



UNIVERSIDAD JUÁREZ AUTÓNOMA DE TABASCO



DIVISIÓN ACADÉMICA DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

**SUPLEMENTACIÓN DEL AMINOÁCIDO TRIPTÓFANO EN JUVENILES DE
PEJELAGARTO (*Atractosteus tropicus*): EFECTOS SOBRE EL CRECIMIENTO
Y VARIABLES FISIOLÓGICAS**

TESIS PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

LICENCIADA EN BIOLOGÍA

PRESENTA:

ADRIANA LURIA MOCTEZUMA

BAJO LA DIRECCIÓN DE:

DR. RAFAEL MARTÍNEZ GARCÍA

EN CODIRECCIÓN:

DRA. GLORIA GERTRUDYS ASECIO ALCUDIA

VILLAHERMOSA, TABASCO. AGOSTO DE 2026

Declaración de Autoría y Originalidad

En la Ciudad de Villahermosa, Tabasco, el día **29 de junio de 2026**, la que suscribe **Adriana Luria Moctezuma** alumna del Programa de **Licenciatura de Biología** con número de matrícula **212G22145** adscrita a la **División Académica de Ciencias Biológicas** de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, como **autora** de la **Tesis** presentado para la obtención del título de **Licenciatura en Biología**, titulado **“SUPLEMENTACIÓN DEL AMINOÁCIDO TRIPTÓFANO EN JUVENILES DE PEJELAGARTO (*Atractosteus tropicus*): EFECTOS SOBRE EL CRECIMIENTO Y VARIABLES FISIOLÓGICAS”** dirigido por él **Dr. Rafael Martínez García** y la **Dra. Gloria Gertrudys Asencio Alcudia**.

DECLARO QUE:

La Tesis es una obra original que no infringe los derechos de propiedad intelectual ni los derechos de propiedad industrial u otros, de acuerdo con el ordenamiento jurídico vigente, en particular, la LEY FEDERAL DEL DERECHO DE AUTOR (Decreto por el que se reforman y adicionan diversas disposiciones de la Ley Federal del Derecho de Autor del 01 de Julio de 2020 regularizando y aclarando y armonizando las disposiciones legales vigentes sobre la materia), en particular, las disposiciones referidas al derecho de cita.

Del mismo modo, asumo frente a la Universidad cualquier responsabilidad que pudiera derivarse de la autoría o falta de originalidad o contenido de la Tesis presentado de conformidad con el ordenamiento jurídico vigente.

Villahermosa, Tabasco a **29 de junio de 2026**.

Adriana Luria Moctezuma



**UNIVERSIDAD JUÁREZ
AUTÓNOMA DE TABASCO**

"ESTUDIO EN LA DUDA. ACCIÓN EN LA FE"



2026
Año de
**Margarita
Maza**

**DIVISIÓN ACADÉMICA DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
DIRECCIÓN**

Villahermosa, Tab., a 24 de Junio de 2026

ASUNTO: Autorización de Modalidad de Titulación

**C. LIC. MARIBEL VALENCIA THOMPSON
JEFE DEL DEPTO. DE CERTIFICACIÓN Y TITULACIÓN
DIRECCIÓN DE SERVICIOS ESCOLARES
P R E S E N T E**

Por este conducto y de acuerdo a la solicitud correspondiente por parte del interesado, informo a usted, que en base al reglamento de titulación vigente en esta Universidad, ésta Dirección a mi cargo, autoriza a la **C. ADRIANA LURIA MOCTEZUMA** egresado de la Lic. en **BIOLOGIA** de la División Académica de **CIENCIAS BIOLÓGICAS** la opción de titularse bajo la modalidad de Tesis denominado: "**SUPLEMENTACIÓN DEL AMINOÁCIDO TRIPTÓFANO EN JUVENILES DE PEJELAGARTO (*Atractosteus tropicus*): EFECTOS SOBRE EL CRECIMIENTO Y VARIABLES FISIOLÓGICAS**".

Sin otro particular, aprovecho la ocasión para saludarle afectuosamente.

A T E N T A M E N T E

**UJAT
DIVISIÓN ACADÉMICA
DE CIENCIAS BIOLÓGICAS**


**DR. ARTURO GARRIDO MORA
DIRECTOR DE LA DIVISIÓN ACADÉMICA
DE CIENCIAS BIOLÓGICAS**



**C.c.p.- Expediente Alumno de la División Académica
C.c.p.- Interesado**



**UNIVERSIDAD JUÁREZ
AUTÓNOMA DE TABASCO**

"ESTUDIO EN LA DUDA. ACCIÓN EN LA FE"



2026
año de
**Margarita
Maza**

**DIVISIÓN ACADÉMICA DE CIENCIAS BIOLÓGICAS
DIRECCIÓN**

JUNIO 24 DE 2026

**C. ADRIANA LURIA MOCTEZUMA
PAS. DE LA LIC. EN BIOLOGIA
P R E S E N T E**

En virtud de haber cumplido con lo establecido en los Arts. 111 al 113 del Cap. IV del Reglamento de titulación de esta Universidad, tengo a bien comunicarle que se le autoriza la impresión de su Trabajo Recepcional, en la Modalidad de Tesis denominado: **"SUPLEMENTACIÓN DEL AMINOÁCIDO TRIPTÓFANO EN JUVENILES DE PEJELAGARTO (*Atractosteus tropicus*): EFECTOS SOBRE EL CRECIMIENTO Y VARIABLES FISIOLÓGICAS"**, asesorado por el Dr. Rafael Martínez García y Dra. Gloria Gertrudys Asencio Alcudia, sobre el cual sustentará su Examen Profesional, cuyo jurado está integrado por el Dr. Carlos Alfonso Álvarez González, Dr. Luis Daniel Jiménez Martínez, Dr. Rafael Martínez García, Dra. Carina Shianya Álvarez Villagómez y Dra. Susana Camarillo Coop.

**ATENTAMENTE
ESTUDIO EN LA DUDA. ACCIÓN EN LA FE**

**DR. ARTURO GARRIDO MORA
DIRECTOR**

**UJAT
DIVISIÓN ACADÉMICA
DE CIENCIAS BIOLÓGICAS**



DIRECCIÓN

C.c.p.- Expediente de Alumno.
Archivo.



UJAT

UNIVERSIDAD JUÁREZ
AUTÓNOMA DE TABASCO

"ESTUDIO EN LA DUDA. ACCIÓN EN LA FE"



2026

Margarita
Maza

División Académica de Ciencias Biológicas
DIRECCIÓN

Villahermosa, Tab. 23 de junio de 2026

C. ADRIANA LURIA MOCTEZUMA

Pas. de la Lic. en Biología
Presente

En cumplimiento de los lineamientos de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, se implementó la revisión del trabajo recepcional (Tesis), a través de la plataforma Turnitin iThenticate para evitar el plagio e incrementar la calidad en los procesos académicos y de investigación en esta División Académica. Esta revisión se realizó en correspondencia con el Código de Ética de la Universidad y el Código Institucional de Ética para la Investigación.

Por este conducto, hago de su conocimiento las observaciones, el Índice de similitud y el reporte de originalidad obtenido a través de la revisión en la plataforma iThenticate de su trabajo recepcional **SUPLEMENTACIÓN DEL AMINOÁCIDO TRIPTÓFANO EN JUVENILES DE PEJELAGARTO (*Atractosteus tropicus*): EFECTOS SOBRE EL CRECIMIENTO Y VARIABLES FISIOLÓGICAS.**

Se incluyó citas, se excluyó bibliografía y se estableció el umbral de exclusión de coincidencias pequeñas a 16 palabras.

RESULTADO DE SIMILITUD	5 %
	66 páginas y 18853 palabras

Finalmente, se le solicita a la **C. ADRIANA LURIA MOCTEZUMA**, integrar en la versión final del trabajo recepcional, este oficio y el informe de originalidad con el porcentaje de similitud de Turnitin iThenticate.

Sin otro particular al cual referirme, aprovecho la oportunidad para enviarle un cordial saludo.

ATENTAMENTE
"ESTUDIO EN LA DUDA. ACCIÓN EN LA FE"

DR. ARTURO GARRIDO MORA
DIRECTOR

UJAT
DIVISIÓN ACADÉMICA
DE CIENCIAS BIOLÓGICAS



DIRECCIÓN

C.c.p. Dr. Rafael Martínez García. Director de trabajo recepcional
C.c.p. Dra. Gloria Gertrudys Asencio Alcudia. Codirectora de trabajo recepcional
C.c.p. Archivo

KM 0.5 CARR. VILLAHERMOSA-CÁRDENAS ENTRONQUE A BOSQUES DE SALOYA
VILLAHERMOSA, CENTRO, TABASCO, MEX.

Tel. (993) 358-1500 Ext. 6400 e-mail: direccion.dacbiol@ujat.mx

Usar papel reciclado economiza energía, evita contaminación y desperdicio de agua y ayuda a conservar los bosques

Adriana Luria Moctezuma

SUPLEMENTACIÓN DEL AMINOÁCIDO TRIPTÓFANO EN JUVENILES DE PEJELAGARTO (*Atractosteus tropicus*): EFECT...

Universidad Juárez Autónoma de Tabasco

Detalles del documento

Identificador de la entrega

trn:oid::3117:602057254

Fecha de entrega

22 jun 2026, 8:12 p.m. GMT-6

Fecha de descarga

29 jun 2026, 1:27 p.m. GMT-6

Nombre del archivo

Adriana Luria Moctezuma_TR tesis.pdf

Tamaño del archivo

2.1 MB

66 páginas

18.853 palabras

110.757 caracteres

5% Similitud general

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

Filtrado desde el informe

- Bibliografía
- Coincidencias menores (menos de 16 palabras)
- Abstract
- Trabajos entregados

Fuentes principales

- 5%  Fuentes de Internet
- 0%  Publicaciones
- 0%  Trabajos entregados (trabajos del estudiante)

Marcas de integridad

N.º de alertas de integridad para revisión

Los algoritmos de nuestro sistema analizan un documento en profundidad para buscar inconsistencias que permitirían distinguirlo de una entrega normal. Si advertimos algo extraño, lo marcamos como una alerta para que pueda revisarlo.

Una marca de alerta no es necesariamente un indicador de problemas. Sin embargo, recomendamos que preste atención y la revise.

Fuentes principales

5%	 Fuentes de Internet
0%	 Publicaciones
0%	 Trabajos entregados (trabajos del estudiante)

Fuentes principales

Las fuentes con el mayor número de coincidencias dentro de la entrega. Las fuentes superpuestas no se mostrarán.

1	Internet	cibnor.repositorioinstitucional.mx	2%
2	Internet	www.researchgate.net	<1%
3	Internet	es.scribd.com	<1%
4	Internet	regenerahealth.com	<1%
5	Internet	eprints.uanl.mx	<1%
6	Internet	archivos.ujat.mx	<1%
7	Internet	hyperphysics.phy-astr.gsu.edu	<1%
8	Internet	aprenderly.com	<1%
9	Internet	ri.ujat.mx	<1%
10	Internet	www.coursehero.com	<1%
11	Internet	docplayer.es	<1%

12	Internet	www.scielo.org.mx	<1%
13	Internet	patents.google.com	<1%

Carta de Cesión de Derechos

Villahermosa, Tabasco a 29 de junio del 2026

Por medio de la presente manifiesto haber colaborado como AUTORA en la producción, creación y/o realización de la obra denominada **SUPLEMENTACIÓN DEL AMINOÁCIDO TRIPTÓFANO EN JUVENILES DE PEJELAGARTO (*Atractosteus tropicus*): EFECTOS SOBRE EL CRECIMIENTO Y VARIABLES FISIOLÓGICAS**. Con fundamento en el artículo 83 de la Ley Federal del Derecho de Autor y toda vez que, la creación y/o realización de la obra antes mencionada se realizó bajo la comisión de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco; entendemos y aceptamos el alcance del artículo en mención, de que tenemos el derecho al reconocimiento como autores de la obra, y la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco mantendrá en un 100% la titularidad de los derechos patrimoniales por un periodo de 20 años sobre la obra en la que colaboramos, por lo anterior, cedemos el derecho patrimonial exclusivo en favor de la Universidad.

COLABORADORES



Adriana Luria Moctezuma

Nombre y Firma del egresado



Rafael Martínez García

Nombre y Firma del Director
de trabajo recepcional

TESTIGOS



Yuliana Jiménez León



Margarita Arias de la Cruz

V. Dedicatoria

Quiero agradecer primeramente a Dios por permitirme llegar hasta aquí sin soltarme. A mis padres, Fabiola Moctezuma y Julián Luria, sin ellos no sería posible la culminación de esta tesis. Gracias por todo el apoyo y amor incondicional que me han brindado. Este no es un logro mío, sino de todas las personas que me ayudaron a construirme desde el principio, en especial a mi familia.

A mis hermanas, Keila y Rebeca, les agradezco de corazón por siempre estar conmigo, son una parte muy importante de mi vida. A mi sobrina Yamileth por alegrarme aquellos días en que sentí que este proyecto me sobrepasaba. A mi sobrino Sebastián, que está por llegar a este mundo, lo incluyo como motivo de esperanza y de nuevas alegrías que me motivarán a seguir adelante. Finalmente, a Holly, Zoren y Toby, por ser parte indispensable de mi vida y por complementar mis días con su cariño sincero.

VI. Agradecimientos

A la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco (UJAT) por ser mi casa de estudios, asimismo a la División Académica de Ciencias Biológicas (DACBio) por mi formación en la licenciatura.

Quiero agradecer profundamente al Laboratorio de Fisiología en Recursos Acuáticos (LAFIRA) por permitirme el desarrollo de mi proyecto de tesis, también por los conocimientos técnicos y analíticos aprendidos durante mi formación académica y la culminación de esta tesis.

