



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DEL LITORAL

Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias del Mar

**Evaluación de las comunidades de fitoplancton del embalse el
Azúcar, utilizando la variación de temperatura como factor del
cambio climático.**

PROYECTO DE TITULACIÓN

Previa a la Obtención del Título de:

Máster en Cambio Climático

Presentada por:

Ing. Andrea Mishell Rosado Moncayo

Dirigido por:

Luis Domínguez Granda Ph D.

Guayaquil – Ecuador

Año

2025

TRIBUNAL DE TITULACIÓN

**Luis Dominguez Granda PhD.
TUTOR**

**Gladys Rincón Polo PhD.
VOCAL**

DECLARACIÓN JURAMENTADA

“Los derechos de titularidad y explotación, me corresponde conforme al reglamento de propiedad intelectual de la institución. **ANDREA MISHELL ROSADO MONCAYO CI 0931109250**, doy mi consentimiento para que la ESPOL realice la comunicación pública de la obra por cualquier medio con el fin de promover la consulta, difusión y uso público de la propiedad intelectual”

Ing. Andrea Mishell Rosado Moncayo

CI: 0931109250

DEDICATORIA

Este trabajo me gustaría primero dedicárselo a Diosito, ya que gracias al El puede culminarlo ya que siempre me ilumino y me dio la sabiduría para realizarlo.

También quisiera dedicárselo a mis padres que siempre me apoyaron y ayudaron en cada momento así también al resto de mi familia sobre todo a mi querido primo Joel que siempre presiono para que culminara la maestría.

Alguien mas a quien agradezco es a mi esposo Gerhard, que fue un apoyo y otro pilar para el desarrollo de este estudio, siempre me acompaño por muy tarde que sea mientras escribía o los fines de semana en el laboratorio.

Agradecer a mi jefecito, tutor de esta tesis ya que con su ayuda me encamino y fue posible diseñar los experimentos y usar espacios que sin ayuda no hubiera sido posible.

También me gustaría agradecer a mi amigo John que fue otro motor, quien incansables veces me dijo, “Andrea cuando vas a terminar tu tesis”.

Todos fueron una parte importante y un gran apoyo.

RESUMEN

Los embalses son sistemas hídricos de naturaleza lentic, originados por la construcción de una infraestructura hídrica. Estos brindan a las diferentes áreas servicios de: aprovisionamiento de agua, generación eléctrica, producción de agua potable, riego, control de inundaciones, producción de recursos ictiológicos, entre otras actividades. Debido a su naturaleza, los embalses están propensos a riesgos de eutrofización, generar modificaciones en el estado termodinámico del río, estratificación y riesgo para la vida acuática, además de que su construcción genera afecciones sociales, paisajísticas, pérdida de vegetación, entre otros. Dentro del Ecuador contamos con 30 embalses, de los cuales algunos son considerados estratégicos para la costa ecuatoriana. Parte de las proyecciones climáticas, aseguran un aumento en $\sim 2^{\circ}\text{C}$ a la temperatura de los embalses, lo que podría acelerar el crecimiento de la biomasa de las algas presentes, aumentando el riesgo de eutrofización y afectando la calidad de agua. Un embalse de gran importancia es el embalse El Azúcar, el cual permite la irrigación de aproximadamente 6 mil hectáreas de tierras agrícolas y la producción de agua potable, en el caso de este embalse el acceso a información científica es limitado, alertando solamente sobre los problemas de cota que puedan existir dentro del embalse.

El presente estudio intenta replicar, bajo las condiciones de laboratorio, el aumento de temperatura en el agua y como se verían afectas las comunidades de fitoplancton presentes en el embalse El Azúcar y los posibles efectos que esto podría tener sobre la salud humana y del ecosistema.

Palabras clave: Embalse, Cambio Climático, Floraciones algales

CONTENIDO

DECLARACIÓN JURAMENTADA	I
DEDICATORIA	II
RESUMEN	III
CONTENIDO	IV
ÍNDICE DE TABLAS	VII
ÍNDICE DE FIGURAS	VIII
CAPÍTULO 1	1
1. Introducción	2
1.1 Descripción del Problema	3
1.2 Justificación	5
1.3 Objetivos	7
1.3.1 Objetivo General	7
1.3.2 Objetivos Específicos.....	77
1.4 Marco Teórico	8
1.4.1 Cambio Climático	8
1.4.2 Microalgas	10
1.4.3 Temperatura	12
1.4.4 Coeficiente de Redfield	14
1.4.5 Embalses.....	14

1.5 Área De Estudio	16
1.6 Análisis De Los Datos.....	16
1.6.1 ANOVA de una vía	17
CAPÍTULO 2	19
2. Metodología	20
2.1 Esquema Metodológico	20
2.2 Desarrollo Metodológico	20
2.2.1 Fase 1	20
2.2.2 Fase 2	21
2.2.3 Fase 3	24
2.2.4 Fase 4	25
Capítulo 3	26
3. Resultados	27
3.1 Prueba estadística	34
CAPÍTULO 4	38
4. Conclusiones y Recomendaciones	39
4.1 Conclusiones	39
4.2 Recomendaciones	40
Bibliografía	42
Anexos	50
Base de datos.	51
Composición Inicial de especies de microalgas	51
Conteo de la primera alícuota del 02 de mayo 2025.....	52

Conteo de la segunda alícuota del 05 de mayo 2025	55
Conteo de la tercera alícuota del 08 de mayo 2025	58
Conteo de la cuarta alícuota del 08 de mayo 2025	61
Conteo de la quinta alícuota del 14 de mayo 2025	64

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Datos obtenidos del monitoreo en el embalse el Azúcar	27
Tabla 2. Concentraciones de NT y PT en el embalse el Azúcar	28
Tabla 3. Monitoreo durante la aclimatación	28
Tabla 4. Densidad inicial por especie de algas	52
Tabla 5. Densidad por especie de algas a 27°C, primera toma	53
Tabla 6. Densidad por especie de algas a 30°C, primera toma	53
Tabla 7. Densidad por especie de algas a 32°C, primera toma	54
Tabla 8. Densidad por especie de algas a 27°C, segunda toma	55
Tabla 9. Densidad por especie de algas a 30°C, segunda toma	56
Tabla 10. Densidad por especie de algas a 32°C, segunda toma	57
Tabla 11. Densidad por especie de algas a 27°C, tercera toma	58
Tabla 12. Densidad por especie de algas a 30°C, tercera toma	59
Tabla 13. Densidad por especie de algas a 32°C, tercera toma	60
Tabla 14. Densidad por especie de algas a 27°C, cuarta toma	61
Tabla 15. Densidad por especie de algas a 30°C, cuarta toma	62
Tabla 16. Densidad por especie de algas a 32°C, cuarta toma	63
Tabla 17. Densidad por especie de algas a 27°C, quinta toma	64
Tabla 18. Densidad por especie de algas a 30°C, quinta toma	65
Tabla 19. Densidad por especie de algas a 32°C, quinta toma	66

ÍNDICE DE FIGURAS

Gráfico 1. Esquema Metodológico.....	20
Gráfico 2. Distribución por especie de alga	30
Gráfico 3. Evolución temporal del crecimiento total de algas.....	31
Gráfico 4. Comparación entre el día 3 y día 15 del experimento	31
Gráfico 5. Comparación densidades al final del experimento.....	32
Gráfico 6. Comparación densidades al inicio y final del experimento.....	33
Gráfico 7. Variación de la densidad de la especie Phormidium.....	35
Gráfico 8. Densidad temporal de Phormidium sp.	36
Gráfico 9. Variación de la densidad de la especie Limmnotrix	37
Gráfico 10. Densidad temporal de Limmnotrix sp.	37

CAPÍTULO 1

1. Introducción

Los embalses son definidos como un sistema hídrico entre un río y un lago, siendo un tipo de ecosistema acuático de naturaleza lentic. Se lo puede considerar como un sistema de aguas quietas, originado por la construcción de una infraestructura hídrica (Carpio, 2019). La construcción de estos embalses genera impactos, entre ellos el más conocido es la afectación de la biodiversidad de los ecosistemas riverenos (Santos *et al.*, 2017). En Sudamérica los embales juegan un rol importante para el manejo de los recursos hídricos, más este tipo de infraestructuras alteran los ciclos hidrológicos naturales y están asociados a diferentes impactos ambientales (Paredes-Beltran *et al.*, 2021). Dentro de estos impactos se encuentra la afección paisajística, pérdida de la vegetación, riesgo potencial de eutrofización, impactos sociales, modificaciones en el estado termodinámico del río, estratificación y riesgos para la vida acuática (Wang *et al.*, 2012). En el 2021, en el Ecuador, se registraron un total de 1.195 fuentes de captación de agua cruda, siendo un total de 557 las fuentes de captación correspondientes a agua superficiales, de las cuales un total de 30 corresponden a embalses, representando un 2,5% del total (Terán *et al.*, 2022).

Los embalses juegan un rol importante en la seguridad hídrica de nuestra región, los cuales son aprovechados para la generación de energía eléctrica, aprovisionamiento de agua, producción de agua potable, riego, extracción de recursos ictiológicos, entre otras actividades (Chicaiza & Flores, 2016; Gelati *et al.*, 2014; Velásquez *et al.*, 2016).

Dentro de la costa ecuatoriana, uno de los embalses más importantes es el embalse Daule-Peripa, que está localizado en la cuenca del río Guayas entre las provincias de Manabí, Guayas y Santo Domingo. Con un área de 34.000 ha y un volumen de

almacenamiento superior a 6 km³, es considerado un embalse estratégico para la población de la costa ecuatoriana, que representa al 49% de la población del país. El embalse Daule-Peripa, atiende a ciudades como Guayaquil y áreas urbanas de las provincias de Manabí y Santa Elena brindando servicios de abastecimiento de agua para riego, control de inundaciones y sequías, control de la salinidad, mejorando la navegabilidad de los ríos Daule y Guayas además de generar alrededor de 213 MW de energía (INEC, 2020; Paucar *et al.*, 2018; Thi Nguyen *et al.*, 2015; Thielen *et al.*, 2021). Por otro lado, tenemos al embalse El Azúcar, el cual es un proyecto multipropósito, construido en los sesenta, administrado actualmente por la Empresa Pública Del Agua (EPA). Este atiende las demandas de riego y agua potable de las zonas Zapotal, Rio Verde, Chanduy, San Rafael, y algunas zonas de la provincia de Santa Elena. Históricamente esta región presenta déficit hídrico, razón por la cual este embalse debe recibir aguas del proyecto Chongón. En el caso del embalse El Azúcar, este forma parte del sistema del Trasvase Daule-Chongón-Santa Elena, el cual abastece de agua potable (a través de la empresa AGUAPEN) a más de 300 mil habitantes de unas siete comunidades peninsulares y de los cantones La Libertad y Salinas. Además, sirve para el riego de alrededor de 5,000 hectáreas de cultivos de hortalizas, cacao y banano. (El Telegrafo, 2011). Análisis realizados previamente al cuerpo de agua indican que según el Índice de calidad ambiental (WQI), la calidad de agua del embalse se clasifica como buena a regular (55-77), mientras que el TSI de Carlson indica que se encuentra en un estado eutrófico (76.35) (Benitez, 2013).

1.1 Descripción del Problema

El embalse El Azúcar presenta información científica limitada sobre su estado actual, ya sea de calidad de agua, de la flora o fauna presente en el embalse. Más si se conoce que forma parte del sistema de Trasvase Daule-Sta. Elena, irriga a más de seis mil hectáreas de tierra agrícola y sirve para el abastecimiento de agua potable para los cantones de Sta. Elena, La

libertad y Salinas (Empresa Publica del Agua EPA, 2022) . Por lo que se considera de gran importancia para conocer los mecanismos que en el suceden y como podría afectarse con relación a un escenario de cambio climático.

Al no poseer información de primera mano solo se pueden establecer los efectos generales que el cambio climático tendría en los reservorios y llegarían a afectarlo, pudiendo ser estos:

- Disminución del recurso hídrico llevando a la presencia de los niveles mínimos de almacenamiento en los embalses (Fowler *et al.*, 2003).
- Cambio del uso de diseño del reservorio (Burn & Simonovic, 1996).
- Sedimentación de los embalses, aumento en la carga de nutrientes, aumento en la frecuencia de la proliferación de algas y retos en el manejo de los recursos (Yasarer & Sturm, 2016).

Como parte del proyecto titulado "Predicción y prevención de la proliferación de algas tóxicas en un entorno tropical. (AlgaePredic)" entre el instituto HoGent, el Centro de Agua y Desarrollo Sustentable (CADS), el Centro de Investigación de biotecnología de la ESPOL (CIBE), se han realizado muestreos de las poblaciones algales cuales se ha logrado identificar la presencia de algas nocivas, lo que también resulta en un problema para el manejo del recurso (información no publicada).

En otros países como la India existen reportes de floraciones de algas desde 1922 hasta el 2004, siendo las principales afectaciones la decoloración del agua a un marrón-rojizo, mortalidad masiva de peces, falta de especies presentes en el sitio, retroceso en la pesca, exclusión virtual del zooplankton, muertes y reportes de intoxicación por consumo de almejas contaminadas, presencia de PSP en mariscos, llegando a la hospitalización de 200 niños por intoxicación (D'Silva *et al.*, 2012). La región latinoamericana no se queda atrás ya que, en países como Chile, han sido

documentadas las floraciones de algas nocivas, afectado a la producción acuícola de este país en varias ocasiones (Díaz *et al.*, 2019).

1.2 Justificación

Se han realizado diversos estudios los cuales brindan información sobre el comportamiento de los embalses bajo condiciones de cambio climático, como la proyección de sequías severas y prolongadas (Thielen *et al.*, 2021). En el caso de los embalses de la costa ecuatoriana se establece que se debe mejorar el manejo de los reservorios integrando la información climática disponible (Gelati *et al.*, 2011) y que bajo las condiciones de los modelos climáticos de fase 5 (CMIP5), el IPCC proyecta un aumento cercano a 2 °C en la temperatura media global hacia mediados de siglo (2046–2065) bajo el escenario RCP8.5, respecto al período 1986–2005. La mayoría de los estudios apunta además a la sobrecarga de nutrientes, aumento de la eutrofización, proliferación de algas pudiendo ocasionar problemas de sabor y olor, desabastecimiento en el área agrícola, problemas de suministro de energía eléctrica, (Berger *et al.*, 2019; Yasarer & Sturm, 2016), así como también la proliferación de las algas nocivas (O’Neil *et al.*, 2012).

