



**UTMACH**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS**

**CARRERA DE ACUICULTURA**

**Variación cualitativa y cuantitativa de fitoplancton en estanques durante la etapa de engorde de cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*)**

**PESANTEZ ENRIQUE GEOVANNY  
INGENIERO ACUICOLA**

**RODRÍGUEZ BELTRÁN LISBETH ANAHI  
INGENIERA ACUICOLA**

**MACHALA  
2023**



**UTMACH**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS**

**CARRERA DE ACUICULTURA**

**Variación cualitativa y cuantitativa de fitoplancton en estanques  
durante la etapa de engorde de cultivo de camarón blanco  
(*Litopenaeus vannamei*)**

**PESANTEZ ENRIQUE GEOVANNY  
INGENIERO ACUICOLA**

**RODRÍGUEZ BELTRÁN LISBETH ANAHI  
INGENIERA ACUICOLA**

**MACHALA  
2023**



**UTMACH**

**FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS**

**CARRERA DE ACUICULTURA**

**PROYECTOS DE INVESTIGACIÓN**

**Variación cualitativa y cuantitativa de fitoplancton en estanques  
durante la etapa de engorde de cultivo de camarón blanco  
(*Litopenaeus vannamei*)**

**PESANTEZ ENRIQUE GEOVANNY  
INGENIERO ACUICOLA**

**RODRÍGUEZ BELTRÁN LISBETH ANAHI  
INGENIERA ACUICOLA**

**SANTACRUZ REYES ROBERTO ADRIAN**

**MACHALA  
2023**

# borrador tesis

---

## INFORME DE ORIGINALIDAD

---

6%

INDICE DE SIMILITUD

6%

FUENTES DE INTERNET

0%

PUBLICACIONES

2%

TRABAJOS DEL  
ESTUDIANTE

---

## FUENTES PRIMARIAS

---

1

[repositorio.unflep.edu.ni](http://repositorio.unflep.edu.ni)

Fuente de Internet

1%

2

[cibnor.repositorioinstitucional.mx](http://cibnor.repositorioinstitucional.mx)

Fuente de Internet

1%

3

[www.dinko.es](http://www.dinko.es)

Fuente de Internet

<1%

4

Submitted to Instituto Politecnico Nacional

Trabajo del estudiante

<1%

5

[hdl.handle.net](http://hdl.handle.net)

Fuente de Internet

<1%

6

[aquafishcrsp.oregonstate.edu](http://aquafishcrsp.oregonstate.edu)

Fuente de Internet

<1%

7

[www.aquahoy.com](http://www.aquahoy.com)

Fuente de Internet

<1%

8

[bibliotecadigital.exactas.uba.ar](http://bibliotecadigital.exactas.uba.ar)

Fuente de Internet

<1%

9

[idoc.pub](http://idoc.pub)

Fuente de Internet

<1%

## CLÁUSULA DE CESIÓN DE DERECHO DE PUBLICACIÓN EN EL REPOSITORIO DIGITAL INSTITUCIONAL

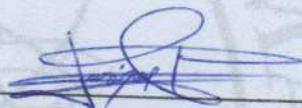
Los que suscriben, PESANTEZ ENRIQUE GEOVANNY y RODRÍGUEZ BELTRÁN LISBETH ANAHI, en calidad de autores del siguiente trabajo escrito titulado Variación cualitativa y cuantitativa de fitoplancton en estanques durante la etapa de engorde de cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), otorgan a la Universidad Técnica de Machala, de forma gratuita y no exclusiva, los derechos de reproducción, distribución y comunicación pública de la obra, que constituye un trabajo de autoría propia, sobre la cual tienen potestad para otorgar los derechos contenidos en esta licencia.

Los autores declaran que el contenido que se publicará es de carácter académico y se enmarca en las disposiciones definidas por la Universidad Técnica de Machala.

Se autoriza a transformar la obra, únicamente cuando sea necesario, y a realizar las adaptaciones pertinentes para permitir su preservación, distribución y publicación en el Repositorio Digital Institucional de la Universidad Técnica de Machala.

Los autores como garantes de la autoría de la obra y en relación a la misma, declaran que la universidad se encuentra libre de todo tipo de responsabilidad sobre el contenido de la obra y que asumen la responsabilidad frente a cualquier reclamo o demanda por parte de terceros de manera exclusiva.

Aceptando esta licencia, se cede a la Universidad Técnica de Machala el derecho exclusivo de archivar, reproducir, convertir, comunicar y/o distribuir la obra mundialmente en formato electrónico y digital a través de su Repositorio Digital Institucional, siempre y cuando no se lo haga para obtener beneficio económico.



PESANTEZ ENRIQUE GEOVANNY

0106158918



RODRÍGUEZ BELTRÁN LISBETH ANAHI

0106293426

## **DEDICATORIA**

Dedico este trabajo lleno de esfuerzo y dedicación a todos aquellos que han sido mi faro de inspiración y apoyo a lo largo de esta travesía académica llena de aprendizaje. Mi familia, en particular merece un lugar especial en este tributo. Mi madre, Carmen Isolina Pesantez Redrovan, ha sido la piedra angular de mi vida. A lo largo de los años, me ha brindado amor incondicional, sabiduría, y principios solidos que me impulsaron mi búsqueda constante del conocimiento y la excelencia. Espero que este logro, dedicado a ella, sea un reflejo de la gratitud que siento y un recordatorio de la importancia de seguir sus enseñanzas y valores en cada paso que dé en el futuro. Gracias, mama, por ser mi fuente inagotable de inspiración y por guiarme hacia la grandeza con amor y sabiduría.

**Enrique Geovanny Pesantez Redrovan**

Quiero dedicar el presente trabajo de titulación principalmente a Dios quien me ha brindado la salud necesaria para este largo camino de estudio.

Dedico este trabajo a mi familia, quienes son mi pilar fundamental, personas quienes forman parte de mi construcción profesional, pero sobre todo personal para poder sobrellevar las diferentes situaciones que se presentan a diario. Mis padres Edgar Rodríguez y Tania Beltrán quienes desde muy jóvenes me dieron todo para salir adelante y forjarme como persona hasta ver reflejado el trabajo de tantos años de esfuerzo, son mi fuente de inspiración y fortaleza para no derrumbar. A mis hermanas Kerly R. y Nadia R. quienes siempre han estado pendientes de mí para apoyarme, aconsejarme y guiarme durante este largo camino de estudio, mi abuelita María B. quien siempre estuvo pendiente de mi diario vivir en la Universidad y presente con un consejo, mi sobrino querido Pablito G. quien con sus locuras me acompañaba en aquellas noches de desvelo. A mi persona especial Ariel Valarezo quién siempre estuvo presente en todas las oportunidades posibles en mi día a día apoyándome durante mi carrera universitaria.

**Lisbeth Anahí Rodríguez Beltrán**

## **AGRADECIMIENTO**

En este momento tan significativo de nuestras vidas, queremos extender nuestro más sincero agradecimiento. En primer lugar, deseamos agradecer a Dios y a nuestras familias, cuyo apoyo incondicional ha sido la base sólida sobre la cual hemos construido nuestro éxito académico. Su amor, paciencia y aliento constante nos han ayudado a superar obstáculos y a alcanzar cada uno de los objetivos que nos propusimos.

No podemos pasar por alto la importancia de nuestros respetados docentes de la Universidad Técnica de Machala. Su dedicación y compromiso en compartir sus valiosos conocimientos con nosotros han sido cruciales para nuestra formación académica. Cada lección que impartieron, cada consejo que nos brindaron, contribuyó de manera significativa a nuestro crecimiento intelectual y profesional. En particular, queremos expresar nuestra profunda gratitud al Dr. Roberto Santacruz Reyes, por su apoyo y orientación durante el proceso de trabajo de titulación, fueron fundamentales para alcanzar el éxito en este proyecto

Finalmente, queremos expresar nuestros sinceros agradecimientos al Ing. Rafael Redrovan quién nos brindó la oportunidad de ejecutar el trabajado de titulación en su prestigiosa empresa, bajo la supervisión de la Blga. Marlene Menacho y la Blga Rossemary Salazar quiénes nos brindaron su apoyo hasta el final de nuestro estudio.

## RESUMEN

En los sistemas semi-cerrados destinados al cultivo de *L. vannamei*, las microalgas desempeñan un papel fundamental en la producción de oxígeno mediante procesos fotosintéticos, además son una fuente potencial de alimento lo que destaca su presencia para el equilibrio ecológico de los estanques.

El fitoplancton se puede componer de diversos grupos microalgales, y desarrollar en todos los ecosistemas acuáticos de acuerdo a varios factores fisicoquímicos, por tal razón, el objetivo del presente estudio fue evaluar la variación cualitativa y cuantitativa del fitoplancton en estanques acuícolas. Para tal efecto se registraron datos de 3 estanques durante el ciclo de cultivo de camarón, en la empresa camaronera “SATUKIN S.A” ubicada en el cantón Yaguachi de la provincia del Guayas. Se identificó la concentración de microalgas y, a su vez se clasificó los principales grupos presentes (clorofitas, cianofitas, diatomeas, dinoflagelados y otros grupos) mediante la aplicación de técnicas de microscopía, que incluían cámara de Neubauer, y guías de identificación para fitoplancton. Como contraparte, se obtuvieron datos de la concentración de nitrógeno y fósforo, mediante la aplicación de espectrofotometría, al igual que la relación N:P, y se evaluó la incidencia de los nutrientes (N y P) en las composición y concentración fitoplanctónica. Los resultados revelaron una variación estacional en la composición del fitoplancton en la etapa de engorde de *L. vannamei*, en donde las clorofitas y las cianofitas dominaron en los estanques, con variaciones en su abundancia relacionadas con la relación N:P. Estos resultados destacan la compleja interacción entre nutrientes y microalgas en sistemas acuáticos y su importancia para comprender y gestionar la calidad del agua en los ecosistemas acuáticos.

**Palabras claves:** Fitoplancton, nutrientes, dominancia, oxígeno disuelto, microalgas

## SUMMARY

In semi-closed aquaculture systems for the production of *L. vannamei*, microalgae play a fundamental role in the production of oxygen through the photosynthesis, being at the same time a potential food source, which highlights their presence for the ecological balance of the ponds.

Phytoplankton in a pond can be composed of various microalgal groups, and develop in all aquatic ecosystems in response to various physicochemical factors, therefore, the objective of the present study was to evaluate the qualitative and quantitative variation of phytoplankton in aquaculture ponds. In order to fulfill this objective, data were recorded from 3 ponds during a shrimp farming cycle, in the shrimp farm "SATUKIN S.A" located in Yaguachi, province of Guayas. Both microalgae type and concentration were identified and quantified, respectively. The main groups present were chlorophytes, cyanophytes, diatoms, dinoflagellates (and others), which were identified by means of microscopy techniques, which included identification guides for phytoplankton, and a Neubauer chamber. As a counterpart, data on the concentration of both N and P were obtained by means of spectrophotometry, as well as the N:P ratio. Furthermore, the incidence of N and P on the phytoplanktonic composition and concentration was evaluated. The results showed a seasonal variation in the composition of phytoplankton throughout the culture period of *L. vannamei*, where chlorophytes and cyanophytes were the dominating groups in the ponds, with variations in their abundance related to the N:P ratio. These results highlight the complex interaction between nutrients and microalgae in aquatic systems, and their importance for understanding and managing the water quality in aquatic ecosystems.

**Keywords:** Phytoplankton, nutrients, dominance, dissolved oxygen, microalgae

## INDICE DE CONTENIDO

1.	INTRODUCCIÓN .....	1
2.	PROBLEMA DE LA INVESTIGACIÓN:.....	3
3.	JUSTIFICACIÓN .....	4
4.	OBJETIVOS .....	5
4.1.	OBJETIVO GENERAL .....	5
4.2.	OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	5
5.	HIPÓTESIS DE LA INVESTIGACIÓN.....	6
6.	MARCO TEÓRICO .....	7
6.1.	Diversidad fitoplanctónica en estanques .....	7
6.1.1.	Ciclo biológico del fitoplancton .....	7
6.2.	Grupos funcionales fitoplanctónicos.....	8
6.2.1.	Diatomeas .....	9
6.2.2.	Clorofitas .....	11
6.2.3.	Dinoflagelados .....	11
6.2.4.	Cianofitas .....	12
6.3.	Fertilizantes .....	13
6.3.1.	Nutrientes esenciales.....	14
6.3.1.1.	Nitrógeno.....	15
6.3.1.2.	Fósforo .....	17
6.4.	Floraciones de algas nocivas en estanques de camarón .....	19
6.5.	Factores abióticos para el crecimiento de microalgas.....	20
6.5.1.	Temperatura .....	20
6.5.2.	Turbidez .....	21
6.5.3.	pH, acidez y alcalinidad.....	21
6.6.	Influencia del fitoplancton en los estanques acuícolas .....	22
6.6.1.	Aporte nutricional .....	23

7.	MATERIALES Y METODOS .....	23
7.1.	Materiales y equipos .....	23
7.1.1.	Materiales.....	23
7.1.2.	Sustancias.....	24
7.1.3.	Equipos .....	24
7.2.	Metodología .....	25
7.2.1.	Ubicación del área de estudio .....	25
7.2.2.	Diseño experimental .....	25
7.2.3.	Obtención de muestras.....	26
7.2.4.	Preparación de muestras .....	26
7.2.4.1.	Análisis de fitoplancton.....	26
7.2.4.2.	Análisis de nutrientes .....	26
7.2.4.2.1.	Procedimiento para el análisis de nutrientes .....	27
7.2.5.	Variables a medir .....	28
7.2.5.1.	Concentración de fitoplancton .....	28
7.2.5.2.	Concentración de nutrientes.....	28
8.	RESULTADOS .....	29
8.1.	Grupos de fitoplancton presentes en los estanques .....	29
8.2.	Concentración de microalgas y Oxígeno .....	31
8.3.	Concentración de microalgas y nutrientes .....	36
8.3.1.	Nitrógeno .....	36
8.3.2.	Fósforo .....	40
8.4.	Relación de N:P y microalgas .....	43
9.	DISCUSIÓN .....	47
9.1.	Grupos fitoplanctónicos presentes en los estanques .....	47
9.2.	Concentración de microalgas y Oxígeno .....	48
9.3.	Concentración de microalgas y la relación de N:P .....	49

10. CONCLUSIONES .....	51
Bibliografía .....	52
ANEXOS .....	60

## INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Lista de especies de diatomeas registradas en los estanques (St.1-6.....	10
Figura 2: Ciclo del nitrógeno en un estanque. ....	17
Figura 3: Ciclo del fósforo en un estanque. ....	18
Figura 4. Ubicación de las instalaciones utilizadas para el estudio. ....	25
Figura 5. Grupos fitoplanctónicos en estanques: A) estanque 10, B) estanque 16 y C) estanque 17 .....	30
Figura 6. Abundancia de grupos de microalgas y su efecto en la variación de oxígeno disuelto en el estanque 10. ....	31
Figura 7. Abundancia de grupos de microalgas y su efecto en la variación de oxígeno disuelto en el estanque 16. ....	32
Figura 8. Abundancia de grupos de microalgas y su efecto en la variación de oxígeno disuelto en el estanque 17. ....	33
Figura 9. Variación de la concentración oxígeno disuelto (OD) en razón a la concentración de microalgas.....	35
Figura 10. Respuesta de los grupos fitoplanctónicos a las concentraciones de N: A) estanque 10, B) estanque 16 y C) estanque 17. ....	38
Figura 11. Correlación entre dos variables (concentración de microalgas y N): A) estanque 10, B) estanque 16 y C) estanque 17. ....	39
Figura 12. Respuesta de los grupos fitoplanctónicos a las concentraciones de P: A) estanque 10, B) estanque 16 y C) estanque 17. ....	41
Figura 13. Correlación entre dos variables (concentración de microalgas y P): A) estanque 10, B) estanque 16 y C) estanque 17. ....	42
Figura 14. Abundancia de grupos de microalgas en razón de la relación N:P en el estanque 10. ....	43
Figura 15. Abundancia de grupos de microalgas en razón de la relación N:P en el estanque 16. ....	44
Figura 16. Abundancia de grupos de microalgas en razón de la relación N:P en el estanque 17. ....	45
Figura 17. Correlación entre dos variables (concentración de microalgas y relación N:P): A) estanque 10, B) estanque 16 y C) estanque 17 .....	46

## INDICE DE TABLAS

Tabla 1: Factores que afectan la temperatura del agua.....	21
Tabla 2. Características de los estanques seleccionados.....	26
Tabla 3. Concentración de oxígeno disuelto (promedio $\pm$ desviación estándar) a diferentes horas del día durante el ciclo de cultivo de los 3 estanques experimentales. ....	34

## 1. INTRODUCCIÓN

La acuicultura es una actividad que ha cobrado gran importancia en los últimos años, especialmente en países donde la pesca tradicional se ha visto afectada por la sobreexplotación y la disminución de las poblaciones naturales de especies marinas. Entre las diferentes especies cultivadas, el camarón blanco del pacífico (*Litopenaeus vannamei*) es una de las más importantes, debido a su alta demanda en el mercado internacional y a su potencial de producción en sistemas controlados.

En los sistemas de cultivo de camarón blanco, los estanques son el principal medio de producción, donde se lleva a cabo el proceso de engorde de los juveniles hasta que alcanzan el tamaño y peso adecuados para su comercialización, durante esta etapa el monitoreo de los parámetros físicos y químicos es fundamental para garantizar un óptimo crecimiento y desarrollo de los camarones, así como para prevenir enfermedades y minimizar los impactos ambientales.

Entre los factores que influyen en el éxito del cultivo de camarón blanco, la calidad del agua es uno de los más importantes. El fitoplancton, que es un grupo de organismos microscópicos que se encuentran en el agua, tanto dulce como salada, juega un papel fundamental en la productividad primaria de los ecosistemas acuáticos, y, por ende, en el éxito del cultivo de camarón blanco.

El fitoplancton es importante porque es un organismo fotosintético, que tiene la capacidad de almacenar energía y convertirla en carbohidratos y lípidos, convirtiéndolo en el principal alimento natural para otros organismos acuáticos, incluyendo el camarón blanco, también es una fuente importante de oxígeno en el agua y contribuye a la regulación del clima al absorber dióxido de carbono.

La concentración y composición del fitoplancton en los estanques de cultivo de camarón blanco puede variar significativamente debido a factores ambientales y a las prácticas de manejo utilizadas en el cultivo, de igual manera es importante monitorear la variación cualitativa y cuantitativa del fitoplancton en los estanques durante la etapa de engorde de camarón blanco.

Los controles de parámetros físicos y químicos nos permiten un mejor manejo de los estanques acuícolas al igual que su comportamiento ya que cada sistema presenta condiciones similares, pero a la vez muy diferentes. Un monitoreo de la productividad primaria implica conocer la cantidad de fitoplancton y su diversidad, al ser un indicador de calidad de agua también nos brinda información del comportamiento de los estanques. Un aumento de fitoplancton se ve reflejado por un exceso de nutrientes o también la presencia de la cantidad de luz, la importancia de mantener una cantidad fitoplanctónica va a garantizar el óptimo funcionamiento de los estanques acuícolas lo que se refleja en una mejor productividad.

El conocimiento de la variación del fitoplancton en los estanques de cultivo de camarón blanco puede ayudar a identificar posibles problemas de manejo, como el exceso de nutrientes o la contaminación, y tomar medidas preventivas para evitar pérdidas económicas y ambientales.

## **2. PROBLEMA DE LA INVESTIGACIÓN:**

En el cultivo de *Litopenaeus vannamei*, uno de los aspectos clave para garantizar una buena producción es controlar la concentración de fitoplancton en los estanques. Una proliferación excesiva de microalgas puede causar problemas como el consumo de gran parte del oxígeno disuelto durante el proceso de decantación, lo que altera el equilibrio de nutrientes y la calidad del agua. Esto puede afectar negativamente la salud, el crecimiento, el factor de conversión y la supervivencia de *L. vannamei*. Por tanto, las concentraciones de fitoplancton y los tipos de microalgas pueden variar dependiendo de la fuente de agua y se ven afectadas durante el uso del agua en los estanques de cultivo de camarón blanco.

