



CENTRO DE INVESTIGACIONES BIOLÓGICAS
DEL NOROESTE, S.C.

Programa de Estudios de Posgrado

**MEJORAMIENTO DE LA CALIDAD DEL FILETE DE TILAPIA
DEL NILO (*Oreochromis niloticus*) CON LA INCLUSIÓN DE
Schizochytrium sp. EN LA DIETA.**

T E S I S

Que para obtener el grado de

Maestra en Ciencias

Uso, Manejo y Preservación de los Recursos Naturales
(Orientación en Acuicultura)

P r e s e n t a

Rosa Elvira Duran Encinas

La Paz, Baja California Sur, Julio de 2026.

ACTA DE LIBERACIÓN DE TESIS

En la Ciudad de La Paz, B. C. S., siendo las **8:00** horas del día **22** del mes de **junio** del año **2026**, se procedió por las personas abajo firmantes, integrantes de la Comisión Revisora de Tesis avalada por la Dirección de Estudios de Posgrado y Formación de Recursos Humanos del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C., a liberar la Tesis de Grado titulada:

"Mejoramiento de la calidad del filete de tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*) con la inclusión de *Schizochytrium* sp. en la dieta"

Presentada por el/la alumno/a:

Rosa Elvira Duran Encinas

Aspirante al Grado de MAESTRO/A EN CIENCIAS EN EL USO, MANEJO Y PRESERVACIÓN DE LOS RECURSOS NATURALES CON ORIENTACIÓN EN **Acuicultura**

Después de intercambiar opiniones las personas integrantes de la Comisión manifestaron su **APROBACIÓN DE LA TESIS**, en virtud de que satisface los requisitos señalados por las disposiciones reglamentarias vigentes.

LA COMISIÓN REVISORA

Grado y nombre	Estatus	Firma
Dra. Elena Palacios Mechetnov	Directora	
Dr. Edouard KRAFFE	Co-Tutor	
Dra. Paola Magallón Serrvín	Co-Tutora	


Dra. Alejandra Nieto Garibay,
Directora de Estudios de Posgrado y Formación de Recursos Humanos



La Paz, Baja California Sur, a 26 de junio de 2026

Los miembros del comité de tesis de la estudiante ROSA ELVIRA DURAN ENCINAS del Programa de Maestría en Uso, Manejo y Preservación de los Recursos Naturales con Orientación en Acuicultura revisamos el contenido de la tesis y otorgamos el Vo.Bo. dado que la tesis no representa un plagio de otro documento como lo muestra el reporte de similitud realizado:

- Herramienta antiplagio:
iThenticate
- Filtros utilizados:
Bibliografía
Texto citado
Texto mencionado
- Porcentajes de similitud:
18%
Se muestra captura de pantalla



Página 2 de 157 - Descripción general de integridad

18% Similitud general

El total combinado de todas las coincidencias, incluidas las fuentes superpuestas, para ca...

Filtrado desde el informe

- ▶ Bibliografía
- ▶ Texto citado
- ▶ Texto mencionado

Fuentes principales

- 18% Fuentes de Internet
- 8% Publicaciones
- 0% Trabajos entregados (trabajos del estudiante)

Marcas de integridad

N.º de alertas de integridad para revisión

No se han detectado manipulaciones de texto sospechosas.

Los algoritmos
buscar incongruencias
advertimos al

Directora

Dra. Elena Palacios Mechetnov

Estudiante

Rosa Elvira Duran Encinas

Personal técnico de asesoría en el análisis

Susana Luna García

Conformación de Comités

Comité Tutorial

Dra. Elena Palacios Mechetnov
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C.
Directora de Tesis

Dr. Edouard KRAFFE
Université de Bretagne Occidentale
Co-Tutor de Tesis

Dra. Paola Magallón Servín
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C.
Co-Tutora de Tesis

Comité Revisor de Tesis

Dra. Elena Palacios Mechetnov
Dr. Edouard KRAFFE
Dra. Paola Magallón Servín

Jurado de Examen

Dra. Elena Palacios Mechetnov
Dr. Edouard KRAFFE
Dra. Paola Magallón Servín

Suplente

Dr. Eduardo Quiroz Guzman

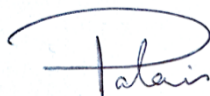
Resumen

La tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*) es una de las especies dulceacuícolas más cultivadas a nivel mundial y representa una fuente importante de proteína para consumo humano. Sin embargo, su filete suele presentar bajas concentraciones de ácidos grasos poliinsaturados de cadena larga de la serie n-3, especialmente ácido docosahexaenoico (DHA), en comparación con especies marinas grasas. El presente estudio evaluó el efecto de dietas de finalización con inclusión de fracciones neutras y polares de aceite de *Schizochytrium* sp. sobre la calidad lipídica del músculo, la composición de fosfolípidos, la respuesta bioquímica, la histología hepática y la microbiota intestinal de juveniles de tilapia del Nilo. Se formularon cinco dietas experimentales: control, LN 2.5%, LN 5%, LP 2.5% y LP 5%, las cuales fueron suministradas durante dos semanas. Se evaluaron parámetros zootécnicos (crecimiento y supervivencia), composición proximal de dietas, perfil de ácidos grasos del músculo durante la semana 1 y semana 2, separación de lípidos neutros y polares, clases de fosfolípidos musculares, proteínas totales, actividad de catalasa (CAT), superóxido dismutasa (SOD), peroxidación lipídica mediante TBARS, cobertura vacuolar hepática y composición de la microbiota intestinal. Los parámetros zootécnicos no presentaron diferencias significativas entre tratamientos, lo que indica que las dietas experimentales no afectaron el crecimiento ni la supervivencia durante el periodo evaluado. El músculo de los organismos alimentados con las dietas con lípidos neutros presentó mayor acumulación de DHA y mayor relación (n-3)/(n-6), especialmente en LN 5%, respuesta que fue evidente desde la primera semana y más marcada en la segunda. Por otro lado, los tratamientos lípidos polares mostraron menor enriquecimiento, probablemente debido al bajo contenido total de ácidos grasos recuperado en la fracción polar, la cual pudo contener una proporción importante de compuestos no fosfolipídicos. El contenido de lípidos totales, proteínas totales, CAT, SOD y TBARS no presentó diferencias significativas, al igual que la cobertura vacuolar hepática. La microbiota intestinal mostró variaciones descriptivas entre tratamientos, particularmente en familia Lactobacillaceae. En conclusión, la fracción neutra de aceite de *Schizochytrium* sp., especialmente al 5%, fue la estrategia más efectiva para enriquecer el músculo de tilapia con DHA durante un periodo de 2 semanas, sin generar efectos adversos detectables en crecimiento, composición proteica, estado oxidativo o tejido hepático.

Palabras clave: *Oreochromis niloticus*, *Schizochytrium* sp., DHA, fosfolípidos.

ORCID: <https://orcid.org/0009-0003-7383-9480>

Vo. Bo. Directora de Tesis



Dra. Elena Palacios Mechetnov

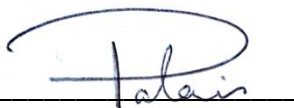
Summary

Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) is one of the most widely farmed freshwater fish species worldwide and represents an important source of protein for human consumption. However, its fillet usually contains low levels of long-chain n-3 polyunsaturated fatty acids, especially docosahexaenoic acid (DHA), compared with fatty marine fish species. This study evaluated the effect of finishing diets supplemented with neutral and polar lipid fractions from *Schizochytrium* sp. oil on muscle lipid quality, phospholipid composition, biochemical response, liver histology, and intestinal microbiota of juvenile Nile tilapia. Five experimental diets were formulated: control, LN 2.5%, LN 5%, LP 2.5%, and LP 5%, and were supplied for two weeks. Growth performance, diet proximate composition, muscle fatty acid profile during week 1 and week 2, neutral and polar lipid fractions, muscle phospholipid classes, total proteins, catalase activity (CAT), superoxide dismutase activity (SOD), lipid peroxidation through TBARS, hepatic vacuolar coverage, and intestinal microbiota composition were evaluated. Growth performance variables showed no significant differences among treatments, indicating that the experimental diets did not affect growth or survival during the evaluated period. Muscle from fish fed LN diets showed higher DHA accumulation and a higher (n-3)/(n-6) ratio, particularly in the LN 5% treatment. This response was evident after the first week and became more pronounced after the second week of feeding. In contrast, LP treatments showed lower muscle DHA enrichment, probably due to the low fatty acid recovery in the polar fraction, which may have contained a considerable proportion of non-phospholipid polar compounds. Total muscle lipids, total proteins, CAT, SOD, and TBARS did not show significant differences among treatments. Hepatic vacuolar coverage also showed no significant differences during week 1 or week 2. The intestinal microbiota showed descriptive differences among treatments, particularly in the relative abundance of the Lactobacillaceae family. The neutral lipid fraction from *Schizochytrium* sp. oil, especially at 5% inclusion, was the most effective strategy to enrich Nile tilapia muscle with DHA during a short finishing period, without detectable adverse effects on growth performance, muscle protein composition, oxidative status, or liver tissue condition.

Keywords: *Oreochromis niloticus*, *Schizochytrium* sp., DHA; phospholipids.

ORCID: <https://orcid.org/0009-0003-7383-9480>

Vo. Bo. Directora de Tesis



Dra. Elena Palacios Mechetnov

Dedicatoria

A Dios, por ser luz en mi camino y darme la fuerza para continuar, la calma para confiar en el proceso y la sabiduría para aprender de cada etapa vivida.

A mis padres, Roberto y Elvira, por ser mi mayor ejemplo de amor y esfuerzo. Gracias, mamá, por tu apoyo, tus consejos, tus oraciones y por enseñarme que cada meta requiere dedicación y responsabilidad.

A mis hermanos, Yazmin, Betsabé, Isaac e Israel, por estar presentes en mi vida, por su cariño y por formar parte de la fuerza que me sostuvo durante este proceso.

A mis sobrinos, Astrid, Alexander y Kael, porque con su alegría me recuerdan lo bonito de seguir soñando y construyendo nuevas metas.

A mis amigos, gracias por acompañarme, escucharme, animarme y hacer más ligero este camino. Su apoyo también forma parte de este logro.

Rosa

Agradecimientos

Al Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C. (CIBNOR), por brindarme el espacio, las instalaciones, los equipos y las condiciones necesarias para el desarrollo de esta investigación. Su apoyo institucional fue fundamental para la realización del bioensayo, el procesamiento de muestras y los análisis incluidos en esta tesis.

A la Dirección de Estudios de Posgrado y Formación de Recursos Humanos del CIBNOR, por el acompañamiento, orientación y apoyo brindado durante mi formación dentro de la Maestría en Ciencias en el Uso, Manejo y Preservación de Recursos Naturales.

A la Secretaría de Ciencia, Humanidades, Tecnología e Innovación (SECIHTI), por la beca nacional otorgada durante mis estudios de posgrado, (No. de becaria 1038267), así como por el apoyo recibido mediante la beca de movilidad en el extranjero, la cual permitió fortalecer una parte importante de mi formación académica y experimental.

A isBlue, por el apoyo otorgado mediante la beca para la realización de mi estancia académica en el Institut Universitaire Européen de la Mer (IUEM), la cual contribuyó de manera importante al fortalecimiento de mi formación y al desarrollo de una parte experimental de esta investigación.

A mi directora de tesis, la Dra. Elena Palacios Mechetnov, por su guía, acompañamiento y orientación durante el desarrollo de este trabajo. Su apoyo fue fundamental en la planeación experimental, el análisis de resultados y la construcción académica de esta investigación.

A mis tutores, Dr. Edouard Kraffe y Dra. Paola Magallón, por su acompañamiento, observaciones y orientación durante el desarrollo de esta tesis. Sus comentarios y aportaciones fueron importantes para fortalecer el trabajo experimental, el análisis de resultados y la integración final de esta investigación.

A la Dra. Paola Magallón, por su apoyo durante la etapa inicial del bioensayo, particularmente por facilitar el uso de tanques y condiciones en su laboratorio para la cuarentena, recepción y manipulación de los organismos experimentales. Asimismo, agradezco su apoyo por proporcionar la harina de *Schizochytrium* sp. utilizada en este estudio.

Al Dr. Daniel Chaurand, de la Unidad Nayarit del CIBNOR (UNCIBNOR), por proporcionar los organismos experimentales desde Nayarit, los cuales fueron indispensables para la realización del bioensayo.

Al Laboratorio de Nutrición Acuícola, por facilitar el sistema experimental, los tanques, equipos y condiciones necesarias para el mantenimiento de los organismos y la realización del bioensayo.

Al Dr. Roberto Civera, por su apoyo en la extracción de aceite, producción de alimento y bioensayo, así como a Salvador Reyes, Fernanda Arévalo, Ángela Encarnación y Aylín Mendía.

A la Dra. Carmen Jaramillo, por su apoyo durante el muestreo de los organismos y la obtención de cortes de tejido destinados a los diferentes análisis realizados en este estudio.

Al Dr. Eduardo Quiroz, la Dra. Crisalejandra Rivera, la Dra. Carmen Jaramillo, la Dra. Elena Palacios Mechetnov y la M.C. Olivia Arjona, por formar parte de la toma de muestras de los organismos experimentales. Su apoyo durante esta etapa fue esencial para asegurar la correcta obtención, separación y conservación de los tejidos destinados a los distintos análisis de esta investigación.

Al Laboratorio de Metabolismo de Lípidos y a la M.C. Olivia Arjona, por el apoyo técnico en los procedimientos de extracción de lípidos, separación de fracciones lipídicas y análisis de ácidos grasos. Agradezco especialmente las facilidades, asesoría y acompañamiento durante el procesamiento de las muestras.

Al Dr. Edouard Kraffe y al Laboratorio de Ciencias del Medio Ambiente Marino (LEMAR), en Brest, Francia, por su apoyo, asesoría y acompañamiento durante mi estancia de investigación. Agradezco también a Enora Jaffrezic, Fabienne Le Grand, Manon Buscaglia y Eva Janowski, por su apoyo técnico, orientación y acompañamiento durante mi estancia en el laboratorio. Su colaboración fue fundamental para el análisis de las clases de lípidos en la fracción polar mediante cromatografía en capa fina de alta resolución (HPTLC).

Al Laboratorio de Análisis Químico Proximal del CIBNOR, por el apoyo en la determinación de la composición química de las dietas experimentales, información indispensable para caracterizar los alimentos utilizados durante el bioensayo.

Al M.C. Roberto Hernández, del Laboratorio de Bioquímica Fisiológica, por su apoyo en el análisis de proteínas de los organismos, así como por las facilidades y asesoría técnica brindadas durante el procesamiento de las muestras.

A la Dra. Carmen Jaramillo y al Laboratorio de Histología e Histoquímica, por la asesoría y apoyo en el procesamiento, inclusión, corte, tinción, observación y análisis de las muestras histológicas. Su contribución fue fundamental para la evaluación del tejido hepático de los organismos experimentales.

Al Dr. Eduardo Quiroz, a la M.C. Gabriela Mendoza y al Laboratorio de Genómica y Bioinformática, por el apoyo en los análisis de microbiota intestinal, desde el procesamiento de las muestras hasta el análisis bioinformático de las secuencias. Su participación permitió incorporar una perspectiva complementaria sobre los posibles efectos de las dietas experimentales en la comunidad bacteriana intestinal.

A todas las personas que colaboraron en los muestreos, alimentación, limpieza de tanques, biometrías, procesamiento de muestras y análisis de laboratorio. Cada una de estas actividades fue indispensable para el desarrollo adecuado del bioensayo y para la obtención de los resultados presentados en esta tesis.

Contenido

Resumen	i
Summary	ii
Dedicatoria	iii
Agradecimientos	iv
Contenido	vi
Lista de figuras	ix
Lista de tablas	xiii
Abreviaturas	xiv
1. INTRODUCCIÓN	1
2. ANTECEDENTES	4
2.1 Importancia de la tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>)	4
2.2 Cultivo de tilapia en México	5
2.3 Generalidades de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>)	6
2.3.1 Hábitat y biología	6
2.3.2 Hábitos alimenticios	7
2.4 Importancia de los ácidos grasos poliinsaturados en la salud humana	8
2.5 Importancia nutricional de EPA y DHA en el consumo humano	9
2.6 Dietas de finalización para el enriquecimiento lipídico del filete de peces	10
2.7 Fosfolípidos	13
2.7.1 Principales clases de fosfolípidos	14
2.7.2 Lípidos polares y absorción intestinal de ácidos grasos en peces	15
2.8 Proteínas musculares	17
2.8.1 Enzimas antioxidantes y peroxidación lipídica	18
2.9 Histología hepática en peces	19
2.10 <i>Schizochytrium sp.</i>	20
2.11 Microbiota intestinal	21
2.11.1 Bacterias benéficas	23
2.11.2 Bacterias patógenas	24
3. JUSTIFICACIÓN	26
4. HIPÓTESIS	27
5. OBJETIVOS	28
5.1 Objetivo general	28
5.2 Objetivos particulares	28
6. MATERIALES Y MÉTODOS	29
6.1 Elaboración de dietas	29
6.2 Análisis Químico Proximal	32
6.3 Peces	32
6.4 Diseño experimental	33
6.5 Biometría y muestreo	35
6.6 Extracción de lípidos	37
6.7 Análisis de ácidos grasos metil-esterificados	38
6.8 Separación de lípidos neutros y polares	38
6.9 Determinación de lípidos totales	39

6.10	Análisis de la composición de lípidos polares por cromatografía en capa fina de alta resolución (HPTLC).....	40
6.11	Análisis de ácidos grasos de lípidos polares por raspado de placa	40
6.11.1	Preparación de placas y aplicación de muestras y estándares.....	40
6.11.2	Desarrollo cromatográfico	41
6.11.3	Revelado de placa	41
6.11.4	Raspado y extracción de las fracciones lipídicas	42
6.11.5	Derivatización para análisis por GC-FID	43
6.11.6	Conservación y preparación para GC-FID	44
6.12	Determinación de proteínas totales, enzimas antioxidantes y peroxidación lipídica	44
6.13	Análisis histológico	46
6.14	Análisis bioinformático	46
6.14.1	Extracción y cuantificación de ADN bacteriano.....	46
6.14.2	Amplificación por reacción en cadena de la polimerasa (PCR)	47
6.14.3	Electroforesis en gel de agarosa	48
6.14.4	Preparación de bibliotecas y secuenciación	48
6.14.5	Análisis bioinformático	48
6.15	Análisis estadístico.....	49
7.	RESULTADOS	51
7.1	Parámetros zootécnicos.....	51
7.2	Análisis Químico Proximal	52
7.3	Harina y aceite de <i>Shizochytrium</i> sp.....	53
7.3.1	Determinación de DHA	53
7.3.2	Determinación de DHA en fracción neutra y polar	54
7.3.3	Determinación de lípidos totales en fracción neutra y polar	56
7.4	Perfil de ácidos grasos	57
7.4.1	Perfil de ácidos grasos en dietas experimentales	57
7.4.2	Músculo de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>).....	58
7.4.2.1	Perfil de ácidos grasos en semana 1	58
7.4.2.2	Determinación de lípidos totales en semana 2	62
7.4.2.3	Determinación de ácidos grasos en semana 2	63
7.4.3	Perfil de ácidos grasos en fracciones lipídicas de semana 2.....	67
7.4.3.1	Lípidos neutros.....	67
7.4.3.2	Lípidos polares	71
7.5	Análisis de ácidos grasos en clases de fosfolípidos en semana 2	75
7.6	Análisis bioquímico en semana 2	78
7.6.1	Concentración de proteínas totales.....	78
7.6.2	Actividad antioxidante: CAT y SOD	79
7.6.3	Peroxidación lipídica: TBARS.....	81
7.7	En hígado	82
7.7.1	Análisis histológico en semana 1	82
7.7.2	Semana 2	84
7.8	Diversidad y composición de la microbiota intestinal	86
8.	DISCUSIÓN.....	89
9.	CONCLUSIONES.....	101

10. LITERATURA CITADA	103
11. ANEXOS	114
Anexo A. Proveedores y origen de los ingredientes utilizados en la formulación de las dietas experimentales.	114
Anexo B. Composición porcentual de ácidos grasos del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados con dietas experimentales con inclusión de fracciones neutras y polares de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp. durante la semana 1.	115
Anexo C. Composición porcentual de ácidos grasos del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados con dietas experimentales con inclusión de fracciones neutras y polares de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp. durante la semana 2.	117
Anexo D. Composición porcentual de ácidos grasos de la fracción neutra del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp.	119
Anexo E. Composición porcentual de ácidos grasos de la fracción polar del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp.	121
Anexo F. Composición porcentual de ácidos grasos de las clases de fosfolípidos del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con la dieta control.	123
Anexo G. Composición porcentual de ácidos grasos de las clases de fosfolípidos del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con la dieta experimental LN 2%.	125
Anexo H. Composición porcentual de ácidos grasos de las clases de fosfolípidos del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con la dieta experimental LN 5%.	126
Anexo I. Composición porcentual de ácidos grasos de las clases de fosfolípidos del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con la dieta experimental LP 2.5%.	128
Anexo J. Composición porcentual de ácidos grasos de las clases de fosfolípidos del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con la dieta experimental LP 5%.	129
Anexo K. Análisis de coordenadas principales (PCoA) de la composición de la microbiota intestinal de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales suplementadas con fracciones neutras (LN) y polares (LP) de <i>Schizochytrium</i> sp. Los puntos representan las réplicas de cada tratamiento: Control, LN 2.5%, LN 5%, LP 2.5% y LP 5%. Los ejes PC1 y PC2 explican el 30.8% y 17.3% de la variación, respectivamente.	131

Lista de figuras

Figura 1. Distribución geográfica mundial de la tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>). Tomado de El-Sayed y Fitzsimmons (2023).	4
Figura 2. Morfología externa de la tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>). Adaptado de Parra Gorriaran (2023).	6
Figura 3. Comparación de la capacidad biosintética de HUFA en peces marinos y dulceacuícolas. (Creado en Canva, basado en Tocher (2010), Monroig et al. (2011), Li et al. (2010) y Chen et al. (2018).	9
Figura 4. Estructura general de un fosfolípido y organización de la bicapa fosfolipídica. Adaptado de Chen et al. (2022).	13
Figura 5. Proceso de evaporación del solvente bajo flujo de nitrógeno (N ₂) para la obtención del extracto lipídico, realizada en el Laboratorio de Metabolismo de Lípidos.	30
Figura 6. Tanques circulares de fibra de vidrio y ejemplares de alevines de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) durante la etapa de cuarentena.	33
Figura 7. Sistema experimental del Laboratorio de Nutrición Acuícola durante la etapa de aclimatación de alevines de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>).	33
Figura 8. Esquema del diseño experimental utilizado en el bioensayo con alevines de tilapia del Nilo. Se evaluaron cinco tratamientos dietarios: Control, LN 2.5%, LP 2.5%, LN 5% y LP 5%, cada uno con tres réplicas, para un total de 15 tanques experimentales. En cada tanque se distribuyeron aleatoriamente nueve organismos.	34
Figura 9. Esquema cronológico del diseño experimental del bioensayo con juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados con dietas experimentales con inclusión de fracciones neutras y polares de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp. Se muestran las etapas de elaboración de dietas, obtención de organismos, cuarentena, aclimatación, periodo de alimentación experimental y muestreos realizados durante la semana 1 y semana 2.	36
Figura 10. Muestreo y disección de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) durante la obtención de muestras biológicas.	37
Figura 11. Revelado químico parcial de placa cromatográfica con H ₃ PO ₄ -CuSO ₄ para la localización de bandas de lípidos polares.	42
Figura 12. Delimitación de bandas en la sección no revelada de la placa cromatográfica para la recuperación de fracciones lipídicas.	43
Figura 13. Contenido porcentual de DHA en la harina y el aceite de <i>Schizochytrium</i> sp. empleados como materias primas para la elaboración de las dietas experimentales; comparación de medias mediante ANOVA de una vía y prueba de Tukey (p < 0.05).	53
Figura 14. Contenido porcentual de DHA en la fracción de lípidos neutros de la harina y el aceite de <i>Schizochytrium</i> sp. empleados como materias primas para la elaboración de las dietas experimentales; comparación de medias mediante ANOVA de una vía y prueba de Tukey (p < 0.05).	54
Figura 15. Contenido porcentual de DHA en la fracción de lípidos polares de la harina y el aceite de <i>Schizochytrium</i> sp. empleados como materias primas para la elaboración de las dietas experimentales; comparación de medias mediante ANOVA de una vía y prueba de Tukey (p < 0.05).	55
Figura 16. Distribución porcentual de lípidos neutros y lípidos polares en el aceite de <i>Schizochytrium</i> sp. empleado como fuente lipídica para la elaboración de dietas experimentales	

en juveniles de tilapia del Nilo (<i>Oreochromis niloticus</i>); comparación de medias mediante ANOVA de una vía y prueba de Tukey ($p < 0.05$).	56
Figura 17. Proporción de ARA (20:4n-6) en músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante una semana con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp. durante la semana 1; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$	58
Figura 18. Proporción de EPA (20:5n-3) en músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante una semana con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp. durante la semana 1; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p > 0.05$	59
Figura 19. Proporción de DHA (22:6n-3) en músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante una semana con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp. durante la semana 1; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$	60
Figura 20. Relación (n-3)/(n-6) en músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante una semana con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$	61
Figura 21. Porcentaje de lípidos totales en músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp. ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$. .	62
Figura 22. Proporción de ARA (20:4n-6) en músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp. durante la semana 2; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$	63
Figura 23. Proporción de EPA (20:5n-3) en músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp. durante la semana 2; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p > 0.05$	64
Figura 24. Proporción de DHA (22:6n-3) en músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp. durante la semana 2; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$	65
Figura 25. Relación (n-3)/(n-6) en músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$. 66	66
Figura 26. Proporción de ácido araquidónico, ARA (20:4n-6), en la fracción de lípidos neutros del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$	67
Figura 27. Proporción de ácido eicosapentaenoico, EPA (20:5n-3), en la fracción de lípidos neutros del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$	68
Figura 28. Proporción de ácido docosahexaenoico, DHA (22:6n-3), en la fracción de lípidos neutros del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con	

dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$.	69
Figura 29. Relación (n-3)/(n-6) en la fracción de lípidos neutros del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$.	70
Figura 30. Proporción de ácido araquidónico, ARA (20:4n-6), en la fracción de lípidos polares del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$.	71
Figura 31. Proporción de ácido eicosapentaenoico, EPA (20:5n-3), en la fracción de lípidos polares del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$.	72
Figura 32. Proporción de ácido docosahexaenoico, DHA (22:6n-3), en la fracción de lípidos polares del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$.	73
Figura 33. Relación (n-3)/(n-6) en la fracción de lípidos polares del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$.	74
Figura 34. Porcentaje de ácido araquidónico (ARA; 20:4n-6) en las principales clases de fosfolípidos del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante la semana 2 con dietas experimentales que incluyeron las fracciones neutra y polar del aceite de <i>Schizochytrium</i> sp. A) Fosfatidilcolina (PC), B) fosfatidiletanolamina (PE), C) fosfatidilinositol (PI) y D) fosfatidilserina (PS). Los valores se expresan como media $\pm$ error estándar. Para PC y PE, $n = 3$ por tratamiento; para PI, los tratamientos LN 2.5 % y LP 2.5 % tuvieron $n = 2$, mientras que Control, LN 5 % y LP 5 % tuvieron $n = 3$; para PS, LP 2.5 % tuvo $n = 2$ y los demás tratamientos $n = 3$. Letras iguales sobre las barras indican ausencia de diferencias significativas entre tratamientos de acuerdo con ANOVA de una vía y prueba de Tukey ($p > 0.05$).	75
Figura 35. Porcentaje de EPA en las principales clases de fosfolípidos del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante la semana 2 con dietas experimentales que incluyeron las fracciones neutra y polar del aceite de <i>Schizochytrium</i> sp. A) Fosfatidilcolina (PC), B) fosfatidiletanolamina (PE), C) fosfatidilinositol (PI) y D) fosfatidilserina (PS). Los valores se expresan como media $\pm$ error estándar, con $n = 3$ por tratamiento. Letras iguales sobre las barras indican ausencia de diferencias significativas entre tratamientos de acuerdo con ANOVA de una vía y prueba de Tukey ($p > 0.05$).	76
Figura 36. Porcentaje de DHA en las principales clases de fosfolípidos del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante la semana 2 con dietas experimentales que incluyeron las fracciones neutra y polar del aceite de <i>Schizochytrium</i> sp. A) Fosfatidilcolina (PC), B) fosfatidiletanolamina (PE), C) fosfatidilinositol (PI) y D) fosfatidilserina (PS). Los valores se expresan como media $\pm$ error estándar, con $n = 3$ por tratamiento. Letras iguales sobre las barras indican ausencia de diferencias significativas entre tratamientos de acuerdo con la prueba de Tukey ($p > 0.05$).	77

Figura 37. Concentración de proteínas totales (PT) en músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p > 0.05$.	78
Figura 38. Actividad de CAT en músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p > 0.05$.	79
Figura 39. Actividad de SOD en músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p > 0.05$.	80
Figura 40. Peroxidación lipídica determinada por TBARS en músculo de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p > 0.05$.	81
Figura 41. Imágenes de hígado de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante una semana con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp a 20X, teñido con hematoxilina-eosina. A) Control, B) Lípidos neutros 2.5%, C) Lípidos neutros 5%, D) Lípidos polares 2.5% y E) Lípidos polares 5%.	82
Figura 42. Porcentaje de área de cobertura vacuolar en hígado de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante una semana con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp., evaluado en preparaciones histológicas teñidas con hematoxilina-eosina; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p > 0.05$.	83
Figura 43. Imágenes de hígado de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp a 20X, teñido con hematoxilina-eosina. A) Control, B) Lípidos neutros 2.5%, C) Lípidos neutros 5%, D) Lípidos polares 2.5% y E) Lípidos polares 5%.	84
Figura 44. Porcentaje de área de cobertura vacuolar en hígado de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp. durante la semana 2, evaluado en preparaciones histológicas teñidas con hematoxilina-eosina; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p > 0.05$.	85
Figura 45. Índice de riqueza de Chao en la microbiota intestinal de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp. Los datos se presentan mediante diagramas de caja y bigotes, con $n = 3$ por tratamiento. ANOVA de una vía y prueba de Tukey ($p > 0.05$).	86
Figura 46. Índice de diversidad de Shannon en la microbiota intestinal de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp. Los datos se presentan mediante diagramas de caja y bigotes, con $n = 3$ por tratamiento. ANOVA de una vía y prueba de Tukey ($p > 0.05$).	87
Figura 47. Distribución porcentual de las principales familias bacterianas presentes en la microbiota intestinal de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp. Cada barra representa una réplica individual por tratamiento y los colores indican la abundancia relativa de las familias bacterianas identificadas.	88

Lista de tablas

Tabla 1. Composición porcentual de las dietas experimentales con la inclusión de <i>Schizochytrium</i> sp. (g/100 g).	31
Tabla 2. Composición de la fase móvil LP 9% utilizada para la separación de lípidos polares.	40
Tabla 3. Desempeño zootécnico de juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>) alimentados con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de <i>Schizochytrium</i> sp. durante un periodo de dos semanas.	51
Tabla 4. Composición química proximal (%) de las dietas experimentales utilizadas en el bioensayo con juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>).	52
Tabla 5. Composición porcentual de ácidos grasos de las dietas experimentales utilizadas en el bioensayo con juveniles de tilapia del Nilo (<i>O. niloticus</i>).	57

Abreviaturas

ADN	Ácido desoxirribonucleico
AG	Ácidos grasos
ALA	Ácido α -linolénico
ANOVA	Análisis de varianza
AOAC	Association of Official Analytical Chemists
ARA	Ácido araquidónico
BHT	Butilhidroxitolueno
CAT	Catalasa
CIBNOR	Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C.
DHA	Ácido docosahexaenoico
ELN	Extracto libre de nitrógeno
EPA	Ácido eicosapentaenoico
FAO	Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura
FAME	Ésteres metílicos de ácidos grasos
GC-FID	Cromatografía de gases acoplada a detector de ionización de llama
GP	Ganancia de peso
HPTLC	Cromatografía en capa fina de alta resolución
HUFA	Ácidos grasos altamente insaturados
IUEM	Institut Universitaire Européen de la Mer
KOH	Hidróxido de potasio
LA	Ácido linoleico
LC-PUFA	Ácidos grasos poliinsaturados de cadena larga
LEMAR	Laboratoire des Sciences de l'Environnement Marin
LN	Lípidos neutros
LNA	Ácido linoleico
LP	Lípidos polares
MeOH	Metanol
MUFA	Ácidos grasos monoinsaturados
n-3	Omega-3
n-6	Omega-6
OD	Oxígeno disuelto
ODS	Objetivos de Desarrollo Sostenible
OTUs	Unidades taxonómicas operacionales
PC	Fosfatidilcolina
PCoA	Análisis de coordenadas principales
PCR	Reacción en cadena de la polimerasa
PE	Fosfatidiletanolamina
PERMANOVA	Análisis multivariado permutacional de varianza
Ph	Potencial de hidrógeno
PI	Fosfatidilinositol
PL	Fosfolípidos
PS	Fosfatidilserina
PT	Proteínas totales

PUFA	Ácidos grasos poliinsaturados
rRNA	Ácido ribonucleico ribosomal
S	Supervivencia
SAT	Ácidos grasos saturados
SECIHTI	Secretaría de Ciencia, Humanidades, Tecnología e Innovación
SOD	Superóxido dismutasa
TAG	Triacilglicéridos
TBARS	Sustancias reactivas al ácido tiobarbitúrico
TC	Tasa de crecimiento
TLC	Cromatografía en capa fina
UNCIBNOR	Unidad Nayarit del CIBNOR
VSEARCH	Algoritmo/software para detección de secuencias quiméricas
WHO	Organización Mundial de la Salud
16S rRNA	Gen ribosomal 16S

1. INTRODUCCIÓN

La producción acuícola y pesquera alcanzó un récord histórico en 2022, con un volumen total de 223.2 millones de toneladas. Ese mismo año, por primera vez, la producción acuícola de especies animales (51%) superó a la pesca extractiva. A nivel global, los alimentos acuáticos de origen animal destinados al consumo humano aportaron aproximadamente el 15% de las proteínas de origen animal y el 6% del total de proteínas consumidas por la población mundial en 2021. Además, en ese mismo año contribuyeron con al menos el 20% del suministro per cápita de proteína de origen animal para 3.2 mil millones de personas (FAO, 2024; FAO FishStat, 2024).

La tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*) destaca como una de las especies más cultivadas a nivel mundial, ya que sus cualidades biológicas le ofrecen grandes ventajas competitivas en comparación con otros peces, como su rápido crecimiento corporal, resistencia a ambientes con cambios en la temperatura, oxígeno disuelto, salinidad y pH en el agua, así como su resistencia a enfermedades, fácil reproducción y adaptabilidad a su manejo y alimentación en condiciones de cautiverio (Sarker et al., 2016; dos Santos et al., 2019; Prabu et al., 2019). Sin embargo, a pesar de su alto valor como fuente proteica, presenta limitaciones nutricionales, particularmente por su bajo contenido de ácidos grasos poliinsaturados (PUFA) omega-3 de cadena larga, como el EPA (20:5n-3) y el DHA (22:6n-3). Esta deficiencia representa un desafío para mejorar el perfil nutricional del filete destinado al consumo humano. Una alternativa, es incorporar aceite de pescado, rico en EPA y DHA, en el alimento para tilapia, para que incrementar su valor nutricional para el humano. Esto enfrenta otro problema: la harina y el aceite de pescado son los ingredientes más utilizados (FAO, 2024) para la mayor parte de la acuicultura, pero son costosos y su uso eleva el costo entre el 30 y 70 % de los costos de producción (Hodar et al., 2020). Se requiere una mejora en la producción sostenible de punto de vista económico y ambiental de sus ingredientes resulta esencial para el desarrollo sustentable del sector.

Una alternativa al aceite de pescado es *Schizochytrium* sp. es un protista marino heterotrófico del grupo Labyrinthulomycota, utilizado ampliamente por su gran capacidad de sintetizar altas concentraciones de ácidos grasos poliinsaturados de cadena larga (HUFA), especialmente DHA (Wang et al., 2021). A diferencia de las microalgas fotosintéticas, *Schizochytrium* puede cultivarse en sistemas fermentativos sin necesidad de luz, facilitando su producción a gran escala bajo

condiciones controladas (Sarker et al., 2016; Jorge et al., 2021). Estas características lo señalan como una fuente sostenible de lípidos funcionales con aplicaciones prometedoras en la nutrición animal.

La inclusión de este microorganismo en dietas para peces ha mostrado efectos positivos en el perfil lipídico del filete, aumentando la concentración de HUFA omega-3, especialmente DHA, sin comprometer el crecimiento ni el rendimiento productivo de los organismos cultivados (dos Santos et al., 2019). Asimismo, el uso de este ingrediente en la formulación de piensos acuícolas contribuye a la mejora nutricional del filete destinado al consumo humano y se alinea con los Objetivos de Desarrollo Sostenible (ODS) 12 y 14 de la Agenda 2030, relacionados con la producción responsable y la conservación de los ecosistemas marinos (APROMAR, 2021; Durán et al., 2025).

Además del origen de la fuente lipídica, la forma química en la que se suministra el DHA puede influir en su digestión, absorción, transporte y deposición en los tejidos. Los lípidos neutros, principalmente triacilglicéridos, funcionan como moléculas de reserva energética y pueden ser depositados con mayor facilidad en tejidos de almacenamiento, mientras que los lípidos polares, como los fosfolípidos, forman parte de las membranas celulares y participan en procesos de emulsificación, absorción intestinal y transporte lipídico (Tocher, 2003; Tocher et al., 2008). Por ello, el DHA suministrado en forma de lípidos neutros o lípidos polares podría presentar diferencias en su eficiencia de incorporación al músculo y en su distribución dentro de las fracciones lipídicas del tejido. Asimismo, los fosfolípidos dietarios pueden influir en procesos intestinales y en la composición de la microbiota, por lo que resulta relevante evaluar si estas fracciones generan respuestas distintas en juveniles de tilapia del Nilo (Tocher et al., 2008; Murota, 2020; Wang et al., 2022).

Por lo anterior, el presente estudio plantea evaluar la inclusión de fracciones lipídicas neutras y polares de aceite de *Schizochytrium* sp. en dietas de finalización para juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*), con el propósito de determinar su efecto sobre la acumulación de DHA en el músculo, el perfil de ácidos grasos del filete, la composición de clases de fosfolípidos y posibles cambios asociados en la microbiota intestinal. Con ello, se busca contribuir al desarrollo de

estrategias alimentarias sostenibles que permitan mejorar la calidad nutricional del filete de tilapia destinado al consumo humano.

2. ANTECEDENTES

2.1 Importancia de la tilapia del Nilo (*O. niloticus*)

La tilapia del Nilo es la especie de peces dulceacuícola más cultivada, encontrándose en más de 130 países alrededor del mundo, seguido de la carpa (*Cyprinus* spp.) (Fig. 1) (FAO, 2024). Algunos de los países con mayor producción de tilapia son: China, Egipto, Indonesia, Filipinas, Brasil y México; siendo estos dos últimos los mayores productores de América (Paredes-Trujillo y Mendoza-Carranza, 2022). La producción global de tilapia producida ha experimentado un crecimiento constante, casi de manera exponencial, desde 1993 con 485 toneladas métricas hasta 2021 con 7021 toneladas métricas. Destacando que la gran mayoría de esta producción proviene de la acuicultura (FAO, 2024).

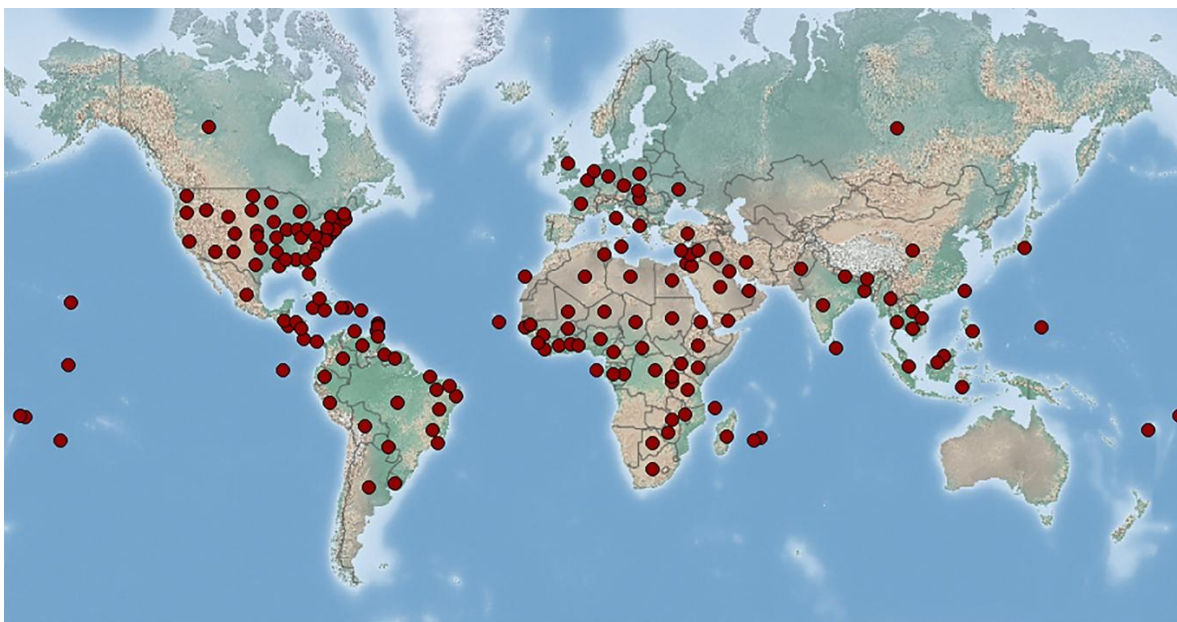


Figura 1. Distribución geográfica mundial de la tilapia del Nilo (*O. niloticus*). Tomado de El-Sayed y Fitzsimmons (2023).

La tilapia comprende un grupo diverso de especies de cíclidos originarios del continente africano, las cuales han sido introducidas y establecidas en numerosas regiones tropicales y subtropicales del mundo, incluyendo América Central, parte de Norteamérica, Sudamérica, el sudeste asiático, el Medio Oriente y otras zonas de África (Trujillo y Carranza, 2022). Estas especies presentan características biológicas sobresalientes, como altas tasas de crecimiento, facilidad reproductiva, amplia plasticidad alimentaria y capacidad para desarrollarse en condiciones de alta densidad

poblacional, lo que ha favorecido su adopción extensiva en sistemas acuícolas (Russell et al., 2012).

Adicionalmente, la tilapia se distingue por su tolerancia a condiciones ambientales adversas, incluyendo bajos niveles de oxígeno disuelto, concentraciones elevadas de amonio y la exposición a diversos contaminantes, así como por su capacidad para soportar cargas considerables de parásitos (Tan et al., 2019; Salem et al., 2021). De acuerdo con Tan y colaboradores (2019), estas cualidades le permiten adaptarse a una amplia variedad de sistemas de producción acuícola, que abarcan desde esquemas familiares y rurales hasta instalaciones de carácter industrial. En este contexto, la tilapia se consolida como una fuente relevante de proteína de alta calidad para el consumo humano, caracterizada por su accesibilidad y costo relativamente bajo.

2.2 Cultivo de tilapia en México

En el año 1964, la tilapia fue introducida por primera vez en México con el propósito de ser cultivada (Zavala-Leal y Ortega, 2021). Como es común en la introducción de especies, este evento resultó en su escape y colonización de prácticamente todos los cuerpos de agua dulce en la región tropical de México y Centroamérica, como indicó El-Sayed (2019). En 2018, la producción total de tilapia en México alcanzó las 168,359 toneladas, de las cuales el 31.3% provino de sistemas controlados de acuicultura, mientras que el resto se generó mediante actividades pesqueras (Sotomayor et al., 2022). En los últimos 10 años, la tasa promedio de crecimiento anual de la producción de tilapia en México fue del 9.1%. En términos de volumen y valor, la producción de tilapia ocupó el tercer lugar en la producción pesquera nacional según datos de Conapesca (2018). Con el paso del tiempo, la tilapia se ha convertido en una nueva fuente accesible de proteínas y generación de ingresos a través de la pesca. Asimismo, la abundancia de las poblaciones de tilapia se ha estabilizado, adquiriendo una importancia permanente tanto en el ámbito pesquero como cultural. La tilapia ha alcanzado tal relevancia en México que, según la FAO (2021), se registraron en todo el país un total de 4,634 criaderos de tilapia, con una producción anual estimada de 117,806 toneladas (FAO, 2020). Aunque los estados con mayor producción son: Jalisco, Chiapas, Sinaloa, Nayarit, Michoacán, Veracruz, Tabasco, Guerrero, Hidalgo y Estado de México, su cultivo se extiende prácticamente a todos los estados de México. En Baja California Sur, se reporta el

cultivo para autoconsumo (Conapesca, 2018), de tal forma que, la tilapia producida en México abastece tanto al mercado local como nacional e internacional (Trujillo y Carranza, 2022).

2.3 Generalidades de tilapia del Nilo (*O. niloticus*)

La tilapia es un pez de agua dulce originario de África y perteneciente a la familia Cichlidae (Fig. 2). Su distribución abarca toda África, a excepción de la región norte de las montañas del Atlas y el suroeste del continente. En la cuenca africana del Nilo, se han identificado aproximadamente 700 especies de cíclidos, de las cuales se han descrito 76 especies de tilapia alrededor de toda África (Dunz y Schiliewen, 2013).

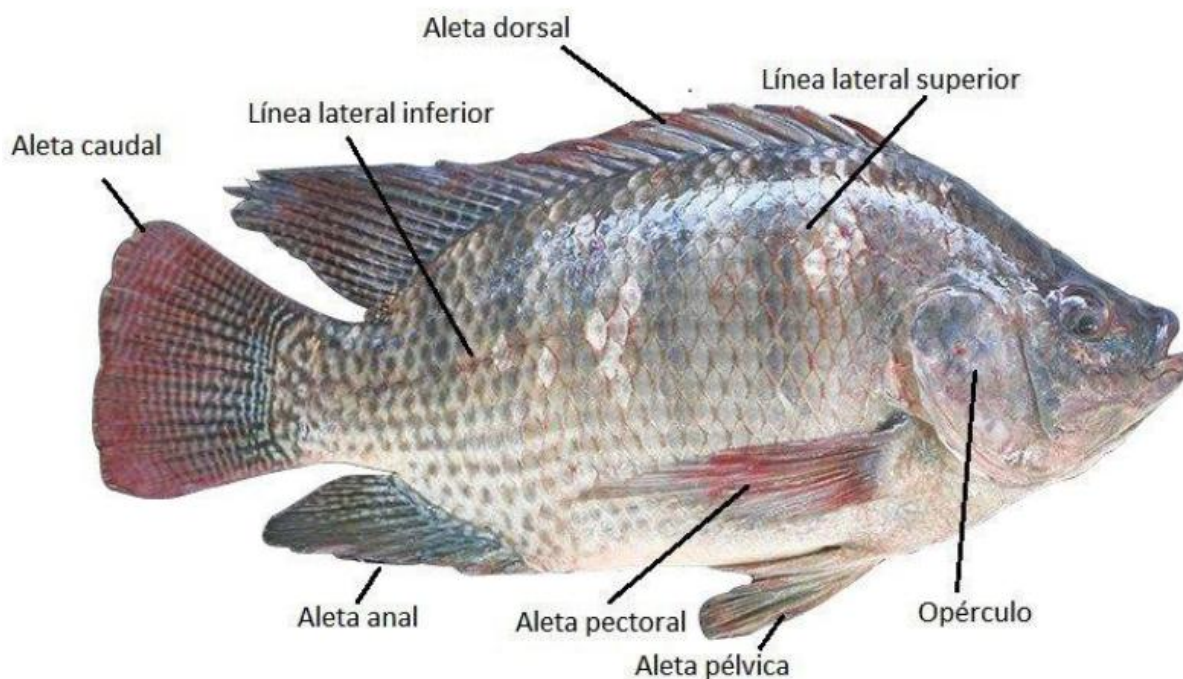


Figura 2. Morfología externa de la tilapia del Nilo (*O. niloticus*). Adaptado de Parra Gorriaran (2023).

