



CENTRO DE INVESTIGACIONES BIOLÓGICAS  
DEL NOROESTE, S.C.

---

---

Programa de Estudios de Posgrado

EVALUACIÓN DEL CRECIMIENTO Y LA SALUD EN  
JUVENILES DE *Seriola rivoliana* MEDIANTE LA  
SUPLEMENTACIÓN DE TAURINA EN LA DIETA.

T E S I S

Que para obtener el grado de

**Doctor en Ciencias**

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

P r e s e n t a

**Marco Antonio Hernández de Dios**

La Paz, Baja California Sur, noviembre de 2024.

## ACTA DE LIBERACIÓN DE TESIS

En la Ciudad de La Paz, B. C. S., siendo las 16:00 horas del día 07 del mes de noviembre del 2024, se procedió por los abajo firmantes, miembros 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:

**" Evaluación del crecimiento y la salud en juveniles de *Seriola rivoliana* mediante la suplementación de taurina en la dieta"**

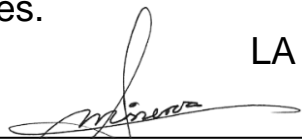
Presentada por el alumno:

**Marco Antonio Hernández de Dios**

Aspirante al Grado de DOCTOR EN CIENCIAS EN EL USO, MANEJO Y PRESERVACIÓN DE LOS RECURSOS NATURALES CON ORIENTACIÓN EN **ACUICULTURA**

Después de intercambiar opiniones los miembros 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



Dra. Minerva Maldonado García  
Co-Director



Dr. Dariel Tovar Ramírez  
Co-Director



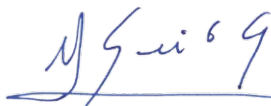
Dr. Deneb Maldonado García  
Co-Tutor



Dr. Mario Alberto Galaviz Espinoza  
Co-Tutor



Dr. Milton Spanopoulos Zarco  
Co-Tutor



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



La Paz, Baja California Sur, a 07 de noviembre de 2024.

Los miembros del comité de tesis del (la) estudiante Marco Antonio Hernández de Dios del Programa de Doctorado en Ciencias en el Uso, Manejo y Preservación de los Recursos Naturales, 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: Citas excluidas, Bibliografía excluida, Excluir coincidencias pequeñas (9 palabras)
- Porcentajes de similitud: 18%  
Se muestra captura de pantalla

INFORME DE ORIGINALIDAD

**18%**

ÍNDICE DE SIMILITUD

FUENTES PRIMARIAS

1	<a href="http://lajar.cl">lajar.cl</a> Internet	667 palabras — 3%
2	<a href="http://cibnor.repositorioinstitucional.mx">cibnor.repositorioinstitucional.mx</a> Internet	411 palabras — 2%
3	<a href="http://repositorioinstitucional.uabc.mx">repositorioinstitucional.uabc.mx</a> Internet	374 palabras — 2%
4	<a href="http://hdl.handle.net">hdl.handle.net</a> Internet	263 palabras — 1%
5	<a href="http://cicese.repositorioinstitucional.mx">cicese.repositorioinstitucional.mx</a> Internet	120 palabras — 1%
6	<a href="http://accedacris.ulpgc.es">accedacris.ulpgc.es</a> Internet	102 palabras — < 1%
7	<a href="http://www.uanl.mx">www.uanl.mx</a> Internet	70 palabras — < 1%
8	<a href="http://bibliotecavirtual.dgb.umich.mx:8083">bibliotecavirtual.dgb.umich.mx:8083</a> Internet	59 palabras — < 1%
9	<a href="http://doczz.net">doczz.net</a> Internet	58 palabras — < 1%

**Firmas del Comité**

Dra. Minerva Maldonado García

Dr. Dariel Tovar Ramírez

Dr. Deneb Maldonado García

Dr. Mario Alberto Galaviz Espinoza

Dr. Milton Spanopoulos Zarco

## **Conformación de Comités**

### **Comité Tutorial**

Dra. Minerva Concepción Maldonado García  
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C.  
Co-Director de Tesis

Dr. Dariel Tovar Ramírez  
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C.  
Co-Directora de Tesis

Dr. Deneb Maldonado García  
Consejo Nacional de Humanidades Ciencias y Tecnologías-Centro de Investigaciones  
Biológicas del Noroeste, S.C.  
Co-Tutor de Tesis

Dr. Mario Alberto Galaviz Espinoza  
Universidad Autónoma de Baja California  
Co-Tutor de Tesis

Dr. Milton Alejandro Spanopoulos Zarco  
Universidad Autónoma de Baja California Sur  
Co-Tutora de Tesis

### **Comité Revisor de Tesis**

Dra. Minerva Concepción Maldonado García  
Dr. Dariel Tovar Ramírez  
Dr. Deneb Maldonado García  
Dr. Mario Alberto Galaviz Espinoza  
Dr. Milton Alejandro Spanopoulos Zarco

### **Jurado de Examen**

Dra. Minerva Concepción Maldonado García  
Dr. Dariel Tovar Ramírez  
Dr. Deneb Maldonado García  
Dr. Mario Alberto Galaviz Espinoza  
Dr. Milton Alejandro Spanopoulos Zarco

### **Suplentes**

Dra. Laura Teresa Guzmán Villanueva  
Dr. Juan Carlos Pérez Urbiola

## Resumen

La incorporación de aditivos funcionales en las dietas de los peces es fundamental para potenciar su salud y crecimiento. Estos aditivos no solo optimizan la digestibilidad de los nutrientes, sino que también refuerzan la respuesta inmunitaria y aumentan la capacidad antioxidante de los organismos. Al mejorar la absorción de nutrientes y reducir el estrés oxidativo, los aditivos contribuyen a un crecimiento más eficiente y a una mayor resistencia a enfermedades. El objetivo general de este estudio es evaluar el impacto de la suplementación de taurina en la dieta sobre el crecimiento y la salud de juveniles de *Seriola rivoliana*. Durante el experimento, se utilizaron 270 juveniles distribuidos en tanques de 3m<sup>3</sup> bajo condiciones controladas de temperatura y calidad del agua. Se diseñaron tres dietas experimentales: dos con suplementación de taurina al 2% (T2) y 1% (T1), y un control sin taurina (T0). Los peces fueron alimentados durante 60 días, evaluándose diversos parámetros de crecimiento, como peso, longitud e índices somáticos, además de realizar análisis bioquímicos de sangre. También se analizaron los perfiles de aminoácidos y ácidos grasos en el músculo esquelético, así como la actividad de enzimas antioxidantes superóxido dismutasa (SOD), catalasa (CAT) y mieloperoxidasa (MPO) y enzimas del sistema inmune como lisozima (LZM) en hígado, plasma y mucus. Adicionalmente, se evaluó la expresión de genes relacionados con el metabolismo, incluyendo glucoquinasa (GCK), hexoquinasa (HK1) y acetil-CoA carboxilasa (ACoA1) en el hígado, así como lipasa (LPL), colecistoquinina (CCK) y tripsina (TRY1) en el intestino. Los resultados mostraron mejoras significativas ( $p < 0.05$ ) en T1 y T2 en la tasa de crecimiento específica (TCE) y el aumento de peso (PG), mientras que las tasas de supervivencia (TS) no mostraron diferencias significativas ( $p > 0.05$ ). Con la suplementación con taurina al 2%, se observó una disminución en la grasa intraperitoneal (IGI) y un aumento en los parámetros sanguíneos, que incluyeron una mayor concentración de proteínas totales (PT) y globulinas (GLO), así como una reducción en los niveles de colesterol (COL) y glucosa (GLU). También se detectaron cambios en los perfiles de ácidos grasos del músculo esquelético, con un incremento en los ácidos grasos omega-3 (EPA y DHA) y una elevación de la concentración de taurina. Además, mejoró significativamente la actividad de las enzimas antioxidantes CAT, SOD y MPO en los diferentes tejidos ( $p < 0.05$ ) y aumentó la actividad de LZM en el mucus y plasma de los peces. Así mismo, incrementó significativamente la expresión de genes relacionados al metabolismo de carbohidratos y lípidos, como GCK, HK1 y ACoA1 en el hígado, así como LPL, CCK y TRY1 en el intestino. Estos resultados sugieren que la taurina no solo mejora la capacidad antioxidante e inmune de los peces, sino que también optimiza su metabolismo energético, contribuyendo a un mejor estado de salud y crecimiento.

**Palabras clave:** Pez fuerte, Taurina, Bioquímica sanguínea, Enzimas antioxidantes, Metabolismo  
**ORCID:** [0000-0001-6361-4382](https://orcid.org/0000-0001-6361-4382)



Dra. Minerva Concepción Maldonado García

Vo.Bo. Co-Directores de Tesis



Dr. Darriel Tovar Ramírez

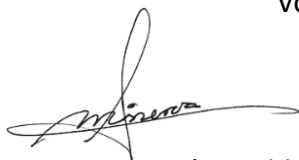
## Summary

Incorporating functional additives in fish diets is essential for enhancing their health and growth. These additives not only optimize the digestibility of nutrients but also strengthen the immune response and increase the antioxidant capacity of the organisms. By improving nutrient absorption and reducing oxidative stress, the additives contribute to more efficient growth and greater disease resistance. The main objective of this study is to evaluate the impact of taurine supplementation in the diet on the growth and health of juvenile *Seriola rivoliana*. During the experiment, 270 juveniles were distributed in 3m<sup>3</sup> tanks under controlled temperature and water quality conditions. Three experimental diets were designed: two with taurine supplementation at 2% (T2) and 1% (T1), and control without taurine (T0). The fish were fed for 60 days, and various growth parameters were evaluated, including weight, length, and somatic indices, in addition to conducting biochemical blood analyses. Amino acid and fatty acid profiles in skeletal muscle were also analyzed, as well as the activity of antioxidant enzymes such as superoxide dismutase (SOD), catalase (CAT), and myeloperoxidase (MPO), and immune system enzymes like lysozyme (LZM) in liver, plasma, and mucus. Additionally, the expression of genes related to metabolism was evaluated, including glucokinase (GCK), hexokinase (HK1), and acetyl-CoA carboxylase (ACoA1) in the liver, as well as lipase (LPL), cholecystokinin (CCK), and trypsin (TRY1) in the intestine. The results showed significant improvements ( $p < 0.05$ ) in T1 and T2 in specific growth rate (SGR) and weight gain (WG), while survival rates (SR) did not show significant differences ( $p > 0.05$ ). With taurine supplementation at 2%, there was a decrease in intraperitoneal fat (IPF) and an increase in blood parameters, including higher concentrations of total proteins (TP) and globulins (GLO), as well as reductions in cholesterol (CHO) and glucose (GLU) levels. Changes in the fatty acid profiles of skeletal muscle were also detected, with an increase in omega-3 fatty acids (EPA and DHA) and an elevation in taurine concentration. Furthermore, the activity of antioxidant enzymes CAT, SOD, and MPO significantly improved in various tissues ( $p < 0.05$ ), and LZM activity increased in the mucus and plasma of the fish. Similarly, there was a significant increase in the expression of genes involved in carbohydrate and lipid metabolism, such as GCK, HK1, and ACoA1 in the liver and LPL, CCK, and TRY1 in the intestine. These results suggest that taurine enhances fish's antioxidant and immune capacity and optimizes their energy metabolism, contributing to improved health and growth.


**Keywords:** Longfin yellowtail, Taurine, Blood biochemistry, Antioxidant enzymes, Metabolism

**ORCID:** [0000-0001-6361-4382](https://orcid.org/0000-0001-6361-4382)

Vo.Bo. Co-Directores de Tesis



Dra. Minerva Concepción Maldonado García



Dr. Dariel Tovar Ramírez

## **Dedicatoria**

### **A mi querida familia,**

Quienes siempre me han brindado su amor, apoyo incondicional y aliento en cada paso de este camino. Su fe en mí ha sido una fuente constante de motivación.

### **A mi pareja de vida,**

Por ser mi compañera, mi confidente y mi mayor apoyo. Gracias por estar a mi lado en cada desafío y por compartir esta maravillosa aventura. Tu amor y comprensión han hecho posible este logro.

## **Agradecimientos**

Al Consejo Nacional de Humanidades Ciencias y Tecnologías (CONAHCYT) por la beca otorgada (CVU 868038).

Al Consejo Nacional de Humanidades, Ciencias y Tecnología (CONAHCYT) por el financiamiento parcial otorgado a esta investigación bajo el número de subvención CONACYT-PRONACES 321279 FOP07. Asimismo, extendiendo el agradecimiento al proyecto Kampachi Farms México N°20464, que proporcionó los organismos utilizados en esta investigación.

Al Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C. por brindarme la oportunidad de llevar a cabo este proyecto en su institución. Mi agradecimiento se extiende a la Dirección de Estudios de Posgrado y Formación de Recursos Humanos. En particular, quiero expresar mi gratitud a Tania Verónica Núñez Valdez, Adriana Teresa Franzoni García, Mtra. Osvelia Ibarra Morales, Lic. Horacio Sandoval Gómez, Dra. Alejandra Nieto Garibay y Dra. Gracia Alicia Gómez Anduro, por su constante apoyo y colaboración en cada etapa de este proceso.

A mis Co-Directores, Dra. Minerva Concepción Maldonado García y Dr. Dariel Tovar Ramírez, les agradezco sinceramente por su invaluable apoyo en el desarrollo de este proyecto y por su amistad, que ha hecho esta experiencia aún más enriquecedora.

Agradezco sinceramente a mi comité tutorial, Dr. Deneb Maldonado García, Dr. Mario Alberto Galaviz Espinoza y Dr. Milton Spanopoulos Zarco, por su orientación y apoyo a lo largo de este proceso. Su experiencia y consejos han sido fundamentales para el desarrollo de este trabajo.

A la Dra. Laura Teresa Guzmán Villanueva por su valioso apoyo en el procesamiento de muestras y por la amistad que me ha brindado a lo largo de estos años. Su apoyo y amistad han convertido el trabajo en una experiencia realmente gratificante y amena “pura diversión”.

Agradezco al grupo de peces marinos. Dr. Juan Carlos Pérez Urbiola, Lic. Francisco Encarnación Ramírez, M. C. Roxana Bertha Inohuye Rivera, C. Pedro Uriarte Ureta, M. C. Pablo Monsalvo Spencer, Dr. Carlos Ernesto Ceseña, Dra. Andressa Teles y Ing. Rodrigo Alejandro Hernández Victoria por su invaluable ayuda en diversas fases del experimento y en el cuidado de los peces.



A la Biol. Patricia Hinojosa Baltazar<sup>†</sup> y a la M. C. Daniela Alejandra Corona Rojas, por su constante apoyo y orientación en la resolución de mis dudas. Su ayuda ha sido invaluable en el desarrollo de este proyecto.

A mi padre Guillermo, a mi hermano Abraham y a mi hermana Eréndira. No podría sentirme más agradecido por toda la confianza que han depositado en mí, especialmente por su apoyo incondicional desde el inicio y hasta el final de esta etapa.

A Eunice (Pecesito), quien ha estado a mi lado en las buenas y en las malas durante este proceso, mi más sincero agradecimiento. Tu apoyo incondicional, tu amor, tus risas y hasta tus momentos de enojo han hecho esta etapa de mi vida mucho más placentera. Gracias por ser esa persona excepcional que motiva e ilumina mi camino.

**¡Gracias a todos!**

## Contenido

<b>Resumen</b> .....	i
<b>Summary</b> .....	ii
<b>Dedicatoria</b> .....	iii
<b>Agradecimientos</b> .....	iv
<b>Contenido</b> .....	vi
<b>Lista de figuras</b> .....	viii
<b>Lista de tablas</b> .....	ix
<b>Abreviaturas</b> .....	x
<b>1. INTRODUCCIÓN</b> .....	1
<b>2. ANTECEDENTES</b> .....	4
2.1 Generalidades de la especie.....	4
2.2 Importancia de la nutrición en la salud de los peces.....	5
2.3 Nutrientes esenciales.....	6
2.4 Efecto de los macronutrientes en el estado de salud.....	7
2.5 Taurina.....	9
2.6 Biosíntesis de la taurina.....	10
2.7 Funciones fisiológicas de la taurina en peces.....	12
2.7.1 Crecimiento.....	12
2.7.2 Osmorregulación.....	13
2.7.3 Antioxidantes y Protección Celular.....	14
2.7.4 Metabolismo de lípidos.....	14
2.7.5 Metabolismo de la glucosa.....	15
2.7.6 Desarrollo de la retina y visión.....	16
2.7.7 Otros efectos.....	16
<b>3. JUSTIFICACIÓN</b> .....	20
<b>4. HIPÓTESIS</b> .....	21
<b>5. OBJETIVOS</b> .....	22
5.1 Objetivo general.....	22
5.2 Objetivos particulares.....	22
<b>6. MATERIALES Y MÉTODOS</b> .....	23
6.1 Diseño experimental.....	23
6.2 Diseño de alimentos y alimentación.....	24
6.3 Crecimiento e índices somáticos.....	25
6.4 Bioquímica sanguínea.....	26
6.5 Perfil de ácidos grasos en músculo esquelético.....	27
6.6 Perfil de aminoácidos en músculo esquelético.....	28
6.7 Actividad enzimática antioxidante.....	29
6.8 Cuantificación de proteínas.....	29
6.9 Superóxido dismutasa.....	30
6.10 Catalasa.....	31
6.11 Mieloperoxidasa.....	31
6.12 Lisozima.....	32
6.13 Extracción de RNA por método reactivo Trizol™.....	32

6.14 Tratamiento del RNA con DNAsa .....	34
6.15 cDNA .....	34
6.16 qPCR.....	34
6.17 Análisis estadísticos .....	35
<b>7. RESULTADOS.....</b>	<b>36</b>
7.1 Análisis bioquímicos en la dieta.....	36
7.2 Crecimiento.....	37
7.3 Condición corporal e índices somáticos .....	40
7.4 Bioquímica sanguínea.....	43
7.5 Perfil de ácidos grasos en musculo esquelético .....	45
7.6 Perfil de aminoácidos en musculo esquelético .....	47
7.7 Enzimas antioxidantes en hígado .....	49
7.8 Enzimas antioxidantes y lisozima en plasma .....	50
7.9 Enzimas antioxidantes y lisozima en mucus de piel .....	51
7.10 Expresión de genes del metabolismo .....	53
<b>8. DISCUSIÓN .....</b>	<b>55</b>
8.1 Índices de crecimiento y condición .....	55
8.2 Bioquímica sanguínea.....	56
8.3 Perfil de ácidos grasos y aminoácidos en músculo esquelético .....	59
8.4 Actividad enzimática en hígado.....	60
8.5 Actividad enzimática en plasma .....	61
8.6 Actividad enzimática en mucus .....	62
8.7 Metabolismo.....	64
<b>9. CONCLUSIONES .....</b>	<b>66</b>
<b>10. LITERATURA CITADA .....</b>	<b>68</b>
<b>11. ANEXOS .....</b>	<b>84</b>
Anexo A.-Artículo publicado.-Functional Additives as a Boost to Reproductive Performance in Marine Fish: A Review.....	84
Anexo B.-Taurine improves juvenile <i>Seriola rivoliana</i> growth performance and biochemical profiles in blood serum and skeletal muscle. ....	105

## Lista de figuras

<b>Figura 1.</b> Crecimiento de la producción pesquera y acuícola mundial (1950-2022).-----	1
<b>Figura 2.</b> Cultivo del género <i>Seriola</i> spp: <b>a)</b> países productores; <b>b)</b> producción en toneladas. (Sicuro y Luzzana, 2016).-----	2
<b>Figura 3.</b> Producción de <i>S. rivoliana</i> en Hawái (Sicuro y Luzzana, 2016).-----	2
<b>Figura 4.</b> Ejemplar de <i>S. rivoliana</i> <b>(a)</b> (FishBase, 2022) y su distribución <b>(b)</b> con rango de ocurrencia: rojo = mayor probabilidad, amarillo = menor probabilidad (AquaMaps, 2019).-----	4
<b>Figura 5.</b> Ruta de la biosíntesis de taurina a partir de las diferentes rutas, se muestran las enzimas clave involucradas (Stipanuk, 1986; Cañas, 2002).-----	11
<b>Figura 6.</b> Estanques y lote de peces utilizados durante el experimento.-----	24
<b>Figura 7.</b> Preparación de alimento comercial triturado con molino de carne y suplementado con taurina.-----	25
<b>Figura 8.</b> Efecto de la suplementación con taurina en el crecimiento de <i>S. rivoliana</i> durante 60 días. (a) Representa la ganancia de peso, y (b) muestra la longitud total alcanzada. Letras diferentes indican diferencias significativas entre los tratamientos ( $p < 0.05$ ).-----	39
<b>Figura 9.</b> Parámetros de crecimiento, eficiencia alimentaria e índices somáticos de <i>S. rivoliana</i> ( $n=3$ por tanque) alimentados con dieta de taurina y dieta control sin taurina.-----	41
<b>Figura 10.</b> Análisis de componentes principales (PCA) biplot. Indica la relación de los índices de condición en relación con dietas con y sin taurina. TCE: tasa de crecimiento específico, GP: ganancia de peso, ICA: índice de conversión alimenticia, IEP: índice de eficiencia proteica, K: factor de condición, CTC: coeficiente de crecimiento térmico, IHS: índice hepatosomático, IGI: índice de grasa intraperitoneal.-----	42
<b>Figura 11.</b> Análisis de componentes principales (PCA) biplot. Indica la relación entre la bioquímica sanguínea y las dietas, en relación con dietas con y sin taurina. PT: proteína total, ALB: albúmina, GLO: globulina, relación ALB: GLO, GLU: glucosa, TRI: triglicéridos, COL: colesterol total, AST: aspartato aminotransferasa, ALT: alanina aminotransferasa, relación AST: ALT.-----	45
<b>Figura 12.</b> Efecto de la suplementación con taurina en la actividad de las enzimas antioxidantes catalasa (CAT) y superóxido dismutasa (SOD) y de la enzima inmune mieloperoxidasa (MPO) en hígado de <i>S. rivoliana</i> .-----	49
<b>Figura 13.</b> Efecto de la suplementación con taurina en la actividad de las enzimas antioxidantes catalasa (CAT), superóxido dismutasa (SOD), mieloperoxidasa (MPO) y lisozima (LZM) en el plasma de <i>S. rivoliana</i> .-----	51
<b>Figura 14.</b> Efecto de la suplementación con taurina en la actividad de las enzimas antioxidantes catalasa (CAT) y superóxido dismutasa (SOD), mieloperoxidasa (MPO) y lisozima (LZM) en mucus de piel de <i>S. rivoliana</i> .-----	52
<b>Figura 15.</b> Efecto de la suplementación con taurina en la expresión relativa de los genes Acetil-CoA carboxilasa (ACoA1), glucoquinasa (GCK) y hexoquinasa 1 (HK1) en el hígado de <i>S. rivoliana</i> .-----	53
<b>Figura 16.</b> Efecto de la suplementación con taurina en la expresión relativa de los genes colecistoquinina (CCK), lipasa (LPL) y tripsina (TRY1) en el intestino de <i>S. rivoliana</i> .-----	54

**Lista de tablas**

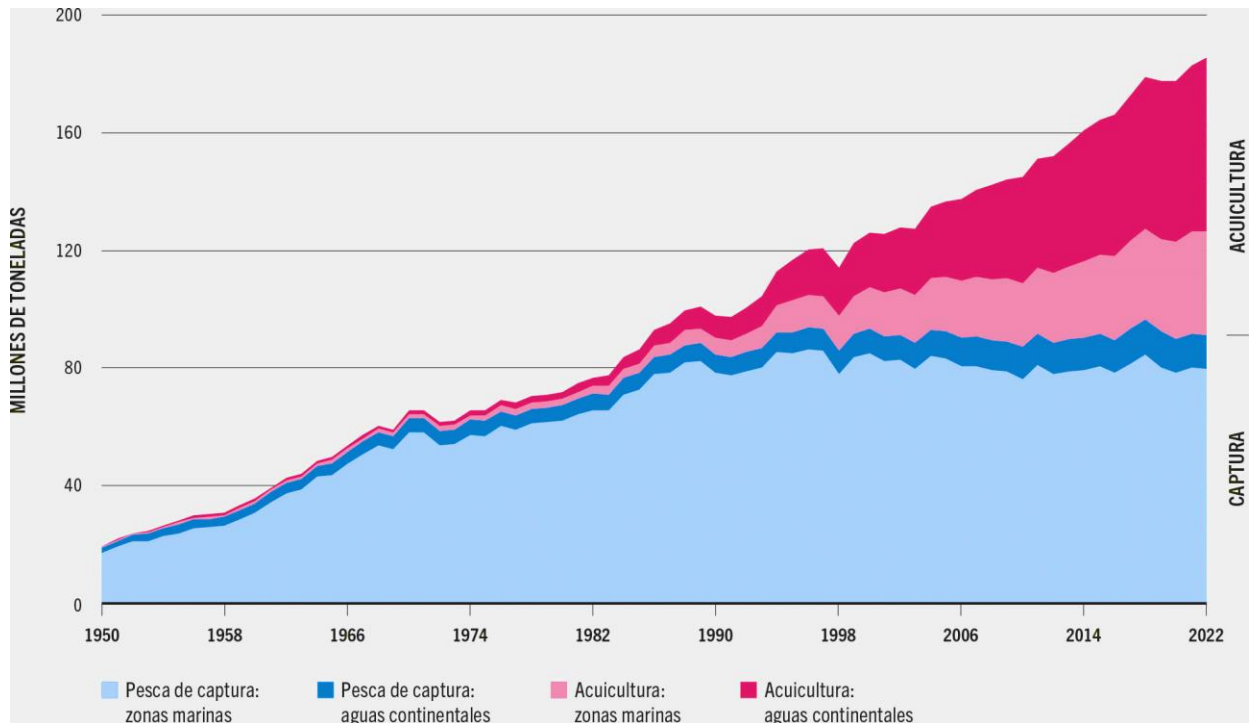
<b>Tabla 1.</b> Diferentes enfermedades causadas por distintas deficiencias nutricionales en peces. Tabla adaptada de Cho (1990). -----	8
<b>Tabla 2.</b> Suplementación de diferentes concentraciones de taurina en la dieta de diferentes especies de peces y sus beneficios. -----	17
<b>Tabla 3.</b> Características de amplificación de genes relacionados con el metabolismo de <i>S. rivoliana</i> . -----	35
<b>Tabla 4.</b> Composición proximal y perfil de aminoácidos de la dieta de <i>S. rivoliana</i> . -----	36
<b>Tabla 5.</b> Perfil de ácidos grasos en las diferentes dietas de <i>S. rivoliana</i> . -----	37
<b>Tabla 6.</b> Bioquímica sanguínea de <i>S. rivoliana</i> . Proteína total (PT), albúmina (ALB), globulina (GLB), relación ALB: GLO, glucosa (GLU), triglicéridos (TRI), colesterol total (COL), aspartato aminotransferasa (AST), alanina aminotransferasa (ALT) y relación AST: ALT. Una letra superíndice diferente en la misma fila indica diferencias estadísticamente significativas ( $P < 0.05$ ). -----	44
<b>Tabla 7.</b> Perfil de ácidos grasos de los diferentes tratamientos y valores de partida (VP) en el músculo esquelético de <i>S. rivoliana</i> a los 60 días. -----	46
<b>Tabla 8.</b> Perfil de ácidos grasos de los diferentes tratamientos y valores de partida (VP) en músculo esquelético de <i>S. rivoliana</i> a los 60 días. -----	48

**Abreviaturas**

ACoA1:	Acetil-CoA carboxilasa
ALB:	Albúmina
ALT:	Alanina aminotransferasa
AST:	Aspartato aminotransferasa
CAT:	Catalasa
CCK:	Colecistoquinina
COL:	Colesterol
GCK:	Glucoquinasa
GLU:	Glucosa
GLO:	Globulina
HK1:	Hexoquinasa 1
ICA:	Índice de conversión alimenticia
IEP:	Índice de eficiencia proteica
IGI:	Índice de grasa intraperitoneal
IHS:	Índice hepatosomático
K:	Factor de condición
LPL:	Lipasa
LZM:	Lisozima
MPO:	Mieloperoxidasa
SOD:	Superóxido dismutasa
PT:	Proteína total
TRI:	Triglicéridos
TRY1:	Tripsina
TS:	Tasa de supervivencia
TauT:	Transportador de taurina

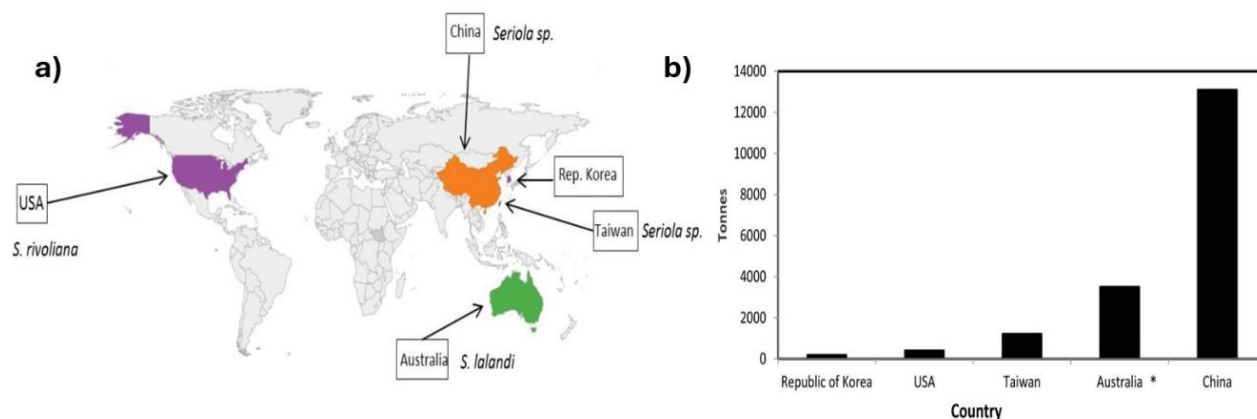
## 1. INTRODUCCIÓN

A nivel mundial la acuicultura ha presentado un crecimiento exponencial durante las últimas décadas, debido a que esta actividad es una alternativa de alimento para disminuir la actividad pesquera y evitar la sobre explotación (FAO, 2024). Durante el año 2022 se estimó que la producción mundial alcanzó 185.4 millones toneladas de productos, de los cuales, la pesca de captura aporta el 91% del total, mientras que la acuicultura contribuye con el 9.4% de la producción total (Fig. 1) (FAO, 2024).



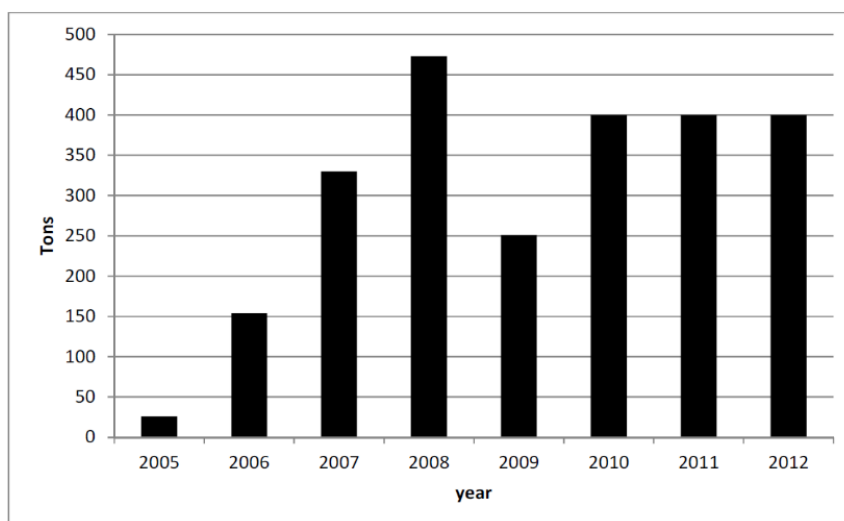
**Figura 1.** Crecimiento de la producción pesquera y acuícola mundial (1950-2022).

La acuicultura aumenta su producción mediante el cultivo de nuevas especies marinas. Por ejemplo, algunas especies del género *Seriola* se han cultivado con éxito en diferentes partes del mundo como China, Japón, Taiwán, China, Australia y Estados Unidos, siendo China el principal productor (Fig. 2) (Sicuro y Luzzana, 2016).



**Figura 2.** Cultivo del género *Seriola* spp: **a)** países productores; **b)** producción en toneladas. (Sicuro y Luzzana, 2016).

En América, Estados Unidos, por medio de la empresa Blue Ocean Mariculture ha estado cultivando *Seriola rivoliana* en jaulas sumergibles en la costa de Hawái por más de 15 años (Rotman *et al.*, 2021), mostrando un buen potencial de diversificación acuícola; la producción de esta especie alcanza un volumen total de 400 a 500 toneladas por año (Fig. 3) (Sicuro y Luzzana, 2016). Esta especie también responde favorablemente a los tratamientos hormonales para estimular la reproducción, aunque también se ha informado de que los reproductores dan puestas bajas y una menor tasa de supervivencia larvaria (Roo *et al.*, 2014, 2015).



**Figura 3.** Producción de *S. rivoliana* en Hawái (Sicuro y Luzzana, 2016).



En México, el cultivo del género *Seriola* es muy nuevo, tiene cerca de una década desde que comenzó. La especie que lleva más tiempo siendo cultivada es *Seriola lalandi*, y la península de Baja California es el lugar más importante para su producción. Para el caso de *S. rivoliana* se estima que en 2020 se produjeron alrededor de 300 toneladas, esto de acuerdo con los datos proporcionados en la Carta Nacional Acuícola 2022.