### 3. JUSTIFICACIÓN

La presencia de fitoplancton en estanques es un elemento importante que forma parte del crecimiento de los organismos acuáticos, además beneficia una buena calidad de agua, por tanto, la presente investigación busca medir su variación en cuanto a grupos que predominan en el agua de cultivo mediante la estimación de valor porcentual y número de células/ml para tener una mejor idea del fitoplancton que conforma la productividad primaria de un estanque. Se pretende identificar los grupos de microalgas que predominan en agua de baja salinidad, la presencia de nutrientes y su relación con el crecimiento del fitoplancton y, comprender cómo actúan las microalgas en la calidad de agua y el desarrollo del camarón blanco.

La presente investigación se realizó en estanques de tierra durante la etapa de engorde de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), se realizó conteo e identificación de microalgas y análisis de nutrientes para determinar la relación y el manejo de dichos elementos en estanques de cultivo de *L. vannamei* en época de invierno.

## **4. OBJETIVOS**

### **4.1.OBJETIVO GENERAL**

Evaluar la variación cualitativa y cuantitativa de fitoplancton en estanques durante la etapa de engorde del cultivo de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*).

### **4.2.OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

- Identificar las clases y cantidades de microalgas que se presentan en estanques de cultivo con agua de baja salinidad.
- Analizar la concentración de los nutrientes nitrógeno (N) y fósforo (P) en estanques de cultivo durante la etapa de engorde del cultivo de camarón blanco.
- Determinar la influencia de la relación N:P en el crecimiento de microalgas en aguas de baja salinidad en sistemas de cultivo.

## **5. HIPÓTESIS DE LA INVESTIGACIÓN**

Dado que los tres estanques usados para este estudio son parte de una serie de 38 estanques las cuales son usadas para el cultivo de camarón, estas están sometidas independientemente a diferentes comportamientos es por eso que se postula la siguiente hipótesis de trabajo: Estanques localizadas en una misma área y de características morfológicas semejantes pueden presentar una estructura de fitoplancton diferente, así como tendencias diferenciales en el desarrollo masivo de floraciones microalgales y cómo éstas influyen en el desarrollo de *L.vannamei*.

## **6. MARCO TEÓRICO**

### **6.1. Diversidad fitoplanctónica en estanques**

La diversidad de los organismos fitoplanctónicos juega un papel importante dentro de los ecosistemas acuáticos siendo uno de los primeros indicadores de calidad de agua (Dutkiewicz et al., 2020).

Todos los cuerpos de agua cuentan con morfologías relativamente semejantes, pero debido a sus cualidades físicas, químicas y biológicas del medio acuático pueden variar su diversidad fitoplanctónica en grupos funcionales y especies dominantes (Rodríguez et al., 2019). Los grupos de fitoplancton poseen características biológicas y morfológicas que permiten diferenciar entre especies de acuerdo a su tamaño, color, tipo de metabolismo y ciclo de vida, lo que permite establecer su riqueza taxonómica (Borics et al., 2021).

En los estanques destinados a la acuicultura el fitoplancton forma parte de la biota natural, la cual se ve influenciada por diversos factores propios del medio (Fernandes et al., 2019).

Podemos encontrar una gran variedad de especies de microalgas en estanques de cultivos acuícolas, pero son pocas las especies que dominan la mayor parte de la comunidad fitoplanctónica, entre las cuales se encuentra las Chlorophytas, Cyanophytas, Pyrrophytas, Heterokontophytas y Euglenophytas, que pueden estar presentes en ambientes acuáticos dulces o salados (Boyd, 2017).

#### **6.1.1. Ciclo biológico del fitoplancton**

Las microalgas forman parte del grupo de organismos microscópicos con capacidad fotosintética que habitan suspendidos en la columna de agua; poseen un ciclo de vida corto, en que se incluye la germinación de esporas, el crecimiento, la reproducción sexual y asexual, la muerte y la formación de esporas y que finalmente se ven influenciadas por factores ambientales como la disponibilidad de nutrientes, temperatura e intensidad lumínica, aumentando su diversidad genética y generando un impacto significativo en la salud y la biodiversidad de los ecosistemas acuáticos. Al enfrentarse a

cambios en su ambiente, son capaces de sobrevivir en condiciones adversas debido a su capacidad de producir esporas resistentes (Oliva et al., 2014).

El proceso de división celular que realizan las microalgas indica el crecimiento de microalgas y a su vez el aumento de la población. La luz y el carbono son esenciales para su crecimiento, ya que permiten asimilar nutrientes, generar proteínas y metabolitos importantes. La tasa de división celular es un indicador de la velocidad a la que las células se dividen lo que significa un aumento en la población (Vaulot, 1995).

Durante el ciclo de vida de una microalga se presentan transiciones entre fases donde pueden experimentar diferentes eventos como la reproducción sexual, la latencia o la muerte de las células. La tasa de crecimiento de la biomasa ocurre de manera intrínseca en la fase activa de crecimiento, sin tener en cuenta las pérdidas externas y otra fase de la vida de las células donde están inactivas. La diversidad funcional y fisiológica de las células en una población de fitoplancton es un indicador dinámico del crecimiento de organismos acuáticos (Dassow & Montresor, 2011).

## **6.2. Grupos funcionales fitoplanctónicos**

Agrupar las especies de fitoplancton en categorías funcionales ayuda a comprender su evolución, ya que las variables ambientales influyen en la presencia y comportamiento de ciertos grupos mediante la combinación de criterios filogenéticos y funciones biogeoquímicas (Gil et al., 2022). Al agrupar especies de esta manera ayuda a simplificar el análisis y construcción de modelos conceptuales y cuantitativos, lo que hace más fácil comprender y estudiar la comunidad fitoplanctónica (Mutshinda et al., 2016).

Además, la clasificación a través de herramientas analíticas permite la categorización ecológica de los cuerpos de agua en donde diferentes especies habitan, lo que resulta en que los grupos funcionales sean representativos del ambiente en particular, permitiendo llevar un monitoreo y predecir cambios en el fitoplancton y su impacto en el medio ambiente. (Hernández et al., 2020).

La distribución del fitoplancton se concentra principalmente en zonas costeras debido a la mayor disponibilidad de luz necesaria para su fotosíntesis. Dentro de la comunidad fitoplanctónica, los grupos más destacados son las diatomeas, dinoflagelados,

clorofitas, cianofitas. Es importante tener en cuenta que la distribución del fitoplancton varía a lo largo del año debido a factores ambientales y las características del cuerpo de agua (Ruiz, 2018).

La alta sensibilidad del fitoplancton a los cambios ambientales ha llevado al establecimiento de métodos para clasificarlos en función de su funcionalidad y morfología. Los grupos colonizadores son microalgas de pequeño tamaño con un crecimiento rápido y una gran capacidad para incorporar nutrientes. Se encuentran en aguas estratificadas con una buena disponibilidad de luz. Por otro lado, son especies de mayor tamaño, con crecimiento lento y dependientes de la temperatura. Abundan en condiciones oligotróficas y utilizan estrategias de migración vertical para obtener nutrientes (Bernaes et al., 2022).

### **6.2.1. Diatomeas**

Las diatomeas son algas unicelulares, eucariotas que corresponden a la clase Bacillariophyta, con capacidad fotosintética de donde obtienen su propio alimento y se pueden identificar en los cuerpos de agua debido a su color marrón dorado (Arumugham et al., 2023).

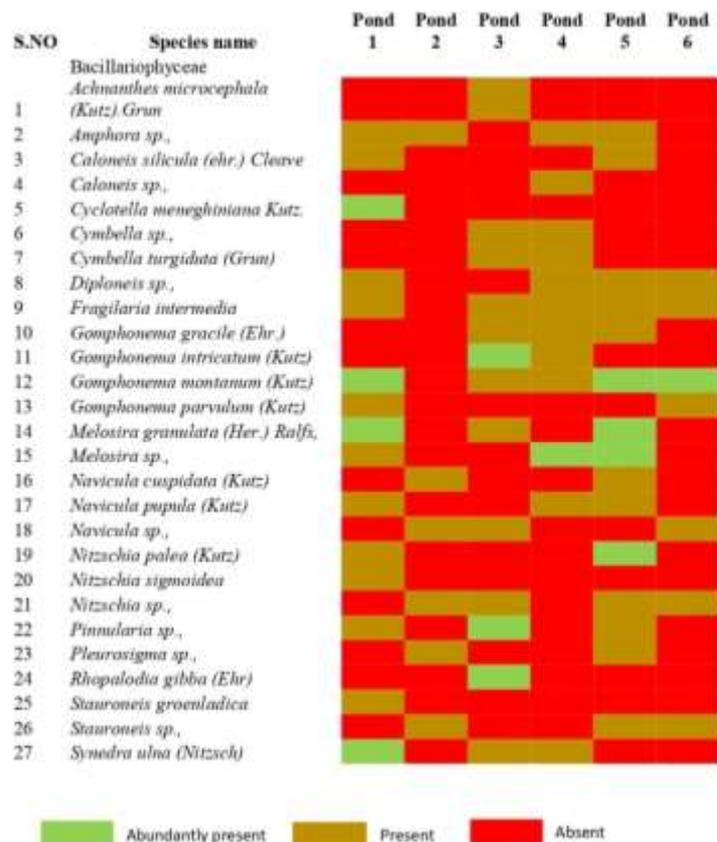
Uno de los grupos de fitoplancton con mayor variedad de especies son las diatomeas y entre sus múltiples beneficios se conoce que participa en el reciclaje de carbono (C) y silicatos (Si), siendo el silicato uno de los nutrientes más importantes para la formación de la pared celular conformada por sílice que puede representar la mitad del peso seco de la microalga unicelular, siendo una característica que distingue a las diatomeas de los demás grupos (Lora et al., 2020). Además de su contribución en el transporte de C y Si en los cuerpos de agua, se constituyen como productores primarios de materia orgánica (Benoiston et al., 2017).

Las diatomeas son versátiles encontrándose en una gran variedad de hábitats, como aguas frías hasta aguas termales, desde agua dulce hasta agua salada. Estas algas son capaces de sobrevivir en ambientes tanto hipertróficos como oligotróficos debido a su pared celular duradera de sílice y su diversidad de especies (Kociolek & Hamsher, 2016).

En comparación con las cianofitas, las diatomeas son consideradas más efectivas en el crecimiento de camarones en granjas acuícolas. Por esta razón, muchos encargados de granjas camaroneras prefieren tener una alta proporción de diatomeas en la comunidad fitoplanctónica, logrando esto a través de pequeñas cantidades repetidas de fertilizantes que producen una relación N:P de 20:1, ayudado con la aplicación de silicatos. Las diatomeas son el grupo dominante de fitoplancton en estanques con aguas salobres, mientras que las cianofitas son las dominantes en estanques con aguas de menor salinidad en climas templados (Alonso & Páez, 2019).

En estanques de acuicultura podemos encontrar algunas especies que han sido utilizadas como alimento natural entre ellas *Chaetoceros*, *Skeletonema costatum*, *Thalassiosira pseudonana*, *Navicula spp.*, *Nitzschia spp.*, gracias a que ofrecen un alto contenido nutricional, especialmente de ácidos grasos poliinsaturados (Fernandes et al., 2019).

Figura 1. Lista de especies de diatomeas registradas en los estanques (St.1-6)



Fuente: (Arumugham et al., 2023)

### **6.2.2. Clorofitas**

Las clorofitas conforman un grupo de algas verdes microscópicas hasta tamaños grandes de algas filamentosas, su reproducción puede ser sexual o asexual, son características por contener clorofila, que a partir de minerales permite la síntesis de sustancias alimenticias, además poseen carotenoides y almacenan su alimento en forma de almidón, la mayoría de clorofitas habitan en aguas dulces mientras que un 10% son de aguas marinas (Cuadra et al., 2018).

Además de su habilidad para sintetizar sustancias alimentarias, las clorofitas también juegan un papel importante en la producción primaria de materia orgánica y en la cadena alimentaria en los ecosistemas acuáticos. Estas algas son consumidas por una amplia variedad de organismos, incluyendo peces, crustáceos, moluscos, entre otros, por lo cual se considera como una fuente importante de alimento natural. Las clorofitas también son importantes para el equilibrio de los ecosistemas acuáticos, proporcionan oxígeno a través de la fotosíntesis y mantienen la estabilidad de dióxido de carbono en el agua. Así mismo, son importantes para la calidad del agua ya que ayudan a filtrar y remover sustancias tóxicas y nutrientes excesivos (Henaó, 2021).

Los pigmentos fotosintéticos como la clorofila a y b, alfa y beta-carotenos, y varias xantofilas y carotenoides secundarios como lo son equinenona, la cantaxantina y la astaxantina que son responsables de la absorción de la luz necesaria para la fotosíntesis, estos también cuentan con propiedades antioxidantes y pueden desempeñar un papel en la protección de las células contra el daño oxidativo (Lara, 2014).

### **6.2.3. Dinoflagelados**

Son un grupo de protistas unicelulares que se caracterizan por contar con un par de flagelos que les permite su libre movimiento, encontrándose en diferentes cuerpos de agua ya sean marinos, estuarinos y agua dulce con un estilo de vida libre, parasitaria o mutualista (Bi et al., 2019).

Dentro de sus diversas formas podemos encontrar cocoides, palmeloides y ameboides, pueden estar presentes dentro de la columna de agua como planctónicas, bentónicas y epicontinentales, su alimentación es en base a procesos fotoautótrofos,

heterótrofos, mixótrofos y fotótrofos (Yure & Olivera, 2020). Los dinoflagelados fotosintéticos también son esenciales para el ciclo del carbono, tomando dióxido de carbono de la atmósfera para transformarlo en materia orgánica que luego se incorpora a la biomasa acuática y se utiliza en el flujo de energía en los ecosistemas acuáticos. (Bi et al., 2019).

Es cierto que los dinoflagelados son eficientes en la captación de nutrientes y pueden tomar nutrientes de su entorno con mayor facilidad que otros grupos de algas, como las clorofitas y las diatomeas. Esto se debe a que los dinoflagelados tienen una estructura celular única que les permite tomar nutrientes a través de canales especializados en su membrana celular. Sin embargo, también es cierto que los dinoflagelados pueden tener un índice de crecimiento relativamente lento en comparación con otros grupos de algas, especialmente en condiciones ambientales desfavorables. Por ejemplo, algunas especies de dinoflagelados son conocidas por ser termófilas, lo que significa que prefieren temperaturas más cálidas y pueden tener un crecimiento limitado en aguas más frías (Verma et al., 2019).

#### **6.2.4. Cianofitas**

Las cianofitas o también llamadas algas verde-azules por la presencia de ficocianina y ficoeritrina junto con clorofila, estas microalgas fotosintéticas se encuentran en una amplia variedad de ambientes acuáticos por su rápida adaptabilidad y versatilidad, se las puede encontrar de forma libre o adheridos a sustratos. Cumplen un rol en la producción de nutrientes y ayuda a mejorar la calidad del suelo en los estanques usados en la acuicultura (Ortiz et al., 2019). A diferencia de las plantas, las cianofitas no tienen un núcleo definido y son más primitivas en términos de su estructura celular, presentan una vesícula de gas lo que les permite flotar, poseen una capacidad de crecimiento y reproducción en condiciones de luz extrema (Muciño et al., 2015). Debido a sus características metabólicas, las cianobacterias tienen la capacidad de almacenar glucógeno dentro de sus células, tanto a nivel intracelular como estructuralmente. Su pared celular está compuesta principalmente de peptidoglicano, con una capa externa de liposacáridos (Cuadra et al., 2018).

Una de las características más importantes de las cianofitas es su capacidad para fijar el nitrógeno atmosférico. Algunas especies cuentan con enzimas nitrogenadas

llamadas nitrogenasas que les permiten transformar el nitrógeno atmosférico en amoníaco, que luego puede ser utilizado por otros organismos para sintetizar proteínas y otros compuestos nitrogenados. Esta capacidad es especialmente importante en ambientes donde el nitrógeno es un nutriente limitante, como ocurre en muchos ecosistemas acuáticos. Las cianofitas pueden producir enzimas que solubilizan el fósforo y otros nutrientes esenciales y también producen fitohormonas, como las auxinas, que promueven el crecimiento de las plantas y otros organismos cercanos. Por último, producen polisacáridos higroscópicos que ayudan a retener la humedad en el suelo y previenen la erosión (Ortiz et al., 2019).

Diversas especies de cianobacterias cuentan con estructuras de resistencia llamadas acinetos, las cuales se forman durante períodos de estrés ambiental. Los acinetos son notablemente más grandes que las células normales, ya que poseen una pared celular más gruesa y una alta acumulación de reservas de energía, como almidón y lípidos (Cuadra et al., 2018)

Las actividades antropogénicas provocan un excesivo aporte de nutrientes lo que tiene como resultado una floración de cianofitas tóxicas. Las floraciones de cianofitas no son constantes durante todo el año ya que estas se ven influenciadas por condiciones climáticas que alteran las concentraciones físicas y químicas (Silva & Borrely, 2021).

Dentro de la floración de cianofitas la *Microcystis aeruginosa* es considerada peligrosa para los ecosistemas acuáticos, causando un elevado pH, reducción del CO<sub>2</sub>, agotamientos de oxígeno, también una menor transparencia en la columna de agua (Wang et al., 2019).

### **6.3.Fertilizantes**

Es posible aumentar la capacidad de carga y la producción en estanques de peces mediante la fertilización, al fertilizar se promueve el crecimiento del fitoplancton, lo que aumenta la cantidad de alimento disponible para las especies en cultivo. De esta manera se puede mejorar la productividad y rentabilidad de la acuicultura. Es importante tener en cuenta las condiciones específicas del estanque, la cantidad de fertilizante adecuados para evitar impactos negativos en el medio ambiente y en la salud de los organismos (Seymour, 1980).

### 6.3.1. Nutrientes esenciales

Los estanques acuícolas ofrecen un hábitat con condiciones ideales para el crecimiento del fitoplancton. Una de las alternativas para favorecer el crecimiento de microalgas es por medio del alimento balanceado residual y, las heces del camarón que por acción de las bacterias se descomponen en nutrientes que, son aprovechados por el fitoplancton (Yang et al., 2020). Generalmente, las aguas usadas en los estanques de producción de camarón están enriquecidas por nutrientes y materia orgánica las cuales están influenciadas por el protocolo de manejo y tipo de sistema del cultivo (Alonso & Páez, 2003).

Otro proceso mediante el cual se puede añadir nutrientes a los medios acuáticos para favorecer el crecimiento de microalgas, es a través de la fertilización, con el uso de insumos orgánicos e inorgánicos que forman parte de un protocolo de producción (Martínez et al., 2019). Con la ayuda de la fertilización la concentración de nutrientes esenciales como N y P aumentan, lo que permite la estimulación del proceso de fotosíntesis por parte del fitoplancton, por lo tanto, se tiene un incremento de la productividad primaria. La combinación de fertilizantes orgánicos e inorgánicos usados en acuicultura pueden resultar en una mayor producción que su utilización por separado (Boyd, 2018). Para obtener un crecimiento óptimo del fitoplancton en un estanque, es necesario conocer la proporción adecuada de nutrientes que requiere: aproximadamente el 50% de carbono, entre 8 y 10% de nitrógeno, y el 1% de fósforo. Al mantener esta proporción equilibrada, se puede asegurar una producción adecuada de fitoplancton (tasa de 50:10:1) (Egna & Boyd, 1997)

Dentro de las limitaciones de nutrientes presentes en los estanques usados en la acuicultura junto con los factores ambientales, uno de los limitantes de crecimiento fitoplanctónico en aguas dulces es el P, mientras que en las zonas costeras el nitrógeno es considerado limitante debido a su escasez relativa en comparación con el fósforo. En los lagos tropicales durante el verano, la estratificación térmica puede impedir que los nutrientes se mezclen entre las capas, lo que puede hacer que el nitrógeno se convierta en el nutriente limitante, ya que es consumido rápidamente por el fitoplancton en la capa superior del agua, mientras que el fósforo puede estar más disponible en las capas más profundas (Gadea, 2009).

