



**EVALUACIÓN DE LA EFICIENCIA Y PRODUCTIVIDAD DE LA MICROALGA
Nannochloropsis oculata COMO SUPLEMENTO NUTRICIONAL DE *Oreochromis
niloticus* PARA IMPLEMENTAR EN UN SISTEMA ACUAPÓNICO**

Paula Andrea Rey Herrera

Trabajo de grado presentado para optar al título de Oceanógrafo

Director

Alejandro Acosta Cárdenas, Magíster (MSc) en Biotecnología

Asesora

Jenny Leal Flórez, Doctor (PhD) rer. nat. en Biología

Universidad de Antioquia
Corporación Académica Ambiental
Oceanografía
Turbo, Antioquia, Colombia
2024

Cita	(Rey Herrera, 2024)
Referencia Estilo APA 7 (2020)	Rey Herrera, P. A, (2024). <i>EVALUACIÓN DE LA EFICIENCIA Y PRODUCTIVIDAD DE LA MICROALGA Nannochloropsis oculata COMO SUPLEMENTO NUTRICIONAL DE Oreochromis niloticus PARA IMPLEMENTAR EN UN SISTEMA ACUAPÓNICO</i> [Trabajo de grado profesional]. Universidad de Antioquia, Turbo, Colombia.



Corporación Académica Ambiental (CAA).



Biblioteca Sede Ciencias del Mar (Turbo)

Repositorio Institucional: <http://bibliotecadigital.udea.edu.co>

Universidad de Antioquia - www.udea.edu.co

El contenido de esta obra corresponde al derecho de expresión de los autores y no compromete el pensamiento institucional de la Universidad de Antioquia ni desata su responsabilidad frente a terceros. Los autores asumen la responsabilidad por los derechos de autor y conexos.

Dedicatoria

A mis padres,

William y Adriana, porque ellos me han enseñado que las cosas que valen la pena en la vida nunca son sencillas y que querer es poder.

Agradecimientos

En primer lugar, quiero expresar mi profundo agradecimiento a Dios por darme fortaleza y resiliencia en este proceso, a mi familia por su apoyo y comprensión incondicional, en especial a mis padres, hermana y mascotas que me acompañaron durante todo mi recorrido universitario, su confianza, amor y aliento me impulsaron para seguir adelante. El logro también es de ellos.

A mi asesor, co-asesora y la profesora Heazel Grajales por su orientación y paciencia. Su experiencia y consejos fueron fundamentales para el desarrollo de este trabajo. A los demás docentes que hicieron parte de mi proceso de aprendizaje les agradezco por transmitirme los conocimientos necesarios para estar donde estoy.

Deseo agradecer el inquebrantable apoyo de Francisco Gambin, su amor, compañía, paciencia, palabras de ánimo y recomendaciones, me motivaron y ayudaron en los momentos difíciles.

Gracias por celebrar cada pequeño avance conmigo.

Quiero reconocer el inmenso aporte de Sebastián Adams y de mis amigos que me apoyaron en este trabajo, con algún muestreo o preguntando como iba. Gracias por las horas compartidas y momentos de distracción que aliviaron la presión durante la elaboración de este trabajo. A los demás compañeros, gracias por el tiempo y las historias vividas.

A la Universidad de Antioquia por su invaluable aporte, por brindarme la oportunidad de llevar a cabo este proyecto de investigación. Estoy agradecida con la región de Urabá por la experiencia que he adquirido aquí y por el impacto que ha tenido en mi desarrollo profesional y personal.

Por último, agradezco al proyecto "Implementación de Estrategias para la Construcción y Apropiación Social del Conocimiento Sobre la Biodiversidad en el Urabá Antioqueño" (BPIN2020000100304) por el apoyo para el desarrollo de las actividades de este trabajo y de igual manera al proyecto "Biomasa microalgal como fuente de ácidos grasos para su aplicación en piscicultura cultivada en fotobiorreactores al aire libre" (28551), al Grupo de Biotransformación de la Escuela de Microbiología, al Grupo GISMAC y CEMarin en la Sede de Ciencias del Mar y a la Sede de Estudios Ecológicos y Agroambientales (Tulenapa).

Tabla de contenido

Resumen	14
Abstract	15
1. Introducción	16
1.1 Sistemas de acuaponía.....	16
1.2 Las microalgas y su relación con la piscicultura.....	16
1.3 Oreochromis niloticus o Tilapia del Nilo.....	18
1.4 Microalgas empleadas en alimentación animal.....	20
2. Objetivos	22
2.1 Objetivo general	22
2.2 Objetivos específicos.....	22
3. Área de Estudio y Metodología	23
3.1 Área de estudio.....	23
3.2 Métodos.....	23
3.2.1 Medición de parámetros	24
3.2.2 Sistemas de cultivo de los alevines	25
3.2.2.1 Sistemas <i>de cultivo de alevines</i> :	25
3.2.2.2 Sistema de recirculación de agua:	25
3.2.2.3 Tratamiento del agua para las peceras:	27
3.2.3 Producción de biomasa microalgal	28
3.2.3.1 Cepa y condiciones de mantenimiento:.....	28
3.2.3.2 Producción de biomasa:	28
3.2.4 Cuantificación de biomasa microalgal	28
3.2.4.1 Barrido espectrofotométrico y curva de calibración de la biomasa:	28
3.2.4.2 Curva de calibración de la biomasa:	28

3.2.4.3	Medio de cultivo para el crecimiento de <i>N. oculata</i> :	29
3.2.5	Crecimiento, alimentación y suplementación de biomasa de microalgas de la especie experimental <i>O. niloticus</i>	29
3.2.5.1	Obtención y adaptación de los alevines a las condiciones del laboratorio:	29
3.2.5.2	Suplemento de la microalga en el alimento de <i>O. niloticus</i> :	31
3.2.6	Evaluación del crecimiento de los peces y mantenimiento del cultivo	32
3.2.6.1	Toma de muestra de alevines:	33
3.2.6.2	Limpieza de las peceras:	33
3.2.7	Análisis estadístico	33
3.2.8	Registro de especies de microalgas en el sistema acuapónico	34
4	Resultados y Discusión	34
4.1	Parámetros fisicoquímicos	34
4.2	Cultivo y adaptación	37
4.3	Biomasa microalgal de <i>N. oculata</i>	37
4.3.1	Barrido y curva de calibración de biomasa:	37
4.3.2	Suplementación de la biomasa microalgal de <i>N. oculata</i> :	38
4.4	Crecimiento de <i>O. niloticus</i>	39
4.4.1	Estadísticos descriptivos de alevines de <i>O. niloticus</i> durante el cultivo en peceras	39
4.4.2	Gráficos descriptivos	42
4.4.2.1	Gráfica de líneas	42
4.4.2.2	Análisis estadístico del diseño de bloques	44
4.4.2.3	Análisis de supervivencia	45
4.5	Registro de especies de microalgas en el sistema acuapónico	48
5	Conclusiones	51
6	Recomendaciones	52

7 Referencias.....53

8 Anexos56

Lista de tablas

Tabla 1. Tallas y pesos estimados para cada etapa de vida de la tilapia.	19
Tabla 2. Componentes y cantidades utilizados para el medio de cultivo de <i>N. oculata</i>	29
Tabla 3. Cantidad de alimento diario según el peso promedio de <i>O. niloticus</i>	31
Tabla 4. Resumen estadístico de los parámetros fisicoquímicos registrados para P1, P2 y P3 durante las ocho semanas del experimento.	35
Tabla 5. Estadísticos descriptivos de peso (g) de alevines de <i>O. niloticus</i> por semana.	40
Tabla 6. Estadísticos descriptivos de tamaño (cm) de alevines de <i>O. niloticus</i> por semana.....	42
Tabla 7. Resumen estadístico de supervivencia durante todo el experimento de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	45
Tabla 8. Evaluación de las variables respuesta de crecimiento para <i>O. niloticus</i> en el estudio completo.	47
Tabla 9. Evaluación de las variables respuesta de crecimiento para <i>O. niloticus</i> en el estudio parcial.	47
Tabla 10. Registro de especies de microalgas encontradas en el sistema de acuaponía ubicado en la sede Tulenapa. Elaboración: propia.	49
Tabla 11. Prueba de normalidad K-S para residuos de peso(g) y tamaño(cm) hasta la semana 8 de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	59
Tabla 12. Prueba de igualdad de Levene para residuo para peso hasta la semana 8 de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	59
Tabla 13. Prueba de efectos inter-sujetos para peso(g) hasta la semana 8 de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	60
Tabla 14. Prueba post-hoc de Dunnett para peso(g) hasta la semana 8 de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	60
Tabla 15. Prueba de igualdad de Levene para residuo para tamaño hasta la semana 8 de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	61
Tabla 16. Prueba de efectos inter-sujetos para tamaño hasta la semana 8 de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	61

Tabla 17. Prueba post-hoc de Dunnett para tamaño hasta la semana 8 de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	62
Tabla 18. Prueba de Friedman para peso hasta la semana 8 de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	66
Tabla 19. Resumen de la prueba de Friedman para muestras relacionadas de peso hasta la semana 8 de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	67
Tabla 20. Comparaciones por parejas de pesos entre las peceras hasta la semana 8 de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	67
Tabla 21. Prueba de Friedman para tamaño hasta la semana 8 de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	68
Tabla 22. Resumen de la prueba de Friedman para muestras relacionadas de tamaño hasta la semana 8 de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	68
Tabla 23. Comparaciones por parejas de tamaños entre las peceras hasta la semana 8 de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	69
Tabla 24. Prueba de normalidad K-S para residuos de peso y tamaño hasta la semana 6 de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	70
Tabla 25. Prueba de igualdad de Levene para residuo para peso hasta la semana 6 de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	70
Tabla 26. Prueba de efectos inter-sujetos para peso hasta la semana 6 de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	71
Tabla 27. Prueba post-hoc de Dunnett para peso hasta la semana 6 de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	71
Tabla 28. Prueba de igualdad de Levene para residuo para tamaño hasta la semana 6 de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	72
Tabla 29. Prueba de efectos inter-sujetos para tamaño hasta la semana 6 de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	72
Tabla 30. Prueba post-hoc de Dunnett para tamaño hasta la semana 6 de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	73
Tabla 31. Prueba de Friedman para peso hasta la semana 6 de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	77
Tabla 32. Resumen de la prueba de Friedman para muestras relacionadas de peso hasta la semana 6 de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	77

Tabla 33. Comparaciones por parejas de pesos entre las peceras hasta la semana 6 de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.78

Tabla 34. Prueba de Friedman para tamaño hasta la semana 6 de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.79

Tabla 35. Resumen de la prueba de Friedman para muestras relacionadas de tamaño hasta la semana 6 de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.79

Tabla 36. Comparaciones por parejas de tamaños entre las peceras hasta la semana 6 de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.80

Lista de figuras

Figura 1. Mapa de la sede SEEA (Tulenapa) de la UdeA.....	23
Figura 2. Toma de parámetros. (a). Uso del espectrofotómetro para medir concentración de biomasa. (b) medición de oxígeno en el sistema de peceras.	24
Figura 3. Montaje del sistema de cultivo experimental para peces con recirculación. (a) montaje inicial de una de las peceras. (b) montaje final de una de las peceras. (c) montaje final de los tres sistemas de peceras. En la parte izquierda está la pecera de control, en medio la pecera con el tratamiento al 5% y en la derecha, la pecera con el tratamiento al 10%.	26
Figura 4. Construcción del filtro. (a) tanque para el filtro de 250 L. (b) tanque con gravilla y arena incorporada previamente lavado. (c) prueba final del filtro.	27
Figura 5. Cultivo de microalgas <i>N. oculata</i> . crecida bajo condiciones de laboratorio y cultivos al aire libre.....	29
Figura 6. <i>O. niloticus</i> como especie experimental. (a) llegada de los alevines al Campus. (b) aclimatación de los peces. (c) muestreo de la población. (d) siembra en las peceras.	30
Figura 7. <i>N. oculata</i> como suplemento dietario. Del lado izquierdo la bomba al vacío con la biomasa y del lado derecho la microalga filtrada.....	32
Figura 8. Curva de calibración de la biomasa de <i>Nannochloropsis oculata</i> . Fuente: Adams, J. S. et al., (2024).	38
Figura 9. Gráfica de líneas para Peso (g) por Semana de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	43
Figura 10. Gráfica de líneas para Tamaño (cm) por Semana de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	44
Figura 11. Diagrama de supervivencia acumulada vs. Semanas por Pecera de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	46
Figura 12. Diagrama de cajas y bigotes de peso (g) por pecera de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	56
Figura 13. Diagrama de cajas y bigotes de tamaño (cm) por pecera de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	57
Figura 14. Diagrama de dispersión de Residuo para peso vs. Orden por pecera hasta la semana 8 de alevines de <i>O. niloticus</i> suplementados con microalgas de <i>N. oculata</i>	63

Figura 15. Diagrama de dispersión de Residuo para tamaño vs. Orden por pecera hasta la semana 8 de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.64

Figura 16. Gráfica para medias de Peso por 8 Semanas por Pecera de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.....65

Figura 17. Gráfica para medias de Tamaño por 8 Semanas por Pecera de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.....65

Figura 18. Diagrama de dispersión de Residuo para peso vs. Orden por pecera hasta la semana 6 de alevines de *O niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.74

Figura 19. Diagrama de dispersión de Residuo para tamaño vs. Orden por pecera hasta la semana 6 de alevines de *O niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.75

Figura 20. Gráfica para medias de Peso por 6 Semanas por Pecera de alevines de *O niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.....76

Figura 21. Gráfica para medias de Tamaño por 6 Semanas por Pecera de alevines de *O niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.....76

Glosario

Acuicultura: consiste en el cultivo crianza y cosecha de organismos acuáticos (peces, mariscos, algas, etc.) con el fin de lograr una producción significativa.

Hidroponía: consiste en el cultivo de plantas sin el uso de suelo y que obtienen sus nutrientes directamente del agua.

Sistema de acuaponía: aquel sistema que integra la acuicultura y la hidroponía, donde los desechos de los peces proporcionan nutrientes para el crecimiento de las plantas, mientras que las plantas purifican el agua para los peces, creando un ciclo cerrado y autosostenible.

Sistema de cultivo extensivo: en este sistema se aprovechan cuerpos de agua naturales como lagos, embalses, estuarios o manglares para el cultivo de organismos acuáticos. La intervención humana en este tipo de sistemas es mínima. La densidad de peces por litro es baja, típicamente de 0.1 a 1 pez por litro. Esto significa que se crían pocos peces en un área grande, aprovechando los recursos naturales del entorno.

Sistema de cultivo intensivo: en este sistema se utiliza una alta densidad de organismos en un área relativamente pequeña (típicamente de 5 a 20 peces por litro). Se aplican tecnologías avanzadas de manejo del agua, alimentación y control del ambiente para maximizar la producción. Se suelen utilizar tanques de recirculación o estanques densamente poblados.

Sistema de cultivo semi-intensivo: en este sistema se emplea una cierta cantidad de tecnología y gestión, pero aún se aprovechan los recursos naturales del entorno. Se pueden utilizar estanques construidos o cuerpos de agua naturales, y se proporciona una alimentación suplementaria. La densidad de peces por litro en este sistema es moderada, generalmente de 1 a 5 peces por litro.

Sistema de cultivo superintensivo: este es el sistema más intensivo, donde se alcanzan densidades de cultivo muy altas, alcanzando hasta 50 o más peces por litro en algunos casos. Se utilizan sistemas altamente tecnificados y controlados para maximizar la producción en un espacio mínimo. Se emplea una gestión precisa de la alimentación, oxigenación y control de enfermedades.

Suplemento alimenticio: se refiere a un producto que se utiliza para complementar la dieta regular con nutrientes adicionales. Pueden venir en diversas formas, como tabletas, cápsulas, polvos, líquidos o barras.

Resumen

La acuaponía es un sistema que integra la acuicultura y la hidroponía. Contribuye a la seguridad alimentaria, generando alimento más completo (proteína animal y vegetales). Particularmente surge como necesidad en la región de Urabá ya que algunos alimentos se traen de otras regiones. Sin embargo, los sistemas de acuaponía llegan a presentar desventajas, por ello, si se desarrollan mecanismos y técnicas innovadoras como el uso de microalgas, que son beneficiosas sobre todo en las primeras etapas de desarrollo de los peces, estas podrían incrementar la productividad y sostenibilidad ambiental del sistema. Por lo tanto, este estudio tuvo como propósito determinar la eficiencia y productividad de una dieta alternativa en la alimentación de la tilapia (*Oreochromis niloticus*), utilizando como suplemento la microalga *Nannochloropsis oculata*, y esto, evaluado en un sistema cerrado de peceras con recirculación bajo condiciones controladas para eventualmente implementarlo en el sistema de acuaponía de la sede Tulenapa del municipio de Carepa. El experimento tuvo una duración de 63 días, donde se coloraron 65 peces por pecera simulando condiciones de cultivo intensivo. Para los tres sistemas de peceras se utilizó un alimento balanceado comercial de harina de soya con contenido de proteína de 45%, uno de los sistemas era de control y los otros dos eran tratamientos al 5 y 10% de suplemento de la microalga respecto al alimento suministrado. Durante el periodo experimental se realizaron muestreos cada ocho días midiendo y pesando los peces, evaluando el crecimiento. Los resultados muestran que la implementación de *N. oculata* al 10% como suplemento nutricional afectó positivamente el crecimiento y la supervivencia (con un 100%) de *O. niloticus*, ofreciendo una mayor productividad en este sistema en comparación con la pecera de control (106,45 y 115,97 g/m³.día respectivamente) lo cual representó un aumento del 8,9% y un factor de conversión alimenticia FCA de 0,05 g/g tanto en la pecera control como en la suplementada con el 10% de biomasa de microalgas. Adicionalmente, se realizó un registro de especies microalgales en el sistema de acuaponía y se encontraron siete especies de microalgas presentes en los principales componentes del sistema de acuaponía, las cuales presuntivamente pueden ser *Dictyosphaerium*, *Netrium* o *Desmodesmus*.

Palabras clave: *Oreochromis niloticus*, microalgas, *Nannochloropsis oculata*, acuaponía.

Abstract

Aquaponics is a system that integrates aquaculture and hydroponics. It contributes to food security by generating more complete food (animal protein and vegetables). It particularly arises as a necessity in the Urabá region since some foods are brought from other regions. However, aquaponics systems can present disadvantages. Therefore, if innovative mechanisms and techniques such as the use of microalgae, which are beneficial especially in the early development stages of fish, are developed, they could increase the productivity and environmental sustainability of the system. Therefore, this study aimed to determine the efficiency and productivity of an alternative diet in the feeding of tilapia (*Oreochromis niloticus*), using the microalga *Nannochloropsis oculata* as a supplement, and this was evaluated in a closed recirculating tank system under controlled conditions to eventually implement it in the aquaponics system at the Tulenapa site in the municipality of Carepa. The experiment lasted 63 days, where 65 fish per tank were placed to simulate intensive farming conditions. For the three tank systems, a commercial balanced soybean meal feed with a protein content of 45% was used, one of the systems was a control, and the other two were treatments with 5% and 10% microalgae supplement relative to the feed provided. During the experimental period, samples were taken every eight days, measuring and weighing the fish, and evaluating their growth. The results show that the implementation of *N. oculata* at 10% as a nutritional supplement positively affected the growth and survival (with 100%) of *O. niloticus*, offering greater productivity in this system compared to the control tank (106.45 and 115.97 g/m³.day respectively), which represented an increase of 8.9% and a feed conversion ratio (FCR) of 0.05 g/g in both the control tank and the one supplemented with 10% microalgae biomass. Additionally, a record of microalgal species in the aquaponics system was made, and seven species of microalgae were found in the main components of the aquaponics system, which can presumptively be *Dictyosphaerium*, *Netrium*, or *Desmodesmus*.

Keywords: *Oreochromis niloticus*, microalgae, *Nannochloropsis oculata*, aquaponics.

1. Introducción

1.1 Sistemas de acuaponía

La acuaponía se ha venido estudiando durante las últimas cuatro décadas, ya que es un sistema que integra la acuicultura y la hidroponía, generando un tipo de producción acuícola sostenible (Espinal & Matulic, 2019). Este sistema contribuye a la seguridad alimentaria, generando alimento más completo (proteína animal y vegetales). En general, la acuaponía tiene un impacto positivo en el ambiente ya que consiste en la recirculación de agua y es reconocido como una solución sostenible. Particularmente este sistema se propone como alternativa en la región de Urabá ya que algunos alimentos que se traen de otras regiones pueden producirse allí. Es en este sentido que, la Universidad de Antioquia instaló en la Sede de Estudios Ecológicos y Agroambientales en el 2021 un laboratorio de acuaponía para la investigación en esta área.

Los sistemas acuapónicos tienden a desarrollarse en un espacio donde todos sus componentes puedan ser controlados (Ramírez D. *et al.*, 2008, p. 33). Actualmente, estos sistemas suelen ser relativamente sencillos y constan de distintos elementos, los cuales son: tanques de peces, tanque clarificador (en este se retiene la mayor cantidad de materia orgánica), tanques de almacenamiento de los biofiltros, camas de agua donde crecerán las plantas y los mecanismos de bombeo de agua y de aireación, entre otros (Ramírez *et al.*, 2008, p. 33). No obstante, estos pueden llegar a presentar desventajas y ser ineficientes debido a la forma como estén contruidos, o a la falta de componentes que permitan que la recirculación del agua se dé en las mejores condiciones y no exista riesgo de contaminación. Un claro ejemplo de esto es la sedimentación y el exceso de nutrientes generados por la materia orgánica, y los efectos de estos en la productividad (Cifuentes-Torres *et al.*, 2021).

Sin embargo, el impacto de la acuaponía ha demostrado ser beneficioso en corto tiempo, por ende, es necesario el desarrollo de estudios que integren mecanismos y técnicas innovadoras de bajo costo para garantizar la eficiencia del sistema. Entre las alternativas que pueden aportar a esta necesidad de información, se encuentra la implementación de microalgas.

1.2 Las microalgas y su relación con la piscicultura

Las microalgas son microorganismos eucariotas capaces de realizar fotosíntesis, son abundantes y poseen ventajas cómo absorber CO₂, disminuir la concentración de nitrógeno, fósforo y desde el punto de vista ambiental se pueden utilizar en la retención de metales que pueden resultar

tóxicos en ambientes acuáticos. Además, representan la fuente de materia, energía y desarrollo para una gran cantidad de organismos, incluidos los peces.

