

**UNIVERSIDAD DE CONCEPCIÓN
FACULTAD DE INGENIERÍA AGRÍCOLA**



**EVALUACIÓN DE LA CALIDAD MICROBIOLÓGICA DE AGUA Y SUELO
QUE PRESENTA EL “ESTERO LAS TOSCAS”, REGIÓN DE ÑUBLE,
CHILE.**

TAMARA ELIZABETH MEDINA CUEVAS

HABILITACIÓN PROFESIONAL
PRESENTADA A LA FACULTAD DE
INGENIERÍA AGRÍCOLA DE LA
UNIVERSIDAD DE CONCEPCIÓN,
PARA OPTAR AL TÍTULO DE
INGENIERO AMBIENTAL

CHILLÁN-CHILE

2025

AGRADECIMIENTOS

En el transcurso de esta investigación he tenido el privilegio de contar con el apoyo y la orientación de personas a quien le debo toda mi gratitud ya que, sin su ayuda y dedicación, este trabajo no habría sido posible.

Primero que todo, deseo agradecer a mi profesor guía, Pedro Aqueveque, quien ha sido una fuente de conocimiento, paciencia y apoyo a lo largo de toda la investigación.

Asimismo, quiero agradecer a Irma Sepúlveda Mella, la ayudante de laboratorio en el Laboratorio Microbiológico de la Universidad de Concepción. Su apoyo y su colaboración en el proceso fueron esenciales para llevar a cabo esta investigación con rigor y precisión. La calidad del trabajo realizado en el laboratorio fue gracias a su disposición para orientarme en cada etapa del proceso.

Incluir en mis agradecimientos a la comisión de evaluación, compuesta por Margarita Ocampo y Luis Seminario, por su compromiso y dedicación de su tiempo y esfuerzo para evaluar cada proceso de mi trabajo

Además, me gustaría reconocer el respaldo general del equipo del Laboratorio Microbiológico de la Universidad de Concepción, cuyo entorno de trabajo y recursos facilitaron el desarrollo de esta tesis, contribuyendo de manera significativa la realización de este estudio

DEDICATORIA

Finalmente, quisiera dedicar este trabajo a mis queridos padres, Hernán Medina y Cecilia Cuevas quienes han sido mi pilar fundamental en todo momento a lo largo de este proceso. A mi tía María Loyola por su apoyo incondicional, comprensión y aliento constante. Ellos han sido cruciales para que pudiera llevar a cabo esta investigación y concluir este proyecto. Agradezco profundamente a Dios, a mi familia, amigos y compañeros por todo el respaldo emocional y práctico que me han brindado a lo largo de este último proceso. Sin su amor y apoyo, este logro no habría sido posible.

**EVALUACIÓN DE LA CALIDAD MICROBIOLÓGICA DE AGUA Y SUELO
QUE PRESENTA EL ESTERO “LAS TOSCAS”, REGIÓN DE ÑUBLE,
CHILE.**

Aprobado por:

Pedro Miguel
Aqueveque Muñoz
Profesor de Biología, Dr.
Profesor Asociado

Profesor Guía

Margarita Ocampo Rodríguez
Ingeniera en Alimentos, Dra.
Profesor Asistente

Profesor Asesor

Luis Seminario Salas
Ingeniero en Industrias Alimentarias, Mg. Sc.
Profesor Asistente

Profesor Asesor

Juan Antonio Cañumir Veas
Ingeniero Agrónomo, Ph. D.
Profesor Asociado

Director de Departamento

María Eugenia González Rodríguez
Ingeniero Agrónomo, Ph D.
Profesor Asociado

Decana

ÍNDICE DE MATERIAS

	Página
RESUMEN.....	1
SUMMARY	3
1. INTRODUCCIÓN.....	4
2. ANTECEDENTES GENERALES	5
3. HIPÓTESIS.....	8
4. OBJETIVOS.....	8
4.1 Objetivo general.....	8
4.2 Objetivos específicos	8
5. METODOLOGÍA	9
5.1 Recolección de muestras.....	9
5.2 Análisis microbiológico.....	10
5.3 Siembra e Incubación	14
6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	22
7. CONCLUSIÓN.....	33
8. BIBLIOGRAFÍA.....	36
9. FIGURAS.....	39
10. ANEXO TABLAS	40

ÍNDICE DE TABLAS

En el texto	Página
Tabla 1. Volúmenes de muestra, concentración y serie de tubos inoculados.....	15
Tabla 2. Volumen y dilución de la muestra a inocular en series de tres tubos.....	19
Tabla 3. Análisis presuntivo en medio de cultivo Lauril Sulfato Triptosa (LST) y análisis confirmativo en medio de cultivo Bilis Verde Brillante (BVB) para coliformes totales, medio EC para coliformes fecales y Agar Levin para verificación de <i>E. Coli</i> con resultados de concentración según el número más probable (NMP/100mL) obtenidos los meses de enero a agosto.....	23
Tabla 4. Resultados del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de suelo (g) obtenida en el mes de julio.....	29
Tabla 5. Resultados del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de suelo (g) obtenida en el mes de agosto.....	29
Tabla 6. Resultados de las concentraciones obtenidas del análisis confirmativo de la muestra de agua (mL) y suelo (g) obtenidas en el mes de agosto.....	30
En el anexo	Página
Tabla 7. Resultados del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de agua (mL) obtenida en el mes de enero.....	40
Tabla 8. Resultados del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de agua (mL) obtenida en el mes de febrero.....	40
Tabla 9. Resultados del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de agua (mL) obtenida del mes de marzo.....	40

Tabla 10. Resultados del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de agua (mL) obtenida del mes de abril.....	40
Tabla 11. Resultados del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de agua (mL) obtenida del mes de mayo.....	41
Tabla 12. Resultados del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de agua (mL) obtenida del mes de junio.....	41
Tabla 13. Resultados del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de agua (mL) obtenida del mes de julio.....	41
Tabla 14. Resultados de las concentraciones obtenidas del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de agua (mL) obtenida el 5 de agosto.....	41
Tabla 15. Resultados de las concentraciones obtenidas del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de agua (mL) obtenida el 12 de agosto.....	42
Tabla 16. Resultados de las concentraciones obtenidas del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de suelo (g) obtenida el 12 de agosto.....	42
Tabla 17. Resultados de las concentraciones obtenidas del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de agua (mL) obtenida el 19 de agosto.....	42
Tabla 18. Resultados de las concentraciones obtenidas del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de suelo (g) obtenida el 19 de agosto.....	42
Tabla 19. Resultado del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de agua (mL) obtenida el 26 de agosto.....	42
Tabla 20. Resultados del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de suelo (g) obtenida el 26 de agosto.....	43

ÍNDICE DE FIGURAS

En el texto	Página
Figura 1. Ubicación espacial del “Estero las Toscas”, donde se indica el punto de recolección de muestras.....	13
Figura 2. Proceso de dilución de muestra de suelo (g) para la verificación de <i>E.coli</i>	14
Figura 3. Tubos positivos con soluciones en el medio LST (1) y LST (2)	16
Figura 4. Tubos positivos con soluciones en el medio EC dado para muestras de agua	17
Figura 5. Resultados de tubos con soluciones en el medio Bilis Verde Brillante.....	17
Figura 6. Prueba positiva de aislamiento de <i>E. coli</i> de una muestra de agua en una solución con Agar Levine.....	18
Figura 7. Resultados positivos de las muestras de suelo en un medio EC dado por el gas y turbidez que presenta.....	20
Figura 8. Prueba positiva de aislamiento de <i>E. coli</i> de una muestra de suelo (g).....	21
Figura 9. Variación de la cinética estacional de las concentraciones de coliformes totales (CT), coliformes fecales (CF) y <i>E.coli</i>	24
Figura 10. Concentración de coliformes totales (CT), coliformes fecales (CF) y <i>E. coli</i> obtenidos en la muestra de agua (mL) en los diferentes meses de verano.....	25
Figura 11. Concentración de coliformes totales (CT), coliformes fecales (CF) y <i>E. coli</i> obtenidos en la muestra de agua (mL) en los diferentes meses de otoño.....	27

Figura 12. Concentración de coliformes totales (CT), coliformes fecales (CF) y <i>E. coli</i> obtenidos en muestras de agua (mL) en los diferentes meses de invierno.....	28
Figura 13. Concentración de coliformes totales (CT), coliformes fecales (CF) y <i>E. coli</i> obtenidos en muestras de suelo (g) en los diferentes meses de invierno.....	29
Figura 14. Concentración de coliformes totales (CT), coliformes fecales (CF) y <i>E. coli</i> obtenidos en las muestras de agua (mL) obtenidas en el mes de agosto.....	31
Figura 15. Concentración de coliformes totales (CT), coliformes fecales (CF) y <i>E. coli</i> obtenidos en las muestras de suelo (g) del mes de agosto.....	31
En el anexo	Página
Figura A16. Punto de referencia donde se obtuvo la muestra de agua en la figura 1.....	39
Figura A17. Punto de referencia donde se obtuvo la muestra de suelo en la figura 1.....	39

**EVALUACIÓN DE LA CALIDAD MICROBIOLÓGICA
DE AGUA Y SUELO QUE PRESENTA
EL ESTERO “LAS TOSCAS”, REGIÓN DE ÑUBLE, CHILE**

Palabras claves: Coliformes totales, método del número más probable (NMP), indicadores, calidad del agua, *E. coli*.