Varios los estudios indican que un aumento en la temperatura, incrementaría la producción y generación de floraciones de algas (Coffey *et al.*, 2019; Kaplan & Bott, 1989; Shen *et al.*, 2021). Existe un grupo de algas denominadas nocivas las cuales pueden afectar la salud humana al degradar la calidad del suministro de agua potable, complicando e incrementando el costo de su tratamiento y reduciendo sus capacidades de uso recreacional de ser el caso, debido a la proliferación de las toxinas que vienen asociadas a las algas nocivas (Chapra *et al.*, 2017).

Ejemplos de estos impactos son los ocurridos en la ciudad de Carroll Township (Ohio) que en septiembre del 2013 detuvo la producción de agua

potable debido a la presencia de toxinas en el agua, por dos días consecutivos, dejando a una población de aproximadamente 500 mil personas sin suministro de agua (Wynne & Stumpf, 2015). Otro ejemplo es el sucedido en Florida en el 2016, donde luego de una floración de algas, originado en el lago Okeechobee, las playas, ríos y zonas cercadas quedaron llenas en su totalidad por el característico color verde del limo producido por las algas, generando malos olores, afectaciones económicas y decretando en emergencia a la región (CNN, 2016).

Dentro del Ecuador a pesar de que aún no se ha reportado de manera oficial, afecciones relevantes ocasionadas por la floración de algas nocivas, existen reportes como los del año 2012, en los cuales varios sectores de la ciudad se quejaron sobre la presencia de sabor a tierra o sabor a ladrillo en el agua potable. La empresa potabilizadora señaló en aquel entonces que esto se debía a la alta presencia de microorganismos presentes en el agua, sin que estos sean dañinos para la salud humana (El Universo, 2012). En tanto en Norteamérica. En donde encontramos reportes los cuales relacionan las enfermedades con el consumo de agua o alimentos contaminados, siendo el agua dulce la que cuenta con un mayor porcentaje de reportes. Los síntomas reportados están relacionados a enfermedades gastrointestinales y síntomas neurológicos, como por ejemplo parestesias de las extremidades; malestar gastrointestinal, hipotensión con bradicardia, náuseas, vómitos, debilidad, fatiga, confusión, fiebre, entre otros. De igual manera cuando la fuente de exposición se refiere al contacto directo con la piel se reportan síntomas dermatológicos como lo son presencia de sarpullidos, picazón y ampollas (Backer *et al.*, 2015).

Debido a lo mencionado anteriormente se considera de gran importancia, implementar el presente estudio que busca describir las comunidades fitoplanctónicas que habitan en el embalse El Azúcar, debido a su importancia en la costa ecuatoriana, y como estas comunidades podrían verse afectadas con las variaciones de temperatura ocasionadas por los

efectos del cambio climático, desencadenando finalmente eventos de algas nocivas en el embalse.

1.3 Objetivos

1.3.1 Objetivo General

Evaluar el comportamiento de las comunidades fitoplanctónicas del embalse El Azúcar, utilizando la variación temperatura como factor del cambio climático, analizando la influencia de la variación de temperatura en el crecimiento de las especies.

1.3.2 Objetivos Específicos

- Caracterizar las especies de algas presentes en el embalse objeto de estudio, a través de ensayos taxonómicos, determinando la presencia o ausencia de algas tóxicas dentro del embalse.
- Realizar bioensayos en ambientes controlados evaluando los efectos de cambio climático en el desarrollo de la comunidad de microalgas.
- Analizar la influencia del cambio climático en las comunidades de algas presentes en el sitio de estudio, por medio de análisis de varianza.

1.4 Marco Teórico

1.4.1 Cambio Climático

Desde la década de 1960, el cambio climático ha pasado de ser una descripción técnica de un fenómeno físico (cambio climático) a convertirse en un asunto político. Así, cada diciembre desde 1995 se celebra la Conferencia de las Partes (COP) de la Convención Marco de las Naciones Unidas sobre el Cambio Climático (CMNUCC), donde políticos, diplomáticos, líderes empresariales y organizaciones de la sociedad civil se reúnen para negociar respuestas políticas al cambio climático (Hulme, 2017).

Según el IPCC (2007, 2013), el aumento de las concentraciones de Gases de efecto invernadero (GEI), el aumento del forzamiento radiativo positivo y el calentamiento global se ven significativamente afectados por las actividades humanas.

Comprendemos por cambio climático, a una alteración atribuida directa o indirectamente a la actividad humana que altera la composición de la atmósfera mundial y que se suma a la variabilidad natural del clima observada durante períodos de tiempo comparables. Estos efectos pueden ser adversos lo que significa cambios en el medio ambiente físico o en la biota resultantes del cambio climático que tienen efectos nocivos significativos en la composición, la capacidad de recuperación o la productividad de los ecosistemas naturales o sujetos a ordenación. Así también sobre, el funcionamiento de los sistemas socioeconómicos, o en la salud y el bienestar humanos (Naciones Unidas, 2002). Existen indicios de que el calentamiento climático provoca cambios en la temperatura y la mezcla física, lo cual afecta la ventaja competitiva de las células fitoplanctónicas y pueden

causar cambios en la estructura de las comunidades (Winder *et al.*, 2009). Debido al aumento del efecto invernadero es probable que, el calentamiento global conlleve a efectos negativos sobre el ciclo hidrológico, el cual podría intensificarse con más evaporación o más precipitaciones, distribuyéndose de una manera desigual alrededor del globo. Esto, podría tener un impacto severo en la calidad ambiental, el desarrollo económico y bienestar social (Arnell, 2018). Estos efectos también podrían causar cambios en las propiedades atmosféricas y meteorológicas, cambiando los patrones de precipitación, evaporación y vapor de agua (Nazari-Sharabian *et al.*, 2018). Son varios los posibles efectos que generaría el cambio climático sobre los embalses dependiendo de sus servicios ecosistémicos. Por ejemplo, si el embalse se usa para el (i) control de inundaciones, esta podría verse afectada y ocurrir desbordamientos; en el caso de uso como (ii) suministro de agua, esta podría disminuir, presentar sequías, estrés en el abastecimiento, (iii) sobrecarga de nutrientes, aumento de la eutrofización, proliferación de algas pudiendo ocasionar problemas de sabor y olor. En el caso de abastecimiento para industrias o agricultura, las probabilidades de sequía aumentarían lo que disminuiría el volumen de agua destinado para estos sectores. En el caso del suministro de energía eléctrica, los niveles de agua podrían situarse por debajo de las turbinas y reducir el potencial de generación de energía; en el caso de recreación, la limitada cantidad de agua disminuiría la capacidad de brindar el servicio, así como la presencia de mala calidad de agua y la floración de algas. Considerando el hábitat de organismos acuáticos, estos podrían verse estresados por la mala calidad de agua y altos niveles de turbidez, presencia de especies invasivas y pérdida de especies endémicas. En tanto se afectaría la atenuación

de nutrientes, los cuerpos de agua sometidos a este estrés podrían ser incapaces de atenuar de manera eficaz la carga de nutrientes y exportar nutrientes adicionales aguas abajo. Finalmente la navegación, esta puede verse limitada por la falta de agua (Yasarer & Sturm, 2016).

El clima de la tierra se ha calentado aproximadamente 0,6°C en los últimos cien años, asociando este calentamiento con los impactos antropogénicos, esperando que aumente aún más (IPCC, 2007). La dinámica del fitoplancton está ligada a las fluctuaciones de temperatura, columna de agua, disponibilidad de luz y nutrientes, el cambio de alguno de estos factores puede afectar a esta dinámica (Winder & Sommer, 2012).

1.4.2 Microalgas

Las algas son organismos fotosintéticos que habitan una amplia gama de hábitats, desde el hielo marino, pasando por las aguas marinas, la nieve, las aguas continentales hasta el suelo. Estas fijan el CO₂ presente en la atmosfera y producen una porción importante del oxígeno del planeta. Las algas son la principal fuente de energía para la mayoría de los ecosistemas acuáticos y de importancia mundial para la regulación del clima del planeta (Rühland *et al.*, 2015). Entender los factores que afectan y controlan la dinámica de estos organismos es fundamental para poder comprender los posibles efectos originados por el cambio climático en los ecosistemas acuáticos (Winder & Sommer, 2012). El crecimiento de las microalgas depende en gran medida de las condiciones ambientales. Factores como la temperatura, el pH, la radiación UV, la luz y la disponibilidad de nutrientes pueden afectar el

crecimiento, la fisiología, la tasa fotosintética, la tasa metabólica y la composición bioquímica de las algas (Yong *et al.*, 2016).

La mayoría del fitoplancton crece, aunque lentamente en algunos casos, a temperaturas entre 10 y 20 °C. Y es en este rango, y a temperaturas más altas, donde se han realizado la mayoría de las mediciones sistemáticas de las tasas de crecimiento de las algas en relación con la temperatura (Butterwick *et al.*, 2005). Diversas investigaciones confirman los impactos interactivos del aumento de la temperatura y la eutrofización en la composición y productividad del fitoplancton (Capo *et al.*, 2017; Nazari-Sharabian *et al.*, 2018; O'Neil *et al.*, 2012).

Como parte de las algas se consideran a las cianobacterias que son un tipo de bacteria fotosintética, son muy adaptables y pueden crecer en una amplia gama de ambientes. Algunas pueden producir toxinas que pueden ser peligrosas para animales y humanos (Ogodo *et al.*, 2022). Se considera que en los últimos años las expansiones de las floraciones de algas nocivas han sido responsables por la pérdida de \$100 millones de dólares por año en los estados unidos en la industria acuícola y pesquerías (Victor Klemas, 2012).

A este tipo de floraciones se le conoce como HABs (Harmful Algal Blooms) por sus siglas en ingles o en español Floraciones de Algas Nocivas (FAN), los FAN describen la presencia de algunos organismos planctónicos que interfieren en el equilibrio de los ecosistemas por ejemplo perturbación de la red trófica, agotamiento del oxígeno subterráneo y beneficios para los servicios ecosistémicos (Hallegraeff, 2010).

Algunos de los efectos de las especies de algas nocivas son diversos y pueden incluir la decoloración del agua, la presencia de sustancias

tóxicas y la acumulación de alta biomasa, lo que provoca bajos niveles de oxígeno o condiciones anóxicas debido al aumento de la respiración bacteriana (Igwaran et al., 2024).

Los embalses y ecosistemas acuáticos están intrínsecamente vinculados a la salud y el bienestar humanos, ya que proporcionan recursos como agua potable y alimentos. La ocurrencia biogeográfica y los registros de eventos de FAN han aumentado en frecuencia, distribución y gravedad en las últimas décadas, lo que se ha relacionado con la evolución de las técnicas de monitoreo, el aumento de los esfuerzos de investigación y el cambio climático global (Müller et al., 2020).

1.4.3 Temperatura

La temperatura es un factor ambiental clave que regula fuertemente el crecimiento de los organismos fotosintéticos. Más aun así la temperatura se mide y controla de forma casi invariable en estudios experimentales sobre algas (RAVEN & GEIDER, 1988).

Varios estudios muestran que el aumento de la temperatura puede desencadenar en el aumento de las tasas de división, aumento de la biomasa entre un 100-200%, disminución de especies y disminución de tamaños (Giovanna & Sommer, 2020; Goldman, 1977; Lewandowska *et al.*, 2014). Así también las variaciones climáticas de aumento en los periodos de precipitación, seguidos por largos periodos de sequias, aumentan el tiempo de residencia de los cuerpos de agua en los embalses permitiendo una mayor capacidad de formación de floraciones de algas nocivas (Chapra *et al.*, 2017).

La temperatura es un factor crucial que influye en el crecimiento del fitoplancton y la dinámica de la floración de algas nocivas, sobre todo en climas cálidos, lo que favorece su formación y expansión. En particular, el calentamiento del medio, la reducción de la renovación del agua y el aumento de la carga de nutrientes, influyen fuertemente en la comunidad del fitoplancton y su biomasa acelerando la aparición y el riesgo de floraciones de algas nocivas en los reservorios (Huo *et al.*, 2019).

El crecimiento del fitoplancton depende tanto de la temperatura como de la disponibilidad relativa de nutrientes (Igwaran et al., 2024). Por lo cual se podría hacer una referencia al coeficiente de Redfield (106:16:1) que se usa como referencia global para conocer las limitaciones de Nitrógeno o Fosforo (Fernández-gonzález et al., 2022).

1.4.4 Coeficiente de Redfield

El coeficiente de Redfield describe la relación estequiométrica promedio de los principales elementos (carbono, nitrógeno y fósforo) en la biomasa del fitoplancton y en los nutrientes disueltos en el océano profundo.

$$C:N:P=106:16:1 \quad C:N:P = 106:16:1 \quad C:N:P=106:16:1$$

Esto significa que, en promedio, el fitoplancton incorpora 106 átomos de carbono, 16 de nitrógeno y 1 de fósforo. Esta proporción se ha convertido en un parámetro de referencia para estudiar la disponibilidad relativa de nutrientes y diagnosticar limitaciones nutricionales en ecosistemas acuáticos (Suari, 2020).

Esto es especialmente relevante en cianobacterias, que aprovechan mejor los desequilibrios N:P (Downing et al., 2001).

1.4.5 Embalses

Los embalses son definidos como un sistema hídrico entre un río y un lago, siendo un tipo de ecosistema acuático de naturaleza lentic. Se lo puede considerar como un sistema de aguas quietas, originado por la construcción de una infraestructura hídrica (Carpio, 2019). La construcción de estos embalses genera impactos el más conocido la afectación de la biodiversidad de los ecosistemas riverenos (Santos *et al.*, 2017). En Sudamérica los embales juegan un rol importante para el manejo de los recursos hídricos, más este tipo de infraestructuras alteran los ciclos hidrológicos naturales y están asociados a diferentes impactos ambientales (Paredes-Beltran *et al.*,

2021). Dentro de estos impactos se encuentra la afección paisajística, pérdida de la vegetación, riesgo potencial de eutrofización, impactos sociales, modificaciones en el estado termodinámico del río, estratificación y riesgos para la vida acuática (Wang *et al.*, 2012). Los embalses juegan un rol importante en la seguridad hídrica de nuestra región, los cuales son aprovechados para la generación de energía eléctrica, aprovisionamiento de agua, producción de agua potable, riego, extracción de recursos ictiológicos, entre otras actividades (Chicaiza & Flores, 2016; Gelati *et al.*, 2014; Velásquez *et al.*, 2016).

En el 2021, en el Ecuador, se registraron un total de 1.195 fuentes de captación de agua cruda en el país, siendo un total de 557 las fuentes de captación correspondientes a agua superficiales, de las cuales un total de 30 corresponden a embalses significando un 2,5% del total (Terán *et al.*, 2022).