Contrario a lo que se pensaría respecto a su crecimiento, las microalgas dependiendo de la especie, no representan ningún riesgo ya que la gran cantidad de biomasa que producen es beneficiosa y útil para compuestos de valor comercial y nutricional (Cartagena-Arévalo & Malo-Malo, 2017). Sin embargo, hay aspectos a analizar para que el tipo de microalga a usar sea la apropiada, por lo que los criterios de selección para que el cultivo sea nutricionalmente adecuado para los peces son: poseer una talla adecuada para ser ingerida, tener una pared que se pueda digerir y proporcionar los constituyentes bioquímicos primordiales. El esfuerzo para lograr la filtración depende del tamaño y densidad (biomasa) en el cultivo. Por lo tanto, el desarrollo de cultivos de microalgas implicaría la producción diaria significativa de biomasa de determinadas especies de microalgas (Abalde *et al.*, 1995). También, es importante mencionar que las microalgas se han usado principalmente en los estadios de alevín y juvenil de los peces debido a la facilidad en el consumo de determinadas especies (Olvera, M. V. O., 2018).

En este caso, la microalga *Nannochloropsis oculata* es un microorganismo autótrofo de origen japonés y su tamaño se encuentra entre 2 y 3 μm , pertenece a la clase Eustigmatophyceae y al filo Ochrophyta, sus cloroplastos van del amarillo al verde y tiene la particularidad de poseer ácidos grasos poliinsaturados (PUFAs), especialmente ácido eicosapentaenoico (EPA), ácido araquidónico (ARA), ácido docosahexaenoico (DHA) y proteínas que beneficiarían directamente el crecimiento del pez y que otras especies de microalgas no tienen (Low, & Toledo, 2015). Su reproducción se da principalmente por fisión binaria y el aumento de su biomasa requiere de las condiciones óptimas para la producción de una alta densidad celular. Esta microalga contiene principalmente clorofila A y betacarotenos, y se ha caracterizado por la síntesis de ácidos grasos poliinsaturados como el omega 3, que son sustancias de alta relevancia en la acuicultura por su aplicación en la alimentación, especialmente en las fases primarias ya que mejora la productividad y supervivencia (Gonzales, G. M., 2014).

Adicionalmente, es importante considerar que, la alimentación de los peces está determinada por concentrados con un porcentaje de proteína específico de acuerdo con su tamaño. Las microalgas han demostrado ser una alternativa nutricional viable ya que los alimentos utilizados a base de pescado y soya son costosos, por lo cual resulta insostenible la producción. Se ha reportado que, usando algunas especies de microalgas en la dieta de los peces, se incrementa el

valor nutricional y disminuye hasta un 50% el costo de producción (Olvera, M. V. O., 2018). Por lo cual, las microalgas serían una alternativa nutricional suplementaria de origen natural, que reduciría costos en el concentrado y brindaría una mejor calidad del pez.

Según Hors (2011), el uso de microalgas para la alimentación de los peces se puede evidenciar como una producción más eficiente en el crecimiento y supervivencia en relación con dietas inertes (p. 194). Así mismo, la alimentación natural aumenta el apetito de los peces y mejora la microflora en el tanque y a su vez, en el tracto digestivo (Sánchez-Estudillo, 2011, p. 57). El crecimiento y evolución de los peces se ve determinada por la disponibilidad y accesibilidad de las microalgas de acuerdo con el tamaño, forma y densidad, así como por la composición bioquímica, la cual establece el contenido calórico y la presencia o ausencia de compuestos esenciales (Abalde *et al.*, 1995).

Teniendo en cuenta lo anterior, se evidencia la importancia de las microalgas al desempeñar un rol fundamental en los sistemas acuáticos ya que estos organismos son productores primarios, es decir, son una fuente de alimento importante para el zooplancton y otros grupos de organismos herbívoros u omnívoros, por lo tanto, representan el alimento para otros organismos de mayor tamaño, en este caso sería parte de la dieta de *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758, citado por Eknath & Hulata, 2009, p. 197) conocido comúnmente como tilapia del Nilo.

1.3 *Oreochromis niloticus* o Tilapia del Nilo

La especie *Oreochromis niloticus* es un pez del orden de los Cichliformes, de la familia Cichlidae y del género *Oreochromis* (Chasqui, L., 2023). Se caracteriza por ser una de las especies tropicales más cultivadas a nivel mundial, representando más del 80% de la producción mundial en los últimos años (Eknath & Hulata, 2009, p. 198). Esta especie es originaria del sur este de África, pero introducido en Colombia como especie exótica invasora por la cuenca del Magdalena en 1977 y según los registros ya se encuentra en casi todo el país (Chasqui, L., 2023). La tilapia tiene un crecimiento acelerado de sus poblaciones, lo que ha generado desplazamiento de especies nativas y por lo cual, se han planteado estrategias de control como: Cosecha periódica de larvas y juveniles, cultivos monosexuales por diferentes métodos, cultivo en jaulas, cultivos en altas densidades en sistemas cerrados con recirculación, control biológico, esterilización o erradicación por medio de químicos (Gracia, A. *et al.*, 2011). De acuerdo con lo anterior, se ha utilizado esta especie para diferentes sistemas de cultivo tradicionales: extensivo, semi-intensivo, intensivo y

superintensivo. Estos sistemas varían en la densidad de peces, el medio ambiente y el control que se tiene sobre ellos.

La tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*) tiene características particulares que permiten diferenciarlo, como su cuerpo comprimido, alargado y cabeza pequeña, su color plateado o gris, presenta líneas verticales oscuras separadas regularmente a lo largo de su cuerpo y en la aleta caudal, y esta tiende a tornarse de color rojizo. La aleta dorsal cuenta con 16-17 espinas y la anal con 3. Este pez puede alcanzar una longitud de 60 cm y 4,3 kg en promedio y puede habitar en aguas salobres o dulces en un rango de profundidad de 0-20 m (Chasqui, L., 2023; Crespi & New, 2009).

Esta especie se reproduce dependiendo la temperatura y la luz, y alcanza la madurez sexual entre los 3-4 meses. Existen siete etapas para el desarrollo embrionario y después del desove completa cuatro, el comportamiento reproductivo de esta tilapia en cautiverio se caracteriza porque el macho construye nidos y pueden fertilizar los huevos de más hembras, la crianza de huevos en la boca es por parte de las hembras que pueden incubar hasta 200 huevos (Saavedra Martínez, M. A., 2006). Dicho lo anterior, según CTAQUA (2018), tienen un ciclo de vida definido en las siguientes etapas: huevo, alevín, cría, juvenil y adulto-engorde (**Tabla 1**). Su peso comercial varía de 250 a 500 gramos, el cual lo alcanzan entre 6 a 8 meses dependiendo de la calidad de agua, alimentación, sistema de cultivo y el manejo de estos.

Tabla 1.

Tallas y pesos estimados para cada etapa de vida de la tilapia.

Etapa	Rango de peso (g)
Alevín	1-5
Cría	5-50
Juveniles	50-100
Engorde	100-350
Engorde	>350

Fuente: CTAQUA (2018).

Por otra parte, *O. niloticus* tiene grandes cualidades para el cultivo por su rápido crecimiento y adaptación al cautiverio, acepta variedad de alimentos naturales como plancton, larvas, materia orgánica en descomposición, etc. Y artificiales como purinas, de igual forma se adapta a dietas suplementarias que aumenten su rendimiento, posee alta resistencia a enfermedades, tolerancia a altas densidades y a su vez, condiciones severas en el ambiente como salinidades altas y mínimos

de oxígeno. Esta especie es considerada como omnívora con tendencia a herbívora por lo que favorece la inclusión de insumos de origen vegetal en la elaboración de su dieta balanceada. Asimismo, cuenta con condiciones favorables para el mercado como lo son su carne blanca con buen sabor, poca espina y buena talla, lo que le atribuye una preferencia por parte de la población y demanda comercial en la acuicultura (Gracia, A. et al., 2011; Gonzáles et al., 2016; CTAQUA, 2018).

1.4 Microalgas empleadas en alimentación animal

De acuerdo con lo anterior, se han realizado diversos estudios usando las diferentes especies del género *Nannochloropsis* como alimentación animal e incluso para consumo humano; al ser una microalga rica en lípidos, proteínas, carbohidratos, vitaminas y minerales, el porcentaje varía dependiendo de las condiciones de cultivo, pero se estima que su composición puede alcanzar valores hasta del 60-65% del peso seco proteico (Milledge *et al.*, 2013).

Barraza-Guardado et al. (2020) realizaron un estudio que duró 53 días, en el cual usaron diferentes especies de microalgas como componentes parciales del alimento de *O. niloticus* para evaluar el rendimiento de cada una en la fase de engorde experimental. Se analizaron índices de crecimiento y supervivencia del pez mediante análisis de varianza, en este encontraron que el mejor rendimiento (con un 25% de alimento incorporado) lo tuvieron *Arthrospira sp.* y *Chlorella sp.* sin afectar los índices anteriormente mencionados, a comparación de los peces alimentados por *Isochrysis sp.* y *Nannochloropsis sp.*

Olvera, M. V. O. (2018) evaluó el efecto de una dieta suplementada con microalgas, para ello usó *Chlorella vulgaris* y *Nannochloropsis limnetica* sobre los parámetros de producción en un cultivo hiperintensivo de tilapia en condiciones controladas. El experimento tuvo una duración de 8 semanas y consistió en colocar 20 peces de *O. niloticus* en tres peceras, divididas en tratamientos del 5, 10 y 15% de acuerdo con el porcentaje de microalgas utilizadas para suplementar los peces. Los resultados de este estudio mostraron una tasa de crecimiento mayor con el tratamiento al 15% de *C. vulgaris* y un peso individual superior a los 0,2 g/día para todos los tratamientos, demostrando que las microalgas tienen un potencial alto como fuente de alimento generando los mismos indicadores de producción que un alimento comercial.

Así mismo, en otra investigación, se evaluó el efecto de la inclusión de *N. Salina*, otra especie del género *Nannochloropsis*, en el rendimiento nutricional y perfil de ácidos grasos de la

Tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*). En dicho experimento, se usaron tres dietas, la primera contenía harina y aceite de pescado, la segunda contenía harina y aceite de soja y la tercera harina de *N. Salina*, los peces se alimentaron en un periodo de 36 días. Dicho estudio determinó que la dieta con esta microalga tuvo un aumento de peso similar, pero utilizó mejor los nutrientes y el perfil de ácidos grasos estuvo influenciado por la dieta. Por lo que se llega a la conclusión de que *N. Salina* es una buena alternativa para mejorar el rendimiento y la calidad nutricional, así como el aumento de ácidos grasos poliinsaturados. Además, podría reemplazar el pescado y el aceite de soja en la dieta del pez (Gbadamosi, *et al.*, 2018)

Finalmente, al considerarse la acuaponía como un sistema sostenible, se evidencia la importancia y relevancia de fomentar e impulsar la mejora del sistema ya existente al incluir las microalgas como suplemento de la alimentación de los peces, ya que, por su producción limpia y su riqueza nutricional, podría aumentar aún más la productividad y sostenibilidad ambiental del sistema. En este sentido el propósito de este estudio es determinar la eficiencia y productividad de una dieta alternativa en la alimentación de *Oreochromis niloticus*, utilizando como suplemento la microalga *Nannochloropsis oculata*, y esto, evaluado en un sistema controlado de peceras para eventualmente implementarlo en el sistema de acuaponía de la sede Tulenapa del municipio de Carepa. Adicionalmente, se realizó un registro de especies de microalgas encontradas en los diferentes componentes del sistema de acuaponía como base para futuros estudios.

2. Objetivos

2.1 Objetivo general

Determinar los beneficios del uso de la microalga *Nannochloropsis oculata* como suplemento nutricional en la dieta de *Oreochromis niloticus*, en el marco del proyecto “Implementación de Estrategias para la Construcción y Apropiación Social del Conocimiento Sobre la Biodiversidad en el Urabá Antioqueño”.

2.2 Objetivos específicos

Evaluar la biomasa de *Nannochloropsis oculata* en la dieta de *Oreochromis niloticus*.

Evaluar el crecimiento de *Oreochromis niloticus* cuando su alimento es suplementado con *Nannochloropsis oculata*.

Registrar la diversidad de especies de microalgas que se encuentren en los diferentes componentes del sistema de acuaponía como base para futuros estudios.

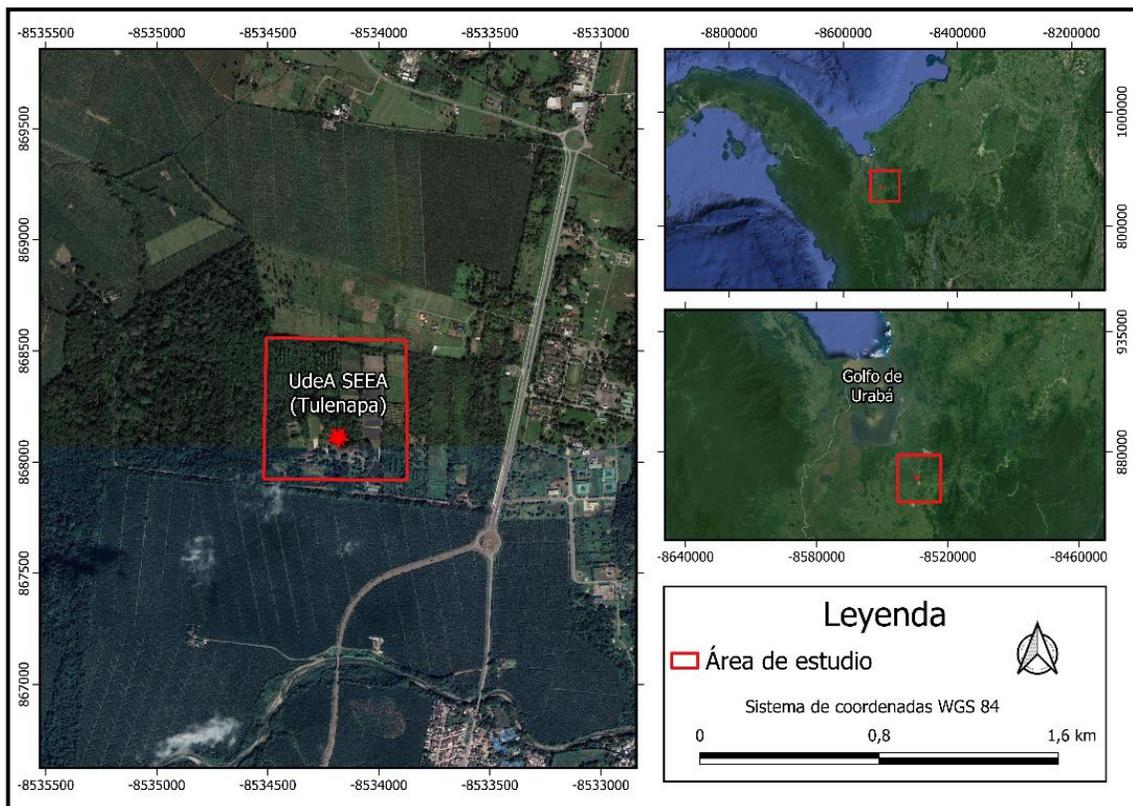
3. Área de Estudio y Metodología

3.1 Área de estudio.

El presente estudio se llevó a cabo en la Sede de Estudios Ecológicos y Agroambientales (SEEA) de la Universidad de Antioquia, más conocida como Tulenapa. Este campus está ubicado en el municipio de Carepa, localizado en la subregión de Urabá en el departamento de Antioquia, Colombia (ver **Figura 1**). Tulenapa es un bosque húmedo tropical que cuenta con aproximadamente 150 hectáreas y el cual fue declarado área de conservación para la biodiversidad (Libreros, J. F. B., 2018).

Figura 1.

Mapa de la sede SEEA (Tulenapa) de la UdeA.



3.2 Métodos

Los materiales utilizados se manipularon de manera adecuada y siguiendo el protocolo de seguridad. La toma de datos se realizó en un periodo de 63 días entre los meses de diciembre de 2023 y febrero de 2024. La metodología se describe a continuación:

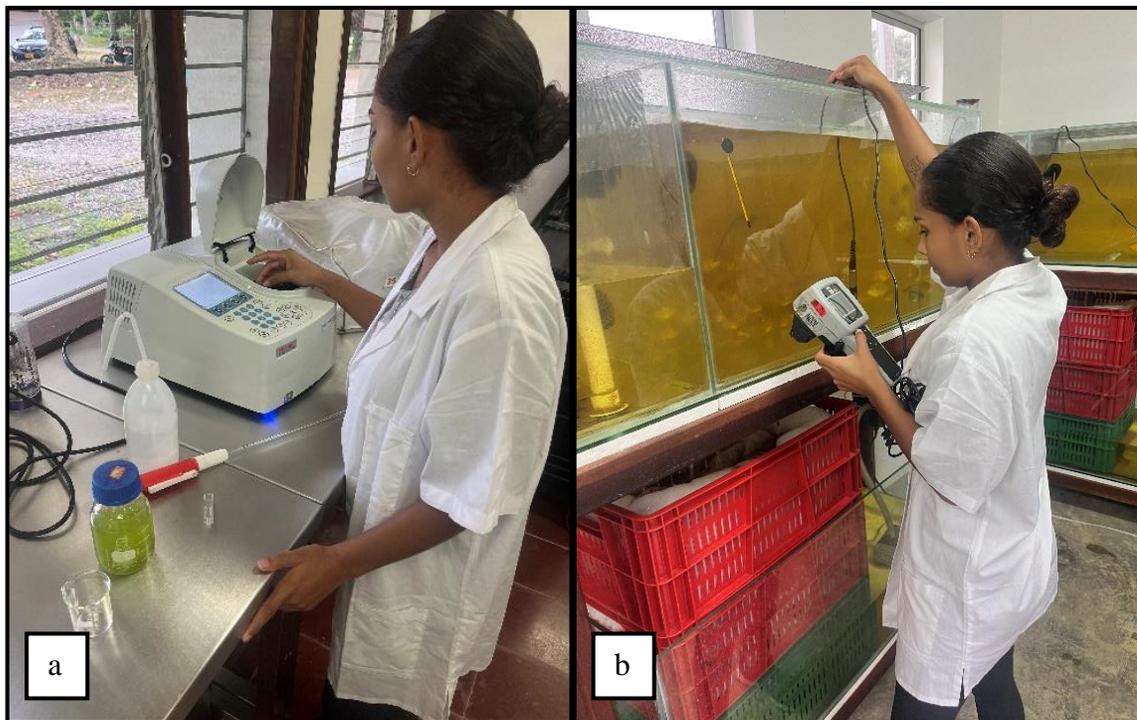
3.2.1 Medición de parámetros

Se midieron variables en cada uno de los componentes de los sistemas, para cada una de las peceras se tuvieron en cuenta los siguientes parámetros: pH, oxígeno disuelto, conductividad y temperatura. Y para el cultivo de microalgas se tuvieron en cuenta el estado fisiológico, la biomasa (g/L), conteo celular en cámara Neubauer e intensidad lumínica. Estos indicadores influyen en la productividad de los sistemas, por lo cual es necesario mantener los parámetros dentro de los valores de referencia en el caso de los cultivos de los alevines.

Para llevar a cabo las mediciones se hicieron uso de los siguientes equipos previamente calibrados: en el sistema de peceras para medir el pH se usó el pHep® y para la conductividad el medidor DiST®, ambos equipos pertenecen a Hanna instruments. En el caso del oxígeno se usó el instrumento YSI 550A para medir oxígeno disuelto y finalmente, para la temperatura se podía usar cualquiera de los tres instrumentos mencionados anteriormente ya que poseen la lectura de esta, sin embargo, en las peceras también se contaba con termómetros incorporados.

Figura 2.

Toma de parámetros. (a). Uso del espectrofotómetro para medir concentración de biomasa. (b) medición de oxígeno en el sistema de peceras.



Por otro lado, para el cultivo de microalgas se usaron equipos como el microscopio y cámara Neubauer para verificar el estado de la microalga y el espectrofotómetro para llevar un control de

la biomasa. La toma de datos de parámetros se realizó cada dos o tres días para ambos sistemas de cultivo (ver **Figura 2**).

3.2.2 Sistemas de cultivo de los alevines

3.2.2.1 Sistemas de cultivo de alevines:

Se utilizó un sistema de cultivo experimental para peces con recirculación en un laboratorio cerrado, que consistió en tres sistemas de cultivo de alevines, cada sistema de cultivo contaba con un tanque principal con una capacidad de 250L, el cual se destina para el cultivo de los peces. Adicionalmente, el sistema tuvo un segundo tanque para la limpieza de residuos sólidos producto del crecimiento de los peces y una bomba de recirculación de agua. Posterior a este tanque se tuvo un tercer tanque que contaba con un Skimmer que retiraba las proteínas y la espuma del agua de cultivo.

Este sistema de peceras se utilizó de la siguiente manera: P1: Pecera No.1 o pecera de control, P2 y P3: Pecera No.2 y No.3, para los tratamientos con 5% y 10% del suplemento de biomasa microalgal para la alimentación del pez respectivamente (ver **Figura 3a**). Las tres peceras de la parte superior contaron con oxígeno constante, el cual fue posible gracias al proceso de recirculación del agua y al sistema de filtrado del agua, este pasa a través de una manguera que ingresa en forma de cascada sobre tres bandejas que están recubiertas con gasa, además de turbinas wave maker HWM4000. También contaron con termómetros, filtros internos sumergibles para acuarios de 200 L/hora y voltaje de 110v y skimmer o espumador de proteínas Dymax LS-40. Por su parte, las peceras inferiores contaron con una bomba de agua sumergible RESUN SP-6000 y tres canastas: dos en la parte superior que contenían guata como filtro y otra en la parte inferior, la cual estaba vacía para evitar que la guata estuviera sumergida en el agua. El montaje final de este sistema se puede observar en la **Figura 3b**. Finalmente, se decidió nombrar a las peceras de la siguiente forma: a la pecera de control como P1, la del tratamiento al 5% como P2 y la del tratamiento al 10% como P3 (ver **Figura 3c**).

