xvii
CAPÍTULO I.- MARCO TEÓRICO	1
1.1 Antecedentes investigativos	1
1.1.1 Justificación.....	1
1.1.2 <i>Toxoplasma gondii</i> : Generalidades.....	2
1.1.2.1 Clasificación taxonómica y diversidad genética	2
1.1.2.2 Estadios infecciosos	3
1.1.2.3 Ciclo biológico	4
1.1.2.4 Epidemiología	5
1.1.3 Rol de los cuerpos hídricos en la transmisión de <i>Toxoplasma gondii</i>	6
1.1.3.1 Contaminación en cuerpos hídricos	6
1.1.3.2 Mecanismos de resistencia	6
1.1.3.3 Contaminación en la cadena alimentaria.....	8

1.1.3.4	Zoonosis: impacto en la salud humana y animal.....	9
1.1.3.5	Impacto socioeconómico.....	9
1.1.4	Métodos para la detección de <i>Toxoplasma gondii</i> en matrices hídricas...	10
1.1.4.1	Métodos de concentración.....	10
1.1.4.2	Métodos de identificación	11
1.1.5	Contextualización del estudio	12
1.1.5.1	Canal de riego Latacunga – Salcedo – Ambato.....	12
1.1.5.2	Ubicación Geográfica.....	12
1.1.5.3	Importancia agrícola de la Zona.....	13
1.1.5.4	Población vulnerable frente a la contaminación hídrica.....	14
1.1.5.5	Evidencia de contaminación parasitaria	14
1.1.5.6	Proyecciones a futuro de la investigación	15
1.2	Objetivos	16
1.2.1	Objetivo general	16
1.2.2	Objetivos Específicos	16
CAPÍTULO II.- METODOLOGÍA		17
2.1	Materiales.....	17
2.2	Métodos.....	18
2.2.1	Recolección y transporte de las muestras.....	18
2.2.2	Determinación de parámetros fisicoquímicos del agua.....	19
2.2.3	Filtración de muestras de agua	19
2.2.4	Concentración de ooquistes.....	20
2.2.5	Observación microscópica.....	20
2.2.6	Ruptura de los ooquistes de <i>Toxoplasma gondii</i>	20
2.2.7	Extracción de ADN de <i>Toxoplasma gondii</i>	21
2.2.8	Cuantificación del ADN extraído	21
2.2.9	Amplificación del ADN por PCR convencional.	21

2.2.10	Identificación de <i>Toxoplasma gondii</i> por Electroforesis.	22
2.2.11	Análisis estadístico.	23
CAPÍTULO III.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN		24
3.1	Análisis y discusión de resultados.....	24
3.1.1	Resultados de los análisis microscópicos	24
3.1.2	Análisis de los resultados microscópicos	27
3.1.2.1	Contaminación parasitaria	27
3.1.2.2	Variabilidad Morfológica	28
3.1.2.3	Frecuencia de contaminación por punto de muestreo.	29
3.1.3	Resultados de la calidad de agua	31
3.1.4	Análisis de la calidad del agua	32
3.1.4.1	Influencia de la calidad del agua con la presencia parasitaria.....	32
3.1.4.2	Asociación de la calidad del agua con la subsistencia parasitaria.....	34
3.1.4.3	Impacto sanitario ambiental	35
3.1.5	Resultados de la identificación molecular.....	36
3.1.6	Análisis de la identificación molecular	39
3.1.6.1	Interpretación de los productos amplificados mediante PCR.....	39
3.1.6.2	Identificación y validación de la secuencia de nucleótidos.....	40
3.1.6.3	Sensibilidad y especificidad del método	42
3.1.6.4	Prevalencia de <i>Toxoplasma gondii</i> en el canal de riego LSA	42
3.1.6.5	Evaluación del riesgo de transmisión.....	43
CAPÍTULO IV.- CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES		46
4.1	Conclusiones	46
4.2	Recomendaciones.....	47
MATERIALES DE REFERENCIA.....		48
5.1	Referencias Bibliográficas	48
ANEXOS		63

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Clasificación taxonómica de <i>Toxoplasma gondii</i>	2
Tabla 2. Reactivos, materiales y equipos	17
Tabla 3. Resultados del análisis microscópico	25
Tabla 4. Frecuencia de contaminación por punto de muestreo.	29
Tabla 5. Correlación entre la presencia de <i>Toxoplasma gondii</i> con las variables físicoquímicas	34
Tabla 6. Cuantificación de ADN extraído	36
Tabla 7. Resultados de la confirmación molecular por PCR del gen B1	37
Tabla 8. Prevalencia de la contaminación	39
Tabla 9. Secuencia de nucleótidos de Gen B1 de <i>Toxoplasma gondii</i>	41

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Ciclo de Vida de <i>Toxoplasma Gondii</i>	4
Figura 2. Morfología de los ooquistes de <i>Toxoplasma gondii</i>	7
Figura 3. Ubicación Geográfica del Canal de riego LSA, en el Sector Izamba.....	13
Figura 4. Microscopia de los ooquistes de <i>Toxoplasma gondii</i>	26
Figura 5. Frecuencia y número de ooquistes de <i>Toxoplasma gondii</i> por punto de muestreo..	30
Figura 6. Variación de los parámetros fisicoquímicos del canal de riego LSA.	32
Figura 7. Visualización de los productos amplificados por el gen B1	38

ÍNDICE DE ECUACIONES

Ecuación 1. Fórmula del Chi- Cuadrado.....	23
Ecuación 2. Fórmula del Modelo de Regresión de Poisson.....	23
Ecuación 3. Porcentaje de prevalencia.....	23

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Mapa del muestro del Canal de de riego LSA, en el sector Izamba.	63
Anexo 2. Puntos de Muestreo del Canal de riego LSA	64
Anexo 3. Estado ambiental del PT_1_Pisque	65
Anexo 4. Estado ambiental del PT_2_Taígua.....	65
Anexo 5. Estado ambiental del PT_3_Tacupamba	66
Anexo 6. Estado ambiental del PT_4_San Miguel Arcángel.....	66
Anexo 7. Estado ambiental del PT_5_San Francisco de Quillanloma	67
Anexo 8. Estado ambiental del PT_6_San Vicente de Quillanloma.....	67
Anexo 9. Estado ambiental del PT_7_Quillanloma La Playa	68
Anexo 10. Microscopía de los parásitos encontrados en el canal riego LSA.	68
Anexo 11. Resultados de los análisis fisicoquímicos.	69
Anexo 12. Tablas de desviaciones del análisis estadístico de Poisson.	71
Anexo 13. Resumen de modelo	71
Anexo 14. Tabla de coeficientes	71
Anexo 15. Pruebas de bondad del ajuste	72
Anexo 16. Ajuste y diagnósticos para observaciones poco comunes.....	72
Anexo 17. Gráficas de residuos de desviaciones	72
Anexo 18. Visualización de los productos amplificados por el gen B1.....	73
Anexo 19. Marcador molecular GeneRuler 1 kb y reactivos de PCR	73
Anexo 20. Metodología	74

ABREVIATURAS

CDC: Centro de prevención y diseminación de enfermedades infecciosa

EE. UU: Estados Unidos

FAO: Organización de las Naciones Unidas de Alimentación y Agricultura

IgG: Inmunoglobulina G

IgM: Inmunoglobulina M

IgA: Inmunoglobulina A

INEC: Instituto Nacional de Estadística y Censos

INEN: Servicio Ecuatoriano de Normalización

LEA: Embriogénesis Tardía Abundante

LSA: Latacunga Salcedo – Ambato

MAATE: Ministerio de Ambiente, Agua y Transición Ecológica

MAG: Ministerio de Agricultura y Ganadería

Msnm: Metros sobre el nivel del mar

OMS: Organismo Mundial de la Salud

PCR: Reacción en Cadena de la Polimerasa

USD: Dólar estadounidense

RESUMEN EJECUTIVO

Toxoplasma gondii es un parásito zoonótico de amplia distribución mundial que simboliza un riesgo para la salud pública y veterinaria, ocasionando enfermedades catastróficas como la toxoplasmosis. Su transmisión a través del agua de riego constituye una posible vía de contaminación tanto a cultivos y animales destinados al consumo humano. Este estudio empleó la microscopía directa y PCR para analizar la contaminación por ooquistes de *Toxoplasma gondii* en el canal de riego Latacunga–Salcedo–Ambato (LSA), en el sector Izamba. Los resultados microscópicos revelaron una contaminación del 45.73 por ciento a ooquistes compatibles con *Toxoplasma gondii*, con una mayor frecuencia en las localidades San Miguel Arcángel, San Francisco de Quillanloma y Quillanloma la Playa. Los análisis fisicoquímicos del agua revelaron que la presencia de ooquistes no se asocia con la calidad del agua, sino a factores como la contaminación antropogénica local. En contraste, los resultados de la identificación molecular dirigida al fragmento del gen B1, no identificó la presencia del material genético de *Toxoplasma gondii* debido a inhibidores durante la PCR, causada por una carga parasitaria mixta. El canal LSA, no evidenció contaminación por *Toxoplasma gondii* suficiente para sostener que existe un riesgo de transmisión por el agua de riego. Sin embargo, el canal constituye una infraestructura hídrica de gran importancia para la productividad agropecuaria del país y actuar como un reservorio ambiental de parásitos patógenos ponen en peligro la inocuidad alimentaria, la salud pública y veterinaria local.

Palabras Claves: *Toxoplasma gondii*, ooquistes, Canal de riego LSA, Sector Izamba, Toxoplasmosis, zoonosis, agua de riego, PCR, microscopía, gen B1, contaminación parasitaria, río Cutuchi.

ABSTRACT

Toxoplasma gondii is a zoonotic parasite with a wide global distribution that poses a risk to public and veterinary health, causing catastrophic diseases such as toxoplasmosis. Its transmission through irrigation water constitutes a potential route of contamination for both crops and animals intended for human consumption. This study employed direct microscopy and PCR to analyze *Toxoplasma gondii* oocyst contamination in the Latacunga–Salcedo–Ambato (LSA) irrigation canal, in the Izamba sector. Microscopic results revealed a 45.73 percent contamination with oocysts compatible with *Toxoplasma gondii*, with a higher frequency in the localities of San Miguel Arcángel, San Francisco de Quillanloma, and Quillanloma la Playa. Physicochemical analyses of the water revealed that the presence of oocysts is not associated with water quality, but rather with factors such as local anthropogenic contamination. In contrast, the results of molecular identification targeting the B1 gene fragment did not detect the presence of *Toxoplasma gondii* genetic material due to inhibitors during PCR, caused by a mixed parasite load. The LSA canal did not show sufficient *Toxoplasma gondii* contamination to support the claim of a risk of transmission through irrigation water. However, the canal is a vital water infrastructure for the country's agricultural productivity, and its potential to act as an environmental reservoir for pathogenic parasites poses a threat to food safety, public health, and local veterinary health.

Keywords: *Toxoplasma gondii*, oocysts, LSA Irrigation Canal, Izamba Sector, Toxoplasmosis, zoonosis, irrigation water, PCR, microscopy, B1 gene, parasitic contamination, Cutuchi river.

CAPÍTULO I.- MARCO TEÓRICO

1.1 Antecedentes investigativos

1.1.1 Justificación

Cada año, más de un millón de personas, a nivel mundial, son infectadas por *Toxoplasma gondii*, un parásito zoonótico que puede provocar desde leves dolores musculares hasta mal formaciones congénitas (Smith et al., 2021). En Ecuador, esta problemática no solo afecta a la salud pública, sino también a la productividad agropecuaria del país, provocando pérdidas económicas debido al alto índice de abortos en ovinos y bovinos (Nayeri et al., 2021). A esto se suma, la escasa vigilancia parasitológica en fuentes hídricas, uno de los principales vehículos de transmisión de parásito (Luisa et al., 2020). En muchas localidades con una alta actividad agrícola, como Izamba, parroquia de la ciudad de Ambato, el control de la calidad del agua se limita a parámetros bacteriológicos, sin considerar la presencia de protozoarios, debido a la falta de métodos accesibles y estandarizados para su detección. Ante esta realidad, resulta fundamental generar datos preliminares que evidencien la contaminación de *Toxoplasma gondii* en aguas utilizadas para el riego.

Según la FAO y la OMS (2014), *Toxoplasma gondii* fue clasificado como el cuarto parásito más alarmante en América Central y del Sur, siendo responsable aproximadamente del 20 % de las muertes causadas por alimentos contaminados en humanos (Zavala et al., 2024). Asimismo, estudios reportan que en animales rumiantes como ovinos, caprinos y bovinos, la seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* alcanza entre el 32% y el 54% en países como Perú y Ecuador, provocando entre el 10% y el 23% de abortos, así como una disminución en la producción de leche, lo cual impacta negativamente en la economía del sector ganadero y, por ende, en la actividad monetaria del país (Aguilar & Ortiz, 2021; Serrano & Quispe, 2022). En este contexto, el Canal de Riego Latacunga–Salcedo–Ambato (LSA), no solo sustenta una intensa actividad agrícola, sino que también está expuesto a una creciente presión antrópica derivada de zonas urbanas (Zapata et al., 2021). Esta situación puede convertir al canal en un posible reservorio ambiental para *Toxoplasma gondii*, facilitando su mecanismo de transmisión en el ambiente y contaminando tanto cultivos como animales destinados al consumo humano.

Ante este panorama, el presente estudio planea analizar la contaminación por *Toxoplasma gondii* en el canal de riego LSA, específicamente en el tramo que atraviesa el sector Izamba, en la ciudad de Ambato. Generando datos preliminares de contaminación parasitaria, en uno de los cuerpos hídricos más importantes del Ecuador. Además, promover el empleo de técnicas moleculares como la Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR) para la detección preventiva inicial, contribuyendo generar alertas tempranas y reducir la transmisión del parásito a través de alimentos y animales contaminados.

1.1.2 *Toxoplasma gondii*: Generalidades

1.1.2.1 Clasificación taxonómica y diversidad genética

Toxoplasma gondii es un parásito protozoario intracelular obligado, clasificado dentro del Reino Protista, Filo Apicomplexa y Género *Toxoplasma* por Levine en 1980, siendo hasta la actualidad la única especie reconocida dentro de este género, su clasificación taxonómica completa se detallada en la **Tabla 1** (Harding & Frischknecht, 2020; Jeninga et al., 2019) .

Tabla 1.

Clasificación taxonómica de Toxoplasma gondii

Taxonomía	
Reino	Protozoa
Filo	Apicomplexa
Clase	Sporozoea
Subclase	Coccidia
Orden	Eucoccidiida
Suborden	Eimeriina
Familia	Sarcocystidae
Subfamilia	Toxoplasmatinae
Género	Toxoplasma
Especie	gondii

Nota. Información obtenida de **Fortier et al., (2000)**

Estudios realizados en Europa y América del Norte han revelado que este parásito posee una amplia variabilidad genética, clasificada en 16 haplogrupos (**Fukumoto et al., 2020**). Sin embargo, hasta la actualidad solo se ha caracterizado aproximadamente el 90 % de la población, la cual se agrupa en tres genotipos principales: linajes tipo I, II y III, cuya variabilidad genética se diferencia en la patogenicidad. En contraste, el 10% restante de la población, aún poco explorada, se encuentra predominantemente en Latinoamérica, África y Asia, regiones donde los estudios son limitados y los pocos análisis realizados mostraron genotipos atípicos (**Oliveira et al., 2018; Dini et al., 2024; Fukumoto et al., 2020**).

En cuanto a los linajes genéticos identificados, el linaje tipo I es el más virulento, aunque menos frecuente, pero solo la existencia de una cepa puede ocasionar enfermedades mortales. El tipo II es el más común en infecciones humanas y veterinarias con una virulencia moderada, pero en personas inmunocomprometidas puede ocasionar la muerte. Por último, el tipo III es el menos virulento, pero presenta una amplia distribución en el ambiente, estas infecciones suelen ser asintomáticas o manifestarse con síntomas leves, como dolor abdominal y diarrea (**Dini et al., 2024; Fukumoto et al., 2020**).

1.1.2.2 Estadios infecciosos

Desde el punto de vista biológico *Toxoplasma gondii* presenta tres estadios infecciosos: esporozoítos, bradizoítos y taquizoítos, los cuales varían en su morfología, mecanismo de infección, el tiempo de desarrollo y la etapa de invasión celular (**Sun et al., 2025**).

Los esporozoítos se encuentran en forma de ooquistes en el ambiente, comúnmente denominados “huevecillos”. Los ooquistes presentan una forma ovalada de 10 a 15 μm de diámetro, rodeados por una doble pared gruesa. Al ser ingeridos por un hospedador, los esporozoítos se liberan en el sistema digestivo e invaden las células epiteliales convirtiéndose en taquizoítos o en bradizoítos (**Freppel et al., 2019**).

Seguidamente, los bradizoítos son los taquizoítos pero en estado latente y puede permanecer en este estado durante años, alojándose en forma de quistes en el tejido muscular y cerebral. Son de formas más delgadas y poseen el núcleo desplazado hacia uno de los extremos, miden 7 μm * 1,5 μm (**Cerutti et al., 2020**).

1.1.2.3 *Ciclo biológico*

A Intermediate host

Tachyzoites

Bradyzoites

Sporozoites

PVM

HFF/myoblast etc.

stress (e.g. pH 8.3)

HDAC3i

AP2_n

BFD2/ROCY1

BFD1

CDA1 Compound 1

Tissue cyst with bradyzoites

cyst wall

myotube

T

SAL, GA

B

Intermediate host (e.g. mouse)

C

Definitive host

Intestinal epithelium

Oocyst

Gametocytes

Merozoites

ΔMORC

HDAC3i

AP2_n

ΔD6D + Linoleic acid

?

D

Environment

environmental stress

oocyst wall

Sporulated oocyst with sporozoites

oxygen

Figura 1. Ciclo de Vida de *Toxoplasma Gondii*

4

transcripción, los taquizoítos se transforman en bradizoítos, que forman quistes tisulares en el cerebro y los tejidos musculares. **B)** Estos quistes tisulares pueden ser nuevamente ingeridos por otro hospedador. En el nuevo hospedador, los bradizoítos se liberan nuevamente en taquizoítos, que invaden todo el organismo. **C)** Cuando los hospedadores definitivos ingieren quistes tisulares, los parásitos alcanzan el intestino, donde se desarrollan en merozoítos y gametocitos. A partir de estos se forman los ooquistes, que son excretados al medio ambiente junto con las heces. **D)** En el ambiente, los ooquistes maduran y esporulan en presencia de oxígeno, originando ooquistes esporulados con esporozoítos infectantes. Estos pueden ser ingeridos por un nuevo hospedador, reiniciando así el ciclo biológico del parásito. Obtenido de **Warschkau & Seeber, (2023)**.

1.1.2.4 Epidemiología

Toxoplasma gondii ha logrado infectar aproximadamente un 30% de la población a nivel mundial, convirtiéndolo en uno de los parásitos ubicuos más exitosos en su transmisión, dispersión y supervivencia (**Daher et al., 2021**). A nivel global, la tasa de seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* varía entre un rango del 0,5 – 87% según la región y los continentes. La tasa con seroprevalencia más alta le pertenece al continente Africano con 61,4%; luego Oceanía con 38,5%, seguidamente América del Sur con 31,1%; Europa con 29,6%, en Norte América con 17,5% y finalmente Asia con 16,4% (**Foroutan et al., 2019**). De acuerdo con **Zavala et al., (2024)** en los países latinoamericanos como Argentina y Colombia, esta tasa es de 50 %, atribuida a condiciones climáticas tropicales. Mientras que, en países como Perú y Ecuador, la seroprevalencia es inferior al 20 %.

En Ecuador, existe una limitada documentación de seroprevalencia del parásito. Sin embargo, se han documentado casos de toxoplasmosis congénita. Por ejemplo, en Riobamba se estima una prevalencia entre del 50 %, mientras que en Quito el 40 %. En otras zonas con climas más cálidos y húmedos, como la región Costa, los valores son mayores, llegando hasta el 74 % e incluso el 80 % (**Velásquez et al., 2020**). En cambio, en Ambato no se han registrado estudios específicos, lo que evidencia un vacío en el conocimiento epidemiológico de la enfermedad en esta zona.

Con respecto a la tasa de seroprevalencia en animales de granja ha alcanzado promedios mundiales del 33,9% en ovinos, el 31,8% en caprinos, el 13-25% en porcinos, 9,1- 28,7% en Bovinos, 15,6- 21,7% en perros y gatos, caballos el 11.3%; siendo en África y Latinoamérica los continentes con la prevalencia más alta (Galeh et al., 2020; Gamboa et al., 2025; Li et al., 2020; Osten et al., 2024; Toaleb et al., 2025).

1.1.3 Rol de los cuerpos hídricos en la transmisión de *Toxoplasma gondii*

1.1.3.1 Contaminación en cuerpos hídricos

Los cuerpos hídricos, como ríos, lagunas y canales de riego son esenciales para el ecosistema, la productividad agropecuaria y las actividades humanas, pero también actúan como medios de transmisión de agentes infecciosos como bacterias, virus, helmintos y protozoarios como *Toxoplasma gondii* (Boelee et al., 2019; Kumar et al., 2020).