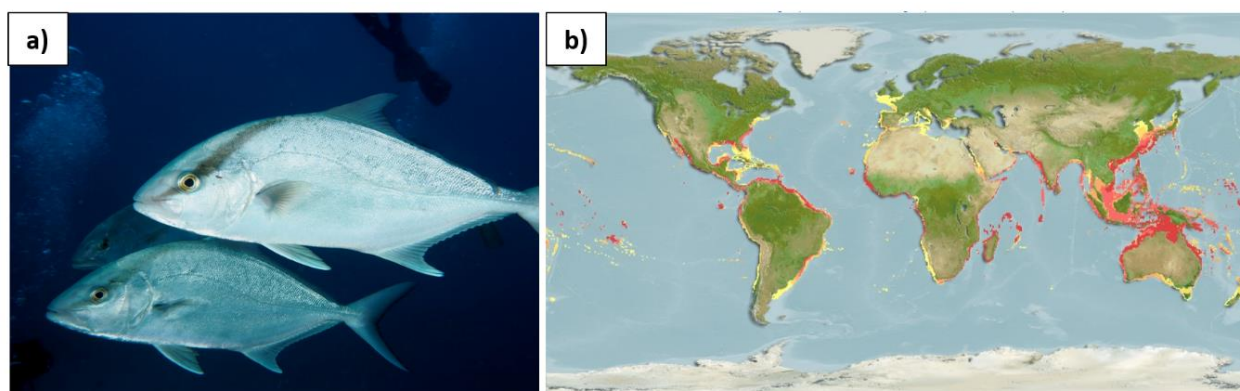
En cuanto a *S. rivoliana*, actualmente no se sabe con certeza cuánta producción proviene de la acuicultura en México. Sin embargo, sabemos que en Baja California Sur hay dos empresas, Omega Azul S.A.P.I de C.V. y Kampachi Farms México S. de R.L. de C.V., que se dedican a la reproducción, producción y comercialización de esta especie. *S. rivoliana* tiene un gran potencial para diversificar la acuicultura en el litoral de Baja California Sur, gracias a sus características biológicas (Rotman *et al.*, 2021). No obstante, aún se necesitan realizar más investigaciones para entender varios aspectos de la biología de la especie, como sus necesidades nutricionales y así poder optimizar la calidad del cultivo desde la fase de reproducción hasta la engorda.

## 2. ANTECEDENTES

### 2.1 Generalidades de la especie

La especie *S. rivoliana* (Fig. 4a), conocida comúnmente como medregal limón o pez fuerte, pertenece a la familia Carangidae. Los adultos pueden llegar a medir hasta 160 cm y pesar alrededor de 60 kg, aunque lo más habitual es que alcancen unos 60 cm (Allen y Robertson, 1994; Smith-Vaniz y Carpenter, 2015). Son depredadores oportunistas, y su dieta principal incluye macarela, anchoveta, sardina y calamares (Avilés Quevedo, 2004).

*S. rivoliana* tiene una distribución cosmopolita (Fig. 4b), se encuentra en océanos tropicales y templados de todo el mundo. (Avilés Quevedo, 2004; Eschmeyer *et al.*, 2016). En el Pacífico Oriental, se distribuye desde el sur de California hasta Perú (Smith-Vaniz y Carpenter, 2015). En el Indo-Pacífico, se extiende desde Kenia hasta el sur de África (Smith-Vaniz, 1984). En el Océano Atlántico Occidental, localizándose de Estados Unidos hasta el norte de Argentina (Cervigón, 1993). Aunque se asocia a *S. rivoliana* con zonas de arrecife, se ha reportado que pueden vivir a profundidades que van desde los 5 hasta los 245 metros, siendo más común encontrarlos entre los 30 y 35 metros de profundidad. Esta especie puede vivir en un rango de temperatura de 18 a 29 °C, lo que le permite habitar en prácticamente todos los océanos (FishBase, 2022).



**Figura 4.** Ejemplar de *S. rivoliana* (a) (FishBase, 2022) y su distribución (b) con rango de ocurrencia: rojo = mayor probabilidad, amarillo = menor probabilidad (AquaMaps, 2019).

Debido a sus hábitos alimenticios y reproductivos, *S. rivoliana* se considera una especie migratoria (Honebrink, 2000; Avilés Quevedo, 2004). Sin embargo, su conducta reproductiva aún es poco conocida. Se sabe que tienen desoves múltiples, que dependen de factores como la latitud,

longitud y temperatura. La temporada de desove en América del Norte ocurre en primavera, verano y otoño (Honebrink, 2000; Avilés Quevedo, 2004).

## **2.2 Importancia de la nutrición en la salud de los peces**

La salud en este contexto se amplía para incluir la patología, que abarca los arreglos perjudiciales de moléculas, células y tejidos, así como su disfunción debido a desequilibrios metabólicos, carencias nutricionales, o la exposición a contaminantes y condiciones subóptimas en el ambiente acuático. Estos factores pueden comprometer el sistema inmunológico de los peces, reduciendo su capacidad para combatir infecciones y afectando su crecimiento y supervivencia en un entorno de cultivo (Segner *et al.*, 2012). Por lo tanto, en la acuicultura, garantizar la salud integral de los animales no solo es clave para su bienestar, sino también para el éxito productivo a largo plazo (Broom y Corke, 2002; Broom, 2007). Desde esta perspectiva más amplia, una buena salud es crucial para el bienestar de los animales, pero no basta por sí sola; es necesario ofrecer un entorno adecuado con una nutrición balanceada, condiciones óptimas de agua y un manejo que reduzca el estrés para garantizar tanto el bienestar animal como la eficiencia y sostenibilidad en la acuicultura, lo que hace imprescindible un enfoque preventivo basado en la vigilancia continua para evitar tratamientos innecesarios y asegurar la estabilidad productiva (Duncan, 2005; Ashley, 2007).

Relacionado a la salud, es fundamental una nutrición adecuada en la acuicultura de la especie, pues afecta también su desarrollo y bienestar, siendo vital para incrementar la productividad y mantener la sostenibilidad del sector (Limbu, 2023). Por otro lado, una mala alimentación puede provocar enfermedades nutricionales, las cuales se producen cuando hay un exceso o una falta de nutrientes en relación con los requisitos óptimos (Oliva-Teles, 2012). Las enfermedades en los peces pueden surgir por desnutrición, hipernutrición o malnutrición de nutrientes en su alimentación. Las enfermedades ocasionadas por una deficiente nutrición suelen progresar lentamente, debido a las reservas corporales de los peces que pueden mitigar la falta de nutrientes hasta cierto punto (Amar y Lavilla-Pitogo, 2004). Los signos se manifiestan gradualmente al descender uno o varios nutrientes de la dieta por debajo de la reserva mínima corporal. La mayoría de las enfermedades nutricionales son complicadas de detectar por ser crónicas, y solo se hacen evidentes con el paso del tiempo (Abowei *et al.*, 2011). Cuando hay una

cantidad excesiva de comida o de ciertos nutrientes como lípidos o carbohidratos, éstos pueden transformarse en grasa y acumularse en los tejidos y órganos de los peces, causando problemas en sus funciones fisiológicas (Amar y Lavilla-Pitogo, 2004).

### 2.3 Nutrientes esenciales

Cada especie de pez tiene diferentes requerimientos de proteínas, carbohidratos y lípidos en su dieta. Los peces carnívoros, por ejemplo, necesitan mayores cantidades de proteínas y lípidos en comparación con los omnívoros (Zhang *et al.*, 2020). Se recomienda que las dietas para peces carnívoros contengan hasta un  $50 \pm 5\%$  de proteínas (Hernández de-Dios *et al.*, 2022). Cuando se ofrece una dieta equilibrada, los peces consumen alimento en función de sus necesidades energéticas (Bureau *et al.*, 2003). Es fundamental utilizar fuentes de proteína altamente digeribles, ya que los peces pueden ingerir más proteínas de las necesarias para el crecimiento, destinando el exceso a la producción de energía. En cuanto a los carbohidratos, suelen estar ausentes en las dietas de los peces carnívoros (Oliva-Teles, 2012), dado que estas especies no tienen una necesidad específica de carbohidratos y pueden aprovechar las dietas que los excluyen tan bien como aquellas que los incluyen (Peres y Oliva-Teles, 2002; Sá *et al.*, 2007; Enes *et al.*, 2009). De acuerdo con la National Research Council de Estados Unidos, para los peces carnívoros, el contenido de carbohidratos en el alimento debería ser inferior al 20%, mientras que en peces omnívoros puede variar entre el 30% y el 40% (National Research Council, 2011).

Los lípidos son la principal fuente de energía en las dietas de los peces, especialmente en las especies carnívoras que tienen una capacidad limitada para procesar carbohidratos. Incrementar la proporción de lípidos en su dieta permite conservar las proteínas para funciones esenciales (Sargent *et al.*, 2003). Aunque en la acuicultura moderna se utilizan dietas altamente nutritivas, la capacidad de los peces para metabolizar altos niveles de lípidos varía entre especies, lo que establece un límite en la cantidad de lípidos que se puede incluir sin comprometer su crecimiento o la composición corporal (Oliva-Teles, 2012). Los lípidos son vitales para los peces, proporcionando ácidos grasos esenciales. Como otros vertebrados, los peces requieren ácidos grasos poliinsaturados, específicamente n-3 y n-6, pero las necesidades específicas de estos ácidos difieren entre peces marinos y de agua dulce (Sargent *et al.*, 2003). Una deficiencia en ácidos grasos puede resultar en un crecimiento lento y una menor eficiencia alimentaria (Sargent *et al.*,

1993; Karapanagiotidis *et al.*, 2010), además, cada especie puede mostrar síntomas específicos de deficiencia (Tacon y Nations, 1992; Roberts, 2003). Las necesidades de ácidos grasos también varían según la etapa de desarrollo del pez y la fuente de ácidos grasos que se les proporcione (Izquierdo, 2005). Es crucial proporcionar una dieta que cumpla con los requisitos nutricionales mínimos, los cuales han sido detalladamente establecidos para diversas especies de peces de interés comercial por el National Research Council de Estados Unidos (National Research Council, 2011).

#### **2.4 Efecto de los macronutrientes en el estado de salud**

Las deficiencias de proteínas en las dietas han demostrado tener un impacto negativo en la función inmunológica, aumentando la susceptibilidad de los organismos a padecimientos infecciosos (Oliva-Teles, 2012). Esto se debe a que, por la carencia de proteínas se ve reducida la concentración de la mayoría de los aminoácidos en el plasma, los cuales son esenciales para una respuesta inmunitaria efectiva (Li *et al.*, 2007a, 2007b). Sin embargo, los estudios disponibles sobre los efectos de las proteínas y aminoácidos en la salud y resistencia a enfermedades en los peces todavía son limitados. Por otro lado, los carbohidratos en la dieta también pueden influir en la tolerancia de los peces a enfermedades y situaciones de estrés. Aunque las variaciones en la dieta afectan la inmunidad y la resistencia a infecciones bacterianas en menor medida, un aumento en el contenido de carbohidratos digeribles puede reducir la concentración de hemoglobina en sangre, el cortisol sérico y la actividad hemolítica sérica, sin alterar la respuesta inmunitaria (Waagbø *et al.*, 1994). Además, se ha observado que dietas ricas en carbohidratos pueden modificar significativamente la respuesta de la glucosa plasmática tras el estrés, lo que sugiere que ajustes en la dieta antes de la manipulación y el transporte podrían minimizar las pérdidas relacionadas con el estrés (Vielma *et al.*, 2003).

Los efectos de los ácidos grasos en la respuesta inmunitaria son aún objeto de debate debido a diversas contradicciones (Lall, 2000). Se ha observado que dietas con mayores porcentajes de lípidos, como una mezcla de aceite de pescado y aceite de maíz, pueden aumentar la actividad de enzimas inmunitarias y el recuento de glóbulos blancos en comparación con dietas con menores porcentajes de lípidos o sin ellos (Lin y Shiau, 2003). Esto se debe a que los ácidos grasos mejoran la capacidad del sistema inmunitario y la habilidad de los macrófagos para combatir bacterias y

producir anticuerpos (Kiron *et al.*, 1995). Además, una suplementación moderada de ácidos grasos en la dieta puede potenciar ciertas actividades inmunitarias (Xu *et al.*, 2010). Por el contrario, la ausencia de ácidos grasos disminuye la efectividad del sistema inmunitario (Montero *et al.*, 1998). Sin embargo, se ha demostrado que un desequilibrio en la proporción de ácidos grasos n-3/n-6 en la dieta puede provocar problemas graves de salud, incluyendo lesiones cardíacas (Bell *et al.*, 1991).

Por todo lo anteriormente descrito, no es suficiente sólo proporcionar una buena calidad de macronutrientes en la dieta de los peces. Para optimizar verdaderamente su salud y crecimiento, es fundamental incluir aditivos funcionales en sus dietas. Esto es crucial porque la ausencia de ciertos nutrientes puede provocar diversas enfermedades en los peces (Tabla 1).

**Tabla 1.** Diferentes enfermedades causadas por distintas deficiencias nutricionales en peces. Tabla adaptada de Cho (1990).

<b>Enfermedad</b>	<b>Deficiencias nutricionales</b>
	Ácido fólico, inositol, hierro, vitaminas B2, B3, B6
Anemia hemolítica	B12, C, E y K
Anorexia (pobre apetito)	vitaminas A, B12 y C
Anomalía del cartílago	Vitamina C, triptófano
Catarata	Metionina, riboflavina, tiamina, zinc
Coloración de piel oscura	Biotina, ácido fólico, piridoxina, riboflavina
Baja resistencia a enfermedades	Proteína, vitamina C
Erosión en aleta	Ácidos grasos, riboflavina, vitamina A, zinc
Exoftalmos	Piridoxina, vitamina A, C, E
Baja eficiencia alimenticia	Biotina, calcio, colina, ácidos grasos, ácido fólico, inositol, niacina, proteína, riboflavina
Anemia macrocítica	Biotina, vitamina E
Deficiencia en crecimiento	Biotina, calcio, colina, energía, grasa, ácido fólico, inositol, proteína, tiamina, vitaminas A, B2, B6 B12, C, D, E
Hemorragia enojo	Riboflavina, vitamina A

<b>Enfermedad</b>	<b>Deficiencias nutricionales</b>
Hemorragia en riñón	Colina, vitaminas A, C
Lesión enojo	Metionina, riboflavina, vitaminas A, C, zinc
Escoliosis	Fósforo, triptófano, vitaminas C, D
Síndrome de shock	Ácidos grasos esenciales
Hígado verde	Taurina

Para optimizar la salud y el crecimiento de los peces, es esencial asegurar una dieta rica en macronutrientes, principalmente proteínas y lípidos, que proporcionan el aporte energético necesario en grandes cantidades (Costa-Pinto y Gantner, 2020). Sin embargo, en acuicultura, esta dieta básica a menudo debe complementarse con aditivos funcionales que, aunque se añaden en pequeñas cantidades, pueden marcar una gran diferencia en el crecimiento, salud y bienestar de los peces; este tipo de aditivos no solo satisface las necesidades nutricionales, sino que también optimiza la salud y el crecimiento general (Luo *et al.*, 2005). En particular, especies carnívoras como *S. rivoliana* se benefician especialmente de estos suplementos, que incluyen vitaminas, ácidos grasos, probióticos, carotenos y aminoácidos esenciales, como la taurina, conocida por sus diversos beneficios para la salud (Yadav *et al.*, 2021; Hernández-de Dios *et al.*, 2022).

## 2.5 Taurina

La taurina es un  $\beta$ -aminoácido que no está unido a ninguna proteína y se encuentra ampliamente distribuida en las células del reino animal (Salze *et al.*, 2015). A diferencia de los aminoácidos estándar, la taurina carece de un grupo carboxilo típico, lo que la distingue aún más. En su lugar, presenta un grupo sulfonato, que es característico de su estructura; sin embargo, su presencia en plantas y bacterias es limitada, lo que resalta su especificidad en los tejidos animales y su importancia en diversas funciones biológicas dentro de estos organismos (Huxtable, 1992). Este compuesto es especialmente abundante en tejidos excitables como el cerebro, el corazón y los músculos esqueléticos, donde estos últimos almacenan aproximadamente el 70% de la taurina corporal (Huxtable, 1992; Uozumi *et al.*, 2006).

Funcionalmente, la taurina desempeña roles fundamentales en el mantenimiento de la función contráctil, la regulación osmótica, la actividad antioxidante, la señalización celular, la regulación

de receptores, la síntesis de proteínas mitocondriales, la inflamación, la estabilización de membranas y la regulación del calcio ( $\text{Ca}^{2+}$ ) (Bakker y Berg, 2002; Schuller-Levis y Park, 2003; Warskulat *et al.*, 2004; Sampath *et al.*, 2020). Además, se le atribuyen otras acciones biológicas, como la modulación de la liberación de hormonas, la síntesis de sales biliares, la estimulación de la glucólisis y propiedades anticonvulsivas (Huxtable, 1992).

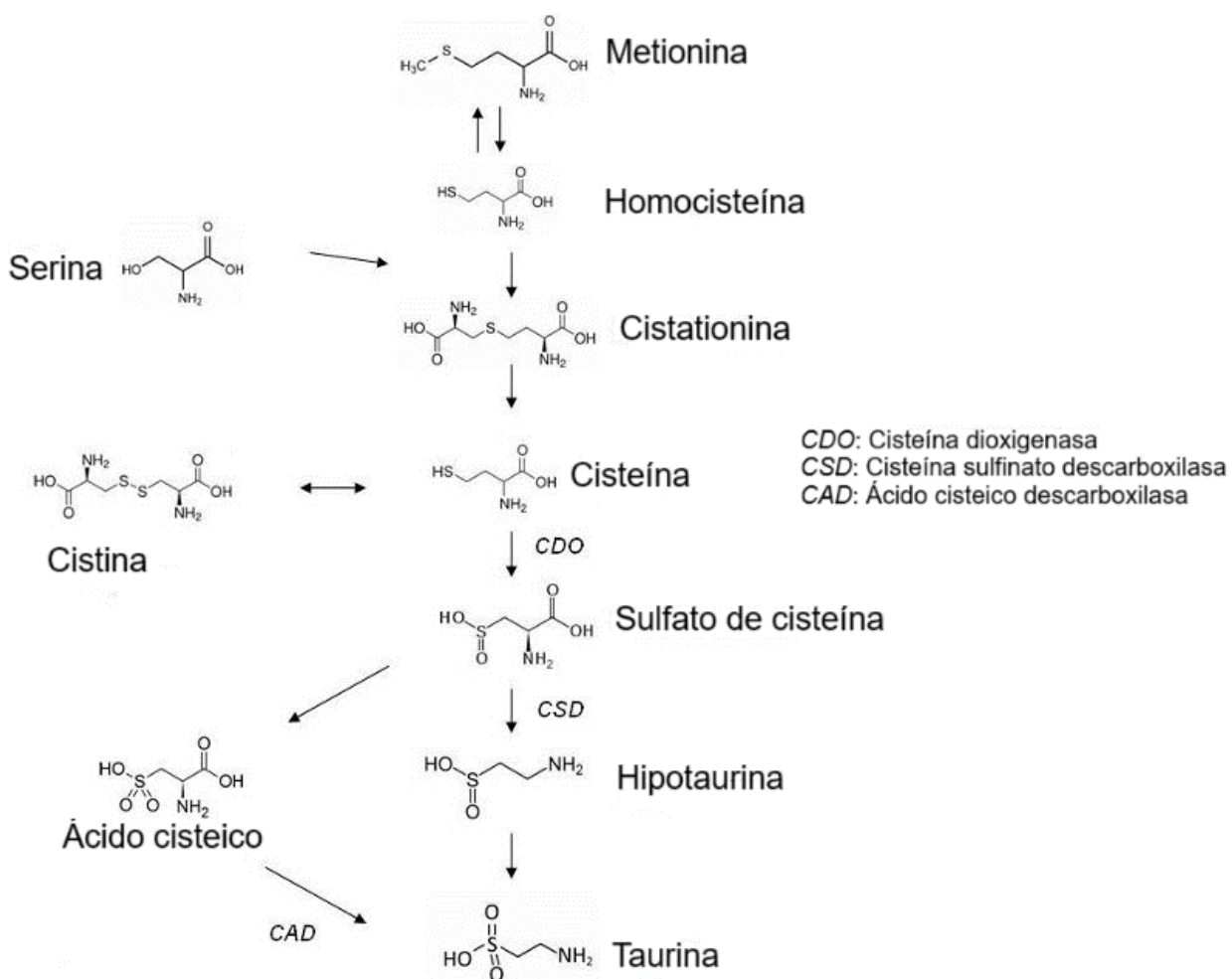
## 2.6 Biosíntesis de la taurina

La producción de taurina ocurre principalmente en el hígado de todos los vertebrados. Una vez producida, la taurina se transporta a través de la membrana plasmática utilizando transportadores específicos, siendo el transportador TauT el más conocido y estudiado. Este transportador necesita una proporción precisa de iones de sodio, cloruro y taurina (2:1:1) para funcionar correctamente (Tiruppathi *et al.*, 1992; Cheng *et al.*, 2018). En humanos el transportador TauT se encuentra en una amplia variedad de órganos, como la placenta, el músculo esquelético (Ramamoorthy *et al.*, 1994), tiroides, corazón, pulmones, hígado, riñones, intestino (Jhiang *et al.*, 1993) y el cerebro (Huxtable, 1992).

La taurina es un compuesto condicionalmente esencial que se produce a partir de la cisteína a través de la vía del ácido cisteico sulfínico (Fig. 5). Esta ruta comienza con la oxidación de la cisteína por la acción de la cisteína dioxigenasa (CDO), lo que da lugar a ácido cisteico sulfínico. Luego, otra enzima, la cisteína sulfínato descarboxilasa (CSD), transforma este ácido en hipotaurina, que finalmente se convierte en taurina de manera espontánea (Griffith, 1987). La CDO regula la cantidad de cisteína disponible, mientras que la CSD es el paso crítico que determina la velocidad de producción de taurina. Estas dos enzimas, CDO y CSD, son fundamentales para la biosíntesis de taurina en el hígado (Wang *et al.*, 2014). Además, la presencia de un transportador de membrana es vital para mover y reciclar la taurina en el cuerpo. Sin embargo, la forma en que se regula la producción de taurina varía entre las diferentes especies de peces, debido a las diferencias en la actividad de las enzimas clave, especialmente CDO y CSD (Sampath *et al.*, 2020). Observaciones sugieren que la CSD participa en la síntesis de taurina en peces teleósteos (Yokoyama *et al.*, 2001).



Por otro lado, la vía de biosíntesis a partir del ácido cisteico ofrece una alternativa metabólica. En esta ruta, la cisteína se convierte en cisteína sulfínica, que luego se transforma en ácido cisteico. En ausencia de hipotaurina, el ácido cisteico se descarboxila para producir taurina mediante la acción de la CAD (Stipanuk, 1986). En especies como la carpa común, que presentan una actividad reducida de la enzima CSD, responsable de la producción de hipotaurina (vía 1), se ha propuesto que la síntesis de taurina podría seguir una ruta alternativa a través del ácido cisteico (vía 2) (Haga *et al.*, 2017). A pesar de la baja actividad de la CSD, las carpas no experimentan retraso en su crecimiento cuando se alimentan con dietas deficientes en taurina. Esto sugiere que estas especies son capaces de compensar la falta de esta vía metabólica a través de mecanismos alternativos (Haga *et al.*, 2017).



**Figura 5.** Ruta de la biosíntesis de taurina a partir de las diferentes rutas, se muestran las enzimas clave involucradas (Stipanuk, 1986; Cañas, 2002).

## 2.7 Funciones fisiológicas de la taurina en peces

Se han atribuido muchas funciones fisiológicas a la taurina en mamíferos. Sin embargo, el conocimiento sobre la fisiología y el metabolismo de la taurina en teleósteos es limitado, y hasta qué punto estas funciones se conservan entre mamíferos y teleósteos no se ha estudiado en profundidad (Sampath *et al.*, 2020). Es posible que existan diferencias funcionales entre las especies de teleósteos (Salze y Davis, 2015). Esta sección destaca brevemente los trabajos publicados sobre las funciones de la taurina en diferentes especies de peces, agrupando la información por temáticas.

### 2.7.1 Crecimiento

La suplementación dietética con taurina ha mostrado efectos positivos en el crecimiento y la eficiencia en el uso del alimento en peces, especialmente en aquellos alimentados con dietas basadas en proteínas vegetales. Entre las especies beneficiadas se incluyen *Totoaba macdlandi* (Budi-Satriyo *et al.*, 2017) *Diplodus sargus* (Magalhães *et al.*, 2019), *Scophthalmus maximus* (Liu *et al.*, 2018; Wei *et al.*, 2019; Zhang *et al.*, 2019), *Oplegnathus fasciatus* (Ferreira *et al.*, 2014), *Cyprinus carpio* (Abdel-Tawwab y Monier, 2018), *Lutjanus colorado* (Hernández *et al.*, 2018), *Mylopharyngodon piceus* (Zhang *et al.*, 2018) y *Ictalurus punctatus* (Peterson y Li, 2018). En el caso de *Argyrosomus regius*, la suplementación con metionina no es efectiva para compensar la deficiencia de taurina (de Moura *et al.*, 2018).

La adición de taurina en la dieta es fundamental para lograr tasas de crecimiento óptimas, una mejor eficiencia alimentaria y condiciones fisiológicas adecuadas. Se ha observado una mejora en el crecimiento y el metabolismo de lípidos en juveniles de *Dentex dentex* (Chatzifotis *et al.*, 2008) y *Dicentrarchus labrax* (Brotons Martínez *et al.*, 2004; Kotzamanis *et al.*, 2020). En juveniles de *Seriola quinqueradiata*, se ha demostrado que requieren hasta un 4.5% de taurina en dietas basadas en SPC para obtener un rendimiento óptimo (Takagi *et al.*, 2005, 2006, 2008). Sin embargo, en algunas especies se han observado efectos nulos o incluso negativos, como en *Lates calcarifer* (Poppi *et al.*, 2018), *Ctenopharyngodon idellus* (Yang *et al.*, 2013), *Seriola quinqueradiata* (Khaoian *et al.*, 2014) y *Acipenser persicus* (Hoseini *et al.*, 2017). Estos efectos

adversos subrayan la importancia de ajustar la suplementación en función de la especie y las condiciones específicas (Coutinho *et al.*, 2017).

Se ha establecido de manera general que el contenido óptimo de taurina en la dieta se sitúa entre el 0.5 y el 1.5%, con un promedio de  $0.91 \pm 0.06\%$  para el crecimiento y metabolismo de los peces. Este nivel puede variar según la etapa de vida, la fórmula de alimentación y las condiciones experimentales (Budi-Satriyo *et al.*, 2017; Kim *et al.*, 2017). La taurina muestra efectos específicos de la especie, y su requerimiento varía con el tamaño del pez y su etapa de desarrollo (Kuzmina *et al.*, 2010).

### **2.7.2 Osmorregulación**

Dependiendo de su entorno natural, diferentes especies están expuestas a cambios en la salinidad de diversa magnitud y frecuencia; por lo tanto, su necesidad de hacer frente a cambios en la osmolalidad del entorno es diferente. En carpas y tilapias, la expresión del transportador de taurina también se regula significativamente al alza en respuesta al aumento de la osmolalidad, pero se observó un aumento en la taurina celular (Takeuchi, Toyohara y Sakaguchi, 2000; Takeuchi y Toyohara, 2003) concomitantemente con una disminución en la taurina plasmática, sugiriendo que la taurina es un osmolito importante en estas especies (Assem y Hanke, 1983).

Cuando se someten a estrés hiperosmótico, las células branquiales de salmón también regulan al alza, la expresión del transportador de taurina, lo que indica un papel de la taurina en la osmorregulación en esta especie (Takeuchi, Toyohara, Kinoshita, *et al.*, 2000). Sin embargo, la suplementación con taurina no resulta en una mejora de la supervivencia a pesar de ser cultivados en medios libres de taurina. Es posible que otros osmolitos presentes en el medio de cultivo (por ejemplo, inositol) satisfagan la necesidad de osmorregulación en ausencia de taurina (Zarate y Bradley, 2007), lo que sugiere que la taurina no es un osmolito en el salmón, o que otros osmolitos pueden ser preferidos.

Dado que la taurina representa entre el 30% y el 50% de los aminoácidos libres en sangre, músculo y cerebro de diversos animales, incluidos los peces (Jacobsen y Smith, 1968; Saha *et al.*, 2000, 2002), se considera que desempeña un papel importante en la osmorregulación, tanto en el

sistema nervioso celular como central de especies marinas como *Pseudopleuronectes americanus* (King *et al.*, 1982) y *Leucoraja erinacea* (Ballatori y Boyer, 1992), así como en peces de agua dulce como *Clarias batrachus* (Saha *et al.*, 2000) y *Oreochromis mossambicus* (Takeuchi, Toyohara, Kinoshita, *et al.*, 2000). Además, (Takeuchi *et al.*, 2000a, 2000b) reportaron un aumento significativo en el ARNm del transportador de taurina en tejidos, en respuesta al estrés por salinidad.

### **2.7.3 Antioxidantes y Protección Celular**

Se sabe que la taurina tiene propiedades antioxidantes y estabilizadoras de membranas, ya que inhibe la peroxidación lipídica, lo que previene la muerte celular en animales y humanos (Patrick (Patrick, 2006). Los efectos antioxidantes y protectores de la taurina en peces han atraído recientemente la atención de varios autores. Rosemberg *et al.* (2010) encontraron que el tratamiento con taurina resultó en una reducción significativa de peróxidos lipídicos en peces cebra (*Danio rerio*) expuestos a etanol, debido al aumento en el contenido total de tioles reducidos detectado después del tratamiento con taurina y la exposición al alcohol. También se ha demostrado que la taurina alivia el estrés oxidativo inducido por cadmio (Cd) en *Clarias batrachus* (Kumar *et al.*, 2009). De manera similar, la taurina pudo contrarrestar el estrés oxidativo inducido por la exposición a Cd en *Cyprinus carpio* (Sevgiler *et al.*, 2011). La taurina también puede proteger las células corporales contra la oxidación, protegiendo la integridad mitocondrial y la respiración, como se ha demostrado en *Salmo salar* expuestos a CdCl<sub>2</sub> (Espe y Holen, 2013).

### **2.7.4 Metabolismo de lípidos**

Los ácidos biliares son fundamentales para el metabolismo de las grasas. La taurina es un aminoácido que está estrechamente vinculada con el metabolismo de estos ácidos en el hígado de los peces (Xu *et al.*, 2020). Las sales biliares, que provienen del colesterol, se sintetizan en el hígado, se almacenan en la vesícula biliar y luego se secretan en el intestino para ayudar a descomponer las grasas, mejorar la absorción de vitaminas y optimizar el uso de las grasas en la dieta (Magalhães *et al.*, 2019).

En peces jóvenes de *Pelteobagrus fulvidraco* que fueron alimentados con dietas basadas solo en proteínas vegetales, los niveles de triglicéridos y colesterol bajaron significativamente cuando se añadió taurina a la dieta, hasta un 2.55% (Li *et al.*, 2016). De manera similar, los peces *Argyrosomus regius* que consumieron dietas altas en proteínas vegetales con un 1% de taurina, tuvieron un aumento notable en los ácidos biliares totales en el plasma y en la parte anterior del intestino, así como en el colesterol y triglicéridos totales en la sangre (de Moura *et al.*, 2018).

La taurina en la dieta también ha mostrado reducir considerablemente la oxidación de lípidos en el hígado de la *Totoaba macdonaldi* (Bañuelos-Vargas *et al.*, 2014) y en el pez *Danio rerio* (Rosemberg *et al.*, 2010). Además, los juveniles de *Mylopharyngodon piceus* presentaron una reducción significativa en la cantidad total de grasa corporal con la adición de taurina en su alimentación (Zhang *et al.*, 2018). La actividad de la lipasa, una enzima que ayuda a descomponer las grasas, también aumentó su actividad notablemente en el intestino de *Scophthalmus maximus* cuando se les dio una dieta baja en harina de pescado, pero con taurina (Zhang *et al.*, 2019). En *Epinephelus coioides*, la taurina mejoró la digestión y regulación del contenido de las grasas (Shen *et al.*, 2019).

### **2.7.5 Metabolismo de la glucosa**

La taurina desempeña un papel fundamental en el metabolismo de los carbohidratos en los peces. Su adición a la dieta ha demostrado aumentar la actividad de la amilasa, una enzima que descompone los carbohidratos como el almidón y el glucógeno, en el intestino de *Scophthalmus maximus*, *Cyprinus carpio* y *Mylopharyngodon piceus* (Abdel-Tawwab y Monier, 2018; Zhang *et al.*, 2018, 2019). Además, la combinación de taurina con carbohidratos en la dieta disminuye significativamente la actividad de genes relacionados con el metabolismo de la glucosa en el rodaballo, incluyendo aquellos que codifican para enzimas como la glucoquinasa, fosfofructoquinasa, piruvato quinasa, glucosa-6-fosfato deshidrogenasa (G6PD), glucógeno sintasa (GS) y el transportador de glucosa 2. La expresión del fosfoenolpiruvato carboxiquinasa citosólica (cPEPCK) en el hígado también se redujo significativamente con una dieta que contenía 1.2% de taurina (Zhang *et al.*, 2019).

En la *Totoaba macdonaldi*, la taurina en la dieta aumentó la fosforilación de la glucosa y la actividad de la G6PD en el hígado cuando se utilizó una dieta basada en concentrado de proteína de soya, además de reducir la actividad de las enzimas que descomponen la glucosa (Bañuelos-Vargas *et al.*, 2014). También se ha demostrado que la taurina reduce los niveles de glucosa en sangre al interactuar con los receptores de insulina, como en *Diplodus sargus*, donde se observó una disminución en los niveles de glucosa plasmática (Magalhães *et al.*, 2019), y mejoró la tolerancia a la glucosa en *Scophthalmus maximus* (Zhang *et al.*, 2019).

### **2.7.6 Desarrollo de la retina y visión**

La taurina es un factor neuroquímico importante en el sistema visual de los animales (Lombardini, 1991; Militante y Lombardini, 2002) como se ha visto en peces como *Paralichthys olivaceus* (Omura y Yoshimura, 1999). La disfunción visual tanto en humanos como en animales puede resultar de la deficiencia de taurina (Militante y Lombardini, 2002). Esta deficiencia puede revertirse con la suplementación exógena de taurina. Se han realizado numerosos estudios sobre el papel de la taurina en el desarrollo de la retina y el sistema visual en peces. Se ha informado que la taurina abundante se localiza en el fotorreceptor de la retina y las capas neurales de juveniles de *Paralichthys olivaceus* (Omura y Yoshimura, 1999) y peces dorados (Nusetti *et al.*, 2009). Estos resultados sugieren que la taurina puede estar involucrada en la protección del segmento externo del fotorreceptor, la regulación de la transmisión neural y la diferenciación del fotorreceptor durante las etapas de desarrollo. Además, Nusetti *et al.* (2009) encontraron que el transportador de taurina, la taurina y el zinc también coexisten en los fotorreceptores y la capa de células ganglionares, lo que sugiere que tanto la taurina como el zinc son importantes en las funciones celulares normales de la retina de los peces.