La relación entre nitrógeno y fósforo, conocida como la relación de Redfield, es de 16:1. Cualquier variación en esta relación se considera un indicador de limitación de nutrientes, ya sea por falta de N o P. Cuando la limitación se debe a la falta de P, la relación N:P en el agua es mayor y suele estar entre 15-16, mientras que cuando la limitación se debe a la falta de N, la relación es más baja. La absorción de nutrientes por parte del fitoplancton varía y depende del ciclo diario y de las concentraciones de nutrientes presentes en los cuerpos de agua (Gadea, 2009).

### **6.3.1.1.Nitrógeno**

El nitrógeno es uno de los nutrientes con mayor relevancia en el crecimiento de las plantas, incluyendo el fitoplancton. En los estanques, el nitrógeno puede limitar la productividad primaria, es decir, la producción de materia orgánica que se obtiene por medio de energía solar, ya que la disponibilidad de este nutriente puede ser limitada. Si el fitoplancton no recibe suficiente nitrógeno, su crecimiento y su capacidad de producir materia orgánica se ven limitados, lo que puede afectar la productividad de los estanques y, a su vez, los rendimientos de los peces o camarones que dependen de una buena producción de redes alimentarias autótrofas (Hargreaves, 1998).

La presencia de nitrógeno en los cuerpos de agua de forma natural se encuentra como nitritos, nitratos y amoníaco. En ambientes de cultivo de organismos acuáticos, como granjas de acuicultura, es común que los niveles de nitrógeno aumentan debido al alimento no consumido y las excretas de los organismos. La desaminación de las proteínas metabólicas por parte de los organismos acuáticos, incluyendo peces y otros organismos cultivados, puede resultar en la producción de amoníaco, que representa el 90-95% del nitrógeno total excretado (Robles et al., 2020).

La densidad y diversidad de las comunidades microbianas en el agua son factores claves que determinan la presencia y ausencia de nitrógeno. Es crucial entender las comunidades microbianas complejas presentes en los sistemas acuáticos y cómo intervienen en el ciclo del nitrógeno (Wang et al., 2022) . Las bacterias nitrificantes presentes en el agua pueden transformar el amoníaco ( $\text{NH}_4^+\text{-N}$ ) en nitritos ( $\text{NO}_2^- \text{-N}$ ) y nitratos ( $\text{NO}_3^- \text{-N}$ ), lo que puede llevar a una disminución en la calidad del agua debido a la demanda de oxígeno para estos procesos. Por lo tanto, es importante tener en cuenta los niveles de nitrógeno en los cuerpos de agua donde se cultivan organismos acuáticos

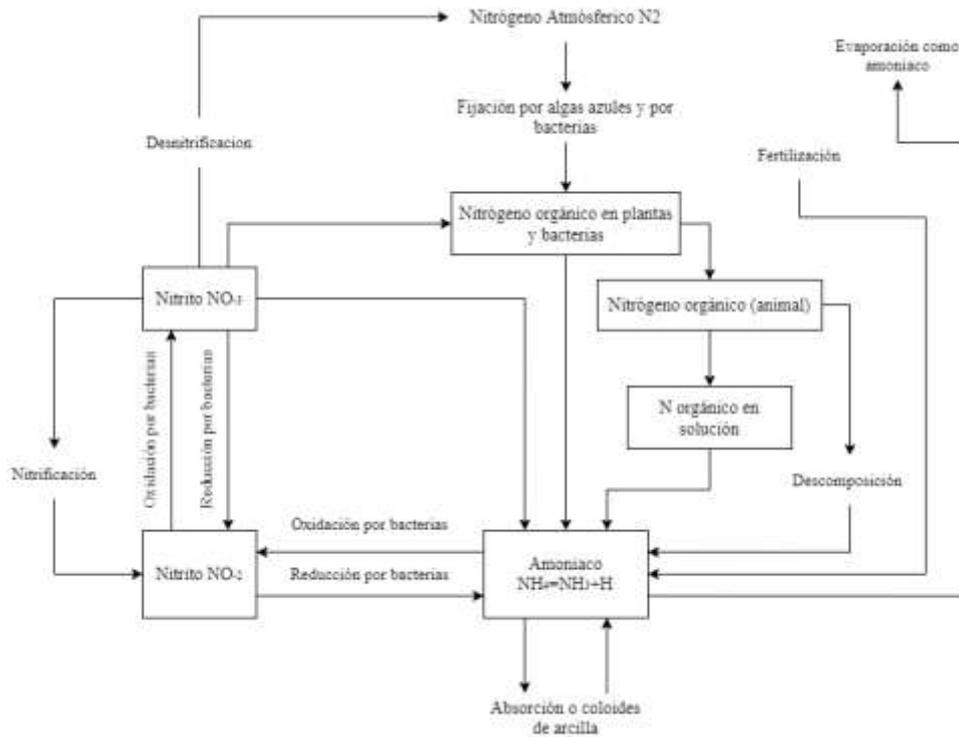
ya que puede dañar los tejidos branquiales interviniendo en los procesos de oxigenación, por lo que se debe tomar medidas para controlar su acumulación (Robles et al., 2020).

La desnitrificación es un proceso que regula los niveles de nitrógeno en el ambiente acuático. Durante la desnitrificación, los nitratos presentes en el agua se convierten en nitrógeno atmosférico ( $N_2$ ) en condiciones anaeróbicas (sin oxígeno). Se requiere de bacterias que son capaces de utilizar los nitratos como fuente de energía en lugar del oxígeno, usando fuentes de carbono que aportan electrones necesarios para el proceso. En estanques de cultivo, la desnitrificación puede ser promovida a través de técnicas de gestión, como la reducción de la tasa de aireación o la utilización de sustratos orgánicos en el fondo del estanque que favorecen el crecimiento de bacterias desnitrificantes; es importante para mantener los niveles de nitrógeno en el ambiente acuático en equilibrio y prevenir la acumulación excesiva de nitratos (Zhu et al., 2020).

La aplicación de alimentos formulados suministra en gran proporción nitrógeno a los estanques utilizados en la acuicultura y otros sistemas de cultivo de organismos acuáticos. De hecho, se estima que esta fuente de nitrógeno puede constituir más del 90% del total de nitrógeno que entra en un estanque de cultivo (Hargreaves, 1998).

La proteína puede representar hasta el 25% de la formulación alimento balanceado, por lo que una gran cantidad de proteína significa una gran cantidad de nitrógeno que representa el 16%, entonces 1 kg de alimento contiene aproximadamente 0,04 kg (o 40 gramos) de nitrógeno. La tasa de residuos no consumidos es del 7,5% por kilogramo de alimento, entonces cada kilogramo de alimento balanceado que se agrega al sistema podría liberar hasta 3 gramos de nitrógeno al medio ambiente en forma de residuos no consumidos (Herath & Satoh, 2015).

Figura 2: Ciclo del nitrógeno en un estanque.



**Fuente:** (Rodríguez & Escobar, 2001)

### 6.3.1.2.Fósforo

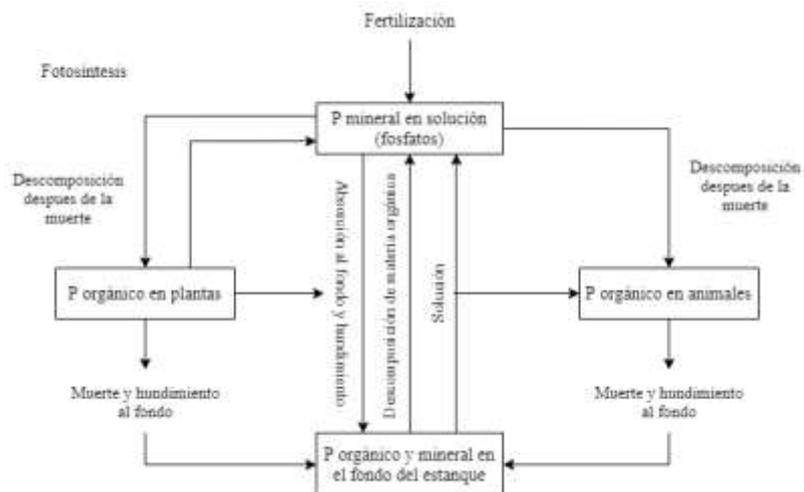
Dentro de un cultivo acuícola, el fósforo (P) puede clasificarse en el agua en tres formas: (P) soluble, (P) suspendido y (P) en partículas densas que se depositan en el fondo. Se puede agregar fósforo en el ambiente acuático a través del alimento no consumido y como P no digerido excretado por medio de las heces, por tanto, la cantidad de fósforo presente en el agua va a depender del sistema de cultivo, especie y proporción y tipo de componentes usados en la formulación de alimento balanceado (Herath & Satoh, 2015).

En los estanques, el fósforo puede estar presente en diversas formas, incluyendo fosfatos y compuestos orgánicos de fósforo, los sedimentos del fondo del estanque pueden contener grandes cantidades de fósforo, ya que el fósforo se adsorbe y se acumula en las partículas del suelo, gran parte de este fósforo es insoluble por lo tanto es poco disponible para el fitoplancton. En ambientes anaeróbicos, como los sedimentos del fondo del estanque, el fósforo puede estar presente en formas altamente solubles, como el fosfato de hierro. Sin embargo, en presencia de oxígeno, el hierro se oxida y forma compuestos

insolubles, lo que reduce la disponibilidad de fósforo. La capa superficial aeróbica del suelo del fondo del estanque actúa como una barrera entre los sedimentos y el agua del estanque, permitiendo que el fósforo se adsorba y se disuelva para que ocurra el intercambio entre el suelo y el agua (Boyd & Munsiri, 1996).

Una mayor concentración de fósforo total (TP) puede modificar la comunidad fitoplanctónica permitiendo que la densidad de cianofitas aumente, por otro lado, los dinoflagelados reflejan una respuesta curvilínea en presencia de un aumento de (TP). El nivel de fósforo total rara vez supera los 0,5 mg/L y a menudo es inferior a 0,1 mg/L (Taipale et al., 2019).

Figura 3: Ciclo del fósforo en un estanque.



**Fuente:** (Rodríguez & Escobar, 2001)

El fitoplancton necesita fósforo para crecer y lo absorbe en forma de ortofosfato, este proceso requiere energía que se obtiene de procesos fotosintéticos o de respiración, si las concentraciones de fosfato son superiores a 10 µg P/L, el crecimiento del fitoplancton no se ve afectado por la cantidad de fosfato. Sin embargo, si las concentraciones disminuyen, la división celular puede verse inhibida, lo que da lugar a un crecimiento deficiente en fósforo y a la interrupción de los procesos fotosintéticos (Gadea, 2009).

#### **6.4. Floraciones de algas nocivas en estanques de camarón**

La aparición de los blooms algales puede estar conformada por muchas o pocas especies con alta abundancia, y su duración puede ser de manera temporal o de largo tiempo. Los blooms algales pueden ocasionar un bajo crecimiento y mortalidad en los camarones, al igual que condiciones anóxicas en los estanques, que se ven reflejados en pérdidas económicas. Uno de los dinoflagelados que causa incidencia en las camaroneras del Ecuador es el *Gyrodinium instriatum* (Alonso & Páez, 2003).

En cuanto a las floraciones dañinas, es cierto que una proporción significativa de ellas están causadas por dinoflagelados. De hecho, según algunos estudios, el 75% de las floraciones dañinas conocidas están causadas por dinoflagelados. Estas floraciones pueden traer consecuencias a la salud humana y el ecosistema, ya que algunas especies de dinoflagelados pueden producir toxinas que pueden bioacumularse en los organismos acuáticos y alterar la cadena trófica (Verma et al., 2019).

Otro grupo que proliferan de manera nociva son las cianobacterias, pueden crecer en grandes cantidades en estanques de acuicultura de agua dulce, especialmente los géneros *Anabaena*, *Aphanizomenon*, *Microcystis* y *Oscillatoria*. Sin embargo, estas floraciones de cianobacterias no son deseables en los estanques de acuicultura por varias razones, no son una buena fuente de alimento para los organismos cultivados en el estanque, no son buenos oxigenadores del agua y pueden crecer de una manera no deseable, pueden llegar a producir olores y sabores indeseables que afectan la calidad y el valor comercial de la especie cultivada (Paerl & Tucker, 1995). Algunas de estas microalgas productoras de hepatotoxinas terminan afectando el citoesqueleto de los camarones cultivados, producen necrosis y hemorragia hepática, deformación del hígado provocando la muerte del animal (Ramirez, 2009).

Para evitar los efectos nocivos de las microalgas en la acuicultura, se necesitan medidas preventivas que sean efectivas sin afectar negativamente la producción. Si estas medidas preventivas no se aplican adecuadamente, pueden ocurrir muertes en el cultivo, lo que puede requerir el uso de medidas terapéuticas para salvar la producción. Entre los tratamientos terapéuticos utilizados para eliminar las cianofitas se encuentran el Sulfato de cobre quelado y el Diuron, que es un herbicida que inhibe la fotosíntesis (Pinzon, 2017).

## **6.5. Factores abióticos para el crecimiento de microalgas**

La presencia de luz y nutrientes pueden modificar la estructura de tamaño y otros rasgos morfométricos de las comunidades de fitoplancton. Por ejemplo, la disponibilidad de nutrientes puede influir en el crecimiento de las células fitoplanctónicas, mientras que la intensidad de la luz puede influir en la tasa de fotosíntesis y la capacidad de las células para utilizar los nutrientes. Además, los rasgos morfométricos del fitoplancton, como la relación superficie: volumen y la desviación de la forma esférica, pueden influir en la capacidad de las células para utilizar los recursos de luz y nutrientes. Por ejemplo, las células con mayor tamaño pueden presentar una proporción menor entre superficie: volumen, lo que puede limitar su capacidad para absorber nutrientes a través de su superficie celular. Por otro lado, las células más pequeñas pueden tener una mayor capacidad de absorción de nutrientes debido a su relación superficie: volumen más alto, pero también pueden ser más vulnerables a la fotoinhibición debido a su mayor exposición a la luz. (Charalampous et al., 2018).

Las estaciones climáticas desempeñan un papel crucial en la composición fitoplanctónica en estanques acuícolas, en verano el comportamiento muestra diferencias significativas en comparación con la primavera. En verano, las variables tienen una relación directa con el pH, oxígeno disuelto (OD) y alcalinidad, mientras que en primavera se tiene incidencia en las variables de conductividad, temperatura del agua, alcalinidad y carbono orgánico (Zhang et al., 2021).

### **6.5.1. Temperatura**

La tasa de crecimiento del fitoplancton depende de la temperatura y se puede describir mediante una curva de crecimiento térmico. Las temperaturas cardinales, incluyendo la mínima, máxima y óptima, definen los límites de la tolerancia térmica del fitoplancton. A bajas temperaturas, la velocidad de las reacciones bioquímicas disminuye, mientras que, a altas temperaturas, se pueden producir daños en los componentes celulares (Grimaud et al., 2017). La relación que tiene la temperatura con el fitoplancton es netamente dependiente ya que este influye en su fisiología dado por los procesos básicos que realiza como absorción de nutrientes, fotosíntesis, respiración y finalmente en el crecimiento, y su vez en el ambiente acuático en el que se desarrolla, alterando la

viscosidad y densidad del agua provocando el hundimiento de las células microalgales (Zohary et al., 2020).

Tabla 1: Factores que afectan la temperatura del agua

<b>AUMENTA LA TEMPERATURA DEL AGUA</b>	<b>REDUCE LA TEMPERATURA DEL AGUA</b>
<ul style="list-style-type: none"> <li>• Radiación solar y del ciclo</li> <li>• Calor atmosférico</li> <li>• Condensación de vapor de agua</li> <li>• Calor de reacciones químicas</li> <li>• Calor de fricción producido por movimiento de las partículas del agua</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Radiación de vuelta</li> <li>• Conducción de calor a la atmosfera</li> <li>• Conducción de calor al fondo</li> <li>• Evaporación</li> </ul>

**Fuente:** (Welch, 1952)

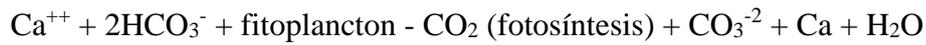
### **6.5.2. Turbidez**

La turbidez en los estanques acuícolas es un factor importante a considerar en la producción de camarones, ya que ayuda a protegerlos de los depredadores al oscurecer el agua. Mantener una turbidez adecuada entre 30-45 cm en los estanques es importante para regular la cantidad de fitoplancton y evitar problemas de falta de oxígeno en la noche. En turbidez demasiado bajas, puede haber una baja productividad primaria y una falta de oxígeno en el estanque, mientras que la turbidez demasiado alta puede haber un exceso de productividad primaria y una disminución de oxígeno en la noche (Davila, 2022).

### **6.5.3. pH, acidez y alcalinidad**

La acidez y la alcalinidad son factores que tienen la capacidad para neutralizar ácidos y bases presentes en el agua, el dióxido de carbono ( $\text{CO}_2$ ) es una sustancia común que causa acidez en el agua, mientras que el bicarbonato ( $\text{HCO}_3^-$ ) y el carbonato ( $\text{CO}_3^{2-}$ ) son sustancias que contribuyen a la alcalinidad del agua. En los estanques de cultivo, el pH puede ser influenciado en mayor medida por el proceso fotosintético de las microalgas. Durante la fotosíntesis, las microalgas absorben dióxido de carbono y liberan oxígeno lo que puede aumentar el pH del agua, mientras que, en la noche, las microalgas

consumen oxígeno y liberan dióxido de carbono, lo que puede disminuir el pH del agua (Hernández J. , 2016).



La alcalinidad del agua es una medida de las bases presentes, como el carbonato, bicarbonato, amonio, hidróxido, fosfatos, silicatos y algunos ácidos orgánicos, en agua dulce la mayor parte de la alcalinidad proviene de los iones de carbono, cuya proporción depende del pH del medio, si este parámetro aumenta la presencia de bicarbonato se encuentra en mayor proporción. En los estanques de cultivo, donde el pH suele estar entre 7 y 8, gran parte del carbono inorgánico se presenta como bicarbonato. Una baja alcalinidad puede limitar la productividad primaria, mientras que una alcalinidad alta de 120 mg/L puede reducir la productividad sin fertilización.

### **6.6. Influencia del fitoplancton en los estanques acuícolas**

Con el incremento de la diversidad del fitoplancton, existe una mayor producción de biomasa, incluso cuando los nutrientes limitantes en el sistema como la relación N:P permanecen iguales. Sin embargo, aunque esto puede aumentar la cantidad de biomasa disponible, también puede reducir la calidad nutricional de los productores primarios al reducir las proporciones de nutrientes a carbono. Esto puede llevar a los consumidores a un régimen de crecimiento limitado por los nutrientes (P o N) y afectar la calidad nutricional de las especies de presa para los consumidores. En general, esto demuestra la importancia de considerar los nutrientes minerales como factores importantes para la calidad nutricional de los alimentos (Wacker et al., 2015).

Luego de que el fitoplancton cumple su ciclo de biológico pasa al fondo a ser parte del detritus, siendo otro recurso de alimentación aprovechada por los organismos heterótrofos presentes en los estanques de cultivo (Peltomaa et al., 2017).

El fitoplancton es una fuente importante de alimento para muchos organismos acuáticos, como peces, crustáceos y moluscos, y es utilizado en la acuicultura para alimentar a los organismos cultivados. Sin embargo, algunas especies de microalgas, como *Anabaena*, *Microcystis*, *Planktothrix* y *Raphidiopsis*, pueden ser problemáticas. Estas especies pueden ser difíciles de digerir para algunos organismos y pueden proliferar

fácilmente en la columna de agua, lo que puede causar problemas en los ecosistemas acuáticos. La proliferación excesiva de estas especies puede provocar floraciones de algas, lo que puede dar lugar a la liberación de toxinas que pueden ser perjudiciales el medio acuático. Por lo tanto, es importante monitorear y controlar las poblaciones de estas especies problemáticas para mantener la salud del ecosistema acuático y garantizar la seguridad alimentaria en la acuicultura (Zhang et al., 2021).

La concentración de oxígeno en el agua se reduce durante la noche debido a la respiración realizada por el fitoplancton. Durante este proceso, el fitoplancton consume oxígeno en lugar de producirlo, lo que puede causar estrés o incluso la muerte de los organismos acuáticos cultivados. Además, los estanques sin aireación y con floraciones de microalgas pueden reducir la profundidad de la turbidez (Silva S. , 2022).