La OMS y CDC estiman que los protozoarios son responsables de alrededor de 1 700 millones de casos de enfermedades diarreicas y más de 842 000 muertes anuales (Arslan et al., 2022). Entre 2017 y 2022 se registraron más de 400 brotes de enfermedades transmitidas por el agua, siendo *Cryptosporidium* el principal causante, seguido por *Giardia* y *Toxoplasma gondii* (Bourli et al., 2023).

Estos parásitos pueden permanecer viables en todo tipo de agua, gracias a su forma ambiental “ooquistes”. Se ha reportado tasas de detección entre el 5 % y el 100 % dependiendo la fuente de agua (Ureña et al., 2022). En Latinoamérica, países como Colombia y Brasil han confirmado la presencia del parásito en diversas muestras de agua (Campo et al., 2021; Galvani et al., 2019; Pinto et al., 2022). Sin embargo, en Ecuador, y particularmente en Ambato, la información sobre la presencia de *Toxoplasma gondii* en cuerpos hídricos es escasa.

1.1.3.2 Mecanismos de resistencia

La resistencia de *Toxoplasma gondii* se atribuye a las propiedades estructurales de su pared y el conjunto de proteínas protectoras expresadas durante la embriogénesis del parásito

(Freppel et al., 2019). Conforme a Shapiro et al (2019) ha documentado que los ooquistes pueden sobrevivir en el agua durante años gracias a su pared multicapa, actúa como un escudo biológico frente a variaciones extremas de temperatura, pH, exposición al cloro y radiación UV, entre otros factores (Freppel et al., 2019). Dicha estructura está formada por varias capas externas e internas, ricas en proteínas y glicoproteínas reticuladas con residuos de tirosina, lo que impide el ingreso de sustancias externas al contenido interno. Incluso si la capa externa se degrada, las capas internas mantienen la integridad del contenido celular, que incluye macrogametos y gránulos de polisacáridos envueltos en el citoplasma (Dumetre et al., 2021; Pinto et al., 2021).

Se cree que la resistencia aumenta conforme avanza su grado de maduración o esporulación. Este proceso ocurre luego de la excreción de los ooquistes al ambiente a través de las heces felinas, y se desarrolla bajo condiciones favorables como la presencia de oxígeno, humedad y temperaturas entre 20 y 25 °C completándose en un periodo de 1 a 5 días (Freppel et al., 2019). Durante la esporulación, el ooquiste forma en su interior dos esporoquistes, y cada uno de ellos contiene cuatro esporozoítos (Figura 2). En esta etapa, el ooquiste puede permanecer viable durante años. Mientras que los ooquistes no esporulados son mucho más vulnerables al calor y otros tratamientos químico (Arranz et al., 2023; Pinto et al., 2021).

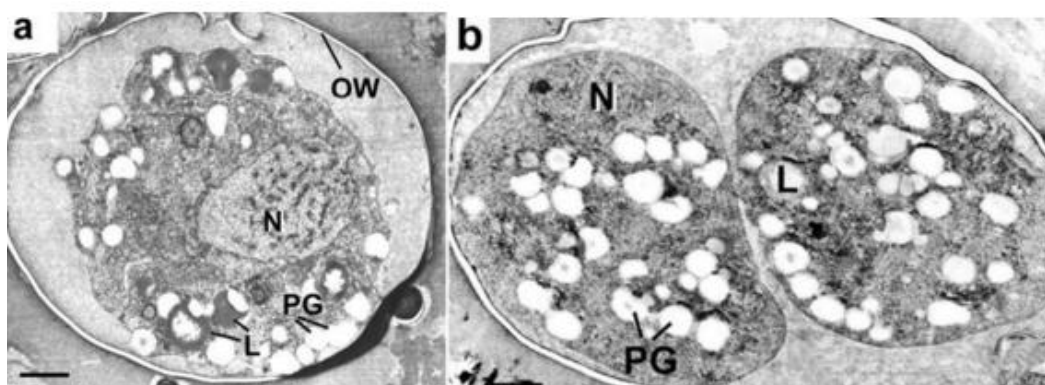


Figura 2. Morfología de los ooquistes de *Toxoplasma gondii*.

Nota. **A)** Sin esporulación **B)** Con esporulación. Obtenido de Freppel et al., (2019)

Un estudio realizado por Arranz et al., (2023) afirma que un grupo de proteínas (Late Embryogenesis Abundant) LEA contribuye a darle una mayor resistencia a los ooquistes de *Toxoplasma gondii* en el ambiente, principalmente en la protección de los esporozoítos dentro de los ooquistes evitando su inactivación frente a la desecación, congelación y alta salinidad. Del mismo modo, se ha reportado que los ooquistes resisten a temperatura extremas como 40

a 45 °C, así como desinfectantes comunes como lejía, etanol e incluso la formalina y métodos físicos como la radiación y presión (**Dumetre et al., 2021; Pinto et al., 2021**).

A nivel genético, diversos estudios han identificado genes responsables de la resistencia ambiental de los ooquistes como los genes que codifican proteínas de la pared (OWP1, OWP2, OWP3) generan una red rica en tirosina que refuerza la estructura. Asimismo, los genes antioxidantes (TgSOD1, TgCAT, TgPRX) neutralizan especies reactivas de oxígeno y ayudan en la formación de pigmentos que aumentan la impermeabilidad y protección frente a la radiación (**Li et al., 2023; Possenti et al., 2010**). Además, las proteínas de choque térmico (HSP70, HSP90) contribuyen a la reparación celular bajo condiciones de estrés, asegurando la viabilidad prolongada del ooquiste (**Li et al., 2023; Possenti et al., 2010; Sousa et al., 2020**).

1.1.3.3 Contaminación en la cadena alimentaria

La contaminación en la cadena alimentaria representa un grave problema de salud pública a nivel mundial. Cada año, cerca de 600 millones de personas enferman por el consumo de alimentos contaminados y alrededor de 420.000 mueren, generando pérdidas económicas de más de 110.000 millones de USD (**Vafae et al., 2024**).

Entre los agentes más relevantes se encuentran los protozoarios patógenos como *Toxoplasma gondii*, *Cryptosporidium* spp., *Entamoeba histolytica*, *Taenia solium* y *Trichinella spiralis* (**Marín et al., 2022; Vafae et al., 2024**). El consumo de carne cruda o mal cocida que contengan quistes tisulares, el contacto con agua contaminada y vegetales mal higienizados constituye la principal vía de transmisión de estos parásitos. En particular, *Toxoplasma gondii*, ya que puede permanecer viable durante largos periodos en agua, suelo y cultivos agrícolas, facilitando su diseminación y persistencia (**Campo et al., 2021**).

Los felinos domésticos y silvestres son los únicos hospedadores definitivos capaces de expulsar ooquistes al medio ambiente. Tras ingerir presas infectadas, los bradizoítos liberados en el intestino del felino se reproducen y generan nuevos ooquistes que son excretados con las heces. Estos ooquistes, altamente resistentes, contaminan el suelo y, mediante el arrastre por lluvias, llegan a canales de riego, afectando hortalizas, frutas y pasto consumidos por humanos y animales, respectivamente (**Attias et al., 2020; Khairullah et al., 2024**).

1.1.3.4 Zoonosis: impacto en la salud humana y animal.

En el ámbito de la salud pública, las personas pueden infectarse al ingerir ooquistes de *Toxoplasma gondii* presentes en vegetales, carne o agua contaminados, lo que puede provocar toxoplasmosis, una enfermedad zoonótica que afecta aproximadamente a un tercio de la población mundial (**Daher et al., 2021**). En personas inmunocompetentes la infección suele ser asintomática o leve; sin embargo, suele ser peligrosa en mujeres embarazadas provocando abortos o malformaciones congénitas y en personas inmunodeprimidas encefalitis o la muerte (**Freppel et al., 2019; Teimouri et al., 2024**). Las formas clínicas más frecuentes incluyen toxoplasmosis adquirida, ocular, congénita y neurológica (**Attias et al., 2020**). En Ecuador, la tasa estimada de toxoplasmosis congénita es de 2,4 casos por cada 10.000 nacidos vivos, de los cuales el 65 % se presentan de forma asintomática (**Velásquez et al., 2020**).

Por otro lado, en el ámbito veterinario, diversos estudios han confirmado la presencia de ADN de *Toxoplasma gondii* en la fauna doméstica y de producción (**Dubey et al., 2020**). En animales de granja como ovejas, cabras y bovinos, la infección puede desencadenar toxoplasmosis clínica, provocando pérdidas reproductivas en abortos, nacimientos muertos, enfermedad sistémica o incluso la muerte, con repercusiones significativas en la salud y productividad animal, en incluso en animales rumiantes pérdidas y disminución en la producción de sus derivados como la leche (**Aguilar & Ortiz, 2021; Minuzzi et al., 2021**).

1.1.3.5 Impacto socioeconómico

La infección por *Toxoplasma gondii* ha logrado generar un alto impacto socioeconómico, debido a los elevados costos tanto en la atención médica, la productividad y la calidad de vida (**Ben & Connolly, 2019; Mareze et al., 2019**). La mayor preocupación es la toxoplasmosis, una enfermedad que afecta tanto a personas como animales con un gasto sanitario alto (**Malki, 2021**).

Esta situación se ve agrandada, debido a que varios estudios revelan que las tasas de infección por *Toxoplasma gondii* son mayormente en poblaciones vulnerables. Según **Ben & Connolly, (2019)** los países con mayor prevalencia se encuentran estrechamente correlacionadas con la pobreza, nivel de saneamiento y la falta de conocimiento y atención

médica. Sin embargo, la carga para la salud es sustancial comparado con la carga económica para los costos hospitalarios y las consecuencias para la salud a largo plazo. En EE. UU., esta carga económica asciende a unos 5700 millones de dólares anuales sin contar con las secuelas a largo plazo (**Ben-Harari & Connolly, 2019; Hoffmann et al., 2025; Mareze et al., 2019**).

Mientras que en la salud veterinaria la infección por *Toxoplasma gondii* puede provocar pérdidas económicas para los agricultores y la industria, particularmente abortos y mortinatos, en ovejas, ganado, cabras cerdos e incluso gallinas. Por ejemplo, en Uruguay la tasa de abortos por toxoplasmosis se estimó entre 1,4 y 4,68 millones de dólares, incluidos el tratamiento veterinario, diagnósticos del laboratorio y la vacunación (**Ahaduzzaman & Hasan, 2022; Malki, 2021; Stelzer et al., 2019**).

1.1.4 Métodos para la detección de *Toxoplasma gondii* en matrices hídricas.

1.1.4.1 Métodos de concentración

La detección para *Toxoplasma gondii* en matrices ambientales, como los canales de riego, constituye verdadero reto, ya que se requiere de métodos diagnósticos de alta sensibilidad y especificidad, elementos clave para garantizar resultados confiables y crear protocolos estandarizados (**Martins et al., 2021**). Ya que estas muestras tienen varias limitaciones, como la necesidad de procesar grandes volúmenes de agua, baja concentración parasitaria, el tamaño reducido del parásito, entre otras (**Campo et al., 2021**).

El principal método para tratar grandes volúmenes de agua es la filtración por membrana, esta consiste en hacer pasar el agua a través de filtros con poros específicos que retienen los ooquistes parasitarios. El método de sedimentación donde las muestras son centrifugadas para concentrar los ooquistes en el pellet, ambos métodos han alcanzado buenos porcentajes de recuperación parasitarias (**Moreno et al., 2018; Shapiro et al., 2019**). Sin embargo, también presenta limitaciones, como la obstrucción de las membranas por sólidos suspendidos, la necesidad de equipos de vacío o presión y la eficiencia del lavado y del tipo de membrana utilizada (**Galvani et al., 2019; Pinto et al., 2022a; Sroka et al., 2017**).

Por otro lado, el método de flotación se basa en el uso de soluciones con alta densidad específica que permiten la elución de ooquistes por su peso y facilitar su ascenso hacia la

superficie para su recolección. Entre las soluciones comúnmente empleadas se encuentran la solución de Sheather y la solución salina saturada, alcanzando altos porcentajes de recuperación entre el 82,4% y 60,3%, respectivamente **(Takano et al., 2024, 2025)**. Otros procedimientos más antiguos como el empleo de sulfato de aluminio y carbonato de calcio, ha logrado alcanzar una recuperación ente 90% y 97%, sin embargo, actualmente ya no se emplean debido a daños en la integridad del ADN parasitario **(Kourenti et al., 2023)**.

Estos procedimientos resultan útiles para la purificación y concentración inicial de ooquistes, pero presenta limitaciones como la variabilidad en la eficiencia de recuperación dependiendo de la densidad del medio y la composición del agua, la posible alteración de la morfología de los ooquistes por algunos reactivos **(Takano et al., 2024)**.

1.1.4.2 Métodos de identificación

Una vez, obtenidos los ooquistes parasitarios se procede a la identificación para ello existen diferentes métodos convencionales, inmunológicas y moleculares, cada una de ellas con sus limitaciones y ventajas.

Los métodos convencionales, como la microscopía, un método sencillo y accesible, pero con diversas limitaciones, como el tiempo prolongado de análisis, la posibilidad de falsos positivos gracias a la similitud morfológica de los ooquistes con otros parásitos, y una baja sensibilidad **(Place et al., 2023)**. Por otra parte, los bioensayos serológicos son técnicas inmunológicas que se basan en la detección de anticuerpos específicos (IgG, IgM, IgA), sin embargo, no son altamente específicos debido a la falta de ruptura del ooquiste e implican un costo elevado **(Dong et al., 2024)**.

Mientras que las técnicas moleculares, como la reacción en cadena de la polimerasa (PCR), es una técnica estandarizada y con respaldo científico basada en la amplificación *in vitro* de fragmentos específicos del ADN del parásito empleando genes diferenciales como el gen B1 para *Toxoplasma gondii*, lo cual reduce los riesgos de contaminación al manejarse en diferentes temperaturas ofreciendo así una sensibilidades entre (69,4 - 100 %), y una especificidad superior al 90,7 % **(Galvani et al., 2019)**.

1.1.5 Contextualización del estudio

1.1.5.1 Canal de riego Latacunga – Salcedo – Ambato

El Canal de riego Latacunga – Salcedo – Ambato (LSA), es una de las infraestructuras hídricas más importantes del Ecuador, al proveer un sistema de regadío fundamental para las provincias de Tungurahua y Cotopaxi, ambas caracterizadas por su alta actividad agropecuaria (Guevara et al., 2024; Sánchez et al., 2020).

Por ejemplo, este canal aporta significativamente al valor agregado bruto nacional, al abastecer cerca del 65 % del mercado agrícola del país y aportando ingresos hasta 80 millones y 91 millones anuales respectivamente (MAG del Ecuador, 2023; Viera, 2024). Con una cobertura aproximada de 6.300 hectáreas y un caudal que varía entre 4.500 y 5.200 L/s, el sistema beneficia a más de 17.000 agricultores, consolidándose como un recurso estratégico para la producción agrícola ecuatoriana (Taco, 2024). Sin embargo, diferentes investigaciones como las de Sánchez et al., (2020) y Zapata et al., (2021) han señalado que el Canal de Riego LSA atraviesa un proceso de deterioro ambiental debido a altos niveles de contaminación física, química y microbiológica, entre ellos la presencia de metales pesados que exceden los valores permitidos por la normativa nacional, representando un riesgo para la salud y el ecosistema.

Tal como sostiene Zapata et al., (2021) menciona que la principal causa de esta problemática es la incorporación continua de agua del río Cutuchi, identificado como “río muerto”, debido a su alta contaminación. A ello se suman las actividades humanas que aportan residuos sólidos, descargas domésticas e industriales, además de escorrentías agrícolas, factores que agravan la calidad del agua y favorecen la proliferación de agentes patógenos como *Toxoplasma gondii*. Pese a los esfuerzos de las Juntas y Consorcios de Riego por reducir el impacto ambiental, aún no se ha logrado establecer un programa integral y sostenido de recuperación y descontaminación del canal (La Hora, 2024).

1.1.5.2 Ubicación Geográfica

El Canal de Riego LSA se localiza entre las provincias de Tungurahua y Cotopaxi, abarcando diversas parroquias a lo largo de su trayecto, entre ellas Izamba. Esta parroquia,

ubicada al norte del cantón Ambato con una altitud entre los 2400 y 2800 msnm, y una de las zonas con mayor actividad agrícola (**Gobierno Autónomo Descentralizado Parroquial Rural de Izamba., 2022**).

En la parroquia de Izamba, el canal LSA constituye una de las fuentes de regadío más importantes para los productores primarios, abasteciendo localidades como el Pisque, Taígua, Yacupamba, San Miguel Arcángel, San Francisco de Quillán Loma, San Vicente de Quillán Loma y Quillán Loma La Playa entre otras (**Gobierno Autónomo Descentralizado Parroquial Rural de Izamba., 2022**), como se muestra en la **Figura 3**.

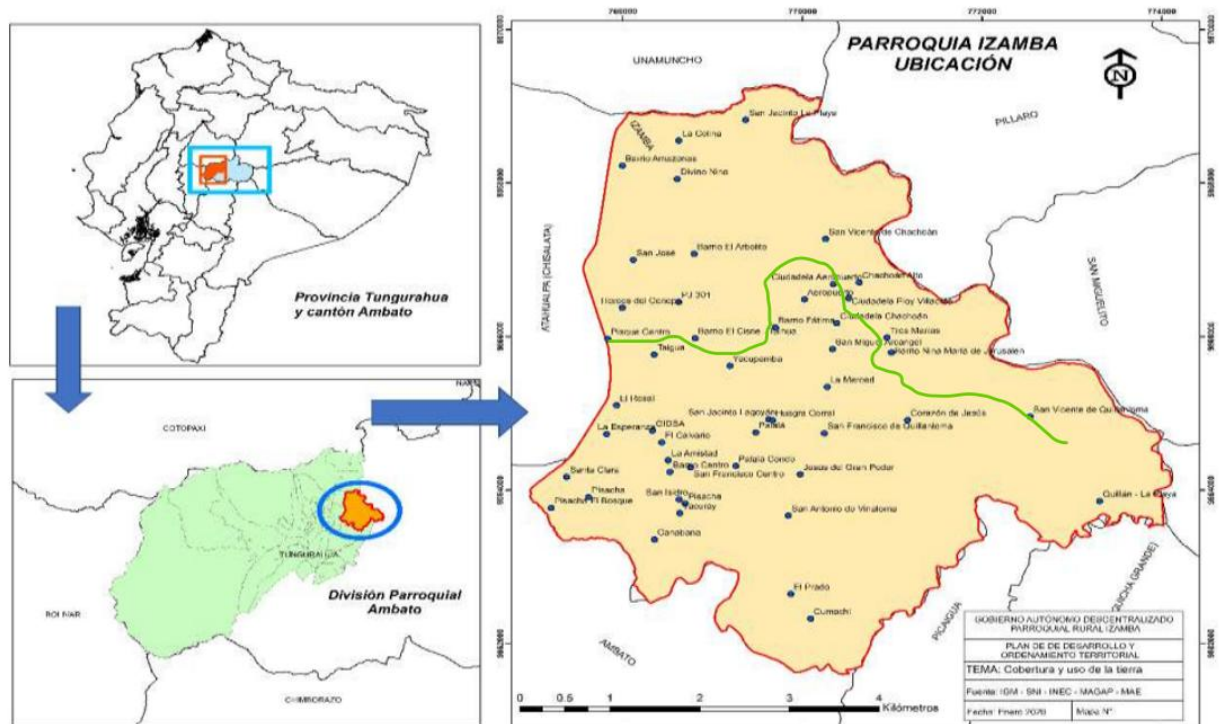


Figura 3. Ubicación Geográfica del Canal de riego LSA, en el Sector Izamba

Nota. La línea color verde marca la ruta por donde pasa el Canal de riego evaluado. Adaptado de **Gobierno Autónomo Descentralizado Parroquial Rural de Izamba., (2022)**

1.1.5.3 Importancia agrícola de la Zona

San Jacinto de Izamba, es una parroquia rural del cantón Ambato con una superficie de 29.39 Km², caracterizada por su alta productividad agrícola, sustentada en suelos fértiles y condiciones climáticas favorables (**Gobierno Autónomo Descentralizado Parroquial Rural de Izamba., 2022**). La zona se destaca por la agricultura intensiva de hortalizas y legumbres como zanahoria (*Daucus carota*), lechuga (*Lactuca sativa*), cebolla (*Allium cepa*), tomate

(*Solanum lycopersicum*) y espinaca (*Spinacia oleracea*), que aportan cerca del 65 % de la producción hortícola para el país, abasteciendo de manera continua a mercados locales y nacionales (INEC, 2025a; MAG del Ecuador, 2023).

1.1.5.4 Población vulnerable frente a la contaminación hídrica

De acuerdo con los datos censales del INEC, Izamba cuenta con aproximadamente 17.477 habitantes y un crecimiento demográfico del 1,82 %. Esta población se encuentra vulnerable, debido a la exposición directa al canal y sus agentes contaminantes, debido al empleo cotidiano del recurso hídrico en actividades domésticas y agropecuarias. (Dateas, 2025; Gobierno Autónomo Descentralizado Parroquial Rural de Izamba., 2022; INEC, 2025b).