RESUMEN

Este estudio evaluó la calidad microbiológica del agua y suelo en el estero “Las Toscas”, Región Ñuble, Chillán, mediante indicadores de contaminación fecal: coliformes totales, coliformes fecales y *Escherichia coli*. Utilizando el método del número más probable (NMP), se identificaron variaciones estacionales significativas durante verano, otoño e invierno de 2024.

En verano, los niveles elevados de coliformes fecales (280 NMP/100 mL) y *E. coli* (hasta 130 NMP/100 mL) se relacionaron con mayor actividad humana y escorrentías urbanas y agrícolas. Otoño mostró fluctuaciones; abril presentó valores mínimos (45 y 13 NMP/100 mL para coliformes fecales y *E. coli*), mientras que mayo exhibió picos debido a lluvias intensas. En invierno, las lluvias aumentaron la carga microbiológica, alcanzando 920 NMP/100 mL de *E. coli* en agosto, con variaciones semanales significativas.

Aunque el agua cumple con estándares para riego agrícola (NCh 1333), en varios casos no es apta para actividades recreativas (NCh 1333). Este trabajo subraya la necesidad de monitoreo continuo y estrategias de mitigación, para mejorar la calidad microbiológica del estero y proteger la salud pública y los ecosistemas.

**EVALUATION OF MICROBIOLOGICAL QUALITY
OF WATER AND SOIL THAT PRESENTS
THE “SWAPPY FOREST” WETLAND, ÑUBLE REGION, CHILE**

Keywords: Total coliforms, most probable number method (MPN), indicators, fecal contamination, water quality, *E. coli*.

SUMMARY

This study evaluated the microbiological quality of water and soil in the “Las Toscas” estuary, Ñuble Region, Chillán, using fecal contamination indicators: total coliforms, fecal coliforms, and *Escherichia coli*. Using the most probable number (MPN) method, significant seasonal variations were identified during summer, fall, and winter of 2024. In summer, elevated levels of fecal coliforms (280 MPN/100 mL) and *E. coli* (up to 130 MPN/100 mL) were associated with increased human activity and urban and agricultural runoff. Fall showed fluctuations; April had minimum values (45 and 13 MPN/100 mL for fecal coliforms and *E. coli*), while May exhibited peaks due to heavy rains. In winter, rainfall increased the microbiological load, reaching 920 NMP/100 mL of *E. coli* in August, with significant weekly variations. Although the water meets agricultural irrigation standards (NCh 1333), in many cases it is not suitable for recreational activities (NCh 1333). This work highlights the need for continued monitoring and mitigation strategies to improve the microbiological quality of the estuary and protect public health and ecosystems.

1. INTRODUCCIÓN

El agua limpia es esencial para el medio ambiente y fundamental para el bienestar de todos los seres vivos. Diversos problemas de salud se relacionan con la contaminación por microorganismos con el agua, ya sea por bacterias, virus o protozoos (OMS, 2006).

La presencia de estos microorganismos surge usualmente por cambios en el medio ambiente y en la población. Las principales actividades que favorecen la contaminación de aguas son las agropecuarias como movilización de animales, cultivos, abonos orgánicos mal procesados y disposición inadecuada de aguas residuales que afectan la calidad microbiológica de las fuentes de agua (Ríos-Tobón, Agudelo-Cadavid, Gutiérrez-Builes, 2017).

La microbiología del agua es un campo de estudio que se centra en estos microorganismos presentes. Pueden servir como indicadores de la calidad del agua, por ejemplo, la presencia de *E. coli* es un indicador de contaminación fecal y puede tener efectos perjudiciales, representando un riesgo para la salud dando lugar a enfermedades transmitidas por el agua. (Smith, 2020)

A través de la recopilación y análisis de datos microbiológicos, esta investigación busca proporcionar una visión de la salud ambiental del estero y proteger la biodiversidad, identificando la concentración de estos

microorganismos patógenos que podrían afectar tanto a los ecosistemas como a la salud humana.

ANTECEDENTES GENERALES

La calidad microbiológica del agua y suelo de los cuerpos hídricos representa un elemento fundamental en la salud del ecosistema y de las comunidades humanas circundantes, ya que refleja directamente la interacción entre el medio ambiente y los riesgos para la salud pública (Vidal, 2019). El análisis microbiológico del Estero Las Toscas es clave para evaluar su impacto en la biodiversidad y los recursos hídricos de la región de Ñuble. Este cuerpo hídrico, integrado al ecosistema urbano de Chillán, representa un desafío en la gestión de su calidad ambiental debido a las presiones antropogénicas y climáticas que afectan su dinámica biológica y microbiológica (Morales, C., Vargas, J., & Quesada, L., 2022).

Dado que el Estero Las Toscas es un ecosistema vital para la regulación del ciclo hidrológico y el control de fenómenos como la erosión e inundaciones, mantener su calidad es crucial para la conservación de las especies y la prevención de desastres naturales (Instituto del Agua, 2022). Los estudios de calidad microbiológica realizados en áreas similares han evidenciado que estos humedales urbanos pueden albergar niveles significativos de bacterias coliformes, las cuales se consideran indicadores de contaminación fecal y, por tanto, de posibles riesgos para

la salud (OMS, 2017). En esta línea, analizar el agua y el suelo del estero permite la identificación de amenazas y la implementación de medidas de conservación.

Para asegurar la validez de los resultados, en Chile se aplican normativas oficiales como la NCh 1620/2012, que establece los criterios para la detección de coliformes totales y *Escherichia coli* en muestras de agua (Instituto Nacional de Normalización, 2012). Este estándar utiliza el método del número más probable (NMP) mediante la técnica de tubos múltiples, permitiendo una medición precisa de microorganismos en distintos puntos de muestreo. Este método es especialmente útil en el estero debido a sus fluctuaciones estacionales, las cuales afectan la cantidad y composición de bacterias presentes en el agua y suelo (Martínez, 2020).

Las normas NCh 409/1 y NCh 1333 establecen además que, para consumo humano, el agua debe estar libre de coliformes fecales, mientras que para el riego se permite un límite máximo de 1000 NMP/100 mL (Martínez-Lagos, J., Barría Ojeda, H., Vistoso Gacitúa, E., & Gallardo Andías, R., 2022). Estos valores son cruciales para interpretar la calidad del agua del Estero Las Toscas, ya que sirven de referencia para identificar niveles de riesgo y proponer recomendaciones adecuadas (Fernández, 2023).

1.1. Área de estudio

El estero “Las Toscas” se sitúa en la ciudad de Chillán, en la Región de Ñuble, Chile. Geográficamente, está situado en una región de clima mediterráneo, tiene coordenadas 36°35'31.2"S 72°03'36.6"W y está caracterizado por veranos cálidos y secos e inviernos frescos y húmedos. Constituye una importante fuente de agua que atraviesa la ciudad y sus alrededores, integrándose en la cuenca hidrográfica del río Chillán. También funciona como filtro natural, mejorando la calidad del agua y proporcionando hábitats vitales para diversas especies tanto flora como fauna.

2. HIPÓTESIS

La calidad microbiológica del agua y suelo del Estero Las Toscas, se ve afectada de manera significativa por las actividades humanas y los cambios estacionales.

4. OBJETIVOS

4.1. Objetivo general

- Determinar el grado de contaminación microbiológica presente en estero “Las Toscas”, durante las estaciones de verano, otoño e invierno del año 2024.

4.2. Objetivos específicos

- Identificar la presencia de microorganismos indicadores de contaminación fecal y *E. coli*, a través del método (NMP).
- Conocer la cinética microbiológica del estero en las distintas estaciones del año, de enero a agosto.

5. METODOLOGÍA

5.1. Recolección de muestras

El procedimiento de toma de muestra de agua y suelo comienza con la preparación del equipo necesario, que incluye una nevera con: frasco de muestreo estéril, guantes desechables para evitar contaminación, etiquetas resistentes al agua para identificar correctamente las muestras y bolsas estériles y gel pack refrigerante para mantener la temperatura durante el transporte.

Para la toma de muestra de agua, es esencial sumergir la botella de muestreo lentamente, evitando la turbulencia, y tomar muestras en diferentes lugares para obtener distintas características.

En cuanto a la toma de muestra de suelo, es importante recoger muestras representativas dentro del área de interés y con la ayuda de una cuchara se hace un hoyo con una profundidad de 10 cm aproximadamente.

Una vez obtenidas las muestras, se deben manejar con cuidado para evitar la contaminación cruzada y mantener las muestras de agua refrigeradas y las de suelo en bolsas selladas para evitar la contaminación externa.

Esto garantiza la trazabilidad y la integridad de las muestras durante todo el proceso de análisis en el laboratorio.