### **2.7.7 Otros efectos**

La suplementación con taurina juega un papel significativo en la prevención del síndrome del hígado verde, atribuido al aumento en la excreción de pigmentos biliares desde el hígado hacia la bilis y la disminución en la producción de biliverdina hemolítica (Takagi *et al.*, 2005, 2006). Los efectos de la taurina dietética en la prevención del síndrome del hígado verde han sido demostrados en el pargo rojo (Goto *et al.*, 2001; Takagi *et al.*, 2006). La Tabla 2 resume la

implementación de diferentes concentraciones de taurina en la dieta de diversas especies de peces, destacando los beneficios observados en cada caso.

**Tabla 2.** Suplementación de diferentes concentraciones de taurina en la dieta de diferentes especies de peces y sus beneficios.

<b>Especie</b>	<b>Taurina (%)</b>	<b>Beneficio</b>	<b>Referencias</b>
<i>Acipenser persicus</i>	0.1-0.25	Crecimiento, retención de taurina, ingesta de alimento, histopatología hepática, humedad de la canal y lípidos	(Hoseini <i>et al.</i> , 2017, 2018)
<i>Anoplopoma fimbria</i>	1	Crecimiento, FE, composición de nutrientes	(Johnson <i>et al.</i> , 2015)
<i>Argyrosomus regius</i>	0.1-1	Ácidos biliares, actividad de la lipasa, colesterol, proteínas totales, triglicéridos, crecimiento, eficiencia alimenticia	(de Moura <i>et al.</i> , 2018, 2019)
<i>Cynoglossus semilaevis</i>	1	Crecimiento, actividad enzimática, expresión del gen tripsinógeno	(Zheng <i>et al.</i> , 2016)
<i>Dicentrarchus labrax</i>	0.2-5	Anatomía y función retinal, crecimiento, eficiencia alimenticia, ratio de eficiencia proteica, respuesta oxidativa, respuesta celular y metabólica	(Feidantsis <i>et al.</i> , 2014; Coutinho <i>et al.</i> , 2017; Martins <i>et al.</i> , 2018; Brill <i>et al.</i> , 2019)
<i>Diplodus sargus</i>	1	Crecimiento, eficiencia alimenticia	(Magalhães <i>et al.</i> , 2019)
<i>Epinephelus aeneus</i>	1.5	Crecimiento, metabolismo lipídico	(Koven <i>et al.</i> , 2016)
<i>Epinephelus coioides</i>	1	Crecimiento, utilización de energía, absorción de aminoácidos, síntesis de proteínas, lípidos y purinas, metabolismo nutricional	(Shen <i>et al.</i> , 2019)
<i>Ictalurus punctatus</i>	NA	Supervivencia	(Rotman <i>et al.</i> , 2017)

<b>Especie</b>	<b>Taurina (%)</b>	<b>Beneficio</b>	<b>Referencias</b>
<i>Larimichthys crocea</i>	3.5	Eficiencia alimenticia, expresión de genes relacionados con el olfato	(Hu <i>et al.</i> , 2018)
<i>Lates calcarifer</i>	0.547	Crecimiento	(Poppi <i>et al.</i> , 2018)
<i>Lutjanus colorado</i>	1.63	Crecimiento, eficiencia alimenticia, composición corporal	(Hernandez <i>et al.</i> , 2018)
<i>Nibea albiflora</i>	2	Crecimiento, supervivencia	(Xie <i>et al.</i> , 2014)
<i>Oplegnathus fasciatus</i>	0.5-1	Crecimiento, eficiencia alimenticia, eficiencia proteica	(Lim <i>et al.</i> , 2013; Ferreira <i>et al.</i> , 2014)
<i>Pagrus major</i>	1	Crecimiento, utilización de alimento, inmunidad, grosor epidérmico, pérdida de escamas	(Kato <i>et al.</i> , 2014; Gunathilaka <i>et al.</i> , 2019)
<i>Paralichthys olivaceus</i>	1-2	Crecimiento, parámetros sanguíneos, estado oxidativo, eficiencia alimenticia, parámetros hematológicos, respuesta inmunitaria	, (Han <i>et al.</i> , 2014; Kim <i>et al.</i> , 2017)
<i>Rachycentron canadum</i>	0.44	Crecimiento, eficiencia alimenticia, expresión del gen Tau/T	(Watson <i>et al.</i> , 2014)
<i>Scophthalmus maximus</i>	0.8-1.2	Crecimiento, ingesta de alimento, TauT, metabolismo, nivel de glucosa en sangre, composición hepática, taurina muscular y glucógeno, tolerancia, crecimiento hiperplásico muscular, densidad de fibras musculares, colágeno, aminoácidos, mitocondrias, textura muscular	(Liu <i>et al.</i> , 2018; Wei <i>et al.</i> , 2019; Zhang <i>et al.</i> , 2019)
<i>Sebastes schlegelii</i>	1.5	Crecimiento, eficiencia alimenticia, supervivencia, composición de ácidos biliares	(Kim <i>et al.</i> , 2015)
<i>Seriola dumerili</i>	1.1	Fertilización de huevos	(Sarih <i>et al.</i> , 2019)



<b>Especie</b>	<b>Taurina (%)</b>	<b>Beneficio</b>	<b>Referencias</b>
<i>Seriola lalandi</i>	0.26-NA	Crecimiento, ingesta de alimento, eficiencia alimenticia, depósito de Tau, digestión de proteínas, supervivencia, taurina corporal total	(Salze <i>et al.</i> , 2018; Stuart <i>et al.</i> , 2018)
<i>Solea senegalensis</i>	1.5	Digestión de lípidos, retención de aminoácidos	(Richard <i>et al.</i> , 2017)
<i>Sparus aurata</i>	0.71	Crecimiento, supervivencia, enzimas antioxidantes	(Izquierdo <i>et al.</i> , 2019)
<i>Totoaba macdonaldi</i>	0.45-1	Crecimiento, hígado verde, índice de vesícula biliar-somática, coeficiente de digestibilidad	(López <i>et al.</i> , 2015)
<i>Trachinotus carolinus</i>	0.25	Crecimiento, eficiencia alimenticia, taurina corporal total	(Salze <i>et al.</i> , 2019)
<i>Trachinotus ovatus</i>	0.5	Crecimiento	(Wu <i>et al.</i> , 2015)

### 3. JUSTIFICACIÓN

*S. rivoliana* es una especie con un gran potencial para diversificar la acuicultura debido a su rápido crecimiento, excelente calidad de carne y amplias oportunidades en los mercados nacional e internacional. Sin embargo, para optimizar su salud y mejorar la producción, es fundamental promover una nutrición de alta calidad a los juveniles.

Incluir taurina en la dieta de peces carnívoros en cautiverio, como *S. rivoliana*, es crucial debido a su impacto significativo en el crecimiento y la salud. La taurina, un aminoácido esencial en todas las etapas de desarrollo (larvas, juveniles y adultos), ha demostrado mejorar el crecimiento y la eficiencia alimentaria en varias especies de peces. Este aminoácido desempeña un papel vital en la regulación del metabolismo de lípidos y proteínas, optimizando el uso de nutrientes y la síntesis de aminoácidos. Además, la taurina posee propiedades antioxidantes que protegen las células del daño oxidativo y fortalecen la respuesta inmunológica, aumentando la resistencia a enfermedades y al estrés.

La suplementación con taurina no solo es beneficiosa, sino que es esencial para mantener el crecimiento y la salud óptima de los peces carnívoros en cautiverio, proporcionando numerosos beneficios fisiológicos, metabólicos y de rendimiento, que son clave para el éxito en la acuicultura moderna. Sin embargo, la investigación sobre los efectos de la taurina en especies de peces marinos, especialmente en *S. rivoliana*, es aún limitada. Dada la creciente importancia de esta especie en la acuicultura, es necesario realizar estudios más detallados para comprender plenamente los beneficios de este aminoácido en su salud y desarrollo. Generar datos específicos sobre la biología y cultivo de *S. rivoliana* permitirá optimizar las estrategias de alimentación y mejorar los resultados de producción en la industria acuícola.

#### **4. HIPÓTESIS**

Suplementar la dieta convencional de juveniles de *S. rivoliana* con 10 y 20 g/kg de taurina mejorará su crecimiento y estado de salud, al optimizar el metabolismo, aumentar la actividad enzimática antioxidante y fortalecer la respuesta inmunitaria.

## 5. OBJETIVOS

### 5.1 Objetivo general

Evaluar el impacto de la suplementación de la dieta con taurina sobre el crecimiento y los parámetros de salud en juveniles de *S. rivoliana*.

### 5.2 Objetivos particulares

- I. Determinar el efecto de diferentes concentraciones de taurina en la dieta sobre el crecimiento y condición corporal.
- II. Analizar el efecto de la adición de la taurina en la dieta sobre la bioquímica sanguínea.
- III. Analizar la influencia de la taurina en la dieta en los perfiles bioquímicos de aminoácidos y ácidos grasos en el musculo esquelético.
- IV. Evaluar el impacto de la suplementación de la dieta con taurina en la actividad enzimática antioxidante y la respuesta inmunitaria en el mucus, plasma e hígado.
- V. Determinar cómo la adición de taurina en la dieta afecta el metabolismo de carbohidratos, lípidos y proteínas.

## 6. MATERIALES Y MÉTODOS

### 6.1 Diseño experimental

El presente estudio se realizó en las instalaciones del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste (CIBNOR), localizado en Baja California Sur, México. Los ejemplares utilizados fueron donados por la empresa comercial King Kampachi, México. Previo al inicio del experimento, los peces fueron sometidos a un proceso de aclimatación durante 20 días a una temperatura constante de 24.5°C, con el fin de minimizar el estrés y asegurar condiciones homogéneas.

Para el desarrollo del experimento, se seleccionaron 270 peces que mostraban condiciones físicas óptimas. Estos organismos presentaron un peso inicial promedio de  $286.8 \pm 35$  g y una longitud total de  $26.6 \pm 1.2$  cm. Los peces fueron distribuidos de manera equitativa y aleatoria en tanques de 3000 litros (Fig.6), operados bajo un sistema abierto. La experimentación se realizó en triplicado, con 30 peces por réplica, garantizando así la validez estadística de los resultados.

La calidad del agua fue monitoreada rigurosamente a través de mediciones diarias de parámetros críticos. La temperatura del agua se mantuvo en  $24.5 \pm 0.5$ °C, el oxígeno disuelto se registró en  $7.4 \pm 1.2$  mg L<sup>-1</sup>, la salinidad se mantuvo en  $36 \pm 0.7$  UPS, y el pH se controló en un rango de  $7.8 \pm 0.2$ . Estos parámetros fueron evaluados utilizando un dispositivo multiparámetro (YSI PRO20, YSI Inc/Xylem Inc, OH, USA). Adicionalmente, se realizaron mediciones de nitrito (<0.25 ppm), nitrato (<5 ppm) y amonio (<0.25 ppm) mediante colorimetría, empleando el API® Saltwater Master Test Kit (USA). Para asegurar una óptima calidad del agua y condiciones estables durante el experimento, se implementó una tasa de recambio de agua del 100% diario, equivalente a un flujo constante de 125 L h<sup>-1</sup>. Los organismos fueron mantenidos bajo un fotoperiodo de 12 horas de luz y 12 horas de oscuridad.



**Figura 6.** Estanques y lote de peces utilizados durante el experimento.

## **6.2 Diseño de alimentos y alimentación**

Se diseñaron tres dietas experimentales utilizando como base un alimento comercial de la marca AQUATEC® (QRO, México). Primero, el alimento fue pulverizado con una picadora de carne de 1 HP (Fig.7). Las partículas obtenidas se mezclaron en una batidora industrial de 20 kg durante 20 minutos. La taurina, con una pureza del 99.9% (Encapsuladoras México®), se disolvió previamente en agua y se añadió cuidadosamente para asegurar su incorporación efectiva, alcanzando concentraciones del 1% y 2%. La dieta control (T0) no contenía taurina. Durante el proceso de mezcla, se añadió un 35% de agua; luego, el alimento se procesó en una extrusora y se cortó en piezas de aproximadamente 5 mm. Estas piezas se recolectaron y se secaron en un horno de flujo de aire horizontal (VWR 1680 Hafo Series, EE.UU.) a 35°C durante 15 horas. Finalmente, el alimento se almacenó a -20°C hasta su uso.



**Figura 7.** Preparación de alimento comercial triturado con molino de carne y suplementado con taurina.

Todo el proceso de elaboración se llevó a cabo en el Laboratorio de Nutrición Acuícola del CIBNOR. La Tabla 4 muestra el análisis de la composición proximal de las dietas, siguiendo los métodos de la Asociación de Métodos Analíticos Oficiales de Colaboración (AOAC, 1995); para la determinación de proteína (960.52), lípidos (920.97) y cenizas (942.05). Además, se evaluó la composición de aminoácidos (Tabla 4) siguiendo el protocolo de Barreto *et al.* (2019) y la composición de ácidos grasos (Tabla 5) mediante el método descrito por Folch *et al.* (1957). Durante 60 días, los peces fueron alimentados al 4% de la biomasa total, distribuyendo la alimentación en cuatro raciones diarias (09:00, 12:00, 15:00 y 18:00 horas). La cantidad de alimento proporcionada se modificó cada 20 días, de acuerdo con la biomasa de los peces.

### **6.3 Crecimiento e índices somáticos**

Para evaluar el crecimiento de los peces, se realizaron mediciones de longitud y peso en los días 1, 20, 40 y 60 del experimento. Además, al inicio y al final del experimento, se sacrificaron nueve peces por tratamiento para extraer tanto la grasa intraperitoneal, como el hígado. Cada pez fue cuidadosamente medido y pesado para calcular varios parámetros de crecimiento y eficiencia alimentaria, incluyendo la tasa de crecimiento específico (TCE), ganancia de peso (GP), tasa de

supervivencia (TS), índice de conversión alimenticia (ICA), índice de eficiencia proteica (IEP) y factor de condición (K).

$$TCE = \frac{\ln(\text{peso final}) - \ln(\text{peso inicial})}{\text{Número de días}} (100) \quad (1)$$

$$GP = \text{Peso final} - \text{Peso inicial} \quad (2)$$

$$TS = \frac{\text{Número de peces al final}}{\text{Número de peces al inicio}} (100) \quad (3)$$

$$ICA = \frac{\text{Cantidad total de alimento consumido}}{\text{Aumento de peso total}} \quad (4)$$

$$IEP = \frac{\text{Aumento de peso húmedo total}}{\text{Ingesta de proteínas (peso seco, g)}} \quad (5)$$

$$K = \frac{\text{Peso total}}{\text{Longitud total}^3} (100) \quad (6)$$

Para evaluar los índices somáticos, se tomaron muestras de hígado y grasa visceral de los peces sacrificados tanto al inicio como al final del experimento. Estas muestras se utilizaron para calcular el índice hepatosomático (IHS) y la cantidad de grasa intraperitoneal (IGI). El IHS se determinó mediante la relación entre el peso del hígado y el peso total del pez, mientras que el IGI se calculó como la relación entre el peso de la grasa intraperitoneal y el peso total del pez.

$$IHS = \frac{\text{Peso del hígado}}{\text{Peso total del cuerpo}} (100) \quad (7)$$

$$IGI = \frac{\text{Peso de grasa intraperitoneal}}{\text{Peso total del cuerpo}} (100) \quad (8)$$

#### 6.4 Bioquímica sanguínea

Las extracciones de sangre se llevaron a cabo tanto al inicio como al final del experimento, muestreando nueve organismos por cada tratamiento ( $n = 9/\text{tratamiento}$ ). Para ello, se siguió la metodología de Guzmán-Villanueva et al. (2014), realizando algunas modificaciones para adaptarnos mejor a las condiciones de nuestro estudio. Los organismos fueron anestesiados suavemente con Eugenol (aceite de clavo, CEDROSA, MX), utilizando una concentración de 1 ml por cada 10 litros de agua, para que la extracción de sangre fuera más sencilla y menos estresante



para ellos. Las muestras de fueron se obtenidas cuidadosamente de la vena caudal empleando jeringas estériles que se habían recargado previamente con 0.1 ml de heparina. Una vez recolectadas, las muestras fueron centrifugadas a 3000 x g durante 5 minutos en una centrífuga GUSTO® High-speed (Heathrow Scientific, IL, EE. UU.) a temperatura ambiente. Posteriormente, almacenamos las muestras a -80 °C para conservarlas hasta su análisis bioquímico.

En el laboratorio, se midieron los parámetros bioquímicos en el suero. Utilizamos kits específicos de Pointe Scientific, Inc. (EE. UU.) para determinar los niveles de proteína total (PT), albúmina (ALB), glucosa (GLU) y colesterol (COL). Además, se utilizaron kits de Sigma-Aldrich® (EE. UU.) para medir los triglicéridos (TRI), alanina aminotransferasa (ALT) y aspartato aminotransferasa (AST). Se calculó la globulina (GLO) y las relaciones ALB: GLO y ALT: AST mediante operaciones aritméticas. Para asegurar la precisión de las mediciones, se utilizó un lector de escaneo espectral multimodal Thermo Scientific Varioskan™ Flash (Thermo Fisher Scientific, Inc. MA, EE. UU.). Este enfoque detallado nos permitió obtener datos confiables y reproducibles.

### **6.5 Perfil de ácidos grasos en músculo esquelético**

Los lípidos empleados para el análisis de ácidos grasos fueron extraídos siguiendo la metodología de Folch *et al.* (1957), con ciertas modificaciones. Para proteger los lípidos durante la extracción, añadimos un antioxidante llamado Butil-hidroxi-tolueno (BHT) en una concentración de 0.01%. Además, realizamos todo el proceso a la temperatura más baja posible para asegurar la estabilidad de los lípidos.

Para preparar los ésteres metílicos de ácidos grasos (FAMES) de los extractos lipídicos de los tejidos musculares, seguimos las indicaciones de Christie *et al.* (1993). Luego, separamos, identificamos y cuantificamos los ácidos grasos utilizando un cromatógrafo de gases AGILENT GC 7820A, equipado con un inyector Split/Splitless, un detector de ionización de llama (FID) y una columna capilar AGILENT DB-23 de 60 metros de largo y 0.25 mm de diámetro interno. Para realizar los cálculos, utilizamos el software GC Chemstation Data Analysis. Empezamos inyectando las muestras a 50 °C durante 1 minuto, luego aumentamos la temperatura a 190 °C a una velocidad de 25 °C por minuto. Después, elevamos la temperatura a 230 °C a una velocidad de 6 °C por minuto, utilizando nitrógeno (N<sub>2</sub>) como gas portador a un flujo de 0.9 ml/min.

Identificamos los ácidos grasos comparando los tiempos de retención con varios estándares, incluyendo una mezcla de 37 componentes FAME de Supelco® / Sigma-Aldrich, y otros estándares de Nu-ChekPrep® y PUFAs de aceites marinos de Supelco® / Sigma-Aldrich. Para la identificación, utilizamos el programa OpenLab-CDS de Agilent Technologies. Calculamos la composición de cada ácido graso basándonos en el área correspondiente en el cromatograma. Utilizamos el ácido graso C19:0 como estándar interno para asegurar la precisión de nuestros resultados. Los resultados se presentan como el porcentaje total de ácidos grasos metilados, proporcionando una visión completa del perfil de ácidos grasos en nuestras muestras.

### **6.6 Perfil de aminoácidos en músculo esquelético**

Los análisis de los perfiles de aminoácidos y ácidos grasos se llevaron a cabo en el Laboratorio de Nutrición Acuícola de la Facultad de Ciencias Marinas de la Universidad Autónoma de Baja California.

Para el análisis de aminoácidos (AAs), se tomaron 100 mg de muestras previamente desgrasadas y liofilizadas. Las muestras fueron hidrolizadas utilizando una mezcla de 6N HCl y 0.06% de fenol, y sometidas a digestión a aproximadamente 113 °C durante 15 horas en viales cerrados bajo una atmósfera de nitrógeno, con el fin de evitar la oxidación y liberar los aminoácidos. Posteriormente, las muestras se ajustaron a un volumen final de 100 mL y se filtraron utilizando Acrodiscs de 0.45 µm (Cytiva, P.N. 4426T). De este volumen, se tomaron 1.5 mL y se colocaron en viales ámbar previamente limpiados y calcinados, siendo almacenadas a -30 °C hasta su análisis mediante cromatografía líquida de alta resolución (HPLC).

La derivatización se realizó utilizando un equipo de HPLC de Agilent (Modelo 1200 Infinity Series, CA, EE. UU.). En este proceso, se añadieron 2.5 µL de tampón fosfato (Número de Parte 5061-3339) y 0.5 µL de la muestra en una proporción 1:1:1 de OPA (Ortoftalaldehído: Fluorenilmetoxicarbonilo), inyectándose las muestras en una secuencia continua en el HPLC. La separación de los AAs se llevó a cabo en una columna de fase inversa C18 Zorbax Eclipse AAA (4.5 X 150 mm, 3.5 µm, P.N. 963400-902), con un volumen de inyección de 5 µL y empleando un gradiente de tampón fosfato de sodio a 40 mM (Sigma Aldrich, MO, EE. UU., cat num. 71500-250g) junto con una mezcla de acetonitrilo al 45%, metanol al 45% y agua grado HPLC al 10%, a un flujo

de 1 mL/min. El sistema estaba equipado con un detector de fluorescencia (serie 1260 FLD, Agilent Technologies, EE. UU.) y un detector DAD (1260 DAD-UV, Agilent Technologies, EE. UU.), configurados en longitudes de onda de 340/450 nm para fluorescencia y 266/305 nm para excitación/emisión. Para el DAD, se utilizó una longitud de onda de 380 nm (OPA) y 262 nm (FMOC).

La curva de calibración se realizó utilizando una solución estándar de aminoácidos (P.N. 061-3330), con concentraciones que oscilaron entre 50 y 350 picomoles (pmol). Finalmente, el área bajo la curva se estimó con el programa OpenLAB (Agilent Technologies 2000, CA, EE. UU.), obteniendo el porcentaje de aminoácidos en relación con el contenido proteico de las muestras.

### **6.7 Actividad enzimática antioxidante**

Al concluir los 60 días de alimentación, se sacrificaron 3 organismos por estanque. Antes del sacrificio, los peces fueron anestesiados y se tomaron muestras de mucus raspando suavemente la superficie dorsolateral hasta obtener 1.5 mL de mucus, que se transfirieron a tubos Eppendorf con 0.5 mL de buffer de fosfato (PBS). Estas muestras fueron almacenadas a -80 °C para su análisis posterior de superóxido dismutasa (SOD), catalasa (CAT) y mieloperoxidasa (MPO).

A continuación, se extrajo sangre de los organismos siguiendo la metodología descrita en la sección 6.4, para medir la actividad de lisozima (LZM), SOD, CAT y MPO. Después de la extracción de sangre, los organismos fueron sacrificados para obtener muestras de hígado, las cuales también se almacenaron en tubos Eppendorf a -80 °C para la evaluación de la actividad enzimática de SOD, CAT y MPO.

### **6.8 Cuantificación de proteínas**

La cuantificación de proteínas solubles totales se realizó mediante el método de Bradford (1976), que se fundamenta en la variación de color del colorante azul de Coomassie en respuesta a distintas concentraciones de proteínas. Antes de iniciar con las muestras se realizó una curva estándar de albúmina sérica bovina (1 mg/ml). Posteriormente, en una microplaca transparente de 96 pocillos (VWR, cat. 82050-760) se añadieron 10 µl de muestra de hígado, plasma o mucus diluido en proporciones de 1:50, 1:16 y 1:4, respectivamente, junto con 200 µl de solución de

Bradford (1:5). El procedimiento se replicó por triplicado. La intensidad del color resultante se midió por espectrofotometría a 595 nm, utilizando un lector de microplacas (Thermo Scientific Varioskan® Flash). La concentración de proteínas en cada muestra se determinó interpolando los valores en la curva estándar, y los resultados se expresaron en mg de proteína por ml de muestra.

### 6.9 Superóxido dismutasa

La actividad antioxidante de la SOD se evaluó mediante un ensayo en el que la reacción entre xantina y xantina oxidasa genera el radical libre superóxido, mientras que el citocromo C actúa como detector al ser reducido. Este ensayo mide la capacidad de la SOD para inhibir la reducción del citocromo C. Para iniciar el ensayo, se preparó una mezcla con los siguientes reactivos: 25 mL del reactivo A (buffer fosfato 0.216 M, pH 7.8 a 25 °C), 1 mL del reactivo B (EDTA-Na<sub>2</sub> 10.7 mM), 1 mL del reactivo C (citocromo C 1.1 mM) y 50 mL del reactivo D (xantina 0.108 mM). La mezcla se diluyó hasta 100 mL con agua desionizada y se ajustó el pH a 7.8 a temperatura ambiente. En una cubeta o celda de plástico para espectrofotómetro, se añadieron 1,980 µL de la mezcla junto con 20 µL de xantina oxidasa (diluida 1:600) y se realizó una lectura cinética durante dos minutos a una longitud de onda de 550 nm para obtener la pendiente del control (0.0159). Posteriormente, se colocaron 1,970 µL de la mezcla, 10 µL de muestra (plasma, mucus, hígado) y 10 µL de xantina oxidasa (diluida 1:600) en la celda, y se realizó nuevamente una lectura cinética durante dos minutos a 550 nm en un espectrofotómetro (DUR 800 - BECKMAN COULTER) para calcular la pendiente de cada muestra. Este procedimiento se repitió por triplicado.

$$\% \text{ Inhibición} = \frac{A - B}{A} (100) \quad (9)$$

Donde:

A =  $\Delta A_{550\text{nm}}$  / min de recipiente A

B =  $\Delta B_{550\text{nm}}$  / min de recipiente B

$$\frac{U}{\text{ml}} = \frac{\% \text{ de inhibición}}{(50 \%)(\text{ml de la muestra})} \quad (10)$$

$$\text{SOD} \left( \frac{U}{\text{mg}} \right) = \frac{\frac{U}{\text{ml}}}{\text{ml /mg de proteína de la muestra}} \quad (11)$$

### 6.10 Catalasa

Para llevar a cabo el ensayo, se agregaron inicialmente 20  $\mu\text{L}$  de extracto de muestra (mucus, plasma, hígado) a cada pozo, en triplicado, seguidos por 100  $\mu\text{L}$  de buffer fosfato potasio 100 mM (pH 7.0) y 30  $\mu\text{L}$  de metanol. A continuación, se añadieron 20  $\mu\text{L}$  de  $\text{H}_2\text{O}_2$  diluido, preparado a partir de una solución madre de  $\text{H}_2\text{O}_2$  (8.82 M) mezclando 900  $\mu\text{L}$  de peróxido de hidrógeno al 30% con 100  $\mu\text{L}$  de agua y luego diluido en 9.96 mL de agua. La placa se cubrió e incubó durante 20 minutos con agitación a 120 rpm a temperatura ambiente. Posteriormente, se añadieron 30  $\mu\text{L}$  de hidróxido de potasio 10 M para detener la reacción, seguidos de 30  $\mu\text{L}$  de purpald (0.0067 g/mL, 46 mM) diluido en HCl 0.5 M. La placa se volvió a cubrir e incubar durante 10 minutos con agitación a 120 rpm a temperatura ambiente. Luego, se añadieron 10  $\mu\text{L}$  de periodato de potasio 192 mM, y la placa se incubó por 5 minutos más en agitación a 120 rpm a temperatura ambiente. Finalmente, la absorbancia se midió inmediatamente a 570 nm utilizando un lector de microplacas Varioskan Flash (Thermo Scientific Varioskan™, Thermo Fisher Scientific, Inc., MA, USA).

La actividad de la CAT se calculó mediante la siguiente fórmula:

$$\text{Formaldehido } (\mu\text{M}) = \frac{\text{Abs de la muestra} - (y - \text{intercepto})}{\text{Pendiente}} \quad (12)$$

$$\text{CAT (nmol/min/ml)} = \frac{\mu\text{M de formaldehido}}{20 \text{ min}} * \text{Dilución de la muestra} \quad (13)$$

### 6.11 Mieloperoxidasa

Para la cuantificación de la actividad de la mieloperoxidasa, se añadieron 20  $\mu\text{L}$  de plasma, mucus o extracto de hígado por muestra, en triplicado, a cada pozo de una placa de 96 pozos. En un matraz de 100 mL cubierto con papel aluminio, se preparó una mezcla de 40 mL de buffer citrato-fosfato pH 5 (compuesto por 0.2 M de fosfato dibásico, 0.1 M de ácido cítrico y agua desionizada), 2 mL de peróxido de hidrógeno al 30% y una pastilla de sustrato TMB (tetrametilbencidina) (Sigma-Aldrich, S5814, St. Louis, USA), agitando en la oscuridad hasta que la pastilla se disolvió completamente. Una vez homogeneizada la solución, se distribuyeron 100  $\mu\text{L}$  en cada pozo. La reacción se inició de inmediato y se detuvo añadiendo 50  $\mu\text{L}$  de ácido sulfúrico ( $\text{H}_2\text{SO}_4$ ) a 40 mM por pozo. Finalmente, la absorbancia se midió inmediatamente a 450 nm utilizando un lector de

microplacas Varioskan Flash (Thermo Scientific Varioskan™, Thermo Fisher Scientific, Inc., MA, USA).

$$\frac{U}{ml} = \text{Abs} \times \text{ml de mezcla de reacción} \quad (14)$$

$$\text{MPO} \left( \frac{U}{mg} \right) = \frac{U/ml}{mg / ml \text{ de proteína}} \quad (15)$$

### 6.12 Lisozima

La actividad de la lisozima en muestras de mucus y plasma se evaluó siguiendo el método descrito por Lange et al. (2001). En una microplaca de fondo plano de 96 pocillos, se añadieron 100  $\mu\text{L}$  de una suspensión de *Micrococcus lysodeikticus* (Sigma-Aldrich, M3770, St. Louis, USA) a 0.4  $\text{mg mL}^{-1}$  en PBS 0.05  $\text{mol L}^{-1}$  (pH 5.2) a 100  $\mu\text{L}$  de mucus o plasma diluido en serie (1/5-1/40). La densidad óptica (OD) se midió a 570 nm utilizando un lector de microplacas al inicio y a los 60 minutos. Se definió una unidad de actividad de lisozima como la cantidad de mucus o plasma que causa una disminución en la absorbancia de 0.001 unidades por minuto.

$$\frac{U}{ml} = \frac{(\Delta A_{450} \text{ min Prueba} - \Delta A_{450} \text{ min Blanco})(FD)}{(0.001)(0.1)} \quad (16)$$

Donde:

FD = factor de dilución

0.001 = Cambio en la absorbancia ( $\Delta A_{450}$ ) según la definición de la unidad

0.1 = Volumen (en mililitros) de la solución enzimática

$$\text{LZM(Umg)} = \frac{\text{unidades/ml de enzima}}{\text{mg solido/ml de enzima}} \quad (17)$$

### 6.13 Extracción de RNA por método reactivo Trizol™

Las muestras fueron obtenidas de los peces descritos en la sección 3.3, de los cuales se extrajeron el intestino anterior y el hígado. Estas muestras se colocaron en RNAlater (ThermoFisher Scientific, AM7021) y fueron congeladas a  $-80^{\circ}\text{C}$ . El procedimiento comenzó con la homogenización de las muestras. Previo a realizar la extracción, se dejó que el Trizol™ alcanzara la temperatura ambiente.

El proceso de homogenización se llevó a cabo en una proporción de 10 vol/vol de muestra, es decir, 1 ml de Trizol por cada 50-100 mg de tejido. Los tejidos fueron homogenizados utilizando el homogenizador de tejidos FastPrep (MP Biomedicals®) a una velocidad de 6 m/s durante 40 segundos.

La siguiente fase fue la separación. El homogenizado se incubó durante 5 minutos a temperatura ambiente. Luego, se añadió cloroformo en una proporción de 0.2 ml/ml de Trizol (200  $\mu$ l) y se agitó manualmente durante 15 segundos. Posteriormente, la mezcla se incubó durante 2-3 minutos a temperatura ambiente. Después, se sometió a centrifugación a 12,000 g durante 15 minutos a 4 °C (Centrifuge 5430R, Eppendorf). De las tres fases obtenidas, se recuperó la fase acuosa, que representó aproximadamente el 60% del volumen de Trizol utilizado para la homogenización, asegurándose de evitar la contaminación con la fase intermedia, que contenía proteínas y desechos celulares.

Para la precipitación del RNA, la fase acuosa se transfirió a un tubo limpio, y el RNA se precipitó añadiendo alcohol isopropílico en una proporción de 0.5 ml/ml de Trizol. La mezcla se incubó durante 10 minutos a temperatura ambiente, agitándola manualmente. En caso de una precipitación insuficiente de RNA, la mezcla se dejó toda la noche a 4°C. Posteriormente, se centrifugó a 12,000 g durante 10 minutos a 4°C (Centrifuge 5430R, Eppendorf). El RNA precipitado fue visible en el fondo del tubo como una sustancia translúcida.

El siguiente paso fue el lavado del RNA. Se retiró el sobrenadante y se lavó el sedimento con alcohol al 75% preparado con agua DEPC (1 ml/ml de Trizol). La mezcla se agitó en el vortex a media intensidad y se centrifugó a 7,500 g durante 5 minutos a 4°C (Centrifuge 5430R, Eppendorf). Finalmente, se procedió a la resuspensión del RNA. El tubo se secó utilizando gas nitrógeno o en una campana de extracción durante 5 minutos, asegurándose de no secarlo completamente, ya que el RNA podría adherirse a las paredes del tubo. Luego, se resuspendió el RNA en 40-50  $\mu$ l de agua DEPC y se continuó con la metodología específica. La solución se calentó durante 10 minutos a 55-60°C y se cuantificó y verificó la pureza del RNA utilizando un espectrofotómetro, garantizando que el cociente DO 260/280 no fuera inferior a 1.6. Se realizaron alícuotas de 20-30  $\mu$ l del RNA resuspendido y se congelaron a -80°C. Opcionalmente, para almacenamiento a largo

plazo, el RNA se precipitó añadiendo 0.1 vol de acetato de potasio o sodio (2M, pH 5) y 2 vol de etanol, y luego se congeló a  $-80^{\circ}\text{C}$ .

