



UTMACH

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE ACUICULTURA

Efecto del óxido de silicio micronizado en la productividad primaria y calidad de agua en estanques de cultivo de *Litopenaeus vannamei*.

**ONCE CELY YANNER ADRIAN
INGENIERO ACUICOLA**

**HONORES ROMERO EUGENIO PEDRO
INGENIERO ACUICOLA**

**MACHALA
2024**



UTMACH

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE ACUICULTURA

Efecto del óxido de silicio micronizado en la productividad primaria y calidad de agua en estanques de cultivo de *Litopenaeus vannamei*.

**ONCE CELY YANNER ADRIAN
INGENIERO ACUICOLA**

**HONORES ROMERO EUGENIO PEDRO
INGENIERO ACUICOLA**

**MACHALA
2024**



UTMACH

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

CARRERA DE ACUICULTURA

PROYECTOS DE INVESTIGACIÓN

Efecto del óxido de silicio micronizado en la productividad primaria y calidad de agua en estanques de cultivo de *Litopenaeus vannamei*.

**ONCE CELY YANNER ADRIAN
INGENIERO ACUICOLA**

**HONORES ROMERO EUGENIO PEDRO
INGENIERO ACUICOLA**

SANTACRUZ REYES ROBERTO ADRIAN

**MACHALA
2024**

Efecto del óxido de silicio micronizado en la productividad primaria y calidad de agua en estanques de cultivo de *Litopenaeus vannamei*.

por Eugenio Honores

Fecha de entrega: 12-ago-2024 07:54a.m. (UTC-0500)

Identificador de la entrega: 2431029723

Nombre del archivo: Honores-Once_-_final_draft.docx (871.28K)

Total de palabras: 18051

Total de caracteres: 102904

Efecto del óxido de silicio micronizado en la productividad primaria y calidad de agua en estanques de cultivo de *Litopenaeus vannamei*.

INFORME DE ORIGINALIDAD

5 %

INDICE DE SIMILITUD

5%

FUENTES DE INTERNET

2%

PUBLICACIONES

0%

TRABAJOS DEL
ESTUDIANTE

FUENTES PRIMARIAS

1

issuu.com

Fuente de Internet

1%

2

hdl.handle.net

Fuente de Internet

<1%

3

cienciasagricolas.inifap.gob.mx

Fuente de Internet

<1%

4

www.dinko.es

Fuente de Internet

<1%

5

repositorio.lamolina.edu.pe

Fuente de Internet

<1%

6

sired.udenar.edu.co

Fuente de Internet

<1%

7

"El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2022",
Food and Agriculture Organization of
the United Nations (FAO), 2022

Publicación

<1%

8

ruc.udc.es

Fuente de Internet

<1%

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

Los que suscriben, ONCE CELY YANNER ADRIAN y HONORES ROMERO EUGENIO PEDRO, en calidad de autores del siguiente trabajo escrito titulado Efecto del óxido de silicio micronizado en la productividad primaria y calidad de agua en estanques de cultivo de *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.



ONCE CELY YANNER ADRIAN

0706550225



HONORES ROMERO EUGENIO PEDRO

0705391696

AGRADECIMIENTOS

Quiero expresar mi más profundo agradecimiento a la vida por haberme permitido atravesar un camino lleno de desafíos y obstáculos, que me han llevado a alcanzar este momento. A mis padres, Felipe y Alejandrina, y a mi hermano Abdón, les agradezco desde el fondo de mi corazón por su apoyo incondicional y desinteresado, por ser mi fuente de motivación e inspiración diaria.

Agradezco al Ing. Juan Gabela y a su grupo de trabajo ACUASERVICIOS, por impulsar esta investigación.

Agradezco a mi tutor de tesis PhD. Roberto Santacruz, por brindarme su orientación durante todo el transcurso de esta travesía.

Quiero expresar mi más sincero agradecimiento a mi compañero, colega y, sobre todo, gran amigo Yanner, por su incansable dedicación y responsabilidad en la culminación de este trabajo investigativo. Su compromiso y ahínco fueron fundamentales para alcanzar este logro. Pero más allá de su contribución profesional, quiero agradecerle por estar presente en los momentos difíciles y buenos, por ser un amigo leal y confiable.

Quiero expresar un agradecimiento especial a mi buen amigo Rommel, quien estuvo siempre presente para brindarme su apoyo cuando lo necesite. Sus valiosos consejos y orientación fueron fundamentales. Me siento afortunado de haber contado con su compañía durante todo este proceso.

De igual manera agradecer a la universidad por permitirme conocer distintos compañeros entre ellos René, Vicente y Hans que luego se hicieron amigos y que ahora forman parte de mi círculo personal, gracias por las vivencias y anécdotas.

Y finalmente, quiero expresar mi más sincero agradecimiento a aquellas personas que, en el momento preciso, me extendieron una mano amiga, ofreciéndome su apoyo, orientación y aliento. Su generosidad y bondad fueron fundamentales para mi crecimiento.

Eugenio Honores

AGRADECIMIENTOS

Quiero brindar mi más sincero agradecimiento a mis padres, Daniel Once y Cecilia Cely, y a mi hermana Yeleny Once, quienes me han acompañado durante todo este proceso educativo, por el apoyo brindado a lo largo de la carrera y por el esfuerzo. Su aliento y dedicación han sido esenciales en cada meta superada.

Estoy eternamente agradecido con el Ing. Juan Gabela y su excelente grupo de trabajo por apoyarnos y brindarnos acogida en su empresa ACUASERVICIOS; su empeño hizo posible este trabajo.

Agradezco encarecidamente al Dr. Roberto Adrián Santacruz Reyes por su experimentada guía y su invaluable apoyo en esta investigación. Su orientación y consejos han sido fundamentales para el éxito de este proyecto.

Extiendo mi gratitud a la Dra. Lita Scarleth Sorroza Ochoa y al Dr. Patricio Colón Velázquez López por su dedicación y las valiosas perspectivas que moldearon esta investigación.

Me encuentro profundamente agradecido por contar con la amistad y apoyo de Eugenio; su esfuerzo y voluntad han sido cruciales en este proyecto. Aprecio el tiempo transcurrido con su respaldo y con la autenticidad que lo define.

Finalmente, quiero dar las gracias a mis amigos Rommel, René, Vicente, Hans y a mis familiares, quienes fueron una fuente de inspiración y motivación. A través de su colaboración, opiniones y apoyo, han hecho de esta formación académica una experiencia memorable.

Yanner Once

DEDICATORIA

*“Los de atrás también llegan”
Felipe Honores*

Este triunfo es un homenaje a mis padres, Alejandrina y Felipe, y a mi hermano Abdón, quienes han sido pilares fundamentales en mi vida. A lo largo de este camino, enfrenté numerosos desafíos y obstáculos, pero siempre mantuve mi objetivo claro: llegar hasta aquí. Gracias a su apoyo incondicional, amor y motivación, pude superar cada dificultad y alcanzar este logro. Por eso, quiero dedicarles este éxito, porque sin ellos, no hubiera sido posible. Este logro es por y para ustedes.

A mis seres queridos que ya no están físicamente a mi lado, pero permanecen eternamente en mi corazón y memoria: tío Juan y tía Faustina.

Eugenio Honores

DEDICATORIA

Este logro está dedicado a mis padres, Daniel y Cecilia, cuya sabiduría, apoyo y dedicación han sido indispensables en mi vida. A mi hermana Yeleny, cuya confianza incondicional y su invaluable guía me han permitido alcanzar este objetivo.

A mis familiares, quienes me han brindado su solidaridad y han compartido alegrías, desafíos y adversidades a mi lado. Su presencia ha sido esencial para seguir adelante.

Esta meta cumplida es tanto mía como de todos ustedes. Gracias por acompañarme en todo este camino.

Yanner Once

ÍNDICE DE CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS	I
DEDICATORIA	III
RESUMEN.....	XII
1. INTRODUCCIÓN	- 1 -
1.1. Planteamiento del problema	- 3 -
1.2. Justificación	- 4 -
1.3. Objetivos.....	- 5 -
1.3.1. Objetivos generales.....	- 5 -
1.3.2. Objetivos específicos	- 5 -
1.4. Hipótesis	- 5 -
2. MARCO TEÓRICO	- 6 -
2.1. Historia de la acuicultura	- 6 -
2.1.1. Acuicultura en la actualidad.....	- 6 -
2.1.2. Acuicultura en Ecuador.....	- 7 -
2.2. Cultivo de <i>Litopenaeus vannamei</i> en Ecuador	- 8 -
2.3. Prácticas comunes estanques acuícolas	- 8 -
2.3.1. Secado de estanque	- 9 -
2.3.2. Encalado.....	- 9 -
2.3.3. Maduración de agua.....	- 10 -
2.3.4. Peróxido de hidrógeno	- 10 -
2.3.5. Recambio de agua	- 10 -
2.4. Calidad de agua.....	- 10 -
2.5. Fitoplancton en estanques.....	- 11 -
2.5.1. Cyanophyta	- 11 -
2.5.2. Dinoflagelados	- 12 -
2.5.3. Clorofitas.....	- 13 -
2.5.4. Bacillariophyta.....	- 13 -
2.6. Factores que influyen en el crecimiento de diatomeas	- 14 -
2.6.1. Temperatura	- 14 -
2.6.2. Luz	- 15 -
2.6.3. pH.....	- 15 -
2.6.4. Salinidad	- 16 -
2.6.5. Nutrientes	- 16 -
2.6.6. Sílice	- 17 -
2.6.7. Relación N:P	- 17 -
2.7. Beneficios de las diatomeas.....	- 17 -
2.8. Fertilizantes utilizados en acuicultura	- 18 -
2.8.1. Orgánico.....	- 18 -
2.8.2. Inorgánico	- 19 -
2.8.2.1. Amonio (NH ₄).....	- 19 -

2.8.2.2.	Nitrito (NO ₂).....	- 20 -
2.8.2.3.	Nitrato (NO ₃).....	- 20 -
2.8.2.4.	Fosfato (PO ₄).....	- 20 -
2.8.2.5.	Silicatos	- 21 -
2.9.	Granulometría de los fertilizantes.....	- 21 -
2.9.1.	Óxido de silicio	- 22 -
2.9.2.	Óxido de silicio micronizado	- 22 -
2.10.	Conteo e identificación de fitoplancton.....	- 23 -
3.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	- 24 -
3.1.	Materiales y Equipos	- 24 -
3.1.1.	Material de oficina	- 24 -
3.1.2.	Material de campo.....	- 24 -
3.1.3.	Material de laboratorio.....	- 25 -
3.2.	Metodología.....	- 25 -
3.2.1.	Ubicación del área de estudio	- 25 -
3.2.2.	Descripción de las áreas de estudio.....	- 25 -
3.2.3.	Etapa experimental.....	- 27 -
3.2.4.	Diseño Experimental.....	- 27 -
3.2.5.	Diseño de las unidades experimentales.....	- 27 -
3.2.6.	Modelo experimental	- 29 -
3.2.7.	Obtención de muestras	- 30 -
3.2.8.	Obtención de agua.....	- 30 -
3.2.9.	Manejo del experimento	- 31 -
3.2.9.1.	Preparación de estanques.....	- 31 -
3.2.9.2.	Aplicación de óxido de silicio	- 31 -
3.3.	Variables a medir	- 32 -
3.3.1.	Análisis de agua	- 32 -
3.3.1.1.	Evaluación fitoplanctónica.....	- 32 -
3.3.1.2.	Procedimiento para evaluación fitoplanctónica	- 33 -
3.3.1.3.	Parámetros de calidad de agua	- 34 -
3.3.1.4.	Análisis de nutrientes	- 34 -
3.3.1.5.	Procedimiento para medición de nutrientes	- 35 -
3.3.1.5.1.	Amoníaco (NH ₃)	- 35 -
3.3.1.5.2.	Nitrito (NO ₂)	- 35 -
3.3.1.5.3.	Nitrato (NO ₃)	- 35 -
3.3.1.5.4.	Fosfatos LR (PO ₄).....	- 36 -
3.3.1.5.5.	Silicio LR (SiO ₂).....	- 36 -
4.	RESULTADOS	- 37 -
4.1.	Análisis de agua.....	- 37 -
4.1.1.	Evaluación fitoplanctónica.....	- 37 -
4.1.1.1.	Análisis fitoplanctónico cuantitativo.....	- 37 -
4.1.1.1.1.	Comparación de producción de Bacillariophyta en ambos ambientes.	- 40 -

4.1.1.2.	Análisis fitoplanctónico cualitativo.....	- 41 -
4.1.2.	Parámetros de calidad de agua.....	- 43 -
4.1.2.1.	Oxígeno.....	- 43 -
4.1.2.2.	pH.....	- 44 -
4.1.2.3.	Temperatura.....	- 45 -
4.1.3.	Análisis de nutrientes.....	- 46 -
4.1.3.1.	Amoníaco (NH ₃).....	- 51 -
4.1.3.2.	Fósforo (P).....	- 52 -
4.1.3.3.	Sílice.....	- 54 -
4.1.3.4.	Relación N:P.....	- 55 -
5.	DISCUSIÓN.....	- 57 -
5.1.	Respuesta de la aplicación de Óxido de silicio micronizado en parámetros físicos-químicos y biológicos en los ambientes Marino y Salobre.....	- 57 -
5.1.1.	Oxígeno.....	- 57 -
5.1.2.	pH.....	- 57 -
5.1.3.	Temperatura.....	- 58 -
5.1.4.	Fósforo.....	- 58 -
5.1.5.	Sílice.....	- 59 -
5.1.6.	Relación N:P.....	- 60 -
5.1.7.	Salinidad.....	- 60 -
6.	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	- 62 -
6.1.	Conclusiones.....	- 62 -
6.2.	Recomendaciones.....	- 63 -
7.	BIBLIOGRAFÍA.....	- 64 -
	ANEXOS.....	- 71 -

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Ilustración satelital de la granja acuícola de ambiente salobre.	- 26 -
Figura 2. Ilustración satelital de la granja acuícola de ambiente marino.....	- 26 -
Figura 3. Croquis experimental para la aplicación de óxido de silicio en las granjas acuícolas con réplicas y control.	- 28 -
Figura 4. Diseño experimental de la asignación de SiO ₂ a los estanques en granja de agua marina.....	- 28 -
Figura 5. Diseño experimental de la asignación de SiO ₂ a los estanques en granja de agua salobre.	- 29 -
Figura 6. Variación de células/mL por grupos taxonómicos en estanques del ambiente marino con fertilizante (A) y sin fertilizante (B) en momentos de medición.	- 38 -
Figura 7. Variación de los promedios de células/mL por grupos taxonómicos en estanques de ambiente salobre con fertilizante (A) y sin fertilizante (B) en relación al momento de medición.....	- 40 -
Figura 8. Comparación de la densidad promedio de células/mL y desviación estándar en el grupo de Bacillariophyta en los dos ambientes.....	- 41 -
Figura 9. Dinámica de oxígeno disuelto (mg/L) en los momentos de medición por unidades de tratamiento y control en la granja de Agua Marina (A) y Salobre (B). .	- 44 -
Figura 10. Dinámica del pH del agua en los momentos de medición segmentado por unidades de tratamiento y control en la granja de Agua Marina (A) y Salobre (B). .	- 45 -
Figura 11. Dinámica de temperatura del agua (°C) en los momentos de medición por unidades de tratamiento y control en la granja de Agua Marina (A) y Salobre (B). .	- 46 -
Figura 12. Variación del amoníaco (NH ₃) del agua en mg/L, segmentado por unidades de tratamiento y control en la granja Agua Marina (A) y Salobre (B).	- 52 -
Figura 13. Variación del fósforo (P) del agua en mg/L, segmentado por unidades de tratamiento y control en la granja de Agua Marina (A) y Salobre (B).	- 53 -
Figura 14. Variación del sílice (SiO ₂) del agua en mg/L, segmentado por unidades de tratamiento y control en la granja de Agua Marina (A) y Salobre (B).	- 55 -
Figura 15. Muestreador de vacío para conteo fitoplanctónico.	- 76 -
Figura 16. Instrumentos utilizados en análisis físico-químicos.....	- 76 -
Figura 17. Etiquetado de las muestras de agua para conteo de microalgas.....	- 76 -
Figura 18. Resultado de Nitrógeno amoniacal en análisis de agua.	- 77 -
Figura 19. Metodología de recolección de agua para conteo de microalgas.	- 77 -

Figura 20. Toma de 10 µl con una micropipeta para conteo de fitoplancton.	- 77 -
Figura 21. Resultado de Sílice en análisis de agua.....	- 78 -
Figura 22. Proceso de filtrado del agua con la ayuda de papel filtro.....	- 78 -
Figura 23. Resultado de Nitrito en análisis de agua.	- 78 -
Figura 24. Realización de análisis físico-químicos.	- 79 -
Figura 25. Tiempo de reacción tras aplicación de los reactivos a las muestras.....	- 79 -
Figura 26. Visualización de <i>Gloeocapsa sp</i> bajo el lente de 40x.	- 79 -
Figura 27. Visualización de <i>Cylindrotheca sp</i> bajo el lente de 40x.....	- 80 -
Figura 28. Visualización de <i>Cymbella sp</i> bajo el lente de 40x.	- 80 -
Figura 29. Visualización de <i>Gyrosigma sp</i> bajo el lente de 40x.....	- 80 -
Figura 30. Recolección de alícuotas para análisis físico-químico.	- 81 -
Figura 33. Registro de control de calidad de agua llevado a cabo durante el periodo experimental en la granja acuícola de Ambiente Salobre.	- 82 -
Figura 34. Registro de control de nutrientes llevado a cabo durante el periodo experimental en la granja acuícola de Ambiente Marino.	- 83 -
Figura 35. Registro de control de nutrientes llevado a cabo durante el periodo experimental en la granja acuícola de Ambiente Marino.	- 84 -

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla I. Materiales y Softwares utilizados.....	- 24 -
Tabla II. Materiales de campo empleados.	- 24 -
Tabla III. Materiales de laboratorio y elementos aplicados.....	- 25 -
Tabla IV. Densidades máximas y mínimas de fitoplancton.	- 32 -
Tabla V. Rango de variables químicas en agua dulce y marina.	- 34 -
Tabla VI. Densidad fitoplanctónica (cel/mL) e incremento porcentual por grupos taxonómicos (Promedio \pm DE) en agua marina.....	- 37 -
Tabla VII. Densidad fitoplanctónica (cel/mL) e incremento porcentual por grupos taxonómicos (Promedio \pm DE) en agua salobre.	- 39 -
Tabla VIII. Listado de géneros de Bacillariophytas encontrados en el conteo por mililitro en el periodo experimental en muestras de las granjas de Agua Marina y Salobre.	- 42 -
Tabla IX. Valores de parámetros de calidad de agua (Promedio \pm DE) en cada granja acuícola por unidades de tratamiento y control.	- 43 -
Tabla X. Dinámica de nutrientes analizados en el periodo experimental en función de los estanques con tratamiento y control en la granja acuícola de Agua Marina.	- 47 -
Tabla XII. Valores de Amoníaco en el agua en mg/L (Promedio \pm DE) en cada granja acuícola por unidades de tratamiento y control.	- 51 -
Tabla XIII. Valores de Fósforo en el agua en mg/L (Promedio \pm DE) en cada granja acuícola por unidades de tratamiento y control.	- 53 -
Tabla XIV. Valores de Sílice en el agua en mg/L (Promedio \pm DE) en cada granja acuícola por unidades de tratamiento y control.	- 54 -
Tabla XV. Promedio de relación N:P en el agua de los estanques en cada granja acuícola por unidades de tratamiento y control.	- 56 -
Tabla XVI. Modelo de géneros de fitoplancton por grupos taxonómicos predominantes en los distintos ambientes.	- 71 -
Tabla XVII. Densidad de los géneros fitoplanctónicos (cel/mL) e incremento porcentual por grupos taxonómicos (Promedio \pm DE) en agua marina.....	- 72 -
Tabla XVIII. Densidad de los géneros fitoplanctónicos (cel/mL) e incremento porcentual por grupos taxonómicos (Promedio \pm DE) en agua salobre.	- 72 -
Tabla XIX. Listado de géneros de Cyanophyta encontrados en el conteo por mililitro en el periodo experimental en muestras de las granjas de Agua marina y Salobre.	- 73 -

Tabla XX. Valores promedios de Nitrógeno amoniacal en el agua en mg/L en cada granja acuícola por unidades de tratamiento y control. - 73 -

Tabla XXI. Valores promedios de Nitrógeno de nitrito en el agua en mg/L en cada granja acuícola por unidades de tratamiento y control. - 74 -

Tabla XXII. Valores promedios de Nitrógeno de nitrato en el agua en mg/L en cada granja acuícola por unidades de tratamiento y control. - 74 -

Tabla XXIII. Valores promedios de Silicio en el agua en mg/L en cada granja acuícola por unidades de tratamiento y control..... - 74 -

Tabla XXIV. Valores promedios de Nitrógeno total en el agua en mg/L en cada granja acuícola por unidades de tratamiento y control. - 75 -

RESUMEN

La productividad primaria es un indicador del manejo en medios acuáticos y de la dinámica de nutrientes en los estanques. Para obtener un perfil fitoplanctónico adecuado, es esencial emplear prácticas efectivas. Aumentar la densidad celular de diatomeas de forma considerable en la actividad acuícola, se logra mediante la incorporación de fertilizantes específicos que contengan silicio. En esta investigación, se evaluó el efecto del óxido de silicio micronizado como una alternativa viable para incrementar la densidad de diatomeas; considerando y discerniendo diferentes parámetros intervinientes como salinidad, pH, temperatura y nutrientes.

El experimento se realizó en dos distintas salinidades. En el ambiente marino, los estanques de control presentaron una densidad de Bacillariophyta de 62.292 células/mL, mientras que los estanques con fertilizante alcanzaron concentraciones de 118.611 células/mL, lo que representa un incremento de 90.41%. En agua salobre, las densidades en los estanques con fertilizante y estanques de control fueron de 81.042 células/mL y 110.417 células/mL, respectivamente, representando un incremento de 36.25%.

Se comprobó que el óxido de silicio micronizado influye positivamente en la densidad de diatomeas en ambos ambientes. Además, se observó que condiciones del medio como salinidad, temperatura y relaciones N:P afectan a los grupos taxonómicos identificados. Sin embargo, las elevadas cantidades de cianobacterias se asociaron con variaciones en temperatura, fósforo y salinidad. Estos resultados indican que el óxido de silicio micronizado aumenta la concentración de diatomeas en ambientes salobres y marinos, siendo más eficiente en el ambiente marino.

Palabras clave: Bacillariophyta, óxido de silicio, densidad celular, micronizado, calidad de agua.

ABSTRACT

Primary productivity serves as an indicator of management practices in aquatic environments and the dynamics of nutrients within ponds. Achieving an optimal phytoplankton profile requires the implementation of effective strategies. A significant increase in diatom cell density in aquaculture can be attained by incorporating specific fertilizers containing silicon. This research evaluated the effect of micronized silicon oxide as a viable alternative for enhancing diatom density, considering and analyzing various intervening parameters such as salinity, pH, temperature, and nutrients.

The experiment was conducted under two different salinity conditions. In marine environments, control ponds exhibited a Bacillariophyta density of 62,292 cells/mL, while ponds treated with the fertilizer reached concentrations of 118,611 cells/mL, representing a 90.41% increase. In brackish water, the densities in fertilized and control ponds were 81,042 cells/mL and 110,417 cells/mL, respectively, reflecting a 36.25% increase.

It was confirmed that micronized silicon oxide positively influences diatom density in both environments. Additionally, environmental conditions such as salinity, temperature, and N:P ratios were observed to affect the identified taxonomic groups. However, high cyanobacteria counts were associated with variations in temperature, phosphorus, and salinity. These findings indicate that micronized silicon oxide enhances diatom concentration in both brackish and marine environments, with greater efficiency observed in the marine setting.

Keywords: Bacillariophyta, silicon oxide, cell density, micronized, water quality.

1. INTRODUCCIÓN

La acuicultura en los últimos años ha sido clave en la producción de alimentos. El cultivo de *Litopenaeus vannamei* es muy popular a nivel mundial, siendo una de las actividades con mayor movimiento de exportación. En Ecuador, la actividad comenzó a finales de los años 60 en la ciudad de Santa Rosa, provincia de El Oro, de forma rústica. En 2022, la producción superó el millón de toneladas exportadas, valoradas en \$7 mil millones, representando el 25,53% del total de exportaciones del país. Posicionándolo como uno de los países productores más grande a nivel mundial.

Estos organismos, en su estado natural, se alimentan de fitoplancton (algas marinas microscópicas), zooplancton (como pequeños crustáceos, artemias o copépodos) y materia orgánica en suspensión, que son diminutas partículas orgánicas provenientes de otros animales o plantas. En cautiverio, su dieta se basa en alimentos balanceados y en la productividad primaria que alberga el entorno. Es decir, dependen principalmente del control y manejo del estanque para su desarrollo, que estará supeditado a la calidad del agua y alimento disponible en el medio.

Con la evolución de la actividad y la adopción de nuevas técnicas para satisfacer la creciente demanda, se ha logrado aumentar la producción a través de estrategias como el incremento de densidades de cultivo y la aplicación de productos químicos o fertilizantes. No obstante, esta intensificación conlleva una de las grandes problemáticas de la actividad: la calidad del agua. En el caso de una mayor cantidad de organismos por metro cuadrado, se incrementará la presencia tóxica de excreciones depositadas en el fondo, las cuales deberán ser reducidas por las microalgas. Estas microalgas también serán responsables de proporcionar oxígeno disuelto en el agua, lo que sugiere un impacto indirecto en la salud de los camarones.

El uso cotidiano de fertilizantes deriva en la importancia que tienen las microalgas en los cuerpos de agua, ya que estas realizan procesos fotosintéticos vitales. Además, desempeñan un rol importante en la dieta de varios organismos, como lo es el caso de las diatomeas, utilizadas como fuente de alimento vivo para algunas etapas de peces, moluscos y crustáceos. Estas algas requieren silicio, o denominados silicatos, que contribuyen a la formación de la cubierta de sílice que posee. Entre los diferentes

productos que existen podemos encontrar el nitrato de sodio, superfosfato triple y SiO_2 (óxido de silicio).

El óxido de silicio, también conocido como sílice o dióxido de silicio, desempeña un papel crucial en la acuicultura al ser utilizado en diversos aspectos. En este trabajo nos centraremos en estudiar su función como supuesto fertilizante y estabilizador del fitoplancton. Su proceso de elaboración consiste en la trituración de restos de algas diatomeas fosilizadas; tras la pulverización, sus esqueletos adoptan la forma de microscópicas agujas de silicio, formando un polvo fino similar al talco, sin la necesidad de añadir aditivos químicos.

De antemano, se conoce que el incorrecto control de un estanque acuícola genera problemas en la producción y crecimiento de la especie, afectando a los rendimientos de la actividad, además de contribuir negativamente en los impactos medioambientales en la descarga de efluentes.