5.2. Análisis microbiológico

Para determinar coliformes totales, fecales y *E. coli* en el agua y en el suelo se realizó por la técnica del número más probable (NMP/100 ml) que proporciona una estimación estadística de la densidad microbiana presentes, descrito en NCh1620/1 y lo establecido en el Manual de técnicas microbiológicas para alimentos y aguas del Instituto de salud pública (ISP), respectivamente.

Esta técnica implica la introducción de una muestra diluida en tubos que contienen medios de cultivo como:

- El medio Lauril Sulfato Triptosa (LST) se utiliza en un análisis presuntivo para detectar la posible existencia de microorganismos coliformes en el agua. La formación de sedimentos que generan turbidez y la liberación de gases es resultado del proceso de fermentación de la lactosa. (Condolab, 2023)
- El medio Bilis Verde Brillante (BVB) se aplica para la detección de coliformes totales. Su efectividad radica en su capacidad para inhibir el crecimiento de bacterias Gram positivas, así como la gran mayoría de las bacterias Gram negativas. Se da formación de turbidez y liberación de gases como consecuencia de la fermentación. (Britania Lab, 2021)

- El medio EC se destaca por su capacidad selectiva en la diferenciación de coliformes fecales, convirtiéndolo en una herramienta para confirmar la presencia de *E. coli*. Este fenómeno selectivo se deriva de la presencia de lactosa en el medio, un nutriente que promueve el crecimiento específico de esta bacteria. Esto se manifiesta mediante turbidez y liberación de gases. (Britania Lab, 2021)
- El Agar Levine tiene como función principal el aislamiento selectivo de la bacteria *E. coli*. Una característica distintiva de una muestra positiva es el crecimiento y aparición de un color verde brillante y metálico. Esto se debe a la interacción entre las colonias de *E. coli* y los componentes del medio. (Condalab, 2023)

5.2.1. Preparación de los medios de cultivos

El medio Lauril sulfato simple LST (1) se prepara con 35,6 g de polvo en 1000 mL de agua peptonada. La solución se deposita 10 mL en tubos de ensayos con campanas Durham y se esterilizará en la autoclave con una temperatura de 121°C por 15 minutos.

El medio de cultivo Lauril sulfato doble LST (2) se prepara con el doble del medio en 1000 mL de agua peptonada para la concentración y se depositará 10 mL en tubos de ensayos con campanas Durham. Luego se esteriliza de la misma forma.

El medio de cultivo EC se preparará el medio con 37 g de polvo EC en 1000 mL de agua peptonada, de esta solución se depositará 10 mL en tubos de ensayos con campanas Durham y se esteriliza.

El medio de cultivo Bilis Verde Brillante (BVB) se prepara el medio con 40 g de BVB en 1000 mL de agua peptonada, de esta solución se deposita 10 mL en tubos de ensayos con campanas Durham y se esteriliza de la misma manera.

El medio Agar Levine se prepara en un frasco con 37,4 g del polvo en 1000 mL y se calienta para que se pueda disolver por completo la sustancia. Se esteriliza en la autoclave con una temperatura de 121°C por 15 minutos. Luego se dispersa en Placas Petri evitando flóculos y dejándolo unos minutos hasta que se solidifique para añadir en forma de líneas curvas las muestras positivas con un asa bacteriológica.

5.2.2. Obtención de muestras

Las muestras serán recopiladas en dos puntos seleccionados en el estero, como se ilustra en la figura 1. Para garantizar la integridad y esterilidad de las muestras de agua y suelo, fueron recolectadas en bolsas estériles.

Posteriormente, las muestras serán trasladadas a una temperatura óptima durante el transporte al laboratorio de Microbiología de la Facultad de Ingeniería Agrícola de la Universidad de Concepción, Campus Chillán.

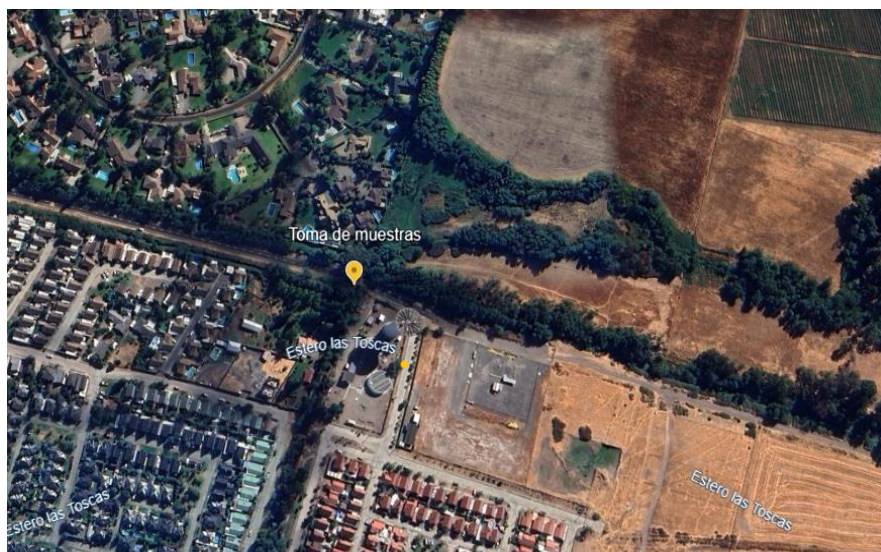


Figura 1. Ubicación espacial del estero “Las Toscas” donde se indica el punto de donde se recolectaron muestras de agua y suelo.

5.2.3. Preparación de muestra de suelo

En primer lugar, se realiza el proceso de homogenización de la muestra, en el cual se tomarán 10 g de la muestra y se añadirán 90 mL de agua peptonada con el objetivo de liberar los microorganismos presentes en la muestra siendo nuestra dilución 10^{-1} . La dilución 10^{-2} se obtendrá agregando con una pipeta 1 mL de la dilución 10^{-1} a un tubo que contendrá 9 mL de agua peptonada.

Para la dilución 10^{-3} , se traspasará 1 mL de la dilución 10^{-2} a otro tubo con 9 mL de medio agua peptonada.



Figura 2. Proceso de dilución de muestra de suelo (g) para la verificación de coliformes total (CT), coliformes fecales (CF) y *E.coli*.

5.3. Siembra e Incubación.

El cálculo y expresión de resultados se basan en la combinación de tubos positivos de las pruebas confirmativas. Los resultados para el caso del análisis de agua se expresan como el NMP de coliformes totales o coliformes fecales por cada 100 mL de muestra y para análisis de suelo los resultados se expresan como el NMP de coliformes totales o coliformes fecales por gramos de muestra.

5.3.1. Prueba presuntiva para muestra de agua.

Primero se realiza un análisis presuntivo donde se inoculan 10 mL de la muestra diluida en 5 tubos previamente preparados con LST (2), 5 tubos con 1 mL en LST (1) y 5 tubo con 0,1 mL en LST (1). Luego de incubar los tubos a una temperatura de 37°C se examinan después de 24 y 48hrs. Aquellos que después del tiempo transcurrido presentan gas y/o turbidez constituye un ensayo presuntivo. Así entonces se somete al ensayo confirmativo todos los tubos de caldo Lauril Sulfato Triptosa que dieron positivo e inmediatamente después de las 24 hrs, ya que las bacterias coliformes podrían ser inhibidas por la flora bacteriana acompañante.

Tabla 1. Volúmenes de muestra, concentración y serie de tubos inoculados.

Volumen de Muestra	Concentración LST Inoculados	N° de Tubos
10 mL	Doble	5
1 mL	Simple	5
0,1 mL	Simple	5

Fuente: Elaboración propia

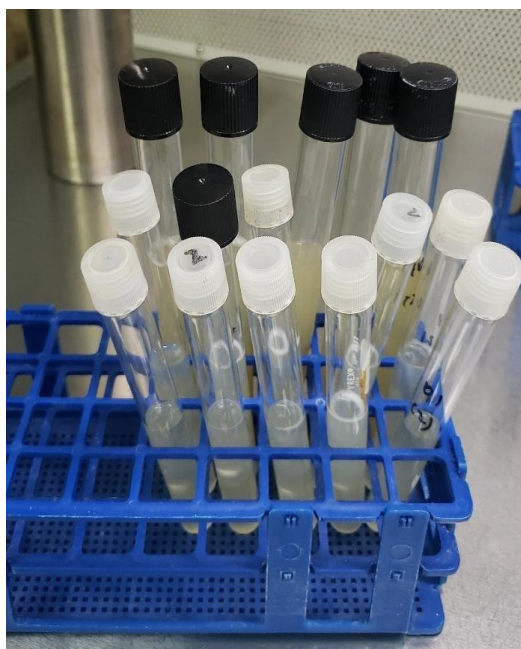


Figura 3. Tubos positivos con diferentes soluciones en el medio Lauril Sulfato Triptosa (LST simple y doble) dado para muestras de agua (mL).