#### **6.14 Tratamiento del RNA con DNAsa**

En caso requerido, las muestras que presentaron trazas de ADN, se llevó a cabo una digestión con DNasa de las muestras de RNA antes de la RT-PCR; se preparó la reacción mezclando de 1 a 8  $\mu\text{L}$  de RNA en agua o en buffer TE con 1  $\mu\text{L}$  de Buffer de Reacción 10X libre de RNasa, 1  $\mu\text{L}$  de DNasa libre de RNasa (1u/ $\mu\text{g}$  de RNA) y agua libre de nucleasas hasta un volumen final de 10  $\mu\text{L}$ . La mezcla se incubó a  $37^{\circ}\text{C}$  durante 30 minutos, tras lo cual se añadió 1  $\mu\text{L}$  de solución de stop de DNasa para finalizar la reacción. Posteriormente, se incubó a  $65^{\circ}\text{C}$  por 10 minutos para inactivar la DNasa. Finalmente, se añadió todo o una parte del RNA tratado a la reacción de RT-PCR.

#### **6.15 cDNA**

Para la síntesis de cDNA con el kit ImProm II (Promega, cat#A3802), se mezclaron 5  $\mu\text{L}$  de RNA total con 1  $\mu\text{L}$  de r oligo (dT), y se incubaron a  $70^{\circ}\text{C}$  durante 10 minutos, colocando luego la mezcla en hielo. Mientras el RNA se incubaba, se preparó la mezcla maestra (1X) combinando 3.1  $\mu\text{L}$  de agua DEPC, 4.0  $\mu\text{L}$  de buffer 5X para ImProm II, 2.4  $\mu\text{L}$  de  $\text{MgCl}_2$  25 mM, 1.0  $\mu\text{L}$  de dNTPs 10 mM, 0.5  $\mu\text{L}$  de RNAsin, y 1.0  $\mu\text{L}$  de ImProm II. Se distribuyeron 14  $\mu\text{L}$  de esta mezcla maestra en cada tubo que contenía el RNA y los primers (Oligo (dT)), completando un volumen total de 20  $\mu\text{L}$  por tubo. El líquido del RNA se centrifugó utilizando una centrífuga rápida. La mezcla se incubó a temperatura ambiente durante 10 minutos, seguida de una incubación a  $45^{\circ}\text{C}$  por 60 minutos, y luego a  $90^{\circ}\text{C}$  por 5 minutos. Posteriormente, se colocó inmediatamente en hielo, se centrifugó nuevamente con una centrífuga rápida y finalmente se almacenó a  $-20^{\circ}\text{C}$ .

#### **6.16 qPCR**

Los genes relacionados con el metabolismo (Tabla 3) se determinaron utilizando el termociclador CFX96™ Real-Time PCR (Bio-Rad), empleando el gen 18s ARN ribosomal, como gen de referencia. El protocolo de PCR comenzó con una fase inicial de desnaturalización a  $95.0^{\circ}\text{C}$  durante 30 segundos. Posteriormente, se realizó una segunda fase de desnaturalización a  $95.0^{\circ}\text{C}$  durante 5 segundos, seguida de una fase de alineación a  $50.0^{\circ}\text{C}$  durante 15 segundos. Este ciclo se repitió un total de 40 veces. El volumen total de reacción fue de 15  $\mu\text{L}$ . Los primers se diseñaron a partir del transcriptoma de *S. rivoliana* (números de acceso de BioSample: SAMN20923996,



SAMN20923997, SAMN20923998, SAMN20923999, SAMN20924000, SAMN20924001, SAMN20924002 y SAMN20924003).

**Tabla 3.** Características de amplificación de genes relacionados con el metabolismo de *S. rivoliana*.

Gen	Forward	Reverse	Tm (°C)
<i>18S</i>	CTGAACTGGGGCCATGATTAAGAG	GGTATCTGATCGTCGTCGAACCTC	59.9°C
<i>GCK</i>	GACATTGACAAGGGCATCCT	GCTGCGATCCTGTAATAGAC	60°C
<i>HK1</i>	CGTTCTGGCAAGGTAGAAAC	TCTGTTGCCTGAGGCTTTT	60°C
<i>ACoA1</i>	GGATCACCTGCAGGCTCTAC	GCCTGACCTGTGAGAGTGAA	60°C
<i>TRY1</i>	GCCCCATCAAGAGATCAGAC	CATCAACTCTGCCAAGGTCA	60°C
<i>LPL</i>	CGGTGGATGGTATGATGGAGA	TCTGTGCTGCTATGGGGTAGT	60°C
<i>CCK</i>	CCTTTCCTGGAGGAGATGAGT	CTAGCTGAAAGCTCTCCCTCTG	60°C

### 6.17 Análisis estadísticos

Los datos sobre crecimiento, bioquímica sanguínea, contenido de ácidos grasos y aminoácidos, actividad enzimática antioxidante y expresión génica fueron evaluados en cuanto a su normalidad mediante la prueba de Shapiro-Wilk y la homocedasticidad mediante la prueba de Levene. En los casos donde los datos presentaron una distribución normal, se realizó un análisis de varianza de una vía (ANOVA), seguido de la prueba de comparaciones múltiples de Tukey para evaluar las diferencias entre medias. En los casos en que los datos no cumplían con los supuestos de normalidad, se utilizó la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis, seguida por la prueba de Dunn para las comparaciones múltiples.

Además, se llevó a cabo un análisis factorial utilizando el análisis de componentes principales (PCA) con rotación Varimax, con el fin de identificar la estructura subyacente entre los índices de composición corporal y los parámetros sanguíneos. Este análisis permite simplificar la interpretación de los datos, proporcionando una visión más clara de las interacciones entre las variables en relación con los tratamientos aplicados.

## 7. RESULTADOS

### 7.1 Análisis bioquímicos en la dieta

La Tabla 4 compara el contenido nutricional de tres dietas diferentes utilizadas, destacando que la principal diferencia radica en las concentraciones de taurina. La dieta T0 no contiene taurina añadida, mientras que la dieta T1 incluye 10 g/kg de taurina sintética y la dieta T2 contiene 20 g/kg. Aparte de estas variaciones en la suplementación de taurina, los demás componentes nutricionales, como la proteína cruda, lípidos, cenizas, aminoácidos y ácidos grasos (Tabla 5), son muy similares entre las tres dietas. Esta comparación subraya que los distintos niveles de taurina son el principal factor de variación en la formulación de las dietas experimentales, lo que sugiere una formulación equilibrada en otros aspectos nutricionales.

**Tabla 4.** Composición proximal y perfil de aminoácidos de la dieta de *S. rivoli*ana.

<b>Contenido analítico (materia seca %)</b>	<b>T0</b>	<b>T1</b>	<b>T2</b>
Proteína cruda	49.4	49.4	49.3
Lípidos	15	15.2	15
Cenizas	9.5	9.4	9.5
Humedad	7.13	7.15	7.12
ELN	18.97	18.85	19.08
<b>Aminoácidos (g/100g)</b>			
Histidina (HIS)	3.3	3.3	3.3
Arginina (ARG)	5.7	5.8	5.7
Treonina (THR)	2.2	2.2	2.2
Valina (VAL)	1.5	1.5	1.5
Metionina (MET)	1.7	1.7	1.8
Lisina (LYS)	2.9	2.8	2.8
Isoleucina (ILE)	1.8	1.8	1.8
Leucina (LEU)	3.7	3.7	3.6
Fenilalanina (PHE)	2.3	2.3	2.3
Ácido aspártico (ASP)	2.8	2.9	2.8
Serina (SER)	2.7	2.7	2.7
Ácido glutámico (GLU)	5.8	5.9	5.8
Glicina (GLY)	6.2	6.2	6.4
Alanina (ALA)	3.1	3.1	3.1
Tirosina (TYR)	1.8	1.8	1.8
<b>Otros</b>			
Taurina (TAU)	1.4	1.4	1.4
Taurina sintética	0	1	2

**Tabla 5.** Perfil de ácidos grasos en las diferentes dietas de *S. rivoliana*.

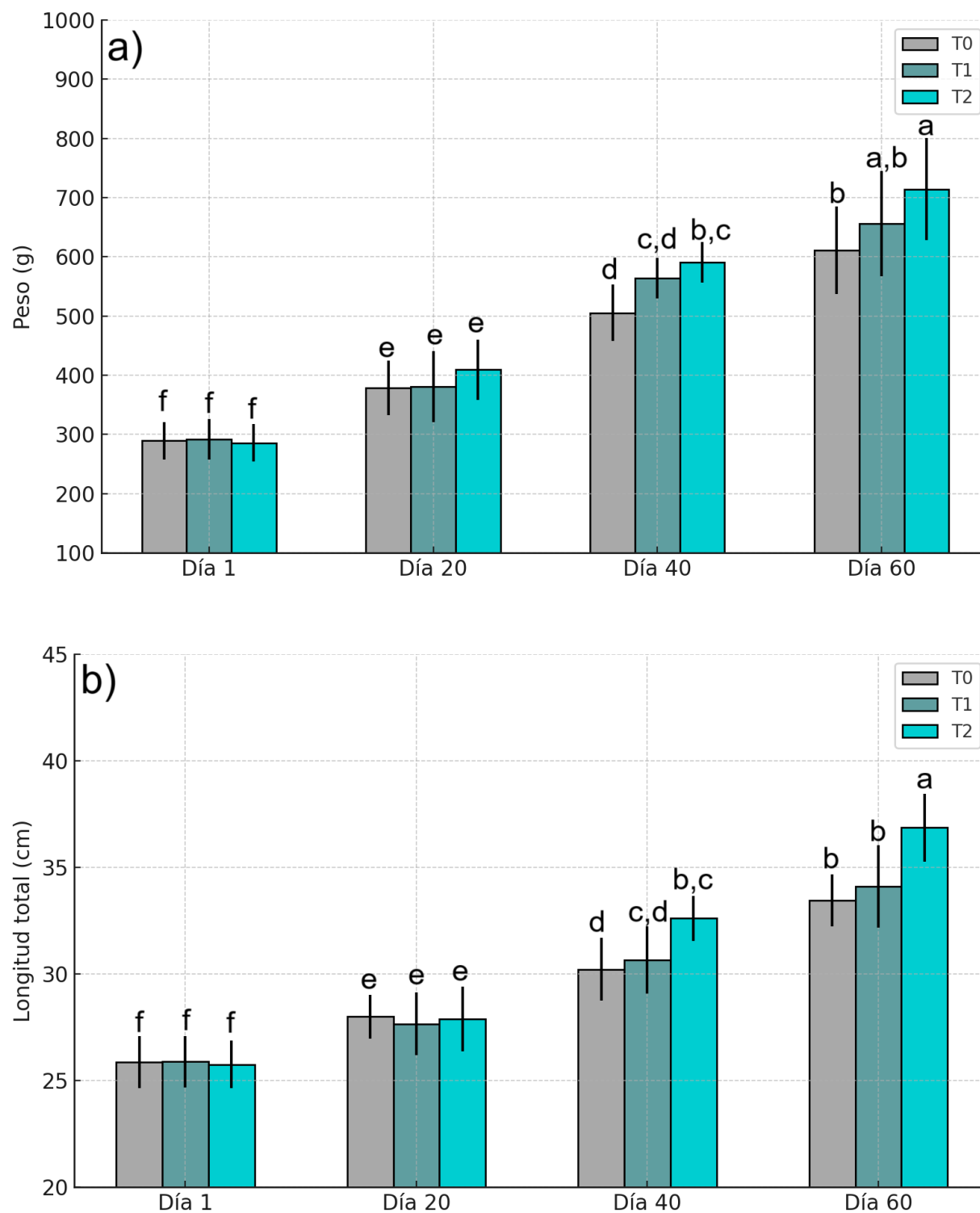
Ácidos Grasos	T 0	T 1	T 2
C14:0 (Ácido Mirístico)	5	5.1	5
C15:0 (Ácido Pentadecanoico)	nd	nd	nd
C16:0 (Ácido Palmítico)	18.8	18.9	18.8
C18:0 (Ácido Esteárico)	5.4	5.3	5.4
ΣSFA	29.3	29.3	29.3
C16:1n7 (Ácido Palmitoleico)	5.4	5.4	5.5
C18:1n9 (Ácido Oleico)	24	24.1	24
C18:1n7 (Ácido Vacénico)	1.7	1.8	1.7
C20:1n9 (Ácido Eicosenoico)	1.6	1.7	1.6
C22:1 (Ácido Erúcico)	0.8	0.8	0.9
C24:1n9 (Ácido Nervónico)	0.6	0.6	0.6
ΣMUFAs	34.2	34.4	34.3
C16:2n4 (Ácido Hexadecadienoico)	0.6	0.7	0.6
C16:3n4 (Ácido Hexadecatrienoico)	1.1	1.1	1.1
C18:2n6 (Ácido Linoleico)	13.2	13.3	13.2
C18:3n3 (Ácido Alfa-Linolénico)	3.4	3.5	3.4
C18:4n3 (Ácido Esteáridónico)	0.6	0.6	0.7
C20:2 (Ácido Eicosadienoico)	1.1	1.2	1.1
C20:3n3 (Ácido Eicosatrienoico)	0.6	0.6	0.6
C20:4n6 (Ácido Araquidónico)	0.5	0.5	0.5
C20:5n3 (Ácido Eicosapentaenoico, EPA)	6.6	6.6	6.7
C22:5n3 (Ácido Docosapentaenoico)	1.1	1.2	1.1
C22:6n3 (Ácido Docosahexaenoico, DHA)	7.2	7.3	7.2
ΣPUFAs	36	36.1	36
NID (Ácidos Grasos No Identificados)	0.7	0.7	0.7
Σn3 (Omega-3)	19.5	19.6	19.5
Σn6 (Omega-6)	13.7	13.8	13.7
Σn9 (Omega-9)	26.3	26.4	26.3
EPA + DHA	13.9	14	13.9

## 7.2 Crecimiento

El estudio demostró que hubo diferencias significativas ( $p < 0.05$ ) en el peso cuando hubo una interacción entre el tiempo (días) y los grupos suplementados con y sin taurina (Fig. 8a). Al inicio del experimento, los peces tenían un peso promedio de  $286.8 \pm 35$  g. Después de 20 días, no se observaron diferencias significativas ( $p > 0.05$ ) en el peso entre los grupos con y sin taurina, con

un peso promedio de  $392.9 \pm 52$  g. Sin embargo, después de 40 días, los peces del grupo T2 ( $591 \pm 22$  g) comenzaron a mostrar diferencias significativas ( $p < 0.05$ ) en comparación con el grupo T0 ( $505 \pm 48$  g). Al final del experimento, el grupo T2 mostró un mayor aumento de peso, alcanzando los  $704 \pm 95$  g ( $p < 0.05$ ), en contraste con los grupos T1 y T0, que registraron pesos de  $655 \pm 88$  g y  $611 \pm 62$  g, respectivamente.

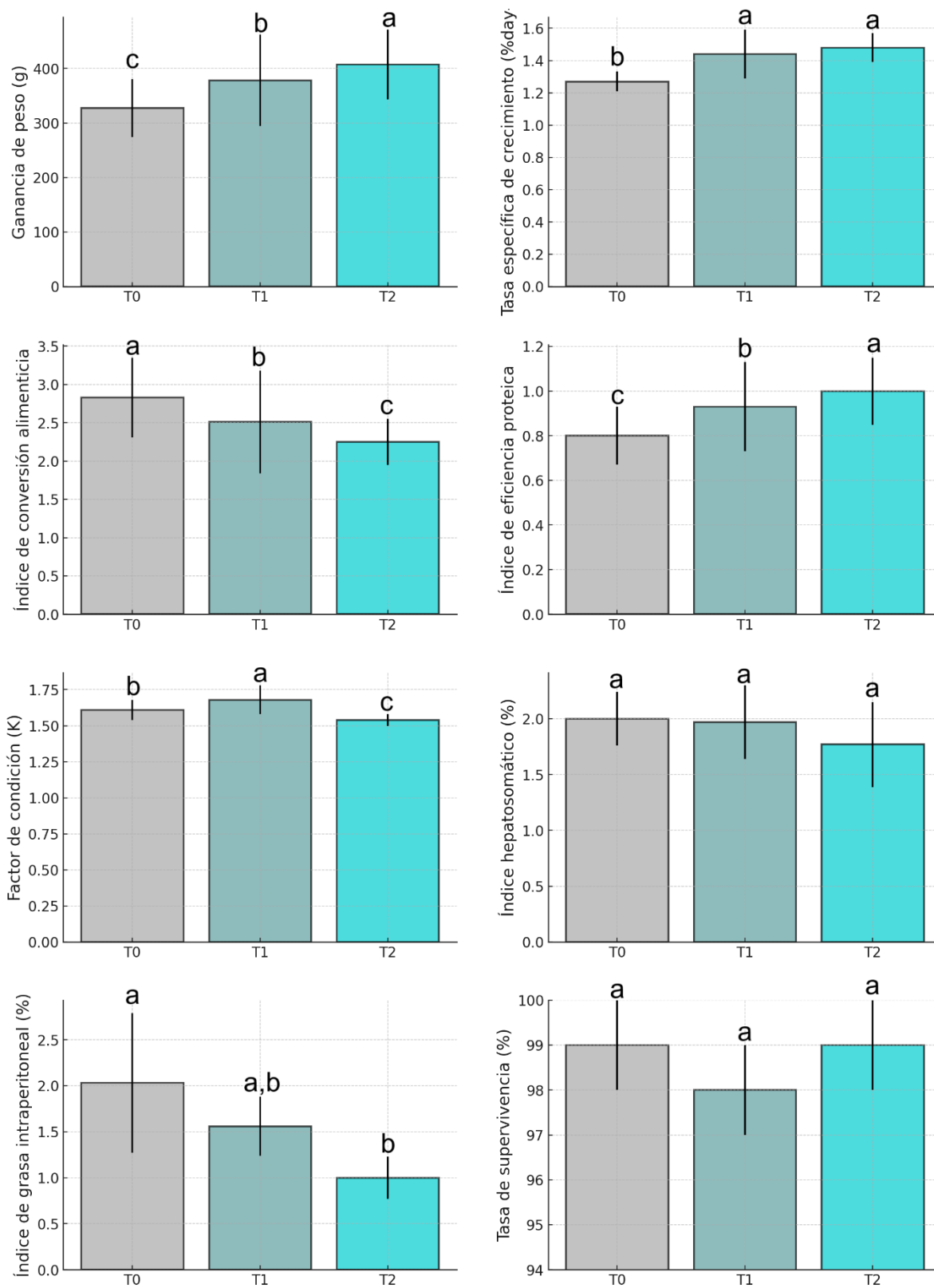
La longitud total mostró diferencias significativas ( $p < 0.05$ ) cuando hubo una interacción del tiempo (días) y los grupos suplementados con y sin taurina (Fig. 8b). Al inicio del experimento no hubo diferencias ( $p > 0.05$ ) entre los grupos T0, T1 y T2, con los peces iniciando con una longitud promedio de  $26.6 \pm 1.2$  cm. Después de 20 días, no se encontraron diferencias significativas ( $p > 0.05$ ) entre los grupos con y sin taurina. Sin embargo, a los 40 días, T0 y T1 no mostraron diferencias entre ellos ( $p > 0.05$ ), pero T2 ( $32.6 \pm 1$  cm) sí mostró diferencias con respecto a T0 ( $p < 0.05$ ). Al final del experimento, T2 alcanzó una longitud total de  $37 \pm 1.3$  cm, mostrando diferencias significativas con T1 y T0 ( $p < 0.05$ ), que registraron longitudes de  $34 \pm 1.9$  cm y  $33.4 \pm 1.2$  cm, respectivamente. El grupo suplementado con taurina T2 mostró un mayor aumento tanto en peso como en longitud total en comparación con los grupos sin suplementación o con menor suplementación, destacando la influencia positiva de la taurina en el crecimiento de los peces.



**Figura 8.** Efecto de la suplementación con taurina en el crecimiento de *S. rivoliiana* durante 60 días. (a) Representa la ganancia de peso, y (b) muestra la longitud total alcanzada. Letras diferentes indican diferencias significativas entre los tratamientos ( $p < 0.05$ ).

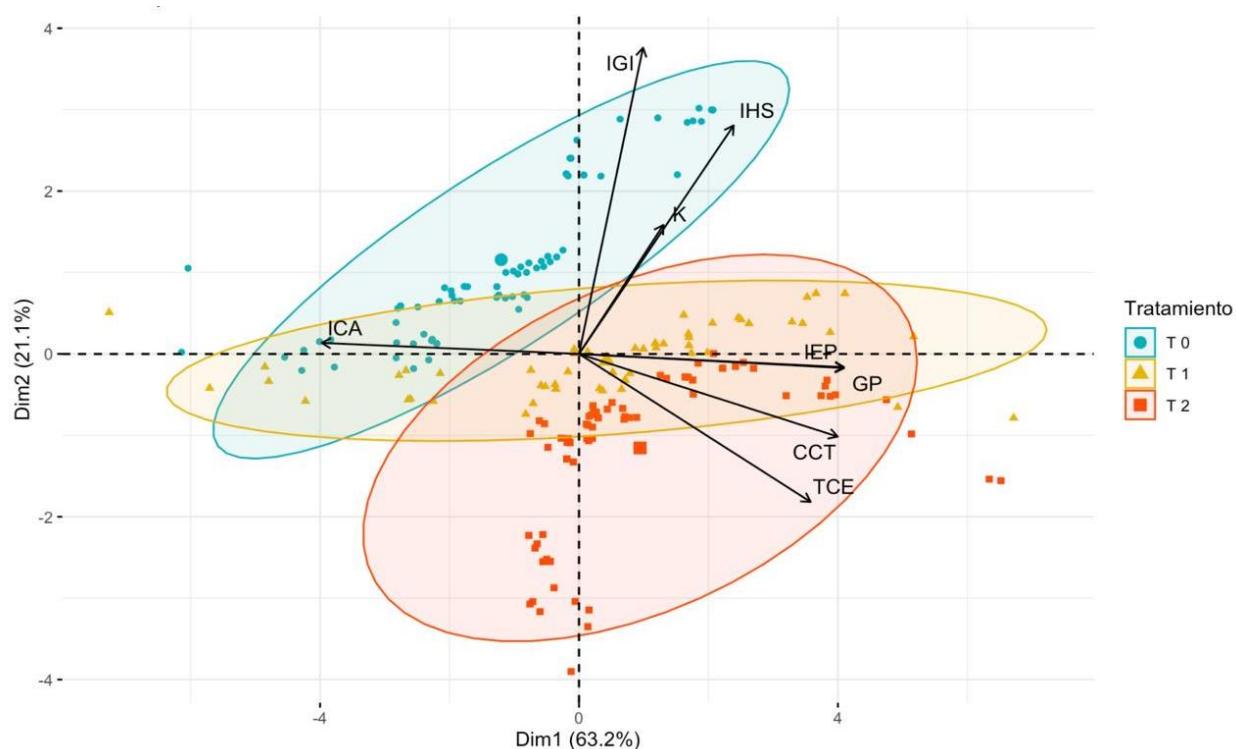
### 7.3 Condición corporal e índices somáticos

Los diferentes niveles de taurina tuvieron un impacto significativo ( $p < 0.05$ ) en los índices de condición, alimentación y somáticos de los peces experimentales (Fig. 9). El aumento de peso (GP) presentó una diferencia de 79.62 g y 51.34 g en los grupos T2 y T1 en comparación con T0 ( $p < 0.05$ ). Asimismo, la tasa de crecimiento específico (TCE) aumentó a medida que se incrementaron los niveles de taurina en la dieta ( $p < 0.05$ ), desde T0% hasta T2, con un aumento del 0.21 % en TCE, lo que indica un crecimiento más rápido con la adición de taurina (20 g/kg) en la dieta. En cuanto al índice de conversión alimenticia (ICA), T0 presentó los valores más altos, con un promedio de 2.83, lo que representa una diferencia de 0.58 respecto a T2, lo cual es un indicador positivo, ya que sugiere una mayor eficiencia en la conversión del alimento en masa corporal. Por otro lado, el índice de eficiencia proteica (IEP) mostró un ligero aumento ( $p < 0.05$ ) en T2 de 0.2, y 0.07 para T0 y T1, respectivamente, lo que sugiere una mejor utilización de las proteínas en la dieta con una mayor cantidad de taurina, lo que contribuye a la ganancia de peso observada. En cuanto al factor de condición (K), T1 fue el más alto ( $p < 0.05$ ), con una diferencia de 0.07 en comparación con T0 y 0.14 respecto a T2. Finalmente, el índice hepatosomático (IHS) fue mayor en T0 en comparación con T1 y T2; sin embargo, estas diferencias no fueron significativas ( $p > 0.05$ ). Finalmente, el índice de grasa intraperitoneal (IGI) fue mayor en T0, con una diferencia de 1 respecto a T2, lo que sugiere un aumento en la acumulación de grasa en la cavidad abdominal de los juveniles de *S. rivoliana*.



**Figura 9.** Parámetros de crecimiento, eficiencia alimentaria e índices somáticos de *S. rivoliana* (n=3 por tanque) alimentados con dieta de taurina y dieta control sin taurina.

En cuanto al Análisis de Componentes Principales (ACP), los parámetros relacionados con el crecimiento, CP1 fue el componente principal, explicando el 63.2% de la varianza total con un valor propio de 5.05. Las variables GP, IEP y TCE mostraron una fuerte relación con este componente, con cargas de 0.99, 0.94, 0.94 y 0.96, respectivamente. Sin embargo, ICA mostró una carga negativa de -0.911, indicando una relación inversa. CP2, que explicó aproximadamente el 21.1% de la varianza total con un valor propio de 1.69, destacó las variables IHS e IGI con altas cargas de 0.83 y 0.93, respectivamente, mientras que K tuvo una carga de 0.469. El gráfico biplot (Fig. 10) mostró una fuerte correlación entre el grupo T0 y los índices somáticos IHS, IGI y el factor de condición K. Por otro lado, T2 estuvo principalmente vinculado a los parámetros TCE, IEP y GP, mientras que T1 mostró una relación más fuerte con GP. Este análisis proporcionó una visión detallada de cómo los diferentes tratamientos influyeron en los parámetros sanguíneos y de crecimiento, ayudándonos a comprender mejor sus efectos específicos.



**Figura 10.** Análisis de componentes principales (PCA) biplot. Indica la relación de los índices de condición en relación con dietas con y sin taurina. TCE: tasa de crecimiento específico, GP: ganancia de peso, ICA: índice de conversión alimenticia, IEP: índice de eficiencia proteica, K: factor de condición, CTC: coeficiente de crecimiento térmico, IHS: índice hepatosomático, IGI: índice de grasa intraperitoneal.



#### 7.4 Bioquímica sanguínea

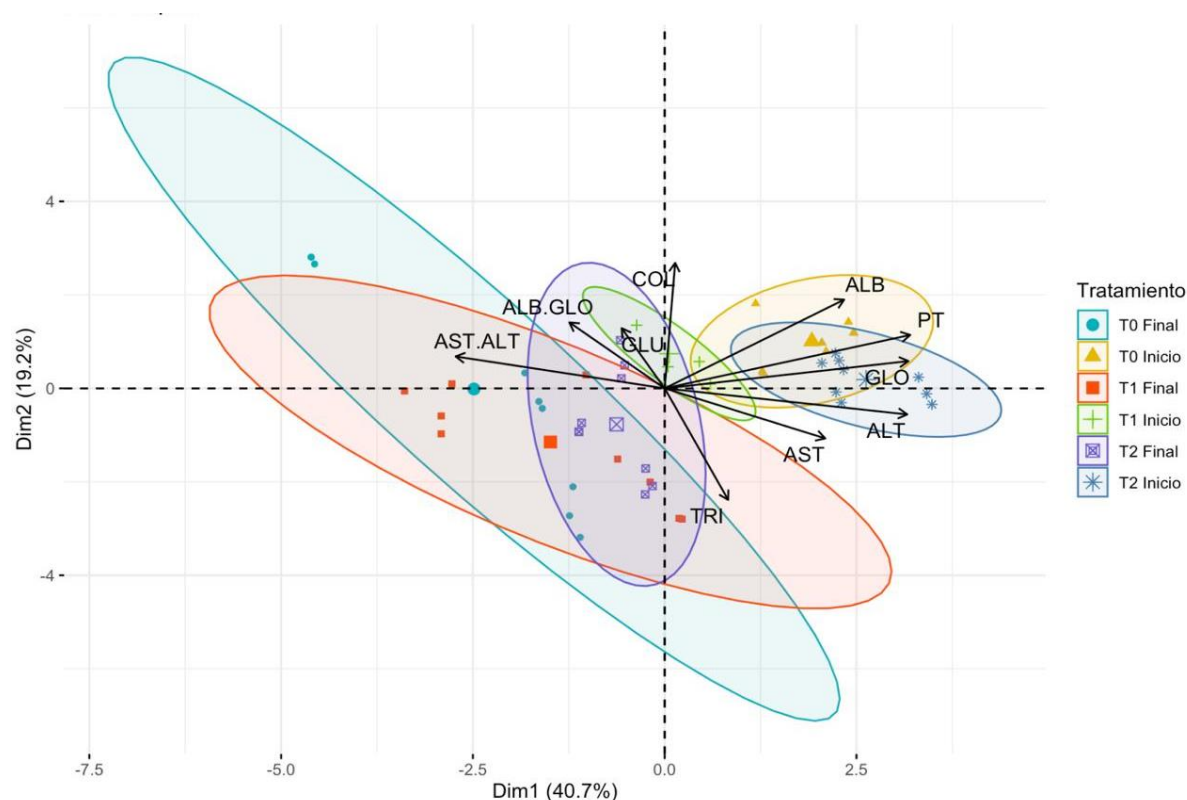
Se encontraron diferencias significativas en los parámetros sanguíneos ( $p < 0.05$ ) al analizar la interacción entre el tiempo (inicial y final) y los grupos suplementados con y sin taurina (Tabla 6). El grupo T2, al final del periodo experimental, mostró diferencias notables en comparación con los grupos T0 y T1 ( $p < 0.05$ ), evidenciando un aumento en la concentración de proteínas totales (PT) de  $4.8 \pm 1$  g/dL y de globulina (GLO) de  $3 \pm 0.1$  g/dL, así como una disminución en los niveles de glucosa (GLU) a  $201 \pm 10$  mg/dL. Sin embargo, la suplementación con taurina no tuvo un efecto significativo ( $p > 0.05$ ) sobre los niveles de albúmina (ALB), manteniéndose constantes en  $1.6 \pm 2$  g/dL entre los distintos tratamientos. Asimismo, no se observaron diferencias significativas ( $p > 0.05$ ) en las concentraciones de triglicéridos (TRI), con un promedio de  $114.6 \pm 28$  mg/dL entre los grupos T0, T1 y T2. Por otro lado, el grupo T0 presentó niveles más elevados de colesterol total (COL) al final del experimento ( $216 \pm 20$  mg/dL) en comparación con los grupos T1 y T2 ( $p > 0.05$ ), lo que sugiere un efecto positivo de la taurina en la reducción de los niveles de colesterol total.

En cuanto a las enzimas hepáticas, se observaron variaciones al final del experimento, destacando que el grupo T1 presentó diferencias significativas ( $p < 0.05$ ) en los niveles de aspartato aminotransferasa (AST), con valores de  $74.2 \pm 20$  U/L en comparación con el grupo T0, que mostró  $45 \pm 22$  U/L. No se encontraron diferencias significativas ( $p > 0.05$ ) en los niveles de alanina aminotransferasa (ALT) entre los tratamientos T0 ( $41.3 \pm 28$  U/L), T1 ( $64.1 \pm 25$  U/L) y T2 ( $63.6 \pm 3$  U/L) al final del experimento. Finalmente, la relación AST: ALT en el grupo T2 fue más baja ( $0.88 \pm 0.2$ ) en comparación con los grupos T0 y T1, aunque no mostró diferencias significativas ( $p > 0.05$ ), manteniéndose similar a los valores iniciales del experimento.

**Tabla 6.** Bioquímica sanguínea de *S. rivoliana*. Proteína total (PT), albúmina (ALB), globulina (GLB), relación ALB: GLO, glucosa (GLU), triglicéridos (TRI), colesterol total (COL), aspartato aminotransferasa (AST), alanina aminotransferasa (ALT) y relación AST: ALT. Una letra superíndice diferente en la misma fila indica diferencias estadísticamente significativas ( $P < 0.05$ ).