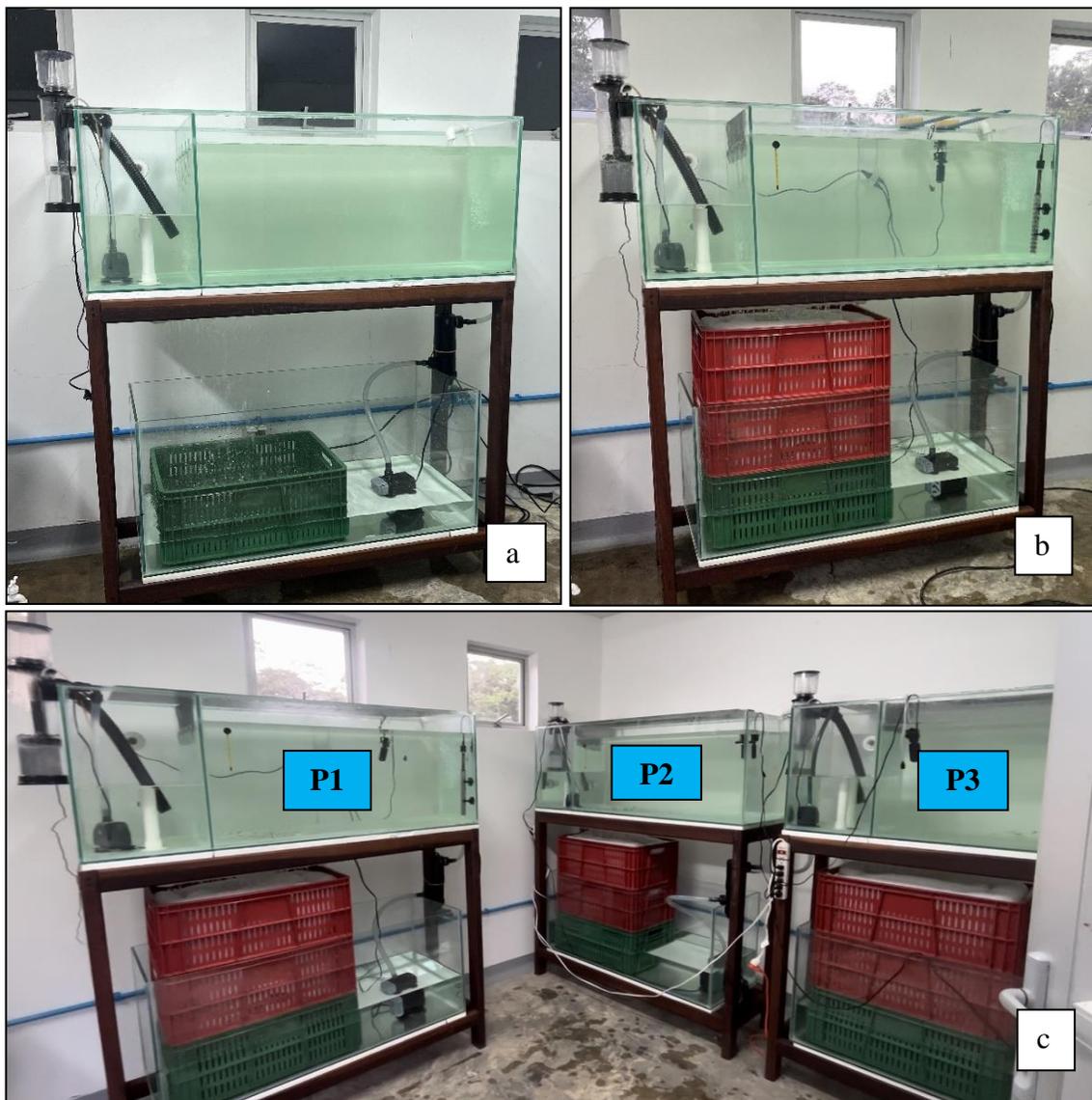
3.2.2.2 Sistema de recirculación de agua:

Este funciona de manera que el agua de las peceras inferiores es previamente filtrada por la guata, donde la bomba sumergible absorbe el agua y cae en forma de cascada a la pecera superior donde se encontraban los peces, allí el nivel de agua es controlado por unas aberturas en el interior de la pecera, de esta manera, el agua cae a un espacio donde el nivel de agua también es controlado

por unos tubos que recogen en su mayoría la materia orgánica y el sedimento generado por la comida de los peces, el agua que pasa por esos tubos, cae en forma de lluvia a las peceras inferiores que contienen las canastas donde se encuentra la guata, se filtra el agua y vuelve a recircular.

Figura 3.

Montaje del sistema de cultivo experimental para peces con recirculación. (a) montaje inicial de una de las peceras. (b) montaje final de una de las peceras. (c) montaje final de los tres sistemas de peceras. En la parte izquierda está la pecera de control, en medio la pecera con el tratamiento al 5% y en la derecha, la pecera con el tratamiento al 10%.



3.2.2.3 Tratamiento del agua para las peceras:

Para el adecuado funcionamiento del sistema de cultivo, es muy importante la calidad del agua a utilizar, en este sentido se construyó un sistema de filtrado de agua, ya que el agua que se tenía disponible en la sede Tulenapa presentaba mucho sedimento. El filtro se construyó un filtro con gravilla 3/4" y arena entre 0,125 a 0,5 mm, estos materiales se lavaron de cuatro a cinco veces para quitarles suciedad. El filtro consistió en un tanque de 250 litros de capacidad, donde una tercera parte se llenó con gravilla y se completó con arena hasta llenar 2/3 del tanque (**ver Figura 4**). El diseño y construcción del equipo de filtración fue basado en las recomendaciones del Manual para la elaboración de un filtro lento de arena domestico (Chalarca Rodríguez. D.A y Ossa Zuluaga V. 2023).

Figura 4.

Construcción del filtro. (a) tanque para el filtro de 250 L. (b) tanque con gravilla y arena incorporada previamente lavado. (c) prueba final del filtro.



3.2.3 Producción de biomasa microalgal

3.2.3.1 Cepa y condiciones de mantenimiento:

La cepa de *Nannochloropsis oculata* fue adquirida del cepario de alimento vivo de la universidad de Córdoba, esta fue incubada bajo una intensidad lumínica de 400 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$, 30°C, en medio de cultivo F/2 de Guillard y una concentración de sal marina de 27g/L (Campaña-Torres, Martínez-Córdova, Martínez-Porchas, López-Elías, & Porchas-Cornejo, 2012). Las condiciones de luz, temperatura y agitación mediante aireación con una bomba neumática se conservaron para todos los montajes.

3.2.3.2 Producción de biomasa:

Se cultivaron muestras de *N. oculata* empleando un fertilizante comercial, empleando como referencia la misma concentración de la fuente de nitrógeno de F/2 y una concentración de sal marina. El volumen de cultivo se acopló a una bomba neumática para la inyección de aire (1,2 vvm) en condiciones de 24 h de luz. La cantidad de biomasa microalgal adicionada a los cultivos se realizó utilizando como punto de referencia el aporte de nitrógeno en el medio comercial de alimento para los peces y el aporte de nitrógeno como proteína de las microalgas. Se usaron botellones de agua de 18 y 20 L, Erlenmeyer de 500 y 2000 mL para este sistema.

3.2.4 Cuantificación de biomasa microalgal

3.2.4.1 Barrido espectrofotométrico y curva de calibración de la biomasa:

Para cuantificar la biomasa microalgal, se realizó una curva de calibración de concentración de biomasa conocida (g/L) vs densidad óptica (Absorbancia), a una longitud de onda específica que se determina con un barrido en el espectrofotómetro dentro del espectro de luz visible entre 380 y 780 nm.

3.2.4.2 Curva de calibración de la biomasa:

Para determinar las concentraciones de biomasa conocidas se empleó una balanza de humedad para determinar el peso seco de las muestras y a cada una de ellas se les midió los valores de absorbancia a la longitud de onda determinada en el barrido. Las muestras y las lecturas de absorbancia se realizaron por triplicado. Una vez construida la curva de calibración se dio seguimiento a los cultivos microalgales que se realizaron en Erlenmeyer de 500 y 2000 mL, posteriormente se llevaron luego a botellones de 18L.

3.2.4.3 Medio de cultivo para el crecimiento de *N. oculata*:

El medio de cultivo fue fertilizante agrícola (NPK 13:40:13), sal marina e inóculo, con aireación permanente generada por una bomba de aire (1,2 vvm), y con una irradiancia de 400 $\mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$ (ver **Figura 5**). El seguimiento del cultivo se realizó todos los días registrando la concentración de la biomasa con ayuda del espectrofotómetro y la curva de calibración.

A continuación, en la **Tabla 2** se detallan las cantidades utilizadas para realizar el medio de cultivo:

Tabla 2.

*Componentes y cantidades utilizados para el medio de cultivo de *N. oculata*.*

Componentes	Cantidades
Fertilizante agrícola comercial	0,49 g/L
Sal marina	15 g/L
Inóculo	20%/L

Figura 5.

*Cultivo de microalgas *N. oculata*. crecida bajo condiciones de laboratorio y cultivos al aire libre.*



3.2.5 Crecimiento, alimentación y suplementación de biomasa de microalgas de la especie experimental *O. niloticus*

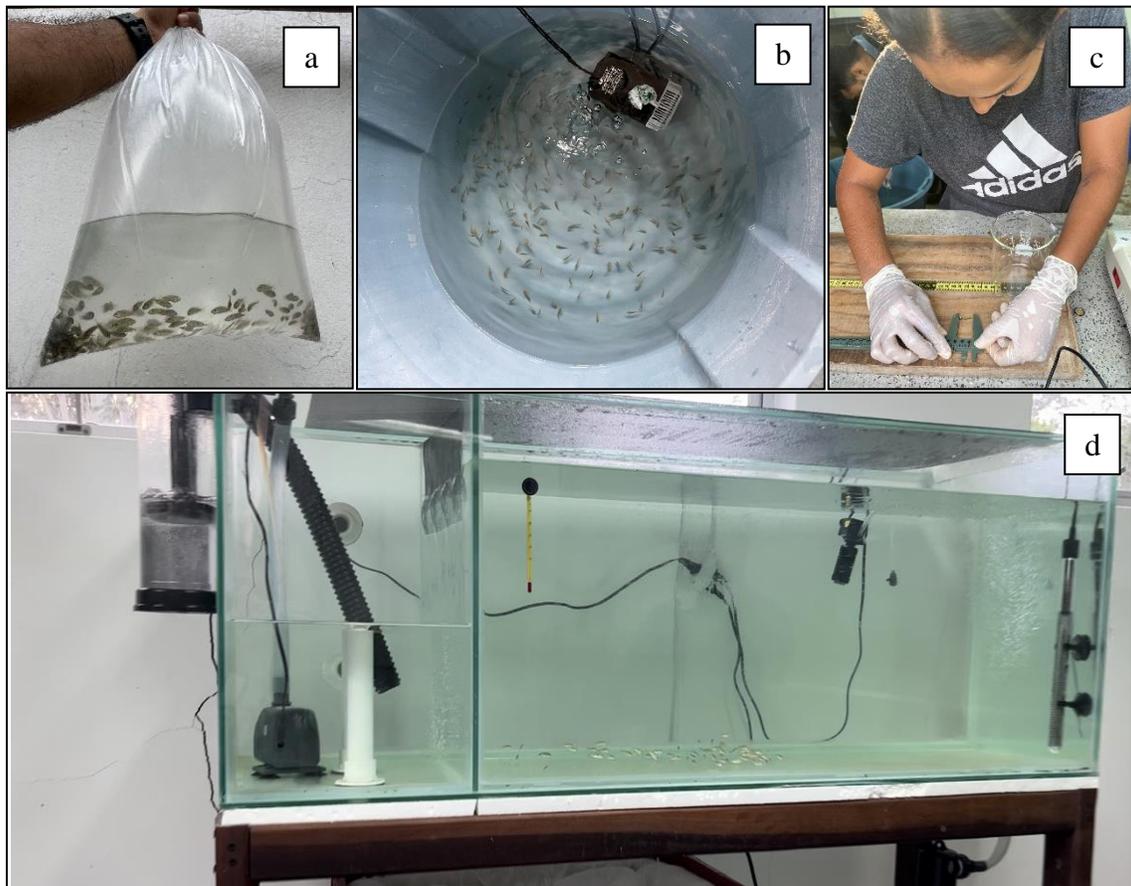
3.2.5.1 Obtención y adaptación de los alevines a las condiciones del laboratorio:

Se obtuvo una población monosexo de alevines de *O. niloticus*, mediante reversión sexual utilizando “Tilapia reversión”, alimento que incluye la hormona 17 α -metil testosterona. Los alevines se adquirieron de un laboratorio de producción de tilapia ubicado en Montería, Córdoba. Los peces tenían 30 días de nacidos y presentaban un peso promedio de 0,2 g, estos se transportaron por vía terrestre en doble bolsa plástica con 1/3 de agua dulce, 2/3 de oxígeno y temperatura entre

25 a 26°C (ver **Figura 6a**). El agua utilizada para el experimento fue agua dulce extraída del pozo subterráneo de la sede Tulenapa, se filtró y se dispuso en las peceras. Cuando los peces llegaron a la sede el 10 de diciembre del 2023, se siguió un proceso de aclimatación que consiste en colocarlos en un tanque de plástico con agua y la bolsa flotando sobre la superficie durante 30 minutos para igualar la temperatura del agua de transporte con el agua donde iban a ser colocados. Pasado el tiempo, se permite a los peces nadar afuera de las bolsas (ver **Figura 6b**).

Figura 6.

O. niloticus como especie experimental. (a) llegada de los alevines al Campus. (b) aclimatación de los peces. (c) muestreo de la población. (d) siembra en las peceras.



Luego, se realizó el muestreo para sembrarlos en las peceras, donde se determinó talla y peso de la población de peces, realizado en grupos de 15 alevines (ver **Figura 6c**). Posteriormente se sembraron grupos de 65 alevines en cada una de las peceras (ver **Figura 6d**). A partir de ese momento, se dio inicio al experimento determinando talla y peso de los alevines y como suplemento durante su alimentación se adiciono la microalga *N. oculata*.

Como se mencionó anteriormente, el experimento tuvo una duración de 63 días, donde los primeros 30 días para la alimentación se utilizó un alimento balanceado comercial de harina de soya con contenido de proteína de 45%, y a partir del día 31 hasta la finalización del experimento, se utilizó proteína de 45% extruder con tamaño de pellet de 1.5 mm.

Por lo tanto, desde la semana 0 hasta la semana 4 se les proporcionó el 25% de dieta correspondiente a su biomasa corporal, de la semana 5 a la 6 el 9,5% y de la semana 7 hasta finalizar el experimento se les brindo el 7%. Lo anteriormente descrito se realizó con la guía de las tablas de alimentación usadas por CTAQUA (2018). (ver **Tabla 3**).

Tabla 3.

*Cantidad de alimento diario según el peso promedio de *O. niloticus*.*

Peso promedio	% biomasa alimento/día
0.5	23,8
3	11,5
5	9,5
10	7
25	5
50	3,75
100	2,9
150	2,5
200	2,2
250	2
300	1,85
350	1,75
400	1,65
450	1,55
500	1,5
550	1,45
600	1,4
650	1,35
700	1,3
750	1,25
800	1,23
850	1,2

Fuente: CTAQUA (2018).

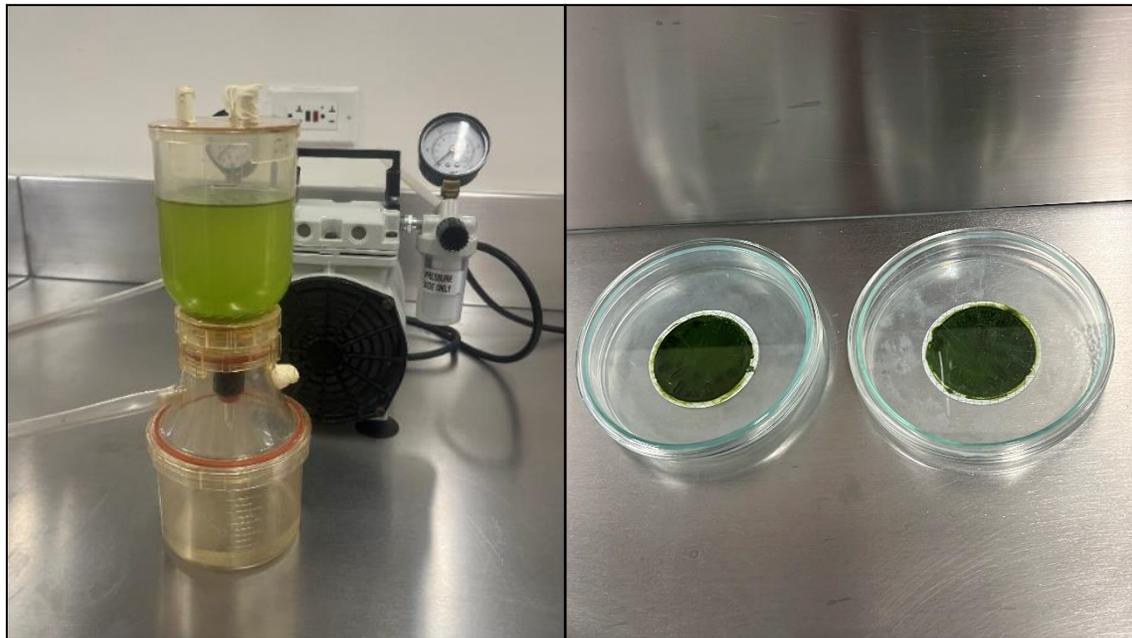
3.2.5.2 Suplemento de la microalga en el alimento de *O. niloticus*:

A las peceras 2 y 3 se les suplementaba con el 5 y 10% de microalga respectivamente equivalente al alimento. Para ello, se empleó la biomasa filtrada de la microalga utilizando un sistema de filtración al vacío con filtro de 0,45 μm y basados en la concentración de la biomasa

según la curva de calibración se defina el volumen a ser filtrado y posteriormente suministrado a las peceras (ver **Figura 7**).

Figura 7.

N. oculata como suplemento dietario. Del lado izquierdo la bomba al vacío con la biomasa y del lado derecho la microalga filtrada.



Las dietas se les suministraron a los peces tres veces al día con una frecuencia de una o dos horas de diferencia entre cada porción y para el control y seguimiento de los peces fue cada ocho días midiendo y pesando a los peces a lo largo del experimento.

3.2.6 Evaluación del crecimiento de los peces y mantenimiento del cultivo

Las variables de respuesta en el crecimiento evaluados fueron:

- Peso final (g)
- Biomasa inicial (g) = peso medio mínimo (g) * # de alevines al inicio
- Biomasa final (g) = peso medio final (g) * # de alevines al final
- Incremento de biomasa (g) = biomasa final (g) – biomasa inicial (g)
- Productividad (g/m³día) = incremento de biomasa (g) / volumen del agua (m³) x Duración del experimento (días)
- Factor de Conversión Alimenticia (FCA) = peso del alimento consumido (g) / incremento de biomasa (g)

- Supervivencia (%) = número final de peces / número inicial de peces *100

Estas variables se han tenido en cuenta basados en estudios realizados sobre alimentación de peces (Barraza-Guardado et al., 2020). En este sentido, a partir del día que llegaron los peces, se pesaron y midieron cada semana, tomando una muestra representativa del 15% con respecto a la cantidad de peces en cada pecera (10 individuos) y esto, para obtener el peso promedio de la pecera y determinar la cantidad de alimento que se les debía suministrar.

3.2.6.1 Toma de muestra de alevines:

Para los muestreos se utilizó una red de malla nylon para atrapar los peces, dos beakers de 2000 ml para contener la muestra representativa, sistema de aireación burbujeante para evitar estresar a los peces por falta de oxígeno, una balanza analítica para medirlos, un portaobjetos dentro de la balanza para colocar al pez, un tanque de plástico con agua previamente filtrada, un balde con agua filtrada con sal al 20% del volumen en caso de alguna infección bacteriana que pueda afectar los peces, una cinta métrica y una bandeja para medir los peces. El muestreo se realizó de la siguiente manera: se utilizó una red de malla nylon para atrapar 10 peces al azar y ponerlos en un beaker con agua previamente filtrada, se llevaron a la bandeja donde se les puso el sistema de aireación burbujeante. Luego se cogía cada individuo para pesarlo en la balanza analítica y medirlo con el metro, cada que se median y pesaban se disponían en el segundo beaker con agua y cuando se completaba la muestra, se colocaban los 10 individuos en la red nuevamente para pasarlos por el balde que contenía sal y allí duraban entre 20 y 30 segundos, posteriormente pasaban al tanque con agua y duraban un minuto y medio, y pasado el tiempo se retornaban a las respectivas peceras.

3.2.6.2 Limpieza de las peceras:

Para la limpieza de las peceras se extraían las heces diariamente y se aseaba las peceras y los filtros para reducir el contenido de amoníaco y nitrito en el agua. Por otra parte, durante las primeras cuatro semanas se hacía recambio de agua con una frecuencia de cada cuatro o cinco días en cada pecera, luego entre la semana 5 y 8 los recambios tuvieron más frecuencia, realizándolos cada día de por medio y se cambiaba el 20% del volumen de las peceras inferiores.

3.2.7 Análisis estadístico

Todos los análisis se llevaron a cabo en el programa estadístico Statistical Package for the Social Sciences (SPSS), el cual se usó con el fin de analizar estadísticamente si la biomasa de las

microalgas y el crecimiento de peces sería significativa. Para llevar a cabo el estudio se empleó un diseño de bloques, luego se aplicaron las respectivas pruebas para medir la normalidad, homocedasticidad, independencia y aditividad de los datos. Se observó el p-valor obtenido de Kolmogorov-Smirnov, E. Levene, pruebas de efectos inter-sujetos y post hoc (Dunnett), además se observó el diagrama de dispersión de residuos vs. Orden y el gráfico de medias marginales estimadas de la variable respuesta vs. Pecera. En caso de no cumplirse los supuestos y detectar diferencias significativas, se aplicó la prueba no paramétrica de Friedman.

3.2.8 Registro de especies de microalgas en el sistema acuapónico

Se realizó un inventario de las especies de microalgas que se encontraban presentes en el sistema de acuaponía, tomando muestras de agua en los componentes principales y aislando las microalgas que se logren identificar. Para llevar a cabo el muestreo, en el tanque de los peces se realizó tomando tres muestras a distinta profundidad en diferentes áreas del mismo componente. Por otro lado, en las camas de agua para las plantas se tomaron tres muestras por cada flujo distinto.

La identificación de las microalgas presentes en el sistema de acuaponía se hizo por microscopía, basados en su morfología y de acuerdo con las bases de datos como la ATCC (www.atcc.org) o atlas taxonómicos como el planteado por Núñez-Avellaneda, M. (2008) para su posible identificación.