1.1. Planteamiento del problema

La actividad acuícola está enfocada en aumentar las producciones, mediante la implementación de protocolos e insumos industriales, como los fertilizantes, que mejoran la fertilidad y producción de fitoplancton en el estanque mediante la disolución de minerales esenciales, como el nitrógeno y fósforo. Es común el uso de fertilizantes para estimular el crecimiento de microalgas. Sin embargo, la granulometría del fertilizante obstaculiza la tasa de hidrólisis de los minerales.

La granulometría es el tamaño de las partículas del componente. Se deduce que, a menor granulometría, se logra un efecto favorable en la solubilidad del fertilizante en el agua. Un menor tamaño proporciona una mayor superficie de contacto con el cuerpo de agua, lo que resulta en la liberación instantánea de nutrientes listos para la absorción del fitoplancton, en este caso, las diatomeas.

Se favorece el crecimiento de diatomeas al fertilizar un cuerpo de agua con sílice y nitrógeno. Al adicionar dióxido de silicio, proporcionamos mayor cantidad de sílice, lo que desplaza la presencia de cianofitas. Estas últimas se benefician de la presencia de fósforo y nitrógeno en el agua. La rotación de comunidades resulta beneficiosa para el cultivo, debido a la toxicidad que emanan las cianofitas. Estas microalgas producen olores y sabores repulsivos en el agua, además de liberar toxinas capaces de provocar mortalidades en peces y crustáceos mediante parálisis respiratoria.

Por otro lado, la presencia de diatomeas es fundamental en estanques acuícolas destinados a la producción de camarones, debido a su alto valor proteico y lipídico. Las diatomeas poseen la capacidad de otorgar altos valores energéticos, vitamínicos y ácidos grasos poliinsaturados, que repercuten en un aumento de peso de los camarones y, por ende, en una reducción de la tasa de conversión alimenticia.

En contraste con ambas microalgas, la presencia de cianofitas es la menos deseada en estanques acuícolas. Esto se debe a que dicha presencia conlleva elevadas mortalidades que impactan directamente en la cosecha. Estos eventos representan costos de alimento y biomasa no recuperable, lo que reduce los márgenes económicos de la actividad y volviéndola menos rentable. En estos casos, los costos de producción exceden las ganancias del ciclo.

1.2. Justificación

En las camaronerías, la calidad del agua y sedimento son importantes para un ciclo exitoso. Por lo tanto, la monitorización e identificación de las comunidades microscópicas del agua proporciona una perspectiva acertada del éxito o fracaso del cultivo.

Las cianofitas representan un problema debido al mal manejo de estanques, especialmente en el tema de usos de fertilizantes, tanto en disposición de nutrientes específicos como en su tamaño de partícula. Lo que influye o no, en su floración, lo que acarrea mortalidad y pérdidas económicas. Esto obliga a los camaroneros a buscar productos eficientes que minimicen la dominancia de cianofitas.

El presente proyecto, mediante mediciones en campo, intenta respaldar la efectividad del uso de un fertilizante a base de silicato con una menor granulometría y examinar su viabilidad como un método que abarca: la fertilización orientada a reducir las cianofitas y aumentar la dominancia de diatomeas. De esta forma obtendremos la información necesaria que avale la efectividad de la micronización del fertilizante sobre el desplazamiento de la cianofitas y prevalencia de Bacillariophyta, para contribuir con la redimensión de ciertos productos que mitiguen efectos negativos en la productividad.

En el mercado, existe el óxido de silicio con una granulometría inapropiada, ya que el tamiz al que se ha expuesto es 200, es decir, 200 aberturas en una pulgada cuadrada, equivalente a 0,075 mm o 75 micras, resultando en una reacción lenta al entrar en contacto con el agua. Por tal razón, se implementará el óxido de silicio micronizado, que posee la particularidad de un mayor número de tamiz y una granulometría de 10 micras. Esto le confiere, frente a otros fertilizantes comerciales, un menor tiempo de reacción y mayor eficiencia en su uso. Es decir, al contacto con el agua, se disolverá al instante, proporcionando los nutrientes oportunos y una base de silicio esencial para la estructura biológica de las diatomeas.

Al incrementar la dominancia de diatomeas, se garantizará una fuente adecuada de alimento natural en el cultivo de camarón blanco, evitando la proliferación de células fitoplanctónicas no deseadas.

1.3. Objetivos

1.3.1. Objetivos generales

- Determinar el efecto del óxido de silicio micronizado (SiO_2) en la productividad primaria y la calidad del agua en estanques de cultivo de *Litopenaeus vannamei* en distintos ambientes.

1.3.2. Objetivos específicos

- Verificar la respuesta de la densidad celular fitoplanctónica en consecuencia a la aplicación del óxido de silicio micronizado.
- Evaluar los factores que afectan a los géneros de Bacillariophyta en los estanques de cultivo.
- Monitorear los parámetros físico-químicos de calidad de agua que influyen en las concentraciones de microalgas.

1.4. Hipótesis

El equilibrio en la dinámica de los nutrientes, específicamente en los derivados de nitrógeno y fósforo, además de una mayor productividad de diatomeas tras la aplicación del óxido de silicio micronizado, es más evidente a altas salinidades, debido a la tolerancia osmótica de estas microalgas y a la cantidad de minerales disponibles en el medio.

2. MARCO TEÓRICO

2.1. Historia de la acuicultura

Acuicultura es un término empleado en actividades y técnicas con el objetivo de cultivar organismos acuáticos, tanto vegetales como animales, incluyendo desde peces, crustáceos, moluscos y plantas acuáticas, la acuicultura tiene su semejanza con los inicios de la agricultura, debido a su primicias en agua dulce y salobre, las cuales desempeñan papeles fundamentales en el sustento de comunidades costeras (Cariño, 2021).

El término que se le asigna a la acuicultura es “Revolución azul”, es una expresión que tiene sus raíces en la antigua China en el periodo holoceno, hace aproximadamente 8000 millones de años. En ese periodo, esta actividad se practicaba con el propósito de obtener alimentos y se la empleaba en rituales. Es importante destacar que la acuicultura de esa época se fundamentaba en agroecosistemas (Rogers, 2023).

Por otro lado, Rueda (2011) señala que existen datos que indican que la acuicultura alrededor del año 2.000 – 1.000 A.C., comenzó como forma de producción tanto en el antiguo Egipto como en China, con el cultivo de tilapia y carpa, respectivamente. En contraposición, según datos históricos, la primera evidencia registrada de acuicultura se encontró en un libro monográfico titulado “Tratado de piscicultura” escrito por Fan Lai en el año 475 A.C.

En sus inicios la actividad piscícola consistía en mantener con vida a los organismos hasta que alcanzaran una talla comercial. En Francia en el siglo XIV se comienza a intervenir en los procesos de las especies, como en el caso de la fecundación de los huevos de la trucha, no obstante, no se consiguió la reproducción en cautiverio hasta el siglo XIX. En 1890 en Canadá, se efectuaron ensayos de la producción del bogavante y en 1905 Bietrix y Fabre lograron la reproducción de la platija (Castelló, 1993).

2.1.1. Acuicultura en la actualidad

La acuicultura se la define como la actividad de cultivar organismos acuáticos en aguas de baja salinidad, salobre o salada, ha experimentado un crecimiento significativo en los últimos años, impulsado por satisfacer las necesidades alimentarias de la

humanidad (FAO, 2009). Este crecimiento lo refleja el informe más reciente de la FAO sobre el estado de la acuicultura FAO (2022), el cual indica que en el 2020 la producción acuícola y pesquera alcanzó las 214 millones de toneladas, de los cuales comprendía 36 millones de toneladas de algas y 178 millones de toneladas de animales.

La FAO reporta que, las producciones acuícolas para el 2030 representarán el 65% de la disponibilidad de animales acuáticos en el mercado, por tanto, los dilemas en la actividad son, la garantía de la trazabilidad y certificaciones de calidad (Rueda, 2011). A finales de los sesenta, tras la creación de piensos granulados y el acoplamiento de nuevas tecnologías para redes, la actividad acuícola se empezó a expandir y en los ochentas constaba en la lista de la FAO (Pedersen & Tang, 2022).

El crecimiento de la acuicultura a nivel mundial, específicamente en Asia y África, seguido de América, Oceanía y Europa, ha generado impactos positivos gracias a una mejor gestión y producción animal en comparación a la producción animal de origen terrestre. Sin embargo, para aumentar la eficiencia de esta actividad, es crucial mejorar la gestión del agua, garantizando que sea sostenible e integrada (Verdegem et al., 2023).

2.1.2. Acuicultura en Ecuador

En Ecuador, su importancia radica en la mejora de las condiciones económicas de numerosas familias. No obstante, esta actividad tiene un potencial considerable para su expansión, ya que el país cuenta con todas las condiciones ambientales propicias para la diversificación. Entre las diversas especies que se puede implementar se encuentran peces, moluscos, equinodermos y macroalgas (Jiménez & Torres, 2023).

En Ecuador, representa alrededor del 95% de la producción acuícola el cultivo de camarón marino, el cultivo de Tilapia es el próximo en la lista, con casi el 5% y ha experimentado un desarrollo gigantesco en los últimos cinco años a raíz del brote del Síndrome de Taura. En la región interandina se cultiva la trucha arcoíris y el chame en la Costa, también se ha experimentado con Cobia, Cachama y moluscos como la ostra (Alio et al., 2015).

La producción de camarón se realiza en granjas ubicadas en sus 2.859 kilómetros de línea costera. Por otro lado, la tilapia es cultivada en mayor medida en Taura, Daule, Samborondón y Chongón. Su producción, casi en su totalidad está destinada a la

exportación a Estados Unidos. La producción de alimento de origen acuático no posee mercado local que abastezca la oferta (FAO, 2024).

2.2. Cultivo de *Litopenaeus vannamei* en Ecuador

El inicio de la camaricultura en Ecuador tiene registro en la provincia de El Oro en 1969, consolidándose como la tercera actividad generadora de ingresos para el país. Desde sus inicios hasta la actualidad, la evolución de la camaricultura ha presentado cambios técnicos y enfrentado desafíos considerables como: enfermedades, variaciones en la oferta y financiamientos (Ullsco et al., 2021).

En Ecuador el sector camaronero ha establecido un precedente a nivel internacional como potencia exportadora y productora de camarón. Este desarrollo ha contribuido a mejorar las condiciones económicas y ha generado empleo para las familias, en encuestas recientes se reveló que las producciones rondan los 7,03 ton/ha al año (Boyd et al., 2021).

En el 2019, la camaricultura ocupó el primer lugar de exportaciones no petroleras, siendo la actividad de mayor crecimiento económico, por encima del banano. China se posicionó como el mayor importador de camarón ecuatoriano. En 2019 se registró un aporte al Producto Interno Bruto (PIB) nacional de 1,27%, lo que representó un 16,57% al PIB agropecuario, siendo la actividad de mejor tasa de crecimiento en exportaciones (Jiménez et al., 2021).

No obstante, el rubro camaronero ha tenido un déficit de 1.500 millones de dólares en el 2023, caída que se atribuye a los alarmantes precios del camarón, que inclusive demuestran ser inferiores que los vistos durante COVID-19. El impacto ocasionado en las exportaciones ecuatorianas refleja una disminución de aproximadamente el 6% en el 2023 (Cámara Nacional de Acuacultura, 2023).

2.3. Prácticas comunes estanques acuícolas

Las prácticas ejecutadas en estanques son adaptables y están determinadas por los requisitos específicos de la unidad de cultivo. El objetivo es que el estanque se encuentre con las condiciones idóneas para albergar a los organismos y proporcionarles un entorno adecuado para su desarrollo. Esto es esencial para mantener las producciones a largo o

mediano plazo en los estanques, estas prácticas reparan las condiciones del medio, aumentando las probabilidades de éxito en el siguiente ciclo (Quintanilla & Castro, 2021).

2.3.1. Secado de estanque

El drenado o secado de los estanques se lleva a cabo con el propósito de garantizar un medio libre de patógenos, sustancias nocivas y depredadores, que incide directamente en el porcentaje de mortalidad. El buen estado de la unidad de cultivo depende de medidas como la desinfección, encalado, limpieza del estanque y sus alrededores, que contribuyen a reducir la probabilidad de aparición de patógenos (Rojas et al., 2005).

Se la realiza al final del cultivo y debe tener una duración de hasta quince días o tras la formación de grietas de 10 centímetros de profundidad. En el proceso, se sella las compuertas de salida y entrada para facilitar su limpieza, estas estructuras tienden a acumular ostiones o mejillones, que son competidores activos de alimento y oxígeno en el ciclo de cultivo. En caso de zonas encharcadas, es recomendable aplicar oxido de cal para desinfectar esa área. Esta práctica busca eliminar la presencia de bacterias, hongos o huevos de peces (Quintanilla & Castro, 2021).

2.3.2. Encalado

Consiste en la aplicación de hidróxido de calcio, se la realiza en áreas con gran cantidad de materia orgánica: debajo de comederos o en esquinas de la piscina. Encalar está sujeta a los requerimientos del estanque, donde el hidróxido de calcio es empleado para desinfectar y eliminar organismos patógenos, su implementación conlleva la precipitación de fitoplancton, esto debido la sustitución con sales inorgánicas como el fosfato de calcio en pH de 8-10, lo que resulta en menor disponibilidad para la fotosíntesis de concentraciones de CO₂ (Sukenik, 1985).

La cal agrícola o carbonato de calcio se lo aplica a lo largo de cuatro días en un suelo húmedo para lograr una mayor penetración y neutraliza la acidez, es importante el tamaño de partícula, tanto para disolución como para efecto neutralizador (Iñiguez-Granda et al., 2023).

2.3.3. Maduración de agua

Es la preparación del estanque, se utiliza agua que ha pasado previamente por un filtro de malla para evitar la entrada de competidores. Esta agua se fertiliza al voleo o con la implementación de sacos en diversos puntos del estanque. La maduración debe llevarse a cabo con un mínimo de siete días de preparación antes de la siembra. Durante este periodo, se fertiliza y se introduce diversos minerales, nutrientes u otros complementos que incentiven el crecimiento fitoplanctónico y zooplanctónico, la turbidez apropiada medida en el Disco Secchi debe ser de 30 a 50 centímetros (Cuéllar-Anjel et al., 2010).

2.3.4. Peróxido de hidrógeno

La aplicación de peróxido de hidrógeno en estanques acuícolas es una alternativa para desinfectar las piscinas, posee la ventaja que en su disgregación tiene la capacidad de erradicar microorganismos, huevos de peces y aumentar la concentración de oxígeno disuelto en el agua (Bögner et al., 2021).

Además, se ha documentado que el peróxido de hidrógeno o agua oxigenada tiene la capacidad de influir en la supervivencia y crecimiento de comunidades fitoplanctónicas a concentraciones de 10 y 50 mg/L, específicamente en los *Chaetoceros gracilis* (Sabando, 2022).

2.3.5. Recambio de agua

La remoción de grandes volúmenes de agua se considera una práctica común que tiene por finalidad mantener condiciones apropiadas para el cultivo, bajo la premisa de dilución de los compuestos tóxicos con una alta tasa de recambio, consigo tener una buena calidad de agua y reponer el agua que se evaporó. Diversos estudios sugieren que el movimiento de grandes cantidades de agua tiene un impacto en el control de las densidades fitoplanctónicas (Massaut, 1999).

2.4. Calidad de agua

La calidad del agua es uno de los factores más críticos y está condicionada por las características del entorno y de la intensidad de manejo (Juárez-Rosales et al., 2022). Por esta razón, es importante llevar a cabo buenas prácticas. Asimismo, según indican Lin et

al. (2023), el éxito de la acuicultura está vinculado a un buen control de los parámetros de calidad de agua, y dependerá de factores físicos, químicos y biológicos.

2.5. Fitoplancton en estanques

Se puede definir al fitoplancton como la agrupación de organismos planctónicos fotosintéticos con la capacidad de producir oxígeno en sus procesos, elemento esencial en el bienestar del cultivo y de los organismos cultivados (Boyd & Hanson, 2010). Utilizan la radiación solar, la cual emplean para la producción de energía química o carbohidratos. En estanques otorgan un alto contenido energético y contribuyen a la oxigenación como producto de la fotosíntesis (Luna, 2022).

En los estanques acuícolas, el fitoplancton representa una fuente natural de alimento. La productividad primaria, es la primera fuente de alimento en los primeros estadios de un cultivo, y se ve limitada por diferentes factores: atmosféricos, biológicos y químicos (Cabrera-Carreño & Alió-Mingo, 2020). Dharavath, et al. (2023) indica que el fitoplancton, al ser autótrofo, requiere la luz solar para obtener su energía, lo que explica su presencia en zonas de intensidad solar. Además, su papel es crucial porque es el responsable de dar continuidad a la cadena trófica en diferentes entornos acuáticos.

2.5.1. Cyanophyta

Las cianofitas, conocidas como cianobacterias, algas verdes azuladas o cianofíceas, son organismos microscópicos que realizan fotosíntesis oxigénica y fijan el carbono por el ciclo de Calvin Benzón, habitan en una gran cantidad de ambientes terrestres y acuáticos (Echenique & Gonzáles, 1998).

Las cianobacterias poseen ácidos grasos insaturados, tienen Clorofila a, ficoeritrina y otros pigmentos accesorios, lo que les confiere su tonalidad verde-azul. Existen cianobacterias filamentosas, que tienen la capacidad de producir toxinas dentro de sus células, liberadas por lisis celular en el agua durante su muerte, generalmente incentivadas por el nitrógeno, fosfatos e intensidad lumínica (Vizcaíno et al., 2019).

La presencia variada de cianofitas, sin que prevalezca ningún género en particular, es una indicativa de una buena calidad de agua. Por otro lado, cuando abunda una especie específica se concluye que es un indicador de contaminante. El bloom de cianofitas esta levemente marcado por las condiciones ambientales, ya que las cianobacterias tienen una

alta tolerancia a factores como temperatura, mínimos niveles de fósforo y nitrógeno, donde se ha registrado que llegan a resistir hasta años en el sedimento y vuelven a florecer en condiciones óptimas (Rosso & Giannuzzi, 2017).

Entre los alcaloides producidos por las cianofitas, destaca la saxitoxina con una concentración letal 50 (LC₅₀) de 10 $\mu\text{.Kg}^{-1}$. Toxina capaz de provocar la muerte en peces, individuos o crustáceos mediante la parálisis de la respiración. Es bioacumulable y afecta a las células musculares y comunicación neuronal. Esta toxina está presente en *Anabaena circianalis*, *Plankthotrix sp*, *Lynbya wollei* y *Aphanizomenon spp*. Hay metabolitos secundarios que producen malos olores y sabores en el agua, como la 2-methylisoborneol (2-MIB) y geosmina (Vizcaíno et al., 2019).

2.5.2. Dinoflagelados

Los dinoflagelados son un grupo de microalgas unicelulares con flagelos no simétricos, poseen una estructura celular denominada anfiesma, y en algunos casos una cubierta rígida llamada teca, capturan a sus presas o viven de forma parasitaria, aunque también pueden ser fotoautótrofos. Casi todos necesitan fuentes exógenas de vitamina B₁₂, nitrógeno, carbono orgánico y fósforo. El pigmento característico es la peridina y resaltan la clorofila a, c2 y los β -carotenos (Oyarzun & Cubas, 2008).

La versatilidad de los dinoflagelados, como lo señala Delgado del Villar et al. (2021), radica en su capacidad para adaptarse a diversas condiciones no favorables, convirtiéndolos en el segundo grupo más abundante de fitoplancton luego de las diatomeas, es por tal razón que poseen distintas formas, esto es corroborado por Riding et al. (2023), que indica que estos organismos son capaces de habitar en agua dulce y marina, además de tener vida libre ya sea como heterótrofo, autótrofo, mixotróficos o parásitos.

Sin embargo, su presencia puede suponer riesgos, ya que ciertas especies de dinoflagelados son portadoras de toxinas letales para los organismos acuáticos y potencialmente perjudiciales para la salud humana llamadas ficotoxinas. Por ejemplo, la intoxicación paralítica, causada por el dinoflagelado *Alexandrium minutum*, el cual ocurre al consumir mariscos contaminados por estas algas (Ayub & Razali, 2023). Del mismo modo Mary et al. (2022) corrobora que la especie *A. minutum*, es la causante de la toxina paralizante en los mariscos.

2.5.3. Clorofitas

Las clorofitas, conforman un grupo de algas verdes, generalmente son microscópicas, aunque algunas tienen hasta un metro de largo, se distingue por la presencia de pigmentos de fotosíntesis como clorofila a y b, carotenoides y β -carotenos, caracterizándose por su tonalidad verde. Estos organismos fotosintéticos se distribuyen en diversos entornos acuáticos, desde hábitats de agua dulce hasta ambientes salinos (Cabral & Vallejos, 2014).

Pueden ser unicelulares o macroscópicas, tienen una amplia diversidad ambiental, las cuales se encuentran en ecosistemas marinos costeros, en ríos o lagos, además de, encontrarse en rocas o lodos, inclusive en condiciones desérticas o hipersalinas, en países asiáticos son consideradas como alimento, empleando cerca del 66% de las especies, poseen aminoácidos como glicina o taurina (Quitral et al., 2012).

Las algas verdes obtienen su energía mediante la fotosíntesis, es decir, son autótrofas. Además de la fotosíntesis, algunas clorofitas pueden recurrir a la respiración celular para obtener energía en condiciones desfavorables para la fotosíntesis, su pared celular la compone la celulosa, en otros casos presenta polímeros o se encuentra calcificada (Sánchez-Fortún, 2014).

2.5.4. Bacillariophyta

Comúnmente denominadas diatomeas, es uno de los grupos más diversos que conforman el fitoplancton, desempeñan un papel importante en la reducción del carbono y silicatos en el medio, gracias a la asimilación que tiene su pared celular compuesta de sílice llamada frústulo. Este componente es esencial para su multiplicación, las diatomeas representan alrededor del 45% de la diversidad fitoplanctónica en océanos. Mayoritariamente son organismos autótrofos, estas microalgas tienen una notable capacidad metabolizadora de CO_2 y transformarlo en materia orgánica (Lora et al., 2020).

Las diatomeas son coloniales o unicelulares y poseen tamaños microscópicos que oscilan de los 10 a 150 μm , con la capacidad de colonizar medios marinos y dulceacuícolas Junta de Andalucía (2010). En su estructura celular, se encuentran pigmentos como la clorofila c1, c2, c3, así como fucoxantina, β -caratenos y diatoxantinas.

La identificación de este grupo se basa en dos criterios: la simetría y las ornamentaciones, dando lugar a dos clases distintas, las centrales y penales (Zepeda, 2019).

Según lo descrito por Zepeda (2019) su replicación puede ser sexual o asexual, depende de diversas condiciones ambientales como: la temperatura, pH, la disponibilidad de nutrientes como nitrógeno (N), fósforo (P), silicio (Si), vitamina B12 y luz. Por lo que, su presencia es considerada un indicador de la calidad del agua y constituye una fuente alimenticia para protozoarios y diversas especies marinas.

2.6. Factores que influyen en el crecimiento de diatomeas

Los factores que intervienen en el crecimiento de diatomeas en un estanque se centran en el manejo de diversos parámetros, que son reflejados como una excelente calidad del agua, traduciéndose en un mayor crecimiento de las diatomeas y con un alto nivel nutricional. No obstante, estos factores pueden ejercer presiones en la proliferación de algunas microalgas, ya que sus requerimientos variarán según la especie y sus condiciones ideales (Abalde et al., 1995).

2.6.1. Temperatura

De acuerdo con Abalde et al. (1995) la temperatura incide en el crecimiento fitoplanctónico, ya que la temperatura de las microalgas se iguala a la del entorno, lo que afecta a reacciones celulares, metabolismos, demanda nutricional y la biomasa. El crecimiento significativo ocurrirá con valores de temperatura que estén entre los rangos óptimos. Existe una relación directa entre la tasa de crecimiento y la temperatura en el fitoplancton, en donde a temperaturas elevadas la actividad biológica aumenta.

Sin embargo, a temperaturas muy elevadas, el crecimiento se detiene. La temperatura ideal para gran parte de microalgas se encuentra entre 18 a 25 °C. Se ha expuesto a *Thalassiosira pseudonana*, a experimentación a distintas temperaturas, donde se obtuvo mejores crecimientos en cultivos con abundantes nutrientes y a temperaturas de 17 °C (Gleich et al., 2020).

Por otro lado, se considera que para algas como las cianofitas las temperaturas óptimas suelen ser más altas y rondar valores de 25 °C o mayores, inclusive superando las temperaturas óptimas de las clorofitas (Massaut, 1999).

2.6.2. Luz

La luz es clave en el crecimiento algal, teniendo efectos sobre el metabolismo. Estas son capaces de captar la radiación solar y transformarla en energía química por fotosíntesis. La longitud de onda es amplia y para ejecutar los procesos fotosintéticos se requiere valores que se encuentran dentro de la luz visible, de 400 a 700 nm. Como el caso de *Thalassiosira pseudonana*, donde se concluyó que las longitudes de onda en el rango visible, especialmente la longitud de onda azul, repercute con mayor biomasa en los cultivos de diatomeas (Palanisamy et al., 2022).

Se requiere cierta intensidad para llevar a cabo la fotosíntesis, la cual varía según la especie. La intensidad de luz puede incrementar o disminuir el crecimiento. En algunos casos, produce la fotoinhibición, donde intensidades de luz demasiado elevadas inhiben el crecimiento fitoplanctónico. Esto ocurre cuando los niveles superan los valores de saturación para fotosíntesis, y destruyen los pigmentos fotosintéticos, llevando al deterioro o al deceso de todo el cultivo (Oostlander et al., 2020).

En otros casos, las cianobacterias tienen un menor requerimiento de luz solar, en donde en aguas ricas en nutrientes suele haber una menor penetración de luz en la columna de agua, ya que hay una gran biomasa de microalgas, condiciones que favorecen a las cianofitas (Massaut, 1999).

2.6.3. pH

Como expresa Abalde et al. (1995) cada tipo fitoplancton posee rangos de pH definidos, que se consideran adecuados para el cultivo. Una disminución significativa puede resultar en gran mortalidad, y su aumento es mejor tolerado hasta cierto límite. El pH desempeña un papel crucial en la solubilidad de CO₂, asimilación de nutrientes disueltos y el metabolismo del fitoplancton. Aunque el pH ideal de cada microalga es distinto, generalmente oscila entre 7 a 8. La reducción de amonio y nitrato está vinculada al pH, ya que la absorción de nitratos tiende a aumentar el pH.

Por otro lado, algunas microalgas son sensibles al amonio y afecta al crecimiento, además de, disminuir el pH. Entre la comparación de crecimiento de la *Nitzschia closterium* a diferentes niveles de pH, se determinó que la especie presenta mejores

resultados de crecimiento a un pH de 8,10 en comparación con pH de 7,71 y 7,45. Se observó una mejor absorción de nitrógeno en condiciones de pH elevados (Li et al., 2020).