Parámetros	Tiempo inicial			Tiempo final			P
	T0	T1	T2	T0	T1	T2	
PT (g/dL)	5.5 ± 2 <sup>a</sup>	4.9 ± 0.01 <sup>b</sup>	5.6 ± 0.09 <sup>a</sup>	4.3 ± 2 <sup>c</sup>	4.4 ± 0.3 <sup>c</sup>	4.8 ± 1 <sup>b</sup>	<0.001
ALB (g/dL)	2 ± 0.02 <sup>a</sup>	1.7 ± 0.04 <sup>bc</sup>	1.8 ± 0.1 <sup>b</sup>	1.6 ± 0.08 <sup>c</sup>	1.6 ± 0.08 <sup>c</sup>	1.6 ± 0.2 <sup>c</sup>	<0.001
GLO (g/dL)	3.4 ± 0.2 <sup>b</sup>	3.1 ± 0.2 <sup>c</sup>	3.7 ± 0.02 <sup>a</sup>	2.8 ± 0.02 <sup>d</sup>	2.7 ± 0.04 <sup>d</sup>	3.0 ± 0.1 <sup>c</sup>	0.006
ALB: GLO	0.6 ± 0.03 <sup>a</sup>	0.55 ± 0.02 <sup>a</sup>	0.50 ± 0.03 <sup>a</sup>	0.58 ± 0.02 <sup>a</sup>	0.57 ± 0.03 <sup>a</sup>	0.55 ± 0.1 <sup>a</sup>	0.163
GLU (mg/dL)	224 ± 21 <sup>abc</sup>	245 ± 27 <sup>a</sup>	207 ± 29 <sup>bc</sup>	236 ± 26 <sup>ab</sup>	210 ± 13 <sup>bc</sup>	201 ± 10 <sup>c</sup>	0.009
TRI (mg/dL)	117 ± 0.6 <sup>a</sup>	104 ± 8 <sup>a</sup>	109 ± 4 <sup>a</sup>	124 ± 44 <sup>a</sup>	118 ± 23 <sup>a</sup>	102 ± 17 <sup>a</sup>	0.328
CHO (mg/dL)	215 ± 9 <sup>ab</sup>	218 ± 4 <sup>a</sup>	223 ± 8 <sup>ab</sup>	216 ± 20 <sup>ab</sup>	200 ± 18 <sup>bc</sup>	194 ± 8 <sup>c</sup>	0.007
AST (U/L)	73 ± 12 <sup>ab</sup>	63.3 ± 10 <sup>abc</sup>	80.3 ± 18 <sup>a</sup>	45 ± 22 <sup>c</sup>	74.2 ± 20 <sup>ab</sup>	55.6 ± 13 <sup>bc</sup>	0.001
ALT (U/L)	95.6 ± 5 <sup>ab</sup>	78.3 ± 15 <sup>bc</sup>	108 ± 23 <sup>a</sup>	41.3 ± 28 <sup>d</sup>	64.1 ± 25 <sup>cd</sup>	63.6 ± 3 <sup>cd</sup>	0.008
AST:ALT	0.76 ± 1 <sup>a</sup>	0.8 ± 0.06 <sup>a</sup>	0.73 ± 0.02 <sup>a</sup>	1.3 ± 0.5 <sup>a</sup>	1.3 ± 0.4 <sup>a</sup>	0.88 ± 0.2 <sup>a</sup>	0.094

El Análisis de Componentes Principales (ACP) aplicado a los parámetros sanguíneos reveló que CP1 fue el componente más influyente, explicando el 40.7% de la varianza total con un valor propio de 4.07. Las variables ALT, PT y GLB mostraron una fuerte relación con este componente, con cargas de 0.89, 0.91 y 0.90, respectivamente. Aunque AST y ALB también se asociaron con PC1, sus cargas fueron algo menores, de 0.587 y 0.683. Además, PC1 ordenó las variables GLU y la relación TGO, aunque con cargas negativas de -0.167 y -0.77, respectivamente. Por su parte, CP2 explicó el 19.12% de la varianza total, con un valor propio de 1.9, y organizó las variables TRI y COL con cargas de -0.679 y -0.51, respectivamente, así como la relación ALB con una carga de 0.60. El gráfico biplot (Fig. 11) destacó una correlación entre los tratamientos iniciales y los parámetros ALB, GLO, PT y ALT. En contraste, el grupo final T0 estuvo más asociado con la relación AST. Los grupos finales T1 y T2 mostraron una mayor correlación con los valores de GLU y CHO, indicando cómo estos parámetros evolucionaron a lo largo del tiempo.



**Figura 11.** Análisis de componentes principales (PCA) biplot. Indica la relación entre la bioquímica sanguínea y las dietas, en relación con dietas con y sin taurina. PT: proteína total, ALB: albúmina, GLO: globulina, relación ALB: GLO, GLU: glucosa, TRI: triglicéridos, COL: colesterol total, AST: aspartato aminotransferasa, ALT: alanina aminotransferasa, relación AST: ALT.

### 7.5 Perfil de ácidos grasos en músculo esquelético

De acuerdo con los datos presentados en la Tabla 7, se observaron diferencias significativas en la composición de ácidos grasos entre los grupos experimentales (T0, T1, T2). En cuanto a los ácidos grasos saturados (SFA, por sus siglas en inglés), se evidenció una disminución en la proporción de C18:0 (ácido esteárico) en el grupo T2 ( $5.6 \pm 0.3\%$ ) en comparación con T0 ( $6.3 \pm 0.7\%$ ) y T1 ( $6.0 \pm 0.6$ ), con una diferencia que resultó ser estadísticamente significativa ( $p < 0.001$ ). Este patrón también se reflejó en la sumatoria total SFA, donde T2 mostró un aumento menor ( $26.8 \pm 0.0\%$ ) en comparación con T0 ( $25.7 \pm 0.8\%$ ), lo que subraya una diferencia importante ( $p < 0.05$ ).

En cuanto a los ácidos grasos monoinsaturados (MUFAs, por sus siglas en inglés), se observó una disminución significativa en la proporción de C18:1n9 (ácido oleico) en el grupo T2 ( $26.9 \pm 0.4\%$ ) en comparación con T0 ( $27.9 \pm 0.8\%$ ) y T1 ( $27.1 \pm 0.1\%$ ) ( $p < 0.05$ ). Además, se constató la ausencia de ácido C22:1 (ácido erúcido) en los grupos T1 y T2, lo que podría contribuir a la disminución en

la sumatoria total de MUFAs en estos grupos (T1:  $35.7 \pm 0.1\%$ , T2:  $35.7 \pm 0.5\%$ ) en comparación con T0 ( $36.7 \pm 0.9\%$ ) ( $p < 0.001$ ). Por su parte, los ácidos grasos poliinsaturados (PUFAs, por sus siglas en inglés), la proporción de C18:2n6 (ácido linoleico) disminuyó de manera significativa en T1 ( $14.1 \pm 0.1\%$ ) y T2 ( $13.9 \pm 0.1\%$ ) en comparación con T0 ( $15.1 \pm 0.1\%$ ) ( $p < 0.05$ ). Sin embargo, el ácido docosahexaenoico (C22:6n3, DHA) mostró un aumento notable en T1 ( $8.9 \pm 0.2\%$ ) y T2 ( $8.5 \pm 0.2\%$ ) en comparación con T0 ( $8.0 \pm 0.0\%$ ) ( $p < 0.001$ ). De manera similar, el ácido eicosapentaenoico (C20:5n3, EPA) también se incrementó en T2 ( $5.6 \pm 0.0\%$ ) respecto a T0 ( $5.5 \pm 0.0\%$ ) ( $p < 0.05$ ). A pesar de esto, la sumatoria total de PUFAs mostró una ligera disminución en T2 ( $37.0 \pm 0.0\%$ ) comparado con T0 ( $37.7 \pm 0.0\%$ ) ( $p < 0.05$ ), aunque esta disminución fue menos marcada en T1 ( $37.4 \pm 0.4\%$ ).

Los tratamientos con taurina produjeron cambios importantes en la composición de ácidos grasos de los peces, reduciendo algunos ácidos grasos monoinsaturados y saturados, mientras que aumentaron los niveles de ácidos grasos omega-3, en particular DHA y EPA. Estos cambios podrían tener implicaciones significativas en la calidad nutricional del perfil lipídico de los peces tratados.

**Tabla 7.** Perfil de ácidos grasos de los diferentes tratamientos y valores de partida (VP) en el músculo esquelético de *S. rivoliana* a los 60 días.

Ácidos grasos (%)	VP	T0	T1	T2	P
<b>C14:0</b>	$3.1 \pm 0.1^b$	$3.0 \pm 0.0^b$	$3.3 \pm 0.1^{ab}$	$3.7 \pm 0.0^a$	<0.001
<b>C15:0</b>	$0.3 \pm 0.0^a$	$0.3 \pm 0.0^a$	$0.3 \pm 0.0^a$	$0.3 \pm 0.0^a$	1
<b>C16:0</b>	$17.2 \pm 0.1^a$	$16.0 \pm 0.0^b$	$17.1 \pm 0.1^a$	$17.2 \pm 0.0^a$	<0.001
<b>C18:0</b>	$8.7 \pm 4.6^a$	$6.3 \pm 0.7^b$	$6.0 \pm 0.6^{cb}$	$5.6 \pm 0.3^c$	<0.001
<b>ΣSFA</b>	$29.3 \pm 5.0^a$	$25.7 \pm 0.8^c$	$26.7 \pm 0.5^b$	$26.8 \pm 0.0^b$	<0.001
<b>C16:1n7</b>	$4.7 \pm 0.3^a$	$4.6 \pm 0.0^a$	$4.6 \pm 0.0^a$	$4.8 \pm 0.0^a$	0.112
<b>C18:1n9</b>	$25.5 \pm 4.6^c$	$27.9 \pm 0.8^a$	$27.1 \pm 0.1^b$	$26.9 \pm 0.4^b$	<0.001
<b>C18:1n7</b>	$1.6 \pm 0.3^b$	$1.7 \pm 0.1^b$	$2.0 \pm 0.2^a$	$2.0 \pm 0.1^a$	0.002
<b>C20:1n9</b>	$1.5 \pm 0.2^a$	$1.5 \pm 0.0^a$	$1.4 \pm 0.0^a$	$1.4 \pm 0.0^a$	0.441
<b>C22:1</b>	$0.6 \pm 0.2^a$	$0.5 \pm 0.0^a$	ND	ND	0.001
<b>C24:1n9</b>	$0.4 \pm 0.0^b$	$0.5 \pm 0.0^{ab}$	$0.6 \pm 0.0^{ab}$	$0.7 \pm 0.0^a$	0.030
<b>ΣMUFAS</b>	$34.3 \pm 5.1^c$	$36.7 \pm 0.9^b$	$35.7 \pm 0.1^a$	$35.7 \pm 0.5^a$	<0.001
<b>C16:2n4</b>	$0.5 \pm 0.2^a$	$0.5 \pm 0.0^a$	$0.5 \pm 0.0^a$	$0.5 \pm 0.0^a$	1
<b>C16:3n4</b>	$0.4 \pm 0.1^a$	$0.4 \pm 0.1^a$	$0.5 \pm 0.0^a$	$0.4 \pm 0.1^a$	0.552
<b>C18:2n6</b>	$14.8 \pm 0.1^a$	$15.1 \pm 0.1^a$	$14.1 \pm 0.1^b$	$13.9 \pm 0.1^b$	<0.001

Ácidos grasos (%)	VP	T0	T1	T2	P
<b>C18:3n3</b>	3.2±0.1 <sup>a</sup>	3.4±0.0 <sup>a</sup>	3.1±0.0 <sup>a</sup>	3.1±0.0 <sup>a</sup>	0.019
<b>C18:4n3</b>	0.8±0.0 <sup>b</sup>	0.8±0.0 <sup>b</sup>	0.9±0.0 <sup>ab</sup>	1.0±0.0 <sup>a</sup>	0.112
<b>C20:2</b>	0.7±0.0 <sup>a</sup>	0.7±0.0 <sup>a</sup>	0.7±0.0 <sup>a</sup>	0.7±0.0 <sup>a</sup>	1
<b>C20:3n3</b>	0.8±0.0 <sup>a</sup>	0.7±0.1 <sup>a</sup>	0.8±0.0 <sup>a</sup>	0.8±0.0 <sup>a</sup>	0.552
<b>C20:4n6</b>	0.5±0.0 <sup>a</sup>	0.5±0.0 <sup>a</sup>	0.5±0.0 <sup>a</sup>	0.6±0.1 <sup>a</sup>	0.552
<b>C20:5n3</b>	5.1±0.1 <sup>b</sup>	5.5±0.0 <sup>ab</sup>	5.5±0.1 <sup>ab</sup>	5.6±0.0 <sup>a</sup>	0.001
<b>C22:5n3</b>	1.9±0.1 <sup>a</sup>	2.0±0.0 <sup>a</sup>	1.9±0.0 <sup>a</sup>	1.9±0.0 <sup>a</sup>	0.552
<b>C22:6n3</b>	7.5±0.2 <sup>c</sup>	8.0±0.0 <sup>b</sup>	8.9±0.2 <sup>a</sup>	8.5±0.2 <sup>a</sup>	<0.001
<b>ΣPUFAS</b>	36.1±0.3 <sup>c</sup>	37.7±0.0 <sup>b</sup>	37.4±0.4 <sup>ab</sup>	37.0±0.0 <sup>a</sup>	<0.001
<b>NID</b>	0.4±0.3 <sup>a</sup>	-	0.4±0.0 <sup>a</sup>	0.7±0.5 <sup>a</sup>	0.934
<b>Σn3</b>	19.2±0.5 <sup>c</sup>	20.5±0.0 <sup>b</sup>	21.1±0.4 <sup>a</sup>	20.9±0.2 <sup>ab</sup>	<0.001
<b>Σn6</b>	15.4±0.1 <sup>a</sup>	15.6±0.1 <sup>a</sup>	14.6±0.1 <sup>b</sup>	14.5±0.0 <sup>b</sup>	<0.001
<b>Σn9</b>	27.4±4.5 <sup>c</sup>	30.0±0.8 <sup>a</sup>	29.2±0.2 <sup>b</sup>	28.9±0.4 <sup>b</sup>	<0.001
<b>EPA+DHA</b>	12.5±0.4 <sup>c</sup>	13.5±0.0 <sup>b</sup>	14.3±0.2 <sup>a</sup>	14.1±0.2 <sup>a</sup>	<0.001

## 7.6 Perfil de aminoácidos en musculo esquelético

Los resultados presentados en la Tabla 8 revelan que la composición de aminoácidos en el músculo de la *S. rivoliiana* se vio claramente afectada por los tratamientos con taurina, mostrando cambios tanto en los aminoácidos esenciales como en los no esenciales.

Entre los aminoácidos esenciales, se observó que la histidina (HIS) aumentó notablemente en el grupo T1 (6.0 g/100g) en comparación con T0 (4.7 g/100g) y T2 (5.3 g/100g). Esto sugiere que la suplementación con taurina en la dieta tiene un impacto positivo en la concentración de este aminoácido. Algo similar ocurrió con la arginina (ARG), que alcanzó su valor más alto en T1 (9.2 g/100g) en comparación con T0 (7.7 g/100g), aunque la diferencia entre T2 (8.5 g/100g) y T0 no fue tan marcada. En el caso de la treonina (THR) y la valina (VAL), ambos aminoácidos mostraron incrementos significativos en los grupos tratados con taurina. La treonina, por ejemplo, fue mayor en T1 (3.1 g/100g) y T2 (2.9 g/100g) en comparación con T0 (2.6 g/100g), lo que subraya la importancia de la taurina en el aumento de estos compuestos. La lisina (LYS) también se vio favorecida por la taurina, con T1 mostrando un aumento significativo (4.6 g/100g) frente a T0 (3.9 g/100g) y T2 (4.3 g/100g). La leucina (LEU) y la fenilalanina (PHE) siguieron una tendencia similar, con valores más altos en los grupos tratados, especialmente en T1.

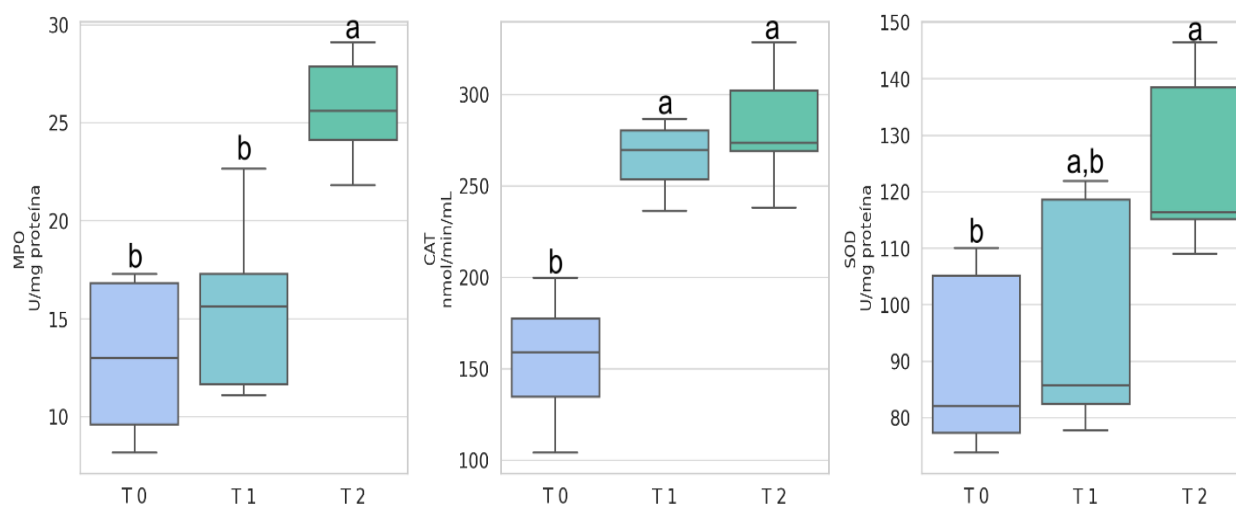
En cuanto a los aminoácidos no esenciales, el ácido aspártico (ASP) se incrementó en T1 (4.0 g/100g) en comparación con T0 (3.3 g/100g), y T2 (3.7 g/100g) mostró un valor intermedio. La serina (SER) y el ácido glutámico (GLU) también aumentaron significativamente en T1 y T2 en comparación con T0, lo que indica una respuesta positiva a la taurina. La glicina (GLY) fue otro aminoácido que mostró un aumento notable, alcanzando su nivel más alto en T1 (9.7 g/100g) comparado con T0 (7.2 g/100g) y T2 (8.2 g/100g). Por último, la taurina (TAU) misma mostró un aumento considerable, especialmente en el grupo T2 (5.1 g/100g) en comparación con T0 (1.2 g/100g) y T1 (1.7 g/100g).

**Tabla 8.** Perfil de ácidos grasos de los diferentes tratamientos y valores de partida (VP) en músculo esquelético de *S. rivoliiana* a los 60 días.

<b>Aminoácidos</b>					
<b>(g/100g)</b>	<b>VP</b>	<b>T0</b>	<b>T1</b>	<b>T2</b>	<b>P</b>
<b>Aminoácidos esenciales</b>					
HIS	5.8 + 0.1 <sup>ab</sup>	4.7 + 0.01 <sup>c</sup>	6 + 0.4 <sup>a</sup>	5.3 + 0.2 <sup>b</sup>	0.005
ARG	8.8 + 0.01 <sup>a</sup>	7.7 + 0.1 <sup>b</sup>	9.2 + 0.6 <sup>a</sup>	8.5 + 0.3 <sup>ab</sup>	0.003
THR	3.0 + 0.01 <sup>b</sup>	2.6 + 0.01 <sup>d</sup>	3.1 + 0.01 <sup>a</sup>	2.9 + 0.01 <sup>c</sup>	<0.001
VAL	2.0 + 0.01 <sup>c</sup>	1.7 + 0.01 <sup>b</sup>	2.1 + 0.01 <sup>a</sup>	1.9 + 0.01 <sup>d</sup>	<0.001
MET	1.9 + 0.1 <sup>a</sup>	2.8 + 0.01 <sup>b</sup>	2 + 0.4 <sup>a</sup>	2.3 + 0.2 <sup>ab</sup>	0.005
LYS	4.5 + 0.1 <sup>a</sup>	3.9 + 0.1 <sup>b</sup>	4.6 + 0.3 <sup>a</sup>	4.3 + 0.1 <sup>ab</sup>	0.005
ILE	2.5 + 0.01 <sup>ab</sup>	2.2 + 0.01 <sup>c</sup>	2.6 + 0.1 <sup>a</sup>	2.4 + 0.1 <sup>b</sup>	0.007
LEU	5.2 + 0.01 <sup>a</sup>	4.4 + 0.1 <sup>b</sup>	5.4 + 0.1 <sup>a</sup>	4.9 + 0.1 <sup>c</sup>	<0.001
PHE	2.8 + 0.01 <sup>b</sup>	2.4 + 0.01 <sup>c</sup>	3 + 0.1 <sup>a</sup>	2.6 + 0.0 <sup>d</sup>	<0.001
<b>Aminoácidos no esenciales</b>					
ASP	3.8 + 0.01 <sup>a</sup>	3.3 + 0.1 <sup>b</sup>	4 + 0.1 <sup>a</sup>	3.7 + 0.3 <sup>ab</sup>	0.005
SER	3.7 + 0.01 <sup>a</sup>	3.1 + 0.01 <sup>b</sup>	3.8 + 0.1 <sup>a</sup>	3.5 + 0.0 <sup>c</sup>	<0.001
GLU	8.4 + 0.01 <sup>ab</sup>	7.2 + 0.2 <sup>c</sup>	8.6 + 0.0 <sup>b</sup>	8.1 + 0.3 <sup>a</sup>	<0.001
GLY	9.3 + 0.1 <sup>a</sup>	7.2 + 0.2 <sup>b</sup>	9.7 + 1.1 <sup>a</sup>	8.2 + 0.3 <sup>ab</sup>	0.003
ALA	4.4 + 0.01 <sup>a</sup>	3.7 + 0.01 <sup>a</sup>	2.3 + 3.1 <sup>a</sup>	4.2 + 0.1 <sup>a</sup>	0.397
TYR	2.7 + 0.01 <sup>ab</sup>	2.4 + 0.01 <sup>c</sup>	2.8 + 0.1 <sup>a</sup>	2.6 + 0.0 <sup>b</sup>	<0.001
<b>Otro</b>					
TAU	1.5 + 0.01 <sup>bc</sup>	1.2 + 0.01 <sup>c</sup>	1.7 + 0.01 <sup>b</sup>	5.1 + 0.3 <sup>a</sup>	<0.001
<b>Total</b>	<b>70.3</b>	<b>60.4</b>	<b>70.8</b>	<b>70.4</b>	

## 7.7 Enzimas antioxidantes en hígado

Los resultados presentados en esta tabla indican que la suplementación con taurina en la dieta tiene un impacto significativo en la actividad de las enzimas MPO, CAT y SOD (Fig.12). En cuanto a la MPO, se observó que la actividad fue significativamente mayor en el tratamiento TAU 2 ( $25.62 \pm 2.55$  U/mg proteína) en comparación con T0 ( $13.1 \pm 3.46$  U/mg proteína) ( $p < 0.05$ ), mientras que T1 ( $15.32 \pm 3.83$ ) no presentó diferencias significativas con TAU 0, pero sí con T2, indicando un incremento progresivo en la actividad de MPO con la mayor concentración de taurina. Para la CAT, la actividad también fue significativamente mayor en los tratamientos T1 ( $262.5 \pm 25.82$  nmol/min/ml) y T2 ( $281.75 \pm 26.81$  nmol/min/ml) en comparación con T0 ( $155.51 \pm 30.63$  nmol/min/ml) ( $p < 0.05$ ), sin diferencias significativas entre T1 y T2, lo que sugiere que la suplementación con taurina aumenta la capacidad antioxidante relacionada con esta enzima. En relación con la SOD, la actividad fue significativamente menor en TAU 0 ( $88.51 \pm 15.34$  U/mg proteína) en comparación con T2 ( $124.7 \pm 14.75$  U/mg proteína) ( $p < 0.05$ ), mientras que TAU 1 ( $96.29 \pm 18.04$ ) mostró un valor intermedio, sin diferencias significativas con los otros tratamientos. Estos resultados subrayan el efecto positivo de la taurina en la activación de enzimas antioxidantes e inmunitarias, con un aumento notable en la actividad de MPO, CAT y SOD a medida que aumenta la concentración de taurina en la dieta.

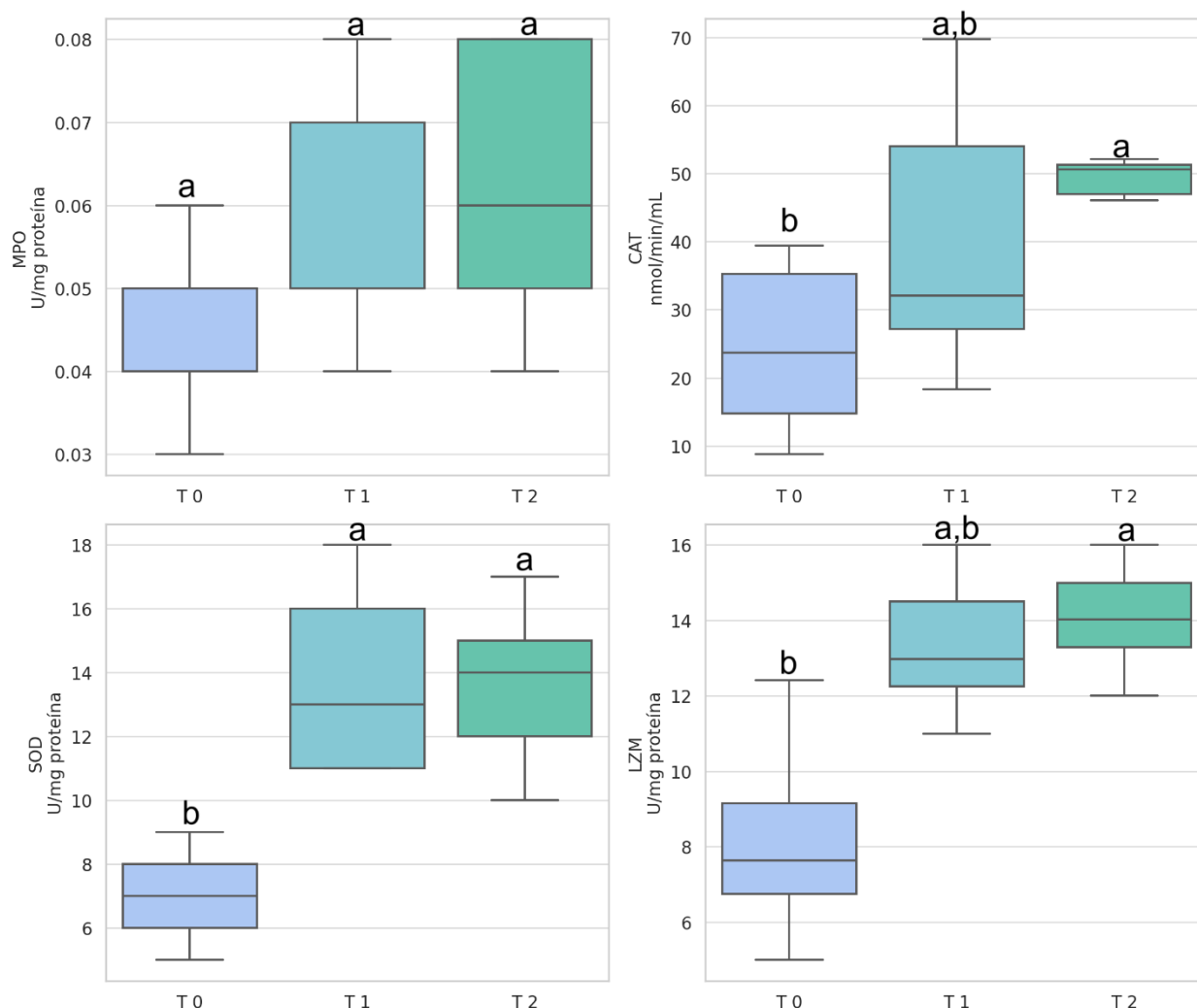


**Figura 12.** Efecto de la suplementación con taurina en la actividad de las enzimas antioxidantes catalasa (CAT) y superóxido dismutasa (SOD) y de la enzima inmune mieloperoxidasa (MPO) en hígado de *S. rivoliiana*.

## 7.8 Enzimas antioxidantes y lisozima en plasma

Los resultados muestran que la suplementación con taurina en las dietas tiene un impacto significativo en la actividad de las enzimas CAT, SOD y LZM, mientras que la actividad de MPO no presentó diferencias significativas entre los tratamientos (Fig.13). Específicamente, la actividad de CAT fue significativamente menor en el tratamiento T0 ( $24.23 \pm 11.1$  nmol/min/ml) en comparación con T2 ( $49.16 \pm 5.43$  nmol/min/ml) ( $p < 0.05$ ), mientras que T1 ( $38.72 \pm 16.84$ ) presentó un valor intermedio sin diferencias significativas con respecto a los otros dos tratamientos. La actividad de SOD fue significativamente menor en el tratamiento TAU 0 ( $7.56 \pm 2.07$  U/mg proteína) en comparación con T1 ( $13.67 \pm 2.74$  U/mg proteína) y T2 ( $13.78 \pm 2.22$  U/mg proteína) ( $p < 0.05$ ), mostrando un incremento en la actividad de SOD con la suplementación de taurina. Por otro lado, la actividad de LZM fue mayor en el tratamiento T2 ( $13.81 \pm 0.63$ ) en comparación con T0 ( $9.77 \pm 2.57$  U/mg proteína) ( $p < 0.05$ ), mientras que T1 ( $12.76 \pm 0.39$  U/mg proteína) no mostró diferencias significativas con los otros tratamientos. En contraste, la actividad de MPO se mantuvo constante a través de los tratamientos, sin diferencias significativas entre T0 ( $0.05 \pm 0.01$  U/mg proteína), T1 ( $0.06 \pm 0.01$  U/mg proteína) y T2 ( $0.06 \pm 0.02$  U/mg proteína).



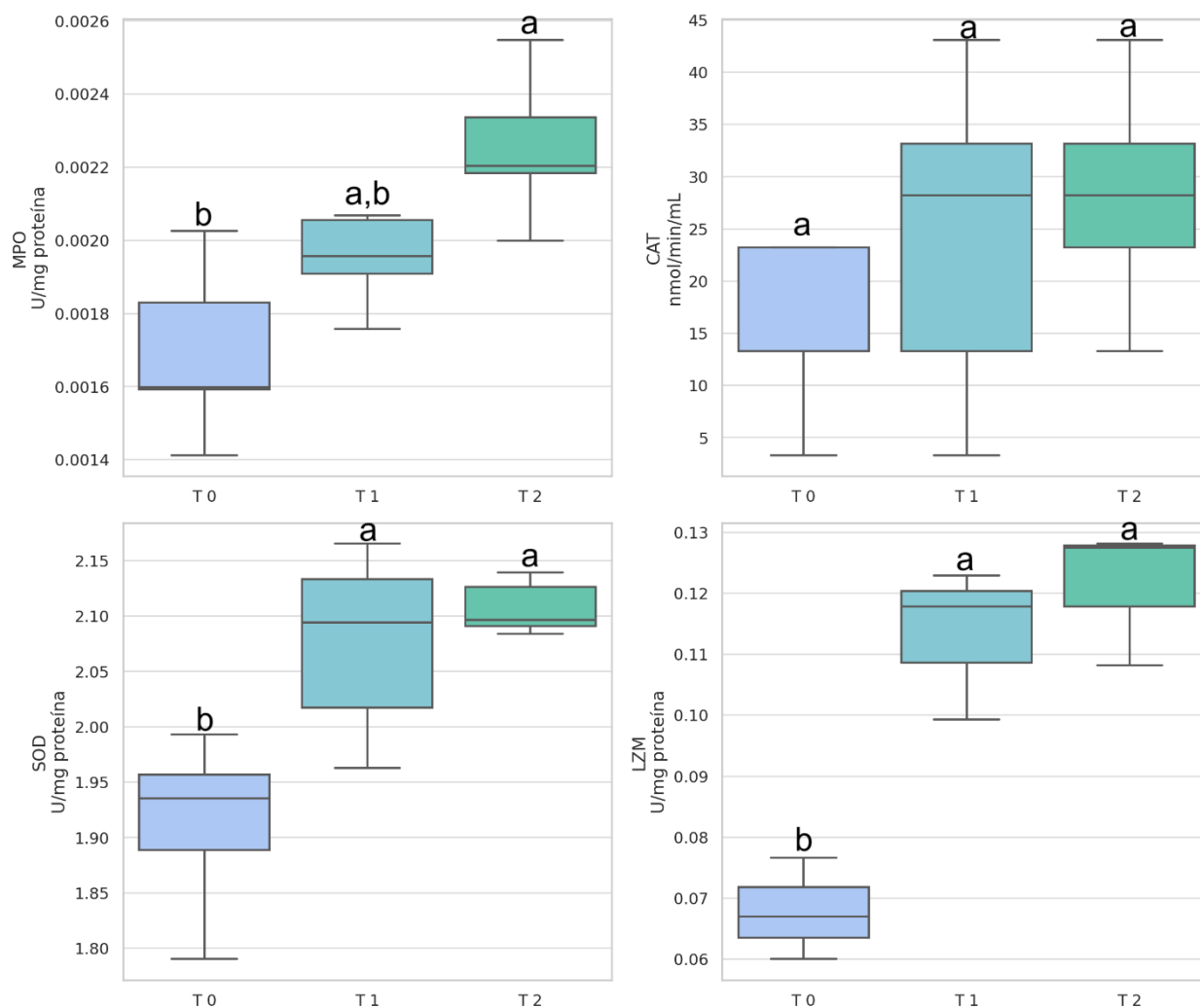


**Figura 13.** Efecto de la suplementación con taurina en la actividad de las enzimas antioxidantes catalasa (CAT), superóxido dismutasa (SOD), mieloperoxidasa (MPO) y lisozima (LYM) en el plasma de *S. rivoliانا*.