A los doctores Carlos Alfonso Álvarez González y Rafael Martínez García por aceptarme en el laboratorio y encaminarme en el mundo de la acuicultura y la investigación, a la Dra. Gloria Gertrudys Asencio Alcudia, cuyo apoyo fue mucho más allá de lo académico. Gracias por guiarme con paciencia, respeto y un sincero deseo de apoyarme. Su dedicación y calidez me dejaron una huella profunda durante este proceso, le estaré siempre agradecida por todo lo que me enseñó tanto académico como personal.

A la bióloga Yuliana Jiménez León agradezco su asesoramiento y apoyo en la realización de la analítica enzimática; además a todos mis amigos que estuvieron a lo largo de mi carrera; en especial a Mar, Fanny, Yuli, Zury agradezco por el apoyo para mi crecimiento profesional, pero sobre todo al personal gracias por estar en esta etapa.

Agradezco de igual manera a mis compañeros de laboratorio que estuvieron guiándome con sus consejos y experiencias previas, Lau, Jorge y Andy, gracias por todas sus buenas vibras, especialmente por el apoyo emocional y académico brindado.

VII. Índice de Contenido

Contenido

CAPÍTULO I. PROTOCOLO DE TESIS	18
1. INTRODUCCIÓN	18
1.1 Pejelagarto (<i>Atractosteus tropicus</i>)	18
1.2 Importancia de la nutrición acuícola	20
1.3 Aditivos alimentarios	20
1.4 Aminoácidos	22
1.5 Triptófano	23
1.6 Aplicaciones de los aditivos alimentarios funcionales en la acuicultura	24
2. ANTECEDENTES	25
2.1 Enzimas digestivas	26
2.2 Enzimas antioxidantes	27
2.3 Sistema Inmune	28
2.4 Pruebas de estrés	30
2.5 Investigaciones en el pejelagarto (<i>Atractosteus tropicus</i>)	32
3. JUSTIFICACIÓN	34
4. OBJETIVOS	35
4.1 Objetivo general	35
4.2 Objetivos particulares	35
5. REFERENCIAS	36
RESUMEN	44
1. INTRODUCCIÓN	46
2. MATERIALES Y MÉTODOS	48
2.1 Diseño experimental	48
2.3 Preparación de la dieta experimental	48
2.4 Obtención de la muestra	51
2.5 Tasa de crecimiento y supervivencia	52
2.6 Pruebas de estrés	52
2.7 Cuantificación de enzimas digestivas	53

2.8	Cuantificación de enzimas antioxidantes	54
2.9	Análisis de expresión génica.....	55
2.10	Análisis estadísticos.....	57
3.	RESULTADOS	58
3.1	Crecimiento y supervivencia	58
3.2	Enzimas digestivas	59
3.3	Enzimas antioxidantes	62
3.4	Expresión génica	66
4.	DISCUSIÓN	69
5.	CONCLUSIÓN	73
6.	AGREDECIMIENTOS	74
7.	REFERENCIAS	75

VIII. ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Composición de dietas experimentales de Triptófano en juveniles de pejelagarto (<i>Atractosteus tropicus</i>)	49
Tabla 2. La composición proximal de las dietas experimentales se presenta como promedio $\pm$ desviación estándar, considerando nueve réplicas por tratamiento. El contenido de proteína se calculó empleando el factor de conversión 6.25. El extracto libre de nitrógeno (NLN) corresponde al porcentaje de nutrientes no determinados directamente, y los valores reportados representan el promedio de tres mediciones $\pm$ desviación estándar. El NFE se estimó mediante la siguiente ecuación: $-1000 (\text{humedad g kg}^{-1} + \text{proteína cruda g kg}^{-1} + \text{extracto de éter g kg}^{-1} + \text{ceniza g kg}^{-1} + \text{fibra bruta g kg}^{-1})$	50
Tabla 3. Concentración final de aminoácidos en las dietas experimentales del pejelagarto (<i>Atractosteus tropicus</i>)	51
Tabla 4. Diseño de cebadores para la reacción en cadena de polimerasa en tiempo real (qPCR) de genes del sistema inmune en juveniles de <i>A. tropicus</i>	56

IX. ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Índice de crecimiento en peso (g) (A) y longitud en (cm) (B) de juveniles de *A. tropicus* alimentados con una dieta suplementada de Trp al 0% (control), 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25%..... 58

Figura 2. Actividad enzimática digestiva del tiempo 0 (sin estresor) de proteasas alcalinas (A), Tripsina (B), leucina aminopeptidasa (C) en juveniles de pejelagarto (*A. tropicus*) dietas suplementadas de Trp al 0% (control), 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1.0% y 1.25%. Actividad enzimática digestiva del tiempo 1 (estrés por shock térmico) de proteasas alcalinas (G), Tripsina (H), leucina aminopeptidasa (I), en juveniles de pejelagarto (*A. tropicus*) dietas suplementadas de Trp al 0% (control), 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1.0% y 1.25%. Actividad enzimática digestiva del tiempo 2 (estrés por simulación de transporte) proteasas alcalinas (M), Tripsina (N), leucina aminopeptidasa (Ñ), en juveniles de pejelagarto (*A. tropicus*) dietas suplementadas de Trp al 0% (control), 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1.0% y 1.25%..... 60

Figura 3. Actividad enzimática digestiva del tiempo 0 (sin estresor) quimotripsina (D), lipasas (E) y amilasas (F) en juveniles de pejelagarto (*A. tropicus*) alimentadas con dietas suplementadas de Trp al 0% (control), 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1.0% y 1.25%. Actividad enzimática digestiva del tiempo 1 (estrés por shock térmico) quimotripsina (J), lipasas (K) y amilasas (L) en juveniles de pejelagarto (*A. tropicus*) alimentadas con dietas suplementadas de Trp al 0% (control), 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1.0% y 1.25%. Actividad enzimática digestiva del tiempo 2 (estrés por simulación de transporte) quimotripsina (O), lipasas (P) y amilasas (Q) en juveniles de pejelagarto (*A. tropicus*) alimentadas con dietas suplementadas de Trp al 0% (control), 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1.0% y 1.25%. 61

Figura 4. Actividad enzimática antioxidante tiempo 0 (sin estresor) de Peroxidasa (A) bajo la suplementación del aminoácido triptófano a 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25%. Actividad tiempo 1 estrés por shock térmico Peroxidasa (B) bajo la suplementación del aminoácido triptófano a 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25%. Actividad enzimática antioxidante tiempo 2 (estrés por simulación de transporte) Peroxidasa (C) en juveniles de pejelagarto (*A. tropicus*) suplementados con aminoácido triptófano a 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25%..... 63

Figura 5. Actividad enzimática antioxidante tiempo 0 (sin estresor) de Superóxido dismutasa (SOD) (D), bajo la suplementación del aminoácido triptófano a 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25%. Actividad tiempo 1 estrés por shock térmico de Superóxido dismutasa (SOD) (E) bajo la suplementación del aminoácido triptófano a 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25%. Actividad enzimática antioxidante tiempo 2 (estrés por simulación de transporte) Superóxido dismutasa (SOD) (F) en juveniles de pejelagarto (*A. tropicus*) suplementados con aminoácido triptófano a 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25% 64

Figura 6. Actividad enzimática antioxidante tiempo 0 (estrés por simulación de transporte) de Catalasa (CAT) (G), bajo la suplementación del aminoácido triptófano a

0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25%. tiempo 1 estrés por shock térmico de Catalasa (CAT) (H) bajo la suplementación del aminoácido triptófano a 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25%. Actividad enzimática antioxidante tiempo 2 (estrés por simulación de transporte) Catalasa (CAT) (I) en juveniles de pejelagarto (*A. tropicus*) suplementados con aminoácido triptófano a 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25%..... 65

Figura 7. Expresión de genes del sistema inmune en muestras de intestino. Tiempo 1 estrés por shock térmico, lisozima (A), interleucina-8 (B), Dominio de oligomerización de unión a nucleótidos 2 (C) bajo la suplementación del aminoácido triptófano a 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25% en juveniles de *A. tropicus*. Tiempo 2 estrés por simulación de transporte, lisozima (D), interleucina-8 (E), Dominio de oligomerización de unión a nucleótidos 2 (F) bajo la suplementación del aminoácido triptófano a 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25% en juveniles de *A. tropicus* 67

Figura 8. Expresión de genes del sistema inmune en muestras de hígado. Tiempo 1 estrés por shock térmico, lisozima (A), interleucina-8 (B), interleucina-10 (C) bajo la suplementación del aminoácido triptófano a 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25% en juveniles de *A. tropicus*. Tiempo 2 estrés por simulación de transporte, lisozima (D), interleucina-8 (E), interleucina-10 (F) bajo la suplementación del aminoácido triptófano a 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25% en juveniles de *A. tropicus*..... 68

CAPÍTULO I. PROTOCOLO DE TESIS

1. INTRODUCCIÓN

El sector acuícola crece y se desarrolla con mayor rapidez que los demás sectores de alimentos a base de productos de origen animal para consumo humano. En este aspecto, la acuicultura desempeña un papel fundamental, debido a que contribuye con el 52 % del pescado destinado al consumo humano que proviene de sistemas acuícolas (FAO, 2025). Este crecimiento representa un avance significativo en términos de productividad, al permitir una mayor producción en menor tiempo sin comprometer la calidad de los organismos cultivados. Además, se garantiza un alto nivel de sanidad dado al control riguroso de los parámetros físicoquímicos del agua, lo que asegura condiciones óptimas para el desarrollo de las especies (Sau, 2023).

La acuicultura se ha desarrollado principalmente en torno a especies introducidas cuya tecnología se desarrolló hace varias décadas, como la tilapia (*Oreochromis niloticus*), la trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*), la carpa (*Ctenopharyngodon idella*), el bagre de canal (*Ictalurus punctatus*), *Cyprinus carpio* y *Carassius auratus*, especies introducidas con motivos acuícolas. (Betanzos-Torres et al., 2020, Méndez-Guillermo et al., 2023, Ángel & Wakida-Kusunoki, 2014, Mendoza-Carranza et al., 2018).

México es un país megadiverso, cuenta con muchas especies de peces nativos en el Sureste, particularmente en Tabasco (Márquez Couturier y Vázquez-Navarrete, 2015b). Diversos autores han identificado especies con potencial en la acuicultura como los cíclidos nativos tenguyaca (*Petenia splendida*), castarrica (*Mayaheros urophthalmus*), mojarra paletas (*Vieja melanura* y *V. synspilla*), y el pejelagarto (*Atractosteus tropicus*), el cual se cultiva de forma comercial, por lo que hay 16 instalaciones de producción de alevines y crianza, además de granjas de engorda, distribuidas en nueve municipios del estado (Márquez-Couturier y Vázquez-Navarrete, 2015a).

1.1 Pejelagarto (*Atractosteus tropicus*)

El pejelagarto *A. tropicus* es considerado un fósil viviente, debido a que ha mantenido sus rasgos y fisonomía intactos, como las de sus ancestros; asimismo que pertenece a la familia Lepisosteidae, cuyo origen se remonta al Cretácico, aproximadamente hace 70

millones de años. Esta familia se subdivide en dos géneros, *Lepisosteus* y *Atractosteus*, los cuales incluyen un total de siete especies, entre ellas se encuentra el pejelagarto (*Atractosteus tropicus*) (Márquez-Couturier y Vázquez-Navarrete, 2015a). Esta especie es un pez de agua dulce, nativo del sureste de México y Centroamérica, su distribución abarca la planicie costera de Tabasco, Campeche, Chiapas y el sur de Veracruz, así como diversos países como lo son Guatemala, Belice, Nicaragua, El Salvador y Costa Rica (Notario-Priego et al., 2024).

A. tropicus se caracteriza por un cuerpo alargado de color verde olivo, con manchas oscuras en la parte superior y un vientre más claro, el cual está recubierto por una sustancia mucilaginosa. La boca es alargada con dientes caninos fuertes y curvos hacia el interior. Su piel está protegida por escamas romboides que presentan gran dureza. En lo que respecta a su dieta, esta cambia a lo largo de su vida, aunque en términos generales es un pez carnívoro que ocasionalmente muestra un comportamiento de carroñero y oportunista (Márquez-Couturier y Vázquez-Navarrete, 2015a).

La reproducción de esta especie comienza en junio y se extiende hasta septiembre, coincidiendo con la temporada de lluvias intensas; el aumento de las precipitaciones provoca el desbordamiento de los ríos, lo que inunda la vegetación circundante y genera zonas de aguas someras (Ramos Barahona y Salazar Colacho, 2017). Lo que favorece el desove, los individuos se agrupan en grandes cardúmenes y depositan miles de huevos en una masa gelatinosa. Luego del desove, los adultos regresan al río, dejando a los alevines en la vegetación inundada, donde completan sus primeras etapas de desarrollo (Márquez Couturier y Vázquez-Navarrete, 2015b).

Las poblaciones de *A. tropicus* han disminuido debido a la sobrepesca, a cambios de uso de suelo por el crecimiento demográfico y a distintos factores ambientales como la contaminación y el cambio climático (Alfaro et al., 2018), además de la competencia con otras especies introducidas a su hábitat, las cuales han sido causa de graves daños ecológicos, al competir con las especies nativas. Debido a esto, se han implementado estrategias de nutrición y engorde para el cultivo de *A. tropicus*, estableciendo un modelo de innovación tecnológica que permita visualizar los factores de cambio con el fin de reducir el impacto ambiental y optimizar la producción, buscando obtener ejemplares de

alta calidad que sirvan como fuente de proteína para el consumo humano y contribuir a la conservación de la especie (Márquez-Couturier y Vázquez-Navarrete, 2015a).