El aumento del número de embalses, y los problemas de eutrofización que son cada vez más frecuentes en los ecosistemas artificiales, naturales e incluso río, son motivo de preocupación para las empresas de agua potable. Estos se pueden agrupar en dos categorías: 1. Presencia de biomasa, que genera grandes preocupaciones a nivel de las operaciones de la planta, traducándose en mayor consumo de reactivos, mayor producción de lodos, obstrucción de filtros, y estos problemas continúan en el agua tratada como aumento en el consumo de cloro residual, aumento de oxígeno disuelto, producción de trihalometanos (THM), olores debido a la descomposición de las algas, aumento del biofilm y suministro de alimentos a los micro invertebrados susceptibles de colonizar el sistema de distribución y 2. La liberación de metabolitos que pueden ser o no tóxicos para el ser

humano, también provocar sabores y olores disminuyendo la calidad del producto (Mouchet & Bonnelye, 1998).

1.5 Área De Estudio

El embalse El Azúcar, ubicado en Chanduy, provincia de Santa Elena, forma parte del sistema Trasvase Daule–Santa Elena y constituye una infraestructura clave para la región. Su capacidad de almacenamiento supera los 55 millones de metros cúbicos, con un ancho aproximado de 2.440 metros y una superficie total de 35.439 hectáreas. Gracias a esta obra, se irrigan más de 6.000 hectáreas de tierra fértil, lo que impulsa la producción agrícola local, y además se garantiza el abastecimiento de agua potable para los cantones de Santa Elena, La Libertad y Salinas, fortaleciendo así tanto el desarrollo productivo como el bienestar de la población.

1.6 Análisis De Los Datos

Con la finalidad de probar la hipótesis de que: “La temperatura no influye significativamente en el crecimiento de la comunidad de microalgas del embalse El Azúcar, generando variaciones en la abundancia total de células, se escogió el análisis de la varianza (ANOVA, ANalysis Of VAriance, según sus siglas en inglés). La idea básica de un análisis de varianza consiste en descomponer la variabilidad total observada en unos datos en una serie de términos, asociados a los efectos de cada factor estudiado y sus posibles interacciones (Milanes-Baños, 2024). El ANOVA permite analizar la variación en una variable de respuesta (variable continua aleatoria) medida en circunstancias definidas por factores discretos (variables de clasificación)(Dagnino, 2014). Se usa un ANOVA

en cuatro situaciones: 1) Cuando hay más de dos grupos que necesitan ser comparados. El ANOVA también puede ser usado para comparar solamente dos grupos; de hecho, el test t de Student es un caso especial de ANOVA de una vía. 2) Cuando hay mediciones repetidas en más de dos ocasiones o cuando hay dos o más grupos en quienes se hacen mediciones repetidas en dos ocasiones. 3) Cuando los sujetos pueden variar en una o más características que afectan el resultado y se necesita ajustar su efecto. 4) Cuando se desea analizar simultáneamente el efecto de dos tratamientos diferentes, cuando el efecto de cada uno por separado y su posible interacción es importante.

1.6.1 ANOVA de una vía

En el ANOVA, el término factor se refiere a la variable que determina los grupos del estudio, o sea, la variable independiente o predictora. El número de grupos definido por un factor se conoce como el número de niveles del factor.

En muchos experimentos, el objetivo principal es identificar cómo distintos niveles de un factor X (variable independiente y discreta) afectan a una variable dependiente Y. Para un análisis simple de varianza, el procedimiento básico consiste en obtener muestras aleatorias e independientes de los valores de Y correspondientes a cada nivel del factor $X_1, X_2, \dots, X_n$. Esto permite evaluar si las diferencias entre niveles del factor producen un efecto significativo sobre Y.

De forma general, la técnica de ANOVA simple funciona así: se comparan las medias de Y asociadas a los distintos niveles del factor midiendo, por un lado, la variación entre niveles (MS-factor) y, por otro, la variación interna dentro de cada nivel (MS-error). Si el MS-factor resulta considerablemente mayor que el MS-error, se concluye que las medias

difieren significativamente y, por lo tanto, que el factor influye en la variable dependiente Y. En cambio, si el MS-factor no supera de forma significativa al MS-error, no se rechaza la hipótesis nula que afirma que todas las medias son iguales en los diferentes niveles del factor (Olmos & Veas, 1990).

CAPÍTULO 2

2. Metodología

2.1 Esquema Metodológico

A continuación, se presenta el esquema metodológico para la realización del estudio, el mismo que fue dividido en cuatro fases para su desarrollo.

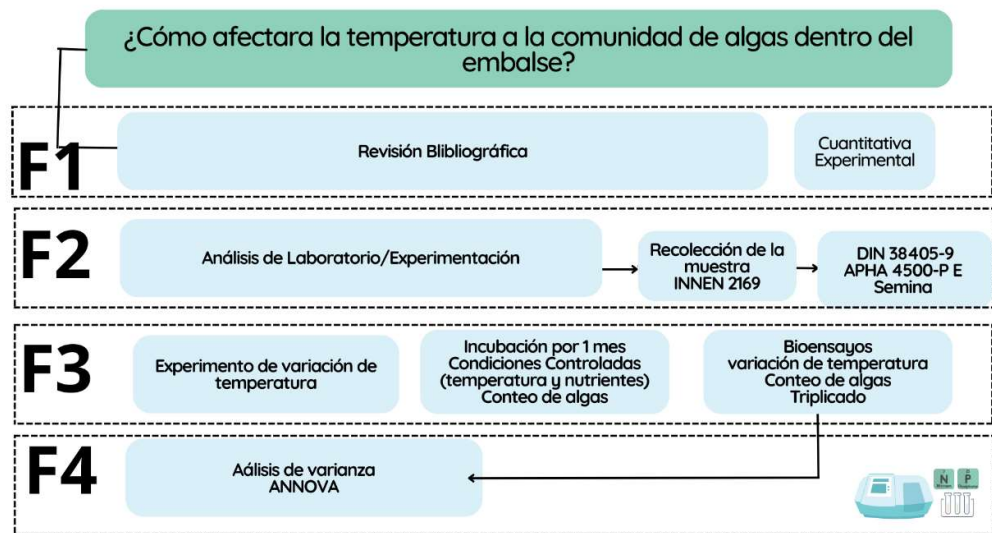


Gráfico 1. Esquema Metodológico

2.2 Desarrollo Metodológico

2.2.1 Fase 1

Como primer paso se inició la revisión bibliográfica que sustenta la capacidad de realizar el ensayo y que provee una guía de los efectos de las variaciones de temperatura sobre los ecosistemas acuáticos. Se encontraron dos artículos referenciales para el desarrollo del estudio los cuales fueron “Response of microalgae to elevated CO₂ and temperature: impact of climate change on freshwater ecosystems” (Li et al., 2016) y “Diversity in the

influence of temperature on the growth rates of freshwater algae, and its ecological relevance” (Butterwick et al., 2005). Se estableció que el estudio es experimental y cuantitativo debido al tipo de datos que se manejará (Páez & Bimos, 2025). El estudio forma parte de una iniciativa entre centros de investigación nacionales e internacionales los cuales aportaron con las facilidades de infraestructura, equipamiento, materiales e insumos para el desarrollo de este.

2.2.2 Fase 2

Se llevo a cabo un muestreo en la zona de estudio (Y: 9752321; X: 546797), para el cual se tomaron 3 litros de agua superficial en una botella plástica forrada con papel aluminio para protegerla de la luz. Esta fue almacenada dentro de una hielera con hielo para su transporte hasta el laboratorio. Adicional se tomaron dos muestras, una de 250mL y la otra de 1L ambas botellas de polietileno de alta densidad, previamente tratadas en laboratorio (ambas lavadas con jabón libre de fosfatos). La botella de 250mL fue sometida a un lavado adicional con una solución de ácido clórico (HCl) 0.5N, a fin de eliminar cualquier resto de materia orgánica dentro de la botella. Mientras, la botella de 1litro fue esterilizada a fin de eliminar la presencia de organismos presentes. Ambas muestras fueron colocadas en una hielera con hielo para su transporte a las instalaciones para su posterior análisis.

También dentro de la campaña se tomaron los datos fisicoquímicos del punto de estudio como pH, temperatura, concentración de oxígeno disuelto, conductividad eléctrica.

Todos los parámetros mencionados fueron medidos con un multiparametrico con una sonda multiparametrica.

Una vez la muestra arribo al laboratorio, posterior a su homogenización, la misma que fue analizada para los parámetros de Nitrógeno Total (NT) y Fósforo Total (PT). Los análisis se realizaron por triplicado, con el uso de un blanco de agua tipo 1 y utilizando test de análisis comerciales. La muestra utilizada fue la tomada en la botella de 250mL.

Para el PT se utilizó un kit de digestión previa “Crack Set 10 Pretreatment Kit”, marca Spectroquant® código 1.14687, comercializado por Sigma-aldrich. Mediante este los compuestos orgánicos e inorgánicos de fósforo se transforman en fosfatos, mediante tratamiento con un agente oxidante en un termorreactor (HACH, DR200) a una temperatura de 120°C por una hora. Para esto se emplearon 10mL de la muestra de agua sin filtrar. Pasada la hora en el termorreactor la muestra se dejó enfriar por aproximadamente media hora y una vez que estuvo a temperatura ambiente, se tomaron 5mL de la solución digestada, los cuales fueron analizados para Fosfatos (PO_4^-) con la ayuda del kit comercial Spectroquant® Phosphate Tests: Cat.Nro. 1.14848, comercializado por Sigmaaldrich. Los métodos empleados hacen alcance a los métodos EPA 365.2-3, APHA 4500-P E, y DIN EN ISO 6878. Las muestras fueron posteriormente leídas se utilizando un espectrofotómetro (ThermoFisher, UVVisGenesys) con una longitud de onda de 650. Se procedió con la lectura de concentración del analito entregando los resultados en unidades de mg/L.

Para el NT se utilizó un kit de digestión previa “Crack Set 20 Pretreatment Kit”, marca Spectroquant® código 1149631119, comercializado por Sigmaaldrich. Mediante este los compuestos orgánicos e inorgánicos de nitrógeno se transforman en nitrato según el método de Koroleff, con la ayuda de un tratamiento con un agente oxidante en un termorreactor (HACH, DR200) a una temperatura de 120°C por una hora. Para esto se emplearon 10mL de la muestra sin filtrar. Pasada la hora en el termorreactor la muestra se enfrió por aproximadamente media hora y una vez que estuvo a temperatura ambiente, se tomaron 5mL de la solución digestada, los cuales fueron analizados para Nitratos (NO_3^-) con la ayuda del kit comercial Spectroquant® Nitrate Tests: Cat.Nro. 1.14773, comercializado por Sigmaaldrich, que hace alcance a la norma DIN38405-9. Se utilizó un espectrofotómetro (ThermoFisher, Genesys UVis) con una longitud de onda de 350. Se procedió con la lectura de concentración del analito entregando los resultados en unidades de mg/L.

A la par de la realización de los análisis de NT y PT se realizó el conteo de fitoplancton presente en la muestra por el método gota a gota de Semina (Sournia, 1978). Para esto se filtró el litro de muestra por una malla de 20 μm , cuidadosamente colocando la materia retenida en la malla en un vaso de precipitación a fin de realizar un enjuague con agua destilada y proceder a completar de ser necesario el volumen hasta 5mL, considerando este volumen con el factor de dilución de la muestra. El siguiente paso con la ayuda de un gotero, un portaobjetos y un cubreobjetos se lleva la muestra para ser analizada bajo el

microscopio (Olympus, CX31) y se procede con la identificación de las especies a nivel de género y la cuantificación de estas.

2.2.3 Fase 3

Previo a la fase experimental, los 3 litros de muestra recolectados fueron sujetos a un periodo de incubación de un mes. Este procedimiento se realizó bajo condiciones controladas de temperatura y concentración de nutrientes (N y P). La temperatura seleccionada para la incubación fue de 20°C y la concentración de nutrientes mantenidas en los niveles iniciales medidos en la fase 1. Se realizó este proceso denominado aclimatación con el fin de homogeneizar el estado fisiológico de las algas, reducir el efecto de condiciones previas, asegurar una comunidad estable, activa y contar con condiciones de control fisiológico y reproducibilidad del experimento (Voltolina *et al.*, 1998). La aclimatación se dio en tres frascos de vidrio (BOECO) de 1 litro previamente esterilizados en autoclave (Yamato, SM300) a una temperatura de 121°C por 15 minutos. Las muestras fueron mantenidas con agitación constante con la ayuda de una plancha de agitación multi-posición, en un fotoperíodo de 12 horas. Durante este mes de aclimatación se tomaron 4 muestras una por semana, para conocer las concentraciones de N y P a fin de poder mantenerlas constantes, adicionando de ser necesario un medio de cultivo no selectivo (Nutriselec® Plus) de concentraciones conocidas de nitrógeno y fósforo para mantener las concentraciones medidas de manera inicial. Así mismo se tomaba una pequeña alícuota de cada frasco para ser analizado bajo el microscopio y comprobar que las algas aún se mantenían con vida, más no se realizaba un conteo o identificación de las especies presentes. Una vez culminado el mes de aclimatación,

se procedió a mezclar los 3 litros de agua y se tomó una alícuota de 100mL la cual fue concentrada por la malla de 20 μ m, y se analizó bajo el microscopio para conocer la densidad y microalgas presentes con las que se daría inicio al experimento.

2.2.4 Fase 4

Durante esta fase se colocaron tres incubadoras con tres temperaturas distintas, la primera llamada Temperatura Mínima que fue una temperatura de 27°C la cual gracias a los muestreos constantes por parte del CADS, se pudo reflejar como la temperatura promedio del embalse durante aproximadamente un año de muestreo. La siguiente temperatura llamada Temperatura media, fue la máxima temperatura que alcanzo el embalse durante un año de muestreo siendo de 30°C. Mientras que la última temperatura denominada Temperatura máxima, fue de 32°C, haciendo alusión a los 2°C que se establece aumentará la temperatura (IPCC), 2013), tomando como valor base de la temperatura máxima que puede alcanzar el embalse.

Dentro de cada incubadora se colocaron lámparas con relojes automáticos, los cuales permitían mantener el fotoperíodo de 12 horas y planchas de agitación de múltiples posiciones para que cada uno de los experimentos se encuentren bajo las mismas condiciones. Dentro de cada incubadora se colocaron las muestras por triplicado en botellas de 500mL. Se colocaron aproximadamente 350mL del inóculo incubado en cada frasco previamente esterilizadas. El ensayo se llevó a cabo por un período de 15 días, durante los cuales no se colocó medio de cultivo y se tomaron alícuotas de 50mL cada 3 días a fin de caracterizar la comunidad de fitoplancton a lo largo del experimento.