Asimismo, la población animal incluyendo bovinos, porcinos, aves de corral y animales de compañía, también se ve afectada por la calidad del agua del canal. Muchos productores utilizan el recurso para el consumo animal, limpieza de corrales o como parte del manejo ganadero, exponiendo al ganado a la contaminación parasitaria (Gobierno Autónomo Descentralizado Parroquial Rural de Izamba., 2022).

En el ámbito agrícola, el uso de agua contaminada puede introducir agentes nocivos en el suelo y en los cultivos, comprometiendo su rendimiento, su inocuidad y su aptitud para el consumo humano. Esto representa una amenaza directa para los pequeños y medianos productores, quienes dependen de la disponibilidad de agua de calidad para mantener la estabilidad económica del sector (Gobierno Autónomo Descentralizado Parroquial Rural de Izamba., 2022).

1.1.5.5 Evidencia de contaminación parasitaria

En Ambato, un estudio realizado por De La Torre et al., (2023) evidenció una elevada carga de parasitosis intestinal en población infantil del cantón. De los 153 niños evaluados, 118 presentaron al menos una especie parasitaria, lo que representa una prevalencia del 77,1%, mientras que solo el 22,9% se encontraba libre de infección. Entre los parásitos identificados, el 81% correspondió a especies patógenas y el restante a comensales, reflejando un escenario preocupante de riesgo sanitario.

De forma complementaria, otro estudio desarrollado por estudiantes de la Universidad Técnica de Ambato, pertenecientes a la Facultad de Ciencias de la Salud, analizó 243 muestras fecales y sanguíneas de habitantes de las parroquias de Izamba, Atahualpa, Unamuncho y Cunchibamba, zonas con mayor exposición al Canal de Riego Latacunga–Salcedo–Ambato (LSA). Los resultados revelaron una incidencia del 69,59% de parasitosis, con un predominio de especies patógenas, lo que sugiere la presencia sostenida de factores ambientales y sociales que favorecen la transmisión (Mora, 2023) .

Al mismo tiempo, **González et al. (2020)** sostiene en su artículo “Dispersión hídrica de enteroparásitos en una zona agropecuaria de gran altitud, en los Andes ecuatorianos”, se constató la presencia de enteroparásitos en aguas de riego en zonas agrícolas de altura, lo cual demuestra que el agua de riego es vehículo de transmisión de parásitos.

1.1.5.6 Proyecciones a futuro de la investigación

En las últimas décadas, las investigaciones parasitológicas han fortalecido el conocimiento científico y sanitario. Por ejemplo, en Latinoamérica en los últimos 25 años, se han implementado técnicas moleculares como la PCR para mejorar e innovar técnicas para la detección y diagnóstico de parásitos (Falcone et al., 2024; San-Blas et al., 2019). Gracias a estos avances, ha sido identificar numerosas especies de helmintos y protozoos responsables de enfermedades zoonóticas, lo que ha contribuido a la vigilancia sanitaria y epidemiológica, prevención y control de enfermedades.

Por otro lado, el estudio de parásitos en canales de riego resulta fundamental debido a su implicación directa en la transmisión de enfermedades y en la seguridad alimentaria. De hecho, diversos autores como (Ashoush et al., 2024; Moreno et al., 2018) han reportado la presencia de protozoos patógenos como *Cryptosporidium*, *Giardia* y *Toxoplasma gondii* en sistemas de riego.

Por consiguiente, este estudio aporta información clave para identificar fuentes de contaminación parasitaria. Desde el ámbito biotecnológico, existe la oportunidad de profundizar en la genética y proteómica de *Toxoplasma gondii*, lo que permitirá identificar genes asociados con su patogenicidad y resistencia, abriendo nuevas posibilidades terapéuticas y de control. Además, el uso de herramientas moleculares avanzadas como PCR o

secuenciación genómica que permitirá mejorar la identificación de especies y genotipos, y la comprensión de su dinámica ecológica (Moreno et al., 2018; Moreno et al., 2022).

1.2 Objetivos

1.2.1 Objetivo general

Analizar la contaminación por el parásito *Toxoplasma gondii* en el Canal de Riego Latacunga–Salcedo–Ambato, en el sector Izamba.

1.2.2 Objetivos Específicos

- Detectar la presencia de ooquistes de *Toxoplasma gondii* en aguas superficiales mediante el análisis de muestras recolectadas del Canal de Riego Latacunga–Salcedo–Ambato, en el sector Izamba.
- Identificar molecularmente la presencia de *Toxoplasma gondii* en las muestras recolectadas mediante la técnica de PCR convencional.

CAPÍTULO II.- METODOLOGÍA

2.1 Materiales

El presente trabajo de titulación fue de tipo experimental, se llevó a cabo en los Laboratorios de la UODIDE de la Universidad Técnica de Ambato. Con el objetivo de evidenciar contaminación por *Toxoplasma gondii* en el Canal de riego LSA, empleando técnicas convencionales como Microscopía y técnicas moleculares como Cadena de Reacción de Polimerasa (PCR). Para lo cual se emplearon los siguientes materiales, reactivos y equipos como se en listan en la **Tabla 2**.

Tabla 2.

Reactivos, materiales y equipos

Categoría		Cantidades
Reactivos	Solución salina fosfatada	500 mL
	Solución de sacarosa de Sheather	1L
	Tween 80 al 0,01- 0,05%	10 mL
	Formaldehido 40%	100 mL
	Tampón Tris- EDTA	45 µL
	Dream Taq Green PCR Master Mix (2X)	100 µL
	Agua ultrapura	1 L
	Agua destilada	3L
	Kit de extracción GeneJet Genomic DNA Purification (Thermo Fisher, Lituania)	1 Kit
	Primer F (5' GGA ACT GCA TCC GTT CAT GAG 3')	1 µL
	Primer R (5' TCT TTA AAG CGT TCG TGG TC 3')	1 µL
	Gel de Agarose 1.8%	1.8 g
Material	Puntas de micropipetas (100 -1000 µl)	60
	Puntas de micropipetas (10 µl)	60
Fungible	Tubos de PCR	40
	Filtros de membranas nylon 0,22 µm	70

	Papel filtro de porosidad 9 cm	70
	Matraz Erlenmeyer	1
	Embudo buchner	1
	Tubos Falcon (15mL)	35
	Portaobjetos	35
	Cubreobjetos	35
Equipos	Refrigerador	1
	Congelador	1
	Micropipeta 100 -1000 μ l	1
	Micropipeta 10 μ l	1
	Autoclave	1
	Cabina de Bioseguridad tipo II	1
	Vórtex	1
	Centrífuga	1
	Cámara de electroforesis	1
	Fotodocumentador	1
	Microscópico óptico	1
	Fuente de poder	1
	Balanza analítica	1
	Potenciómetro	1
	Espectrofotómetro	1
	Conductímetro	1
	Termómetro de campo	1
	Termociclador	1
	Incubadora	1

2.2 Métodos

2.2.1 Recolección y transporte de las muestras.

Se seleccionó siete puntos de muestreo a lo largo del Canal de riego LSA, exclusivamente el tramo que atraviesa el sector Izamba, siguiendo los criterios establecidos por

la NTE INEN-ISO 5667 como se muestran en el **Anexo 1**. En cada punto se recolectaron 5 réplicas independiente con 5 litros cada una en recipientes estériles, debidamente etiquetadas y transportadas a una temperatura de 4 °C hasta el laboratorio de la Universidad Técnica de Ambato (UODIDE). Todas las muestras fueron tomadas el mismo día conforme a los lineamientos establecidos en las normas INEN NTE 2176:2013, aplicables al muestreo de aguas superficiales de riego. También se realizó una breve descripción en cada punto como se muestra en el **Anexo 2**.

2.2.2 Determinación de parámetros fisicoquímicos del agua

Se determinaron los parámetros fisicoquímicos del agua, comenzando con la medición *in situ* de la temperatura mediante un termómetro digital con sensor sumergible. El pH, conductividad eléctrica fue medida con un conductímetro y potenciómetro, respectivamente. Finalmente, la turbidez fue evaluada mediante un espectrofotómetro. Estos análisis fisicoquímicos se ejecutaron siguiendo los métodos descritos en el manual APHA “Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater” (Rice et al., 2012).

2.2.3 Filtración de muestras de agua

Las muestras de agua recolectadas fueron sometidas a un pretratamiento mediante filtración utilizando gases estériles y luego papel filtro, siguiendo el protocolo descrito por **Campo et al., (2021)** con el objetivo de eliminar partículas de gran tamaño y materia orgánica en suspensión. Posteriormente, se procedió a una filtración fina utilizando membranas de nylon de 0,22 µm mediante un sistema de filtración compuesto por una bomba de vacío, un embudo de filtración, un matraz Erlenmeyer como recolector y un soporte para membranas. La filtración se realizó dividiendo cada muestra en dos volúmenes iguales para asegurar una distribución homogénea y evitar saturación en el sistema de filtrado. Las membranas con la retención de ooquistes fueron transferidas a tubos Falcon de 15 mL, conservándolas a – 4°C.

2.2.4 Concentración de ooquistes

Siguiendo el protocolo adaptado de **Martins et al., (2021)**. Los filtros fueron lavados 10 mL de una solución tampón PBS (solución salina fosfatada) suplementada con 0,01 % de Tween 80, un agente tensioactivo que favorecen la liberación de partículas adheridas. Luego, los tubos se colocaron en un agitador orbital durante 30 minutos para maximizar la disgregación los ooquistes retenidos en los filtros. Tras este proceso, los filtros fueron cuidadosamente retirados y la solución resultante fue sometida a centrifugación a 4500 rpm durante 10 minutos para concentrar los ooquistes. El sedimento obtenido fue suspendido en 1 mL de agua destilada estéril y se centrifugarán nuevamente para purificar el pellet y luego ser resuspendido en 500 uL de solución tampón Tris-EDTA y luego fue almacenado bajo congelación en tubos Eppendorf de 1,5 mL.

2.2.5 Observación microscópica

Para la observación microscópica se siguieron las recomendaciones dadas por **Samarrai et al., (2022)** con ciertas adaptaciones. Donde se prepararon láminas con 10 uL de muestra, más 10 uL de Lugol en un portaobjetos, y con ayuda de una micropipeta se mezcló suavemente hasta lograr una buena homogenización. Luego, se cubrirá la muestra con un cubreobjeto, evitando la formación de burbujas para su observación al microscopio óptico. Y finalmente, se buscó ooquistes de *Toxoplasma gondii*, basándose en sus características morfológicas según lo descrito por **Freppel et al., (2019)**.

2.2.6 Ruptura de los ooquistes de *Toxoplasma gondii*.

Para la ruptura del ooquiste de *Toxoplasma gondii*, se empleó una combinación de métodos para la adecuada ruptura de los ooquistes, uno de los métodos de lisis fue por choque térmico descrito por **Rico et al., (2023)** con adaptaciones. Este procedimiento consiste en realizar ciclos repetidos de congelación y descongelación, los cuales debilitan la pared del ooquiste. Donde las muestras fueron congeladas a – 80 °C hielo seco con alcohol isopropílico al 95% y descongeladas de forma inmediata a 50 °C en un baño maría. Realizando quince

ciclos consecutivos, con un tiempo estimado de 5 minutos. Seguidamente se procedió a una ruptura mecánica y digestiva combinada en una incubadora, usando perlas de sílice estériles (0,1 mm de diámetro) con enzimas proteasas K y con movimiento torbellino usando un vórtex continuo cada 30 minutos por 4 horas.

2.2.7 Extracción de ADN de *Toxoplasma gondii*.

La extracción del ADN genómico se realizó empleando un kit comercial GeneJet Genomic DNA Purification Kit (Thermo Fisher, Lituania), conforme a las instrucciones del fabricante. El ADN extraído fue suspendido en 30 μ L de tampón Tris-EDTA (10 mM Tris, 1 mM EDTA; pH 7,2) y almacenado a -20 °C.

2.2.8 Cuantificación del ADN extraído

La cuantificación del ADN extraído se midió mediante espectrofotometría utilizando un NanoDrop (Thermo Scientific, NANODROP 2000), tomando en cuenta las consideraciones descritas por **BANCOADN, (2023)** donde se aplicó un volumen de 2 μ L del ADN purificado en el pedestal del equipo para obtener lecturas de absorbancia a 260 nm y 280 nm, permitiendo así determinar tanto la concentración del ADN (ng/ μ L) como su pureza (relación A260/A280).

2.2.9 Amplificación del ADN por PCR convencional.

Se emplearon primers específicos dirigidos a un fragmento de 194 pb del gen B1, utilizando el par de cebadores F (5'-GGA ACT GCA TCC GTT CAT GAG-3') y R (5'-TCT TTA AAG CGT TCG TGG TC-3'), según lo descrito por **Kedokteran et al., (2023)**. Estos cebadores liofilizados fueron obtenidos de Invitrogen y luego fueron reconstituidos con agua ultrapura libre de nucleasas hasta alcanzar una concentración de 100 μ M como solución stock, a partir de la cual se prepararon alícuotas de trabajo a 10 μ M.

La reacción de PCR se realizó en un volumen final de 15 µL, conteniendo: 7,5 µL de buffer Master Mix de PCR 2X (que incluye Taq polimerasa, dNTPs y MgCl₂), 0,75 µL de cada cebador (10 µM), 3,6 µL de ADN molde y agua ultrapura hasta completar el volumen final.

La amplificación se llevó a cabo en un termociclador (LABNET, MULTIGENE OPTIMAX) programado con las siguientes condiciones térmicas, desnaturalización inicial a 95 °C durante 5 minutos; seguida de 40 ciclos de desnaturalización a 95 °C por 30 segundos, alineamiento de cebadores (annealing) a 55 °C durante 30 segundos y extensión a 72 °C durante 1 minuto. Finalmente, se realizó una extensión final a 72 °C durante 10 minutos, según lo descrito por **Sheng et al., (2023)**. Y luego fueron almacenado a 4 °C y los productos amplificados fueron separados mediante electroforesis en gel de agarosa al 1 %, con el fin identificar la presencia de *Toxoplasma gondii*. En cada conjunto de reacciones se incluyó un control negativo (agua ultrapura en lugar de ADN) y un control positivo (ADN extraído de taquizoítos de *Toxoplasma gondii* tipo I), proporcionado por el Dr. Mario Del Rosario.

2.2.10 Identificación de *Toxoplasma gondii* por Electroforesis.

Se visualizó el producto amplificado por la PCR en el gel de agarosa al 1% preparado con tampón TBE 1X (Tris-Borato-EDTA) y teñido con Solución SYBR Safe (2µL). Se cargaron 10 µL de cada producto de PCR en los pocillos del gel. Paralelamente, se incluyó un marcador de peso molecular de 1kb (Thermo Scientific, EE. UU.) para verificar el tamaño del fragmento amplificado. La electroforesis se desarrolló a 110 V durante 50 minutos, tras lo cual los geles fueron visualizados y documentados utilizando un fotodocumentador con sistema de captura digital (BIO-RAD, UNIVERSAL HOOD III). La visualización de la banda de aproximadamente 194 pares de bases (pb) en el gel de agarosa indicando que la muestra estaba contaminada por *Toxoplasma gondii*. Mientras que negativa si existe la ausencia de banda o la presencia de bandas de diferente tamaño según lo descrito por **Kedokteran et al., (2023)**.

2.2.11 Análisis estadístico.

Para el procesamiento de los datos se utilizaron los programas Minitab y Microsoft Excel. Para verificar si existían diferencias en la contaminación por ooquistes detectados por microscopía entre los puntos de muestreo, se aplicó la prueba chi-cuadrado, considerando la **Ecuación 1** y un nivel de confianza del 95 %. Este tipo de análisis ha sido utilizado y respaldado en investigaciones epidemiológicas sobre contaminación parasitaria (**Ashoush et al., 2024**).

$$\chi^2 = \sum \frac{(O - E)^2}{E}$$

Ecuación 1. *Fórmula del Chi- Cuadrado*

Por otro lado, otros autores como **Ashoush et al., (2024)** y **Santos et al., (2024)** emplearon un Modelo Regresión Binomial Negativa de Poisson, para analizar si los parámetros fisicoquímicos presentaban algún tipo de asociación o correlación con la presencia de ooquistes, codificada como variable binaria, donde 0 correspondió a ausencia y 1 a la detección de al menos un ooquiste, descrito en la **Ecuación 2**.

$$f(Y/y_i) = P(Y = y_i) = \frac{e^{-\lambda_i} \lambda_i^{y_i}}{y_i!}, y_i$$

Ecuación 2. *Fórmula del Modelo de Regresión de Poisson*

Finalmente, el porcentaje de prevalencia muestral se determinó mediante la **Ecuación 3**, permitiendo estimar la proporción de muestras contaminadas con *Toxoplasma gondii* en el canal de riego CRLSA, ubicado en el sector Izamba.

$$\text{Prevalencia (\%)} = \frac{\text{Número de muestras positivas de un punto}}{\text{Total de muestras analizadas en ese punto}} * 100$$

Ecuación 3. *Porcentaje de prevalencia*

CAPÍTULO III.- RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1 Análisis y discusión de resultados

La presente investigación buscó evidenciar la contaminación por el parásito de *Toxoplasma gondii* en el canal de riego LSA. Tras la caracterización morfológica por microscopía, análisis de la calidad de agua y la posterior confirmación molecular por PCR. A partir, de estos resultados, se identificaron los puntos con mayor exposición a este parásito y su asociación con la calidad del agua de riego. En este estudio se analizaron un total de 35 muestras independiente, todas provenientes de aguas superficiales de siete puntos estratégicos a lo largo del canal de riego LSA que atraviesa el sector Izamba.

3.1.1 Resultados de los análisis microscópicos

Los resultados mostraron que 16 de las 35 muestras analizadas (45,73%) fueron positivas mediante microscopia directa con Lugol, mostrando entre uno a siete ooquistes con morfología compatible con *Toxoplasma gondii*. En total, dentro de estas muestras positivas se encontraron 24 ooquistes. Considerando que las 35 muestras fueron procesadas por cuatriplicado alcanzando un total de 140 muestras analizadas por microscopía como se resumen en la **Tabla 3**. Todas las estructuras registradas cumplieron con los criterios morfológicos de inclusión establecidos por **Dumetre et al., (2021); Freppel et al., (2019); Pinto et al., (2021)**, los cuales se basan en el contenido granular, ausencia de movilidad, forma, pared y el tamaño, como se muestran en la **Figura 4**.

Asimismo, se evidenció una contaminación parasitaria mixta con otras especies distintas de *Toxoplasma gondii*, registrándose aproximadamente 56 parásitos de las 140 observaciones microscópicas (**Tabla 3**). Entre estas se identificaron parásitos patógenos como, ooquistes de *Entamoeba* spp; ooquistes de *Giardia*; *Ascaris lumbricoides*; ooquistes de *Toxocara*; *Hymenolepis* spp; huevos de *Taenia* spp; *Strongyloides stercoralis*; Larva de Nematodo; Blastocystis; Trofozoito *Trischomona hominis* y *Enterobius vermicularis*, considerando los criterios morfológicos descritos por **Escobar et al., (2025)**, como se muestra en el **Anexo 10**.

Tabla 3.

Resultados del análisis microscópico

		<i>Ooquistes de Toxoplasma gondii</i>						<i>Otros parásitos</i>				
ID	Código	R1	R2	R3	R4	Total	Figura 4	R1	R2	R3	R4	Total
PT_1	P1M001	-	-	-	-	0	-	+	-	+	+	3
	P1M002	-	-	-	-	0	-	+	+	+	+	4
	P1M003	-	-	-	-	0	-	-	-	+	-	1
	P1M004	-	-	-	-	0	-	-	+	-	-	1
	P1M005	-	-	-	-	0	-	-	-	-	-	0
PT_2	P2M001	-	-	-	-	0	-	+	+	-	+	3
	P2M002	-	-	-	-	0	-	-	-	-	-	0
	P2M003	+	-	-	-	1	A	-	+	+	-	2
	P2M004	-	-	-	-	0	-	-	-	-	+	1
	P2M005	-	-	-	-	0	-	+	-	-	-	1
PT_3	P3M001	-	-	-	-	0	-	+	-	-	-	1
	P3M002	+	-	-	-	1	B	-	-	+	-	1
	P3M003	-	-	-	-	0	-	-	-	-	-	0
	P3M004	-	-	+	-	1	C	-	+	-	+	2
	P3M005	-	-	-	-	0	-	+	-	-	-	1
PT_4	P4M001	-	-	-	+	1	D	+	+	+	+	4
	P4M002	+	-	+	-	2	E, F	+	-	+	-	2
	P4M003	+	-	-	-	1	G	-	-	-	+	1
	P4M004	-	+	+	-	2	H, I	+	+	-	-	2
	P4M005	-	+	-	-	1	J	-	-	-	+	1
PT_5	P5M001	+	-	-	-	1	K	+	-	+	-	2
	P5M002	-	-	+	+	3	L, M, N	-	+	+	-	2
	P5M003	-	-	-	-	0	-	-	+	-	+	2
	P5M004	-	+	-	-	1	Ñ	+	-	-	-	1
	P5M005	-	-	-	-	0	-	-	+	-	+	2
PT_6	P6M001	-	-	-	-	0	-	-	-	-	-	0
	P6M002	-	-	-	-	0	-	-	-	-	+	1
	P6M003	+	+	-	-	2	O, P	+	+	-	-	2
	P6M004	-	+	-	-	1	Q	-	-	+	+	2
	P6M005	-	-	-	-	0	-	-	+	-	+	2
PT_7	P7M001	+	-	-	-	1	R	+	-	+	+	3
	P7M002	-	+	+	-	2	S, T	+	-	-	-	1
	P7M003	-	-	-	-	0	-	-	+	+	-	2
	P7M004	+	+	+	-	3	U, V, W	-	+	-	+	2
	P7M005	-	-	-	-	0	-	-	-	-	+	1
Total		35 (100%)		16 (45,73%)		24		33 (94,29%)				56

Nota. Muestras positivas (+): Presentan presencia parasitaria. Muestras negativas (-): no presentan presencia parasitaria.