1.2 Importancia de la nutrición acuícola

En las últimas décadas, el crecimiento de la acuicultura ha demandado avances significativos en los elementos básicos de la producción, especialmente en aspectos como la nutrición y la mejora genética. En lo que respecta a la nutrición, se centra en el análisis del impacto que ejercen ingredientes y dietas, tanto convencionales como innovadoras, sobre las respuestas fisiológicas, bioquímicas y nutricionales de peces, crustáceos y moluscos de valor comercial. Este campo busca optimizar nuevas formulaciones alimenticias mediante la evaluación de su perfil químico, su interacción con el medio acuático y estudios sobre la biodisponibilidad y digestibilidad de los nutrientes en organismos acuáticos (González Córdova et al., 2020). Actualmente, se busca desarrollar alternativas que optimicen la eficiencia productiva, preserven el perfil nutricional de las dietas, reduzcan la incidencia de enfermedades y aumenten los márgenes económicos, enfocándose en una producción cada vez más orgánica y sostenible (López Zaldivar y Torres Rodríguez, 2022). En este contexto, se han adoptado aditivos alimentarios como estrategias para estos desafíos, los cuales se añaden a la alimentación con el propósito de potenciar el sistema inmunológico de los peces, mejorar la asimilación de nutrientes y favorecer el rendimiento general de los animales (Costavalo, 2021).

1.3 Aditivos alimentarios

Los aditivos alimentarios son pequeñas sustancias que pueden modificar ciertos atributos de los alimentos (Ceupe, 2022). Estos no se consumen de manera aislada y se clasifican en varios grupos, entre los cuales se encuentran los aditivos funcionales, utilizados para alterar la textura, el sabor, el color, mejorar la calidad de la formulación o extender la vida útil de los productos alimenticios (Organización Mundial de la Salud, 2023). Estos añadidos representan una estrategia innovadora para mejorar la producción, sostenibilidad y rentabilidad en la acuicultura, su inclusión busca optimizar el desarrollo fisiológico, fortalecer el sistema inmunológico y aumentar la resistencia

frente a enfermedades, al tiempo que generan beneficios tanto ambientales como económicos (Onomu y Okuthe, 2024).

Algunos aditivos alimentarios funcionales utilizados en el cultivo de peces de importancia comercial son:

Los probióticos, que pueden ser suministrados mediante la dieta o incorporados al agua de cultivo. Para su uso como aditivos alimentarios, los microorganismos probióticos deben ser no patógenos, capaces de resistir el paso por el tracto gastrointestinal, y tolerantes a las condiciones adversas generadas por los jugos gástricos y la bilis (Onomu & Okuthe, 2024). Entre los beneficios asociados al uso de probióticos como aditivos se encuentran la mejora de la respuesta inmunológica, el incremento en el crecimiento, la supresión de patógenos mediante la producción de compuestos antimicrobianos como sideróforos, peróxido de hidrógeno, lisozima y ácidos orgánicos, así como una mayor eficiencia en la digestión de los alimentos (Eissa et al., 2022).

Los prebióticos son compuestos alimentarios no digeribles, predominantemente oligosacáridos, que promueven la salud del organismo huésped al favorecer selectivamente el crecimiento y la actividad metabólica de microorganismos benéficos en el tracto gastrointestinal (Onomu y Okuthe, 2024). Para ser considerados prebióticos, estos compuestos deben resistir la digestión en el estómago y el intestino delgado, alcanzar el colon intacto, y poseer resiliencia contra la acidez gástrica y ser capaces de ser hidrolizados por enzimas digestivas específicas (Davani-Davari et al., 2019). Los efectos positivos de los prebióticos derivan de los metabolitos generados durante su fermentación por el microbiota intestinal. Los prebióticos pueden modular el sistema inmunológico innato del huésped, ya sea mediante la estimulación directa de la respuesta inmune o a través del fortalecimiento del microbiota intestinal. En acuicultura, los principales tipos utilizados incluyen manano-oligosacáridos (MOS), fructooligosacáridos (FOS), galactooligosacáridos (GOS), arabinosilano-oligosacáridos (AXOS), inulina y β -glucanos (Anadón et al., 2019).

Los fitogénicos, que constituyen una categoría diversa de aditivos alimentarios derivados de estructuras vegetales como hojas, tallos, raíces, semillas, tubérculos, frutos, arbustos y especias (Encarnação, 2015). Su incorporación en dietas acuícolas ha demostrado

efectos positivos al estimular el apetito, favorecer el desarrollo de microbiota intestinal beneficiosa y ejercer actividades antioxidantes, antimicrobianas, anticancerígenas, analgésicas y antiparasitarias (Hernández-Contreras & Hernández, 2020). Considerando que contienen metabolitos secundarios bioactivos como fenoles, flavonoides, alcaloides, terpenoides, saponinas y taninos, cuya dosificación debe ser cuidadosamente evaluada para evitar efectos tóxicos. Entre los ejemplos más utilizados se encuentran el ajo (*Allium sativum*), el tomillo (*Thymus vulgaris*), el orégano (*Origanum vulgare*) y el neem (*Azadirachta indica*) (Reverter et al., 2020). En acuicultura, se emplea en diversas formas: aceite, polvo, puré fresco y extracto acuoso, siendo el polvo la presentación más comúnmente utilizada (Onomu, 2019).

Por otra parte, se han evaluado biomoléculas específicas, como son los ácidos nucleicos, ácidos grasos y aminoácidos, los cuales apoyan la regulación metabólica y tienen funciones.

1.4 Aminoácidos

Los aminoácidos constituyen moléculas orgánicas fundamentales para la síntesis de proteínas y el mantenimiento de procesos metabólicos y fisiológicos esenciales, tales como el crecimiento, la reproducción y la reparación celular (Dietzen, 2018). Además, estos compuestos desempeñan funciones clave como precursores a través de la síntesis de hormonas y neurotransmisores, asimismo participan en la generación de energía y la regulación de mecanismos biológicos, lo que los hace indispensables para el desarrollo y homeostasis de los organismos (Beaumont & Blachier, 2020).

Los aminoácidos se clasifican en tres categorías: esenciales, no esenciales y semiesenciales. Los no esenciales, entre los que se incluyen alanina, arginina, asparagina, ácido aspártico, cisteína, ácido glutámico, glutamina, glicina, prolina, serina y tirosina, pueden ser producidos por el organismo sin necesidad de una fuente exógena (Salamanca et al., 2025). En el caso de los semiesenciales pueden ser sintetizados por el organismo, sin embargo, en condiciones de estrés, su demanda se incrementa, lo que los convierte en nutrientes críticos como es el caso de arginina, cisteína, glutamina, tirosina, glicina, prolina y serina. Nueve aminoácidos: histidina, isoleucina, leucina, lisina, metionina, fenilalanina, treonina, valina y triptófano se consideran esenciales, ya que no

pueden ser sintetizados endógenamente y deben ser adquiridos a través de la dieta (López y Mohiuddin, 2024).

1.5 Triptófano

El triptófano posee una enorme versatilidad funcional (Hoseini et al., 2017), además de ser un aminoácido proteico (AA), contiene un grupo alfa-amino, un grupo de ácido alfa carboxílico y un indol de cadena lateral, lo que lo convierte en un aminoácido aromático no polar. Es uno de los aminoácidos con un grupo R neutro teniendo cadenas laterales hidrofóbicas (Palego et al., 2016).

Debido a la complejidad de su metabolismo y la importancia funcional de varios de sus derivados, el triptófano interviene, de manera directa o indirecta, en múltiples rutas fisiológicas (Hoseini et al., 2017). Es un precursor esencial en la síntesis de la serotonina (5HT), un neurotransmisor y neuromodulador, así como de la hormona melatonina y la quinurenina. Además, está implicado en la producción de compuestos como el ácido quinurénico, el ácido quinolínico y el niacina, desempeñando un papel crucial en la regulación de procesos que abarcan desde la actividad de los distritos periféricos, en particular la función intestinal, las respuestas inmunes e inflamatorias, el proceso de diferenciación de las células madre sanguíneas hasta el sistema neuroendocrino (Palego et al., 2016).

Es de esta manera que el triptófano (Trp) actúa como precursor en la biosíntesis de compuestos neuroactivos como la serotonina y la melatonina, lo que sugiere una participación relevante en la regulación de estados conductuales (Sahu et al., 2020). Este aminoácido esencial también ha demostrado influir significativamente en funciones inmunológicas específicas, al participar como componente estructural en la conformación de factores de transcripción reguladores, además, cumpliendo una función esencial en la modulación de mecanismos que incluyen la dinámica funcional de regiones periféricas (Palego et al., 2016).

Investigaciones recientes han demostrado que la inclusión de triptófano (Trp) en la dieta de corvina (*Argyrosomus regius*) puede influir en la respuesta inmunológica sérica ante condiciones de estrés, como la exposición al aire (González-Silvera et al., 2018). La

funcionalidad inmunológica de la mucosa intestinal es esencial no solo para conservar el equilibrio del microbioma, sino también para evitar la proliferación de agentes patógenos. En este marco, el Trp participa en la regulación de diversos genes del sistema inmune que desempeñan funciones clave en la protección frente a microorganismos invasores (Asencio-Alcudia et al., 2019).

1.6 Aplicaciones de los aditivos alimentarios funcionales en la acuicultura

A nivel global, la incorporación de alimentos funcionales es una estrategia que promueve un mayor rendimiento en la producción de proteínas de alta calidad y en la estimulación del sistema inmunológico de los peces. La formulación de alimentos para acuicultura ha propiciado el desarrollo de estrategias innovadoras, fomentando el uso de "alimentos funcionales" que optimizan la sostenibilidad en la producción de pescado. Estas estrategias tienen como objetivo mejorar el crecimiento, la supervivencia y la salud de los organismos, al mismo tiempo que reducen el estrés asociado a los procesos de manipulación y modulan la respuesta inmune (Olmos-Soto et al., 2015).

En este contexto, diversos estudios nutricionales han evidenciado que la suplementación dietética con aminoácidos esenciales, que son precursores de biomoléculas clave como aminos biogénicas, grupos hemo y bases nitrogenadas como purinas y pirimidinas (Nelson y Cox, 2013; Andersen et al., 2016), puede potenciar funciones fisiológicas que regulan el metabolismo, favoreciendo así la supervivencia, el desarrollo, el crecimiento, la salud, el bienestar y la reproducción en diversos vertebrados, incluidos los peces (Asencio Alcudia, 2021).

Particularmente, el aminoácido esencial triptófano, precursor de la serotonina, ha sido objeto de numerosos estudios por su función como modulador del estrés en diferentes especies de peces. La evidencia científica sugiere que su suplementación dietética mejora patrones conductuales como la agresividad, el dominio social y el comportamiento reproductivo (Sahu et al., 2020).

2. ANTECEDENTES

Los aditivos funcionales en la acuicultura proporcionan varios beneficios, por ejemplo, en la programación nutricional, indican la capacidad de los aditivos dietéticos, cuando se administran durante un determinado período de desarrollo, para ejercer efectos duraderos sobre la fisiología, el crecimiento y la salud de las especies acuáticas (Asencio-Alcudia, 2021).

Por lo cual, al incluirlos en la dieta resultan ser de gran beneficio para los organismos que lo consumen, dado que tienen funciones muy específicas, como lo es el reducir o evitar problemas durante el crecimiento de los organismos acuáticos como en el caso de la tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*) que fue alimentada con dietas que contenían probióticos *Saccharomyces cerevisiae* a una concentración de 4 g kg⁻¹ de alimento tuvo mejor FCR, tasas de crecimiento específico (SGR) y ratios de eficiencia proteica (PER) y un aumento de peso un 44,99% mayor que el control (Islam et al., 2021).

Otro ejemplo de ello es el tratamiento de dietas suplementadas con aceite de ajo (1%, 2% y 3%) suministradas a truchas arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*) durante 120 días, que resultaron en pesos finales, ganancia de peso y SGR más altos en comparación con el control. Entre los tratamientos suplementados con ajo, los peces alimentados con 3% de ajo tuvieron el mayor peso final y ganancia de peso (Büyükdeveci et al., 2017).

Asimismo, la inclusión de manano-oligosacáridos (MOS) en las dietas de larvas de pejelagarto (*A. tropicus*) mostró efectos mixtos sobre su desarrollo. Las concentraciones de 2 y 4 g/Kg provocaron una disminución en la ganancia de peso, mientras que el grupo alimentado con 6 g/Kg no presentó diferencias significativas respecto al grupo control. En cuanto a la longitud total, las larvas que recibieron 6 g/Kg de MOS alcanzaron valores superiores frente al control, y aquellas alimentadas con 2 y 4 g/Kg también mostraron un aumento; por lo que incluir este prebiótico en las dietas para larvas es una buena opción para el cultivo de esta especie (Maytorena-Verdugo et al., 2022).

En sistemas acuícolas, los organismos piscícolas frecuentemente enfrentan condiciones ambientales y de manejo que inducen estrés, comprometiendo su tasa de supervivencia y restringiendo su crecimiento óptimo para contrarrestar estos efectos, se han

incorporado aditivos alimentarios funcionales en las formulaciones dietéticas (Valcarce et al., 2023). Dentro de este grupo, destaca la suplementación con aminoácidos esenciales como histidina, isoleucina, leucina y triptófano, los cuales desempeñan funciones fundamentales en procesos fisiológicos clave, tales como la síntesis de neurotransmisores, el metabolismo energético y la respuesta inmunitaria (Beaumont & Blachier, 2020). Asimismo, aminoácidos como triptófano, arginina y metionina han demostrado ser relevantes en la atenuación del estrés, el fortalecimiento del sistema inmunológico y la disminución del daño oxidativo en los peces (Salamanca et al., 2025).

En el campo de la acuicultura, diversos estudios han abordado la optimización de los niveles dietarios de triptófano en especies piscícolas. El ajuste preciso de su concentración en formulaciones nutricionales es esencial para promover un crecimiento adecuado y mejorar los parámetros de bienestar de los organismos acuáticos (Hoseini et al., 2017).

Se ha documentado su papel en la modulación de la conducta, la respuesta fisiológica al estrés y la regulación de los sistemas antioxidante e inmunitario, lo que subraya su importancia en el diseño de estrategias nutricionales orientadas a la salud y productividad de los peces (Biefer et al., 2017).