#### **6.6.1. Aporte nutricional**

El aporte nutricional por parte de las diatomeas los hace apetecibles para los consumidores gracias a su capacidad de almacenamiento de ácidos grasos poliinsaturados, omega3 y polisacáridos complejos los cuales al ser consumidos se bioacumulan a través de las redes alimentarias que finalmente se convierte en suplementos dietéticos para los organismos de cultivo (Kociolek & Hamsher, 2016).

El fitoplancton tiene la capacidad de realizar a través de la fotosíntesis biomoléculas complejas que los organismos consumidores no los pueden producir, entre los cuales se encuentran aminoácidos (AA), que generalmente son de composición muy similar en todas las microalgas, y ácidos grasos (FA), pero solo ciertos taxones (euglenoides, rafdófitos, criptófitos, crisófitos, diatomeas y dinoflagelados) pueden sintetizar ácidos decosaheptaenoicos (DHA) y ácidos eicosapentaenoicos (EPA) (Taipale et al., 2019).

## **7. MATERIALES Y METODOS**

### **7.1. Materiales y equipos**

#### **7.1.1. Materiales**

- Tubo muestreador

- Botellas para muestras de 500ml
- Etiquetas
- Pipetas graduadas de 10 ml
- Matraz erlenmeyer de 100ml
- Tubos de ensayo de 10 ml
- Filtros de laboratorio
- Soporte de tubo de ensayo
- Embudo de laboratorio
- Cuaderno de apuntes
- Mandil
- Guantes
- Máscarillas

### **7.1.2. Sustancias**

- Agua destilada
- Muestras de agua
- Reactivos
  - Nitrite YPM109 0-0,5 mg/l N (0-1,6 mg/l NO<sub>2</sub>)
  - Nitrate YPM163 0-1 mg/l N y 0-20 mg/l NO<sub>3</sub>
  - Ammonia YPM109 0-1,0 mg/L NH<sub>4</sub>/NH<sub>3</sub>
  - Phosphate LR YPM177 0-4,0 mg/l PO<sub>4</sub> y 0-1,3 mg/l P

### **7.1.3. Equipos**

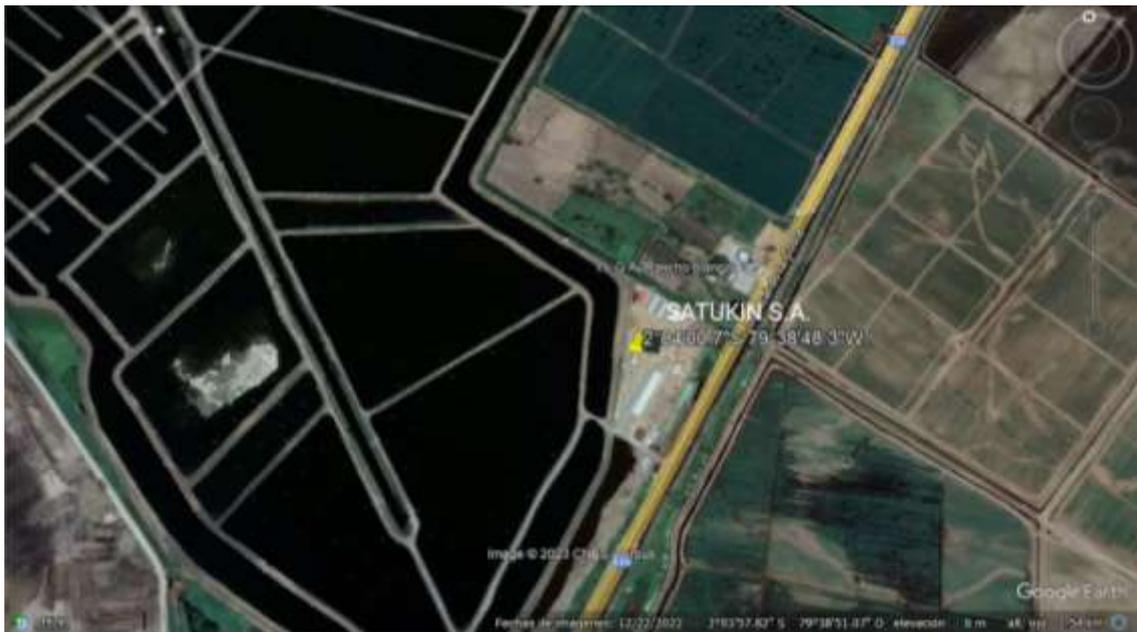
- Cámara de Neubauer
- Cubre cámara de Neubauer
- Microscopio
- Fotómetro YSI-9500
- Multiparámetros

## 7.2. Metodología

### 7.2.1. Ubicación del área de estudio

El estudio se realizó en las instalaciones de la empresa camaronera SATUKIN S.A la cual se encuentra ubicada en el Cantón Yaguachi, Guayas, Ecuador. Coordenadas  $2^{\circ}04'00.7''\text{S } 79^{\circ}38'48.3''\text{W}$  (Figura 3), durante la época de invierno con temperaturas que rondan entre los  $27^{\circ}$  y  $29^{\circ}\text{C}$ , con una salinidad promedio de 0,43 ppt.

Figura 4. Ubicación de las instalaciones utilizadas para el estudio.



**Fuente:** (Google Earth, 2023).

### 7.2.2. Diseño experimental

El estudio fue desarrollado en un periodo de 90 días que cubren los meses de marzo a junio del 2023, en donde la primera fase consta en la obtención de muestras de agua en estanques durante la etapa de engorde de camarón blanco, en un sistema de recirculación semi-cerrado. La segunda fase consta de análisis de fitoplancton y nutrientes, procesos que se desarrolló semanalmente. En la última fase se realizó la interpretación de los datos registrados en el transcurso del estudio.

Tabla 2. Características de los estanques seleccionados

Pisc.	Hec.	Densidad de Siembra (m <sup>2</sup> )	Aireadores			Comederos automáticos
			Nº	Potencia	Tipo de energía	
10	8,00	17	1	22 hp	Diesel	12
			8	4 hp	Eléctrico	
16	7,96	17	8	4 hp	Eléctrico	12
17	8.06	19	8	4 hp	Eléctrico	12

**Fuente:** Autores

### 7.2.3. Obtención de muestras

Para el estudio se realizó la obtención de muestra de agua de 3 estanques con características similares en términos de tamaño, densidad poblacional de siembra y días de cultivo.

Las muestras de agua fueron tomadas en la compuerta de salida de los estanques con la ayuda de un tubo muestreador que fue realizado por los estudiantes, el cual permitió la recolección homogénea de la muestra. Posteriormente, las muestras serán etiquetadas y llevadas al laboratorio para los respectivos análisis.

### 7.2.4. Preparación de muestras

#### 7.2.4.1. Análisis de fitoplancton

Las muestras fueron homogeneizadas para garantizar que los componentes de la muestra se encuentren bien distribuidos y sea representativa de toda la columna del agua de los estanques, antes de ser colocadas en la cámara de Neubauer para su posterior análisis por medio del microscopio.

#### 7.2.4.2. Análisis de nutrientes

Las muestras obtenidas se filtraron utilizando filtros de laboratorio para eliminar cualquier sólido suspendido que se encuentran presentes en las muestras, el agua filtrada se colocó en tubos de ensayo de 10 ml, las cuales fueron destinadas para muestras para el

uso de reactivos químicos. Luego, se midió la concentración de nutrientes por medio del fotómetro YSI-9500.

#### **7.2.4.2.1. Procedimiento para el análisis de nutrientes**

##### **Nitrite YPM109** (0-0,5 mg/l N) – (0-1,6 mg/l NO<sub>2</sub>)

1. Llenar el tubo de ensayo redondo con una muestra hasta la marca de 10 mL.
2. Agregue una tableta de nitricol, triture y mezcle para disolver.
3. Soporte durante 10 minutos para permitir el desarrollo de todo el color.
4. Seleccione Phot 24 en Photometer para obtener el resultado como mg/L N.
5. Tome la lectura del fotómetro.

##### **Nitrate YPM163** (0-1 mg/L N) - (0-20 mg/L NO<sub>3</sub>)

1. Llene el tubo Nitratest con una muestra de 20 mL.
2. Añade una cucharada de Nitratest Powder y una tableta Nitratest. No aplastar la tableta. Vuelva a colocar el tapón de rosca y agite bien el tubo durante un minuto.
3. Dejar reposar el tubo durante aproximadamente un minuto y luego invierta suavemente tres o cuatro veces para ayudar a la floculación. Deje reposar el tubo durante 1 hora para garantizar un asentamiento completo.
4. Retire el tapón del tornillo y decante cuidadosamente la solución transparente en un tubo de ensayo redondo, llenando hasta la marca de 10 mL.
5. Añadir una tableta de nitricol, triturar y mezclar para disolver.
6. Soporte durante 10 minutos para permitir el desarrollo a todo color.
7. Seleccione Phot 23 en Photometer para obtener el resultado como mg/L N.
8. Tome la lectura del fotómetro.

##### **Phosphate LR YPM177** (0-4,0 mg/l PO<sub>4</sub>) - (0-1,3 mg/l P)

1. Llene el tubo de ensayo con una muestra hasta la marca de 10 mL.
2. Añadir una tableta de fosfato No<sup>1</sup> LR, triturar y mezclar para disolver.
3. Agregue una tableta de Phosphate No<sup>2</sup> LR, triture y mezcle para disolver.
4. Párate durante 10 minutos para permitir el desarrollo a todo color.
5. Seleccione Phot 28 en Photometer para obtener el resultado como mg/L PO<sub>4</sub>.
6. Tome la lectura del fotómetro de la manera habitual.

##### **Ammonia YPM109** (0-1, 0 mg/L NH<sub>4</sub>/NH<sub>3</sub>)

1. Llene el tubo de ensayo con la muestra hasta la marca de 10 mL.
2. Agregue una tableta de Amoníaco No<sup>1</sup> y una tableta de Amoníaco No<sup>2</sup>, triture y mezcle para disolver.

3. Párate durante diez minutos para permitir el desarrollo del color.
4. Seleccione Phot 4 en el fotómetro para medir el amoníaco mg/L N o seleccione Phot 62 en el fotómetro para medir amonio mg/L NH<sub>4</sub>.
5. Tome la lectura del fotómetro de la manera habitual (consulte las instrucciones del fotómetro).

#### **7.2.5. Variables a medir**

##### **7.2.5.1. Concentración de fitoplancton**

La evaluación cualitativa permite reconocer las especies de microalgas presentes y su distribución, lo que ayuda a identificar los grupos funcionales. La evaluación cuantitativa, por su parte, permite determinar el número de células por mililitro presentes en el estanque, lo que nos brinda una información valiosa sobre la abundancia y densidad del fitoplancton en el agua.

Es importante tener en cuenta que el manejo de los estanques puede influir en la presencia y abundancia de microalgas, el control adecuado de la temperatura del agua, la aireación y la alimentación de los camarones pueden favorecer o limitar el crecimiento del fitoplancton. Es necesario considerar las estaciones climáticas, ya que las variaciones en la temperatura y las lluvias pueden tener efectos significativos en el comportamiento del fitoplancton.

##### **7.2.5.2. Concentración de nutrientes**

La evaluación de la concentración de nutrientes se realizó por medio de espectrofotometría lo que nos brinda datos químicos sobre los valores de nitrógeno y fósforo mediante la utilización del espectrofotómetro YSI 9500, el quipo se basa en un método de detección de colorimetría para la medición de la absorbancia de la luz a través de un compuesto químico específico de la muestra que se produce cuando se agrega un reactivo que reacciona con el compuesto de interés. Finalmente, nos permite determinar la relación N:P como nutrientes esenciales del fitoplancton.

## **8. RESULTADOS**

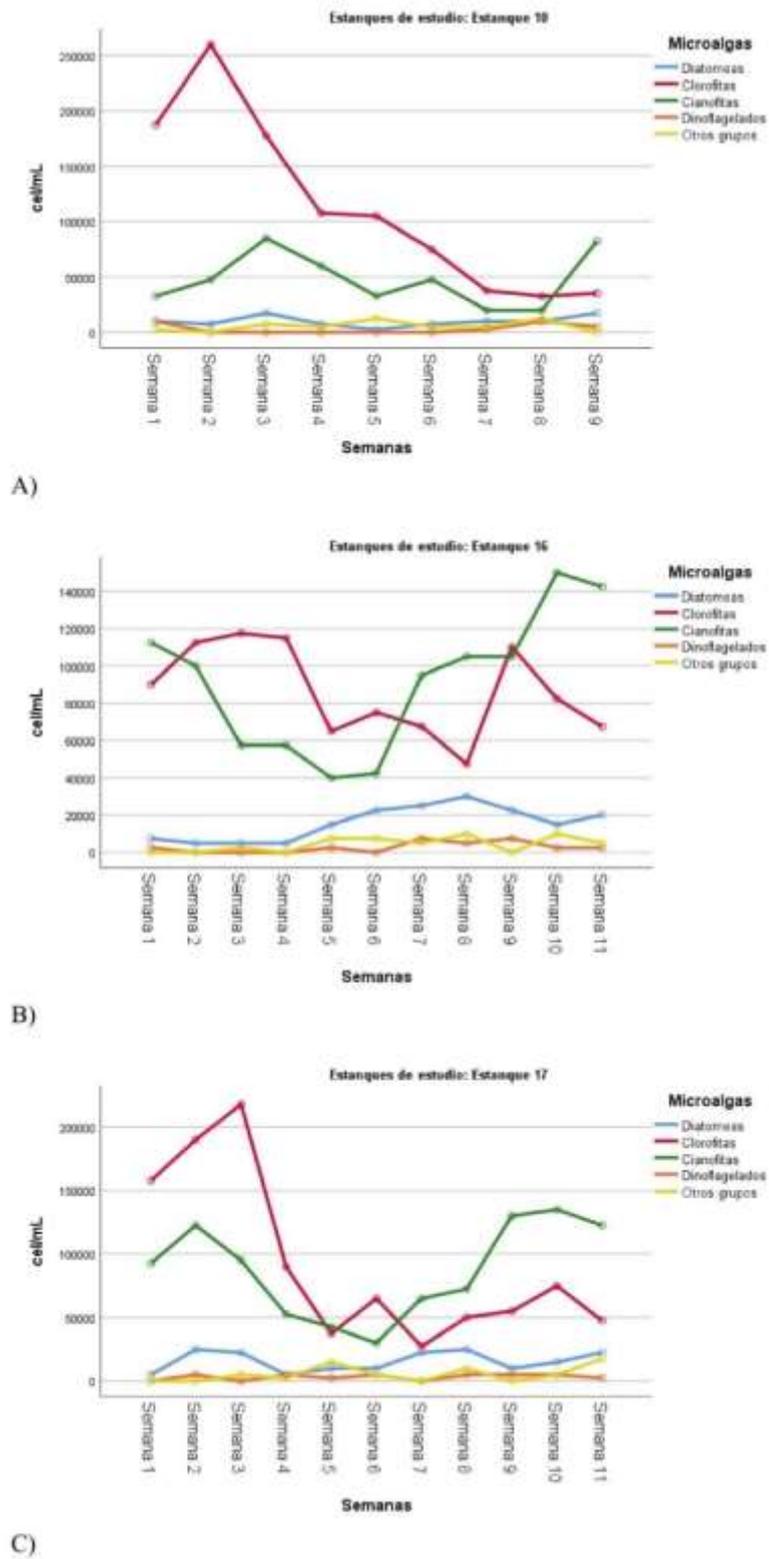
### **8.1. Grupos de fitoplancton presentes en los estanques**

En la Figura 4 se observa la estructura fitoplanctónica de los tres estanques a lo largo del ciclo de cultivo. En la Figura 4A, se registró una dominancia de clorofitas al inicio del cultivo hasta la semana 8, seguido de las cianofitas las cuales se volvieron dominantes en la semana 9. Por otra parte, las diatomeas mostraron una concentración inicial baja, pero fueron en aumento en las 3 últimas semanas.

En la Figura 4B, se observó que durante las primeras 6 semanas, las clorofitas fueron dominantes, seguidas de las cianofitas y las diatomeas. Mientras que las primeras 4 semanas, la presencia de diatomeas fue bastante leve, en las siguientes semanas aumentaron su presencia de manera significativa. A partir de la semana 7, las cianofitas comenzaron a tener una presencia más significativa hasta el final del ciclo, superando a las algas verdes en cuanto a dominancia.

En referencia a la Figura 4C, se observó una dominancia por parte de las clorofitas, grupo el cual tuvo un leve descenso en la semana 5, recuperando su concentración en la semana 6 y, posteriormente, dar paso a la dominancia de las cianofitas a partir de la semana 7 hasta el final del ciclo. A pesar de la baja presencia de las diatomeas en las primeras semanas, alcanzó una mayor concentración en la semana 7, para las siguientes semanas la concentración descendió hasta el final del ciclo.

Figura 5. Grupos fitoplanctónicos en estanques: A) estanque 10, B) estanque 16 y C) estanque 17



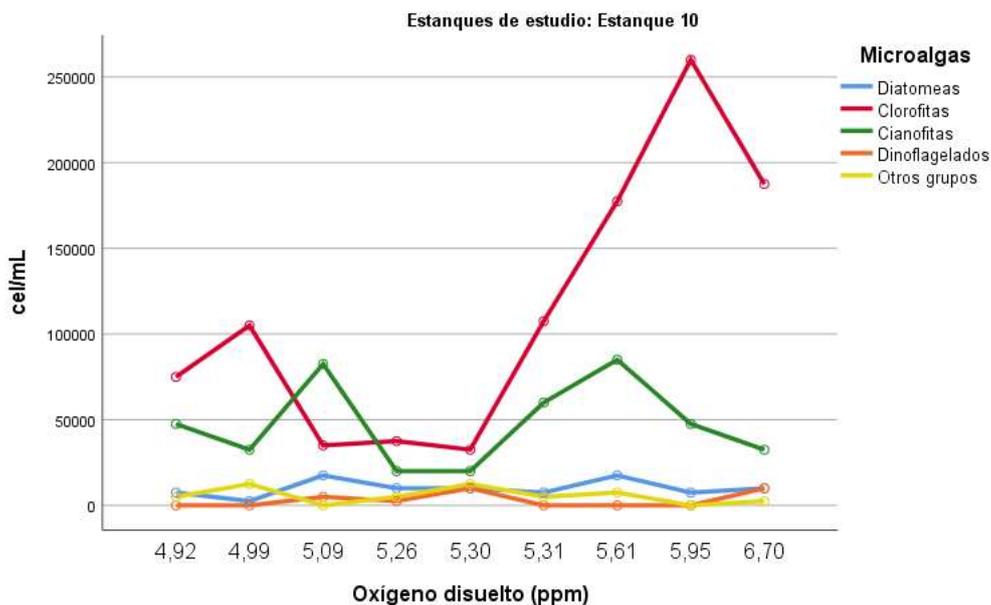
Fuente: Autores

## 8.2. Concentración de microalgas y Oxígeno

En la Figura 5 se observan los cambios en las concentraciones de fitoplancton en el estanque 10 a lo largo del cultivo. A concentraciones bajas de OD, en un rango de 4,92-5,30 ppm la concentración celular de fitoplancton no excede las 107.500 cel/mL. En este rango las clorofitas fueron dominantes con un valor de OD de 4,99 ppm. Sin embargo, cuando el OD alcanzó un valor de 5,09 ppm, las cianofitas fueron dominantes con una concentración de 82.500 cel/mL.

Por otro lado, cuando los valores de OD incrementaron en el rango de 5,31-6,70 ppm, se observó la máxima concentración de clorofitas (260.000 cel/mL) cuando el valor de OD fue de 5,95 ppm, mientras que, a 6,70 ppm, la presencia de cianofitas disminuye a 32.500 cel/mL. Además, a lo largo del ciclo de cultivo, las diatomeas, cianofitas y otros grupos de fitoplancton se mantuvieron por debajo de una concentración de 17.500 cel/mL.

Figura 6. Abundancia de grupos de microalgas y su efecto en la variación de oxígeno disuelto en el estanque 10.