2.3.1 Hábitat y biología

La tilapia del Nilo es una especie de pez dulceacuícola tropical que prefiere hábitats someros, experimenta temperaturas letales por debajo de 11-12 °C y por encima de 42 °C, con temperaturas óptimas oscilando entre 31 y 36 °C. Asimismo, es un pez omnívoro se alimenta de fitoplancton, perifiton, plantas acuáticas, pequeños invertebrados, fauna béntica, entre otros. Su método de

alimentación incluye la filtración de partículas suspendidas, como fitoplancton y bacterias, que quedan atrapadas en las mucosas de la cavidad bucal (Hasan y Tamam, 2019).

En estanques, la tilapia del Nilo alcanza la madurez sexual a los 5–6 meses bajo condiciones ideales de cultivo, aunque bajo condiciones de bajo estrés puede presentar madurez precoz. El desove se inicia a una temperatura cercana a 24 °C. Durante la reproducción, el macho establece un territorio y, dependiendo de las condiciones del cultivo, puede excavar una pequeña depresión en el sustrato o desovar sin la formación de un nido claramente definido. Tras la fertilización, la hembra recoge los huevos en su boca para incubarlos. La incubación y el cuidado de las crías, bajo la protección materna, se completan en aproximadamente 1 a 2 semanas, dependiendo de la temperatura (Syed et al., 2022). (Syed et al., 2022).

2.3.2 Hábitos alimenticios

La alimentación de la tilapia abarca un aproximado del 50-70% de costos de producción, dependiendo del tipo de formulación y la intensidad del cultivo. Las harinas como alimento para tilapia en acuicultura pueden ser obtenidas de diversas fuentes, en su mayoría, suelen ser preparadas a partir de ingredientes que aportan nutrientes esenciales para el crecimiento y desarrollo de los peces, como la proteína, que es uno de los mayores componentes orgánicos, constituyendo del 45-75% del total del cuerpo con base en la materia seca y suele ser, debido a su alto valor en el mercado, la primera limitante para poder formular dietas con un balance entre costo y efectividad (Fimbres, 2019). De acuerdo con Fimbres (2019), la elección de las harinas y su proporción en la dieta dependerá de diversos factores, como el costo, la disponibilidad local, la sostenibilidad y los objetivos específicos de la producción acuícola. La investigación y el desarrollo continuo en la formulación de dietas son aspectos clave para mejorar la eficiencia y la sostenibilidad de la acuicultura (Fimbres, 2019). Cada vez más, se sustituyen las harinas de pescado por harinas de origen vegetal, que también son una importante fuente de proteína. Las harinas de granos como la de soya son una alternativa vegetal a las harinas de pescado y proporcionan una cantidad significativa de proteínas, con excepción de algunos aminoácidos como la metionina que se puede agregar al alimento. Pero, las harinas de granos en general no aportan EPA, DHA y ARA (20:4n-6).

2.4 Importancia de los ácidos grasos poliinsaturados en la salud humana

Los lípidos son grupos de moléculas orgánicas compuestos principalmente por átomos de carbono, hidrógeno y oxígeno (en menor proporción), junto con otros elementos como nitrógeno, fósforo y azufre. Los ácidos grasos (AG) son los lípidos más básicos y, a su vez, constituyen componentes de lípidos más complejos. Los ácidos grasos son compuestos orgánicos que incluyen un grupo carboxilo hidrófilo unido a una cadena de hidrocarburos que varía en longitud, los más comunes siendo de seis átomos de carbono a 32, y poseen un grupo metilo terminal adicional (Kapoor et al., 2021).

Los AG pueden ser saturados o insaturados, dependiendo de la existencia de dobles enlaces. Los ácidos grasos insaturados se clasifican en monoinsaturados (MUFA) y PUFA en función del número de dobles enlaces. Entre los PUFA, los ácidos grasos omega 3 (n-3) y omega (n-6) son reconocidos como ácidos grasos esenciales (Zárate et al., 2017) ya que ninguno puede ser producidos por animales (excepto las planarias), pero los PUFA de 18 carbonos, como el ácido α -linolénico (18:3n-3, ALA) y el ácido linoleico (18:2n-6, LA), si se sintetizan por plantas. Los PUFA de 18 carbonos en las plantas requieren ser incluidos en la dieta de animales (García-Esquinas et al., 2019). Algunos organismos, como la tilapia, si pueden sintetizar EPA y DHA a partir de 18:3n-3 de la dieta, pero otros peces, particularmente los marinos, no pueden y requieren EPA y DHA en la dieta, por lo que estos también se consideran esenciales. Por otro lado, el 18:2n-6 y ARA se encuentran en aceite de maíz o cacahuete (Fimbres, 2019) y son esenciales en animales, con excepción del ARA en organismos que si o pueden sintetizar a partir de 18:2n-6, como lo es la tilapia (El-Sayed, 2022).



Figura 3. Comparación de la capacidad biosintética de HUFA en peces marinos y dulceacuícolas. (Creado en Canva, basado en Tocher (2010), Monroig et al. (2017) y Li et al. (2021).

Los ácidos grasos tienen actividades biológicas que influyen en la función y la respuesta de las membranas celulares y el metabolismo de los tejidos a las señales hormonales y de otro tipo (Toyes et al., 2017). Estas actividades biológicas pueden agruparse en regulación de la estructura y función de las membranas, regulación de las vías de señalización intracelular, actividad de los factores de transcripción y expresión génica además de regular la producción de mediadores lipídicos bioactivos. A través de estas acciones, los AG afectan a la salud, el bienestar y el riesgo de desarrollar enfermedades (Kapoor et al., 2021). Cada ácido graso tiene funciones específicas, por ejemplo, el DHA se acumula en cerebro, ojos y nervios, mientras que el EPA y el ARA tienen funciones de regulación de sistema inmune. Por eso es importante tener una adecuada cantidad de cada uno.

2.5 Importancia nutricional de EPA y DHA en el consumo humano

Como se ha mencionado anteriormente, los ácidos grasos poliinsaturados de cadena larga (HUFA) de la serie n-3, como EPA y DHA, son componentes lipídicos de importancia nutricional debido a su participación en procesos fisiológicos asociados con la estructura de membranas celulares, señalización lipídica, regulación de la inflamación y funcionamiento cardiovascular y neurológico

(FAO/WHO, 2010; Swanson et al., 2012; Calder, 2015). El DHA es particularmente relevante en tejidos con alta actividad de membrana, como retina y sistema nervioso central, donde contribuye a la fluidez de membranas, la función sináptica y el desarrollo visual y cognitivo (Swanson et al., 2012; Dighriri et al., 2022). El EPA, por su parte, participa junto con el DHA en la formación de mediadores lipídicos derivados de omega-3, los cuales intervienen en la modulación de procesos inflamatorios y cardiovasculares (Calder, 2015; Khan et al., 2021).

La FAO/WHO (2010) recomienda una ingesta mínima aproximada de 250 mg día⁻¹ de EPA + DHA en adultos, principalmente por su relación con beneficios cardiovasculares. No obstante, la ingesta de estos ácidos grasos depende en gran medida del consumo de pescados y mariscos, especialmente especies marinas grasas, que representan las principales fuentes dietéticas directas de EPA y DHA (FAO/WHO, 2010; Swanson et al., 2012). En México, la ingesta de HUFA de la serie n-3 ha sido reportada como baja en distintos grupos de la población, lo cual se relaciona con un consumo limitado de alimentos ricos en estos compuestos (Ramírez-Silva et al., 2011; Landa-Gómez et al., 2024). Esta situación resalta la importancia de disponer de alimentos accesibles y de consumo frecuente que puedan aportar mayores cantidades de EPA y DHA.

La tilapia del Nilo (*O. niloticus*) es una especie de amplia importancia acuícola y comercial, pero su filete suele presentar concentraciones relativamente bajas de EPA y DHA en comparación con especies marinas grasas (Sarker et al., 2016a; Stoneham et al., 2018; Pérez-Velázquez et al., 2024). Esta característica reduce su potencial como fuente directa de ácidos grasos omega-3 de cadena larga, aun cuando constituye una fuente importante de proteína para consumo humano (Stoneham et al., 2018; Pérez-Velázquez et al., 2024). Por ello, el enriquecimiento del filete de tilapia mediante estrategias nutricionales representa una alternativa para mejorar su valor funcional, especialmente si se logra incrementar el contenido de DHA y EPA sin afectar negativamente el crecimiento, la supervivencia o la calidad del producto (Sarker et al., 2016; Stoneham et al., 2018; Jorge et al., 2022).

2.6 Dietas de finalización para el enriquecimiento lipídico del filete de peces

Las dietas de finalización, también descritas en algunos estudios como dietas de restauración o wash-out diets, consisten en suministrar una dieta específica durante la fase previa a la cosecha

con el propósito de modificar la composición del tejido comestible, particularmente el perfil de ácidos grasos del filete o los pigmentos (Bell et al., 2003; Turchini et al., 2009; Benedito-Palos et al., 2009) y así mismo reducir costos de operación durante toda la fase de crecimiento. Esta estrategia se ha utilizado principalmente después de periodos de alimentación con aceites vegetales o ingredientes alternativos bajos en EPA y DHA, con el objetivo de restaurar o incrementar la proporción de HUFA de la serie n-3 en el músculo (Bell et al., 2003; Izquierdo et al., 2005; Benedito-Palos et al., 2009). La base fisiológica de esta estrategia se relaciona con la capacidad de los peces para modificar la composición lipídica de sus tejidos en respuesta a la composición de la dieta, mediante procesos de digestión, absorción, transporte lipoproteico, oxidación, elongación, desaturación y deposición diferencial en lípidos neutros y polares (Tocher, 2003; Tocher, 2010).

En salmón del Atlántico (*Salmo salar*), se ha demostrado que la sustitución de aceite de pescado por aceites vegetales reduce los niveles de EPA y DHA en el tejido, pero que la alimentación posterior con una dieta rica en aceite de pescado permitió restaurar parcialmente estos ácidos grasos en el filete. En dorada (*Sparus aurata*), Izquierdo et al. (2005) observaron que la sustitución de aceite de pescado por aceites vegetales modificó el perfil de ácidos grasos del músculo, y que el suministro posterior de aceite de pescado permitió recuperar parcialmente los contenidos de DHA y ARA en el filete. En dorada y lubina europea (*Dicentrarchus labrax*), Benedito-Palos et al. (2009) describieron el comportamiento temporal del proceso de restauración de ácidos grasos mediante dietas de finalización, destacando que el perfil de ácidos grasos del filete puede modificarse durante el periodo previo a la cosecha. Asimismo, en salmón Atlántico (*Salmo salar*), Codabaccus et al. (2012) evaluaron el uso de una dieta de finalización con aceite de pescado para restaurar HUFA n-3 en el filete, señalando que la reducción previa del contenido lipídico corporal puede favorecer la recuperación de EPA y DHA. En jurel mediterráneo (*Seriola dumerili*), Bordignon et al. (2020) reportaron que un periodo de wash-out con aceite de pescado incrementó los contenidos de ARA, EPA y DHA en músculo blanco y mejoró parcialmente el perfil de ácidos grasos después de dietas con aceites vegetales.

En tilapia del Nilo, las dietas de finalización son de interés debido a que esta especie puede crecer adecuadamente aun con dietas bajas en EPA y DHA, pero su filete puede enriquecerse mediante

el suministro previo a la cosecha de fuentes lipídicas ricas en omega-3 de cadena larga (Stoneham et al., 2018; Pérez-Velázquez et al., 2024). Stoneham et al. (2018) evaluaron el uso de aceite de pescado y harina de alga como fuentes de ácidos grasos n-3 en tilapia, reportando un incremento del valor nutricional del filete y de otros tejidos sin efectos negativos significativos en crecimiento, supervivencia, conversión alimenticia, rendimiento de filete o índices somáticos. Por su parte, Pérez-Velázquez et al. (2024) realizaron un bioensayo de ocho semanas con juveniles de *O. niloticus* de 3.11 ± 0.00 g de peso inicial, cultivados en un sistema de recirculación compuesto por 24 tanques circulares de 250 L, con una densidad de 15 peces por tanque (100 peces m^{-3}) y bajo condiciones controladas de calidad del agua. Los peces recibieron dietas formuladas con aceite de pescado o aceite de soya, así como dos tratamientos de finalización en los que la fuente lipídica se sustituyó a la mitad del ensayo (FO/SO y SO/FO). Los autores demostraron que el perfil de ácidos grasos del filete respondió rápidamente al cambio de la fuente lipídica y estimaron que, bajo las condiciones experimentales del estudio, fue posible alcanzar la concentración recomendada de 250 mg de DHA + EPA por cada 100 g de filete en aproximadamente 10 días tras cambiar de una dieta con aceite de soya a una con aceite de pescado, sin afectar el crecimiento, la supervivencia, la eficiencia alimenticia ni la composición proximal del filete (Pérez-Velázquez et al., 2024).

Las fuentes de DHA derivadas de microorganismos marinos han adquirido relevancia en la formulación de dietas de finalización, debido a la necesidad de reducir la dependencia del aceite de pescado sin perder el aporte de HUFA n-3 (Turchini et al., 2009; Sarker et al., 2016a; Wang et al., 2021). En tilapia del Nilo, Sarker et al. (2016a) demostraron que la sustitución completa del aceite de pescado por biomasa de *Schizochytrium* sp. incrementó la deposición de HUFA n-3 en el filete. De igual manera, dos Santos et al. (2019) reportaron que la inclusión de *Schizochytrium* sp. puede mejorar el perfil de ácidos grasos de tilapia, mientras que Jorge et al. (2022) señalaron que el tiempo de suplementación con harina de *Schizochytrium* sp. influye en la calidad de la carne y en la composición de ácidos grasos.

La forma lipídica en la que se suministran los ácidos grasos también puede influir en su digestión, absorción y deposición tisular. Los lípidos neutros, principalmente triacilglicéridos, cumplen funciones de reserva energética, mientras que los lípidos polares, como los fosfolípidos, participan

en la estructura de membranas y en procesos de transporte lipídico (Tocher, 2003; Tocher et al., 2008). En peces, los ácidos grasos unidos a fosfolípidos dietarios son mejor absorbidos en el tracto digestivo, y producen mejores resultados en el crecimiento, desarrollo, transporte de ácidos grasos y composición de membranas, aunque su efecto depende de la especie, etapa de desarrollo y clase fosfolipídica (Geurden et al., 1998; Tocher et al., 2008).

2.7 Fosfolípidos

Los fosfolípidos (PL) constituyen una de las principales clases de lípidos estructurales en células eucariotas y representan componentes esenciales de las membranas biológicas. Su arquitectura molecular se basa en un esqueleto de glicerol esterificado a dos cadenas acílicas (que determinan propiedades fisicoquímicas como fluidez y empaquetamiento) y a un grupo fosfato unido a un sustituyente polar (cabeza) que confiere identidad química y funcionalidad a cada especie fosfolipídica (Fig. 4). Esta organización hace que los PL sean moléculas anfipáticas, capaces de autoensamblarse en bicapas en presencia de agua, formar microdominios y participar en la compartimentalización subcelular y la regulación selectiva del transporte de solutos y macromoléculas. En este sentido, la composición y distribución de fosfolípidos en la membrana se relaciona con procesos celulares como señalización, tráfico vesicular, comunicación intercelular y mantenimiento de la integridad estructural (Ali y Szabó, 2023).

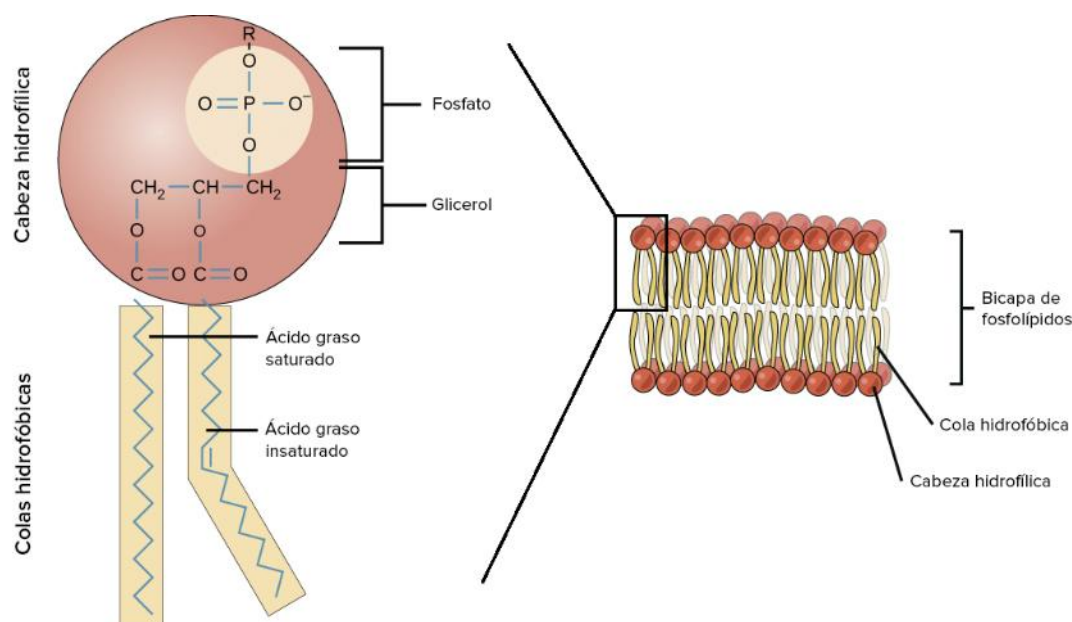


Figura 4. Estructura general de un fosfolípido y organización de la bicapa fosfolipídica. Adaptado de Chen et al. (2022).

Además, los fosfolípidos participan en la dinámica de membranas mediante mecanismos de remodelación así como la reacilación y cambios en saturación/longitud de cadenas de sus ácidos grasos y mediante su interconversión metabólica, procesos que ajustan propiedades mecánicas y funcionales de la bicapa. La homeostasis fosfolipídica implica rutas de síntesis *de novo*, remodelación enzimática y conversiones entre clases, las cuales pueden repercutir en la composición de membranas y en la disponibilidad de lípidos con funciones regulatorias (Korbecki et al., 2024).

2.7.1 Principales clases de fosfolípidos

La fosfatidilcolina (PC) suele ser una de las clases más abundantes en membranas eucariotas y contribuye de manera significativa a la estabilidad de la bicapa y a la regulación de propiedades como fluidez y organización lipídica. Desde el punto de vista metabólico, PC se integra en redes de interconversión con otras clases, particularmente con fosfatidiletanolamina (PE) y fosfatidilserina (PS), mediante enzimas que sostienen el balance entre clases fosfolipídicas y, por ende, el mantenimiento de la composición de membranas (Korbecki et al., 2024). Por otro lado, PE es una clase de PL ampliamente distribuida que participa en la arquitectura de membranas y tiene un papel ante cambios de salinidad. Además, la PE tiene un rol particularmente relevante en autofagia por su participación en la conjugación de proteínas tipo LC3 con PE (LC3-PE), un paso clave en la biogénesis y expansión de membranas autofágicas, lo cual resalta su importancia funcional más allá del soporte estructural (Ye et al., 2023). En el caso de fosfatidilinositol (PI) es precursor de fosfoinosítidos (PIP), que corresponden a derivados fosforilados con funciones regulatorias. Aunque representan una fracción minoritaria del total lipídico, los PIP participan en la organización de microambientes de membrana y en eventos de señalización y tráfico, incluyendo su distribución en compartimentos subcelulares específicos y su participación en interfaces de contacto entre organelos. Su relevancia se refleja en que variaciones en su metabolismo se asocian con cambios en rutas celulares dependientes de señalización lipídica (Balla, 2013). Finalmente, PS es un fosfolípido aniónico cuya distribución y metabolismo son relevantes para la organización de membranas y para procesos regulados por la asimetría de la bicapa, en particular en la iniciación de la apoptosis. En literatura reciente se discuten sus fuentes, funciones y aplicaciones, así como aspectos de su obtención y uso en contextos biotecnológicos y

nutracéuticos (Chen et al., 2022). De igual manera, las rutas de interconversión entre PS, PE y PC forman parte del marco bioquímico que sostiene la homeostasis fosfolipídica celular (Korbecki et al., 2024).

Además de su papel estructural y regulador en las membranas, la clase de fosfolípido con la que se suministra un ácido graso puede modificar su destino digestivo y metabólico. En el intestino, los glicerofosfolípidos no se hidrolizan ni se absorben de manera idéntica, ya que su procesamiento depende de la clase fosfolipídica y de las enzimas implicadas en su digestión y reaclación; en particular, la PC ha sido señalada como un vehículo importante para el transporte de colina, lo que sugiere que la administración de DHA esterificado en una clase fosfolipídica específica podría favorecer su absorción y posterior incorporación tisular (Murota, 2020). En peces, esta diferencia entre clases de PL también se ha relacionado con respuestas fisiológicas distintas. Por ejemplo, en rodaballo recién destetado, las diferentes clases de fosfolípidos dietarios modificaron la absorción de lípidos neutros y el desempeño de los organismos, observándose un efecto particularmente relevante de la PC sobre la absorción intestinal lipídica (Geurden et al., 1998). De manera más amplia, en teleósteos se ha documentado que los fosfolípidos dietarios pueden influir en crecimiento, supervivencia, desarrollo, resistencia al estrés, transporte lipídico y composición de membranas, e incluso que ciertas clases pueden ser más importantes que otras según la respuesta biológica evaluada, como ocurre con PC en crecimiento y PI en procesos de desarrollo (Tocher et al., 2008).

2.7.2 Lípidos polares y absorción intestinal de ácidos grasos en peces

Los lípidos dietarios pueden suministrarse en diferentes formas moleculares, entre ellas triacilglicéridos, fosfolípidos, ácidos grasos libres y ésteres. Estas formas no tienen el mismo comportamiento digestivo ni metabólico, ya que difieren en su emulsificación, hidrólisis enzimática, absorción intestinal, transporte lipoproteico y destino tisular (Tocher, 2003; Tocher, 2010). Los triacilglicéridos constituyen una de las principales formas de almacenamiento energético y, durante la digestión, son hidrolizados principalmente a ácidos grasos libres y monoacilglicéridos, los cuales son absorbidos por los enterocitos y reesterificados para su transporte posterior a tejidos que requieren energía (Tocher, 2003). En cambio, los fosfolípidos forman parte de los lípidos polares y cumplen funciones estructurales en membranas celulares,

además de participar en procesos de emulsificación, absorción y transporte de lípidos (Tocher *et al.*, 2008; Cahu *et al.*, 2009). Una ventaja de los fosfolípidos sobre los triacilglicéridos se relaciona con su naturaleza anfipática. Debido a que poseen una región hidrofílica y una región hidrofóbica, los fosfolípidos pueden contribuir a la emulsificación de lípidos en el lumen intestinal y facilitar la formación de estructuras micelares necesarias para la absorción de ácidos grasos (Tocher *et al.*, 2008; Murota, 2020). Además, los productos de digestión de los fosfolípidos, como lisofosfolípidos y ácidos grasos libres, pueden ser absorbidos por los enterocitos y posteriormente reacilados para formar nuevos fosfolípidos o incorporarse a lipoproteínas (Murota, 2020). Este proceso es relevante porque el transporte de lípidos desde el intestino hacia tejidos periféricos depende, en parte, del ensamblaje de lipoproteínas, proceso en el cual los fosfolípidos desempeñan un papel estructural importante (Tocher *et al.*, 2008; Hussain, 2014).

Murota (2020) señaló que los glicerofosfolípidos dietarios pueden funcionar como moléculas transportadoras de colina y ácidos grasos n-3, incluidos EPA y DHA, aunque su digestión y absorción dependen de la clase fosfolipídica, la posición del ácido graso en la molécula y los procesos de hidrólisis y reacilación intestinal. En este sentido, el DHA esterificado en fosfolípidos puede tener un destino metabólico distinto al DHA esterificado en triacilglicéridos, ya que los fosfolípidos participan directamente en la formación de membranas y en el transporte lipoproteico (Tocher *et al.*, 2008; Murota, 2020). No obstante, la eficiencia de absorción y deposición de DHA no depende únicamente de la forma lipídica, sino también de la cantidad total de DHA aportada, del balance de la dieta, de la etapa fisiológica del pez y de la capacidad metabólica de la especie (Tocher, 2010; Murota, 2020).

El papel de los fosfolípidos dietarios en la absorción de lípidos ha sido documentado en peces. Geurden y colaboradores (1998) evaluaron distintas clases de fosfolípidos en turbot recién destetado (*Scophthalmus maximus*) y reportaron que la clase fosfolipídica de la dieta influyó en la absorción de lípidos neutros, destacando la importancia de la fosfatidilcolina en procesos intestinales de absorción lipídica. De manera similar, Tocher *et al.* (2008) señalaron que los fosfolípidos dietarios pueden favorecer el transporte de lípidos en peces al participar en la formación de lipoproteínas, además de contribuir al crecimiento y desarrollo de tejidos. Cahu y colaboradores (2009) también indicaron que los fosfolípidos pueden mejorar la ontogenia

digestiva y la utilización de lípidos en larvas de peces, lo cual se ha relacionado con un mejor funcionamiento del intestino y del transporte lipídico.

Por último, en etapas tempranas de desarrollo de peces, el sistema digestivo y la capacidad de transporte lipídico pueden no estar completamente desarrollados, por lo que la inclusión de fosfolípidos en la dieta puede favorecer la absorción de lípidos y reducir la acumulación anormal de gotas lipídicas en enterocitos (Fontagné et al., 1998; Cahu et al., 2009).

2.8 Proteínas musculares

Las proteínas constituyen uno de los principales componentes orgánicos del tejido muscular de los peces y están directamente relacionadas con el crecimiento, la deposición de tejido magro y el estado nutricional del organismo (Mommsen, 2001). En peces teleósteos, el crecimiento muscular depende del balance entre síntesis y degradación proteica, por lo que la concentración de proteínas en músculo puede emplearse como un indicador general de la condición bioquímica del tejido (Mommsen, 2001). La fracción miofibrilar representa una parte importante de la actividad de síntesis proteica en músculo, por lo que los cambios en proteína muscular pueden reflejar modificaciones en crecimiento, utilización de nutrientes o respuesta fisiológica a la dieta (Mommsen, 2001).

En estudios de nutrición acuícola, la determinación de proteínas totales permite evaluar si una dieta modifica la composición bioquímica del tejido más allá de los cambios en lípidos o ácidos grasos (Mommsen, 2001; Tocher, 2003). Esto es relevante en dietas de finalización, ya que estas pueden modificar rápidamente el perfil lipídico del músculo sin necesariamente alterar el contenido proteico o el crecimiento corporal durante periodos cortos de alimentación (Tocher, 2003). Por ello, cuando se incorporan fuentes lipídicas ricas en ácidos grasos poliinsaturados, como DHA, la evaluación de proteínas totales ayuda a distinguir si la dieta generó un cambio específico en la calidad lipídica o si también afectó la composición general del tejido muscular (Tocher, 2003).

La cuantificación de proteínas totales suele realizarse mediante métodos colorimétricos, entre ellos el método de Bradford, basado en la unión del colorante Coomassie Brilliant Blue G-250 a

las proteínas y en la medición espectrofotométrica del cambio de absorbancia (Bradford, 1976). Este método es ampliamente utilizado por su rapidez, sensibilidad y reproducibilidad para estimar concentraciones de proteína en muestras biológicas (Bradford, 1976).

2.8.1 Enzimas antioxidantes y peroxidación lipídica

Los peces, al igual que otros organismos aeróbicos, producen especies reactivas de oxígeno durante el metabolismo normal, y esta producción puede incrementarse por factores como la dieta, la calidad del agua, la exposición a contaminantes, el nivel de lípidos dietarios o condiciones de estrés fisiológico (Martínez-Álvarez et al., 2005; Welker et al., 2012). Cuando la generación de especies reactivas de oxígeno supera la capacidad antioxidante del organismo, se produce estrés oxidativo, el cual puede afectar lípidos, proteínas, ADN y membranas celulares (Martínez-Álvarez et al., 2005; Hamed et al., 2020). En tilapia del Nilo, se ha demostrado que distintos factores de estrés pueden modificar la actividad de enzimas antioxidantes y aumentar marcadores de daño oxidativo, por lo que estas variables se utilizan como indicadores bioquímicos del estado fisiológico del pez (Meng et al., 2014; Hamed et al., 2020).

Entre las principales enzimas antioxidantes se encuentran la superóxido dismutasa (SOD) y la catalasa (CAT), las cuales participan en la neutralización de especies reactivas de oxígeno (Martínez-Álvarez et al., 2005). La SOD cataliza la conversión del radical superóxido en peróxido de hidrógeno, mientras que la CAT degrada el peróxido de hidrógeno en agua y oxígeno, reduciendo así su acumulación celular (Martínez-Álvarez et al., 2005; Welker et al., 2012). En tilapia del Nilo, Welker et al. (2012) observaron que la catalasa participa en la respuesta frente al estrés por hipoxia y reoxigenación, mientras que Meng et al. (2014) reportaron cambios en SOD y CAT hepáticas en tilapia expuesta a metomilo, lo que confirma la sensibilidad de estas enzimas ante condiciones de estrés.

La actividad antioxidante también puede responder a la composición de la dieta. En tilapia, Jiang et al. (2020) evaluaron dietas con diferentes niveles de lípidos y vitamina E, observando que la suplementación con vitamina E incrementó la actividad de SOD y CAT, y redujo el contenido de malondialdehído, lo que evidencia la relación entre nutrición lipídica, antioxidantes dietarios y defensa oxidativa. Asimismo, estudios con dietas altas en grasa en tilapia han mostrado que el

exceso de lípidos puede inducir acumulación hepática de grasa, alterar el metabolismo lipídico y modificar la capacidad antioxidante, reflejada en cambios de SOD, CAT y malondialdehído (Jia et al., 2020; Xiong et al., 2018). Por ello, actualmente se tiene un gran interés en el análisis de enzimas antioxidantes en dietas enriquecidas con ácidos grasos poliinsaturados, ya que estos compuestos, especialmente los de cadena larga y alto grado de insaturación como DHA, son más susceptibles a procesos de oxidación (Tocher, 2003; Martínez-Álvarez et al., 2005).

La peroxidación lipídica es uno de los principales efectos del estrés oxidativo sobre los lípidos de membrana y puede evaluarse mediante TBARS, un método que estima productos secundarios de oxidación, principalmente malondialdehído (Buege y Aust, 1978; Ohkawa et al., 1979). En tilapia, el malondialdehído se ha utilizado como indicador de daño oxidativo en músculo, sangre e hígado bajo distintos tipos de estrés, incluyendo exposición a microplásticos, nanopartículas y dietas altas en lípidos (Alkaladi et al., 2018; Hamed et al., 2020; Xiong et al., 2018). Por lo cual, en estudios donde se busca enriquecer el músculo con DHA, la evaluación conjunta de SOD, CAT y TBARS permite determinar si la mejora del perfil lipídico ocurre sin inducir una respuesta oxidativa detectable en el tejido (Tocher, 2003; Jiang et al., 2020).

2.9 Histología hepática en peces

La histología hepática es una herramienta útil para evaluar el estado fisiológico y nutricional de los peces, debido a que el hígado participa en procesos centrales como metabolismo de lípidos, metabolismo de carbohidratos, detoxificación, almacenamiento energético y síntesis de moléculas asociadas al transporte lipídico (Wolf y Wolfe, 2005; Tocher, 2003). En estudios de nutrición acuícola, el hígado es un órgano clave porque responde a cambios en el nivel y tipo de lípidos dietarios, así como a desequilibrios energéticos o exposición a ingredientes oxidados (Caballero et al., 2004; Tahir y Kop, 2022). Por esta razón, el análisis histológico hepático permite complementar los resultados de crecimiento, composición bioquímica y perfil de ácidos grasos del músculo (Wolf y Wolfe, 2005; Wolf et al., 2015).

Uno de los cambios histológicos más frecuentes en hígado de peces cultivados es la vacuolización hepatocelular, la cual puede asociarse con acumulación de lípidos, glucógeno o ambos dentro del citoplasma de los hepatocitos (Wolf y Wolfe, 2005; Wolf et al., 2015). Sin embargo, la

interpretación de esta vacuolización debe realizarse con cuidado cuando se emplea tinción hematoxilina-eosina, ya que esta técnica permite observar la morfología general del tejido, pero no distingue de forma específica entre vacuolas lipídicas y depósitos de glucógeno (Wolf et al., 2015). Por lo cual, la presencia de vacuolas no siempre debe interpretarse como lesión patológica, ya que en peces puede representar una condición fisiológica asociada al almacenamiento energético, especialmente bajo condiciones de cultivo y alimentación continua (Wolf y Wolfe, 2005; Wolf et al., 2015).

El nivel de lípidos en la dieta puede influir directamente sobre la morfología hepática, ya que un exceso de grasa dietaria puede favorecer acumulación lipídica en hepatocitos y alterar el metabolismo energético del hígado (Jia et al., 2020). En tilapia del Nilo, dietas altas en grasa han sido relacionadas con esteatosis hepática, estrés del retículo endoplásmico y alteraciones en procesos de autofagia, lo que evidencia la sensibilidad del hígado ante cambios prolongados en la carga lipídica dietaria (Jia et al., 2020). De igual manera, en otras especies acuícolas se ha observado que la sustitución de fuentes lipídicas puede modificar la morfología hepática, aunque algunos cambios pueden ser reversibles cuando se restablece una dieta equilibrada (Caballero et al., 2004).

La calidad del aceite utilizado en la dieta también es relevante, ya que los aceites oxidados pueden inducir alteraciones hepáticas y afectar indicadores sanguíneos o histológicos en tilapia del Nilo (Tahir y Kop, 2022). Esto se relaciona con la susceptibilidad de los ácidos grasos poliinsaturados a la oxidación, debido a que su alto número de dobles enlaces los hace más vulnerables a procesos de peroxidación lipídica (Tocher, 2003; Martínez-Álvarez et al., 2005).

2.10 *Schizochytrium* sp.

Schizochytrium sp. es una forma de microorganismo marino con estructura unicelular y esférica que pertenece al reino Chromista, subreino Harosa, filo Stramenopiles, clase Labyrinthulomycetes, orden Thraustochytriales, familia Thraustochytriaceae (Morabito et al., 2019). El contenido de aceite en *Schizochytrium* sp. puede superar el 50% del peso seco, mientras que el contenido de DHA puede representar hasta el 70% de los ácidos grasos totales (Wang et al., 2021).

A diferencia de las microalgas autótrofas, este organismo no depende de la fotosíntesis para crecer, sino que utiliza fuentes orgánicas de carbono, lo que ha favorecido su aprovechamiento biotecnológico para la producción de lípidos, particularmente DHA. Además, los thraustochytridos, incluido *Schizochytrium* sp., son reconocidos por su elevada capacidad de acumulación lipídica y por su papel como productores de HUFA en ambientes marinos, lo que explica su relevancia como fuente alternativa de DHA (Marchan et al., 2018; Wang et al., 2024).

En años recientes, *Schizochytrium* sp. ha despertado especial interés como alternativa sostenible al aceite de pescado, tanto en alimentos para acuicultura como en productos destinados al consumo humano, debido a su alto contenido de DHA y a la posibilidad de producirlo mediante fermentación controlada. En acuicultura, su uso ha sido evaluado como reemplazo parcial o total del aceite de pescado en distintas especies; por ejemplo, en salmón del Atlántico se observó que una harina algal rica en DHA derivada de *Schizochytrium* sp. pudo sustituir aceite de pescado sin afectar el crecimiento ni la calidad del filete, manteniendo además niveles elevados de DHA en el tejido comestible (Sprague et al., 2015). De manera similar, en trucha arcoíris se reportó que la sustitución parcial del aceite de pescado con *Schizochytrium* sp. fue bien digerida y permitió reemplazar hasta 80% del aceite de pescado sin efectos negativos sobre el crecimiento y la respuesta inmune (Lee et al., 2022), mientras que el uso de aceite de *Schizochytrium* sp. T18 también mostró viabilidad como fuente lipídica alternativa en dietas para esta especie (Osmond et al., 2021). No obstante, el uso de harinas derivadas de *Schizochytrium* sp. en la acuicultura aún enfrenta retos importantes para su adopción comercial, entre los que destacan los altos costos de producción, la necesidad de optimizar los niveles de inclusión según la especie y etapa de cultivo, así como el desarrollo de procesos de producción estandarizados que garanticen una calidad constante de la biomasa y permitan su aplicación a gran escala (Zhang et al., 2023).

2.11 Microbiota intestinal

La microbiota se define como el conjunto de microorganismos, incluyendo bacterias, arqueas, hongos, virus y bacteriófagos, que colonizan diversos nichos del organismo. En particular, la microbiota intestinal se localiza en el tracto digestivo y desempeña un papel fundamental en la digestión, el metabolismo, la absorción de nutrientes, la respuesta inmunitaria y la protección frente a patógenos, influyendo directamente en el crecimiento, la salud y la susceptibilidad a

enfermedades del hospedero (Egerton et al., 2018; Kanika et al., 2025). Bajo ciertas condiciones y dependiendo de la composición y el equilibrio de la comunidad microbiana, la microbiota intestinal puede contribuir al aprovechamiento eficiente de los nutrientes, favorecer la renovación del epitelio intestinal y la angiogénesis, estimular el desarrollo y la maduración del sistema inmunológico y actuar como una barrera protectora frente a patógenos invasores mediante la competencia por nutrientes o la producción de sustancias antimicrobianas (Nayak, 2010; Llewellyn et al., 2014; Ghanbari et al., 2015).

Por ello, el establecimiento de un equilibrio y una relación mutualista entre la microbiota intestinal, la barrera epitelial y el sistema inmunitario resulta fundamental para optimizar procesos como la reproducción, el crecimiento y el metabolismo, así como para favorecer una respuesta fisiológica e inmunológica adecuada en la tilapia, permitiendo el mantenimiento de la homeostasis intestinal en esta especie (Tarnecki, 2017).

La composición lipídica de la dieta puede influir en la estructura, diversidad y riqueza de la microbiota intestinal y, en consecuencia, modificar variables relacionadas con el desempeño del hospedero, como el crecimiento, la salud intestinal y la respuesta al estrés (Talwar et al., 2018; Ou et al., 2024). En tilapia se ha señalado que la evaluación de los lípidos dietarios no debería basarse únicamente en el crecimiento, ya que la fuente, la calidad y el nivel de los macronutrientes influyen directamente en la estructura y el equilibrio microecológico de la microbiota intestinal. Una combinación adecuada de estos nutrientes favorece la homeostasis intestinal, mientras que niveles o fuentes inadecuadas pueden reducir la diversidad microbiana, disminuir la abundancia de microorganismos benéficos y favorecer la proliferación de microorganismos potencialmente patógenos, promoviendo un estado de disbiosis e incrementando la susceptibilidad a enfermedades (Ou et al., 2024; Parata et al., 2020).

De manera específica, en *O. niloticus* se ha observado que el reemplazo del aceite dietario con aceite de *Schizochytrium* sp. modificó la composición del microbioma intestinal sin los efectos desfavorables asociados a algunas sustituciones con aceites vegetales. En ese estudio, las dietas ricas en aceite vegetal se asociaron con una disminución de Peptostreptococcaceae y un incremento de Aeromonadaceae, familia que incluye bacterias oportunistas frecuentemente

relacionadas con procesos inflamatorios intestinales. Por otro lado, la sustitución total por aceite de *Schizochytrium* sp. promovió un aumento en la abundancia de Mycobacteriaceae y evitó el incremento de Aeromonadaceae, manteniendo una comunidad microbiana compatible con la homeostasis intestinal. Asimismo, el microbioma de los peces alimentados con esta fuente lipídica estuvo dominado por familias características del microbioma intestinal de peces, como Fusobacteriaceae, Peptostreptococcaceae y Enterobacteriaceae, al tiempo que se observó un mayor crecimiento y un incremento en el contenido de ácidos grasos omega-3 del filete (Trevi et al., 2024). Asimismo, en peces se ha documentado que los fosfolípidos dietarios también pueden influir en la estructura de la comunidad microbiana intestinal. Por ejemplo, en larvas de lobina negra (*Micropterus salmoides*), Wang et al. (2022) observaron que la microbiota estuvo dominada principalmente por los filos Proteobacteria, Firmicutes y Actinobacteriota, los cuales representaron la mayor proporción de la comunidad bacteriana independientemente del tratamiento. Aunque la suplementación con fosfolípidos no modificó significativamente la estructura general de la comunidad a nivel de filo, sí produjo cambios importantes a nivel de género, disminuyendo la abundancia relativa de *Klebsiella*, un microorganismo potencialmente patógeno asociado con procesos inflamatorios e infecciones oportunistas. Estos cambios en la composición bacteriana se acompañaron de un incremento en la actividad de enzimas digestivas, un mejor desarrollo de la estructura intestinal y una mayor expresión de genes relacionados con la respuesta inmunitaria, lo que sugiere que los fosfolípidos favorecieron el establecimiento de una microbiota intestinal más estable y funcional, contribuyendo al mejor estado fisiológico de las larvas (Wang et al., 2022).

2.11.1 Bacterias benéficas

Como parte de la microbiota intestinal de la tilapia existen microorganismos que, cuando forman parte de una comunidad microbiana equilibrada, contribuyen al mantenimiento de la homeostasis intestinal y al adecuado funcionamiento fisiológico del hospedero (Hemarajata y Versalovic, 2013). Estos microorganismos participan en el mantenimiento de la integridad de la barrera intestinal, la producción de compuestos antimicrobianos, la modulación de la respuesta inmunitaria y la exclusión competitiva de microorganismos potencialmente patógenos (Xia et al., 2020). En acuicultura, diversos géneros bacterianos se utilizan como probióticos con el propósito

de favorecer el equilibrio de la microbiota intestinal, entre los que destacan *Bacillus*, *Lactobacillus*, *Lactococcus*, *Pediococcus* y *Enterococcus* (Ringø et al., 2020). El género *Bacillus* es un grupo de organismos Gram positivos, con forma de bastón y formadores de endosporas, encontrados comúnmente en la microbiota intestinal de las tilapias (Sookchaiyaporn, 2020). La mayoría de especies de este género tienen potencial probiótico dentro de la industria acuícola, por las propiedades benéficas que poseen, ya que participan mejorando el sistema inmune, producción de sustancias antibacterianas y la exclusión competitiva (Knipe et al., 2020).

Por su parte, el género *Lactobacillus* son organismos Gram positivos, con forma de bastón y no generan endosporas (Goyal et al., 2012). Este grupo ha sido ampliamente estudiado para su aplicación biotecnológica y comercialización como probióticos, ya que evitan el daño oxidativo en los peces y poseen la capacidad de producir agentes antibacterianos como el ácido láctico, el peróxido de hidrógeno y el diacetilo (Lee et al., 2017).

2.11.2 Bacterias patógenas

Las bacterias patógenas son microorganismos capaces de causar enfermedades en los organismos acuáticos y su incidencia se ha incrementado como consecuencia de la intensificación de los sistemas de producción acuícola. Entre los principales géneros bacterianos asociados a patologías en peces cultivados se encuentran *Aeromonas* y *Pseudomonas* (Yong-Rojas, 2021).

El género *Aeromonas* comprende bacterias Gram negativas, con morfología de bacilo y metabolismo aerobio facultativo, las cuales son comúnmente aisladas de los intestinos de la tilapia. La patogenicidad de este género se ha asociado principalmente con la presencia de genes de virulencia como la aerolisina y la enterotoxina citotóxica, los cuales pueden ejercer efectos citotóxicos, enterotóxicos y hemolíticos (Varshney et al., 2017; Pakingking et al., 2020; El-Bahar et al., 2019), dependiendo del tipo de cepa y su concentración. En tilapias, las infecciones causadas por *Aeromonas* se han relacionado con la aparición de lesiones externas, tales como úlceras hemorrágicas en la piel, edema, despigmentación y descamación (Grajales-Hahn et al., 2018).

Por su parte, el género *Pseudomonas* está conformado por bacterias Gram negativas, con forma de bacilo, aerobias obligatorias, no formadoras de esporas y con capacidad de motilidad (Liu et

al., 2021). Aunque su presencia en el tracto digestivo de la tilapia ha sido reportada con baja prevalencia, este género ha sido asociado a diversas afecciones patológicas (Alcaraz, 2010). Las infecciones por *Pseudomonas* en tilapias se han vinculado con signos clínicos como pérdida de escamas, hemorragias, formación de úlceras y ascitis (Derwa et al., 2017; Ismail y El Lamei, 2017). Este grupo es cosmopolita de los sistemas dulceacuícolas y su presencia está muy determinada por las condiciones de cultivo, así como el manejo pre y probiótico.

3. JUSTIFICACIÓN

En México, la ingesta de ácidos grasos omega-3, particularmente DHA, se encuentra por debajo de los niveles recomendados para la población, lo que limita los beneficios nutricionales de la dieta y aumenta el riesgo de enfermedades cardiovasculares y afectaciones cognitivas. La tilapia del Nilo, aunque es una de las especies de mayor consumo a nivel nacional, presenta un contenido naturalmente bajo de DHA en su músculo, lo que reduce su potencial como fuente de este nutriente esencial.

Ante esta limitación, es deseable desarrollar estrategias de alimentación que incrementen el contenido de DHA en el filete de tilapia, sin depender de fuentes tradicionales como el aceite de pescado, cuya disponibilidad es limitada y su producción genera impactos ambientales. La inclusión de *Schizochytrium* sp. en dietas de finalización, constituye una alternativa sostenible para mejorar el perfil lipídico del músculo de tilapia. Asimismo, la forma de suministro del DHA como fosfolípidos o triglicéridos puede influir en la eficiencia de acumulación en músculo y en la modificación de la microbiota intestinal.

4. HIPÓTESIS

Se plantea que la inclusión de DHA derivado de *Schizochytrium* sp., suministrado en forma de fosfolípidos durante un período de finalización de dieta de una a dos semanas, favorecerá una mayor acumulación de DHA en el tejido muscular de tilapia del Nilo, en comparación con su administración en forma de triglicéridos.

Se espera además que la utilización de DHA en forma de fosfolípidos modifique de manera significativa la composición y diversidad de la microbiota intestinal, lo que podría contribuir potencialmente en mejoras en la digestión y en parámetros metabólicos de los peces.

5. OBJETIVOS

5.1 Objetivo general

Evaluar el efecto de la incorporación de *Schizochytrium* sp. en el alimento de finalización de tilapia (*O. niloticus*) y los cambios estructurales en la comunidad bacteriana del tracto digestivo de tilapia.

5.2 Objetivos particulares

1. Determinar el efecto de la inclusión de lípidos neutros y polares de *Schizochytrium* sp. en una dieta de finalización sobre el contenido de DHA en músculo de *O. niloticus*.
2. Evaluar los cambios en la composición de fosfolípidos, la distribución de ácidos grasos y la respuesta fisiológica asociada al estado oxidativo e histológico de juveniles de *O. niloticus* bajo dietas suplementadas con *Schizochytrium* sp.
3. Analizar las diferencias en la estructura de la comunidad bacteriana intestinal de *O. niloticus* expuesta a dietas suplementadas con *Schizochytrium* sp. frente a un control.