Capítulo 3

3. Resultados

Los resultados obtenidos durante el monitoreo del embalse El Azúcar fueron comparados con el Acuerdo Ministerial 097-A del TULSMA (Texto Unificado de Legislación Secundaria del Ministerio del Ambiente, Libro VI, Anexo 1), que establece los criterios de calidad ambiental para cuerpos de agua dulce destinados a preservación de flora y fauna, consumo humano (previo tratamiento), recreación y riego es un ecosistema, estableciendo que para aquellos parámetros que se presentan dentro del acuerdo, el embalse cumple con los criterios de aceptación de la normativa ambiental ecuatoriana, para la preservación de flora y fauna y riego, como se presentan en la Tabla 1.

Fecha de toma de muestra	27-03-2025	
Coordenadas	Y: 9752321	X: 546797
Temperatura del agua (°C)	28,39	
Conductividad (uS/cm)	108	
TDS (mg/L)	54	
Salinidad (ppt)	0,05	
Porcentaje de Saturación Oxígeno Disuelto (%sat)	100,1	
Concentración Oxígeno Disuelto (mg/l)	7,63	
pH	7,93	
ORP (mV)	134,3	
Turbidez (NTU)	18,4	

Tabla 1. Datos obtenidos del monitoreo en el embalse el Azúcar

Parte de los análisis que se realizaron fueron los de NT y PT. Estos se realizaron a través de técnicas estandarizadas, indicadas en las Fase 3.

Para ambos parámetros se obtuvieron las concentraciones presentadas en la Tabla. 2, los que serían de importancia para mantener a las algas bajo las mismas condiciones de concentración durante la fase de aclimatación.

Analito	Resultado
PT (mg/L) PO ₄ -P	1.549
NT (mg/L) NO ₃ -N	5.51

Tabla 2. Concentraciones de NT y PT en el embalse el Azúcar

Una vez obtenidos los valores de concentración inicial de los nutrientes (Nitrógeno y Fósforo), se procedió con la preparación del medio de cultivo y se mantuvo durante un mes la aclimatación, durante el cual se tomaron alícuotas para conocer las concentraciones de NT y PT, como se presentan en la tabla 3.

El Azúcar	Fechas						
	27-03-25	10-04-25		17-04-25		24-04-25	
	[C ₀]	[C _{1a}]	[C _{1b}]	[C _{2a}]	[C _{2b}]	[C _{3a}]	[C _{3b}]
PT (mg/L) PO ₄ -P	1.549	0.563	2.035	0.365	1.942	-	-
NT (mg/L) NO ₃ -N	5.51	2.57	4.95	2.36	5.78	2.41	5.81

Tabla 3. Monitoreo durante la aclimatación

C₀: Concentración de NT y PT inicial

C_{1b}: Concentración de NT y PT luego de 2 semanas de incubación, previo a la reposición de nutrientes.

C_{1a}: Concentración de NT y PT posterior a la reposición de nutrientes de la 2da semana

C_{2b}: Concentración de NT y PT luego de 3 semanas de incubación, previo a la reposición de nutrientes.

C_{2a}: Concentración de NT y posterior a la reposición de nutrientes de la 3era semana

C_{1b}: Concentración de NT y PT luego de 4 semanas de incubación, previo a la reposición de nutrientes

C_{1a}: Concentración de NT y PT posterior a la reposición de nutrientes de la 4ta semana.

Como se muestra en la tabla 3, durante la fase de aclimatación se logró mantener los valores de concentración constantes para los analitos, se calculo la relación N:P al inicio del experimento:

$$N:P_{masa} \frac{5.51}{1.549} = 3.56:1$$

Pero al estar en masa y para ser mas comparable con la Relación de Redfield, se procede a realizar los cálculos en relación molar:

$$N \left(\frac{mol}{L} \right) \frac{5.51}{14.01} = 0.3933 \text{ mol/L}$$

$$P \left(\frac{mol}{L} \right) \frac{1.549}{30.97} = 0.050 \text{ mol/L}$$

$$N:P \frac{0.393}{0.050} = 7.86:1$$

El valor indica que el sistema tiene una alta concentración de nitrógeno, por lo cual el crecimiento de algas y organismos fotosintéticos estaría más limitado por el nitrógeno disponible que por el fósforo. Más si este valor es comparado con el coeficiente de Redfield (16:1, molar), se podría establecer que la cantidad de Nitrógeno en el embalse es baja con relación a las condiciones que se esperarían en un cuerpo de agua.

Adicional a los análisis fisicoquímicos, se realizó el conteo e identificación taxonómica del fitoplancton presente en el embalse en la muestra a ser aclimatada, siendo *Limnothrix sp.* la especie que presento la mayor abundancia, seguida de *Phormidium* y presentándose en menor número *Cyclotella sp.* y *Pinnularia sp.* (Grafico 2).

Una vez, pasado el mes de aclimatación se obtuvo una densidad total del 5.347 cell/L distribuidas, Tabla 4.

Composición del Fitoplancton (Top 6 especies + Otras)

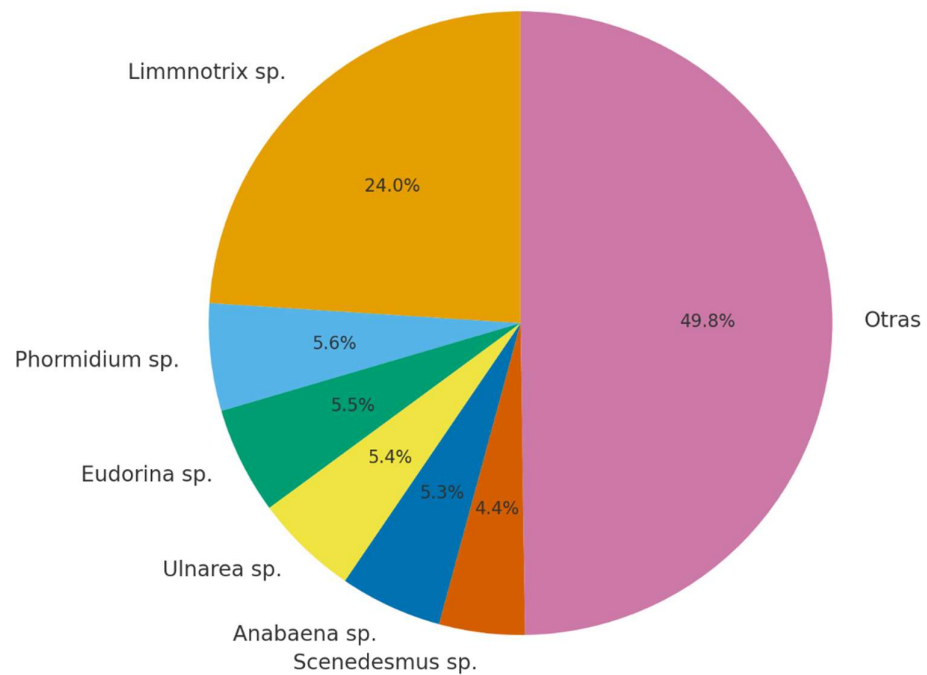


Gráfico 2. Distribución por especie de alga

Se inició la experimentación, el 30 de abril tomando las muestras cada 3 días por un período de 15 días, teniendo en total de 45 muestras. Durante este periodo no se agregó el medio de cultivo y se mantuvieron las replicas en agitación y acompañadas de un fotoperiodo de 12 horas luz y doce horas de oscuridad para las tres temperaturas seleccionadas.

Como se observa en el gráfico 2, al inicio de la experimentación existió un descenso en la densidad promedio, para las experimentaciones a 27°C y 32°C, mientras que para 30°C se dio inicio al crecimiento de la densidad.

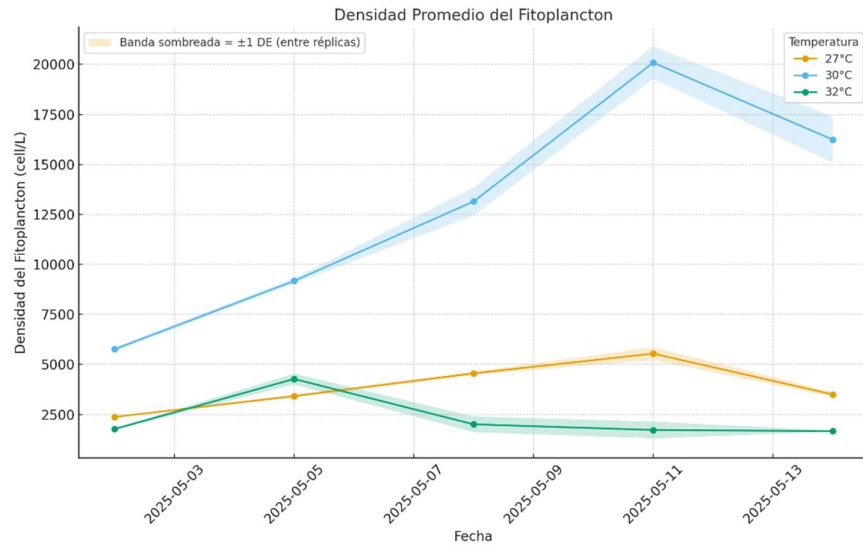


Gráfico 3. Evolución temporal del crecimiento total de algas

Para la temperatura de 30°C la comunidad de fitoplancton alcanzo su máxima densidad, pasando de una densidad inicial de 5347cell/L a aproximadamente 20mil cell/L. Mientras que, para la temperatura de 27°C y 32°C, la densidad retorno a sus valores iniciales aproximadamente y disminuyo a aproximadamente 1500 cell/L respectivamente (Gráfico 3).

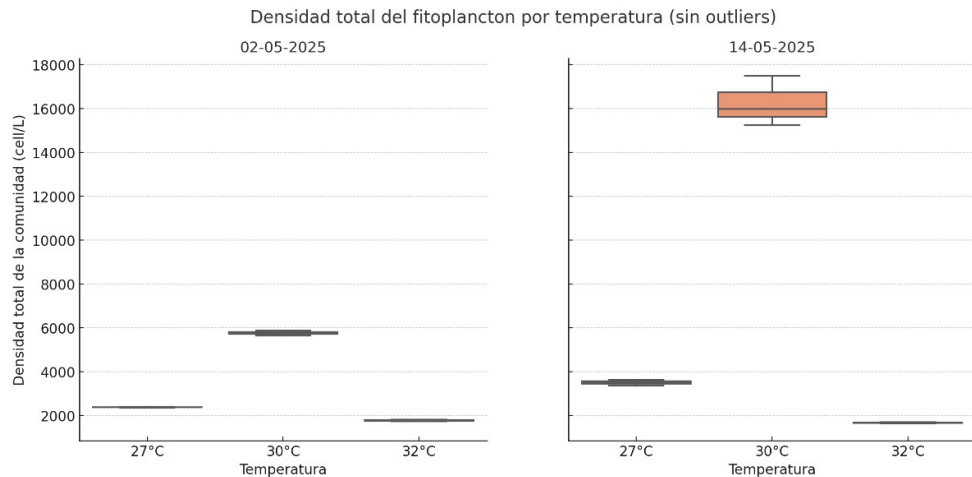


Gráfico 4. Comparación entre el día 3 y día 15 del experimento

Una vez pasado los 15 días de experimentación, se observa que la especie mas abundante para todos los tratamientos fue *Limnnotrix sp.*, convirtiéndose en la especie dominante, más cabe notar que a la temperatura de 30°C fue cuando alcanzo su mayor densidad, lo que sugiere que esta temperatura acelera el crecimiento de esta especie. Otro de los géneros que destaco fue *Phormidium sp.*, alga nociva capaz de producir toxinas siendo la segunda mas abundante para todos los tratamientos, y al igual que *Limnnotrix sp.* aumenta de manera considerable a la temperatura de 30°C.

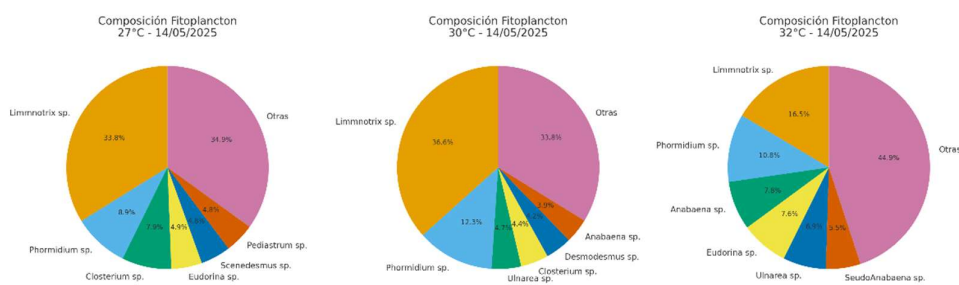


Gráfico 5. Comparación densidades al final del experimento

Se puede establecer que las algas que presentaron una mayor densidad son: *Limnnotrix sp.*, *Phormidium sp.*, *Ulnarea sp.*, *Closterium sp.*, *Desmodesmus sp.*, *Eudorina sp.*, *Navicula sp.*, *Nixquia sp.*, *SeudoAnabaena sp.*, *Scenedesmus sp.*, lo que se repite en todos los tratamientos a diferentes proporciones.

Al momento de comparar la densidad inicial (inicio del experimento luego del mes de aclimatación a 20°C), para la temperatura de 27°C existió un descenso de los valores de densidad ya que se inició con una densidad total de 5374cell/L y el experimento finalizo con un valor promedio de 3500cell/L como se presenta en el Gráfico 6 (a).

Mientras que para la temperatura de 30°C los valores finales aumentaron en un promedio de 1600 (Gráfico 6 (b)) y para el tratamiento de 32°C también se presentó una disminución, pero esta fue aun mas marcada que para la temperatura de 27°C (Gráfico 6 (c)). Lo que nos lleva a realizar el ANOVA para establecer si existió diferencia significativa entre los tratamientos.