2.6.4. Salinidad

Como plantea Abalde et al. (1995) la concentración de sales es un factor a tener en cuenta, ya que puede repercutir en el crecimiento de las microalgas y su densidad de acuerdo a su actividad osmótica, la cual depende de su tolerancia. La salinidad ejerce un mayor efecto en presencia de otros parámetros, como luz, temperatura y nutrientes. Las altas salinidades tienen efectos negativos en la capacidad fotosintética, disminuye la capacidad de fijar CO₂ y la metabolización del nitrógeno.

Publicaciones actuales han concluido que, la salinidad repercute en el crecimiento de *Chaetoceros calcitrans* por lo que se consideró un parámetro influyente en el crecimiento de esta diatomeas. Estas se desarrollan bien a salinidades de 30 y 35 ppt, y se ha reportado que las diatomeas tienen niveles de salinidades óptimos de 15 a 20 ‰ (Carrera, 2022).

2.6.5. Nutrientes

Para un bloom fitoplanctónico, se requieren de ciertos nutrientes, siendo algunos más esenciales que otros y en cantidades específicas. Estos valores variarán según la especie de microalgas que cultivemos y en función de factores adicionales como el pH, la temperatura y la luz. Este factor repercute directamente en la velocidad del crecimiento microalgal, en donde es necesario el nitrógeno y fósforo, siendo igualmente importante los micronutrientes como hierro, cobalto o manganeso (Laws et al., 2020).

En las diatomeas, el silicio es primordial en la conformación del frústulo, mientras que el nitrógeno lo emplean para la síntesis de moléculas como lípidos, aminoácidos o proteínas. En el cultivo de microalgas, la cantidad adecuada de nitrógeno por litro se encuentra en el rango de 2 y 619 mg. Un estudio realizado con *Skeletonema marinoi* reveló que los medios que se encuentran enriquecidos con fosfatos, silicatos y vitaminas poseen el doble de capacidad de crecimiento que en otros cultivos (Orefice et al., 2019).

2.6.6. Sílice

Abalde et al. (1995) indican que el sílice desempeña un papel fundamental en la composición del frústulo o pared celular de las diatomeas. Este nutriente es esencial para estas microalgas, ya que las diatomeas forman parte de los pocos organismos que emplean sílice. Es decir, las diatomeas necesitan del ácido silícico para la formación del frústulo, y tienen estructuras especializadas con la capacidad de receptar y polimerizar sílice, las cuales se denominan depósito de sílice.

Se subdivide en dos el depósito: válvula y banda de faja, ambas responsables de diferentes etapas celulares. La síntesis de la hipovalva se logra por medio del sílice y otras biomoléculas. Durante el proceso se subdividen en 2 células a través exocitosis, y estas células hijas experimentarán un crecimiento celular. Por ejemplo, en el caso de *Stephanodiscus minutulus*, la ausencia de sílice resultó en diatomeas más pequeñas, pero cuando hay limitación de nitrógeno, el tamaño es aún menor (Giri et al., 2022).

2.6.7. Relación N:P

La relación de N:P, que combina nitrato, nitrito y amonio, afecta a la presencia del plancton. Para un crecimiento óptimo de fitoplancton los valores de nitrato (NO_3) deben ser altos, en rangos de 0,9 a 3,5 mg/L. Por otro lado, la concentración de fosfatos debe ser baja, un máximo de 0,02 mg/L para la proliferación de diatomeas. La proporción de N:P para la dominancia de algas pardas se encuentra en una relación >20 (Masithah et al., 2019). Además, el fosfato ejerce influencia en la diversificación de las comunidades de Bacillariophytas (Donato-Rondón, 2019).

Cuando se trata de las cianofitas es el caso contrario, al haber una baja concentración de nitrógeno y una alta concentración de fósforo, se potencializa las poblaciones de cianofitas fijadoras de nitrógeno, debido a las altas cantidades de fósforo (Massaut, 1999).

2.7. Beneficios de las diatomeas

La presencia de diatomeas en un cultivo de camarón es crucial debido a varios aspectos, desde sus efectos como parte de la dieta alimenticia de los organismos hasta como regulador de parámetros de calidad del agua y su impacto en patologías comunes. La *Navícula sp.* tiene efectos positivos en el crecimiento de camarones al actuar como

componente alimenticio, lo que resulta en un aumento del rendimiento productivo y el contenido de ácidos grasos (de Abreu et al., 2019).

Las diatomeas tienen un elevado contenido de proteínas (26%), y una notable relación de proteína/energía de 1,16 mg J⁻¹ en *Cylindrotheca closterium*. Estas microalgas proporcionan al cultivo lípidos esenciales, más del 45% de su peso en seco. *Plagiotropis lepidoptera* y *Entomoneis alata* forman parte de la dieta de los organismos. Los lípidos son los responsables de brindar energía, ácidos grasos, fosfolípidos y vitaminas. Es importante limitar su ingesta en dieta ya que tiene efectos negativos en supervivencia y crecimiento (Carrera et al., 2019).

Las diatomeas contribuyen a la eficiencia de producción de biomasa en relación a la cantidad de alimento ingerido, por tanto, hay una significativa reducción de la tasa de conversión de alimento. Esto se evidencia en cuerpos de agua en donde estas microalgas están ausentes. Es una alternativa eficaz en estanques para la reducción de sólidos sedimentables, ya que son organismos muy eficientes en lograr reducir la cantidad de fosfatos y participa en el reciclaje de nitrógeno (Martínez-Montaña et al., 2020).

2.8. Fertilizantes utilizados en acuicultura

El uso de fertilizantes en acuicultura tiene por objetivo, proveer los nutrientes necesarios a los organismos primarios, para que puedan realizar sus procesos biológicos y lograr un crecimiento adecuado (Singh & Gulati, 2023). Por otra parte, según señalan Nzilani & Nairuti (2021), el uso inadecuado de fertilizantes es una práctica muy frecuente en sistemas de producción semi-intensiva, su aplicación exagerada genera problemas a largo plazo.

2.8.1. Orgánico

Los fertilizantes orgánicos, conformados en su mayoría por materiales tales como estiércol de animales y restos de plantas, son útiles en acuicultura, ya que tras descomponerse liberan nitrógeno, fósforo y potasio, que son usados por el fitoplancton, cabe destacar que la problemática de utilizar estos fertilizantes es el consumo de oxígeno, esto se debe a que el fertilizante al descomponerse demanda de este gas (International Center for Aquaculture Swingle Hall, 1990a).

Así mismo, Boyd (2018) menciona que, los procesos de descomposición que ocurren en el fondo de un estanque ocasionado por el uso de fertilizantes orgánicos generan una mayor demanda de oxígeno.

2.8.2. Inorgánico

Los fertilizantes inorgánicos son productos químicos que desempeñan un papel crucial al proporcionar nutrientes esenciales para el fitoplancton (Green, 2022).

Entre los principales fertilizantes están el nitrato de amonio, el fosfato diamónico y el sulfato de potasio, que aportan nitrógeno, fósforo y potasio, respectivamente. Estos minerales desempeñan un papel crucial al estimular el crecimiento del fitoplancton y otros organismos acuáticos, permitiendo un equilibrio en los sistemas (Boyd, 2018c).

Según International Center for Aquaculture Swingle Hall (1990b) al utilizar fertilizantes inorgánicos su efecto es más rápido en comparación al tiempo de acción de los fertilizantes orgánicos, sin embargo, no se debe de exceder en su aplicación.

2.8.2.1. Amonio (NH₄)

El exceso de nitrógeno en el fondo de un estanque genera problemas en la producción, por la gran cantidad de materia orgánica y exceso de fertilizantes, generando una alta concentración de amonio, todo lo contrario, ocurre en un sistema de recirculación acuícola, ya que al haber muy poca cantidad de materia orgánica, hay una reducida acumulación de amonio, entre los fertilizantes empleados en acuicultura encontramos al agua amoniacal o Aquamonía (NH₄OH) (Jia et al., 2023).

La concentración de amonio por encima de valores óptimos en el cultivo de *Litopenaeus vannamei* desencadena problemas, es por tal razón que, Boyd (2000) menciona que en cultivos de camarón debe mantenerse un rango de 0,2 – 2 mg/L.

Por otra parte, en el estudio de Velásquez et al. (2023), reportaron que la concentración de amonio fue más letal para PL de *L. vannamei* cuando el pH y la temperatura se incrementaron.

2.8.2.2. Nitrito (NO₂)

Una de las formas en las que está presente el nitrógeno en un estanque de cultivo es el nitrito, esta es consecuente de la nitrificación del amonio, por lo tanto, tienen un grado relativamente alto de toxicidad, que afecta a los organismos acuáticos, del mismo modo su toxicidad está sujeta a factores externos como el pH, ya que a valores de potencial de hidrogeno de 6,5 el nitrito se vuelve tóxico (Valenzuela et al., 2018).

El nivel letal de toxicidad del nitrito según Hirono (1983) es de valores > 3mg/L, sin embargo, Chávez & Higuera (2003) refutan que los niveles no deben ser superiores a 0,1 mg/L.

2.8.2.3. Nitrato (NO₃)

El nitrato se utiliza como una fuente esencial de nitrógeno para impulsar el desarrollo de organismos acuáticos, especialmente el fitoplancton. La introducción controlada de nitrato en el entorno acuático, ya sea a través de procesos naturales o aplicando fertilizantes, puede ser gestionada con el fin de optimizar las condiciones nutricionales y fomentar la producción de fitoplancton (Paparazzo et al., 2013).

Los niveles de nitrato se deben mantener en equilibrio, es por tal razón que Chávez & Higuera (2003) indica que el nivel adecuado se encuentra entre 0,4-0,8 mg/L, los fertilizantes nitrogenados están elaborados de amoniacó, que se encuentran reducidos al gas nitrógeno atmosférico con iones de hidrógeno, para desembocar en fertilizante como: nitrato de amonio, nitrato de potasio, nitrato de sodio y nitrato de calcio (Boyd, 2018c).

2.8.2.4. Fosfato (PO₄)

Esta sal se forma por la mezcla de fósforo más oxígeno, parten de la roca apatita, la cual contiene fosfatos, con la adición de ácido sulfúrico se produce el fertilizante superfosfato, en acuicultura se utiliza para fertilizar los estanques de tal manera se incrementa el fitoplancton, sin embargo, este fertilizante no se recicla en relación al nitrógeno, por ende, un exceso de fosfato genera sobreproducción de fitoplancton (Boyd, 2018b).

En contraste Chávez & Higuera (2003) menciona que, el nivel de fosfato que debe haber en un estanque es de 0,1-0,3 mg/L. Niveles que se adicionan mediante fertilizantes

como fosfato monoamónico, fosfato diamónico o superfosfato triple. Por otra parte Egna & Boyd (1997) menciona que el nivel de fósforo presente no debe exceder los 0,5 mg/L y no debe ser menor a 0,1 mg/L.

2.8.2.5. Silicatos

Hace referencia al grupo de minerales compuestos de silicio y oxígeno, que conforman las rocas o arena de playa, el silicato es empleado como fertilizante para estimular el desarrollo de diatomeas, debido a que su pared celular de sílice necesita como fuente a los silicatos, los principales fertilizantes empleados son: silicato de sodio, potasio, magnesio y calcio (Lora et al., 2020).

Del mismo modo, como la presencia de silicatos es muy importante en estanques acuícolas se debe considerar una concentración óptima, es por tal razón que Afianti & Endrawati (2024) menciona que la concentración de este nutriente para el cultivo de *Thalassiosira sp* es de 15 a 20 mg/L.

En un estanque de cultivo de camarón blanco la concentración de silicio no debe ser mayor a 1 mg/L cuando hay una turbidez de 45 cm, ya que si se presenta esta baja turbidez se recomienda aplicar fertilizantes con fuente de silicio/silicato (Martínez et al., 2008).

2.9. Granulometría de los fertilizantes

Salager (2007) menciona que, la granulometría es el tamaño de las partículas de un producto, hace referencia a un material líquido o sólido que se encuentre inmersa en un fluido.

En los fertilizantes es importante un adecuado control de granulometría, ya que esto mejora la uniformidad, evita problemas de compactación y favorece la eficiencia de absorción de los nutrientes del fertilizante, del mismo modo existen fertilizantes que al ser pulverizados tienen una mejor solubilidad, además de que se mantienen por mayor tiempo en la columna de agua permitiendo así una duración mayor, disminuyendo así, la aplicación semanal (Egna & Boyd, 1997).

Según lo menciona Egna & Boyd (1997), los gránulos de fósforo tienen una disolución mucho más lenta que los de nitrógeno, debido a su granulometría, por otra

parte, menciona que los fertilizantes líquidos poseen mayor efectividad que los pulverizados. Es decir, un fertilizante con una granulometría menor se disolverá en menor tiempo que un fertilizante con una granulometría superior, mejorando su rendimiento.

2.9.1. Óxido de silicio

El óxido de silicio, es la conformación de silicio, el cual no se encuentra en estado puro en la naturaleza, más oxígeno. Ha adquirido gran notoriedad en distintas industrias por sus diversas aplicaciones, en la industria agrícola se lo utiliza como fertilizante en la agricultura, en el estudio realizado por Hirzel (2015) menciona que, el SiO_2 es útil como fertilizante en plantas, ya que en su trabajo el SiO_2 obtuvo un mayor incentivo en cuanto a crecimiento y altura e índices de calidad.

Por otro lado, el uso de óxido de silicio ayuda a mejorar las condiciones de la calidad del suelo agrícola, influyendo en el aumento del pH y la disminución de aluminio, ya que Hirzel (2015) menciona que este mineral logra incrementar nutrientes como el magnesio, manganeso, boro y zinc. Su aplicación aumenta la cantidad de nitrógeno y fósforo en el suelo, además de favorecer a la aireación, desintoxicación de suelos con pesticidas y proveer resistencia frente a ciertos insectos.

2.9.2. Óxido de silicio micronizado

El óxido de silicio tiene propiedades muy importantes en aplicaciones como la agricultura, como lo denota Huix (2021), que puso a prueba el óxido de silicio micronizado en plantaciones de cebolla, el cual tiene partículas que rondan las 7 micras, los resultados demostraron, a través de la producción de toneladas por hectárea fue mayor en los tratamientos con dióxido de silicio micronizado.

En el mismo estudio, se constató que los tratamientos con óxido de silicio micronizado obtuvieron mayor número de cebollas y con mayor porcentaje de primera calidad, la cual es mediada por el tamaño del bulbo. A su vez, se concluyó que este tratamiento obtuvo mejores resultados en la altura de la planta, diámetro del tallo y se infiere en que podría reducir posibilidades de hongos en plantas terrestres.

Por otra parte, las características del óxido de silicio micronizado presentado en su ficha técnica son las siguientes: sus partículas poseen un tamaño de hasta 10 micras, es recomendable su dilución en 1000 litros de agua y su aplicación es quincenal.

2.10. Conteo e identificación de fitoplancton

El conteo e identificación de células o partículas es una técnica adaptada a distintas aplicaciones como: la producción vegetal, animal, biotecnología y biomedicina., es importante ya que a las algas se las considera un grupo heterogéneo el cual presenta dificultad en su caracterización. En la identificación, se emplea el microscopio óptico y guías para la identificación mediante características visibles (Gallego & Pérez, 2021).

En la determinación de densidad se puede aplicar distintas técnicas, como el recuento por medio de microscopio, determinación de variaciones de densidad óptica por espectrofotometría, recuento con ayuda de contadores de partículas autónomos y determinación de biomasa por peso seco. El más empleado por su simplicidad y accesibilidad económica es, por microscopio óptico, aunque es relativamente laborioso y las cámaras más apropiadas son: Neubauer y Sedgwick-Rafter (Moreno et al., 2012).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Materiales y Equipos

3.1.1. Material de oficina

Tabla I. Materiales y Softwares utilizados.

Equipos	Software
<ul style="list-style-type: none">• Computadora portátil	<ul style="list-style-type: none">• Office 2019
<ul style="list-style-type: none">• Libreta de apuntes	<ul style="list-style-type: none">• IBM SPSS Statistics 22
<ul style="list-style-type: none">• Lápices o bolígrafos	<ul style="list-style-type: none">• Lucidchart
<ul style="list-style-type: none">• Etiquetas	<ul style="list-style-type: none">• Blue Aqua
<ul style="list-style-type: none">• Borrador	<ul style="list-style-type: none">• Temporizador (Timer plus)

Fuente: Elaborado por los autores.

3.1.2. Material de campo

Tabla II. Materiales de campo empleados.

<ul style="list-style-type: none">• Botellas para muestras	<ul style="list-style-type: none">• Óxido de silicio micronizado
<ul style="list-style-type: none">• Papel filtro	<ul style="list-style-type: none">• Jeringas de 10 mL
<ul style="list-style-type: none">• Tubo de ensayos 10 mL	<ul style="list-style-type: none">• Estanques camaroneros
<ul style="list-style-type: none">• Jeringas de 1 mL	<ul style="list-style-type: none">• Atarraya
<ul style="list-style-type: none">• Kavetas	<ul style="list-style-type: none">• pH-metro
<ul style="list-style-type: none">• Tubos PVC	<ul style="list-style-type: none">• Uniones
<ul style="list-style-type: none">• Silicona	<ul style="list-style-type: none">• Mangueras de aireación
<ul style="list-style-type: none">• Cuchillo	<ul style="list-style-type: none">• Flexómetro
<ul style="list-style-type: none">• Tubos de ensayo de 20 mL	<ul style="list-style-type: none">• Lugol 10%

Fuente: Elaborado por los autores.

3.1.3. Material de laboratorio

Tabla III. Materiales de laboratorio y elementos aplicados.

Equipo de laboratorio	Sustancias
<ul style="list-style-type: none">• Cámara de Neubauer	<ul style="list-style-type: none">• Muestra de agua
<ul style="list-style-type: none">• Microscopio	<ul style="list-style-type: none">• Agua destilada
<ul style="list-style-type: none">• Espectrofotómetro (YSI 9300)	<ul style="list-style-type: none">• Reactivos para la determinación de nutrientes
<ul style="list-style-type: none">• Láminas cubreobjetos	<ul style="list-style-type: none">○ Nitrito (0 – 1,6 mg/L)
<ul style="list-style-type: none">• Multiparámetros	<ul style="list-style-type: none">○ Nitrato (0 – 20 mg/L)
<ul style="list-style-type: none">• Balanza gramera	<ul style="list-style-type: none">○ Amonio (0 – 1 mg/L)
<ul style="list-style-type: none">• Láminas portaobjetos	<ul style="list-style-type: none">○ Fósforo (0 – 1,3 mg/L)
<ul style="list-style-type: none">• Micropipetas	<ul style="list-style-type: none">○ Sílice (0 – 4 mg/L)

Fuente: Elaborado por los autores.

3.2. Metodología

3.2.1. Ubicación del área de estudio

El presente estudio se llevó a cabo en dos distintas granjas acuícolas, de diferentes propietarios, a diferentes salinidades. La primera ubicación de la granja con ambiente salobre, se encuentra en Pagua. Por otro lado, la segunda ubicación, se encuentra en el archipiélago de Jambelí, siendo el lugar de agua marina, ambas camaroneras ubicadas en la provincia de El Oro, durante la temporalidad de invierno la cual tiene temperaturas promedios de 28 °C.

3.2.2. Descripción de las áreas de estudio

La camaronera de ambiente salobre se encuentra en Pagua, en el sector de Sabanas de Pagua, Parroquia Tendales, en la región de Río bonito, Cantón el Guabo, Provincia de El Oro, su ubicación geográfica es 3°04'24"latitud al sur 79°50'27"longitud al oeste, la granja cuenta con una salinidad normal de 20 ppt.

La extensión del terreno construido es de 132,48 hectáreas, con densidades productivas de 12 – 14 camarones/m², cuentan con 2 sectores, el trabajo de investigación

se realizó en un solo sector, el cual cuenta con estanques de una extensión promedio de 7 Ha.

Figura 1. Ilustración satelital de la granja acuícola de ambiente salobre.

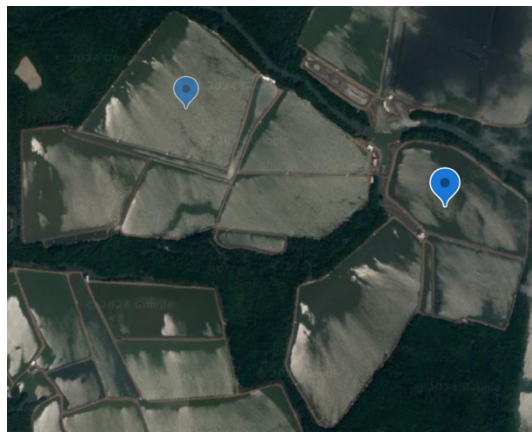


Fuente: Google Earth

La segunda granja acuícola perteneciente al ambiente marino, es una granja ubicada en isla, su acceso se llevó a cabo en bote, está comprendida en el archipiélago de Jambelí, perteneciente al Cantón de Santa Rosa, en la Provincia de El Oro, su ubicación geográfica es $3^{\circ}19'26''$ latitud sur y $80^{\circ}02'38''$ longitud oeste, la camaronera presenta una salinidad regular de 30 ppt, debido a lluvias, se encuentra en una salinidad de 26 ppt.

La extensión de la granja es de 127 Ha, con densidades sembradas de 14 camarones/m², presenta cinco sectores en su totalidad, no obstante, el trabajo se realizó en dos de estos sectores, Robalo 1 y Robalo 2, los cuales cuentan con estanques de una extensión promedio de 8 Ha.

Figura 2. Ilustración satelital de la granja acuícola de ambiente marino.



Fuente: Google Earth

3.2.3. Etapa experimental

El presente proyecto arrancó, en cuanto a su sección de campo el 13 de abril del presente año, se procedió al levantamiento de datos durante el periodo productivo de los estanques acuícola, se dividió en distintas fases. La primera fase, constó de la asignación de las unidades experimentales de forma aleatoria. En la segunda fase, se adicionó el tratamiento a cada estanque previamente asignado por la aleatorización. La tercera fase, abarcó la recolección y levantamiento de muestras de agua, para su posterior identificación y tabulación.

Por último, se interpretaron los datos obtenidos a lo largo de la investigación y se plasmaron en la sección de resultados.

3.2.4. Diseño Experimental

Este trabajo se realizó bajo un Experimento Factorial Completamente al Azar (EFCA), el cual tuvo dos factores de estudio conformado por las distintas salinidades. Durante el proyecto de investigación se empleó 6 unidades experimentales, y 4 unidades con la función de control, es decir, en dos granjas acuícolas con distintas salinidades se evaluó los efectos de un tratamiento con SiO₂, este tratamiento constó de 3 réplicas y dos controles, llevados a cabo en distintos estanques dentro de la camaronera.

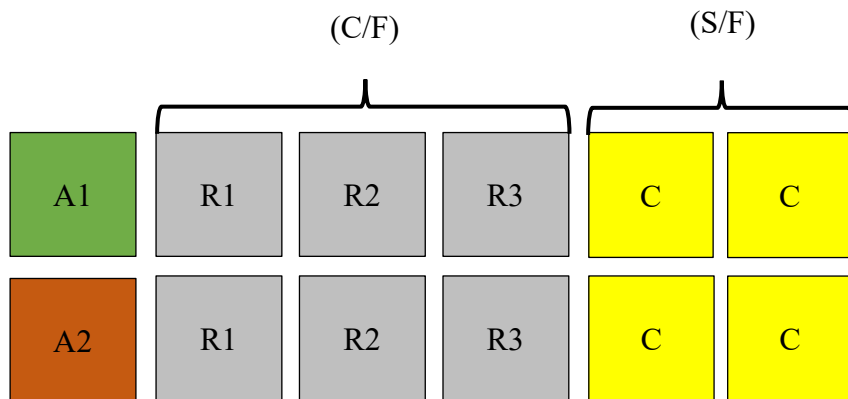
La toma de muestras se realizó en todas las réplicas que contienen fertilizante y en las unidades de control, manteniendo visitas semanales entre la recolección de una granja y otra.

3.2.5. Diseño de las unidades experimentales

Se trabajó con un tratamiento basado en la aplicación de óxido de silicio, en dos distintos ambientes, con tres réplicas y dos controles por cada salinidad de las granjas acuícolas. Los cuales se etiquetó de la siguiente forma:

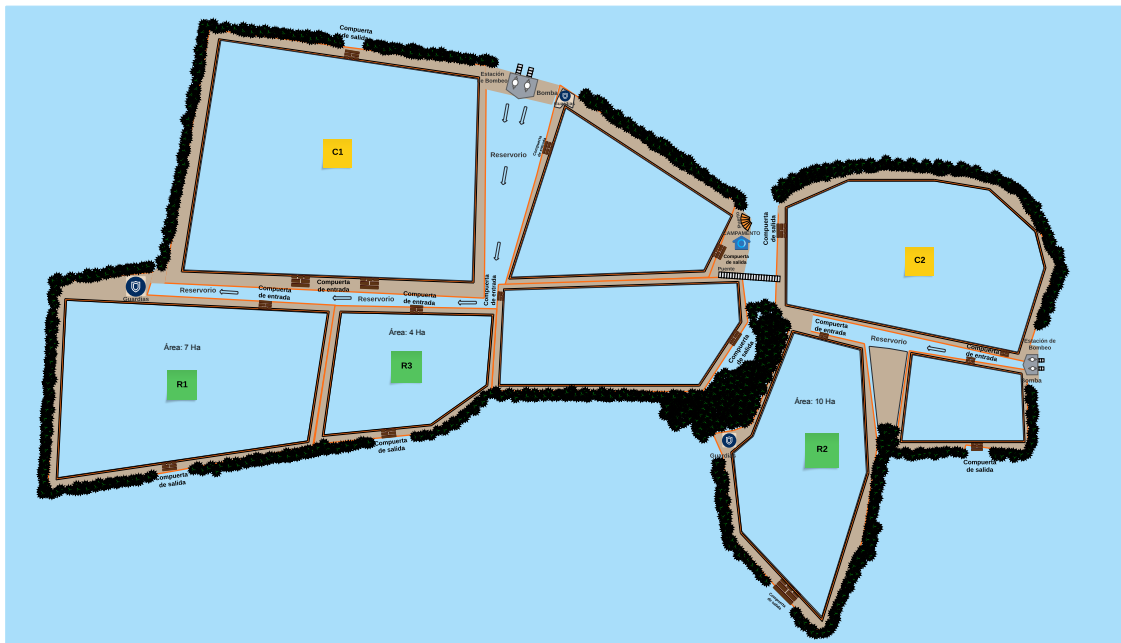
- Ambiente 1 (A1): Aplicación de fertilizante a estanques de agua marina.
- Ambiente 2 (A2): Aplicación de fertilizante a estanques de agua salobre.
- Control (C): Estanques acuícolas sin la aplicación de fertilizantes.