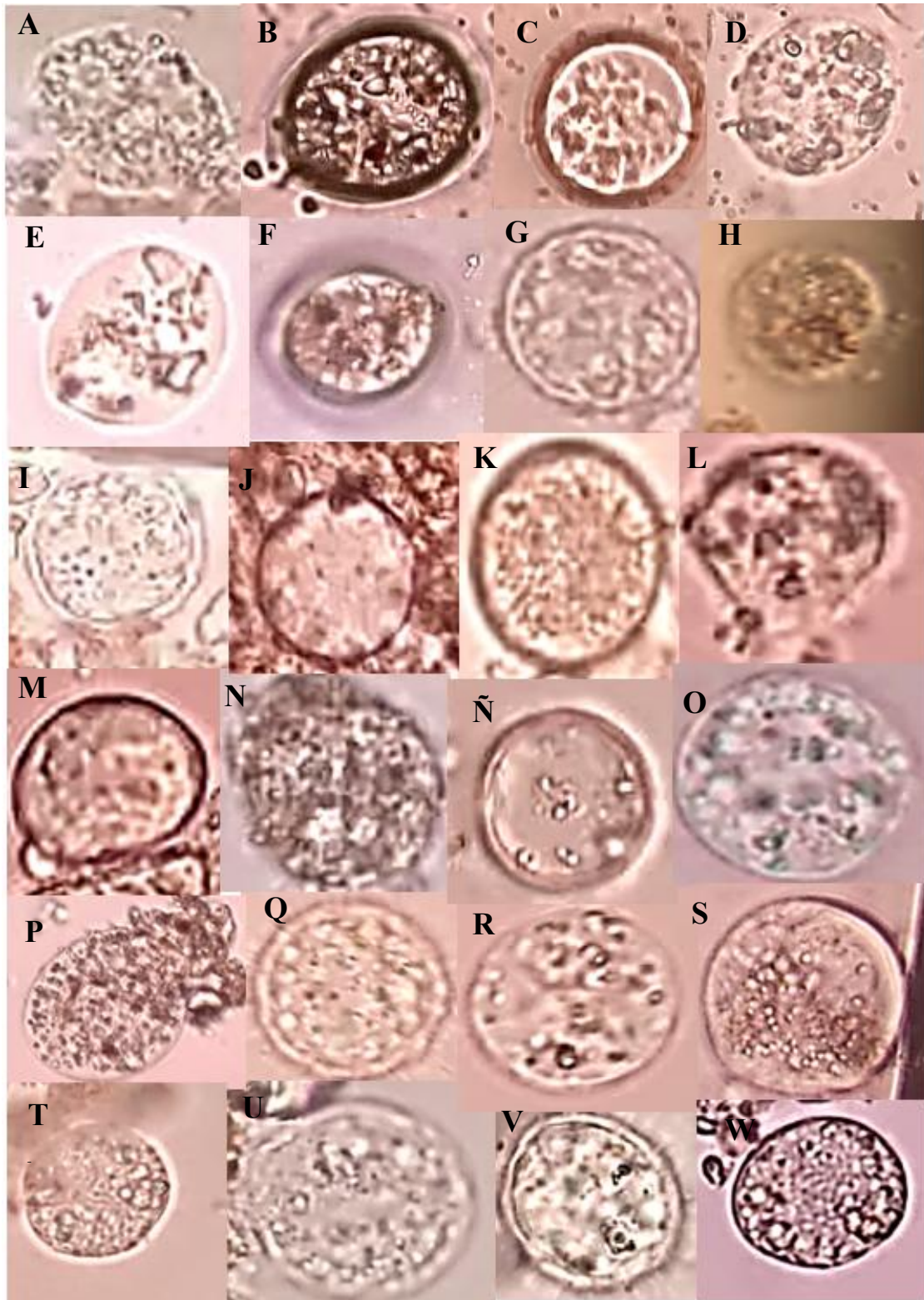


Figura 4. Microscopia de los ooquistes de *Toxoplasma gondii*

Nota. La figura muestra fotografías de ooquistes de *Toxoplasma gondii* a 40X teñidos con Lugol. A) Muestra P2M003; B) P3M002; C) P3M004; D) P4M001; E) P4M002; F) P4M002; G) P4M003; H) P4M004; I) P4M004; J) P4M005; K) P5M001; L) P5M002; M) P5M002; N)

P5M002; Ñ) P6M004; O) P6M003; P) P6M003; Q) P5M004; R) P7M001; S) P7M002; T) P7M002; U) P7M004; V) P7M004; W) P7M004.

3.1.2 Análisis de los resultados microscópicos

3.1.2.1 Contaminación parasitaria

Los resultados microscópicos mostraron un 45,73 % de contaminación por *Toxoplasma gondii* (16/35). Este valor representa un nivel de contaminación que supera lo reportado por **Inas et al., (2025)**, quienes encontraron un 33,33 % de positividad por microscopía en aguas de riego para fincas del distrito de Sidoarjo mediante técnicas de flotación y microfiltración. La diferencia podría atribuirse a factores ambientales, variabilidad en la fuente hídrica, especialmente en Ambato donde las condiciones climáticas andinas se caracterizan por temperaturas moderadas y una alta humedad relativa (**Shapiro et al., 2019**).

Hasta la fecha, la literatura científica muestra pocos estudios que evalúen la presencia de *Toxoplasma gondii* únicamente mediante microscopía, debido a que este método presenta un alto riesgo de falsos positivos por la similitud morfológica de los ooquistes con otros protozoos. Por ello, diversos autores coinciden en que para una identificación fiable requiere la combinación de métodos convencionales con herramientas moleculares, como PCR o qPCR (**Ureña et al., 2022**).

Por otra parte, en la **Tabla 3** también se analizó la presencia de otros parásitos patógenos, alcanzando un porcentaje de contaminación de 94,29% (33/35), una cifra altamente alarmante en comparación con otras investigaciones previas. Por ejemplo, **Santos et al., (2024)** reportaron valores superiores al 68 % de contaminación parasitaria en aguas de riego utilizando microscopía convencional; mientras que **Ashoush et al., (2024)** relataron un 100 % de positividad en canales de riego tras aplicar métodos de concentración y observación directa. De manera similar, en Ecuador, **González et al., (2020)** registraron un 100 % de muestras positivas en canales de riego de zonas agropecuarias, donde el 70,56 % correspondió a protozoarios, utilizando la sedimentación espontánea y tinción Ziehl-Neelsen.

3.1.2.2 Variabilidad Morfológica

Actualmente, el análisis microscópico sigue siendo uno de los métodos referenciales para el diagnóstico preventivo inicial, especialmente en la detección de parásitos protozoarios (Di Pietra et al., 2025). De acuerdo con Arranz et al., (2023); Freppel et al., (2019) y Pinto et al., (2021) indican que los ooquistes de *Toxoplasma gondii* deben tener dimensiones entre 10 y 12 μm , son de forma esférica o subesférica con pared doble y dependiendo del grado de madurez, pueden presentar un esporonte granular en formas no esporuladas o dos esporocistos en formas esporuladas.

En la **Figura 4**, las fotografías **C, E, G, I, K, Ñ, O, R, S y V** mostraron estructuras más compatibles con *Toxoplasma gondii*, con medidas entre 10,8–12,3 μm de largo y 9,8–10,7 μm de ancho, valores que coinciden con estándares del CDC y valores reportados por **Dhakar et al., (2025)**. Estas estructuras presentaron forma redondeada u ovalada y un interior granular heterogéneo característico del parásito muy similar a lo reportado por **Escobar et al., (2025); Freppel et al., (2019) y Inas et al., (2025)**.

En contraste, las estructuras **A, D, L y U** mostraron paredes incompletas o poco definidas, lo que podría asociarse con alteraciones físicas debidas a la exposición solar, el calor y almacenamiento durante la recolección y transporte de las muestras (**Arranz et al., 2023; Pinto et al., 2021**). Según **Dubey et al. (2020)**, estos factores ambientales pueden degradar la pared del ooquiste y afectar su integridad, ya que se encuentran estrechamente relacionadas con las propiedades fisicoquímicas de su pared.

Mientras que en las fotografías **B, F, H, J, L, M, N, P y W** se evidenciaron variaciones en el grosor y definición de la pared, lo que sugiere diferentes etapas de maduración según lo que menciona **Dumetre et al., (2021) y Pinto et al., (2021)**. Porque los ooquistes recién eliminados por el hospedador carecen de esporulación y contienen una masa citoplasmática uniforme, mientras que los ooquistes maduros exhiben dos esporocistos internos, este proceso de maduración, que requiere entre 48 y 72 horas en condiciones ambientales adecuadas, esto explicaría las variaciones estructurales observadas en las muestras (**Khairullah et al., 2024**).

Además, según **Leutenegger et al., (2023)** la microscopía se limita a la observación morfológica donde se requiere una habilidad visual del analista. A esto se suma, los diferentes estadios parasitarios y la similitud morfológica que comparten *Toxoplasma gondii* con otros parásitos como *Hammondia hammondi*, *Neospora caninum*, *Eimeria* e *Isospora*, lo que puede

dificultar su identificación precisa por microscopía óptica **Dumetre et al., (2021)** y **Pinto et al., (2021)**.

3.1.2.3 Frecuencia de contaminación por punto de muestreo.

Tabla 4.

Frecuencia de contaminación por punto de muestreo.

		Positivo	Negativo	Total	Análisis estadístico
Puntos	Localidades	No; (%)	No; (%)	No; (%)	
PT_1	Pisque	0;(0%)	20;(100%)	20;(100%)	
PT_2	Taígua	1;(5%)	19;(95%)	20;(100%)	
PT_3	Tacupamba	2;(10%)	18;(90%)	20;(100%)	
PT_4	San Miguel Arcángel	7;(35%)	13;(65%)	20;(100%)	
PT_5	San Francisco de Quillanloma	5;(25%)	15;(75%)	20;(100%)	$X^2 = 14,6839$ $P = 0,02286293$
PT_6	San Vicente de Quillanloma	3;(15%)	17;(85%)	20;(100%)	
PT_7	Quillanloma La Playa	6;(30%)	14;(70%)	20;(100%)	
Total		24 (17,14%)	116 (82,86%)	140 (100%)	

Nota. X^2 = Chi- Cuadrado; Significativo ($P > 0,05$)

En la **Tabla 4**, se presenta la frecuencia de contaminación por *Toxoplasma gondii* por punto de muestreo. En total se analizaron 140 muestras de las cuales 24 resultaron positivas con (17,14%) y 116 negativas con (82,86%). Donde las mayores concentraciones de contaminación fueron en los puntos 4, 5 y 7, correspondientes a 7 ooquistes (35%), 5 ooquistes (25%) y 6 ooquistes (30%), respectivamente.

En comparación con otros estudios el porcentaje total de positividad 17,14%, se encuentra dentro del rango establecido en los contextos rurales y semirurales donde existen

fuentes de contaminación análogas como las investigaciones hechas por **Inas et al., (2025)**; **Pinto et al., (2022)**; **Santos et al., (2024)** reportaron tasas de positividad de 33,33%, 9,1% y 23,3%, respectivamente.

Con respecto a los resultados del análisis estadístico de la prueba de Chi - Cuadrado evidenciaron que existe una diferencia estadísticamente significativa en la proporción de muestras positivas entre los distintos puntos de muestreo. Donde el valor calculado de $X^2=14,6839$ con 6 grados de libertad ($df = 6$), se obtuvo un valor $P = 0,023$, claramente inferior al umbral crítico de $\alpha = 0,05$. Esto confirma que la contaminación por *Toxoplasma gondii*, no es uniforme en el sistema de riego y se ve alterado por algún factor externo como factores ambientales o antropogénicos responsables de esta variabilidad.

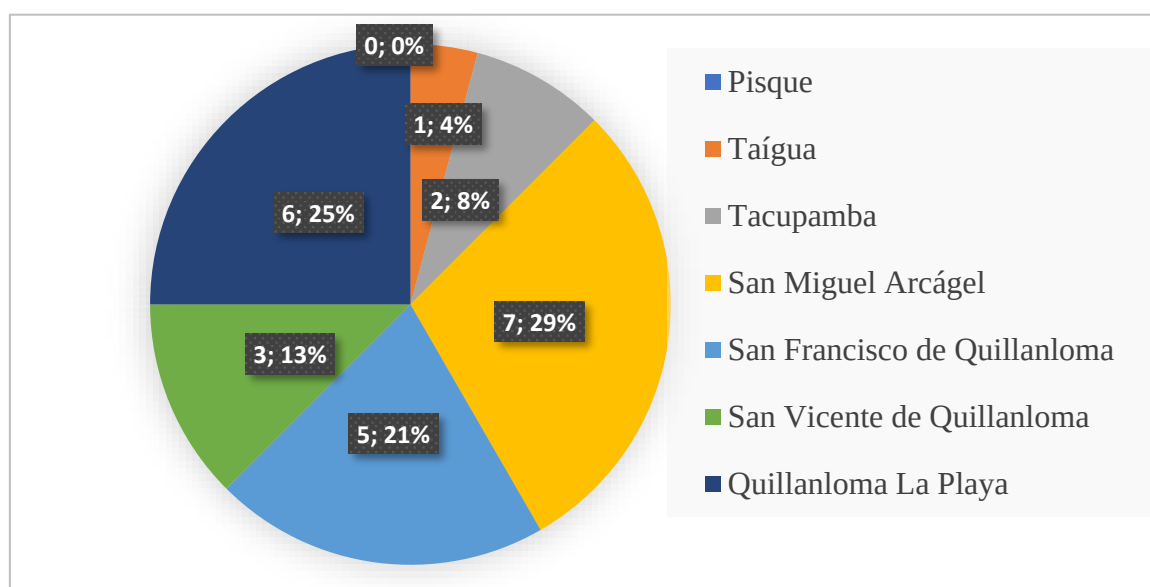


Figura 5. Frecuencia y número de ooquistes de *Toxoplasma gondii* por punto de muestreo.
Nota. Números: # de ooquistes encontrados; porcentaje: % de contaminación.

En la **Figura 5**, se presenta la distribución porcentual de los 24 ooquistes de *Toxoplasma gondii* encontrados en los diferentes puntos de muestreo. Los resultados muestran que las localidades con mayor exposición al parásito fueron San Miguel Arcángel con el 29 %, seguida de San Francisco de Quillanloma con el 21 % y Quillanloma La Playa con el 25 %. Estas tres zonas concentran más del 70 % del total de ooquistes observados, evidenciando una alta carga parasitaria. En contraste, los puntos ubicados en Tacupamba y San Vicente de Quillanloma presentaron frecuencias menores, mientras que Taígua mostró un registro muy bajo (4 %) y Pisque no presentó ooquistes detectables.

De acuerdo con **Santos et al., (2024)** la variación en la distribución porcentual de ooquistes puede explicarse principalmente por las diferencias en la calidad del agua, ya que factores como el oxígeno disuelto, el pH y la conductividad, pueden afectar la supervivencia y persistencia de los parásitos y más si entra en contacto con agua residuales o la escorrentía agrícola. En este sentido, el canal de riego LSA, recibe grandes descargas de agua provenientes del río Cutuchi conocido como el “río muerto” del Ecuador, debido a la elevada contaminación microbiológica y fisicoquímica reportada por (**Zapata et al., 2021**). Esta condición podría contribuir al aumento de la carga parasitaria en el sistema de regadío.

Por otra parte, **Benitez et al., (2023)** señalan que la distribución espacial de parásitos acuáticos también puede ser influenciada por la presencia de plantas acuáticas como algas o lentejuelas del agua que favorecen a la acumulación de materia orgánica y sedimentos. En este estudio en los puntos 4, 5 y 7 se observó un abundante crecimiento de algas, seguida de una gran contaminación antropogénica como se muestran en los **Anexos 6, 7 y 9**. Estos elementos actúan como sustratos donde el ooquiste puede adherirse y mantenerse protegido, afectando la distribución homogénea del parásito en los diferentes puntos de muestreo

3.1.3 Resultados de la calidad de agua

Los parámetros fisicoquímicos de las muestras de agua recolectadas se resumen en el **Anexo 11**. Los valores de pH en el canal estudiado oscilaron entre 7,32 y 7,81. La temperatura varió entre 10 °C y 15 °C. La conductividad eléctrica osciló entre 635,4 y 904,4 $\mu\text{S}/\text{cm}$. Los valores de turbidez fueron normales entre 9,2 y 18,82 NTU, como se muestra gráficamente en la **figura 6**.

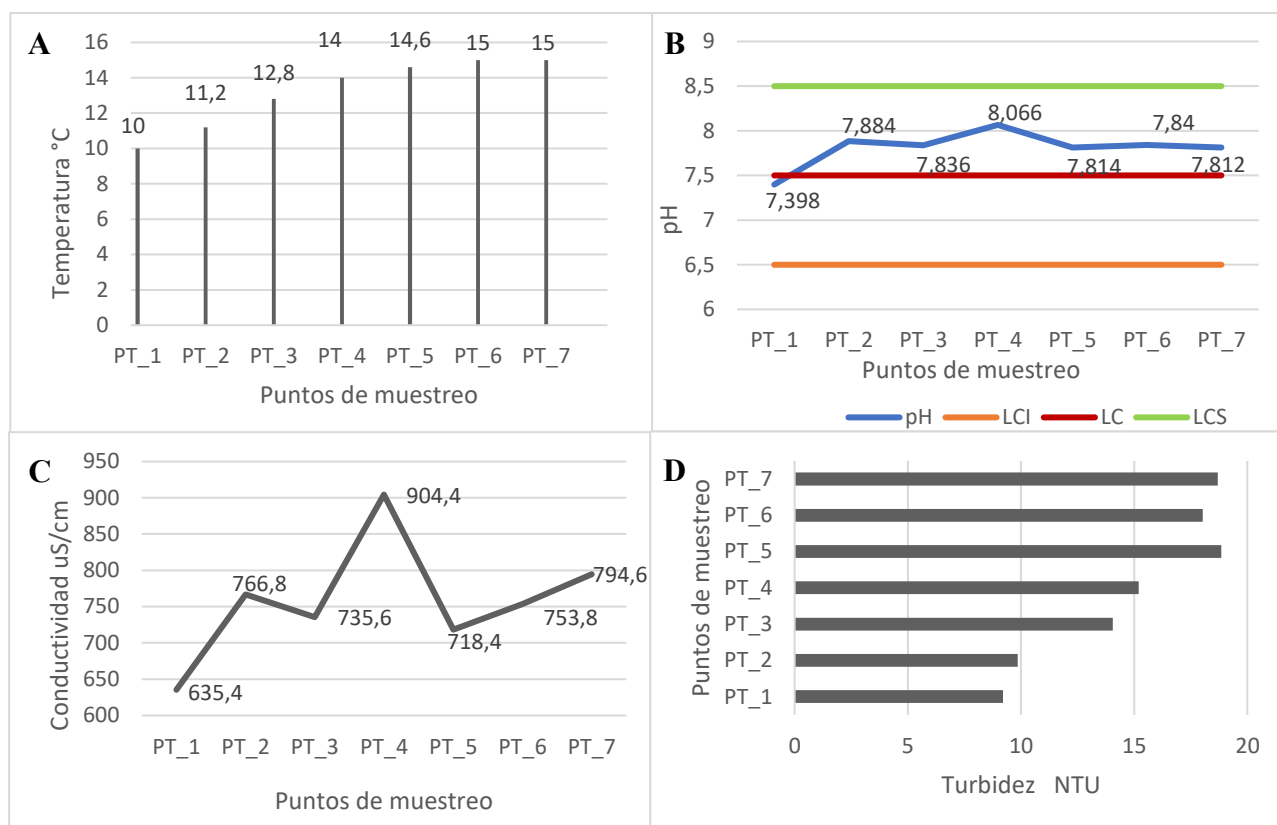


Figura 6. Variación de los parámetros fisicoquímicos del canal de riego LSA.

Nota. **A)** Gráfico de columnas correspondiente a los valores de temperatura. **B)** Gráfico de control que muestra la variación del pH respecto a los límites de referencia. **C)** Gráfico de líneas con los valores de conductividad. **D)** Gráfico de barras horizontales que representa los valores de turbidez.