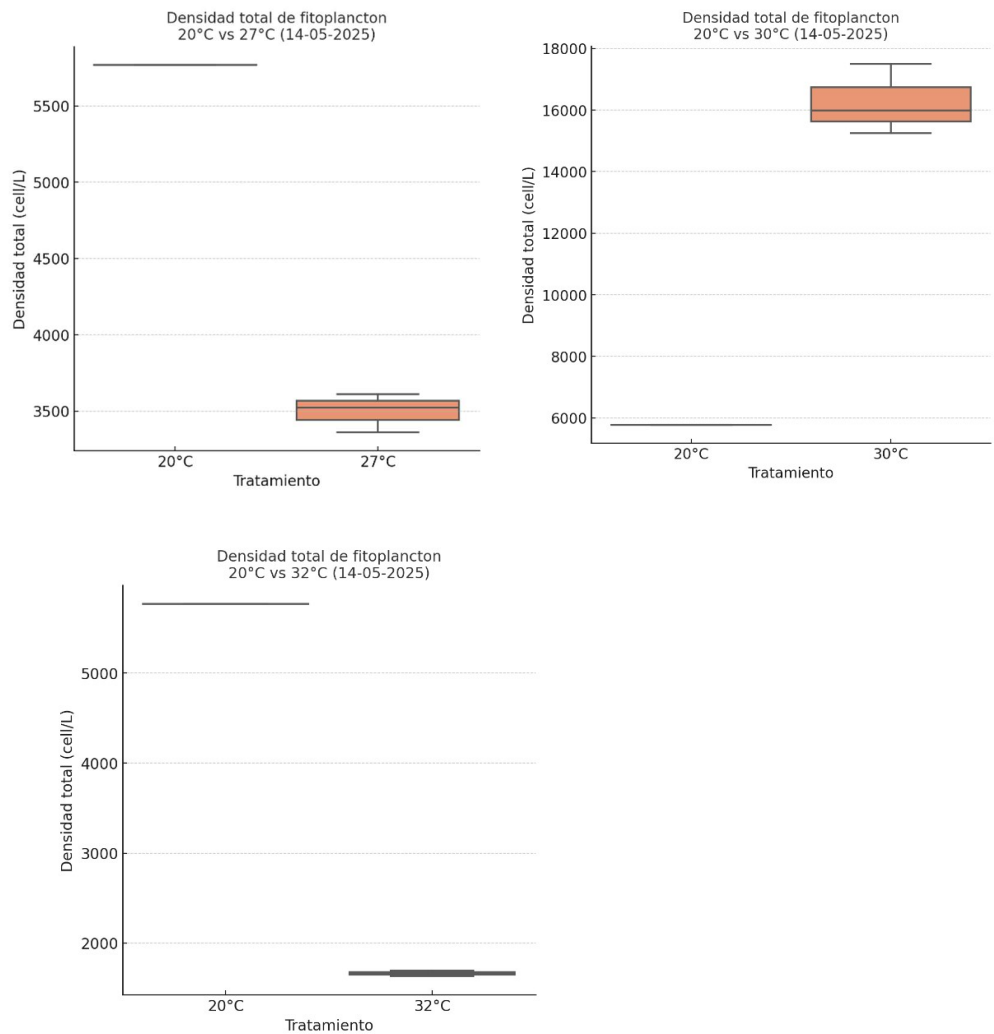


Gráfico 6. Comparación densidades al inicio y final del experimento

3.1 Prueba estadística

El análisis de varianza (ANOVA de un factor) se realizó considerando la temperatura como variable independiente con tres niveles (27, 30 y 32 °C) en tanto la densidad fue la variable dependiente. El resultado mostró diferencias altamente significativas entre tratamientos ($F(2, 42) = 48.75$, $p < 0.0001$). El estadístico F se obtuvo como la razón entre la variabilidad explicada por las diferencias de temperatura (MS entre grupos) y la variabilidad no explicada o aleatoria dentro de cada grupo (MS dentro de grupos). Dado que el valor de F fue considerablemente alto y el p-valor extremadamente bajo, se rechaza la hipótesis nula de igualdad de medias, confirmando que la temperatura ejerce un efecto significativo en el crecimiento del grupo de algas.

Debido a que el diseño experimental se realizó con un solo factor (la temperatura) con tres niveles (27, 30 y 32 °C), se aplicó un ANOVA de un factor para evaluar si existían diferencias significativas en el crecimiento total de las algas entre los tratamientos. El análisis mostró un efecto altamente significativo de la temperatura sobre el crecimiento, lo que indica que no todas las medias de los grupos son iguales. Como medida de validación y dado que los supuestos de normalidad y homogeneidad de varianzas no siempre se cumplen en este tipo de datos biológicos, se aplicó además la prueba no paramétrica de Kruskal–Wallis, la cual también arrojó diferencias significativas entre temperaturas ($H = 33.77$, $p < 0.0001$). Por lo que se establece que si existe diferencia significativa. Debido a que, dentro de los datos, encontramos algunas especies de interés también se procede con el análisis de ANOVA de una vía para las especies: *Phormidium sp.* y *Limnotri sp.x*, debido a que la primera es capaz de producir toxinas (Genua et al., 2019) y la segunda por ser la más abundante del grupo.

Para la especie *Phormidium sp.*, el ANOVA de un factor mostró que la temperatura tuvo un efecto altamente significativo sobre su crecimiento (F

(2, 42) = 34.27, $p \approx 1.5 \times 10^{-9}$). Este resultado indica que las diferencias observadas en la abundancia están directamente relacionadas con la influencia de la temperatura. También se aplicó la prueba no paramétrica de Kruskal–Wallis, en la cual también se detectaron diferencias significativas ($H = 31.53$, $p \approx 1.4 \times 10^{-7}$). La coincidencia de ambos métodos refuerza la conclusión de que *Phormidium sp.* responde de manera diferencial a las condiciones térmicas, lo que resulta relevante al tratarse de una cianobacteria potencialmente nociva y con implicaciones en la calidad del agua y la salud. Lo que también se aprecia con gran facilidad en el grafico 7 y o respectivamente.

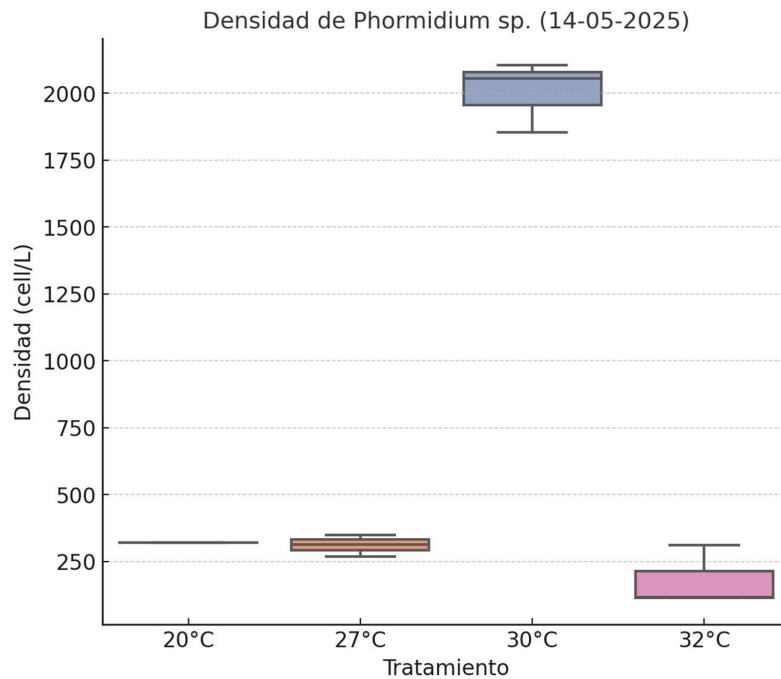


Gráfico 7. Variación de la densidad de la especie Phormidium

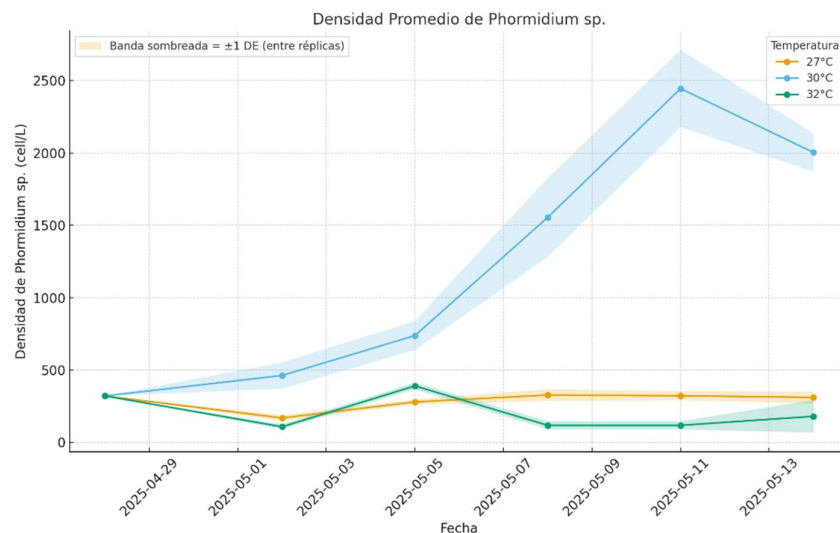


Gráfico 8. Densidad temporal de *Phormidium sp.*

En el caso de *Limnnotrix sp.*, que fue la especie más abundante en el experimento, el ANOVA de un factor evidenció un efecto altamente significativo de la temperatura sobre su crecimiento ($F(2, 42) = 32.27$, $p \approx 3.2 \times 10^{-9}$). Por lo cual se confirma que la variación observada en las densidades entre los tres tratamientos responde directamente a las condiciones de temperatura. De igual manera se realizó, la prueba no paramétrica de Kruskal–Wallis ($H = 29.55$, $p \approx 3.8 \times 10^{-7}$). La que indica que *Limnnotrix sp.* presenta una marcada sensibilidad a los cambios de temperatura, lo cual es de particular interés por su papel en proliferaciones masivas y su impacto potencial en la calidad del agua.

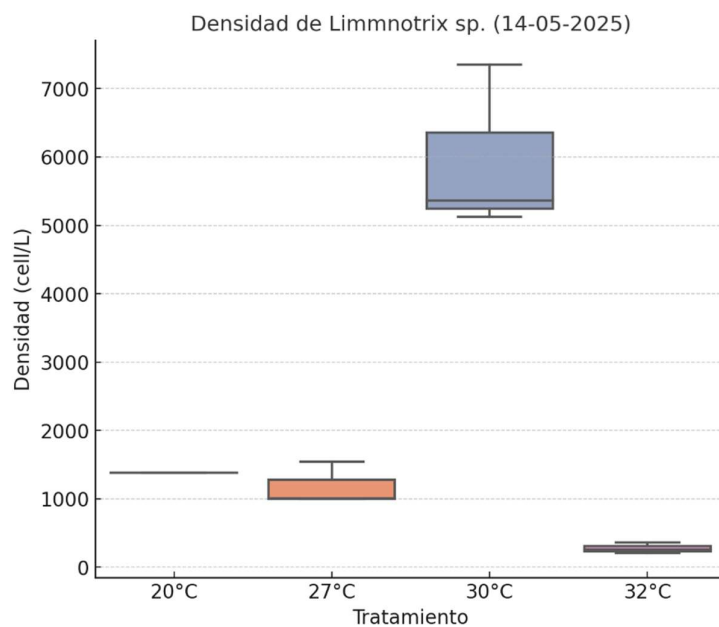


Gráfico 9. Variación de la densidad de la especie Limmnotrix

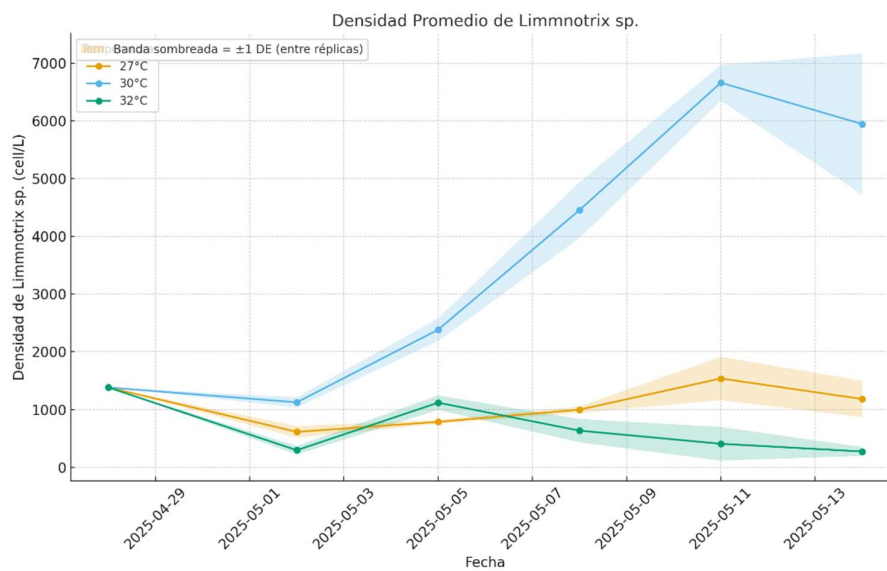


Gráfico 10. Densidad temporal de Limmnotrix sp.

CAPÍTULO 4

4. Conclusiones y Recomendaciones

4.1 Conclusiones

- Fue posible evaluar el comportamiento de las comunidades de fitoplancton del embalse El Azúcar, dando como resultado que la temperatura tiene un efecto significativo sobre el grupo de algas del embalse. El Azúcar, a través del ANOVA de una vía y posteriormente el análisis de Kruskal-Wallis, los resultados mostraron que si existía diferencia significativa de la densidad de las algas utilizando la temperatura como variable independiente.
- Se caracterizaron las especies de algas presentes en el embalse. Se identificaron un total de 56 géneros diferentes. Luego del proceso de aclimatación solo 23 géneros estuvieron presentes para el experimento. Dentro de este grupo se identificó la presencia de seis grupos de algas que pueden producir toxinas, *Phormidium*, *Plantotrix*, *Anabaena*, *Oscillatoria*, *Pseudoanabaena* y *Lyngbya*.
- Fue posible realizar los bioensayos, a diferentes condiciones de temperatura. Gracias a estos se pudo obtener los datos necesarios para el desarrollo de los análisis estadísticos.

- El incremento de temperatura asociado al cambio climático, si tendrá un efecto sobre la densidad de la comunidad de fitoplancton, como lo demuestra el experimento. Al inició se esperaba que a mayores temperaturas (32°C) sea mayor abundante la cantidad de algas, más los resultados muestran que es la temperatura de 30°C, la que más favorece el crecimiento del grupo de algas presentes en el embalse. Este nivel de temperatura corresponde al máximo registrado para el embalse durante un año de monitoreo (2024, datos no publicados). Aunque al momento ésta es una temperatura extraordinaria, el advenimiento del cambio climático podría incrementar la frecuencia con la cual estas temperaturas se presenten en el embalse. Esto por consiguiente incrementa las probabilidades de ocurrencia de floraciones de algas nocivas.
- Al alcanzar los 32°C, las comunidades de algas decrecieron a lo largo de la experimentación, probablemente por un estrés térmico, sumado a efectos de dominancia y competencia, demanda metabólica, limitación de nutriente o daños en el aparato fotosintético.