6. MATERIALES Y MÉTODOS

6.1 Elaboración de dietas

Se evaluaron cinco dietas experimentales con inclusión de la fracción neutra y la fracción polar de aceite de *Schizochytrium* sp. durante un periodo de dos semanas. Los tratamientos experimentales se presentan en la Tabla 1 y consistieron en una dieta control, una dieta con 2.5% de fracción neutra (LN 2.5%), una dieta con 2.5% de fracción polar (LP 2.5%), una dieta con 5% de fracción neutra (LN 5%) y una dieta con 5% de fracción polar (LP 5%). Cada tratamiento contó con tres réplicas, para un total de 15 tanques experimentales. Todos los tratamientos fueron isolipídicos, con 5% de aceite de coco para el control y 2.5% para los alimentos con aceite de *Schizochytrium* sp.

La harina de *Schizochytrium* sp. fue proporcionada por la Dra. Paola Magallón Servín (CIBNOR) y posteriormente fue trasladada al Laboratorio de Metabolismo de Lípidos. Para la extracción lipídica, se trabajó con 573.43 g de harina, la cual fue previamente hidratada y homogenizada con 90 mL de agua destilada (H₂O_d) hasta obtener una pasta uniforme. La muestra hidratada se transfirió a frascos de vidrio ámbar (capacidad aproximada de 1 L), empleando embudos con papel filtro para facilitar la transferencia. Posteriormente, se adicionaron 5 L de solución cloroformo:metanol (2:1 v/v), siguiendo el método descrito por Folch et al. 1957, manteniendo una proporción aproximada muestra:solvente adecuada para la extracción de lípidos. Asimismo, se agregaron 100 µL de BHT (butilhidroxitolueno) directamente a la mezcla como agente antioxidante, con el fin de prevenir la oxidación de ácidos grasos poliinsaturados. El sistema se mantuvo en extracción a -20°C durante aproximadamente 48 h. Durante este periodo, la muestra fue sometida a sonicación en baño con hielo en al menos una ocasión (15 min), con el objetivo de favorecer la liberación de lípidos. Finalizado el tiempo de extracción, los frascos se llevaron a temperatura ambiente hasta eliminar la condensación. Posteriormente, el extracto se sometió a un proceso de filtración mediante embudos de vidrio con papel filtro, recuperando la fase líquida en recipientes de vidrio ámbar protegidos de la luz (cubiertos con aluminio) para minimizar la oxidación. El extracto lipídico obtenido fue concentrado mediante evaporación del solvente utilizando nitrógeno gaseoso de alta pureza, proceso que se realizó de manera progresiva en varios periodos hasta obtener el aceite. Durante este procedimiento, las muestras se mantuvieron

protegidas de la luz y se almacenaron a -20°C entre etapas para evitar su degradación. Una vez obtenido el extracto lipídico total, este se separó en sus fracciones de lípidos neutros y lípidos polares, para su posterior análisis. Finalmente, las fracciones obtenidas se almacenaron en recipientes ámbar a -20°C hasta su uso.



Figura 5. Proceso de evaporación del solvente bajo flujo de nitrógeno (N_2) para la obtención del extracto lipídico, realizada en el Laboratorio de Metabolismo de Lípidos.

Tabla 1. Composición porcentual de las dietas experimentales con la inclusión de *Schizochytrium* sp. (g/100 g).

Ingredientes	Alimento control	Alimento LN 2.5%	Alimento LN 5%	Alimento LP 2.5%	Alimento LP 5%
Aceite de coco	5.0	2.5	-	2.5	-
LN aceite de <i>Schizochytrium</i> sp.	-	2.5	5	-	-
LP aceite de <i>Schizochytrium</i> sp.	-	-	-	2.5	5
Harina subproducto de res	12.50	12.50	12.50	12.50	12.50
Harina subproducto de ave	12.50	12.50	12.50	12.50	12.50
Pasta de soya	34	34	34	34	34
Gluten de trigo	10.40	10.40	10.40	10.40	10.40
Harina de trigo	17.89	17.89	17.89	17.89	17.89
Lecitina de soya	1.0	1.0	1.0	1.0	1.0
Ácido algínico	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0
Premezcla vitaminas	0.70	0.70	0.70	0.70	0.70
Premezcla minerales	1.0	1.0	1.0	1.0	1.0
Cloruro de colina	0.20	0.20	0.20	0.20	0.20
Vitamina C (ROVIMIX STAY-C35)	0.01	0.01	0.01	0.01	0.01
Fosfato dibásico de calcio (CaHPO ₄)	1.50	1.50	1.50	1.50	1.50
Betaína	0.20	0.20	0.20	0.20	0.20
Antioxidante BHT	0.01	0.01	0.01	0.01	0.01
Total	100	100	100	100	100

Las dietas experimentales se elaboraron con base en la composición porcentual mostrada en la Tabla 1. En primer lugar, se preparó una premezcla basal mediante la homogenización de los ingredientes secos. Posteriormente, cada tratamiento fue ajustado mediante la inclusión de la fuente lipídica correspondiente, de acuerdo con la formulación experimental establecida. Una vez incorporados los aceites, la mezcla total se homogenizó y se adicionó agua hasta obtener una consistencia adecuada para su procesamiento. La masa resultante se pelletizó utilizando un molino de carne, obteniéndose pellets de aproximadamente 1.5 mm de diámetro. Finalmente, los pellets se secaron en horno a 45 °C durante 16 h y se almacenaron a 4 °C hasta su utilización.

6.2 Análisis Químico Proximal

El análisis químico proximal de las dietas experimentales se realizó por triplicado en el Laboratorio de Análisis Químico Proximal en CIBNOR, de acuerdo con los métodos oficiales de la AOAC International (2005). Las variables determinadas fueron humedad, proteína cruda, extracto etéreo, cenizas y fibra cruda. El contenido de humedad se determinó por diferencia de peso, mediante el secado de las muestras en una estufa de desecado (Terlab, Jalisco, México) a 105 °C durante 4 h. El contenido de cenizas se cuantificó por calcinación en mufla (Modelo F600, Thermolyne, Iowa, USA) a 600 °C durante 6 h. La proteína cruda se determinó mediante el método de combustión directa de Dumas, utilizando un horno de combustión (Modelo FP-528, LECO Corporation, Michigan, USA). El extracto etéreo se cuantificó con un sistema Soxtec Avanti Modelo 2050 (Foss Tecator, Höganäs, Suiza), empleando éter de petróleo como solvente de extracción. El contenido de fibra cruda se determinó por hidrólisis sucesiva ácida y básica, utilizando ácido sulfúrico e hidróxido de sodio en un digestor Fibertec Modelo M6 (Foss Tecator, Höganäs, Suiza). Finalmente, el extracto libre de nitrógeno (ELN) se calculó por diferencia, restando de 100 la suma de los porcentajes correspondientes a humedad, proteína cruda, extracto etéreo, cenizas y fibra cruda.

6.3 Peces

Para este estudio se utilizaron 135 alevines de tilapia del Nilo con un peso inicial promedio de 1.81 ± 0.19 g. Los peces fueron provenientes de la unidad UNCIBNOR, Nayarit, México, proporcionados por la Dra. Paola Magallón Servín de CIBNOR y permanecieron en tanques circulares de fibra de vidrio con una capacidad máxima de 1000 L para verificar que se encontraran libres de patógenos para el bioensayo. Durante este periodo se proporcionó alimento control (Tabla 1), la temperatura del agua se mantuvo en $27.7^\circ \pm 0.11$ °C, oxígeno disuelto 8.10 ± 0.45 mg L⁻¹, salinidad del agua de 0.73 ± 0.01 ppt y cubiertos con malla sombra.



Figura 6. Tanques circulares de fibra de vidrio y ejemplares de alevines de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) durante la etapa de cuarentena.



Figura 7. Sistema experimental del Laboratorio de Nutrición Acuícola durante la etapa de aclimatación de alevines de tilapia del Nilo (*O. niloticus*).

6.4 Diseño experimental

Los organismos se transportaron al Laboratorio de Nutrición Acuícola en CIBNOR en 15 tanques circulares de fibra de vidrio con una capacidad máxima de 120 L. Donde una vez al día (8:00 am) se registró la temperatura, oxígeno disuelto (OD), pH y salinidad con un equipo multiparámetro de campo (YSI Incorporated, Mod. 556 MPS, Ohio, USA).

Los organismos fueron distribuidos aleatoriamente a una densidad de nueve peces por tanque, para un total de 135 juveniles de tilapia del Nilo en el bioensayo. Los peces fueron alimentados con las dietas experimentales a una tasa diaria equivalente al 4% de la biomasa correspondiente en cada tanque, dividida en tres raciones suministradas a las 9:00, 13:00 y 17:00 h.

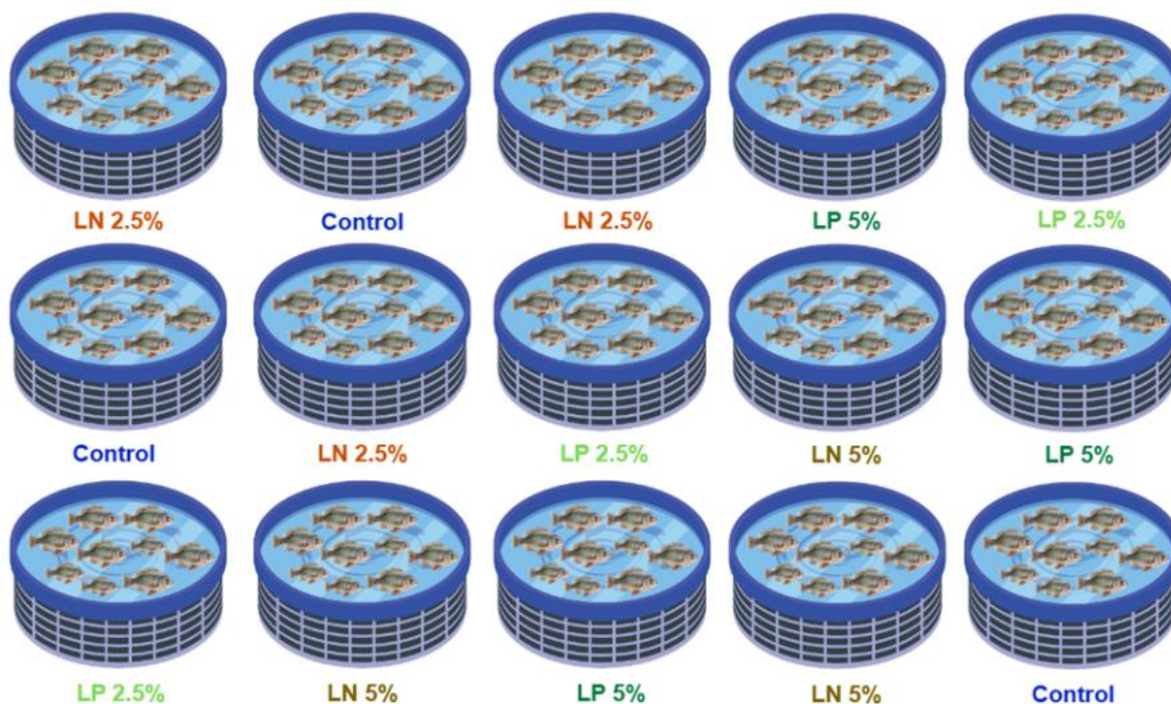


Figura 8. Esquema del diseño experimental utilizado en el bioensayo con alevines de tilapia del Nilo. Se evaluaron cinco tratamientos dietarios: Control, LN 2.5%, LP 2.5%, LN 5% y LP 5%, cada uno con tres réplicas, para un total de 15 tanques experimentales. En cada tanque se distribuyeron aleatoriamente nueve organismos.

El sistema de cultivo estuvo abastecido con agua dulce filtrada mediante filtros de arena, cartuchos de 10, 5 y 1 μm , y luz ultravioleta. Cada tanque estuvo equipado con piedras de aireación conectadas a mangueras de silicón alimentadas por un soplador de 5 HP, con el fin de mantener una adecuada oxigenación del agua. Además, los tanques fueron cubiertos con bolsas de plástico, utilizadas como barrera física para prevenir la pérdida de organismos. La temperatura del agua se reguló mediante calentadores sumergibles de 150 W con precisión de ± 0.5 °C, mientras que el fotoperiodo se estableció en 12 h luz:12 h oscuridad, utilizando lámparas de neón controladas por temporizador a partir de las 6:00 h.

Los parámetros fisicoquímicos del agua, incluyendo temperatura, oxígeno disuelto, pH, potencial óxido-reducción y salinidad se registraron diariamente como se indica en el apartado 6.1.

Asimismo, las concentraciones de nitritos, nitratos y amoníaco se determinaron con un kit comercial (API Freshwater Master Test Kit). La limpieza de los tanques se realizó diariamente por la mañana, antes de la primera alimentación, mediante sifoneo para eliminar heces y restos de alimento; adicionalmente, las paredes se limpiaron cuidadosamente con fibra o esponja para minimizar el estrés de los organismos, y se efectuaron recambios del 50% del volumen total de agua.

En el caso de muerte de algún organismo los primeros dos días, este se sustituyó con otros del lote original y peso similar. Después del segundo día, ya no hubo sustitución para evaluar mortalidad por la dieta. El bioensayo duró dos semanas, dado que el objetivo era evaluar el efecto de los alimentos como dietas de finalización. Se realizaron dos muestreos, uno a la semana y otro a las dos semanas (final) de iniciado el bioensayo.

6.5 Biometría y muestreo

En cada biometría se seleccionaron al menos cinco organismos por tratamiento, los cuales fueron colocados en contenedores plásticos con 40 L de agua dulce y sedados con eugenol a una concentración de 0.2 mL L^{-1} . Una vez sedados, los peces fueron extraídos con una red y secados cuidadosamente sobre toallas absorbentes para eliminar el exceso de humedad. Posteriormente, se registró el peso corporal mediante una balanza con precisión de $\pm 0.1 \text{ g}$, así como la longitud total y la longitud parcial utilizando un ictiómetro convencional. A partir de los registros obtenidos durante el periodo experimental, se determinaron los parámetros zootécnicos de ganancia de peso (Ec. 1), tasa de crecimiento (Ec. 2) y supervivencia (Ec. 3). Durante el muestreo, se recolectaron muestras de músculo para los análisis de lípidos totales, perfil de ácidos grasos y separación de fosfolípidos, las cuales se colocaron en tubos de vidrio de 6 ml con solución Folch (cloroformo:metanol, 2:1) y se almacenaron a $-20 \text{ }^{\circ}\text{C}$ hasta su procesamiento. Para el análisis metagenómico, se recolectó el tracto gastrointestinal, el cual se colocó en tubos Eppendorf con etanol y se almacenó a $4 \text{ }^{\circ}\text{C}$. Las muestras de músculo destinadas al análisis de proteínas se depositaron en tubos Eppendorf y se conservaron a $-80 \text{ }^{\circ}\text{C}$ hasta su análisis. Adicionalmente, para el análisis histológico se realizó un corte transversal en la región media del pez, a partir del cual se obtuvieron muestras de músculo, hígado, branquias y tejido nervioso; dichas muestras se colocaron en casetes y se fijaron en solución Davidson para su posterior procesamiento.

Parámetros zootécnicos calculados:

Ganancia en peso (GP):

$$GP = \text{Peso promedio final (g)} - \text{Peso promedio inicial (g)} \quad (1)$$

Tasa de crecimiento (TC):

$$TC = \frac{\text{Peso promedio final} - \text{Peso promedio inicial}}{\text{Número de días}} \times 100 \quad (2)$$

Supervivencia (%):

$$S = \frac{\text{Número de organismos final}}{\text{Número de organismos inicial}} \times 100 \quad (3)$$

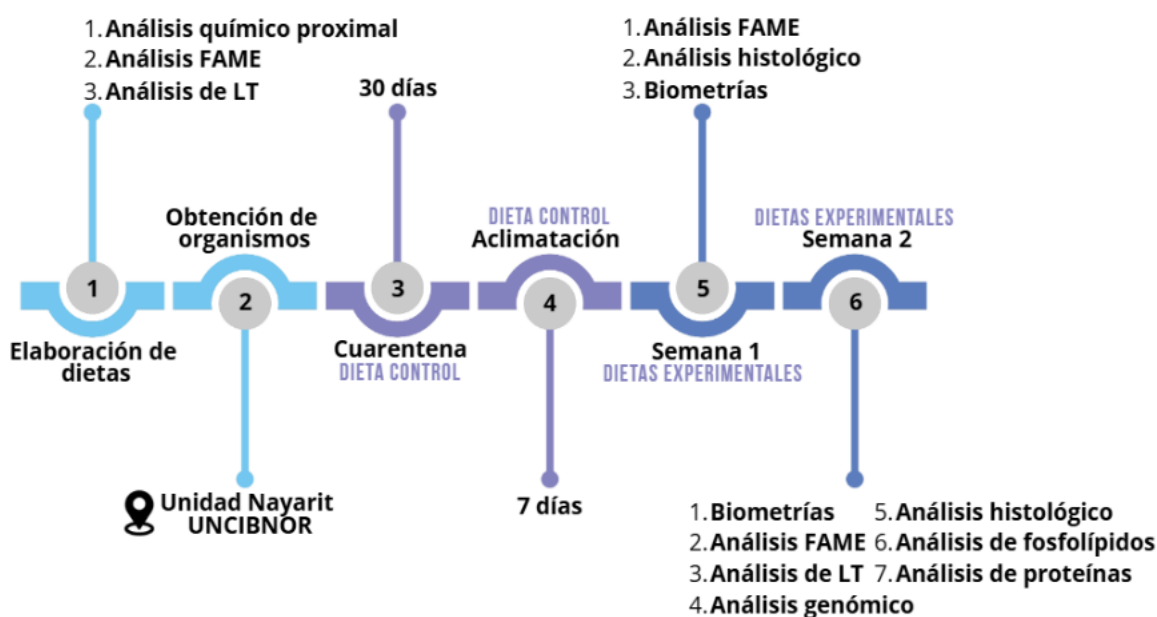


Figura 9. Esquema cronológico del diseño experimental del bioensayo con juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados con dietas experimentales con inclusión de fracciones neutras y polares de aceite de *Schizochytrium* sp. Se muestran las etapas de elaboración de dietas, obtención de organismos, cuarentena, aclimatación, periodo de alimentación experimental y muestreos realizados durante la semana 1 y semana 2.



Figura 10. Muestreo y disección de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) durante la obtención de muestras biológicas.

6.6 Extracción de lípidos

Se realizó la extracción de lípidos utilizando el método de Folch (1957), modificado por Arjona et al. (2008) en el laboratorio de metabolismo de lípidos del CIBNOR. Para ello, se procesaron un total de 41 muestras, de las cuales 30 correspondieron a músculo de juveniles de tilapia del Nilo, distribuidas en 15 muestras de la semana 1 y 15 muestras de la semana 2. Adicionalmente, se analizaron 3 muestras de harina de *Schizochytrium* sp., 3 muestras de aceite de *Schizochytrium* sp. y 5 muestras correspondientes a las dietas experimentales.

Para las muestras de músculo, se pesaron aproximadamente 100 mg de tejido muscular en una balanza analítica (Mod. MS105DU, Mettler Toledo, OH, USA). Las muestras fueron colocadas individualmente en viales de 8 mL. A cada muestra se le adicionaron 6 mL de solución Folch cloroformo:metanol (2:1, v/v), y posteriormente fueron almacenadas a -20°C durante 24 h para permitir una extracción inicial de los lípidos.

Posteriormente, se incorporaron 10 μL de butilhidroxitolueno (BHT) como antioxidante y 10 μL de estándar interno (ácido tricosanoico, 23:0) a cada muestra. La disrupción celular se llevó a cabo utilizando un homogeneizador de tejidos Potter-Elvehjem mediante movimientos circulares hasta obtener una suspensión homogénea. Para optimizar la extracción lipídica, las muestras homogeneizadas se sometieron a sonicación en un baño frío (Branson Ultrasonic™) durante 10 minutos.

6.7 Análisis de ácidos grasos metil-esterificados

Para el análisis de ácidos grasos totales, se tomó una alícuota de 1 mL del extracto lipídico total de cada muestra. Esta alícuota fue utilizada para la derivatización de los ácidos grasos a ésteres metílicos de ácidos grasos.

Las muestras fueron derivatizadas mediante la adición de 1 mL de BF_3 -metanol. Posteriormente, se sometieron a calentamiento a 95 °C durante 15 min para favorecer la reacción de metilación. Una vez completada la derivatización, se añadió 1 mL de hexano para extraer los ácidos grasos metil-esterificados. La separación de fases se llevó a cabo mediante lavado con agua destilada y centrifugación a 2000 rpm durante 5 minutos, obteniéndose la fase orgánica (hexano) que contenía los FAME. Transcurridas 24 horas, la fase de hexano se recuperó en viales ámbar de 2 ml y se concentró a 500 μL bajo un flujo de nitrógeno para su posterior análisis.

Los ácidos grasos metil-esterificados fueron cuantificados mediante cromatografía de gases acoplada a detector de ionización de llama (GC-FID). La identificación y cuantificación de los ácidos grasos se realizó utilizando el ácido graso 23:0 como estándar interno, comparando los tiempos de retención de las muestras con los estándares de referencia.

6.8 Separación de lípidos neutros y polares

La separación de lípidos neutros y lípidos polares se realizó a partir de una segunda alícuota de 1 mL del extracto lipídico total. Este procedimiento se aplicó a las 15 muestras de músculo de juveniles de tilapia del Nilo, correspondientes a la semana 2, así como a las 6 muestras correspondientes a harina y aceite de *Schizochytrium* sp.

Previo a la separación, las muestras fueron evaporadas hasta un volumen aproximado de 0.5 mL bajo flujo de nitrógeno gaseoso. Posteriormente, la separación de lípidos neutros y lípidos polares se llevó a cabo mediante microcolumnas de sílice. Los lípidos neutros fueron eluidos con 10 mL de cloroformo:metanol (98:2, v/v), mientras que los lípidos polares fueron eluidos posteriormente con 15 mL de metanol. Ambas fracciones fueron colectadas por separado en viales independientes. A la fracción polar se le añadieron 10 μL de BHT como antioxidante y 10 μL de estándar interno, correspondiente a ácido tricosanoico (23:0).

Las fracciones separadas fueron evaporadas hasta un volumen final de 1 mL utilizando un evaporador de solventes Jouan RC 10.09, Saint-Herblain, Francia. Posteriormente, las fracciones de lípidos neutros y lípidos polares fueron derivatizadas a ésteres metílicos de ácidos grasos siguiendo el procedimiento descrito para el análisis de ácidos grasos totales. A cada fracción se le adicionó 1 mL de BF_3 -metanol y las muestras fueron sometidas a calentamiento a 95 °C durante 15 min para favorecer la reacción de metilación. Una vez finalizada la derivatización, se añadió 1 mL de hexano para la extracción de los FAME.

La separación de fases se realizó mediante lavado con agua destilada y centrifugación a 2000 rpm durante 5 min. La fase orgánica fue recuperada en viales ámbar de 2 mL y concentrada bajo flujo de nitrógeno hasta un volumen final de 500 μL para su posterior análisis mediante cromatografía de gases.

Los ácidos grasos metil-esterificados obtenidos del extracto lipídico total y de las fracciones de lípidos neutros y lípidos polares fueron cuantificados mediante cromatografía de gases acoplada a detector de ionización de llama (GC-FID). La identificación de los ácidos grasos se realizó mediante la comparación de los tiempos de retención de las muestras con estándares de referencia. La cuantificación se efectuó utilizando ácido tricosanoico (23:0) como estándar interno. Los resultados fueron expresados como porcentaje del total de ácidos grasos identificados en cada muestra.

6.9 Determinación de lípidos totales

El contenido de lípidos totales se determinó mediante el método gravimétrico, a partir de los extractos lipídicos obtenidos previamente. Para este análisis se procesaron un total de 26 muestras, de las cuales 15 correspondieron a músculo de juveniles de tilapia del Nilo de la semana 2, 3 a harina de *Schizochytrium* sp., 3 a aceite de *Schizochytrium* sp. y 5 a las dietas experimentales. Para ello, se tomó una alícuota de 1 mL de cada extracto lipídico, la cual se concentró por evaporación con nitrógeno gaseoso hasta un volumen aproximado de 0.5 mL. Posteriormente, el extracto se filtró a través de una microcolumna con 1.5 cm de sílice, adicionando 10 mL de solución Folch para favorecer la recuperación de la fracción lipídica. El volumen recuperado se concentró nuevamente por evaporación hasta aproximadamente 1 mL. De manera previa, tubos

de borosilicato de 10 mL fueron colocados en un horno con temperatura controlada a 80 °C durante 24 h, hasta alcanzar peso constante. Después, los tubos se enfriaron en un desecador durante 1 h y se pesaron en una balanza analítica (Mod. MS105DU, Mettler Toledo, OH, USA). Una vez obtenidos los tubos a peso constante, el extracto lipídico filtrado y concentrado se transfirió a dichos tubos y se evaporó a sequedad con nitrógeno gaseoso. Posteriormente, los tubos se colocaron nuevamente en el horno a 30 °C durante 24 h. Al término de este periodo, se enfriaron en un desecador durante 1 h y se pesaron nuevamente para obtener el peso del tubo con la fracción lipídica libre de solvente. El contenido de lípidos totales se calculó por gravimetría, mediante la diferencia de peso entre el tubo vacío y el tubo con la fracción lipídica.

6.10 Análisis de la composición de lípidos polares por cromatografía en capa fina de alta resolución (HPTLC)

El análisis de la composición de clases de lípidos mediante cromatografía en capa fina de alta resolución (HPTLC) se realizó en Brest, Francia, en el Laboratorio de Ciencias del Medio Ambiente Marino (LEMAR) bajo la asesoría del Dr. Edouard Kraffe. Las muestras correspondientes a la semana 2 fueron transportadas en viales de 2 mL para su procesamiento.

6.11 Análisis de ácidos grasos de lípidos polares por raspado de placa

6.11.1 Preparación de placas y aplicación de muestras y estándares

Se utilizaron placas de sílica gel 60 F254 (Merck) con soporte de aluminio de 20 × 20 cm, las cuales fueron cortadas cuidadosamente con un cúter hasta alcanzar dimensiones de 10 × 20 cm, adecuadas para la corrida cromatográfica.

Las placas fueron sometidas a una etapa de preelución (pre-run) con el sistema de solventes LP9% (Tabla 2), permitiendo una migración de 8 cm. Posteriormente, las placas fueron activadas térmicamente a 120 °C durante 20 minutos en el TLC Plate Heater.

Tabla 2. Composición de la fase móvil LP 9% utilizada para la separación de lípidos polares.

Fase móvil	Acetato de metilo	Isopropanol	Cloroformo (CHCl ₃)	Metanol (MeOH)	Solución de KCl 0.25%	Proporción final
LP9%	10 ml	10 ml	10 ml	4 ml	3.6 ml	10:10:10:4:3.6

Sobre cada placa activada se aplicaron tanto el estándar como las muestras lipídicas. Para la identificación de las clases de lípidos polares se utilizó el estándar interno Std HPTLC 2 LP, preparado de acuerdo con el protocolo técnico del laboratorio. Este estándar fue suplementado con 162 μL de una solución de fosfatidilinositol (PI) y diluido en 1500 μL de cloroformo:metanol 2:1 (v/v). La aplicación del estándar fue de 10 μL , mientras que las muestras lipídicas se aplicaron en volúmenes de 20 μL .

6.11.2 Desarrollo cromatográfico

El desarrollo de las placas se realizó con la mezcla de solventes LP9. Las placas se colocaron en cubetas saturadas, permitiendo que el frente del solvente migrara 8 cm desde la línea de aplicación. Tras el desarrollo, las placas se retiraron, se secaron cuidadosamente al aire y se procedió a su fraccionamiento para las etapas de revelado y raspado.

6.11.3 Revelado de placa

Con el objetivo de visualizar la posición de las distintas clases lipídicas, se dividió cada placa en dos secciones mediante una marca a lápiz antes del desarrollo. La sección izquierda donde se depositó una mezcla de estándares y 2 muestras como referencias fue destinada al revelado químico, mientras que el resto de la placa se reservó para el raspado y extracción de las bandas, conservándose en oscuridad para evitar oxidación.

La sección destinada al revelado se sumergió en una solución de $\text{H}_3\text{PO}_4\text{--CuSO}_4$ (ácido fosfórico–sulfato de cobre) y posteriormente se calentó a 180 °C durante 10 minutos. Este proceso permitió la aparición de bandas coloreadas correspondientes a las diferentes clases de lípidos polares, posibilitando su identificación visual para el raspado de las fracciones lipídicas.



Figura 11. Revelado químico parcial de placa cromatográfica con $\text{H}_3\text{PO}_4\text{--CuSO}_4$ para la localización de bandas de lípidos polares.

6.11.4 Raspado y extracción de las fracciones lipídicas

Las posiciones de las bandas en la sección revelada fueron utilizadas como guía para delimitar y raspar las franjas equivalentes en la sección no revelada de la placa. El raspado se realizó cuidadosamente utilizando espátulas de acero inoxidable, recolectando la sílica correspondiente a cada banda en viales de 7 mL. Además, se obtuvo una fracción “blanco” a partir de la sílica situada más allá del frente de migración, con el propósito de evaluar posibles interferencias del soporte cromatográfico.

A cada vial conteniendo sílica raspada se le añadieron 1.5 mL de mezcla cloroformo/metanol (2:1, v/v). Las muestras fueron sometidas a sonicación durante 10 minutos para favorecer la extracción de los lípidos adsorbidos, seguidos de un flushing con nitrógeno para eliminar el oxígeno disuelto y prevenir la oxidación. Posteriormente, los viales se mantuvieron a $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$ durante aproximadamente 20 horas, permitiendo una extracción más completa.

Tras este periodo, las muestras se centrifugaron a 1000 rpm durante 1 minuto, recuperando la fase orgánica en viales de 7 mL, los cuales fueron evaporados bajo corriente de nitrógeno hasta sequedad. Para asegurar una extracción total, el procedimiento de adición de solvente, sonicación

y centrifugación se repitió dos veces sobre el mismo residuo de sílica, omitiendo la evaporación tras la última extracción.

Los extractos obtenidos, representativos de cada clase de lípidos polares, se conservaron a baja temperatura hasta su posterior derivatización para análisis de ácidos grasos por cromatografía de gases (GC-FID).

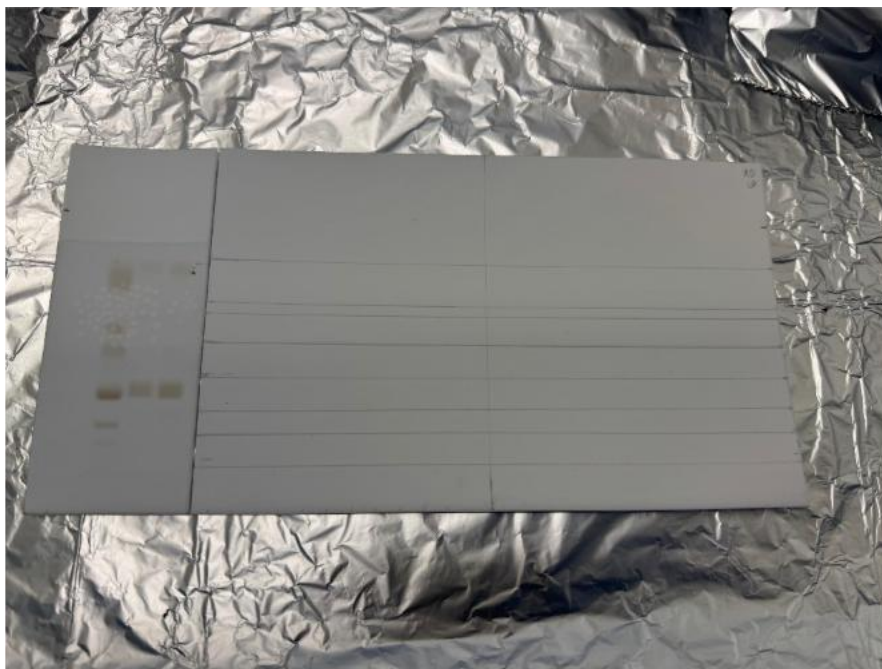


Figura 12. Delimitación de bandas en la sección no revelada de la placa cromatográfica para la recuperación de fracciones lipídicas.

6.11.5 Derivatización para análisis por GC-FID

A cada vial con el extracto lipídico se añadieron 20 μL del estándar interno ácido tricosanoico ($\text{C}_{23:0}$). Los viales se evaporaron hasta sequedad bajo una corriente suave de nitrógeno con el fin de eliminar los solventes residuales antes del tratamiento químico. Se añadió 1 mL de KOH en metanol a cada muestra para promover la hidrólisis de los ésteres lipídicos. Los viales se incubaron en un bloque térmico a 80 °C durante 30 minutos, asegurando la completa liberación de los ácidos grasos esterificados a las diferentes clases de fosfolípidos separadas.

Posteriormente, se adicionaron 1600 μL de metanol acidificado con H_2SO_4 ($\text{MeOH}/\text{H}_2\text{SO}_4$, 1–2 % v/v) siguiendo el protocolo adaptado de Kraffe et al. (2002) para la obtención de ésteres metílicos de ácidos grasos (FAME). Las muestras se mantuvieron a 100 °C durante 10 minutos en el

termobloque para completar la reacción de esterificación. Tras el enfriamiento, se añadieron 0.8 mL de hexano y 1.5 mL de agua destilada para inducir la separación de fases. Los viales se centrifugaron a 1000 rpm durante 1 minuto, observándose una fase orgánica superior correspondiente al hexano, donde se encontraban los FAME, y una fase acuosa inferior. Para el lavado de la muestra, se retiró cuidadosamente la fase acuosa inferior y se descartó, conservando la fase orgánica superior en el vial. Posteriormente, se agregó nuevamente agua destilada, se centrifugó bajo las mismas condiciones y se eliminó otra vez la fase acuosa inferior. Este procedimiento de lavado se repitió hasta retirar residuos ácidos y sales remanentes de la reacción.

6.11.6 Conservación y preparación para GC-FID

La fase orgánica superior se conservó a -20°C durante 24 horas para favorecer la separación residual de fases y posteriormente fue recuperada para su transferencia a viales de 2 mL y análisis por GC-FID para la cuantificación de los FAME, empleando el estándar C23:0 como referencia interna.

6.12 Determinación de proteínas totales, enzimas antioxidantes y peroxidación lipídica

Para la evaluación bioquímica del tejido, se procesaron 30 muestras de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) con un peso aproximado de 100 mg de tejido por muestra, correspondientes a los tratamientos experimentales. Las muestras fueron mantenidas en condiciones frías durante su manipulación para evitar la degradación de proteínas y enzimas. Posteriormente, el tejido fue homogenizado en un volumen adecuado de solución amortiguadora fría, hasta obtener una suspensión uniforme. Los homogenizados fueron centrifugados para separar restos celulares y material insoluble, y el sobrenadante recuperado se utilizó para la determinación de proteínas totales, actividad de superóxido dismutasa, catalasa y sustancias reactivas al ácido tiobarbitúrico. La concentración de proteínas totales se determinó mediante el método de Bradford (1976). Para ello, se tomó una alícuota del sobrenadante de cada muestra y se mezcló con el reactivo de Bradford, el cual contiene el colorante Coomassie Brilliant Blue G-250. De manera paralela, se preparó una curva estándar utilizando albúmina sérica bovina a concentraciones conocidas. Las muestras y estándares fueron incubados durante el tiempo establecido por el método, y posteriormente se realizó la lectura espectrofotométrica. La concentración de proteína de cada

muestra se calculó a partir de la curva estándar y los resultados fueron expresados como mg de proteína por g de tejido húmedo.

La actividad de superóxido dismutasa (SOD) se determinó de acuerdo con el método descrito por Suzuki (2000). Para este análisis, se utilizaron alícuotas del sobrenadante obtenido de los homogenizados tisulares. La reacción se basó en la capacidad de la SOD presente en la muestra para inhibir la reducción de un sustrato indicador por el anión superóxido. Se prepararon las mezclas de reacción correspondientes, incluyendo blancos y muestras, y posteriormente se incubaron bajo las condiciones establecidas por el método. La absorbancia fue determinada por espectrofotometría y la actividad enzimática fue calculada con base en el porcentaje de inhibición de la reacción. Los resultados fueron normalizados con respecto a la concentración de proteína total y expresados como U/mg de proteína.

La actividad de catalasa (CAT) se determinó siguiendo el método de Aebi (1984). Para ello, se preparó una mezcla de reacción que contenía peróxido de hidrógeno como sustrato y una alícuota del sobrenadante de cada muestra. La reacción se inició al añadir la muestra al medio de reacción y se registró la disminución de la absorbancia asociada a la descomposición del peróxido de hidrógeno. La actividad de catalasa se calculó a partir de la velocidad de degradación del sustrato y posteriormente se normalizó con la concentración de proteína total de cada muestra. Los resultados fueron expresados como U/mg de proteína.

La peroxidación lipídica se evaluó mediante la determinación de sustancias reactivas al ácido tiobarbitúrico (TBARS), de acuerdo con los métodos descritos por Buege y Aust (1978) y Ohkawa et al., (1979). Para este análisis, se tomó una alícuota del homogenizado o sobrenadante de cada muestra y se mezcló con el reactivo de ácido tiobarbitúrico bajo condiciones ácidas. Las muestras fueron sometidas a calentamiento para favorecer la reacción entre el ácido tiobarbitúrico y los productos secundarios de la peroxidación lipídica, principalmente malondialdehído. Posteriormente, las muestras fueron enfriadas y centrifugadas para eliminar precipitados. La absorbancia del sobrenadante fue medida por espectrofotometría y los valores obtenidos se utilizaron para calcular la concentración de TBARS. Los resultados fueron expresados como nmol/g de tejido.

6.13 Análisis histológico

El análisis histológico se realizó en el Laboratorio de Histología e Histoquímica, bajo la asesoría de la Dra. Carmen Jaramillo. Para este análisis se realizó una tinción con hematoxilina-eosina, siguiendo procedimientos histológicos descritos previamente por Rodríguez-Jaramillo y colaboradores (2022). Se procesaron un total de 30 organismos, de los cuales 15 correspondieron a la semana 1 y 15 a la semana 2. De cada juvenil de tilapia se realizó un corte transversal en la región media del cuerpo, con el fin de observar el hígado en las secciones histológicas obtenidas. Los cortes se colocaron en casetes de plástico debidamente etiquetados y se fijaron en solución Davidson. Posteriormente, las muestras se deshidrataron mediante una serie ascendente de etanol (70 a 100%) y se aclararon con xilol absoluto. A continuación, se llevó a cabo la infiltración en parafina líquida a 60 °C y la inclusión individual de las muestras en bloques de parafina utilizando un centro de inclusión (LEICA EG1150H y EG1150C®); posteriormente, los moldes se enfriaron en una placa fría a -5 °C.

Los tejidos obtenidos se cortaron a un espesor de 4 µm mediante un microtomo de rotación (LEICA RM2155®). Los cortes histológicos se extendieron en un baño de flotación con agua y grenetina al 1% durante 5 min a 43 °C y se recuperaron en portaobjetos previamente etiquetados, los cuales se dejaron secar a temperatura ambiente. Posteriormente, los tejidos se tiñeron con hematoxilina-eosina mediante un teñidor automático (LEICA ST5020®) y se montaron con resina sintética y cubreobjetos. Las laminillas preparadas se dejaron secar durante 24 h y finalmente se observaron mediante microscopía de luz en un microscopio óptico compuesto (OLYMPUS BX41®). Las microfotografías de los tejidos se obtuvieron con objetivos de 4X, 10X, 20X y 40X, y fueron analizadas digitalmente con el software Image Pro Premier versión 9.0 (Olympus-Media Cybernetics®).

6.14 Análisis bioinformático

6.14.1 Extracción y cuantificación de ADN bacteriano

La extracción y cuantificación de ADN bacteriano se realizó en el Laboratorio de Genómica y Bioinformática bajo la asesoría del Dr. Eduardo Quiroz y la M.C. Gabriela Mendoza. Para ello, el ADN genómico bacteriano se extrajo a partir del intestino de tilapia utilizando el kit “Microbial”

de Qiagen, con ligeras modificaciones al protocolo del fabricante para optimizar la lisis celular, la purificación del ADN y los pasos de elución, siguiendo las recomendaciones de Giatsis et al. (2014). Para el procedimiento, se colocaron 300 μ L de solución Power Bead y 50 μ L de solución SL en un tubo con perlas (Power Bead Tube). A continuación, se añadió aproximadamente 2 cm de tejido intestinal de las muestras pertenecientes a la semana 2, se mezcló mediante vortex durante 10 minutos (Abbott Laboratories) y se sometió a homogenización utilizando el equipo FastPrep-24 para favorecer la disrupción celular. Posteriormente, las muestras se centrifugaron durante 30 segundos a 13,523 rpm a 4 °C (Centrifuge 5420).

Del sobrenadante resultante se tomaron 300 μ L y se añadieron 100 μ L de solución IRS, mezclando nuevamente en vortex y dejando incubar a temperatura ambiente por 5 minutos. A continuación, se tomaron 350 μ L del sobrenadante y se adicionaron 700 μ L de solución SB 250 mL, centrifugando nuevamente a 12,000 rpm durante 10 minutos a 4 °C. El pellet formado se lavó dos veces con 250 μ L de etanol al 70 % y se centrifugó a 12,000 rpm por 10 minutos a 4 °C en cada lavado. Tras decantar el sobrenadante, el pellet se dejó secar durante 30 minutos y finalmente se resuspendió en 30 μ L de agua Milli-Q.

La concentración y pureza del ADN extraído se evaluaron mediante espectrofotometría utilizando un NanoDrop 2000 (ThermoFisher Scientific). El ADN purificado se almacenó a -20 °C hasta su uso en análisis posteriores de caracterización genómica.

6.14.2 Amplificación por reacción en cadena de la polimerasa (PCR)

Los extractos de ADN se diluyeron en agua destilada y se sometieron a reacción en cadena de la polimerasa (PCR), a partir de las regiones hipervariables V3 y V4 del gen 16S rRNA, utilizando los primers 25F y 1492R. Las reacciones de PCR se llevarán a cabo en 12.5 μ L de la mezcla de reacción, utilizando un termociclador (BIO RAD, T100 Thermal Cycler) a las siguientes condiciones: temperatura de desnaturalización: 95°C, temperatura de alineamiento: 53°C y temperatura de extensión del ADN: 72°C.

6.14.3 Electroforesis en gel de agarosa

Se preparó un gel de agarosa al 1 % en tampón TBE 1X (100 mL) para la separación de productos de PCR. A cada pocillo se cargaron 2 µL de marcador de peso molecular Green Leader y 2 µL de cada muestra de PCR. La electroforesis se realizó a temperatura ambiente, aplicando un voltaje constante de 80 V durante 30 minutos. Posteriormente, los productos amplificados se visualizaron utilizando un transiluminador de luz ultravioleta (UV), permitiendo evaluar la presencia y el tamaño esperado de los fragmentos amplificados.

6.14.4 Preparación de bibliotecas y secuenciación

La preparación de las bibliotecas para secuenciación metagenómica del gen 16S rRNA se realizó siguiendo el protocolo de Illumina para análisis de la región variable V3 (Part #15044223 Rev. B). La región V3 se amplificó mediante PCR utilizando los cebadores específicos 16S-V3_338f (TCG TCG GCA GCG TCA GAT GTG TAT AAG AGA CAG acy cct acg ggr ggc agc) y 16S-V3_533r (GTC TCG TGG GCT CGG AGA TGT GTA TAA GAG ACA G tta ccg cgg ctg ctg gca), los cuales contenían adaptadores de Illumina en sus extremos.

Las condiciones de amplificación fueron: desnaturalización inicial a 95 °C durante 3 minutos, seguida de 30 ciclos de 95 °C por 30 segundos, 60 °C por 30 segundos y 72 °C por 30 segundos, y una extensión final a 72 °C durante 5 minutos. Los amplicones obtenidos se purificaron utilizando perlas magnéticas AMPure XP para eliminar reactivos residuales y fragmentos no específicos.

Enseguida, se incorporaron índices de Illumina a cada muestra mediante una segunda PCR, con un ciclo inicial de 95 °C durante 3 minutos, seguido de 8 ciclos de 95 °C por 30 segundos, 55 °C por 30 segundos y 72 °C por 30 segundos, finalizando con una extensión a 72 °C durante 5 minutos. Posteriormente, se realizó una segunda purificación con perlas magnéticas AMPure XP para obtener las bibliotecas finales, listas para su cuantificación, normalización y secuenciación en la plataforma de Illumina.

6.14.5 Análisis bioinformático

Las secuencias en formato Fastq obtenidas de la secuenciación metagenómica se procesaron utilizando el software Mothur (The University of Michigan; Ann Arbor, MI, USA) según lo

recomendado por Kozich et al. (2013) y el pipeline MiSeq SOP (https://mothur.org/wiki/MiSeq_SOP). Se estableció una carpeta de trabajo y se combinaron las lecturas mediante el comando `make.contigs`, generando contigs a partir de las lecturas emparejadas y extrayendo tanto las secuencias como los datos de puntuación de calidad. Durante este proceso, se construyó el complemento inverso de las lecturas para unir las y se eliminaron las bases con calidad Phred inferior a Q25.

Posteriormente, se eliminaron secuencias que contenían bases ambiguas o cuya longitud excedía 275 pb. Las secuencias duplicadas se eliminaron mediante el comando `unique.seqs`, y las secuencias restantes se agruparon usando `pre.cluster` para reducir errores de secuenciación. La alineación se realizó con la base de datos SILVA v138 (Yilmaz et al., 2014) del Grupo de Bioinformática y Genómica Microbiana del Instituto Max Planck de Microbiología Marina, Alemania. Las secuencias quiméricas se identificaron y eliminaron utilizando el algoritmo VSEARCH implementado en Mothur mediante el comando `chimera.vsearch`.

La clasificación taxonómica de las secuencias se llevó a cabo con el comando `classify.seqs`, y las secuencias no bacterianas fueron eliminadas mediante el comando `remove.lineage`. Los OTUs (Operational Taxonomic Units) se definieron a partir de las secuencias agrupadas usando `dist.seqs` y `cluster`, y posteriormente se asignaron a niveles taxonómicos de filo, clase, orden, familia y género mediante el comando `phylotype`.

Para el análisis de diversidad alfa, se utilizó el comando `summary.single` para calcular los índices de diversidad de Shannon y de riqueza de Chao para cada réplica. La diversidad beta se evaluó mediante el estudio de la estructura de las comunidades bacterianas basado en OTUs, aplicando análisis de coordenadas principales (PCoA) calculadas a partir de la medida de disimilitud de Bray-Curtis, permitiendo comparar la composición microbiana entre los distintos tratamientos.

6.15 Análisis estadístico

Los datos obtenidos en cada análisis fueron organizados por tratamiento y expresados como media $\pm$ desviación estándar. Para evaluar diferencias entre tratamientos se aplicó un análisis de varianza de una vía (ANOVA), considerando como factor principal la dieta experimental. Cuando

el ANOVA indicó diferencias significativas, se realizó una comparación múltiple de medias mediante la prueba de Tukey, con un nivel de significancia de $p < 0.05$. Los análisis estadísticos se realizaron utilizando el programa Statistica. Este análisis se utilizó para los parámetros zootécnicos, lípidos totales, perfil de ácidos grasos, fracciones de lípidos neutros y polares, clases de fosfolípidos, proteínas totales, actividad enzimática antioxidante, peroxidación lipídica y cobertura vacuolar hepática. Los resultados se representaron gráficamente como medias $\pm$ error estándar, y las diferencias estadísticas entre tratamientos se indicaron mediante letras distintas sobre las barras.

7. RESULTADOS

7.1 Parámetros zootécnicos

Tabla 3. Desempeño zootécnico de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp. durante un periodo de dos semanas.