2.1 Enzimas digestivas

Las enzimas digestivas son moléculas orgánicas que desempeñan el papel de acelerar las reacciones químicas que ocurren durante la digestión de los alimentos (Ernesto, 2024). Estas moléculas actúan como catalizadores, es decir, facilitan y aceleran las reacciones químicas necesarias para descomponer los nutrientes en moléculas más pequeñas y asimilables. Existen diferentes tipos de enzimas digestivas, cada una especializada en descomponer un tipo particular de nutriente (Cañellas, 2023).

La pepsina es una proteasa endopeptidasa, sintetizada por las células principales de las glándulas gástricas. Su rol es descomponer proteínas complejas en péptidos de menor tamaño. Este proceso constituye una etapa crítica en la digestión proteica, facilitando la posterior liberación y absorción de aminoácidos (Ernesto, 2024). En cambio, la tripsina es secretada en la porción anterior del intestino, su principal función es la hidrólisis de

enlaces peptídicos, considerada como una enzima clave en la digestión proteica, la tripsina posee la capacidad de activar su propia forma precursora (tripsinógeno), además de inducir la activación de otras proteasas como la quimotripsina. La quimotripsina es una enzima endopeptídica que cataliza enlaces peptídicos adyacentes a residuos con cadenas laterales aromáticas, particularmente aquellos derivados de aminoácidos como la tirosina, el triptófano y la fenilalanina (Small, 2021). La leucina aminopeptidasa es una enzima proteolítica que hidroliza aminoácidos y enlaces peptídicos, que desempeñan un papel regulador en el sistema nervioso central como en tejidos periféricos y en la circulación sanguínea. Su actividad enzimática suele reflejar el estado funcional de sus respectivos sustratos endógenos (De la Cruz 2018).

Las lipasas se encargan de descomponer las grasas, cruciales en la digestión y absorción de las grasas en el cuerpo (Cañellas, 2023). Esta función resulta esencial para asegurar una adecuada asimilación de las grasas, las cuales representan una fuente energética significativa y facilitan la incorporación de vitaminas liposolubles en el organismo (Ernesto, 2024). Las amilasas son las encargadas de descomponer los hidratos de carbono complejos en moléculas más simples para facilitar su absorción. Esto facilita la absorción de estos azúcares a través de las paredes intestinales para su uso como fuente de energía (Cañellas, 2023).

2.2 Enzimas antioxidantes

Las enzimas antioxidantes son esenciales en la regulación del equilibrio redox celular, debido a que protegen a los organismos del daño ocasionado por especies reactivas de oxígeno (ROS) (Lizárraga-Velázquez et al., 2018) y otros radicales libres generados en el metabolismo. Para contrarrestar estos efectos, el sistema antioxidante integra enzimas, nutrientes y agentes secuestradores de electrones, que neutralizan o reducen las ERO, previniendo el daño oxidativo (Asencio Alcudia, 2021).

Dentro de este grupo, algunas enzimas han evolucionado para eliminar oxidantes de forma directa o indirecta. Destacan el superóxido dismutasa (SOD), el cual desempeña un papel esencial como defensa inicial frente al daño celular provocado por especies reactivas de oxígeno (ROS). Su función principal es catalizar la conversión del anión

superóxido (O_2^-), un radical libre, en oxígeno molecular (O_2) y peróxido de hidrógeno (H_2O_2), ayudando así a mantener niveles seguros de O_2^- en las células (Younus, 2018).

La enzima catalasa (CAT), como su nombre lo indica, cataliza la conversión del peróxido de hidrógeno (H_2O_2), generado durante el metabolismo celular, en agua (H_2O) y oxígeno molecular (O_2). Junto con otras peroxidasa, la catalasa participa activamente en la neutralización directa de especies reactivas de oxígeno (ROS), ayudando a proteger a las células del estrés oxidativo (Zhang et al., 2022).

Además, existen enzimas accesorias, como es el caso del glutatión peroxidasa (Gpx), la cual tiene como función principal reducir tanto el peróxido de hidrógeno (H_2O_2) como los peróxidos lipídicos, transformándolos en agua y alcoholes lipídicos, respectivamente. Adicionalmente, participa en la conversión del glutatión reducido en disulfuro de glutatión, desempeñando así un papel clave en la protección celular frente al daño oxidativo (Sukumaran et al., 2019). La glucosa-6-fosfato deshidrogenasa y la tioredoxina reductasa son enzimas de mantenimiento que desempeñan un papel crucial en la defensa antioxidante celular, ya que intervienen en la generación de cosustratos esenciales como NADPH y tioredoxina reducida (Turrens, 2019). Estos compuestos son indispensables para el funcionamiento de sistemas antioxidantes que neutralizan especies reactivas de oxígeno (ROS), las cuales pueden provocar daño celular cuando se acumulan en exceso (Richardson y O'Malley, 2022).

2.3 Sistema Inmune

El sistema inmunológico es fundamental para proteger a los organismos de las enfermedades, facilitando la detección y eliminación de patógenos. Se clasifica en dos tipos: inmunidad innata y adquirida (Lizárraga-Velázquez et al., 2018b). Sin embargo, en los peces, su naturaleza poiquilotérmica limita la efectividad de la inmunidad adquirida en comparación con otros vertebrados, lo que los lleva a depender en gran medida de la inmunidad innata (Biovet S.A., 2024). Esta última se compone de tres tipos de mecanismos de defensa: físicos, celulares y humorales.

Las barreras físicas, como la piel y el moco que recubre las branquias y el tracto digestivo, constituyen la primera línea de defensa contra los patógenos. A nivel celular,

los granulocitos, en especial los neutrófilos, realizan la fagocitosis y, al ser activados, desencadenan la explosión respiratoria, liberando especies reactivas de oxígeno (ROS) y generando citocinas y otras moléculas de señalización celular (Lizárraga-Velázquez et al., 2018b).

Por otro lado, la inmunidad adquirida se activa mediante la presentación de antígenos por células dendríticas y macrófagos, lo que inicia una respuesta mediada por linfocitos T y la formación de memoria inmunológica (Lizárraga-Velázquez et al., 2018b). A diferencia de los mamíferos, los peces carecen de ganglios linfáticos y médula ósea; sin embargo, su sistema linfoide asociado al intestino, junto con el riñón cefálico, el timo y el bazo, desempeña funciones cruciales en la respuesta comunitaria. Los melanomacrófagos pueden actuar como marcadores de estrés ambiental severo (Biovet S.A., 2024).

Los peces teleósteos presentan ciertas similitudes inmunológicas con otros vertebrados, también exhiben diferencias notables, como la presencia de la inmunoglobulina IgT en la mucosa intestinal, que sustituye a la IgE típica de los vertebrados superiores. Además, el estrés crónico incrementa los niveles de cortisol, afectando de manera significativa las respuestas inmunes (Urbina et al., 2020). El análisis de la expresión de genes implicados en la función de barrera física e inmunológica en los peces permite evaluar su estado fisiológico y resistencia a enfermedades, empleando herramientas de biología molecular como la PCR en Tiempo Real o Cuantitativa (qPCR) (Beaz-Hidalgo et al., 2016).

Entre dichos genes se encuentra *muc-2* (Mucina-2), que forma parte de las mucinas responsables de la mucosa semipermeable que recubre el tracto digestivo, las branquias y la piel (Xue et al., 2015). *nod2* (Dominio de oligomerización de unión a nucleótidos 2), considerado como uno de los principales receptores inmunológicos de la familia NLR, el cual se expresa en órganos linfoides como el riñón anterior, timo, bazo, intestino y otros tejidos asociados a mucosas (He et al., 2021). *il-10* (interleucina 10), citocina de tipo helicoidal perteneciente a la categoría estructural II, cuya principal función es regular la respuesta inmunológica y anti-inflamatoria en organismos vertebrados (Xu et al., 2022). *zo-1* (Zonula Occludens-1) forma parte de la familia de proteínas adaptadoras citoplasmáticas presentes en las uniones estrechas (tight junctions, TJ) de las células

epiteliales del intestino y otros órganos, junto con *zo-2*, *zo-3* y *occ* (Ocudina). Estas proteínas cumplen un papel esencial en la arquitectura celular al conectar las proteínas transmembrana de las TJ con el citoesqueleto de actina, y están implicadas en la integridad estructural de epitelios (Clemetson & Clemetson, 2019).

Los genes *muc-2*, *nod2* han sido estudiados en especies como *Megalobrama amblycephala* y *Oreochromis niloticus*. Mientras que los genes *zo-1* y *zo-2* se han estudiado en distintas especies como sillago plateado (*Sillago sihama*) (Liu et al., 2020), pejelagarto (*Atractosteus tropicus*) (Pérez-Jiménez et al., 2022, Pérez-Jiménez et al., 2024). Asimismo, en el pez *Danio rerio* se ha evaluado el gen *occ* (Ocludina) que, de igual manera, pertenece al conjunto de proteínas esenciales para el sellado de las barreras epiteliales (Guo et al., 2019). El gen *il-10* ha sido estudiado en pez cebra (*Danio rerio*) (Zhang et al., 2005), trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*) (Inoue et al., 2005), bagre amarillo (*Pelteobagrus fulvidraco*) (Xiao et al., 2019) (Xu et al., 2022) y pejelagarto (Pérez-Jiménez et al., 2022, Pérez-Jiménez et al., 2024).

Para evaluar la expresión de genes de interés mediante qPCR, se requiere del uso de genes de referencia con expresión estable, los cuales se emplean como controles internos. Los más utilizados incluyen el gen *18s* (ARN ribosómico), *GAPDH* (Gliceraldehído-3-fosfato deshidrogenasa), vinculados a funciones estructurales y del citoesqueleto celular, y *ef1-a* (factor de elongación 1 alfa), relacionado con el proceso de síntesis proteica (Rojas et al., 2022; Thépot et al., 2022). Específicamente, en *Atractosteus tropicus*, se ha determinado que el gen *ef1-a*, seguido por *18s* y β -actina, presenta mayor estabilidad en su expresión, lo que los posiciona como genes adecuados para estudios relacionados con la expresión y regulación génica en esta especie (Jiménez-Martínez et al., 2021).

2.4 Pruebas de estrés

El cultivo intensivo de peces es una estrategia fundamental para la producción de alimentos. Sin embargo, este método puede generar estrés oxidativo e inmunosupresión, afectando la calidad de los ejemplares y aumentando su tasa de mortalidad (Lizárraga-Velázquez et al., 2018b). El estrés se define como un conjunto de procesos fisiológicos activados cuando un organismo intenta restablecer la homeostasis tras la exposición a

un factor estresante, lo que provoca modificaciones a nivel neuronal, hormonal, metabólico, iónico e inmunológico (Urizar et al., 2022).

La respuesta aguda al estrés es considerada una reacción adaptativa, ya que implica un aumento en el consumo energético para mantener la actividad de los sistemas biológicos involucrados. Como consecuencia, se redistribuyen los recursos de otros procesos vitales con el objetivo de priorizar la supervivencia (de Fátima Pereira et al., 2021). En los peces, el estrés afecta múltiples niveles fisiológicos, desde la activación hormonal inmediata hasta la alteración del sistema inmunológico. Para organizar estos efectos, se ha establecido una clasificación en respuestas primarias, secundarias y terciarias, estructuradas según los niveles de organización del organismo (Lizárraga-Velázquez et al., 2018b).

El desencadenamiento del estrés inicia con un incremento en los niveles de catecolaminas y cortisol en el torrente sanguíneo a través del eje hipotálamo-hipófisis-interrenal (Biovet S.A., 2024). Este proceso genera cambios osmorregulatorios, celulares, hematológicos e inmunológicos, que derivan en una respuesta terciaria caracterizada por una disminución en la resistencia a enfermedades, un crecimiento reducido, dificultades en la natación y respiración, así como alteraciones en el comportamiento (Asencio-Alcudia, 2021).

Dado este contexto, la mitigación del estrés mediante suplementos dietéticos se considera esencial (Shimon y Avtalion, 2021). Como ejemplo de ello tenemos cachama blanca (*Piaractus brachipomus*) siendo alimentada con una dieta suplementada con ácido ascórbico (AA) en seis porcentajes 0, 100, 200, 300, 400, 800 y 1600 mg, y con 32% de proteína; finalizada la fase alimentaria de 30 días, se sometieron a estrés por hipoxia aguda durante 60 segundos. Los peces que no recibieron AA mostraron el mayor aumento en cortisol. La supervivencia fue del 100 % en todos los grupos, y las dosis entre 100 y 400 mg/kg demostraron ser eficaces para mejorar la respuesta fisiológica frente al estrés por hipoxia (Castillo & Parra, 2019).

Asimismo, tenemos a juveniles de corvina (*Argyrosomus regius*), se alimentaron con dos formulaciones: una dieta comercial enriquecida con un 1 % de triptófano (Trp) y otra sin dicha suplementación. Posteriormente, se sometieron a dos tipos de estresores

asociados al manejo, exposición al aire y confinamiento mediante redes con el objetivo de analizar la expresión génica de diversos marcadores relacionados con la inmunidad intestinal en función de la dieta administrada. Los resultados mostraron que, en peces alimentados con 1% de Trp, la exposición al aire provocó un aumento de la expresión génica a las 6 horas post-estrés (hps) para *c3*, *lys*, *cox2*, *ifn1*, *mxp*, *il-10* y *gapdh*, así como para *il-1b* y *pis*. La prueba de confinamiento/red para peces alimentados con 1% de Trp resultó en un aumento de la expresión génica de *c3* y *mxp*, y una disminución de la expresión génica de *cox2*, *ifn1*, *il-1b*, *tnf1a*, *il-10*, *def* y *hep* y *gapdh* en ambos momentos post-estrés (1 y 6 hps). Estos resultados sugieren que la inclusión de 1 % de Trp en la dieta puede ser una estrategia nutricional eficaz para atenuar la respuesta fisiológica aguda frente a factores de estrés asociados al manejo (Asencio-Alcudia et al., 2019).

2.5 Investigaciones en el pejelagarto (*Atractosteus tropicus*)

Los estudios en *A. tropicus* se han realizado desde hace más de 20 años, particularmente las relacionadas con la fisiología digestiva y nutrición. En este sentido, se ha estudiado la biología, alimentación y nutrición de esta especie en sus distintas fases de desarrollo, lo que ha permitido consolidar el ciclo de cultivo completo, así como la transferencia de tecnología al sector social y privado en el sureste mexicano.