**Fuente:** Autores

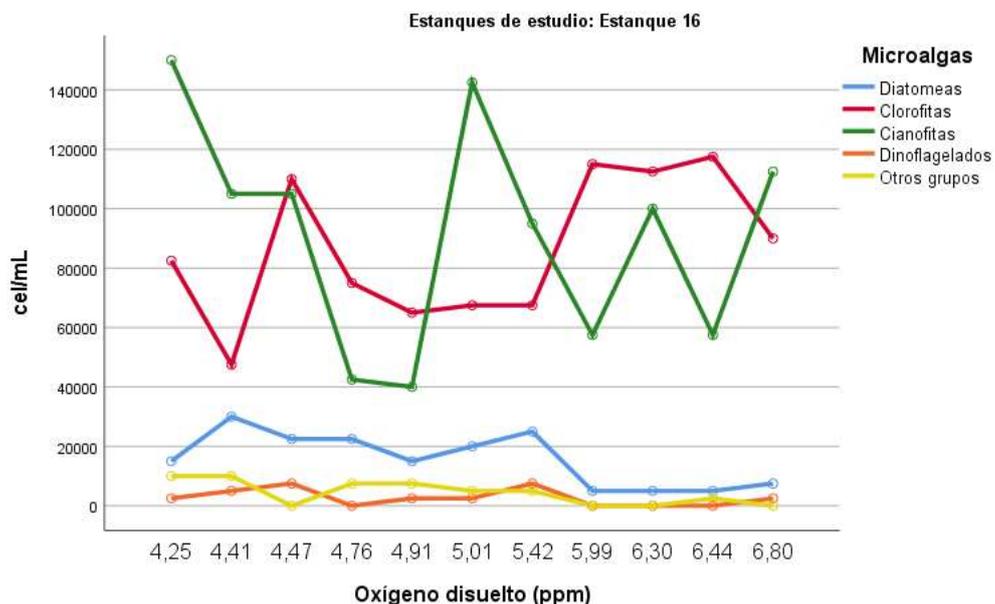
En la Figura 6 se observan las concentraciones de fitoplancton y variaciones de OD en el estanque 16. Cuando el valor de OD es de 4,25 ppm las cianofitas tienen una presencia y dominancia de 150.000 cel/mL, mientras los valores de OD aumentan hasta

4,91 ppm se observó un descenso drástico de la presencia de cianofitas (40.000 cel/mL) las cuales dejaron de ser dominantes, en 5,01 ppm su presencia aumentó a 142.500 cel/mL para nuevamente descender. Posteriormente, cuando el rango fue de 5,99-6,80 ppm su concentración se estabilizó entre 57.500 a 112.500 cel/ml.

En cuanto la tendencia de las clorofitas respecto al OD, la concentración celular más baja (47.500 cel/mL) se observó cuando el valor de OD fue 4,41 ppm, mientras que en el rango de 4,47-4,91 ppm se vuelven dominantes. A partir de 5,01 ppm las clorofitas dejaron de ser el grupo dominante, sin embargo, cuando el OD alcanzó un rango entre 5,99-6,44 ppm se observó la concentración celular máxima (117.500 cel/mL).

A lo largo del ciclo de cultivo del estanque 16, diatomeas, dinoflagelados y otros grupos se presentaron por debajo de una concentración celular de 30.000 cel/mL.

Figura 7. Abundancia de grupos de microalgas y su efecto en la variación de oxígeno disuelto en el estanque 16.

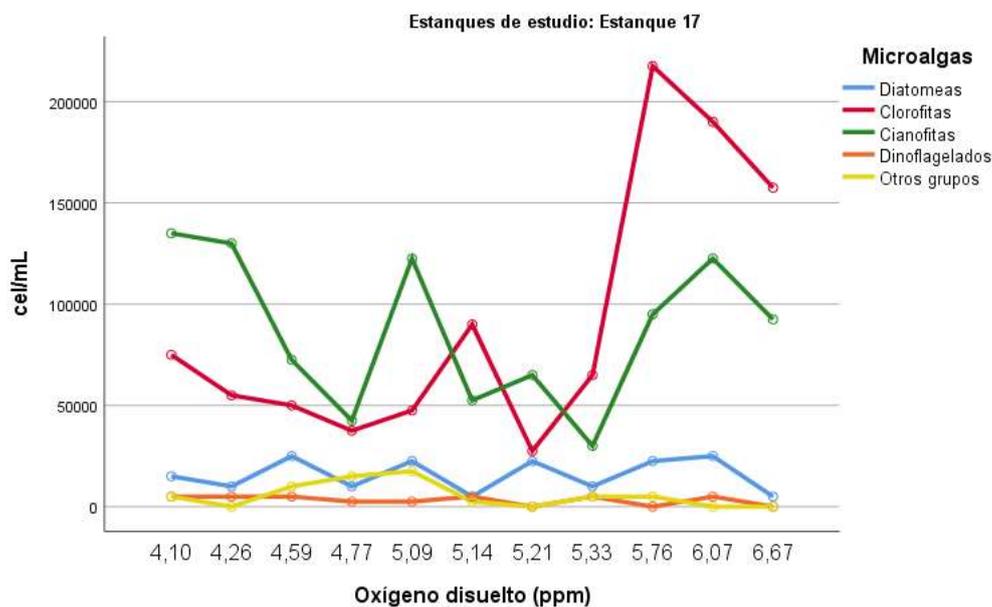


**Fuente:** Autores

En la Figura. 7 se muestran las concentraciones de fitoplancton y variaciones de OD en el estanque 17. Por un lado, se observó que tanto la dominancia y la concentración máxima de microalgas fue por parte de las cianofitas con 135.000 cel/mL en un valor de 4,10 ppm de OD, mientras que la concentración mínima de clorofitas (27.500 cel/mL) se encontró cuando el valor de OD fue de 5,21 ppm. De manera similar, con una concentración de OD de 5,33 ppm, las cianofitas llegaron a su concentración mínima de

30.000 cel/mL, dando paso a una dominancia por parte de las clorofitas con 217.500 cel/mL cuando el valor de OD fue de 5,76 ppm. Por otra parte, diatomeas, dinoflagelados y otros grupos se mantuvieron por debajo de 25.000 cel/mL a lo largo del ciclo de cultivo.

Figura 8. Abundancia de grupos de microalgas y su efecto en la variación de oxígeno disuelto en el estanque 17.



**Fuente:** Autores

En la Figura. 8 se observan las variaciones en concentración de OD y microalgas en los 3 estanques de estudio. En este contexto, el estanque 10 (Figura 7A), presentó una correlación de 0,417 lo que explica que conforme aumenta las microalgas, la concentración de OD también aumentan. Por otro lado, en el estanque 16 (Figura 7B) no se observa una correlación significativa, ya que su valor es de 0,022, lo cual indica que la concentración total de microalgas no se relaciona con las variaciones en los valores de OD. Finalmente, el estanque 17 (Figura 7C) presenta una correlación de 0,212, lo que permite determinar que la relación entre las dos variables tiene significancia.

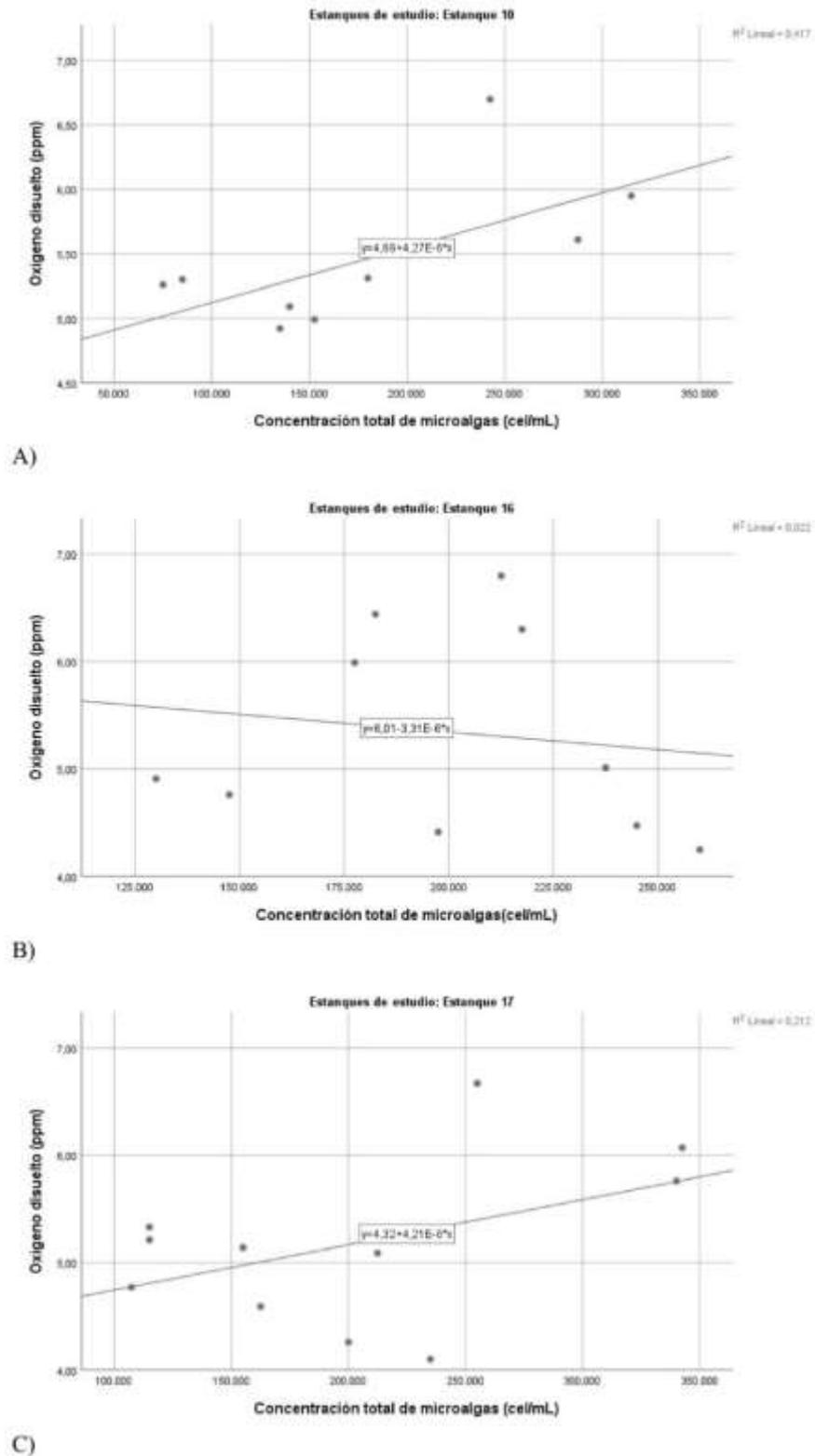
Los resultados presentados en la Tabla 3, reflejan el promedio de OD en los 3 estanques estudio a diferentes horas del día, en donde se observa que la mayor variabilidad se encuentra a las 18:00 horas, probablemente debido a una mayor influencia de factores externos. A la medianoche y a las 4:00, la concentración de oxígeno tiende a ser más constante, con una menor variabilidad alrededor de la media.

Tabla 3. Concentración de oxígeno disuelto (promedio  $\pm$  desviación estándar) a diferentes horas del día durante el ciclo de cultivo de los 3 estanques experimentales.

<b>Concentración de oxígeno disuelto diario</b>					
<b>Estanques</b>	<b>Horas del día</b>	<b>Media</b>	<b>Desv. estándar</b>	<b>Temperatura</b>	<b>Saturación de OD</b>
Estanque 10	18:00 pm	7,55	1,35	30,43	100,67
	12:00 a. m.	4,69	0,76	29,21	60,91
	4:00 a. m.	3,52	0,74	29,31	45,71
Estanque 16	18:00 pm	7,34	1,69	30,07	97,87
	12:00 a. m.	4,53	0,77	28,71	58,08
	4:00 a. m.	3,50	0,82	29,07	45,45
Estanque 17	18:00 pm	7,18	1,64	30,11	95,73
	12:00 a. m.	4,31	0,83	28,74	55,26
	4:00 a. m.	3,18	0,83	29,07	41,30

**Fuente:** Autores

Figura 9. Correlación entre dos variables (concentración oxígeno disuelto (OD) en razón a la concentración de microalgas: A) estanque 10, B) estanque 16 y C) estanque 17.



Fuente: Autores

### **8.3. Concentración de microalgas y nutrientes**

#### **8.3.1. Nitrógeno**

En la Figura 9 se observan las concentraciones de fitoplancton en correspondencia con las variaciones de nitrógeno. En este contexto, en el estanque 10 (Figura 9A) se observó que la concentración máxima de clorofitas fue de 260.000 cel/mL cuando la concentración de N fue de 0,079 mg/L. Este grupo mantuvo su dominancia hasta que la concentración de N llegó a 0,642 mg/L, momento en el que presentó la mínima concentración celular, que fue de 32.500 cel/mL.

En lo que respecta a las cianofitas, su máxima concentración celular fue de 85.000 cel/mL cuando la concentración de N fue de 0,227 mg/L. Además, en el rango de concentraciones de N entre 0,492-0,642 mg/L, la concentración mínima de cianofitas no descendió por debajo de 20.000 cel/mL. Por su parte, diatomeas, dinoflagelados y otros grupos mantuvieron su concentración celular por debajo de 17.500 cel/mL a lo largo de todo el ciclo.

Por otro lado, en el estanque 16 (Figura 9B), la mayor concentración de clorofitas fue de 117.500 cel/mL cuando la concentración de N fue de 0,158 mg/L. Tras un comportamiento variable, la mínima concentración celular fue de 47.500 cel/mL cuando la concentración de N alcanzó 0,205 mg/L.

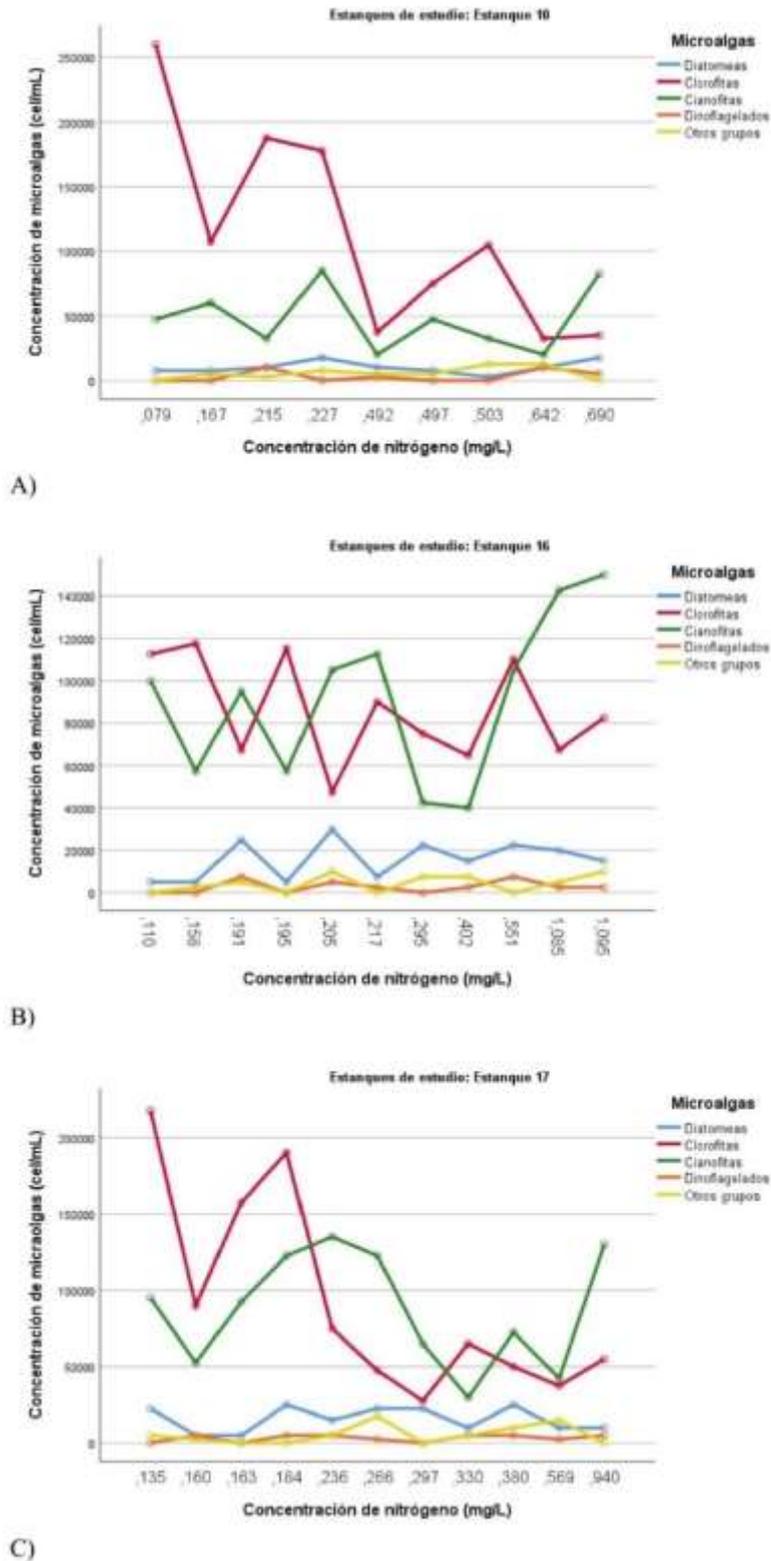
En lo que respecta a las cianofitas, su concentración mínima fue de 40.000 cel/mL con concentraciones de N de 0,402 mg/L, mientras que la máxima concentración celular (150.00 cel/mL) se observó cuando las concentraciones de N aumentan a 1,905 mg/L. Finalmente, las diatomeas presentan una concentración celular significativa, oscilando entre 5.000-30.000 cel/mL, mientras que los dinoflagelados y otros grupos mostraron concentraciones por debajo de 10.000 cel/mL.

En el estanque 17 (Figura 9C), cuando la concentración de N fue de 0,135 mg/L, se registró una concentración máxima de clorofitas (217.500 cel/mL), mientras las concentraciones de N aumentan a 0,297 mg/L, la concentración celular de este grupo disminuyó considerablemente, llegando a 27.500 cel/mL.

Por otro lado, las cianofitas alcanzaron su máxima concentración de 135.000 cel/mL cuando la concentración de N fue de 0,236 mg/L. Sin embargo, cuando la concentración de N se elevó a 0,330 mg/L, la concentración celular de las cianofitas disminuyó notablemente a 30.000 cel/mL. En contraste, los demás grupos no demostraron concentraciones celulares superiores a 25.000 cel/mL en ninguna concentración de N.

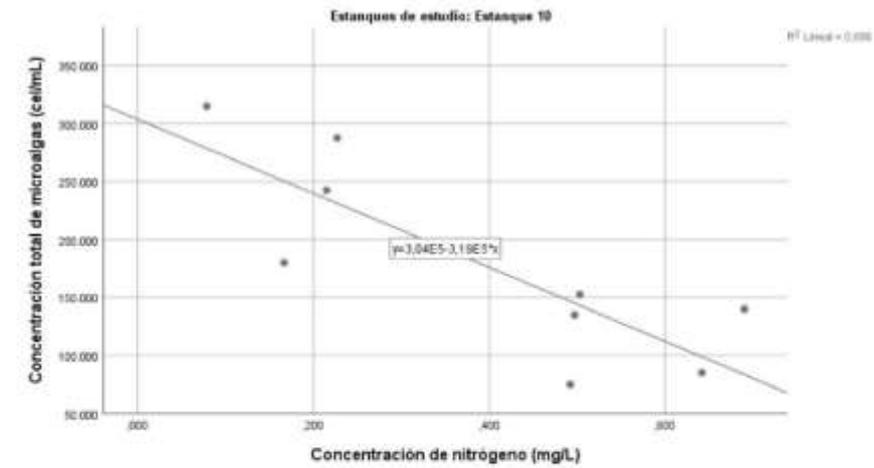
En la Figura 10 se observan las variaciones de la concentración total de microalgas (cel/mL) en respuesta a las concentraciones de nitrógeno en los 3 estanques de estudio. En este contexto, el estanque 10 (Figura 10A), presentó una correlación de 0,686, lo que indica que la concentración de nitrógeno tiene una influencia significativa en respuesta a la concentración de microalgas. Por otro lado, en el estanque 16 (Figura 10B), la correlación fue de 0,189 lo que representa una relación parcialmente definida. Finalmente, el estanque 17 (Figura 10C) la correlación fue de 0,078, lo que permite definir que la relación entre las dos variables no está definida.