3.1.4 Análisis de la calidad del agua

3.1.4.1 Influencia de la calidad del agua con la presencia parasitaria

El análisis de la calidad del agua mostró patrones consistentes con los reportados por **Ashoush et al., (2024)**; **Pinto et al., (2022)** y **Santos et al., (2024)** en estudios previamente hechos en agua de riego. En aguas de riego, los valores varían notoriamente entre países y regiones debido a factores como saneamiento, actividades antropogénicas, tratamiento de agua residuales y condiciones ambientales; y estas pueden influir directamente con la prevalencia parasitaria (**Amer & Mohamed, 2022**; **Taher et al., 2021**).

En la **Figura 6**, se muestran los valores fisicoquímicos registrados en el canal de riego LSA, en el sector Izamba, todos dentro de rango de aceptabilidad con las normas nacionales como INEN 1108:2014; MAATE y valores internacionales recomendados por la FOA. Sin embargo, también se evidencian variaciones entre los valores elevados de turbidez y conductividad en algunos puntos como los puntos 4, 5, 6 y 7, mientras que los demás valores fueron normales. Esta variación, podría ser debido a la intensa actividad agrícola y a la alta contaminación antropogénica en todos los puntos de muestreo (**Anexo 2**). Donde las zonas con mayor carga agrícola fueron los puntos 4 y 7, mismos que coinciden con los valores más altos de conductividad y turbidez, indicando una relación directa entre la intensidad agrícola y la calidad fisicoquímica del agua.

En relación con la temperatura refleja valores que oscilan entre 11,2 y 15 °C (**Figura 6A**), valores relativamente bajos que se consideran normales para cuerpos de agua superficiales en zonas interandinas (**Amer & Mohamed, 2022**). Desde el punto de vista parasitológico, estas temperaturas son favorables para la estabilidad de ooquistes de *Toxoplasma gondii*, los cuales pueden permanecer viables durante largos periodos a temperaturas frías 10 - 25 °C (**Pinto et al., 2022**). Por tanto, aunque la temperatura no representa un riesgo para los cultivos, sí contribuye a la supervivencia de formas infectantes del parásito en el ambiente.

Con respecto a la variación del pH fue entre 7,39 y 8,06 (**Figura 6B**), manteniéndose dentro del rango recomendado por la FAO y el Acuerdo Ministerial N° 097-A del MAATE, que establece un límite de 6,5 a 8,5 para aguas destinadas al riego agrícola (**FAO, 2017; Ministerio del Ambiente, 2015**). Reflejando una condición neutra con una ligera tendencia a la alcalinidad. Sin embargo, los valores cercanos a 8,0 en los puntos 2 y 4, pueden asociarse al arrastre de materiales carbonatados o a descargas domésticas que incrementan la alcalinidad, favoreciendo a la subsistencia de agentes parasitarios que se mantienen viables a un pH neutro (**Ashoush et al., 2024**).

Por otra parte, la conductividad eléctrica varió entre 635,4 y 904,4 $\mu\text{S}/\text{cm}$, con un promedio de 758 $\mu\text{S}/\text{cm}$, lo que sugiere una salinidad leve moderada (**Figura 6C**). Estos valores se ubican dentro del rango de uso restringido o moderado según la INEN 1108:2014 que establece como límite máximo permisible 1000 $\mu\text{S}/\text{cm}$ para aguas de riego (**FAO, 2017; INEN, 2025**). Sin embargo, el valor más alto se registró en San Miguel de Arcángel, este incremento podría deberse a escorrentías con fertilizantes, residuos orgánicos y sales disueltas, lo que refleja una contaminación de origen agrícola (**Anexo 6**). Por lo que, las zonas con mayor

conductividad tienden a acumular biofilms y sedimentos, los cuales favorecen la adhesión y protección de ooquistes de *Toxoplasma gondii* frente a la desecación y la radiación solar (Benitez et al., 2023; Pinto et al., 2022).

Por último, la turbidez presentó valores entre 6,2 y 18,9 NTU (**Figura 6D**), superando el límite establecido por el INEN 1108:2014, que recomienda valores ≤ 5 NTU para agua de riego de buena calidad (INEN, 2025). Los niveles más elevados se registraron en los puntos 4, 6 y 7 correspondientes a zonas de alta actividad agrícola y catalogadas con nivel de contaminación medio a muy alto (**Anexo 2**). Una turbidez elevada refleja la presencia de partículas suspendidas, materia orgánica y microorganismos arrastrados por la escorrentía agrícola y las descargas domésticas, impidiendo que los rayos UV de sol penetren y pueda eliminar los ooquistes (Benitez et al., 2023; Inas et al., 2025).

3.1.4.2 Asociación de la calidad del agua con la subsistencia parasitaria.

Tabla 5.

Correlación entre la presencia de Toxoplasma gondii con las variables fisicoquímicas

Fuente	Valor p
Regresión	0,136
Temperatura	0,425
pH	0,248
CE	0,553
Turbidez	0,674

Nota. Regresión de Poisson; Significativo ($P > 0,05$)

En la **Tabla 5**, los resultados obtenidos del análisis de correlación por regresión de Poisson indican que los parámetros fisicoquímicos evaluados no muestran una asociación directa con la presencia de ooquistes de *Toxoplasma gondii* en el tramo analizado. Porque, los valores de P calculado tienden a ser superiores al valor P crítico con un intervalo de la confianza de 99,5%.

Estos resultados concuerdan con el análisis realizado por **(Pinto et al., 2022)**, donde tampoco encontró una correlación directa entre los parámetros fisicoquímicos con la presencia de parásitos tanto en agua de riego con muestras de suelo. Sin embargo, **Ashoush et al., (2024); Saleh & Kanni, (2025); Santos et al., (2024)** concuerda con que la combinación de condiciones fisicoquímicas favorables y la presencia de fuentes agrícolas contribuyen a la persistencia y posible dispersión de ooquistes parasitarios en el agua de riego.

Mientras que otras investigaciones hechas por **Campo et al., (2021); y Zavala et al., (2024)** indica que la contaminación por *Toxoplasma gondii* depende más de factores de origen biológico y antrópico, como la presencia de felinos callejeros, aguas residuales sin tratar, vigilancia sanitaria, contaminación fecal entre otros. Por lo que, para entender esto sería mejor realizar un estudio completo de la calidad del agua y no solo usar variables tradicionales.

3.1.4.3 Impacto sanitario ambiental

Los hallazgos obtenidos en el presente estudio evidencian una contaminación por parásitos protozoarios en el canal de riego LSA, en el sector Izamba convirtiéndolo en un escenario propicio para *Toxoplasma gondii*. En este estudio, los parámetros fisicoquímicos observados se mantuvieron dentro de los rangos establecidos. De acuerdo con los parámetros de la normativa ecuatoriana vigente (INEN 1108:2014 y MAATE, Acuerdo Ministerial N° 097-A), el agua para riego debe mantener valores de pH neutro, conductividad menor a 1000 $\mu\text{S}/\text{cm}$, turbidez inferior a 5 NTU y temperatura bajo 35 °C **(FOA, 2017; Ministerio del Ambiente, 2015; INEN, 2025)**. Sin embargo, existió un incremento tanto en la conductividad eléctrica como en la turbidez, ambos indicativos de contaminación orgánica e incluso fecal que le brinda las condiciones óptimas para la subsistencia de *Toxoplasma gondii* por largos periodos de tiempo.

Ante este panorama, el canal de riego LSA, en el tramo del sector Izamba, representa un riesgo potencial para las poblaciones que utilizan el canal con fines agrícolas y otras actividades, esta exposición tanto a humanos como animales contribuyen a la transmisión de enfermedades zoonóticas. Según la OMS establece que en los canales de riego debe existir límite de un huevo parasitario por litro de agua analizada **(Saleh & Kanni, 2025; Santos et al., 2024; Taher et al., 2021)** . Lo cual este estudio evidencia el incumplimiento de esta normativa

debido a la falta de métodos estandarizado para la detección de parásitos como el procesamiento de grandes cantidades de agua.

La posible contaminación de *Toxoplasma gondii* en el agua del canal de riego LSA, en el sector Izamba no solo pone en riesgo a la salud pública y veterinaria, sino también a la inocuidad alimentaria, especialmente en productos de consumo crudo como hortalizas, verduras y frutas. Por ello, resulta importante fortalecer los sistemas de vigilancia ambiental e incluir indicadores biológicos en las normativas nacionales para una evaluación más integral del riesgo sanitario, tras la implementación de análisis moleculares y cuantificación de la carga parasitaria, que contribuyan a prevenir su transmisión zoonótica.

3.1.5 Resultados de la identificación molecular

En la **Tabla 7**, se resumen las 16 muestras que previamente fueron clasificadas como positivas mediante el análisis microscópico, para posteriormente ser sometidas a un proceso de confirmación molecular utilizando PCR convencional dirigida al gen B1, marcador ampliamente empleado por su alta sensibilidad y especificidad para la detección de *Toxoplasma gondii* (**Rattan et al., 2025**). Previo a la amplificación, se realizó la cuantificación del ADN extraído con el fin de asegurar la calidad y concentración adecuada para el ensayo molecular. Sin embargo, las concentraciones obtenidas oscilaron entre 98-198 ng/μL, con valores pureza ($A_{260}/_{280} \approx 0,9$ a 1,35) del material genético extraído con el kit para la PCR como se muestra en la **Tabla 6**.

Tabla 6.

Cuantificación de ADN extraído

ID	Conc. Ácido nucleicos (ng/uL)	A260/280
P2M003	106,7	1,31
P3M002	118,2	1,38
P3M004	144,1	1,38
P4M001	195,3	1,26
P4M002	187,3	1,3
P4M003	155,3	1,24
P4M004	199,1	1,26

P4M005	147,6	1,24
P5M001	99,8	1,28
P5M002	103,2	1,25
P5M004	96,4	1,29
P6M003	96	1,27
P6M004	186,4	1,6
P7M001	121,4	1,3
P7M002	91,6	1,33
P7M004	81,6	1,26

Tabla 7.

Resultados de la confirmación molecular por PCR del gen B1

Código	Microscópico	PCR	Resultado Final
P2M003	Positivo	Negativo	Falso positivo
P3M002	Positivo	Negativo	Falso positivo
P3M004	Positivo	Negativo	Falso positivo
P4M001	Positivo	Negativo	Falso positivo
P4M002	Positivo	Negativo	Falso positivo
P4M003	Positivo	Negativo	Falso positivo
P4M004	Positivo	Negativo	Falso positivo
P4M005	Positivo	Negativo	Falso positivo
P5M001	Positivo	Negativo	Falso positivo
P5M002	Positivo	Negativo	Falso positivo
P5M004	Positivo	Negativo	Falso positivo
P6M003	Positivo	Negativo	Falso positivo
P6M004	Positivo	Negativo	Falso positivo
P7M001	Positivo	Negativo	Falso positivo
P7M002	Positivo	Negativo	Falso positivo
P7M004	Positivo	Negativo	Falso positivo

En la **Figura 7**, se visualizan los productos de amplificación mediante electroforesis en gel de agarosa al 1%. Donde los fragmentos específicos de 194 pb del gen B1 de *Toxoplasma*

gondii fue claramente identificado tras la aparición de una banda, confirmando la presencia del material genético del parásito de interés.

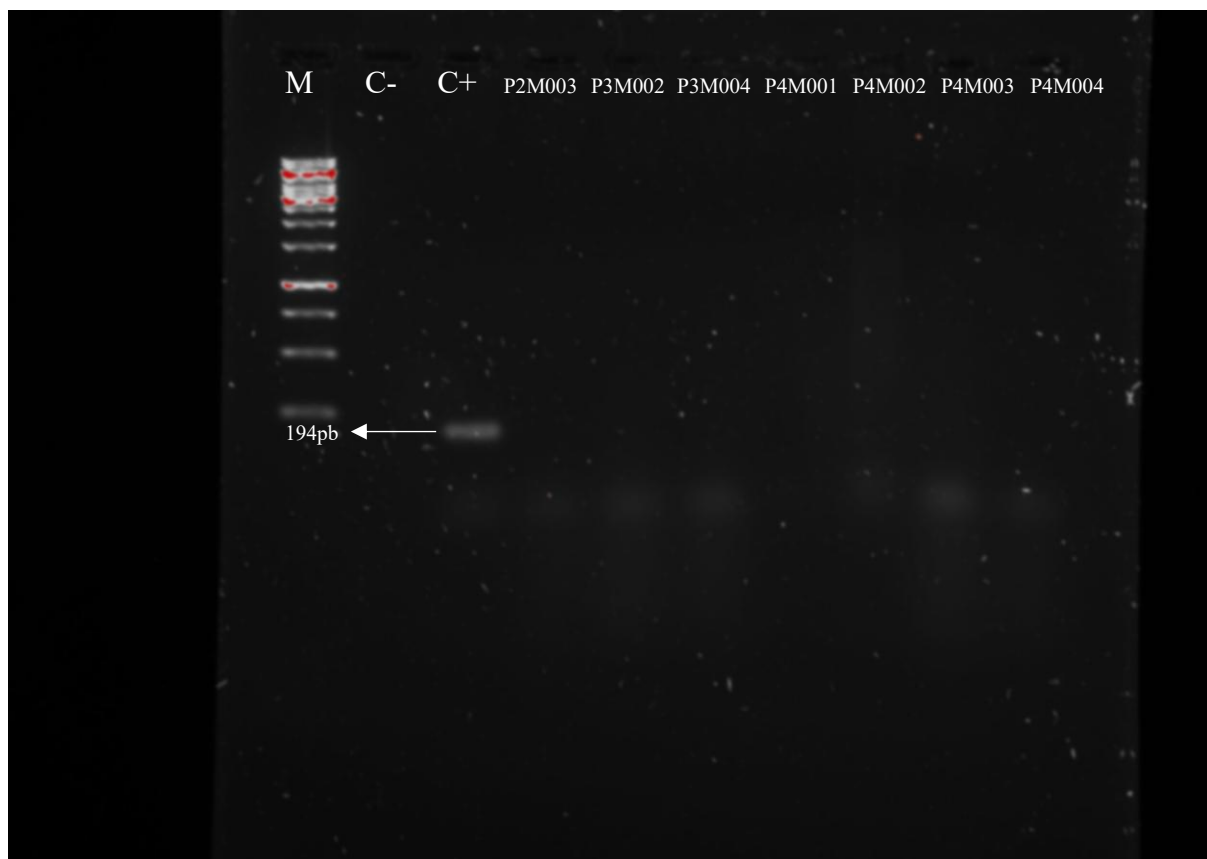


Figura 7. Visualización de los productos amplificados por el gen B1

Nota. Electroforesis en gel de agarosa de los productos amplificados con el gen B1 de *Toxoplasma gondii*. M: marcador de peso molecular de 1 kb; C-: control negativo; C+: control positivo.

Los resultados de la amplificación revelaron que ninguna de las muestras fue positiva para *Toxoplasma gondii* con 0% (0/16), originando un resultado real contaminación de 0 % (0/35), lo que evidencia un nivel de contaminación nula frente al observado mediante la identificación morfológica, como se sintetiza en la **Tabla 8**.

Tabla 8.*Prevalencia de la contaminación*

ID	Sector	Prevalencia
PT_1	Pisque	(0/5),0%
PT_2	Taígua	(0/5),0%
PT_3	Tacupamba	(0/5),0%
PT_4	San Miguel Arcágel	(0/5),0%
PT_5	San Francisco de Quillanloma	(0/5),0%
PT_6	San Vicente de Quillanloma	(0/5),0%
PT_7	Quillanloma La Playa	(0/5),0%
Prevalencia Total		(0/35)0%

3.1.6 Análisis de la identificación molecular

3.1.6.1 Interpretación de los productos amplificados mediante PCR

Los resultados de la identificación molecular revelaron que ninguna de las 16 muestras logró amplificar el fragmento específico gen B1 de *Toxoplasma gondii*, mediante la aparición de una banda de 194 pb, esto confirma que no existe la presencia del material genético del parásito de interés como se muestra en la **Figura 7** y en el **Anexo 18**, esto sugiere varias posibles explicaciones.

En primer lugar, la falta de bandas no necesariamente indica ausencia total del patógeno, sino que puede estar asociada a inhibidores de la PCR, a concentraciones muy bajas de ADN objetivo o a una degradación parcial del material genético. Tal como señalan **Campo et al. (2021)**, los inhibidores presentes en muestras ambientales incluyendo metales pesados, compuestos orgánicos, sedimentos o restos de materia biológica pueden interferir con la actividad de la ADN polimerasa, reduciendo la eficiencia de amplificación. Esto se corrobora

con la investigación hecha **Sánchez et al., (2020)** y **Zapata et al., (2021)** quienes indican que el canal de riego LSA está expuesta a una creciente contaminación física y química del agua, lo cual impide la correcta identificación molecular del parásito.

Además, los resultados obtenidos durante la cuantificación y evaluación de pureza del ADN extraído no fueron lo suficientemente favorables (**Tabla 6**). Aunque varias muestras presentaron concentraciones aparentemente adecuadas, la relación de pureza A260/280 se encontró por debajo del rango recomendado por **BANCOADN, (2023)** estos valores deben oscilar entre 1.8–2.0, lo que indica contaminación por proteínas, fenoles u otros compuestos que afectan la reacción de PCR. Según **Thermo Fisher Scientific., (2021)** la baja pureza del ADN extraído se convierte así en un limitante crítico para la detección molecular del patógeno.

Por otro lado, en la investigación hecha por **Meurs et al., (2017)** menciona que la presencia simultánea de otros parásitos sugiere un escenario de contaminación parasitaria mixta, lo cual puede contribuir a la presencia de ADN no objetivo y reduce la proporción relativa de ADN y la PCR puede fallar si la carga parasitaria del ADN objetivo es muy baja.

Asimismo, en otro estudio hecho **Marangi et al., (2024)** tipo de interferencia puede dificultar la obtención de amplificaciones específicas para *Toxoplasma gondii*, porque otros parásitos como *Giardia* y helmintos producen sustancias como polisacáridos, proteínas, restos de quitina que inhiben la PCR. Además, estos estudios se asemejan a la investigación hecha por **Oliva et al., (2025)** quienes mencionan que la detección molecular de un único parásito en muestras ambientales con una carga parasitaria mixta depende no solo de la presencia del parásito, sino también de la calidad del ADN extraído, carga parasitaria y la eliminación adecuada de inhibidores durante las etapas de procesamiento, por lo que se sugiere emplear métodos moleculares más complejos como la PCR multiplex.

3.1.6.2 Identificación y validación de la secuencia de nucleótidos

Para la amplificación molecular se emplearon los primers dirigidos al gen B1, diseñados para generar un producto esperado de 194 pb (**Tabla 9**). Este par de cebadores se seleccionó debido a su uso reportado en estudios recientes, como el de **Kedokteran et al. (2023)**, quienes validan su desempeño en PCR convencional.

Tabla 9.*Secuencia de nucleótidos de Gen B1 de Toxoplasma gondii*

Gen Diana	Product size (bp)	Gen Diana NCBI	Primer F (5'-3')	Primer R (5'- 3')
B1 Gene	194	glycerol-3-phosphate dehydrogenase B1	GGAAGTGCATC CGTTCAT GAG	TCTTTAAA GCGTCGTG GTC

Nota. Genes diana, pb, primer del Gen B1. Obtenido de **Kedokteran Hewan et al., (2023)**.

En los resultados, el gen B1 permitió detectar la presencia de *Toxoplasma gondii* las algunas muestras de agua de riego y los controles positivos, confirmando una correcta amplificación del gen B1 de 194 pb. Esto indica que, bajo las condiciones experimentales empleadas, el set de primers fue efectivo para identificar ADN del parásito, cuando este estuvo presente en concentraciones suficientes o en muestras con buena calidad de extracción. Tal como señala **Campo et al., (2021)** una de las principales fortalezas del gen B1 es la presencia de aproximadamente 35 copias por genoma, lo que incrementa significativamente la probabilidad de detección aun cuando la concentración de ADN es baja o la muestra presenta cierta degradación.

Sin embargo, **Santoro et al., (2021)** señalan que el gen B1 al poseer fragmentos de mayor tamaño pueden presentar limitaciones técnicas en condiciones ambientales complejas, ya que los amplicones más largos tienden a tener menor eficiencia de amplificación y son más susceptibles a la inhibición por compuestos presentes en matrices como agua de riego. Esto podría explicar la ausencia de amplificación en varias de las muestras procesadas, pese a la positividad obtenida en el análisis microscópico.

3.1.6.3 Sensibilidad y especificidad del método

La PCR dirigida al gen B1 evidenció un adecuado desempeño en términos de especificidad, como se comprobó mediante los controles incluidos en cada corrida. El control negativo, constituido por agua ultrapura libre de nucleasas, no presentó señal de amplificación en ningún ensayo, lo que permite descartar contaminación cruzada o artefactos experimentales. En contraste, el control positivo correspondiente al ADN de taquizoítos de *Toxoplasma gondii* (tipo I) mostró de manera consistente la banda esperada de 194 pb, validando la correcta funcionalidad del sistema de amplificación y del conjunto de primers utilizados.

En cuanto a la sensibilidad, el protocolo aplicado, basado en las condiciones descritas por **Sheng et al., (2023)** demostró ser eficiente para la detección del gen B1 en muestras con ADN íntegro. La claridad de las bandas obtenidas en los controles y en las muestras positivas sugiere que tanto los parámetros de amplificación como las condiciones de la electroforesis fueron adecuados para identificar concentraciones detectables de ADN del parásito.