Figura 3. Croquis experimental para la aplicación de óxido de silicio en las granjas acuícolas con réplicas y control.



Fuente: Elaborado por los autores.

Figura 4. Diseño experimental de la asignación de SiO_2 a los estanques en granja de agua marina.



Fuente: Elaborado por los autores.

Figura 5. Diseño experimental de la asignación de SiO₂ a los estanques en granja de agua salobre.



Fuente: Elaborado por los autores.

3.2.6. Modelo experimental

En el diseño experimental factorial completamente al azar bajo el proceso de aleatorización el modelo lineal no aditivo empleado es el siguiente:

$$Y_{ijk} = \mu + \tau_i + \gamma_j + (\tau\gamma)_{ij} + \epsilon_{ijk}$$

ípsilon (Y_{ijk}), son las observaciones en el i-ésimo tratamiento del factor de estudio A, en j-ésimo tratamiento del factor de estudio B y k-ésima repetición; miu (μ), es la media global del modelo, es un parámetro que consta como de gran frecuencia en la escala común de los tratamientos, es decir, es un efecto constante; tau (τ_i), expresa específicamente los efectos que tiene en el i-ésimo tratamiento del factor de estudio A, hasta el total de tratamientos.

ípsilon (Y_j), es la observación de la variable respuesta del j-ésimo factor de estudio B, con j que va desde 2 hasta la cantidad de tratamientos; tau y Gamma ($\tau\gamma$) $_{ij}$, hace referencia al efecto de la interacción entre el i-ésimo tratamiento del factor de estudio A y el j-ésimo tratamiento del factor de estudio B.

Épsilon (ϵ_{ijk}), se lo considera el error cometido en la medición o también llamado error experimental cometido en el i-ésimo tratamiento del factor de estudio A; y, por último, el j-ésimo tratamiento del factor de estudio B en la k-ésima repetición.

3.2.7. Obtención de muestras

En el periodo de experimentación, se obtuvo muestras de agua de los estanques con tratamiento y de control, con un intervalo de recolección de aproximadamente 7 días. Las muestras de agua se recolectaron de distintos puntos del estanque y a distintas profundidades, según sea la labor a realizar con dichas muestras.

3.2.8. Obtención de agua

La recolección de agua con el fin de análisis cuantitativo y cualitativo de fitoplancton, se la realizó con un dispositivo muestreador realizado de forma artesanal, que garantiza la homogeneización de la muestra, obteniendo una cantidad representativa de material en suspensión en todos los niveles de profundidad de la piscina, manteniendo una distancia de 30 cm del fondo del préstamo y a partir de 20 cm de la superficie del agua.

El agua que fue sometida a pruebas de análisis físico-químico, se la tomó del espejo de agua cerca de la compuerta de salida, todas las muestras obtenidas fueron

envasadas en botellas de 500 mL, para posteriormente colocarlas en recipientes de muestras etiquetadas, se sometieron a conservación para posteriormente ejecutar los análisis correspondientes.

3.2.9. Manejo del experimento

3.2.9.1. Preparación de estanques

Previo al comienzo del periodo productivo los estanques fueron abastecidos con agua del reservorio, y se procedió aplicar saponina en una dosis de 10 kilos por piscina, si es que lo ameritaba el estanque, para la eliminación de competidores u organismos depredadores.

Posterior, se continuó llenando el estanque hasta alcanzar aproximadamente un 50% de la profundidad del estanque, con el propósito de desinfectar el estanque, se aplicó hidróxido de calcio a razón de 3 sacos por hectárea, con el fin de controlar agentes patógenos, microalgas tóxicas y reducir la cantidad de materia orgánica.

3.2.9.2. Aplicación de óxido de silicio

La aplicación del producto silícico se la ejecutó según las recomendaciones e indicaciones del fabricante o estipulación de la etiqueta del producto, previo a la colocación de los camarones, donde se estableció una cantidad estándar para todas las unidades experimentales, la cual es de 2 Kg/ha del fertilizante para empezar, y como dosis de mantenimiento 2 Kg/ha cada 15 días, que se preparó en un tanque de una tonelada, el cual se abastece con aproximadamente 800 litros de agua, para posteriormente, diluir el óxido de silicio en cantidad respectiva al hectareaje del estanque.

En el ambiente marino, el protocolo de arranque de fertilización consiste en la aplicación del producto a razón de 2 kg/ha, junto con melaza en un tanque de una tonelada, en donde se diluye ambos componentes en un volumen de 800 litros de agua.

Por otro lado, las dosis de mantenimiento se las realiza de la misma forma, transcurrido los 15 días de la aplicación de arranque, con la diferencia que se diluye ambos compuestos en un volumen de 1 tonelada, esto es dispersado al voleo en el estanque.

En el ambiente salobre, el protocolo de fertilización se basa en, la dilución en agua de 200 lt/ha, la aplicación de silicato acuícola, se coloca 15 kg/ha de muriato de potasio (rojo), en Bacillus se aplica 200 gr/ha y 200 gr/ha de enzimas, además de, 200 gr/ha de pastilla de suelo y 1 L/ha de Biobac A.

Por otro lado, la dosis de mantenimiento se la realiza transcurrido los 15 días de la aplicación de arranque, en 1 m³ de agua se diluye el fertilizante a dosis de, 2 kg/ha, y se aplica 100 gr/ha de Bacillus, esto es dispersado al voleo en el estanque.

3.3. Variables a medir

3.3.1. Análisis de agua

3.3.1.1. Evaluación fitoplanctónica

- a. **Análisis fitoplanctónico cuantitativo.** Nos permite calcular la cantidad de células microalgales por mililitro presente en el cuerpo de agua, estableciendo una referencia acertada de la densidad y abundancia de fitoplancton en todo el estanque.
- b. **Análisis fitoplanctónico cualitativo.** Nos brinda la capacidad de discernir entre las distintas microalgas y clasificar los grupos de interés, ambas evaluaciones se las realiza con la ayuda de la cámara de Neubauer sometida a microscopio.

Vale la pena destacar que, tanto los análisis cuantitativos como cualitativos estarán sujetos a la metodología de recolección, temporalidad, intensidad del cultivo y otros factores que pueden alterar los resultados, con respecto a la cantidad y especies encontradas en los análisis.

Tabla IV. Densidades máximas y mínimas de fitoplancton.

Grupos	Estándar mínimo	Estándar máximo
Diatomeas	20.000	-----
Clorofitas	50.000	-----
Cianofitas	10.000	40.000
Dinoflagelados	-----	500
Total fitoplancton	80.000	300.000

Fuente: (Ferrufino, 2013).

3.3.1.2. Procedimiento para evaluación fitoplanctónica

Para la estimación de la densidad e identificación de células microalgales, se utilizó la cámara de Neubauer con la visualización a través de microscopía óptica, en donde para su identificación se emplearon guías de identificación e icnografías de características de cada género fitoplanctónico este proceso consta de varias facetas: La toma de alícuotas, el llenado de la cámara, recuento o identificación y la estimación de la densidad celular.

Los recipientes de muestreo fueron sometidos a procesos de homogeneización a través de una leve agitación, para garantizar la distribución homogénea de las células. Posteriormente, se coloca un cubreobjeto en la cámara y con la ayuda de una micropipeta se toma 10 µl del recipiente de muestreo y se vierte cuidadosamente en las ranuras de la cámara, la sedimentación de la muestra es importante, por tanto, se deja reposar por 2 minutos.

Previo a la contabilización e identificación, se realizó un proceso de identificación superficial, con el fin de establecer una lista con los géneros predominantes en ese medio, para facilitar su conteo y clasificación.

Una vez reposada la muestra se la somete a microscopio óptico, en donde se intenta ubicar uno de los dos compartimentos de la cámara de Neubauer con el objetivo de 10x, posterior, con objetivo de 20x se elige un cuadrante de los 5 existentes en la cámara, por último, con el lente de 40x se opta contar e identificar el fitoplancton.

El conteo se lo realizó empezando del cuadrante grande izquierdo, y contando los 16 cuadrados que cada uno de los cuadrantes grandes, empezando desde el lado izquierdo hacia el derecho, así sucesivamente hasta contar los cuatro cuadrantes grandes de las esquinas.

La cantidad de células contada fueron divididas para el número de cuadrículas contadas y el valor obtenido debe ser multiplicado por 10.000, para así obtener la cantidad de células/mL que hay en el cuerpo de agua. Y si la densidad es demasiada alta para ser contabilizada, es recomendable hacer diluciones y luego el valor contabilizado multiplicarlo por el factor de dilución.

3.3.1.3. Parámetros de calidad de agua

Los parámetros de calidad de agua evaluados fueron tomados cada 7 días y comparten similitud en el tiempo de toma, estos los conforman:

- a. **Oxígeno disuelto en agua.** Se midió con la ayuda de un multiparámetros directamente del estanque, los resultados son expresados en mg/L.
- b. **El pH.** Fue tomada directamente del cuerpo de agua de la piscina con la ayuda de un pH-metro.
- c. **Temperatura:** La temperatura del cuerpo de agua fue tabulada con la ayuda de un termómetro, el cual ofrecerá una lectura en °C.

Es importante recalcar que las mediciones de oxígeno pueden variar notablemente, exponiendo a bajas concentraciones de oxígeno por la noche, y de la misma forma los valores de pH presentaran variaciones menos significativas por la noche con relación al día.

3.3.1.4. Análisis de nutrientes

El análisis de nutrientes en el cuerpo de agua, se lo llevó a cabo por medio de un espectrofotómetro, el cual, mediante tecnología de detección de colorimetría, mide la absorción de luz a través de un compuesto químico que reacciona con el nutriente de interés disuelto en un volumen de agua. Esto nos proporcionó valores acertados de nitrito (NO_2), nitrato (NO_3), fosfatos (PO_4), amoníaco (NH_3), silicio (SiO_2), que son los compuestos que analizamos.

Tabla V. Rango de variables químicas en agua dulce y marina.

Variables Químicas	Agua Dulce ppm o mg/L (min – max)	Agua Marina ppm o mg/L (min – max)
Amoníaco (NH_3)	0,0 - 0,96	0,0 - 0,24
Nitrito (NO_2)	0,003 - 0,330	0,003 - 0,660
Nitrato (NO_3)	2,20 - 4,40	1,70 - 3,10
Fosfatos (PO_4)	0,10 - 0,30	0,01 - 0,20
Silicio (SiO_2)	40 - 50	5 - 20
Calcio (Ca)	10 - 40	350 - 450
Magnesio (Mg)	25 - 120	1200 - 1350
Potasio (K)	10 -35	375 - 400

Fuente: (Granda, 2000)

Se debe esclarecer que las muestras sometidas a espectrofotometría deben pasar por un proceso de filtración, esto se lo suele realizar con la ayuda de papel filtro, con la intención de eliminar material suspendido de mayor granulometría que alterarían la lectura.

3.3.1.5. Procedimiento para medición de nutrientes

3.3.1.5.1. Amoníaco (NH₃)

1. Colocamos el agua en el tubo de ensayo graduado a 10 mL.
2. Se añade una tableta de Amoníaco N°1 y Amoníaco N°2 para posterior trituration y mezclado para su disolución.
3. Esperar 10 minutos para que se desarrolle completo el color
4. En el seleccionador del fotómetro se ingresa el código para la lectura de amoníaco en mg/L, en este caso Phot 4 para medir Nitrógeno Amoniacal o Phot 62 para medir mg/L de amonio NH₄.
5. Anotar la lectura del espectrofotómetro.

3.3.1.5.2. Nitrito (NO₂)

1. Colocamos el agua en el tubo de ensayo graduado a 10 mL.
2. Se añade una tableta de Nitricol, para posterior trituration y mezclado para su disolución.
3. Esperar 10 minutos y se coloca en el fotómetro.
4. En el seleccionador del fotómetro se ingresa el código para la lectura de nitrito en mg/L, el cual es Phot 64, por otro lado, para obtener la lectura en mg/L de N se debe seleccionar Phot 24.
5. Anotar la lectura del espectrofotómetro.

3.3.1.5.3. Nitrato (NO₃)

1. Colocamos el agua en el tubo de ensayo graduado a 20 mL.
2. Se añade una cucharada de Nitratest en polvo y una tableta de Nitratest, no se debe triturar la tableta, colocar la tapa y agitar durante un minuto para mezclar y aumentar su disolución.
3. Esperar un minuto con el tubo estático, para luego invertirlo lentamente cuatro veces. Reposar el tubo por dos minutos para asegurar un asentamiento total.

4. Retirar la tapa y limpiar con papel limpio la parte superior del tubo.
5. Decantar la solución con cuidado en un tubo redondo, verter hasta 10 mL.
6. Añadir una tableta de Nitricol para triturar y mezclar
7. Esperar 10 minutos y se coloca en el fotómetro.
8. En el seleccionador del fotómetro se ingresa el código para la lectura de nitrato en mg/L, el cual es Phot 63, por otro lado, Phot 23 expone lecturas en mg/L de N.
9. Anotar la lectura del espectrofotómetro.

3.3.1.5.4. Fosfatos LR (PO₄)

1. Colocamos el agua en el tubo de ensayo graduado a 10 mL.
2. Se añade una tableta de fosfato N°1 LR, para posterior trituración y mezclado para su disolución.
3. Se añade una tableta de fosfato N°2 LR, para posterior trituración y mezclado para su disolución.
4. Esperar 10 minutos y se coloca en el fotómetro.
5. En el seleccionador del fotómetro se ingresa el código para la lectura de fosfato en mg/L, el cual es Phot 28.
6. Anotar la lectura del espectrofotómetro.

3.3.1.5.5. Silicio LR (SiO₂)

1. Colocamos el agua en el tubo de ensayo graduado a 10 mL.
2. Se añade una tableta de Sílice N°1 para posterior trituración y mezclado para su disolución.
3. Dejar reposar por 5 minutos para su correcta reacción.
4. Añadir una tableta de Sílice PR, triturar y mezclar para su disolución
5. Se añade una tableta de Sílice N°2 para posterior trituración y mezclado para su disolución.
6. Esperar 1 minuto para que el sílice reaccione.
7. En el seleccionador del fotómetro se ingresa el código para la lectura de silicato en mg/L, que es Phot 31.
8. Anotar la lectura del espectrofotómetro.

4. RESULTADOS

4.1. Análisis de agua

4.1.1. Evaluación fitoplanctónica

4.1.1.1. Análisis fitoplanctónico cuantitativo

a. Granja acuícola del Ambiente marino.

La Tabla VI muestra el promedio de la densidad fitoplanctónica de microalgas registradas, junto con su desviación estándar e incremento porcentual, dividido por grupos taxonómicos en agua marina. Los promedios se muestran en comparación a las unidades de tratamiento y control al culminar el periodo experimental.

Tabla VI. Densidad fitoplanctónica (cel/mL) e incremento porcentual por grupos taxonómicos (Promedio \pm DE) en agua marina.

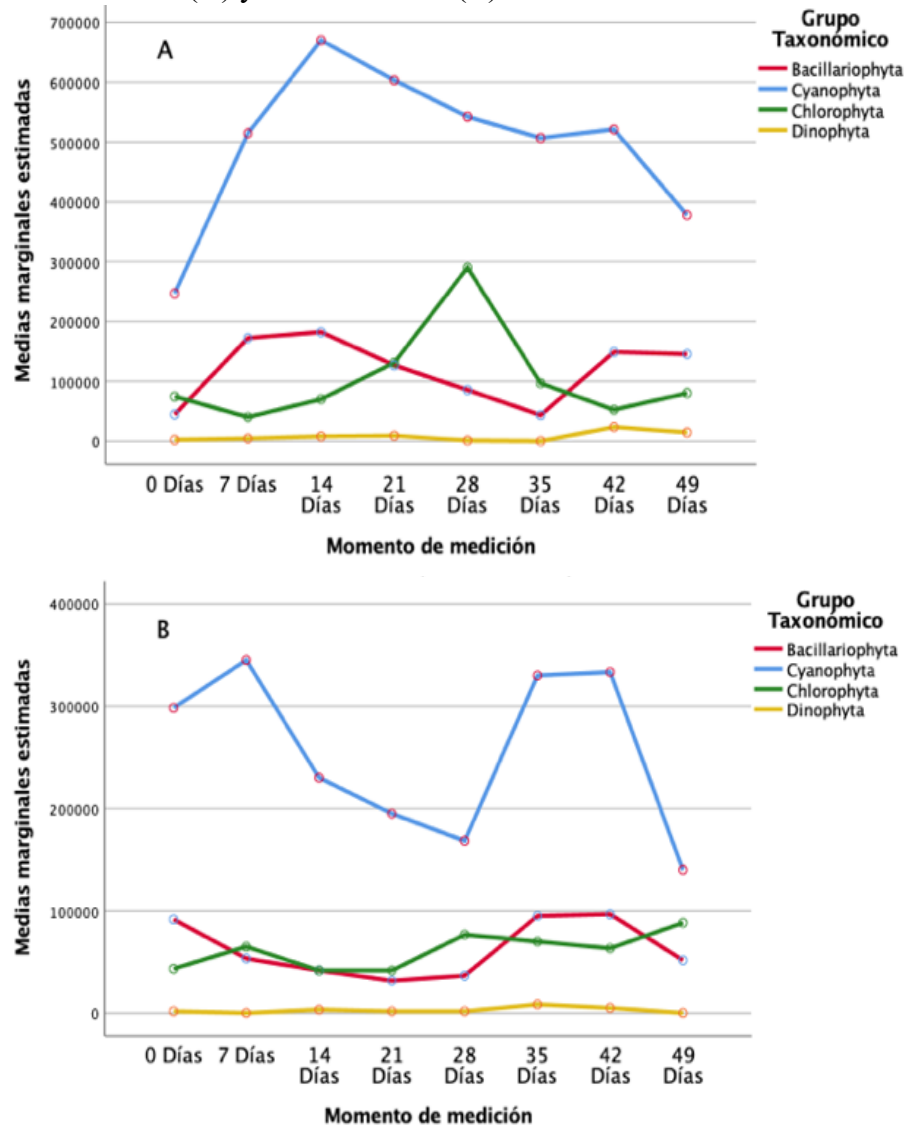
Grupos Taxonómicos	Tratamiento		
	Promedio (cel/mL) \pm Desviación estándar – Incremento Porcentual (%)		
	Sin fertilizante (S/F)	Con fertilizante (C/F)	Incremento porcentual
Bacillariophyta	62.291,67 \pm 35.813,77 ^a	118.611,11 \pm 67.235,49 ^b	90,41%
Cyanophyta	255.000 \pm 102.559,83 ^a	497.777,78 \pm 166.008,93 ^b	95,21%
Chlorophyta	61.250 \pm 38.086,21 ^a	77.777,78 \pm 38385,19 ^b	26,98%
Dinophyta	2.708,33 \pm 3.414,35 ^a	7.777,78 \pm 9.327,97 ^b	187,18%

* Valores promedios con la misma letra en fila no son significativamente diferentes ($P > 0.05$).

Se observaron diferencias estadísticamente significativas en todos los grupos taxonómicos, con mayores promedios en las unidades con tratamiento (C/F) respecto a las unidades de control (S/F). El número de células de Bacillariophyta, Cyanophyta, Chlorophyta y Dinophyta en los estanques (C/F) presentó promedios de 118.611,11 cel/mL, 497.777,78 cel/mL, 77.777,78 cel/mL y 7.777,78 cel/mL, respectivamente. A diferencia de los valores promedios de los mismos grupos en las unidades de control (S/F) fueron de 62.291,67 cel/mL, 255.000 cel/mL, 61.250 cel/mL y 2.708,33 cel/mL, respectivamente (Tabla VI).

En la Figura 6 se aprecia que, en el ambiente marino, los estanques (C/F) en el grupo Bacillariophytas alcanzaron promedios de 200.000 cel/mL en el día 14, coincidiendo con los días de repique del fertilizante, comparado con los estanques de control (S/F), con promedios máximos de 100.000 cel/mL. Por otro lado, el grupo de Chlorophyta tuvo un incremento en su densidad en los estanques fertilizados a los 28 días, promediando una concentración de 300.000 cel/mL, difiriendo de los resultados en los estanques sin fertilizar resultando en valores máximos de 100.000 cel/mL.

Figura 6. Variación de células/mL por grupos taxonómicos en estanques del ambiente marino con fertilizante (A) y sin fertilizante (B) en momentos de medición.



b. Granja acuícola del Ambiente salobre.

La Tabla VII muestra el promedio de la densidad fitoplanctónica de microalgas registradas, junto con su desviación estándar e incremento porcentual, dividido por

grupos taxonómicos en agua salobre. Los promedios se presentan en comparación a las unidades de tratamiento y control al final del periodo experimental.

Tabla VII. Densidad fitoplanctónica (cel/mL) e incremento porcentual por grupos taxonómicos (Promedio \pm DE) en agua salobre.

Grupos Taxonómicos	Tratamiento		
	Promedio (cel/mL) \pm Desviación estándar – Incremento Porcentual (%)		
	Sin fertilizante (S/F)	Con fertilizante (C/F)	Incremento porcentual
Bacillariophyta	81.041,7 \pm 55.06 ^a	110.416,68 \pm 63.745,72 ^b	36,25%
Cyanophyta	671.666,67 \pm 317.117,08 ^a	740.000 \pm 304.196,59 ^b	10,18%
Chlorophyta	80.208,33 \pm 46.805,26 ^a	88.333,33 \pm 55.943,79 ^a	10,13%
Dinophyta	5.000 \pm 5.954,91 ^a	7.777,78 \pm 10.054,62 ^a	55,55%

* Valores promedios con la misma letra en fila no son significativamente diferentes ($P > 0.05$).

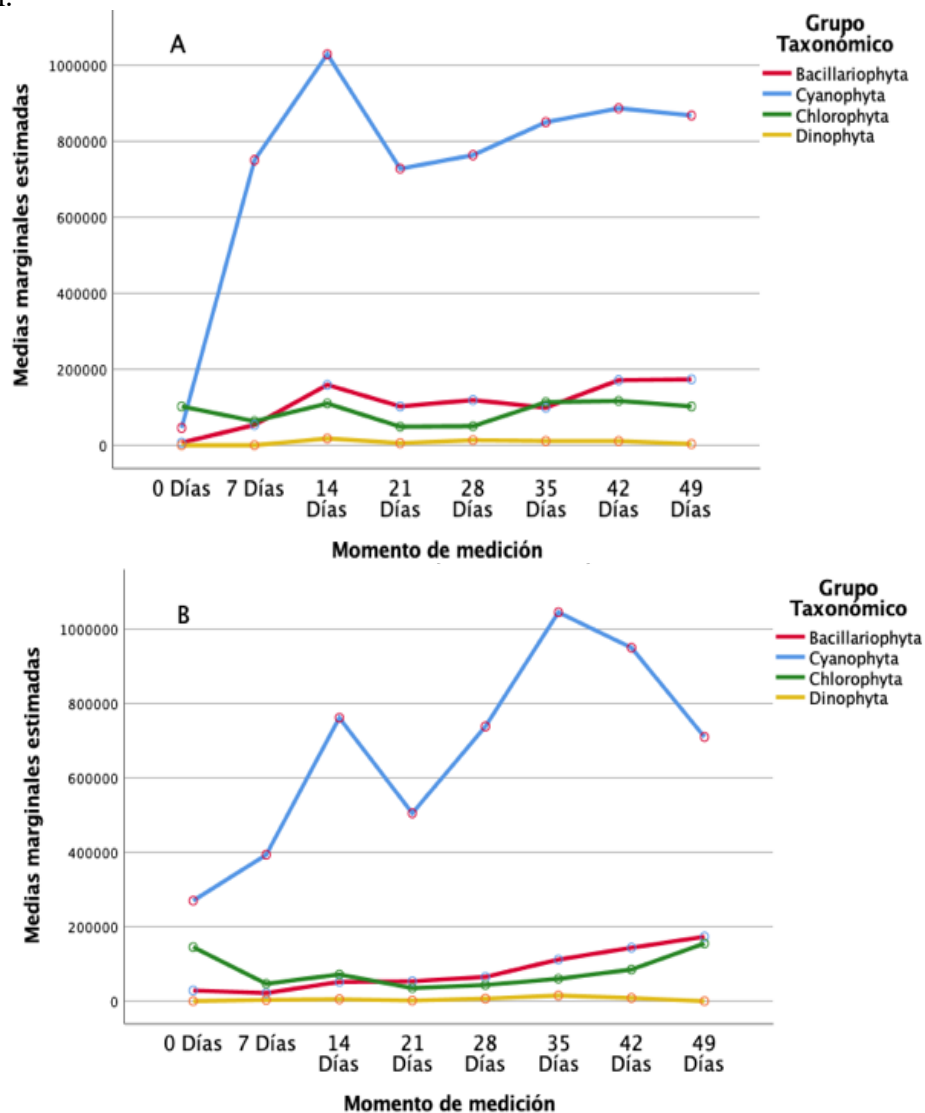
Se observaron diferencias estadísticamente significativas en los grupos Bacillariophyta y Cyanophyta, con mayores promedios en las unidades con tratamiento (C/F) respecto a las unidades de control (S/F). El número de células de Bacillariophyta y Cyanophyta en los estanques (C/F) presentó promedios de 110.416,68 cel/mL y 740.000 cel/mL, respectivamente. En contraste, los valores promedios de los mismos grupos en las unidades de control (S/F) fueron de 81.041,7 cel/mL y 671.666,67 cel/mL, respectivamente.

Por otro lado, aunque no se observaron diferencias estadísticas en los valores promedios de células/mL en Chlorophyta y Dinophyta, debido a los valores obtenidos en la desviación estándar, se observaron diferencias numéricas en estos grupos. El número de células de Chlorophyta y Dinophyta en los estanques (C/F) presentó promedios de 88.333,33 cel/mL y 7.777,78 cel/mL, correspondientemente, en contraste a los estanques de control (S/F), que mostraron promedios de 80.208,33 cel/mL y 5.000 cel/mL, respectivamente (Tabla VII).

En la Figura 7 se observa que, en el ambiente salobre, los estanques (C/F) en el grupo de las Bacillariophytas, en los días 14, 42 y 49, alcanzaron promedios cercanos a

200.000 cel/mL, coincidiendo con los días de repique del fertilizante. Por otro lado, las densidades de Cyanophyta se mantuvieron altas durante el periodo experimental. En cambio, los estanques (S/F) presentaron un valor similar de Bacillariophyta únicamente en el día 49, en el grupo de Cyanophyta las oscilaciones de concentración de fitoplancton fueron más bruscas a lo largo de los momentos de medición.

Figura 7. Variación de los promedios de células/mL por grupos taxonómicos en estanques de ambiente salobre con fertilizante (A) y sin fertilizante (B) en relación al momento de medición.