4.2 Recomendaciones

- Se recomienda realizar nuevos experimentos, manteniendo la temperatura de 30°C (que ha evidenciado promover el mayor crecimiento algal de las poblaciones del embalse) incorporando variable asociadas al camino de uso de suelo como los niveles de PT Y NT.
- Realizar análisis estadísticos que permitan identificar las temperaturas optimas de crecimiento para las algas de interés con alto potencial de producción de toxinas.
- Mantener un monitoreo constante dentro del embalse y realizar análisis de presencia de toxinas, debido a que se encontraron algas que pueden producirlas.

- Producir monocultivos de las especies más abundantes para distinguir competencias fuera de la comunidad.
- Replicar el ensayo con grupos de algas presentes en otra época del año.

Bibliografía

- (IPCC), I. P. on C. C. (2013). *Climate change 2013: the physical science basis*. Cambridge University Press.
- Arnell, N. W. (2018). Climate change and global water. *Journal of Diabetes Investigation*, 9(1), 43. <http://www.nature.com/doifinder/10.1038/nm.4295><http://dx.doi.org/10.1016/j.heliyon.2017.e00363><http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/22893453><http://dx.doi.org/10.1038/s41598-018-35067-2><http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/22102892><http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/22102892>
- Backer, L. C., Manassaram-Baptiste, D., LePrell, R., & Bolton, B. (2015). Cyanobacteria and algae blooms: Review of health and environmental data from the harmful algal bloom-related illness surveillance system (HABISS) 2007–2011. *Toxins*, 7(4), 1048–1064. <https://doi.org/10.3390/toxins7041048>
- Benitez, M. (2013). *Evaluación de la calidad de agua y riesgo de contaminación del embalse El Azúcar en época de verano*. 1–192.
- Berger, E., Frör, O., & Schäfer, R. B. (2019). Salinity impacts on river ecosystem processes: a critical mini-review. *Philosophical Transactions of the Royal Society B*, 374(1764). <https://doi.org/10.1098/RSTB.2018.0010>
- Burn, D. H., & Simonovic, S. P. (1996). Sensitivity of reservoir operation performance to climatic change. *Water Resources Management*, 10(6), 463–478. <https://doi.org/10.1007/bf00422550>
- Butterwick, C., Heaney, S. I., & Talling, J. F. (2005). Diversity in the influence of temperature on the growth rates of freshwater algae, and its ecological relevance. *Freshwater Biology*, 50(2), 291–300. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2427.2004.01317.x>
- Capo, E., Debroas, D., Arnaud, F., Perga, M. E., Chardon, C., & Domaizon, I. (2017). Tracking a century of changes in microbial eukaryotic diversity in lakes driven by nutrient enrichment and climate warming. *Environmental Microbiology*, 19(7). <https://doi.org/10.1111/1462-2920.13815>
- Carpio, C. (2019). *La regulación de las presas y embalses en el Ecuador. Perspectivas*

y propuestas para una regulación sostenible [UNIVERSIDAD DE CUENCA].
[https://dspace.ucuenca.edu.ec/bitstream/123456789/33063/1/Trabajo de titulación.pdf](https://dspace.ucuenca.edu.ec/bitstream/123456789/33063/1/Trabajo_de_titulación.pdf)

Chapra, S. C., Boehlert, B., Fant, C., Bierman, V. J., Henderson, J., Mills, D., Mas, D. M. L., Rennels, L., Jantarasami, L., Martinich, J., Strzepek, K. M., & Paerl, H. W. (2017). Climate Change Impacts on Harmful Algal Blooms in U.S. Freshwaters: A Screening-Level Assessment. *Environmental Science and Technology*, 51(16), 8933–8943.
https://doi.org/10.1021/ACS.EST.7B01498/ASSET/IMAGES/LARGE/ES-2017-01498B_0008.JPEG

Chicaiza, D., & Flores, H. (2016). Parámetros biológicos de *Pseudocurimata boulengeri* (Characiformes: Curimatidae) en el embalse Chongón, Ecuador. *Rev. Biol. Trop. (Int. J. Trop. Biol. ISSN, 64(1)*, 131–146.

CNN. (2016). *Toxic algae bloom blankets Florida beaches, prompts state of emergency* | CNN. <http://edition.cnn.com/2016/07/01/us/florida-algae-pollution/>

Coffey, R., Paul, M. J., Stamp, J., Hamilton, A., & Johnson, T. (2019). A Review of Water Quality Responses to Air Temperature and Precipitation Changes 2: Nutrients, Algal Blooms, Sediment, Pathogens. *JAWRA Journal of the American Water Resources Association*, 55(4), 844–868. <https://doi.org/10.1111/1752-1688.12711>

D'Silva, M. S., Anil, A. C., Naik, R. K., & D'Costa, P. M. (2012). Algal blooms: A perspective from the coasts of India. *Natural Hazards*, 63(2), 1225–1253. <https://doi.org/10.1007/S11069-012-0190-9/TABLES/1>

Dagnino, J. (2014). ANÁLISIS DE VARIANZA. *Revista Chilena de Anestesia*, 43, 3006–3310.

Díaz, P. A., Alvarez, G., Varela, D., Álvarez, G., Pérez-Santos, I., Díaz, M., Molinet, C., Seguel, M., Aguilera-Belmonte, A., Guzmán, L., Uribe, E., Rengel, J., Hernández, C., Segura, C., & Figueroa, R. I. (2019). *CULTIVATION OF MICROALGAE AND PRODUCTION OF PEARLS IN ABALONE* View project *PROYECTO CONICYT PAI 7915008* View project *Impacts of harmful algal*

- blooms on the aquaculture industry: Chile as a case study.*
<https://doi.org/10.1127/pip/2019/0081>
- Downing, J. A., Watson, S. B., & Mccauley, E. (2001). *RAPID COMMUNICATION / COMMUNICATION RAPIDE Predicting Cyanobacteria dominance in lakes. 1908*(Smith 1983), 1905–1908. <https://doi.org/10.1139/cjfas-58-10-1905>
- El Telegrafo. (2011, July 5). No Title. *Comuneros de Santa Elena Preocupados Por Trasmase*. <https://www.eltelegrafo.com.ec/noticias/nacionales/1/comuneros-de-santa-elena-preocupados-por-trasmase>
- El Universo. (2012). [www.eluniverso.com.](https://www.eluniverso.com/2012/04/13/1/1445/agua-sabe-mal-visperas-corte.html/)
<https://www.eluniverso.com/2012/04/13/1/1445/agua-sabe-mal-visperas-corte.html/>
- Empresa Publica del Agua EPA. (2022). *Empresa Publica del Agua EPA*. Empresa Pública Del Agua EP En Coordinación Con AGUAPEN EP Concluye 6 Horas Antes El III Mantenimiento Preventivo Al Canal El Azúcar – Río Verde. <https://www.empresaagua.gob.ec/empresa-publica-del-agua-ep-en-coordinacion-con-aguapen-ep-concluye-6-horas-antes-el-iii-mantenimiento-preventivo-al-canal-el-azucar-rio-verde/#>
- Fernández-gonzález, C., Tarran, G. A., Schuback, N., Arístegui, J., Marañón, E., & Woodward, E. M. S. (2022). *tropical and subtropical Atlantic*. 1–13. <https://doi.org/10.1038/s42003-022-03971-z>
- Fowler, H. J., Kilsby, C. G., & O’Connell, P. E. (2003). Modeling the impacts of climatic change and variability on the reliability, resilience, and vulnerability of a water resource system. *Water Resources Research*, 39(8). <https://doi.org/10.1029/2002WR001778>
- Gelati, E., Madsen, H., & Rosbjerg, D. (2011). Stochastic reservoir optimization using El Niño information: Case study of Daule Peripa, Ecuador. *Hydrology Research*, 42(5), 413–431. <https://doi.org/10.2166/nh.2011.009>
- Gelati, E., Madsen, H., & Rosbjerg, D. (2014). Reservoir operation using El Niño forecasts-case study of Daule Peripa and Baba, Ecuador. *Hydrological Sciences Journal*, 59(8), 1559–1581. <https://doi.org/10.1080/02626667.2013.831978>

- Genua, D. B., Vaz, M. G. M. V, Santos, S. N., Kavamura, V. N., & Melo, I. S. (2019). *Cyanobacteria From Brazilian Extreme Environments : Toward Functional Exploitation*. 265–284. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-814849-5.00016-2>
- Giovanna, T. Z., & Sommer, F. U. (2020). COLIN S. REYNOLDS' LEGACY Temperature and the size of freshwater phytoplankton. *Hydrobiologia*, 848, 143–155. <https://doi.org/10.1007/s10750-020-04246-6>
- Goldman, J. C. (1977). Temperature effects on phytoplankton growth in continuous culture. *Limnology and Oceanography*, 22(5), 932–936. <https://doi.org/10.4319/lo.1977.22.5.0932>
- Hallegraeff, G. M. (2010). *OCEAN CLIMATE CHANGE , PHYTOPLANKTON COMMUNITY RESPONSES , AND HARMFUL ALGAL BLOOMS: A FORMIDABLE PREDICTIVE CHALLENGE 1*. 235, 220–235. <https://doi.org/10.1111/j.1529-8817.2010.00815.x>
- Hulme, M. (2017). Climate Change, Concept of. *International Encyclopedia of Geography*, 1–6. <https://doi.org/10.1002/9781118786352.wbieg0343>
- Huo, S., Zhang, H., Ma, C., Xi, B., Zhang, J., He, Z., Li, X., & Wu, F. (2019). Algae community response to climate change and nutrient loading recorded by sedimentary phytoplankton pigments in the Changtan Reservoir, China. *Journal of Hydrology*, 571, 311–321. <https://doi.org/10.1016/J.JHYDROL.2019.02.005>
- Igwaran, A., John, A., & Unuofin, J. O. (2024). Cyanobacteria Harmful Algae Blooms : Causes , Impacts , and Risk Management. *Water, Air, & Soil Pollution*, 235(1), 1–26. <https://doi.org/10.1007/s11270-023-06782-y>
- INEC. (n.d.). *PROYECCIÓN DE LA POBLACIÓN ECUATORIANA, POR AÑOS CALENDARIO, SEGÚN REGIONES, PROVINCIAS Y SEXO*. Retrieved March 21, 2023, from <https://www.ecuadorencifras.gob.ec/proyecciones-poblacionales/>
- IPCC. (2007). IPCC honoured with the 2007 Nobel Peace Prize REPORTS-ASSESSMENT REPORTS IPCC Fourth Assessment Report (AR4) Climate Change 2007: The Physical Science Basis Contribution of Working Group I to the Fourth Assessment Report of the Intergovernmental Panel on. *CAMBRIDGE UNIVERSITY PRESS*, 996.

- http://www.ipcc.ch/publications_and_data/publications_ipcc_fourth_assessment_report_wg...
- Kaplan, L. A., & Bott, T. L. (1989). Diel fluctuations in bacterial activity on streambed substrata during vernal algal blooms: Effects of temperature, water chemistry, and habitat. *Limnology and Oceanography*, 34(4), 718–733. <https://doi.org/10.4319/LO.1989.34.4.0718>
- Lewandowska, A. M., Hillebrand, H., Lengfellner, K., & Sommer, U. (2014). Temperature effects on phytoplankton diversity - The zooplankton link. *Journal of Sea Research*, 85, 359–364. <https://doi.org/10.1016/J.SEARES.2013.07.003>
- Li, W., Xu, X., Fujibayashi, M., Niu, Q., Tanaka, N., & Nishimura, O. (2016). Response of microalgae to elevated CO₂ and temperature: impact of climate change on freshwater ecosystems. *Environmental Science and Pollution Research*, 23(19), 19847–19860. <https://doi.org/10.1007/s11356-016-7180-5>
- Milanes-Baños, N. A. (2024). Step-by-step one-way ANOVA analysis with the Jamovi program. *Mexican Journal of Medical Research ICSA*, 12(23), 22–26. <https://doi.org/10.29057/mjmr.v12i23.10664>
- Mouchet, P., & Bonnelye, V. (1998). Solving algae problems: French expertise and world-wide applications. *Journal of Water Supply: Research and Technology - AQUA*, 47(3), 125–141. <https://doi.org/10.2166/aqua.1998.19>
- Müller, M. N., Mardones, J. I., & Dorantes-aranda, J. J. (2020). Editorial : Harmful Algal Blooms (HABs) in Latin America. 7(February), 1–4. <https://doi.org/10.3389/fmars.2020.00034>
- Naciones Unidas. (2002). Manual Convención Marco de las Naciones Unidas sobre el Cambio Climático. *Www.Acnur.Org*, 72(3), 27. <https://www.acnur.org/fileadmin/Documentos/BDL/2009/6907.pdf>
- Nazari-Sharabian, M., Ahmad, S., & Karakouzian, M. (2018). Climate Change and Eutrophication: A Short Review. Engineering. *Technology and Applied Science Research*, 8(6), 3668–3672. https://digitalscholarship.unlv.edu/fac_articles
- O’Neil, J. M., Davis, T. W., Burford, M. A., & Gobler, C. J. (2012). The rise of harmful cyanobacteria blooms: The potential roles of eutrophication and climate change.