Mientras que la ausencia de amplificación en varias muestras ambientales indica que la sensibilidad del sistema puede verse comprometida por factores inherentes a la matriz de agua de riego, tales como inhibidores, baja pureza del ADN o degradación del material genético. Por tanto, aunque el sistema demostró alta especificidad y sensibilidad teórica, su rendimiento práctico dependió en gran medida de la calidad del ADN obtenido en cada muestra lo cual difiere a un resultado posiblemente un falso negativo o también que no existió la presencia del material genético del parásito.

En contraste con la investigación hecha por **Sağlam et al., (2021)** comparan la sensibilidad y especificidad entre el PCR con el gen B1 y el PCR 529 bp, los cuales indican que el gen B1 tiene una buena especificidad, pero suele ser menos sensible en muestras pobres de ADN de *Toxoplasma gondii*, en cambio, con la PCR 529 bp posee mayor sensibilidad e incluso en cargas de ADN bajas, dando resultados más confiables.

3.1.6.4 Prevalencia de *Toxoplasma gondii* en el canal de riego LSA

Los resultados de la **Tabla 9**, mostraron una prevalencia total de 0% (0/35), lo cual es un resultado demasiado bajo en comparación con otras investigaciones, saliendo del rango de

porcentaje de detección que varía entre un rango general de 7% a 16%, dependiendo de la región y la metodología empleando el gen B1 en PCR convencional o PCR en tiempo real.

Por ejemplo, **Rattan et al., (2025)** detectó un 15% de muestras positivas para el parásito en muestras de aguas de riego de la India. Asimismo, **Pinto et al., (2022)** obtuvo una tasa de prevalencia 9,1% de aguas recolectadas de la cuenca de río Quindío, Colombia. De la misma manera, **Galvani et al., (2019)** y **Sağlam et al., (2021)** en sus investigaciones empleando el gen B1 lograron detectar un porcentaje de contaminación de *Toxoplasma gondii* de 7.7% y 6.3%, respectivamente en aguas de riego.

Esta variación entre los resultados es debido al tipo agua de riego y la localidad a la que se encuentra por ejemplo en regiones con un clima tropical existe mayor probabilidad de encontrar *Toxoplasma gondii*, ya que influyen en la calidad del agua como rangos de temperatura, pH, oxígeno disuelto, entre otros, que le brindan mejores condiciones para que los ooquistes esporulen y adquieran una mayor resistencia (**Campo et al., 2021; Pinto et al., 2021; Zavala et al., 2024**).

3.1.6.5 Evaluación del riesgo de transmisión

Los hallazgos de este estudio evidencia que el canal de riego LSA compone un escenario propicio para la exposición ambiental de *Toxoplasma gondii* en el sector Izamba. La detección de ooquistes mediante microscopía indica la presencia activa de ooquistes de parásito objetivo. Adicionalmente, también se detectó la presencia de diversos agentes patógenos, lo que permite clasificar al canal como un reservorio ambiental tanto de protozoarios como helmintos de suma importancia epidemiológica.

En consecuencia, estudios realizados por **De La Torre et al., (2023)** demostraron una elevada carga de parasitosis intestinal en población infantil del cantón Ambato con una prevalencia del 77,1%. Igualmente, otro estudio desarrollado por estudiantes de la Universidad Técnica de Ambato, analizaron muestras fecales y sanguíneas de habitantes de las parroquias de Izamba, Atahualpa, Unamuncho y Cunchibamba, zonas con mayor exposición al canal de riego (LSA) señalando una incidencia del 69,59% de parasitosis (**Mora, 2023**).

Por el contrario, la identificación molecular mediante la PCR dirigido al gen B1 de *Toxoplasma gondii* se obtuvieron resultados negativos, lo que indica que no existe presencia

del material genético suficiente para sustentar que existe un riesgo significativo de transmisión por el agua de riego. Sin embargo, estudios hechos por **Ibarra, (2025)** mostraron una prevalencia de 53,33% de contaminación por *Toxoplasma gondii* en muestras vegetales, lo que significa que existe la posibilidad de que los resultados fueron negativos debido a la presencia de inhibidores durante la PCR, ya que al trabajar con muestras de agua de riego existió la presencia de carga parasitaria mixta lo cual dificulta la detección del ADN objetivo.

Complementariamente, en Ecuador se han reportado tasas de seroprevalencia de 74%, siendo la región Costa, la región con los mayores porcentajes de prevalencia (Velásquez et al., 2020). De igual forma **Flores & Armijos, (2024)** mostraron evidencia de seroprevalencia del 63,63% de *Toxoplasma gondii* en mujeres embarazadas en un estudio hecho en Manabí tras el consumo de agua contaminada. Sin embargo, hasta la actualidad en Ambato no existe un reporte de seroprevalencia lo cual dificulta comprender el mecanismo de transmisión del parásito en la localidad estudiada.

Por otra parte, la distribución heterogénea de ooquistes entre los puntos de muestreo evidencia que la presencia de ooquistes de *Toxoplasma gondii* no se asocia directamente a la calidad de agua, sino a otros factores ambientales y actividades antrópicas de la zona, donde los sectores con mayor actividad agrícola y contaminación antropogénica mostraron las mayores tasas de detección parasitaria. Desde el punto de vista epidemiológico, este patrón sugiere la existencia de fuentes de contaminación externas, asociadas a la presencia de felinos domésticos, así como al manejo inadecuado de residuos que incrementa la carga de materia orgánica en el canal según lo reportado por **Campo et al., (2021); Flores & Armijos, (2024); Pinto et al., (2022)** y **Zavala et al., (2024)**.

Asimismo, **Benitez et al., (2023)** y **Santos et al., (2024)** indican que los ooquistes tienden a adsorberse a partículas en suspensión, lo que favorece su estabilidad, transporte y persistencia en el ambiente acuático. Este comportamiento aumenta la probabilidad de exposición y transmisión a lo largo del canal, incluso en áreas distantes del punto original de contaminación.

Desde una perspectiva de salud pública, los resultados señalan un riesgo epidemiológico de transmisión elevado, debido a que el agua del canal es utilizada para riego de cultivos, muchos de ellos consumidos en fresco entre estas hortalizas y verduras (**Gobierno Autónomo Descentralizado Parroquial Rural de Izamba., 2022**). Esto representa una vía indirecta pero altamente relevante de transmisión del parásito, particularmente en poblaciones

agrícolas expuestas de forma continua y en consumidores que adquieren productos irrigados con esta fuente. La transmisión por alimentos se considera uno de los mecanismos más frecuentes en zonas con sistemas de riego sin tratamiento, y los hallazgos de este estudio se alinean con esta tendencia (**Santos et al., 2024**).

Esta situación no solo desfavorece a la salud pública, sino también tiene implicaciones para la salud veterinaria, dado que animales de granja pueden infectarse al consumir agua o pastos contaminados, integrando el parásito a la cadena alimentaria e incrementando la exposición humana indirecta. En Ecuador se han reportado tasas de seroprevalencia hasta el 54% en animales rumiantes como ovinos, caprinos y bovinos reduciendo la productividad en sus derivados y abortos entre 10 al 23% (**Aguilar & Ortiz, 2021**). Esta conexión activa refuerza la necesidad de implementar estrategias de vigilancia parasitológicas en las principales fuentes de transmisión como el agua de riego y educación sanitaria para mitigar el porcentaje de contaminación.

CAPÍTULO IV.- CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

4.1 Conclusiones

El presente estudio logró detectar la presencia de ooquistes de *Toxoplasma gondii* en aguas superficiales del canal LSA, en el sector Izamba, mediante análisis microscópico, registrándose un porcentaje de positividad del 45,73 % (16/35 muestras). Los ooquistes mostraron características morfológicas compatibles con este parásito en una proporción significativa de las muestras analizadas. Además de la presencia de otros parásitos patógenos que generan una contaminación mixta. Estos resultados confirman que el canal constituye un sistema hídrico susceptible a contaminación parasitaria, con potencial impacto en la salud pública, veterinaria y la inocuidad alimentaria.

El análisis molecular mediante la técnica de PCR dirigida al gen B1 no permitió identificar material genético de *Toxoplasma gondii* en las muestras previamente consideradas positivas por microscopía. Este hallazgo sugiere una ausencia de detección molecular del parásito; sin embargo, los resultados deben interpretarse con cautela, ya que la posible presencia de inhibidores de la PCR, la baja carga parasitaria y la calidad subóptima del ADN extraído podrían haber limitado la sensibilidad del método empleado.

Finalmente, La discrepancia entre los resultados microscópicos y moleculares pone de manifiesto las limitaciones inherentes a la detección molecular de *Toxoplasma gondii* en matrices ambientales complejas como el agua superficial, destacando la necesidad de optimizar los protocolos de extracción y amplificación de ADN para mejorar la sensibilidad diagnóstica en futuros estudios, lo que resalta la importancia de fortalecer la vigilancia sanitaria del canal de riego LSA y de considerar esta infraestructura como una posible vía de transmisión de *Toxoplasma gondii* y otros parásitos patógenos, especialmente en contextos agrícolas donde el agua es utilizada para riego de cultivos destinados al consumo humano.

4.2 Recomendaciones

- Validar métodos estandarizados de concentración y detección parasitaria en matrices ambientales, incorporando técnicas moleculares con mayor sensibilidad como la qPCR o LAMP. Además, se recomienda emplear diversos pares de cebadores dirigidos al fragmento repetitivo 529 bp o el gen BI de 98pb para establecer un mejor marcador molecular.
- Evaluar íntegramente la calidad del agua, incluyendo análisis fisicoquímicos y microbiológicos, para analizar su influencia en la presencia de parásitos en los canales de riego. Esto permitirá comprender su mecanismo de dispersión y transmisión de patógenos en los sistemas hídricos.
- Implementar protocolos de vigilancia sanitaria de protozoarios y helmintos en infraestructura hídricas destinadas a la productividad agropecuaria, con el fin de minimizar la transmisión de enfermedades parasitarias mediante una detección temprana que garantice la inocuidad alimentaria.
- Ampliar investigaciones parasitológicas desde un enfoque biotecnológico, orientadas a comprender en detalle los mecanismos de acción, así como su ciclo de vida de cada parásito. El uso de herramientas moleculares como la PCR multiplex, PCR anidada, PCR *in situ* y secuenciación que permitirá identificar patrones genéticos asociados a la viabilidad parasitaria. Así como posibles candidatos que tengan la capacidad de romper la pared celular de los ooquistes de *Toxoplasma gondii* e inactivarlos sin recurrir a productos químicos innecesarios.

MATERIALES DE REFERENCIA

5.1 Referencias Bibliográficas

- Aguilar Valarezo, F., & Ortiz Molina, P. (2021). *Estudio de Toxoplasma gondii en suero sanguíneo de ganado bovino en tres centros de faenamiento de la provincia del Azuay mediante kit Elisa*. Universidad de Cuenca. Repositorio. <http://dspace.ucuenca.edu.ec/handle/123456789/36621>
- Ahaduzzaman, M., & Hasan, T. (2022). Seroprevalence of Toxoplasma gondii infection in sheep and goats from different geographical regions of the world: Systematic review and meta-analysis. *Transboundary and Emerging Diseases*, 69(6), 3790–3822. <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/36345796/>
- Akins, G. K. H., Furtado, J. M., & Smith, J. R. (2024). Diseases Caused by and Behaviors Associated with Toxoplasma gondii Infection. *Pathogens* 2024, Vol. 13, Page 968, 13(11), 968. <https://doi.org/10.3390/PATHOGENS13110968>
- Al-Samarrai, S. M. A., Al-Samarrai, R. H. R., & Hamdi, I. B. (2022). An Investigation of Parasitic Protozoa in Drinking Water in Samarra, Iraq. *Archives of Razi Institute*, 77(2), 821–825. <https://doi.org/10.22092/ari.2022.357106.1977>
- Amer, A. S., & Mohamed, W. S. (2022). Assessment of Ismailia Canal for irrigation purposes by water quality indices. *Environmental Monitoring and Assessment*, 194(12). <https://doi.org/10.1007/S10661-022-10350-Y>
- Arranz-Solís, D., Warschkau, D., Fabian, B. T., Seeber, F., & Saeij, J. P. J. (2023). Late Embryogenesis Abundant Proteins Contribute to the Resistance of Toxoplasma gondii Oocysts against Environmental Stresses. *MBio*, 14(2). <https://doi.org/10.1128/MBIO.02868-22>
- Arslan, A. H., Ciloglu, F. U., Yilmaz, U., Simsek, E., & Aydin, O. (2022). Discrimination of waterborne pathogens, Cryptosporidium parvum oocysts and bacteria using surface-enhanced Raman spectroscopy coupled with principal component analysis and hierarchical clustering. *Spectrochimica Acta Part A: Molecular and Biomolecular Spectroscopy*, 267, 120475. <https://doi.org/10.1016/J.SAA.2021.120475>

- Ashoush, S., Etewa, S., Alhoot, A., Arafa, S., Rashad, S., O Al-Ghamdi, A., & Sarhan, M. (2024). Pollution of irrigation water in East Nile Delta, Egypt: Physicochemical and parasitological studies. *Parasitologists United Journal*, 17(3), 214–221. <https://doi.org/10.21608/PUJ.2024.324093.1269>
- Attias, M., Teixeira, D. E., Benchimol, M., Vommaro, R. C., Crepaldi, P. H., & De Souza, W. (2020). The life-cycle of *Toxoplasma gondii* reviewed using animations. *Parasites and Vectors*, 13(1), 1–13. <https://doi.org/10.1186/s13071-020-04445-z>
- BANCOADN. (2023). Programa de control de calidad de muestras de ADN y ARN. *BancoADN*. <https://www.bancoadn.org/docs/formulario-control-calidad-muestras.pdf>
- Ben-Harari, R. R., & Connolly, M. P. (2019). High burden and low awareness of toxoplasmosis in the United States. *Postgraduate Medicine*, 131(2), 103–108. <https://doi.org/10.1080/00325481.2019.1568792>
- Benitez, A. G., Velázquez, E. A. R., & Gallegos, O. H. (2023). Elevada carga parasitaria de sanguijuelas en la rana arborícola de montaña *Hyla eximia (hylidae)* causada por la antropización. *Revista Latinoamericana de Herpetología*, 6(2), e699 (204-208). <https://doi.org/10.22201/FC.25942158E.2023.2.699>
- Boelee, E., Geerling, G., van der Zaan, B., Blauw, A., & Vethaak, A. D. (2019). Water and health: From environmental pressures to integrated responses. *Acta Tropica*, 193, 217–226. <https://doi.org/10.1016/J.ACTATROPICA.2019.03.011>
- Bourli, P., Eslahi, A. V., Tzoraki, O., & Karanis, P. (2023). Waterborne transmission of protozoan parasites: a review of worldwide outbreaks – an update 2017–2022. *Journal of Water and Health*, 21(10), 1421–1447. <https://doi.org/10.2166/WH.2023.094>
- Campo-Portacio, D. M., Guerrero-Velásquez, L. F., Castillo-García, A. P., Orozco-Méndez, K., & Blanco-Tuirán, P. J. (2021). Detección de *Toxoplasma gondii* en agua para el consumo humano proveniente de jagüeyes del área rural del municipio de Sincelejo. *Biomédica*, 41(Supl. 1), 82–99. <https://doi.org/10.7705/BIOMEDICA.5858>
- Cerutti, A., Blanchard, N., & Besteiro, S. (2020). The bradyzoite: A key developmental stage for the persistence and pathogenesis of toxoplasmosis. *Pathogens*, 9(3). <https://doi.org/10.3390/PATHOGENS9030234>

- Daher, D., Shaghlil, A., Sobh, E., Hamie, M., Hassan, M. E., Moumneh, M. B., Itani, S., Hajj, R. El, Tawk, L., Sabban, M. El, & Hajj, H. El. (2021). Comprehensive Overview of Toxoplasma gondii-Induced and Associated Diseases. *Pathogens* 2021, Vol. 10, Page 1351, 10(11), 1351. <https://doi.org/10.3390/PATHOGENS10111351>
- Dateas. (2025). *Izamba - Censo de Población, Densidad Poblacional y Superficie de Ecuador* | Dateas.com. <https://www.dateas.com/es/explore/censo-poblacion-densidad-superficie-ecuador/izamba-847>
- De La Torre-Fiallos, A. V., Gabriela Pacha-Jara, A., Del, M., & Caiza-Vega, R. (2023). Parasitosis intestinales en niños del cantón Ambato, Ecuador. *Medicina & Laboratorio*, ISSN-e 0123-2576, ISSN 2500-7106, Vol. 27, No. 4, 2023 (Ejemplar Dedicado a: October-December), Págs. 345-356, 27(4), 345–356. <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=9203940>
- Dhakal, R., Gajurel, K., Pomares, C., Talucod, J., Press, C. J., & Montoya, J. G. (2025). Significance of a positive toxoplasma immunoglobulin M test result in the United States. *Journal of Clinical Microbiology*, 53(11), 3601–3605. <https://doi.org/10.1128/JCM.01663-15>
- Di Pietra, G., Gargiulo, R., Ortalli, M., Petrullo, L., Oliva, E., Raglio, A., Frigo, A., Castagliuolo, I., & Besutti, V. (2025). Comparative analysis of commercial and “In-House” molecular tests for the detection of intestinal protozoa in stool samples. *Parasites & Vectors* 2025 18:1, 18(1), 320-. <https://doi.org/10.1186/S13071-025-06879-9>
- Dini, F. M., Salas-Fajardo, M. Y., Taddei, R., Ramini, M., Vianello, S., Caffara, M., & Galuppi, R. (2024). Multiple Typing Approach to Characterize Toxoplasma gondii Strains from Captive and Livestock Species in Northern Italy Suggests the Circulation of Type-II Variants. *Animals* 2024, Vol. 14, Page 3597, 14(24), 3597. <https://doi.org/10.3390/ANI14243597>
- Dong, H., Zhang, J., Wang, Q., Shen, Y., Zhou, B., Dai, L., Zhu, W., Sun, H., Xie, X., Xie, H., Xu, C., Zhao, G., & Yin, K. (2024). Development of an indirect ELISA for detecting Toxoplasma gondii IgG antibodies based on a recombinant TgIMP1 protein. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, 18(8), e0012421. <https://doi.org/10.1371/JOURNAL.PNTD.0012421>

- Dubey, J. P., Cerqueira-Cézar, C. K., Murata, F. H. A., Kwok, O. C. H., Yang, Y. R., & Su, C. (2020). All about toxoplasmosis in cats: the last decade. *Veterinary Parasitology*, 283, 109145. <https://doi.org/10.1016/J.VETPAR.2020.109145>
- Dumètre, A., Dubey, J. P., & Ferguson, D. J. P. (2021). Effect of household bleach on the structure of the sporocyst wall of *Toxoplasma gondii*. *Parasite*, 28, 68. <https://doi.org/10.1051/PARASITE/2021066>
- Escobar, S., Cando; Mercedes, Landi, A., & Escobar, M. (2025). *ATLAS DE PARASITOLOGÍA* (Jacinto Eugenio Pérez Ramírez., Ed.; 3rd ed.). Puerto Madero Editorial Académica. <https://puertomaderoeditorial.com.ar/index.php/pmea/catalog/view/100/269/477>
- Falcone, A. C., Sanguino-Jorquera, D. G., & Unzaga, J. M. (2024). Review of the concentration procedures used to determine the parasitological water quality in Latin America (2000–2022). *Water Practice and Technology*, 19(9), 3578–3588. <https://doi.org/10.2166/WPT.2024.190>
- Flores-Gilces, F. F., & Armijos-Briones, F. M. (2024). Toxoplasma Gondii y factores de riesgo en adolescentes en estado de gestación que acuden al laboratorio clínico integral FERFA. *Revista Multidisciplinaria Arbitrada de Investigación Científica*, 8(1), 4233–4252. <https://doi.org/10.56048/MQR20225.8.1.2024.4233-4252>
- Food and Agriculture Organization of the United Nations. (2017). *Water for Sustainable Food and Agriculture*. A Report Produced for the G20 Presidency of Germany. <https://www.scirp.org/reference/referencespapers?referenceid=3058484>
- Food and Agriculture Organization of the United Nations, & World Health Organization. (2014). Multicriteria-based ranking for risk management of food-borne parasites: report of a Joint FAO/WHO expert meeting, 3-7 September 2012, FAO Headquarters, Rome, Italy. *Microbiological Risk Assessment Series*; 23. <https://iris.who.int/handle/10665/112672>
- Foroutan, M., Fakhri, Y., Riahi, S. M., Ebrahimpour, S., Namroodi, S., Taghipour, A., Spotin, A., Gamble, H. R., & Rostami, A. (2019). The global seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in pigs: A systematic review and meta-analysis. *Veterinary Parasitology*, 269, 42–52. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2019.04.012>