Variables respuesta	Dietas experimentales				
	Control	LN 2.5%	LN 5%	LP 2.5%	LP 5%
Peso inicial	1.80 ± 0.03 ^a	1.80 ± 0.03 ^a	1.80 ± 0.03 ^a	1.81 ± 0.01 ^a	1.8 ± 0.02 ^a
Peso final	2.84 ± 0.13 ^a	2.97 ± 0.43 ^a	2.91 ± 0.38 ^a	2.98 ± 0.48 ^a	2.87 ± 0.31 ^a
GP final (%)	1.04 ± 0.15 ^a	1.17 ± 0.44 ^a	1.11 ± 0.40 ^a	1.16 ± 0.48 ^a	1.07 ± 0.33 ^a
TC final (g día⁻¹)	7.45 ± 1.06 ^a	8.36 ± 3.14 ^a	7.93 ± 2.87 ^a	8.34 ± 3.46 ^a	7.67 ± 2.35 ^a
S final (%)	74.07 ± 23.13 ^a	51.85 ± 6.42 ^a	62.96 ± 6.42 ^a	59.25 ± 12.83 ^a	59.25 ± 6.42 ^a

- Los valores representan medias ± desviación estándar de muestras por triplicado.

- Los datos se compararon mediante un análisis de varianza de una vía (ANOVA, $P < 0.05$), $n=15$.

- Letras iguales en superíndice dentro de una misma fila indican que no existen diferencias significativas entre tratamientos de acuerdo con la prueba de Tukey ($p > 0.05$).

- GP: ganancia de peso; TC: tasa de crecimiento; S: supervivencia.

- Control: dieta sin inclusión de *Schizochytrium* sp.; LN 2.5%: dieta con 2.5% de fracción neutra; LN 5%: dieta con 5% de fracción neutra; LP 2.5%: dieta con 2.5% de fracción polar; LP 5%: dieta con 5% de fracción polar.

La Tabla 3 presenta los parámetros zootécnicos obtenidos en juveniles de tilapia del Nilo alimentados con las dietas experimentales. Para la ganancia de peso, el tratamiento LN 2.5% mostró el valor promedio más alto (1.17 ± 0.44 g), mientras que el valor menor se registró en el tratamiento control (1.04 ± 0.15 g). De manera similar, la tasa de crecimiento fue mayor en LN 2.5% (8.36 ± 3.14 g día⁻¹) y menor en el tratamiento control (7.45 ± 1.06 g día⁻¹). En contraste, la supervivencia alcanzó su mayor valor en el tratamiento control (74.07 ± 23.13 %) y el menor en LN 2.5% (51.85 ± 6.42 %). Sin embargo, no se detectaron diferencias significativas entre tratamientos para ninguno de los parámetros evaluados (ANOVA de una vía, $p > 0.05$).

7.2 Análisis Químico Proximal

Tabla 4. Composición química proximal (%) de las dietas experimentales utilizadas en el bioensayo con juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*).

	Dietas experimentales				
	Control	LN 2.5%	LN 5%	LP 2.5%	LP 5%
Humedad (%)	7.83 ± 0.03	7.75 ± 0.09	7.35 ± 0.05	7.88 ± 0.06	8.73 ± 0.03
Proteína (%)	44.65 ± 0.06	44.94 ± 0.03	44.89 ± 0.03	46.05 ± 0.05	46.05 ± 0.05
Extracto Etéreo (%)	9.10 ± 0.05	9.25 ± 0.05	5.85 ± 0.05	6.73 ± 0.06	4.13 ± 0.06
Fibra Cruda (%)	1.83 ± 0.06	1.63 ± 0.06	1.73 ± 0.06	1.63 ± 0.06	1.53 ± 0.06
Cenizas (%)	12.60 ± 0.03	12.57 ± 0.01	12.45 ± 0.03	12.90 ± 0.08	13.33 ± 0.03
ELN (%)	31.81	31.61	35.08	32.69	34.03

-Los valores representan medias ± desviaciones estándar de muestras analizadas por triplicado.

-Control: dieta sin inclusión de *Schizochytrium* sp.; LN 2.5%: dieta con 2.5% de fracción neutra; LN 5%: dieta con 5% de fracción neutra; LP 2.5%: dieta con 2.5% de fracción polar; LP 5%: dieta con 5% de fracción polar.

-ELN: extracto libre de nitrógeno.

Se realizó el análisis químico proximal de las dietas experimentales utilizadas en el bioensayo (Tabla 4). El contenido de humedad presentó un intervalo de 7.35 ± 0.05 a $8.73 \pm 0.03\%$. En cuanto al contenido de proteína, los valores se ubicaron entre 44.65 ± 0.06 y $46.05 \pm 0.05\%$. El extracto etéreo presentó valores de 4.13 ± 0.06 a $9.25 \pm 0.05\%$. Para la fibra cruda, los valores oscilaron entre 1.53 ± 0.06 y $1.83 \pm 0.06\%$. En el caso de las cenizas, los porcentajes se ubicaron entre 12.45 ± 0.03 y $13.33 \pm 0.03\%$. Finalmente, el extracto libre de nitrógeno (ELN) presentó valores entre 31.61 y 35.08%.

7.3 Harina y aceite de *Schizochytrium* sp.

7.3.1 Determinación de DHA

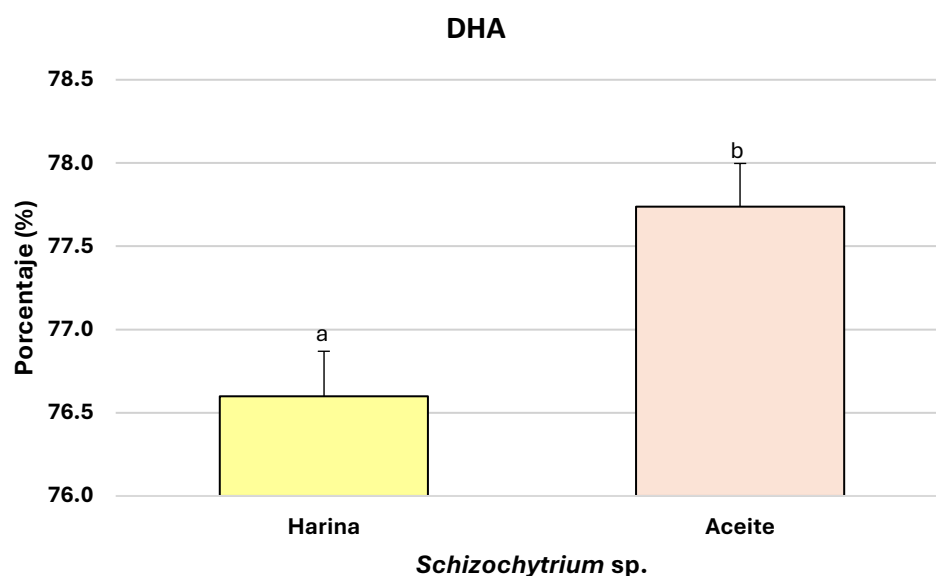


Figura 13. Contenido porcentual de DHA en la harina y el aceite de *Schizochytrium* sp. empleados como materias primas para la elaboración de las dietas experimentales; comparación de medias mediante ANOVA de una vía y prueba de Tukey ($p < 0.05$).

El aceite presentó el mayor contenido de DHA ($77.74 \pm 0.26\%$), mientras que la harina mostró un valor menor ($76.60 \pm 0.27\%$). El análisis de varianza indicó diferencias significativas entre ambas materias primas (ANOVA de una vía, $F = 9.2$, $p = 0.0384$). Letras distintas sobre las barras indican diferencias significativas entre medias ($p < 0.05$).

7.3.2 Determinación de DHA en fracción neutra y polar

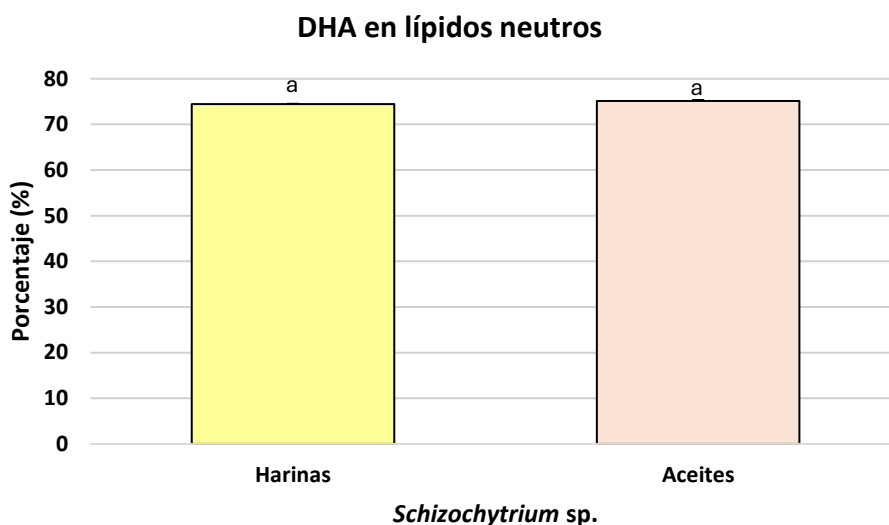


Figura 14. Contenido porcentual de DHA en la fracción de lípidos neutros de la harina y el aceite de *Schizochytrium* sp. empleados como materias primas para la elaboración de las dietas experimentales; comparación de medias mediante ANOVA de una vía y prueba de Tukey ($p < 0.05$).

El contenido porcentual de DHA en la fracción de lípidos neutros no presentó diferencias significativas entre la harina y el aceite de *Schizochytrium* sp. empleados como materias primas para la formulación de las dietas experimentales. El aceite mostró un valor promedio de $75.13 \pm 0.28\%$, mientras que la harina presentó un promedio de $74.45 \pm 0.13\%$. El análisis de varianza no indicó diferencias significativas entre ambas materias primas (ANOVA de una vía, $F = 4.9$; $p = 0.091273$). La prueba de Tukey agrupó a ambos tratamientos dentro de la misma categoría estadística, lo que indica una composición similar de DHA en la fracción de lípidos neutros.

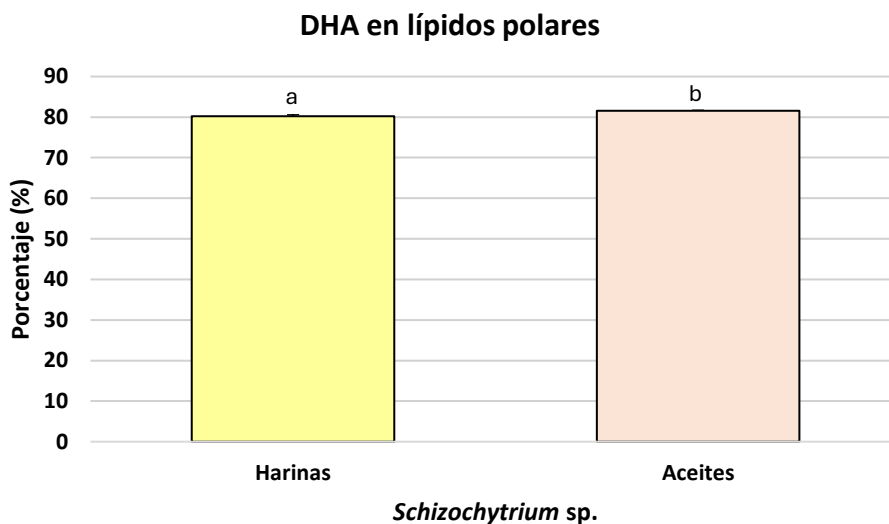


Figura 15. Contenido porcentual de DHA en la fracción de lípidos polares de la harina y el aceite de *Schizochytrium* sp. empleados como materias primas para la elaboración de las dietas experimentales; comparación de medias mediante ANOVA de una vía y prueba de Tukey ($p < 0.05$).

En la fracción de lípidos polares, el porcentaje de DHA fue significativamente diferente entre las materias primas evaluadas (ANOVA de una vía, $F = 12.6$; $p = 0.023901$). El aceite de *Schizochytrium* sp. presentó la mayor proporción de DHA, con un promedio de $81.56 \pm 0.14\%$, mientras que la harina registró $80.21 \pm 0.35\%$. La comparación múltiple de Tukey confirmó la separación estadística entre ambos grupos, evidenciando una mayor concentración relativa de DHA en los lípidos polares del aceite.

7.3.3 Determinación de lípidos totales en fracción neutra y polar

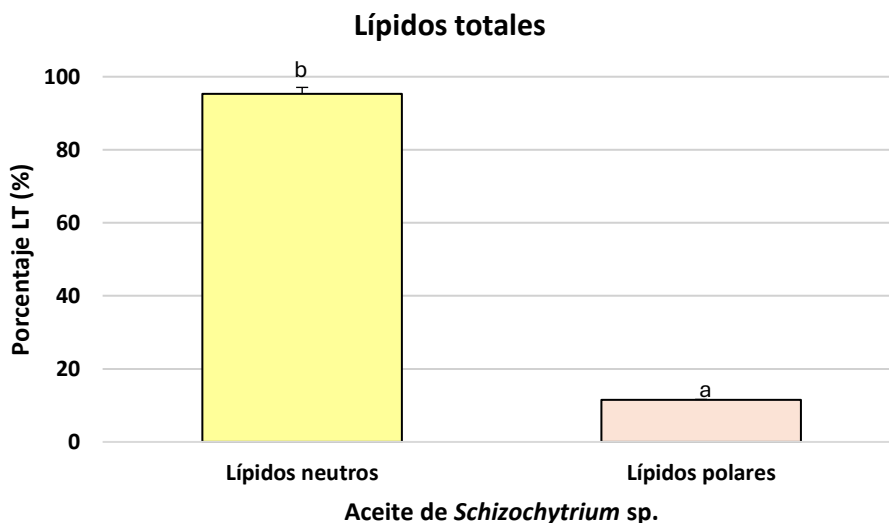


Figura 16. Distribución porcentual de lípidos neutros y lípidos polares en el aceite de *Schizochytrium* sp. empleado como fuente lipídica para la elaboración de dietas experimentales en juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*); comparación de medias mediante ANOVA de una vía y prueba de Tukey ($p < 0.05$).

La composición lipídica del aceite de *Schizochytrium* sp. mostró diferencias significativas entre las fracciones evaluadas (ANOVA de una vía, $F = 2250.887$; $p = 0.000001$). La fracción de lípidos neutros representó la mayor proporción del aceite, con un promedio de $95.32 \pm 1.76\%$, mientras que los lípidos polares constituyeron una fracción menor, con $11.52 \pm 0.12\%$. La prueba de Tukey separó ambas fracciones en grupos estadísticos distintos, evidenciando el predominio de los lípidos neutros en el aceite de *Schizochytrium* sp.

7.4 Perfil de ácidos grasos

7.4.1 Perfil de ácidos grasos en dietas experimentales

Tabla 5. Composición porcentual de ácidos grasos de las dietas experimentales utilizadas en el bioensayo con juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*).

Ácido graso	Control	LN 2.5%	LN 5%	LP 2.5%	LP 5%
12:0	19.8	9.3	0.1	12.6	0.2
14:0	9.0	4.5	0.6	6.0	0.9
16:0	16.0	17.2	18.4	16.9	18.3
18:0	6.8	5.3	4.3	7.5	8.7
18:1n-9	22.3	16.5	12.8	24.7	28.9
20:1n-9	0.2	0.2	0.2	0.3	0.3
22:1n-9	0.0	0.0	0.0	0.0	0.1
18:2n-6	19.3	16.1	14.1	22.8	28.8
18:3n-6	0.0	0.1	0.1	0.0	0.1
18:3n-3	1.7	1.5	1.4	2.0	2.7
20:3n-3	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
20:4n-6	0.4	0.4	0.4	0.4	0.6
20:5n-3	0.0	0.2	0.4	0.1	0.1
22:6n-3	0.1	24.2	43.1	1.3	3.3
Total					
SAT.	52.7	37.1	24.4	44.3	29.7
MUFA	25.5	19.3	15.3	28.6	34.2
PUFA	21.8	43.6	60.3	27.1	36.1
(n-6)	20.0	17.4	15.4	23.6	29.9
(n-3)	1.8	26.5	44.9	3.4	6.2
(n-3)/(n-6)	0.1	1.5	2.9	0.1	0.2

En la Tabla 5 se presenta la composición porcentual de ácidos grasos de las dietas experimentales. Entre los ácidos grasos saturados, el 16:0 fue uno de los más abundantes en todas las dietas, con valores entre 16.0 y 18.4%, mientras que el 12:0 destacó principalmente en la dieta control (19.8%) y en LP 2.5% (12.6%). En cuanto a los ácidos grasos monoinsaturados, el 18:1n-9 fue el predominante, registrando el mayor valor en LP 5% (28.9%) y el menor en LN 5% (12.8%). Dentro de los poliinsaturados, el 18:2n-6 fue el principal representante de la serie n-6, con el mayor contenido en LP 5% (28.8%), mientras que el 22:6n-3 (DHA) mostró una marcada variación entre dietas, alcanzando su mayor proporción en LN 5% (43.1%), seguido de LN 2.5% (24.2%).

Respecto a las sumas totales, SAT. fue mayor en la dieta control (52.7%) y menor en LN 5% (24.4%), mientras que MUFA. alcanzó su valor más alto en LP 5% (34.2%). Por su parte, PUFA fue superior

en LN 5% (60.3%), seguida de LN 2.5% (43.6%). En cuanto a la relación n-3/n-6, esta fue mayor en LN 5% (2.9) y LN 2.5% (1.5), lo que indica una mayor proporción relativa de ácidos grasos n-3 en estas dietas; en contraste, las dietas control y LP 2.5% presentaron la relación más baja (0.1), mientras que LP 5% mostró un valor intermedio (0.2).

7.4.2 Músculo de tilapia del Nilo (*O. niloticus*)

7.4.2.1 Perfil de ácidos grasos en semana 1

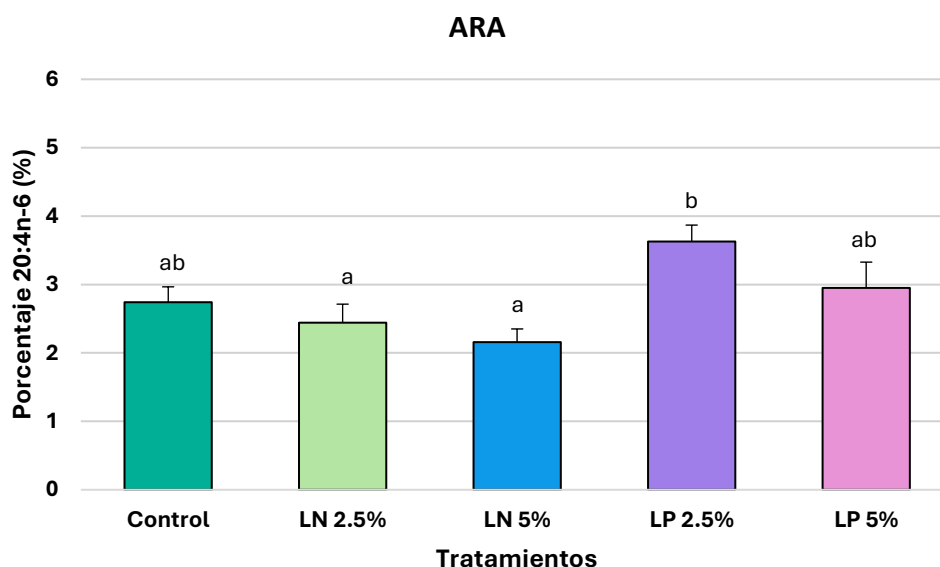


Figura 17. Proporción de ARA (20:4n-6) en músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante una semana con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp. durante la semana 1; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$.

La proporción de ARA en músculo presentó diferencias significativas entre los tratamientos evaluados, de acuerdo con el ANOVA de una vía ($F = 4.3343$; $p = 0.00845$). Los valores promedio estuvieron entre 2.16 y 3.63%. La prueba de Tukey indicó que LP 2.5% presentó la mayor proporción de ARA, ubicándose en un grupo estadístico superior (b), mientras que LN 2.5% y LN 5% registraron los valores más bajos y fueron agrupados en la categoría a. El Control y LP 5% mostraron un comportamiento intermedio (ab), sin diferencias estadísticas con los tratamientos extremos.

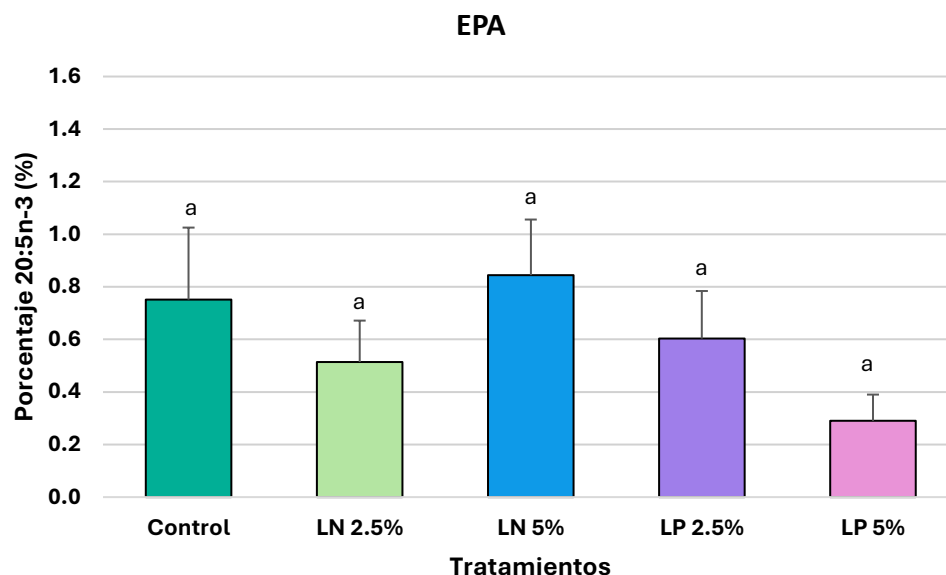


Figura 18. Proporción de EPA (20:5n-3) en músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante una semana con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp. durante la semana 1; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p > 0.05$.

Durante la semana 1, la proporción de EPA en músculo no presentó diferencias significativas entre los tratamientos evaluados, de acuerdo con el ANOVA de una vía ($F = 1.24075$; $p = 0.319254$). Los valores promedio estuvieron entre 0.29 y 0.84%. La prueba de Tukey confirmó la ausencia de diferencias estadísticas entre medias, agrupando a todos los tratamientos dentro de la misma categoría (a).

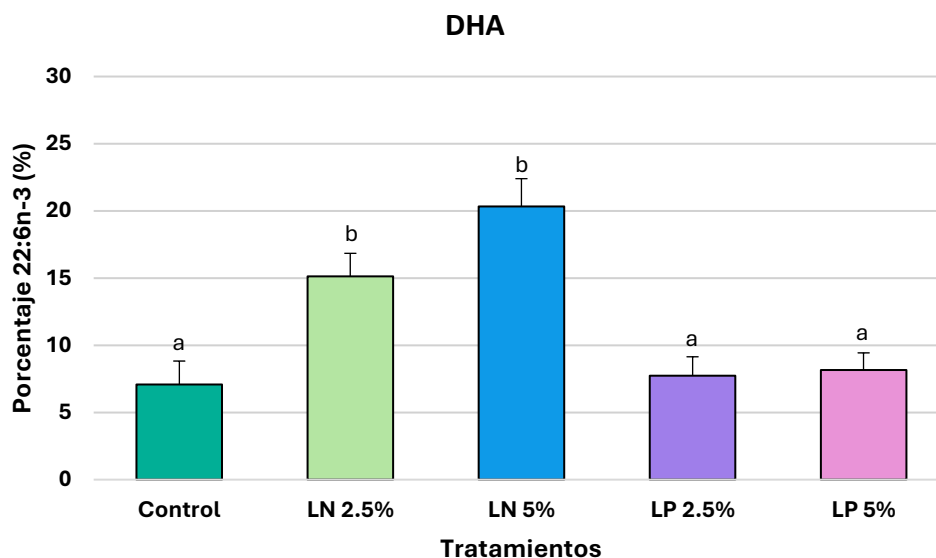


Figura 19. Proporción de DHA (22:6n-3) en músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante una semana con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp. durante la semana 1; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$.

La proporción de DHA en músculo (Fig. 19) presentó diferencias significativas entre los tratamientos evaluados, de acuerdo con el ANOVA de una vía ($F = 12.2243$; $p = 0.000012$). Los valores promedio estuvieron entre 7.08 y 20.33%. La prueba de Tukey mostró dos grupos estadísticos: LN 2.5% y LN 5% presentaron las mayores proporciones de DHA y se ubicaron en la categoría b, mientras que el Control, LP 2.5% y LP 5% registraron valores menores y fueron agrupados en la categoría a.

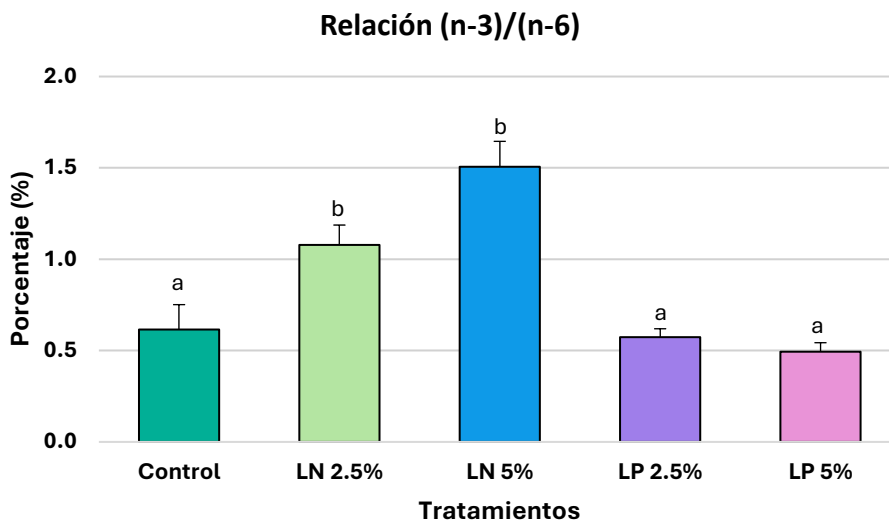


Figura 20. Relación (n-3)/(n-6) en músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante una semana con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$.

De acuerdo con el ANOVA de una vía ($F = 17.0419$; $p = 0.000001$). Los valores promedio mostraron que el tratamiento LN 5% registró la mayor relación (1.51 ± 0.14), seguido de LN 2.5% (1.08 ± 0.11). Los tratamientos Control, LP 2.5% y LP 5% presentaron valores menores, con promedios de 0.62 ± 0.14 , 0.57 ± 0.05 y 0.49 ± 0.05 , respectivamente. La prueba de Tukey indicó la formación de dos grupos estadísticos definidos: LN 2.5% y LN 5% se agruparon en la categoría b, mientras que el tratamiento control, LP 2.5% y LP 5% quedaron incluidos en la categoría a.

7.4.2.2 Determinación de lípidos totales en semana 2

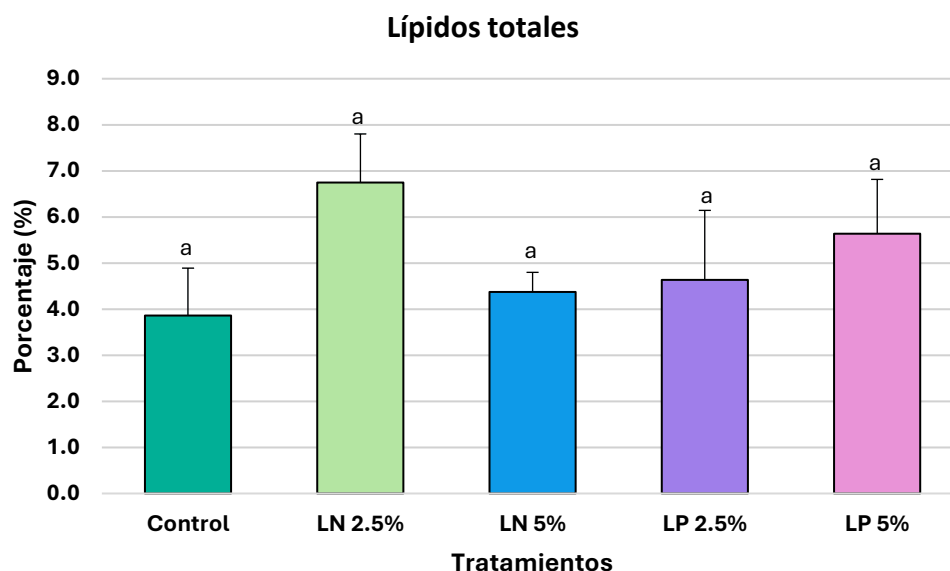


Figura 21. Porcentaje de lípidos totales en músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp. ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$.

El ANOVA de una vía no evidenció diferencias significativas en el contenido de lípidos totales en músculo entre los juveniles de tilapia del Nilo alimentados con los distintos tratamientos experimentales ($F = 1.10$; $p = 0.3801$). Los valores estuvieron entre 3.86 y 6.75%. La prueba de Tukey no confirmó diferencias significativas entre medias, por lo que todos los tratamientos se agruparon dentro de una misma categoría estadística (a).

7.4.2.3 Determinación de ácidos grasos en semana 2

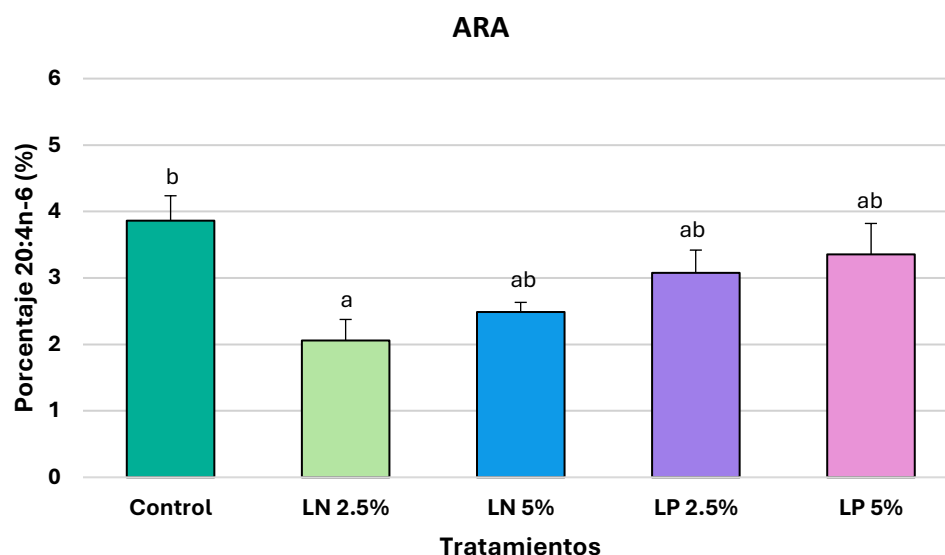


Figura 22. Proporción de ARA (20:4n-6) en músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp. durante la semana 2; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$.

La proporción de ARA en músculo presentó diferencias significativas entre los tratamientos evaluados, de acuerdo con el ANOVA de una vía ($F = 4.2315$; $p = 0.009434$). Los valores promedio estuvieron entre 2.06 y 3.86%. La prueba de Tukey mostró que el tratamiento Control presentó la mayor proporción de ARA y se ubicó en la categoría b, mientras que LN 2.5% registró el valor más bajo y fue agrupado en la categoría a. Los tratamientos LN 5%, LP 2.5% y LP 5% mostraron valores intermedios y se clasificaron dentro de la categoría ab.

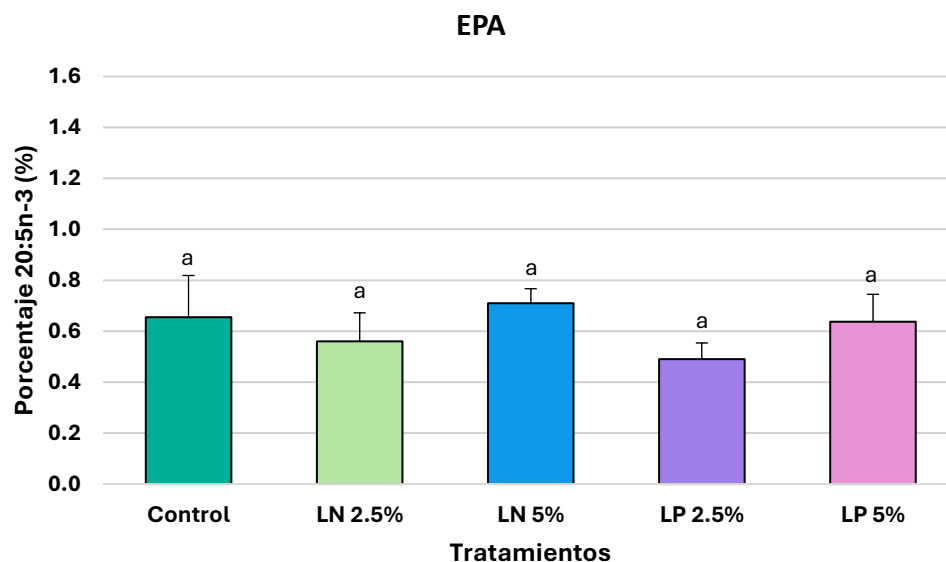


Figura 23. Proporción de EPA (20:5n-3) en músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp. durante la semana 2; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p > 0.05$.

Los valores de EPA en músculo no mostraron diferencias significativas entre tratamientos, conforme al ANOVA de una vía ($F = 0.6335$; $p = 0.643258$) y fluctuaron entre 0.49 y 0.71%. La prueba de Tukey agrupó a todos los tratamientos dentro de la misma categoría estadística (a), lo que coincide con la ausencia de diferencias detectadas por el análisis de varianza.

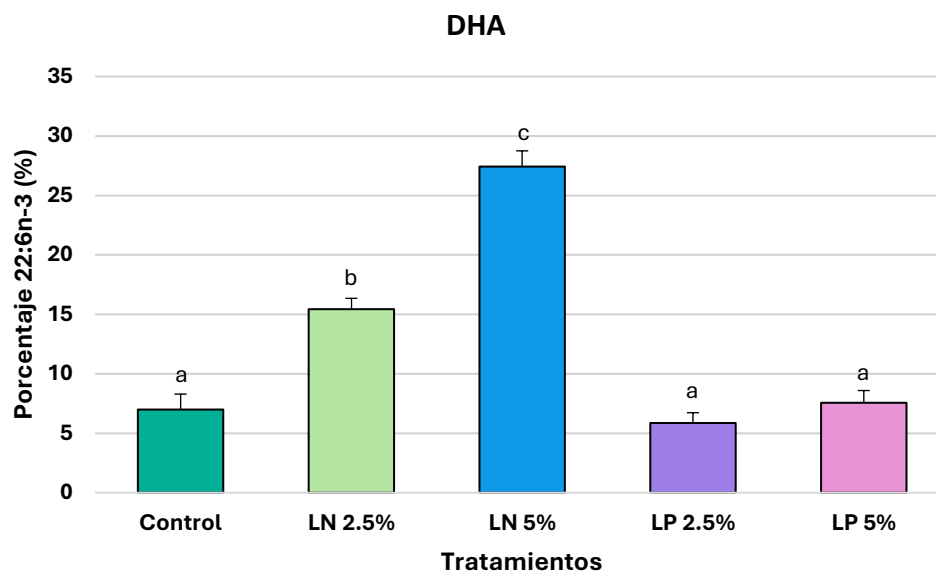


Figura 24. Proporción de DHA (22:6n-3) en músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp. durante la semana 2; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$.

La proporción de DHA en músculo presentó diferencias significativas entre los tratamientos evaluados, según el ANOVA de una vía ($F = 67.7545$; $p = 0.000000$). Los valores promedio estuvieron entre 5.86 y 27.42%. La prueba de Tukey evidenció tres grupos estadísticos: LN 5% registró la mayor proporción de DHA y se ubicó en la categoría c, seguido de LN 2.5% en la categoría b; mientras que Control, LP 2.5% y LP 5% mostraron los valores más bajos y fueron agrupados en la categoría a.

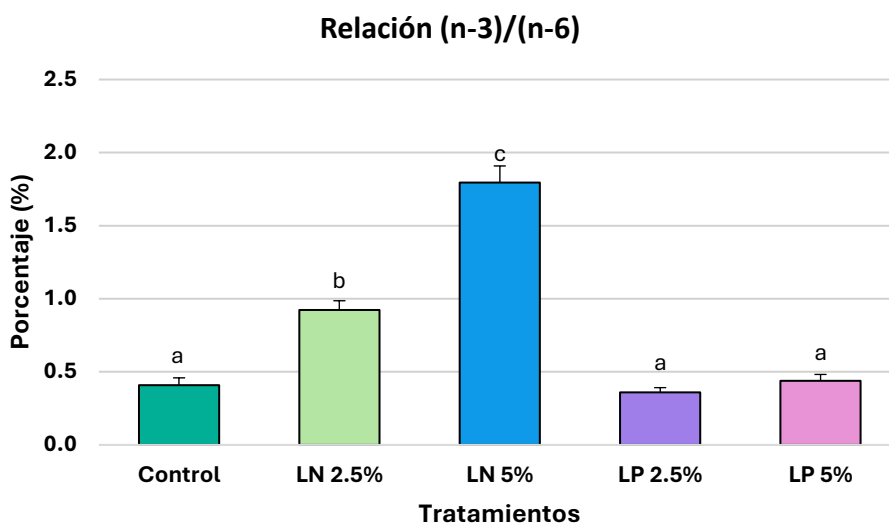


Figura 25. Relación (n-3)/(n-6) en músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$.

La relación evaluada en músculo presentó diferencias significativas entre los tratamientos, de acuerdo con el ANOVA de una vía ($F = 82.9965$; $p = 0.000000$). Los valores promedio estuvieron entre 0.36 y 1.79. La prueba de Tukey mostró tres grupos estadísticos: LN 5% registró la relación más alta y se ubicó en la categoría c, seguido de LN 2.5% en la categoría b; mientras que LP 2.5%, Control y LP 5% presentaron los valores más bajos y fueron agrupados en la categoría a.

7.4.3 Perfil de ácidos grasos en fracciones lipídicas de semana 2

7.4.3.1 Lípidos neutros

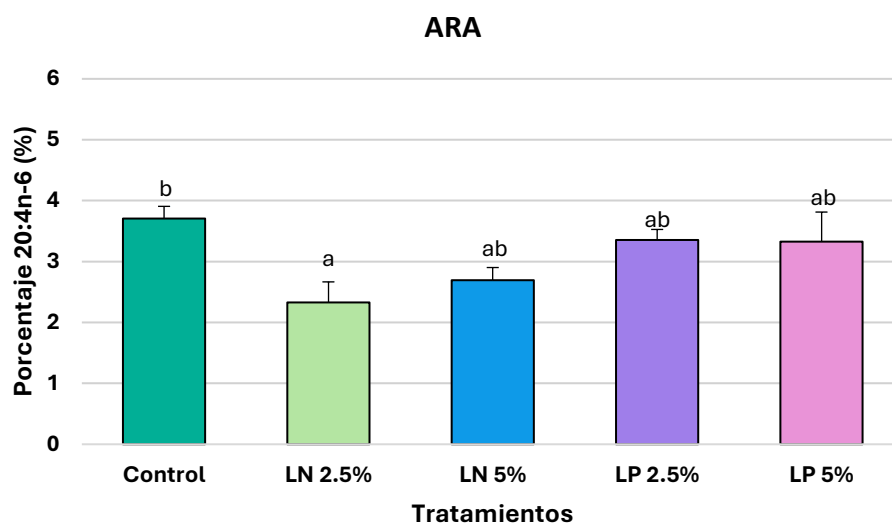


Figura 26. Proporción de ácido araquidónico, ARA (20:4n-6), en la fracción de lípidos neutros del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$.

En la fracción de lípidos neutros del músculo, el ARA mostró diferencias significativas entre tratamientos ($F = 3.3535$; $p = 0.024985$). Los valores promedio oscilaron entre 2.33 y 3.71%. Según la prueba de Tukey, el Control presentó la proporción más alta y se ubicó en el grupo estadístico superior, mientras que LN 2.5% registró el valor más bajo y se clasificó en el grupo inferior. Por su parte, LN 5%, LP 2.5% y LP 5% mantuvieron valores intermedios, sin diferenciarse estadísticamente de los grupos extremos.

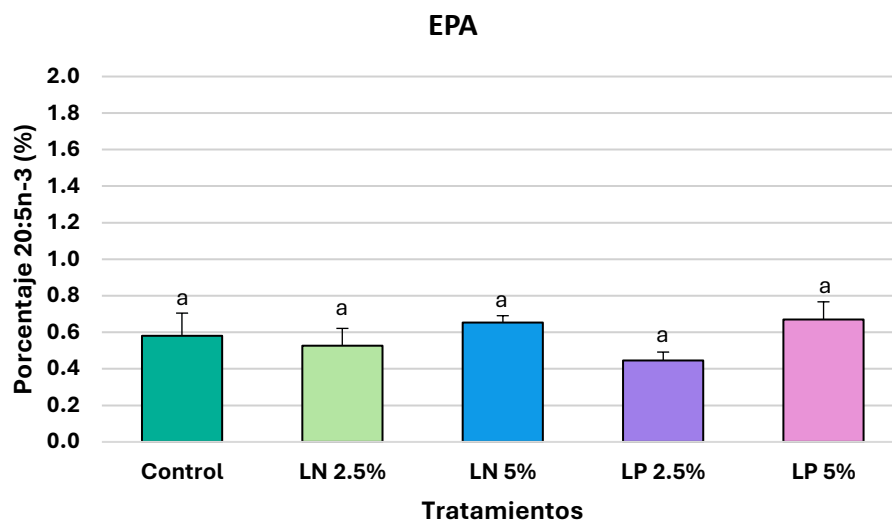


Figura 27. Proporción de ácido eicosapentaenoico, EPA (20:5n-3), en la fracción de lípidos neutros del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$.

No se detectaron diferencias significativas entre tratamientos ($F = 1.1462$; $p = 0.357961$). Aunque los valores promedio fueron ligeramente mayores en LP 5% ($0.67 \pm 0.10\%$) y LN 5% ($0.65 \pm 0.04\%$), seguidos por el tratamiento control ($0.58 \pm 0.12\%$) y LN 2.5% ($0.53 \pm 0.09\%$), estas variaciones no fueron estadísticamente significativas. El valor promedio más bajo se observó en LP 2.5% ($0.45 \pm 0.05\%$). La prueba de Tukey confirmó que todos los tratamientos se agruparon en una misma categoría estadística, indicando una respuesta similar en la proporción de EPA entre los tratamientos evaluados.

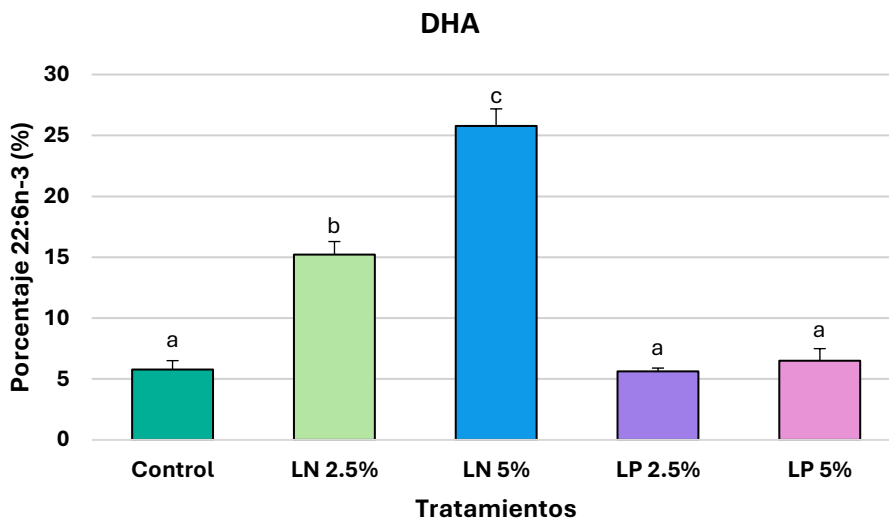


Figura 28. Proporción de ácido docosahexaenoico, DHA (22:6n-3), en la fracción de lípidos neutros del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$.

Se evidenció diferencias significativas entre tratamientos ($F = 82.1404$; $p = 0.000000$). El tratamiento LN 5% presentó la mayor proporción de DHA ($25.78 \pm 1.40\%$), seguido por LN 2.5% ($15.22 \pm 1.07\%$). En cambio, los tratamientos LP 2.5%, Control y LP 5% mostraron valores considerablemente menores, con promedios de $5.63 \pm 0.27\%$, $5.78 \pm 0.73\%$ y $6.50 \pm 0.99\%$, respectivamente. La prueba de Tukey separó los tratamientos en tres grupos estadísticos: LN 5% se ubicó en el grupo superior, LN 2.5% en un grupo intermedio, mientras que LP 2.5%, Control y LP 5% integraron el grupo con las menores proporciones de DHA.

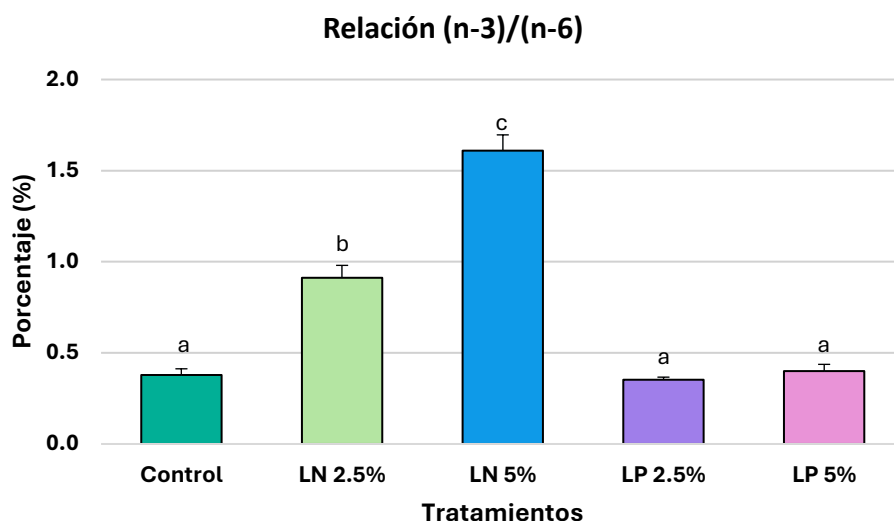


Figura 29. Relación (n-3)/(n-6) en la fracción de lípidos neutros del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$.

Para la relación (n-3)/(n-6), el ANOVA de una vía evidenció diferencias significativas entre tratamientos ($F = 99.2819$; $p = 0.000000$). Los valores promedio oscilaron entre 0.35 y 1.61. La prueba de Tukey distinguió tres grupos estadísticos: LN 5% presentó la relación más alta y se ubicó en el grupo superior, LN 2.5% quedó en un grupo intermedio, mientras que LP 2.5%, Control y LP 5% registraron las relaciones más bajas.

7.4.3.2 Lípidos polares

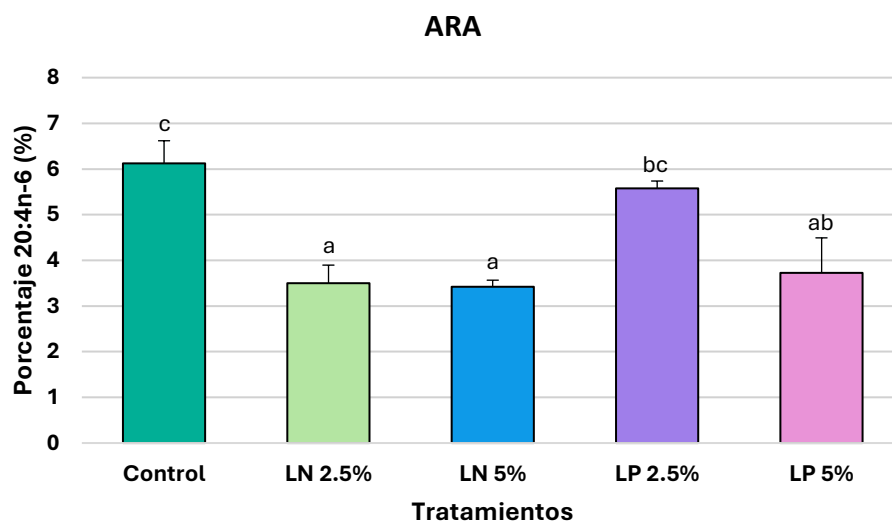


Figura 30. Proporción de ácido araquidónico, ARA (20:4n-6), en la fracción de lípidos polares del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$.