- Harmful Algae*, 14, 313–334. <https://doi.org/10.1016/J.HAL.2011.10.027>
- Ogodo, A. C., Agwaranze, D. I., Daji, M., & Aso, R. E. (2022). Microbial techniques and methods: basic techniques and microscopy. In *Analytical Techniques in Biosciences* (pp. 201–220). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-822654-4.00003-8>
- Olmos, P., & Veas, R. (1990). Análisis de la varianza. *Rev. Chil. Cardiol*, 9(1), 25–30.
- Páez, D. S., & Bimos. (2025). *Elección del diseño de investigación cuantitativa*.
- Paredes-Beltran, B., Sordo-Ward, A., De-Lama, B., & Garrote, L. (2021). A continental assessment of reservoir storage and water availability in south america. *Water (Switzerland)*, 13(14), 1–24. <https://doi.org/10.3390/w13141992>
- Paucar, M. A., Amancha, P. I., San Antonio, T. D., Acurio, L. P., Valencia, A. F., & Galarza, C. (2018). Methane Emissions from Ecuadorian Hydropower Dams. *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*, 151(1). <https://doi.org/10.1088/1755-1315/151/1/012002>
- RAVEN, J. A., & GEIDER, R. J. (1988). Temperature and algal growth. *New Phytologist*, 110(4), 441–461. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.1988.tb00282.x>
- Rühland, K. M., Paterson, A. M., & Smol, J. P. (2015). Lake diatom responses to warming: reviewing the evidence. *Journal of Paleolimnology*, 54(1), 1–35. <https://doi.org/10.1007/S10933-015-9837-3/FIGURES/5>
- Santos, R. M. B., Sanches Fernandes, L. F., Cortes, R. M. V., Varandas, S. G. P., Jesus, J. J. B., & Pacheco, F. A. L. (2017). Integrative assessment of river damming impacts on aquatic fauna in a Portuguese reservoir. *Science of the Total Environment*, 601–602, 1108–1118. <https://doi.org/10.1016/J.SCITOTENV.2017.05.255>
- Shen, L., Dou, M., Xia, R., Li, G., & Yang, B. (2021). Effects of hydrological change on the risk of riverine algal blooms: case study in the mid-downstream of the Han River in China. *Environmental Science and Pollution Research*, 28(16), 19851–19865. <https://doi.org/10.1007/S11356-020-11756-2/FIGURES/9>
- Sournia, A. (1978). *Phytoplankton manual Edited by A. Soumia MusCum National*

d'Histoire Naturelle. Paris.

- Suari, Y. (2020). *ON THE PROPORTIONS OF ORGANIC DERIVATIVES IN SEA WATER AND THEIR RELATION TO THE COMPOSITION OF PLANKTON* This is the text from Alfred Charles Redfield paper. October.
- Terán, C., Argüello, J., & Cando, C. (2022). *Estadística de Información Ambiental Económica en Gobiernos Autónomos Descentralizados Municipales*. www.ecuadorencifras.gob.ec
- Thi Nguyen, T. H., Boets, P., Lock, K., Damanik Ambarita, M. N., Forio, M. A. E., Sasha, P., Dominguez-Granda, L. E., Thi Hoang, T. H., Everaert, G., & Goethals, P. L. M. (2015). Habitat suitability of the invasive water hyacinth and its relation to water quality and macroinvertebrate diversity in a tropical reservoir. *Limnologia*, 52, 67–74. <https://doi.org/10.1016/J.LIMNO.2015.03.006>
- Thielen, D., Perazzi, P. R., Marquez, M. A., Ramoni-Perazzi, P., Marquez, M., Quintero, J., Soto-Werschitz, I. A., Rojas, W., Thielen, K., & Puche, M. L. (2021). Hydroclimatological extreme events affecting the Daule-Peripa Reservoir (Coast of Ecuador)-Historical dynamics and teleconnections. *Revista de Climatología*, 21. <https://www.researchgate.net/publication/354702447>
- Velásquez, F., Calderón, J., Urdánigo, L., & Cárdenas, F. (2016). Cambio de uso de suelo en el azolvamiento del embalse La Esperanza, Manabí-Ecuador. *Revista Del Instituto de Investigación de La Facultad de Minas, Metalurgia y Ciencias Geográficas*, 19(37). <https://doi.org/10.15381/iigeo.v19i37.12968>
- Victor Klemas. (2012). *Remote Sensing of Algal Blooms: An Overview with Case Studies*. Coastal Research. <https://scihub.se/https://doi.org/10.2112/JCOASTRES-D-11-00051.1>
- Voltolina, D., Nieves, M., Navarro, G., Teresa Oliva, & Peraza, D. (1998). The importance of acclimation for the evaluation of alternative media for microalgae growth. *Aquacultural Engineering*, 19(1), 7–15. [https://doi.org/10.1016/S0144-8609\(98\)00038-7](https://doi.org/10.1016/S0144-8609(98)00038-7)
- Wang, Q. G., Du, Y. H., Su, Y., & Chen, K. Q. (2012). Environmental Impact Post-Assessment of Dam and Reservoir Projects: A Review. *Procedia Environmental*

- Sciences*, 13, 1439–1443. <https://doi.org/10.1016/J.PROENV.2012.01.135>
- Winder, M., Reuter, J. E., & Schladow, S. G. (2009). Lake warming favours small-sized planktonic diatom species. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 276(1656), 427–435. <https://doi.org/10.1098/rspb.2008.1200>
- Winder, M., & Sommer, U. (2012). Phytoplankton response to a changing climate. *Hydrobiologia* 2012 698:1, 698(1), 5–16. <https://doi.org/10.1007/S10750-012-1149-2>
- Wynne, T. T., & Stumpf, R. P. (2015). Spatial and Temporal Patterns in the Seasonal Distribution of Toxic Cyanobacteria in Western Lake Erie from 2002–2014. *Toxins* 2015, Vol. 7, Pages 1649-1663, 7(5), 1649–1663. <https://doi.org/10.3390/TOXINS7051649>
- Yasarer, L. M. W., & Sturm, B. S. M. (2016). Potential impacts of climate change on reservoir services and management approaches. *Lake and Reservoir Management*, 32(1), 13–26. <https://doi.org/10.1080/10402381.2015.1107665>
- Yong, W. K., Tan, Y. H., Poong, S. W., & Lim, P. E. (2016). Response of Microalgae in a Changing Climate and Environment. *Malaysian Journal of Science*, 35(2), 169–191. <https://doi.org/10.22452/MJS.VOL35NO2.7>

Anexos

Base de datos.

Composición Inicial de especies de microalgas

Especie	Cantidad (cell/mL)
<i>Closterium sp.</i>	120
<i>Limmnotrix sp.</i>	1383
<i>Aulacoseria sp.</i>	145
<i>Pandorina sp.</i>	35
<i>Anabaena sp.</i>	105
<i>Navicula sp.</i>	206
<i>Nixquia sp.</i>	233
<i>Synedra sp.</i>	115
<i>Oscillatoria sp.</i>	106
<i>Clorofita sp.</i>	56
<i>Pinnularia sp.</i>	89
<i>Clorela sp.</i>	108
<i>SeudoAnabaena sp.</i>	38
<i>Ciclotela sp.</i>	114
<i>Pediastrum sp.</i>	198
<i>Scenedesmus sp.</i>	256
<i>Desmodesmus sp.</i>	235
<i>Phormidium sp.</i>	321
<i>Crococales sp.</i>	158
<i>Eudorina sp.</i>	320
<i>Planltolymbya sp.</i>	115
<i>Plantorix sp.</i>	207

<i>Borzia sp.</i>	150
<i>Staurastrum sp.</i>	116
<i>Ulnarea sp.</i>	311
<i>Anabaena sp.</i>	201
<i>Spirulina sp.</i>	115
<i>Raphidioxis sp.</i>	114
<i>Microsistis sp.</i>	98
Total	5.347

Tabla 4. Densidad inicial por especie de algas

Conteo de la primera alícuota del 02 de mayo 2025

Muestras a 27°C

Especie	Cantidad (cell/mL)		
	A	B	C
<i>Closterium sp.</i>	75	50	85
<i>Limnnotrix sp.</i>	501	650	690
<i>Anabaena sp.</i>	10	25	21
<i>Navicula sp.</i>	95	78	52
<i>Nixquia sp.</i>	90	90	85
<i>Synedra sp.</i>	52	63	69
<i>Oscillatoria sp.</i>	32	28	25
<i>Pinnularia sp.</i>	15	20	0
<i>SeudoAnabaena sp.</i>	63	60	39
<i>Pediastrum sp.</i>	75	186	104
<i>Scenedesmus sp.</i>	190	157	100
<i>Desmodesmus sp.</i>	168	105	165
<i>Phormidium sp.</i>	190	167	150
<i>Eudorina sp.</i>	125	102	134
<i>Planltolymbya sp.</i>	95	45	85
<i>Plantorix sp.</i>	98	74	111
<i>Staurastrum sp.</i>	98	101	56
<i>Ulnarea sp.</i>	212	235	200
<i>Anabaena sp.</i>	90	63	85
<i>Spirulina sp.</i>	56	35	51
<i>Raphidioxis sp.</i>	30	26	40

<i>Microsisits sp.</i>	0	30	25
Total	2.360	2.390	2.372

Tabla 5. Densidad por especie de algas a 27°C, primera toma

Muestras a 30°C

Especie	Cantidad (cell/mL)		
	A	B	C
<i>Closterium sp.</i>	200	345	245
<i>Limmnotrix sp.</i>	1038	1215	1123
<i>Aulacoseria sp.</i>	140	138	165
<i>Pandorina sp.</i>	56	63	95
<i>Anabaena sp.</i>	112	179	125
<i>Navicula sp.</i>	215	186	196
<i>Nixquia sp.</i>	300	245	234
<i>Synedra sp.</i>	125	136	197
<i>Oscillatoria sp.</i>	65	0	30
<i>Clorofita sp.</i>	50	26	58
<i>Pinnularia sp.</i>	63	30	98
<i>Clorela sp.</i>	111	200	121
<i>SeudoAnabaena sp.</i>	75	80	70
<i>Ciclotela sp.</i>	65	75	64
<i>Pediastrum sp.</i>	200	145	168
<i>Scenedesmus sp.</i>	326	356	300
<i>Desmodesmus sp.</i>	348	345	325
<i>Phormidium sp.</i>	420	400	567
<i>Crococales sp.</i>	150	100	107
<i>Eudorina sp.</i>	368	301	256
<i>Planltolymbya sp.</i>	64	0	0
<i>Plantorix sp.</i>	301	256	0
<i>Borzia sp.</i>	0	26	25
<i>Staurastrum sp.</i>	126	100	156
<i>Ulnarea sp.</i>	365	307	305
<i>Anabaena sp.</i>	200	195	214
<i>Spirulina sp.</i>	98	90	147
<i>Raphidioxis sp.</i>	163	145	163
<i>Microsisits sp.</i>	112	95	87
Total	5.656	5.434	5.396

Tabla 6. Densidad por especie de algas a 30°C, primera toma

Muestras a 32°C

Especie	Cantidad (cell/mL)		
	A	B	C
<i>Closterium sp.</i>	69	50	60
<i>Limmnotrix sp.</i>	361	310	217
<i>Anabaena sp.</i>	60	75	20
<i>Navicula sp.</i>	100	78	145
<i>Nixquia sp.</i>	126	148	135
<i>Synedra sp.</i>	30	25	10
<i>Clorela sp.</i>	25	48	56
<i>SeudoAnabaena sp.</i>	70	95	85
<i>Pediastrum sp.</i>	101	90	85
<i>Scenedesmus sp.</i>	123	108	106
<i>Desmodesmus sp.</i>	105	98	107
<i>Phormidium sp.</i>	128	96	100
<i>Crococales sp.</i>	25	25	0
<i>Eudorina sp.</i>	0	53	69
<i>Plantorix sp.</i>	98	75	46
<i>Stauroastrum sp.</i>	25	0	50
<i>Ulnarea sp.</i>	156	168	257
<i>Anabaena sp.</i>	25	10	54
<i>Spirulina sp.</i>	50	63	12
<i>Raphidioxis sp.</i>	30	45	123
<i>Microsisits sp.</i>	98	65	40
Total	1.805	1.725	1.777

Tabla 7. Densidad por especie de algas a 32°C, primera toma

Conteo de la segunda alícuota del 05 de mayo 2025

Muestras a 27°C

Especie	Cantidad (cell/mL)		
	A	B	C
<i>Closterium sp.</i>	210	198	96
<i>Limnnotrix sp.</i>	816	750	796
<i>Anabaena sp.</i>	5	30	45
<i>Navicula sp.</i>	198	182	125
<i>Nixquia sp.</i>	75	75	90
<i>Synedra sp.</i>	38	50	47
<i>Oscillatoria sp.</i>	30	35	30
<i>Pinnularia sp.</i>	17	26	3
<i>SeudoAnabaena sp.</i>	65	100	49
<i>Pediastrum sp.</i>	115	266	198
<i>Scenedesmus sp.</i>	250	315	304
<i>Desmodesmus sp.</i>	239	265	238
<i>Phormidium sp.</i>	300	276	263
<i>Eudorina sp.</i>	265	245	298
<i>Planltolymbya sp.</i>	50	25	45
<i>Plantorix sp.</i>	101	100	163
<i>Staurostrum sp.</i>	82	94	36
<i>Ulnarea sp.</i>	365	297	308
<i>Anabaena sp.</i>	85	59	74
<i>Spirulina sp.</i>	46	20	36
<i>Raphidioxis sp.</i>	50	49	69
<i>Microsisits sp.</i>	15	35	26
Total	3.417	3.492	3.339

Tabla 8. Densidad por especie de algas a 27°C, segunda toma

Muestras a 30°C

Especie	Cantidad (cell/mL)		
	A	B	C
<i>Closterium sp.</i>	257	318	204
<i>Limnnotrix sp.</i>	2498	2158	2497
<i>Aulacoseria sp.</i>	170	206	256
<i>Pandorina sp.</i>	62	67	117
<i>Anabaena sp.</i>	169	203	178
<i>Navicula sp.</i>	306	297	257
<i>Nixquia sp.</i>	400	369	387
<i>Synedra sp.</i>	129	156	206
<i>Oscillatoria sp.</i>	100	96	157
<i>Clorofita sp.</i>	100	68	197
<i>Pinnularia sp.</i>	105	98	177
<i>Clorela sp.</i>	95	201	136
<i>SeudoAnabaena sp.</i>	105	116	168
<i>Ciclotela sp.</i>	62	84	74
<i>Pediastrum sp.</i>	265	278	238
<i>Scenedesmus sp.</i>	399	425	367
<i>Desmodesmus sp.</i>	469	452	460
<i>Phormidium sp.</i>	624	789	801
<i>Crococales sp.</i>	110	125	165
<i>Eudorina sp.</i>	562	487	452
<i>Planltolymbya sp.</i>	0	0	0
<i>Plantorix sp.</i>	489	475	0
<i>Borzia sp.</i>	0	0	0
<i>Stauroastrum sp.</i>	298	265	287
<i>Ulnarea sp.</i>	510	574	633
<i>Anabaena sp.</i>	265	278	269
<i>Spirulina sp.</i>	114	143	187
<i>Raphidioxis sp.</i>	256	285	290
<i>Microsisits sp.</i>	150	114	165
Total	9.069	9.127	9.325