- Fortier, B., Dao, A., & Ajana, F. (2000). Toxoplasma y toxoplasmosis. *EMC - Pediatría*, 35(3), 1–12. [https://doi.org/10.1016/S1245-1789\(00\)72014-2](https://doi.org/10.1016/S1245-1789(00)72014-2)
- Freppel, W., Ferguson, D. J. P., Shapiro, K., Dubey, J. P., Puech, P. H., & Dumètre, A. (2019). Structure, composition, and roles of the *Toxoplasma gondii* oocyst and sporocyst walls. *The Cell Surface*, 5, 100016. <https://doi.org/10.1016/J.TCSW.2018.100016>
- Fukumoto, J., Yamano, A., Matsuzaki, M., Kyan, H., Masatani, T., Matsuo, T., Matsui, T., Murakami, M., Takashima, Y., Matsubara, R., Tahara, M., Sakura, T., Takeuchi, F., & Nagamune, K. (2020). Molecular and biological analysis revealed genetic diversity and high virulence strain of *Toxoplasma gondii* in Japan. *PLOS ONE*, 15(2), e0227749. <https://doi.org/10.1371/JOURNAL.PONE.0227749>
- Galeh, T. M., Sarvi, S., Montazeri, M., Moosazadeh, M., Nakhaei, M., Shariatzadeh, S. A., & Daryani, A. (2020). Global Status of *Toxoplasma gondii* Seroprevalence in Rodents: A Systematic Review and Meta-Analysis. *Frontiers in Veterinary Science*, 7. <https://doi.org/10.3389/FVETS.2020.00461>
- Galvani, A. T., Christ, A. P. G., Padula, J. A., Barbosa, M. R. F., de Araújo, R. S., Sato, M. I. Z., & Razzolini, M. T. P. (2019a). Real-time PCR detection of *Toxoplasma gondii* in surface water samples in São Paulo, Brazil. *Parasitology Research*, 118(2), 631–640. <https://doi.org/10.1007/s00436-018-6185-z>
- Gamboa-Prieto, J., Sánchez-Otero, M. G., Sánchez-Montes, S., Ballados-González, G. G., Ortiz-Carbajal, L. A., & Bravo-Ramos, J. L. (2025). Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies among small-animal veterinary personnel in Veracruz, Mexico. <https://doi.org/10.1645/24-84R2>, 111(2), 109–112. <https://doi.org/10.1645/24-84R2>
- Gobierno Autónomo Descentralizado Parroquial Rural de Izamba. (2022). *Plan de Desarrollo y Ordenamiento Territorial de Izamba 2019–2023 (PDOT)*. <https://gadizamba.gob.ec/wp-content/uploads/2022/05/PDOT-GAD-IZAMBA-2019-2023.pdf>
- González-ramírez Luisa, Falconí-ontaneda Félix, Yaucén-rodríguez Mishell, Romero-zapata Cristian, Parra-mayorga, García-rios Cecilia, & Prato-moreno José. (2020). Water dispersion of enteroparasites in a high-altitude agricultural area, in The Ecuadorian Andes. *Kasmera*, 48(2), 48231698. <https://doi.org/10.5281/ZENODO.3938528>

- Guevara, M. A. R., Cepeda, Y. V. M., Jiménez, B. D. C., Sangucho, B. J. C., & Lugmaña, A. Y. J. (2024). El río Cutuchi, contaminante que fluye en nuestra sociedad y la afecta. *RECIMUNDO*, 8(Especial), 51–60. [https://doi.org/10.26820/recimundo/8.\(especial\).octubre.2024.51-60](https://doi.org/10.26820/recimundo/8.(especial).octubre.2024.51-60)
- Harding, C. R., & Frischknecht, F. (2020). The Riveting Cellular Structures of Apicomplexan Parasites. *Trends in Parasitology*, 36(12), 979–991. <https://doi.org/10.1016/J.PT.2020.09.001>
- Harito, J. B., Campbell, A. T., Tysnes, K. R., Dubey, J. P., & Robertson, L. J. (2017). Lectin-magnetic separation (LMS) for isolation of *Toxoplasma gondii* oocysts from concentrated water samples prior to detection by microscopy or qPCR. *Water Research*, 114, 228–236. <https://doi.org/10.1016/J.WATRES.2017.02.044>
- Hoffmann, S., White, A. E., McQueen, R. B., Ahn, J. W., Gunn-Sandell, L. B., & Scallan Walter, E. J. (2025). Economic Burden of Foodborne Illnesses Acquired in the United States. *Https://Home.Liebertpub.Com/Fpd*, 22(1), 4–14. <https://doi.org/10.1089/FPD.2023.0157>
- Ibarra, J. E. (2025). Análisis de la presencia de ooquistes de *Toxoplasma gondii* en coles verdes (*Brassica oleracea* var. *Capitata*) comercializados en el mercado central de Ambato, Ecuador. *Universidad Técnica de Ambato*. <https://repositorio.uta.edu.ec/handle/123456789/44956>
- Inas, R., Mufa, M., Pramyrtha Hestianah, E., Lucia,), Suwanti, T., Plumeriastuti, H., Widya,), Lokapirnasari, P., Hartono, T., Vitriasari, R., Yuli, R., Galaxy,), Puspitasari, H., & Mufasirin,). (2025). *Toxoplasma* Oocyst Contamination in Water Sources in Goat-Sheep Farming In Sidoarjo District. *Journal of Parasite Science*, 9(1), 20–24. <https://doi.org/10.20473/JOPS.V9I1.67669>
- Instituto Nacional de Estadísticas y Censos. (2025a). *Encuesta de Superficie y Producción Agropecuaria Continua (ESPAC)*. INEC. <https://www.ecuadorencifras.gob.ec/estadisticas-agropecuarias-2/>
- Instituto Nacional de Estadísticas y Censos. (2025b). *Estadísticas*. INEC. <https://www.ecuadorencifras.gob.ec/estadisticas/>

- Jeninga, M. D., Quinn, J. E., & Petter, M. (2019). ApiAP2 Transcription Factors in Apicomplexan Parasites. *Pathogens* 2019, Vol. 8, Page 47, 8(2), 47. <https://doi.org/10.3390/PATHOGENS8020047>
- Kedokteran Hewan, J., Ekawasti, F., Azmi, Z., Desem, M. I., Tulus Subekti, D., Budiman Nugraha, A., Sa'diah, S., & Cahyaningsih, U. (2023). Evaluation of B1 gene to detect toxoplasma gondii: comparison of three sets nested PCR primer. *Jurnal Kedokteran Hewan - Indonesian Journal of Veterinary Sciences*, 17(2). <https://doi.org/10.21157/j.ked.hewan.v17i2.22251>
- Khairullah, A. R., Kurniawan, S. C., Widodo, A., Effendi, M. H., Hasib, A., Silaen, O. S. M., Ramandinianto, S. C., Moses, I. B., Riwu, K. H. P., Yanestria, S. M., Samodra, M. E. E., & Afnani, D. A. (2024). A Comprehensive Review of Toxoplasmosis: Serious Threat to Human Health. *The Open Public Health Journal*, 17(1). <https://doi.org/10.2174/0118749445281387240202094637>
- Kourenti, C., Heckerroth, A., Tenter, A., & Karanis, P. (2003). Development and application of different methods for the detection of Toxoplasma gondii in water. *Applied and Environmental Microbiology*, 69(1), 102–106. <https://doi.org/10.1128/AEM.69.1.102-106.2003>
- Kumar, S., Haikerwal, A., & Saxena, S. K. (2020). Etiological Agents of Water-Associated Infectious Diseases. *Water-Associated Infectious Diseases*, 5–9. https://doi.org/10.1007/978-981-13-9197-2_2
- La Hora. (2024, April 15). *Autoridades se comprometen a descontaminar canal de riego Latancunga – Salcedo - Ambato*. La Hora. <https://www.lahora.com.ec/tungurahua/Autoridades-se-comprometen-a-descontaminar-canal-de-riego-Latancunga--Salcedo---Ambato-20240415-0031.html>
- Leutenegger, C. M., Lozoya, C. E., Tereski, J., Andrews, J., Mitchell, K. D., Meeks, C., Willcox, J. L., Freeman, G., Richmond, H. L., Savard, C., & Evason, M. D. (2023). Comparative study of a broad qPCR panel and centrifugal flotation for detection of gastrointestinal parasites in fecal samples from dogs and cats in the United States. *Parasites & Vectors* 2023 16:1, 16(1), 288-. <https://doi.org/10.1186/S13071-023-05904-Z>

- Li, T. T., Zhao, D. Y., Liang, Q. L., Elsheikha, H. M., Wang, M., Sun, L. X., Zhang, Z. W., Chen, X. Q., Zhu, X. Q., & Wang, J. L. (2023). The antioxidant protein glutaredoxin 1 is essential for oxidative stress response and pathogenicity of *Toxoplasma gondii*. *FASEB Journal : Official Publication of the Federation of American Societies for Experimental Biology*, 37(6). <https://doi.org/10.1096/FJ.202201275R>
- Li, X., Ni, H. B., Ren, W. X., Jiang, J., Gong, Q. L., & Zhang, X. X. (2020). Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in horses: A global systematic review and meta-analysis. *Acta Tropica*, 201, 105222. <https://doi.org/10.1016/J.ACTATROPICA.2019.105222>
- Luisa, G.-R. C., Félix, F.-O. A., Mishell, Y.-R. C., Cristian, R.-Z. F., Paúl, P.-M., Cecilia, G.-R. A., José, P.-M. G., Moreno Rangel, J., & Venezuela, M.-M. (2020). Dispersión hídrica de enteroparásitos en una zona agropecuaria de gran altitud, en los andes ecuatorianos. *Kasmera*, 48(2), e48231698–e48231698. <https://doi.org/10.5281/ZENODO.3938528>
- Marangi, M., Anstead, G. M., De La, M., Galván-Ramírez, L., Soto-Hernández, E. E., & Bojórquez-Pérez, R. (2024). Coinfection of *Toxoplasma gondii* and Other Microorganisms: A Systematic Review and Meta-Analysis. *Microorganisms* 2024, Vol. 12, Page 2106, 12(10), 2106. <https://doi.org/10.3390/MICROORGANISMS12102106>
- Mareze, M., do Nascimento Benitez, A., Pérola Drulla Brandão, A., Pinto-Ferreira, F., Miura, A. C., Cardoso Martins, F. D., Caldart, E. T., Biondo, A. W., Freire, R. L., Mitsuka-Breganó, R., & Navarro, I. T. (2019). Socioeconomic vulnerability associated to *Toxoplasma gondii* exposure in southern Brazil. *PLOS ONE*, 14(2), e0212375. <https://doi.org/10.1371/JOURNAL.PONE.0212375>
- Martins, F. D. C., Ladeia, W. A., Pinto-Ferreira, F., Navarro, I. T., & Freire, R. L. (2021). *Protocol for the Detection of Toxoplasma gondii Oocysts in Water Samples*. 199–208. https://doi.org/10.1007/978-1-0716-1932-2_18
- Meurs, L., Polderman, A. M., Vinkeles Melchers, N. V. S., Bienen, E. A. T., Verweij, J. J., Groosjohan, B., Mendes, F., Mechendura, M., Hepp, D. H., Langenberg, M. C. C., Edelenbosch, R., Polman, K., & van Lieshout, L. (2017). Diagnosing Polyparasitism in a High-Prevalence Setting in Beira, Mozambique: Detection of Intestinal Parasites in Fecal Samples by Microscopy and Real-Time PCR. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, 11(1), e0005310. <https://doi.org/10.1371/JOURNAL.PNTD.0005310>

- Ministerio de Agricultura y Ganadería del Ecuador. (2023). *Estadística agropecuarias Tungurahua 2023*. Servicio de Información Agropecuaria (SIPA). <https://sipa.agricultura.gob.ec/index.php/situacionales-provinciales/estadisticas-tungurahua>
- Ministerio del Ambiente. (2015). *Acuerdo No 97/A - Norma de calidad ambiental y de descarga de efluentes al recurso agua (Anexo 1, Libro VI de la Calidad Ambiental, del Texto Unificado de la Legislación Secundaria del Ministerio del Ambiente)*. Registro Oficial Edición Especial 387. <https://www.ecolex.org/es/details/legislation/acuerdo-no-97a-norma-de-calidad-ambiental-y-de-descarga-de-efluentes-al-recurso-agua-anexo-1-libro-vi-de-la-calidad-ambiental-del-texto-unificado-de-la-legislacion-secundaria-del-ministerio-del-ambiente-lex-faoc155128/>
- Minuzzi, C. E., Fernandes, F. D. ambroso, Portella, L. P., Bräunig, P., Sturza, D. A. F., Giacomini, L., Salvagni, E., Ribeiro, J. dos S., Silva, C. R., Difante, C. M., Farinha, L. B., Menegolla, I. A., Gehrke, G., Dilkin, P., Sangioni, L. A., Mallmann, C. A., & Vogel, F. S. F. (2021). Contaminated water confirmed as source of infection by bioassay in an outbreak of toxoplasmosis in South Brazil. *Transboundary and Emerging Diseases*, 68(2), 767–772. <https://doi.org/10.1111/tbed.13741>
- Momčilović, S., Cantacessi, C., Arsić-Arsenijević, V., Otranto, D., & Tasić-Otašević, S. (2019). Rapid diagnosis of parasitic diseases: current scenario and future needs. *Clinical Microbiology and Infection*, 25(3), 290–309. <https://doi.org/10.1016/J.CMI.2018.04.028>
- Mora, Á. (2023). Prevención de la parasitosis intestinal en los trabajadores agrícolas de las parroquias Atahualpa, Izamba, Unamuncho y Cunchibamba zonas de influencia del canal Latacunga – Salcedo – Ambato que reciben el agua del río Cutuchi. Universidad Técnica de Ambato. <https://repositorio.uta.edu.ec/bitstreams/f69759e0-96a1-41b7-a336-067a848cd50b/download>
- Moreno, Y., Moreno-Mesonero, L., Amorós, I., Pérez, R., Morillo, J. A., & Alonso, J. L. (2018). Multiple identification of most important waterborne protozoa in surface water used for irrigation purposes by 18S rRNA amplicon-based metagenomics. *International Journal of Hygiene and Environmental Health*, 221(1), 102–111. <https://doi.org/10.1016/J.IJHEH.2017.10.008>

- Moreno-Mesonero, L., Amorós, I., Moreno, Y., & Alonso, J. L. (2022). Simultaneous detection of less frequent waterborne parasitic protozoa in reused wastewater using amplicon sequencing and qPCR techniques. *Journal of Environmental Management*, 314, 115029. <https://doi.org/10.1016/J.JENVMAN.2022.115029>
- Nayeri, T., Sarvi, S., Moosazadeh, M., & Daryani, A. (2021). Global prevalence of *Toxoplasma gondii* infection in the aborted fetuses and ruminants that had an abortion: A systematic review and meta-analysis. *Veterinary Parasitology*, 290, 109370. <https://doi.org/10.1016/J.VETPAR.2021.109370>
- Oliva, E., Clemente, L., Menegotto, N., Varani, S., Bruno, A., Gargiulo, R., Petrullo, L., Farina, C., & Raglio, A. (2025). Evaluation of Allplex™ GI-Parasite Assay—A Multiplex Real Time PCR for the Diagnosis of Intestinal Protozoa: A Multicentric Italian Study. *Tropical Medicine and Infectious Disease* 2025, Vol. 10, Page 234, 10(8), 234. <https://doi.org/10.3390/TROPICALMED10080234>
- Oliveira, J. M. B., de Almeida, J. C., de Melo, R. P. B., de Barros, L. D., Garcia, J. L., Andrade, M. R., Porto, W. J. N., Regidor-Cerrillo, J., Ortega-Mora, L. M., Oliveira, A. A. da F., & Mota, R. A. (2018). First description of clonal lineage type II (genotype #1) of *Toxoplasma gondii* in abortion outbreak in goats. *Experimental Parasitology*, 188, 21–25. <https://doi.org/10.1016/J.EXPPARA.2018.03.008>
- Osten-Sacken, N., Pikalo, J., Steinbach, P., & Heddergott, M. (2024). Prevalence of *Toxoplasma gondii* Antibodies and Risk Factors in Two Sympatric Invasive Carnivores (*Procyon lotor* and *Nyctereutes procyonoides*) from Zgorzelec County, Poland. *Pathogens*, 13(3), 210. <https://doi.org/10.3390/pathogens13030210>
- Pinto-Duarte, V. A., Hernández-Arango, N. M., Marin-Gallego, B. J., Toloza-Beltrán, P. A., Lora-Suarez, F. M., & Gómez-Marín, J. E. (2022). Detection of *Giardia duodenalis* and *Toxoplasma gondii* in soil and water samples in the Quindío River basin, Colombia. *Food and Waterborne Parasitology*, 28. <https://doi.org/10.1016/j.fawpar.2022.e00175>
- Pinto-Ferreira, F., Paschoal, A. T. P., Pasquali, A. K. S., Bernardes, J. C., Caldart, E. T., Freire, R. L., Mitsuka-Breganó, R., & Navarro, I. T. (2021). Techniques for inactivating *Toxoplasma gondii* oocysts: a systematic review. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 30(2), e026420. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612021040>

- Place, B. C., Troublefield, C. A., Murphy, R. D., Sinai, A. P., & Patwardhan, A. R. (2023). Machine learning based classification of mitochondrial morphologies from fluorescence microscopy images of *Toxoplasma gondii* cysts. *PLOS ONE*, 18(2), e0280746. <https://doi.org/10.1371/JOURNAL.PONE.0280746>
- Possenti, A., Cherchi, S., Bertuccini, L., Pozio, E., Dubey, J. P., & Spano, F. (2010). Molecular characterisation of a novel family of cysteine-rich proteins of *Toxoplasma gondii* and ultrastructural evidence of oocyst wall localisation. *International Journal for Parasitology*, 40(14), 1639–1649. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2010.06.009>
- Rattan, D., Datta, P., Sharma, D., Bhusal, C. K., & Sehgal, R. (2025). First report of molecular detection and phylogenetic analysis of *Toxoplasma Gondii* in soil, water and vegetables from Chandigarh city, India. *Scientific Reports* 2025 15:1, 15(1), 10537-. <https://doi.org/10.1038/s41598-025-90469-3>
- Rice, E. W., Baird, R., Eaton, A., Clesceri, L. S., & Bridgewater, L. (2012). Standard methods for the examination of water and wastewater. *Washington, DC American Public Health Association American Water Works Association Water Environment Federation*. <https://www.sidalc.net/search/Record/KOHA-OAI-ECOSUR:53329/Description>
- Rico-Torres, C. P., Valenzuela-Moreno, L. F., Luna-Pastén, H., Cedillo-Peláez, C., Correa, D., Morales-Salinas, E., Martínez-Maya, J. J., Alves, B. F., Pena, H. F. J., & Caballero-Ortega, H. (2023). Genotyping of *toxoplasma gondii* isolates from México reveals non-archetypal and potentially virulent strains for mice. *Infection, Genetics and Evolution*, 113, 105473. <https://doi.org/10.1016/J.MEEGID.2023.105473>
- S. Al-Malki, E. (2021). Toxoplasmosis: stages of the protozoan life cycle and risk assessment in humans and animals for an enhanced awareness and an improved socio-economic status. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 28(1), 962–969. <https://doi.org/10.1016/J.SJBS.2020.11.007>
- Sağlam, T., Düşen, S., Mete, E., & Karaman, Ü. (2021). Comparative Evaluation of Re 529-Bp Sequence and B1 Gene in the Detection of *Toxoplasma gondii* Through PCR in Water Samples of Denizli, Turkey. *Acta Parasitologica* 2021 67:1, 67(1), 555–559. <https://doi.org/10.1007/S11686-021-00494-1>