Figura 10. Respuesta de los grupos fitoplanctonicos a las concentraciones de N: A) estanque 10, B) estanque 16 y C) estanque 17.

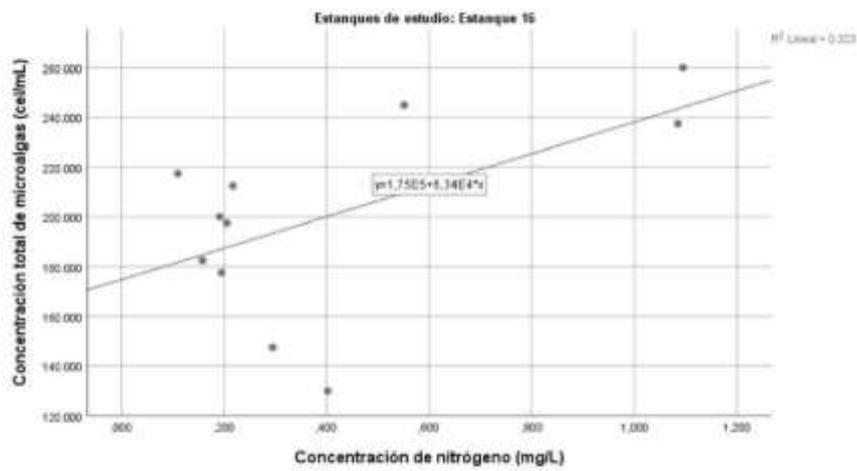


Fuente: Autores

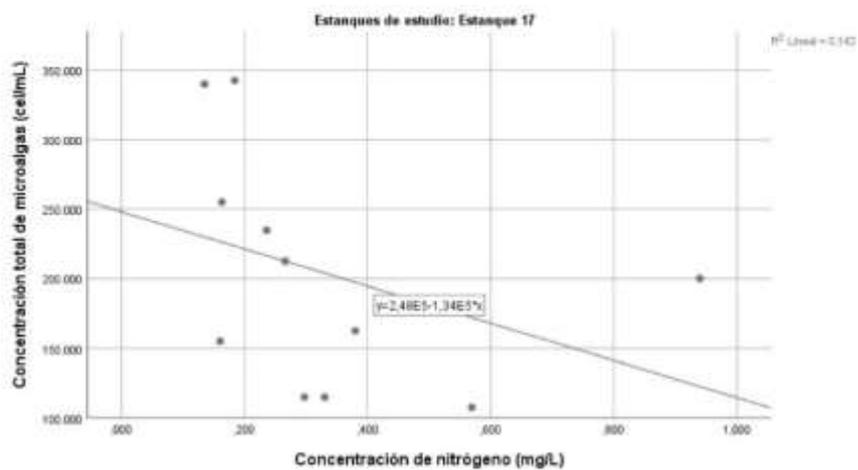
Figura 11. Correlación entre dos variables (concentración de microalgas y N): A) estanque 10, B) estanque 16 y C) estanque 17.



A)



B)



C)

Fuente: Autores

### 8.3.2. Fósforo

En la Figura 11 se observan las concentraciones de fitoplancton en relación a la concentración de fósforo. En este contexto, en el estanque 10 (Figura 11A) las clorofitas tiene una concentración mínima de 32.500 cel/ml en una concentración de P de 0,040 mg/L, mientras las concentraciones de P aumentan a 0,090 mg/L es cuando llega a su máxima concentración celular de 260.000 cel/mL.

Por otro lado, la concentración máxima de cianofitas no pasan de 85.000 cel/mL cuando la concentración de P fue de 0,030 mg/L, para posterior experimentar un descenso llegando a concentraciones mínimas de 20.000 cel/mL en concentraciones de P de 0,040 mg/L. Finalmente, los grupos restantes no presenta una concentración celular significativa mayor a 17.500 cel/mL durante el ciclo de cultivo.

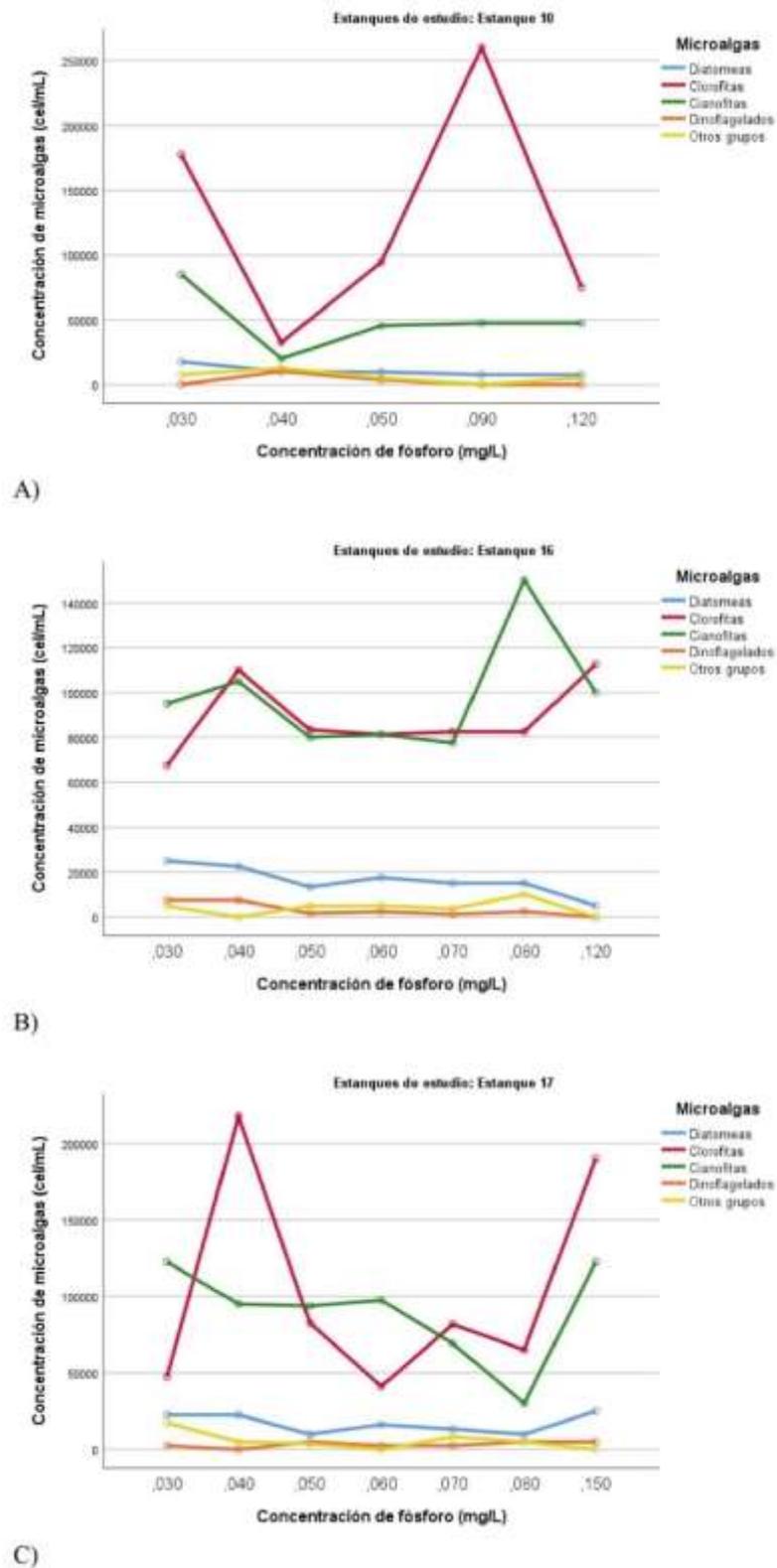
Por otro lado, en el estanque 16 (Figura 11B), las concentraciones celulares de clorofitas y cianofitas están dentro de un rango de 67.500 cel/mL y 150.000 cel/mL, cuando las concentraciones de P estuvieron dentro del rango de 0,30 mg/L a 0,120 mg/L. En contraste los grupos de diatomeas, dinoflagelados y otros grupos tuvieron una concentración menor a 25.000 cel/mL.

Finalmente, en el estanque 17 (Figura 11C), se puede observar una variación interesante en las concentraciones de microalgas en respuesta, a diferentes niveles de concentración de P. Cuando la concentración de P es de 0,040 mg/L, las clorofitas muestran una alta concentración de 217.500 cel/mL. Sin embargo, a medida que la concentración de P aumenta a 0,060 mg/L, las concentraciones celulares disminuyen significativamente a 27.500 cel/mL.

En contraste, cuando la concentración de P alcanza los 0,080 mg/L, las cianofitas tienen una concentración mínima de 30.000 cel/mL. Además, a una concentración de P de 0,150 mg/L, se observa una recuperación en la concentración de clorofitas, llegando a 190.000 cel/mL, mientras que las cianofitas alcanzan su concentración máxima de 122.500 cel/mL. Con respecto a las diatomeas, dinoflagelados y otros grupos su concentración se mantiene por debajo de las 25.000 cel/mL.

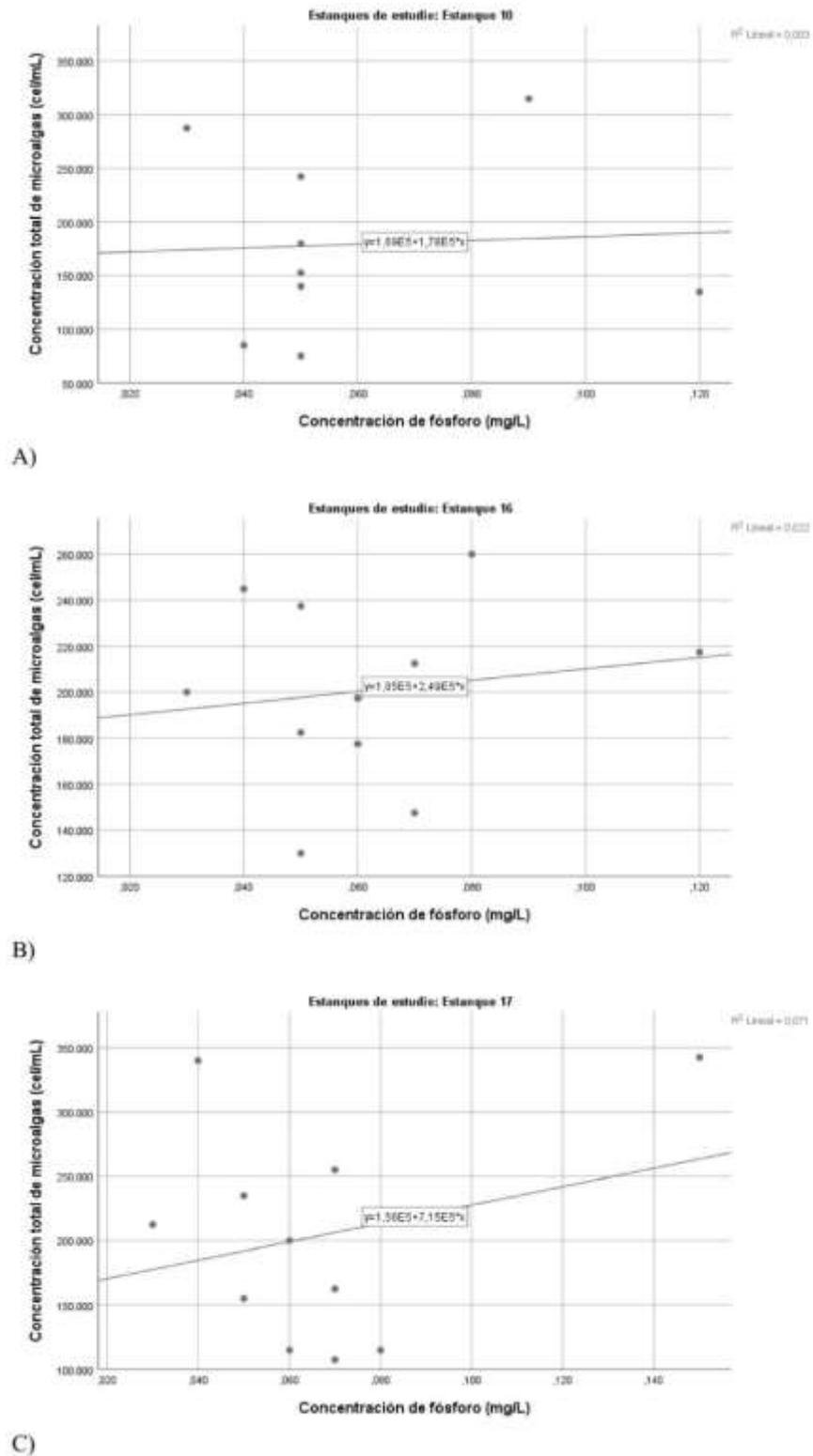
Con respecto a la figura 12, se observan las variaciones de la concentración total de microalgas en respuesta a las concentraciones de fosforo en los 3 estanques de estudio. En el estanque 10 (Figura 12A), estanque 16 (Figura 12B) y estanque 17 (Figura 12C), se observó una correlación lineal de 0,003, 0,022 y 0,071 respectivamente, lo que indica que la relación entre las dos variables no está definida.

Figura 12. Respuesta de los grupos fitoplanctonicos a las concentraciones de P: A) estanque 10, B) estanque 16 y C) estanque 17.



Fuente: Autores

Figura 13. Correlación entre dos variables (concentración de microalgas y P): A) estanque 10, B) estanque 16 y C) estanque 17.

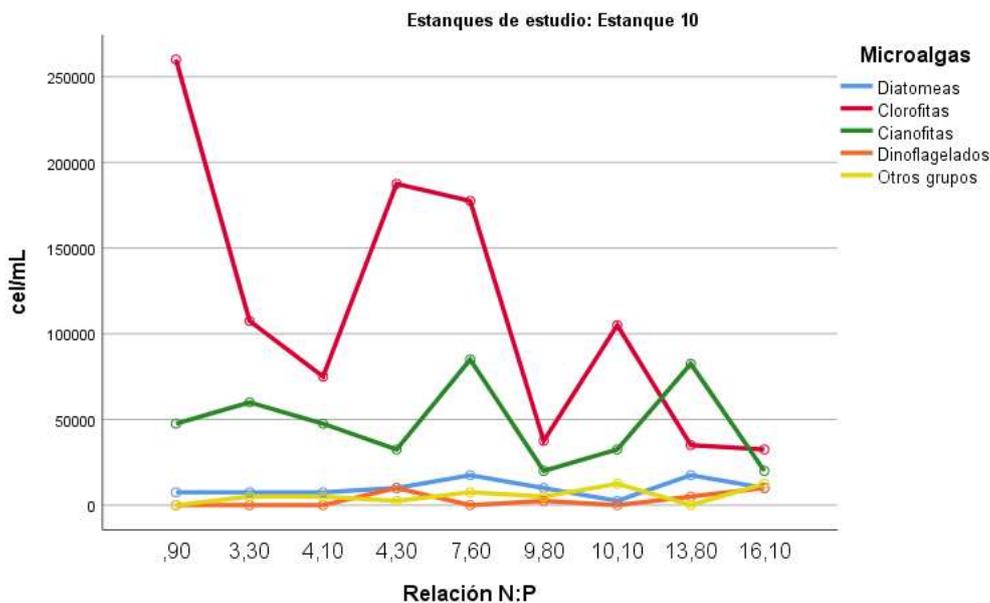


Fuente: Autores

#### 8.4.Relación de N:P y microalgas

En la Figura 13, se registran los diferentes grupos de fitoplancton en relación a la proporción N:P del estanque 10. La mayor concentración de clorofitas (260.000 cel/mL) se encontró cuando la relación N:P fue de 0,9:1, mientras que las cianofitas presentaron su máxima concentración con 85.000 cel/mL cuando interactuó con la relación N:P de 7,60:1, a medida que se presenta variaciones constantes se puede llegar a determinar que en una relación N:P de 16,10:1 ambos grupos llegan a su concentración mínima, las clorofitas con 32.500 cel/mL y las cianofitas con 20.000 cel/mL.

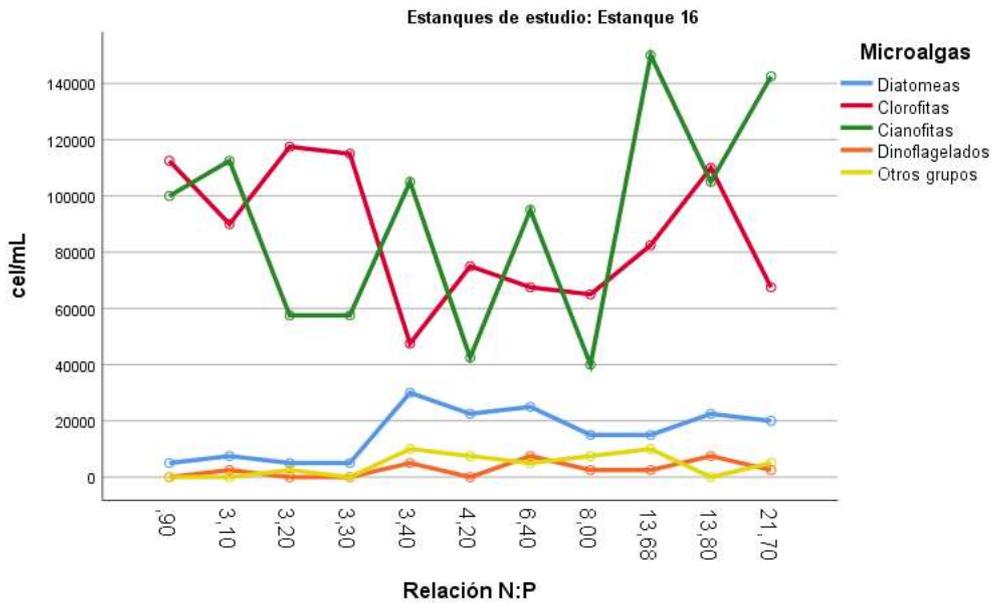
Figura 14. Abundancia de grupos de microalgas en razón de la relación N:P en el estanque 10.



**Fuente:** Autores

En la Figura 14 se registran los diferentes grupos de fitoplancton en relación a la proporción N:P del estanque 16. En una relación N:P en el rango de 0,9-8:1 las cianofitas se mantuvieron por debajo de una concentración celular de 112.500 cel/mL, mientras que cuando la relación aumentó a un valor de 13,66:1 se observó la máxima concentración de 150.000 cel/mL. Por otra parte, las clorofitas en un rango de 0,90-3,40:1 alcanzaron la concentración máxima de 117.500 cel/mL cuando la relación N:P fue de 3,20:1 y la concentración mínima de 47.500 cel/mL en una relación N:P de 3,40:1.

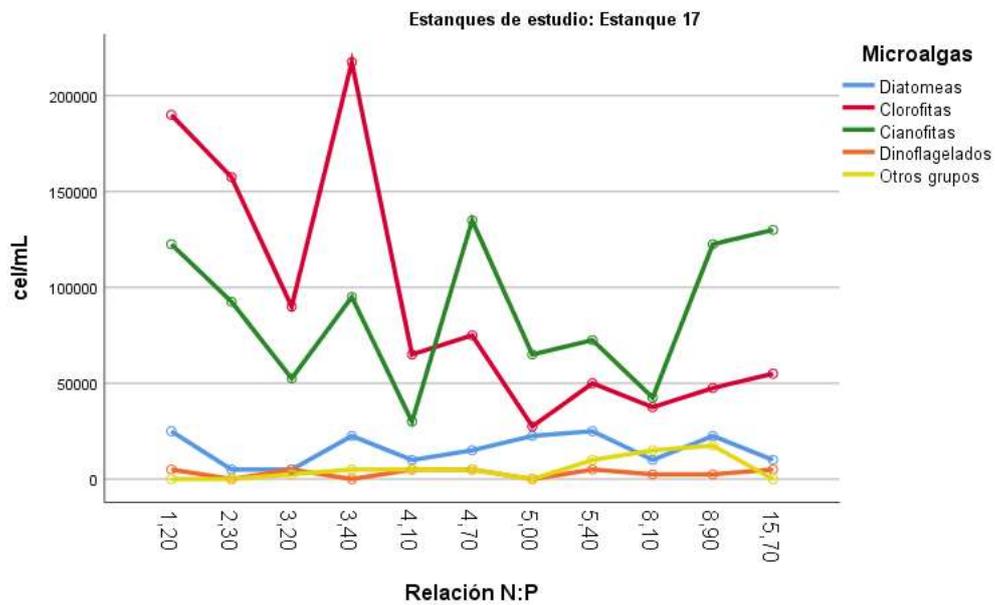
Figura 15. Abundancia de grupos de microalgas en razón de la relación N:P en el estanque 16.