En los lípidos polares del músculo, el ANOVA de una vía mostró diferencias significativas entre tratamientos ($F = 7.9001$; $p = 0.000292$). Los valores promedio oscilaron entre 3.42 y 6.12%. La prueba de Tukey permitió distinguir tres grupos estadísticos: el Control presentó la mayor proporción de ARA, LP 2.5% mostró una posición intermedia-alta, mientras que LN 5%, LN 2.5% y LP 5% se agruparon entre los valores más bajos.

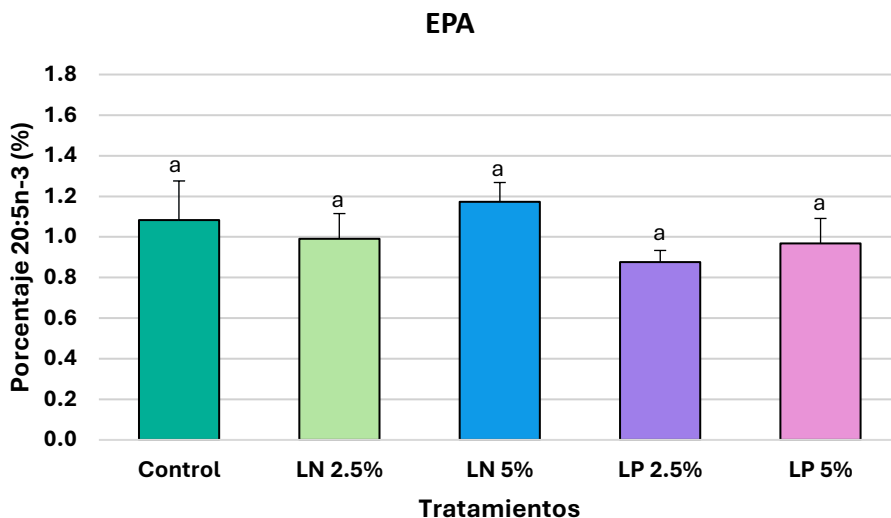


Figura 31. Proporción de ácido eicosapentaenoico, EPA (20:5n-3), en la fracción de lípidos polares del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$.

El ANOVA de una vía no mostró diferencias significativas entre los tratamientos evaluados ($F = 0.8059$; $p = 0.533078$). Aunque el tratamiento LN 5% presentó el valor promedio más alto ($1.17 \pm 0.10\%$), seguido del control ($1.08 \pm 0.19\%$), LN 2.5% ($0.99 \pm 0.12\%$) y LP 5% ($0.97 \pm 0.12\%$), estas variaciones no fueron estadísticamente significativas. El menor promedio se observó en LP 2.5% ($0.88 \pm 0.06\%$). La prueba de Tukey confirmó que todos los tratamientos se agruparon dentro de una misma categoría estadística, lo que indica que la proporción de EPA en los lípidos polares del músculo se mantuvo relativamente similar entre tratamientos durante la segunda semana.

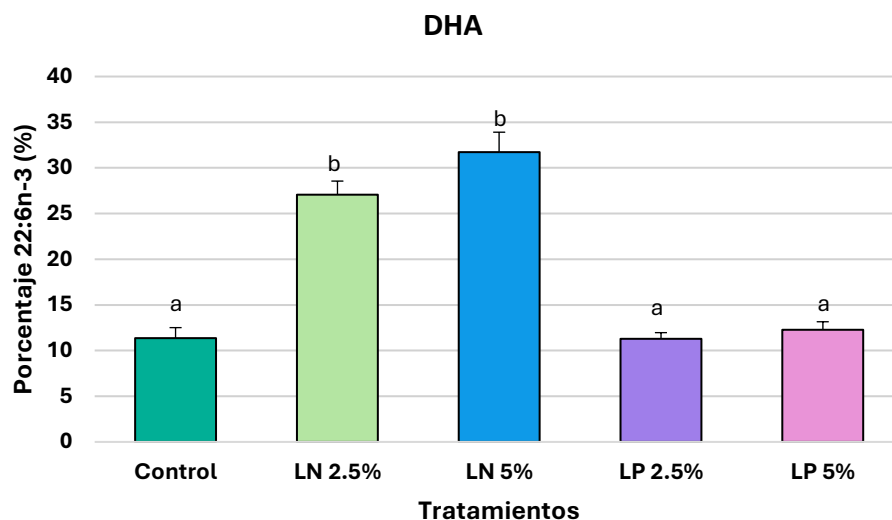


Figura 32. Proporción de ácido docosahexaenoico, DHA (22:6n-3), en la fracción de lípidos polares del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$.

El DHA presentó diferencias significativas entre tratamientos, según el ANOVA de una vía ($F = 50.8991$; $p = 0.000000$). Los valores promedio estuvieron entre 11.29 y 31.72%. La prueba de Tukey separó dos grupos estadísticos: LN 5% y LN 2.5% registraron las mayores proporciones de DHA y se ubicaron en la categoría superior, mientras que LP 2.5%, Control y LP 5% mostraron los valores más bajos (Fig. 32).

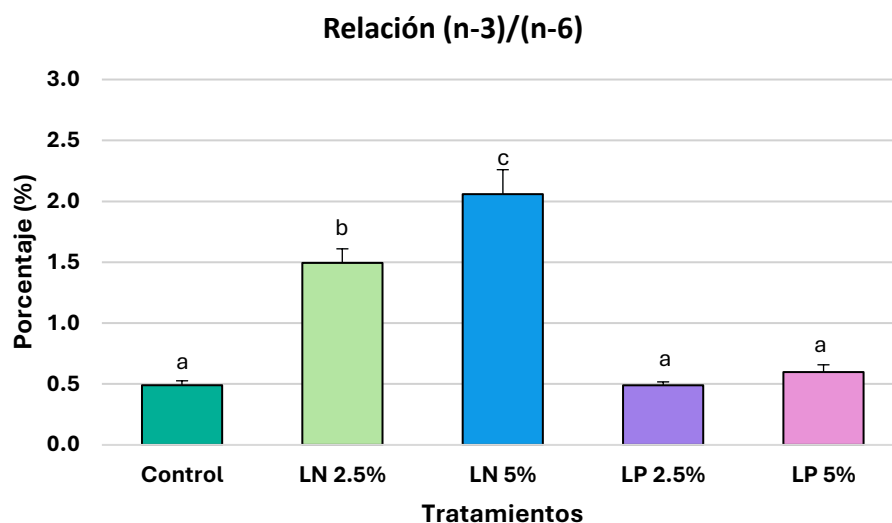


Figura 33. Relación (n-3)/(n-6) en la fracción de lípidos polares del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p < 0.05$.

El ANOVA de una vía evidenció diferencias significativas entre los tratamientos evaluados ($F = 43.0036$; $p = 0.000000$). La mayor relación se registró en LN 5% (2.06 ± 0.20), seguido de LN 2.5% (1.49 ± 0.12). Por su parte, LP 5% (0.60 ± 0.06), Control (0.49 ± 0.04) y LP 2.5% (0.49 ± 0.03) mostraron los valores más bajos. La prueba de Tukey permitió diferenciar tres grupos estadísticos: LN 5% se ubicó en el grupo superior, LN 2.5% en un grupo intermedio, mientras que Control, LP 2.5% y LP 5% conformaron el grupo con menor relación (n-3)/(n-6). Estos resultados indican que las dietas LN favorecieron una mayor proporción relativa de ácidos grasos n-3 respecto a n-6 en los lípidos polares del músculo, especialmente al nivel de inclusión de 5%.

7.5 Análisis de ácidos grasos en clases de fosfolípidos en semana 2

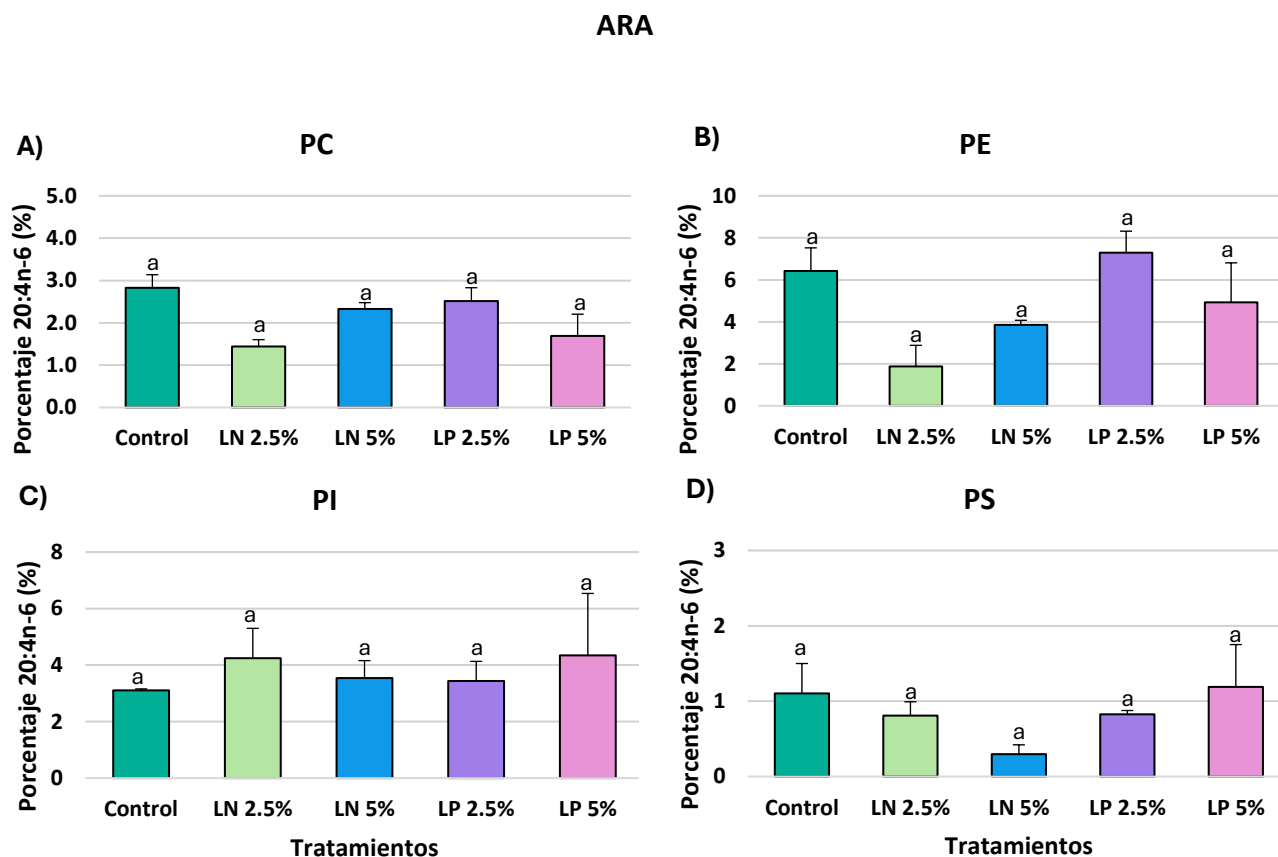


Figura 34. Porcentaje de ácido araquidónico (ARA; 20:4n-6) en las principales clases de fosfolípidos del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante la semana 2 con dietas experimentales que incluyeron las fracciones neutra y polar del aceite de *Schizochytrium* sp. A) Fosfatidilcolina (PC), B) fosfatidiletanolamina (PE), C) fosfatidilinositol (PI) y D) fosfatidilserina (PS). Los valores se expresan como media $\pm$ error estándar. Para PC y PE, $n = 3$ por tratamiento; para PI, los tratamientos LN 2.5 % y LP 2.5 % tuvieron $n = 2$, mientras que Control, LN 5 % y LP 5 % tuvieron $n = 3$; para PS, LP 2.5 % tuvo $n = 2$ y los demás tratamientos $n = 3$. Letras iguales sobre las barras indican ausencia de diferencias significativas entre tratamientos de acuerdo con ANOVA de una vía y prueba de Tukey ($p > 0.05$).

Se presenta el porcentaje de ARA en las principales clases de fosfolípidos del músculo durante la semana 2. No se detectaron diferencias significativas entre tratamientos en PC ($F = 3.2965$; $p = 0.0574$), PE ($F = 3.3376$; $p = 0.0556$), PI ($F = 0.1806$; $p = 0.9421$) ni PS ($F = 1.0498$; $p = 0.4340$). Aunque en PC y PE se observaron diferencias numéricas entre tratamientos, estas no fueron estadísticamente significativas. En PI y PS los valores fueron variables entre tratamientos, pero todos quedaron dentro de la misma categoría estadística según la prueba de Tukey.

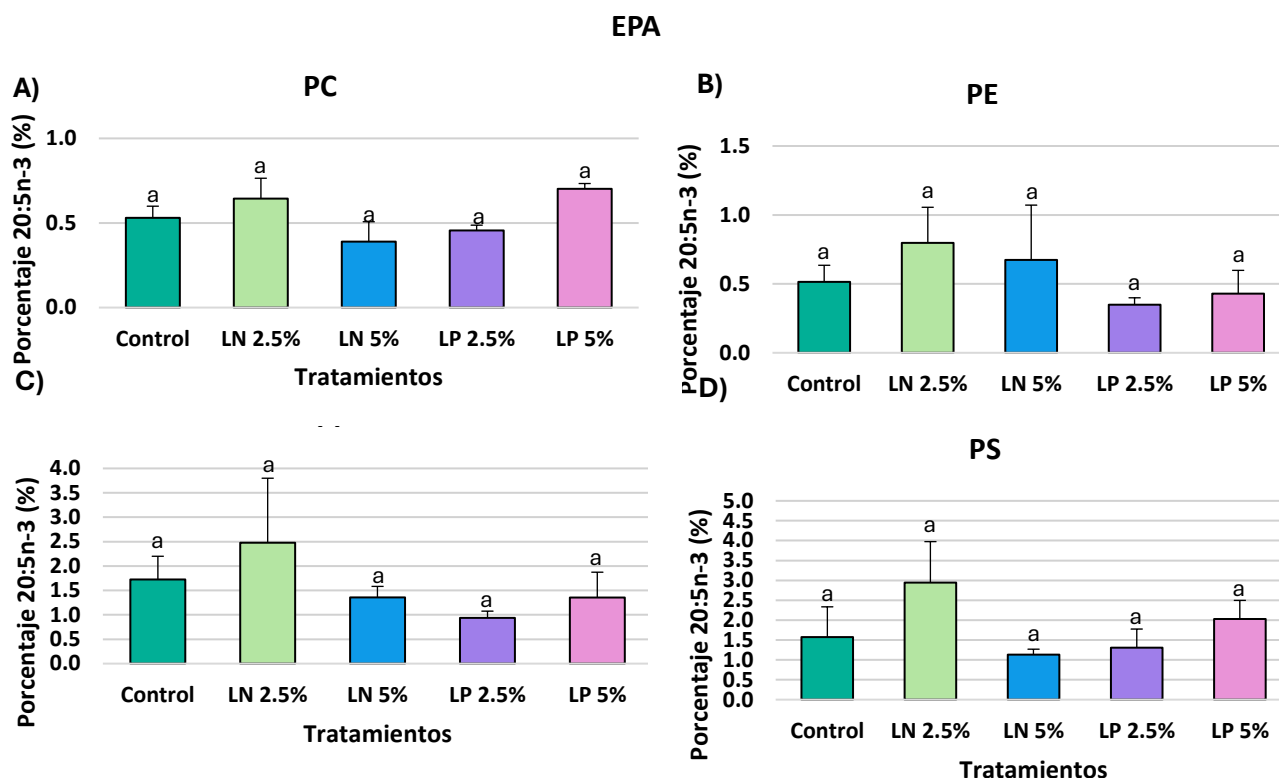


Figura 35. Porcentaje de EPA en las principales clases de fosfolípidos del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante la semana 2 con dietas experimentales que incluyeron las fracciones neutra y polar del aceite de *Schizochytrium* sp. A) Fosfatidilcolina (PC), B) fosfatidiletanolamina (PE), C) fosfatidilinositol (PI) y D) fosfatidilserina (PS). Los valores se expresan como media $\pm$ error estándar, con $n = 3$ por tratamiento. Letras iguales sobre las barras indican ausencia de diferencias significativas entre tratamientos de acuerdo con ANOVA de una vía y prueba de Tukey ($p > 0.05$).

El análisis de varianza de una vía no detectó diferencias significativas entre tratamientos en ninguna de las clases fosfolipídicas evaluadas: PC; $F = 2.3743$; $p = 0.1219$, PE; $F = 0.6137$; $p = 0.6625$, PI; $F = 0.7232$; $p = 0.5957$ y PS; $F = 1.2516$; $p = 0.3506$. Aunque se observaron diferencias numéricas entre tratamientos, particularmente en PI y PS, estas no fueron estadísticamente significativas de acuerdo con la prueba de Tukey ($p > 0.05$).

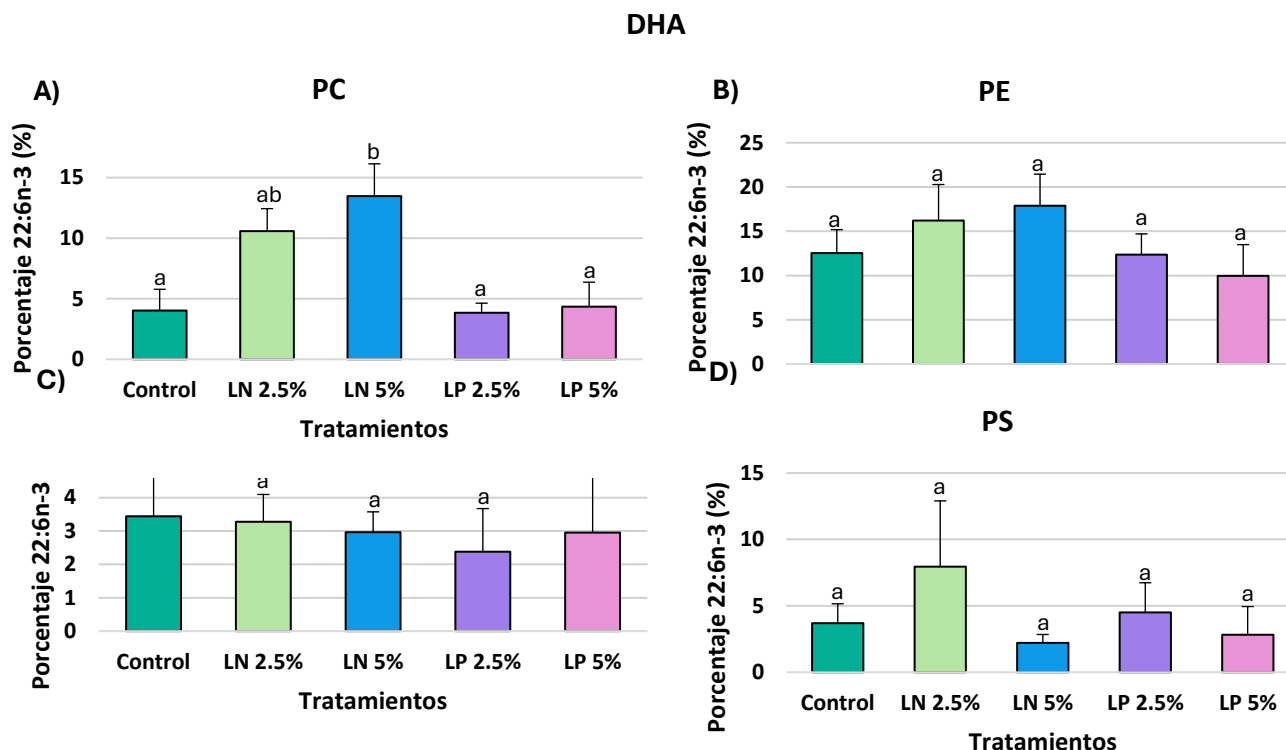


Figura 36. Porcentaje de DHA en las principales clases de fosfolípidos del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante la semana 2 con dietas experimentales que incluyeron las fracciones neutra y polar del aceite de *Schizochytrium* sp. A) Fosfatidilcolina (PC), B) fosfatidiletanolamina (PE), C) fosfatidilinositol (PI) y D) fosfatidilserina (PS). Los valores se expresan como media $\pm$ error estándar, con $n = 3$ por tratamiento. Letras iguales sobre las barras indican ausencia de diferencias significativas entre tratamientos de acuerdo con la prueba de Tukey ($p > 0.05$).

El análisis de varianza de una vía detectó diferencias significativas entre tratamientos únicamente en PC; $F = 5.4738$; $p = 0.0134$. La prueba de Tukey mostró que el tratamiento LN 5 % presentó el mayor porcentaje de DHA (13.47 ± 2.67 %), difiriendo significativamente de Control (4.02 ± 1.75 %), LP 2.5 % (3.84 ± 0.79 %) y LP 5 % (4.34 ± 2.02 %), mientras que LN 2.5 % (10.58 ± 1.86 %) ocupó una posición intermedia y no difirió estadísticamente de ninguno de estos tratamientos. No se detectaron diferencias significativas entre tratamientos para PE; $F = 0.9413$; $p = 0.4791$, PI; $F = 0.0819$; $p = 0.9861$ ni PS; $F = 0.6929$; $p = 0.6136$, aunque en PE los tratamientos con la fracción neutra presentaron numéricamente los mayores porcentajes de DHA.

7.6 Análisis bioquímico en semana 2

7.6.1 Concentración de proteínas totales

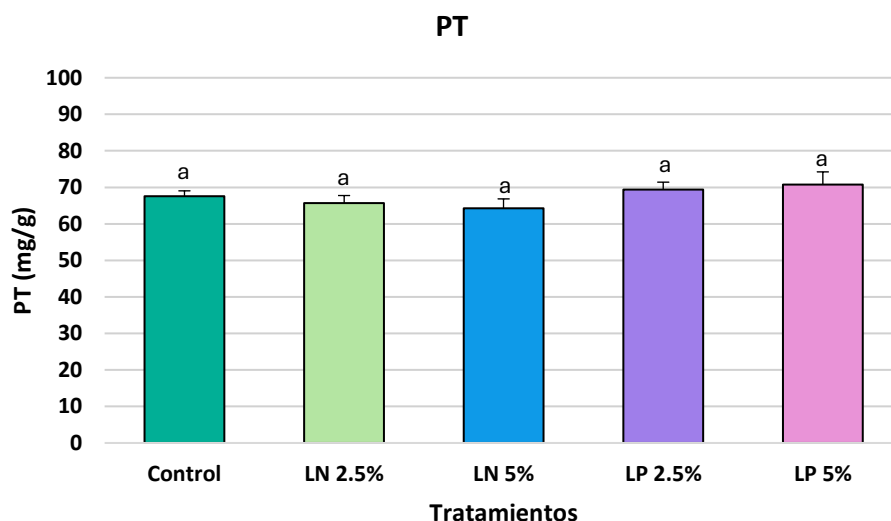


Figura 37. Concentración de proteínas totales (PT) en músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p > 0.05$.

El análisis estadístico no detectó diferencias significativas en la concentración de proteínas totales del músculo entre los tratamientos evaluados (ANOVA de una vía, $F = 0.732$; $p = 0.626738$). Los organismos presentaron concentraciones promedio entre 64.26 ± 2.57 y 70.76 ± 3.47 mg/g, mostrando una respuesta homogénea entre los grupos experimentales. De acuerdo con la prueba de Tukey, todos los tratamientos pertenecieron al mismo grupo estadístico, lo que sugiere que la incorporación de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp. no tuvo efecto sobre el contenido de proteínas totales en el tejido muscular.

7.6.2 Actividad antioxidante: CAT y SOD

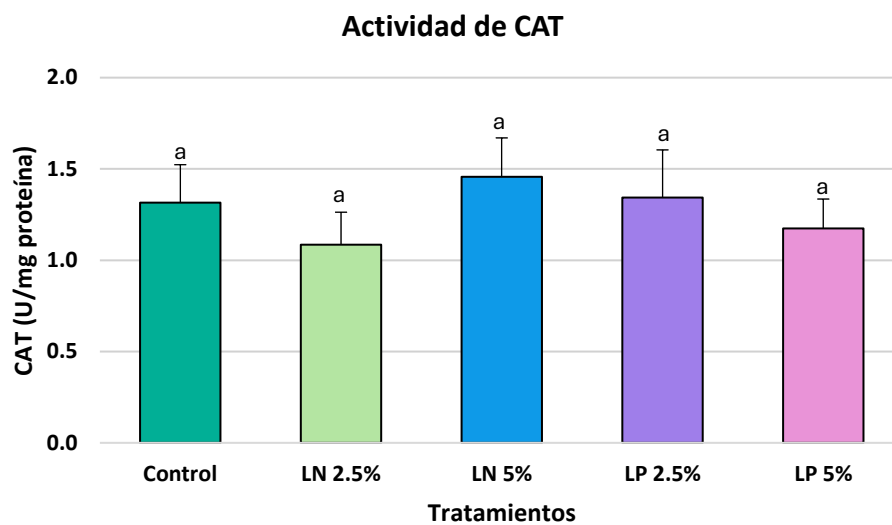


Figura 38. Actividad de CAT en músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p > 0.05$.

La actividad de catalasa en músculo no presentó diferencias significativas entre los tratamientos evaluados (ANOVA de una vía, $F = 0.4875$; $p = 0.813135$). Los valores promedio se mantuvieron dentro de un intervalo entre 1.09 ± 0.18 y 1.46 ± 0.21 U/mg proteína. La prueba de Tukey agrupó a todos los tratamientos dentro de la misma categoría estadística, indicando que la inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp. no modificó significativamente la actividad de CAT en el músculo.

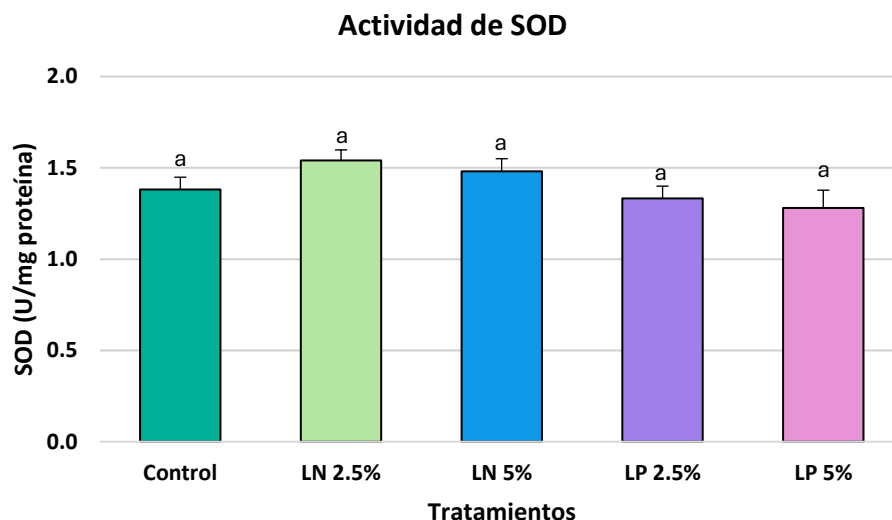


Figura 39. Actividad de SOD en músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p > 0.05$.

La actividad de superóxido dismutasa en músculo no mostró diferencias significativas entre los tratamientos evaluados (ANOVA de una vía, $F = 2.047$; $p = 0.085214$). Los valores promedio se mantuvieron entre 1.28 y 1.54 U/mg proteína. La prueba de Tukey agrupó a todos los tratamientos dentro de una misma categoría estadística, indicando que la inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp. no modificó significativamente la actividad de SOD en el músculo.

7.6.3 Peroxidación lipídica: TBARS

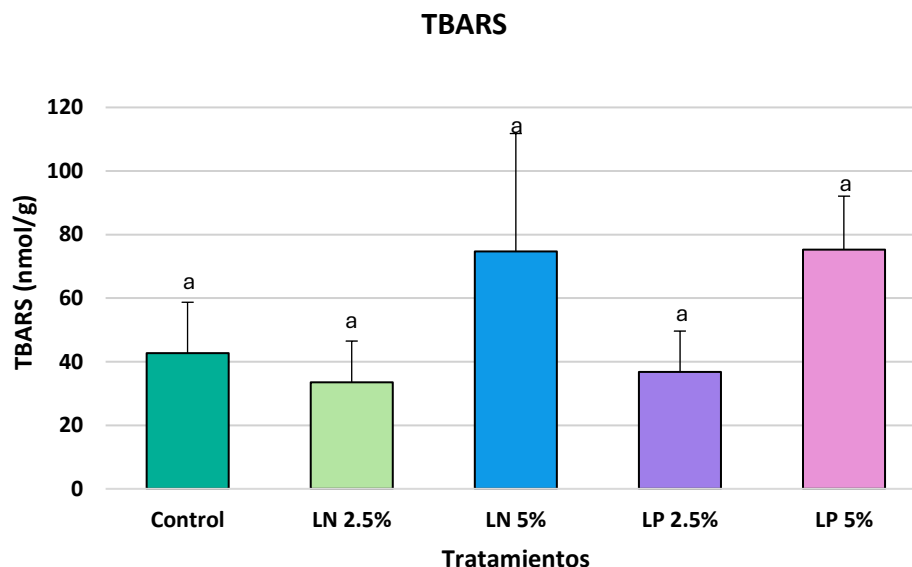


Figura 40. Peroxidación lipídica determinada por TBARS en músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp.; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p > 0.05$.

La peroxidación lipídica determinada por TBARS en músculo no presentó diferencias significativas entre los tratamientos evaluados (ANOVA de una vía, $F = 0.67625$; $p = 0.669576$). Los valores promedio se mantuvieron dentro de un intervalo amplio, entre 33.51 y 75.26 nmol/g. La prueba de Tukey agrupó a todos los tratamientos dentro de una misma categoría estadística, indicando que la inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp. no modificó significativamente el nivel de peroxidación lipídica en el músculo.

7.7 En hígado

7.7.1 Análisis histológico en semana 1

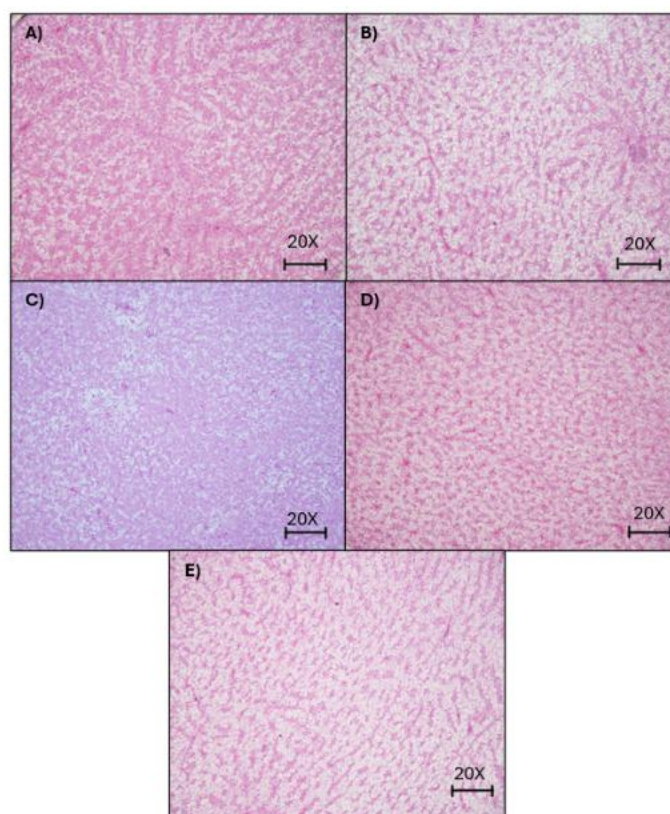


Figura 41. Imágenes de hígado de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante una semana con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp a 20X, teñido con hematoxilina-eosina. A) Control, B) Lípidos neutros 2.5%, C) Lípidos neutros 5%, D) Lípidos polares 2.5% y E) Lípidos polares 5%.

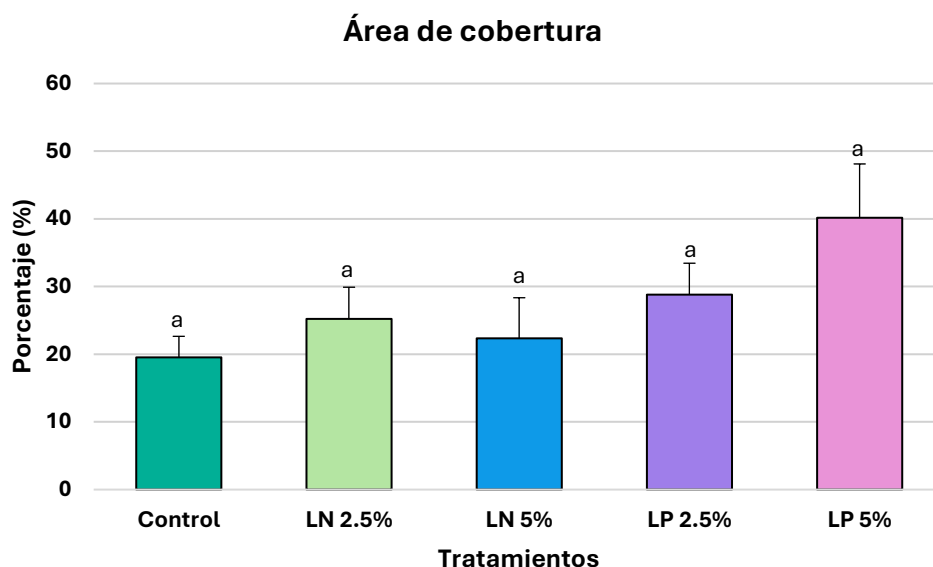


Figura 42. Porcentaje de área de cobertura vacuolar en hígado de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante una semana con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp., evaluado en preparaciones histológicas teñidas con hematoxilina-eosina; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p > 0.05$.

Para la semana 1, los valores de área de cobertura vacuolar en hígado no difirieron significativamente entre tratamientos (ANOVA de una vía, $F = 2.1673$; $p = 0.163414$) y los valores fluctuaron entre 19.53 y 40.16%. La comparación múltiple de medias mediante Tukey ubicó a todos los tratamientos dentro de la misma agrupación estadística (a), sin separación entre ellos.

7.7.2 Semana 2

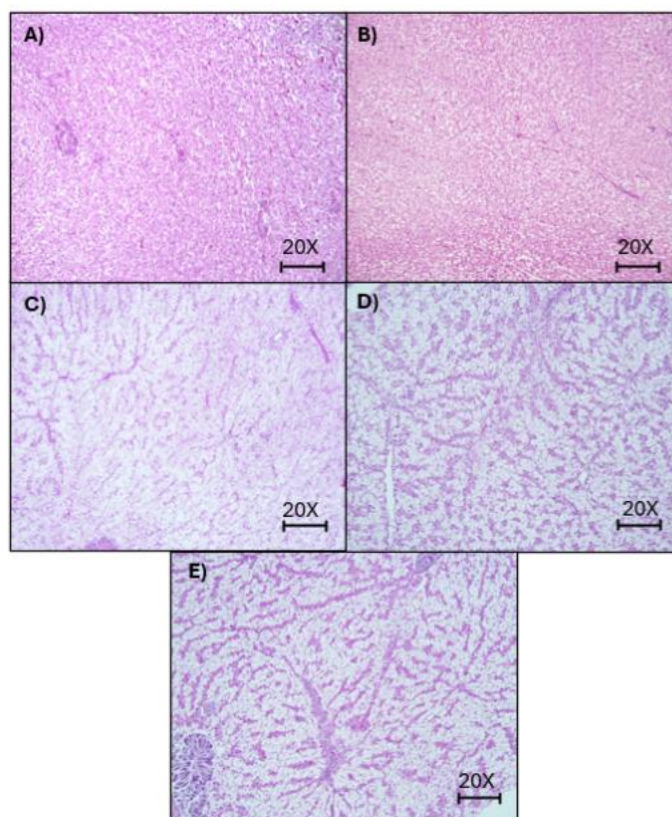


Figura 43. Imágenes de hígado de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp a 20X, teñido con hematoxilina-eosina. A) Control, B) Lípidos neutros 2.5%, C) Lípidos neutros 5%, D) Lípidos polares 2.5% y E) Lípidos polares 5%.

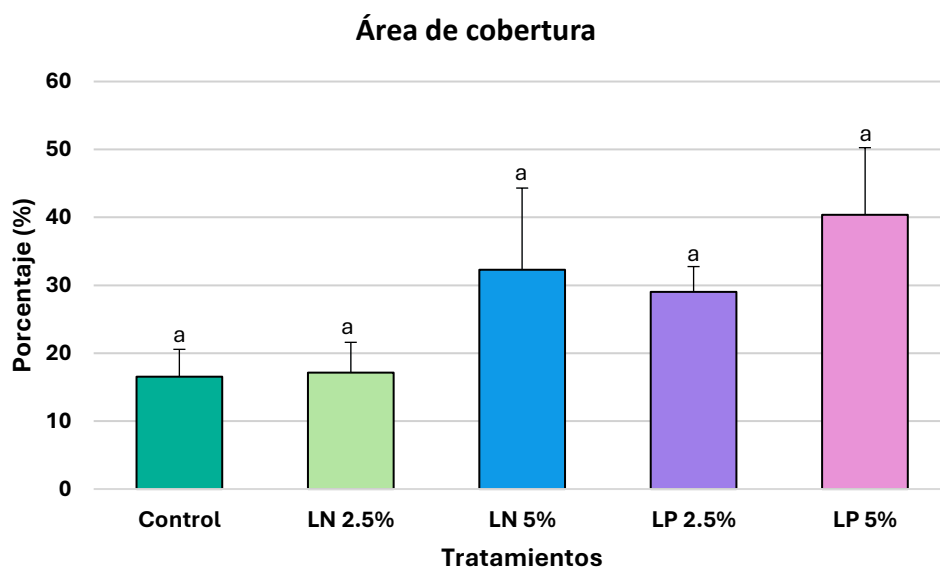


Figura 44. Porcentaje de área de cobertura vacuolar en hígado de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp. durante la semana 2, evaluado en preparaciones histológicas teñidas con hematoxilina-eosina; ANOVA de una vía y prueba de Tukey, $p > 0.05$.

Durante la semana 2, el porcentaje de área de cobertura vacuolar en hígado no presentó diferencias significativas entre tratamientos (ANOVA de una vía, $F = 2.17258$; $p = 0.162719$), con valores promedio entre 16.54 y 40.38%. La prueba de Tukey ubicó a todos los tratamientos en la misma agrupación estadística (a), confirmando la ausencia de diferencias entre medias.

7.8 Diversidad y composición de la microbiota intestinal

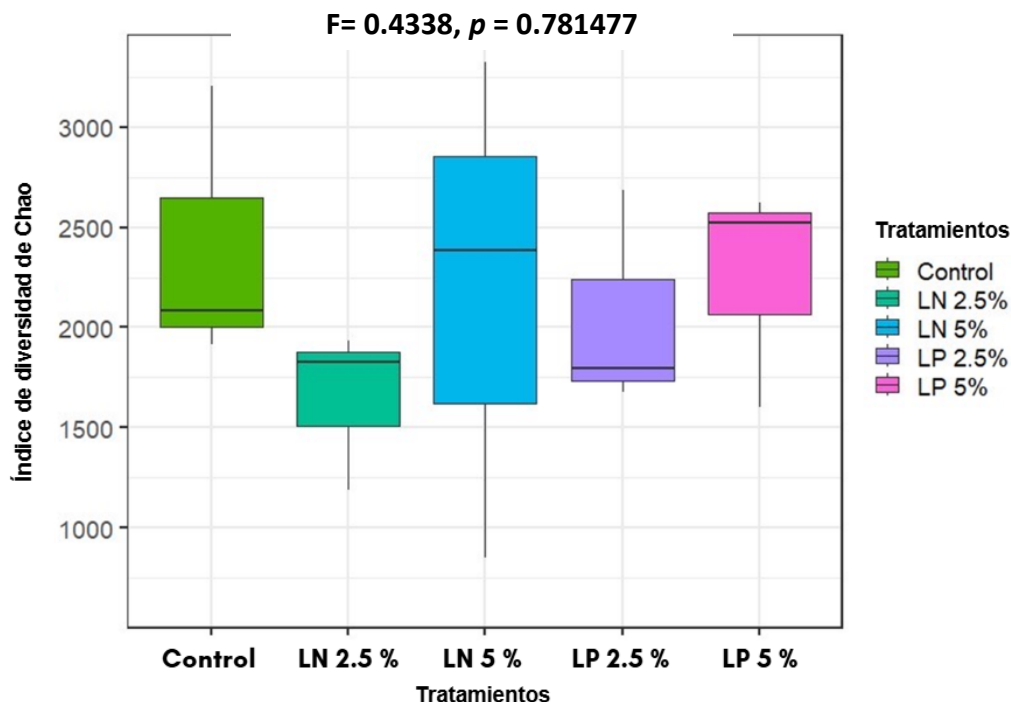


Figura 45. Índice de riqueza de Chao en la microbiota intestinal de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp. Los datos se presentan mediante diagramas de caja y bigotes, con $n = 3$ por tratamiento. ANOVA de una vía y prueba de Tukey ($p > 0.05$).

De acuerdo con la distribución del índice de riqueza de Chao entre los tratamientos evaluados, el ANOVA de una vía no detectó diferencias significativas entre tratamientos ($F = 0.4338$; $p = 0.781477$). Aunque el tratamiento control presentó el valor promedio más alto, seguido de LP 5%, LN 5%, LP 2.5% y LN 2.5%, estas diferencias fueron únicamente numéricas. La prueba de Tukey agrupó a todos los tratamientos dentro de una misma categoría estadística, lo que indica que las dietas experimentales no modificaron significativamente la riqueza estimada de la microbiota intestinal durante el periodo evaluado (Fig. 45).

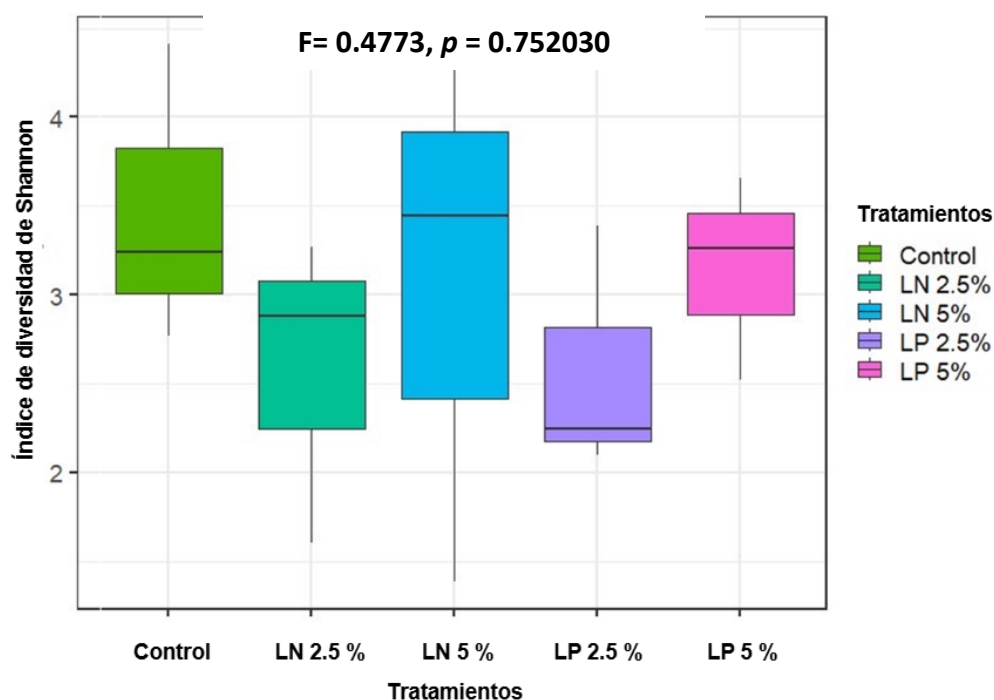


Figura 46. Índice de diversidad de Shannon en la microbiota intestinal de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp. Los datos se presentan mediante diagramas de caja y bigotes, con $n = 3$ por tratamiento. ANOVA de una vía y prueba de Tukey ($p > 0.05$).

De acuerdo con la distribución del índice de diversidad de Shannon entre los tratamientos evaluados, el ANOVA de una vía no detectó diferencias significativas entre tratamientos ($F = 0.4773$; $p = 0.752030$). Aunque el tratamiento Control presentó el valor promedio más alto, seguido de LP 5%, LN 5%, LN 2.5% y LP 2.5%, estas diferencias fueron únicamente numéricas. La prueba de Tukey agrupó a todos los tratamientos dentro de una misma categoría estadística, lo que indica que las dietas experimentales no modificaron significativamente la diversidad alfa de la microbiota intestinal durante el periodo evaluado.

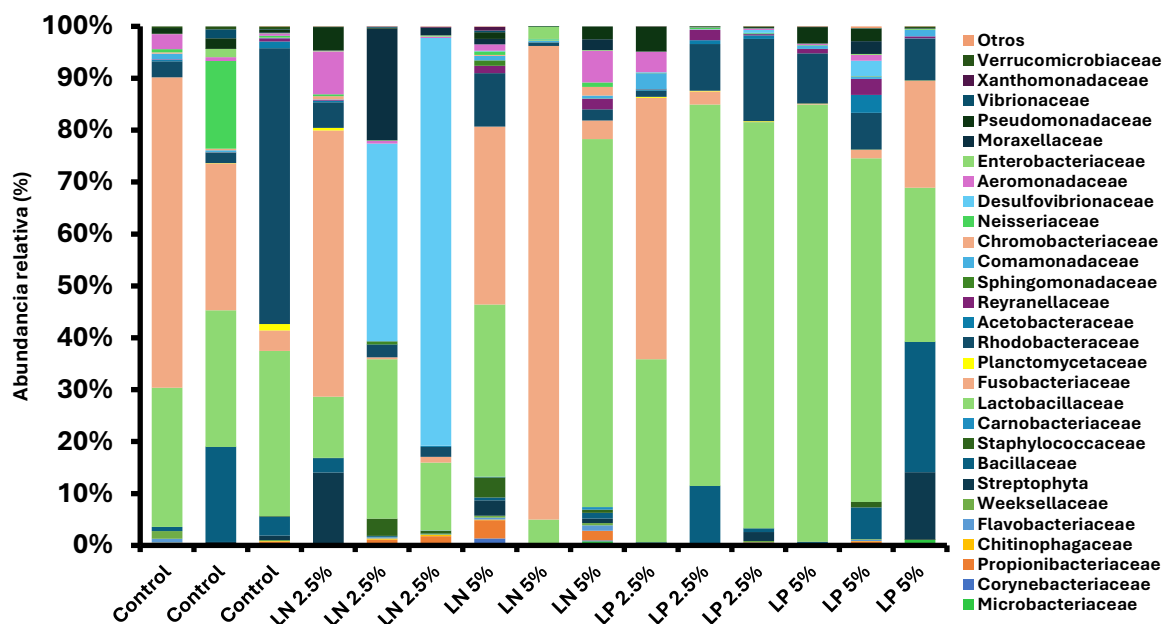


Figura 47. Distribución porcentual de las principales familias bacterianas presentes en la microbiota intestinal de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp. Cada barra representa una réplica individual por tratamiento y los colores indican la abundancia relativa de las familias bacterianas identificadas.