- Saleh, A., & Kanni, A. (2025). Environmental Study to Detect Parasitic Pollution in Irrigation Water, Soil, and Selected Vegetables in the Ghat Region. *North Africa Journal of Scientific Publishing*, 3, 41–55. <https://najsp.com/index.php/home/article/view/519>
- San-Blas, E., Campos-Herrera, R., Dolinski, C., Monteiro, C., Andaló, V., Leite, L. G., Rodríguez, M. G., Morales-Montero, P., Sáenz-Aponte, A., Cedano, C., López-Nuñez, J. C., Del Valle, E., Doucet, M., Lax, P., Navarro, P. D., Báez, F., Llumiquinga, P., Ruiz-Vega, J., Guerra-Moreno, A., & Stock, S. P. (2019). Entomopathogenic nematology in Latin America: A brief history, current research and future prospects. *Journal of Invertebrate Pathology*, 165, 22–45. <https://doi.org/10.1016/J.JIP.2019.03.010>
- Sánchez-Mateos, S., Pérez, L. V., Córdova Suárez, M. A., & Cabrera-Riofrio, D. A. (2020). Heavy metal contamination in the Cotopaxi and Tungurahua rivers: a health risk. *Environmental Earth Sciences* 2020 79:6, 79(6), 1–14. <https://doi.org/10.1007/S12665-020-8869-9>
- Santoro, M., Viscardi, M., Sgroi, G., D'Alessio, N., Veneziano, V., Pellicano, R., Brunetti, R., & Fusco, G. (2021). Correction to: Real-time PCR detection of *Toxoplasma gondii* in tissue samples of wild boars (*Sus scrofa*) from southern Italy reveals high prevalence and parasite load. *Parasites & Vectors* 2021 14:1, 14(1), 526-. <https://doi.org/10.1186/S13071-021-05004-W>
- Santos, D. E. O., Zapata, Y. A. U., Buitrago, C. A., Herrera, G. S., Becoche, L. E. C., Páez, M. C. L., López, M. C. B., & Pineda, C. O. (2024). Occurrence of parasites in waters used for crops irrigation and vegetables from the Savannah of Bogotá, Colombia. *Environmental Science and Pollution Research* 2024 31:23, 31(23), 33360–33370. <https://doi.org/10.1007/S11356-024-33088-1>
- Serrano-Martínez, E., & Quispe, M. (2022). Toxoplasmosis en ganado bovino destinado al consumo humano en Lima, Perú. *Salud y Tecnología Veterinaria*, 10(1), 1–7. <https://doi.org/10.20453/STV.V10I1.4234>
- Servicio Ecuatoriano de Normalización. (2025). *Servicio Ecuatoriano de Normalización INEN – INEN 1108:2014 Aplicable para aguas de riego*. Sitio Oficial . <https://www.normalizacion.gob.ec/>
- 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>
- Sheng, L., Xue, Q., Xu, S., Can, F., Yao, N., Zou, M., Teng, Q., Li, Y., El-Ashram, S., Ji, Y., & Zhao, J. (2023). Rapid and visual detection of *Toxoplasma gondii* oocyst in cat feces using loop-mediated isothermal amplification (LAMP) assay. *Scientific Reports* 2023 13:1, 13(1), 17269-. <https://doi.org/10.1038/s41598-023-44658-7>
- Smith, N. C., Goulart, C., Hayward, J. A., Kupz, A., Miller, C. M., & van Dooren, G. G. (2021). Control of human toxoplasmosis. *International Journal for Parasitology*, 51(2–3), 95–121. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2020.11.001>
- Sousa, S., Almeida, A., Delgado, L., Conceição, A., Marques, C., da Costa, J. M. C., & Castro, A. (2020). rTgOWP1-f, a specific biomarker for *Toxoplasma gondii* oocysts. *Scientific Reports* 2020 10:1, 10(1), 1–8. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-64590-4>
- Sroka, J., Wójcik-Fatla, A., & Dutkiewicz, J. (2017). Occurrence of *Toxoplasma gondii* in water from wells located on farms. *Annals of Agricultural and Environmental Medicine*, 13(1), 169–175. <https://www.aaem.pl/Occurrence-of-Toxoplasma-gondii-in-water-from-wells-located-on-farms-,72961,0,2.html>
- Stelzer, S., Basso, W., Benavides Silván, J., Ortega-Mora, L. M., Maksimov, P., Gethmann, J., Conraths, F. J., & Schares, G. (2019). *Toxoplasma gondii* infection and toxoplasmosis in farm animals: Risk factors and economic impact. *Food and Waterborne Parasitology*, 15, e00037. <https://doi.org/10.1016/J.FAWPAR.2019.E00037>
- Sun, L. X., Wang, M., Elsheikha, H. M., Xie, S. C., Fu, B. Q., Zhu, X. Q., & Liu, G. H. (2025). AP2X-8 Is Important for Tachyzoite Growth and Bradyzoite Differentiation of *Toxoplasma gondii*. *Animals*, 15(9), 1349. <https://doi.org/10.3390/ani15091349>
- Taco, G. (2024, April 16). *Canal de riego Latacunga-Salcedo-Ambato entró en funcionamiento*. Expreso. https://www.expreso.ec/provincias/canal-riego-latacunga-salcedo-ambato-entro-funcionamiento-195657.html?utm_source=chatgpt.com
- Taher, M. E. S., Ghoneim, A. M., Hopcroft, R. R., & ElTohamy, W. S. (2021). Temporal and spatial variations of surface water quality in the Nile River of Damietta Region, Egypt. *Environmental Monitoring and Assessment*, 193(3). <https://doi.org/10.1007/S10661-021-08919-0>

- Takano, A., Morinaga, D., Teramoto, I., Hatabu, T., Kido, Y., Kaneko, A., Hatta, T., Tsuji, N., Uni, S., Sasai, K., Katoh, H., & Matsubayashi, M. (2024). Evaluation of the detection method by a flotation method using a wire loop for gastrointestinal parasites. *Veterinary Medicine and Science*, 10(5), e70007. <https://doi.org/10.1002/VMS3.70007>
- Takano, A., Morinaga, D., Teramoto, I., Hatabu, T., Kido, Y., Kaneko, A., Hatta, T., Tsuji, N., Uni, S., Sasai, K., Katoh, H., & Matsubayashi, M. (2025). Detection of Eimeria oocysts in chicken feces using flotation recovery with sucrose or saturated saline solution. *Acta Parasitologica* 2025 70:1, 70(1), 1–6. <https://doi.org/10.1007/S11686-024-00960-6>
- Teimouri, A., Mahmoudi, S., Behkar, A., Sahebi, K., Foroozand, H., Hassanpour, G., & Keshavarz, H. (2024). Current and Emerging Techniques for Diagnosis of Toxoplasmosis in Pregnancy: A Narrative Review. *Iranian Journal of Parasitology*, 19(4), 384. <https://doi.org/10.18502/IJPA.V19I4.17159>
- Thermo Fisher Scientific. (2021). NanoDrop Micro-UV/Vis Spectrophotometer NanoDrop One User Guide. *Thermo Fisher Scientific*. <https://documents.thermofisher.com/TFS-Assets/MSD/manuals/nanodrop-one-user-guide-EN-309102-REV-A.pdf>
- Toaleb, N. I., Shaapan, R. M., & Aboelsoued, D. (2025). Comparison of a commercial ELISA, an in-house indirect ELISA, and a dot-ELISA developed for the serodetection of Toxoplasma gondii antibodies in farm animals. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, 37(4), 597–608. <https://doi.org/10.1177/10406387251331637>
- Ureña, N. M. L., Chaudhry, U., Bernal, R. C., Alsua, S. C., Messina, D., Evangelista, F., Betson, M., Lalle, M., Jokelainen, P., Mora, L. M. O., & García, G. Á. (2022). Contamination of Soil, Water, Fresh Produce, and Bivalve Mollusks with Toxoplasma gondii Oocysts: A Systematic Review. *Microorganisms*, 10(3), 517. <https://doi.org/10.3390/microorganisms10030517>
- Velásquez Serra, G. C., Piloso Urgiles, L. I., Guerrero Cabredo, B. P., Chico Caballero, M. J., Zambrano Zambrano, S. L., Yaguar Gutierrez, E. M., & Barrera Reyes, C. G. (2020). Current Situation of Congenital Toxoplasmosis in Ecuador. *Journal of Community Health*, 45(1), 170–175. <https://doi.org/10.1007/S10900-019-00729-3>
- Viera-Molina, G. Y. (2024). Sectores Económicos Predominantes y su Relación en el Desarrollo Local de Cotopaxi y Tungurahua. *MQRInvestigar*, 8(2), 4181–4191. <https://doi.org/10.56048/MQR20225.8.2.2024.4181-4191>

- Warschkau, D., & Seeber, F. (2023). Advances towards the complete in vitro life cycle of *Toxoplasma gondii*. *Faculty Reviews*, 12, 1. <https://doi.org/10.12703/R/12-1>
- Zapata, D., Oleas, N. H., Páez-Vacas, M., & Tobes, I. (2021). Water Quality Assessment of the Cutuchi River Basin (Ecuador): A Review of Technical Documents. *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*, 690(1), 012058. <https://doi.org/10.1088/1755-1315/690/1/012058>
- Zavala-Hoppe, A. N., Olmedo-Vera, C. S., Saavedra-Peña, G. F., & Tamayo-Navarro, K. R. (2024). Epidemiología y factores de riesgo de toxoplasmosis en los países de Latinoamérica. *Revista Científica de Salud BIOSANA*, 4(4), 328–339. <https://doi.org/10.62305/BIOSANA.V4I4.239>
- Zhu, Z., Ying, Z., Pei, Y., Shan, Z., Peng, J., Sun, M., Liu, Q., & Liu, J. (2025). Role of *Toxoplasma gondii* p24 δ in Regulating the Transition from Tachyzoite to Bradyzoite Development. *International Journal of Molecular Sciences*, 26(7), 3331. <https://doi.org/10.3390/ijms26073331>

ANEXOS

Anexo 1.

Mapa del muestro del Canal de de riego LSA, en el sector Izamba.



Nota. Georreferenciación de los puntos de muestreo establecidos a lo largo del tramo del canal LSA, en el sector Izamba. Los puntos rojos, ubicados a lo largo de la línea blanca, indican la trayectoria del canal dentro del área de estudio, mientras que los puntos amarillos corresponden a los sitios exactos de toma de muestra.

Anexo 2.

Puntos de Muestreo del Canal de riego LSA

ID	Latitud	Longitud	Zona UTM	Estaciones de muestreo	Uso de suelo	Presencia de contaminación antropogénica	Tipos de cultivos	Anexo
PT_1	1°12'36.05"S	78°35'23.11"O	17 M	Pisque	Agrícola/Urbano	Media	Hortalizas/Alfalfa	3
PT_2	1°12'43.60"S	78°35'7.98"O	17 M	Taígua	Agrícola	Alta	Hortalizas/Maíz	4
PT_3	1°12'59.92"S	78°34'51.19"O	17 M	Tacupamba	Agrícola/Urbano	Media	Hortalizas/Verdura	5
PT_4	1°13'7.97"S	78°34'44.17"O	17 M	San Miguel Arcángel	Agrícola	Alta	Hortalizas/ Tubérculos	6
PT_5	1°12'58.52"S	78°33'43.66"O	17 M	San Francisco de Quillanloma	Agrícola/Urbano	Alta	Hortalizas/verduras /Maíz/ Alfalfa	7
PT_6	1°13'1.16"S	78°33'30.47"O	17 M	San Vicente de Quillanloma	Agrícola	Muy Alta	Hortalizas/verduras /Maíz/ Alfalfa	8
PT_7	1°13'9.46"S	78°33'22.60"O	17 M	Quillanloma La Playa	Agrícola	Alta	Hortalizas/verduras /Maíz/ Alfalfa	9

Anexo 3.

Estado ambiental del PT_1_Pisque



Anexo 4.

Estado ambiental del PT_2_Taígua



Anexo 5.

Estado ambiental del PT_3_Tacupamba



Anexo 6.

Estado ambiental del PT_4_San Miguel Arcángel



Anexo 7.

Estado ambiental del PT_5_San Francisco de Quillanloma



Anexo 8.

Estado ambiental del PT_6_San Vicente de Quillanloma



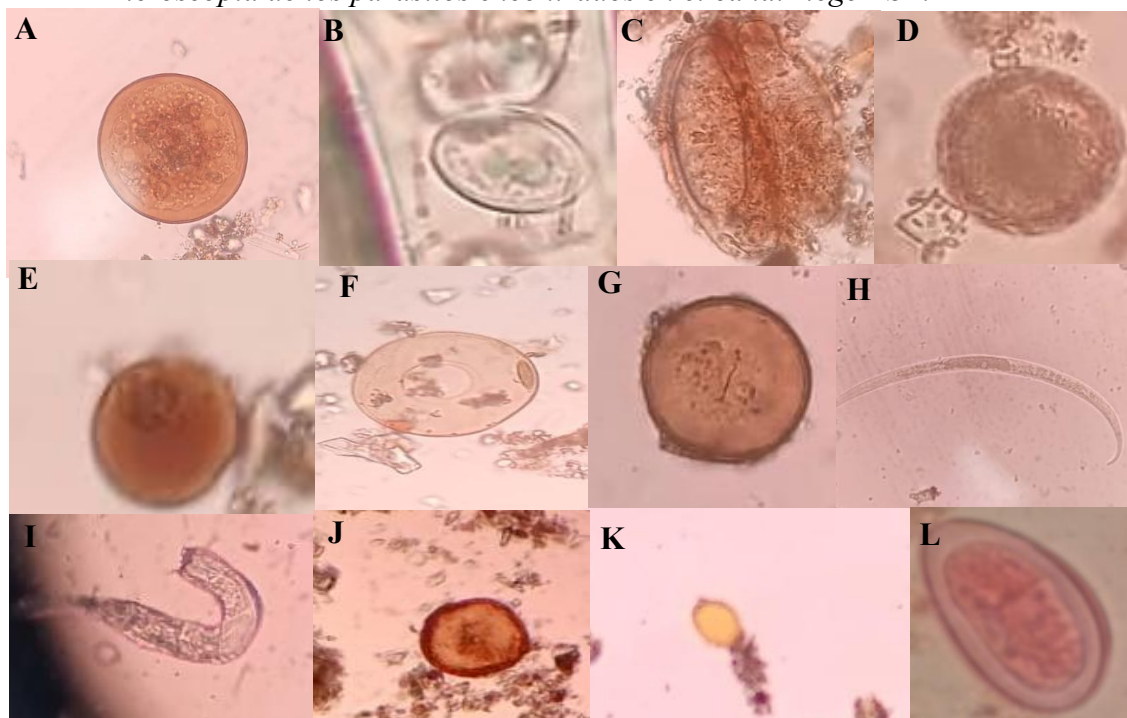
Anexo 9.

Estado ambiental del PT_7_Quillanloma La Playa



Anexo 10.

Microscopía de los parásitos encontrados en el canal riego LSA.



Nota. A) Entamoeba spp; B) Quistes de Giardia; C) A. lumbricoides; D) Toxocara spp; E) Amebas F) Hymenolepis spp G) Huevos de Taenia spp. H) Strongyloides stercoralis I) Larva de Nematodo, J) Blastocystis K) Trofozoito Trischomona hominis L) Enterobius vermicularis

Anexo 11.

Resultados de los análisis fisicoquímicos.

Puntos de Muestreo			Parámetros Fisicoquímicos				Promedio Total por punto de muestreo			
ID	N° Muestra	Código	Temperatura °C	pH	CE uS/cm	Turbidez NTU	Temperatura °C	pH	CE uS/cm	Turbidez NTU
PT_1	1	P1M001	10	7,21	612	9,07	10	7,398	635,4	9,212
	2	P1M002	10	7,23	643	9,25				
	3	P1M003	10	7,25	643	9,33				
	4	P1M004	10	7,58	636	9,33				
	5	P1M005	10	7,72	643	9,08				
PT_2	6	P2M001	10	7,88	7,62	9,82	11,2	7,884	7,668	9,852
	7	P2M002	10	7,89	7,88	9,89				
	8	P2M003	12	7,76	7,64	9,89				
	9	P2M004	12	7,9	7,88	9,83				
	10	P2M005	12	7,99	7,32	9,83				
PT_3	11	P3M001	12	7,88	732	14,08	12,8	7,836	735,6	14,052
	12	P3M002	12	7,84	730	14,07				
	13	P3M003	12	7,78	732	14				
	14	P3M004	14	7,84	749	14,03				
	15	P3M005	14	7,84	735	14,08				
PT_4	16	P4M001	14	8,02	914	15,09	14	8,066	904,4	15,202
	17	P4M002	14	8	930	15,08				
	18	P4M003	14	8,05	930	15,06				

PT_5	19	P4M004	14	8,28	870	15,7	14,6	7,814	718,4	18,856
	20	P4M005	14	7,98	878	15,08				
	21	P5M001	15	7,84	718	18,89				
	22	P5M002	14	7,85	718	18,78				
	23	P5M003	14	7,78	718	18,83				
	24	P5M004	15	7,8	720	18,89				
	25	P5M005	15	7,8	718	18,89				
PT_6	26	P6M001	15	7,78	707	18,07	15	7,84	753,8	18,032
	27	P6M002	15	7,85	784	18				
	28	P6M003	15	7,86	785	18,03				
	29	P6M004	15	7,85	784	18,03				
	30	P6M005	15	7,86	709	18,03				
PT_7	31	P7M001	15	7,8	788	18,87	15	7,812	794,6	18,694
	32	P7M002	15	7,84	801	18,89				
	33	P7M003	15	7,78	798	18,13				
	34	P7M004	15	7,8	788	18,6				
	35	P7M005	15	7,84	798	18,98				

Nota. ID: Puntos de muestreo; CE: Conductividad Eléctrica; uS/cm:

Anexo 12.*Tablas de desviaciones del análisis estadístico de Poisson.*

Fuente	GL	Desv.ajust.	Media. ajust.	Chi-cuadrada	Valor p
Regresión	4	6,9976	1,7494	7	0,136
Temperatura	1	0,6371	0,6371	0,64	0,425
pH	1	1,336	1,336	1,34	0,248
CE	1	0,3513	0,3513	0,35	0,553
Turbidez	1	0,1774	0,1774	0,18	0,674
Error	30	18,4214	0,614		
Total	34	25,4189			

Anexo 13.*Resumen de modelo*

R-cuad. desviación	R-cuad. (ajust) de desviación	AIC
27,53%	11,79%	58,42

Anexo 14.*Tabla de coeficientes*

Término	Coef	EE del coef.	FIV
Constante	-22,8	14,6	
Temperatura	0,403	0,519	5,38
pH	2,20	1,90	1,34
CE	0,00096	0,00166	1,55
Turbidez	-0,099	0,236	5,60

Anexo 15.

Pruebas de bondad del ajuste

Prueba	GL	Estimar	Media	Chi-cuadrada	Valor p
Desviación	30	18,42138	0,61405	18,42	0,951
Pearson	30	17,46122	0,58204	17,46	0,967

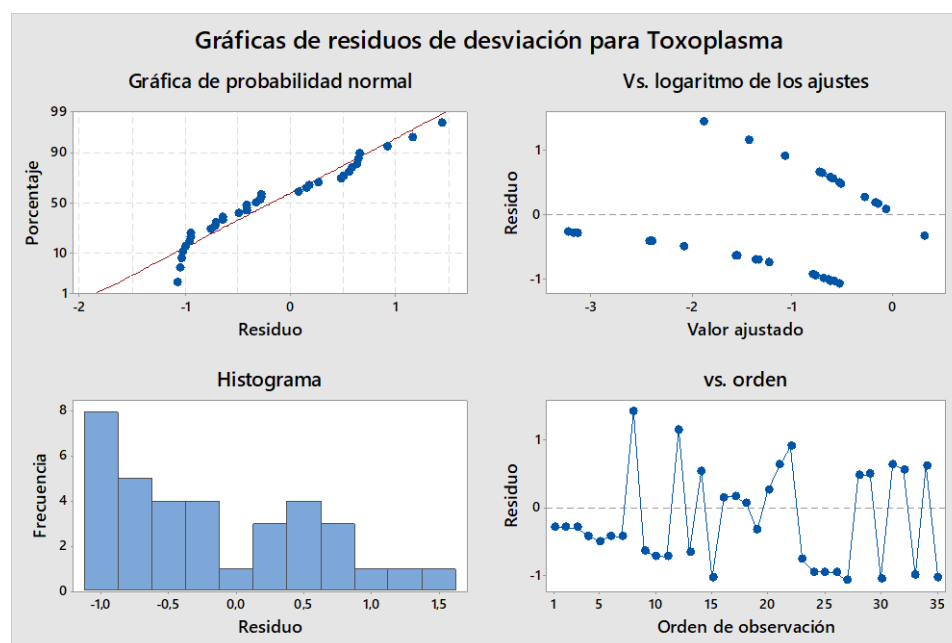
Anexo 16.

Ajuste y diagnósticos para observaciones poco comunes

Obs	Toxoplasma	Ajuste	Resid	Resid est.
19	1	1,368	-0,331	-0,56 X

Anexo 17.

Gráficas de residuos de desviaciones



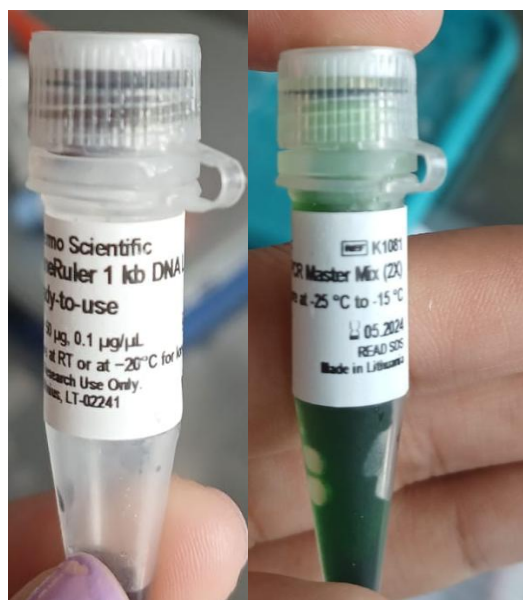
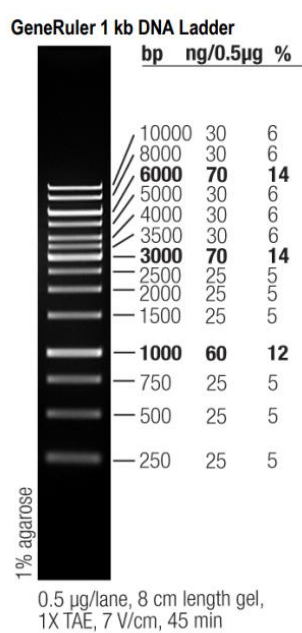
Anexo 18.

Visualización de los productos no amplificados por el gen B1



Anexo 19.

Marcador molecular GeneRuler 1 kb y reactivos de PCR



Anexo 20.

Metodología