Entre las investigaciones más relevantes destacan: el análisis del requerimiento nutricional y los estudios para el desarrollo de alimentos balanceados a partir del conocimiento de la fisiología digestiva de larvas y juveniles (Frías-Quintana, Álvarez-González, & Márquez-Couturier, 2010 ; Guerrero-Zárate et al, 2014 ; Frías-Quintana et al, 2015, Frías-Quintana, Domínguez-Lorenzo, Álvarez-González, Tovar-Ramírez, & Martínez-García, 2016), asimismo la determinación del porcentaje de proteínas y lípidos necesarios para el mantenimiento energético del organismo, el diseño de dietas prácticas basadas en diferentes fuentes proteicas, la caracterización de enzimas digestivas presentes en etapa larvaria y juvenil (Márquez-Couturier et al., 2019); además la inclusión de aditivos alimentarios en las dietas para estimular los mecanismos de defensa inmune y a su vez lograr incrementar el crecimiento y sobrevivencia tanto de larvas y juveniles, por ello se han empleado los prebióticos como, la incorporación de

fructooligosacáridos en las dietas, influye en el rendimiento del crecimiento, la actividad de las enzimas digestivas y la expresión de genes que funcionan como barrera intestinal (Pérez-Jiménez et al., 2022), así como la evaluación de oligosacáridos de manano (MOS) en dietas balanceadas para juveniles de pejelagarto (Nájera-Arzola et al., 2018), y el efecto de Manano-Oligosacáridos en el crecimiento, actividad de enzimas digestivas y expresión de genes relacionados a la mucosa intestinal de larvas (Verdugo et al., 2022); de igual manera los probióticos y aminoácidos se han evaluado como aditivos, el probiótico indígena *Lactococcus lactis* PH3-05 mejora el crecimiento, la fisiología digestiva y la microbiota intestinal de las larvas (Pérez-Jiménez et al., 2024), en el caso de los aminoácidos, se ha evaluado el efecto del triptófano reduce el comportamiento de canibalismo intracohorte en larvas (Sepúlveda-Quiroz et al., 2024). Por lo cual, en el presente estudio, se analizará el efecto de la inclusión de triptófano en la dieta balanceada en juveniles del pejelagarto (*Atractosteus tropicus*) sobre la fisiología digestiva y oxidativa, así como la expresión de genes del sistema inmunológico, además de evaluar factores estresantes como el shock térmico y la simulación de transporte. [OBJ]

3. JUSTIFICACIÓN

El aumento en la demanda de pescado ha llevado a la exploración de alternativas a la pesca comercial con el propósito de proteger las poblaciones silvestres. Esto ha generado la necesidad de equilibrar las exigencias sociales relacionadas con la alimentación, promoviendo el uso de alimentos enriquecidos con aditivos que, además de aportar nutrientes esenciales, contribuyen al mantenimiento de la salud del pez suplementado con dietas que contienen aditivos.

Por tal motivo, se ha impulsado la formulación de alimentos funcionales, los cuales incorporan biomoléculas como aminoácidos, probióticos, prebióticos y nucleótidos, entre otros componentes. Dentro de estos, el aminoácido triptófano ha cobrado especial relevancia debido a su impacto en la regulación del estrés y su influencia sobre diversos procesos metabólicos y fisiológicos en los peces.

El triptófano es un precursor clave de la serotonina, un neurotransmisor que modula la respuesta al estrés y el comportamiento en los vertebrados. Su suplementación en dietas acuícolas ha mostrado efectos positivos en la reducción del estrés inducido por factores como el confinamiento, el transporte y las variaciones ambientales. Estudios en diferentes especies han demostrado que la inclusión de triptófano en la alimentación puede disminuir la producción de cortisol, la principal hormona del estrés en peces, lo que contribuye a un mejor estado inmunológico y una mayor resistencia ante enfermedades.

Por ello, este estudio propone la inclusión del triptófano en las dietas acuícolas como una herramienta prometedora para mejorar el bienestar de los peces, mitigar los efectos adversos del estrés y optimizar su productividad en sistemas de cultivo. Su aplicación, fundamentada en evidencia científica, no solo favorece la sostenibilidad de la acuicultura, sino que también contribuye a la mejora de la calidad del producto final, generando beneficios tanto para la industria como para el consumidor.

4. OBJETIVOS

4.1 Objetivo general

Evaluar el efecto de la suplementación del triptófano en dietas de juveniles de *Atractosteus tropicus* sobre el crecimiento, la fisiología digestiva, antioxidante y del sistema inmune bajo pruebas de estrés.

4.2 Objetivos particulares

- i. Comprobar el efecto de dietas suplementadas con 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25% de triptófano sobre el crecimiento y la respuesta al estrés en juveniles de *Atractosteus tropicus*, mediante pruebas de shock térmico (18°C) y simulación de transporte (disturbio mecánico a 120 rpm).
- ii. Determinar la actividad enzimática digestiva intestinales (proteasas alcalinas, tripsina, leucina aminopeptidasa, quimotripsina, lipasas y amilasas) en juveniles de *A. tropicus* después de pruebas de estrés.
- iii. Determinar la actividad enzimática antioxidante SOD (superóxido dismutasa), CAT (catalasa), y Perox (peroxidasa) en hígado y bazo de juveniles de *A. tropicus* bajo pruebas de estrés.
- iv. Evaluar la expresión de genes dominio de oligomerización de unión a nucleótidos 2, lisozima e interleucinas 8 y 10 en juveniles de *A. tropicus* post-estrés.

5. REFERENCIAS

- Alfaro, R. E. M., González, C. J. A., & Leal, J. M. (2018). El Catán: Rescate de un recurso acuícola. *Biología y Sociedad*, 1(2), 22-32. <https://doi.org/10.29105/bys1.2-48>
- Anadón, A., Ares, I., Martínez-Larrañaga, MR, Martínez, MA (2019). Prebióticos y probióticos en alimentación y salud animal. En: Gupta, R., Srivastava, A., Lall, R. (eds.) *Nutraceuticos en Medicina Veterinaria*. Springer, Cham. https://doi.org/10.1007/978-3-030-04624-8_19
- Ángel, L. E. A., & Wakida-Kusunoki, A. T. (2014). Peces invasores en el Sureste de México. *ResearchGate*. https://www.researchgate.net/publication/259868683_Peces_invasores_en_el_Sureste_de_Mexico#fullTextFileContent
- Anson, M.L. (1938). The estimation of pepsin, trypsin, papain and cathepsin with hemoglobin. *J. Gen. Physiol.* 22: 79-89.
- Asencio Alcudia, G. G. (2021). *EFFECTO DEL USO DE ADITIVOS ALIMENTARIOS FUNCIONALES EN PECES DE IMPORTANCIA COMERCIAL (Seriola rivoliana, Argyrosomus regius, Atractosteus tropicus)* [Tesis de doctorado, Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste]. <http://dspace.cibnor.mx:8080/handle/123456789/3083?show=full>
- Asencio-Alcudia, G., Andree, K. B., Giraldez, I., Tovar-Ramirez, D., Alvarez-González, A., Herrera, M., & Gisbert, E. (2019). Stressors Due to Handling Impair Gut Immunity in Meagre (*Argyrosomus regius*): The Compensatory Role of Dietary L-Tryptophan. *Frontiers In Physiology*, 10. <https://doi.org/10.3389/fphys.2019.00547>
- Atractosteus tropicus* summary page. (s. f.). FishBase. <https://www.fishbase.se/summary/7326>
- Beaumont, M., & Blachier, F. (2020). Amino Acids in Intestinal Physiology and Health. *Advances In Experimental Medicine And Biology*, 1-20. https://doi.org/10.1007/978-3-030-45328-2_1
- Beaz- Hidalgo, R., Romalde, J. L., & Figueras, M. J. (2016). Expresión génica en peces a causa de infecciones causadas por *Aeromonas* spp. *Revista AquaTIC*, (37).
- Betanzos-Torres, E. A., Marín-Muñiz, J. L., De los Ángeles Piñar-Álvarez, M., Celdrán-Sabater, D., & Mata-Alejandro, H. (2020, 22 abril). Desarrollo de la acuicultura con tecnología biofloc para producción de tilapia (*Oreochromis niloticus*) en regiones rurales de México. Betanzos-Torres | RINDERESU. <http://rinderesu.com/index.php/rinderesu/article/view/40>
- Biefer, H. R. C., Vasudevan, A., & Elkhail, A. (2017). Aspects of tryptophan and nicotinamide adenine dinucleotide in immunity: A new twist in an old tale. *International Journal of Tryptophan Research*, 10. <https://doi.org/10.1177/1178646917713491>

- Biodiversity, A. D. F., & Gsp, L. M. (2018, 21 marzo). *IUCN Red List of Threatened Species: Atractosteus tropicus*. IUCN Red List Of Threatened Species. <https://www.iucnredlist.org/species/191025/1967012>
- Biovet S.A. (2024, 13 mayo). *El sistema inmune de los peces - Producción acuícola*. Veterinaria Digital - Avicultura, Porcicultura, Rumiantes y Acuicultura. <https://www.veterinariadigital.com/articulos/el-sistema-inmune-de-los-peces-mejora-la-produccion-acuicola-a-traves-de-la-inmunidad/>
- Bradford, M.M. (1976). A rapid and sensitive method for the quantization of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Anal. Biochem.* 72: 248-254.
- Büyükdeveci, M. E., Balcázar, J. L., Demirkale, İ., & Dikel, S. (2017). Effects of garlic-supplemented diet on growth performance and intestinal microbiota of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture*, 486, 170–174. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2017.12.022>
- Cañellas, X. (2023, 21 diciembre). Enzimas Digestivas ¿Qué son y para qué sirven? Regenera Health | Líderes En Medicina Integrativa y Psiconeuroinmunología. <https://regenerahealth.com/blog/enzimas-digestivas-que-son-y-para-que-sirven/>
- Castillo, A. S. C., & Parra, M. Á. L. (2019). Respuestas fisiológicas de *Piaractus brachipomus* suplementado con ácido ascórbico y sometido a estrés por hipoxia. *Revista de Medicina Veterinaria*, 1(38), 1-9. <https://doi.org/10.19052/mv.vol1.iss38.3>
- Ceupe, A. (2022, 5 abril). Ceupe. Ceupe. <https://www.ceupe.com/blog/aditivos-alimentarios.html>
- Clemetson, K. J., & Clemetson, J. M. (2019). Platelet receptors. In *Platelets* (pp. 169–192). <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-813456-6.00009-6>
- Costavalo, C. M. J. A. (2021). Composición química y enzimas digestivas en juveniles de tilapia roja (*Oreochromis mossambicus* x *Oreochromis niloticus*) alimentados con β -glucano. <https://repositorio.uteq.edu.ec/handle/43000/6554>
- Davani-Davari, D.; Negahdaripour, M.; Karimzadeh; Seifan, M.; Mohkam, M.; Masoumi, S.J.; Berenjian, A.; Ghasemi, Y. Prebióticos: Definición, Tipos, Fuentes, Mecanismos y Aplicaciones Clínicas. *Foods* 2019, 8, 92.
- De la Cruz, J., & de María, K. (2018). Expresión y caracterización de tripsina de pejelagarto (*Atractosteus tropicus*, Gill 1863).
- DelMar, E.G., Largman, C., Brodrick, J., Geokas, M. (1979). A sensitive new substrate for chymotrypsin. *Anal. Biochem.* 99: 316-20.
- Dietzen, D. J. (2018). Amino Acids, Peptides, and Proteins. En Elsevier eBooks (pp. 345-380). <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-816061-9.00013-8>
- Eissa, ESH; Baghdady, ES; Gaafar, AY; El-Badawi, AA; Bazina, WK; Abd Al-Kareem, OM; Abd El-Hamed, NNB. Evaluación de la influencia de la suplementación dietética con probióticos *Pediococcus Acidilactici* en el alimento de lubina europea

- (*Dicentrarchus labrax* L) (Linnaeus, 1758) en la calidad del agua de la granja, el crecimiento, la utilización del alimento, la tasa de supervivencia, la composición corporal, los parámetros bioquímicos sanguíneos y la histología intestinal. *Aquac. Nutr.* 2022, 1–11.
- El Acuicultor archivos - AquaHoy.* (2025, 4 marzo). AquaHoy. <https://aquahoy.com/el-acuicultor/>
- Encarnação, P. (2015). Functional feed additives in aquaculture feeds. En *Elsevier eBooks* (pp. 217-237). <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-800873-7.00005-1>
- Erlanger B, Kokowsky N, Cohen W. (1961). The preparation and properties of two new chromogenic substrates of trypsin. *Arch. Biochem. Biophys.* 95: 271-278.
- Ernesto. (2024, 1 febrero). *Desentrañando el Mundo de las enzimas digestivas*. ICAdig. <https://icadig.com/desentrañando-el-mundo-de-las-enzimas-digestivas/>
- FAO Fisheries & Aquaculture. (2025). <https://www.fao.org/fishery/es/aquaculture>
- González Cordova, D., Nuñez Flores, E., Ramírez García, R., Romero, J. C., & Santillán, M. L. (2020, 26 febrero). *Nutrición acuícola, en búsqueda de un enfoque sustentable*. Ciencia UNAM. <https://ciencia.unam.mx/leer/961/nutricion-acuicola-en-busqueda-de-un-enfoque-sustentable>
- Frías-Quintana, CA, Domínguez-Lorenzo, J., Álvarez-González, CA, Tovar-Ramírez, D., & Martínez-García, R. (2016). Uso de almidón de maíz en dietas microparticuladas para peje tropical larvícola (*Atractosteus tropicus*). *Fisiología y bioquímica de los peces*, 42 (2), 517-528.
- Frías-Quintana, CA, Márquez-Couturier, G., Alvarez-González, CA, Tovar-Ramírez, D., Nolasco-Soria, H., Galaviz-Espinosa, MA, ... & Gisbert, E. (2015). Desarrollo del tracto digestivo y actividades enzimáticas durante la ontogenia temprana del gar tropical *Atractosteus tropicus*. *Fisiología y bioquímica de los peces*, 41 (5), 1075-1091.
- Gou, X, Li., Ran, C., Wang, A., Xie, M., Xie, Y., Zhou, Z. (2019). Dietary nucleotides can directly stimulate the immunity of zebrafish independent of the intestinal microbiota. *Fish & shellfish Immunology*. 86 1064-1071
- He, J., Meng, Z., Lu, D., Liu, X., Lin, H. (2021). Recognition of MDP and activation of NF- κ B by cytosolic sensor NOD2 in *Oreochromis niloticus*. *Aquaculture*. 540 736-700.
- Hernández-Contreras, Á., & Hernández, M. D. (2020). Application of aromatic plants and their extracts in aquaculture. En *Elsevier eBooks* (pp. 239-259). <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-814700-9.00014-5>
- Hoseini, S. M., Pérez-Jiménez, A., Costas, B., Azeredo, R., & Gesto, M. (2017). Physiological roles of tryptophan in teleosts: current knowledge and perspectives for future studies. *Reviews In Aquaculture*, 11(1), 3-24. <https://doi.org/10.1111/raq.12223>
- Islam, S. M., Rohani, M. F., & Shahjahan, M. (2021). Probiotic yeast enhances growth performance of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) through morphological