### 7.9 Enzimas antioxidantes y lisozima en mucus de piel

Los resultados muestran que la suplementación con taurina en las dietas influye significativamente en la actividad de las enzimas MPO, SOD y LYM, mientras que la actividad de la catalasa (CAT) no presentó diferencias significativas entre los tratamientos (Fig.14). Específicamente, MPO fue mayor en el tratamiento T2 ( $0.002 \pm 0.0001$  U/mg proteína) en comparación con el tratamiento T0 ( $0.001 \pm 0.0001$  U/mg proteína) ( $p < 0.05$ ), mientras que el tratamiento T1 ( $0.002 \pm 0.0002$  U/mg proteína) no mostró diferencias significativas con los otros dos. La actividad de SOD fue significativamente menor en el tratamiento T0 ( $1.9 \pm 0.1$  U/mg proteína) en comparación con T1 ( $2.08 \pm 0.07$  U/mg proteína) y TAU 2 ( $2.11 \pm 0.02$  U/mg proteína)

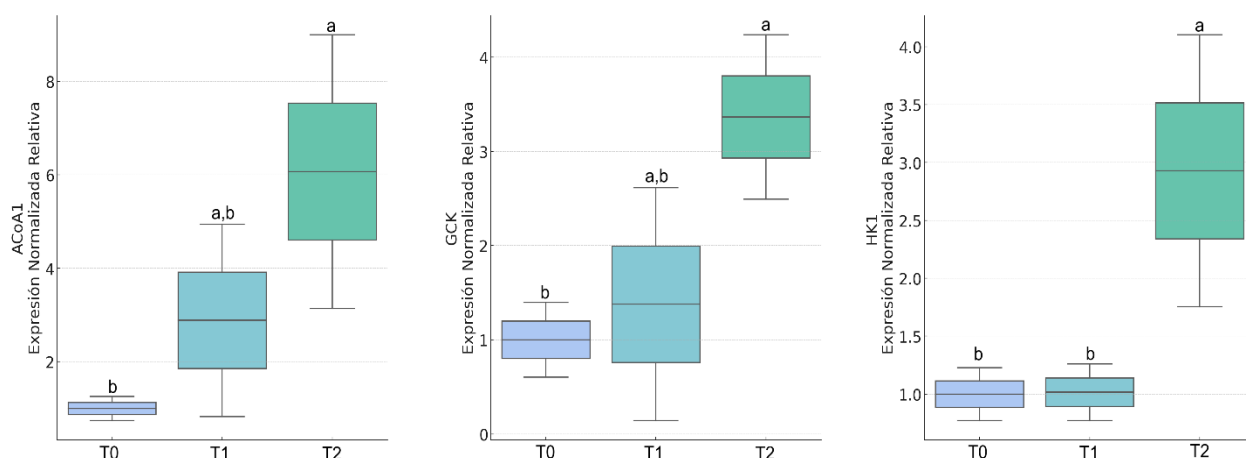
( $p < 0.05$ ). La actividad de LYM fue mayor en el tratamiento T2 ( $0.121 \pm 0.011$  U/mg proteína) en comparación con T0 ( $0.067 \pm 0.008$  U/mg proteína) ( $p < 0.05$ ), mientras que T1 ( $0.113 \pm 0.012$  U/mg proteína) no mostró diferencias significativas con los otros tratamientos. Mientras que la CAT fue similar entre los tratamientos, con valores de  $17.67 \pm 11.51$  U/mg proteína para T0,  $26.51 \pm 13.84$  U/mg proteína para T1, y  $28.72 \pm 9.45$  U/mg proteína para T2, sin diferencias significativas. Estos resultados indican que la taurina a concentraciones más elevadas mejora la actividad de ciertas enzimas antioxidantes e inmunitarias en el organismo.



**Figura 14.** Efecto de la suplementación con taurina en la actividad de las enzimas antioxidantes catalasa (CAT) y superóxido dismutasa (SOD), mieloperoxidasa (MPO) y lisozima (LYM) en mucus de piel de *S. rivoliana*.

## 7.10 Expresión de genes del metabolismo

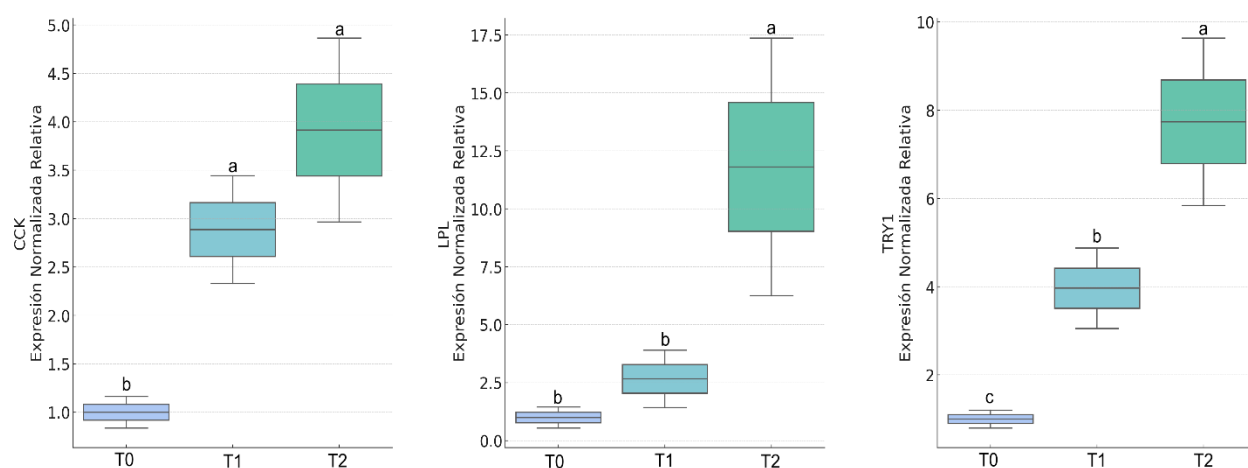
Los resultados obtenidos revelan un efecto significativo de la suplementación con taurina sobre la expresión de los genes ACoA1, GCK y HK1A, con diferencias significativas entre los tratamientos evaluados (Fig. 15). Para ACoA1, la expresión en el tratamiento T2 ( $6.07 \pm 2.93$ ) fue significativamente mayor ( $p < 0.05$ ) en comparación con T0 ( $1.0 \pm 0.26$ ), indicando que una mayor concentración de taurina en la dieta induce una expresión considerablemente más alta de este gen. El tratamiento T1 ( $2.89 \pm 2.06$ ) mostró un valor intermedio, sin diferencias significativas con respecto a los otros dos tratamientos. En cuanto a GCK, la expresión también fue significativamente mayor ( $p < 0.05$ ) en TAU 2 ( $3.36 \pm 0.87$ ) comparado con T0 ( $1.0 \pm 0.4$ ). El tratamiento T1 ( $1.38 \pm 1.24$ ) presentó una expresión intermedia, sin diferencias significativas respecto a los otros tratamientos, lo que sugiere que solo la dosis más alta de taurina tiene un impacto considerable en la expresión de GCK. Para HK1A, se observó una expresión significativamente mayor ( $p < 0.05$ ) en T2 ( $2.93 \pm 1.17$ ) en comparación con T0 ( $1.0 \pm 0.23$ ) y T1 ( $1.02 \pm 0.24$ ). En conjunto, estos resultados destacan el impacto de la taurina en la expresión génica, con un efecto pronunciado en ACoA1, GCK y HK1A en concentraciones más altas de taurina (2%).



**Figura 15.** Efecto de la suplementación con taurina en la expresión relativa de los genes Acetil-CoA carboxilasa (ACoA1), glucoquinasa (GCK) y hexoquinasa 1 (HK1) en el hígado de *S. rivoliiana*.

Los resultados indican que la suplementación con taurina influye significativamente en la expresión de los genes CCK, LPL y TRY1, con diferencias claras entre los tratamientos evaluados (Fig. 16). Para CCK, la expresión en el tratamiento T2 ( $3.91 \pm 0.95$ ) fue significativamente mayor en comparación con T0 ( $1.0 \pm 0.16$ ) ( $p < 0.05$ ). El tratamiento T1 ( $2.89 \pm 0.56$ ) también mostró un

incremento significativo en relación con T0, aunque no difirió significativamente respecto a T2. En LPL, la expresión fue considerablemente más alta en T2 ( $11.81 \pm 5.55$ ) en comparación con los tratamientos T0 ( $1.0 \pm 0.45$ ) y T1 ( $2.67 \pm 1.24$ ) ( $p < 0.05$ ), lo que sugiere un efecto pronunciado de la taurina en la activación de este gen a concentraciones elevadas. Para TRY1, la expresión en T2 ( $7.74 \pm 1.9$ ) fue significativamente superior a la observada en T1 ( $3.96 \pm 0.91$ ) y TAU 0 ( $1.0 \pm 0.2$ ) ( $p < 0.05$ ), mostrando un aumento progresivo en la expresión con la suplementación de taurina. Además, la diferencia entre T0 y T1 fue también significativa. La suplementación con taurina en la dieta mejoró significativamente la expresión de los genes CCK, LPL y TRY1, especialmente en el tratamiento T2, destacando su papel regulador en la expresión génica.



**Figura 16.** Efecto de la suplementación con taurina en la expresión relativa de los genes colecistoquinina (CCK), lipasa (LPL) y tripsina (TRY1) en el intestino de *S. rivoliana*.

## 8. DISCUSIÓN

### 8.1 Índices de crecimiento y condición

Varios autores han documentado los beneficios de incorporar taurina en la dieta de diferentes peces (Salze y Davis, 2015; Sampath *et al.*, 2020). Sin embargo, los requerimientos de taurina en peces marinos aún no están bien estudiados, ya que se desconocen las cantidades óptimas en varias especies; por ejemplo, un meta-análisis realizado por Li *et al.* (2022) reveló que los peces marinos requieren más taurina en la dieta que los peces de agua dulce, sugiriendo un promedio de 0.79% de taurina. No obstante, se ha demostrado que diversas especies de peces carnívoros requieren diferentes concentraciones de taurina en la dieta debido a su limitada o nula capacidad para sintetizarla (Yokoyama *et al.*, 2001), como es el caso de *Seriola quinqueradiata*, que requiere entre 1-2 g kg<sup>-1</sup> (Matsunari *et al.*, 2005), *Lutjanus colorado*, 16.3 g kg<sup>-1</sup> (Hernandez *et al.*, 2018), *Dicentrarchus labrax*, 10.0 g kg<sup>-1</sup> (Saleh *et al.*, 2020), *Dentex dentex*, 2 g kg<sup>-1</sup> (Chatzifotis *et al.*, 2008) y *Rachycenton canadum*, 0.5 g kg<sup>-1</sup> (Lunger *et al.*, 2007).

El presente estudio mostró una mejora significativa con la dieta que contenía 20 g kg<sup>-1</sup> de taurina (T2) después de 40 días de administración. Diferentes parámetros, como el crecimiento, la utilización del alimento y los índices somáticos, mejoraron en los peces alimentados con taurina en comparación con el tratamiento sin taurina. La inclusión de taurina mostró una mejora en la tasa de crecimiento específico (TCE) y en la ganancia de peso (GP), lo cual es consistente con hallazgos previos en estudios sobre *Seriola dorsalis* (Garcia-Organista *et al.*, 2019), *Seriola quinqueradiata* (Matsunari *et al.*, 2005; Takagi *et al.*, 2008) y *Paralichthys olivaceus* (Park *et al.*, 2001a; Kim *et al.*, 2005), donde la taurina se ha asociado con un crecimiento mejorado. El efecto de la mejora del crecimiento debido a la suplementación con taurina podría estar relacionado con su capacidad para estimular el consumo de alimento, como se ha demostrado con otros aminoácidos libres que tienen efectos estimulantes del apetito (Kasumyan y Døving, 2003); estimulando la actividad de las enzimas digestivas (Park *et al.*, 2001b; Abdel-Tawwab y Monier, 2018); la absorción de nutrientes, debido al incremento de la superficie de la membrana del borde en cepillo intestinal (QianQian *et al.*, 2016), y la mejora de las barreras intestinales (Wen *et al.*, 2020). Por otro lado, el índice de eficiencia proteica (IEP) mostró el valor más alto en T2 (1 ± 0.10), presentando valores similares a los reportados por Hernández *et al.* (2018) en *Colorado snapper*

con  $1.2 \pm 0.10$  en peces alimentados con 0.6, 1.2 y 1.8 g 100 g<sup>-1</sup>, lo que evidencia que la taurina puede ayudar a mejorar la utilización de proteínas dietéticas. En este sentido, Salze *et al.* (2012) también demostraron un aumento de tripsina en larvas de cobia alimentadas con alimentos vivos suplementados con taurina, lo que mejora la digestión de proteínas.

En todos los tratamientos, se encontró que el factor K fue significativamente mayor que 1, aunque se observó una ligera diferencia en el valor de T0 en comparación con los grupos suplementados con taurina. Este resultado puede atribuirse al hecho de que los peces en T1 y T2 aumentaron su masa muscular sin experimentar un cambio significativo en la longitud. Este fenómeno es contrario al observado en *Acipenser ruthenus*, donde se reportó una disminución en el factor K a medida que aumentaba la concentración de taurina en la dieta, comenzando la disminución a partir de concentraciones mayores a 15 g/kg de taurina en la dieta (Bavi *et al.*, 2022). Además, la taurina no afecta el índice hepatosomático (IHS) en *S. rivoliana*; por el contrario, como se reportó en la *Rachycentron canadum*, el IHS fue más bajo con la adición de taurina (3.11%) y más alto en la dieta sin taurina (5.07%) (Lunger *et al.*, 2007). Sin embargo, la taurina influyó en una menor acumulación de grasa intraperitoneal, mostrando una diferencia del 1% entre T0 y T2, lo que sugiere un posible aumento en la concentración de ácidos biliares, como se reportó en el lenguado senegalés *Solea senegalensis* (Aragão *et al.*, 2023).

Los efectos de la suplementación con taurina en la dieta comercial sobre el crecimiento y los índices somáticos demostraron una relación fuerte, reforzada a través del análisis de componentes principales (ACP). Este análisis evidenció una mayor separación entre T0 y T2, corroborando que la ausencia de taurina se correlaciona fuertemente con un aumento en la IPF. Al mismo tiempo, su adición está más relacionada con la tasa de crecimiento específico (TCE) debido a la mejora de la hiperplasia muscular, como lo reportaron Wijerath Wiriduge *et al.* (2020), lo que indica que la taurina influye en esta variable en mayor medida.

## 8.2 Bioquímica sanguínea

Se ha demostrado que la bioquímica sanguínea es valiosa para evaluar la salud de los peces (Chen *et al.*, 2004). Permite identificar condiciones como el estrés fisiológico (Lermen *et al.*, 2004;

Huang *et al.*, 2021) y detectar enfermedades o trastornos fisiopatológicos (Stockham y Scott, 2013).

El presente estudio indica que el aumento de los niveles de taurina en la dieta incrementa los valores de proteínas totales (PT) y globulinas (GLO). Esta observación ha sido corroborada en situaciones donde la taurina se incrementa a 30 g kg<sup>-1</sup> en la dieta, lo que lleva a un aumento en los niveles de PT en especies como *Acipenser ruthenus* (Bavi *et al.*, 2022) y *Clarias gariepinus* (Adeshina y Abdel-Tawwab, 2020). La mejora de estos parámetros al incorporar taurina podría indicar una posible recuperación de daño hepático y un impacto positivo en el anabolismo proteico (Valente *et al.*, 2011). Asimismo, el aumento de estas proteínas puede estar asociado con un incremento de proteínas defensivas, lo que podría resultar en un mejor estado físico del organismo (Saleh *et al.*, 2020) y la mejora del sistema inmunológico en peces (Adeshina y Abdel-Tawwab, 2020). El contenido de albúmina (ALB) no se vio afectado por la taurina (Tabla 3), lo que indica que el metabolismo de proteínas y el transporte de hormonas, bilirrubina no conjugada y algunos ácidos grasos no se vieron afectados (Andreeva, 2010). Ahora bien, los valores de la relación ALB varían según cada especie, donde un desequilibrio en estas variables indica inflamación y disfunción hepática (Mazzaferro *et al.*, 2002; Giannini *et al.*, 2005). No obstante, en el presente estudio se encontraron valores que oscilan entre 0.55 y 0.58, en concordancia con los reportados para el esturión chino *Acipenser sinensis* (Zheng *et al.*, 2023), que no mostraron cambios significativos en la relación ALB entre su dieta de control y la suplementada con taurina. Los valores sanguíneos de juveniles de *S. rivoliana* indican que se encuentran dentro de rangos saludables, según Lepkovsky (1930), quien estableció un rango entre 0.26 y 1.7 en la relación ALB. La inclusión de taurina en las dietas T1 y T2 redujo la concentración de glucosa en el suero sanguíneo. Este efecto puede estar relacionado con la capacidad de la taurina para mejorar el metabolismo de la glucosa al aumentar la actividad y la expresión génica de varias enzimas, incluidas la glucoquinasa, la piruvato quinasa, la glucosa-6-fosfato deshidrogenasa, la glucógeno sintasa y el transportador de glucosa 2 (Sampath *et al.*, 2020). Aunque Martins *et al.*, (2018) no observaron cambios en los niveles de glucosa en *Dicentrarchus labrax*, otros estudios han corroborado que la taurina puede disminuir los niveles de glucosa en *Totoaba macdonaldi* (Bañuelos-Vargas *et al.*, 2014) y en *Acipenser persicus* (Hoseini *et al.*, 2018). Estos hallazgos

sugieren que la taurina podría desempeñar un papel importante en la regulación del metabolismo de la glucosa en *S. rivoliana*, lo que contribuye a mejorar su salud metabólica.

Se ha demostrado que la taurina reduce la síntesis de colesterol (Chen et al., 2012), lo que significa que su concentración disminuye a medida que aumenta la cantidad de taurina en la dieta. Un ejemplo es la investigación de Tong *et al.* (2020), quien observó una disminución del colesterol cuando se aumentó la taurina dietética (20 g kg<sup>-1</sup>) en *Acanthopagrus schlegelii*. Este resultado coincide con lo reportado en el presente estudio, donde se observó una disminución significativa en el colesterol a medida que aumentaba la cantidad de taurina dietética. En contraste, también se observó una disminución en los triglicéridos (TRI) a medida que aumentaba la taurina, pero las variaciones detectadas no fueron estadísticamente significativas. Nuestros resultados concuerdan con otros estudios en los que el aumento de taurina disminuyó la cantidad de triglicéridos al aumentar la suplementación con taurina al 0.5 y 1.5% (Aragão *et al.*, 2023) y 15, 30 y 50 g kg<sup>-1</sup> (Bavi *et al.*, 2022) en la dieta.

Las enzimas hepáticas ALT y AST indican daño en el hígado o en las células musculares cuando se liberan en altas concentraciones en el torrente sanguíneo (Center, 2007). Los resultados mostraron que los niveles de AST presentaron diferencias significativas, siendo más altos en T1 (74.2 U L<sup>-1</sup>), pero no se observaron diferencias entre T0 y T2. La ALT hepática no mostró diferencias significativas entre los tratamientos; los valores de ALT y AST en los tres tratamientos fueron inferiores a los valores de referencia al inicio del experimento. Estos resultados son similares a los reportados por Tong *et al.*, (2020), quienes encontraron actividades más altas de AST y ALT debido a la suplementación con taurina en la dieta de *Acanthopagrus schlegelii*. Por otro lado, la relación AST puede servir como un indicador de insuficiencia hepática; una relación superior a 1 indica un daño hepático significativo, pero esta relación puede aumentar o disminuir dependiendo de las condiciones en las que se encuentren los peces (Bonifacio *et al.*, 2016). En el presente estudio, la relación AST fue significativamente menor en T2 (0.88), mientras que en T0 y T1 mostraron una relación de 1.3. No obstante, es difícil indicar algún daño hepático debido a la falta de información, ya que puede ser muy variable entre especies y en función de la etapa de desarrollo de los peces. Deberían realizarse más investigaciones utilizando otros métodos, como estudios histológicos.



### 8.3 Perfil de ácidos grasos y aminoácidos en músculo esquelético

La presente investigación demuestra que la suplementación con taurina incrementa los niveles de este aminoácido en los músculos, en concordancia con lo reportado por Yatabe *et al.* (2009) influyendo en la regulación de la oxidación y el transporte de ácidos grasos como se ha observado en otros estudios (Ito *et al.*, 2010; De Luca *et al.*, 2015; Thirupathi *et al.*, 2020). En cuanto a la composición de ácidos grasos, los resultados indican que la concentración de taurina influyó en las concentraciones de ácidos grasos específicos; por ejemplo, se observó un aumento significativo en los niveles de C14:0, C16:0, C16:1n7, C18:1n7, C24:1n9, C18:4n3 y C20:4n6 en T2 en comparación con T0. Sin embargo, las concentraciones totales de omega-3 y DHA fueron más altas en T1, mientras que la concentración de EPA fue más alta en T2. Estas diferencias sugieren que la taurina puede tener un efecto modulador en la concentración de ácidos grasos en el músculo. Sin embargo, el efecto puede variar dependiendo del tipo específico de ácido graso. Se necesitan más estudios para comprender completamente los mecanismos subyacentes de cómo la taurina afecta el perfil de ácidos grasos y el impacto que podrían tener en los juveniles *S. rivoliana*; por ejemplo, un desequilibrio en la proporción de estos ácidos grasos puede llevar a la inflamación y otras enfermedades crónicas (Harris, 2010; Djuricic y Calder, 2021).

Por otro lado, se observó un aumento en la acumulación de taurina en el músculo cuando se incrementó la taurina en la dieta, coincidiendo con investigaciones en otras especies como *Dicentrarchus labrax* (Kotzamanis *et al.*, 2019, 2020) y *Paralichthys olivaceus* (Kim *et al.*, 2005). Sin embargo, el perfil general de aminoácidos (AA) fue mayor en T1, con una disminución en aminoácidos esenciales (EAA) y no esenciales (NEAA) en T2. No obstante, ambos fueron mayores que en T0, excepto para MET, que fue mayor que en los grupos con taurina. Estos resultados contrastan con los reportados por Ishikura *et al.* (2011), quienes encontraron que el consumo de taurina implicaba una disminución en alanina, treonina y serina. Sin embargo, no se ha establecido una relación directa entre la taurina y otros aminoácidos; la taurina puede influir en la presencia de otros aminoácidos, ya que ambos están involucrados en procesos metabólicos y energéticos en el organismo. Por lo tanto, se necesita más investigación para comprender completamente esta posible relación.

#### 8.4 Actividad enzimática en hígado

La taurina es un aminoácido esencial que modula el sistema antioxidante en peces, regulando el estrés oxidativo causado por un desequilibrio en la producción de especies reactivas de oxígeno (ROS), lo que puede provocar daño celular (Schaffer *et al.*, 2010). Se ha visto que potencia enzimas antioxidantes como SOD, CAT y GPx, reduciendo la peroxidación lipídica y los niveles de malondialdehído en *Rhynchocypris lagowskii* alimentados con dietas con taurina (Zhu *et al.*, 2022). Aunque su capacidad como captador de radicales libres es limitada (Aruoma *et al.*, 1988; Mehta y Dawson, 2001), la taurina disminuye las ROS en las mitocondrias, mejorando la integridad de la cadena de transporte de electrones y reduciendo el estrés oxidativo (Chang *et al.*, 2004; Parvez *et al.*, 2008).

Además de su papel antioxidante, la taurina desempeña un papel fundamental en la regulación de la respuesta inmunológica. En mamíferos, se ha demostrado que la taurina es un potente regulador de la respuesta proinflamatoria e inmune, promoviendo la reparación tisular y mitigando la toxicidad provocada por metales y lipopolisacáridos bacterianos (Kim y Kim, 2002; Gupta *et al.*, 2006; Motawi *et al.*, 2007). Estos efectos se logran mediante la neutralización de especies oxidativas, lo que a su vez regula las reacciones inflamatorias a través de la modulación de la expresión génica en los leucocitos (Schuller-Levis y Park, 2004).

En peces, se ha documentado que la síntesis de taurina ocurre predominantemente en el hígado (Yokoyama *et al.*, 2001), lo que convierte a este órgano en un punto central de estudio sobre la relación entre la taurina, el estrés oxidativo y el sistema inmune. Nuestro estudio en *S. rivoliana* demostró que la suplementación con 2% de taurina en la dieta mejora la actividad de las enzimas antioxidantes CAT, SOD y MPO. Estos hallazgos son consistentes con lo observado por Abdel-Tawwab y Monier (2018) en *Cyprinus carpio*, donde una concentración de 15.0 g/kg de taurina también incrementó la actividad de CAT y SOD, mejorando el crecimiento y la tolerancia al estrés. De manera similar, en *Dicentrarchus labrax*, Ceccotti *et al.* (2019) y Coutinho *et al.* (2017) encontraron mejoras en la actividad enzimática con concentraciones de 1.5% y 1% de taurina, respectivamente, lo que sugiere que incluso dosis relativamente bajas pueden ser efectivas. En *Micropterus salmoides* y *Paralichthys olivaceus*, Huang *et al.* (2021) y Kim *et al.* (2017) reportaron que una suplementación del 1.5% de taurina aumentó la actividad de CAT y SOD, coincidiendo

con nuestros resultados. Por otro lado, Zhang *et al.* (2018) en *Mylopharyngodon piceus* encontraron que una dosis de 0.1% fue suficiente para mejorar la actividad de SOD y GSH-Px, lo que resalta cómo la efectividad de la taurina puede variar según la especie. Finalmente, en *Lateolabrax maculatus*, Wei *et al.* (2021) reportaron que una concentración de 1.6% de taurina mejoró significativamente la actividad de CAT, SOD, GSH-Px y lisozima, lo que apoya la consistencia de los efectos antioxidantes de la taurina en diversas especies de peces.

### **8.5 Actividad enzimática en plasma**

La evaluación de la actividad enzimática en sangre, al igual que en tejidos, es fundamental para comprender el estado de salud y la respuesta fisiológica del organismo. Las enzimas antioxidantes, como SOD, CAT y glutatión peroxidasa (GPx), son indicadores clave del estrés oxidativo, un proceso que compromete la integridad celular y tisular (Ighodaro y Akinloye, 2018; Jomova *et al.*, 2024). La medición de estas enzimas permite evaluar cómo el organismo maneja la producción de especies reactivas de oxígeno (ROS), reflejando su capacidad adaptativa frente al estrés (Katerji *et al.*, 2019; Jomova *et al.*, 2023). Asimismo, las enzimas del sistema inmune, como LZM y MPO, suelen analizarse para determinar la respuesta inmunológica ante infecciones o inflamaciones, proporcionando información crucial sobre la capacidad defensiva del organismo (Hrynkiewicz *et al.*, 2020; Ferraboschi *et al.*, 2021). Específicamente, la LZM desempeña un papel clave en la defensa innata de los peces (Saurabh y Sahoo, 2008) y es un indicador relevante para evaluar la eficacia de la respuesta inmunitaria inespecífica (Zhou *et al.*, 2006).

En nuestro estudio, la suplementación con 2% de taurina mejoró significativamente la actividad de CAT, SOD y LZM, mientras que la MPO no mostró diferencias significativas, aunque sí una tendencia al aumento en comparación con el grupo control. Estos resultados coinciden con los de Abdel-Rahman *et al.* (2021) en *Oreochromis niloticus*, donde 1% de taurina mejoró CAT, SOD y lisozima, lo que aumentó la resistencia al estrés oxidativo causado por insecticidas. Adeshina y Abdel-Tawwab (2020) en *Clarias gariepinus* también reportaron mejoras en estas enzimas con 30 g/kg de taurina, una concentración mucho mayor. Gunathilaka *et al.* (2019) en *Pagrus major* observaron aumentos en SOD y lisozima con 1% de taurina, pero sin diferencias significativas en MPO, lo cual es coherente con nuestros hallazgos en *S. rivoliana*. Además, se reportó una mejora en la inmunidad innata bajo condiciones de baja temperatura del agua.

De manera similar, Hu *et al.* (2018) en *Monopterus albus* y Li *et al.* (2016) en *Pelteobagrus fulvidraco* observaron que la suplementación con 1.5% y 1.09% de taurina, respectivamente, mejoró la actividad de CAT, SOD y lisozima, aumentando la resistencia al estrés. En *Monopterus albus*, se observó una mejor respuesta antioxidante bajo exposición al aire, mientras que en *Pelteobagrus fulvidraco* se incrementó la resistencia a la hiperamonemia. Rahimnejad y Lee (2014) en *Paralichthys olivaceus* también reportaron mejoras en CAT, SOD y lisozima con 1% de taurina, aunque sin diferencias significativas en MPO. Nuestros resultados sugieren que la taurina es eficaz para mejorar la capacidad antioxidante e inmunitaria en *S. rivoliana* cuando se analiza en plasma sanguíneo, aunque la respuesta específica de MPO no parece verse afectada con las concentraciones de taurina empleadas en este estudio. Cabe destacar que, además de estos beneficios, una deficiencia de taurina en la dieta puede resultar en anemia hemolítica, disminución de la osmolaridad sérica y menor tolerancia osmótica de los eritrocitos (Takagi *et al.*, 2006).

### **8.6 Actividad enzimática en mucus**

El mucus que recubre la piel de los peces actúa no solo como una barrera física que los protege de lesiones y abrasiones, sino también como un componente crucial en su defensa inmunológica y antioxidante (Salinas *et al.*, 2011). Este mucus contiene una variedad de enzimas y anticuerpos, como inmunoglobulinas y lisozima, que brindan una protección química efectiva contra patógenos como bacterias, hongos y parásitos, asegurando así la integridad y salud del pez (Subramanian *et al.*, 2007). En particular, la lisozima, una enzima bactericida presente en el mucus, degrada las paredes celulares de bacterias gran-positivas y gran-negativas, facilitando la eliminación de patógenos y activando el sistema del complemento, lo que refuerza la respuesta inmunitaria del pez (Subramanian *et al.*, 2007; Saurabh y Sahoo, 2008).

Además, el mucus alberga enzimas antioxidantes como la catalasa (CAT) y la superóxido dismutasa (SOD), que protegen las células del daño oxidativo en situaciones de estrés, como heridas o cambios ambientales. Esto sugiere que las defensas antioxidantes en el mucus no solo mitigan el daño, sino que también facilitan la cicatrización (Jung *et al.*, 2012). El proceso dinámico de secreción y renovación del mucus asegura, además, una protección continua contra los patógenos en el entorno acuático (Ángeles Esteban, 2012).

En nuestro estudio, observamos que la adición de taurina no afectó la actividad de la catalasa (CAT) entre los diferentes tratamientos. Sin embargo, la adición de taurina al 1% y 2% mejoró significativamente la actividad de la superóxido dismutasa (SOD) y la lisozima (LZM) en comparación con el tratamiento sin taurina. Asimismo, la actividad de la mieloperoxidasa (MPO) fue superior en el tratamiento con 2% de taurina. Estos hallazgos son coherentes con los resultados de Dehghani *et al.* (2020), quienes informaron que la suplementación con taurina en *Acanthopagrus latus* incrementó la actividad de enzimas antioxidantes como la SOD y la LZM, lo que contribuyó a un mejor estado inmunológico y de salud general del pez. Por otro lado, Ramos-Pinto *et al.* (2021) también reportaron que la suplementación dietética con taurina, incluso en bajas concentraciones (0.5%), mejoró la actividad de la peroxidasa (POD) y las antiproteasas en *Sparus aurata*, lo que refuerza la relevancia de la taurina en la potenciación del sistema inmunológico.

Si bien nuestros resultados no abordaron directamente los efectos de condiciones ambientales o lesiones, es importante considerar los hallazgos de estudios como el de Espinosa-Ruíz y Esteban, (2021), quienes demostraron que las actividades enzimáticas antioxidantes en el mucus de *Sparus aurata* aumentan en respuesta a lesiones en la piel, evidenciando un incremento en la actividad de enzimas como la CAT y la SOD bajo estas condiciones. De manera similar, Sridhar *et al.* (2021) investigaron cómo las enzimas inmunitarias en el mucus responden a diferentes pH, mostrando un aumento significativo en la actividad bactericida y enzimática en especies como *Cirrhinus mrigala*. Además, estudios como los de Guardiola *et al.* (2014) y Palaksha *et al.* (2008) han demostrado que, aunque no utilizaron taurina, el mucus de la piel de diversas especies de peces presenta una alta actividad enzimática y bactericida, esencial para la defensa contra patógenos, especialmente en condiciones ambientales adversas o tras lesiones.

Aunque la información disponible sobre los efectos de la taurina en la respuesta antioxidante e inmune de los peces es aún limitada, los estudios realizados hasta ahora indican su gran potencial en la mejora de la salud y el bienestar de las especies acuáticas. Nuestros resultados sugieren que la suplementación con taurina fortalece tanto la capacidad antioxidante como el sistema inmune presente en el mucus. Este fortalecimiento de las defensas naturales podría traducirse en una mayor resistencia a enfermedades, lo que tendría un impacto positivo en la acuicultura al reducir

la necesidad del uso de antibióticos. Por lo tanto, la optimización de dietas enriquecidas con taurina representa una estrategia prometedora para mejorar la salud general de los peces y fomentar prácticas más sostenibles en el cultivo de especies acuáticas.

### 8.7 Metabolismo

La taurina desempeña un papel crucial en el metabolismo de los peces, influyendo en diversas vías metabólicas, incluidas las de carbohidratos, lípidos y proteínas (Sampath, 2020). Este impacto es particularmente significativo dado que el hígado es el principal sitio del metabolismo de la glucosa y los lípidos en los peces, como lo indican consistentemente estudios previos (Shen *et al.*, 2019; Taj *et al.*, 2020; Zhang *et al.*, 2020). En nuestro estudio, observamos que la suplementación con taurina al 2% en *S. rivoliana* aumentó significativamente la expresión de genes clave para el metabolismo energético y la digestión. En el hígado, se incrementó la expresión de genes como acetil-CoA (AcoA), glucoquinasa (GCK) y hexoquinasa (HK), mientras que en el intestino se registró un aumento en la expresión de colecistoquinina (CCK), tripsina (TRY1) y lipasa (LPL).

Nuestros resultados son consistentes con estudios previos en otras especies. Por ejemplo, Bai *et al.* (2021) reportaron que 10 g/kg de taurina en *Epinephelus coioides* incrementaron la expresión de genes relacionados con el metabolismo lipídico, mejorando la regulación de lípidos y reduciendo la acumulación de grasa hepática. Asimismo, Bañuelos-Vargas *et al.* (2014) encontraron que 1% de taurina en *Totoaba macdonaldi* restauró la actividad de GK y HK, optimizando el metabolismo de la glucosa y disminuyendo la peroxidación lipídica en el hígado. En *Dentex dentex*, Chatzifotis *et al.* (2008) observaron que 2 g/kg de taurina aumentaron la actividad de la lipasa en el hígado y ciego pilórico, y Zheng *et al.* (2016) reportaron mejoras en la actividad digestiva en *Cynoglossus semilaevis*, lo que favoreció la digestión y el crecimiento en postlarvas.

Estudios como los de Li *et al.* (2021) en *Platichthys stellatus* y Zhang *et al.* (2019) en *Scophthalmus maximus* destacan el efecto de la taurina en la regulación de genes como GK y TRY, lo que favorece la absorción de nutrientes y la reducción de glucosa en sangre, resultados también observados en *S. rivoliana* y otras especies. Sin embargo, se ha demostrado que un exceso de taurina puede tener un impacto adverso en la función de las enzimas digestivas. Gao *et al.* (2007) encontraron que, en carpas, dosis superiores a 1.2 g/kg de taurina reducían la actividad de proteasas, lipasas y

amilasas. De manera similar, Salze *et al.* (2012) observaron en larvas de cobia que la taurina mejoraba la absorción de nutrientes y contribuía a un mejor crecimiento y supervivencia.