4 Resultados y Discusión

Este estudio analiza tanto la eficiencia como la productividad de la microalga *N. oculata* como un suplemento nutricional para los peces. Esto implica determinar cómo afecta el crecimiento y la salud de los peces, así como la capacidad de la microalga para reproducirse y crecer en condiciones específicas. Los resultados de este estudio se presentan a continuación:

4.1 Parámetros fisicoquímicos

En la **Tabla 4** se expresan los parámetros fisicoquímicos (temperatura, pH, oxígeno disuelto y conductividad) que se monitorearon durante el cultivo de peces y con ello garantizar la estabilidad de dichos parámetros requeridos para un buen crecimiento de los alevines

Tabla 4.

Resumen estadístico de los parámetros fisicoquímicos registrados para P1, P2 y P3 durante las ocho semanas del experimento.

Parámetros fisicoquímicos del agua.				Peceras		
				P1 (Control)	P2 (T. 5%)	P3 (T. 10%)
Temperatura	Valor ref.	25-32 °C	Media	30,4	30,4	30,7
			Máximo	31,0	31,5	32,0
			Mínimo	29,6	29,3	28,6
			Desviación estándar	,5	,6	1,0
Oxígeno	Valor ref.	3-10 mg/L	Media	6,9	6,9	6,3
			Máximo	7,7	7,6	7,6
			Mínimo	5,5	5,8	3,0
			Desviación estándar	,7	,6	1,3
pH	Valor ref.	6-9	Media	6,7	6,8	6,9
			Máximo	7,6	7,4	7,5
			Mínimo	4,9	5,2	5,6
			Desviación estándar	,8	,6	,6
Conductividad	Valor ref.	<1500 μ S/cm	Media	764	754	818
			Máximo	1432	1339	1539
			Mínimo	380	364	348
			Desviación estándar	403	375	439

Para lo cual se mantuvo en monitoreo la calidad de agua tomando entre dos y tres muestras de agua semanalmente, para obtener los datos de los parámetros mencionados anteriormente, y con esos datos se realizó un rango con los valores mínimos y máximos, el promedio y la desviación estándar de dichos valores, esto para garantizar niveles adecuados en todo el sistema teniendo en cuenta los valores de referencia. Los parámetros eran medidos antes de alimentar y limpiar las peceras con el fin de obtener resultados más reales sobre las condiciones del agua en las peceras.

La temperatura tiene un rango de 25 a 32°C como valores de referencia, esto según Saavedra Martínez, M. A. (2006). En la pecera 1 (P1) se reportaron valores de 29,6 y 31,0°C siendo el mínimo y el máximo respectivamente. Esta pecera obtuvo un valor promedio de 30,4°C y una desviación estándar de 0,49. Para la pecera 2 (P2) el valor mínimo fue de 29,3°C, un valor máximo de 31,5°C y valor promedio de 30,4°C con una desviación estándar de 0,61. Por último, en la pecera 3 (P3) se obtuvieron valores de 28,6 y 32,0°C siendo el mínimo y máximo respectivamente. Además, un valor promedio de 30,7°C y una desviación estándar de 0,93. El comportamiento de este parámetro se caracterizó por mantenerse estable durante todo el experimento.

En el caso del oxígeno disuelto se encontró valores de referencia entre 3-10 mg/L según Cline, D. (2019). En la P1 hubo valores de 5,5 y 7,7 mg/L, siendo el mínimo y máximo,

respectivamente. En la P2 se reportó como valor mínimo 5,8 mg/L y 7,6 mg/L como valor máximo y en la P3 se obtuvo el valor más bajo de oxígeno, donde el mínimo fue de 3 mg/L estando en el límite mínimo del valor de referencia, y un valor máximo de 7,6 mg/L. En las peceras P1, P2 y P3 obtuvieron valores promedio y desviaciones estándar de $6,95 \pm 0,63$, $6,9 \pm 0,56$ y $6,3 \pm 1,25$ mg/L, respectivamente.

Por su parte, el pH según Saavedra Martínez, M. A. (2006) tuvo valores de referencia entre 6 y 9. Para la P1 se reportó valor mínimo, máximo, promedio y desviación estándar de 4,9, 7,6 y $6,74 (\pm 0,75)$ respectivamente. En el caso de la P2 se registró un valor mínimo, máximo, promedio y desviación estándar de 5,2, 7,4 y $6,7 (\pm 0,61)$, respectivamente. Por último, en la P3 se obtuvo un valor mínimo, máximo, promedio y desviación estándar de 5,6, 7,6 y $6,9 (\pm 0,56)$, respectivamente.

Finalmente, Boyd, C. E. (2017) define que la conductividad del agua potable tiene un valor de referencia $< 1500 \mu\text{S/cm}$. En la P1 se reportaron valores de 380 y $1432 \mu\text{S/cm}$ siendo el mínimo y el máximo, respectivamente. Esta pecera obtuvo un valor promedio de $764 \mu\text{S/cm}$ y una desviación estándar de $387 \mu\text{S/cm}$. Para la P2 el valor mínimo fue de $364 \mu\text{S/cm}$, un valor máximo de $1339 \mu\text{S/cm}$ y valor promedio de $754 \mu\text{S/cm}$ con una desviación estándar de $360 \mu\text{S/cm}$. Por último, en la P3 se obtuvieron valores de 348 y $1539 \mu\text{S/cm}$ siendo el mínimo y máximo, respectivamente. Además, un valor promedio de $818 \mu\text{S/cm}$ y una desviación estándar de $422 \mu\text{S/cm}$.

Los valores promedios de cada uno de los parámetros en cada pecera se mantuvieron dentro de los valores de referencia. De manera similar Olivia M *et al.* (2019), encontraron valores de oxígeno disuelto del agua promedio de 4,22 mg/L, temperatura promedio del agua de $24,85^\circ\text{C}$, pH promedio de 7,32 en cultivos de alevines de *O. niloticus*. Sin embargo, se observó en los datos originales que había una disminución progresiva del oxígeno y el pH, esto puede deberse al crecimiento de los peces pues requieren de más oxígeno y el pH a la concentración de dióxido de carbono. En el caso de la conductividad es lo contrario, hubo un aumento progresivo de este valor a partir de la semana cinco debido a que se le suplementaba la microalga de forma líquida, lo que causaba un aumento de partículas en el agua, además del alimento que se les proporcionaba en forma de pellet y se desintegraba junto con la materia orgánica, lo que también producía un aumento en los sólidos totales disueltos (Rodríguez, H. & Ánzola, E., 2001). Teniendo en cuenta lo anterior, puede considerarse que el presente estudio se llevó a cabo en su mayoría con condiciones adecuadas para la calidad del agua.

4.2 Cultivo y adaptación

Teniendo en cuenta la densidad de peces y el volumen de las peceras (65 alevines en una pecera con 200 litros de agua), esta densidad de peces es relativamente alta, lo que sugiere que se presenta un escenario que se asemeja al sistema de cultivo intensivo. Este tipo de sistema se caracteriza por criar una gran cantidad de organismos en un espacio relativamente pequeño y controlado, con el objetivo de maximizar la producción.

La acuicultura intensiva requiere condiciones óptimas de alimentación y manejo de las variables fisicoquímicas (temperatura, pH, oxígeno, entre otras) para promover un crecimiento rápido y eficiente de los peces. Además, se usan sistemas de filtración, aireación y recirculación del agua para mantener la calidad del medio ambiente en la pecera, lo que es característico de sistemas intensivos. Cabe resaltar que es muy importante la planificación y supervisión adecuada en este tipo de sistema, ya que al ser un sistema cerrado con recirculación implica una gestión más intensiva para evitar la acumulación de desechos y vigilar que los peces no enfermen, para así garantizar el bienestar de los peces y la eficiencia del sistema de producción (Salazar, G., 2001).

4.3 Biomasa microalgal de *N. oculata*

El método de cultivo empleado con fertilizante agrícola (NPK 13:40:13) fue propuesto por Adams, J. S. et al., (2024), donde se analizó la composición molecular de la microalga y se tomó como referencia los medios de cultivo existentes específicamente con f/2 de Guillard. La biomasa concentrada de *Nannochloropsis oculata* se obtuvo de un cultivo llevado a cabo botellones de 18L, bajo condiciones de luz continua con lámparas blancas fluorescentes ($400 \mu\text{mol}/\text{m}^2\text{s}$) y una temperatura de $30 \pm 1^\circ\text{C}$. Teniendo en cuenta que el nitrógeno es un factor limitante para el crecimiento de las microalgas, el fertilizante representó una buena fuente de nitrógeno garantizando con ello el crecimiento de la biomasa para la alimentación de los alevines.

4.3.1 Barrido y curva de calibración de biomasa:

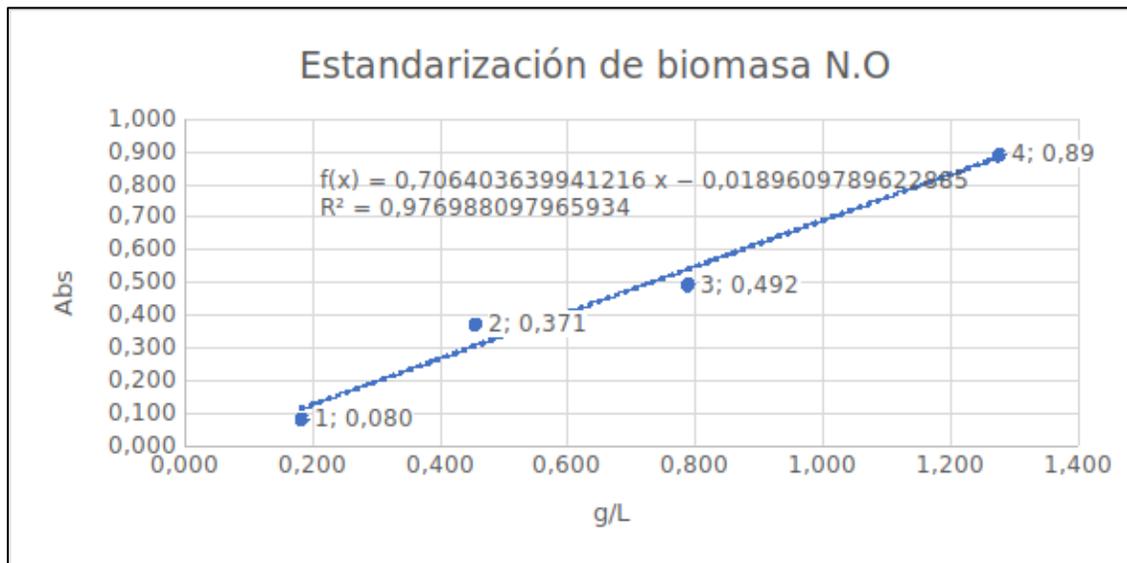
Después de realizar una curva de barrido empleando la biomasa de microalga *N. oculata* empleando un espectrofotómetro en un intervalo de longitudes de onda de 380 a 780 nm que corresponden al espectro visible, se concluyó que la máxima absorbancia fue a 436 nm. Posteriormente, se realizó una curva de calibración empleando diferentes concentraciones (g/L) de peso seco de la biomasa de la microalga y teniendo en cuenta valores de absorbancia menores a uno (1) para garantizar linealidad y las características asociadas a la Ley de Lambert-Beer. La

ecuación de calibración de la biomasa corresponde a $Abs = 0,7064 Cb - 0,019$ con un $R^2 = 0,9769$ (ver **Figura 8**).

Donde: **Abs** corresponde a los valores de absorbancia y **Cb** a los valores de concentración de biomasa (g/L).

Figura 8.

Curva de calibración de la biomasa de *Nannochloropsis oculata*. Fuente: Adams, J. S. et al., (2024).



En este mismo sentido, autores como Alejos Cabrera et al (2023), también realizaron barridos espectrofotométricos con cepas de microalgas marinas como *Isochrysis galbana* y *Chaetoceros calcitrans* en las cuales se identificaron picos de absorbancia máxima en 680 nm y 676 nm respectivamente y de igual manera emplearon dichos valores para la realización de las curvas de calibración para ambas microalgas.

4.3.2 Suplementación de la biomasa microalgal de *N. oculata*:

Como se describió previamente, se empleó un suplemento de 5 y 10% de la biomasa de la microalga *N. oculata* respecto al alimento suministrado según el peso del alevín (**Tabla 3**) tal y como lo recomienda CTAQUA (2018). En las primeras semanas la biomasa de microalgas se adicionó por filtración y después de la 5 semana y hasta finalizar el experimento, se les suministro microalga de forma líquida, donde se concentraba la microalga de acuerdo con su requerimiento y se resuspende en agua dulce para poder alimentar a los peces.

4.4 Crecimiento de *O. niloticus*

Durante el periodo del experimento no hubo peces muertos hasta la semana seis, donde ocurrió un accidente con el conector de la bomba de oxígeno de la pecera 2 y esto ocasiono una pérdida de 21 peces, quedando así un total de 44 peces durante las siguientes dos semanas hasta finalizar el experimento.

Cabe resaltar que en la interpretación y análisis de los siguientes resultados se considera tanto la significancia estadística (*p-valor*) como la relevancia práctica (efecto real en el crecimiento y salud de los peces), es decir, como se percibió en realidad.

4.4.1 Estadísticos descriptivos de alevines de *O niloticus* durante el cultivo en peceras

Inicialmente se sacaron los estadísticos descriptivos de los datos completos de las tres peceras por semana. Allí se evidencia un total de 510 datos para peso y tamaño de los peces, teniendo en cuenta que durante todo el experimento se tomaron muestras de 10 individuos cada ocho días.

En la **Tabla 5** se observan los estadísticos descriptivos para el peso comparado por peceras y por semanas, allí se obtuvieron distintos valores descritos a continuación:

Tabla 5.*Estadísticos descriptivos de peso (g) de alevines de O. niloticus por semana.*

Estadísticos descriptivos de Peso						
Pecera	Semana	Media	Mínimo	Máximo	Desvest	Rango
P1 (Control)	0	0,21	0,18	0,28	0,042	0,10
	1	0,48	0,19	0,93	0,242	0,74
	2	0,59	0,33	1,14	0,303	0,81
	3	1,09	0,63	1,90	0,371	1,27
	4	2,26	1,53	3,11	0,524	1,58
	5	6,79	4,52	10,00	1,962	5,48
	6	12,18	6,88	15,60	3,238	8,72
	7	18,43	11,22	26,00	4,784	14,78
	8	26,00	15,60	46,59	10,129	30,99
P2 (T. 5%)	0	0,23	0,17	0,31	0,052	0,14
	1	0,29	0,18	0,43	0,082	0,25
	2	0,58	0,36	0,86	0,182	0,50
	3	0,94	0,62	1,90	0,387	1,28
	4	1,75	1,30	2,30	0,337	1,00
	5	5,43	4,00	10,14	1,734	6,14
	6	10,58	6,32	16,00	3,616	9,68
	7	14,61	8,80	24,80	4,364	16,00
	8	19,82	12,00	23,87	4,362	11,87
P3 (T. 10%)	0	0,21	0,18	0,28	0,042	0,10
	1	0,37	0,24	0,70	0,128	0,46
	2	0,62	0,27	1,08	0,270	0,81
	3	1,23	0,58	2,08	0,425	1,50
	4	2,40	1,66	3,20	0,502	1,54
	5	7,87	5,10	10,42	1,829	5,32
	6	11,55	8,30	15,80	2,270	7,50
	7	22,37	17,50	27,50	3,546	10,00
	8	28,31	20,35	36,25	5,401	15,90

En la **Tabla 5** se puede evidenciar el comportamiento del peso de los peces a lo largo del experimento por semanas:

En la Pecera 1, que corresponde al experimento control (dieta basada únicamente en purina) se observa como el peso de los peces aumenta de forma progresiva, desde la semana cero (0) con 0,21g en promedio hasta alcanzar un valor de 26 g en la semana 8. A su vez, se presenta la desviación estándar y el rango, aumentando con el tiempo, lo que sugiere una mayor variabilidad en los pesos a medida que transcurre el experimento. Entre la semana 7 y 8 se aprecia una variación muy elevada en crecimiento y de igual manera se presenta la mayor desviación en los datos con 10,129 g al compararlos con los resultados de las demás peceras.

Por su parte, la Pecera 2 alcanzó una media inferior a comparación de las otras dos peceras, con un valor de 19,82 g en la semana 8. En ese mismo sentido, la desviación estándar tuvo un valor de 4,36 g, indicando una variabilidad de tamaños inferior respecto a las demás peceras, es decir los pesos varían 4,36 g por encima o por debajo de la media, lo cual sugiere una dispersión moderada. Los pesos en la Pecera 2 oscilaron entre 0,17 g y 23,87 g. Cabe resaltar que esta pecera es un tratamiento al 5% suplementado con la microalga *N. oculata*.

Finalmente, la Pecera 3 (tratamiento al 10% suplementado con la microalga *N. oculata*) obtuvo la media más alta en todo el experimento alcanzando un valor de 28,31 g en la semana 8 y una variabilidad moderada con una desviación estándar de 5,40 g. Cuando los peces llegaron (semana 0) tenían un peso de 0,21 g y fue aumentando gradualmente hasta alcanzar un peso máximo de 28,31 g en promedio, lo que demuestra el rango intermedio obtenido para la semana 8 con un valor de 15,90 g.

En la **Tabla 6** se puede evidenciar el comportamiento del tamaño de los peces a lo largo del experimento por semanas:

En la Pecera 1 (control) se observa como los tamaños aumentan de forma gradual, tomando valores desde 0,15 cm en la semana 0 (cuando llegaron) hasta 11,02 cm en la semana 8. Así mismo, se presenta la desviación estándar, aumentando con el tiempo, lo que sugiere una mayor dispersión de tamaños a medida que transcurre el experimento.

Por otro lado, la Pecera 2 (T.5%) alcanzó una media máxima inferior a la Pecera 1, con 10,35 cm, en ese mismo sentido, la desviación estándar se mantuvo por debajo con un valor de 0,8 cm, indicando una diversidad de tamaños inferior que en la Pecera 1. Los tamaños en la Pecera 2 oscilaron entre 0,12 cm y 11,2 cm.

Finalmente, la Pecera 3 (T.10%) obtuvo la media más alta en todo el experimento con un valor de 11,63 cm, en un rango entre 0,14 cm y 12,70 cm, sugiriendo una menor variabilidad en el tamaño de los peces que en la Pecera 1, lo cual se puede evidenciar con la desviación estándar, que tiene un valor de 0,67 cm, además, este fue el valor más bajo en comparación con las otras peceras, señalando una menor dispersión en el tamaño de los peces.

Tabla 6.*Estadísticos descriptivos de tamaño (cm) de alevines de O. niloticus por semana.*

Estadísticos descriptivos de Tamaño						
Pecera	Semana	Media	Mínimo	Máximo	Desvest	Rango
P1 (Control)	0	0,15	0,12	0,21	0,036	0,09
	1	3,11	2,40	4,00	0,551	1,60
	2	3,24	2,80	4,10	0,490	1,30
	3	4,08	3,40	5,10	0,494	1,70
	4	5,14	4,60	5,70	0,425	1,10
	5	7,27	6,30	8,50	0,732	2,20
	6	8,72	7,10	9,50	0,863	2,40
	7	10,00	8,10	11,30	0,996	3,20
	8	11,02	9,40	13,40	1,422	4,00
P2 (T. 5%)	0	0,15	0,12	0,21	0,034	0,09
	1	2,75	2,10	3,50	0,398	1,40
	2	3,35	3,00	3,70	0,314	0,70
	3	3,91	3,40	4,90	0,453	1,50
	4	4,79	4,20	5,30	0,335	1,10
	5	6,58	5,60	8,20	0,678	2,60
	6	8,26	7,20	9,50	0,956	2,30
	7	9,50	8,00	11,50	1,116	3,50
	8	10,35	8,90	11,20	0,832	2,30
P3 (T. 10%)	0	0,17	0,14	0,22	0,032	0,08
	1	2,89	2,50	3,60	0,292	1,10
	2	3,41	2,60	4,00	0,491	1,40
	3	4,22	3,30	5,30	0,541	2,00
	4	5,29	4,70	5,90	0,381	1,20
	5	7,64	6,60	8,30	0,611	1,70
	6	8,69	7,10	9,70	0,795	2,60
	7	10,96	10,00	11,80	0,640	1,80
	8	11,63	10,50	12,70	0,663	2,20

4.4.2 Gráficos descriptivos

A continuación, se muestran los gráficos descriptivos como lo son el Diagrama de cajas y bigotes (ver ANEXO 1) y las gráficas de líneas, las cuales muestran la evolución de la variable respuesta (peso y tamaño) a lo largo del tiempo.

4.4.2.1 Gráfica de líneas

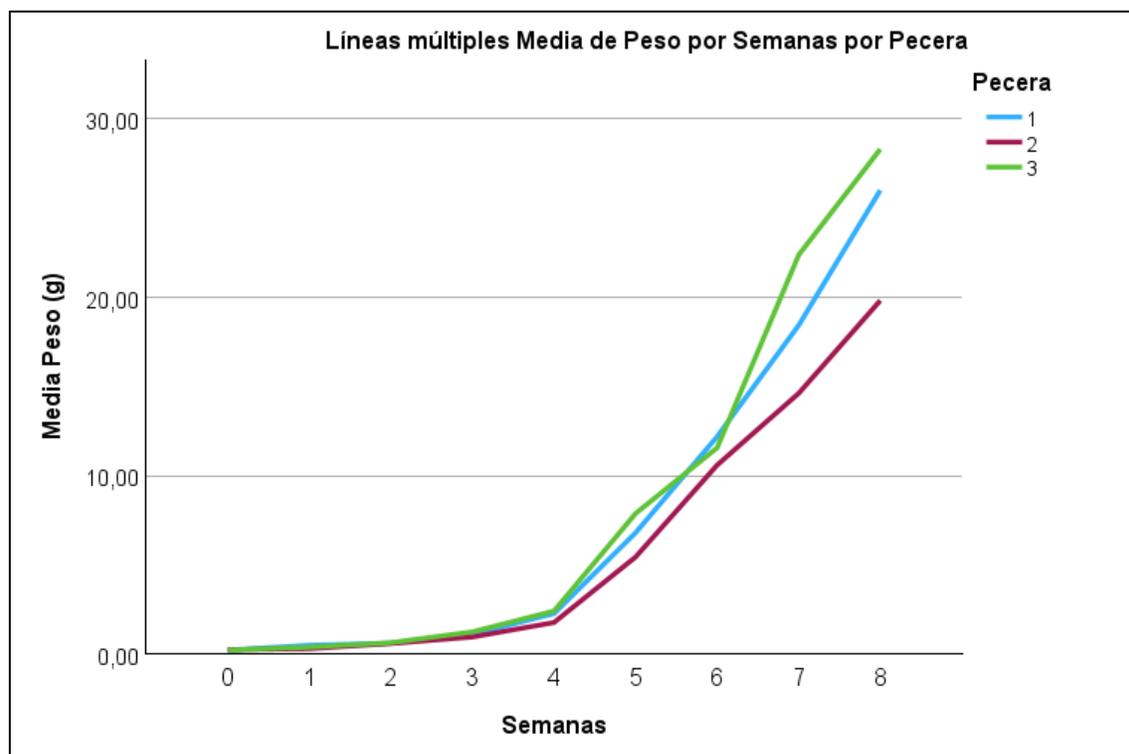
En la **Figura 9** se presenta una gráfica de líneas que muestra la media del peso durante ocho semanas para tres peceras, donde se evidencia el cambio de las medias del peso a lo largo del tiempo y su respectiva comparación. El eje X representa las semanas, el eje Y la media del peso y las tres líneas representan las diferentes peceras. Se puede observar que para las tres peceras hubo

un aumento progresivo de peso en cada semana; entre la semana 0 y 4 las tres peceras tenían medias de peso similares o iguales.