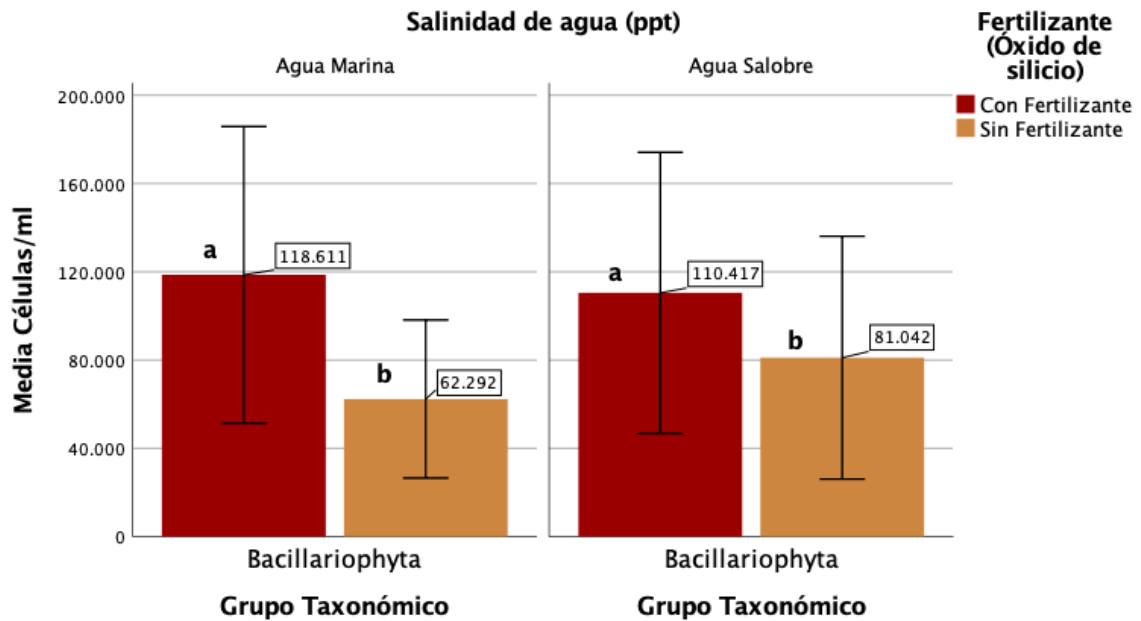


4.1.1.1.1. Comparación de producción de Bacillariophyta en ambos ambientes.

En la Figura 8 se expone la comparación mediante gráficos de barras del promedio de la densidad fitoplanctónica de las microalgas registradas en las granjas acuícolas en el

ambiente marino y salobre. La comparación se enfoca en el grupo taxonómico de las Bacillariophytas e incluye la desviación estándar al culminar el periodo experimental.

Figura 8. Comparación de la densidad promedio de células/mL y desviación estándar en el grupo de Bacillariophyta en los dos ambientes.



- * Las barras de T entre las barras representan la desviación estándar en los promedios.
- * Valores promedios con la misma letra en barra no son significativamente diferentes ($P > 0.05$).

Se observaron diferencias en el promedio de células/mL en el grupo de Bacillariophytas en ambas granjas acuícolas tras la fertilización (Figura 8). En la granja de agua marina, la concentración de células de los estanques (C/F) fue evidentemente superior, alcanzando 118.611,11 cel/mL, en comparación con los estanques (S/F), con valores de 62.292,67 cel/mL. Resultando en un incremento porcentual promedio de 90,41% en el grupo de las diatomeas en los estanques (C/F) (Tabla VI).

En la granja de agua salobre los promedios de células/mL entre los estanques (C/F) (Tabla VII), con promedios de 110.416,68 cel/mL, y los estanques de control con 81.041,7 cel/mL. Reflejando un incremento porcentual de 36,25%.

4.1.1.2. Análisis fitoplanctónico cualitativo

En la Tabla VIII se presenta la densidad promedio de cel/mL de los géneros del grupo taxonómico de las Bacillariophytas en cada granja acuícola. Los promedios se encuentran en función de los estanques con tratamiento y control, asociado a su respectivo número de células totales por mililitro.

Tabla VIII. Listado de géneros de Bacillariophytas encontrados en el conteo por mililitro en el periodo experimental en muestras de las granjas de Agua Marina y Salobre.

Células de Bacillariphyta/mL				
Granjas Acuícolas		Ambiente Marino		Ambiente Salobre
Tratamientos	(S/F)	(C/F)	(S/F)	(C/F)
<i>Navicula sp</i>	14.166,67	38.888,89	22.916,67	30.694,44
<i>Cocconeis sp</i>	1.250	277,78	2.916,67	3.194,45
<i>Chaetocero sp</i>	7.291,67	14.861,11	6.041,67	8.055,56
<i>Gyrosigma sp</i>	2.083,33	972,22	0	0
<i>Nitzschia sp</i>	5.000	6.250	4.583,33	5.555,56
Géneros <i>Cyclotella sp</i>	4.375	8.194,44	12.291,67	16.250
<i>Cylindrotheca sp</i>	6.250	3.333,33	1.875	2.638,89
<i>Thalassiosira sp</i>	208,33	2.638,89	833,33	416,67
<i>Skeletonema sp</i>	208,33	0	0	138,89
<i>Bacillaria sp</i>	0	2.083,33	0	0
<i>Otras</i>	21.458,33	41.111,11	29.583,33	43.472,22
Total	62.291,66	118.611,10	81.041,66	110.416,66

El promedio de cel/mL en las granjas acuícolas de ambiente marino y salobre mostró un efecto similar del fertilizante. Esto es evidente en los estanques (C/F) para el género *Navicula sp*, con valores de 38.888,89 cel/mL y 30.694,44 cel/mL, respectivamente. Sin embargo, en *Cocconeis sp*, las mayores densidades pertenecieron a los estanques con tratamiento en el ambiente salobre, con densidad final de 3.194,45 cel/mL (Tabla VIII).

Por otro lado, en *Chaetocero sp*, se observó una diferencia significativa en los valores de la granja acuícola de agua marina, donde los estanques (C/F) presentaron un promedio de 14.861,11 cel/mL, en comparación con el de ambiente salobre, con valores de 8.055,56 cel/mL. Ambos ambientes mostraron una densidad natural similar, respaldada por los estanques de control, con valores de 7.291,67 cel/mL y 6.041,67 cel/mL, respectivamente.

El género *Cyclotella sp*. demostró un mayor crecimiento en la granja de agua marina, con densidades en los estanques fertilizados de 8.194,44 cel/mL, aproximadamente el doble de la concentración natural en los estanques (S/F), qué fue de

4.375 cel/mL. En el ambiente salobre, la concentración de células en estanques (C/F) y (S/F) fue alta, no obstante, los promedios fueron relativamente cercanos de 16.250 cel/mL y 12.291,67 cel/mL, correspondientemente (Tabla VIII).

Por último, *Thalassiosira sp.* mostró una respuesta frente a la aplicación del fertilizante en un ambiente marino, con valores de 2.638,89 cel/mL, en comparación con los 208,33 cel/mL registrados en los estanques de control.

4.1.2. Parámetros de calidad de agua

La Tabla IX revela el promedio de los parámetros de calidad de agua (Oxígeno disuelto, pH y Temperatura) y su respectiva desviación estándar en ambas granjas acuícolas. Los datos se comparan entre los estanques con fertilizante y sin fertilizante, tomando muestras a las 05:00 h en intervalos de recolección de 7 días.

Tabla IX. Valores de parámetros de calidad de agua (Promedio \pm DE) en cada granja acuícola por unidades de tratamiento y control.

Parámetros de calidad de agua	Tratamiento Promedio \pm Desviación estándar			
	Granja Acuícola			
	Ambiente Marino		Ambiente Salobre	
	Sin fertilizante (S/F)	Con fertilizante (C/F)	Sin fertilizante (S/F)	Con fertilizante (C/F)
Oxígeno disuelto (mg/L)	2,16 \pm 0,35 ^a	2,15 \pm 0,56 ^a	2,41 \pm 0,53 ^a	2,36 \pm 0,61 ^a
pH del agua	8,10 \pm 0,12 ^a	8,10 \pm 0,17 ^a	8,24 \pm 0,22 ^a	8,13 \pm 0,2 ^b
Temperatura del agua (°C)	29,79 \pm 0,82 ^a	30,19 \pm 1,02 ^b	28,76 \pm 1,14 ^a	28,61 \pm 1,2 ^a

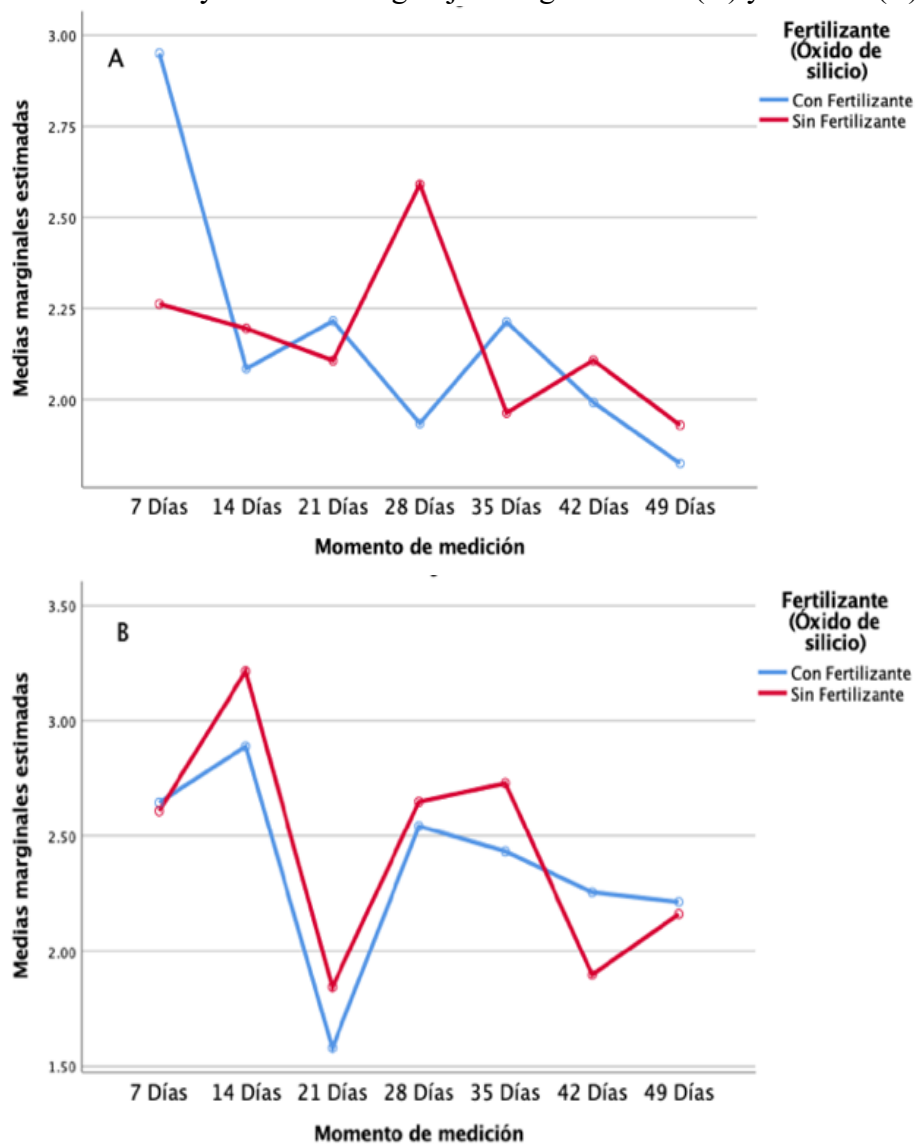
* Valores promedios con la misma letra en fila no son significativamente diferentes (P>0.05).

4.1.2.1. Oxígeno

El oxígeno disuelto en mg/L en las granjas acuícolas de agua marina y salobre, tanto los estanques con fertilizante y sin fertilizante no presentaron diferencias estadísticamente significativas (Tabla IX). En agua marina, las unidades con tratamiento y sin tratamiento mostraron valores de 2,15 \pm 0,56 mg/L y 2,16 \pm 0,35 mg/L, respectivamente. Los valores promedios de oxígeno disuelto en agua salobre fueron de

2,36 ± 0,61 mg/L y 2,41 ± 0,53 mg/L para los estanques con fertilizante y sin fertilizante, correspondientemente. En agua salobre se observa una congruencia en la variación de oxígeno con respecto a los momentos de medición y un decline progresivo de su concentración conforme transcurren los días, esta dinámica es visible en el agua marina, en donde los valores finales de oxígeno disuelto al culminar el proyecto fueron inferior a 2 mg/L (Figura 9).

Figura 9. Dinámica de oxígeno disuelto (mg/L) en los momentos de medición por unidades de tratamiento y control en la granja de Agua Marina (A) y Salobre (B).

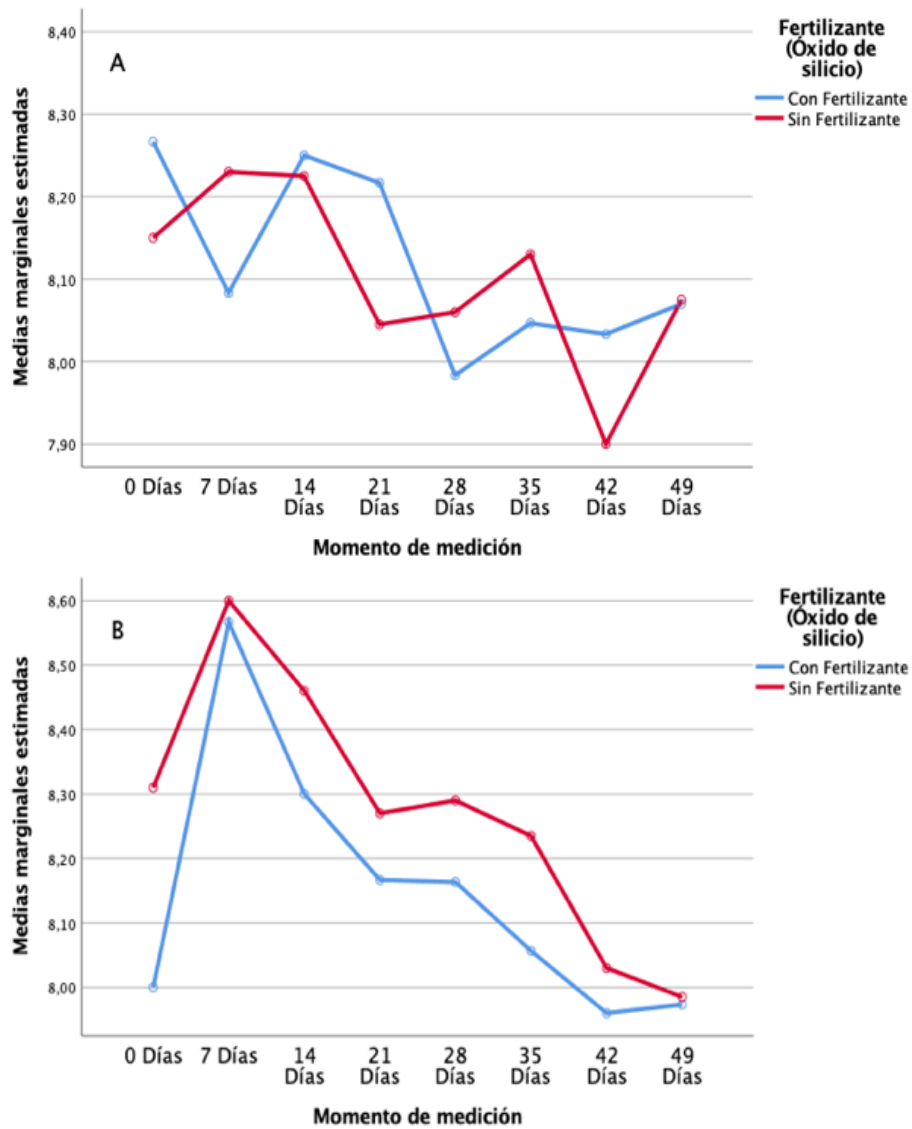


4.1.2.2. pH

El pH en agua en la granja de agua marina, según la Tabla IX, no evidenció diferencias estadísticas entre los estanques con fertilizante y sin fertilizante, con un valor promedio de 8,10. No obstante, el pH en la granja de agua salobre disminuyó

evidentemente con el tiempo de medición, lo que se puede atribuir a la producción de CO₂ por la respiración del fitoplancton y, como consecuencia, la acidificación del agua. En la Figura 10 se observa que los valores promedios más bajos registrados en agua salobre fueron de 7,96 en el último día de medición (49 Días).

Figura 10. Dinámica del pH del agua en los momentos de medición segmentado por unidades de tratamiento y control en la granja de Agua Marina (A) y Salobre (B).

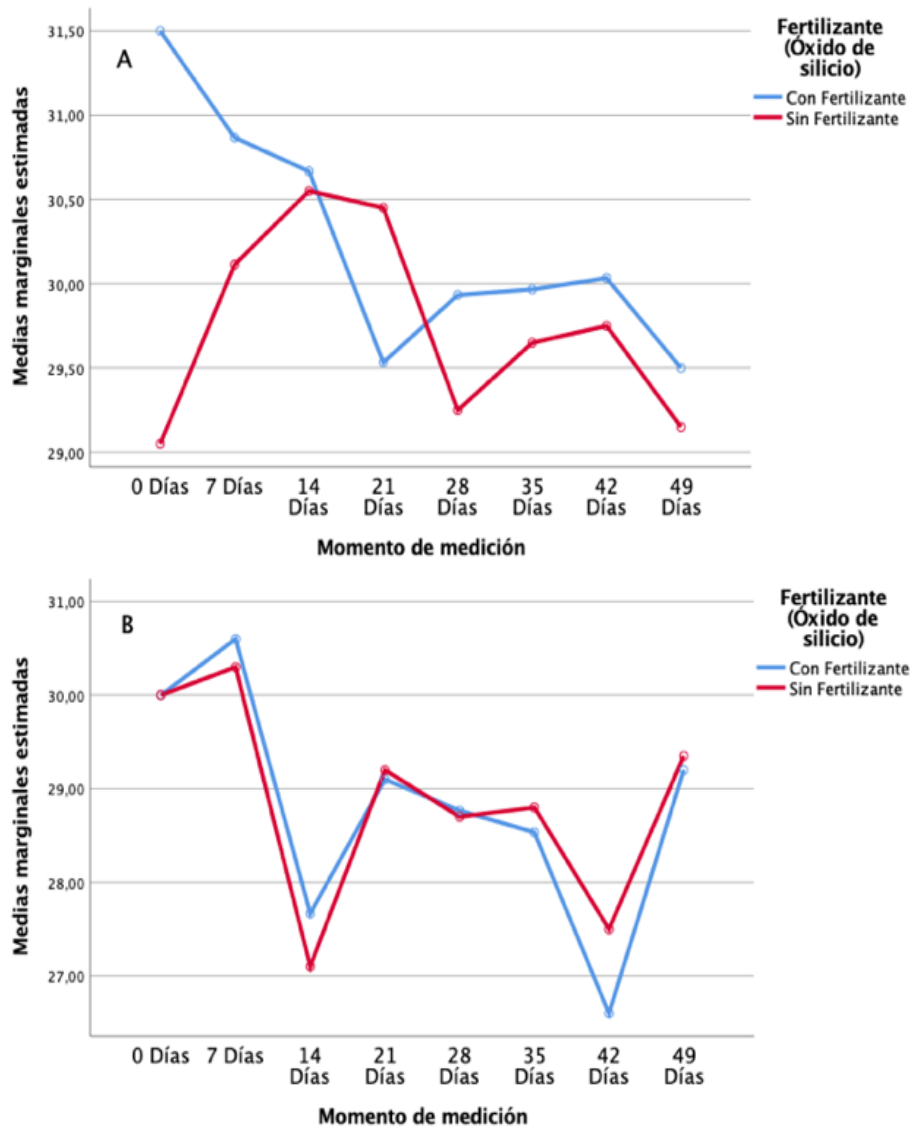


4.1.2.3. Temperatura

La temperatura promedio del agua en la granja de ambiente marino disminuyó conforme avanzaba el experimento, con periodos de bajas temperaturas asociados a los cambios en las condiciones climáticas. Además, se observó una dinámica de variación relativamente similar entre los estanques (Figura 11). Los estanques con fertilizante presentaron un valor promedio significativamente mayor ($30,19 \pm 1,02$ °C) en

comparación con los estanques sin fertilizante ($29,79 \pm 0,82 \text{ }^\circ\text{C}$). Sin embargo, las temperaturas en la granja de ambiente salobre (Tabla IX) no mostraron diferencias significativas, reflejando valores relativamente estables en estanques con fertilizante ($28,61 \pm 1,2 \text{ }^\circ\text{C}$) y sin fertilizante ($28,76 \pm 1,14^\circ\text{C}$).

Figura 11. Dinámica de temperatura del agua ($^\circ\text{C}$) en los momentos de medición por unidades de tratamiento y control en la granja de Agua Marina (A) y Salobre (B).



4.1.3. Análisis de nutrientes

a. Granja acuícola de Ambiente Marino.

La Tabla X presenta los promedios de los resultados de los nutrientes analizados en cada momento de medición a lo largo del periodo experimental, en relación a la aplicación y ausencia del fertilizante, en el ambiente de agua marina.

Tabla X. Dinámica de nutrientes analizados en el periodo experimental en función de los estanques con tratamiento y control en la granja acuícola de Agua Marina.

Nutrientes medidos	Nitrógeno Amoniacal Total (NH ₄) (mg/L)		Amoníaco (NH ₃) (mg/L)		Nitrógeno de Nitrito (N-NO ₂) (mg/L)		Nitrito (NO ₂) (mg/L)		Nitrógeno de Nitrato (N-NO ₃) (mg/L)		Nitrato (NO ₃) (mg/L)	
	S/F	C/F	S/F	C/F	S/F	C/F	S/F	C/F	S/F	C/F	S/F	C/F
Momento de medición												
Día 0	2,604	0,274	0,248	0,037	0,0075	0,0073	0,035	0,017	0,770	0,597	3,900	2,633
Día 7	2,526	0,643	0,333	0,060	0,0001	0,0024	0,001	0,001	0,428	0,737	3,500	3,033
Día 14	0,302	0,476	0,025	0,062	0,0011	0,0004	0,006	0,001	2,870	0,720	1,430	3,233
Día 21	0,206	0,582	0,017	0,066	0,0025	0,0044	0,006	0,014	0,675	0,743	2,860	4,233
Día 28	4,050	1,668	0,326	0,119	0,0046	0,0083	0,016	0,027	0,380	0,473	1,810	1,980
Día 35	0,264	0,215	0,025	0,018	0,0015	0,0004	0,001	0,001	0,203	0,191	0,550	0,887
Día 42	1,684	0,145	0,099	0,012	0,0001	0,0030	0,001	0,007	0,121	0,273	0,530	1,233
Día 49	3,291	1,671	0,272	0,140	0,0170	0,0030	0,055	0,010	0,246	0,167	1,115	0,767

Nutrientes medidos	Fosfato (PO ₄) (mg/L)		Fósforo (P) (mg/L)		Sílice (SiO ₂) (mg/L)	
	S/F	C/F	S/F	C/F	S/F	C/F
Momento de medición						
Día 0	0,220	0,230	0,030	0,077	0,715	0,797
Día 7	0,135	0,160	0,045	0,053	1,475	1,030
Día 14	0,280	0,343	0,095	0,110	1,220	1,353
Día 21	0,270	0,500	0,090	0,167	1,300	1,317
Día 28	0,260	0,457	0,085	0,153	0,925	1,500
Día 35	0,150	0,303	0,050	0,100	0,640	1,290
Día 42	0,335	0,430	0,115	0,143	0,920	1,027
Día 49	0,155	0,247	0,050	0,080	0,800	1,217

Al inicio, los estanques con fertilizante (C/F) y sin fertilizante (S/F) registraron niveles de nitrógeno amoniacal (NH_4) de 0,274 mg/L y 2,604 mg/L, respectivamente. Al día 28, los niveles del TAN aumentaron a 1,668 mg/L y 4,05 mg/L, correspondientemente, en los estanques (C/F) y (S/F). Posteriormente, estos niveles disminuyeron a 0,145 mg/L y 1,684 mg/L en el día 42, finalizando con valores de 1,671 mg/L en estanques (C/F) y 3,291 mg/L en estanques (S/F) (Tabla X).

En los estanques (C/F) y (S/F), el NO_2 fue de 0,017 mg/L y 0,035 mg/L, y el NO_3 de 2,63 mg/L y 3,9 mg/L, respectivamente. El NO_2 disminuyó a los 21 días en los estanques (C/F) a 0,014 mg/L y en estanques (S/F) a 0,006 mg/L. En el día 49, los valores aumentaron a 0,01 mg/L y 0,055 mg/L, correspondientemente. En los estanques (C/F) el NO_3 aumentó a 4,23 mg/L en el día 21 y finalizó con un valor de 0,767 mg/L. En los estanques (S/F), los valores disminuyeron a 0,53 mg/L en el día 42 y luego aumentaron hasta llegar a 1,115 mg/L.

Los niveles de PO_4 en los estanques fertilizados fueron de 0,23 mg/L. Durante la investigación, no se registraron valores superiores a 0,5 mg/L, registrando los valores más altos en el día 21. Los valores más bajos se observaron en los días 7 y 49, siendo 0,16 mg/L y 0,247 mg/L, respectivamente. En los estanques sin fertilizante, los valores de PO_4 oscilaron de 0,22 mg/L y 0,33 mg/L, finalizando con 0,155 mg/L (Tabla X).

Finalmente, los valores iniciales de SiO_2 en los estanques fertilizados fueron de 0,797 mg/L. A lo largo de la investigación, estos valores incrementaron progresivamente, excepto en el día 42. Al finalizar el estudio, los niveles de SiO_2 alcanzaron 1,217 mg/L. En los estanques sin fertilizar, los valores de este nutriente iniciaron con 0,71 mg/L y posteriormente, los niveles de SiO_2 disminuyeron hasta llegar a 0,8 en el último día.

b. Granja acuícola de Ambiente Salobre.

La Tabla XI presenta los promedios de los resultados de los nutrientes analizados en cada momento de medición a lo largo del periodo experimental, en relación a la aplicación y ausencia del fertilizante, en el ambiente de agua salobre.

Tabla XI. Dinámica de nutrientes analizados en el periodo experimental en función de los estanques con tratamiento y control en la granja acuícola de Agua Salobre.