Por otro lado, la CCK es una hormona clave en la regulación de procesos digestivos como la secreción pancreática, la motilidad intestinal, la contracción de la vesícula biliar y el retraso del vaciamiento gástrico (Micale *et al.*, 2014). Estos procesos parecen ser favorecidos por la taurina, que potencia la expresión de CCK como en el presente estudio. Sin embargo, no se encontraron investigaciones sobre el efecto que puede tener la taurina sobre esta hormona en peces, pero se ha visto en organismos como mejora la expresión de CCK en pollos (Huang *et al.*, 2014).

Esta hormona es secretada por células endocrinas localizadas en la mucosa intestinal, y ha sido identificada en diversas especies, tales como *Paralichthys olivaceus* (Kurokawa *et al.*, 2000), *Seriola quinqueradiata* (Murashita *et al.*, 2006) y *Thunnus thynnus* (Kamisaka *et al.*, 2002). Asimismo, Zambonino-Infante y Cahu (2007) reportaron que los genes involucrados en la regulación del apetito y la digestión, como el de la colecistoquinina (CCK), presentan una expresión diferencial en función de los protocolos de alimentación aplicados. Esta hormona desempeña un papel clave en la estimulación de la secreción de enzimas digestivas, como la amilasa, lipasa y tripsina (García Luna y López Gallardo, 2007), enzimas que juegan un papel vital en el procesamiento de nutrientes y el crecimiento de los peces.

Para *Micropterus salmoides*, Liang *et al.* (2024) demostraron que la CCK no solo regula la digestión, sino que también tiene un impacto significativo en la ingesta alimentaria mediante la modulación de genes en el cerebro e intestino. La investigación reveló que la inhibición de la alimentación es más eficaz cuando la CCK se une al receptor CCK1R, en comparación con el receptor CCK2R, lo que destaca la especificidad funcional de esta hormona en la regulación de la saciedad y la digestión.

Finalmente, La variabilidad en las concentraciones óptimas de taurina observada en diferentes estudios sugiere que la respuesta de los peces depende de factores como la especie y la composición de la dieta. En general, concentraciones cercanas al 2% han demostrado ser eficaces para mejorar la expresión de genes clave como ACoA, HK, GCK, TRY, LPL y CCK en *S. rivoliana* y otras especies, subrayando la necesidad de ajustar la dosis de taurina según la especie y los objetivos dietéticos en acuicultura.

## 9. CONCLUSIONES

1. La suplementación con taurina en concentraciones de 10 g/kg y 20 g/kg en la dieta de *S. rivoliana* mejoró significativamente el crecimiento, evidenciado por un aumento en la tasa de crecimiento específico y la ganancia de peso en comparación con los peces que no recibieron taurina.
2. Los índices de condición, como el factor de condición y el índice de grasa intraperitoneal, mostraron mejoras significativas en los grupos suplementados con taurina, lo que indica un mejor estado de salud general y una menor acumulación de grasa en los peces.
3. La suplementación con taurina incrementó significativamente los niveles de proteínas totales y globulinas en el suero sanguíneo, al mismo tiempo que redujo los niveles de glucosa y colesterol.
4. La taurina influyó positivamente en el perfil de aminoácidos musculares, con incrementos notables en la propia taurina y en aminoácidos esenciales como la histidina y la arginina, lo que sugiere un efecto beneficioso en la síntesis proteica muscular.
5. Se observó un aumento en la actividad de enzimas antioxidantes, como la catalasa (CAT) y la superóxido dismutasa (SOD), en los peces suplementados con taurina, sugiriendo una mayor capacidad para gestionar el estrés oxidativo.
6. La suplementación con taurina incrementó la actividad de enzimas antibacterianas, como la lisozima (LZM) y la mieloperoxidasa (MPO), lo que contribuyó a una mejor respuesta antioxidante en los peces.
7. La suplementación con taurina en la dieta de *S. rivoliana* tuvo un impacto significativo en la regulación del metabolismo, manifestado a través de mejoras en la expresión de genes clave. Se observó un aumento en la expresión de hexoquinasa (HK) y glucoquinasa (GK), lo que sugiere una mayor eficiencia en la fosforilación de glucosa y su posterior utilización en la vía glucolítica. Además, el incremento en la expresión de lipasa (LPL) indica una mejora en la movilización y catabolismo de lípidos. Asimismo, la taurina favoreció la expresión de acetil-CoA carboxilasa



(ACoA1), enzima crucial en la biosíntesis de ácidos grasos, lo que sugiere una optimización en el manejo de los recursos energéticos y lipídicos del organismo.

A pesar de los beneficios observados con la suplementación de taurina en la dieta de juveniles de *S. rivoliana*, es necesario realizar más investigaciones utilizando diferentes concentraciones para establecer las cantidades óptimas que maximicen el crecimiento y mejoren los parámetros de salud de manera eficiente. Futuros estudios deberían centrarse en evaluar los efectos a largo plazo de la suplementación con taurina, con el fin de asegurar que su ingesta prolongada no provoque efectos adversos, prestando especial atención a la expresión de genes relacionados con el metabolismo, la actividad enzimática y la función inmunológica. Además, se recomienda explorar las interacciones de la taurina con otros nutrientes en la dieta y analizar su impacto en diferentes etapas del ciclo de vida de la especie, con el objetivo de optimizar las estrategias de alimentación en condiciones de cultivo.

## 10. LITERATURA CITADA

- Abdel-Rahman, M.A., Elshopakey, G.E., Ibrahim, M.A., Hassan, S.A. y Abdel-Latif, H.M.R. (2021). The antioxidant role of a taurine-enriched diet in combating the immunotoxic and inflammatory effects of pyrethroids and/or carbamates in *Oreochromis niloticus*. *Animals*, 11(5): 1318. doi: 10.3390/ani11051318.
- Abdel-Tawwab, M. y Monier, M.N. (2018). Stimulatory effect of dietary taurine on growth performance, digestive enzymes activity, antioxidant capacity, and tolerance of common carp (*Cyprinus carpio* L.) fry to salinity stress. *Fish Physiology and Biochemistry*, 44(2): 639–649. doi: 10.1007/s10695-017-0459-8.
- Abowei, J.F.N., Briyai, O.F. y Basse, S.E. (2011). A review of some viral, neoplastic, environmental and nutritional diseases of African fish. *British Journal of Pharmacology and Toxicology*, 2(5): 227–235.
- Adeshina, I. y Abdel-Tawwab, M. (2020). Dietary taurine incorporation to high plant protein-based diets improved growth, biochemical, immunity, and antioxidants biomarkers of African catfish (*Clarias gariepinus* B.). *Fish Physiology and Biochemistry*, 46(4): 1323–1335. doi: 10.1007/s10695-020-00791-y.
- Allen, G.R. y Robertson, D.R. (1994). *Fishes of the tropical eastern Pacific*. University of Hawaii Press.
- Amar, E.C. y Lavilla-Pitogo, C.R. (2004). Nutritional diseases, in *Diseases of cultured groupers*. Aquaculture Department, Southeast Asian Fisheries Development Center, pp. 59–66. Disponible en: <https://repository.seafdec.org.ph/handle/10862/1707> (Consulta: 8 julio 2024).
- Andreeva, A.M. (2010). Structure of fish serum albumins. *Journal of Evolutionary Biochemistry and Physiology* 46, 135–144 (2010). doi: 10.1134/S0022093010020018
- Ángeles Esteban, M. (2012). An overview of the immunological defenses in fish skin. *International Scholarly Research Notices*, 2012(1): 853470. doi: 10.5402/2012/853470.
- AquaMaps (2019, October). Computer generated distribution maps for *Seriola rivoliana* (Longfin yellowtail), with modelled year 2050 native range map based on IPCC RCP8.5 emissions scenario. Disponible en <https://www.aquamaps.org> (Consulta: 10 abril 2022).
- Aragão, C., Engrola, S., Machado, C., Valente, L.M.P. y Morais, S. (2023). Taurine supplementation to plant-based diets improves lipid metabolism in Senegalese sole. *Animals*, 13(9): 1501. doi: 10.3390/ani13091501.
- Aruoma, O.I., Halliwell, B., Hoey, B.M. y Butler, J. (1988). The antioxidant action of taurine, hypotaurine and their metabolic precursors. *Biochemical Journal*, 256(1): 251–255. doi: 10.1042/bj2560251.
- Ashley, P.J. (2007). Fish welfare: current issues in aquaculture. *Applied Animal Behaviour Science*, 104(3): 199–235. doi: 10.1016/j.applanim.2006.09.001.
- Assem, H. y Hanke, W. (1983). The significance of the amino acids during osmotic adjustment in teleost fish. Changes in the euryhaline *Sarotherodon mossambicus*. *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Physiology*, 74(3): 531–536. doi: 10.1016/0300-9629(83)90543-1.
- Avilés Quevedo, A. (2004). *Manual para el cultivo de Seriola lalandi* (pisces: carangidae): en Baja California Sur, México. México: Instituto Nacional de la Pesca.

- Bai, F., Zhang, Z., Cheng, L., Ma, X. y Deng, Z. (2021). Growth performance, biochemical composition and expression of lipid metabolism related genes in groupers (*Epinephelus coioides*) are altered by dietary taurine. *Aquaculture Nutrition*, 27(6): 2690–2702. doi: 10.1111/anu.13395
- Bakker, A.J. y Berg, H.M. (2002). Effect of taurine on sarcoplasmic reticulum function and force in skinned fast-twitch skeletal muscle fibres of the rat. *The Journal of Physiology*, 538(Pt 1): 185–194. doi: 10.1113/jphysiol.2001.012872.
- Ballatori, N. y Boyer, J.L. (1992). Taurine transport in skate hepatocytes. II. Volume activation, energy, and sulfhydryl dependence. *The American Journal of Physiology*, 262(3 Pt 1): G451–460. doi: 10.1152/ajpgi.1992.262.3.G451.
- Bañuelos-Vargas, I., López, L.M., Pérez-Jiménez, A. y Perales-García, N. (2014). Efecto de la sustitución de harina de pescado por concentrado de proteína de soja con suplementación de taurina sobre el metabolismo intermediario hepático y el estado antioxidante de juveniles de totoaba (*Totoaba macdonaldi*). *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology*, 170: 18–25. doi: 10.1016/j.cbpb.2014.01.003.
- Bavi, Z., Alizadeh, M., Yousefi, M. y Falahatkar, B. (2022). Effects of dietary taurine on growth, body composition, blood parameters, and enzyme activities of juvenile sterlet (*Acipenser ruthenus*). *Aquaculture Nutrition*, 2022: 1–13. doi: 10.1155/2022/1713687.
- Bell, J.G., Henderson, R.J., Tocher, D.R. y Sargent, J.R. (1991). High dietary linoleic acid affects the fatty acid compositions of individual phospholipids from tissues of Atlantic salmon (*Salmo salar*): Association with stress susceptibility and cardiac lesion. *The Journal of Nutrition*, 121(8): 1163–1172. doi: 10.1093/jn/121.8.1163.
- Bonifacio, A.F., Ferrari, L., Larramendy, M.L. y Soloneski, S. (2016). Alterations in the general condition, biochemical parameters and locomotor activity in *Cnesterodon decemmaculatus* exposed to commercial formulations of chlorpyrifos, glyphosate and their mixtures. *Ecological Indicators*, 67: 88–97. doi: 10.1016/j.ecolind.2016.02.011.
- 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): 248–254. doi: 10.1016/0003-2697(76)90527-3.
- Brill, R.W., Taylor, R.T., Munday, P.L. y Hoke, K.L. (2019). Effects of dietary taurine level on visual function in European sea bass (*Dicentrarchus labrax*). *PLOS ONE*, 14(6): e0214347. doi: 10.1371/journal.pone.0214347.
- Broom, D. (2007). Welfare in relation to feelings, stress and health. *Revista Electronica de Veterinaria*, VIII: 1695–7504.
- Broom, D.M. y Corke, M.J. (2002). Effects of disease on farm animal welfare. *Acta Veterinaria* (Czech Republic), 71(1). Disponible en: <https://agris.fao.org/search/en/providers/122644/records/6472389c53aa8c896302baba> (Consulta: 8 julio 2024).
- Brotons Martínez, J., Peleteiro, J.B. y Pérez, M.J. (2004). Effect of dietary taurine supplementation on growth performance and feed selection of sea bass *Dicentrarchus labrax* fry fed with demand-feeders. *Fisheries Science*, 70(1): 74–79. doi: 10.1111/j.1444-2906.2003.00773.x.
- Budi-Satriyo, T.B., Galaviz, M.A., Salze, G., y López, L.M. (2017). Assessment of dietary taurine essentiality on the physiological state of juvenile *Totoaba macdonaldi*. *Aquaculture Research*, 48(11): 5677–5689. doi: 10.1111/are.13391.

- Bureau, D.P., Kaushik, S.J. y Cho, C.Y. (2003). 1 - Bioenergetics, en J.E. Halver y R.W. Hardy (eds), *Fish Nutrition* (Tercera edición). San Diego: Academic Press, pp. 1–59. doi: 10.1016/B978-012319652-1/50002-1.
- Cañas, P. (2002). Rol biológico y nutricional de la taurina y sus derivados. *Revista chilena de nutrición*, 29(3): 286–292. doi: 10.4067/S0717-75182002000300003.
- Ceccotti, C., Terova, G., Rimoldi, S., Capillo, G. y Saroglia, M. (2019). Protective effect of dietary taurine from ROS production in European seabass under conditions of forced swimming. *Animals*, 9(9): 607. doi: 10.3390/ani9090607.
- Center, S.A. (2007). Interpretation of liver enzymes. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, 37(2): 297–333. doi: 10.1016/j.cvsm.2006.11.009.
- Cervigón, F. (1993). Los peces marinos de Venezuela Volumen II. Segunda edición. Fund. Cien. Los Roques. Monografía 12, Venezuela. 502 p
- Chang, L., Chiang, S.L., Chen, C.Y., Lu, F.J. y Liu, T.Z. (2004). Taurine protected myocardial mitochondria injury induced by hyperhomocysteinemia in rats. *Amino Acids*, 27(1): 37–48. doi: 10.1007/s00726-004-0096-2.
- Chatzifotis, S., Polemitou, I., Divanach, P. y Antonopoulou, E. (2008). Effect of dietary taurine supplementation on growth performance and bile salt activated lipase activity of common dentex (*Dentex dentex*) fed a fish meal/soy protein concentrate-based diet. *Aquaculture*, 275(1): 201–208. doi: 10.1016/j.aquaculture.2007.12.013.
- Chen, C.-Y., Wooster, G.A. y Bowser, P.R. (2004). Comparative blood chemistry and histopathology of tilapia infected with *Vibrio vulnificus* or *Streptococcus iniae* or exposed to carbon tetrachloride, gentamicin, or copper sulfate. *Aquaculture*, 239(1): 421–443. doi: 10.1016/j.aquaculture.2004.05.033.
- Cheng, C.-H., Guo, Z.-X. y Wang, A.-L. (2018). The protective effects of taurine on oxidative stress, cytoplasmic free-Ca<sup>2+</sup> and apoptosis of pufferfish (*Takifugu obscurus*) under low temperature stress. *Fish & Shellfish Immunology*, 77: 457–464. doi: 10.1016/j.fsi.2018.04.022.
- Cho, C.Y. (1990). Fish nutrition, feeds, and feeding: with special emphasis on salmonid aquaculture. *Food Reviews International*. doi: 10.1080/87559129009540876.
- Christie, W. (1993). Preparation of ester derivatives of fatty acids for chromatographic analysis. *Adv. Lipid Methodol.*, 2.
- Costa-Pinto, R., y Gantner, D. (2020). Macronutrients, minerals, vitamins and energy. *Anaesthesia & Intensive Care Medicine*, 21(3): 157-161. [doi.org/10.1016/j.mpaic.2019.12.006](https://doi.org/10.1016/j.mpaic.2019.12.006)
- Coutinho, F., Peres, H., Pousão-Ferreira, P. y Oliva-Teles, A. (2017). Effects of dietary methionine and taurine supplementation to low-fish meal diets on growth performance and oxidative status of European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) juveniles. *Aquaculture*, 479: 447–454. doi: 10.1016/j.aquaculture.2017.06.017.
- De Luca, A., Pierno, S. y Camerino, D.C. (2015). Taurine: the appeal of a safe amino acid for skeletal muscle disorders. *Journal of Translational Medicine*, 13(1): 243. doi: 10.1186/s12967-015-0610-1.
- Dehghani, R., Agh, N., Alishahi, M., Abedian Kenari, A. y Soltani, M. (2020). Effects of dietary taurine on growth performance, antioxidant status, digestive enzymes activities and skin mucosal immune responses in yellowfin seabream (*Acanthopagrus latus*). *Aquaculture*, 517: 734795. doi: 10.1016/j.aquaculture.2019.734795.

- Djuricic, I. y Calder, P.C. (2021). Beneficial outcomes of omega-6 and omega-3 polyunsaturated fatty acids on human health: an update for 2021. *Nutrients*, 13(7): 2421. doi: 10.3390/nu13072421.
- Duncan, I.J.H. (2005). Science-based assessment of animal welfare: farm animals. *Revue Scientifique Et Technique* (International Office of Epizootics), 24(2): 483–492.
- Enes, P., Pousão-Ferreira, P., Oliva-Teles, A. y Peres, H. (2009). Nutritional regulation of hepatic glucose metabolism in fish. *Fish Physiology and Biochemistry*, 35(3): 519–539. doi: 10.1007/s10695-008-9259-5.
- Eschmeyer, W., Fricke, R. y Van der Laan, R. (2016). *Catalog of Fishes: Genera, Species, References*.
- Espe, M. y Holen, E. (2013). Taurine attenuates apoptosis in primary liver cells isolated from Atlantic salmon (*Salmo salar*). *British Journal of Nutrition*, 110(1): 20–28. doi: 10.1017/S0007114512004679.
- Espinosa-Ruiz, C. y Esteban, M.Á. (2021). Wound-induced changes in antioxidant enzyme activities in skin mucus and in gene expression in the skin of gilthead seabream (*Sparus aurata* L.). *Fishes*, 6(2): 15. doi: 10.3390/fishes6020015.
- FAO (2024). El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2024. La transformación azul en acción. Roma. [doi.org/10.4060/cd0683es](https://doi.org/10.4060/cd0683es)
- Feidantsis, K., Papandroulakis, N., Daskalopoulos, P., y Kouttouki, A. (2014). Effect of taurine-enriched diets on the Hsp expression, MAPK activation and the antioxidant defence of the European sea bass (*Dicentrarchus labrax*). *Aquaculture Nutrition*, 20(4): 431–442. doi: 10.1111/anu.12096.
- Ferraboschi, P., Ciceri, S. y Grisenti, P. (2021). Applications of lysozyme, an innate immune defense factor, as an alternative antibiotic. *Antibiotics*, 10(12): 1534. doi: 10.3390/antibiotics10121534.
- Ferreira, F., Santos, A.M., Silva, A.M. y Lima, E.M. (2014). Effects of taurine supplementation on the growth performance of juvenile rock bream (*Oplegnathus fasciatus*). *Fisheries and Aquatic Sciences*, 17: 255–261. doi: 10.5657/FAS.2014.0255.
- FishBase (2022). Search FishBase. Disponible en: <https://www.fishbase.in/search.php> (Consulta: 1 agosto 2022).
- Folch, J., Lees, M. y Sloane Stanley, G.H. (1957). A simple method for the isolation and purification of total lipides from animal tissues. *The Journal of Biological Chemistry*, 226(1): 497–509.
- Gao, C., Fan, G. y Wang, Y. (2007). Effects of taurine on growth performance and digestive enzyme activity of carp. *Chinese Agricultural Science Bulletin*, 23(6): 645–645. doi: 10.11924/j.issn.1000-6850.0706645.
- García Luna, P.P. y López Gallardo, G. (2007). Evaluación de la absorción y metabolismo intestinal. *Nutrición Hospitalaria*, 22: 05–13.
- García-Organista, A.A., y Sarmiento, J.M. (2019). The effects of high dietary methionine and taurine are not equal in terms of growth and lipid metabolism of juvenile California yellowtail (*Seriola dorsalis*). *Aquaculture*, 512: 734304. doi: 10.1016/j.aquaculture.2019.734304.
- Giannini, E.G., Testa, R. y Savarino, V. (2005). Liver enzyme alteration: a guide for clinicians. *CMAJ: Canadian Medical Association Journal = Journal de l'Association Médicale Canadienne*, 172(3): 367–379. doi: 10.1503/cmaj.1040752.

- Goto, T., Kurokura, H., Hayashi, A., y Akatsuka, H. (2001). Studies on the green liver in cultured red sea bream fed low level and non-fish meal diets: Relationship between hepatic taurine and biliverdin levels. *Fisheries Science*, 67(1): 58–63. doi: 10.1046/j.1444-2906.2001.00199.x.
- Guardiola, F.A., Rodríguez, C., y Sanz, A. (2014). Comparative analysis of the humoral immunity of skin mucus from several marine teleost fish. *Fish & Shellfish Immunology*, 40(1): 24–31. doi: 10.1016/j.fsi.2014.06.018.
- Gunathilaka, G.L.B.E., Zhang, X., y Chen, S. (2019). Effects of taurine supplementation in low fish meal diets for red seabream (*Pagrus major*) in low water temperature season. *Fisheries and Aquatic Sciences*, 22(1): 23. doi: 10.1186/s41240-019-0138-z.
- Gupta, R.C., Seki, Y. y Yosida, J. (2006). Role of taurine in spinal cord injury. *Current Neurovascular Research*, 3(3): 225–235. doi: 10.2174/156720206778018776.
- Han, Y., Wang, H., Xu, M., y Chen, Y. (2014). Interactive effects of dietary taurine and glutamine on growth performance, blood parameters and oxidative status of Japanese flounder (*Paralichthys olivaceus*). *Aquaculture*, 434: 348–354. doi: 10.1016/j.aquaculture.2014.08.036.
- Harris, W. (2010). Omega-6 and omega-3 fatty acids: partners in prevention. *Current Opinion in Clinical Nutrition & Metabolic Care*, 13(2): 125. doi: 10.1097/MCO.0b013e3283357242.
- Hernandez, C., Guzmán, M., y Moreno, R. (2018). Effect of dietary taurine supplementation on growth performance and body composition of snapper (*Lutjanus colorado*) juvenile. *Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 18(10): 1227–1233.
- Hernandez de-Dios MA, Tovar-Ramírez D, Maldonado García D, Galaviz-Espinoza MA, Spanopoulos Zarco M, Maldonado-García MC. (2022) Functional Additives as a Boost to Reproductive Performance in Marine Fish: A Review. *Fishes*. 7(5):262. doi.org/10.3390/fishes7050262.
- Honebrink, R.R. (2000). A review of the biology of the family Carangidae, with emphasis on species found in Hawaiian waters. Division of Aquatic Resources, Department of Land and Natural Resources.
- Hoseini, S.M., Nematollahi, M.A., y Pourgholam, R. (2018). Effect of dietary taurine and methionine supplementation on growth performance, body composition, taurine retention and lipid status of Persian sturgeon (*Acipenser persicus* Borodin, 1897), fed with plant-based diet. *Aquaculture Nutrition*, 24(1): 324–331. doi: 10.1111/anu.12563.
- Hoseini, S.M., Nematollahi, M.A., y Mirzargar, S. (2017). The effect of dietary taurine on growth performance and liver histopathology in Persian sturgeon (*Acipenser persicus* Borodin, 1897) fed plant-based diet. *Aquaculture Research*, 48(8): 4184–4196. doi: 10.1111/are.13238.
- Hryniewicz, R., Bębnowska, D., y Niedźwiedzka-Rystwej, P. (2020). Myeloperoxidase and lysozymes as a pivotal hallmark of immunity status in rabbits. *Animals: an open access journal from MDPI*, 10(9): 1581. doi: 10.3390/ani10091581.
- Hu, J., Wang, J., y Zhang, Y. (2018). Transcriptomic analysis reveals olfactory-related genes expression in large yellow croaker (*Larimichthys crocea*) regulated by taurine: may be a good phagostimulant for all-plant protein diets. *Aquaculture Research*, 49(2): 1095–1104. doi: 10.1111/are.13559.

- Hu, Y., Yang, Y., y Wang, H. (2018). Effect of dietary taurine supplementation on growth, digestive enzyme, immunity and resistant to dry stress of rice field eel (*Monopterus albus*) fed low fish meal diets. *Aquaculture Research*, 49(6): 2108–2118. doi: 10.1111/are.13665.
- Huang, C., Guo, Y. y Yuan, J. (2014). Dietary taurine impairs intestinal growth and mucosal structure of broiler chickens by increasing toxic bile acid concentrations in the intestine. *Poultry Science*, 93(6): 1475–1483. doi: 10.3382/ps.2013-03533.
- Huang, J., Zhang, X., y Hu, J. (2021). Effects of hypoxia-reoxygenation conditions on serum chemistry indicators and gill and liver tissues of cobia (*Rachycentron canadum*). *Aquaculture Reports*, 20: 100692. doi: 10.1016/j.aqrep.2021.100692.
- Huang, M., Wang, L., Zhang, C., y Xu, S. (2021). Growth, serum biochemical parameters, salinity tolerance and antioxidant enzyme activity of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) in response to dietary taurine levels. *Marine Life Science & Technology*, 3(4): 449–462. doi: 10.1007/s42995-020-00088-2.
- Huxtable, R.J. (1992). Physiological actions of taurine. *Physiological Reviews*, 72(1): 101–163. doi: 10.1152/physrev.1992.72.1.101.
- Ighodaro, O.M. y Akinloye, O.A. (2018). First line defence antioxidants-superoxide dismutase (SOD), catalase (CAT) and glutathione peroxidase (GPX): their fundamental role in the entire antioxidant defence grid. *Alexandria Journal of Medicine*, 54(4): 287–293. doi: 10.1016/j.ajme.2017.09.001.
- Ishikura, K., Takahashi, K., y Sakamoto, K. (2011). Effect of taurine supplementation on the alterations in amino acid content in skeletal muscle with exercise in rat. *Journal of Sports Science & Medicine*, 10(2): 306–314.
- Ito, T., Sato, H., y Nishimura, K. (2010). Cardiac and skeletal muscle abnormality in taurine transporter-knockout mice. *Journal of Biomedical Science*, 17 Suppl 1(Suppl 1): S20. doi: 10.1186/1423-0127-17-S1-S20.
- Izquierdo, M. (2005). Essential fatty acid requirements in Mediterranean fish species. *Cahiers Options Méditerranéennes*, 63: 91–102. Disponible en: <https://acedacris.ulpgc.es/jspui/handle/10553/76446> (Consulta: 9 julio 2024).
- Izquierdo, M., López-Pedrosa, J.M., y Arizcun, M. (2019). Interaction between taurine, vitamin E and vitamin C in microdiets for gilthead seabream (*Sparus aurata*) larvae. *Aquaculture*, 498: 246–253. doi: 10.1016/j.aquaculture.2018.07.010.
- Jacobsen, J.G. y Smith, L.H. (1968). Biochemistry and physiology of taurine and taurine derivatives. *Physiological Reviews*, 48(2): 424–511. doi: 10.1152/physrev.1968.48.2.424.
- Jhiang, S.M., Kubo, Y., y Gomi, K. (1993). Cloning of the human taurine transporter and characterization of taurine uptake in thyroid cells. *FEBS Letters*, 318(2): 139–144. doi: 10.1016/0014-5793(93)80008-I.
- Johnson, R.B., Baird, D.J., y Sweeney, J. (2015). Effects of dietary taurine supplementation on growth, feed efficiency, and nutrient composition of juvenile sablefish (*Anoplopoma fimbria*) fed plant-based feeds. *Aquaculture*, 445: 79–85. doi: 10.1016/j.aquaculture.2015.03.030.
- Jomova, K., Lawson, P., y Ciganovic, P. (2023). Reactive oxygen species, toxicity, oxidative stress, and antioxidants: chronic diseases and aging. *Archives of Toxicology*, 97(10): 2499–2574. doi: 10.1007/s00204-023-03562-9.
- Jomova, K., Alomar, S.Y., Alwasel, S.H., Nepovimova, E., Kuca, K., y Valko, M. (2024). Several lines of antioxidant defense against oxidative stress: antioxidant enzymes, nanomaterials with

- multiple enzyme-mimicking activities, and low-molecular-weight antioxidants. *Archives of Toxicology*, 98(5): 1323–1367. doi: 10.1007/s00204-024-03696-4.
- Jung, T.S., Kim, D.S., y Lee, J.H. (2012). Seasonal variation and comparative analysis of non-specific humoral immune substances in the skin mucus of olive flounder (*Paralichthys olivaceus*). *Developmental & Comparative Immunology*, 38(2): 295–301. doi: 10.1016/j.dci.2012.06.005.
- Kamisaka, Y., Yamamoto, T., y Nishimura, T. (2002). Ontogenetic appearance and distribution of the digestive hormone, cholecystokinin (CCK) in fish. *Fisheries Science*, 68(sup1): 963–964. doi: 10.2331/fishsci.68.sup1\_963.
- Karapanagiotidis, I.T., Azzopardi, K., y Laganà, P. (2010). The nutritional value of lipids in various tropical aquatic animals from rice–fish farming systems in northeast Thailand. *Journal of Food Composition and Analysis*, 23(1): 1–8. doi: 10.1016/j.jfca.2009.08.001.
- Kasumyan, A.O. y Døving, K.B. (2003). Taste preferences in fishes. *Fish and Fisheries*, 4(4): 289–347. doi: 10.1046/j.1467-2979.2003.00121.x.
- Katerji, M., Filippova, M., y Duerksen-Hughes, P. (2019). Approaches and methods to measure oxidative stress in clinical samples: research applications in the cancer field. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity*, 2019(1): 1279250. doi: 10.1155/2019/1279250.
- Kato, K., Teshima, K., y Yamamoto, T. (2014). Effects of dietary taurine levels on epidermal thickness and scale loss in red sea bream (*Pagrus major*). *Aquaculture Research*, 45(11): 1818–1824. doi: 10.1111/are.12130.
- Khaoian, P., Fotedar, R., y De Silva, S.S. (2014). Taurine supplementation and palm oil substitution in low-fish meal diets for young yellowtail (*Seriola quinqueradiata*). *Aquaculture*, 420–421: 219–224. doi: 10.1016/j.aquaculture.2013.11.012.
- Kim, J.-M., Park, H.-G., y Kim, S.-K. (2017). Taurine supplementation in diet for olive flounder at low water temperature. *Fisheries and Aquatic Sciences*, 20(1): 20. doi: 10.1186/s41240-017-0065-9.
- Kim, S.-K., Park, J.-W., y Kim, Y.-S. (2005). Effect of dietary taurine levels on growth and feeding behavior of juvenile Japanese flounder (*Paralichthys olivaceus*). *Aquaculture*, 250(3): 765–774. doi: 10.1016/j.aquaculture.2005.04.073.
- Kim, S.-K., Park, J.-W., y Lee, J.-H. (2015). Effect of dietary taurine levels on the conjugated bile acid composition and growth of juvenile Korean rockfish *Sebastes schlegeli* (Hilgendorf). *Aquaculture Research*, 46(11): 2768–2775. doi: 10.1111/are.12431.
- Kim, S.K. y Kim, Y.C. (2002). Attenuation of bacterial lipopolysaccharide-induced hepatotoxicity by betaine or taurine in rats. *Food and Chemical Toxicology*, 40(4): 545–549. doi: 10.1016/S0278-6915(01)00102-8.
- King, P.A., Beyenbach, K.W. y Goldstein, L. (1982). Taurine transport by isolated flounder renal tubules. *Journal of Experimental Zoology*, 223(2): 103–114. doi: 10.1002/jez.1402230202.
- Kiron, V., Haga, K., y Satoh, S. (1995). Essential fatty acid nutrition and defence mechanisms in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Physiology*, 111(3): 361.
- Kotzamanis, Y., Kamler, E., y Kouroumalis, A. (2019). Effects of taurine supplementation in soy-based diets on growth performance and fillet quality in European sea bass (*Dicentrarchus labrax*). *Aquaculture*, 520: 734655. doi: 10.1016/j.aquaculture.2019.734655.
- Kotzamanis, Y., Kouroumalis, A., y Antonopoulou, E. (2020). High taurine supplementation in plant protein-based diets improves growth and organoleptic characteristics of European



- seabass (*Dicentrarchus labrax*). *Scientific Reports*, 10: 12294. doi: 10.1038/s41598-020-69014-x.
- Koven, W., Figueiredo, J., y Pousão-Ferreira, P. (2016). Taurine improves the performance of white grouper juveniles (*Epinephelus aeneus*) fed a reduced fish meal diet. *Aquaculture*, 460: 8–14. doi: 10.1016/j.aquaculture.2016.04.004.
- Kumar, P., Saha, S., y Saha, S. (2009). Ascorbic acid, garlic extract and taurine alleviate cadmium-induced oxidative stress in freshwater catfish (*Clarias batrachus*). *Science of The Total Environment*, 407(18): 5024–5030. doi: 10.1016/j.scitotenv.2009.05.030.
- Kurokawa, T., Suzuki, T., y Andoh, T. (2000). Development of cholecystokinin and pancreatic polypeptide endocrine systems during the larval stage of Japanese flounder (*Paralichthys olivaceus*). *General and Comparative Endocrinology*, 120(1): 8–16. doi: 10.1006/gcen.2000.7512.
- Kuzmina, V.V., Gavrovskaya, L.K., y Ryzhova, O.V. (2010). Taurine. Effect on exotrophia and metabolism in mammals and fish. *Journal of Evolutionary Biochemistry and Physiology*, 46(1): 19–27. doi: 10.1134/S0022093010010020.
- Lall, S.P. (2000). Nutrition and health of fish. *Avances en Nutrición Acuicola*. Disponible en: <https://nutricionacuicola.uanl.mx/index.php/acu/article/view/261> (Consulta: 9 julio 2024).
- Lepkovsky, S. (1930). The distribution of serum and plasma proteins in fish. *Journal of Biological Chemistry*, 85(2): 667–673. doi: 10.1016/S0021-9258(18)76970-6.
- Lermen, C.L., da Silva, M.F., y de Oliveira, C.A. (2004). Effect of different temperature regimes on metabolic and blood parameters of silver catfish (*Rhamdia quelen*). *Aquaculture*, 239(1): 497–507. doi: 10.1016/j.aquaculture.2004.06.021.
- Li, L., Cheng, W., y Yu, H. (2022). Effects of taurine supplementation on growth performance and feed utilization in aquatic animals: A meta-analysis. *Aquaculture*, 551: 737896. doi: 10.1016/j.aquaculture.2022.737896.
- Li, M., Wu, M., Zhang, X., y Liu, L. (2016). Effects of dietary taurine on growth, immunity and hyperammonemia in juvenile yellow catfish (*Pelteobagrus fulvidraco*) fed all-plant protein diets. *Aquaculture*, 450: 349–355. doi: 10.1016/j.aquaculture.2015.08.013.
- Li, P., Gatlin III, D.M., y Neill, W.H. (2007a). Dietary supplementation of a purified nucleotide mixture transiently enhanced growth and feed utilization of juvenile red drum (*Sciaenops ocellatus*). *Journal of the World Aquaculture Society*, 38(2): 281–286. doi: 10.1111/j.1749-7345.2007.00096.x.
- Li, P., Zhang, Z., y Yang, Y. (2007b). Amino acids and immune function. *British Journal of Nutrition*, 98(2): 237–252. doi: 10.1017/S000711450769936X.
- Li, P., Kim, J.-M., y Park, J.-W. (2021). Assessment of the efficacy of using taurine supplements to improve growth and feed utilization of juvenile starry flounder (*Platichthys stellatus*) given diets based on soy-protein. *PeerJ*, 9: e10597. doi: 10.7717/peerj.10597.
- Liang, H., Huang, S., y Liu, Y. (2024). Role of cholecystokinin (CCK) in feeding regulation of largemouth bass (*Micropterus salmoides*): peptide activation and antagonist inhibition. *Biology*, 13(8): 635. doi: 10.3390/biology13080635.
- Lim, S.-J., Lee, J.-Y., y Kim, J.-H. (2013). Taurine is an essential nutrient for juvenile parrot fish (*Oplegnathus fasciatus*). *Aquaculture*, 414–415: 274–279. doi: 10.1016/j.aquaculture.2013.08.013.