Tabla 9. Densidad por especie de algas a 30°C, segunda toma

Muestras a 32°C

Especie	Cantidad (cell/mL)		
	A	B	C
<i>Closterium sp.</i>	156	147	203
<i>Limnnotrix sp.</i>	1107	1002	1250
<i>Anabaena sp.</i>	118	165	98
<i>Navicula sp.</i>	215	207	257
<i>Nixquia sp.</i>	165	159	120
<i>Synedra sp.</i>	50	28	21
<i>Clorela sp.</i>	32	58	84
<i>SeudoAnabaena sp.</i>	119	147	162
<i>Pediastrum sp.</i>	125	115	162
<i>Scenedesmus sp.</i>	256	287	263
<i>Desmodesmus sp.</i>	237	251	236
<i>Phormidium sp.</i>	369	415	387
<i>Crococales sp.</i>	98	87	0
<i>Eudorina sp.</i>	315	367	298
<i>Plantorix sp.</i>	114	128	147
<i>Stauroastrum sp.</i>	0	0	198
<i>Ulnarea sp.</i>	397	374	415
<i>Anabaena sp.</i>	50	27	98
<i>Spirulina sp.</i>	75	25	23
<i>Raphidioxis sp.</i>	30	45	123
<i>Microsisits sp.</i>	98	75	40
Total	4.126	4.109	4.585

Tabla 10. Densidad por especie de algas a 32°C, segunda toma

Conteo de la tercera alícuota del 08 de mayo 2025

Muestras a 27°C

Especie	Cantidad (cell/mL)		
	A	B	C
<i>Closterium sp.</i>	256	297	157
<i>Limnnotrix sp.</i>	1050	938	1008
<i>Anabaena sp.</i>	25	36	50
<i>Navicula sp.</i>	204	278	198
<i>Nixquia sp.</i>	40	54	64
<i>Synedra sp.</i>	15	27	31
<i>Oscillatoria sp.</i>	35	27	36
<i>Pinnularia sp.</i>	24	36	17
<i>SeudoAnabaena sp.</i>	107	309	92
<i>Pediastrum sp.</i>	324	288	300
<i>Scenedesmus sp.</i>	250	315	302
<i>Desmodesmus sp.</i>	327	369	315
<i>Phormidium sp.</i>	374	309	299
<i>Eudorina sp.</i>	306	221	398
<i>Planltolymbya sp.</i>	65	87	63
<i>Plantorix sp.</i>	286	294	274
<i>Stauroastrum sp.</i>	149	163	68
<i>Ulnarea sp.</i>	469	98	485
<i>Anabaena sp.</i>	126	108	157
<i>Spirulina sp.</i>	100	58	64
<i>Raphidioxis sp.</i>	78	105	93
<i>Microsisits sp.</i>	36	58	67
Total	4.646	4.475	4.538

Tabla 11. Densidad por especie de algas a 27°C, tercera toma

Muestras a 30°C

Especie	Cantidad (cell/mL)		
	A	B	C
<i>Closterium sp.</i>	328	627	498
<i>Limnnotrix sp.</i>	3919	4852	4598
<i>Aulacoseria sp.</i>	65	105	98
<i>Pandorina sp.</i>	100	162	165
<i>Anabaena sp.</i>	260	285	256
<i>Navicula sp.</i>	526	392	484
<i>Nixquia sp.</i>	506	493	450
<i>Synedra sp.</i>	120	138	198
<i>Oscillatoria sp.</i>	156	127	206
<i>Clorofita sp.</i>	115	70	203
<i>Pinnularia sp.</i>	193	164	189
<i>Clorela sp.</i>	65	182	85
<i>SeudoAnabaena sp.</i>	203	254	396
<i>Ciclotela sp.</i>	70	106	174
<i>Pediastrum sp.</i>	301	361	320
<i>Scenedesmus sp.</i>	526	687	428
<i>Desmodesmus sp.</i>	635	698	632
<i>Phormidium sp.</i>	1842	1523	1300
<i>Crococales sp.</i>	98	104	58
<i>Eudorina sp.</i>	689	501	638
<i>Planltolymbya sp.</i>	0	0	0
<i>Plantorix sp.</i>	201	326	0
<i>Borzia sp.</i>	0	0	0
<i>Staurastrum sp.</i>	128	107	108
<i>Ulnarea sp.</i>	658	703	1024
<i>Anabaena sp.</i>	200	198	125
<i>Spirulina sp.</i>	98	85	101
<i>Raphidioxis sp.</i>	307	398	320
<i>Microsisits sp.</i>	125	187	123
Total	12.434	13.835	13.177

Tabla 12. Densidad por especie de algas a 30°C, tercera toma

Muestras a 32°C

Especie	Cantidad (cell/mL)		
	A	B	C
<i>Closterium sp.</i>	100	50	93
<i>Limnnotrix sp.</i>	512	526	868
<i>Anabaena sp.</i>	90	72	65
<i>Navicula sp.</i>	104	109	154
<i>Nixquia sp.</i>	92	82	96
<i>Synedra sp.</i>	0	0	0
<i>Clorela sp.</i>	19	0	25
<i>SeudoAnabaena sp.</i>	63	75	100
<i>Pediastrum sp.</i>	100	63	98
<i>Scenedesmus sp.</i>	129	111	113
<i>Desmodesmus sp.</i>	104	92	125
<i>Phormidium sp.</i>	150	100	104
<i>Crococales sp.</i>	0	0	0
<i>Eudorina sp.</i>	185	126	156
<i>Plantorix sp.</i>	100	68	58
<i>Stauroastrum sp.</i>	0	0	0
<i>Ulnarea sp.</i>	147	142	215
<i>Anabaena sp.</i>	0	0	0
<i>Spirulina sp.</i>	0	0	0
<i>Raphidioxis sp.</i>	15	10	96
<i>Microsisits sp.</i>	30	25	57
Total	1.840	1.601	2.330

Tabla 13. Densidad por especie de algas a 32°C, tercera toma

Conteo de la cuarta alícuota del 08 de mayo 2025

Muestras a 27°C

Especie	Cantidad (cell/mL)		
	A	B	C
<i>Closterium sp.</i>	326	405	366
<i>Limnnotrix sp.</i>	1359	1287	1970
<i>Anabaena sp.</i>	50	75	101
<i>Navicula sp.</i>	312	356	297
<i>Nixquia sp.</i>	116	137	114
<i>Synedra sp.</i>	36	58	49
<i>Oscillatoria sp.</i>	75	69	78
<i>Pinnularia sp.</i>	79	58	26
<i>SeudoAnabaena sp.</i>	156	258	169
<i>Pediastrum sp.</i>	405	398	387
<i>Scenedesmus sp.</i>	367	408	398
<i>Desmodesmus sp.</i>	406	458	489
<i>Phormidium sp.</i>	300	358	309
<i>Eudorina sp.</i>	374	350	300
<i>Planltolymbya sp.</i>	70	101	69
<i>Plantorix sp.</i>	118	107	108
<i>Stauroastrum sp.</i>	149	163	68
<i>Ulnarea sp.</i>	358	125	310
<i>Anabaena sp.</i>	96	125	100
<i>Spirulina sp.</i>	56	35	98
<i>Raphidioxsis sp.</i>	78	105	93
<i>Microsisits sp.</i>	0	0	0
Total	5.286	5.436	5.899

Tabla 14. Densidad por especie de algas a 27°C, cuarta toma

Muestras a 30°C

Especie	Cantidad (cell/mL)		
	A	B	C
<i>Closterium sp.</i>	865	1016	927
<i>Limnnotrix sp.</i>	7002	6397	6590
<i>Aulacoseria sp.</i>	98	126	114
<i>Pandorina sp.</i>	236	260	180
<i>Anabaena sp.</i>	398	410	425
<i>Navicula sp.</i>	752	468	563
<i>Nixquia sp.</i>	598	403	510
<i>Synedra sp.</i>	245	204	236
<i>Oscillatoria sp.</i>	265	324	341
<i>Clorofita sp.</i>	215	187	302
<i>Pinnularia sp.</i>	187	214	239
<i>Clorela sp.</i>	106	254	115
<i>SeudoAnabaena sp.</i>	396	410	597
<i>Ciclotela sp.</i>	85	2014	213
<i>Pediastrum sp.</i>	421	465	401
<i>Scenedesmus sp.</i>	610	745	521
<i>Desmodesmus sp.</i>	902	834	862
<i>Phormidium sp.</i>	2563	2140	2633
<i>Crococales sp.</i>	209	168	69
<i>Eudorina sp.</i>	798	632	798
<i>Planltolymbya sp.</i>	0	0	0
<i>Plantorix sp.</i>	368	574	0
<i>Borzia sp.</i>	0	0	0
<i>Staurastrum sp.</i>	201	261	265
<i>Ulnarea sp.</i>	963	1265	1561
<i>Anabaena sp.</i>	250	267	298
<i>Spirulina sp.</i>	168	135	165
<i>Raphidioxis sp.</i>	456	581	421
<i>Microsisits sp.</i>	281	265	265
Total	19.638	21.019	19.611

Tabla 15. Densidad por especie de algas a 30°C, cuarta toma

Muestras a 32°C

Especie	Cantidad (cell/mL)		
	A	B	C
<i>Closterium sp.</i>	89	25	36
<i>Limnnotrix sp.</i>	268	213	741
<i>Anabaena sp.</i>	25	50	98
<i>Navicula sp.</i>	198	187	163
<i>Nixquia sp.</i>	52	64	32
<i>Synedra sp.</i>	0	0	0
<i>Clorela sp.</i>	5	0	0
<i>SeudoAnabaena sp.</i>	78	115	126
<i>Pediastrum sp.</i>	67	21	54
<i>Scenedesmus sp.</i>	129	111	113
<i>Desmodesmus sp.</i>	104	92	125
<i>Phormidium sp.</i>	150	100	104
<i>Crococales sp.</i>	0	0	0
<i>Eudorina sp.</i>	185	126	156
<i>Plantorix sp.</i>	100	68	58
<i>Stauroastrum sp.</i>	0	0	0
<i>Ulnarea sp.</i>	147	142	215
<i>Anabaena sp.</i>	0	0	0
<i>Spirulina sp.</i>	0	0	0
<i>Raphidioxis sp.</i>	15	10	96
<i>Microsisits sp.</i>	30	25	57
Total	1.553	1.324	2.138

Tabla 16. Densidad por especie de algas a 32°C, cuarta toma

Conteo de la quinta alícuota del 14 de mayo 2025

Muestras a 27°C

Especie	Cantidad (cell/mL)		
	A	B	C
<i>Closterium sp.</i>	298	315	216
<i>Limmnotrix sp.</i>	1005	997	1547
<i>Anabaena sp.</i>	25	63	59
<i>Navicula sp.</i>	115	201	117
<i>Nixquia sp.</i>	98	100	126
<i>Synedra sp.</i>	5	10	15
<i>Oscillatoria sp.</i>	82	98	105
<i>Pinnularia sp.</i>	52	36	5
<i>SeudoAnabaena sp.</i>	150	197	96
<i>Pediastrum sp.</i>	256	187	58
<i>Scenedesmus sp.</i>	125	204	174
<i>Desmodesmus sp.</i>	138	147	52
<i>Phormidium sp.</i>	350	314	268
<i>Eudorina sp.</i>	117	147	251
<i>Planltolymbya sp.</i>	101	165	97
<i>Plantorix sp.</i>	100	57	82
<i>Staurastrum sp.</i>	125	100	98
<i>Ulnarea sp.</i>	125	187	57
<i>Anabaena sp.</i>	58	32	28
<i>Spirulina sp.</i>	0	0	0
<i>Raphidioxis sp.</i>	36	54	71
<i>Microsisits sp.</i>	0	0	0
Total	3.361	3.611	3.522

Tabla 17. Densidad por especie de algas a 27°C, quinta toma

Muestras a 30°C

Especie	Cantidad (cell/mL)		
	A	B	C
<i>Closterium sp.</i>	647	824	695
<i>Limnnotrix sp.</i>	7351	5361	5127
<i>Aulacoseria sp.</i>	58	96	78
<i>Pandorina sp.</i>	157	137	107
<i>Anabaena sp.</i>	356	399	324
<i>Navicula sp.</i>	647	310	489
<i>Nixquia sp.</i>	500	405	527
<i>Synedra sp.</i>	200	158	174
<i>Oscillatoria sp.</i>	220	241	287
<i>Clorofita sp.</i>	217	100	174
<i>Pinnularia sp.</i>	125	134	94
<i>Clorela sp.</i>	100	201	165
<i>SeudoAnabaena sp.</i>	400	425	600
<i>Ciclotela sp.</i>	75	1014	106
<i>Pediastrum sp.</i>	354	201	284
<i>Scenedesmus sp.</i>	410	325	463
<i>Desmodesmus sp.</i>	694	714	647
<i>Phormidium sp.</i>	2104	1854	2054
<i>Crococales sp.</i>	105	96	78
<i>Eudorina sp.</i>	625	547	698
<i>Planltolymbya sp.</i>	0	0	0
<i>Plantorix sp.</i>	264	478	0
<i>Borzia sp.</i>	0	0	0
<i>Stauroastrum sp.</i>	107	125	149
<i>Ulnarea sp.</i>	785	697	813
<i>Anabaena sp.</i>	239	300	284
<i>Spirulina sp.</i>	150	126	174
<i>Raphidioxis sp.</i>	300	420	386
<i>Microsisits sp.</i>	300	298	268
Total	17.490	15.986	15.245

Tabla 18. Densidad por especie de algas a 30°C, quinta toma

Muestras a 32°C

Especie	Cantidad (cell/mL)		
	A	B	C
<i>Closterium sp.</i>	50	81	105
<i>Limnnotrix sp.</i>	358	206	257
<i>Anabaena sp.</i>	83	35	58
<i>Navicula sp.</i>	91	95	78
<i>Nixquia sp.</i>	78	84	58
<i>Synedra sp.</i>	0	0	0
<i>Clorela sp.</i>	0	0	41
<i>SeudoAnabaena sp.</i>	96	84	96
<i>Pediastrum sp.</i>	85	95	87
<i>Scenedesmus sp.</i>	65	67	110
<i>Desmodesmus sp.</i>	86	98	75
<i>Phormidium sp.</i>	114	310	116
<i>Crococales sp.</i>	65	74	0
<i>Eudorina sp.</i>	114	97	168
<i>Plantorix sp.</i>	95	56	96
<i>Stauroastrum sp.</i>	0	0	50
<i>Ulnarea sp.</i>	115	120	108
<i>Anabaena sp.</i>	68	36	108
<i>Spirulina sp.</i>	50	68	0
<i>Raphidioxis sp.</i>	25	14	83
<i>Microsisits sp.</i>	23	14	0
Total	1.661	1.634	1.694

Tabla 19. Densidad por especie de algas a 32°C, quinta toma