Valores de nutrientes	Nitrógeno Amoniacal Total (NH ₄) (mg/L)		Amoníaco (NH ₃) (mg/L)		Nitrógeno de Nitrito (N-NO ₂) (mg/L)		Nitrito (NO ₂) (mg/L)		Nitrógeno de Nitrato (N-NO ₃) (mg/L)		Nitrato (NO ₃) (mg/L)	
	S/F	C/F	S/F	C/F	S/F	C/F	S/F	C/F	S/F	C/F	S/F	C/F
Momento de medición												
Día 0	2,450	2,347	0,370	0,174	0,0011	0,0054	0,004	0,021	0,080	0,019	0,351	0,087
Día 7	0,225	0,513	0,060	0,126	0,0201	0,0017	0,006	0,007	0,945	0,530	4,200	2,360
Día 14	0,255	1,347	0,048	0,175	0,0001	0,0007	0,001	0,004	0,930	0,797	4,100	3,567
Día 21	0,120	1,210	0,014	0,127	0,0090	0,0027	0,030	0,007	0,935	0,833	4,150	3,800
Día 28	0,205	0,433	0,026	0,041	0,0001	0,0010	0,001	0,004	0,970	0,893	4,350	4,067
Día 35	0,235	0,263	0,027	0,020	0,0010	0,0017	0,001	0,007	0,395	0,277	1,770	1,220
Día 42	0,510	0,190	0,030	0,010	0,0055	0,0037	0,020	0,010	0,225	0,202	1,040	0,900
Día 49	0,160	0,103	0,012	0,006	0,0035	0,0001	0,015	0,001	0,060	0,087	0,280	0,393

Valores de nutrientes	Fosfato (PO ₄) (mg/L)		Fósforo (P) (mg/L)		Sílice (SiO ₂) (mg/L)	
	S/F	C/F	S/F	C/F	S/F	C/F
Momento de medición						
Día 0	0,420	0,310	0,140	0,103	1,085	1,343
Día 7	0,490	0,573	0,160	0,187	2,025	2,467
Día 14	0,505	0,627	0,165	0,207	2,300	13,217
Día 21	0,455	0,543	0,150	0,180	2,675	3,417
Día 28	0,360	0,307	0,120	0,103	1,775	1,917
Día 35	0,330	0,377	0,110	0,127	2,375	2,833
Día 42	0,410	0,393	0,135	0,130	2,900	3,183
Día 49	0,470	0,337	0,155	0,113	3,250	4,333

Los valores del TAN al inicio en estanques (C/F) fue 2,347 mg/L, mientras que, en los estanques (S/F) fue 2,450 mg/L. Estos valores disminuyeron en ambos casos, alcanzando 0,433 mg/L en el día 28 y finalizando en 0,103 mg/L en los estanques (C/F). En los estanques (S/F), los niveles disminuyeron a 0,120 mg/L en el día 21, presentando un ligero incremento hasta 0,510 mg/L en el día 42 y finalizando en 0,160 mg/L (Tabla XI).

Las concentraciones iniciales de nitrito y nitrato al comienzo de la investigación fueron de 0,004 mg/L y 0,351 mg/L, respectivamente, en los estanques (S/F) y de 0,021 mg/L y 0,087 mg/L, respectivamente, en los estanques (C/F). Durante los 49 días de la investigación, los niveles de nitrito disminuyeron progresivamente en estanques (C/F) hasta llegar a 0,001 mg/L. En los estanques (S/F), Los niveles de NO₂ aumentaron a partir del día 42, alcanzando valores de los 0,015 mg/L al final del estudio

Por otro lado, los niveles de nitrato aumentaron durante los primeros 28 días, alcanzando 4,067 mg/L en estanques (C/F) y 4,35 mg/L en estanques (S/F). Posteriormente, los niveles disminuyeron hasta llegar a 0,393 mg/L y 0,28 mg/L, respectivamente.

Los niveles de PO₄ en los primeros días fueron de 0,31 mg/L en los estanques (C/F), excepto en el día 14, cuando alcanzaron 0,627 mg/ (Tabla XI). Los valores de PO₄ en los estanques (S/F) fueron de 0,42 mg/L, con poca variación a lo largo del estudio, excepto en el día 14, con valor de 0,505 mg/L, y finalizando con 0,47 mg/L.

Los niveles de SiO₂ al inicio de la investigación fueron 1,343 mg/L en estanques (C/F) y 1,085 mg/L en estanques (S/F). En el día 14, se observó en los estanques (C/F) un valor de 13,217 mg/L. Posteriormente, los valores oscilaron de 1,9 mg/L y finalizando en 4,333 mg/L. En los estanques sin fertilizar, los valores oscilaron de 1,7 mg/L terminado en 3,25 mg/L.

4.1.3.1. Amoníaco (NH₃)

En la Tabla XII se plasman los valores promedios de amoníaco en mg/L y su respectiva desviación estándar en ambas granjas acuícolas. Los valores se comparan entre los estanques con fertilizante y sin fertilizante, aplicando intervalos de recolección de 7 días.

Tabla XII. Valores de Amoníaco en el agua en mg/L (Promedio \pm DE) en cada granja acuícola por unidades de tratamiento y control.

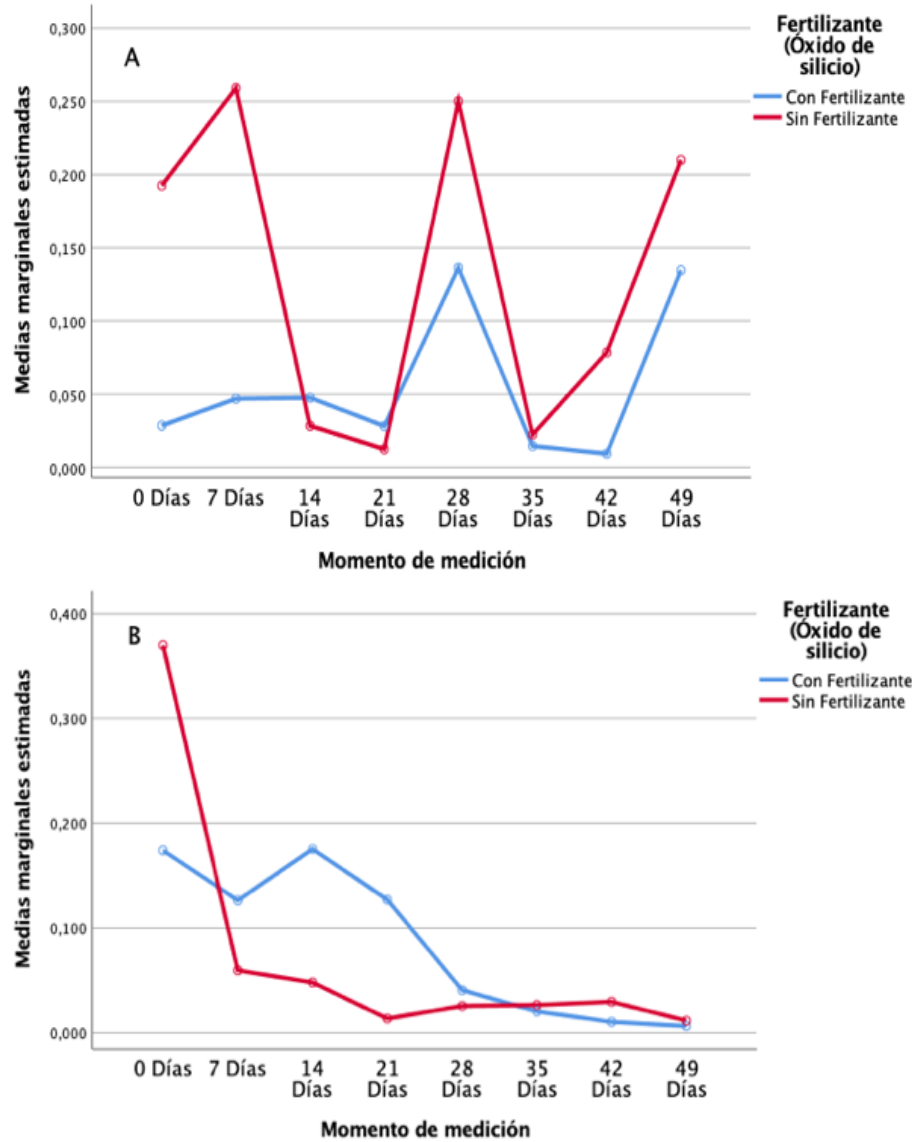
Granja Acuícola	Tratamiento	
	Promedio \pm Desviación estándar	
	Amoníaco (NH ₃) (mg/L)	
	Sin Fertilizante	Con Fertilizante
Ambiente Marino	0,168 \pm 0,140 ^a	0,064 \pm 0,045 ^b
Ambiente Salobre	0,073 \pm 0,128 ^a	0,085 \pm 0,099 ^a

* Valores promedios con la misma letra en cada fila no son significativamente diferentes (P>0.05).

Se reportaron diferencias estadísticas en el ambiente marino en función de las unidades con fertilizante y los controles. Los resultados de los estanques fertilizados fueron evidentemente menores en comparación con los estanques sin fertilizar, presentando valores promedios de 0,064 \pm 0,045 mg/L y 0,168 \pm 0,140 mg/L, respectivamente. La Figura 12 muestra la concentración de amoníaco en los estanques sin fertilizar (0,250 mg/L), donde se observa picos altos en comparación con los estanques fertilizados (0,13 mg/L).

No obstante, en la granja de ambiente salobre, se exponen picos superiores de amoníaco en los estanques de control en los primeros momentos de medición con respecto a los estanques con fertilizante (Figura 12), para su posterior precipitación a lo largo del experimento. En la Tabla XII, los valores demostraron que los estanques con fertilizante (0,085 \pm 0,099 mg/L) no mostraron diferencias significativas en comparación con las unidades de control (0,073 \pm 0,128 mg/L).

Figura 12. Variación del amoníaco (NH_3) del agua en mg/L, segmentado por unidades de tratamiento y control en la granja Agua Marina (A) y Salobre (B).



4.1.3.2. Fósforo (P)

En la Tabla XIII se muestran los valores promedios de fósforo en mg/L y su respectiva desviación estándar en ambas granjas acuícolas. Los valores se comparan entre los estanques con fertilizante y sin fertilizante, utilizando intervalos de recolección de 7 días.

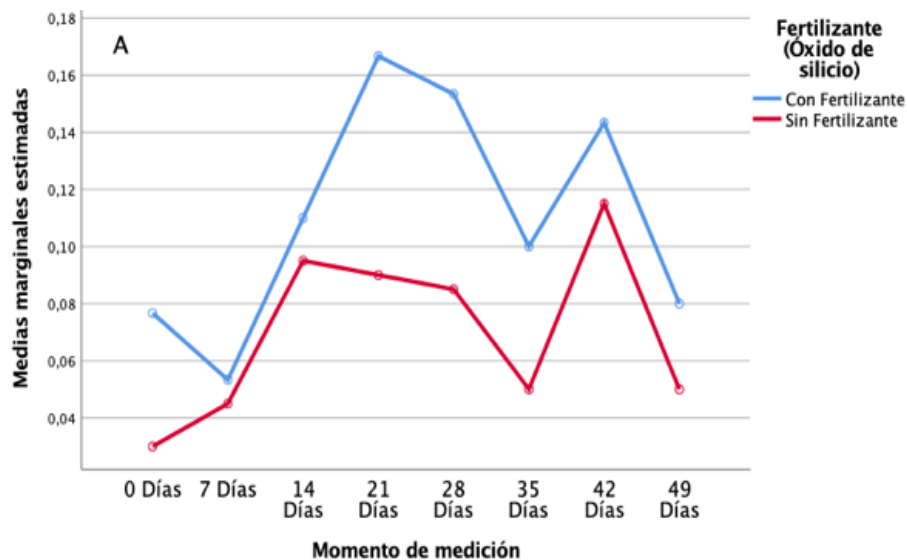
Tabla XIII. Valores de Fósforo en el agua en mg/L (Promedio \pm DE) en cada granja acuícola por unidades de tratamiento y control.

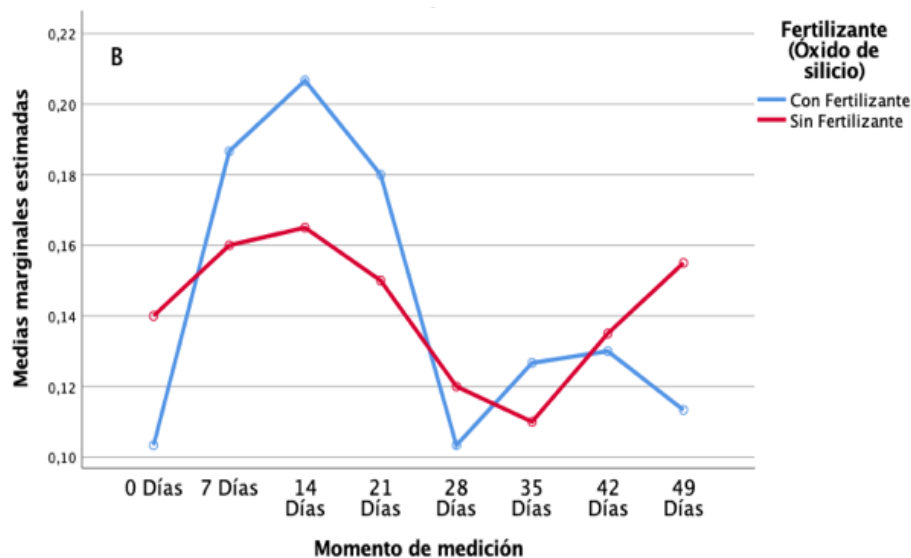
Granja Acuícola	Tratamiento	
	Promedio \pm Desviación estándar	
	Fósforo (P) (mg/L)	
	Sin Fertilizante	Con Fertilizante
Ambiente Marino	0,07 \pm 0,044 ^a	0,11 \pm 0,058 ^b
Ambiente Salobre	0,142 \pm 0,039 ^a	0,143 \pm 0,053 ^a

* Valores promedios con la misma letra en la fila no son significativamente diferentes ($P > 0.05$).

La cantidad promedio de fósforo en el agua en la granja acuícola del ambiente marino (Tabla XIII) en los estanques con fertilizante fue de $0,11 \pm 0,058$ mg/L, significativamente mayor que en las unidades sin fertilizante, con valores de $0,07 \pm 0,044$ mg/L. En la Figura 13, los estanques fertilizados presentaron tendencias más elevadas con respecto a los estanques de control, aunque la dinámica fue similar. Por otro lado, en el gráfico de la granja de agua salobre (Figura 13) se observa una mayor variación en la dinámica de fósforo entre los estanques con tratamiento y control. Sin embargo, los datos fueron homogéneos tanto en las unidades con fertilizante y sin fertilizante, con valores promedios de $0,143 \pm 0,053$ mg/L y $0,142 \pm 0,039$ mg/L, correspondientemente (Tabla XIII).

Figura 13. Variación del fósforo (P) del agua en mg/L, segmentado por unidades de tratamiento y control en la granja de Agua Marina (A) y Salobre (B).





4.1.3.3. Sílice

En la Tabla XIV se exponen los valores promedios de sílice en mg/L y su respectiva desviación estándar en ambas granjas acuícolas. Los resultados se comparan entre los estanques con fertilizante y sin fertilizante, aplicando intervalos de recolección de 7 días.

Tabla XIV. Valores de Sílice en el agua en mg/L (Promedio \pm DE) en cada granja acuícola por unidades de tratamiento y control.

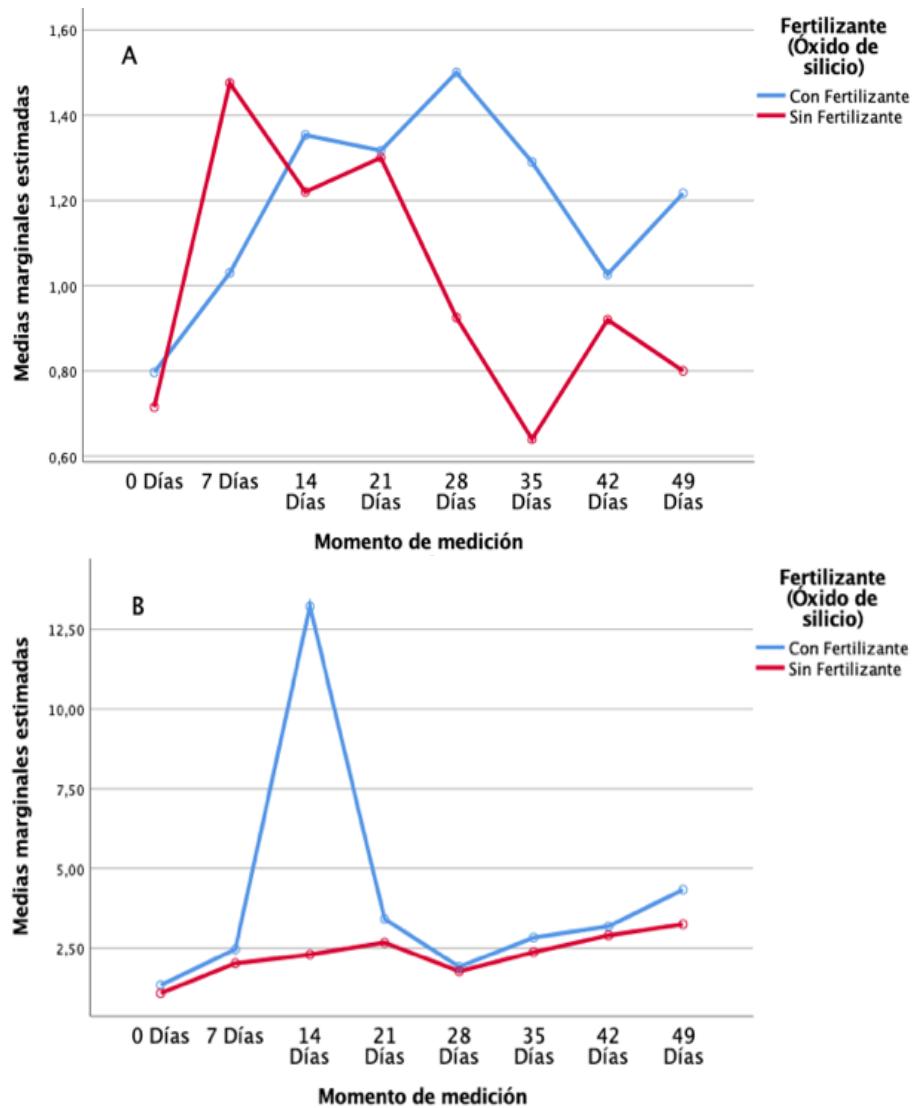
Granja Acuícola	Tratamiento	
	Promedio \pm Desviación estándar	
	Sílice (SiO ₂) (mg/L)	
	Sin Fertilizante	Con Fertilizante
Ambiente Marino	0,999 \pm 0,413 ^a	1,191 \pm 0,368 ^b
Ambiente Salobre	2,298 \pm 0,861 ^a	4,089 \pm 6,326 ^b

* Valores promedios con la misma letra en la fila no son significativamente diferentes ($P > 0.05$).

En la Tabla XIV ofrece los valores promedios de sílice medidos en el cuerpo de agua. Se concluyó que, en la granja de agua marina y salobre, los estanques con fertilizante presentaron valores promedios superiores en comparación a los reportados en las unidades sin fertilizante, con respecto a los momentos de medición (Figura 14). Además, se encontraron diferencias estadísticamente significativas en ambas salinidades. Los valores promedios en la granja acuícola de ambiente marino en estanques con

tratamiento presentaron valores de $1,191 \pm 0,368$ mg/L, mientras que en los estanques sin fertilizar los promedios fueron de $0,999 \pm 0,413$ mg/L. Por otro lado, en la granja de ambiente salobre, los valores promedios de los estanques con fertilizante y sin fertilizante fueron de $4,089 \pm 6,326$ mg/L y $2,298 \pm 0,861$ mg/L, respectivamente.

Figura 14. Variación del sílice (SiO_2) del agua en mg/L, segmentado por unidades de tratamiento y control en la granja de Agua Marina (A) y Salobre (B).



4.1.3.4. Relación N:P

En la Tabla XV se presentan los valores promedios de la relación Nitrógeno:Fósforo. La concentración de N se calculó a través de la sumatoria del nitrógeno presente en el agua, en forma de amonio, nitrito y nitrato. Estos valores se utilizaron para la estimación de la relación N:P.

Tabla XV. Promedio de relación N:P en el agua de los estanques en cada granja acuícola por unidades de tratamiento y control.

Granja Acuícola	Tratamiento Promedio	
	N:P	
	Sin Fertilizante	Con Fertilizante
Ambiente Marino	36,71:1	10,72:1
Ambiente Salobre	7,70:1	8,75:1

En los estanques sin fertilizante del ambiente de agua marina con la obtención de los valores de NH_4 , N-NO_2 y N-NO_3 , se obtuvo un valor promedio de la cantidad de Nitrógeno Total, y de la Tabla XV se obtuvo los valores de fósforo de cada ambiente, resultando en una relación de 36,71:1, siendo este el mayor valor reflejado en la granja de ambiente marino. Por otro lado, en los estanques con fertilizante la relación N:P se mantuvo un promedio de 10,72:1

En el ambiente salobre, la relación de N:P en las unidades de estudio con fertilizante y sin fertilizante se mantuvo en 8,75:1 y 7,70:1, respectivamente.

5. DISCUSIÓN

5.1. Respuesta de la aplicación de Óxido de silicio micronizado en parámetros físicos-químicos y biológicos en los ambientes Marino y Salobre.

5.1.1. Oxígeno

La densidad total fitoplanctónica registrada tanto en el ambiente marino como salobre se puede considerar como alta, en base a Ferrufino (2013), aunque según lo investigado por Marcillo (1995) estas densidades no presentan problemas en el cultivo. La densidad de fitoplancton aparentemente fue la responsable de que se observen valores promedio de OD incluso por debajo de 2,27 mg/L al amanecer en ambos ambientes, propiciada probablemente por el consumo activo de OD por la respiración del fitoplancton y los animales cultivados. Esta situación coincide con lo reportado por Carranza (2020), quien en su investigación concluye que, la disponibilidad de OD depende tanto de la respiración del cultivo y del fitoplancton presente en el medio.

En el trabajo de Hernández (2019), se concluyó que, durante el día, los valores producidos de oxígeno disuelto por los procesos fotosintéticos de las microalgas no presentaron diferencias en las unidades de estudio. Esto coincide con la homogeneidad de los valores de oxígeno disuelto obtenidos en el presente estudio en los distintos estanques. Las variaciones de oxígeno disuelto podrían atribuirse a otros factores, como la turbulencia, velocidad del viento o por el consumo de la materia orgánica.

5.1.2. pH

Un trabajo realizado por Lundholm et al. (2004) mencionan que hubo un aumento en la densidad de *Nitzschia sp.*, conforme el pH aumentaba de 8 a 8,5. Dichos resultados coinciden con los del presente estudio, ya que los estanques muestreados presentaron valores de pH superiores a 8,10, lo que induce que las altas densidades poblacionales de *Nitzschia sp.*, las cuales fueron superiores a 5.000 cel/mL se debió a los valores de pH.

Por otro lado, un estudio realizado por Abalde et al. (1995) concluyó que una reducción de pH interfiere en la asimilación de nutrientes y metabolismo del fitoplancton. Esto coincide con los resultados de nitrógeno amoniacal y amoníaco que estuvieron por encima del rango óptimo en el día 28, momento en el que se registraron los valores más bajos de pH en el ambiente marino.

Asimismo, el trabajo de Fuenmayor et al. (2009) concluyó que las cianobacterias filamentosas, como *Oscillatoria sp.*, presentan un mayor incremento en biomasa en condiciones alcalinas. Esto se refleja en el conteo fitoplanctónico realizado, donde en ambos ambientes se registraron valores de pH superiores a 8,10 y se observó una mayor presencia de *Oscillatoria sp.*, *Anabaena sp.* y *Pseudonabaena sp.*, principales cianobacterias filamentosas, lo que sugiere que los valores de pH repercutieron en las cianofitas.

5.1.3. Temperatura

En el estudio de Zafra et al. (2017), se estipula que las temperaturas óptimas para el crecimiento de *Thalassiosira sp* y *Skeletonema sp.* oscila entre 18 y 22 °C, lo que concuerda con las bajas concentraciones de ambos géneros de diatomeas posiblemente por las altas temperaturas de los dos ambientes que se mantuvieron por encima de 28 °C. Y las densidades tanto de *Thalassiosira sp.* y *Skeletonema sp.*, fueron bajas en el ambiente marino y salobre.

Massaut (1999) describe que temperaturas mayores a 25 °C son propicias para la proliferación de Cyanophyta, por encima de las temperaturas ideales para Bacillariophyta. Lo que coincide con las elevadas concentraciones de cianobacterias probablemente en respuesta a las altas condiciones térmicas en ambos ambientes. Este grupo taxonómico tuvo mayor incidencia en agua salobre, debido a la mayor disponibilidad de nutrientes en este ecosistema (Amé & Wunderlin, 2017).

5.1.4. Fósforo

En la investigación de Donato-Rondón (2019), se señala que la diversidad de diatomeas está relacionada con los fosfatos. Los valores de fósforo en los que reportaron mayor diversidad fueron de 0,045 mg/L a comparación de 0,0037 mg/L. De la misma manera el trabajo de Buendía-Flores et al. (2019) respalda estos hallazgos al describir que, concentraciones de 0,45 mg/L de fósforo está asociada con una mayor diversidad de diatomeas, sin embargo, cuando la concentración de fósforo llega a 1,1 mg/L la biodiversidad disminuye, esto debido a que el medio acuático entraría en una transición de eutrófico a hipertrófico. Esto concuerda con los resultados obtenidos en la presente investigación, donde las cantidades de fósforo en los estanques con fertilizante fueron ligeramente mayores en comparación con los estanques sin fertilizante. Esta diferencia

repercutió en la diversidad del grupo Bacillariophyta, como se corroboró en la cantidad de géneros encontrada en cada unidad experimental.

Por otro lado, se ha reportado que el incremento de nutrientes como el fósforo favorece el crecimiento de cianobacterias nocivas (Aquino-Cruz et al., 2020). En el tiempo de investigación los niveles de fósforo presentes en los ambientes acuáticos de agua marina y salobre de estanques fertilizados fueron de 0,11 mg/L y 0,143 mg/L, respectivamente. Estas concentraciones de P probablemente favorecieron la población celular de cianobacterias, principalmente en el ambiente de agua salobre.

5.1.5. Sílice

El sílice es esencial en la estructura de las diatomeas y su conformación estructural, en donde una mayor concentración de este mineral aumenta la densidad de este grupo de fitoplancton (Abreu et al., 2019). Esto coincide con los resultados obtenidos, en la que los estanques con una mayor cantidad de sílice presentaban una mayor densidad poblacional de diatomeas, es decir, los estanques fertilizados con respecto a los controles. Respaldado por el trabajo de Orefice et al. (2019), quienes concluyen que la adición de silicatos y fosfatos brinda una mejor respuesta del grupo de las Bacillariophyta.