Sin embargo, en el caso de la Pecera 2 se evidencia que a partir de la semana 4, tuvo la media de pesos más bajos durante todas las semanas, mientras que las Peceras 1 y 3 tuvieron medias un poco más elevadas. Entre las semanas 6 y 7, la Pecera 3 (con el suplemento del 10% de la microalga) tuvo un aumento de peso pronunciado y tuvo el valor máximo de la media en el peso hasta finalizar el experimento.

Figura 9.

Gráfica de líneas para Peso (g) por Semana de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.

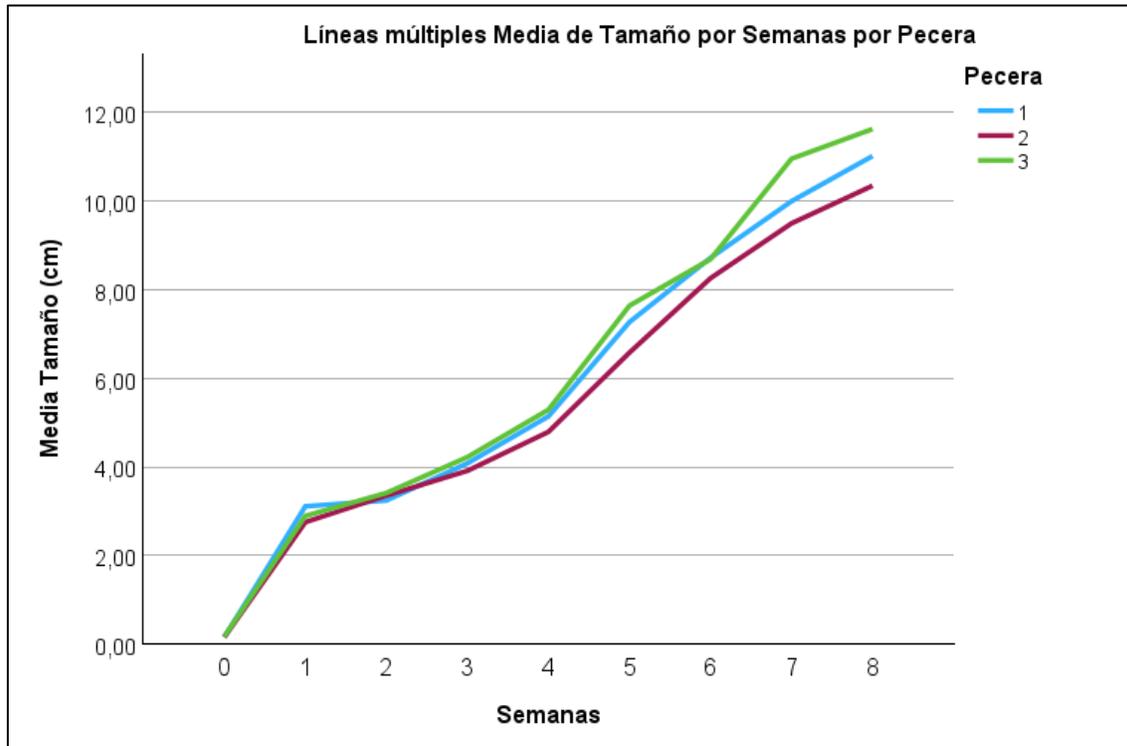


En la **Figura 10** se presenta una gráfica de líneas que muestra la media del tamaño durante ocho semanas para tres peceras, donde se evidencia la variación de las medias del tamaño a lo largo del tiempo y su respectiva comparación.

El eje X representa las semanas, el eje Y la media del tamaño y las tres líneas representan las diferentes peceras. Se puede observar que para las tres peceras hubo un aumento progresivo de tamaño en cada semana; desde el inicio del experimento hasta la semana 3, las tres peceras tenían medias de tamaño similares o iguales.

Figura 10.

Gráfica de líneas para Tamaño (cm) por Semana de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.



Las Peceras 1 y 3 siguieron teniendo medias similares hasta la semana 6, donde la Pecera 3 tuvo un aumento pronunciado logrando el valor máximo para las medias de las tres peceras. Por el contrario, la Pecera 2 tuvo la media más baja desde la semana 3 hasta la semana 8.

4.4.2.2 Análisis estadístico del diseño de bloques

En primer lugar, se realizó un análisis estadístico completo, es decir, hasta la semana 8 con el fin de observar el comportamiento de los datos completos. Se seleccionó un diseño de bloques ya que desde un principio se sabía que iban a haber diferencias a medida que transcurría el tiempo, es decir, en cada semana los peces iban creciendo. Este diseño de bloques puede ser apropiado para analizar los efectos de los tratamientos (peceras) en función del tiempo (semanas). Dicho lo anterior, se tuvo en consideración lo siguiente:

- **Bloques:** las semanas actuaron como bloques, ya que cada semana representa una medida repetida en el tiempo y puede controlar la variabilidad temporal.
- **Tratamientos:** las peceras (P1, P2 y P3) se definieron como tratamientos.

- **Variables respuesta:** las mediciones del peso y el tamaño serían las variables respuesta de este estudio.

Luego, al considerar el accidente presentado por el oxígeno, se realizó un análisis estadístico hasta la semana 6 con el fin de observar el comportamiento de los datos hasta antes del accidente. El análisis estadístico fue el mismo: un diseño de bloques para analizar los efectos de los tratamientos (peceras) en función del tiempo (semanas).

Se analizaron los supuestos, es decir, se realizaron pruebas estadísticas relacionadas con la normalidad, homogeneidad de varianzas, pruebas de igualdad de Levene, pruebas de efectos inter-sujetos, Prueba post-hoc de Dunnett, pruebas de independencia de datos con las gráficas de residuos, pruebas de aditividad y Pruebas no paramétrica de Friedman. También se realizaron comparaciones múltiples entre el peso y el tamaño de los peces en las peceras concluyendo que efectivamente se encuentran diferencias estadísticamente significativas entre las peceras ($p\text{-value}<0,05$), las cuales se describen en detalle en el **ANEXO 1**.

4.4.2.3 Análisis de supervivencia

En la **Tabla 7** se evidencia la supervivencia para cada una de las peceras. Teniendo en cuenta que los porcentajes indican la proporción de peces que sobrevivieron en cada pecera hasta el final del estudio, en relación con el número total de peces al inicio del experimento.

Tabla 7.

*Resumen estadístico de supervivencia durante todo el experimento de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.*

Supervivencia				
Pecera	N total	N de eventos	Censurado	
			N	Porcentaje
1	66	1	65	98,5%
2	65	21	44	67,7%
3	65	0	65	100,0%
Global	196	22	174	88,8%

Pecera 1 (control): Se obtuvo un porcentaje de 98,5%, lo que sugiere que la mayoría de los peces en la Pecera 1 sobrevivieron hasta el final del período de observación. Es una señal de un entorno estable y saludable para los peces en esta pecera durante el período del estudio.

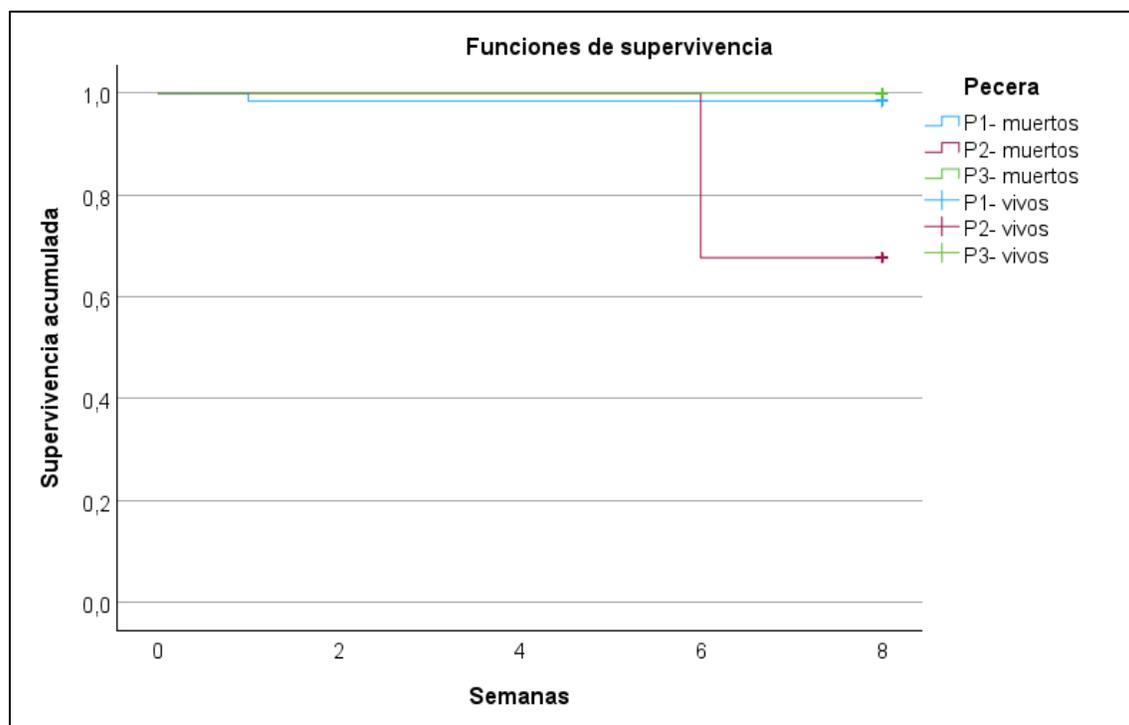
Pecera 2 (T.5%): El porcentaje de supervivencia en la Pecera 2 (67,7%) es notablemente más bajo en comparación con la Pecera 1. Esto podría indicar que hubo algún factor estresante o

desfavorable en esta pecera que resultó en una menor supervivencia de los peces, como lo fue el accidente con el conector de la bomba de oxígeno.

Pecera 3 (T. 10%): La Pecera 3 muestra un porcentaje del 100% de supervivencia, lo que sugiere que todos los peces en esta pecera sobrevivieron hasta el final del estudio. Esto podría indicar un entorno muy favorable y condiciones óptimas para la supervivencia de los peces en esta pecera.

Figura 11.

*Diagrama de supervivencia acumulada vs. Semanas por Pecera de alevines de *O niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.*



En la **Figura 11** se puede observar las funciones de supervivencia, el gráfico muestra el tiempo (semanas) en el eje x y la supervivencia acumulada en el eje y. En el caso de la P1 se observa como la línea descende en la semana 1 debido a que en ese tiempo hubo un pez muerto y finaliza en la misma recta con una supervivencia acumulada de 0,98 aproximadamente. En la P2 se inicia con el 100% de supervivencia hasta la semana 6, donde descende significativamente debido a la mortalidad de peces que se presentó por el accidente con el oxígeno y finalizando con una supervivencia acumulada de aproximadamente 0,67. En el caso de la P3 la línea es recta, es decir, inicia y finaliza con una supervivencia acumulada de 1,0.

Teniendo en cuenta todo lo anteriormente descrito, en el estudio completo (hasta semana 8) la prueba de Friedman concluye que el efecto de los tratamientos y las semanas fueron significativos, es decir, hubo diferencias significativas tanto en peso como en el tamaño de los peces entre los diferentes tratamientos a lo largo de las semanas, incluso considerando el impacto del accidente en la semana 6. La prueba de Friedman en el estudio parcial (hasta semana 6) también asegura que existen diferencias significativas en el peso y tamaño de los peces, indicando que antes del accidente ya existían estas diferencias entre los tratamientos.

Adicionalmente, se analizó el estudio completo y parcial para el crecimiento de los peces con las respectivas variables respuesta para el crecimiento de los peces en las tablas presentadas a continuación:

La **Tabla 8** muestra el análisis de las variables respuesta para el crecimiento de cada pecera en el estudio completo, donde se evidencia que el FCA fue el mismo para la P1 y la P3, lo que sugiere una alta eficiencia alimenticia ya que se requiere una pequeña cantidad de alimento para el crecimiento de los peces. Sin embargo, si observamos la productividad, la P3 presenta una productividad 8,9% superior a la P1 con un valor de 115,97 g/m³día.

Tabla 8.

*Evaluación de las variables respuesta de crecimiento para *O. niloticus* en el estudio completo.*

Pecera	No. Alevines al inicio	No. Alevines al final	Biomasa inicial (g)	Biomasa final (g)	Incremento de biomasa (g)	Productividad (g/m ³ .día)	FCA
P1 (control)	66	65	13,60	1690	1677	106,45	0,050
P2* (T. 5%)	65	44	14,95	872	857	54,42	0,071
P3 (T. 10%)	65	65	13,52	1840	1827	115,97	0,050

Por otro lado, en la **Tabla 9** se evidencia el comportamiento de las variables respuesta en el estudio parcial (hasta la semana 6), donde se observa que la P3 tiene el menor FCA con un valor de 0,053, siendo la pecera hasta ese momento con la mayor eficiencia alimenticia y de productividad, estando un 16,5% por encima de la P1.

Tabla 9.

*Evaluación de las variables respuesta de crecimiento para *O. niloticus* en el estudio parcial.*

Pecera	No. Alevines al inicio	No. Alevines al final	Biomasa inicial (g)	Biomasa final (g)	Incremento de biomasa (g)	Productividad (g/m ³ .día)	FCA
P1 (control)	66	65	13,60	441	428	27,15	0,057
P2 (T. 5%)	65	65	14,95	353	338	21,46	0,075
P3 (T. 10%)	65	65	13,52	512	498	31,63	0,053

Por su parte, observando la P2 se evidencia que incluso antes del accidente presentada el mayor FCA, sugiriendo una menor eficiencia alimenticia y por lo tanto, su productividad también es baja.

Con respecto a lo anterior, el índice de productividad muestra la ganancia en términos de peso (g) por unidad de volumen (m^3) y de tiempo (día). En el caso de la Tilapia en Colombia el índice de productividad es de 7,2 g/ m^3 .día (Solla, 2022). A su vez, la eficiencia en la conversión de alimento consumido es de importancia debido al costo del alimento, por lo que entre más bajo sea este valor, menor cantidad de alimento para su asimilación en biomasa (Rafael, L. S., 2001).

Aunque *N. oculata* demostró ser beneficiosa para el crecimiento de *O. niloticus* hay que tener en consideración varios factores: en primer lugar, se adiciono el 10% como suplemento, pero es importante tener en cuenta que ciertos estudios reportan un bajo crecimiento de otras especies como resultado de incorporar altos o moderados niveles de microalga. Por ejemplo, Kiron *et al.* (2012) manifestaron que es posible incluir hasta un 10% de *Nannochloropsis oceanica* y otras microalgas en la dieta de los peces con resultados positivos. Sin embargo, porcentajes superiores a este nivel ocasionan una disminución considerable en el crecimiento del salmón Atlántico (Barraza-Guardado *et al.*, 2020).

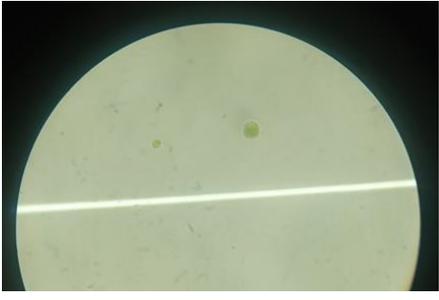
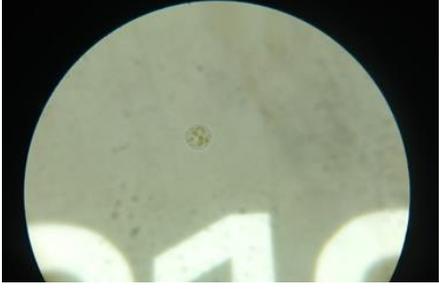
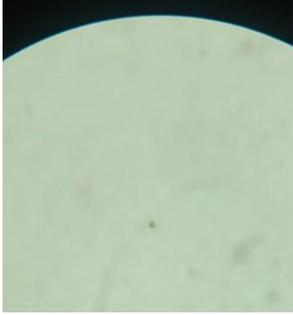
4.5 Registro de especies de microalgas en el sistema acuapónico

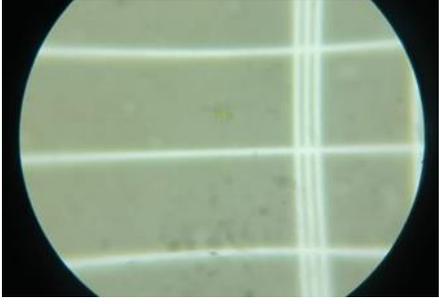
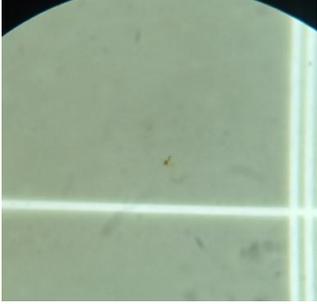
La toma de muestras se llevó a cabo en el sistema de acuaponía implementado en la sede Tulenapa, allí se recogieron muestras de agua de dos componentes principales: tanques de peces y camas de agua para las plantas. En el momento de tomar las muestras, se encontraban tres tanques de peces activos, cada uno de 4000L. En las camas de agua para las plantas, se tomaron las muestras desde la fuente. En total se obtuvieron 15 muestras de agua para analizar en el laboratorio y realizar el respectivo registro de especies.

Los resultados de la siguiente tabla demuestran la identificación de las especies de microalgas dominantes y su papel en el entorno acuático, con potencial biotecnológico para suplementos nutricionales. Además, el aislamiento permite la creación de cepas para su uso en producción masiva y contribuye al estudio de la evolución y diversificación de microalgas en la acuicultura. Los resultados se muestran a continuación en la **Tabla 10**.

Tabla 10.

Registro de especies de microalgas encontradas en el sistema de acuaponía ubicado en la sede Tulenapa. Elaboración: propia.

Componente	Imagen	Objetivo	Descripción
Tanques de peces		40X	Microalga de estructura circular con compartimentalización interna formada por múltiples esferas concéntricas, aparente estructura colonial. Posiblemente sea: Dictyosphaerium
		100X	Microalgas circulares u ovoides con acumulación interna de pigmentos, con una alta predominancia en todas las unidades productivas.
		100X	Microalga colonial o compartimentalizada redondeada, formada por subesferas ovoides irregulares contenidas en una matriz.
Camas de agua para plantas		100X	Alga unicelular, ovoide, con pared celular ornamentada con crestas o surcos de adentro hacia afuera. Posiblemente sea: Netrium

Camas de agua para plantas		100X	<p>Elipsoide u ovoide forma cenobios planos de 3 células dispuestas una al lado de la otra con sus ejes más largos paralelos entre sí.</p> <p>Posiblemente sea: Desmodesmus</p>
		100X	<p>Morfología esférica, globular, formando un grupo de 3 células unidas en cadena.</p>
		100X	<p>Microalga alargada y recta, forma septos cilíndricos más anchos que largos, coloración parda y una alta predominancia, posibles causantes de la pigmentación del agua de las camas.</p>

5 Conclusiones

De acuerdo con las condiciones en que se realizó este trabajo se concluye lo siguiente: Las mediciones semanales de peso y tamaño permitieron llevar un control en el crecimiento de los peces a lo largo del estudio, alimentados con la dieta de control y los tratamientos suplementados al 5 y 10% de la microalga *N. oculata*. Realizando la comparación entre el estudio completo y el estudio parcial, se evidencia que, en los dos, el efecto de las semanas es significativo, lo que indica que el peso y el tamaño cambian significativamente a lo largo del tiempo.

En ambos estudios, se encontraron diferencias significativas en las variables respuesta, por lo tanto, se concluye que los tratamientos con suplemento de microalga afectan el peso y tamaño de los peces de manera significativa, tanto antes como después del accidente. Se encontró que de las tres peceras evaluadas en este estudio, la P3 (tratamiento al 10% de suplemento de la microalga *N. oculata*) alcanzó las medias más altas en peso y tamaño para *O. niloticus*, incluso mostró un desarrollo similar a la P1 (control), demostrando ser una buena opción para el enriquecimiento de su dieta.

De acuerdo con lo anterior, la implementación de *N. oculata* al 10% como suplemento nutricional afectó positivamente el crecimiento y la supervivencia (con un 100%) de *O. niloticus*, ofreciendo una mayor productividad en este sistema.

Cabe resaltar que la aplicación de la prueba de Friedman, al no depender de los supuestos de normalidad y homocedasticidad, proporciona una base sólida para afirmar que los tratamientos con suplemento de microalga afectan significativamente el crecimiento de los peces.

Por otro lado, en cuanto a la productividad, la P3 presentó las tasas más altas de productividad de biomasa (un 8,9% mayor que en la P1) en relación con el volumen de agua utilizado en ambos estudios, esto es gracias al efecto de la biomasa de *N. oculata* como suplemento.

A pesar del accidente en la P2 y que el FCA es el más alto y una productividad menor, aún muestra una eficiencia y producción de biomasa razonable. Sin embargo, el suplemento de microalga puede no ser necesario o incluso beneficioso en niveles bajos al 5%.