En el caso de la composición relativa de la microbiota intestinal a nivel de familia en juveniles de *O. niloticus* alimentados con las diferentes dietas experimentales. Se observó una elevada variabilidad en la composición bacteriana entre las réplicas de un mismo tratamiento, lo que refleja una marcada heterogeneidad interindividual característica de la microbiota intestinal de esta especie. No obstante, fue posible identificar diferencias en la estructura de la comunidad bacteriana asociadas con los tratamientos dietarios. En el grupo Control se observó una composición más heterogénea, con abundancias variables de familias como Lactobacillaceae, Bacillaceae, Rhodobacteraceae, Carnobacteriaceae, Chromobacteriaceae y otras agrupadas dentro de la categoría "Otros". Los tratamientos con la fracción neutra (LN 2.5 % y LN 5 %) también presentaron una elevada variabilidad entre réplicas, sin evidenciar un patrón consistente de dominancia bacteriana. Los tratamientos con la fracción polar (LP 2.5 % y LP 5 %) mostraron una modificación más evidente de la estructura de la comunidad microbiana con respecto al Control, caracterizada por un predominio de Lactobacillaceae en la mayoría de las réplicas y una menor representación de otras familias bacterianas.

8. DISCUSIÓN

En la actualidad, la acuicultura enfrenta el reto de incrementar la producción de organismos acuáticos de alto valor nutricional mediante estrategias alimentarias que sean productiva, económica y ambientalmente sostenibles. La tilapia del Nilo (*O. niloticus*) representa una de las especies dulceacuícolas más importantes para la acuicultura mundial, debido a su capacidad para utilizar dietas formuladas con ingredientes alternativos, su tolerancia a condiciones variables de cultivo y su amplia aceptación comercial (El-Sayed, 2020; Sarker et al., 2016b). No obstante, aunque la tilapia constituye una fuente relevante de proteína para consumo humano, su filete suele presentar concentraciones relativamente bajas de HUFA de la serie n-3, particularmente EPA y DHA, en comparación con especies marinas grasas (Tocher, 2010; Sarker et al., 2016b; Pérez-Velázquez et al., 2024). En este contexto, el enriquecimiento nutricional del filete mediante dietas de finalización se ha propuesto como una alternativa para mejorar su calidad lipídica antes de la cosecha (Bell et al., 2003; Turchini et al., 2009; Pérez-Velázquez et al., 2024).

Los HUFA n-3 de cadena larga, particularmente DHA y EPA, cumplen funciones relevantes en la salud humana, especialmente en procesos neurológicos, visuales, cardiovasculares e inflamatorios (FAO/WHO, 2010; Swanson et al., 2012; Calder, 2015). El DHA participa como componente estructural de membranas del sistema nervioso central y retina, mientras que EPA y DHA son precursores de mediadores lipídicos relacionados con la regulación de procesos inflamatorios (Swanson et al., 2012; Calder, 2015). En México, la ingesta de HUFA n-3 ha sido reportada como baja en distintos grupos de la población, lo que ha generado interés en alimentos de consumo frecuente que puedan aportar EPA y DHA en mayores concentraciones (Ramírez-Silva et al., 2011; Landa-Gómez et al., 2024). En este escenario, la tilapia resulta una especie de interés, ya que es ampliamente disponible, aceptada por el consumidor y de costo relativamente accesible, pero con poco contenido natural de EPA y DHA que especies marinas grasas (Stoneham et al., 2018; Pérez-Velázquez et al., 2024).

El aceite de pescado ha sido utilizado tradicionalmente como fuente de EPA y DHA en alimentos acuícolas; sin embargo, su disponibilidad limitada, variabilidad en precio y dependencia de pesquerías extractivas han impulsado la búsqueda de fuentes alternativas de ácidos grasos n-3 de cadena larga (Turchini et al., 2009; Tocher, 2010). *Schizochytrium* sp. constituye una de estas

alternativas, debido a su capacidad para producir lípidos ricos en DHA mediante fermentación heterotrófica bajo condiciones controladas (Morabito et al., 2019; Wang et al., 2021). Sarker et al. (2016b) demostraron que la sustitución completa del aceite de pescado por biomasa de *Schizochytrium* sp. en juveniles de tilapia del Nilo mantuvo un desempeño productivo adecuado e incrementó la deposición de ácidos grasos n-3 de cadena larga en el filete. En la misma especie, dos Santos et al. (2019) reportaron que la inclusión de *Schizochytrium* sp. modificó el perfil de ácidos grasos del tejido, mientras que Jorge et al. (2022) observaron que el tiempo de suplementación con harina de *Schizochytrium* sp. influyó en la calidad de la carne y en su composición lipídica.

El uso de dietas de finalización permitió evaluar la capacidad de enriquecer el músculo de tilapia durante un periodo corto de alimentación. Las dietas de finalización, también descritas como estrategias de restauración o wash-out, se han utilizado en peces para recuperar o incrementar EPA y DHA en el filete después de periodos de alimentación con fuentes lipídicas alternativas o vegetales (Bell et al., 2003; Izquierdo et al., 2005; Turchini et al., 2009). Bell et al., (2003) reportaron que el perfil de ácidos grasos en salmón del Atlántico alimentado con aceites vegetales pudo restaurarse parcialmente mediante una dieta final con aceite de pescado. En dorada, Izquierdo et al. (2005) observaron que el suministro posterior de aceite de pescado permitió recuperar parcialmente DHA y ARA en el filete después de dietas con aceites vegetales. En tilapia del Nilo, Pérez-Velázquez et al., (2024) demostraron que el perfil de ácidos grasos del filete puede modificarse en función del tiempo de alimentación para alcanzar niveles nutraceuticos de DHA y EPA. De manera similar, en el presente estudio, la mayor acumulación de DHA en músculo se observó desde la semana 1 y se intensificó en la semana 2, particularmente en el tratamiento LN 5%. Los ácidos grasos de la dieta influyen directamente en la composición lipídica de los tejidos de peces; sin embargo, esta relación está regulada por procesos de digestión, absorción intestinal, transporte lipoproteico, oxidación, elongación, desaturación, reutilización y deposición selectiva en fracciones lipídicas (Tocher, 2003; Tocher, 2010). En especies dulceacuícolas como la tilapia existe la capacidad para convertir precursores n-3 de 18 carbonos (PUFA), como el ácido α -linolénico (LNA), hacia HUFA; esta capacidad depende de la composición dietética, la disponibilidad de sustratos, la competencia entre las series n-3 y n-6 y la expresión de enzimas desaturasas y elongasas (Tocher, 2010; Chen et al., 2018). Chen et al. (2018) reportaron que la tilapia del Nilo

puede bioconvertir LNA hacia DHA y que la vía biosintética de HUFA responde a los niveles dietarios de LA y LNA. El suministro directo de DHA mediante *Schizochytrium* sp. reduce la dependencia de la síntesis endógena y favorece la deposición del ácido graso preformado en el músculo (Sarker et al., 2016b; Chen et al., 2018).

La forma química en la que se suministra el DHA también puede modificar su digestión, absorción, transporte y destino tisular. Los lípidos neutros, principalmente triacilglicéridos, cumplen funciones de reserva energética, mientras que los lípidos polares, como los fosfolípidos, participan en la estructura de membranas celulares, en la emulsificación intestinal y en el transporte lipoproteico (Tocher, 2003; Tocher *et al.*, 2008). Los fosfolípidos dietarios han sido asociados con mayor eficiencia en procesos de absorción y transporte de lípidos debido a su naturaleza anfipática y a su participación en la formación de lipoproteínas (Tocher et al., 2008; Murota, 2020). Murota (2020) señala que los glicerofosfolípidos pueden actuar como vehículos de colina y PUFA n-3, aunque su utilización depende de la clase fosfolipídica, la posición del ácido graso y los procesos de hidrólisis y reacidación intestinal. Por ello, aunque la forma lipídica del DHA puede influir en su utilización fisiológica, en el presente estudio la comparación entre fracciones neutras y polares permitió interpretar la distribución relativa del DHA en el músculo, sin asumir de manera directa los mecanismos de digestión, absorción o transporte responsables de dicha acumulación. En relación con los parámetros zootécnicos, la inclusión de fracciones neutras y polares de aceite de *Schizochytrium* sp. no produjo diferencias significativas en ganancia de peso, tasa de crecimiento ni supervivencia durante las dos semanas de alimentación. Esta respuesta coincide con estudios en tilapia donde *Schizochytrium* sp. modificó el perfil de ácidos grasos del tejido sin comprometer el desempeño productivo (Sarker et al., 2016b; dos Santos et al., 2019; Jorge et al., 2022). Sarker et al. (2016b) incluso reportaron mejoras en crecimiento y deposición de n-3 LC-PUFA cuando el aceite de pescado fue sustituido completamente por *Schizochytrium* sp., mientras que en el presente estudio el crecimiento no difirió entre tratamientos. Esta diferencia puede atribuirse al periodo experimental, ya que Sarker et al. (2016b) realizaron una evaluación de alimentación más prolongada, mientras que el presente bioensayo se enfocó en una fase corta de finalización. La respuesta observada indica que, durante dos semanas, las dietas modificaron principalmente el perfil lipídico del músculo, sin inducir cambios detectables en variables zootécnicas. El perfil de ácidos grasos de las dietas experimentales fue determinante para explicar

la respuesta muscular. Las dietas LN 2.5% y LN 5% presentaron mayores proporciones de DHA, n-3 totales y relación (n-3)/(n-6), mientras que LP 2.5% y LP 5% presentaron menor contenido de DHA y mayor proporción relativa de ácidos grasos n-6, particularmente 18:2n-6. Esta composición dietaria se reflejó en el músculo, donde los tratamientos con lípidos neutros mostraron mayor acumulación de DHA tanto en semana 1 como en semana 2. Sarker et al. (2016a) reportaron alta digestibilidad de lípidos y ácidos grasos provenientes de *Schizochytrium* sp. en tilapia del Nilo, lo que respalda que el DHA de este ingrediente puede ser utilizado eficientemente por la especie. Stoneham et al. (2018) también observaron que la inclusión de fuentes de omega-3, como harina de alga o aceite de pescado, incrementó el valor nutricional del filete de tilapia. En el presente estudio, la respuesta fue más marcada en LN 5%, lo que indica que el aporte efectivo de DHA en la dieta fue el principal factor asociado con el enriquecimiento del músculo.

El comportamiento de DHA fue distinto entre semanas. En la semana 1, LN 2.5% y LN 5% ya presentaban mayores proporciones de DHA que el control y los tratamientos con lípidos polares, mientras que en la semana 2 LN 5% se separó claramente del resto de tratamientos. Esta respuesta temporal coincide con Jorge et al. (2022), quienes observaron que el tiempo de suplementación con harina de *Schizochytrium* sp. modifica la composición de ácidos grasos de la carne de tilapia. Pérez-Velázquez et al., (2024) también describieron que el perfil de ácidos grasos del filete de tilapia cambia de manera progresiva cuando se utilizan dietas orientadas al enriquecimiento con DHA + EPA. El patrón observado en el presente estudio sugiere que una semana fue suficiente para iniciar el incremento de DHA en músculo, pero dos semanas permitieron una respuesta más marcada, especialmente al nivel de inclusión de 5% de la fracción neutra. EPA no presentó diferencias significativas entre tratamientos en semana 1 ni en semana 2, a diferencia de DHA. Esta respuesta concuerda con la composición característica de *Schizochytrium* sp., que se reconoce principalmente como fuente de DHA y no como una fuente elevada de EPA (Morabito et al., 2019; Wang et al., 2021). La baja respuesta de EPA también puede relacionarse con el metabolismo de la tilapia, ya que esta especie puede bioconvertir precursores C18 hacia HUFA, pero dicha conversión depende de la disponibilidad de sustratos y de la competencia metabólica entre las series n-3 y n-6 (Tocher, 2010; Chen et al., 2018). En este caso, el incremento de los n-3 totales estuvo explicado principalmente por la deposición directa de DHA dietario y no por aumentos significativos de EPA. La respuesta de ARA mostró un patrón

inverso al DHA en algunos tratamientos. En semana 1, LP 2.5% presentó la mayor proporción de ARA, mientras que los tratamientos con lípidos neutros mostraron valores menores. En semana 2, el control presentó la mayor proporción de ARA y LN 2.5% el valor más bajo. Este comportamiento puede explicarse por cambios en el balance relativo entre ácidos grasos n-3 y n-6. En perfiles expresados como porcentaje del total de ácidos grasos, el aumento marcado de DHA puede reducir la representación relativa de otros ácidos grasos, como ARA, sin que necesariamente exista una disminución absoluta del ácido graso en el tejido (Tocher, 2003). Además, ARA, EPA y DHA son componentes funcionales de membranas y precursores de mediadores lipídicos; por tanto, las series n-3 y n-6 pueden competir por rutas de elongación/desaturación y por sitios de incorporación en lípidos complejos (Tocher, 2010; Calder, 2015). La mayor relación (n-3)/(n-6) en LN 5% refleja, por tanto, un desplazamiento relativo del perfil muscular hacia ácidos grasos n-3. La mayor acumulación de DHA en el músculo de tilapia con los tratamientos con fracción neutra no debe interpretarse como una mayor eficiencia fisiológica de los lípidos neutros para transportar DHA en comparación con los lípidos polares. Los resultados de caracterización de las fracciones del aceite de *Schizochytrium* sp. muestran que la fracción de neutros representó mayor proporción lipídica recuperada, mientras que la fracción polar presentó una recuperación lipídica mucho menor (Fig. 16). La composición lipídica descrita para *Schizochytrium* sp. y otros thraustochytridos respalda esta interpretación. Fan et al. (2007) reportaron que en *Schizochytrium mangrovei*, los lípidos neutros constituyeron la mayor parte del contenido lipídico total y que los triacilglicéridos fueron la clase predominante. Apao y Oclarit (2012) también reportaron que la fracción de lípidos neutros de *Schizochytrium* sp. POL01 presentó el mayor contenido de DHA. Morabito et al. (2019) describieron que los thraustochytridos pueden acumular grandes cantidades de lípidos de reserva, principalmente TAG, y que la composición lipídica depende de la cepa y de las condiciones de cultivo. En el presente estudio, la predominancia de la fracción neutra en el aceite de *Schizochytrium* sp. está relacionada con esos antecedentes y explica el mayor aporte de DHA en los tratamientos con lípidos neutros. Aunque la fracción polar presentó un porcentaje alto de DHA dentro de sus ácidos grasos (Fig. 15), su bajo contenido de lípidos totales (Tabla 5) indica que el aporte absoluto de DHA a las dietas con lípidos polares fue menor que el de las dietas con lípidos neutros.

La fracción polar recuperada del aceite de *Schizochytrium* sp. presentó una proporción baja de lípidos totales: nuestros resultados muestran que aproximadamente 89% de esa fracción pudo corresponder a material no lipídico o compuestos polares coextraídos. La biomasa de thraustochytridos no está formada únicamente por lípidos, sino también por proteínas, carbohidratos, pigmentos, esteroides, squaleno y otros metabolitos celulares (Marchan et al., 2018; Morabito et al., 2019; Wang et al., 2024). Además, en la extracción de biomasa microalgal, el uso de solventes polares puede favorecer la coextracción de compuestos no lipídicos como los mencionados anteriormente y metabolitos asociados a membranas o restos celulares (Ryckebosch et al., 2012; Xie et al., 2025). Por ello, la fracción polar utilizada en las dietas con lípidos polares pudo contener una proporción considerable de compuestos polares no fosfolipídicos, lo que habría reducido el aporte lipídico efectivo y la cantidad absoluta de DHA disponible para su deposición en músculo. Esta distinción entre porcentaje relativo y aporte absoluto permite explicar por qué LP 2.5% y LP 5% no generaron una acumulación muscular de DHA comparable con LN 2.5% y LN 5%.

La separación de lípidos neutros y polares del músculo permitió diferenciar la distribución del DHA entre fracciones de reserva y fracciones estructurales. Los lípidos neutros, principalmente TAG, constituyen una reserva energética y suelen responder con mayor plasticidad a la composición de la dieta, mientras que los lípidos polares, representados principalmente por fosfolípidos, forman parte de membranas celulares y presentan una composición más regulada por requerimientos estructurales y fisiológicos (Tocher, 2003; Tocher et al., 2008). De acuerdo con los resultados obtenidos, los tratamientos con lípidos neutros presentaron mayores proporciones de DHA tanto en lípidos neutros como en lípidos polares del músculo. Esta respuesta indica que el DHA aportado por las dietas con la fracción neutra no solo se depositó en fracciones de reserva, sino también en fracciones estructurales, lo cual coincide con la función del DHA como componente de membranas (Stillwell y Wassall, 2003; Tocher et al., 2008).

Los estudios de fracciones lipídicas en peces han mostrado que lípidos neutros y polares presentan perfiles de ácidos grasos diferenciados. Şen Özdemir et al. (2019) reportaron diferencias claras entre lípidos neutros y polares en músculo de peces demersales y pelágicos del Atlántico, asociadas con sus funciones de reserva y estructura. Sushchik et al. (2020) observaron

que triacilglicéridos y lípidos polares en salmónidos presentan perfiles de ácidos grasos contrastantes, con los TAG más relacionados con reservas energéticas. Yeo et al. (2024), mediante análisis lipidómico en músculo de salmón alimentado con aceite microbiano, mostraron que fosfolípidos y triacilglicéridos responden de forma diferenciada a fuentes lipídicas alternativas. En este caso, la mayor presencia de DHA en fracciones musculares de los tratamientos con lípidos neutros puede explicarse por el mayor aporte dietario efectivo de DHA y por la capacidad del músculo para distribuirlo entre lípidos de almacenamiento y lípidos estructurales.

Respecto al análisis de ARA y DHA en las principales clases de fosfolípidos del músculo permitió observar que la respuesta de los ácidos grasos no fue uniforme entre PC, PE, PI y PS. En el caso de ARA, no se detectaron diferencias significativas entre tratamientos en ninguna de las cuatro clases fosfolipídicas evaluadas: PC, PE, PI ni PS (Fig. 34). Sin embargo, en PC y PE se observaron tendencias numéricas que sugieren una posible disminución relativa de ARA en los tratamientos con mayor proporción de DHA, particularmente en aquellos alimentados con fracción neutra. Esta respuesta puede explicarse por la competencia entre ácidos grasos de las series n-6 y n-3, ya que ARA y DHA pueden competir por rutas de incorporación, remodelación y recambio en fosfolípidos de membrana (Tocher, 2003; Tocher, 2010). En peces, la composición de ácidos grasos de los fosfolípidos no depende únicamente del aporte dietario, sino también de procesos de digestión, absorción intestinal, transporte lipoproteico, β -oxidación, reaclación y remodelación de membranas (Tocher, 2003; Tocher et al., 2008).

La disminución relativa de ARA cuando aumenta DHA también debe interpretarse considerando que los resultados se expresan como porcentaje del total de ácidos grasos. Por ello, un incremento marcado de DHA puede reducir proporcionalmente la representación de ARA, aun cuando su cantidad absoluta no necesariamente haya disminuido. Este comportamiento es consistente con lo descrito en peces alimentados con dietas modificadas en su composición lipídica, donde los tejidos reflejan parcialmente el perfil de ácidos grasos de la dieta, pero los lípidos polares de membrana mantienen una regulación más estricta que los lípidos neutros debido a su función estructural (Tocher, 2003; Turchini et al., 2009). En el presente estudio, este patrón se relaciona con los resultados generales del músculo y de las fracciones lipídicas, donde los tratamientos con LN, especialmente LN 5%, incrementaron DHA y la relación n-3/n-6, mientras que ARA tendió a

presentar valores menores en comparación con el control. Esto podría sugerir un desplazamiento relativo de los ácidos grasos n-6 por n-3, más que una eliminación directa de ARA.

En cuanto a DHA, la respuesta más clara se presentó en PC, donde sí se detectaron diferencias significativas entre tratamientos (Fig. 36). El tratamiento LN 5% presentó el mayor porcentaje de DHA en PC, seguido por LN 2.5%, mientras que el control y los tratamientos LP mostraron valores menores. PC es una de las clases de fosfolípidos más abundantes en membranas celulares y constituye un componente importante de las lipoproteínas, por lo que participa en el transporte y distribución de lípidos (Cole et al., 2012; Tocher et al., 2008). Por ello, el aumento de DHA en PC indica que el DHA aportado por la fracción neutra no solo se reflejó en lípidos de reserva, sino que también fue incorporado a una clase fosfolipídica estructural. Este comportamiento coincide con Geurden et al. (1998), quienes reportaron en rodaballo que dietas enriquecidas con PC favorecieron la incorporación de DHA en diferentes clases lipídicas corporales, incluyendo lípidos neutros, PC, PE y PI.

El papel de PC también ayuda a explicar por qué esta fue la clase más sensible al cambio dietario. A diferencia de otras clases con funciones más especializadas, PC participa en la digestión, absorción y transporte de lípidos, además de funcionar como fuente de colina y como componente estructural de lipoproteínas (Cole et al., 2012; Murota, 2020). Por lo tanto, cuando la dieta aportó mayor cantidad efectiva de DHA, como ocurrió en LN 5%, PC pudo actuar como una vía importante de incorporación de este ácido graso al músculo. Este resultado concuerda con Tocher et al. (2008), quienes señalan que los fosfolípidos dietarios pueden influir en transporte lipídico, composición de membranas y utilización de ácidos grasos en teleósteos. Además, estudios recientes con aceite microbiano en salmón han mostrado que las especies moleculares de fosfolípidos y triacilglicéridos responden de manera diferenciada a fuentes alternativas ricas en DHA, confirmando que el destino del DHA depende tanto de la fuente lipídica como de la clase lipídica donde se incorpora (Yeo et al., 2024).

En PE, PI y PS no se observaron diferencias significativas de DHA entre tratamientos, aunque en PE los tratamientos LN mostraron valores numéricamente superiores. Esta ausencia de diferencias puede deberse a que estas clases fosfolipídicas están más reguladas por funciones estructurales

y celulares específicas. PE y PS son aminofosfolípidos metabólicamente relacionados y participan en la organización de membranas, mientras que PI es precursor de fosfoinosítidos involucrados en señalización celular y tráfico vesicular (Balla, 2013; Vance y Tasseva, 2013). Debido a estas funciones, sus perfiles de ácidos grasos pueden mantenerse más estables frente a cambios dietarios de corta duración. En este sentido, los resultados sugieren que dos semanas de alimentación fueron suficientes para modificar DHA en PC, pero no para alterar de forma significativa la composición de DHA en PE, PI y PS.

Por otro lado, el contenido de lípidos totales en músculo no presentó diferencias significativas entre tratamientos durante la semana 2. Esta respuesta indica que las dietas modificaron la composición de los ácidos grasos sin incrementar significativamente la cantidad total de lípidos en el filete. Sarker et al. (2016b) y Stoneham et al. (2018) reportaron que la inclusión de fuentes de omega-3 en tilapia puede mejorar el perfil lipídico del tejido sin comprometer el crecimiento o la condición general del organismo. En este caso, el aumento de DHA con la dieta LN 5% no se acompañó de una mayor acumulación total de grasa muscular, lo que sugiere una modificación cualitativa del componente lipídico. De acuerdo con Tocher (2003), el depósito lipídico en peces depende del equilibrio entre absorción intestinal, transporte lipoproteico, metabolismo hepático, β -oxidación y almacenamiento tisular, por lo que una dieta puede modificar el perfil de ácidos grasos del músculo sin alterar el porcentaje total de lípidos.

La concentración de proteínas totales en músculo tampoco presentó diferencias significativas entre tratamientos. Lo cual coincide con la ausencia de diferencias zootécnicas, ya que la proteína muscular está asociada con crecimiento, deposición proteica y balance entre síntesis y degradación de proteínas (Houlihan et al., 1995; Mommsen, 2001). En estudios de alimentación, los cambios en composición de ácidos grasos pueden observarse antes que las modificaciones en contenido proteico o crecimiento corporal, debido a que la fracción lipídica del músculo responde de manera más rápida al perfil de lípidos dietarios (Tocher, 2003; Tocher, 2010). Por ello, la estabilidad en proteínas totales indica que las dietas de finalización no alteraron la composición proteica general del músculo durante el periodo evaluado, mientras que sí modificaron su calidad lipídica.

La actividad de catalasa y superóxido dismutasa no presentaron diferencias significativas entre tratamientos. Estas enzimas participan en la neutralización de especies reactivas de oxígeno; la SOD cataliza la dismutación del anión superóxido y la CAT contribuye a la degradación del peróxido de hidrógeno (Mourete et al., 2000; Martínez-Álvarez et al., 2005). Debido a su alto grado de insaturación, los PUFA como DHA son susceptibles a oxidación, por lo que dietas enriquecidas con estos ácidos grasos pueden modificar la respuesta antioxidante dependiendo del nivel de inclusión, la duración del ensayo, la calidad oxidativa del aceite y la disponibilidad de antioxidantes dietarios (Mourete et al., 2000; Tocher, 2003; Betancor et al., 2012). En el presente trabajo el incremento de DHA en músculo no se asoció con diferencias significativas en CAT o SOD, lo que sugiere que el enriquecimiento lipídico no generó una respuesta antioxidante diferencial detectable durante dos semanas. La peroxidación lipídica determinada mediante TBARS tampoco presentó diferencias significativas entre tratamientos. El ensayo TBARS estima productos secundarios de oxidación lipídica, principalmente malondialdehído, y se ha utilizado ampliamente como indicador indirecto de daño oxidativo en tejidos animales (Buege y Aust, 1978; Ohkawa et al., 1979). La ausencia de diferencias en TBARS, junto con la estabilidad de CAT y SOD, indica que el incremento de DHA en los tratamientos con lípidos neutros no se acompañó de un aumento significativo de peroxidación lipídica muscular. Betancor et al., (2012) reportaron que la respuesta oxidativa en dietas con alto DHA puede depender de la disponibilidad de antioxidantes, mientras que Mourete et al. (2000) observaron que aceites oxidados pueden incrementar enzimas antioxidantes en peces. En el presente estudio, la corta duración del bioensayo y la inclusión de antioxidante en la formulación pudieron contribuir a mantener la estabilidad oxidativa del músculo.

El análisis histológico hepático mostró presencia de vacuolización en hígado, sin diferencias significativas entre tratamientos en semana 1 ni en semana 2. La vacuolización hepática en peces puede asociarse con almacenamiento de lípidos, glucógeno o ambos, y su interpretación mediante hematoxilina-eosina debe realizarse con cautela porque esta tinción no distingue específicamente entre gotas lipídicas y depósitos de glucógeno (Wolf y Wolfe, 2005; Wolf et al., 2015). La presencia de vacuolización puede observarse en peces cultivados debido a la disponibilidad constante de alimento, el balance energético de la dieta, la composición lipídica y la capacidad hepática de exportar lípidos mediante lipoproteínas (Caballero et al., 2004; Wolf y

Wolfe, 2005). En tilapia, Jia et al. (2020) demostraron que dietas altas en grasa pueden inducir esteatosis hepática, estrés del retículo endoplásmico y alteraciones en autofagia. Abdel-Ghany et al. (2021) también reportaron que el nivel de lípidos dietarios puede modificar la histología hepática de tilapia. En contraste, en el presente estudio no se observaron diferencias significativas en cobertura vacuolar, probablemente debido a la corta duración de la dieta de finalización y a que las dietas no se mantuvieron como régimen hiperlipídico prolongado. Caballero et al. (2004), en dorada, reportaron alteraciones hepáticas asociadas con la fuente lipídica y la duración de la alimentación, mientras que Tahir y Kop (2022) observaron que aceites oxidados pueden producir alteraciones hepáticas en tilapia. En el presente estudio, las tendencias numéricas de mayor cobertura vacuolar en algunos tratamientos no fueron suficientes para diferenciar grupos estadísticamente, lo que sugiere que las fracciones de *Schizochytrium* sp. no provocaron un deterioro hepático diferencial durante el periodo evaluado. La ausencia de diferencias en lípidos totales musculares, TBARS, CAT y SOD refuerza esta interpretación, ya que no se observó una respuesta bioquímica u oxidativa asociada con acumulación lipídica excesiva o estrés oxidativo muscular.

La microbiota intestinal mostró variaciones descriptivas entre tratamientos en riqueza, diversidad y composición relativa de familias bacterianas. Sin embargo, los gráficos de Chao y Shannon permiten observar tendencias, pero no sustituyen pruebas estadísticas de diversidad alfa, diversidad beta o abundancia diferencial. En peces, la microbiota intestinal es sensible a la composición de la dieta, tipo de ingredientes, nivel de macronutrientes, ambiente de cultivo y estado fisiológico del hospedero (Nayak, 2010; Llewellyn et al., 2014; Ghanbari et al., 2015). En tilapia, Ou et al. (2024) señalan que los macronutrientes dietarios, incluidos los lípidos, pueden modificar la microbiota intestinal y que la evaluación de dietas funcionales no debe restringirse al crecimiento.

Los tratamientos LN 5% y LP 5% presentaron valores relativamente altos de riqueza y diversidad, aunque con patrones distintos de composición bacteriana. LN 5% mostró una alta proporción de Lactobacillaceae, mientras que LP 5% presentó una comunidad más heterogénea, con mayor participación de Bacillaceae, Rhodobacteraceae y la categoría “Otros”. Esta diferencia puede relacionarse con el tipo de fracción lipídica, la digestión intestinal, la disponibilidad de ácidos

grasos, la secreción biliar y la composición del mucus intestinal. Los triacilglicéridos son hidrolizados principalmente a ácidos grasos libres y monoacilglicéridos, mientras que los fosfolípidos generan lisofosfolípidos y otros productos que pueden participar en absorción, transporte lipídico y señalización intestinal (Tocher *et al.*, 2008; Murota, 2020). Estas diferencias pueden modificar el ambiente luminal y la disponibilidad de sustratos para distintos grupos bacterianos.

Asimismo, la mayor proporción de Lactobacillaceae en LN 5% puede relacionarse con una comunidad potencialmente favorable, ya que las bacterias ácido-lácticas se han asociado con producción de compuestos antimicrobianos, competencia con bacterias oportunistas, modulación inmune y mantenimiento de la barrera intestinal en peces (Hemarajata y Versalovic, 2013; Hai, 2015; Hoseinifar *et al.*, 2018). Sin embargo, al tratarse de una clasificación a nivel de familia, no es posible atribuir un efecto probiótico específico sin identificación de géneros, especies o funciones metabólicas. La categoría “Otros”, predominante en LN 2.5%, también requiere cautela, ya que puede agrupar bacterias con funciones muy distintas. Ghanbari *et al.*, (2015) y Egerton *et al.* (2018) señalan que la interpretación de microbiota en peces debe considerar no solo riqueza o diversidad, sino la identidad taxonómica de los grupos bacterianos y su relación con digestión, inmunidad y salud intestinal. Trevi *et al.* (2024) reportaron que el reemplazo de aceites dietarios con aceite de *Schizochytrium* en tilapia incrementó el contenido de omega-3 sin generar los efectos desfavorables sobre el microbioma observados con algunas sustituciones por aceites vegetales. Wang *et al.* (2022) reportaron que los fosfolípidos dietarios modificaron la microbiota intestinal en peces e influyeron en enzimas digestivas e indicadores de salud intestinal. En este caso, los tratamientos con fracciones de *Schizochytrium* sp. mostraron patrones distintos de diversidad y composición bacteriana, lo que sugiere una posible modulación de la microbiota dependiente del tipo de fracción y del nivel de inclusión.

9. CONCLUSIONES

La inclusión de *Schizochytrium* sp. en dietas de finalización permitió enriquecer el músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) con DHA, principalmente cuando se utilizó la fracción de lípidos neutros. El tratamiento LN 5% presentó la mayor acumulación de DHA y la relación (n-3)/(n-6) más alta, lo que indica una mejora en la calidad lipídica del filete. Esta respuesta se observó desde la primera semana de alimentación; sin embargo, fue más marcada después de dos semanas, lo que sugiere que un periodo corto de finalización puede modificar el perfil de ácidos grasos del músculo, pero que una mayor duración dentro del periodo evaluado favorece una acumulación más evidente.

Los tratamientos con fracción polar de aceite de *Schizochytrium* sp. no favorecieron una acumulación de DHA comparable con los tratamientos de fracción neutra. Este resultado puede estar relacionado con el bajo contenido total de lípidos recuperado en la fracción polar, lo que sugiere que una proporción importante de dicha fracción estuvo constituida por compuestos polares no fosfolipídicos, como pigmentos, carbohidratos y proteínas unidos a lípidos, u otros componentes celulares. Por lo tanto, aunque la fracción polar presentó una alta proporción de DHA dentro de los ácidos grasos totales, su aporte lipídico efectivo fue menor y no produjo el mismo enriquecimiento muscular observado en los tratamientos de lípidos neutros.

En el músculo de tilapia, la incorporación de DHA en las clases de fosfolípidos no fue uniforme. La fosfatidilcolina (PC) fue la única clase fosfolipídica que mostró diferencias significativas entre tratamientos, con mayor proporción de DHA en LN 5%, mientras que fosfatidiletanolamina (PE), fosfatidilinositol (PI) y fosfatidilserina (PS) no presentaron diferencias significativas. En el caso de ARA, no se detectaron diferencias significativas entre tratamientos en ninguna de las clases evaluadas. Estos resultados sugieren que, bajo las condiciones del estudio, el DHA aportado por la fracción neutra pudo incorporarse principalmente en PC, mientras que las demás clases fosfolipídicas mantuvieron una composición más estable durante el periodo de alimentación evaluado.

La inclusión de fracciones neutras y polares de aceite de *Schizochytrium* sp. durante dos semanas no produjo diferencias significativas en el contenido de lípidos totales, proteínas totales, actividad

antioxidante de CAT y SOD, ni en la peroxidación lipídica determinada por TBARS. De esta manera, el enriquecimiento con DHA modificó principalmente la calidad del perfil lipídico del músculo, sin alterar de forma significativa la composición general del tejido ni inducir una respuesta oxidativa detectable. Asimismo, el análisis histológico del hígado no mostró diferencias significativas en el porcentaje de cobertura vacuolar entre tratamientos durante la semana 1 ni durante la semana 2, lo que sugiere que el periodo de alimentación evaluado no fue suficiente para inducir cambios hepáticos diferenciales compatibles con esteatosis

La microbiota intestinal no presentó diferencias significativas entre tratamientos en los índices de riqueza de Chao ni de diversidad de Shannon, lo que indica que las dietas experimentales no modificaron de manera significativa la diversidad alfa durante el periodo evaluado. No obstante, el análisis descriptivo de la composición bacteriana a nivel de familia mostró una elevada variabilidad entre réplicas y cambios aparentes en la abundancia relativa de algunos grupos bacterianos. Los tratamientos con fracción polar mostraron una mayor presencia relativa de Lactobacillaceae en varias réplicas, mientras que los tratamientos con fracción neutra presentaron una composición más variable, sin un patrón consistente de dominancia bacteriana.

10. LITERATURA CITADA

- Abdel-Ghany, H.M., Salem, M.E.-S., Ezzat, A.A., Essa, M.A., Helal, A.M., Ismail, R.F., y El-Sayed, A.-F.M. (2021). Effects of different levels of dietary lipids on growth performance, liver histology and cold tolerance of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Journal of Thermal Biology*, 96, 102833. <https://doi.org/10.1016/j.jtherbio.2020.102833>.
- Aebi, H. (1984). Catalase in vitro. *Methods in Enzymology*, 105, 121–126. [https://doi.org/10.1016/S0076-6879\(84\)05016-3](https://doi.org/10.1016/S0076-6879(84)05016-3).
- Alcaraz, J. (2010). *Caracterización e identificación fenotípica, molecular y patogénica de bacterias aisladas de tilapias (Oreochromis niloticus) cultivadas en Sinaloa*. Tesis de maestría. Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo A.C., Sinaloa, México.
- Ali, O., y Szabó, A. (2023). Review of eukaryote cellular membrane lipid composition, with special attention to the fatty acids. *International Journal of Molecular Sciences*, 24(21), 15693. <https://doi.org/10.3390/ijms242115693>
- Alkaladi, A., Afifi, M., y Abu Zinadah, O. A. (2018). Oxidative stress in the muscles of the fish Nile tilapia caused by zinc oxide nanoparticles and its modulation by vitamins C and E. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, 2018, 6926712. <https://doi.org/10.1155/2018/6926712>
- AOAC International. (2005). *Official methods of analysis of AOAC International* (18th ed.; W. Horwitz y G. W. Latimer Jr., Eds.). AOAC International.
- Apao, M.M.N., y Oclarit, J.M. (2012). Fractionation and quantitative analysis of different lipid components of *Schizochytrium* sp. (POL01 strain). *Mindanao Journal of Science and Technology*, 10, 1–12. <https://mjst.ustp.edu.ph/index.php/mjst/article/view/28>.
- APROMAR. (2021). *Memoria de sostenibilidad. Acuicultura de España*. <https://apromar.es/wp-content/uploads/2021/12/MEMORIA-DE-SOSTENIBILIDAD-2021-de-Acuicultura-de-Espan%CC%83a.pdf>.
- Arjona, O., Millán, A., Ibarra, A. M., y Palacios, E. (2008). Muscle and roe lipid composition in diploid and triploid scallops. *Journal of Food Lipids*, 15(4), 407–419. <https://doi.org/10.1111/j.1745-4522.2008.00128.x>
- Balla, T. (2013). Phosphoinositides: Tiny lipids with giant impact on cell regulation. *Physiological Reviews*, 93(3), 1019–1137. <https://doi.org/10.1152/physrev.00028.2012>
- Bell, J.G., Tocher, D.R., Henderson, R.J., Dick, J.R., y Crampton, V.O. (2003). Altered fatty acid compositions in Atlantic salmon (*Salmo salar*) fed diets containing linseed and rapeseed oils can be partially restored by a subsequent fish oil finishing diet. *The Journal of Nutrition*, 133(9), 2793–2801. <https://doi.org/10.1093/jn/133.9.2793>.
- Benedito-Palos, L., Navarro, J.C., Sitjà-Bobadilla, A., Bell, J.G., Kaushik, S., y Pérez-Sánchez, J. (2009). High levels of vegetable oils in plant protein-rich diets fed to gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.): growth performance, muscle fatty acid profiles and histological alterations of target tissues. *British Journal of Nutrition*, 102(5), 779–790. <https://doi.org/10.1017/S0007114509316030>.
- Betancor, M.B., Caballero, M.J., Terova, G., Corà, S., Saleh, R., Benítez-Santana, T., Bell, J.G., y Izquierdo, M.S. (2012). Vitamin C enhances vitamin E status and reduces oxidative stress indicators in sea bass larvae fed high DHA microdiets. *Lipids*, 47, 1193–1207. <https://doi.org/10.1007/s11745-012-3730-x>.

- Bordignon, F., Martínez-Llorens, S., Trocino, A., Jover-Cerdá, M., y Tomás-Vidal, A. (2020). Recovery of fatty acid composition in Mediterranean yellowtail (*Seriola dumerili*) fed a fish oil finishing diet. *Animals*, 10(7), 1181. <https://doi.org/10.3390/ani10071181>
- Bradford, M.M. (1976). A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Analytical Biochemistry*, 72(1–2), 248–254. [https://doi.org/10.1016/0003-2697\(76\)90527-3](https://doi.org/10.1016/0003-2697(76)90527-3).
- Buege, J.A., y Aust, S.D. (1978). Microsomal lipid peroxidation. *Methods in Enzymology*, 52, 302–310. [https://doi.org/10.1016/S0076-6879\(78\)52032-6](https://doi.org/10.1016/S0076-6879(78)52032-6).
- Caballero, M.J., Izquierdo, M.S., Kjørsvik, E., Fernández, A.J., y Rosenlund, G. (2004). Histological alterations in the liver of sea bream, *Sparus aurata* L., caused by short- or long-term feeding with vegetable oils. Recovery of normal morphology after feeding fish oil as the sole lipid source. *Journal of Fish Diseases*, 27(9), 531–541. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2761.2004.00572.x>.
- Cahu, C.L., Gisbert, E., Villeneuve, L.A.N., Morais, S., Hamza, N., Wold, P.A., y Zambonino Infante, J.L. (2009). Influence of dietary phospholipids on early ontogenesis of fish. *Aquaculture Research*, 40(9), 989–999. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2009.02190.x>.
- Calder, P.C. (2015). Marine omega-3 fatty acids and inflammatory processes: effects, mechanisms and clinical relevance. *Biochimica et Biophysica Acta*, 1851(4), 469–484. <https://doi.org/10.1016/j.bbailip.2014.08.010>.
- Chen, C., Guan, W., Xie, Q., Chen, G., He, X., Zhang, H., Guo, W., Chen, F., y Tan, B. (2018). n-3 essential fatty acids in Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*: bioconverting LNA to DHA is relatively efficient and the LC-PUFA biosynthetic pathway is responsive to dietary LA and LNA. *Aquaculture*, 495, 513–522. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2018.06.028>.
- Chen, T., Wei, X., Chen, Z., Morin, D., Alvarez, S.V., Yoon, Y., y Huang, Y. (2022). Designing energy-efficient separation membranes: Knowledge from nature for a sustainable future. *Advanced Membranes*, 2, 100031. <https://doi.org/10.1016/j.advmem.2022.100031>.
- Codabaccus, B. M., Carter, C. G., Bridle, A. R., y Nichols, P. D. (2012). The n-3 LC-PUFA sparing effect of modified dietary n-3 LC-PUFA content and DHA to EPA ratio in *Atlantic salmon* smolt. *Aquaculture*, 356–357, 135–140. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2012.05.024>
- Cole, L. K., Vance, J. E., y Vance, D. E. (2012). Phosphatidylcholine biosynthesis and lipoprotein metabolism. *Biochimica et Biophysica Acta - Molecular and Cell Biology of Lipids*, 1821(5), 754–761. <https://doi.org/10.1016/j.bbailip.2011.09.009>
- Comisión Nacional de Acuacultura y Pesca. (2018). *Anuario estadístico de acuacultura y pesca*. CONAPESCA.
- Derwa, H., Abd El Wahab, M., y Kamal, K. (2017). Role of some biological pollutants in relation to disease occurrence in *Oreochromis niloticus*. *Suez Canal Veterinary Medical Journal*, 22(2), 247–257. <https://doi.org/10.21608/scvmj.2017.62179>
- Dighriri, I. M., Alsubaie, A. M., Hakami, F. M., Hamithi, D. M., Alshekh, M. M., Khobrani, F. A., Dalak, F. E., Hakami, A. A., Alsueaadi, E. H., Alsaawi, L. S., Alshammari, S. F., Alqahtani, A. S., Alawi, I. A., Aljuaid, A. A., y Tawhari, M. Q. (2022). Effects of omega-3 polyunsaturated fatty acids on brain functions: A systematic review. *Cureus*, 14(10), e30091. <https://doi.org/10.7759/cureus.30091>

- dos Santos, S.K.A., Schorer, M., Moura, G.S., Lanna, E.A.T., y Pedreira, M.M. (2019). Evaluation of growth and fatty acid profile of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) fed with *Schizochytrium* sp. *Aquaculture Research*, 50(4), 1068–1074. <https://doi.org/10.1111/are.13979>.
- Dunz, A. R., y Schliewen, U. K. (2013). Molecular phylogeny and revised classification of the haplotilapiine cichlid fishes formerly referred to as “Tilapia”. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 68(1), 64–80. <https://doi.org/10.1016/j.ympev.2013.03.015>
- Durán, A., Moreno, S., Díaz, A., García, M., y Sitcha, J. (2025). ¿Pueden las microalgas ser sustitutas del aceite y harina de pescado en dietas para acuicultura?. *Encuentros en la Biología*, 17(189). <https://doi.org/10.24310/enbio.17.189.2025.17951>.
- Egerton, S., Culloty, S., Whooley, J., Stanton, C., y Ross, R.P. (2018). The gut microbiota of marine fish. *Frontiers in Microbiology*, 9, 873. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2018.00873>.
- El-Bahar, H. M., Ali, N. G., Aboyadak, I. M., Khalil, S. A. E. S., y Ibrahim, M. S. (2019). Virulence genes contributing to *Aeromonas hydrophila* pathogenicity in *Oreochromis niloticus*. *International Microbiology*, 22(4), 479–490. <https://doi.org/10.1007/s10123-019-00075-3>
- El-Sayed, A.-F.M. (2020). *Tilapia Culture*. 2nd ed. London: Academic Press.
- El-Sayed, A.-F.M., y Fitzsimmons, K. (2023). From Africa to the world: The journey of Nile tilapia. *Reviews in Aquaculture*, 15(S1), 6–21. <https://doi.org/10.1111/raq.12738>.
- Fan, K.-W., Jiang, Y., Faan, Y.-W., y Chen, F. (2007). Lipid characterization of mangrove thraustochytrid—*Schizochytrium mangrovei*. *Journal of Agricultural and Food Chemistry*, 55(8), 2906–2910. <https://doi.org/10.1021/jf070058y>.
- Fimbres, Y. (2019). *Acuicultura de Oreochromis niloticus en SAR y TBF integrada con horticultura hidropónica en sistemas sin recirculación*. Tesis de doctorado. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste.
- Folch, J., Lees, M., y Sloane Stanley, G.H. (1957). A simple method for the isolation and purification of total lipids from animal tissues. *Journal of Biological Chemistry*, 226(1), 497–509.
- Fontagné, S., Geurden, I., Escaffre, A.M., y Bergot, P. (1998). Histological changes induced by dietary phospholipids in intestine and liver of common carp (*Cyprinus carpio* L.) larvae. *Aquaculture*, 161(1–4), 213–223. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(97\)00271-0](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(97)00271-0).
- Food and Agriculture Organization of the United Nations, y World Health Organization. (2010). *Fats and fatty acids in human nutrition: Report of an expert consultation*. FAO Food and Nutrition Paper 91. FAO. <https://www.fao.org/3/i1953e/i1953e.pdf>
- Food and Agriculture Organization of the United Nations. (2020). *The State of World Fisheries and Aquaculture 2020: Sustainability in action*. FAO. <https://doi.org/10.4060/ca9229en>
- Food and Agriculture Organization of the United Nations. (2024). *El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2024: La transformación azul en acción*. FAO. <https://doi.org/10.4060/cd0683es>
- Food and Agriculture Organization of the United Nations. (2024). *FishStat: Fisheries and aquaculture statistics*. FAO. <https://www.fao.org/fishery/en/fishstat>
- García-Esquinas, E., Ortolá, R., Banegas, J.R., López-García, E., y Rodríguez-Artalejo, F. (2019). Dietary n-3 polyunsaturated fatty acids, fish intake and healthy ageing. *International Journal of Epidemiology*, 48(6), 1914–1924. <https://doi.org/10.1093/ije/dyz196>.
- Geurden, I., Bergot, P., Schwarz, L., y Sorgeloos, P. (1998). Relationship between dietary phospholipid classes and neutral lipid absorption in newly-weaned turbot, *Scophthalmus*

- maximus*. *Fish Physiology and Biochemistry*, 19, 217–228. <https://doi.org/10.1023/A:1007723515204>.
- Ghanbari, M., Kneifel, W., y Domig, K.J. (2015). A new view of the fish gut microbiome: Advances from next-generation sequencing. *Aquaculture*, 448, 464–475. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2015.06.033>.
- Giatsis, C., Sipkema, D., Smidt, H., Verreth, J. A. J., y Verdegem, M. C. J. (2014). The colonization dynamics of the gut microbiota in tilapia larvae. *PLOS ONE*, 9(7), e103641. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0103641>
- Goyal, R., Dhingra, H., Bajpai, P., y Joshi, N. (2012). Characterization of the *Lactobacillus* isolated from different curd samples. *African Journal of Biotechnology*, 11(79), 14448–14452. <https://doi.org/10.5897/AJB11.310>
- Grajales-Hahn, S., Hahn-Von, C., y Grajales-Quintero, A. (2018). Reporte de caso de *Aeromonas salmonicida* en tilapia nilótica (*Oreochromis niloticus*) en Caldas, Colombia. *Boletín Científico Museo de Historia Natural Universidad de Caldas*, 22, 76–85.
- Hai, N.V. (2015). The use of probiotics in aquaculture. *Journal of Applied Microbiology*, 119(4), 917–935. <https://doi.org/10.1111/jam.12886>.
- Hamed, M., Soliman, H. A. M., Osman, A. G. M., y Sayed, A. E. D. H. (2020). Antioxidants and molecular damage in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) after exposure to microplastics. *Environmental Science and Pollution Research*, 27, 14581–14588. <https://doi.org/10.1007/s11356-020-07898-y>
- Hasan, V., y Tamam, M. (2019). First record of the invasive Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) (Perciformes, Cichlidae), on Bawean Island, Indonesia. *Check List*, 15(1), 225–227. <https://doi.org/10.15560/15.1.225>.
- Hemarajata, P., y Versalovic, J. (2013). Effects of probiotics on gut microbiota: mechanisms of intestinal immunomodulation and neuromodulation. *Therapeutic Advances in Gastroenterology*, 6(1), 39–51. <https://doi.org/10.1177/1756283X12459294>.
- Hodar, A.R., Vasava, R.J., Mahavadiya, D.R., y Joshi, N.H. (2020). Fish meal and fish oil replacement for aqua feed formulation by using alternative sources: a review. *Journal of Experimental Zoology India*, 23(1). ISSN 0972-0030
- Hoseinifar, S.H., Sun, Y.-Z., Wang, A., y Zhou, Z. (2018). Probiotics as means of diseases control in aquaculture, a review of current knowledge and future perspectives. *Frontiers in Microbiology*, 9, 2429. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2018.02429>.
- Houlihan, D.F., Carter, C.G., y McCarthy, I.D. (1995). *Protein synthesis in fish*. in Hochachka, P.W. and Mommsen, T.P. (eds.) *Biochemistry and Molecular Biology of Fishes*. Vol. 4: Metabolic Biochemistry. Amsterdam: Elsevier, 191–220.
- Hussain, M.M. (2014). Intestinal lipid absorption and lipoprotein formation. *Current Opinion in Lipidology*, 25(3), 200–206. <https://doi.org/10.1097/MOL.0000000000000084>.
- Ismail, M., y El Lamei, M. (2017). Studies on *Pseudomonas septicemia* in some tilapia in Ismailia. *Suez Canal Veterinary Medical Journal*, 22(1), 107–117. <https://doi.org/10.21608/scvmj.2017.62397>
- Izquierdo, M.S., Montero, D., Robaina, L., Caballero, M.J., Rosenlund, G., y Ginés, R. (2005). Alterations in fillet fatty acid profile and flesh quality in gilthead seabream (*Sparus aurata*) fed vegetable oils for a long term period. Recovery of fatty acid profiles by fish oil feeding. *Aquaculture*, 250(1–2), 431–444. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2004.12.001>.