Se debe considerar otros factores además del silicio. Según De Pauw et al. (1983), indican que una alta relación de N:P y baja de N:Si favorece el crecimiento de Bacillariophyta como *Chaetocero sp.* Los niveles de silicio reportados en los estanques fertilizados de agua marina y salobre fueron de 0,556 mg/L y 1,908 mg/L, respectivamente, mientras que en los estanques no fertilizados los valores fueron de 0,466 mg/L y 1,072 mg/L.

Brzezinski (1985) menciona que, la relación N:Si debe ser 1,88:1, coincidiendo con los resultados de la presente investigación, donde en el ambiente marino hubo una relación de 2,12:1 mientras que, la relación del ambiente salobre fue menor con 0,66:1. No obstante, a pesar de las condiciones mencionadas en el párrafo anterior, hubo una mayor densidad de diatomeas en el ambiente marino, debido a las altas relaciones de N:P, por otro lado, en el ambiente salobre que contó con mejor relación N:Si, no hubo una mayor concentración de diatomeas, pero por las bajas relaciones de N:P.

5.1.6. Relación N:P

En los resultados obtenidos por Domingues et al. (2005), se describió que una alta relación de N:P y altos niveles de silicio favorecen la proliferación de diatomeas y altas relaciones de N:P con bajos valores de silicio impulsan el crecimiento de algas verdes. Esto concuerda con los resultados obtenidos en los estanques sin fertilizar en el ambiente marino, en donde se encontraron relaciones altas de N:P, sin embargo, al contener una menor cantidad de silicio, no presentaron una dominancia de Bacillariophyta, sino mantuvieron cantidades considerables de Chlorophytas durante el periodo experimental.

La relación N:P aumentó, debido a las altas concentraciones de amonio en los estanques de control en agua marina esto puede deberse a varios factores, entre los cuales se encuentra las tasas de alimentación, en donde se reportó que los estanques eran alimentados con 50 kg/ha/día de balanceado, según Kaushik (2000) un alimento balanceado de 25 a 40% de proteína resulta en excreciones de camarones de aproximadamente 0,03 Kg de NH₄ por cada kilogramo de alimento consumido, este efecto fue potencializado por la baja ingesta que se atribuye a la ecdisis, aportando aproximadamente 0,369 mg/L de nitrógeno al estanque por día, además de los bajos recambios, con un estimado de 16% de movimiento de agua durante todo el día. Adicionalmente a esto, el protocolo de inicio contó con la implementación de nitrato de amonio a razón de 40 kg/ha.

En el trabajo de Masithah et al. (2019) señalaron que relaciones de N:P inferiores a 10:1 tienden a proliferar las algas verde-azuladas, y según Massaut (1999) relaciones mayores a 20:1 o 30:1, son ideales para las algas pardas. Coincidiendo con los resultados obtenidos en la presente investigación con respecto a lo reportado por los autores antes mencionados, de manera que hubo una dominancia de cianofitas en ambos ambientes con relaciones de N:P menores de 10:1.

5.1.7. Salinidad

En la investigación de Khatoon et al. (2007), plantearon la influencia de la salinidad sobre *Navicula sp.* Sus estudios concluyeron que las salinidades adecuadas para la especie oscilan de 15 a 25 ups. Esto concuerda con los resultados obtenidos en la presente investigación, donde el género *Navicula sp.*, presentó altas densidades asumiendo la salinidad como factor determinante en la densidad celular en el ambiente

marino y salobre en las unidades fertilizadas, con salinidades promedios de 30 ppt y 20 ppt.

Según los estudios de Carrera (2022), la salinidad es un parámetro que afecta el crecimiento de la familia *Chaetocerotaceae*, obteniendo mayores rendimientos en salinidades de 30 y 35 ppt. Lo que es respaldado con la concentración de *Chaetoceros sp.* contabilizada en la actual investigación, donde el ambiente marino presentó una mayor población en comparación con el ambiente salobre, posiblemente por el efecto de la salinidad, con valores de 14.861 cel/mL y 8.055 cel/mL, respectivamente.

6. Conclusiones y Recomendaciones

6.1. Conclusiones

1. En esta investigación se demostró que la aplicación del óxido de silicio micronizado favorece al incremento de la densidad celular fitoplanctónica de todos los grupos taxonómicos estudiados, a excepción de los grupos Chlorophyta y Dinophyta en agua salobre. La densidad total de fitoplancton en el ambiente salobre sin la aplicación del fertilizante fue de 381.250 cel/mL mientras que la cantidad fitoplanctónica en los estanques con fertilizante fue de 701.944 cel/mL. Esta misma dinámica ocurrió en el ambiente salobre, puesto que la densidad fitoplanctónica fue mayor en los estanques que se fertilizaron alcanzando una densidad 946.527 cel/mL.
2. Se comprobó que *Navicula sp.* y *Chaetocero sp.*, tienen un mejor crecimiento en salinidades superiores a 25 ppt. Las altas temperaturas inhibieron la replicación y consiguieron la concentración de *Thalassiosira sp.* y *Skeletonema sp.*, ya que estas presentan mejores crecimientos a temperaturas de aproximadamente 22 °C. Además, se constató que la aplicación del óxido de silicio micronizado incrementó en 90,41% la densidad de diatomeas con respecto a los estanques de control en el ambiente marino, sin embargo, en el ambiente salobre el incremento con respecto a los estanques sin fertilizante fue de 36,25%, con lo cual se concluye que existe una mejor respuesta al incremento de diatomeas en ambiente marino.
3. Los parámetros físico-químicos que evidenciaron influencia sobre las concentraciones de fitoplancton fueron el pH y temperatura, observándose cómo la sinergia de un pH ligeramente alcalino y temperaturas por encima de 25 °C, incentivan el crecimiento de cianobacterias filamentosas como *Oscillatoria sp.* y *Pseudonabaena sp.* Por otro lado, el incremento de cianobacterias también es atribuido a las fluctuaciones de salinidad, debido que, en el tiempo que se realizó la investigación el ambiente más propició para el crecimiento de las cianobacterias fue el ambiente salobre.

6.2. Recomendaciones

- Con una confirmación por conteo de la alta concentración de microalgas presentes en un estanque, es preferible cesar con toda actividad destinada a aumentar la productividad primaria.
- Considerar antes de realizar la identificación de los géneros de microalgas, hacer un sondeo previo, para elaborar un listado con los posibles géneros fitoplanctónicos que se encontrará y evitar colocar microalgas que no pertenecen al ambiente.
- Realizar el conteo e identificación el mismo día de la colecta, para conseguir resultados veraces, considerar el método de preservación Lugol o formaldehído a las muestras que se contabilizarán.
- Con la finalidad de obtener una correcta homogeneización de las muestras de agua para la identificación y conteo de algas se debe recolectar el agua de distintas profundidades en el estanque.
- Con el propósito de reducir la variabilidad del registro de datos de niveles de oxígeno y pH, solicitar en las distintas granjas acuícolas el control diario de dichos parámetros para evitar problemas de temporalidad en la toma de muestra.
- Organizar los datos de forma cronológica en un software distinto al utilizado en el proceso estadístico.
- Si en el conteo predomina cianofitas, considerar elaborar un muestreador con sello de vacío.

7. BIBLIOGRAFÍA

- Abalde, J., Cid, A., Fidalgo Paredes, J., Torres, J., & Herrero, C. (1995). *Microalgas: cultivo y aplicaciones* (26). Universidade da Coruña. Servizo de Publicacións.
<https://doi.org/10.17979/spudc.9788497497695>
- Afianti, S., & Endrawati, H. (2024). The influence of differences in silicate concentration on the growth of microalgae *Thalassiosira* sp. at the laboratory scale. *Journal of Marine Biotechnology and Immunology*, 2(1), 10–14. <https://doi.org/10.61741/7d56xf61>
- Alio, J., Bravo, M., Lucas, A., & Mieles, E. (2015). Educación en acuicultura en el Ecuador. *Acuicultura de Altura*, 5, 5–12.
https://www.researchgate.net/publication/298792106_Educacion_en_Acuicultura_en_el_Ecuador
- Amé, M., & Wunderlin, D. (2017). Efecto de las floraciones sobre el ecosistema acuático. In *Cianobacterias como determinantes ambientales de la salud* (2017th ed., (21), pp. 95–109).
- Aquino-Cruz, A., Torres Calderón, D. M., Barrios García, E. A., & Bulit, C. (2020). Evaluación del crecimiento y toxigenicidad de *Microcystis* en aguas enriquecidas con nutrientes. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 37, 155–165.
<https://doi.org/10.20937/RICA.53782>
- Ayub, M. N. A., & Razali, R. (2023). First report of preparation of paralytic shellfish poisoning toxin standards from the toxic dinoflagellate *Alexandrium minutum* (Dinophyceae). *Malaysian Fisheries*, 23, 12–22.
https://www.researchgate.net/publication/374004701_First_report_of_preparation_of_p_aralytic_shellfish_poisoning_toxin_standards_from_the_toxic_dinoflagellate_Alexandrium_minutum_Dinophyceae
- Bögner, D., Bögner, M., Schmachtl, F., Bill, N., Halfer, J., & Slater, M. J. (2021). Hydrogen peroxide oxygenation and disinfection capacity in recirculating aquaculture systems. *Aquacultural Engineering*, 92, 102-140.
- Boyd, C. (2000). Consideraciones sobre la calidad del agua y del suelo en cultivos de camarón.
https://www.academia.edu/31961115/CONSIDERACIONES_SOBRE_LA_CALIDAD_DEL_AGUA_Y_DEL_SUELO_EN_CULTIVOS_DE_CAMAR%C3%93N_CALIDA_D_DEL_AGUA_Temperatura
- Boyd, C. (2018a). Dinámica del oxígeno disuelto. *Responsible Seafood Advocate*, 6, 1–8.
<https://www.globalseafood.org/advocate/dinamica-del-oxigeno-disuelto/#:~:text=El%20suelo%20del%20fondo%20es,creando%20una%20demanda%20de%20ox%C3%ADgeno.>
- Boyd, C. (2018b). Factores que afectan la eficiencia de los fertilizantes comerciales en la acuicultura. *Responsible Seafood Advocate*, 7, 1–7.
<https://www.globalseafood.org/advocate/factores-que-afectan-la-eficiencia-de-los-fertilizantes-comerciales-en-la-acuicultura/>
- Boyd, C. (2018c). Propiedades de fertilizantes comerciales comunes en acuicultura. *Responsible Seafood Advocate*, 5, 1–7.
<https://www.globalseafood.org/advocate/propiedades-de-fertilizantes-comerciales/>
- Boyd, C., Davis, R. P., Wilson, A. G., Marcillo, F., Brian, S., & McNevin, A. A. (2021). Uso de recursos en la cría de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* en Ecuador. *Journal of the World Aquaculture Society*, 52(4), 772–788. <https://doi.org/10.1111/jwas.12818>
- Boyd, C., & Hanson, T. (2010). Dissolved oxygen concentrations in pond aquaculture. *Global Aquaculture Advocate*, 43, 1–9.

- Brzezinski, M. A. (1985). The Si:C:N ratio of marine diatoms: interspecific variability and the effect of some environmental variables. *Journal of Phycology*, 21(3), 347–357. <https://doi.org/10.1111/j.0022-3646.1985.00347.x>
- Buendía-Flores, M., Tavera, R., Novelo, E., & Espinosa-Matías, S. (2019). Composición florística y diversidad de diatomeas bentónicas del lago Chalco, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 90(1), 1–18. <https://doi.org/10.22201/ib.20078706e.2019.90.2794>
- Cabral, E., & Vallejos, S. (2014). Algas diversidad vegetal. *Facena (Unne)*, 1, 1–49. <https://exa.unne.edu.ar/carreras/docs/estudio%20ALGAS.pdf>
- Cabrera-Carreño, C., & Alió-Mingo, J. (2020). Abundancia, composición y diversidad del fitoplancton en la zona de Cojimíes – Manabí, durante los meses de mayo - octubre del 2018. *Revista de Ciencias Del Mar y Acuicultura*, 3(5), 2–20. <https://publicacionescd.uleam.edu.ec/index.php/yaku/article/view/6/35>
- Cámara Nacional de Acuicultura. (2023). Camarón cierra 2023 con cifras en rojo en materia económica y de seguridad. <https://www.cna-ecuador.com/camaron-cierra-2023-con-cifras-en-rojo-en-materia-economica-y-de-seguridad/>
- Cariño, M. (2021). Apuntes para la historia de la acuicultura en el Golfo de California. In M. Cariño & W. Domínguez (Eds.), *Nuestro mar. Historia ambiental del Golfo de California (siglos XVI-XXI) (Primera edición, 2, pp. 175–224)*. Editorial Comares. https://www.researchgate.net/publication/359230341_Apuntes_para_la_historia_de_la_acuicultura_en_el_Golfo_de_California_Cap_VI_p_175-224
- Carranza, É. O. (2020). Evaluación de la tasa de consumo de oxígeno del *Penaeus vannamei* con relación a la salinidad, temperatura y peso corporal. *Revista Ciencia y Tecnología*, 25, 55–65. <https://doi.org/10.5377/rct.v13i25.10412>
- Carrera, S. (2022). Efecto de la salinidad y calidad del silicato sobre el crecimiento de la diatomea *Chaetoceros calcitrans*. *Revista de Investigaciones Agroempresariales*, 5, 34–41. <https://doi.org/10.23850/25004468.4690>
- Carrera, S., Velasco, L. A., & Barreto-Hernández, A. (2019). Potencial de microalgas bentónicas del Mar Caribe como alimento en maricultura. *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, 53(3), 321–333. <https://doi.org/10.22370/rbmo.2018.53.3.1357>
- Castelló, F. (1993). *Acuicultura marina: fundamentos biológicos y tecnología de la producción* (Edicions Universitat Barcelona, Ed.; 4). https://books.google.es/books?hl=es&lr=&id=hjwMNMgh1cQC&oi=fnd&pg=PA13&dq=historia+de+acuicultura&ots=3pbOreJF-L&sig=xdlILLtBNa-LG1jexh2_j5tvh7I#v=onepage&q&f=false
- Chávez, M., & Higuera, I. (2003). Manual de buenas prácticas de producción acuícola de camarón para la inocuidad alimentaria. In CIAD–SENASICA. Mazatlán, México. 95p (Primera Edición). Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo. https://www.gob.mx/cms/uploads/attachment/file/859900/2_Camaron.pdf
- Cuéllar-Anjel, J., Lara, C., Morales, V., De Gracia, A., & García Suárez, O. (2010). Manual de buenas prácticas de manejo para el cultivo del camarón blanco *Penaeus vannamei*. In OIRSA - OSPESCA (1, pp. 1–132). <https://core.ac.uk/download/pdf/33720365.pdf>
- de Abreu, J. L., Brito, L. O., de Lima, P. C. M., Silva, S. M. B. C. da, Severi, W., & Gálvez, A. O. (2019). Effects of addition of *Navicula* sp. (diatom) in different densities to postlarvae of shrimp *Litopenaeus vannamei* reared in a BFT system: growth, survival, productivity and fatty acid profile. *Aquaculture Research*, 50(8), 142–225. <https://doi.org/10.1111/are.14104>
- De Pauw, N., Verboven, J., & Claus, C. (1983). Large-scale microalgae production for nursery rearing of marine bivalves. *Aquacultural Engineering*, 2, 27–47.

- Delgado del Villar, S. J., Alonso Rodríguez, R., & Jimenez-Gutierrez, L. R. (2021). Las extraordinarias formas de vida de los dinoflagelados del Pacífico mexicano. *Revista Digital Universitaria*, 22(4), 1–10.
<https://doi.org/10.22201/cuaieed.16076079e.2021.22.4.3>
- Dharavath, R., Bhukya, S., & Chari, J. (2023). Diversity of phytoplankton in yerracheruvu siddipet district, Telangana. *International Journal of Science and Research (IJSR)*, 12(8), 1697–1699.
https://www.researchgate.net/publication/373335936_Diversity_of_Phytoplankton_in_Yerracheruvu_Siddipet_District_Telangana
- Domingues, R. B., 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/10.1016/j.ecss.2005.02.017>
- Donato-Rondón, J. C. (2019). Diversidad de diatomeas en un sistema fluvial andino: los nutrientes y la conductividad como factores de explicación. *Revista de La Academia Colombiana de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales*, 43(169), 728–736.
<https://doi.org/10.18257/raccefyn.939>
- Echenique, R., & Gonzáles, D. (1998). Las cianofitas microalgas causantes de toxicidad. *Revista MUSEO*, 12, 77–80. <https://digital.cic.gba.gob.ar/items/ab153ed5-6261-4a1a-b3aa-7f35b4dd5522>
- Egna, H., & Boyd, C. (1997). *Dynamics of pond aquaculture (Primera Edición)*. CRC.
<https://doi.org/https://doi.org/10.1201/9780203759028>
- FAO. (2009). Desarrollo de la acuicultura. 3. Gestión de recursos genéticos. In *Orientaciones Técnicas para la Pesca Responsable* (pp. 1–148).
<https://www.fao.org/3/i0283s/i0283s.pdf>
- FAO. (2022). El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2022. In *El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2022*. <https://doi.org/10.4060/cc0461es>
- FAO. (2024). Visión general del sector acuícola nacional Ecuador. *National Aquaculture Sector Overview*, 4, 1–10.
https://firms.fao.org/fi/website/FIRetrieveAction.do?dom=countrysector&xml=naso_ecuador.xml&lang=es
- Ferrufino, F. (2013). Dinámica de la población de fitoplancton en aguas a diferentes salinidades (30 S‰, 15 S‰, 0 S‰), utilizadas para el cultivo de camarones *Litopenaeus vannamei* en etapa (Juvenil). Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua.
- Fuenmayor, G., Jonte, L., Rosales Loaiza, N., & Morales, E. (2009). Crecimiento de la cianobacteria marina *Oscillatoria* sp. MOF-06 en relación al pH en cultivos discontinuos. *Revista de La Sociedad Venezolana de Microbiología*, 29(1), 21–25.
- Gallego, V., & Pérez, M. (2021). Estimación de la densidad celular mediante el uso de cámaras de recuento. Universidad Politécnica de Valencia, 1–9.
<https://riunet.upv.es/bitstream/handle/10251/169378/GallegoPerez%20-%20Estimacion%20de%20la%20Densidad%20Celular.pdf>
- Giri, T., Goutam, U., Arya, A., & Gautam, S. (2022). Effect of nutrients on diatom growth: A review. *Trends in Sciences*, 19(2), 1–9. <https://doi.org/10.48048/tis.2022.1752>
- Gleich, S., Plough, L., & Glibert, P. (2020). Photosynthetic efficiency and nutrient physiology of the diatom *Thalassiosira pseudonana* at three growth temperatures. *Marine Biology*, 167(124), 60–87. <https://doi.org/10.1007/s00227-020-03741-7>
- Granda, L. (2000). Cultivo de camarón en aguas continentales.
https://www.academia.edu/7295062/CRONOGRAMA_DE_OPERACIONES_y_MEDIAS_EN_AGUAS_CONTINENTALES_copia

- Green, B. W. (2022). Fertilizer use in aquaculture. In *Feed and Feeding Practices in Aquaculture*, Second Edition (28, pp. 29–63). <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-821598-2.00012-6>
- Hernández, J. (2019). 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. Centro de Investigaciones Biológicas de Noreste.
- Hirono, Y. (1983). Preliminary report on shrimp culture activities in Ecuador. *Journal of the World Mariculture Society*, 14(1–4), 451–457. <https://doi.org/10.1111/j.1749-7345.1983.tb00097.x>
- Hirzel, J. (2015). Uso de enmiendas de silicio en suelos agrícolas. *Revista Frutícola*, 37(2), 29–32. <https://biblioteca.inia.cl/bitstream/handle/20.500.14001/31087/NR41745.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Huix, F. (2021). Evaluación del efecto de fuentes de silicio en el rendimiento de cebolla. Zunil, Quetzaltenango [Universidad Rafael Landívar]. <http://recursosbiblio.url.edu.gt/tesiseortiz/2021/06/14/Huix-Francisco.pdf>
- Iñiguez-Granda, B., Valarezo-Macías, C., Rentería-Minuche, J., & Galarza-Mora, W. (2023). Efectos de productos calcáreos sobre diversos tipos de calidad de agua y tiempos de medición en niveles de PH y oxígeno disuelto. *Revista Científico-Académica Multidisciplinaria*, 8(8), 1475–1512. <https://doi.org/10.23857/pc.v8i8>
- International Center for Aquaculture Swingle Hall. (1990a). Fertilizantes orgánicos para estanques piscícolas. In A. Bocek (Ed.), *International center for aquaculture and aquatic environments auburn University* (1, pp. 1–11). <https://aurora.auburn.edu/bitstream/handle/11200/49656/Spanish%20Organic%20Fertilizers%20for%20Fish%20Ponds.pdf?sequence=3&isAllowed=y>
- International Center for Aquaculture Swingle Hall. (1990b). Introducción a la fertilización de estanques acuícolas. In A. Bocek (Ed.), *International Center for Aquaculture Swingle Hall* (9, pp. 1–12).
- Jia, Z., Wang, J., Liu, X., Yan, Z., Bai, X., Zhou, X., He, X., & Hou, J. (2023). Sediment diffusion is feasible to simultaneously reduce nitrate discharge from recirculating aquaculture system and ammonium release from sediments in receiving intensive aquaculture pond. *Science of the Total Environment*, 858(3), 160–170. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2022.160017>
- Jiménez, C., Carvajal, H., & Vite, H. (2021). Análisis del pronóstico de las exportaciones del camarón en el Ecuador a partir del año 2019. *Revista Metropolitana de Ciencias Aplicadas*, 4(1), 1–14. <https://remca.umet.edu.ec/index.php/REMCA/article/view/348/368>
- Jiménez, J., & Torres, G. (2023). Diagnóstico de la maricultura en Ecuador: oportunidades y desafíos diagnosis of mariculture in Ecuador: opportunities and challenges. *AquaTechnica*, 5(2), 134–155. <https://doi.org/10.5281/zenodo.8411400>
- Juárez-Rosales, J., Ponce-Palafox, J. T., Román-Gutiérrez, A. D., Otazo-Sánchez, E. M., Marmolejo-Santillán, G. P. F. Y., Tapia-Varela, R., & Benítez-Mandujano, M. A. (2022). Factores técnicos del manejo de la calidad agua y sedimento en policultivo camarón-tilapia en estanques. *Revista MVZ Córdoba*, 27(1), 1–10. <https://doi.org/10.21897/RMVZ.2147>
- Junta de Andalucía. (2010). Atlas de microorganismos planctónicos presentes en los humedales andaluces. In J. de Andalucía. Consejería de Medio Ambiente (Ed.), *Consejería de Medio Ambiente, Junta de Andalucía* (36). https://www.juntadeandalucia.es/medioambiente/portal_web/rediam/contenidos_ordenacion/PDF/Atlas_Org_Planctonicos_1.pdf

- Kaushik, S. (2000). Factores que afectan la excreción nitrogenada en teleósteos y crustáceos. *Avances En Nutrición Acuícola*, 4(1), 237–250.
- Khatoon, H., Yusoff, F. Md., Banerjee, S., Shariff, M., & Mohamed, S. (2007). Use of periphytic cyanobacterium and mixed diatoms coated substrate for improving water quality, survival and growth of *Penaeus monodon* Fabricius postlarvae. *Aquaculture*, 271(1–4), 196–205. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2007.06.036>
- Laws, E. A., McClellan, S. A., & Passow, U. (2020). Interactive effects of CO₂, temperature, irradiance, and nutrient limitation on the growth and physiology of the marine diatom *Thalassiosira pseudonana* (Coscinodiscophyceae). *Journal of Phycology*, 56(6), 1614–1624. <https://doi.org/10.1111/jpy.13048>
- Li, K., Li, M., He, Y., Gu, X., Pang, K., Ma, Y., & Lu, D. (2020). Effects of pH and nitrogen form on *Nitzschia closterium* growth by linking dynamic with enzyme activity. *Chemosphere*, 249, 126–154. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2020.126154>
- Lin, W., Luo, H., Wu, J., Hung, T. C., Cao, B., Liu, X., Yang, J., & Yang, P. (2023). A review of the emerging risks of acute ammonia nitrogen toxicity to aquatic decapod crustaceans. *Water (Switzerland)*, 15(1), 1–27. <https://doi.org/10.3390/w15010027>
- Lora, M., López, F., & Pérez, C. (2020). Algas de Cristal; diatomeas. *Recursos Naturales y Sociedad*, 6(1), 25–42. https://www.cibnor.gob.mx/revistas/pdfs/vol6num1/3_ALGAS_CRISTAL.pdf
- Luna, M. (2022). Estudio de la comunidad fitoplanctónica presente en la columna de agua de la represa Chalhuanca, provincia de Caylloma, región Arequipa, en las épocas de lluvias y estiaje del año 2018 [Universidad Nacional De San Agustín De Arequipa]. <https://repositorio.unsa.edu.pe/server/api/core/bitstreams/b8e9fec8-ddae-434b-9243-2d7df2fd96e2/content>
- Lundholm, N., Hansen, P. J., & Kotaki, Y. (2004). Effect of pH on growth and domoic acid production by potentially toxic diatoms of the genera *Pseudo-nitzschia* and *Nitzschia*. *Marine Ecology Progress Series*, 273, 1–15. <https://doi.org/10.3354/meps273001>
- Marcillo, F. (1995). Fertilización y encalado en piscinas camarónicas. Escuela Superior Politécnica del Litoral.
- Martínez, L., Quadros, W., Molina, C., Villarreal, D., Montoya, N., Nolasco, H., Vega, F., Casillas, R., Carrillo, O., García, T., Fraga, I., Lechuga, C., Magallón, F., & Villarreal, H. (2008). Estrategias de alimentación en la etapa de engorda del camarón. In C. Molina-Poveda & H. Villarreal-Colmenares (Eds.), *CIBNOR, S.A., CYTED y PRONACA (Primera Edición, 1)*. <https://www.cibnor.gob.mx/images/stories/biohelis/pdfs/Estrategias-de-alimentacion-en-la-etapa-de-engorda-del-camaron.pdf>
- Martínez-Montaño, E., Rodríguez-Montes de Oca, G. A., Román-Reyes, J. C., Pacheco-Marges, R., Llanos, A., & Bañuelos-Vargas, I. (2020). Diatomaceous earth application to improve shrimp aquaculture: growth performance and proximate composition of *penaeus vannamei* juveniles reared in biofloc at two salinities. *Latin American Journal of Aquatic Research*, 48(2), 197–206. <https://doi.org/10.3856/vol48-issue2-fulltext-2386>
- Mary, L., Quere, J., Latimier, M., Rovillon, G. A., Hégaret, H., Réveillon, D., & Gac, M. Le. (2022). Genetic association of toxin production in the dinoflagellate *Alexandrium minutum*. *Microbial Genomics*, 8(11), 1–17. <https://doi.org/10.1099/mgen.0.000879>
- Masithah, E. D., Nindarwi, D. D., Rahma, T., & Satrya, P. I. (2019). Dynamic ratio correlation of N:P in relation to the diatom abundance in the intensive system of the *Vannamei* (*Litopenaeus vannamei*) shrimp pond. *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*, 236(1), 1–7. <https://doi.org/10.1088/1755-1315/236/1/012017>