Se encontraron siete especies de microalgas presentes en los principales componentes del sistema de acuaponía, las cuales presuntivamente pueden ser *Dictyosphaerium*, *Netrium* o *Desmodesmus*.

Respecto a la calidad del agua en los sistemas de peceras, se pudo observar que las condiciones fueron óptimas para el crecimiento de *O. niloticus*.

6 Recomendaciones

- **Seguimiento a largo plazo**

Implementar un seguimiento a largo plazo de los peces sobrevivientes para evaluar el impacto del suplemento de microalga en términos de crecimiento e incorporarlos en el sistema de acuaponía.

- **Monitorizar parámetros fisicoquímicos**

Llevar un registro diario detallado de parámetros con el fin de tener un control más riguroso.

- **Biomasa microalgal**

Se recomienda tener una gran cantidad de biomasa producida antes de empezar el estudio para evitar la probable limitación en el alimento suplementado.

- **Para el registro de especies de microalgas en el sistema acuapónico**

Se sugiere el uso de azul de metileno para realizar tinciones y generar mejor contraste, reducir la cantidad de materia orgánica mediante diluciones para este fin.

Así mismo, caracterizar el tipo de agua según Núñez-Avellaneda & Duque (2001), usando su pH, conductividad, cationes/aniones y clorofila.

7 Referencias

- Abalde, J., Cid, Á., Fidalgo Paredes, P., Torres, E., & Herrero, C. (1995). Microalgas: cultivo y aplicaciones. Universidade da Coruña, Servizo de Publicacións.
- Adams, J. S., Tordecilla, M. E., & Jiménez, V. (2024). Producción de *Nannochloropsis oculata* usando sustratos agroindustriales y su potencial uso en el cultivo de Tilapia. Universidad de Antioquia.
- Barraza-Guardado, R. H., Pérez-Villalba, A. M., González-Félix, M. L., Ortega-Urbina, J. A. T., Muñoz-Hernández, R., Zúñiga-Panduro, M., & Perez-Velazquez, M. (2020). Uso de microalgas como constituyentes parciales del alimento balanceado para engorda de tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Biocencia*, 22(1), 135-141.
- Boyd, C. E. (2017, octubre 16). Conductividad eléctrica del agua, parte 1. Global Seafood Alliance. <https://www.globalseafood.org/advocate/conductividad-electrica-del-agua-parte-1/>
- Campaña-Torres, A., Martínez-Córdova, L. R., Martínez-Porchas, M., López-Elías, J. A., & Porchas-Cornejo, M. A. (2012). Productive response of *Nannochloropsis oculata*, cultured in different media and their efficiency as food for the rotifer *Brachionus rotundiformis*. *International journal of experimental botany*, 81(45-50).
- Cartagena Arévalo, J. C., & Malo Malo, B. O. (2017). Evaluación del uso de la microalga *Chlorella vulgaris* en la remoción de Materia Orgánica de las Aguas Residuales de la PTAR El Salitre a nivel laboratorio (Bachelor's thesis, Fundación Universidad de América).
- Chasqui, L. 2023. *Oreochromis niloticus*. En: Especies Marinas y Costeras Introducidas en Colombia. <http://invasoresmarinos.invemar.org.co>
- Cifuentes-Torres, L., Correa-Reyes, G., & Mendoza-Espinosa, L. G. (2021). Can Reclaimed Water Be Used for Sustainable Food Production in Aquaponics. *Frontiers in Plant Science*, 12, 669984.
- Cline, D. (2019). Water Quality in Aquaculture – Freshwater Aquaculture. *Freshwater Aquaculture*. <https://freshwater-aquaculture.extension.org/water-quality-in-aquaculture/>
- Crespi, V., & New, M. (2009). Cultured aquatic species fact sheets. FAO.
- CTAQUA. (2018). Informe de vigilancia tecnológica alimentación optimizada para tilapia nilótica *Oreochromis niloticus* de Senegal. Centro Tecnológico de la Acuicultura, 1-48.

- Ekmath, A. E. y Hulata, G. (2009). Uso e intercambio de recursos genéticos de tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*). *Reseñas en Acuicultura*, 1(3-4), 197-213.
- Espinal, C. A., & Matulić, D. (2019). Recirculating aquaculture technologies. *Aquaponics food production systems*, 35-76.
- Gbadamosi, O. K., & Lupatsch, I. (2018). Effects of dietary *Nannochloropsis salina* on the nutritional performance and fatty acid profile of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*. *Algal research*, 33, 48-54.
- González, A., Ramírez, J., Jaramillo, D., López, S., Rodríguez, C., Vélez, E., & Tobón, O. (2016). Manual de producción y consumo sostenible Gestión del recurso hídrico Piscícolas Cultivo de Trucha y Tilapia. <https://www.corantioquia.gov.co/wp-content/uploads/2022/01/Pisicola.pdf>
- Gonzales, G. M. (2014) Efecto de la intensidad de la luz y de la tasa de inyección de aire en el crecimiento y la productividad de la microalga *Nannochloropsis sp.*, cultivada en un biorreactor plano.
- Gracia, A., Medellín-Mora, J., GilAgudelo, D.L. y V. Puentes (eds.). (2011). Guía de las especies introducidas marinas y costeras de Colombia. INVEMAR, Serie de Publicaciones Especiales No. 23. Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible. Bogotá, Colombia. 136 p.
- Hors, J. P. C. (2011). Funciones de las microalgas en acuicultura. Las algas como recurso: valorización. *Aplicaciones industriales y tendencias*, España, 193-205.
- Libreros, J. F. B. (2018). El bosque de tullenapa: Pulmón de Urabá. *Revista Experimenta*, (10).
- Low, C., & Toledo, M. I. (2015). Evaluación de la vida útil de floculados de *Nannochloropsis oculata* almacenados a distintas temperaturas de conservación. *Latin american journal of aquatic research*, 43(2), 315-321.
- Milledge, J. J., & Heaven, S. (2013). A review of the harvesting of micro-algae for biofuel production. *Reviews in Environmental Science and Bio/Technology*, 12(2), 165-178.
- Núñez-Avellaneda, M. (2008). Microalgas acuáticas. *La otra escala de la biodiversidad en la Amazonia colombiana*. Bogotá, Colombia. Instituto Amazónico de Investigaciones científicas-Sinchi-222 p.
- Olvera, M. V. O. (2018). Evaluación de los parámetros de producción en un cultivo de tilapia (*Oreochromis niloticus*) utilizando un alimento suplementado con microalgas.

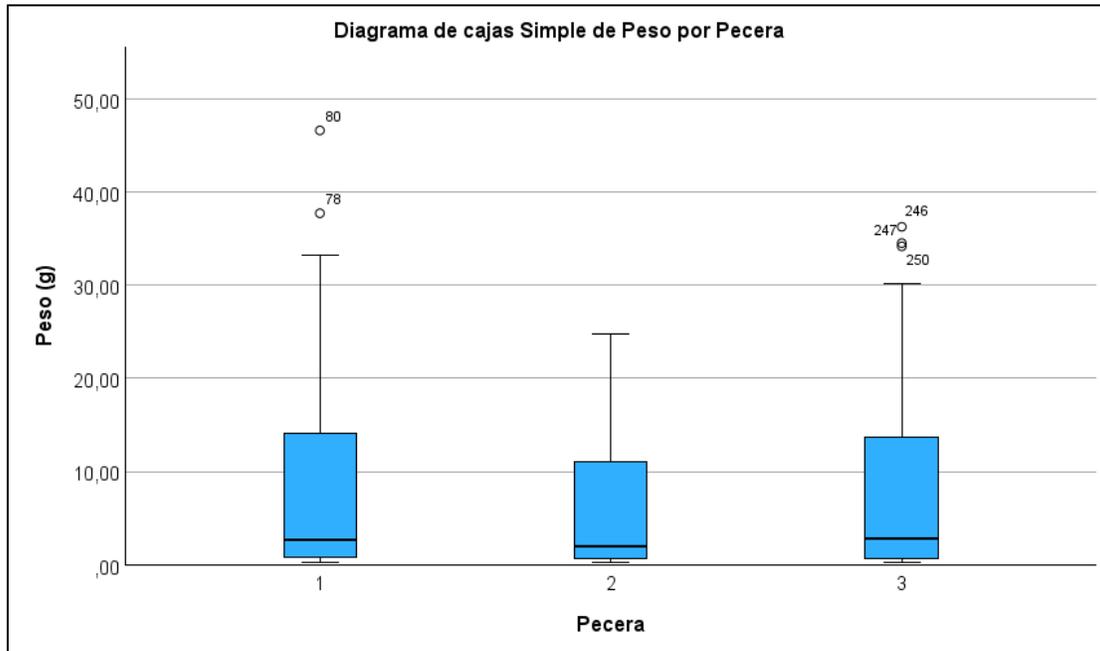
- Rafael, L. S. (2001). Caracterización biológica y productiva de cinco líneas de tilapia del género *Oreochromis spp* (pisces: cichlidae), que se cultivan en México.
- Ramirez, D., Sabogal, D., Jiménez, P., & Giraldo, H. H. (2008). La acuaponía: una alternativa orientada al desarrollo sostenible. *Revista Facultad de Ciencias Básicas*, 4(1-2), 32-51.
- Rodríguez, H. & Ánzola, E. (2001). *La calidad del agua y la productividad de un estanque en acuicultura*. Recuperado de: <http://hdl.handle.net/20.500.12324/34940>.
- Saavedra Martínez, M. A. (2006). Manejo del cultivo de tilapia.
- Salazar, G. (2001). Consideraciones generales sobre acuicultura. Recuperado de: <http://hdl.handle.net/20.500.12324/34935>.
- Sánchez-Estudillo, L. (2011). Alimento nutritivo, colorido y en movimiento: Los cultivos de apoyo en Acuicultura. *Ciencia y Mar*, 15(43), 55-60.
- Solla. (2022). Índices de productividad para acuicultura. Recuperado de <https://www.solla.com/wp-content/uploads/2022/02/Solla-indices-de-productividad-para-acuicultura-1.pdf>

8 Anexos

Gráficos descriptivos: Cajas y bigotes

Figura 12.

Diagrama de cajas y bigotes de peso (g) por pecera de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.



En el diagrama de cajas correspondiente al peso de los peces (**ver Figura 12**), se concluye lo siguiente:

Pecera 1: El 50 % de los datos se encuentra comprendido entre el primer cuartil (Q1) con un valor de 0,74 g y el tercer cuartil (Q3) con un valor de 14,3 g. Los datos presentan una mediana de 2,62 g, lo que indica que el 50% de los pesos se encuentra por debajo de este valor y el 50% están por encima. En la pecera 1 las observaciones se extienden hasta un valor mínimo de 0,18 g y un valor de máximo de 46,59 g. En esa misma línea, el conjunto de datos de esta pecera representa valores atípicos, los cuales sugieren que hay algunos peces en la pecera 1 que son significativamente más grandes que el resto.

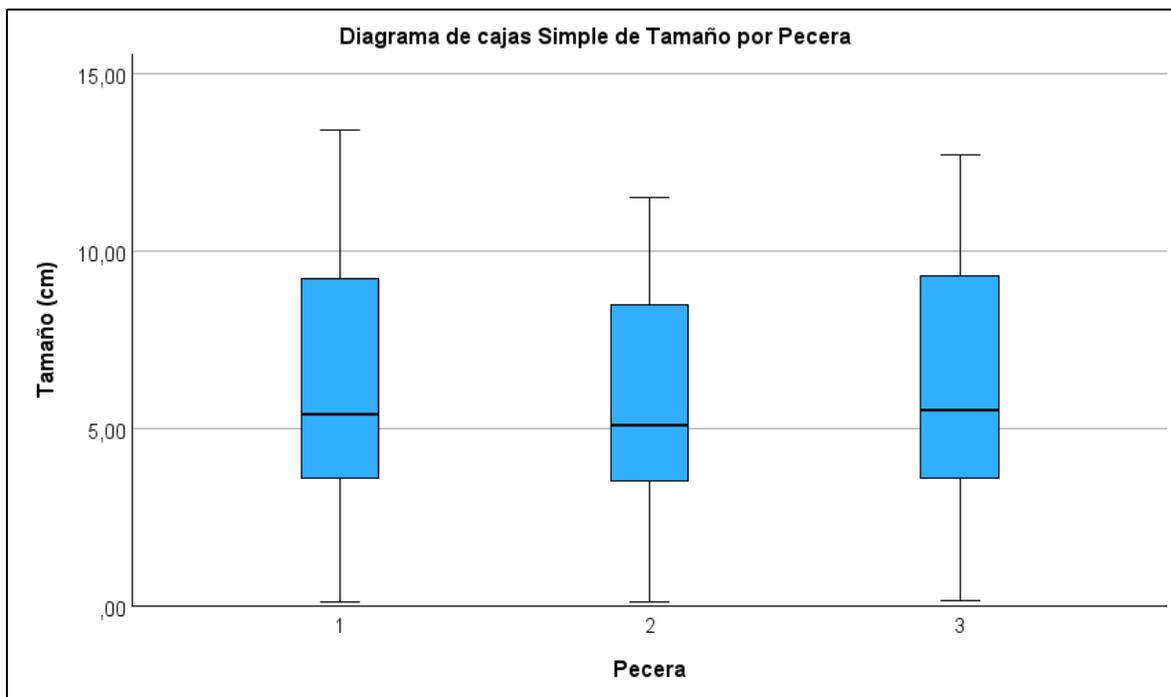
Pecera 2: En esta pecera, la mitad de las observaciones se ubican por encima del segundo cuartil (Q2) o mediana con valor de 1,98 g y la otra mitad por debajo del mismo. Por su parte, el rango intercuartil se extiende entre el primer cuartil y el tercer cuartil, con pesos de 0,68 g y 11,1 g respectivamente. El valor mínimo observado fue de 0,16 g y el máximo de 24,8 g. Cabe resaltar

que la ausencia de valores extremos sugiere una distribución más uniforme de los pesos de los peces.

Pecera 3: El rango intercuartil tiene valores de 0.68 g para el cuartil 1 y 14,2 g para el cuartil 2, es decir, el 50 % de los pesos de los peces se encuentran en este rango. Así mismo, se representa una mediana de 2,78 g, sugiriendo que el 50% de los pesos en esta pecera se encuentran por encima y el otro 50 % por debajo. Sin embargo, se evidencian valores atípicos indicando que hay peces significativamente más pesados que la mayoría de las observaciones.

Figura 13.

*Diagrama de cajas y bigotes de tamaño (cm) por pecera de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.*



En el diagrama de cajas correspondiente al tamaño de los peces (ver **Figura 13**), se concluye lo siguiente:

Pecera 1: Teniendo en cuenta el tamaño de los peces, en esta pecera las observaciones se ubican entre un mínimo y un máximo de 0.12 cm y 13.4 cm. Donde el rango intercuartil, es decir, el 50 % de las observaciones se extienden entre el cuartil 1 con un valor de 3.6 cm y el cuartil 3 con un valor de 9.25. La mediana como valor medio de distribución es de 5.4 cm, indicando que la mitad de las observaciones se ubica por encima de este tamaño y la otra mitad por debajo.

Pecera 2: En este caso, el tamaño de los peces varía desde un mínimo de 0.12 cm y 11.5 cm. El 50% de las observaciones son tamaños superiores a la mediana (5.1 cm), y el otro 50% representan tamaños inferiores. A su vez, el rango intercuartil en esta pecera va desde 3.5 cm y 8.5 cm, indicando el rango donde se encuentra el 50% de las observaciones.

Pecera 3: Finalmente, en el diagrama de cajas correspondiente a la pecera 3, se evidencia una mediana de 5.5 cm y un rango intercuartil que se extiende entre 3.6 cm y 9.4 cm, rango en el que se encuentra el 50% de las observaciones. Los tamaños máximos y mínimos tienen un valor de 12.7 cm y 0.14 cm respectivamente. Adicionalmente se señala que una mitad de los datos son mayores a la mediana y la otra mitad inferiores a la misma.

Análisis estadístico del diseño de bloques

Estudio completo (datos hasta semana 8):

Prueba de normalidad

En la **Tabla 11** se observa los resultados de la prueba de normalidad Kolmogorov-Smirnov, donde se verifica si los datos siguen una distribución normal, siendo esta la hipótesis nula. En este caso, en el residuo para peso de las tres peceras, se rechaza la hipótesis nula ya que los p-valores en todas son menores que el nivel de significancia ($<0,001 < 0,05$), es decir, los residuos del peso en las tres peceras no siguen una distribución normal. Por otro lado, en el residuo para tamaño de la pecera 1 y 2 el p-valor fue de 0,015 y 0,009 respectivamente, y estos valores son menores que el nivel de significancia (0,05), por lo tanto, se rechaza la hipótesis nula, por su parte la pecera 3 tuvo un p-valor de 0,054 lo que quiere decir que los residuos del peso en la pecera 3 sí siguen una distribución normal, mientras que en las peceras 1 y 2 no siguen una distribución normal.

Tabla 11.

Prueba de normalidad K-S para residuos de peso(g) y tamaño(cm) hasta la semana 8 de alevines de O. niloticus suplementados con microalgas de N. oculata.

Pruebas de normalidad				
	Pecera	Kolmogorov-Smirnov ^a		
		Estadístico	gl	Sig.
Residuo para Peso	1	,217	85	<,001
	2	,223	85	<,001
	3	,244	85	<,001
Residuo para Tamaño	1	,109	85	,015
	2	,113	85	,009
	3	,095	85	,054

a. Corrección de significación de Lilliefors

Homocedasticidad (homogeneidad de varianzas)

- **Peso**

En la **Tabla 12** se puede apreciar la prueba de igualdad de Levene para verificar si las varianzas de los residuos son iguales entre los grupos. Dado que el p-valor (<0,001) es menor que el nivel de significancia (0,05), se rechaza la hipótesis nula, lo que quiere decir que Las varianzas de los residuos en el peso son diferentes entre los grupos.

Tabla 12.

Prueba de igualdad de Levene para residuo para peso hasta la semana 8 de alevines de O. niloticus suplementados con microalgas de N. oculata.

Prueba de igualdad de Levene de varianzas de error			
Variable dependiente: Residuo para Peso			
F	gl1	gl2	Sig.
7,038	26	228	<,001

Prueba la hipótesis nula de que la varianza de error de la variable dependiente es igual entre grupos.

Por otro lado, para evaluar si hay diferencias significativas en el peso entre las semanas y los tratamientos se puede observar la **Tabla 13** que muestra que el p-valor es menor que el nivel de significancia (<0,001 < 0,05) y por eso, se rechaza la hipótesis nula, lo que indica que existe al menos un efecto significativo de las semanas o de los tratamientos en el peso.

Tabla 13.

Prueba de efectos inter-sujetos para peso(g) hasta la semana 8 de alevines de O. niloticus suplementados con microalgas de N. oculata.

Pruebas de efectos inter-sujetos					
Variable dependiente: Peso					
Origen	Tipo III de suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Pecera	261,816	2	130,908	11,913	<,001
Semanas	18812,749	8	2351,594	214,006	<,001
Error	2681,176	244	10,988		
Total corregido	21755,740	254			

a. R al cuadrado = ,877 (R al cuadrado ajustada = ,872)

Al existir diferencias significativas en el peso a lo largo del tiempo y entre los tratamientos, se procede a realizar una prueba post-hoc, específicamente la de Dunnett ya que esta permite comparar múltiples grupos con un grupo de control, como es este caso. En la **Tabla 14** se encuentran las comparaciones múltiples entre las peceras y se encontró que entre la P1 vs. P2 hay una diferencia en el peso estadísticamente significativa ya que el p-valor es menor al nivel de significancia ($0,003 < 0,05$), mientras que entre la P1 vs. P3 la diferencia observada no es estadísticamente significativa.

Tabla 14.

Prueba post-hoc de Dunnett para peso(g) hasta la semana 8 de alevines de O. niloticus suplementados con microalgas de N. oculata.

Comparaciones múltiples						
Variable dependiente: Peso						
T de Dunnett (bilateral) ^a						
(I) Pecera	(J) Pecera	Diferencia de medias (I-J)	Desv. Error	Sig.	Intervalo de confianza al 95%	
					Límite inferior	Límite superior
2	1	-1,6244*	,50848	,003	-2,7557	-,4930
3	1	,8131	,50848	,194	-,3183	1,9444

Se basa en las medias observadas.
El término de error es la media cuadrática(Error) = 10,988.

*. La diferencia de medias es significativa en el nivel ,05.

a. Las pruebas t de Dunnett tratan un grupo como un control, y comparan todos los demás grupos con este.

- **Tamaño**

En la **Tabla 15** se puede apreciar la prueba de igualdad de Levene para verificar si las varianzas de los residuos son iguales entre los grupos. Dado que el p-valor ($<0,001$) es menor que el nivel de significancia (0,05), se rechaza la hipótesis nula, lo que quiere decir que Las varianzas de los residuos en el tamaño son diferentes entre los grupos.

Tabla 15.

*Prueba de igualdad de Levene para residuo para tamaño hasta la semana 8 de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.*

Prueba de igualdad de Levene de varianzas de error			
Variable dependiente: Residuo para Tamaño			
F	gl1	gl2	Sig.
2,861	26	228	<,001
Prueba la hipótesis nula de que la varianza de error de la variable dependiente es igual entre grupos.			

Por otro lado, para evaluar si hay diferencias significativas en el tamaño entre las semanas y los tratamientos se puede observar la **Tabla 16** que muestra que el p-valor es menor que el nivel de significancia ($<0,001 < 0,05$) y por eso, se rechaza la hipótesis nula, lo que indica que existe al menos un efecto significativo de las semanas o de los tratamientos en el tamaño.

Tabla 16.

*Prueba de efectos inter-sujetos para tamaño hasta la semana 8 de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.*

Pruebas de efectos inter-sujetos					
Variable dependiente: Tamaño					
Origen	Tipo III de suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Pecera	16,358	2	8,179	16,844	<,001
Semanas	2645,925	8	330,741	681,126	<,001
Error	118,481	244	,486		
Total corregido	2780,765	254			
a. R al cuadrado = ,957 (R al cuadrado ajustada = ,956)					

Al existir diferencias significativas en el tamaño a lo largo del tiempo y entre los tratamientos, se procede a realizar la prueba post-hoc de Dunnett. En la **Tabla 17** se encuentran las

comparaciones múltiples entre las peceras y se encontró que entre la P1 vs. P2 hay una diferencia en el tamaño estadísticamente significativa ya que el p-valor es menor al nivel de significancia ($0,002 < 0,05$), al igual que entre la P1 vs. P3 la diferencia observada es estadísticamente significativa con p-valor de 0,034.