5.3.2 Prueba confirmativa para muestra de agua.

Los tubos positivos son transferidos con un asa a 5 tubos con 10 mL, 1 mL y 0,1 mL de la muestra positiva en cultivo EC y 5 tubos con 10 mL, 1 mL y 0,1 mL de la muestra en Bilis verde brillante. El cultivo EC es incubado en BTR a 44,7°C por 24 hrs y BVB en la estufa a 37 °C por 24 a 48hrs. Aquellos que presenten gas y/o turbidez será un ensayo confirmativo positivo como se muestra en la Figura 3 y 4.

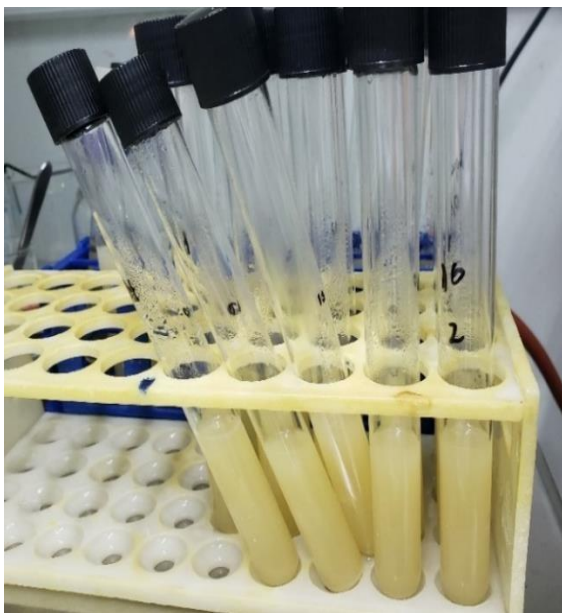


Figura 4. Tubos positivos con soluciones en el medio EC dado para muestras de agua (g).

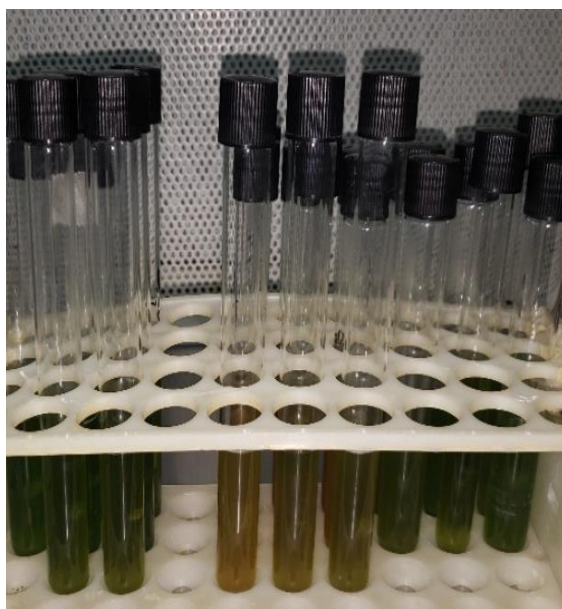


Figura 5. Resultados de tubos positivos y negativos con soluciones en el medio Bilis verde brillante (BVB) dado para muestras de agua (mL).

5.3.3. Prueba confirmativa para *E. coli* para las muestras de agua.

Aquellos tubos positivos en el ensayo son sembradas con un asa flameada sobre una placa de agar Levin, previamente preparado y para prevenir contaminación estos procedimientos se llevan a cabo bajo campana siguiendo rigurosamente el protocolo del laboratorio para prevenir contaminación en el traspaso de las muestras.

Las placas en posición invertida son llevadas a incubar a 37°C por 24 hrs y aquellos que presenten un color verde brillante son las muestras positivas que presentan *E. coli* (Figura 6.)



Figura 6. Prueba positiva de aislamiento de *E. coli* de una muestra de agua (mL) en una solución con Agar Levine.

5.3.4. Prueba presuntiva para muestras de suelo.

Se aplicará una técnica de dilución para reducir la densidad bacteriana y con una pipeta estéril, se siembra 1 mL de la dilución de cada muestra en serie de tres tubos para diluciones de 10^{-1} , 10^{-2} y 10^{-3} en tubos previamente ya etiquetados y siguiendo los protocolos de traspaso para evitar contaminación. Luego se incuban los tubos a 37°C durante 24 y 48 horas y se registra el crecimiento de colonias bacterianas en cada tubo observando su gas o turbidez después del tiempo transcurrido. Aquellos tubos positivos se registran para cada dilución y servirán en la prueba confirmativa para verificar coliformes totales y fecales (ISP, 1998).

Tabla 2. Volumen y dilución de la muestra a inocular en series tres de tubos.

Volumen de la inoculados	Dilución de la muestra	Concentración LST muestra	N° de tubos
1 mL	10^{-1}	Simple	3
1 mL	10^{-2}	Simple	3
1 mL	10^{-3}	Simple	3

Fuente: Elaboración propia

5.3.5. Prueba confirmativa para muestras de suelo.

Para aquellos tubos que resultaron positivos en la prueba presuntiva, se transfiere un inóculo utilizando un asa estéril al caldo EC con el fin de confirmar la presencia de coliformes fecales, y al caldo BVB para confirmar la presencia de coliformes totales. Es importante tomar precauciones para enfriar el asa y garantizar la viabilidad del inóculo, lo que facilita su proliferación en el medio selectivo. La incubación de los

tubos sembrados en medio BVB se lleva a cabo a 37°C durante un periodo de 24 a 48 horas en la estufa, mientras que los tubos inoculados en medio EC se incuban en un baño termorregulado a 44,5°C durante 24 horas, según las pautas del ISP (1998). La presencia de turbidez y gas en los tubos indicará un resultado positivo para la presencia de coliformes fecales y coliformes totales.

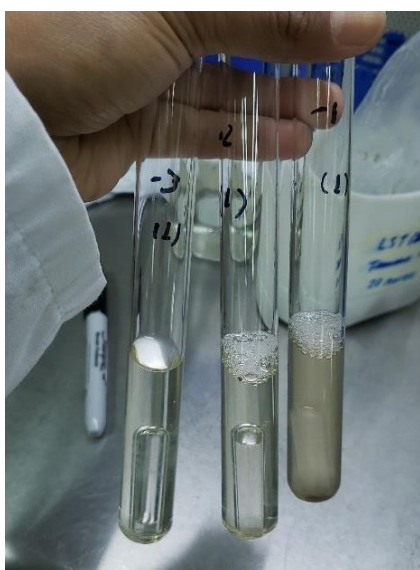


Figura 7. Resultados positivos de las muestras de suelo (g) en un medio EC dado por el gas y turbidez que presenta.

5.3.6. Prueba para determinar *E. coli* para muestras de suelo.

Para la realización de esta prueba se repite el procedimiento del apartado. Al concluir el tiempo de incubación, se examinan las colonias que presente un color verde brillante metálico. Aquellas que cumplan las características serán identificadas como positivas para *E. coli*, tal como se ilustra en la figura 8. (ISP, 1998).



Figura 8. Prueba positiva de aislamiento de *E. coli* de una muestra de suelo (g).

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En este estudio se investigó la calidad microbiológica del agua y suelo del estero "Las Toscas". Los resultados obtenidos respaldan la hipótesis de que existen concentraciones significativas de coliformes totales, coliformes fecales y *E. coli* en las muestras recolectadas en el lugar. Las concentraciones superaron en varias ocasiones los límites establecidos por las normativas ambientales NCh 1333 para aguas de riego y actividades recreativas (Fariña, 2022).

El análisis microbiológico realizado durante diferentes estaciones reveló concentraciones de coliformes y *E. coli* que exceden los niveles permitidos, representando riesgos tanto para la salud humana como para el medio ambiente, particularmente en las áreas cercanas al estero. Estos resultados coinciden con investigaciones que destacan cómo las actividades humanas, sumadas a la falta de tratamiento adecuado del agua, contribuyen a la contaminación microbiológica, afectando la calidad del agua destinada para riego y consumo humano (Martínez-Lagos et al 2022).

En la Tabla 3. se observan los resultados obtenidos del análisis presuntivo y confirmativo, incluyendo los datos que se organizaron en función del tipo de muestra (agua y suelo), midiendo los parámetros: coliformes totales, coliformes fecales y *E. coli*, durante los periodos de verano (enero, febrero y marzo), otoño (abril, mayo y junio) e invierno (julio y agosto).

Tabla 3. Análisis presuntivo y confirmativo para coliformes totales, coliformes fecales y *E. coli* con resultados de las concentraciones (NMP/100 mL) obtenidos en los meses de enero a agosto del año 2024).