**Fuente:** Autores

En la Figura 15 se registran los diferentes grupos de fitoplancton en relación a la proporción N:P en el estanque 17. Cuando la relación N:P se encuentra en 3,40:1, se observa una concentración celular máxima de 217.500 cel/mL en el grupo de las clorofitas. Sin embargo, en lo que respecta a las cianofitas, este grupo alcanza su concentración mínima de 30.000 cel/mL cuando la relación N:P es de 4,10:1, seguido de una recuperación celular cuando la relación N:P es de 4,70:1 con una concentración de 135.000 cel/mL. Por otro lado, se observa una disminución de las clorofitas, con una concentración celular de 27.500 ce/mL cuando la relación N: P alcanza 5,00:1.

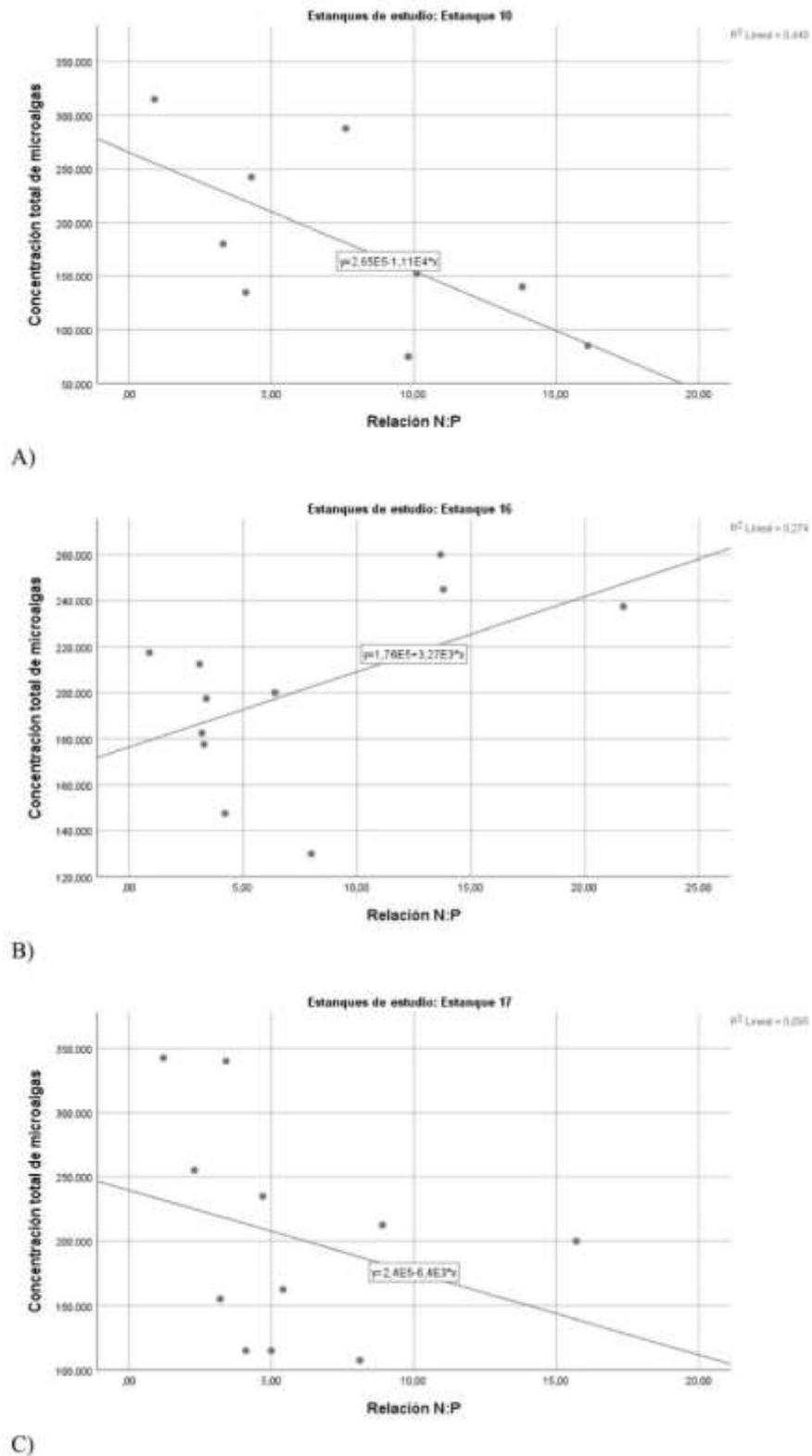
Figura 16. Abundancia de grupos de microalgas en razón de la relación N:P en el estanque 17.



**Fuente:** Autores

En la figura 16, se observan las variaciones de la concentración total de microalgas en respuesta a la relación N: P en los 3 estanques de estudio. Por un lado, el estanque 10 (Figura 12A), presenta una correlación de 0,440 lo que indica una relación inversa y significativa entre las dos variables. Por otro lado, el estanque 16 (Figura 16B) se observó una correlación de 0,274, lo que sugiere una relación parcialmente definida. Finalmente, en el estanque 17 (Figura 16C) la correlación fue de 0,095 lo que demuestra una relación no definida.

Figura 17. Correlación entre dos variables (concentración de microalgas y relación N:P): A) estanque 10, B) estanque 16 y C) estanque 17



Fuente: Autores

## 9. DISCUSIÓN

### 9.1. Grupos fitoplanctónicos presentes en los estanques

Los tres estanques de estudio contaron con agua de baja salinidad y características fisicoquímicas similares, observándose dominancia fitoplanctónica por parte de clorofitas (50,44 %) y cianofitas (38,33 %) lo cual se diferencia del estudio realizado por Almanza et al. (2016) quienes analizaron la comunidad fitoplanctónica en tres lagos someros eutróficos ubicados en la ciudad de Concepción, Región del Biobío, Chile, a lo largo de tres años. Por ejemplo, en el lago Lo Galindo, las clases zygnematofitas, cianofitas y clorofitas dominaban la comunidad fitoplanctónica. En contraste, en el lago Lo Méndez, los grupos dominantes fueron dinoflagelados y diatomeas, mientras que en el lago Las Tres Pascualas, cianofitas, criptofitas y euglenofitas constituían los principales grupos, esto debido a las características fisicoquímicas únicas de cada lago, que a su vez afectaron la disponibilidad de nutrientes y otros factores ambientales.

Por otro lado, en el estudio realizado por Altamirano y Duran (1999), en el estado de Sinaloa en la costa noroeste de México, evaluaron las proliferaciones de microalgas de 4 granjas dedicadas al cultivo semi-intensivo de camarón con salinidades entre 12 – 35 ppt, en la granja 1 dominan cianobacterias (*Anabaenopsis elenkinii*), en la granja 2 se observó un efecto favorable para el desarrollo de dinoflagelados (*Prorocentrum minimum*) aunque fueron dominantes en periodos cortos de tiempo, mientras que para la granja 3 se obtuvo condiciones favorables para la proliferación de cianobacterias (*Schizothrix calcicola*), finalmente en la granja 4 las floraciones de cianobacterias se mantienen (*Anabaena aequalis* y *Anabaenopsis elenkinii*) llegando a afectar el crecimiento del camarón. Los datos aquí presentados permiten justificar como la salinidad afecta la dominancia de los diferentes grupos fitoplanctónicos, y con ello se corroboran los resultados obtenidos en ambientes de menor salinidad como los de la presente investigación.

Algo similar reportaron Affan et al. (2005), quienes ejecutaron un estudio sobre los cambios estacionales en la comunidad fitoplanctónica en cuatro estanques de cultivo de diferentes especies de peces en Bangladesh durante un período de 16 meses (agosto 2000 – noviembre 2001), en los que se observó una dominancia de clorofitas que representaron el 51,5% en términos de abundancia y número de especies. Estos autores

también mencionaron que las cianofitas dominaban en los meses de primavera a otoño, mientras que las diatomeas en los meses de invierno.

## **9.2. Concentración de microalgas y Oxígeno**

Se conoce que la combinación de alta concentración de oxígeno, temperatura elevada e irradiación intensa puede tener un efecto negativo en la fotosíntesis de las algas durante el cultivo al aire libre. Específicamente, durante el crecimiento activo al mediodía, cada uno de estos factores físicos puede afectar directamente el aparato fotosintético de las microalgas, recomendándose emplear modelos de producción en condiciones de laboratorio, y que pueden ser extrapolados para estanques, con el fin de comprender mejor el crecimiento de las microalgas en cultivos al aire libre (Ugwu et al., 2007). Además, es importante tener en cuenta que la concentración de oxígeno disuelto puede experimentar cambios significativos en presencia de altas concentraciones de microalgas, lo que, a su vez, puede afectar la calidad del agua y la vida acuática circundante (Tseng et al., 1991).

Según Boyd (1989), la saturación de oxígeno en relación a la temperatura y la salinidad de los estanques están entre 7,5-7,8 ppm. Los datos de campo indican que en los tres estanques se llegó a niveles máximos del 98,09% con una concentración de OD de 7,36 mg/L, mientras que, por procesos de respiración, en las noches la saturación de OD llega a su mínimo de 44,16%, con concentraciones de 3,4 mg/L.

Por otro lado, Peng et al. (2013), indican que en los cultivos de microalgas se podrían encontrar niveles de oxígeno disuelto de 100-400% de la saturación del aire, situación no muy común de observar en estanques acuícolas. Sin embargo, hay que considerar que valores altos de saturación de oxígeno no siempre son beneficiosos, ya que pueden tener efectos negativos, como la inhibición del proceso de fotosíntesis y causar daños fotoquímicos en las estructuras fotosintéticas y otros componentes celulares de las microalgas. Por tanto, la saturación de oxígeno en estanques de cultivo tiene un papel importante para la prevalencia de la comunidad fitoplanctónica.

Según Malone (1991), en un estudio realizado en la Bahía de Chesapeake, durante los años 1984-1988, en el cual se enfocó en examinar la relación entre el flujo del río, la producción de fitoplancton y la disminución de oxígeno en el agua. Los resultados revelaron que la disminución del oxígeno en la bahía no está directamente vinculada con la productividad del fitoplancton, sino más bien con la carga de nutrientes y la

acumulación de biomasa del fitoplancton en primavera, siendo dominada por el netoplancton es un tipo de plancton que tiene un tamaño entre 20 y 200 micrómetros compuesto principalmente por organismos heterótrofos, como protozoos, rotíferos, copépodos, que contribuye al agotamiento del oxígeno, y el nanoplancton en verano, lo que lleva al desarrollo de condiciones de hipoxia y anoxia. Además, se observó que la velocidad de agotamiento de oxígeno durante la primavera depende de la temperatura y muestra poca variabilidad de un año al otro, mientras que la extensión de la hipoxia-anoxia en verano exhibe una variabilidad significativa, principalmente en respuesta a las variaciones en la mezcla vertical.

En un estudio por Soulsby et al. (1985), realizaron observaciones del oxígeno disuelto en un estuario, al sur de Inglaterra durante un periodo de 3 años, además de las mediciones en campo de salinidad, temperatura, clorofila *a* y nutrientes en 4 profundidades y 6 sitios diferentes, se realizaron incubaciones en botellas claras y oscuras para calcular las tasas de fotosíntesis y respiración. Los resultados mostraron que una floración de fitoplancton dominada por el ciliado *Mesodinium rubrum* tuvo una correlación significativa entre los niveles de clorofila, las tasas de fotosíntesis y respiración. Por otro lado, se ha demostrado que el material orgánico derivado de la fotosíntesis contribuye significativamente a la demanda de oxígeno en el estuario. Por lo tanto, el fitoplancton desempeña un papel crucial en el ciclo del oxígeno y el mantenimiento de los niveles de oxígeno disuelto en el agua.

### **9.3. Concentración de microalgas y la relación de N:P**

En la presente investigación, los tres estanques de estudio presentaron una relación N:P entre 0,90-21,70:1. Dentro de este rango, las concentraciones de N se mantuvieron en un intervalo de 0,079-1,095 mg/L, mientras que las concentraciones de P estuvieron en el rango de 0,030-0,150 mg/L. Esta variabilidad en las relaciones N: P favoreció la dominancia de clorofitas y cianofitas, que tuvieron una presencia significativamente mayor a lo largo del ciclo de cultivo. Coincidentemente, un estudio realizado por Huang et al., (2023), en un embalse de agua potable en China central, se llevaron a cabo seis tratamientos en los que se emplearon diversas combinaciones de nutrientes para evaluar su efecto en el crecimiento del fitoplancton. Los nutrientes utilizados en cada tratamiento fueron: nitrógeno (N) solo con KNO<sub>3</sub>, fósforo (P) solo con KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub>, y relaciones N:P de 4:1, 8:1 y 16:1, los resultados demostraron que la relación

N:P favorable para el crecimiento de la comunidad fitoplanctónica fue de 19,87:1, con concentraciones de nitrógeno total (TN) de 0,9 a 13,59 mg/L y concentraciones de fósforo total (TP) de 0,02 a 0,684 mg/L, y tuvo efecto estimulante para el crecimiento de Cyanophyta y Chlorophyta.

Según Burford & Pearson (1998), en un estudio que se llevó a cabo en una granja comercial de langostinos peneidos llamada Gold Coast Marine Hatchery en el sureste de Queensland, Australia con una duración de 9 días, con un total de seis estanques que se utilizaron para el experimento, los dos tratamientos en el estudio fueron urea y nitrato de sodio. Se observaron que el rápido crecimiento de *Nitzschia sp.* en los estanques fertilizados con urea se refleja la etapa I de la sucesión del fitoplancton, que se caracteriza por aguas turbulentas y enriquecidas con nutrientes dominadas por diatomeas con altas tasas de crecimiento. A medida que disminuyeron los nutrientes, hubo un aumento gradual de *Prorocentrum*, con un crecimiento más lento, lo que resultando en un mayor recuento de celular de *Nitzschia sp.* en comparación con el tratamiento con nitrato, los grupos de fitoplancton dominantes fueron la diatomea *Nitzschia sp.* y el dinoflagelado *Prorocentrum* mínimo, representando más del 95% de las algas en todos los estanques.

El estudio llevado a cabo por Qin & Culver (1996), en diez estanques en el St. Mary's Fish Hatchery, Ohio, EE. UU., tenía como objetivo investigar el impacto de la densidad de peces y el enriquecimiento de nutrientes en la dinámica del fitoplancton en estanques experimentales. Los resultados revelaron que la composición y abundancia del fitoplancton se vieron más influenciadas por el tipo de fertilizante empleado que por la densidad de peces. El uso de fertilizante inorgánico con una relación N:P alta (20:1) promovió la proliferación de cianobacterias, mientras que el uso de fertilizante orgánico con una relación N:P baja (10:1) suprimió la abundancia de cianobacterias.

Por otra parte, según Domingues et al. (2005), en su estudio realizado en tres localidades del río Guadiana donde evaluaron la relación entre la sucesión del fitoplancton y las proporciones de nutrientes en el periodo de abril a octubre en 2001, determinaron que, en primavera, cuando la relación N:P era alta (>16), se observó un florecimiento de diatomeas. Sin embargo, a medida que la relación N:P (<16) disminuía en verano, la abundancia de algas verdes desciende y da paso a un florecimiento de cianobacterias.

## **10. CONCLUSIONES**

Este estudio se centró en la evaluación de las concentraciones de microalgas en sistemas de recirculación semi-cerrado utilizados en el cultivo de camarón en condiciones de baja salinidad.

Los resultados revelaron una variación significativa en la composición y abundancia de la comunidad fitoplanctónica a lo largo del ciclo de cultivo. En este contexto, se observó una dominancia constante de cianofitas y clorofitas, en los tres estanques de estudio.

La influencia de diferentes factores como el oxígeno, nitrógeno, fósforo y la relación N:P contribuyeron a que se identifique una variación dinámica de los diferentes grupos fitoplanctónicos y que, unido a la influencia de la salinidad de los estanques, permitió la dominancia de los grupos mencionados anteriormente.

La presencia de los principales nutrientes N y P son esenciales para la fotosíntesis y otros procesos metabólicos en las microalgas, lo cual favorece su crecimiento y, en el presente estudio permitieron alcanzar concentraciones microalgales entre 75.000-342.500 cel/mL.

Las variaciones de oxígeno disuelto en respuesta a las concentraciones de microalgas presentaron correlación positiva en dos de los estanques, con lo cual se corrobora la dinámica del OD en los estanques en relación a la cantidad de microalgas presentes.