Tabla 17.

Prueba post-hoc de Dunnett para tamaño hasta la semana 8 de alevines de O. niloticus suplementados con microalgas de N. oculata.

Comparaciones múltiples						
Variable dependiente: Tamaño						
T de Dunnett (bilateral) ^a						
(I) Pecera	(J) Pecera	Diferencia de medias (I-J)	Desv. Error	Sig.	Intervalo de confianza al 95%	
					Límite inferior	Límite superior
2	1	-,3633*	,10689	,002	-,6011	-,1255
3	1	,2539*	,10689	,034	,0161	,4917

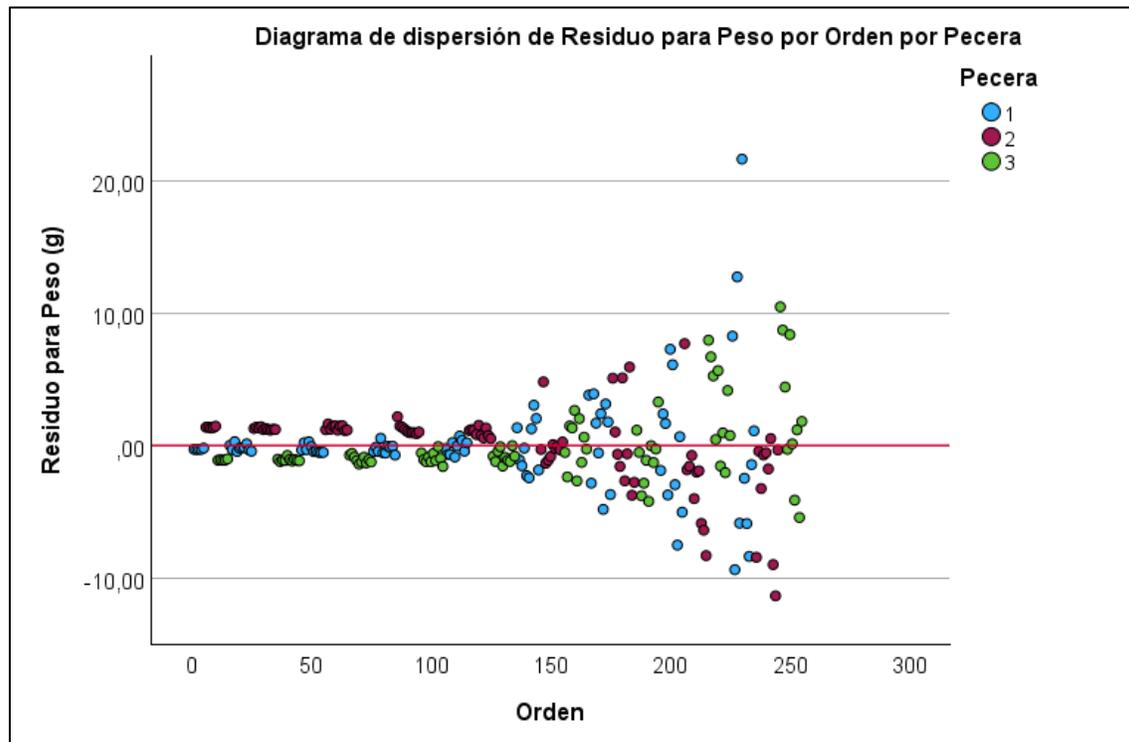
Se basa en las medias observadas.
El término de error es la media cuadrática(Error) = ,486.
*. La diferencia de medias es significativa en el nivel ,05.
a. Las pruebas t de Dunnett tratan un grupo como un control, y comparan todos los demás grupos con este.

- **Independencia de los datos**

En la **Figura 14** se muestra el diagrama de dispersión de Residuo para peso vs. Orden, este nos indica que las observaciones están correlacionadas entre sí y por eso, la presencia de una forma de embudo en el diagrama de dispersión sugiere que puede haber una relación entre los residuos y la variable independiente (orden), lo que podría indicar una falta de independencia en los datos y esto a su vez, puede afectar la validez de los resultados del análisis estadístico.

Figura 14.

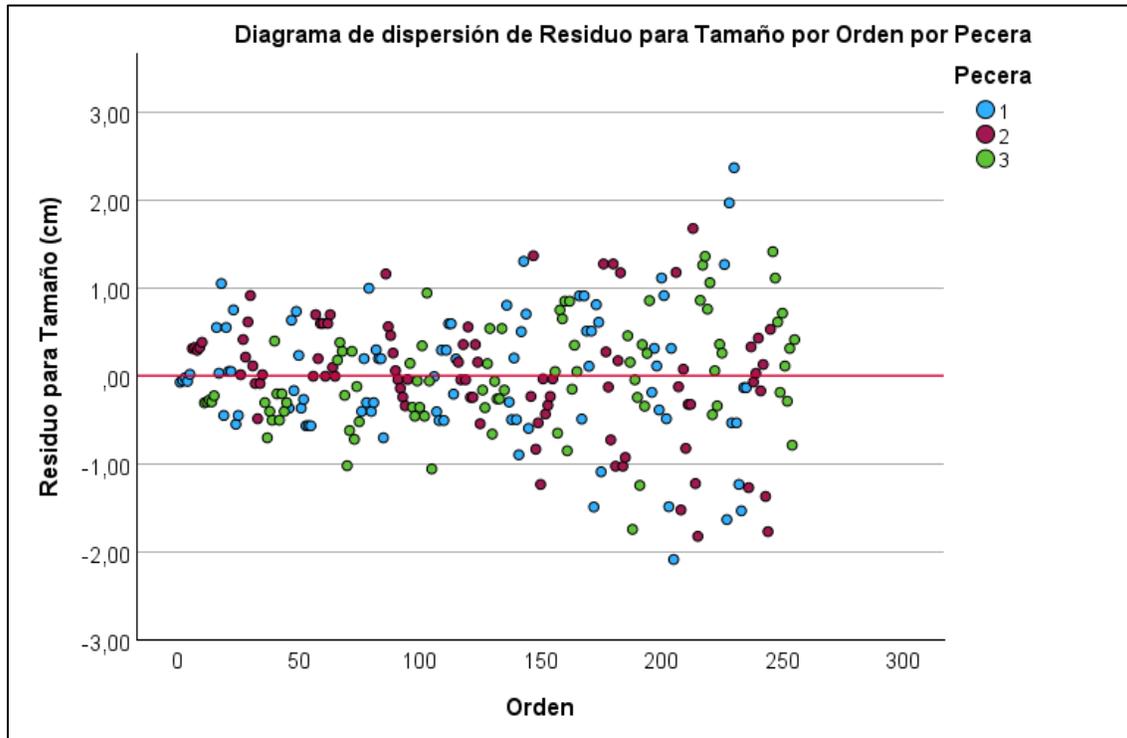
Diagrama de dispersión de Residuo para peso vs. Orden por pecera hasta la semana 8 de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.



En el caso del Residuo para tamaño vs. Orden (ver **Figura 15**) se evidencia que los puntos están un poco más dispersos. Sin embargo, se percibe una forma de embudo que sugiere que los residuos están correlacionados con la variable ordenada y, por lo tanto, no se cumple con el supuesto de independencia.

Figura 15.

Diagrama de dispersión de Residuo para tamaño vs. Orden por pecera hasta la semana 8 de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.



- **Aditividad**

En la **Figura 16** y **Figura 17** se encuentra el promedio general del peso y tamaño de los peces para cada semana y para cada pecera. En estas graficas se puede observar que no hay interacción entre las líneas, es decir, no se cruzan, esto significa que el efecto del factor Pecera y el efecto del factor Semana son aditivos y la aditividad implica que las condiciones en las peceras y el efecto del tiempo tienen un impacto consistente en el peso de los peces en todas las peceras. Por lo tanto, el supuesto se cumple ya que proporciona estabilidad y consistencia en las comparaciones de peso y tamaño entre las peceras a lo largo del tiempo.

Figura 16.

Gráfica para medias de Peso por 8 Semanas por Pecera de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.

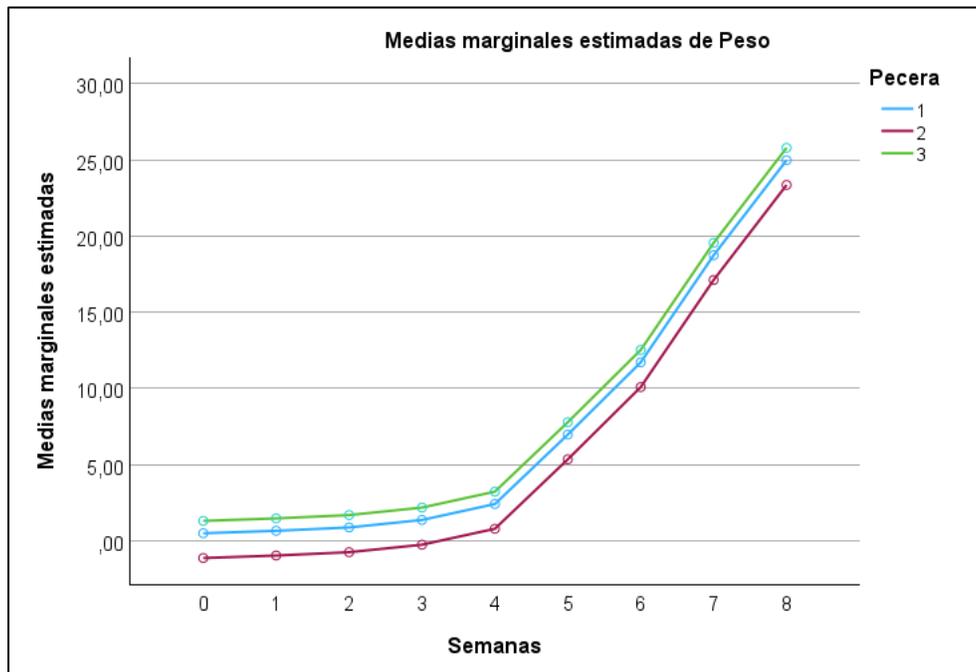
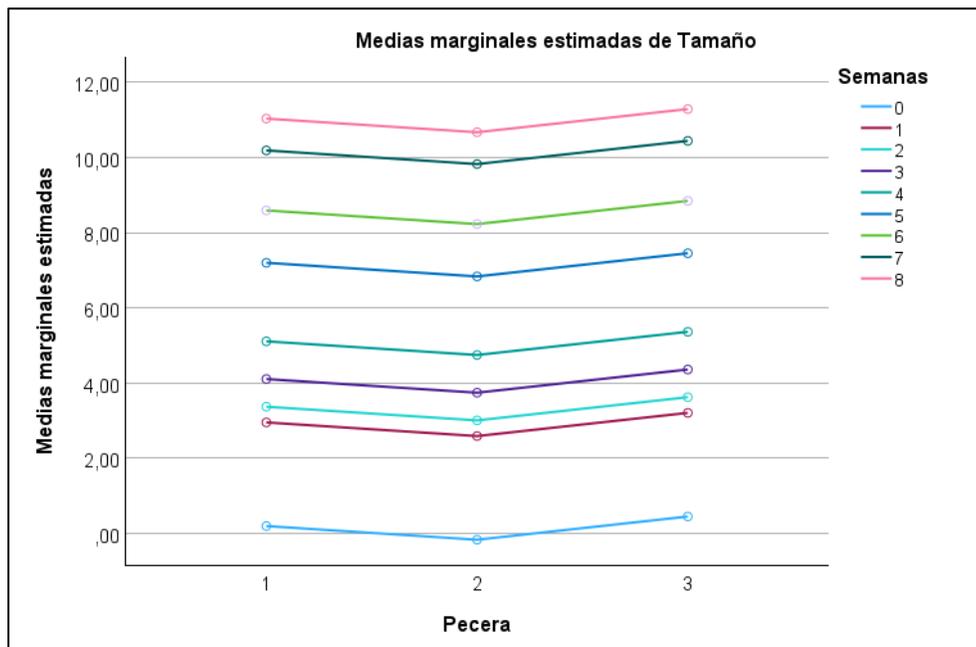


Figura 17.

Gráfica para medias de Tamaño por 8 Semanas por Pecera de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.



Por otra parte, al no cumplirse la mayoría de los supuestos debido a que el (p-valor) fue menor a 0,05 tanto en la prueba de normalidad como en la de homogeneidad y las gráficas de independencia no fueron satisfactorias, por este motivo se realizó la prueba no paramétrica de Friedman.

- **Prueba no paramétrica: Prueba de Friedman**

La prueba de Friedman se usó para comparar las muestras relacionadas.

- **Peso**

En la **Tabla 18** la hipótesis nula afirma que las distribuciones de peso en las tres peceras son iguales. Sin embargo, el p-valor de <0,001 indica que hay diferencias significativas entre las muestras al nivel de significancia del 0,05. Esto significa que al menos dos de las muestras son significativamente diferentes entre sí.

Tabla 18.

*Prueba de Friedman para peso hasta la semana 8 de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.*

Resumen Prueba de Friedman			
	Hipótesis nula	Sig. ^{a,b}	Decisión
1	Las distribuciones de PesoP1, PesoP2 y PesoP3 son iguales.	<,001	Rechace la hipótesis nula.

a. El nivel de significación es de ,050.
b. Se muestra la significancia asintótica.

En el estadístico de prueba cuanto mayor sea el valor, mayor es la evidencia contra la hipótesis nula, este valor (21,714) es de la estadística de la prueba de Friedman. Por otra parte, el p-valor (<0,001) es menor que el nivel de significancia (0,05), lo cual significa que hay suficiente evidencia para rechazar la hipótesis nula. En otras palabras, se puede concluir que al menos una de las condiciones tiene una distribución diferente de las otras (**ver Tabla 19**).

Tabla 19.

Resumen de la prueba de Friedman para muestras relacionadas de peso hasta la semana 8 de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.

Resumen de la prueba de Friedman para muestras relacionadas para análisis de la varianza de dos factores por rangos	
Estadístico de prueba	21,714
Grado de libertad	2
Sig. asintótica (prueba bilateral)	<,001

Comparaciones múltiples

Tabla 20.

Comparaciones por parejas de pesos entre las peceras hasta la semana 8 de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.

Comparaciones por parejas					
Sample 1-Sample 2	Estadístico de prueba	Error estándar	Estadístico de prueba estándar	Sig.	Sig. ajust. ^a
Peso P2-Peso P1	,424	,153	2,761	,006	,017
Peso P2-Peso P3	-,706	,153	-4,602	<,001	,000
Peso P1-Peso P3	-,282	,153	-1,841	,066	,197

Cada fila prueba la hipótesis nula que las distribuciones de la Muestra 1 y la Muestra 2 son iguales.
Se muestran las significaciones asintóticas (pruebas bilaterales). El nivel de significación es de ,050.

a. Los valores de significación se han ajustado mediante la corrección Bonferroni para varias pruebas.

En la **Tabla 20** se pueden observar las comparaciones por parejas para las peceras, estas comparaciones son el resultado de la prueba de Friedman al rechazar la hipótesis nula de que los pesos en las tres peceras son iguales, por lo cual se muestra donde se encuentran las diferencias significativas.

Peso P1 vs. Peso P2: El valor p (0,006) indica una diferencia significativa, lo que indica que los pesos de los peces en la Pecera 1 son significativamente diferentes de los pesos en la Pecera 2.

Peso P2 vs. Peso P3: El valor p (<0,001) indica una diferencia significativa, lo que indica que los pesos de los peces en la Pecera 2 son significativamente diferentes de los pesos en la Pecera 3.

Peso P1 vs. Peso P3: El valor p (0,066) indica que no hay diferencias significativas en los pesos de los peces entre la Pecera 1 y la Pecera 3.

- **Tamaño**

En la **Tabla 21** la hipótesis nula afirma que las distribuciones de tamaño en las tres peceras son iguales. Sin embargo, el p-valor de $<0,001$ indica que hay diferencias significativas entre las muestras al nivel de significancia del 0,05. Esto significa que al menos dos de las muestras son significativamente diferentes entre sí.

Tabla 21.

*Prueba de Friedman para tamaño hasta la semana 8 de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.*

Resumen de contrastes de hipótesis			
	Hipótesis nula	Sig. ^{a,b}	Decisión
1	Las distribuciones de Tamaño1, Tamaño2 y Tamaño3 son iguales.	$<,001$	Rechace la hipótesis nula.
a. El nivel de significación es de ,050.			
b. Se muestra la significancia asintótica.			

Se puede evidenciar en la **Tabla 22** que el estadístico de prueba es alto (24,171) lo que indica una mayor evidencia para contradecir la hipótesis nula. Por otra parte, el p-valor ($<0,001$) es menor que el nivel de significancia (0,05), lo cual significa que hay suficiente evidencia para rechazar la hipótesis nula. En otras palabras, se puede concluir que al menos una de las condiciones tiene una distribución diferente de las otras.

Tabla 22.

*Resumen de la prueba de Friedman para muestras relacionadas de tamaño hasta la semana 8 de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.*

Resumen de la prueba de Friedman para muestras relacionadas para análisis de la varianza de dos factores por rangos	
Estadístico de prueba	24,171
Grado de libertad	2
Sig. asintótica (prueba bilateral)	$<,001$

Comparaciones múltiples

Tabla 23.

*Comparaciones por parejas de tamaños entre las peceras hasta la semana 8 de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.*

Comparaciones por parejas					
Sample 1-Sample 2	Estadístico de prueba	Error estándar	Estadístico de prueba estándar	Sig.	Sig. ajust. ^a
Tamaño P2-Tamaño P1	,300	,153	1,956	,050	,151
Tamaño P2-Tamaño P3	-,724	,153	-4,717	<,001	,000
Tamaño P1-Tamaño P3	-,424	,153	-2,761	,006	,017

Cada fila prueba la hipótesis nula que las distribuciones de la Muestra 1 y la Muestra 2 son iguales. Se muestran las significaciones asintóticas (pruebas bilaterales). El nivel de significación es de ,050.

a. Los valores de significación se han ajustado mediante la corrección Bonferroni para varias pruebas.

En la **Tabla 23** se pueden observar las comparaciones por parejas para las peceras, estas comparaciones son el resultado de la prueba de Friedman al rechazar la hipótesis nula de que los tamaños en las tres peceras son iguales, por lo cual se muestra donde se encuentran las diferencias significativas.

Tamaño P1 vs. Tamaño P2: El valor p (0,050) indica que no hay diferencias significativas en el tamaño de los peces entre la Pecera 1 y la Pecera 2.

Tamaño P2 vs. Tamaño P3: El valor p (<0,001) indica una diferencia significativa, lo que indica que el tamaño de los peces en la Pecera 2 son significativamente diferentes del tamaño de los peces en la Pecera 3.

Tamaño P1 vs. Tamaño P3: El valor p (0,006) indica una diferencia significativa, lo que indica que el tamaño de los peces en la Pecera 1 son significativamente diferentes del tamaño de los peces en la Pecera 3.

Estudio parcial (datos hasta semana 6):

- **Prueba de normalidad**

En la Tabla 24 se observa los resultados de la prueba de normalidad Kolmogorov-Smirnov, donde se verifica si los datos siguen una distribución normal, siendo esta la hipótesis nula. En este caso, en el residuo para peso de las tres peceras, se rechaza la hipótesis nula ya que los p-valores en todas son menores que el nivel de significancia (<0,001 < 0,05), es decir, los residuos del peso en las tres peceras no siguen una distribución normal. Por otro lado, en el residuo para tamaño de

las tres peceras muestran un p-valor de 0,200 lo que quiere decir que los residuos para tamaño sí siguen una distribución normal.

Tabla 24.

Prueba de normalidad K-S para residuos de peso y tamaño hasta la semana 6 de alevines de O. niloticus suplementados con microalgas de N. oculata.

Pruebas de normalidad				
	Pecera	Kolmogorov-Smirnov ^a		
		Estadístico	gl	Sig.
Residuo para Peso	1	,198	65	<,001
	2	,263	65	<,001
	3	,215	65	<,001
Residuo para Tamaño	1	,089	65	,200*
	2	,082	65	,200*
	3	,086	65	,200*

*. Esto es un límite inferior de la significación verdadera.
a. Corrección de significación de Lilliefors

- **Homocedasticidad (homogeneidad de varianzas)**

- **Peso**

En la **Tabla 25** se puede apreciar la prueba de igualdad de Levene, la cual afirma que las varianzas de los residuos son iguales entre los grupos. Dado que el p-valor (<0,001) es menor que el nivel de significancia (0,05), se rechaza la hipótesis nula, lo que quiere decir que las varianzas de los residuos en el peso son diferentes entre los grupos.

Tabla 25.

Prueba de igualdad de Levene para residuo para peso hasta la semana 6 de alevines de O. niloticus suplementados con microalgas de N. oculata.

Prueba de igualdad de Levene de varianzas de error			
Variable dependiente: Residuo para Peso			
F	gl1	gl2	Sig.
16,171	20	174	<,001

Prueba la hipótesis nula de que la varianza de error de la variable dependiente es igual entre grupos.

Por otro lado, para evaluar si hay diferencias significativas en el peso entre las semanas y los tratamientos se puede observar la **Tabla 26** que muestra que el p-valor es menor que el nivel

de significancia (0,05), en el caso de las peceras es 0,016 y para las semanas es $<0,001$ y por eso, se rechaza la hipótesis nula, lo que indica que existe al menos un efecto significativo de las semanas o de los tratamientos en el peso.

Tabla 26.

Prueba de efectos inter-sujetos para peso hasta la semana 6 de alevines de O. niloticus suplementados con microalgas de N. oculata.

Pruebas de efectos inter-sujetos					
Variable dependiente: Peso					
Origen	Tipo III de suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Pecera	17,884	2	8,942	4,258	,016
Semanas	3134,462	6	522,410	248,743	<,001
Error	390,638	186	2,100		
Total corregido	3542,984	194			

a. R al cuadrado = ,890 (R al cuadrado ajustada = ,885)

Como hay diferencias significativas en el peso a lo largo del tiempo y entre las peceras, se procede a realizar la prueba post-hoc de Dunnett. En la **Tabla 27** se encuentran las comparaciones múltiples entre las peceras y se encontró que entre la P1 vs. P2 hay una diferencia en el peso estadísticamente significativa ya que el p-valor es menor al nivel de significancia ($0,042 < 0,05$), mientras que entre la P1 vs. P3 la diferencia observada no es estadísticamente significativa.