MES	MEDIOS DE CULTIVO		
	Coliformes totales (NMP/100 mL)	Coliformes fecales (NMP/100 mL)	<i>E. coli</i> (NMP/100 mL)
Enero	1600	280	62
Febrero	350	280	130
Marzo	280	62	54
Abril	280	45	13
Mayo	350	350	180
Junio	350	54	17
Julio	920	140	17
Agosto	920	920	920

Fuente: Elaboración propia

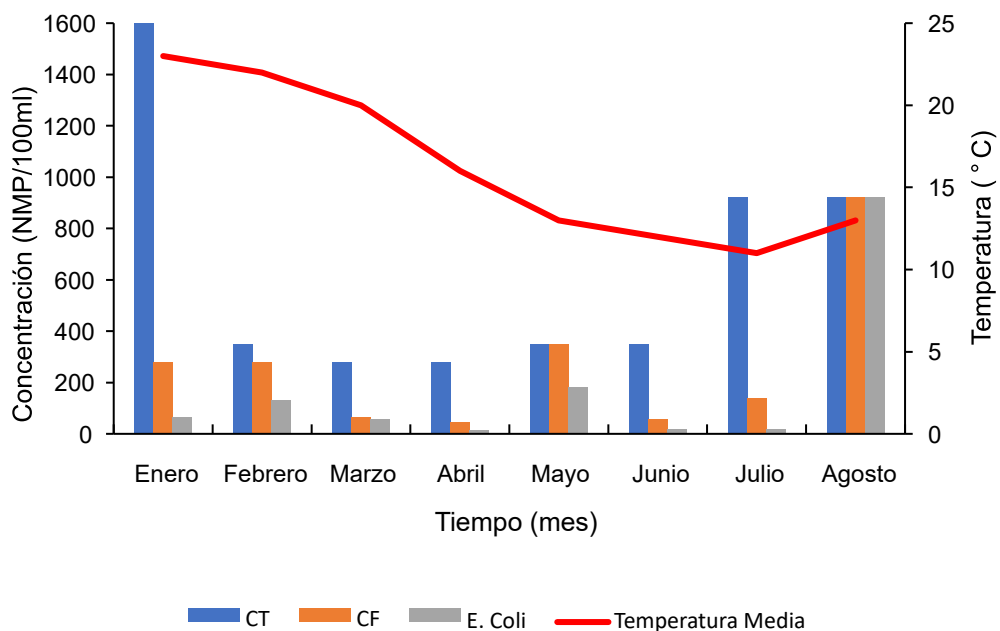


Figura 9. Variación de la cinética estacional de las concentraciones de coliformes totales (CT), coliformes fecales (CF) y *E. coli* con respecto al tiempo (meses) y la variación de la temperatura (°C).

Variación estacional

Verano

Durante el verano, las concentraciones de coliformes fecales alcanzaron niveles preocupantes. En los meses de enero y febrero se registraron un valor igual a 280 NMP/100 mL en cada caso (ver Figura 10), lo que confirma una contaminación fecal significativa (Torres & Muñoz, 2019). En cuanto a *E. coli*, los valores obtenidos en estos meses fueron 62 NMP/100 mL en enero y 130 NMP/100 mL en febrero, con este último superando el

límite de 126 NMP/100 mL establecido para aguas recreativas (EPA, 2012). Este aumento puede estar relacionado con mayor actividad humana o con la escorrentía de áreas urbanas y agrícolas cercanas al estero (Henríquez, Azócar, & Aguayo, 2006). En marzo, los niveles de coliformes fecales y *E. coli* disminuyeron notablemente, registrándose valores de 62 y 54 NMP/100 mL respectivamente. Esta reducción podría atribuirse a la disminución de las temperaturas y una menor actividad recreativa o agrícola, reduciendo la carga de contaminantes en el estero. Aunque los valores disminuyeron, cumplen con el límite de 1000 UFC/100 mL recomendado por la FAO (1985) para riego agrícola, pero no son adecuados para actividades recreativas (Jiménez Cisneros, Chávez Mejía, & Silva Castro, 2015).

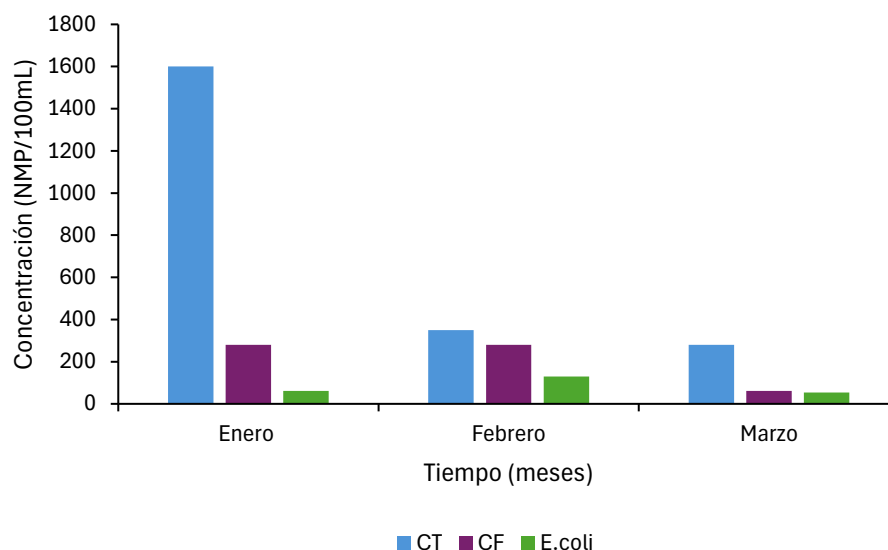


Figura 10. Concentración de coliformes totales (CT), coliformes fecales (CF) y *E. coli* obtenidos en la muestra de agua (mL) en los diferentes meses de verano.

Otoño

En el mes de abril, se observa una disminución significativa en los coliformes fecales y *E. coli*, en comparación a los meses de enero a marzo, donde los resultados muestran un valor de 45 y 13 NMP/100 mL respectivamente (ver Figura 11), lo que indica una reducción considerable en la contaminación. Esta disminución podría ser atribuida a una menor actividad contaminante o a condiciones climáticas menos favorables para la proliferación de bacterias fecales.

En mayo, el valor de coliformes fecales alcanza un pico de 350 NMP/100 mL, posiblemente influenciado por la nubosidad y lluvias que incrementan la escorrentía (Instituto Nacional de Normalización, 2005), con temperaturas bajas de 8 a 12°C y una máxima de 17 a 25°C (DGA, 2024). En cuanto a el aumento de *E. coli* a 180 NMP/100 mL supera los límites establecidos para actividades recreativas y riego agrícola. La normativa chilena NCh 409/1 establece que el agua potable debe estar libre de *E. coli*, mientras que la NCh 1333 para el uso agrícola permite un máximo de 1000 NMP/100 mL de coliformes fecales, lo que implicaría que el agua del estero es adecuada para riego, pero no para el consumo humano o recreativo debido a los altos niveles de contaminación microbiológica (Ministerio de Salud, 2000).

El descenso de contaminación microbiológica durante el mes de junio puede estar relacionado con factores climáticos, como por ejemplo la intensidad de las lluvias influye directamente en la escorrentía,

arrastrando contaminantes hacia fuentes hídricas, mientras que lluvias menos intensas suelen reducir esta contaminación. Por otro lado, temperaturas más bajas, en el rango de 4 a 16°C (DGA, 2024), pueden limitar la proliferación bacteriana, ya que estas condiciones son menos favorables para la actividad microbiológica (Salgado Brito, Santoyo Acuña, Caballero García, & Olivares Salvado, 2009).

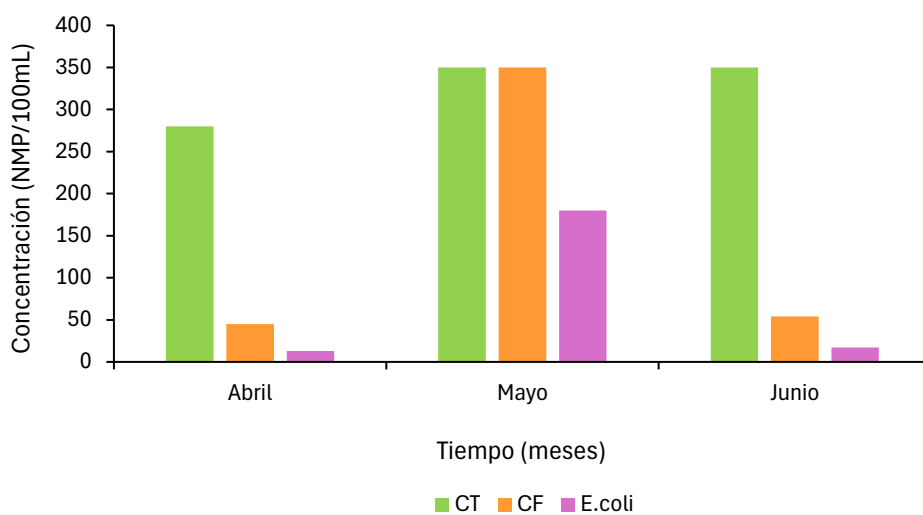


Figura 11. Concentración de coliformes totales (CT), coliformes fecales (CF) y *E. coli* obtenidos en muestras de agua (mL) en los diferentes meses de otoño.