- modifications of intestine. *Aquaculture Reports*, 21, 100800. <https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2021.100800>
- Liu, H., Dong, X., Tan, B., Du, T., Zhang, S., Yang, Y., Chi, S., Yang, Q., & Liu, H. (2020). Effects of fish meal replacement by low-gossypol cottonseed meal on growth performance, digestive enzyme activity, intestine histology, and inflammatory gene expression of silver sillago (*Sillago sihama* Forsskál) (1775). *Aquaculture Nutrition*, 26(5), 1724-1735. <https://doi.org/10.1111/anu.13123>
- Lizárraga-Velázquez, C. E., Hernández, C., González-Aguilar, G. A., & Basilio-Heredia, J. (2018). *Propiedades antioxidantes e inmunoestimulantes de polifenoles en peces carnívoros de cultivo*. <https://www.redalyc.org/journal/4419/441955208010/>
- López Zaldivar, Y., & Torres Rodriguez, A. (2022). Aditivos inmunoestimulantes en la dieta de especies de tilapias (*Oreochromis* spp.). *Revista De Producción Animal*, 34(3), 65-79.
- Lopez, M. J., & Mohiuddin, S. S. (2024, 30 abril). *Biochemistry, essential amino acids*. StatPearls - NCBI Bookshelf. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK557845/>
- Ma, W., Tang, C., & Lai, L. (2005). Specificity of Trypsin and Chymotrypsin: Loop-Motion-Controlled Dynamic Correlation as a Determinant. *Biophysical Journal*, 89(2), 1183-1193. <https://doi.org/10.1529/biophysj.104.057158>
- Maraux, S., Louvard, D., Baratti, J. (1973). The aminopeptidase from hog-intestinal brush border. *Biochim. Biophys. Acta* 321: 282-295.
- Márquez Couturier, G., & Vázquez Navarrete, C. J. (2015). Estado de arte de la biología y cultivo de pejelagarto (*Atractosteus tropicus*). *Agroproductividad*, 8(3), 44-51.
- Márquez-Couturier, G., & Vázquez-Navarrete, C. J. (2015). Empoderamiento de las organizaciones sociales en el cultivo de pejelagarto (*Atractosteus tropicus*) en el sureste de México. *Agro Productividad*, 8(3), 38-43.
- Márquez-Couturier, G., Alvarez-González, C., Contreras-Sánchez, W., Hernández-Vidal, U., Hernández-Franyutti, A., Mendoza-Alfaro, R., ... Goytortua- Bores, E. (2019). Avances en la Alimentación y Nutrición del Pejelagarto *Atractosteus Tropicus*. *Avances En Nutrición Acuicola*. Recuperado a partir de <https://nutricionacuicola.uanl.mx/index.php/acu/article/view/181>
- Maytorena Verdugo, C. I., Peña Marín, E. S., Álvarez-Villagómez, C. S., Pérez-Jiménez, G. M., Sepúlveda-Quiroz, C. A., de la Rosa-García, S. del C., ... Alvarez Gonzalez, C. A. (2022). Efecto de Manano-Oligosacáridos en el Crecimiento, Actividad de Enzimas Digestivas y Expresión de Genes Relacionados a la Mucosa Intestinal de Larvas de Pejelagarto *Atractosteus tropicus*. *Avances En Nutrición Acuicola*, 1(1), 394–412. Recuperado a partir de <https://nutricionacuicola.uanl.mx/index.php/acu/article/view/382>
- Méndez-Guillermo, E., Hernández-Gómez, R., Valenzuela-Córdova, I., Perera-García, M., & Mendoza-Carranza, M. (2023). Reproducción, edad y crecimiento de la

- carpa *Ctenopharyngodon idella* (Valenciennes, 1844); del sureste de México. *Abanico Veterinario*, 13. <https://doi.org/10.21929/abavet2023.22>
- Mendoza-Carranza, M., Arévalo-Frías, W., Espinoza-Tenorio, A., Hernández-Lazo, C. C., Álvarez-Merino, A. M., & Rodiles-Hernández, R. (2018). La importancia y diversidad de los recursos pesqueros del río Usumacinta, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 89(0). <https://doi.org/10.22201/ib.20078706e.2018.0.2182>
- Moraes, G., & De Almeida, L. C. (2020). Nutrition and functional aspects of digestion in fish. En Elsevier eBooks (pp. 251-271). <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-815872-2.00011-7>
- Nájera-Arzola, I., Álvarez-González, C. A., Frías-Quintana, C. A., Peña, E., Martínez-García, R., Camarillo Coop, S., Mendez-Marin, O., & Gisbert, E. (2018). Evaluation of mannan oligosaccharides (MOS) in balanced diets for tropical GAR juveniles (*Atractosteus tropicus*). *Hidrobiológica*, 28(3), 239-246. <https://doi.org/10.24275/uam/izt/dcbs/hidro/2018v28n3/pena>
- Notario-Priego, R., Oropeza-Tosca, D. R., González-Izquierdo, K., Zacarías-Bernal, K., & Campos-Donato, E. J. (2024). OPORTUNIDADES DE NEGOCIO SOSTENIBLE PARA EL APROVECHAMIENTO DEL PEJELAGARTO (*ATRACTOSTEUS TROPICUS*) EN EL SURESTE MEXICANO. *AvaCient.*, 4(2), 43-51. <https://doi.org/10.69823/avacient.v4n2a10>
- Olmos Soto, J., Paniagua-Michel, J. D. J., Lopez, L., & Ochoa, L. (2015). Functional feeds in aquaculture. In *Springer handbook of marine biotechnology* (pp. 1303-1319). Berlin, Heidelberg: Springer Berlin Heidelberg.
- Onomu, A. J. (2019). Growth and Haematological Response of *Clarias gariepinus* to Garlic (*Allium sativum*) Supplemented Diet. *AgEcon Search*. <https://doi.org/10.22004/ag.econ.301854>
- Onomu, A. J., & Okuthe, G. E. (2024). The Role of Functional Feed Additives in Enhancing Aquaculture Sustainability. *Fishes*, 9(5), 167. <https://doi.org/10.3390/fishes9050167>
- Palego, L., Betti, L., Rossi, A., & Giannaccini, G. (2016). Tryptophan Biochemistry: Structural, Nutritional, Metabolic, and Medical Aspects in Humans. *Journal Of Amino Acids*, 2016, 1-13. <https://doi.org/10.1155/2016/8952520>
- Perez Jiménez, G. M. P., De la Rosa García, S., Porchas, M. M., Sepúlveda-Quiroz, C. A., Valdez, E. G., Ramirez, D. T., Martínez, L. D. J., Villagomez, C. S. A., & Gonzalez, C. A. A. (2024). Inclusion of yeast *Candida tropicalis* and *Debaryomyces hansenii* in diets for tropical gar (*Atractosteus tropicus*) juveniles: effect on growth, digestive enzymatic activity, intestinal barrier gene expressions, and gut microbiota. *Latin American Journal of Aquatic Research*, 52(5), 818-836. <https://doi.org/10.3856/vol52-issue5-fulltext-3205>

- Pérez-Jiménez, G. M., Alvarez-Villagomez, C. S., Martínez-Porchas, M., Garibay-Valdez, E., Sepúlveda-Quiroz, C. A., Méndez-Marín, O., Martínez-García, R., Jesús-Contreras, R., Alvarez-González, C. A., & Del Carmen de la Rosa-García, S. (2024). The Indigenous Probiotic *Lactococcus lactis* PH3-05 Enhances the Growth, Digestive Physiology, and Gut Microbiota of the Tropical Gar (*Atractosteus tropicus*) Larvae. *Animals*, 14(18), 2663. <https://doi.org/10.3390/ani14182663>
- Pérez-Jiménez, G., Peña-Marín, E., Maytorena-Verdugo, C., Sepúlveda-Quiroz, C., Jiménez-Martínez, L., De La Rosa-García, S., et al. (2022). Incorporation of fructooligosaccharides in diets influence growth performance, digestive enzyme activity, and expression of intestinal barrier function genes in tropical gar (*Atractosteus tropicus*) larvae. *Fishes*, 7: 137. doi: 10.3390/fishes7030137
- Ramos Barahona, R. B. J., & Salazar Colocho, S. C. A. (2017, 1 diciembre). Estudio de sitios de anidación, distribución, áreas de importancia para cría/reproducción/alimentación, conectividad de los hábitats que se conservan, condiciones de conectividad y la presencia de ecosistemas que pueden garantizar su sobrevivencia de las especies pez machorra (*attractosteus tropicus*), caimán (*caiman crocodilus*), cocodrilo (*crocodylus acutus*), iguana verde (*Iguana iguana*), y nutria (*Lontra longicaudis*), en el ANP Santa Rita – Zanjón El Chino. <https://rcc.marn.gob.sv/handle/123456789/232>
- Reverter, M., Tapissier-Bontemps, N., Sarter, S., Sasal, P., & Caruso, D. (2020). Moving towards more sustainable aquaculture practices: a meta-analysis on the potential of plant-enriched diets to improve fish growth, immunity, and disease resistance. *Reviews In Aquaculture*, 13(1), 537-555. <https://doi.org/10.1111/raq.12485>
- Richardson, S. R., & O'Malley, G. F. (2022, September 26). *Glucose-6-Phosphate dehydrogenase deficiency*. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK470315/>
- Robins, C., Bailey, R., Bond, C., Brooker, J., Lea, R., & Scott, W. (1991). World fishes important to North Americans. exclusive of species from the continental waters of the United States and Canada. *CiiNii*. <https://cir.nii.ac.jp/crid/1571980075022043264>
- Robyt, J. F., & French, D. (1967). Multiple attack hypothesis of α -amylase action: Action of porcine pancreatic, human salivary, and *Aspergillus oryzae* α -amylases. *Archives of Biochemistry and Biophysics*, 122(1), 8–16. [https://doi.org/10.1016/0003-9861\(67\)90118-x](https://doi.org/10.1016/0003-9861(67)90118-x)
- Rojas, M., Aceituno, P., Salvador, M. E., Garcia-Ordoñez, M., Teles, M., del Mar Ortega-Villaizan, M., Roher, N. (2022). How modular protein nanoparticles may expand the ability of subunit anti-viral vaccines: The spring viremia carp virus (SVCV) case. *Fish & Shellfish Immunology*.

- Salamanca, N., Herrera, M., & De la Roca, E. (2025). Amino Acids as Dietary Additives for Enhancing Fish Welfare in Aquaculture. *Animals*, 15(9), 1293. <https://doi.org/10.3390/ani15091293>
- Sau, P. T. (2023, 1 marzo). La importancia de la acuicultura en la alimentación del futuro. *Plataforma Tierra*. <https://www.plataformatierra.es/actualidad/la-importancia-de-la-acuicultura-en-la-alimentacion-del-futuro>
- Sepúlveda-Quiroz, C. A., Pérez-Jiménez, G. M., Asencio-Alcudia, G. G., Mendoza-Porras, O., Jiménez-Martínez, L. D., Galaviz-Espinoza, M. A., Tovar-Ramírez, D., Martínez-García, R., Álvarez-Villagómez, C. S., & Álvarez-González, C. A. (2024). Tryptophan Reduces Intracohort Cannibalism Behavior in Tropical Gar (*Atractosteus tropicus*) Larvae. *Fishes*, 9(1), 40. <https://doi.org/10.3390/fishes9010040>
- Sikorska, J. (2024, 12 agosto). *Propiedades y aplicaciones de los aditivos funcionales en los alimentos* | Foodcom. Foodcom S.A. <https://foodcom.pl/es/propiedades-y-aplicaciones-de-los-aditivos-funcionales-en-los-alimentos/>
- Small, B. C. (2021). Nutritional physiology. In *Elsevier eBooks* (pp. 593–641). <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-819587-1.00007-0>
- Turens, J. (2019). Superoxide Dismutase and Catalase. In *Elsevier eBooks* (pp. 251-259). <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-801238-3.01968-1>
- Urbinati, E. C., Zanuzzo, F. S., & Biller, J. D. (2020). Stress and immune system in fish. In *Elsevier eBooks* (pp. 93–114). <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-815872-2.00005-1>
- Urizar, D. M. C., Orellana, A. M. E., Huertas, M. A. G., De León, A. M. L., & Gómez, E. R. L. (2022). Vía neuroendocrina del estrés y sus fundamentos fisiológicos asociados. *Revista Académica Sociedad del Conocimiento Cunzac*, 2(2), 275-282. <https://doi.org/10.46780/sociedadcunzac.v2i2.55>
- Valcarce, D. G., Riesco, M. F., Martínez-Vázquez, J. M., Villanueva, J. L. R., & Robles, V. (2023). Impact of different levels of handling on *Solea senegalensis* culture: effects on growth and molecular markers of stress. *Fish Physiology And Biochemistry*, 50(5), 1987-2000. <https://doi.org/10.1007/s10695-023-01239-9>
- Verdugo, C. I. M., Marín, E. S. P., Álvarez-Villagómez, C. S., Pérez-Jiménez, G. M., Sepúlveda-Quiroz, C. A., Del Carmen de la Rosa-García, S., Martínez-García, R., & González, C. A. A. (2022, 12 octubre). Efecto de Manano-Oligosacáridos en el Crecimiento, Actividad de Enzimas Digestivas y Expresión de Genes Relacionados a la Mucosa Intestinal de Larvas de Pejelagarto *Atractosteus tropicus*. <https://nutricionacuicola.uanl.mx/index.php/acu/article/view/382>
- Versaw, W. K., Cuppett, S. L., Winters, D. D., & Williams, L. E. (1989). An improved colorimetric assay for bacterial lipase in nonfat dry milk. *Journal of Food Science*, 54(6), 1557–1558. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.1989.tb05159.x>