- Limbu, S.M. (2023). Fish nutrition: an African aquaculture perspective, en N.N. Gabriel, E. Omoregie, y K.P. Abasubong (eds), *Emerging Sustainable Aquaculture Innovations in Africa*. Singapore: Springer Nature, pp. 3–73. doi: 10.1007/978-981-19-7451-9\_1.
- Lin, Y.-H. y Shiau, S.-Y. (2003). Dietary lipid requirement of grouper (*Epinephelus malabaricus*) and effects on immune responses. *Aquaculture*, 225(1): 243–250. doi: 10.1016/S0044-8486(03)00293-X.
- Liu, Y., Zhang, Y., y Zhang, J. (2018). The tolerance and safety assessment of taurine as additive in a marine carnivorous fish, *Scophthalmus maximus* L. *Aquaculture Nutrition*, 24(1): 461–471. doi: 10.1111/anu.12579.
- Lombardini, J.B. (1991). Taurine: retinal function. *Brain Research. Brain Research Reviews*, 16(2): 151–169. doi: 10.1016/0165-0173(91)90003-q.
- Lunger, A.N., Dwyer, K., y Zuberi, A. (2007). Taurine supplementation to alternative dietary proteins used in fish meal replacement enhances growth of juvenile cobia (*Rachycentron canadum*). *Aquaculture*, 271(1): 401–410. doi: 10.1016/j.aquaculture.2007.07.006.
- Luo, X.G., Ji, F., Lin, Y.X., Steward, F.A., Lu, L., Liu, B., y Yu, S.X. (2005). Effects of dietary supplementation with copper sulfate or tribasic copper chloride on broiler performance, relative copper bioavailability, and oxidation stability of vitamin E in feed. *Poultry Science*, 84(6): 888-893. doi: 10.1093/ps/84.6.888.
- Magalhães, R., Zuanon, J., y Lima, F. (2019). Is dietary taurine required for white seabream (*Diplodus sargus*) juveniles? *Aquaculture*, 502: 296–302. doi: 10.1016/j.aquaculture.2018.12.019.
- Martins, N., Dinis, M., y Almeida, A. (2018). Taurine requirement for growth and nitrogen accretion of European sea bass (*Dicentrarchus labrax*, L.) juveniles. *Aquaculture*, 494: 19–25. doi: 10.1016/j.aquaculture.2018.05.007.
- Matsunari, H., Kato, K., y Kinoshita, K. (2005). Effect of dietary taurine supplementation on growth performance of yellowtail juveniles (*Seriola quinqueradiata*). *Fisheries Science*, 71(5): 1131–1135. doi: 10.1111/j.1444-2906.2005.01072.x.
- Mazzaferro, E.M., Rudloff, E., y Kirby, R. (2002). The role of albumin replacement in the critically ill veterinary patient. *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care*, 12(2): 113–124. doi: 10.1046/j.1435-6935.2002.00025.x.
- Mehta, T.R. y Dawson, Jr., R. (2001). Taurine is a weak scavenger of peroxyxynitrite and does not attenuate sodium nitroprusside toxicity to cells in culture. *Amino Acids*, 20(4): 419–433. doi: 10.1007/s007260170038.
- Micale, V., D’Aniello, A., y Mita, D. (2014). Cholecystokinin: how many functions? Observations in seabreams. *General and Comparative Endocrinology*, 205: 166–167. doi: 10.1016/j.ygcn.2014.02.019.
- Militante, J.D. y Lombardini, J.B. (2002). Taurine: evidence of physiological function in the retina. *Nutritional Neuroscience*, 5(2): 75–90. doi: 10.1080/10284150290018991.
- Montero, D., Izquierdo, M., y Robaina, L. (1998). Depletion of serum alternative complement pathway activity in gilthead seabream caused by  $\alpha$ -tocopherol and n-3 HUFA dietary deficiencies. *Fish Physiology and Biochemistry*, 18(4): 399–407. doi: 10.1023/A:1007734720630.
- Motawi, T.K., Abd Elgawad, H.M., y Shahin, N.N. (2007). Modulation of indomethacin-induced gastric injury by spermine and taurine in rats. *Journal of Biochemical and Molecular Toxicology*, 21(5): 280–288. doi: 10.1002/jbt.20194.

- de Moura, L.B., Sampaio, F.G., y Conceição, L.E.C. (2018). Taurine and methionine supplementation as a nutritional strategy for growth promotion of meagre (*Argyrosomus regius*) fed high plant protein diets. *Aquaculture*, 497: 389–395. doi: 10.1016/j.aquaculture.2018.07.038.
- de Moura, L.B., Sampaio, F.G., y Conceição, L.E.C. (2019). Nutrient digestibility, digestive enzymes activity, bile drainage alterations and plasma metabolites of meagre (*Argyrosomus regius*) fed high plant protein diets supplemented with taurine and methionine. *Aquaculture*, 511: 734231. doi: 10.1016/j.aquaculture.2019.734231.
- Murashita, K., Watanabe, W., y Hara, A. (2006). Cholecystokinin and peptide Y in yellowtail (*Seriola quinqueradiata*): molecular cloning, real-time quantitative RT-PCR, and response to feeding and fasting. *General and Comparative Endocrinology*, 145(3): 287–297. doi: 10.1016/j.ygcen.2005.09.008.
- National Research Council. 2011. Nutrient Requirements of Fish and Shrimp. Washington, DC: The National Academies Press. doi.org/10.17226/13039.
- Nusetti, S., Salazar, V., y Lima, L. (2009). Localization of taurine transporter, taurine, and zinc in goldfish retina. *Advances in Experimental Medicine and Biology*, 643: 233–242. doi: 10.1007/978-0-387-75681-3\_24.
- Oliva-Teles, A. (2012). Nutrition and health of aquaculture fish. *Journal of Fish Diseases*, 35(2): 83–108. doi: 10.1111/j.1365-2761.2011.01333.x.
- Omura, Y. y Yoshimura, R. (1999). Immunocytochemical localization of taurine in the developing retina of the left-eye flounder (*Paralichthys olivaceus*). *Archives of Histology and Cytology*, 62(5): 441–446. doi: 10.1679/aohc.62.441.
- Palaksha, K.J., Koshy, M., y Kaur, P. (2008). Evaluation of non-specific immune components from the skin mucus of olive flounder (*Paralichthys olivaceus*). *Fish & Shellfish Immunology*, 24(4): 479–488. doi: 10.1016/j.fsi.2008.01.005.
- Park, G.S., Hwang, U., y Kim, S. (2001a). The effects of dietary taurine on growth and taurine levels in whole body of juvenile Japanese flounder (*Paralichthys olivaceus*). *Nippon Suisan Gakkaishi*, 67(2): 238–243. doi: 10.2331/suisan.67.238.
- Park, S., Kim, H., y Kim, S.J. (2001b). Stimulation of ERK2 by taurine with enhanced alkaline phosphatase activity and collagen synthesis in osteoblast-like UMR-106 cells. *Biochemical Pharmacology*, 62(8): 1107–1111. doi: 10.1016/s0006-2952(01)00741-9.
- Parvez, S., Kang, K., y Chung, H. (2008). Taurine prevents tamoxifen-induced mitochondrial oxidative damage in mice. *Basic & Clinical Pharmacology & Toxicology*, 102(4): 382–387. doi: 10.1111/j.1742-7843.2008.00208.x.
- Patrick, L. (2006). Lead toxicity part II: the role of free radical damage and the use of antioxidants in the pathology and treatment of lead toxicity. *Alternative Medicine Review: A Journal of Clinical Therapeutic*, 11(2): 114–127.
- Peres, H. y Oliva-Teles, A. (2002). Utilization of raw and gelatinized starch by European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) juveniles. *Aquaculture*, 205(3): 287–299. doi: 10.1016/S0044-8486(01)00682-2.
- Peterson, B.C. y Li, M.H. (2018). Effect of supplemental taurine on juvenile channel catfish (*Ictalurus punctatus*) growth performance. *Aquaculture Nutrition*, 24(1): 310–314. doi: 10.1111/anu.12561.

- Poppi, D.A., Moore, S.S., y Glencross, B.D. (2018). The effect of taurine supplementation to a plant-based diet for barramundi (*Lates calcarifer*) with varying methionine content. *Aquaculture Nutrition*, 24(4): 1340–1350. doi: 10.1111/anu.12671.
- QianQian, T., Zhang, T., y Huang, X. (2016). Effect of dietary taurine supplementation on growth, intestine structure and resistance to acute crowding stress in juvenile black carp (*Mylopharyngodon piceus*) fed low fish meal diets. *Journal of Fisheries of China*, 40(9): 1330–1339.
- Rahimnejad, S. y Lee, K.-J. (2014). Dietary isoleucine influences non-specific immune response in juvenile olive flounder (*Paralichthys olivaceus*). *Turkish Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 14(4): 853–862.
- Ramamoorthy, S., Kwon, D.H., y Kim, H. (1994). Functional characterization and chromosomal localization of a cloned taurine transporter from human placenta. *The Biochemical Journal*, 300 (Pt 3): 893–900. doi: 10.1042/bj3000893.
- Ramos-Pinto, L., Pereira, D., y de Oliveira, J. (2021). Dietary histidine, threonine, or taurine supplementation affects gilthead seabream (*Sparus aurata*) immune status. *Animals: an Open Access Journal from MDPI*, 11(5): 1193. doi: 10.3390/ani11051193.
- Richard, N., Colen, R., y Aragão, C. (2017). Supplementing taurine to plant-based diets improves lipid digestive capacity and amino acid retention of Senegalese sole (*Solea senegalensis*) juveniles. *Aquaculture*, 468: 94–101. doi: 10.1016/j.aquaculture.2016.09.050.
- Roberts, R.J. (2003). 8 - Nutritional pathology, en J.E. Halver y R.W. Hardy (eds), *Fish Nutrition* (Tercera edición). San Diego: Academic Press, pp. 453–504. doi: 10.1016/B978-012319652-1/50009-4.
- Roo, J., de la Vega, J., y Villegas, L. (2014). First results of spawning and larval rearing of longfin yellowtail (*Seriola rivoliana*) as a fast-growing candidate for European marine finfish aquaculture diversification. *Aquaculture Research*, 45(4): 689–700. doi: 10.1111/are.12007.
- Roo, J., Gutiérrez, A., y Villegas, L. (2015). Influence of hormonal induction and broodstock feeding on longfin yellowtail (*Seriola rivoliana*) maturation, spawning quality and egg biochemical composition. *Aquaculture Nutrition*, 21(5): 614–624. doi: 10.1111/anu.12188.
- Rosemberg, D.B., Figueira, M., y Hara, A. (2010). Taurine prevents enhancement of acetylcholinesterase activity induced by acute ethanol exposure and decreases the level of markers of oxidative stress in zebrafish brain. *Neuroscience*, 171(3): 683–692. doi: 10.1016/j.neuroscience.2010.09.030.
- Rotman, F., Conover, J., y Aumiller, W. (2021). The status of California yellowtail (*Seriola dorsalis*) as a commercially ready species for marine U.S. aquaculture. *Journal of the World Aquaculture Society*, 52(3): 595–606. doi: 10.1111/jwas.12808.
- Rotman, F., Stuart, K., y Drawbridge, M. (2017). Effects of taurine supplementation in live feeds on larval rearing performance of California yellowtail (*Seriola lalandi*) and white seabass (*Atractoscion nobilis*). *Aquaculture Research*, 48(3): 1232–1239. doi: 10.1111/are.12964.
- Sá, R., Pousão-Ferreira, P., y Oliva-Teles, A. (2007). Growth performance and metabolic utilization of diets with different protein ratios by white sea bream (*Diplodus sargus*, L.) juveniles. *Aquaculture Research*, 38(1): 100–105. doi: 10.1111/j.1365-2109.2006.01629.x.
- Saha, N., Dutta, S., y Bhattacharjee, A. (2002). Role of amino acid metabolism in an air-breathing catfish, *Clarias batrachus*, in response to exposure to a high concentration of exogenous

- ammonia. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology*, 133(2): 235–250. doi: 10.1016/S1096-4959(02)00145-8.
- Saha, N., Dutta, S., y Häussinger, D. (2000). Changes in free amino acid synthesis in the perfused liver of an air-breathing walking catfish, *Clarias batrachus*, infused with ammonium chloride: a strategy to adapt under hyperammonia stress. *Journal of Experimental Zoology*, 286(1): 13–23. doi: 10.1002/(SICI)1097-010X(20000101)286:1<13::AID-JEZ2>3.0.CO;2-X.
- Saleh, N.E., Wassef, E.A., y Ashry, A.M. (2020). Is a taurine supplement necessary in fishmeal-based feeds for juvenile European sea bass (*Dicentrarchus labrax*)? *Aquaculture International*, 28(1): 321–333. doi: 10.1007/s10499-019-00464-5.
- Salinas, I., Zhang, Y.-A., y Sunyer, J.O. (2011). Mucosal immunoglobulins and B cells of teleost fish. *Developmental & Comparative Immunology*, 35(12): 1346–1365. doi: 10.1016/j.dci.2011.11.009.
- Salze, G., McLean, E., y Craig, S.R. (2012). Dietary taurine enhances growth and digestive enzyme activities in larval cobia. *Aquaculture*, 362–363: 44–49. doi: 10.1016/j.aquaculture.2012.07.021.
- Salze, G.P., Stuart, K.R., Jirsa, D.O., Davis, D.A., y Drawbridge, M.A. (2018). Quantitative dietary taurine requirement for California yellowtail (*Seriola lalandi*). *Journal of the World Aquaculture Society*, 49(1): 113–126. doi: 10.1111/jwas.12418.
- Salze, G.P. y Davis, D.A. (2015). Taurine: a critical nutrient for future fish feeds. *Aquaculture*, 437: 215–229. doi: 10.1016/j.aquaculture.2014.12.006.
- Salze, G.P., Rhodes, M., y Davis, D.A. (2019). Quantitative taurine requirement for juvenile Florida pompano (*Trachinotus carolinus*) fed soy-based practical diets. *Aquaculture Nutrition*, 25(2): 388–395. doi: 10.1111/anu.12864.
- Sampath, W.W.H.A., Rathnayake, R.M.D.S., Yang, M., Zhang, W., y Mai, K. (2020). Roles of dietary taurine in fish nutrition. *Marine Life Science & Technology*, 2(4): 360–375. doi: 10.1007/s42995-020-00051-1.
- Sargent, J.R., Bell, J.G., Bell, M.V., Henderson, R.J., y Tocher, D.R. (1993). The metabolism of phospholipids and polyunsaturated fatty acids in fish, en *Aquaculture: Fundamental and Applied Research*. American Geophysical Union (AGU), pp. 103–124. doi: 10.1029/CE043p0103.
- Sargent, J.R., Tocher, D.R., y Bell, J.G. (2003). 4 - The lipids, en J.E. Halver y R.W. Hardy (eds), *Fish Nutrition* (Tercera edición). San Diego: Academic Press, pp. 181–257. doi: 10.1016/B978-012319652-1/50005-7.
- Sarih, S., Djellata, A., Roo, J., Hernández-Cruz, C.M., Fontanillas, R., Rosenlund, G., Izquierdo, M., y Fernández-Palacios, H. (2019). Effects of increased protein, histidine and taurine dietary levels on egg quality of greater amberjack (*Seriola dumerili*, Risso, 1810). *Aquaculture*, 499: 72–79. doi: 10.1016/j.aquaculture.2018.09.011.
- Saurabh, S. y Sahoo, P.K. (2008). Lysozyme: an important defence molecule of fish innate immune system. *Aquaculture Research*, 39(3): 223–239. doi: 10.1111/j.1365-2109.2007.01883.x.
- Schaffer, S.W., Jong, C.J., KC, R., y Azuma, J. (2010). Physiological roles of taurine in heart and muscle. *Journal of Biomedical Science*, 17(1): S2. doi: 10.1186/1423-0127-17-S1-S2.
- Schuller-Levis, G.B. y Park, E. (2003). Taurine: new implications for an old amino acid. *FEMS Microbiology Letters*, 226(2): 195–202. doi: 10.1016/S0378-1097(03)00611-6.

- Schuller-Levis, G.B. y Park, E. (2004). Taurine and its chloramine: modulators of immunity. *Neurochemical Research*, 29(1): 117–126. doi:10.1023/b:nere.0000010440.37629.17
- Segner, H., Sundh, H., Buchmann, K., Douxfils, J., Sundell, K.S., Mathieu, C., Ruane, N., Jutfelt, F., Toften, H., y Vaughan, L. (2012). Health of farmed fish: its relation to fish welfare and its utility as welfare indicator. *Fish Physiology and Biochemistry*, 38(1): 85–105. doi: 10.1007/s10695-011-9517-9
- Sevgiler, Y., Karaytug, S., y Karayakar, F. (2011). Antioksidativni učinci N-acetilcisteina, lipoične kiseline, taurina i kurkumina u mišićnom tkivu šarana (*Cyprinus carpio* L.) tretiranih kadmijem. *Arhiv za higijenu rada i toksikologiju*, 62(1): 1–8. doi: 10.2478/10004-1254-62-2011-2082.
- Shen, G., Zhang, Y., y Xu, C. (2019). Metabolic effect of dietary taurine supplementation on grouper (*Epinephelus coioides*): a 1H-NMR-based metabolomics study. *Molecules*, 24(12): 2253. doi: 10.3390/molecules24122253.
- Sicuro, B. y Luzzana, U. (2016). The state of *Seriola* spp. other than yellowtail (*S. quinqueradiata*) farming in the world. *Reviews in Fisheries Science & Aquaculture*, 24(4): 314–325. doi: 10.1080/23308249.2016.1187583.
- Smith-Vaniz, W. F. (1984). Carangidae: relationships. *Ontogeny and systematics of fishes*, 1, 640–70.
- Smith-Vaniz, W.F. y Carpenter, K.E. (2015). The carangids of India – a monograph. *Fish and Fisheries*, 16(3): 543–546. doi: 10.1111/faf.12099.
- Sridhar, A., MacKinnon, S.L., y Ross, N.W. (2021). Activity profile of innate immune-related enzymes and bactericidal of freshwater fish epidermal mucus extract at different pH. *Environmental Science and Pollution Research*, 28(26): 33914–33926. doi: 10.1007/s11356-020-11173-5.
- Stipanuk, M.H. (1986). Metabolism of sulfur-containing amino acids. *Annual Review of Nutrition*, 6: 179–209. doi: 10.1146/annurev.nu.06.070186.001143.
- Stockham, S.L. y Scott, M.A. (2013). *Fundamentals of Veterinary Clinical Pathology*. John Wiley & Sons.
- Stuart, K., O'Brien, M., y Dwyer, K. (2018). Arachidonic acid in the diet of captive yellowtail and its effects on egg quality. *North American Journal of Aquaculture*, 80(1): 97–106. doi: 10.1002/naaq.10003.
- Subramanian, S., MacKinnon, S.L., y Ross, N.W. (2007). A comparative study on innate immune parameters in the epidermal mucus of various fish species. *Comparative Biochemistry and Physiology Part B: Biochemistry and Molecular Biology*, 148(3): 256–263. doi: 10.1016/j.cbpb.2007.06.003.
- Instituto Mexicano de Investigación en Pesca y Acuicultura (no date). *Carta Nacional Acuicola*. Disponible en: <http://www.gob.mx/imipas/acciones-y-programas/carta-nacional-acuicola> (Consulta: 9 octubre 2024).
- Tacon, A.G.J., Nations, F., y A.O. of the U. (1992). *Nutritional Fish Pathology: Morphological Signs of Nutrient Deficiency and Toxicity in Farmed Fish*. Food & Agriculture Org.
- Taj, S., Zhang, Y.-A., y Liu, Y. (2020). Carbohydrate utilization in black seabream: effects of the carbohydrate sources on growth, insulin signalling pathway and hepatic glucose metabolism. *Aquaculture Nutrition*, 26(6): 2102–2114. doi: 10.1111/anu.13150.

- Takagi, S., Yamaguchi, Y., y Sakamoto, T. (2005). The green liver syndrome is caused by taurine deficiency in yellowtail (*Seriola quinqueradiata*) fed diets without fishmeal. *Aquaculture Science*, 53(3): 279–290. doi: 10.11233/aquaculturesci1953.53.279.
- Takagi, S., Yamaguchi, Y., y Sakamoto, T. (2006). Efficacy of taurine supplementation for preventing green liver syndrome and improving growth performance in yearling red sea bream (*Pagrus major*) fed low-fishmeal diet. *Fisheries Science*, 72(6): 1191–1199. doi: 10.1111/j.1444-2906.2006.01276.x.
- Takagi, S., Yamaguchi, Y., y Sakamoto, T. (2008). Taurine is an essential nutrient for yellowtail (*Seriola quinqueradiata*) fed non-fish meal diets based on soy protein concentrate. *Aquaculture*, 280(1): 198–205. doi: 10.1016/j.aquaculture.2008.05.012.
- Takeuchi, K., Toyohara, H., y Sakaguchi, M. (2000a). A hyperosmotic stress-induced mRNA of carp cell encodes Na(+)- and Cl(-)-dependent high affinity taurine transporter. *Biochimica Et Biophysica Acta*, 1464(2): 219–230. doi: 10.1016/s0005-2736(00)00158-9.
- Takeuchi, K., Yoshizaki, G., y Nakao, Y. (2000b). Ubiquitous increase in taurine transporter mRNA in tissues of tilapia (*Oreochromis mossambicus*) during high-salinity adaptation. *Fish Physiology and Biochemistry*, 23(2): 173–182. doi: 10.1023/A:1007889725718.
- Takeuchi, K. y Toyohara, H. (2003). Taurine transporter: hyperosmotic stress-responsive gene, en N. Shimizu et al. (eds), *Aquatic Genomics: Steps Toward a Great Future*. Tokyo: Springer Japan, pp. 207–216. doi: 10.1007/978-4-431-65938-9\_18.
- Thirupathi, A., Amitha, K.R., y Suresh, R. (2020). Taurine reverses oxidative damages and restores the muscle function in overuse of exercised muscle. *Frontiers in Physiology*, 11. doi: 10.3389/fphys.2020.582449 (Consulta: 14 noviembre 2023).
- Tirupathi, C., Cottam, J.C., y Goyal, R.K. (1992). Constitutive expression of the taurine transporter in a human colon carcinoma cell line. *The American Journal of Physiology*, 263(5 Pt 1): G625–G631. doi: 10.1152/ajpgi.1992.263.5.G625.
- Tong, S., Wei, S., y Wu, X. (2020). Effects of supplementing taurine in all-plant protein diets on growth performance, serum parameters, and cholesterol 7 $\alpha$ -hydroxylase gene expression in black sea bream (*Acanthopagrus schlegelii*). *Journal of the World Aquaculture Society*, 51(4): 990–1001. doi: 10.1111/jwas.12611.
- Uozumi, Y., Takahashi, T., y Tsuboi, T. (2006). Myogenic differentiation induces taurine transporter in association with taurine-mediated cytoprotection in skeletal muscles. *The Biochemical Journal*, 394(Pt 3): 699–706. doi: 10.1042/BJ20051303.
- Valente, L.M.P., Linares, F., Villanueva, J.L.R., Silva, J.M.G., Espe, M., Escórcio, C., Pires, M.A., Saavedra, M.J., Borges, P., Medale, F., Álvarez-Blázquez, B., y Peleteiro, J.B. (2011). Dietary protein source or energy levels have no major impact on growth performance, nutrient utilisation or flesh fatty acids composition of market-sized Senegalese sole. *Aquaculture*, 318(1): 128–137. doi: 10.1016/j.aquaculture.2011.05.026.
- Vielma, J., Koskela, J., Ruohonen, K., Jokinen, I., y Kettunen, J. (2003). Optimal diet composition for European whitefish (*Coregonus lavaretus*): carbohydrate stress and immune parameter responses. *Aquaculture*, 225(1): 3–16. doi: 10.1016/S0044-8486(03)00271-0.
- Waagbø, R., Krogdahl, Å., y Hemre, G.I. (1994). Influence of dietary carbohydrate on blood chemistry, immunity and disease resistance in Atlantic salmon (*Salmo salar* L.). *Journal of Fish Diseases*, 17(3): 245–258. doi: 10.1111/j.1365-2761.1994.tb00220.x.
- Warskulat, U., Flögel, U., Jacoby, C., Hartwig, H.-G., Thewissen, M., Merx, M.W., Molojavyi, A., Heller-Stilb, B., Schrader, J., y Häussinger, D. (2004). Taurine transporter knockout depletes

- muscle taurine levels and results in severe skeletal muscle impairment but leaves cardiac function uncompromised. *FASEB Journal: Official Publication of the Federation of American Societies for Experimental Biology*, 18(3): 577–579. doi: 10.1096/fj.03-0496fje.
- Watson, A.M., Barrows, F.T., y Place, A.R. (2014). Effects of graded taurine levels on juvenile cobia. *North American Journal of Aquaculture*, 76: 190–200. doi: 10.1080/15222055.2014.899531.
- Wei, Y., Liang, M., Xu, H., y Zheng, K. (2019). Taurine alone or in combination with fish protein hydrolysate affects growth performance, taurine transport and metabolism in juvenile turbot (*Scophthalmus maximus* L.). *Aquaculture Nutrition*, 25(2): 396–405. doi: 10.1111/anu.12865.
- Wei, Y., Yang, Y., Lin, H., Huang, X., Huang, Z., Li, T., Zhou, C., Ma, Z., Xun, P., y Yang, C. (2021). Effects of taurine on growth performance, digestive enzymes, antioxidant capacity and immune indices of *Lateolabrax maculatus*. *South China Fisheries Science*, 17(2): 78–86. doi: 10.12131/20200223.
- Wen, C., Guo, Q., Wang, W., Duan, Y., Zhang, L., Li, J., He, S., Chen, W., y Li, F. (2020). Taurine alleviates intestinal injury by mediating tight junction barriers in diquat-challenged piglet models. *Frontiers in Physiology*, 11: 449. doi: 10.3389/fphys.2020.00449.
- Wijerath Wiriduge, H.A.S., Zhang, Y., Liu, J., Yang, M., Zhang, W., y Mai, K. (2020). Dietary taurine improves muscle growth and texture characteristics in juvenile turbot (*Scophthalmus maximus*). *Aquaculture Reports*, 17: 100305. doi: 10.1016/j.aqrep.2020.100305.
- Wu, Y., Han, H., y Qin, J. (2015). Replacement of fishmeal by soy protein concentrate with taurine supplementation in diets for golden pompano (*Trachinotus ovatus*). *Aquaculture Nutrition*, 21(2): 214–222. doi: 10.1111/anu.12161.
- Xie, Z., Wang, F., Liu, H., Guo, S., Shi, H., Zhan, W., y Lou, B. (2014). Effect of dietary taurine levels on growth performance and taurine content of *Nibea albiflora* larvae. *Aquaculture International*, 22(6): 1851–1862. doi: 10.1007/s10499-014-9787-1.
- Xu, H., Ai, Q., Mai, K., Xu, W., Wang, J., Ma, H., Zhang, W., Wang, X., y Liufu, Z. (2010). Effects of dietary arachidonic acid on growth performance, survival, immune response and tissue fatty acid composition of juvenile Japanese seabass (*Lateolabrax japonicus*). *Aquaculture*, 307(1): 75–82. doi: 10.1016/j.aquaculture.2010.07.001.
- Xu, H., Zhang, Q., Kim, S.-K., Liao, Z., Wei, Y., Sun, B., Jia, L., Chi, S., y Liang, M. (2020). Dietary taurine stimulates the hepatic biosynthesis of both bile acids and cholesterol in the marine teleost, tiger puffer (*Takifugu rubripes*). *British Journal of Nutrition*, 123(12): 1345–1356. doi: 10.1017/S0007114520000161.
- Yadav, M., Khatij, A., Chauhan, R., Arya, P., y Semwal, A. (2021). A review on feed additives used in fish diet. *International Journal of Environmental Agriculture and Biotechnology*, 6(2). doi:10.13140/RG.2.2.35228.62080
- Yang, H., Tian, L., Huang, J., Liang, G., y Liu, Y. (2013). Dietary taurine can improve the hypoxia tolerance but not the growth performance in juvenile grass carp (*Ctenopharyngodon idellus*). *Fish Physiology and Biochemistry*, 39(5): 1071–1078. doi: 10.1007/s10695-012-9763-5.
- Yatabe, Y., Miyakawa, S., Ohmori, H., y Mishima, H., Adachi, T. (2009). Effects of taurine administration on exercise. *Advances in Experimental Medicine and Biology*, 643: 245–252. doi: 10.1007/978-0-387-75681-3\_25.



- Yokoyama, M., Takeuchi, T., Park, G.S., y Nakazoe, J. (2001). Hepatic cysteinesulphinatase decarboxylase activity in fish. *Aquaculture Research*, 32(s1): 216–220. doi: 10.1046/j.1355-557x.2001.00017.x.
- Zambonino Infante, J.L., y Cahu, C.L. (2007). Dietary modulation of some digestive enzymes and metabolic processes in developing marine fish: applications to diet formulation. *Aquaculture*, 268(1): 98–105. doi: 10.1016/j.aquaculture.2007.04.032.
- Zarate, J.M., y Bradley, T.M. (2007). Molecular cloning and characterization of the taurine transporter of Atlantic salmon. *Aquaculture*, 273(2): 209–217. doi: 10.1016/j.aquaculture.2007.10.002.
- Zhang, J., Hu, Y., Ai, Q., Mao, P., Tian, Q., Zhong, L., Xiao, T., y Chu, W. (2018). Effect of dietary taurine supplementation on growth performance, digestive enzyme activities and antioxidant status of juvenile black carp (*Mylopharyngodon piceus*) fed with low fish meal diet. *Aquaculture Research*, 49(9): 3187–3195. doi: 10.1111/are.13783.
- Zhang, Y., Wei, Z., Liu, G., Deng, K., Yang, M., Pan, M., Gu, Z., Liu, D., Zhang, W., y Mai, K. (2019). Synergistic effects of dietary carbohydrate and taurine on growth performance, digestive enzyme activities and glucose metabolism in juvenile turbot (*Scophthalmus maximus* L.). *Aquaculture*, 499: 32–41. doi: 10.1016/j.aquaculture.2018.08.082.
- Zhang, Y., Lu, R., Qin, C., y Nie, G. (2020). Precision nutritional regulation and aquaculture. *Aquaculture Reports*, 18: 100496. doi: 10.1016/j.aqrep.2020.100496.
- Zheng, K., Qin, B., y Chang, Q. (2016). Effect of graded levels of taurine on growth performance and Ptry expression in the tongue sole (*Cynoglossus semilaevis*) postlarvae. *Aquaculture Nutrition*, 22(6): 1361–1368. doi: 10.1111/anu.12345.
- Zheng, Y., Liu, J., Xu, J., Wang, Y., Zhuang, P., y Hu, M. (2023). Comparison of artificial feed and natural food by the growth and blood biochemistry in Chinese sturgeon (*Acipenser sinensis*). *Fishes*, 8: 45. doi: 10.3390/fishes8010045.
- Zhou, J.J., Song, X.-L., Huang, J., y Wang, X.-H. (2006). Effects of dietary supplementation of A3 $\alpha$ -peptidoglycan on innate immune responses and defense activity of Japanese flounder (*Paralichthys olivaceus*). *Aquaculture*, 251(2): 172–181. doi: 10.1016/j.aquaculture.2005.06.015.
- Zhu, R., Wu, X.-Q., Zhao, X.-Y., Qu, Z.-H., Quan, Y.-N., Lu, M.-H., Liu, Z.-Y., y Wu, L.-F. (2022). Taurine can improve intestinal function and integrity in juvenile *Rhynchocypris lagowskii* Dybowski fed high-dose glycinin. *Fish & Shellfish Immunology*, 129: 127–136. doi: 10.1016/j.fsi.2022.08.063.