Invierno

Posteriormente, en julio, los valores fueron de 140 NMP/100 mL para coliformes fecales y 17 NMP/100 mL para *E. coli* (ver Figura 12). Sin embargo, en agosto, se registra un aumento considerable donde los valores alcanzaron un máximo de 920 NMP/100 mL para coliformes fecales y *E. coli* respectivamente (Figura 12), lo que representa un riesgo crítico de contaminación fecal durante el invierno (Ministerio de Salud, 2000). Los niveles de coliformes fecales y *E. coli* en estos meses, aunque fueron elevados, siguen estando dentro de los límites permitidos por la normativa chilena para riego agrícola, que establece un máximo de 1000 UFC/100 mL. Sin embargo, estos valores superan los límites para usos recreativos, que requieren estándares más estrictos (INIA, 2024).

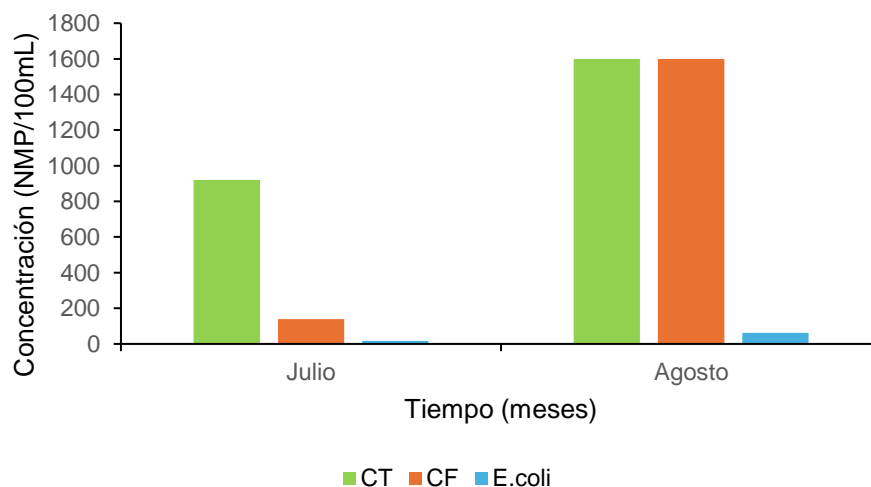


Figura 12. Concentración de coliformes totales (CT), coliformes fecales (CF) y *E.coli* obtenidos en muestras de agua (mL) en los diferentes meses de invierno.

Tabla 4. Resultados del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de suelo (g) obtenida en el mes de julio.

Medios de cultivo	-1	-2	-3	Resultados (NMP/g)
Presuntivo	3	3	1	500
Coliformes totales	3	3	1	500
Coliformes fecales	3	3	1	500
<i>E. coli</i>	3	3	1	500

Fuente: Elaboración propia

Tabla 5. Resultados del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de suelo (g) obtenida el mes de agosto.

Medios de cultivo	-1	-2	-3	Resultados (NMP/g)
Presuntivo	3	3	2	1100
Coliformes totales	3	3	2	1100
Coliformes fecales	0	0	0	<3
<i>E. coli</i>	0	0	0	<3

Fuente: Elaboración propia

En la Figura 13. se ilustra cómo los niveles de concentración de coliformes totales, coliformes fecales y *E. coli* presentes en el suelo del estero y como varían durante el tiempo, expresadas en NMP/g de suelo.

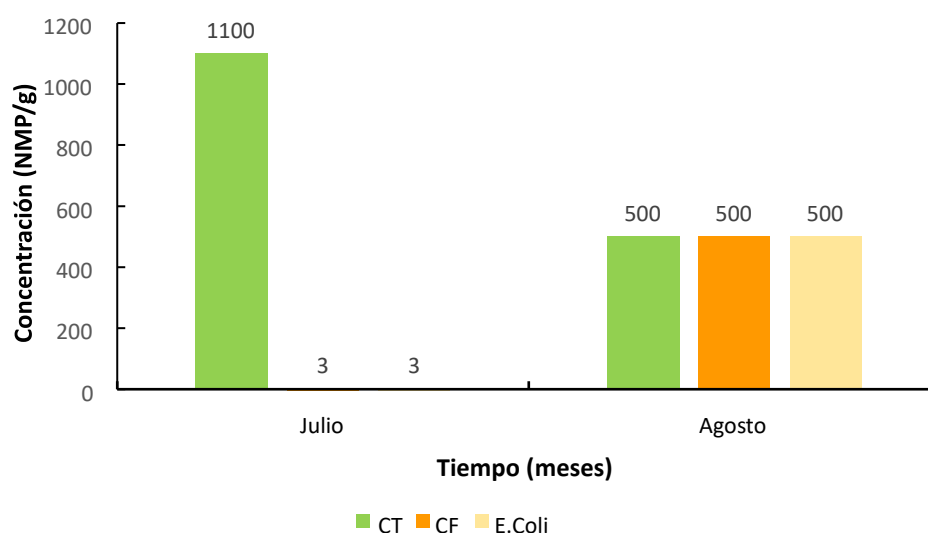


Figura 13. Concentración de coliformes totales (CT), coliformes fecales (CF) y *E. coli*, obtenidos en la muestra de suelo (g) en periodos de invierno.

Durante el mes de agosto se realizó un muestreo intensivo semanal en el estero Las Toscas, con el propósito de obtener un perfil microbiológico detallado (ver Tabla 6.) No se pudo tomar la muestra de suelo debido al alto caudal de agua, esto impidió el acceso al Estero. Este periodo fue elegido estratégicamente debido a su coincidencia con el punto máximo de lluvias en la región, lo cual incrementa el caudal del estero y potencialmente afecta su calidad de agua (Ministerio de Salud, 2006). Estas condiciones extremas proporcionan un marco para estudiar cómo eventos naturales pueden influir en la concentración de microorganismos. La precipitación intensa puede modificar el flujo y las características del agua y contaminantes desde áreas circundantes hacia el estero. Este fenómeno hidrológico puede no solo aumentar la turbidez, sino también generar variaciones significativas en los niveles de patógenos y otros microorganismos en el agua y el suelo (Martínez, 2020).

Tabla 6. Resultados de las concentraciones obtenidas del análisis confirmativo de la muestra de agua (mL) y suelo (g) obtenidas en las semanas (S1, S2, S3 y S4) del mes de agosto.

Resultados de agua y suelo mes agosto	CT (mL)	CF (mL)	<i>E. coli</i> (mL)	CT (g)	CF (g)	<i>E. coli</i> (g)
S1	1600	1600	62	-	-	-
S2	1100	3	3	200	40	40
S3	920	920	920	14	7,8	7,8
S4	1600	1600	920	500	500	500

Fuente: Elaboración propia

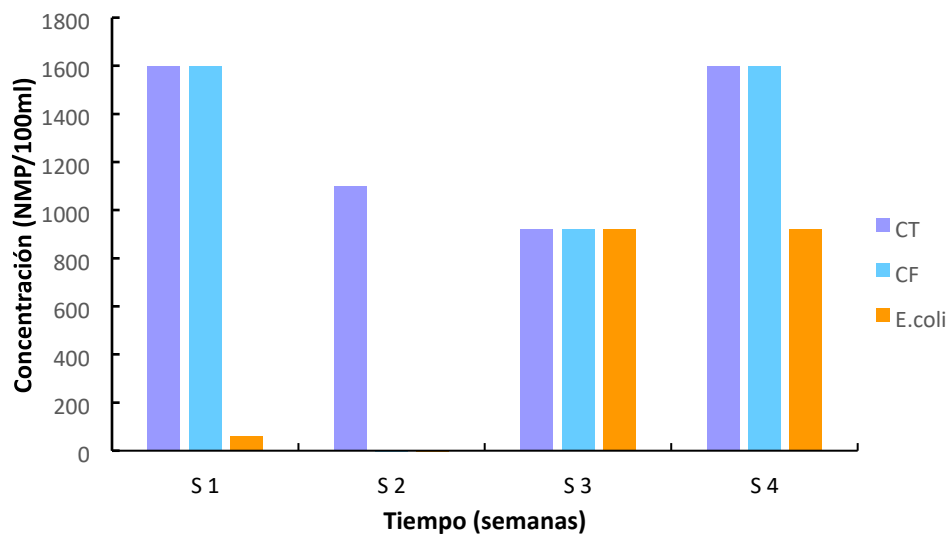


Figura 14. Concentración de coliformes totales (CT), coliformes fecales (CF) y *E. coli*, obtenidos en las muestras de agua (mL) en las semanas (S1, S2, S3 y S4) del mes de agosto.

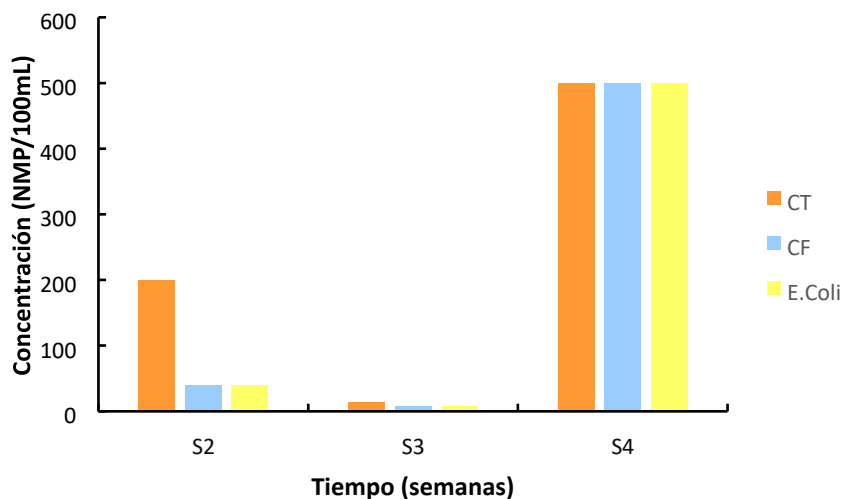


Figura 15. Concentración de coliformes totales (CT), coliformes fecales (CF) y *E. coli*, obtenidos en las muestras de suelo (g) en las semanas (S2, S3 y S4) del mes de agosto.