- Walter HE. (1984). Proteinases: methods with hemoglobin, casein and azocoll as substrates. In: Bergmeyer HU (Ed.) *Methods of Enzymatic Analysis*. Vol. V. Verlag Chemic Weinham, pp 270-277.
- World Health Organization: WHO. (2023, 16 noviembre). *Aditivos alimentarios*. <https://www.who.int/es/news-room/fact-sheets/detail/food-additives>
- Xu, D., Xie, M., & Yang, L. (2022). Molecular characterization and expression analysis of IL-10 and IL-20L genes in swamp eel (*Monopterus albus*) against *Aeromonas veronii* infection. *Aquaculture Reports*, 24, 101164. <https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2022.101164>
- Xue, C., Xi, B., Ren, M., Dong, J., Xie, J., & Xu, P. (2015). Molecular cloning, tissue expression of gene Muc2 in blunt snout bream *Megalobrama amblycephala* and regulation after re-feeding. *Chinese Journal of Oceanology and Limnology*, 33(2), 291-298.
- Younus, H. (2018, June 1). *Therapeutic potentials of superoxide dismutase*. <https://pmc.ncbi.nlm.nih.gov/articles/PMC5969776/#ref-list1>
- Zhang, Y., Zhu, J., Sun, H., & Li, J. (2022). Modulation of tumor hypoxia and redox microenvironment using nanomedicines for enhanced cancer photodynamic therapy. *Applied Materials Today*, 29, 101687. <https://doi.org/10.1016/j.apmt.2022.101687>
- Zuberi, A., Kamran, M., Younus, N., & Abdel-Tawwab, M. (2024). Editorial: Functional feed additives: current trends. *Frontiers In Aquaculture*, 3. <https://doi.org/10.3389/faquc.2024.1385508>

CAPÍTULO II. ARTÍCULO CIENTÍFICO

SUPLEMENTACIÓN DEL AMINOÁCIDO TRIPTÓFANO EN JUVENILES DEL PEJELAGARTO (*Atractosteus tropicus*): EFECTOS SOBRE EL CRECIMIENTO Y VARIABLES FISIOLÓGICAS BAJO PRUEBAS DE ESTRÉS

Luria-Moctezuma, A.¹, Jiménez-Martínez, L.D.², Tovar-Ramírez, D.², Sepúlveda-Quiróz, C.A.³, Martínez-García, R.¹, Álvarez-González, C.A.¹, Núñez-Nogueira, G.¹, Asencio-Alcudia G.G.^{1*}

¹Laboratorio de Fisiología en Recursos Acuáticos, División Académica de Ciencias Biológicas, Universidad Juárez Autónoma de Tabasco (DACBIOL-UJAT), Villahermosa, México.

²Laboratorio de Biología Molecular, DAMJM-UJAT, Jalpa de Méndez, Tabasco, México.

³Tecnológico Nacional de México Campus Villahermosa, Km. 3.5 Carretera Villahermosa–Frontera, Cd. Industrial, Villahermosa 86010, Tabasco, México.

⁴Facultad de Ciencias Marinas, Universidad Autónoma de Baja California (UABC), Ensenada 22860, Baja California, México

RESUMEN

Los distintos estresores presentes en el cultivo de peces han propiciado la búsqueda de alternativas en la acuicultura; el pejelagarto (*Atractosteus tropicus*) tiene una importancia trascendental en el sureste de México, por lo cual ha optado por estrategias para reducir el estrés, el cual ha generado una problemática frecuente en su cultivo. En este sentido, los aminoácidos esenciales, como el triptófano, participan en la regulación del metabolismo y el sistema inmune. Se evaluó la suplementación a 45 días del aminoácido triptófano (Trp) (tratamientos al 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1.0% y 1.25%) en juveniles de *A. tropicus*, con el objetivo de analizar parámetros de crecimiento, la actividad enzimática digestiva y antioxidante, asimismo, la expresión de genes del sistema inmune. Se encontraron diferencias significativas ($p < 0,05$) en los tratamientos 0.25% y 0.50%, potenciaron los parámetros de crecimiento, la actividad digestiva en proteasas alcalinas, lipasas y amilasas, favoreciendo la asimilación de nutrientes en condiciones normales como bajo estrés. De igual manera, los tratamientos con concentraciones bajas de Trp

mostraron mayor respuesta protectora frente a los estresores sometidos. Respecto a la expresión génica, la suplementación con Trp moduló la expresión de genes del sistema inmune (lys, il-8, il-10 y nod2) evidenciando que concentraciones moderadas estimulan la regulación de las citocinas inflamatorias y antiinflamatorias permitiendo la homeostasis intestinal y hepática. Estos hallazgos sugieren que la inclusión de Trp en porcentajes de 0.25 y 0.50 constituye una alternativa eficaz para los parámetros de crecimiento, la actividad enzimática digestiva, la actividad antioxidante y la regulación del sistema inmune en juveniles de *A. tropicus*.

Palabras clave: pejelagarto, triptófano, suplementación, aditivos, fisiología, acuicultura, sistema inmunológico, estrés por shock térmico, estrés por simulación de transporte.

1. INTRODUCCIÓN

Debido a la creciente demanda de alimentos a base de productos de origen animal para consumo humano de calidad, el sector acuícola se ha extendido en la búsqueda de vías innovadoras en cuanto a la alimentación (FAO, 2025). Lo que ha propiciado la utilización de alternativas sustentables basadas en la fisiología del organismo en especial en la parte digestiva (Jiménez-León et al., 2025). Por lo que se ha empleado la incorporación de alimentos funcionales como una estrategia que promueve un mayor rendimiento en la producción de proteínas de alta calidad y en la estimulación del sistema inmunológico de los peces (Olmos-Soto et al., 2015).

En sistemas acuícolas, los organismos piscícolas frecuentemente enfrentan condiciones ambientales y de manejo que inducen estrés, comprometiendo su tasa de supervivencia y restringiendo su crecimiento óptimo para contrarrestar estos efectos, se han incorporado aditivos alimentarios funcionales en las formulaciones dietéticas (Valcarce et al., 2023). Los aditivos alimentarios son pequeñas sustancias que pueden modificar ciertos atributos de los alimentos (Ceupe, 2022); su inclusión busca optimizar el desarrollo fisiológico, fortalecer el sistema inmunológico y aumentar la resistencia frente a enfermedades (Onomu y Okuthe, 2024).

La suplementación con aminoácidos en dietas acuícolas ha mostrado efectos relevantes en la regulación metabólica, de igual manera participan en funciones específicas como lo es el reducir o evitar problemas durante el crecimiento de los organismos acuáticos (Islam et al., 2021). En particular, el triptófano destaca por su papel como precursor en la biosíntesis de compuestos neuroactivos como la serotonina y la melatonina, lo que sugiere una función clave en la regulación de estados conductuales (Sahu et al., 2020). Evidencias experimentales respaldan esta relación: la suplementación de Trp ha reducido la agresividad en especies como *Aequidens pulcher* y *Apteronotus leptorhynchus*, (Sepúlveda-Quiroz et al., 2024); en la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*), el incremento de Trp en el plasma y el cerebro redujo el comportamiento agresivo en peces con conducta dominante (Lepage et al., 2003; Lepage et al., 2005; Sepúlveda-Quiroz et al., 2024). Asimismo, la inclusión de triptófano (Trp) en la dieta de

corvina (*Argyrosomus regius*) puede influir en la respuesta inmunológica sérica ante condiciones de estrés, como la exposición al aire (González-Silvera et al., 2018). En conjunto, estos hallazgos subrayan la importancia del triptófano como modulador de estrés y del comportamiento, además de ser regulador de genes del sistema inmune donde desempeña funciones claves en la protección contra agentes patógenos en organismos acuáticos (Asencio Alcudia, 2021).

El pejelagarto (*Atractosteus tropicus*) es considerado un fósil viviente, debido a que ha mantenido sus rasgos y fisonomía intactos, como las de sus ancestros; asimismo que pertenece a la familia Lepisosteidae, cuyo origen se remonta al Cretácico, aproximadamente hace 70 millones de años (Márquez-Couturier y Vázquez-Navarrete, 2015a). Esta especie es un pez de agua dulce, nativo del sureste de México y Centroamérica, su distribución abarca países como lo son Guatemala, Belice, Nicaragua, El Salvador y Costa Rica (Notario-Priego et al., 2024). Se han realizado diversas investigaciones a lo largo de 20 años en cuanto a requerimientos nutricionales, reproducción, cultivo y genética de este mismo (Frías-Quintana, Álvarez-González, & Márquez-Couturier, 2010; Guerrero-Zárate et al., 2014; Frías-Quintana et al., 2015; Frías-Quintana, Domínguez-Lorenzo, Álvarez-González, Tovar-Ramírez, & Martínez-García, 2016; Márquez-Couturier y Vázquez-Navarrete, 2015a); debido a su importancia económica y cultural en el sureste de México.

En larvas de *A. tropicus* la inclusión de Trp en la dieta con una concentración de 10 g/kg demostró que tiene efectos que reducen el canibalismo, asimismo mejora la supervivencia en esta etapa larvaria que es crítica por su comportamiento agresivo y caníbal (Sepúlveda-Quiroz et al., 2024). El Trp es un precursor esencial en la síntesis de la serotonina (5HT) (Palego et al., 2016), un neurotransmisor y neuromodulador que se relaciona con conductas como la agresividad, la reacción al estrés, maduración y el comportamiento sexual (Sahu et al., 2020). El ajuste preciso de la concentración de Trp en formulaciones nutricionales es esencial para promover un crecimiento adecuado y mejorar los parámetros de bienestar de los organismos acuáticos (Hoseini et al., 2017).

En este contexto, se busca evaluar el efecto de la suplementación de Trp en la dieta de juveniles de *A. tropicus* como modulador del estrés, en ejemplares sometidos a retos de

estrés por shock térmico y simulación de transporte. Se analizó la supervivencia, el crecimiento, la actividad enzimática digestiva y antioxidante y por último la expresión genes del sistema inmune.

2. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1 Diseño experimental

Para analizar el efecto de la suplementación con triptófano en juveniles de *Atractosteus tropicus*, se utilizó un diseño completamente aleatorizado (DCA) de un factor (Dieta) con seis niveles de concentración de triptófano (0 %, 0.25 %, 0.50 %, 0.75 %, 1% y 1.25 %). La variable respuesta fue la tasa de crecimiento en peso y respuestas al estrés. Cada tratamiento se llevó a cabo por triplicado. Las unidades experimentales consistieron en una tina de 100 L de capacidad, conteniendo 15 juveniles distribuidos al azar; la unidad experimental empleó un sistema de recirculación con una bomba sumergible monofásica de ½ HP (BDP1.5MEO50F, Evans, México). Asimismo, los parámetros de calidad del agua fueron monitoreados diariamente (modelo *multiparamétrico* YSI Pro-2030, YSI Inc., Yellow Springs, OH, EE. UU.), con una temperatura de 26 ± 1 °C y fotoperiodo natural, 12 horas de luz y 12 horas de oscuridad.

2.2 Material biológico

Los juveniles de Pejelagarto (*Atractosteus tropicus*) (21.4 ± 5.23 g), fueron adquiridos de un lote de reproductores del Laboratorio de Fisiología en Recursos Acuáticos que se encuentra en la División Académica de Ciencias Biológicas de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. Se procedió a aclimatar los peces a las condiciones del sistema experimental; posteriormente se comenzó con el bioensayo, el cual tuvo una duración de 45 días. Dentro de este período se realizaron biometrías para monitorear el crecimiento de los pejelagartos.

2.3 Preparación de la dieta experimental

Para la elaboración de los alimentos experimentales, se tamizaron las harinas y se siguió el protocolo descrito por Sepúlveda-Quiroz et al. (2024) (Tabla 1). Por lo cual, los alimentos fueron suplementados con triptófano en concentraciones de 0% (control), 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25% para las dietas experimentales. Para validar los índices composición proximal de las dietas experimentales se realizaron análisis

químicos proximales (Tabla 2), asimismo se recolectaron muestras de alimento con el propósito de confirmar las concentraciones finales de triptófano en las dietas experimentales. Estos análisis se llevaron a cabo en el laboratorio de la Facultad de Ciencias Marinas de la UABC, México (Tabla 3).

Tabla 1. Composición de dietas experimentales de Triptófano en juveniles de pejelagarto (*Atractosteus tropicus*).