- Jia, R., Cao, L.-P., Du, J.-L., He, Q., Gu, Z.-Y., Jeney, G., y Xu, P. (2020). Effects of high-fat diet on steatosis, endoplasmic reticulum stress and autophagy in liver of tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Frontiers in Marine Science*, 7, 363. <https://doi.org/10.3389/fmars.2020.00363>.
- Jiang, M., Ma, L., Shao, H., Wu, F., Liu, W., Tian, J., Yu, L., Lu, X., y Wen, H. (2020). Dietary vitamin E requirement of sub-adult genetically improved farmed tilapia strain of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) reared in freshwater. *Aquaculture Nutrition*, 26(2), 233–241. <https://doi.org/10.1111/anu.12983>
- Jorge, T.B.F., Moura, G.S., Ribeiro-Junior, V., Donzele, J.L., Pedreira, M.M., Sousa, T.V., y Lanna, E.A.T. (2022). Effects of dietary supplementation time with *Schizochytrium* microalgae meal on growth, meat quality and fatty acid composition of Nile tilapia. *Aquaculture Research*, 53(2), 528–543. <https://doi.org/10.1111/are.15597>.
- Kanika, N. H., Liaqat, N., Chen, H., Ke, J., Lu, G., Wang, J., y Wang, C. (2025). Fish gut microbiome and its application in aquaculture and biological conservation. *Frontiers in Microbiology*, 15, 1521048. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2024.1521048>
- Kapoor, B., Kapoor, D., Gautam, S., Singh, R., y Bhardwaj, S. (2021). Dietary polyunsaturated fatty acids (PUFAs): *Uses and potential health benefits*. *Current Nutrition Reports*, 10, 232–242. <https://doi.org/10.1007/s13668-021-00363-3>.
- Khan, S. U., Lone, A. N., Khan, M. S., Virani, S. S., Blumenthal, R. S., Nasir, K., Miller, M., Michos, E. D., Ballantyne, C. M., Boden, W. E., y Bhatt, D. L. (2021). Effect of omega-3 fatty acids on cardiovascular outcomes: A systematic review and meta-analysis. *EClinicalMedicine*, 38, 100997. <https://doi.org/10.1016/j.eclinm.2021.100997>
- Knipe, H., Temperton, B., Lange, A., Bass, D., y Tyler, C. R. (2021). Probiotics and competitive exclusion of pathogens in shrimp aquaculture. *Reviews in Aquaculture*, 13(1), 324–352. <https://doi.org/10.1111/raq.12477>
- Korbecki, J., Bosiacki, M., Pilarczyk, B., y Baranowska-Bosiacka, I. (2024). Phospholipid acyltransferases: Characterization and involvement of the enzymes in metabolic and cancer diseases. *International Journal of Molecular Sciences*, 25(11), 6047. <https://doi.org/10.3390/ijms25116047>
- Kozich, J.J., Westcott, S.L., Baxter, N.T., Highlander, S.K., y Schloss, P.D. (2013). Development of a dual-index sequencing strategy and curation pipeline for analyzing amplicon sequence data on the MiSeq Illumina sequencing platform. *Applied and Environmental Microbiology*, 79(17), 5112–5120. <https://doi.org/10.1128/AEM.01043-13>.
- Kraffe, E., Soudant, P., Marty, Y., Kervarec, N., y Jehan, P. (2002). Evidence of a tetradocosahexaenoic cardiolipin in some marine bivalves. *Lipids*, 37, 507–514. <https://doi.org/10.1007/s11745-002-0925-z>
- Landa-Gómez, N., Ramírez-Silva, I., Rodríguez-Ramírez, S., Gaona-Pineda, E.B., Arango-Angarita, A., y Rivera, J.A. (2024). Intake of trans fats and other fatty acids in Mexican adults. *Salud Pública de México*, 66(1). <https://doi.org/10.21149/15253>.
- Lee, A.R., Niu, K.M., Kang, S.K., Han, S.G., Lee, B.J., y Kim, S.K. (2017). Antioxidant and antibacterial activities of *Lactobacillus*-fermented *Artemisia annua* L. as a potential fish feed additive. *Journal of Life Science*, 27(6), 652–660.
- Lee, S., Katya, K., Park, Y., Bae, J., Bai, S.C., y Kim, K.-W. (2022). Partial substitution of fish oil with microalgae (*Schizochytrium* sp.) can improve growth performance, nonspecific immunity, and disease resistance in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Animals*, 12(9), 1185. <https://doi.org/10.3390/ani12091185>.

- Li, L., Tong, M., Fu, Y., Chen, F., Zhang, S., Chen, H., Ma, X., Li, D., Liu, X., y Zhong, Q. (2021). Lipids and membrane-associated proteins in autophagy. *Protein & Cell*, 12(7), 520–544. <https://doi.org/10.1007/s13238-020-00793-9>
- Liu, X., Chang, L., Lu, F., y Zhang, S. (2021). Dietary supplementation with microalgae (*Schizochytrium* sp.) improves the antioxidant status, fatty acids profiles and volatile compounds of beef. *Animals*, 11(12), 3517. <https://doi.org/10.3390/ani11123517>.
- Llewellyn, M.S., Boutin, S., Hoseinifar, S.H., y Derome, N. (2014). Teleost microbiomes: The state of the art in their characterization, manipulation and importance in aquaculture and fisheries. *Frontiers in Microbiology*, 5, 207. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2014.00207>.
- Marchan, L.F., Chang, K.J.L., Nichols, P.D., y Mitchell, W.J. (2018). Taxonomy, ecology and biotechnological applications of thraustochytrids: A review. *Biotechnology Advances*, 36(1), 26–46. <https://doi.org/10.1016/j.biotechadv.2017.09.003>.
- Martínez-Álvarez, R.M., Morales, A.E., y Sanz, A. (2005). Antioxidant defenses in fish: Biotic and abiotic factors. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 15(1–2), 75–88. <https://doi.org/10.1007/s11160-005-7846-4>.
- Meng, S. L., Chen, J. Z., Xu, P., Qu, J. H., Fan, L. M., Song, C., y Qiu, L. P. (2014). Hepatic antioxidant enzymes SOD and CAT of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in response to pesticide methomyl and recovery pattern. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 92, 388–392. <https://doi.org/10.1007/s00128-014-1232-7>
- Mommsen, T.P. (2001). Paradigms of growth in fish. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology*, 129(2–3), 207–219. [https://doi.org/10.1016/S1096-4959\(01\)00312-8](https://doi.org/10.1016/S1096-4959(01)00312-8).
- Monroig, Ó., de Llanos, R., Varó, I., Hontoria, F., Tocher, D., Puig, S., y Navarro, J. (2017). Biosynthesis of polyunsaturated fatty acids in *Octopus vulgaris*: Molecular cloning and functional characterization of a stearyl-CoA desaturase and an elongation of very long-chain fatty acid 4 protein. *Marine Drugs*, 15(3), 82. <https://doi.org/10.3390/md15030082>.
- Morabito, C., Bournaud, C., Maës, M., Schuler, R., Aiese Cigliano, R., Dellerio, Y., Maréchal, E., Amato, A., y Rébeillé, F. (2019). The lipid metabolism in thraustochytrids. *Progress in Lipid Research*, 76, 101007. <https://doi.org/10.1016/j.plipres.2019.101007>.
- Mourete, G., Díaz-Salvago, E., Bell, J.G., y Tocher, D.R. (2000). Increased activities of hepatic antioxidant defence enzymes in juvenile gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.) fed dietary oxidised oil: attenuation by dietary vitamin E. *Aquaculture*, 188(3–4), 291–307. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(00\)00341-8](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(00)00341-8).
- Murota, K. (2020). Digestion and absorption of dietary glycerophospholipids in the small intestine: Their significance as carrier molecules of choline and n-3 polyunsaturated fatty acids. *Biocatalysis and Agricultural Biotechnology*, 26, 101633. <https://doi.org/10.1016/j.bcab.2020.101633>.
- Nayak, S.K. (2010). Role of gastrointestinal microbiota in fish. *Aquaculture Research*, 41(11), 1553–1573. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2010.02546.x>.
- Ohkawa, H., Ohishi, N., y Yagi, K. (1979). Assay for lipid peroxides in animal tissues by thiobarbituric acid reaction. *Analytical Biochemistry*, 95(2), 351–358. [https://doi.org/10.1016/0003-2697\(79\)90738-3](https://doi.org/10.1016/0003-2697(79)90738-3).
- Osmond, A.T.Y., Colombo, S.M., Wacker, A., Parrish, C.C., y Arts, M.T. (2021). *Schizochytrium* sp. (T18) oil as a fish oil replacement in diets for farmed rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*):

- Effects on growth performance, tissue fatty acids, and expression of lipid metabolism genes. *Animals*, 11(4), 1185. <https://doi.org/10.3390/ani11041185>.
- Ou, W., Guo, Z., Pan, Y., Huang, K., Ma, Y., y Qin, Z. (2024). Advances in the effects of dietary macronutrients on the gut microbiota of tilapia (*Oreochromis* spp.). *Microorganisms*, 12(3), 543. <https://doi.org/10.3390/microorganisms12030543>.
- Pakingking, R. V., Jr., Palma, P., y Usero, R. (2020). Aeromonas load and species composition in tilapia (*Oreochromis niloticus*) cultured in earthen ponds in the Philippines. *Aquaculture Research*, 51(11), 4736–4747. <https://doi.org/10.1111/are.14820>
- Parata, L., Mazumder, D., Sammut, J., y Egan, S. (2020). Diet type influences the gut microbiome and nutrient assimilation of genetically improved farmed tilapia (*Oreochromis niloticus*). *PLOS ONE*, 15(8), e0237775. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0237775>
- Paredes-Trujillo, A., y Mendoza-Carranza, M. (2022). Sobre el cultivo de tilapia: relación entre enfermedades y calidad del agua. *Revista Latinoamericana de Difusión Científica*, 4(7), 34–49. <https://doi.org/10.38186/difcie.47.04>
- Parra Gorriaran, S.F. (2023). *Aprovechamiento de la carne de tilapia Oreochromis niloticus en la elaboración de embutido, desarrollado en la Universidad Nacional Agraria usando como referente la NTON 03 103-16, periodo del año 2022–2023*. Tesis de grado. Universidad Nacional Agraria, Managua, Nicaragua.
- Pérez-Velázquez, M., Encinas-Mungarro, J., y González-Félix, M.L. (2024). Rate of change in the fillet fatty acid profile of Nile tilapia to attain a nutraceutical level of DHA + EPA for human consumption. *Aquaculture*, 580, 740270. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2023.740270>.
- Prabu, E., Rajagopalsamy, C.B.T., Ahilan, B., Jeevagan, I.J.M.A., y Renuhadevi, M.J. (2019). Tilapia: An excellent candidate species for world aquaculture: A review. *Annual Research & Review in Biology*, 31(3), 1–14. <https://doi.org/10.9734/arrb/2019/v31i330052>.
- Ramírez-Silva, I., Villalpando, S., Moreno-Saracho, J.E., y Bernal-Medina, D. (2011). Fatty acids intake in the Mexican population. Results of the National Nutrition Survey 2006. *Nutrition & Metabolism*, 8, 33. <https://doi.org/10.1186/1743-7075-8-33>.
- Ringø, E., Hoseinifar, S. H., Ghosh, K., Doan, H. V., Beck, B. R., y Song, S. K. (2020). Probiotics, lactic acid bacteria and bacilli: Interesting supplementation for aquaculture. *Journal of Applied Microbiology*, 129(1), 116–136. <https://doi.org/10.1111/jam.14628>
- Rodríguez-Jaramillo, C., García-Corona, J. L., Zenteno-Savín, T., y Palacios, E. (2022). The effects of experimental temperature increase on gametogenesis and heat stress parameters in oysters: Comparison of a temperate-introduced species (*Crassostrea gigas*) and a native tropical species (*Crassostrea corteziensis*). *Aquaculture*, 561, 738683. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2022.738683>
- Russell, D.J., Thuesen, P.A., y Thomson, F.E. (2012). A review of the biology, ecology, distribution and control of Mozambique tilapia, *Oreochromis mossambicus* (Peters 1852) (Pisces: Cichlidae), with particular emphasis on invasive Australian populations. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 22, 533–554. <https://doi.org/10.1007/s11160-011-9249-z>.
- Ryckebosch, E., Muylaert, K., y Foubert, I. (2012). Optimization of an analytical procedure for extraction of lipids from microalgae. *Journal of the American Oil Chemists' Society*, 89, 189–198. <https://doi.org/10.1007/s11746-011-1903-z>.
- Salem, M.E.S., Abdel-Ghany, H.M., y Almisherfi, H.M. (2021). Role of dietary *Laurencia obtusa* in enhancing growth, blood indices, and hypoxia resistance of red tilapia (*Oreochromis*

- niloticus* × *O. mossambicus*). *Journal of Applied Phycology*, 33(4), 2617–2628. <https://doi.org/10.1007/s10811-021-02484-2>.
- Sarker, P.K., Gamble, M.M., Kelson, S., y Kapuscinski, A.R. (2016a). Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) show high digestibility of lipid and fatty acids from marine *Schizochytrium* sp. and of protein and essential amino acids from freshwater *Spirulina* sp. feed ingredients. *Aquaculture Nutrition*, 22(1), 109–119. <https://doi.org/10.1111/anu.12230>.
- Sarker, P.K., Kapuscinski, A.R., Lanois, A.J., Livesey, E.D., Bernhard, K.P., y Coley, M.L. (2016b). Towards sustainable aquafeeds: Complete substitution of fish oil with marine microalga *Schizochytrium* sp. improves growth and fatty acid deposition in juvenile Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *PLOS ONE*, 11(6), e0156684. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0156684>.
- Şen Özdemir, N., Parrish, C.C., Parzanini, C., y Mercier, A. (2019). Neutral and polar lipid fatty acids in five families of demersal and pelagic fish from the deep Northwest Atlantic. *ICES Journal of Marine Science*, 76(6), 1807–1815. <https://doi.org/10.1093/icesjms/fsz054>.
- Sookchaiyaporn, N., Srisapoom, P., Unajak, S., y Areechon, N. (2020). Efficacy of *Bacillus* spp. isolated from Nile tilapia *Oreochromis niloticus* Linn. on its growth and immunity, and control of pathogenic bacteria. *Fisheries Science*, 86, 353–356. <https://doi.org/10.1007/s12562-019-01394-0>
- Sotomayor, R.U., Maeda-Martínez, A.N., Torres, R.G., Morales, R.G., y Murillo, R.N. (2022). Análisis de la producción de crías de tilapia *Oreochromis niloticus* (Linnaeus, 1758) en instalaciones acuícolas en México de 2014–2021. *AquaTechnica: Revista Iberoamericana de Acuicultura*, 4(1), 1–6.
- Sprague, M., Walton, J., Campbell, P.J., Strachan, F., Dick, J.R., y Bell, J.G. (2015). Replacement of fish oil with a DHA-rich algal meal derived from *Schizochytrium* sp. on the fatty acid and persistent organic pollutant levels in diets and flesh of Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) post-smolts. *Food Chemistry*, 185, 413–421. <https://doi.org/10.1016/j.foodchem.2015.03.150>.
- Stillwell, W., y Wassall, S.R. (2003). Docosahexaenoic acid: membrane properties of a unique fatty acid. *Chemistry and Physics of Lipids*, 126(1), 1–27. [https://doi.org/10.1016/S0009-3084\(03\)00101-4](https://doi.org/10.1016/S0009-3084(03)00101-4).
- Stoneham, T. R., Kuhn, D. D., Taylor, D. P., Neilson, A. P., Smith, S. A., Gatlin, D. M., Chu, H. S. S., y O’Keefe, S. F. (2018). Production of omega-3 enriched tilapia through the dietary use of algae meal or fish oil: Improved nutrient value of fillet and offal. *PLOS ONE*, 13(4), e0194241. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0194241>
- Sushchik, N.N., Yurchenko, Y.A., Kalachova, G.S., Gladyshev, M.I., y Belevich, O.E. (2020). Comparison of fatty acid contents in major lipid classes of seven salmonid species from Siberian Arctic waters. *Biomolecules*, 10(3), 419. <https://doi.org/10.3390/biom10030419>.
- Suzuki, K. (2000). Measurement of Mn-SOD and Cu,Zn-SOD. In N. Taniguchi y J. Gutteridge (Eds.), *Experimental protocols for reactive oxygen and nitrogen species* (pp. 91–95). Oxford University Press.
- Swanson, D., Block, R., y Mousa, S.A. (2012). Omega-3 fatty acids EPA and DHA: health benefits throughout life. *Advances in Nutrition*, 3(1), 1–7. <https://doi.org/10.3945/an.111.000893>.
- Syed, R., Masood, Z., Hassan, H.U., Khan, W., Mushtaq, S., Ali, A., Gul, Y., Jafari, H., Habib, A., Shah, M., Gabol, K., Gul, H., y Ullah, A. (2022). Growth performance, haematological assessment and chemical composition of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* (Linnaeus,

- 1758), fed different levels of Aloe vera extract as feed additives in a closed aquaculture system. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 29(1), 296–303. <https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2021.08.098>.
- Tahir, S.Y.A., y Kop, A. (2022). The effect of oxidized fish oil on blood parameters and liver histology of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *International Journal of Innovative Approaches in Agricultural Research*, 6(3), 175–183. <https://doi.org/10.29329/ijiaar.2022.475.1.t>
- Talwar, C., Nagar, S., Lal, R., y Negi, R. K. (2018). Fish gut microbiome: Current approaches and future perspectives. *Indian Journal of Microbiology*, 58(4), 397–414. <https://doi.org/10.1007/s12088-018-0760-y>
- Tan, H.Y., Chen, S.W., y Hu, S.Y. (2019). Improvements in the growth performance, immunity, disease resistance, and gut microbiota by the probiotic *Rummeliibacillus stabekisii* in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Fish & Shellfish Immunology*, 92, 265–275. <https://doi.org/10.1016/j.fsi.2019.06.027>.
- Tarnecki, B.R. (2017). Fish intestinal microbiome: Diversity and symbiosis unravelled by metagenomics. *Journal of Applied Microbiology*, 123, 2–17. <https://doi.org/10.1111/jam.13415>.
- Tocher, D.R. (2003). Metabolism and functions of lipids and fatty acids in teleost fish. *Reviews in Fisheries Science*, 11(2), 107–184. <https://doi.org/10.1080/713610925>.
- Tocher, D.R. (2010). Fatty acid requirements in ontogeny of marine and freshwater fish. *Aquaculture Research*, 41(5), 717–732. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2008.02150.x>.
- Tocher, D.R., Bendiksen, E.Å., Campbell, P.J., y Bell, J.G. (2008). The role of phospholipids in nutrition and metabolism of teleost fish. *Aquaculture*, 280(1–4), 21–34. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2008.04.034>.
- Toyes-Vargas, E., Calderón-de la Barca, A.M., Duran-Encinas, Y., Palacios, E., y Civera-Cerecedo, R. (2017). Marine co-product meals as a substitute of fishmeal in diets for white shrimp *Litopenaeus vannamei* improve growth, feed intake and muscle HUFA composition. *Aquaculture Research*, 48(7), 3782–3800. <https://doi.org/10.1111/are.13205>.
- Trevi, S., Webster, T.M.U., Consuegra, S., y Garcia de Leaniz, C. (2024). Effects of micro-algae dietary oil replacement on growth, omega-3 deposition and gut microbiome composition of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Aquaculture, Fish and Fisheries*, 4(3), e164. <https://doi.org/10.1002/aff2.164>.
- Turchini, G.M., Torstensen, B.E., y Ng, W.K. (2009). Fish oil replacement in finfish nutrition. *Reviews in Aquaculture*, 1(1), 10–57. <https://doi.org/10.1111/j.1753-5131.2008.01001.x>.
- Vance, J. E., y Tasseva, G. (2013). Formation and function of phosphatidylserine and phosphatidylethanolamine in mammalian cells. *Biochimica et Biophysica Acta - Molecular and Cell Biology of Lipids*, 1831(3), 543–554. <https://doi.org/10.1016/j.bbalip.2012.08.016>
- Varshney, A., Das, M., Chaudhary, P., Kumari, R., y Yadav, K. (2017). *Aeromonas salmonicida* as a causative agent for postoperative endophthalmitis. *Middle East African Journal of Ophthalmology*, 24(4), 213.
- Wang, Q., Han, W., Jin, W., Gao, S., y Zhou, X. (2021). Docosahexaenoic acid production by *Schizochytrium* sp.: review and prospect. *Food Biotechnology*, 35(2), 111–135. <https://doi.org/10.1080/08905436.2021.1908900>.

- Wang, Q., Zhang, Y., Hui, R., y Zhu, Y. (2024). Marine thraustochytrid: exploration from taxonomic challenges to biotechnological applications. *Frontiers in Marine Science*, 11, 1371713. <https://doi.org/10.3389/fmars.2024.1371713>.
- Wang, S., Han, Z., Turchini, G.M., Wang, X., Fang, Z., Chen, N., Xie, R., Zhang, H., y Li, S. (2022). Effects of dietary phospholipids on growth performance, digestive enzymes activity and intestinal health of largemouth bass (*Micropterus salmoides*) larvae. *Frontiers in Immunology*, 12, 827946. <https://doi.org/10.3389/fimmu.2021.827946>.
- Welker, A. F., Campos, É. G., Cardoso, L. A., y Hermes-Lima, M. (2012). Role of catalase on the hypoxia/reoxygenation stress in the hypoxia-tolerant Nile tilapia. *American Journal of Physiology-Regulatory, Integrative and Comparative Physiology*, 302(9), R1111–R1118. <https://doi.org/10.1152/ajpregu.00243.2011>
- Wolf, J.C., y Wolfe, M.J. (2005). A brief overview of nonneoplastic hepatic toxicity in fish. *Toxicologic Pathology*, 33(1), 75–85. <https://doi.org/10.1080/01926230590890187>.
- Wolf, J.C., Baumgartner, W.A., Blazer, V.S., Camus, A.C., Engelhardt, J.A., Fournie, J.W., Frasca, S., Groman, D.B., Kent, M.L., Khoo, L.H., Law, J.M., Lombardini, E.D., Ruehl-Fehlert, C., Segner, H., Smith, S.A., Spitsbergen, J.M., Weber, K., y Wolfe, M.J. (2015). Nonlesions, misdiagnoses, missed diagnoses, and other interpretive challenges in fish histopathology studies: a guide for investigators, authors, reviewers, and readers. *Toxicologic Pathology*, 43(3), 297–325. <https://doi.org/10.1177/0192623314540229>.
- Xia, Y., Lu, M., Chen, G., Cao, J., Gao, F., Wang, M., Liu, Z., Zhang, D., Zhu, H., Yi, M., y Mi, R. (2018). Effects of dietary *Lactobacillus rhamnosus* JCM1136 and *Lactococcus lactis* subsp. *lactis* JCM5805 on the growth, intestinal microbiota, morphology, immune response and disease resistance of juvenile Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*. *Fish & Shellfish Immunology*, 76, 368–379. <https://doi.org/10.1016/j.fsi.2018.03.020>
- Xia, Y., Wang, M., Gao, F., Lu, M., y Chen, G. (2020). Effects of dietary probiotic supplementation on the growth, gut health and disease resistance of juvenile Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Animal Nutrition*, 6(1), 69–79. <https://doi.org/10.1016/j.aninu.2019.07.002>
- Xie, J., y Zhao, Q. (2025). Green extraction of active compounds in marine microalgae. *Blue Biotechnology*, 2, 13. <https://doi.org/10.1186/s44315-025-00051-9>
- Xiong, Y., Dong, S., Huang, M., Li, Y., Wang, X., y Zhang, J. (2018). Changes in physiological parameters, lipid metabolism, and expression of microRNAs in genetically improved farmed tilapia (*Oreochromis niloticus*) with fatty liver induced by a high-fat diet. *Frontiers in Physiology*, 9, 1521. <https://doi.org/10.3389/fphys.2018.01521>
- Yeo, J., Colombo, S.M., Guerra, N.I., y Parrish, C.C. (2024). Shotgun-based mass spectrometry analysis of phospholipid and triacylglycerol molecular species and eicosanoids in salmon muscle tissue on feeding microbial oil. *Marine Drugs*, 22(1), 11. <https://doi.org/10.3390/md22010011>.
- Yilmaz, P., Parfrey, L.W., Yarza, P., Gerken, J., Pruesse, E., Quast, C., Schweer, T., Peplies, J., Ludwig, W., y Glöckner, F.O. (2014). The SILVA and “All-species Living Tree Project (LTP)” taxonomic frameworks. *Nucleic Acids Research*, 42(D1), D643–D648. <https://doi.org/10.1093/nar/gkt1209>.
- Yong-Rojas, C.A. (2021). *Efecto de la suplementación dietaria con aceites esenciales en los parámetros productivos, hematológicos y bacterias intestinales de la tilapia gris*. Tesis de maestría. Universidad Peruana Cayetano Heredia.

- Zárate, R., el Jaber-Vazdekis, N., Tejera, N., Pérez, J.A., y Rodríguez, C. (2017). Significance of long chain polyunsaturated fatty acids in human health. *Clinical and Translational Medicine*, 6, 25. <https://doi.org/10.1186/s40169-017-0153-6>.
- Zavala-Leal, O.I., y Ortega, J.R.F. (2021). Tilapias: de la introducción a la producción, desarrollo económico de su cultivo en México. *Acta Pesquera*, 7(14).
- Zhang, C., Yang, C., Chen, J., Wang, J., Zhang, W., y Qin, J. G. (2023). Microalgae as feed sources and feed additives for aquaculture: Current status, opportunities and challenges. *Reviews in Aquaculture*, 16(1), 3–35. <https://doi.org/10.1111/raq.12869>

11. ANEXOS

Anexo A. Proveedores y origen de los ingredientes utilizados en la formulación de las dietas experimentales.

Ingrediente	Proveedor/Fabricante	Ciudad, Estado	País
Fracción neutra de <i>Schizochytrium</i> sp.	Elaborada en el Laboratorio de Nutrición Experimental, CIBNOR / o proveedor correspondiente	La Paz, B.C.S.	México
Fracción polar de <i>Schizochytrium</i> sp.	Elaborada en el Laboratorio de Nutrición Experimental, CIBNOR / o proveedor correspondiente	La Paz, B.C.S.	México
Harina de subproducto de res	Promotora Industrial Acuasistemas, S.A. de C.V.	La Paz, B.C.S.	México
Harina de subproducto de ave	Promotora Industrial Acuasistemas, S.A. de C.V.	La Paz, B.C.S.	México
Pasta de soya	Alimentos Balanceados de La Paz	La Paz, B.C.S.	México
Gluten de trigo	Alimentos Balanceados de La Paz	La Paz, B.C.S.	México
Harina de trigo	Alimentos Balanceados de La Paz	La Paz, B.C.S.	México
Lecitina de soya	El Sol Naciente	La Paz, B.C.S.	México
Ácido algínico	Sigma-Aldrich	St. Louis, Missouri	EUA
Premezcla de vitaminas	Sigma-Aldrich	St. Louis, Missouri	EUA
Premezcla de minerales	Sigma-Aldrich	St. Louis, Missouri	EUA
Cloruro de colina	ICN Biomedical Aurora	Ohio	EUA
Vitamina C (Rovimix Stay-C35)	Roche	Ciudad de México	México
Fosfato dibásico de calcio (CaHPO ₄)	ICN Biomedical Aurora	Ohio	EUA
Betaína	ICN Biomedical Aurora	Ohio	EUA
Antioxidante BHT	ICN Biomedical Aurora	Ohio	EUA

Anexo B. Composición porcentual de ácidos grasos del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados con dietas experimentales con inclusión de fracciones neutras y polares de aceite de *Schizochytrium* sp. durante la semana 1.

Ácido graso	Control	LN 2.5%	LN 5%	LP 2.5%	LP 5%
12:0	4.59 ± 1.93	3.00 ± 0.75	1.51 ± 0.24	2.99 ± 0.75	2.07 ± 0.96
13:0	0.02 ± 0.00	0.02 ± 0.00	0.02 ± 0.01	0.03 ± 0.03	0.02 ± 0.01
14:0	5.05 ± 1.41	3.60 ± 0.66	2.63 ± 0.34	3.80 ± 0.55	3.03 ± 0.84
15:0	0.21 ± 0.01	0.22 ± 0.04	0.23 ± 0.02	0.26 ± 0.06	0.25 ± 0.03
16:0	17.95 ± 1.35	17.52 ± 1.12	16.99 ± 0.62	14.56 ± 6.76	17.24 ± 0.96
17:0	0.32 ± 0.05	0.34 ± 0.04	0.35 ± 0.04	0.29 ± 0.21	0.40 ± 0.05
18:0	7.40 ± 1.03	7.29 ± 0.41	7.07 ± 0.99	8.12 ± 0.45	7.83 ± 0.64
19:0	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
20:0	0.17 ± 0.09	0.20 ± 0.08	0.22 ± 0.02	0.24 ± 0.09	0.14 ± 0.06
21:0	0.04 ± 0.02	0.04 ± 0.02	0.05 ± 0.01	0.06 ± 0.01	0.05 ± 0.01
22:0	0.17 ± 0.03	0.17 ± 0.03	0.17 ± 0.09	0.21 ± 0.05	0.19 ± 0.04
24:0	0.57 ± 0.14	0.47 ± 0.08	0.36 ± 0.16	0.87 ± 0.21	0.84 ± 0.37
14:1n-8	0.12 ± 0.02	0.08 ± 0.03	0.09 ± 0.03	0.07 ± 0.01	0.13 ± 0.08
14:1n-5	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
15:1n-8	0.19 ± 0.03	0.15 ± 0.03	0.17 ± 0.06	0.24 ± 0.02	0.20 ± 0.08
16:1n-9	2.34 ± 1.41	1.44 ± 1.28	0.56 ± 0.13	1.98 ± 1.38	1.95 ± 1.04
16:1n-7	1.13 ± 1.32	1.81 ± 1.31	2.73 ± 0.39	1.58 ± 1.19	1.37 ± 1.46
16:1n-5	0.28 ± 0.02	0.29 ± 0.08	0.25 ± 0.11	0.47 ± 0.11	0.31 ± 0.08
17:1n-8	0.25 ± 0.02	0.25 ± 0.04	0.26 ± 0.02	0.27 ± 0.07	0.24 ± 0.11
17:1n-7	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
18:1n-9	24.31 ± 3.64	21.77 ± 2.36	20.74 ± 2.75	22.91 ± 2.90	24.84 ± 3.38
18:1n-7	3.26 ± 0.24	3.19 ± 0.37	2.55 ± 1.26	4.07 ± 0.74	3.49 ± 0.33
18:1n-5	0.22 ± 0.16	0.10 ± 0.06	0.10 ± 0.07	0.15 ± 0.12	0.20 ± 0.12
20:1n-11	1.04 ± 0.70	0.68 ± 0.62	0.44 ± 0.38	1.34 ± 0.52	0.84 ± 0.59
20:1n-9	0.54 ± 0.43	0.67 ± 0.48	0.67 ± 0.56	0.78 ± 0.48	0.47 ± 0.48
20:1n-7	0.63 ± 0.67	1.00 ± 0.99	0.55 ± 0.39	0.58 ± 0.46	0.66 ± 0.40
22:1n-11	0.30 ± 0.10	0.38 ± 0.06	0.46 ± 0.33	0.48 ± 0.07	0.34 ± 0.15
22:1n-9	0.18 ± 0.23	0.10 ± 0.05	0.33 ± 0.51	0.13 ± 0.04	0.09 ± 0.04
24:1n-9	0.42 ± 0.12	0.74 ± 0.36	0.81 ± 0.21	0.42 ± 0.40	0.57 ± 0.20
16:2n-7	0.79 ± 0.32	0.92 ± 0.39	0.32 ± 0.27	0.81 ± 0.34	0.35 ± 0.32
16:2n-4	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
16:3n-6	1.41 ± 0.27	1.69 ± 0.36	1.55 ± 0.29	1.51 ± 0.17	1.43 ± 0.32

16:3n-4	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
18:2n-6t	1.29 ± 0.33	1.19 ± 0.26	1.10 ± 0.28	1.18 ± 0.29	1.56 ± 0.29
18:2n-6	11.44 ± 0.58	11.85 ± 1.70	11.12 ± 0.98	13.23 ± 1.56	14.36 ± 0.88
18:2n-4	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
18:3n-6	0.71 ± 0.33	0.65 ± 0.07	0.60 ± 0.10	0.84 ± 0.11	0.86 ± 0.10
18:3n-4	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
18:3n-3	0.85 ± 0.06	0.94 ± 0.16	0.93 ± 0.08	0.96 ± 0.17	1.07 ± 0.10
18:4n-3	0.66 ± 0.42	0.28 ± 0.33	0.39 ± 0.53	0.27 ± 0.21	0.19 ± 0.29
20:2n-6	0.18 ± 0.14	0.11 ± 0.05	0.17 ± 0.09	0.15 ± 0.06	0.21 ± 0.09
20:3n-6	1.26 ± 1.05	0.42 ± 0.11	0.71 ± 0.96	0.55 ± 0.27	0.47 ± 0.17
20:3n-3	0.71 ± 0.74	0.33 ± 0.35	0.39 ± 0.42	0.24 ± 0.18	0.24 ± 0.12
20:4n-6	2.74 ± 0.55	2.44 ± 0.66	2.16 ± 0.47	3.71 ± 0.40	2.95 ± 0.92
20:4n-3	0.05 ± 0.10	0.14 ± 0.19	0.12 ± 0.12	0.10 ± 0.10	0.06 ± 0.08
20:5n-3	0.75 ± 0.67	0.51 ± 0.39	0.84 ± 0.52	0.60 ± 0.44	0.29 ± 0.24
21:4n-6	0.05 ± 0.12	0.00 ± 0.00	0.01 ± 0.02	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
21:5n-3	0.01 ± 0.02	0.00 ± 0.00	0.05 ± 0.11	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
22:3n-6	0.03 ± 0.04	0.06 ± 0.05	0.11 ± 0.12	0.03 ± 0.04	0.02 ± 0.04
22:4n-6	0.71 ± 0.15	0.95 ± 0.41	0.79 ± 0.20	0.50 ± 0.34	0.80 ± 0.15
22:5n-6	0.08 ± 0.08	0.12 ± 0.07	0.11 ± 0.12	0.29 ± 0.34	0.13 ± 0.08
22:5n-3	1.74 ± 1.04	1.69 ± 0.34	1.95 ± 0.27	1.98 ± 0.39	1.25 ± 0.73
22:6n-3	7.08 ± 4.28	15.13 ± 4.20	20.33 ± 5.07	9.13 ± 0.81	8.16 ± 3.12
Total					
SAT.	36.50 ± 3.65	32.87 ± 2.07	29.60 ± 1.40	31.46 ± 6.05	32.06 ± 1.71
MONO	34.47 ± 3.87	31.07 ± 3.48	29.54 ± 3.03	34.10 ± 4.56	34.79 ± 3.71
(n-11)	1.24 ± 0.65	0.86 ± 0.61	0.63 ± 0.39	1.03 ± 0.79	1.27 ± 0.49
(n-9)	27.52 ± 4.48	24.21 ± 2.69	22.52 ± 2.91	26.06 ± 3.73	27.52 ± 3.18
(n-7)	4.65 ± 1.54	5.13 ± 1.38	5.53 ± 1.35	5.81 ± 0.98	4.92 ± 1.28
POLY	29.03 ± 7.12	36.06 ± 5.17	40.86 ± 3.99	34.44 ± 2.13	33.16 ± 5.05
HUFA	12.01 ± 6.64	18.62 ± 4.20	25.64 ± 3.37	13.85 ± 1.13	12.10 ± 3.82
DI	12.64 ± 0.59	12.75 ± 1.63	12.00 ± 1.09	14.60 ± 1.70	15.70 ± 1.04
TRI	3.77 ± 0.77	3.03 ± 0.72	3.10 ± 0.48	3.93 ± 0.34	3.67 ± 0.36
TETRA	2.94 ± 0.59	2.82 ± 0.58	2.53 ± 0.61	4.09 ± 0.21	3.65 ± 1.27
PENTA	2.60 ± 1.77	2.33 ± 0.68	2.90 ± 0.78	2.69 ± 0.57	1.97 ± 0.44
HEXA	7.08 ± 4.28	15.13 ± 4.20	20.33 ± 5.07	9.13 ± 0.81	8.16 ± 3.12
(n-6)	17.89 ± 0.89	17.46 ± 2.07	16.42 ± 1.34	21.54 ± 1.76	22.14 ± 1.79
(n-3)	11.16 ± 6.51	18.63 ± 4.54	24.46 ± 4.28	12.93 ± 0.83	11.08 ± 3.42

(n-3)/(n-6)	0.62 ± 0.33	1.08 ± 0.27	1.51 ± 0.34	0.60 ± 0.05	0.49 ± 0.12
22:6/20:5	20.23 ± 27.33	94.36 ± 118.06	132.99 ± 271.36	74.64 ± 100.20	105.70 ± 136.20
Sat index	138.30 ± 34.37	179.37 ± 25.80	209.44 ± 22.27	159.68 ± 9.28	150.62 ± 22.76
20:4/20:5	9.78 ± 13.61	16.75 ± 23.17	12.90 ± 26.27	26.88 ± 34.78	34.23 ± 41.72
Total (AG)	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00

Anexo C. Composición porcentual de ácidos grasos del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados con dietas experimentales con inclusión de fracciones neutras y polares de aceite de *Schizochytrium* sp. durante la semana 2.

Ácido graso	Control	LN 2.5%	LN 5%	LP 2.5%	LP 5%
12:0	4.54 ± 2.22	3.53 ± 1.21	1.60 ± 1.22	3.25 ± 1.31	1.43 ± 0.49
13:0	0.02 ± 0.00	0.02 ± 0.00	0.01 ± 0.00	0.02 ± 0.00	0.02 ± 0.01
14:0	5.03 ± 1.59	3.71 ± 0.60	2.36 ± 1.15	3.90 ± 1.14	2.69 ± 0.65
15:0	0.23 ± 0.03	0.21 ± 0.03	0.19 ± 0.03	0.22 ± 0.02	0.23 ± 0.02
16:0	17.61 ± 0.94	16.86 ± 0.42	17.31 ± 0.86	17.92 ± 1.14	18.39 ± 0.51
17:0	0.33 ± 0.04	0.30 ± 0.03	0.30 ± 0.03	0.34 ± 0.04	0.35 ± 0.03
18:0	7.77 ± 0.82	6.42 ± 0.64	6.86 ± 0.26	7.50 ± 0.57	7.83 ± 0.62
19:0	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
20:0	0.29 ± 0.03	0.28 ± 0.03	0.25 ± 0.04	0.29 ± 0.03	0.29 ± 0.02
21:0	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
22:0	1.75 ± 0.46	1.64 ± 0.46	1.27 ± 0.58	1.81 ± 0.40	1.80 ± 0.36
24:0	0.38 ± 0.22	0.31 ± 0.13	0.27 ± 0.05	0.27 ± 0.14	0.29 ± 0.15
14:1n-8	0.11 ± 0.04	0.09 ± 0.02	0.07 ± 0.03	0.10 ± 0.04	0.09 ± 0.02
14:1n-5	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
15:1n-8	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
16:1n-9	0.71 ± 0.20	0.57 ± 0.03	0.52 ± 0.13	0.67 ± 0.15	0.73 ± 0.18
16:1n-7	2.72 ± 0.49	2.66 ± 0.13	2.41 ± 0.60	2.84 ± 0.57	3.08 ± 0.62
16:1n-5	0.15 ± 0.10	0.10 ± 0.03	0.21 ± 0.10	0.10 ± 0.06	0.21 ± 0.17
17:1n-8	0.26 ± 0.01	0.25 ± 0.02	0.19 ± 0.09	0.23 ± 0.10	0.30 ± 0.03
17:1n-7	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
18:1n-9	22.78 ± 3.02	22.14 ± 1.04	19.06 ± 3.89	23.66 ± 4.46	24.97 ± 3.11
18:1n-7	3.61 ± 0.56	2.81 ± 0.55	2.83 ± 0.34	3.22 ± 0.11	3.72 ± 0.29
18:1n-5	0.08 ± 0.02	0.06 ± 0.01	0.06 ± 0.01	0.11 ± 0.04	0.09 ± 0.01
20:1n-11	0.16 ± 0.03	0.12 ± 0.03	0.11 ± 0.03	0.13 ± 0.02	0.15 ± 0.03
20:1n-9	1.29 ± 0.17	1.09 ± 0.17	0.91 ± 0.23	1.19 ± 0.31	1.37 ± 0.16
20:1n-7	0.28 ± 0.04	0.19 ± 0.05	0.16 ± 0.06	0.22 ± 0.05	0.27 ± 0.05

22:1n-11	0.17 ± 0.06	0.14 ± 0.05	0.12 ± 0.03	0.13 ± 0.03	0.15 ± 0.04
22:1n-9	0.02 ± 0.05	0.05 ± 0.05	0.03 ± 0.05	0.05 ± 0.06	0.02 ± 0.05
24:1n-9	0.68 ± 0.43	0.50 ± 0.24	0.74 ± 0.22	0.77 ± 0.30	0.85 ± 0.45
16:2n-7	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
16:2n-4	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
16:3n-6	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
16:3n-4	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
18:2n-6t	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
18:2n-6	11.75 ± 1.28	12.74 ± 0.81	10.46 ± 1.25	12.43 ± 1.51	13.25 ± 0.73
18:2n-4	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
18:3n-6	0.89 ± 0.10	0.53 ± 0.04	0.52 ± 0.17	0.88 ± 0.23	0.91 ± 0.14
18:3n-4	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
18:3n-3	0.79 ± 0.08	0.98 ± 0.07	0.83 ± 0.10	0.85 ± 0.08	1.00 ± 0.10
18:4n-3	0.05 ± 0.01	0.04 ± 0.01	0.04 ± 0.01	0.05 ± 0.01	0.05 ± 0.01
20:2n-6	0.73 ± 0.23	0.77 ± 0.10	0.56 ± 0.16	0.79 ± 0.21	0.81 ± 0.11
20:3n-6	1.65 ± 0.30	1.22 ± 0.20	1.20 ± 0.15	1.45 ± 0.24	1.63 ± 0.38
20:3n-3	0.16 ± 0.03	0.19 ± 0.02	0.15 ± 0.01	0.15 ± 0.03	0.16 ± 0.01
20:4n-6	3.86 ± 0.92	2.06 ± 0.78	2.43 ± 0.33	3.13 ± 0.80	3.35 ± 1.14
20:4n-3	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
20:5n-3	0.66 ± 0.40	0.56 ± 0.27	0.64 ± 0.13	0.56 ± 0.23	0.64 ± 0.26
21:4n-6	0.09 ± 0.09	0.06 ± 0.08	0.03 ± 0.01	0.03 ± 0.01	0.06 ± 0.06
21:5n-3	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
22:3n-6	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
22:4n-6	0.06 ± 0.02	0.06 ± 0.00	0.08 ± 0.03	0.06 ± 0.02	0.06 ± 0.01
22:5n-6	1.39 ± 0.74	1.31 ± 0.45	1.45 ± 0.47	1.19 ± 0.40	1.21 ± 0.32
22:5n-3	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
22:6n-3	6.99 ± 3.19	15.43 ± 2.24	23.77 ± 9.93	9.52 ± 8.57	7.56 ± 2.52
Total					
SAT.	37.94 ± 3.75	33.26 ± 0.95	30.42 ± 3.34	35.50 ± 2.98	33.31 ± 0.81
MONO	33.00 ± 3.17	33.00 ± 3.17	33.00 ± 3.17	33.00 ± 3.17	33.00 ± 3.17
(n-11)	0.33 ± 0.09	0.33 ± 0.09	0.33 ± 0.09	0.33 ± 0.09	0.33 ± 0.09
(n-9)	25.47 ± 3.22	25.47 ± 3.22	25.47 ± 3.22	25.47 ± 3.22	25.47 ± 3.22
(n-7)	6.60 ± 0.58	6.60 ± 0.58	6.60 ± 0.58	6.60 ± 0.58	6.60 ± 0.58
POLY	29.06 ± 6.69	35.96 ± 1.70	42.17 ± 8.40	31.10 ± 7.96	30.70 ± 4.27
HUFA	13.09 ± 5.20	19.53 ± 2.03	28.44 ± 10.14	14.54 ± 9.16	12.94 ± 4.10
DI	12.48 ± 1.42	12.48 ± 1.42	12.48 ± 1.42	12.48 ± 1.42	12.48 ± 1.42

TRI	3.49 ± 0.38	3.49 ± 0.38	3.49 ± 0.38	3.49 ± 0.38	3.49 ± 0.38
TETRA	4.05 ± 0.97	4.05 ± 0.97	4.05 ± 0.97	4.05 ± 0.97	4.05 ± 0.97
PENTA	2.05 ± 1.14	2.05 ± 1.14	2.05 ± 1.14	2.05 ± 1.14	2.05 ± 1.14
HEXA	6.99 ± 3.19	6.99 ± 3.19	6.99 ± 3.19	6.99 ± 3.19	6.99 ± 3.19
(n-4)	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
(n-6)	20.46 ± 3.17	18.79 ± 1.33	16.77 ± 1.56	20.02 ± 2.57	21.34 ± 2.01
(n-3)	8.64 ± 3.64	17.21 ± 2.10	25.43 ± 9.89	11.13 ± 8.70	9.41 ± 2.68
(n-3)/(n-6)	0.41 ± 0.12	0.92 ± 0.15	1.57 ± 0.67	0.59 ± 0.54	0.44 ± 0.11
22:6/20:5	11.75 ± 2.86	32.37 ± 13.00	36.66 ± 16.28	15.37 ± 7.07	12.32 ± 2.05
Sat index	136.84 ± 28.48	177.40 ± 9.98	220.97 ± 51.52	148.79 ± 46.20	143.93 ± 18.63
20:4/20:5	7.43 ± 3.29	3.93 ± 1.12	3.90 ± 1.00	6.15 ± 1.78	5.68 ± 1.64
Total (AG)	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00

Anexo D. Composición porcentual de ácidos grasos de la fracción neutra del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp.