## Bibliografía

- Affan, A., Jewel, A., Haque, M., Khan, S., & Lee, J.-B. (2005). Seasonal Cycle of Phytoplankton in Aquaculture Ponds in Bangladesh. *Algae*, 20(1), 43-52. <https://doi.org/https://doi.org/10.4490/algae.2005.20.1.043>
- Almanza, V., Parra, O., Bicudo, C., González, M., Lopez, M., & Urrutia, R. (2016). Phytoplankton blooms and changes in the phytoplankton community structure in <https://doi.org/http://dx.doi.org/10.4067/S0717-66432016000200191>
- Alonso, R., & Páez, F. (2 de Abril de 2003). Nutrients, phytoplankton and harmful algal blooms in shrimp ponds: a review with special reference to the situation in the Gulf of California. *Aquaculture*, 2019(1-4), 317-336. [https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(02\)00509-4](https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0044-8486(02)00509-4)
- Alonso, R., & Páez, F. (2019). Nutrients, phytoplankton and harmful algal blooms in shrimp ponds: a review with special reference to the situation in the Gulf of California. *Aquaculture*, 317-336. [https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(02\)00509-4](https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0044-8486(02)00509-4)
- Altamirano, R., & Duran, S. (1999). Florecimiento de microalgas nocivas en estanques para cultivo semi-intensivo de camarón en México. *Revista Latinoamericana de Microbiología*, 41(3), 157-166. <https://www.medigraphic.com/pdfs/lamicro/mi-1999/mi993h.pdf>
- Arumugham, S., Joseph, S., Gopinath, P., Nooruddin, T., & Subramani, N. (2023). Diversity and ecology of freshwater diatoms as pollution indicators from the freshwater Ponds of Kanyakumari district, Tamilnadu. *Energy Nexus*, 9. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.nexus.2022.100164>
- Benoiston, A., Ibarbalz, F., Bittne, L., Guidi, L., Jahn, O., Dutkiewicz, S., & Bowler, C. (2017). The evolution of diatoms and their biogeochemical functions. *Philosophical Transactions of the Royal Society B*, 372, 1-10. <https://doi.org/http://dx.doi.org/10.1098/rstb.2016.0397>
- Bernales, A., Tam, J., Sánchez, S., Jacobo, N., Chang, F., Delgado, E., . . . Demarcq, H. (2022). Grupos funcionales del fitoplancton en el norte del ecosistema de la Corriente de Humboldt. *Boletín Instituto del Mar del Perú*, 37(1), 51-76. <https://doi.org/https://doi.org/10.53554/boletin.v37i1.358>

- Bi, Y., Wang, F., & Zhang, W. (2019). Omics Analysis for Dinoflagellates Biology Research. *Microorganismos*, 7, 288. <https://doi.org/https://doi.org/10.3390/microorganismos7090288>
- Borics, G., Abonyi, A., Salmaso, N., & Ptacnik, R. (2021). Freshwater phytoplankton diversity: models, drivers and implications for ecosystem properties. *Hydrobiologia*, 848(1), 53-75. <https://doi.org/https://doi.org/10.1007/s10750-020-04332-9>
- Boyd, C. (1989). Water Quality Management and Aeration in Shrimp Farming. *Fisheries and Allied Aquacultures Departmental Series # 2. Auburn University.*, 83.
- Boyd, C. (2017). *Global Aquaculture Advocate*. Retrieved 6 de Enero de 2023, from <https://www.globalseafood.org/advocate/el-fitoplancton-es-un-componente-critico-de-los-ecosistemas-de-estanques-acuicolas/>
- Boyd, C. (2018). Aquaculture pond fertilization. *CABI Reviews*. <https://doi.org/https://doi.org/10.1079/PAVSNNR201813002>
- Boyd, C., & Munsiri, P. (1996). Phosphorus Adsorption Capacity and Availability of Added Phosphorus in Soils from Aquaculture Areas in Thailand. *Journal of the World Aquaculture Society*, 27(2), 160-167. <https://doi.org/https://doi.org/10.1111/j.1749-7345.1996.tb00265.x>
- Burford, M., & Pearson, D. (1998). Effect of different nitrogen sources on phytoplankton composition in aquaculture ponds. *Aquatic Microbial Ecology*, 15(3), 277-284. <https://www.int-res.com/articles/ame/15/a015p277.pdf>
- Charalampous, E., Matthiessen, B., & Sommer, U. (2018). Light effects on phytoplankton morphometric traits influence nutrient utilization ability. *Journal of Plankton Research*, 40(5), 568-579. <https://doi.org/https://doi.org/10.1093/plankt/fby037>
- Cuadra, C., Reyes, J., & Sanchez, F. (2018). *Evaluation of the phytoplankton dynamics of the groups (chlorophytes, cyanophytes, diatoms, dinoflagellates) and its relationship with the physical-chemical parameters present in the waters, estuary Salinas Grandes, in the period June-November 2017[Tesis]*. Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua, León, Nicaragua. <https://doi.org/https://doi.org/10.22004/ag.econ.275244>
- Dassow, P., & Montresor, M. (2011). Unveiling the mysteries of phytoplankton life cycles: patterns and opportunities behind complexity. *Journal of Plankton Research*, 33, 3-12. <https://doi.org/https://doi.org/10.1093/plankt/fbq137>

- Davila, L. (2022). *Relación entre los niveles de oxígeno y la turbidez del agua en cultivos de camarón (Litopenaeus vannamei) [Tesis]*. Repositorio digital UTMACHALA, Machala, El Oro, Ecuador. <http://repositorio.utmachala.edu.ec/bitstream/48000/19776/1/ECUACA-2022-IAC-DE00012.pdf>
- Domingues, R., Barbosa, A., & Galvão, H. (2005). Nutrients, light and phytoplankton succession in a temperate estuary (the Guadiana, south-western Iberia). *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 64(2-3), 249-260. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.ecss.2005.02.017>
- Dutkiewicz, S., Cermeno, P., Jahn, O., Follows, M., Hickman, A., Taniguchi, D., & Ward, B. (2020). Dimensions of marine phytoplankton diversity. *Biogeosciences*, 17(1), 609-634. <https://doi.org/https://doi.org/10.5194/bg-17-609-2020>
- Egna, H., & Boyd, C. (1997). *Dinamica de los estanques en acuicultura*. [https://www.academia.edu/31879183/Dinamica\\_de\\_los\\_estanques\\_en\\_acuicultura](https://www.academia.edu/31879183/Dinamica_de_los_estanques_en_acuicultura)
- Fernandes, V., Sabu, E., Shivaramu, M., Gonsalves, M., & Sreepada, R. (2019). Dynamics and succession of plankton communities with changing nutrient levels in tropical culture ponds of whiteleg shrimp. *Aquaculture Environment Interactions*, 11(1), 639-655. <https://doi.org/https://doi.org/10.3354/aei00341>
- Gadea, I. (2009). *Variación espacial del fitoplancton en la zona costera de Gandía y su relación con la entrada de nutrientes [Tesis]*. Universidad Politécnica de Valencia. [https://www.academia.edu/3038992/Variaci%C3%B3n\\_espacial\\_del\\_fitoplancton\\_en\\_la\\_zona\\_costera\\_de\\_Gand%ADa\\_y\\_su\\_relaci%C3%B3n\\_con\\_la\\_entrada\\_de\\_nutrientes](https://www.academia.edu/3038992/Variaci%C3%B3n_espacial_del_fitoplancton_en_la_zona_costera_de_Gand%ADa_y_su_relaci%C3%B3n_con_la_entrada_de_nutrientes)
- Gil, I., Villabona, S., & Ríos, M. (2022). Dinámica temporal y espacial de los grupos funcionales del fitoplancton en un embalse tropical colombiano. *Limnetica*, 41(2), 339-354. <https://doi.org/https://doi.org/10.23818/limn.41.20>
- Grimaud, G., Mairet, F., Sciandra, A., & Bernard, O. (2017). Modeling the temperature effect on the specific growth rate of phytoplankton: a review. *Reviews in Environmental Science and Bio/Technology*, 16, 625-645. <https://doi.org/https://doi.org/10.1007/s11157-017-9443-0>
- Hargreaves, J. (1998). Nitrogen biogeochemistry of aquaculture ponds. *Aquaculture*, 166(3-4), 181-212. [https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(98\)00298-1](https://doi.org/https://doi.org/10.1016/S0044-8486(98)00298-1)

- Henao, L. (2021). *Identificación y cuantificación de microalgas presentes en estanques de policultivo de la empresa acuacultivos El Guajaro S.A. Atlático-Colombia*. Universidad del Sinú E.B.Z. Seccional Cartagena , Cartagena, Colombia. Retrieved 20 de Enero de 2023, from [http://repositorio.unisinucartagena.edu.co:8080/jspui/bitstream/123456789/292/1/IDENTIFICACI%C3%93N%20Y%20CUANTIFICACI%C3%93N%20DE%20MICROALGAS%20PRESENTES%20EN%20ESTANQUES%20DE%20POLICULTIVO%20DE%20LA%20EMPRESA%20ACUACULTIVOS%20EL%20GUAJARO%20S.A.%20ATL%](http://repositorio.unisinucartagena.edu.co:8080/jspui/bitstream/123456789/292/1/IDENTIFICACI%C3%93N%20Y%20CUANTIFICACI%C3%93N%20DE%20MICROALGAS%20PRESENTES%20EN%20ESTANQUES%20DE%20POLICULTIVO%20DE%20LA%20EMPRESA%20ACUACULTIVOS%20EL%20GUAJARO%20S.A.%20ATL%20)
- Herath, S., & Satoh, S. (2015). 15 - Environmental impact of phosphorus and nitrogen from aquaculture. *Feed and Feeding Practices in Aquaculture*, 369-386. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/B978-0-08-100506-4.00015-5>
- Hernández, E., Aguirre, N., Palacio, K., Palacio, J., Ramírez, J., Duque, S., . . . Kruk, C. (2020). Clasificación de grupos morfofuncionales del fitoplancton en seis sistemas lénticos de las regiones Caribe, Andina y Amazónica de Colombia. *Revista de la Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 44(171), 392-406. <https://doi.org/https://doi.org/10.18257/raccefyn.1082>
- Hernández, J. (2016). *Caracterización de la calidad de agua en un sistema intensivo de cultivo de camarón blanco Litopenaeus vannamei, en condiciones de alta salinidad con recambio de agua limitado [Tesis]*. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, La Paz, Baja California Sur. [http://dspace.cibnor.mx:8080/bitstream/handle/123456789/505/hernandez\\_j.pdf?sequence=1&isAllowed=y](http://dspace.cibnor.mx:8080/bitstream/handle/123456789/505/hernandez_j.pdf?sequence=1&isAllowed=y)
- Huang, G., Wang, X., & Deng, L. (2023). Predicting phytoplankton assemblages growth and estimating critical N: P ratios with experimental nutrient additions in a drinking water reservoir of central China. *Journal of Freshwater Ecology*, 38(1). <https://doi.org/https://doi.org/10.1080/02705060.2023.2227654>
- Kociolek, P., & Hamsher, S. (2016). Diatoms: By, with and as Endosymbionts. *World Scientific*, 371-397. [https://doi.org/https://doi.org/10.1142/9781786340580\\_0012](https://doi.org/https://doi.org/10.1142/9781786340580_0012)
- Lara, M. (2014). *Aspectos ecológicos, cultivo, contenido de lípidos totales y proteínas del fitoplancton nativo de un lago polimítico tropical (Lago de Chapala) [Tesis]*. Universidad de Guadalajara. [http://repositorio.cucba.udg.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/5787/Lara\\_Gonzalez\\_Martha\\_Alicia.pdf?sequence=1](http://repositorio.cucba.udg.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/5787/Lara_Gonzalez_Martha_Alicia.pdf?sequence=1)

- Lora, M., López, F., & Pérez, C. (2020). Algas de Cristal; diatomeas. *Recursos Naturales y Sociedad*, 6(1), 25-42. <https://doi.org/https://doi.org/10.18846/renaysoc.2020.06.06.01.0003>
- Lürling , M. (2021). Grazing resistance in phytoplankton. *Hydrobiologia*, 848(1), 237-249. <https://doi.org/https://doi.org/10.1007/s10750-020-04370-3>
- Malone, T. (1991). River flow, phytoplankton production and oxygen depletion in Chesapeake Bay. *Geological Society* , 58, 83-93. <https://doi.org/https://doi.org/10.1144/GSL.SP.1991.058.01.06>
- Martínez, I., Amaya, A., Arrieta, C., Roque, M., Hernández, C., Cea, N., & Torres, B. (2019). Comparación de la productividad primaria con aplicaciones de lombriabono y fertilizante comercial, en cultivos de camarones blancos (*Litopenaeus vannamei*). *Revista Ciencia e Interculturalidad*, 24(1). <https://doi.org/https://doi.org/10.5377/rci.v24i01.8013>
- Muciño, R., Figueroa, M., & Aguirre, A. (2015). Cianofitas de los sistemas fluvio-lagunares Pom-Atasta y Palizada del Este, adyacentes a la Laguna de Términos, Campeche, México. *Polibotánica*(39), 49-78. <https://www.scielo.org.mx/pdf/polib/n39/n39a3.pdf>
- Mutshinda, C., Finkel, Z., Widdicombe, C., & Irwin, A. (2016). Ecological equivalence of species within phytoplankton functional groups. *Functional Ecology*, 30(10), 1714-1722. <https://doi.org/https://doi.org/10.1111/1365-2435.12641>
- Oliva , M., Godínez , J., & Zuñiga , C. (2014). Biodiversidad del fitoplancton de aguas continentales en México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 85(1), 54-61. <https://doi.org/https://doi.org/10.7550/rmb.32706>
- Ortiz, M., Solarte, L., & Sandoval, K. (2019). Biofertilization with chlorophyta and cyanophyta: an alternative for organic food production. *Acta Biológica Colombiana*, 25(2), 303-313. <https://doi.org/http://dx.doi.org/10.15446/abc.v25n2.77183>
- Paerl, H., & Tucker, C. (1995). Ecology of Blue-Green Algae in Aquaculture Ponds. *Journal of the World Aquaculture Society*, 26(2), 109-131. <https://doi.org/https://doi.org/10.1111/j.1749-7345.1995.tb00235.x>
- Peltomaa, E., Aalto, S., Vuorio, K., & Taipale, S. (2017). The Importance of Phytoplankton Biomolecule Availability for Secondary Production. *Frontiers in Ecology and Evolution*, 5(128). <https://doi.org/https://doi.org/10.3389/fevo.2017.00128>

- Peng, L., Lan, C., & Zhang, Z. (2013). Evolution, detrimental effects, and removal of oxygen in microalga cultures: A review. *Environmental Progress & Sustainable Energy*, 32(4), 982-988. <https://doi.org/10.1002/ep.11841>
- Pinzon, C. (2017). *Métodos profilácticos y terapéuticos para el control de flora y fauna presente en una piscina camaronera*. Universidad Técnica de Machala, Machala, Ecuador.  
[http://repositorio.utmachala.edu.ec/bitstream/48000/10518/1/DE00008\\_EXAMENCOMPLEXIVO.pdf](http://repositorio.utmachala.edu.ec/bitstream/48000/10518/1/DE00008_EXAMENCOMPLEXIVO.pdf)
- Qin, J., & Culver, D. (1996). Effect of larval fish and nutrient enrichment on plankton dynamics in experimental ponds. *Hydrobiologia*, 109-118. <https://doi.org/10.1007/BF00023168>
- Ramirez, M. (2009). *Variación de la composición específica y abundancia de cianofitas en estanques de camarón*. Instituto Politécnico Nacional, La Paz. <https://www.repositoriodigital.ipn.mx/bitstream/123456789/13929/1/ramirezr1.pdf>
- Robles, G., Gollas, T., Martínez, M., Martínez, L., Miranda, A., & Vargas, F. (2020). The nitrification process for nitrogen removal in biofloc system aquaculture. *Reviews in Aquaculture*, 12(4), 2228-2249. <https://doi.org/10.1111/raq.12431>
- Rodríguez, C., Vinocur, A., & Izaguirre, I. (2019). Dinámica del fitoplancton en tres lagos urbanos con diferentes estrategias de manejo: Análisis de floraciones estivales. *Ecología Austral*, 29(1), 72-93. <https://doi.org/10.25260/EA.19.29.1.0.743>
- Rodríguez, H., & Escobar, E. (2001). La calidad del agua y la productividad de un estanque en acuicultura. [https://www.academia.edu/34653724/Cap%C3%ADtulo\\_111\\_LA\\_CALIDAD\\_DEL\\_AGUA\\_Y\\_LA\\_PRODUCTIVIDAD\\_DE\\_UN\\_ESTANQUE\\_EN\\_ACUICULTURA](https://www.academia.edu/34653724/Cap%C3%ADtulo_111_LA_CALIDAD_DEL_AGUA_Y_LA_PRODUCTIVIDAD_DE_UN_ESTANQUE_EN_ACUICULTURA)
- Ruiz, A. (2018). *Diversidad fitoplanctonica en el ecosistema marino de Cerro Negro y Chérrepe, La Libertad-Perú 2017 [Tesis]*. Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo, Perú.  
<https://dspace.unitru.edu.pe/bitstream/handle/UNITRU/10853/Ruiz%20Fernandez%2c%20Anthony%20Mik%20Otoniel.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

- Seymour, E. (1980). The effects and control of algal blooms in fish ponds. *Aquaculture*, 19(1), 55-74. [https://doi.org/https://doi.org/10.1016/0044-8486\(80\)90007-1](https://doi.org/https://doi.org/10.1016/0044-8486(80)90007-1)
- Silva, S. (2022). Variabilidad de fitoplancton en aguas residuales de la playa Chipipe, Salinas 2021; [Tesis]. *Tesis de Biología Marina*. Repositorio Universidad Estatal Península de Santa Elena, La libertad. <https://repositorio.upse.edu.ec/handle/46000/8104>
- Silva, T., & Borrelly, S. (2021). Use of ionizing radiation for the inhibition and removal of cyanotoxins in water: A brief review. *Brazilian Journal of Radiation Sciences*, 9(1A), 1-18. <https://doi.org/https://doi.org/10.15392/bjrs.v9i1A.1457>
- Soulsby, P., Mollowney, M., Marsh, G., & Lowthion, D. (1985). The Role of Phytoplankton in the Dissolved Oxygen Budget of a Stratified Estuary. *Water Science & Technology*, 17(4-5), 745-756. <https://doi.org/https://doi.org/10.2166/wst.1985.0176>
- Taipale, S., Vuorio, K., Aalto, S., Peltomaa, E., & Tirola, M. (2019). Eutrophication reduces the nutritional value of phytoplankton in boreal lakes. *Environmental Research*, 179(1). <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.envres.2019.108836>
- Tseng, K., Huang, J., & Liao, I. (1991). Species control of microalgae in an aquaculture pond. *Water Research*, 24(11), 1431-1437. [https://doi.org/https://doi.org/10.1016/0043-1354\(91\)90122-7](https://doi.org/https://doi.org/10.1016/0043-1354(91)90122-7)
- Ugwu, C., Aoyagi, H., & Uchiyama, H. (2007). Influence of irradiance, dissolved oxygen concentration, and temperature on the growth of *Chlorella sorokiniana*. *Photosynthetica*, 45(2), 309-311. <https://doi.org/https://doi.org/10.1007/s11099-007-0052-y>
- Vaulot, D. (1995). The Cell Cycle of Phytoplankton: Coupling Cell Growth to Population Growth. *Molecular Ecology of Aquatic Microbes*, 38, 303-322. [https://doi.org/https://doi.org/10.1007/978-3-642-79923-5\\_17](https://doi.org/https://doi.org/10.1007/978-3-642-79923-5_17)
- Verma, A., Barua, A., Ruvindy, R., Savela, H., Ajani, P., & Murray, S. (2019). The Genetic Basis of Toxin Biosynthesis in Dinoflagellates. *Microorganisms*, 7(8), 222. <https://doi.org/https://doi.org/10.3390/microorganisms7080222>
- Wacker, A., Marzetz, V., & Spijkerman, E. (2015). Interspecific competition in phytoplankton drives the availability of essential mineral and biochemical nutrients. *Ecology*, 96(9), 2467-2477. <https://doi.org/https://doi.org/10.1890/14-1915.1>

- Wang, B., Song, Q., Long, J., Song, G., Mi, W., & Bi, Y. (2019). Optimization method for *Microcystis* bloom mitigation by hydrogen peroxide and its stimulative effects on growth of chlorophytes. *Chemosphere*, 228, 503-512. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2019.04.138>
- Wang, M., Fan, Z., Wang, R., Liu, Z., Gao, F., Zhang, Z., . . . Lu, M. (2022). Nitrogen removal performance, and microbial community structure of water and its association with nitrogen metabolism of an ecological engineering pond aquaculture system. *Aquaculture Reports*, 25. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2022.101258>
- Welch, P. (1952). *Limnology*. 2nd Edition, McGraw-Hill Book Co., New York.
- Yang, W., Zhu, J., Zheng, C., Lukwambe, B., Nicholaus, R., Lu, K., & Zheng, Z. (2020). Succession of phytoplankton community during intensive shrimp (*Litopenaeus vannamei*) cultivation and its effects on cultivation systems. *Aquaculture*, 520(1). <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2019.734733>
- Yure, C., & Olivera, A. (2020). Una mini revisión sobre los desafíos y oportunidades en el cultivo de dinoflagelados. *Borneo Journal of Marine Science and Aquaculture*, 4(1). <https://doi.org/https://doi.org/10.51200/bjomsa.v4i1.2300>
- Zhang, M., Dong, J., Gao, Y., Liu, Y., Zhou, C., Meng, X., . . . Lv, X. (2021). Patterns of phytoplankton community structure and diversity in aquaculture ponds, Henan, China. *Aquaculture*, 544, 1-8. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2021.737078>
- Zhu, D., Cheng, X., Sample, D., & Yazdi, M. (2020). Effect of intermittent aeration mode on nitrogen concentration in the water column and sediment pore water of aquaculture ponds. *Journal of Environmental Sciences*, 90(1), 331-342. <https://doi.org/https://doi.org/10.1016/j.jes.2019.11.022>
- Zohary, T., Flaim, G., & Sommer, U. (2020). Temperature and the size of freshwater phytoplankton. *Hydrobiologia*, 848(1), 143-155. <https://doi.org/https://doi.org/10.1007/s10750-020-04246-6>

## ANEXOS



Anexo 1. Registro de datos informativos sobre los estanques de estudio.



Anexo 2. Toma de muestras de agua con el uso del tubo muestreador fabricado por los estudiantes



Anexo 3. Toma de muestras para conteo de microalgas y determinación de grupos fitoplanctónicos.



Anexo 4. Reactivos químicos utilizados para la determinación de nitrógeno y fósforo.



Anexo 5. Análisis de nutrientes (N y P) mediante el uso del fotómetro YSI-9500



Anexo 6. Supervisión de las biólogas a cargo del laboratorio de la empresa.