En agosto, se observaron fluctuaciones importantes en los niveles de coliformes fecales y *E. coli* tanto en el agua como en el suelo. En el agua, las semanas 1 y 4 (S1 y S4 respectivamente) presentaron valores altos, alcanzando 1600 NMP/100 mL para coliformes fecales y 920 NMP/100 ml para *E. coli*, mientras que en la semana 2 (S2) los valores fueron extremadamente bajos (3 NMP/100 mL). Esta disminución podría atribuirse a un efecto de dilución debido a flujos de agua limpia o a una reducción del arrastre de contaminantes por la interrupción de lluvias intensas. Por otro lado, en el suelo, los valores fueron de 40 NMP/100 g en la semana 2 (S2), disminuyendo a 7,8 NMP/100 g en la semana 3 (S3). No obstante, en la semana 4 (S4) se registró un aumento significativo, alcanzando 500 NMP/100 g, lo que sugiere un mayor arrastre de contaminantes en este período, posiblemente relacionado con las lluvias (Ministerio de Salud, 2006; Martínez, 2020).

7. CONCLUSIÓN

La evaluación de la calidad microbiológica del agua y suelo en el estero "Las Toscas", Región Ñuble, permite comprender la dinámica del contaminante microbiológico y su variación estacional. Gracias al estudio se logró evidenciar que los niveles de coliformes totales, coliformes fecales y *Escherichia coli* presentan fluctuaciones significativas, influenciadas por factores como la temperatura, las precipitaciones y las actividades humanas cercanas al estero.

Durante el verano, los valores elevados de coliformes fecales (280 NMP/100 mL) y *E. coli* (hasta 130 NMP/100 mL) fueron atribuibles a la menor dilución por escorrentías, las altas temperaturas que favorecen la proliferación bacteriana y el aumento de la actividad recreativa y agrícola. En otoño, las lluvias iniciales incrementaron la movilización de contaminantes acumulados hacia el estero, alcanzándose en mayo valores de 350 NMP/100 mL de coliformes fecales y 180 NMP/100 mL de *E. coli*. Finalmente, en invierno, las lluvias más intensas y continuas incrementaron la carga microbiológica, alcanzando un máximo de 920 NMP/100 mL para coliformes fecales y *E. coli* en agosto, reflejando el impacto de las precipitaciones en el transporte de material contaminante.

El análisis semanal intensivo realizado en agosto permitió profundizar en la variabilidad de los niveles microbiológicos, observándose fluctuaciones drásticas en agua y suelo. Este análisis mostró cómo los eventos climáticos pueden alterar significativamente la calidad microbiológica,

aumentando los riesgos para los ecosistemas y las comunidades que dependen de este recurso.

La importancia de realizar evaluaciones de esta naturaleza radica en la identificación de riesgos asociados a la contaminación microbiológica. Si bien los resultados indican que el agua del estero puede ser adecuada para riego agrícola según la normativa chilena (NCh 1333), no cumple con los estándares para consumo humano ni actividades recreativas (NCh 409/1), lo que representa un riesgo crítico para la salud pública, especialmente en comunidades vulnerables o en escenarios de usos no regulados del agua.

Además, estos estudios permiten entender el impacto de las actividades humanas, como el vertido de aguas residuales, la escorrentía agrícola y urbana, y la deforestación en la ribera del estero, sobre la calidad del agua.

En un contexto de cambio climático, donde se espera una mayor frecuencia de eventos climáticos extremos, este tipo de evaluaciones son esenciales para diseñar estrategias de adaptación y mitigación que aseguren la sostenibilidad del recurso hídrico. La implementación de programas de monitoreo continuo y políticas de gestión basadas en evidencia permitirá no solo mejorar la calidad microbiológica del estero "Las Toscas", sino también garantizar su función como ecosistema clave para la región.

En conclusión, la evaluación de la calidad microbiológica no solo es fundamental para diagnosticar el estado actual del recurso hídrico, sino que también constituye una herramienta estratégica para la protección de la salud pública, la seguridad alimentaria y la conservación de los ecosistemas urbanos, reafirmando su importancia en la planificación y gestión de los recursos hídricos a nivel local y regional.

8. BIBLIOGRAFÍA

- Britania Lab. (2023). Verde Brillante Bilis 2% caldo. http://www.britanialab.com/back/public/upload/productos/upl_6054_e8cd82576.pdf
- Britania Lab. (04/2021). E. C. Medio. http://www.britanialab.com/back/public/upload/productos/upl_6092dcb116850.pdf
- Condolab (2023). Agar Levine. Condolab, (Vol.1). Chile. Condolab. <https://www.condalab.com/int/es/medios-de-cultivodeshidratados/56-14915-agarlevine-emb-bam-iso.html>
- Condolab (2023). Lauril Sulfato Triptosa. Condolab, (Vol.1). Chile. ISO. Condolab. <https://www.condalab.com/int/es/medios-de-cultivodeshidratados/1081-14725-caldo-lauril-sulfato-caldo-lauril-triptosaltb-iso.html>
- Comité Chileno de Normalización de Aguas (1987). NCh 1333:1978 - Mod. 1987: Normas para el agua destinada a riego agrícola. Recuperado de https://ciperchile.cl/pdfs/11-2013/norovirus/NCh1333-1978_Mod-1987.pdf
- Dirección General de Aguas (DGA). (2024). Estudio climático y su relación con la calidad de agua: Temperaturas y precipitaciones en la región central de Chile. Dirección General de Aguas. Recuperado de <https://www.dga.cl>.
- Environmental Protection Agency (EPA). (2012). Bacterias Coliformes. Recuperado de <https://www.epa.gov/ground-water-and-drinkingwater/coliform-bacteria>
- Environmental Protection Agency (EPA). (2012). Bacterias Coliformes. Recuperado de <https://www.epa.gov/ground-water-and-drinkingwater/coliform-bacteria>
- Fariña, Y. C. (2022). Estudio de la calidad microbiológica de las aguas de dos esteros ubicados en la comuna de Pemuco (región de Ñuble): estero Pemuco y estero Dollico. Tesis de Pregrado, Universidad de Concepción. Recuperado de: repositorio.udec.cl
- Google Maps. (2024). Puente del Estero Las Toscas cerca de la torre de agua, Chillán, Chile. https://www.google.cl/maps/@-36.591992,72.0601774,3a,75y,61.08h,73.82t/data=!3m7!1e1!3m5!1sn_nsDTgk2VDmQzhqt_NJJQ!2e0!6shttps:%2F%2Fstreetviewpixelspa.googleapis.com%2Fv1%2Fthumbnail%3Fpanoid%3Dn_nsDTgk2VDmQzhqt_NJJQ%26cb_client%3Dmaps_sv.share%26w%3D900%26h%3D600%26yaw%3D61.0786315761777%26pitch%3D16.18362297414876%26thumbfov%3D90!7i13312!8i6656?coh=205410&entry=ttu
- Henríquez, C., Azócar, G., & Aguayo, M. (2006). Cambio de uso del suelo y escorrentía superficial: aplicación de un modelo de simulación espacial en Los Ángeles, VIII Región del Biobío, Chile. Revista de