Ácido graso	Control	LN 2.5%	LN 5%	LP 2.5%	LP 5%
12:0	6.72 ± 2.83	5.16 ± 1.61	1.92 ± 0.36	5.66 ± 1.02	2.21 ± 0.56
13:0	0.03 ± 0.00	0.02 ± 0.00	0.03 ± 0.00	0.03 ± 0.00	0.03 ± 0.00
14:0	5.99 ± 1.37	4.23 ± 0.56	2.38 ± 0.39	5.09 ± 0.32	3.23 ± 0.69
15:0	0.24 ± 0.06	0.21 ± 0.04	0.20 ± 0.02	0.23 ± 0.03	0.25 ± 0.02
16:0	15.70 ± 0.67	14.86 ± 1.02	14.97 ± 0.58	15.96 ± 0.40	16.56 ± 1.35
17:0	0.32 ± 0.06	0.27 ± 0.03	0.28 ± 0.03	0.31 ± 0.05	0.34 ± 0.02
18:0	7.88 ± 1.08	6.54 ± 0.72	7.12 ± 0.50	7.45 ± 0.75	8.04 ± 0.96
19:0	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
20:0	0.29 ± 0.05	0.26 ± 0.02	0.24 ± 0.02	0.27 ± 0.03	0.30 ± 0.05
21:0	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
22:0	0.15 ± 0.03	0.14 ± 0.03	0.13 ± 0.03	0.13 ± 0.03	0.16 ± 0.03
24:0	2.63 ± 0.60	2.23 ± 1.01	1.90 ± 0.92	2.37 ± 0.23	2.39 ± 0.82
14:1n-8	0.25 ± 0.03	0.20 ± 0.05	0.21 ± 0.11	0.23 ± 0.04	0.23 ± 0.07
14:1n-5	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
15:1n-8	0.09 ± 0.03	0.08 ± 0.02	0.08 ± 0.02	0.08 ± 0.02	0.09 ± 0.04
16:1n-9	0.66 ± 0.09	0.52 ± 0.06	0.47 ± 0.03	0.66 ± 0.05	0.68 ± 0.09
16:1n-7	3.27 ± 0.43	3.06 ± 0.28	2.83 ± 0.28	3.52 ± 0.45	3.66 ± 0.63
16:1n-5	0.27 ± 0.14	0.15 ± 0.06	0.18 ± 0.05	0.18 ± 0.05	0.28 ± 0.11
17:1n-8	0.27 ± 0.02	0.26 ± 0.01	0.22 ± 0.03	0.28 ± 0.02	0.31 ± 0.02
17:1n-7	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
18:1n-9	22.04 ± 1.98	20.85 ± 1.57	17.17 ± 1.71	24.01 ± 1.15	24.96 ± 2.80
18:1n-7	3.35 ± 0.65	2.58 ± 0.50	2.61 ± 0.26	3.01 ± 0.16	3.57 ± 0.37

18:1n-5	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
20:1n-11	0.12 ± 0.04	0.09 ± 0.02	0.08 ± 0.02	0.10 ± 0.02	0.13 ± 0.03
20:1n-9	1.24 ± 0.12	0.94 ± 0.19	0.73 ± 0.10	1.16 ± 0.10	1.37 ± 0.20
20:1n-7	0.27 ± 0.06	0.16 ± 0.05	0.13 ± 0.01	0.22 ± 0.02	0.29 ± 0.05
22:1n-11	0.06 ± 0.02	0.06 ± 0.01	0.04 ± 0.02	0.05 ± 0.01	0.07 ± 0.01
22:1n-9	0.13 ± 0.05	0.08 ± 0.03	0.05 ± 0.03	0.10 ± 0.03	0.12 ± 0.04
24:1n-9	1.54 ± 0.50	1.32 ± 0.36	1.51 ± 0.14	1.29 ± 0.28	1.48 ± 0.73
16:2n-7	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
16:2n-4	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
16:3n-6	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
16:3n-4	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
18:2n-6t	0.37 ± 0.11	0.27 ± 0.10	0.25 ± 0.02	0.42 ± 0.07	0.46 ± 0.10
18:2n-6	11.06 ± 0.90	12.64 ± 0.82	10.49 ± 0.54	12.65 ± 0.92	12.91 ± 0.82
18:2n-4	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
18:3n-6	0.86 ± 0.10	0.52 ± 0.05	0.48 ± 0.05	0.93 ± 0.12	0.90 ± 0.13
18:3n-4	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
18:3n-3	0.83 ± 0.06	1.05 ± 0.08	0.87 ± 0.10	0.95 ± 0.13	1.06 ± 0.14
18:4n-3	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.01 ± 0.03	0.00 ± 0.00
20:2n-6	0.69 ± 0.10	0.68 ± 0.08	0.52 ± 0.05	0.72 ± 0.11	0.72 ± 0.09
20:3n-6	1.33 ± 0.13	1.10 ± 0.19	1.06 ± 0.03	1.33 ± 0.09	1.34 ± 0.30
20:3n-3	0.15 ± 0.03	0.19 ± 0.01	0.16 ± 0.02	0.16 ± 0.02	0.19 ± 0.05
20:4n-6	3.71 ± 0.49	2.33 ± 0.83	2.69 ± 0.51	3.35 ± 0.42	3.33 ± 1.19
20:4n-3	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
20:5n-3	0.58 ± 0.30	0.53 ± 0.23	0.65 ± 0.09	0.45 ± 0.11	0.67 ± 0.24
21:4n-6	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
21:5n-3	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
22:3n-6	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
22:4n-6	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
22:5n-6	1.15 ± 0.55	1.21 ± 0.42	1.60 ± 0.17	1.02 ± 0.20	1.20 ± 0.54
22:5n-3	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
22:6n-3	5.78 ± 1.79	15.22 ± 2.63	25.78 ± 3.43	5.63 ± 0.67	6.50 ± 2.43
Total					
SAT.	39.95 ± 3.10	33.92 ± 1.38	29.16 ± 1.57	37.49 ± 0.64	33.51 ± 1.51
MONO	33.55 ± 1.43	30.34 ± 2.01	26.30 ± 1.79	34.90 ± 1.24	37.21 ± 2.84
(n-11)	0.18 ± 0.04	0.15 ± 0.02	0.12 ± 0.04	0.15 ± 0.03	0.19 ± 0.03
(n-9)	25.60 ± 1.51	23.71 ± 1.47	19.93 ± 1.76	27.23 ± 0.97	28.60 ± 2.38
(n-7)	6.89 ± 0.83	5.80 ± 0.79	5.57 ± 0.52	6.75 ± 0.51	7.51 ± 0.83
POLY	26.50 ± 3.63	35.73 ± 2.16	44.54 ± 3.12	27.61 ± 0.99	29.28 ± 3.63
HUFA	11.22 ± 2.88	19.28 ± 2.42	30.72 ± 3.72	10.47 ± 1.17	11.69 ± 3.70
DI	12.11 ± 0.86	13.60 ± 0.80	11.26 ± 0.55	13.78 ± 0.96	14.09 ± 0.89

TRI	3.17 ± 0.16	2.86 ± 0.19	2.56 ± 0.14	3.36 ± 0.24	3.49 ± 0.37
TETRA	3.71 ± 0.49	2.33 ± 0.83	2.69 ± 0.51	3.37 ± 0.40	3.33 ± 1.19
PENTA	1.73 ± 0.83	1.73 ± 0.65	2.25 ± 0.26	1.47 ± 0.31	1.87 ± 0.60
HEXA	5.78 ± 1.79	15.22 ± 2.63	25.78 ± 3.43	5.63 ± 0.67	6.50 ± 2.43
(n-4)	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
(n-6)	19.16 ± 1.70	18.75 ± 1.23	17.08 ± 0.26	20.43 ± 0.80	20.86 ± 1.48
(n-3)	7.34 ± 2.09	16.98 ± 2.54	27.46 ± 3.32	7.19 ± 0.64	8.42 ± 2.32
(n-3)/(n-6)	0.38 ± 0.08	0.91 ± 0.17	1.61 ± 0.21	0.35 ± 0.04	0.40 ± 0.09
22:6/20:5	11.60 ± 4.67	33.06 ± 11.43	40.52 ± 10.45	13.15 ± 2.74	10.93 ± 5.07
Sat index	125.44 ± 16.73	175.39 ± 12.20	233.20 ± 18.63	127.14 ± 4.09	137.52 ± 16.99
20:4/20:5	8.34 ± 4.94	4.70 ± 1.42	4.25 ± 1.30	7.90 ± 2.01	5.65 ± 2.65
Total (AG)	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00

Anexo E. Composición porcentual de ácidos grasos de la fracción polar del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales con inclusión de las fracciones neutra y polar de aceite de *Schizochytrium* sp.

Ácido graso	Control	LN 2.5%	LN 5%	LP 2.5%	LP 5%
12:0	6.72 ± 2.83	5.16 ± 1.61	1.92 ± 0.36	5.66 ± 1.02	2.21 ± 0.56
13:0	0.03 ± 0.00	0.02 ± 0.00	0.03 ± 0.00	0.03 ± 0.00	0.03 ± 0.00
14:0	5.99 ± 1.37	4.23 ± 0.56	2.38 ± 0.39	5.09 ± 0.32	3.23 ± 0.69
15:0	0.24 ± 0.06	0.21 ± 0.04	0.20 ± 0.02	0.23 ± 0.03	0.25 ± 0.02
16:0	15.70 ± 0.67	14.86 ± 1.02	14.97 ± 0.58	15.96 ± 0.40	16.56 ± 1.35
17:0	0.32 ± 0.06	0.27 ± 0.03	0.28 ± 0.03	0.31 ± 0.05	0.34 ± 0.02
18:0	7.88 ± 1.08	6.54 ± 0.72	7.12 ± 0.50	7.45 ± 0.75	8.04 ± 0.96
19:0	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
20:0	0.29 ± 0.05	0.26 ± 0.02	0.24 ± 0.02	0.27 ± 0.03	0.30 ± 0.05
21:0	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
22:0	0.15 ± 0.03	0.14 ± 0.03	0.13 ± 0.03	0.13 ± 0.03	0.16 ± 0.03
24:0	2.63 ± 0.60	2.23 ± 1.01	1.90 ± 0.92	2.37 ± 0.23	2.39 ± 0.82
14:1n-8	0.25 ± 0.03	0.20 ± 0.05	0.21 ± 0.11	0.23 ± 0.04	0.23 ± 0.07
14:1n-5	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
15:1n-8	0.09 ± 0.03	0.08 ± 0.02	0.08 ± 0.02	0.08 ± 0.02	0.09 ± 0.04
16:1n-9	0.66 ± 0.09	0.52 ± 0.06	0.47 ± 0.03	0.66 ± 0.05	0.68 ± 0.09
16:1n-7	3.27 ± 0.43	3.06 ± 0.28	2.83 ± 0.28	3.52 ± 0.45	3.66 ± 0.63
16:1n-5	0.27 ± 0.14	0.15 ± 0.06	0.18 ± 0.05	0.18 ± 0.05	0.28 ± 0.11
17:1n-8	0.27 ± 0.02	0.26 ± 0.01	0.22 ± 0.03	0.28 ± 0.02	0.31 ± 0.02
17:1n-7	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
18:1n-9	22.04 ± 1.98	20.85 ± 1.57	17.17 ± 1.71	24.01 ± 1.15	24.96 ± 2.80
18:1n-7	3.35 ± 0.65	2.58 ± 0.50	2.61 ± 0.26	3.01 ± 0.16	3.57 ± 0.37

Ácido graso	Control	LN 2.5%	LN 5%	LP 2.5%	LP 5%
18:1n-5	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
20:1n-11	0.12 ± 0.04	0.09 ± 0.02	0.08 ± 0.02	0.10 ± 0.02	0.13 ± 0.03
20:1n-9	1.24 ± 0.12	0.94 ± 0.19	0.73 ± 0.10	1.16 ± 0.10	1.37 ± 0.20
20:1n-7	0.27 ± 0.06	0.16 ± 0.05	0.13 ± 0.01	0.22 ± 0.02	0.29 ± 0.05
22:1n-11	0.06 ± 0.02	0.06 ± 0.01	0.04 ± 0.02	0.05 ± 0.01	0.07 ± 0.01
22:1n-9	0.13 ± 0.05	0.08 ± 0.03	0.05 ± 0.03	0.10 ± 0.03	0.12 ± 0.04
24:1n-9	1.54 ± 0.50	1.32 ± 0.36	1.51 ± 0.14	1.29 ± 0.28	1.48 ± 0.73
16:2n-7	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
16:2n-4	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
16:3n-6	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
16:3n-4	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
18:2n-6t	0.37 ± 0.11	0.27 ± 0.10	0.25 ± 0.02	0.42 ± 0.07	0.46 ± 0.10
18:2n-6	11.06 ± 0.90	12.64 ± 0.82	10.49 ± 0.54	12.65 ± 0.92	12.91 ± 0.82
18:2n-4	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
18:3n-6	0.86 ± 0.10	0.52 ± 0.05	0.48 ± 0.05	0.93 ± 0.12	0.90 ± 0.13
18:3n-4	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
18:3n-3	0.83 ± 0.06	1.05 ± 0.08	0.87 ± 0.10	0.95 ± 0.13	1.06 ± 0.14
18:4n-3	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.01 ± 0.03	0.00 ± 0.00
20:2n-6	0.69 ± 0.10	0.68 ± 0.08	0.52 ± 0.05	0.72 ± 0.11	0.72 ± 0.09
20:3n-6	1.33 ± 0.13	1.10 ± 0.19	1.06 ± 0.03	1.33 ± 0.09	1.34 ± 0.30
20:3n-3	0.15 ± 0.03	0.19 ± 0.01	0.16 ± 0.02	0.16 ± 0.02	0.19 ± 0.05
20:4n-6	3.71 ± 0.49	2.33 ± 0.83	2.69 ± 0.51	3.35 ± 0.42	3.33 ± 1.19
20:4n-3	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
20:5n-3	0.58 ± 0.30	0.53 ± 0.23	0.65 ± 0.09	0.45 ± 0.11	0.67 ± 0.24
21:4n-6	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
21:5n-3	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
22:3n-6	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
22:4n-6	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
22:5n-6	1.15 ± 0.55	1.21 ± 0.42	1.60 ± 0.17	1.02 ± 0.20	1.20 ± 0.54
22:5n-3	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
22:6n-3	5.78 ± 1.79	15.22 ± 2.63	25.78 ± 3.43	5.63 ± 0.67	6.50 ± 2.43
Total					
SAT.	39.95 ± 3.10	33.92 ± 1.38	29.16 ± 1.57	37.49 ± 0.64	33.51 ± 1.51
MONO	33.55 ± 1.43	30.34 ± 2.01	26.30 ± 1.79	34.90 ± 1.24	37.21 ± 2.84
(n-11)	0.18 ± 0.04	0.15 ± 0.02	0.12 ± 0.04	0.15 ± 0.03	0.19 ± 0.03
(n-9)	25.60 ± 1.51	23.71 ± 1.47	19.93 ± 1.76	27.23 ± 0.97	28.60 ± 2.38

Ácido graso	Control	LN 2.5%	LN 5%	LP 2.5%	LP 5%
(n-7)	6.89 ± 0.83	5.80 ± 0.79	5.57 ± 0.52	6.75 ± 0.51	7.51 ± 0.83
POLY	26.50 ± 3.63	35.73 ± 2.16	44.54 ± 3.12	27.61 ± 0.99	29.28 ± 3.63
HUFA	11.22 ± 2.88	19.28 ± 2.42	30.72 ± 3.72	10.47 ± 1.17	11.69 ± 3.70
DI	12.11 ± 0.86	13.60 ± 0.80	11.26 ± 0.55	13.78 ± 0.96	14.09 ± 0.89
TRI	3.17 ± 0.16	2.86 ± 0.19	2.56 ± 0.14	3.36 ± 0.24	3.49 ± 0.37
TETRA	3.71 ± 0.49	2.33 ± 0.83	2.69 ± 0.51	3.37 ± 0.40	3.33 ± 1.19
PENTA	1.73 ± 0.83	1.73 ± 0.65	2.25 ± 0.26	1.47 ± 0.31	1.87 ± 0.60
HEXA	5.78 ± 1.79	15.22 ± 2.63	25.78 ± 3.43	5.63 ± 0.67	6.50 ± 2.43
(n-4)	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
(n-6)	19.16 ± 1.70	18.75 ± 1.23	17.08 ± 0.26	20.43 ± 0.80	20.86 ± 1.48
(n-3)	7.34 ± 2.09	16.98 ± 2.54	27.46 ± 3.32	7.19 ± 0.64	8.42 ± 2.32
(n-3)/(n-6)	0.38 ± 0.08	0.91 ± 0.17	1.61 ± 0.21	0.35 ± 0.04	0.40 ± 0.09
22:6/20:5	11.60 ± 4.67	33.06 ± 11.43	40.52 ± 10.45	13.15 ± 2.74	10.93 ± 5.07
Sat index	125.44 ± 16.73	175.39 ± 12.20	233.20 ± 18.63	127.14 ± 4.09	137.52 ± 16.99
20:4/20:5	8.34 ± 4.94	4.70 ± 1.42	4.25 ± 1.30	7.90 ± 2.01	5.65 ± 2.65
Total (AG)	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00

Anexo F. Composición porcentual de ácidos grasos de las clases de fosfolípidos del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con la dieta control.

Tratamiento control				
Ácido graso	PC	PE	PI	PS
14:0	2.05 ± 1.37	1.03 ± 1.29	1.44 ± 0.89	2.63 ± 1.72
15:0	0.27 ± 0.15	0.44 ± 0.33	0.38 ± 0.13	0.81 ± 0.44
16:0	25.09 ± 3.74	8.64 ± 7.74	15.01 ± 5.04	14.28 ± 12.67
17:0	0.08 ± 0.05	0.28 ± 0.30	0.64 ± 0.30	0.59 ± 0.60
18:0	2.88 ± 2.82	15.44 ± 5.36	20.41 ± 2.35	11.38 ± 11.00
20:0	0.52 ± 0.15	0.89 ± 0.40	1.67 ± 0.59	2.17 ± 1.67
22:0	0.14 ± 0.03	0.23 ± 0.12	0.38 ± 0.28	0.22 ± 0.02
24:0	1.63 ± 1.33	0.82 ± 0.70	1.72 ± 0.73	1.55 ± 1.18
14:1n-5	0.38 ± 0.13	0.47 ± 0.51	1.60 ± 0.64	2.59 ± 1.73
14:1n-7	0.15 ± 0.04	0.18 ± 0.23	0.53 ± 0.48	0.90 ± 0.69
15:1n-5	0.26 ± 0.17	1.96 ± 0.23	0.71 ± 0.27	0.71 ± 0.61
16:1n-7	1.68 ± 1.00	0.48 ± 0.40	0.16 ± 0.28	2.22 ± 3.27
16:1n-9	1.35 ± 0.24	1.84 ± 0.81	3.59 ± 2.32	4.24 ± 1.98
17:1n-3	1.02 ± 0.86	1.79 ± 1.51	2.37 ± 1.95	3.61 ± 2.32
18:1n-11	0.29 ± 0.07	0.12 ± 0.05	0.27 ± 0.23	0.13 ± 0.10
18:1n-5	0.24 ± 0.08	0.35 ± 0.06	0.30 ± 0.28	0.90 ± 0.68

Tratamiento control				
Ácido graso	PC	PE	PI	PS
18:1n-7	4.25 ± 1.29	2.84 ± 0.54	2.01 ± 0.49	2.09 ± 0.45
18:1n-9	20.64 ± 2.12	10.31 ± 3.48	12.12 ± 3.67	14.20 ± 6.83
20:1n-11	0.67 ± 0.49	1.03 ± 0.44	0.73 ± 0.58	0.89 ± 0.73
20:1n-5	0.92 ± 0.27	0.51 ± 0.16	0.64 ± 0.84	0.70 ± 0.88
20:1n-7	0.13 ± 0.04	0.10 ± 0.05	0.19 ± 0.04	0.21 ± 0.14
20:1n-9	0.38 ± 0.20	0.28 ± 0.11	0.57 ± 0.24	0.81 ± 0.67
24:1n-9	0.34 ± 0.28	0.43 ± 0.63	0.39 ± 0.17	0.77 ± 0.94
16:3n-4	0.49 ± 0.11	0.54 ± 0.52	0.47 ± 0.09	1.06 ± 0.90
16:4n-1	0.51 ± 0.07	2.41 ± 0.11	3.32 ± 0.26	4.35 ± 1.27
18:2n-4	0.35 ± 0.23	0.66 ± 0.51	1.44 ± 0.89	2.52 ± 2.34
18:2n-6	10.61 ± 1.75	5.10 ± 0.97	4.17 ± 3.43	2.70 ± 0.80
18:2n-6t	0.57 ± 0.09	1.28 ± 0.44	2.17 ± 1.25	2.47 ± 1.97
18:2n-9	0.55 ± 0.02	0.39 ± 0.00	0.17 ± 0.17	0.43 ± 0.21
18:3n-3	4.35 ± 3.41	4.85 ± 3.60	2.67 ± 3.14	0.27 ± 0.46
18:3n-4	0.43 ± 0.06	0.46 ± 0.10	0.75 ± 0.43	0.68 ± 0.29
18:3n-6	0.69 ± 0.14	0.40 ± 0.24	0.43 ± 0.56	0.24 ± 0.15
18:4n-3	0.14 ± 0.25	0.29 ± 0.51	0.84 ± 1.46	0.89 ± 1.53
20:2n-6	1.72 ± 0.31	1.21 ± 0.33	0.57 ± 0.04	0.37 ± 0.16
20:2n-9	0.80 ± 0.25	1.30 ± 0.15	1.81 ± 1.48	1.88 ± 1.69
20:3n-3	0.12 ± 0.07	0.20 ± 0.05	0.22 ± 0.14	0.45 ± 0.33
20:4n-3	0.94 ± 0.88	1.47 ± 0.67	1.34 ± 0.75	1.41 ± 0.77
20:4n-6	2.83 ± 0.54	6.42 ± 1.90	3.11 ± 0.08	1.10 ± 0.69
20:5n-3	0.53 ± 0.12	0.51 ± 0.21	1.72 ± 0.82	1.57 ± 1.32
22:4n-6	0.48 ± 0.84	1.03 ± 1.03	0.21 ± 0.37	0.53 ± 0.91
22:5n-3	1.14 ± 0.69	2.59 ± 1.07	1.67 ± 0.99	2.47 ± 1.09
22:5n-6	3.35 ± 0.25	5.88 ± 2.82	1.64 ± 0.44	2.32 ± 0.99
22:6n-3	4.02 ± 3.04	12.53 ± 4.59	3.44 ± 3.47	3.70 ± 2.53
Total	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00
Total SFA	32.67 ± 8.53	27.77 ± 12.69	41.65 ± 5.07	33.63 ± 18.23
Total MUFA	33.71 ± 0.97	25.63 ± 5.96	29.96 ± 9.09	40.39 ± 20.03
Total PUFA	33.62 ± 8.82	46.60 ± 9.50	28.39 ± 4.19	25.99 ± 2.18

Anexo G. Composición porcentual de ácidos grasos de las clases de fosfolípidos del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con la dieta experimental LN 2.%.

Tratamiento LN 2.5%				
FA	PC	PE	PI	PS
14:0	2.05 ± 0.42	2.20 ± 2.83	0.90 ± 0.90	0.62 ± 0.69
15:0	0.40 ± 0.36	0.41 ± 0.20	0.55 ± 0.50	0.39 ± 0.40
16:0	28.88 ± 3.27	13.76 ± 7.34	5.12 ± 7.07	7.81 ± 7.90
17:0	0.03 ± 0.05	0.13 ± 0.12	0.26 ± 0.27	0.19 ± 0.33
18:0	4.65 ± 1.60	14.63 ± 4.57	8.01 ± 6.94	6.71 ± 11.62
20:0	0.45 ± 0.04	0.69 ± 0.26	1.61 ± 0.48	1.96 ± 1.48
22:0	0.18 ± 0.19	0.09 ± 0.05	0.43 ± 0.12	0.71 ± 0.75
24:0	1.13 ± 0.54	0.31 ± 0.05	0.55 ± 0.72	2.44 ± 1.31
14:1n-5	0.10 ± 0.15	0.44 ± 0.27	2.19 ± 1.93	0.61 ± 0.87
14:1n-7	0.00 ± 0.00	0.09 ± 0.10	0.09 ± 0.16	0.11 ± 0.18
15:1n-5	0.29 ± 0.09	1.57 ± 0.95	1.39 ± 0.77	0.66 ± 0.50
16:1n-7	1.94 ± 0.84	1.00 ± 1.52	4.53 ± 7.85	0.00 ± 0.00
16:1n-9	1.26 ± 0.52	0.85 ± 0.08	3.36 ± 1.54	4.49 ± 2.92
17:1n-3	0.28 ± 0.14	0.22 ± 0.13	1.90 ± 1.01	3.22 ± 2.67
18:1n-11	0.26 ± 0.04	0.14 ± 0.11	0.07 ± 0.06	0.26 ± 0.28
18:1n-5	0.44 ± 0.35	0.35 ± 0.24	0.34 ± 0.29	1.19 ± 0.72
18:1n-7	3.50 ± 0.29	3.23 ± 0.75	1.54 ± 1.36	4.86 ± 6.43
18:1n-9	13.75 ± 11.91	14.18 ± 7.57	11.79 ± 2.89	12.42 ± 1.86
20:1n-11	0.55 ± 0.12	0.79 ± 0.25	0.14 ± 0.18	0.97 ± 0.99
20:1n-5	0.81 ± 0.13	0.50 ± 0.11	1.16 ± 1.76	0.07 ± 0.06
20:1n-7	0.07 ± 0.06	0.04 ± 0.06	0.18 ± 0.16	0.23 ± 0.37
20:1n-9	0.10 ± 0.10	0.18 ± 0.13	0.25 ± 0.23	0.35 ± 0.43
24:1n-9	0.24 ± 0.10	0.30 ± 0.32	0.68 ± 0.43	0.53 ± 0.43
16:3n-4	0.47 ± 0.10	0.48 ± 0.37	0.44 ± 0.44	0.89 ± 0.88
16:4n-1	0.46 ± 0.23	1.32 ± 0.76	2.93 ± 2.32	4.87 ± 3.91
18:2n-4	0.25 ± 0.03	0.35 ± 0.22	1.92 ± 1.34	3.20 ± 2.75
18:2n-6	10.27 ± 2.20	6.74 ± 3.95	0.26 ± 0.46	0.08 ± 0.14
18:2n-6t	0.37 ± 0.25	0.27 ± 0.06	0.42 ± 0.12	0.39 ± 0.40
18:2n-9	0.32 ± 0.10	0.21 ± 0.05	0.31 ± 0.25	0.33 ± 0.14
18:3n-3	4.90 ± 1.70	5.07 ± 5.16	26.83 ± 4.71	13.07 ± 5.68
18:3n-4	0.55 ± 0.09	0.29 ± 0.13	0.52 ± 0.29	0.61 ± 0.35
18:3n-6	0.50 ± 0.09	0.25 ± 0.08	1.31 ± 0.33	1.31 ± 0.89
18:4n-3	0.11 ± 0.20	0.29 ± 0.40	0.15 ± 0.25	0.25 ± 0.43

Tratamiento LN 2.5%				
FA	PC	PE	PI	PS
20:2n-6	1.07 ± 0.14	0.79 ± 0.05	0.44 ± 0.39	0.13 ± 0.17
20:2n-9	0.33 ± 0.15	0.32 ± 0.11	0.61 ± 0.52	0.89 ± 1.11
20:3n-3	0.14 ± 0.06	0.19 ± 0.01	0.32 ± 0.34	0.35 ± 0.26
20:4n-3	0.38 ± 0.17	0.52 ± 0.58	1.49 ± 1.09	2.51 ± 3.15
20:4n-6	1.44 ± 0.28	1.88 ± 1.74	2.83 ± 2.67	0.81 ± 0.32
20:5n-3	0.64 ± 0.21	0.80 ± 0.45	2.48 ± 2.29	2.94 ± 1.79
22:4n-6	1.26 ± 1.53	1.27 ± 1.54	0.00 ± 0.00	0.27 ± 0.46
22:5n-3	0.49 ± 0.24	1.25 ± 1.23	3.71 ± 2.05	4.24 ± 3.54
22:5n-6	4.14 ± 0.84	5.41 ± 2.39	2.72 ± 0.45	4.12 ± 2.79
22:6n-3	10.58 ± 3.22	16.21 ± 7.06	3.28 ± 1.42	7.95 ± 8.58
Total	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00
Total SFA	37.76 ± 2.25	32.22 ± 7.18	17.43 ± 14.11	20.82 ± 18.95
Total MUFA	24.49 ± 10.98	25.68 ± 8.52	32.99 ± 12.05	35.74 ± 4.54
Total PUFA	37.74 ± 9.11	42.10 ± 10.71	49.58 ± 5.24	43.44 ± 15.15

Anexo H. Composición porcentual de ácidos grasos de las clases de fosfolípidos del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con la dieta experimental LN 5%.

Tratamiento LN 5%				
FA	PC	PE	PI	PS
14:0	0.92 ± 0.25	0.29 ± 0.19	0.85 ± 0.77	0.98 ± 0.97
15:0	0.60 ± 0.41	0.69 ± 0.37	0.78 ± 0.90	0.80 ± 1.18
16:0	23.46 ± 9.03	6.02 ± 5.45	7.85 ± 9.52	6.50 ± 5.87
17:0	0.07 ± 0.08	0.20 ± 0.12	0.40 ± 0.35	1.01 ± 0.90
18:0	3.71 ± 4.60	20.81 ± 12.49	12.71 ± 12.63	7.47 ± 6.97
20:0	0.73 ± 0.63	1.15 ± 0.98	2.30 ± 0.74	2.56 ± 1.36
22:0	0.49 ± 0.70	0.62 ± 0.94	1.13 ± 1.61	0.93 ± 1.36
24:0	2.37 ± 2.26	1.21 ± 1.70	0.71 ± 0.64	1.21 ± 1.40
14:1n-5	0.63 ± 0.75	0.94 ± 0.98	2.86 ± 1.86	2.04 ± 1.82
14:1n-7	0.38 ± 0.49	0.42 ± 0.50	0.95 ± 0.55	0.74 ± 0.62
15:1n-5	0.39 ± 0.20	2.47 ± 0.56	0.74 ± 0.31	1.80 ± 1.73
16:1n-7	0.81 ± 0.70	0.31 ± 0.32	0.71 ± 0.96	0.75 ± 1.13
16:1n-9	1.27 ± 0.89	1.11 ± 0.25	5.26 ± 3.26	3.79 ± 2.34
17:1n-3	1.11 ± 1.13	1.85 ± 0.91	5.06 ± 2.75	2.77 ± 1.70
18:1n-11	0.23 ± 0.11	0.11 ± 0.02	0.17 ± 0.11	0.34 ± 0.15
18:1n-5	0.40 ± 0.28	0.39 ± 0.21	0.75 ± 0.42	1.19 ± 1.04

Tratamiento LN 5%				
FA	PC	PE	PI	PS
18:1n-7	4.71 ± 1.79	3.67 ± 1.93	3.52 ± 1.84	5.40 ± 8.11
18:1n-9	16.37 ± 3.60	11.63 ± 9.32	13.52 ± 7.12	14.05 ± 4.25
20:1n-11	0.59 ± 0.14	0.48 ± 0.10	0.86 ± 0.43	0.74 ± 0.67
20:1n-5	0.61 ± 0.08	0.40 ± 0.09	0.74 ± 0.55	3.46 ± 3.04
20:1n-7	0.06 ± 0.02	0.13 ± 0.09	0.18 ± 0.06	0.22 ± 0.18
20:1n-9	0.15 ± 0.08	0.55 ± 0.52	0.72 ± 0.35	0.82 ± 0.84
24:1n-9	0.50 ± 0.48	0.37 ± 0.48	0.25 ± 0.34	0.56 ± 0.46
16:3n-4	0.51 ± 0.35	0.60 ± 0.56	0.87 ± 0.17	0.66 ± 0.43
16:4n-1	0.83 ± 0.94	2.37 ± 1.12	1.55 ± 1.35	3.31 ± 2.43
18:2n-4	0.24 ± 0.02	0.47 ± 0.11	3.69 ± 3.16	3.44 ± 1.68
18:2n-6	6.50 ± 1.45	3.30 ± 0.32	4.49 ± 4.34	9.19 ± 12.81
18:2n-6t	0.71 ± 0.86	1.18 ± 1.19	3.03 ± 1.08	2.57 ± 0.94
18:2n-9	0.43 ± 0.16	0.22 ± 0.07	0.49 ± 0.25	0.48 ± 0.23
18:3n-3	3.53 ± 1.80	3.89 ± 2.34	2.64 ± 1.25	6.12 ± 0.26
18:3n-4	0.45 ± 0.23	0.23 ± 0.05	1.10 ± 0.45	1.18 ± 1.29
18:3n-6	0.32 ± 0.09	0.31 ± 0.24	0.49 ± 0.35	0.74 ± 0.93
18:4n-3	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00
20:2n-6	1.02 ± 0.15	0.77 ± 0.18	0.41 ± 0.32	0.18 ± 0.19
20:2n-9	0.74 ± 0.79	0.92 ± 0.81	3.14 ± 2.65	0.71 ± 0.82
20:3n-3	0.07 ± 0.07	0.12 ± 0.05	0.33 ± 0.19	0.40 ± 0.25
20:4n-3	1.10 ± 0.14	1.40 ± 0.04	2.15 ± 2.37	1.38 ± 1.49
20:4n-6	2.33 ± 0.26	3.86 ± 0.38	3.54 ± 1.07	0.30 ± 0.21
20:5n-3	0.39 ± 0.20	0.67 ± 0.69	1.36 ± 0.39	1.31 ± 0.81
22:4n-6	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	2.19 ± 2.59
22:5n-3	2.21 ± 1.81	1.76 ± 1.32	2.06 ± 1.34	1.62 ± 0.83
22:5n-6	4.59 ± 1.55	4.24 ± 2.69	2.69 ± 1.53	1.88 ± 1.03
22:6n-3	13.47 ± 4.61	17.88 ± 6.20	2.96 ± 1.05	2.21 ± 1.10
Total	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00
Total SFA	32.35 ± 8.30	30.99 ± 12.70	26.73 ± 21.59	21.47 ± 14.16
Total MUFA	29.56 ± 10.28	27.80 ± 16.57	38.69 ± 12.23	42.65 ± 19.84
Total PUFA	38.09 ± 4.57	41.21 ± 8.06	34.57 ± 9.73	35.87 ± 7.83

Anexo I. Composición porcentual de ácidos grasos de las clases de fosfolípidos del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con la dieta experimental LP 2.5%.

Tratamiento LP 2.5%				
FA	PC	PE	PI	PS
14:0	1.36 ± 1.18	0.54 ± 0.53	1.33 ± 1.84	1.35 ± 1.52
15:0	0.31 ± 0.28	0.41 ± 0.39	0.68 ± 0.79	0.89 ± 0.97
16:0	26.38 ± 1.24	9.47 ± 1.85	10.79 ± 0.91	15.13 ± 3.84
17:0	0.06 ± 0.02	0.12 ± 0.00	0.51 ± 0.12	1.01 ± 0.71
18:0	6.83 ± 1.55	19.29 ± 3.92	19.18 ± 10.58	17.05 ± 8.88
20:0	0.40 ± 0.11	0.69 ± 0.06	1.23 ± 0.06	1.60 ± 0.54
22:0	0.12 ± 0.09	0.09 ± 0.02	0.22 ± 0.06	0.26 ± 0.11
24:0	1.44 ± 0.46	0.52 ± 0.26	1.47 ± 0.19	1.79 ± 0.84
14:1n-5	0.19 ± 0.16	0.50 ± 0.10	1.61 ± 0.44	1.68 ± 0.44
14:1n-7	0.08 ± 0.07	0.32 ± 0.20	0.88 ± 0.45	0.99 ± 0.36
15:1n-5	0.21 ± 0.07	2.43 ± 0.53	0.47 ± 0.19	0.69 ± 0.39
16:1n-7	1.33 ± 1.15	0.57 ± 0.49	1.55 ± 1.73	0.92 ± 0.82
16:1n-9	1.07 ± 0.24	1.88 ± 1.39	1.49 ± 1.78	3.80 ± 2.08
17:1n-3	0.20 ± 0.04	0.43 ± 0.14	0.92 ± 0.32	1.16 ± 0.31
18:1n-11	0.25 ± 0.08	0.09 ± 0.07	0.15 ± 0.05	0.20 ± 0.19
18:1n-5	0.27 ± 0.10	0.36 ± 0.06	0.57 ± 0.11	0.51 ± 0.39
18:1n-7	4.01 ± 0.64	2.89 ± 0.91	5.85 ± 2.17	3.76 ± 3.90
18:1n-9	21.76 ± 1.97	10.23 ± 1.09	12.97 ± 1.25	13.73 ± 3.64
20:1n-11	0.73 ± 0.10	0.74 ± 0.03	0.86 ± 0.51	0.54 ± 0.14
20:1n-5	0.90 ± 0.26	0.51 ± 0.09	0.69 ± 0.27	0.17 ± 0.07
20:1n-7	0.06 ± 0.01	0.12 ± 0.17	0.09 ± 0.13	0.31 ± 0.38
20:1n-9	0.11 ± 0.06	0.02 ± 0.04	0.32 ± 0.20	0.44 ± 0.42
24:1n-9	0.44 ± 0.22	0.10 ± 0.08	0.47 ± 0.36	0.53 ± 0.44
16:3n-4	0.26 ± 0.12	0.40 ± 0.26	0.73 ± 0.60	0.58 ± 0.11
16:4n-1	0.23 ± 0.22	1.08 ± 0.94	0.86 ± 0.82	1.04 ± 1.01
18:2n-4	0.22 ± 0.09	0.35 ± 0.09	1.04 ± 0.38	1.33 ± 0.58
18:2n-6	11.00 ± 1.88	6.27 ± 1.12	6.11 ± 4.10	7.86 ± 6.79
18:2n-6t	0.21 ± 0.13	0.45 ± 0.15	0.64 ± 0.44	1.11 ± 0.71
18:2n-9	0.39 ± 0.03	0.29 ± 0.01	0.19 ± 0.11	1.05 ± 1.74
18:3n-3	3.02 ± 2.44	5.29 ± 4.10	13.31 ± 5.42	3.12 ± 1.22
18:3n-4	0.32 ± 0.19	0.39 ± 0.16	0.37 ± 0.36	1.16 ± 0.61
18:3n-6	0.73 ± 0.04	0.24 ± 0.04	0.64 ± 0.49	0.73 ± 0.57
18:4n-3	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00	0.00 ± 0.00

Tratamiento LP 2.5%				
FA	PC	PE	PI	PS
20:2n-6	1.80 ± 0.16	1.44 ± 0.16	0.76 ± 0.14	0.35 ± 0.09
20:2n-9	0.46 ± 0.11	0.60 ± 0.07	0.70 ± 0.48	0.95 ± 0.13
20:3n-3	0.08 ± 0.05	0.17 ± 0.01	0.27 ± 0.13	0.34 ± 0.20
20:4n-3	0.65 ± 0.19	1.24 ± 0.35	1.60 ± 2.01	1.40 ± 1.28
20:4n-6	2.51 ± 0.55	7.29 ± 1.77	2.29 ± 2.10	0.55 ± 0.48
20:5n-3	0.46 ± 0.05	0.35 ± 0.09	0.94 ± 0.24	1.13 ± 0.24
22:4n-6	0.88 ± 0.81	0.56 ± 0.92	1.04 ± 1.80	1.21 ± 2.09
22:5n-3	0.72 ± 0.43	1.53 ± 1.18	0.95 ± 0.61	1.32 ± 0.57
22:5n-6	3.72 ± 0.70	7.39 ± 0.72	0.91 ± 0.26	1.76 ± 0.54
22:6n-3	3.84 ± 1.38	12.36 ± 4.05	2.38 ± 2.24	4.51 ± 3.87
Total	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00
Total SFA	36.89 ± 0.97	31.12 ± 3.87	35.40 ± 8.88	39.07 ± 8.61
Total MUFA	32.11 ± 2.43	22.67 ± 1.06	30.47 ± 1.87	31.06 ± 0.83
Total PUFA	31.00 ± 2.72	46.21 ± 3.66	34.13 ± 7.01	29.87 ± 7.80

Anexo J. Composición porcentual de ácidos grasos de las clases de fosfolípidos del músculo de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con la dieta experimental LP 5%.

Tratamiento LP 5%				
FA	PC	PE	PI	PS
14:0	1.55 ± 1.39	0.84 ± 0.04	1.55 ± 0.22	1.71 ± 1.59
15:0	0.82 ± 0.55	0.68 ± 0.18	0.76 ± 0.24	0.76 ± 0.12
16:0	43.04 ± 16.29	15.01 ± 7.99	12.53 ± 6.27	14.09 ± 10.74
17:0	0.18 ± 0.15	0.35 ± 0.46	0.37 ± 0.42	0.63 ± 0.71
18:0	5.34 ± 4.97	21.12 ± 6.07	16.42 ± 7.43	13.06 ± 9.24
20:0	0.59 ± 0.23	0.80 ± 0.55	2.00 ± 1.72	2.49 ± 1.22
22:0	0.19 ± 0.10	0.11 ± 0.02	0.20 ± 0.09	0.33 ± 0.11
24:0	2.39 ± 0.37	0.58 ± 0.26	1.79 ± 0.58	2.97 ± 2.06
14:1n-5	0.53 ± 0.39	0.87 ± 0.66	2.97 ± 2.05	3.41 ± 0.68
14:1n-7	0.38 ± 0.26	0.24 ± 0.03	1.56 ± 1.04	1.28 ± 0.63
15:1n-5	0.20 ± 0.15	2.00 ± 1.15	0.76 ± 1.08	1.03 ± 0.46
16:1n-7	2.32 ± 1.33	0.80 ± 0.06	0.46 ± 0.53	1.82 ± 3.16
16:1n-9	1.74 ± 1.51	1.56 ± 0.09	2.85 ± 0.98	3.19 ± 1.11
17:1n-3	0.57 ± 0.19	1.11 ± 0.88	2.08 ± 0.88	3.80 ± 1.53
18:1n-11	0.34 ± 0.05	0.16 ± 0.08	0.17 ± 0.09	0.26 ± 0.26
18:1n-5	0.40 ± 0.09	0.43 ± 0.13	0.65 ± 0.20	0.99 ± 0.97

Tratamiento LP 5%				
FA	PC	PE	PI	PS
18:1n-7	4.54 ± 2.49	2.86 ± 0.73	2.41 ± 1.19	9.88 ± 9.18
18:1n-9	6.67 ± 5.92	12.54 ± 5.84	17.39 ± 12.30	2.68 ± 3.50
20:1n-11	0.92 ± 0.29	0.79 ± 0.10	0.89 ± 0.53	0.79 ± 0.83
20:1n-5	0.40 ± 0.41	0.32 ± 0.14	0.07 ± 0.12	0.24 ± 0.21
20:1n-7	0.10 ± 0.01	0.12 ± 0.12	0.15 ± 0.14	0.20 ± 0.18
20:1n-9	0.20 ± 0.13	0.30 ± 0.35	0.57 ± 0.86	0.95 ± 0.83
24:1n-9	0.73 ± 0.14	0.07 ± 0.04	0.19 ± 0.22	0.32 ± 0.32
16:3n-4	0.49 ± 0.13	0.51 ± 0.25	0.73 ± 0.19	0.94 ± 0.16
16:4n-1	0.43 ± 0.26	1.43 ± 0.32	3.62 ± 2.56	4.79 ± 0.76
18:2n-4	0.43 ± 0.41	0.67 ± 0.59	1.18 ± 1.49	1.25 ± 0.90
18:2n-6	7.96 ± 3.47	2.77 ± 1.37	1.92 ± 2.48	0.35 ± 0.31
18:2n-6t	0.43 ± 0.28	0.99 ± 0.70	2.92 ± 2.13	3.75 ± 1.04
18:2n-9	0.38 ± 0.27	0.33 ± 0.18	0.27 ± 0.24	0.40 ± 0.06
18:3n-3	0.23 ± 0.21	1.23 ± 1.10	1.31 ± 1.16	2.69 ± 2.86
18:3n-4	0.63 ± 0.29	0.35 ± 0.12	0.47 ± 0.18	0.44 ± 0.29
18:3n-6	0.68 ± 0.33	0.23 ± 0.16	0.19 ± 0.11	0.28 ± 0.30
18:4n-3	0.00 ± 0.00	0.29 ± 0.38	0.71 ± 1.24	1.14 ± 0.99
20:2n-6	1.25 ± 0.59	0.88 ± 0.58	0.75 ± 0.70	0.27 ± 0.19
20:2n-9	0.54 ± 0.08	0.93 ± 0.21	2.36 ± 0.93	2.60 ± 0.36
20:3n-3	0.11 ± 0.05	0.16 ± 0.07	0.31 ± 0.31	0.29 ± 0.25
20:4n-3	0.91 ± 1.11	1.14 ± 0.61	0.91 ± 0.89	0.67 ± 0.65
20:4n-6	1.69 ± 0.89	4.93 ± 3.26	4.34 ± 3.80	1.19 ± 0.97
20:5n-3	0.70 ± 0.05	0.43 ± 0.29	1.35 ± 0.90	2.03 ± 0.81
22:4n-6	0.97 ± 0.86	2.29 ± 0.81	1.20 ± 1.54	1.99 ± 2.28
22:5n-3	1.02 ± 0.40	1.97 ± 1.00	1.80 ± 0.57	2.23 ± 1.67
22:5n-6	2.65 ± 1.28	4.84 ± 3.05	1.93 ± 0.52	3.00 ± 2.42
22:6n-3	4.34 ± 3.50	9.96 ± 6.12	2.95 ± 3.16	2.82 ± 3.68
Total	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00	100.00 ± 0.00
Total SFA	54.11 ± 10.16	39.49 ± 15.10	35.61 ± 6.61	36.04 ± 16.41
Total MUFA	20.96 ± 5.55	26.12 ± 5.53	37.52 ± 8.78	36.57 ± 8.70
Total PUFA	24.93 ± 11.02	34.38 ± 9.73	26.87 ± 2.32	27.39 ± 9.66

Anexo K. Análisis de coordenadas principales (PCoA) de la composición de la microbiota intestinal de juveniles de tilapia del Nilo (*O. niloticus*) alimentados durante dos semanas con dietas experimentales suplementadas con fracciones neutras (LN) y polares (LP) de *Schizochytrium* sp. Los puntos representan las réplicas de cada tratamiento: Control, LN 2.5%, LN 5%, LP 2.5% y LP 5%. Los ejes PC1 y PC2 explican el 30.8% y 17.3% de la variación, respectivamente.