- Massaut, L. (1999). Manejo de sabores/olores no deseados (“off-flavor”) en cultivos de camarón en el Ecuador. *CENAIM-ESPOL*, 5(2), 21–26.
- Moreno, J., Medina, C., & Albarracín, V. (2012). Aspectos ecológicos y metodológicos del muestreo, identificación y cuantificación de cianobacterias y microalgas eucariotas. *REDUCA (Biología)*, 5(5), 110–135.
https://ri.conicet.gov.ar/bitstream/handle/11336/17160/CONICET_Digital_Nro.5620_A.pdf?sequence=2&isAllowed=y
- Nzilani, S., & Nairuti, R. (2021). Application of vermicompost fertilizer in aquaculture nutrition: review. In *Animal Nutrition* (3, pp. 1–13).
<https://doi.org/10.5772/intechopen.100326>
- Oostlander, P., van Houcke, J., Wijffels, R., & Barbosa, M. (2020). Growth and fatty acid content of *Rhodomonas* sp. under day:night cycles of light and temperature. *Algal Research*, 51, 35–56. <https://doi.org/10.1016/j.algal.2020.102034>
- Orefice, I., Musella, M., Smerilli, A., Sansone, C., Chandrasekaran, R., Corato, F., & Brunet, C. (2019). Role of nutrient concentrations and water movement on diatom’s productivity in culture. *Scientific Reports*, 9(1), 14–79. <https://doi.org/10.1038/s41598-018-37611-6>
- Oyarzun, R., & Cubas, P. (2008). Dinophyta (dinoflagelados). Creative Commons.
https://www.aulados.net/Botanica/Curso_Botanica/Dinofitos/5_Dinophyta_texto.pdf
- Palanisamy, K. M., Rahim, M. H. A., Govindan, N., Ramaraj, R., Kuppusamy, P., & Maniam, G. P. (2022). Effect of blue light intensity and photoperiods on the growth of diatom *Thalassiosira pseudonana*. *Bioresource Technology Reports*, 19, 28–52.
<https://doi.org/10.1016/j.biteb.2022.101152>
- Paparazzo, F. E., Farias, L., Santinelli, N., Alder, V. A., & Esteves, J. L. (2013). Incorporación de nitrato por fitoplancton en dos ambientes marinos diferentes de la provincia de Chubut (42°-46°S, Argentina). *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, 48(3), 591–600. <https://doi.org/10.4067/s0718-19572013000300015>
- Pedersen, C., & Tang, Y. (2022). Acuicultura, financiarización y las repercusiones en las comunidades pesqueras a pequeña escala. *Glory Lueong*, 16–21.
https://www.righttofoodandnutrition.org/files/rtn_watch_art.02-2021_esp_web.pdf
- Quintanilla, A., & Castro, J. (2021). Protocolo de buenas prácticas para el manejo de la calidad físico-química y biológica del agua utilizada para cultivos acuícolas de camarón marino. *Escuela Especializada En Ingeniería ITCA-FEPADE*, 1–50.
<https://www.itca.edu.sv/wp-content/uploads/2021/11/12.pdf>
- Quitral, V., Morales, C., Sepúlveda, M., & Schwartz, M. (2012). Propiedades nutritivas y saludables de algas marinas y su potencialidad como ingrediente funcional. *Revista Chilena de Nutrición*, 39(4), 196–202. <https://doi.org/10.4067/S0717-75182012000400014>
- Riding, J. B., Fensome, R. A., Soyer-Gobillard, M. O., & Medlin, L. K. (2023). A review of the dinoflagellates and their evolution from fossils to, modern. *Journal of Marine Science and Engineering*, 11(1), 1–70. <https://doi.org/10.3390/jmse11010001>
- Rogers, A. (2023). Aquaculture in the ancient world: ecosystem engineering, domesticated landscapes, and the first blue revolution. *Journal of Archaeological Research*, 32(3), 1–65. <https://doi.org/10.1007/s10814-023-09191-1>
- Rojas, A., Haws, M., & Cabanillas, J. (2005). Buenas prácticas de manejo para el cultivo de camarón. The David and Lucile Packard Foundation, 1–51.
<http://bvirtual.infoagro.hn/xmlui/bitstream/handle/123456789/631/Buenas%20Pr%C3%A1cticas%20de%20Manejo%20para%20el%20Cultivo%20de%20Camar%C3%B3n.pdf?sequence=1>

- Rosso, L., & Giannuzzi, L. (2017). Factores ambientales y antropogénicos que afectan la formación de floraciones de cianobacterias y cianotoxinas. In *Cianobacterias como determinantes de la salud*. (5, pp. 79–93). Ministerio de Salud de la Nación. <https://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/72655>
- Rueda, M. (2011). Breve historia de una gran desconocida: la acuicultura. *Revista EUBACTERIA*, 26, 1–2. <https://www.um.es/eubacteria/acuicultura.pdf>
- Sabando, J. (2022). Evaluación de la capacidad de compuestos peróxidos para incrementar el oxígeno disuelto y su influencia en cepas de microalgas y bacterias. *Escuela Superior Politécnica Del Litoral*.
- Salager, J.-L. (2007). *Granulometría - teoría*. Universidad de Los Andes, 1–32. <https://es.firp-ula.org/wp-content/uploads/2019/07/S554A.pdf>
- Sánchez-Fortún, A. (2014). Influencia de factores externos sobre la fotosíntesis de algas verdes y cianobacterias. *Reduca (Recursos Educativos)*. Serie Congresos Alumnos, 6(4), 32–38. <https://www.revistareduca.es/index.php/reduca/article/view/1787/0>
- Singh, P., & Gulati, R. (2023). Primary keys of aquaculture- fertilizers and manure. *Just Agriculture*, 4(2), 249–254. https://www.researchgate.net/publication/374949278_Primary_Keys_of_Aquaculture-Fertilizers_and_Manure
- Sukenik, A. (1985). Coprecipitation of microalgal biomass with calcium and phosphate ions. *Water Research*, 19(1), 127–129. [https://doi.org/10.1016/0043-1354\(85\)90333-1](https://doi.org/10.1016/0043-1354(85)90333-1)
- Ullsco, E., Garzón, V., Quezada, J., & Barrezueta, S. (2021). Análisis del comportamiento económico de la exportación en el sector camaronero en el Ecuador, periodo 2015-2019. *Revista Metropolitana de Ciencias Aplicadas*, 4(1), 112–119. <https://remca.umet.edu.ec/index.php/REMCA/article/view/418/438>
- Valenzuela, R., Martínez, P., & Arevalo, J. (2018). Evaluación preliminar de un sistema de recirculación de aguas para un prototipo implementado en la producción de tilapia roja (*Oreochromis sp.*). *Revista Científica Ingeniería y Región*, 18(2), 25–33. <https://dialnet.unirioja.es/descarga/articulo/6661887.pdf>
- Velásquez, P., Solorzano, J., Ochoa, P., Solano, G., Quizhpe, P., & Guillen, R. (2023). Caracterización de la calidad del agua durante el cultivo del camarón *Litopenaeus vannamei* con agua dulce en el Sur del Ecuador. *Journal of the Selva Andina Animal Science*, 10(2), 74–87. <https://doi.org/10.36610/j.jsaas.2023.100200074>
- Verdegem, M., Buschmann, A. H., Latt, U. W., Dalsgaard, A. J. T., & Lovatelli, A. (2023). The contribution of aquaculture systems to global aquaculture production. In *Journal of the World Aquaculture Society*, 54(2), 206–250. <https://doi.org/10.1111/jwas.12963>
- Vizcaíno, L., Caro, J., Mayoral, P., Lujan, R., & Guadalupe, M. (2019). Biodiversidad del fitoplancton y calidad de agua, un desafío mundial. *Revista Latinoamericana El Ambiente y Las Ciencias*, 10(23), 205–2016. <https://rlac.buap.mx/sites/default/files/10%2823%29-16.pdf>
- Zafra, A., Díaz, M., Dávila, F., Bopp, G., Vela, K., López, M., Castillo, J., & Colchado, J. (2017). Cultivo de microalgas marinas potenciales para la acuicultura del litoral entre Puerto Salaverry y Puerto Chicama, La Libertad, Perú. *Arnaldoa*, 24(2), 567–582. <https://doi.org/10.22497/arnaldoa.242.24209>
- Zepeda, C. (2019). *Bacillariophyta Diatomeas* (1, pp. 1–50). Universidad Autónoma del Estado de México. http://ri.uaemex.mx/bitstream/handle/20.500.11799/108074/secme-12956_1.pdf?sequence=1&isAllowed=y

ANEXOS

Tabla XVI. Modelo de géneros de fitoplancton por grupos taxonómicos predominantes en los distintos ambientes.

Diatomeas				
<i>Navicula sp</i>				
<i>Cocconeis sp</i>				
<i>Chaetoceros sp</i>				
<i>Gyrosigma sp</i>				
<i>Nitzschia sp</i>				
<i>Cyclotella sp</i>				
<i>Cylindrotheca sp</i>				
<i>Thalassiosira sp</i>				
<i>Skeletonema sp</i>				
<i>Bacillaria sp</i>				
Otras				
Total células contadas				
Cianofitas				
<i>Pseudoanabaena sp</i>				
<i>Chroococcus sp</i>				
<i>Spirulina sp</i>				
<i>Anabaena sp</i>				
<i>Arthrospira sp</i>				
<i>Oscillatoria sp</i>				
<i>Microcystis sp</i>				
<i>Merismopedia sp</i>				
<i>Gloeocapsa sp</i>				
Otras				
Total células contadas				
Clorofitas				
<i>Chlorella sp</i>				
<i>Chlamydomonas sp</i>				
<i>Eudorina sp</i>				
<i>Scenedesmus sp</i>				
<i>Cosmarium sp</i>				
<i>Ankistrodesmus sp</i>				
<i>Spirogyra sp</i>				
<i>Tetraselmis sp</i>				
Otras				
Total células contadas				
Dinoflagelado				
<i>Gymnodinium sp</i>				
<i>Cryptomonas sp</i>				
<i>Ceratium sp</i>				
Otras				
Total células contadas				

Tabla XVII. Densidad de los géneros fitoplanctónicos (cel/mL) e incremento porcentual por grupos taxonómicos (Promedio \pm DE) en agua marina.

Grupos Taxonómicos	Tratamiento		
	Promedio (cel/mL) \pm Desviación estándar – Incremento Porcentual (%)		
	Sin fertilizante (S/F)	Con fertilizante (C/F)	Incremento porcentual
Bacillariophyta	5.662,87 \pm 10.829,24 ^a	10.782,82 \pm 21.377,81 ^b	90,41%
Cyanophyta	25.500 \pm 39.635,3 ^a	49.777,78 \pm 83.191,49 ^b	95,21%
Chlorophyta	6.125 \pm 12.743,16 ^a	10.430,56 \pm 27.236,75 ^a	70,30%
Dinophyta	902,78 \pm 1.912,95 ^a	2.592,59 \pm 4.688,15 ^b	187,18%

* Valores promedios con la misma letra en fila no son significativamente diferentes (P>0.05).

Tabla XVIII. Densidad de los géneros fitoplanctónicos (cel/mL) e incremento porcentual por grupos taxonómicos (Promedio \pm DE) en agua salobre.

Grupos Taxonómicos	Tratamiento		
	Promedio (cel/mL) \pm Desviación estándar – Incremento Porcentual (%)		
	Sin fertilizante (S/F)	Con fertilizante (C/F)	Incremento porcentual
Bacillariophyta	8.104,17 \pm 15.770,99 ^a	11.041,67 \pm 20.948,63 ^a	36,25%
Cyanophyta	67.167,97 \pm 113.746,3 ^a	74.003,47 \pm 125.343,1 ^a	10,18%
Chlorophyta	8.020,83 \pm 16.670,01 ^a	8.833,33 \pm 22.272,77 ^a	10,13%
Dinophyta	1.666,67 \pm 3.438,07 ^a	2.592,59 \pm 6.082,95 ^a	55,55%

* Valores promedios con la misma letra en fila no son significativamente diferentes (P>0.05).

Tabla XIX. Listado de géneros de Cyanophyta encontrados en el conteo por mililitro en el periodo experimental en muestras de las granjas de Agua marina y Salobre.

Células de Cyanophyta/mL					
Granjas Acuícolas	Ambiente Marino		Ambiente Salobre		
Tratamientos	(S/F)	(C/F)	(S/F)	(C/F)	
Géneros	<i>Pseudoanabaena sp</i>	82.708,33	243.055,55	273.125,00	305.138,89
	<i>Chroococcus sp</i>	16.250,00	21.805,56	15.416,67	21.527,78
	<i>Spirulina sp</i>	208,33	1.388,89	3.958,33	1.250,00
	<i>Anabaena sp</i>	40.208,33	44.027,78	68.333,33	71.527,78
	<i>Arthrospira sp</i>	20.208,33	42.500,00	112.500,00	98.000,56
	<i>Oscillatoria sp</i>	78.333,33	116.666,67	183.750,00	223.888,00
	<i>Microcystis sp</i>	13.333,33	25.833,33	12.013,89	17.382,28
	<i>Merismopedia sp</i>	208,33	138,89	1.458,33	0,00
	<i>Gloeocapsa sp</i>	1.875,00	1.250,00	208,33	555,56
	<i>Otras</i>	1.666,6663	1.111,1113	902,78	729,17
Total	255.000,00	497.777,77	671.666,66	740.000,00	

Tabla XX. Valores promedios de Nitrógeno amoniacal en el agua en mg/L en cada granja acuícola por unidades de tratamiento y control.

Granja Acuícola	Tratamiento Promedio	
	Nitrógeno amoniacal Total (TAN) (mg/L)	
	Sin Fertilizante	Con Fertilizante
Ambiente Marino	1,86	0,71
Ambiente Salobre	0,52	0,80

Tabla XXI. Valores promedios de Nitrógeno de nitrito en el agua en mg/L en cada granja acuícola por unidades de tratamiento y control.

Granja Acuícola	Tratamiento Promedio	
	Nitrógeno de Nitrito (N-NO₂) (mg/L)	
	Sin Fertilizante	Con Fertilizante
Ambiente Marino	0,0043	0,0036
Ambiente Salobre	0,0050	0,0021

Tabla XXII. Valores promedios de Nitrógeno de nitrato en el agua en mg/L en cada granja acuícola por unidades de tratamiento y control.

Granja Acuícola	Tratamiento Promedio	
	Nitrógeno de Nitrato (N-NO₃) (mg/L)	
	Sin Fertilizante	Con Fertilizante
Ambiente Marino	0,711	0,467
Ambiente Salobre	0,568	0,455

Tabla XXIII. Valores promedios de Silicio en el agua en mg/L en cada granja acuícola por unidades de tratamiento y control.

Granja Acuícola	Tratamiento Promedio	
	Silicio (Si) (mg/L)	
	Sin Fertilizante	Con Fertilizante
Ambiente Marino	0,466	0,556
Ambiente Salobre	1,072	1,908

Tabla XXIV. Valores promedios de Nitrógeno total en el agua en mg/L en cada granja acuícola por unidades de tratamiento y control.

Granja Acuícola	Tratamiento Promedio	
	Nitrógeno total (N) (mg/L)	
	Sin Fertilizante	Con Fertilizante
Ambiente Marino	2,57	1,18
Ambiente Salobre	1,09	1,26



Figura 15. Muestreador de vacío para conteo fitoplanctónico.



Figura 16. Instrumentos utilizados en análisis físico-químicos.



Figura 17. Etiquetado de las muestras de agua para conteo de microalgas.



Figura 18. Resultado de Nitrógeno amoniacal en análisis de agua.



Figura 19. Metodología de recolección de agua para conteo de microalgas.



Figura 20. Toma de 10 µl con una micropipeta para conteo de fitoplancton.

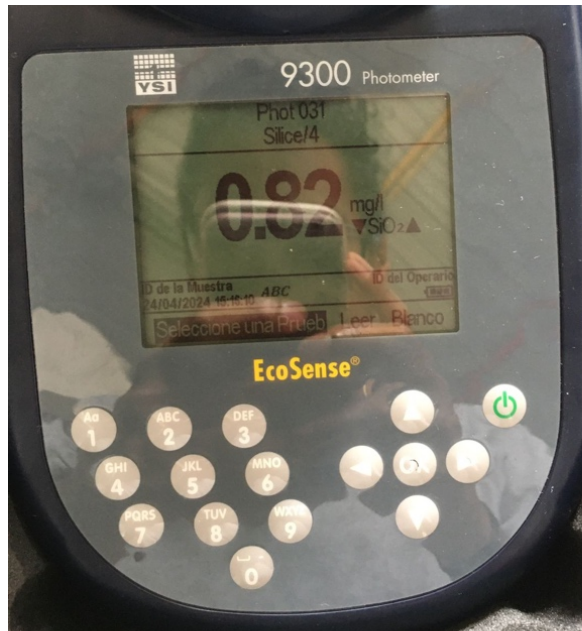


Figura 21. Resultado de Sílice en análisis de agua.



Figura 22. Proceso de filtrado del agua con la ayuda de papel filtro.

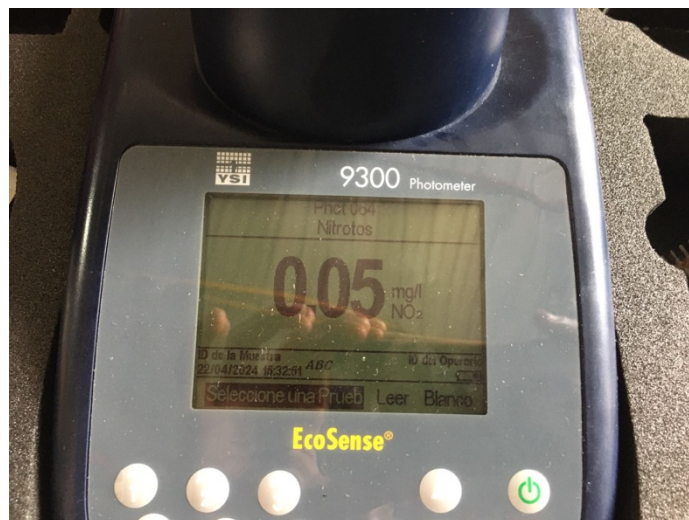


Figura 23. Resultado de Nitrito en análisis de agua.



Figura 24. Realización de análisis físico-químicos.



Figura 25. Tiempo de reacción tras aplicación de los reactivos a las muestras.



Figura 26. Visualización de *Gloeocapsa sp* bajo el lente de 40x.

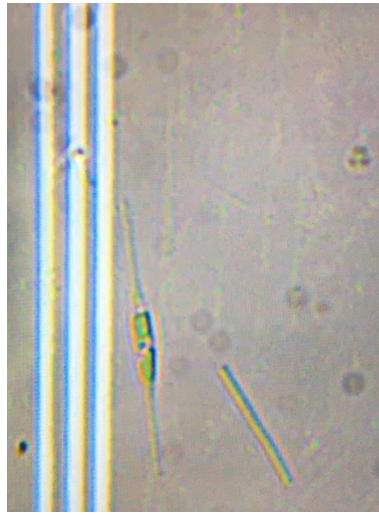


Figura 27. Visualización de *Cylindrotheca sp* bajo el lente de 40x.



Figura 28. Visualización de *Cymbella sp* bajo el lente de 40x.



Figura 29. Visualización de *Gyrosigma sp* bajo el lente de 40x.



Figura 30. Recolección de alicuotas para análisis físico-químico.



Figura 31. Muestreo y grameaje semanal en campo.



Figura 32. Muestreo y grameaje semanal en campo.

FECHA		28/05/2024									
PISCINA	18:00		22:00		2:00		5:00		TURBIDEZ		
	oxigeno	temperatura	oxigeno	temperatura	oxigeno	temperatura	oxigeno	temperatura			
1	6.3	27.3	4.0	26.2	5.0	26.8	3.6	26.7			
PRE 1											
2	5.7	27.0	3.7	26.8	3.3	26.9	3.0	26.6			
3	5.3	27.0	3.8	26.8	3.4	26.9	3.3	26.5			
4	5.0	27.0	3.7	26.8	2.6	26.8	2.7	26.5			
5-A											
5-B											
6	5.0	27.7	3.6	27.0	2.2	26.8	1.9	26.7			
7	5.0	27.7	3.6	26.9	2.4	26.7	2.0	26.7			
8	4.5	27.7	3.7	26.9	3.0	26.7	3.0	26.6			
9	5.0	27.2	3.5	26.8	2.2	26.6	1.8	26.5			
10	5.3	27.2	3.8	26.8	3.2	26.6	3.7	26.7			
11	5.7	27.0	3.3	27.7	3.0	26.8	3.0	26.5			
12	5.0	27.2	3.6	27.3	2.3	27.3	3.3	26.6			
13	5.6	27.2	3.5	27.3	2.6	27.7	3.7	26.7			
14											
15	3.0	27.6	2.0	27.4	1.8	27.0	1.8	27.0			
16	6.0	27.5	2.8	27.7	2.2	27.1	1.8	27.3			
SEM 17											

Figura 33. Registro de control de calidad de agua llevado a cabo durante el periodo experimental en la granja acuícola de Ambiente Salobre.

Parámetros							Nutrientes								
Fecha	Nº de Piscina	Unidad Experimental	Temp.	pH	O2	Aplicación de Fertilizante	NITRÓGENO AMONIACAL (N-NH4)	AMONIACO (NH3)	NITRÓGENO DE NITRITO (N-NO2)	NITRITO (NO2)	NITRÓGENO DE NITRATO (N-NO3)	NITRATO (NO3)	FÓSFORO (P)	FOSFATO (PO4)	SÍLICE (SiO2)
d/m/a		(R1, R2, C1, C2)	°C		mg/l	(kg/ha)	(0.2 - 1) mg/l	(<0.1) mg/l	(0.001 - 0.20) mg/l	(0.002 - 0.666) mg/l	(0.40 - 0.70) mg/l	(1.7-3.10) mg/l	(0.033 - 0.10) mg/l	(0.10-0.30) mg/l	(15-20) mg/l
12/04/2014	6	R1	30	8	-	0	0,84	0,062	0,01	0,041	0,04	0,18	0,15	0,45	1,03
13/04/2014	16	R2	30	8	-	0	3	0,22	0,006	0,221	0,018	0,08	0,11	0,32	0,9
14/04/2014	13	R3	30	8	-	0	3,2	0,24	0,007	0,001	0,000	0,000	0,05	0,15	2,1
17/04/2014	15	C1	30	8,2	-	0	1,8	0,20	0,002	0,007	0,16	0,7	0,21	0,62	0,87
15/04/2014	7	C1	30	8,42	-	0	3,1	0,54	0,000	0,000	0,000	0,000	0,07	0,21	1,3
15/04/2014	6	R1	30,7	8,6	3,7	2	1,2	0,30	0,000	0,001	0,54	2,4	0,17	0,52	1,6
22/04/2014	16	R2	30,6	8,5	1,9	2	0,13	0,027	0,007	0,01	0,68	3	0,26	0,79	2,4
23/04/2014	13	R3	30,5	8,6	2,3	2	0,21	0,052	0,002	0,01	0,37	1,68	0,13	0,41	1,4
23/04/2014	15	C1	30,3	8,5	2,4	0	0,14	0,029	0,04	0,04	0,96	4,3	0,17	0,53	2,5
23/04/2014	7	C2	30,3	8,7	2,9	0	0,31	0,09	0,000	0,000	0,93	4,1	0,15	0,45	1,55
24/04/2014	6	C1	28	8,4	3,4	3	2,7	0,15	0,002	0,01	0,49	2,2	0,21	0,62	3,5
30/04/2014	16	R2	28	8,1	2,9	3	0,94	0,076	<0,001	<0,001	0,26	4,2	0,29	0,89	3,4
30/04/2014	13	R3	28	8,4	2,4	3	2	0,31	<0,001	<0,001	0,94	4,2	0,12	0,36	2,15
30/04/2014	15	C1	27,2	8,45	3,6	0	0,46	0,064	<0,001	<0,001	1	4,4	0,21	0,64	2,85
30/04/2014	7	C2	27	8,47	2,8	0	0,20	0,032	<0,001	<0,001	0,86	3,8	0,12	0,37	1,25
27/05/2014	6	R1	28,8	8,2	2	4	2,5	0,26	0,001	<0,001	0,97	4,3	0,17	0,51	3,4
27/05/2014	16	R2	29,3	8,2	1,6	4	1	0,11	0,006	0,02	0,92	4,1	0,19	0,57	4,2
07/05/2014	13	R3	29,2	8,1	1,2	4	0,13	0,011	0,001	<0,001	0,6	3	0,18	0,55	2,65
07/05/2014	15	C1	29,2	8,4	1,7	0	0,09	0,015	0,014	0,05	0,48	4,3	0,19	0,58	2,9
07/05/2014	7	C2	29,1	8,14	2,0	0	0,15	0,014	0,004	0,01	0,89	4	0,11	0,33	2,45
14/05/2014	6	R1	28,5	8,13	3,0		0,78	0,072	<0,001	<0,001	0,91	4,4	0,08	0,24	1,65
14/05/2014	16	R2	28,9	8,20	2,0		0,11	0,012	0,002	0,01	0,38	3,9	0,12	0,35	2,6
14/05/2014	13	R3	28,4	8,14	2,6		0,41	0,038	0,001	<0,001	0,89	3,9	0,11	0,33	1,5
14/05/2014	15	C1	28,8	8,28	3,0		0,21	0,026	<0,001	<0,001	0,96	4,3	0,11	0,32	1,8
14/05/2014	7	C2	28,6	8,30	2,2		0,2	0,025	<0,001	<0,001	0,98	4,4	0,13	0,40	1,75
22/05/2014	6	R1	28,5	8,10	3,1		0,27	0,023	<0,001	<0,001	<0,001	<0,001	0,10	0,3	2,85
22/05/2014	16	R2	28,8	8,03	1,8		0,31	0,023	0,004	0,62	0,46*	0,22*	0,17	0,50	3,4
24/05/2014	13	R3	28,3	8,04	2,4		0,21	0,015	0,001	<0,001	0,38	1,66	0,11	0,33	2,25
24/05/2014	15	C1	29	8,23	2,4		0,39	0,035	<0,001	<0,001	<0,001	0,06*	0,14	0,42	2,75
22/05/2014	7	C2	28,6	8,24	3,1		0,16	0,018	<0,001	<0,001	0,42	1,9	0,08	0,24	1,2

22/05 16 0,194 0,25 0,96P3 1,14P5 0,28 1,23(0,2ml) 15 0,37 1,1

Figura 34. Registro de control de nutrientes llevado a cabo durante el periodo experimental en la granja acuícola de Ambiente Marino.