Tabla 27.

Prueba post-hoc de Dunnett para peso hasta la semana 6 de alevines de O. niloticus suplementados con microalgas de N. oculata.

Comparaciones múltiples						
Variable dependiente: Peso						
T de Dunnett (bilateral) ^a						
(I) Pecera	(J) Pecera	Diferencia de medias (I-J)	Desv. Error	Sig.	Intervalo de confianza al 95%	
					Límite inferior	Límite superior
2	1	-,5857*	,25421	,042	-1,1523	-,0191
3	1	,1014	,25421	,891	-,4652	,6680

Se basa en las medias observadas.
El término de error es la media cuadrática(Error) = 2,100.

*. La diferencia de medias es significativa en el nivel ,05.

a. Las pruebas t de Dunnett tratan un grupo como un control, y comparan todos los demás grupos con este.

- **Tamaño**

En la **Tabla 28** se puede apreciar la prueba de igualdad de Levene, la cual afirma que las varianzas de los residuos son iguales entre los grupos. Dado que el p-valor ($<0,001$) es menor que el nivel de significancia (0,05), se rechaza la hipótesis nula, lo que quiere decir que las varianzas de los residuos para tamaño son diferentes entre los grupos.

Tabla 28.

*Prueba de igualdad de Levene para residuo para tamaño hasta la semana 6 de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.*

Prueba de igualdad de Levene de varianzas de error			
Variable dependiente: Residuo para Tamaño			
F	gl1	gl2	Sig.
3,160	20	174	$<,001$
Prueba la hipótesis nula de que la varianza de error de la variable dependiente es igual entre grupos.			

Por otra parte, para evaluar si hay diferencias significativas en el tamaño entre las semanas y los tratamientos se puede observar la **Tabla 29** que muestra que el p-valor ($<0,001$) es menor que el nivel de significancia (0,05) y por eso, se rechaza la hipótesis nula, lo que indica que existe al menos un efecto significativo de las semanas o de los tratamientos en el tamaño.

Tabla 29.

*Prueba de efectos inter-sujetos para tamaño hasta la semana 6 de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.*

Pruebas de efectos inter-sujetos					
Variable dependiente: Tamaño					
Origen	Tipo III de suma de cuadrados	gl	Media cuadrática	F	Sig.
Pecera	5,281	2	2,640	8,446	$<,001$
Semanas	1103,348	6	183,891	588,264	$<,001$
Error	58,144	186	,313		
Total corregido	1166,773	194			
a. R al cuadrado = ,950 (R al cuadrado ajustada = ,948)					

Al encontrarse diferencias significativas en el tamaño a lo largo del tiempo y entre las peceras, se realizó la prueba post-hoc de Dunnett. En la **Tabla 30** se encuentran las comparaciones

múltiples entre las peceras y se encontró que entre la P1 vs. P2 hay una diferencia en el tamaño estadísticamente significativa ya que el p-valor es menor al nivel de significancia ($0,006 < 0,05$), mientras que entre la P1 vs. P3 la diferencia observada no es estadísticamente significativa.

Tabla 30.

Prueba post-hoc de Dunnett para tamaño hasta la semana 6 de alevines de O. niloticus suplementados con microalgas de N. oculata.

Comparaciones múltiples						
Variable dependiente: Tamaño						
T de Dunnett (bilateral) ^a						
(I) Pecera	(J) Pecera	Diferencia de medias (I-J)	Desv. Error	Sig.	Intervalo de confianza al 95%	
					Límite inferior	Límite superior
2	1	-,2950 [*]	,09807	,006	-,5136	-,0764
3	1	,0904	,09807	,555	-,1282	,3090

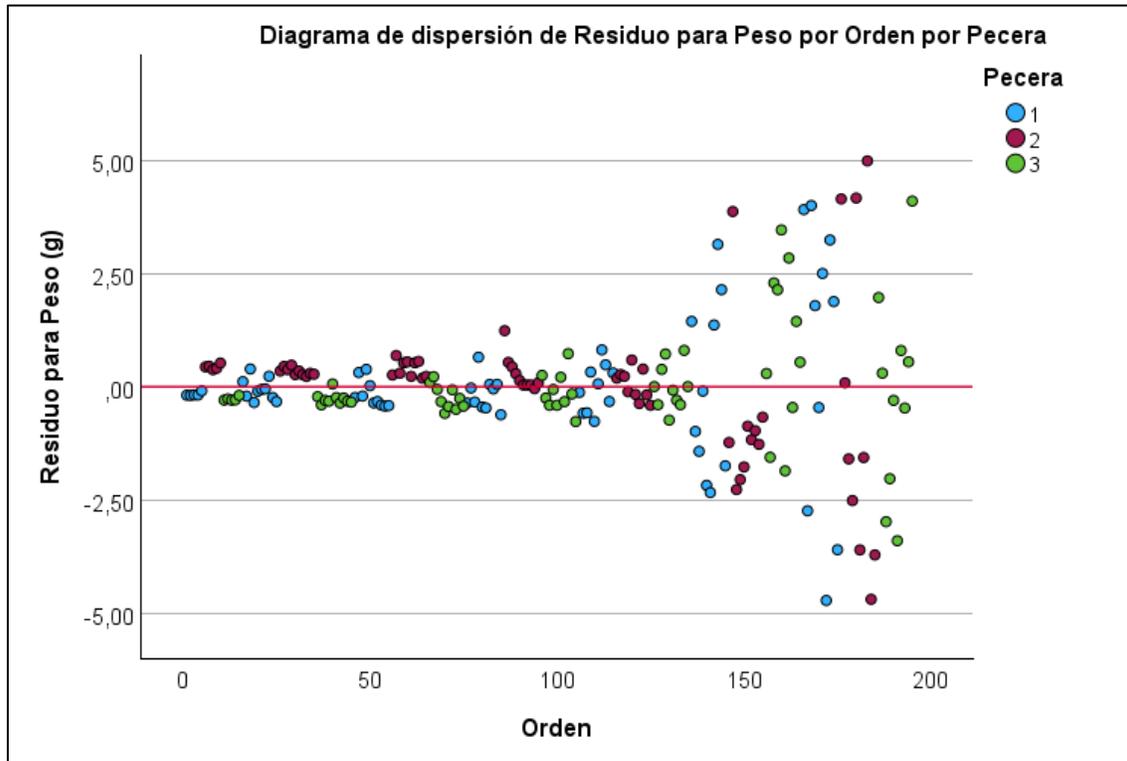
Se basa en las medias observadas.
El término de error es la media cuadrática(Error) = ,313.
*. La diferencia de medias es significativa en el nivel ,05.
a. Las pruebas t de Dunnett tratan un grupo como un control, y comparan todos los demás grupos con este.

- **Independencia de los datos**

En la **Figura 18** se muestra el diagrama de dispersión de Residuo para peso vs. Orden, este nos indica que las observaciones están correlacionadas entre sí y por eso, la presencia de una forma de embudo en el diagrama de dispersión sugiere que puede haber una relación entre los residuos y la variable independiente (orden), lo que podría indicar una falta de independencia en los datos y esto a su vez, puede afectar la validez de los resultados del análisis estadístico.

Figura 18.

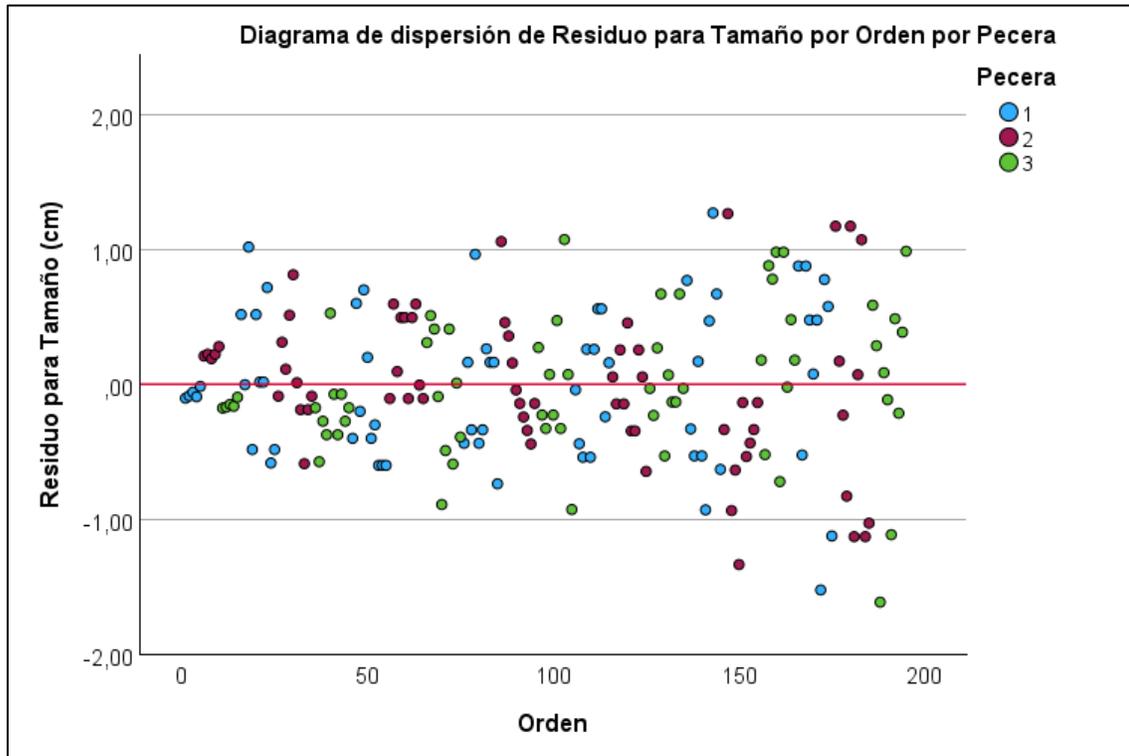
Diagrama de dispersión de Residuo para peso vs. Orden por pecera hasta la semana 6 de alevines de *O niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.



Por otro lado, en la **Figura 19** se muestra la gráfica de Residuo para tamaño vs. Orden, donde se evidencia que los puntos están un poco más dispersos. Sin embargo, se percibe una forma de embudo que sugiere que los residuos están correlacionados con la variable ordenada y, por lo tanto, no se cumple con el supuesto de independencia.

Figura 19.

Diagrama de dispersión de Residuo para tamaño vs. Orden por pecera hasta la semana 6 de alevines de *O niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.



- **Aditividad**

En la **Figura 20** y **Figura 21** se encuentra el promedio general del peso y tamaño de los peces hasta la semana 6 y para cada pecera. En estas graficas se puede observar que no hay interacción entre las líneas, es decir, no se cruzan, esto significa que el efecto del factor Pecera y el efecto del factor Semana son aditivos y la aditividad implica que las condiciones en las peceras y el efecto del tiempo tienen un impacto consistente en el peso de los peces en todas las peceras. Por lo tanto, el supuesto se cumple ya que proporciona estabilidad y consistencia en las comparaciones de peso y tamaño entre las peceras a lo largo del tiempo.

Figura 20.

Gráfica para medias de Peso por 6 Semanas por Pecera de alevines de *O niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.

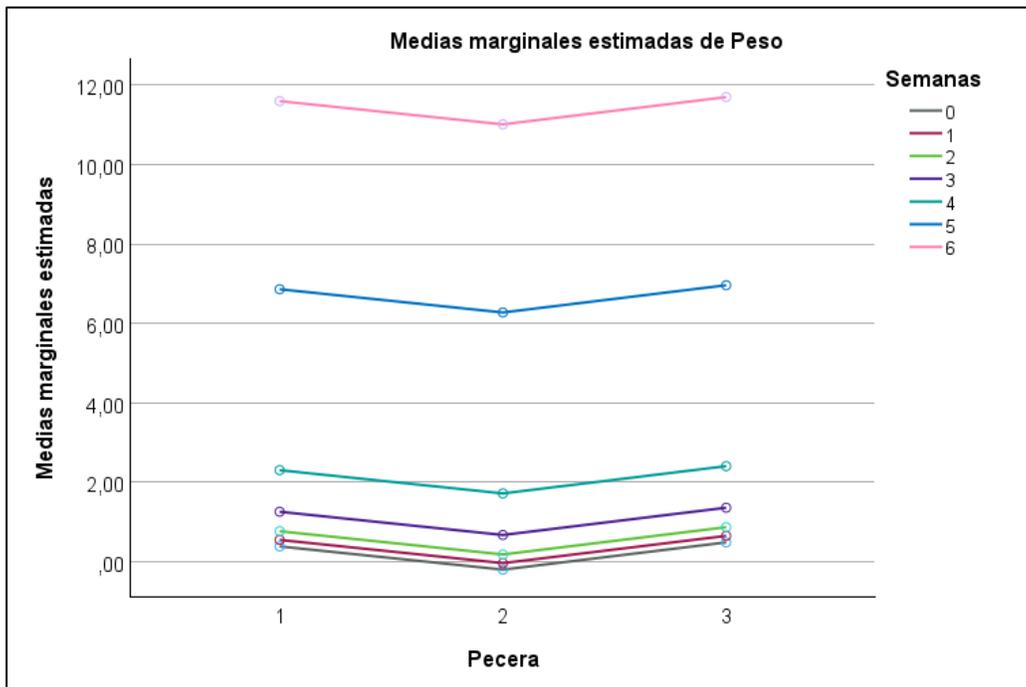
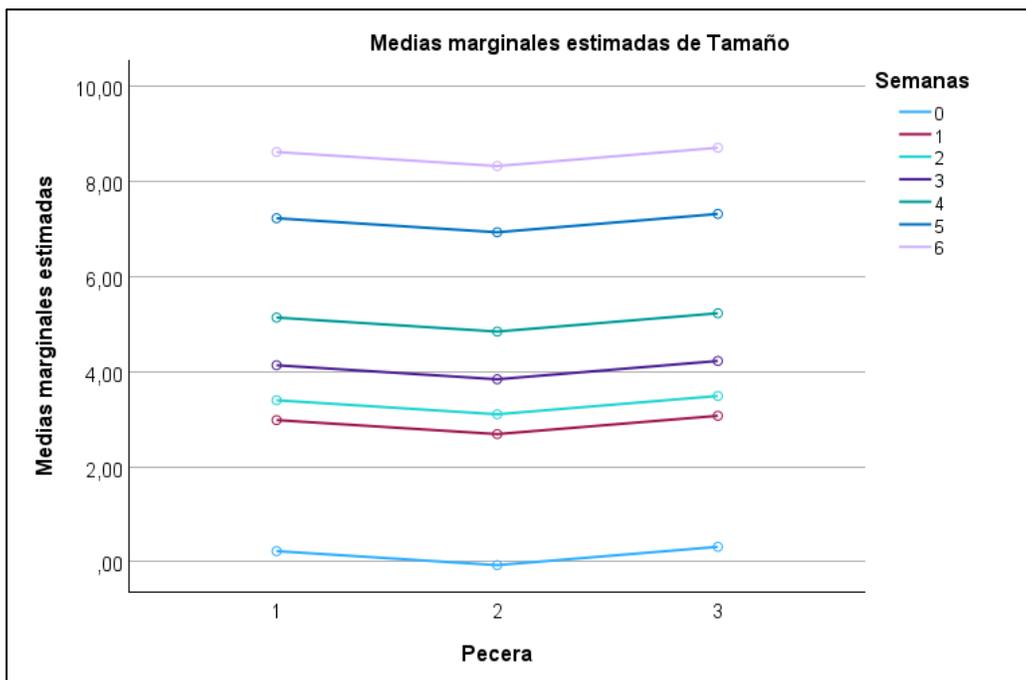


Figura 21.

Gráfica para medias de Tamaño por 6 Semanas por Pecera de alevines de *O niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.



Al no cumplirse la mayoría de los supuestos se realizó la prueba no paramétrica de Friedman.

- **Prueba no paramétrica: Prueba de Friedman**
 - **Peso**

En la **Tabla 31** la hipótesis nula afirma que las distribuciones de peso en las tres peceras son iguales. Sin embargo, el p-valor de 0,011 indica que hay diferencias significativas entre las muestras al nivel de significancia del 0,05. Esto significa que al menos dos de las muestras son significativamente diferentes entre sí.

Tabla 31.

*Prueba de Friedman para peso hasta la semana 6 de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.*

Resumen de contrastes de hipótesis			
	Hipótesis nula	Sig. ^{a,b}	Decisión
1	Las distribuciones de Peso P1, Peso P2 y Peso P3 son iguales.	,011	Rechace la hipótesis nula.
a. El nivel de significación es de ,050.			
b. Se muestra la significancia asintótica.			

En el estadístico de prueba cuanto mayor sea el valor, mayor es la evidencia contra la hipótesis nula, este valor (9,094) es de la estadística de la prueba de Friedman. Por otra parte, el p-valor (0,011) es menor que el nivel de significancia (0,05), lo cual significa que hay suficiente evidencia para rechazar la hipótesis nula. En otras palabras, se puede concluir que al menos una de las condiciones tiene una distribución diferente de las otras (ver **Tabla 32**).

Tabla 32.

*Resumen de la prueba de Friedman para muestras relacionadas de peso hasta la semana 6 de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.*

Resumen de la prueba de Friedman para muestras relacionadas para análisis de la varianza de dos factores por rangos	
Estadístico de prueba	9,094
Grado de libertad	2
Sig. asintótica (prueba bilateral)	,011

Comparaciones múltiples

Tabla 33.

Comparaciones por parejas de pesos entre las peceras hasta la semana 6 de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.

Comparaciones por parejas					
Sample 1-Sample 2	Estadístico de prueba	Error estándar	Estadístico de prueba estándar	Sig.	Sig. ajust. ^a
Peso P2-Peso P1	,369	,175	2,105	,035	,106
Peso P2-Peso P3	-,508	,175	-2,894	,004	,011
Peso P1-Peso P3	-,138	,175	-,789	,430	1,000

Cada fila prueba la hipótesis nula que las distribuciones de la Muestra 1 y la Muestra 2 son iguales. Se muestran las significaciones asintóticas (pruebas bilaterales). El nivel de significación es de ,050.

a. Los valores de significación se han ajustado mediante la corrección Bonferroni para varias pruebas.

En la **Tabla 33** se pueden observar las comparaciones por parejas para las peceras, estas comparaciones son el resultado de la prueba de Friedman al rechazar la hipótesis nula de que los pesos en las tres peceras son iguales, por lo cual se muestra donde se encuentran las diferencias significativas.

Peso P1 vs. Peso P2: El valor p (0,035) indica una diferencia significativa, lo que sugiere que los pesos de los peces en la Pecera 1 son significativamente diferentes de los pesos en la Pecera 2.

Peso P2 vs. Peso P3: El valor p (0,004) indica una diferencia significativa, lo que indica que los pesos de los peces en la Pecera 2 son significativamente diferentes de los pesos en la Pecera 3.

Peso P1 vs. Peso P3: El valor p (0,430) indica que no hay diferencias significativas en los pesos de los peces entre la Pecera 1 y la Pecera 3.

- **Tamaño**

En la **Tabla 34** la hipótesis nula afirma que las distribuciones de tamaño en las tres peceras son iguales. Sin embargo, el p-valor de 0,006 indica que hay diferencias significativas entre las muestras al nivel de significancia del 0,05. Esto significa que al menos dos de las muestras son significativamente diferentes entre sí.

Tabla 34.

Prueba de Friedman para tamaño hasta la semana 6 de alevines de O. niloticus suplementados con microalgas de N. oculata.

Resumen de contrastes de hipótesis			
	Hipótesis nula	Sig. ^{a,b}	Decisión
1	Las distribuciones de Tamaño P1, Tamaño P2 y Tamaño P3 son iguales.	,006	Rechace la hipótesis nula.

a. El nivel de significación es de ,050.
b. Se muestra la significancia asintótica.

Se puede evidenciar en la **Tabla 35** que el estadístico de prueba es alto (10,338) lo que indica una mayor evidencia para contradecir la hipótesis nula. Por otra parte, el p-valor (0,006) es menor que el nivel de significancia (0,05), lo cual significa que hay suficiente evidencia para rechazar la hipótesis nula. En otras palabras, se puede concluir que al menos una de las condiciones tiene una distribución diferente de las otras.

Tabla 35.

Resumen de la prueba de Friedman para muestras relacionadas de tamaño hasta la semana 6 de alevines de O. niloticus suplementados con microalgas de N. oculata.

Resumen de la prueba de Friedman para muestras relacionadas para análisis de la varianza de dos factores por rangos	
Estadístico de prueba	10,338
Grado de libertad	2
Sig. asintótica (prueba bilateral)	,006

Comparaciones múltiples

Tabla 36.

Comparaciones por parejas de tamaños entre las peceras hasta la semana 6 de alevines de *O. niloticus* suplementados con microalgas de *N. oculata*.

Comparaciones por parejas					
Sample 1-Sample 2	Estadístico de prueba	Error estándar	Estadístico de prueba estándar	Sig.	Sig. ajust. ^a
Tamaño P2-Tamaño P1	,269	,175	1,535	,125	,374
Tamaño P2-Tamaño P3	-,538	,175	-3,070	,002	,006
Tamaño P1-Tamaño P3	-,269	,175	-1,535	,125	,374

Cada fila prueba la hipótesis nula que las distribuciones de la Muestra 1 y la Muestra 2 son iguales. Se muestran las significaciones asintóticas (pruebas bilaterales). El nivel de significación es de ,050.

a. Los valores de significación se han ajustado mediante la corrección Bonferroni para varias pruebas.

En la **Tabla 36** se pueden observar las comparaciones por parejas para las peceras, estas comparaciones son el resultado de la prueba de Friedman al rechazar la hipótesis nula de que los tamaños en las tres peceras son iguales, por lo cual se muestra donde se encuentran las diferencias significativas.

Tamaño P1 vs. Tamaño P2: El valor p (0,125) indica que no hay diferencias significativas en el tamaño de los peces entre la Pecera 1 y la Pecera 2.

Tamaño P2 vs. Tamaño P3: El valor p (0,002) indica una diferencia significativa, lo que indica que el tamaño de los peces en la Pecera 2 son significativamente diferentes del tamaño de los peces en la Pecera 3.

Tamaño P1 vs. Tamaño P3: El valor p (0,125) indica que no hay diferencias significativas en el tamaño de los peces entre la Pecera 1 y la Pecera 2.