- Geografía Norte Grande. <https://doi.org/10.4067/S0718-34022006000200004>
- Instituto del Agua (2022). El ciclo hidrológico y su importancia: ventajas clave para la humanidad. Instituto del Agua. Recuperado de <https://institutodelagua.es>.
- Instituto de Investigaciones Agropecuarias (INIA). (2004). Calidad del agua para riego en Chile. Recuperado de <https://biblioteca.inia.cl/server/api/core/bitstreams/e7e6e4a3-e832-41bc-a203-246ad70098dc/content>
- Instituto de Investigaciones Agropecuarias (INIA) (2024). Indicadores de calidad del agua según normativa chilena. Recuperado de <https://biblioteca.inia.cl/server/api/core/bitstreams/e7e6e4a3-e83241bc-a203-246ad70098dc/content>.
- Instituto Nacional de Normalización. (2005). Norma chilena NCh 1333: Calidad de agua para riego agrícola. Instituto Nacional de Normalización. Recuperado de <https://www.inn.cl>.
- Instituto Nacional de Normalización (INN). (2012). Determinación de bacterias coliformes totales y Escherichia coli - Parte 1: Método de los tubos múltiples (NMP) (NCh 1620:2012).
- Instituto Nacional de Normalización (INN). (2023). NCh 1333: Métodos de muestreo para la determinación de la calidad del agua. Recuperado de <https://www.inn.cl/nch-1333>
- Instituto de salud pública (ISP). (1998) Manual de técnicas microbiológicas para alimentos y aguas.
- Jiménez Cisneros, B. E., Chávez Mejía, A. C., & Silva Castro, V. (2015). Riego agrícola con agua residual y sus implicaciones en la salud: Caso práctico. Instituto de Ingeniería, UNAM. Recuperado de https://www.researchgate.net/publication/283136517_Riego_Agricola_con_Agua_Residual_y_sus_Implicaciones_en_la_Salud_Caso_Pratico
- Martínez-Lagos, J., Barría Ojeda, H., Vistoso Gacitúa, E., & Gallardo Andías, R. (2022). Calidad del agua para uso agrícola: Guía de evaluación y monitoreo. INIA Remehue. Recuperado de [INIA Biblioteca](https://biblioteca.inia.cl).
- Martínez, P., Salinas, M., & García, J. (2020). Efecto de las lluvias en la contaminación fecal de ríos y esteros en Chile. Agua y Medio Ambiente.
- Ministerio de Salud. (2000). Norma Chilena NCh 1333/78: Requisitos de calidad del agua para riego. Santiago, Chile.
- Ministerio de Salud, (1998). Manual de técnicas microbiológicas para alimentos y agua. Subdepartamento de Laboratorios de Ambiente.
- Ministerio de Salud de Chile. (2006). Informe sobre calidad del agua y efectos del caudal en el estero Las Toscas durante las lluvias intensas. Ministerio de Salud de Chile. Recuperado de <https://www.minsal.cl>.

- Morales-Mora, Eric; Reyes-Lizano, Liliana; Barrantes Jimenez, Kenia y Chacón-Jimenez, Luz. (2022). Evaluación temporal y espacial en la calidad microbiológica del agua superficial: caso en un sistema de abastecimiento de agua para consumo humano en costa Rica. Disponible en:
<http://dx.doi.org/10.15359/rca.56/1.6>
- Organización Mundial de la Salud (OMS). (2017). Directrices para la calidad del agua potable. Ginebra, Suiza.
- Organización Mundial de la Salud. (2006). Guías para la calidad del agua potable: Primer apéndice a la tercera edición. Volumen 1: Recomendaciones.
- Ríos-Tobón S, Agudelo-Cadavid RM, Gutiérrez-Builes LA. Patógenos e indicadores microbiológicos de calidad del agua para consumo humano (2017); <https://www.redalyc.org/journal/120/12052447008/>
- Salgado Brito, R., Santoyo Acuña, A. J., Caballero García, M. D. L., y Olivares Salvado, L. (2009). EVALUACIÓN DE LA CONTAMINACIÓN AMBIENTAL BIOLÓGICA BACTERIANA EN UN PARQUE AL SUR DE LA CIUDAD DE MÉXICO. MÉXICO, D.F. Recuperado de:
<https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=57613001078>
- Smith, J. (2020). Laboratorio de microbiología: Un enfoque práctico. Academia.edu.
https://www.academia.edu/19672484/LABORATORIO_DE_MICROBIOLOGIA
- Torres, R., & Muñoz, C. (2019). Monitoreo de la calidad microbiológica de aguas superficiales en zonas rurales de Chile. Ciencia Ambiental.
- Vidal, G. (2019). Agua y salud pública. Revista Nos. Recuperado de <https://revistanos.cl/agua-y-salud-publica/>

9.FIGURAS



Figura A16. Punto de referencia donde se obtuvo la muestra de agua en la figura 1.



Figura A17. Punto de referencia donde se obtuvo la muestra de suelo en la figura 1.

10. ANEXO TABLAS

Tabla 7. Resultados del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de agua (mL) obtenida en el mes de enero.

Medios de cultivo	10mL	1mL	0,1mL	Resultados (NMP/100mL)
Presuntivo	5	5	5	>1600
Coliformes totales	5	5	4	1600
Coliformes fecales	5	4	4	280
<i>E. coli</i>	4	4	4	62

Fuente: Elaboración propia

Tabla 8. Resultados del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de agua (mL) obtenida en el mes de febrero.

Medios de cultivo	10mL	1mL	0,1mL	Resultados (NMP/100mL)
Presuntivo	5	5	4	1600
Coliformes totales	5	4	4	350
Coliformes fecales	5	4	3	280
<i>E. coli</i>	5	4	0	130

Fuente: Elaboración propia

Tabla 9. Resultados del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de agua (mL) obtenida en el mes de marzo.

Medios de cultivo	10mL	1mL	0,1mL	Resultados (NMP/100mL)
Presuntivo	5	5	5	>1600
Coliformes totales	5	4	3	280
Coliformes fecales	5	4	4	62
<i>E. coli</i>	4	4	3	54

Fuente: Elaboración propia

Tabla 10. Resultados del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de agua (mL) obtenida en el mes de abril.

Medios de cultivo	10mL	1mL	0,1mL	Resultados (NMP/100mL)
Presuntivo	5	4	3	280
Coliformes totales	5	4	3	280
Coliformes fecales	4	3	3	45
<i>E. coli</i>	4	0	0	13

Fuente: Elaboración propia

Tabla 11. Resultados del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de agua (mL) obtenida en el mes de mayo.

Medios de cultivo	10mL	1mL	0,1mL	Resultados (NMP/100mL)
Presuntivo	5	5	5	>1600
Coliformes totales	5	4	4	350
Coliformes fecales	5	4	4	350
<i>E. coli</i>	5	3	3	180

Fuente: Elaboración propia

Tabla 12. Resultados del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de agua (mL) obtenida en el mes de junio.

Medios de cultivo	10mL	1mL	0,1mL	Resultados (NMP/100mL)
Presuntivo	5	4	4	350
Coliformes totales	5	4	4	350
Coliformes fecales	4	4	3	54
<i>E. coli</i>	3	3	0	17

Fuente: Elaboración propia

Tabla 13. Resultados del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de agua (mL) obtenida en el mes de julio.

Medios de cultivo	10mL	1mL	0,1mL	Resultados (NMP/100mL)
Presuntivo	5	5	3	920
Coliformes totales	5	5	3	920
Coliformes fecales	5	3	2	140
<i>E. coli</i>	3	3	0	17

Fuente: Elaboración propia

Tabla 14. Resultados del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de agua (mL) obtenida el 5 de agosto.

Medios de cultivo	10mL	1mL	0,1mL	Resultados (NMP/100mL)
Presuntivo	5	5	5	>1600
Coliformes totales	5	5	5	>1600
Coliformes fecales	5	5	4	1600
<i>E. coli</i>	4	4	4	62

Fuente: Elaboración propia

Tabla 15. Resultados del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de agua (mL) obtenida el 12 de agosto.

Medios de cultivo	10mL	1mL	0,1mL	Resultados (NMP/100mL)
Presuntivo	3	3	2	1100
Coliformes totales	3	3	2	1100
Coliformes fecales	0	0	0	<3
<i>E. coli</i>	0	0	0	<3

Fuente: Elaboración propia

Tabla16. Resultados del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de suelo (g) obtenida el 12 de agosto.

Medios de cultivo	-1	-2	-3	Resultados (NMP/g)
Presuntivo	3	3	2	1100
Coliformes totales	3	3	0	200
Coliformes fecales	3	1	0	40
<i>E. coli</i>	3	1	0	40

Fuente: Elaboración propia

Tabla 17. Resultados del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de agua (mL) obtenida 19 de agosto.

Medios de cultivo	10mL	1mL	0,1mL	Resultados (NMP/100mL)
Presuntivo	5	5	4	1600
Coliformes totales	5	5	3	920
Coliformes fecales	5	5	3	920
<i>E. coli</i>	5	5	3	920

Fuente: Elaboración propia

Tabla18. Resultados del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de suelo (g) obtenida el 19 de agosto.

Medios de cultivo	-1	-2	-3	Resultados (NMP/g)
Presuntivo	3	2	0	14
Coliformes totales	3	2	0	14
Coliformes fecales	3	0	0	7,8
<i>E. coli</i>	3	0	0	7,8

Fuente: Elaboración propia

Tabla 19. Resultados del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de agua (mL) obtenida el 26 de agosto.

Medios de cultivo	10mL	1mL	0,1mL	Resultados (NMP/100mL)
Presuntivo	5	5	4	1600
Coliformes totales	5	5	4	1600
Coliformes fecales	5	5	4	1600
<i>E. coli</i>	5	5	3	920

Fuente: Elaboración propia

Tabla 20. Resultados del análisis presuntivo y confirmativo de la muestra de suelo (g) obtenida el 26 de agosto.

Medios de cultivo	-1	-2	-3	Resultados (NMP/g)
Presuntivo	3	3	1	500
Coliformes totales	3	3	1	500
Coliformes fecales	3	3	1	500
<i>E. coli</i>	3	3	1	500

Fuente: Elaboración propia