Ingredientes g/kg	Concentraciones de Triptófano					
	0%	0.25%	0.50%	0.75%	1.00%	1.25%
Harina de pescado	323.8	323.8	323.8	323.8	323.8	323.8
Harina de ave	161.3	161.3	161.3	161.3	161.3	161.3
Harina de cerdo	161.4	161.4	161.4	161.4	161.4	161.4
Harina de soja	164.6					
Almidón	119.7	119.7	119.7	119.7	119.7	119.7
Aceite de soja	79.6	79.6	79.6	79.6	79.6	79.6
L-Triptófano	0	2.5	5	7.5	10	12.5
Celulosa	12.5	12.5	12.5	12.5	12.5	12.5
Premezcla de minerales	5	5	5	5	5	5
Premezcla de vitamina	10	10	10	10	10	10
Grenetina	20	20	20	20	20	20
Vitamina C	5	5	5	5	5	5
Vitamina E	1	1	1	1	1	1

Tabla 2. La composición proximal de las dietas experimentales se presenta como promedio $\pm$ desviación estándar, considerando nueve réplicas por tratamiento. El contenido de proteína se calculó empleando el factor de conversión 6.25. El extracto libre de nitrógeno (NLN) corresponde al porcentaje de nutrientes no determinados directamente, y los valores reportados representan el promedio de tres mediciones $\pm$ desviación estándar. El NFE se estimó mediante la siguiente ecuación: -1000 (humedad g kg^{-1} + proteína cruda g kg^{-1} + extracto de éter g kg^{-1} + ceniza g kg^{-1} + fibra bruta g kg^{-1}).

Composición proximal (g kg^{-1})	
Proteína cruda	43.99 ± 1.57
Extracto etéreo	15.01 ± 0.93
Fibra	1.53 ± 0.04
Ceniza	3.51 ± 0.05
ELN	56.00

Tabla 3. Concentración final de aminoácidos en las dietas experimentales del pejelagarto (*Atractosteus tropicus*).

Treatments						
Amino acid	0%	0.25%	0.50%	0.75%	1%	1.25%
<i>Essential amino acids</i>						
HIS	1.2	1.2	1.1	1.1	1.2	1.1
ARG	3.9	3.9	3.8	4.0	3.9	3.8
THR	1.5	1.4	1.5	1.4	1.5	1.5
VAL	1.6	1.8	1.8	1.8	1.8	1.8
MET	1.0	1.0	1.0	1.0	1.0	1.0
LYS	2.8	2.7	2.6	2.6	2.7	2.7
ILE	1.4	1.4	1.3	1.3	1.3	1.3
LEU	3.1	3.1	3.0	3.1	3.1	3.0
PHE	1.7	1.7	1.6	1.6	1.6	1.6
TRP	1.1	1.2	1.4	1.5	1.6	1.7
<i>subtotal</i>	19.2	19.4	19.3	19.4	19.4	19.4
<i>Non-essential amino acid</i>						
ASP	2.2	2.2	2.2	2.2	2.2	2.1
SER	1.9	1.9	1.9	1.9	1.9	1.9
GLU	5.7	5.7	5.7	5.6	5.7	5.6
GLY	5.7	5.6	5.5	5.8	5.5	5.4
ALA	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0	3.0
PRO	0.4	0.3	0.5	0.3	0.4	0.4
HYP	0.3	0.3	0.4	0.3	0.3	0.4
CYS	Nd	Nd	Nd	Nd	Nd	Nd
TYR	1.2	1.2	1.3	1	1.2	1.5
<i>Subtotal</i>	20.4	20.3	20.4	20.2	20.3	20.3

2.4 Obtención de la muestra

El régimen de alimentación se estableció proporcionando un 5% de la biomasa total, con ajustes periódicos conforme los datos obtenidos de las biometrías periódicas. Para el monitoreo del desarrollo, se realizaron mediciones biométricas cada 15 días a lo largo de los 45 días del ensayo nutricional. Al finalizar este período, los peces fueron

sacrificados con aceite de clavo para asegurar la eutanasia; se administró una dosis letal de aceite de clavo a una concentración de 5 ml por litro, con el fin de provocar una detención rápida de la respiración y el ritmo cardiaco, provocando el menor estrés posible, con el propósito de obtener muestras procurando el bienestar animal. Se realizó un corte en la zona ventral para obtener tejidos por réplica experimental (hígado, intestino y riñón cefálico) para análisis posteriores (N=3).

2.5 Tasa de crecimiento y supervivencia

Se estableció un protocolo de biometrías cada 15 días, para estimar el crecimiento. El peso individual (g) fue registrado utilizando una balanza analítica, mientras que la longitud total (cm) se midió con el vernier. Al concluir el ensayo, se calculó la ganancia de peso absoluta (GPA) mediante la fórmula: $\text{peso final (g)} - \text{peso inicial (g)} \times 100$. Asimismo, se integró la estimación de supervivencia (S) como porcentaje del número final de peces respecto al número inicial $[(\text{número final/número inicial}) \times 100]$, con el fin de generar métricas comparables para próximas aplicaciones experimentales.

2.6 Pruebas de estrés

Una vez concluido el ensayo nutricional, se llevó a cabo un primer muestreo previo a la exposición al estrés, representando el tiempo 0, posteriormente se realizó una prueba de shock térmico, colocando 9 peces por tratamiento en un estanque de 20 litros a una temperatura de 18 °C durante dos horas. En el transcurso de los primeros 90 minutos, no se aplicó aceite de clavo, mientras que en los últimos 30 minutos se añadió aceite de clavo al 0.15%, tras lo cual, una vez anestesiados los peces, se procedió al muestreo de tejidos (riñón cefálico, hígado, bazo e intestino).

Por otro lado, se llevó a cabo la prueba de estrés por simulación de transporte (N=9 por tratamiento) en una tina de 20 litros, simulando condiciones de transporte a 120 revoluciones por minuto en una incubadora orbital Shel Lab Si4 (Sheldon Manufacturing Inc.) durante dos horas, manteniendo una temperatura ambiente de 32 °C en todos los tratamientos, en los últimos 30 minutos se añadió aceite de clavo al 0.15%, tras lo cual, una vez anestesiados los peces, se procedió al muestreo de tejidos (riñón cefálico, hígado, bazo e intestino).

2.7 Cuantificación de enzimas digestivas

Para la cuantificación de enzimas digestivas, se realizó la maceración manual del tejido (intestino) en tubos de 1.5 ml sobre hielo, con el fin de preservar la integridad de las muestras. Para este procedimiento se emplearon 100 mg de tejido, diluidos con agua destilada hasta alcanzar un volumen total de 500 μ l. Posteriormente, las muestras fueron centrifugadas a 12,000 rpm durante 15 minutos a 4°C, recuperando el sobrenadante. De este se tomaron alícuotas de 30 μ l, las cuales se conservaron a -80°C hasta su análisis.

Para evaluar las actividades enzimáticas digestivas, inicialmente se cuantificó la proteína soluble presente en cada extracto multienzimático mediante el procedimiento descrito por Bradford (1976). Posteriormente, se determinaron las actividades de diversas enzimas: proteasa alcalina, tripsina, quimotripsina, leucina aminopeptidasa, lipasa y amilasa.

La proteasa alcalina fue evaluada conforme al método de Walter (1984), utilizando caseína al 0.25 % como sustrato en una solución tampón Tris-HCl a 50 mM, pH 9. Los productos obtenidos se cuantificaron por espectrofotometría a 280 nm, considerando como unidad de actividad enzimática la liberación de 1 μ g de tirosina por minuto, basada en un coeficiente de extinción molar de 0.005.

La actividad de tripsina se midió siguiendo el protocolo de Erlanger et al. (1961), empleando BAPNA como sustrato en tampón Tris-HCl 50 mM con CaCl_2 10 mM, pH 8.2, a 37 °C. Por su parte, la quimotripsina se analizó utilizando el método de DelMar et al. (1979), con SAAPNA en DMSO 10 mM y tampón Tris-HCl 100 mM con CaCl_2 10 mM, pH 7.8, también a 37 °C. La leucina aminopeptidasa se determinó utilizando Leucina p-Nitroanilida en DMSO 0.1 mM, con tampón fosfato sódico 50 mM a pH 7.2, conforme a Maroux et al. (1973). En estos casos, las reacciones se detuvieron con ácido acético al 30 %, y la unidad enzimática se definió como 1 μ g de nitroanilida liberada por minuto, aplicando los coeficientes de extinción molar correspondientes: 8.8 para tripsina, y 8.2 para quimotripsina y leucina aminopeptidasa.

La actividad de la amilasa se determinó empleando almidón al 2 % como sustrato, según Robyt y Whelan (1967), en un tampón citrato-fosfato de 100 mM con NaCl 50 mM, pH 7.5. La medición espectrofotométrica se realizó a 600 nm. En el caso de la lipasa, se

utilizó acetato de β -naftilo 100 mM como sustrato en tampón Tris-HCl 50 mM con cloruro de sodio 100 mM, pH 7.5, siguiendo el método de Versaw et al. (1989); la absorbancia se registró a 540 nm.

La actividad específica de los extractos se expresó usando las siguientes ecuaciones:

1) Unidades por ml = $(\Delta\text{abs} \times \text{volumen final de reacción (mL)} / (\text{MEC} \times \text{tiempo (min)} \times \text{volumen del extracto (mL)})$

2) Unidades por mg de proteína = Unidades por ml / mg de proteína soluble, donde el Δabs representó el incremento de absorbancia a una determinada amplitud de onda y MEC representó el coeficiente de extinción molar para el producto de la reacción ($\text{ml } \mu\text{g}^{-1} \text{ cm}^{-1}$). Todos los ensayos fueron realizados por triplicado. La prioridad del bienestar animal sobre los intereses científicos y principios éticos coincide con la Declaración de Helsinki, que respalda la justificación científica y la reducción del sufrimiento animal en la investigación, conforme a los principios 3R de dicha declaración (Reemplazo, Reducción y Refinamiento), las pautas para el bienestar de los peces de cultivo del Código Sanitario de los Animales Acuáticos de la Organización Mundial de Sanidad Animal, el marco normativo nacional para el uso de animales en la investigación. NOM-062-ZOO-2000, NOM-033-SAG/ZOO-2014, así como el protocolo y el experimento fueron autorizados por la Comisión Institucional de Ética en la Investigación de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, México (CIEI-2025-073).

2.8 Cuantificación de enzimas antioxidantes

Se homogeneizaron segmentos de tejido, específicamente de hígado, empleando un Ultraturrax con cinco volúmenes (w/v) de agua destilada fría (4 °C), con el propósito de mantener la estabilidad enzimática durante el procesamiento. Posteriormente, se realizó una centrifugación a 16,000 g por 15 minutos a 4 °C, tras lo cual se recuperó el sobrenadante para su conservación a -80 °C hasta su análisis.

Para la evaluación la actividad de catalasa (CAT) en hígado mediante un kit cinético específico provisto por Cayman Chemical (Ann Arbor, MI, EE. UU.). Las actividades de superóxido dismutasa (SOD) fue examinada en hígado empleando el kit de ensayo de Sigma-Aldrich (MI, EE. UU.) Para asegurar una comparación precisa de las actividades

enzimáticas antioxidantes, los valores obtenidos fueron normalizados contra el contenido de proteínas solubles, utilizando la técnica de Bradford (1975).

2.9 Análisis de expresión génica

Se extrajo el ARN total del intestino anterior e hígado utilizando Trizol (Reagent®, SIGMA Life Science EE. UU.), siguiendo las especificaciones proporcionadas por el fabricante. La evaluación de la concentración y pureza del ARN se realizó mediante espectrofotometría, empleando un equipo, espectrofotómetro (Jenway GenovaNano, Cole-Parmer, Staffordshire, Reino Unido) midiendo las absorbancias a 260 y 280 nm. Para verificar la integridad del material genético extraído, se realizó una separación electroforética en gel de agarosa al 1.2 %, observando la definición de las bandas correspondientes al ARN ribosómico 28S y 18S.

Con el ARN previamente validado, se llevó a cabo una RT-qPCR con Brilliant II SYBR® Green qRT-PCR Master Mix Kit, 1-Step la cual se realizó en un sistema en tiempo real CFX96 (BioRad, Hercules, CA, EE. UU.) utilizando 6.3 µL de SYBR® Green, 0.5 µL de cebador directo, 0.5 de cebador inverso, 0.5 de RT/RNasa, 1.2 µL de agua grado molecular y 1 µL de muestra para un volumen final de 10 µL. Los genes de referencia empleados fueron factor de elongación alfa (*ef1a*) y el ARN ribosómico 18 (*18s*). Asimismo, se analizaron genes relacionados con el sistema inmune como Lisozima (*lys*), la Interleucina 8 (*il8*), interleucina 10 (*il-10*) y Dominio de oligomerización de unión a nucleótidos 2 (*nod2*), los cebadores utilizados se muestran en la tabla (Tabla 4). El programa de RT-qPCR se utilizó a: 50 °C durante 30 min, 95 °C durante 10 min, seguido de 40 ciclos a 95 °C durante 30 s, temperatura específica de cada cebador °C durante 1 min y 72 °C durante 30 s. Cada muestra se realizó por triplicado; asimismo, en todas las placas se depositó un control positivo, el cual no contenía muestra.

Tabla 4. Diseño de cebadores para la reacción en cadena de polimerasa en tiempo real (qPCR) de genes del sistema inmune en juveniles de *A. tropicus*.

Nombre del gen	Símbolo	Secuencia de cebadores (5'-3')	Temperatura de alineación (°C)	Referencia
Factor de elongación 1 α	<i>ef-1</i>	FW: ACGCTGAAGGCCGCGCATGGTG RV: GGATGTCCTTCACCGACACGTTC	60	(SepúlvedaQuiroz et al., 2020)
ARN ribosómico 18	<i>18s</i>	FW: GGA GCCTGCGGCTTAATTTG RV: AGCATGTCCGAGTCTCGTTC	57	(Cigarroa-Ruiz et al., 2019)
Interleucina-8	<i>il-8</i>	FW: ATATTCACTGGTGGGCGGAG RV: GTGCGGCCTGAGATTGTTT	57	(Perez-Jiménez et al., 2024)
Interleucina-10	<i>il-10</i>	FW: TTATAAAGCCATGGGGGAGCTG RV: CTGCACAGTCTGCCTCTAGT	60	(Perez-Jiménez et al., 2024)
Dominio de oligomerización de unión a nucleótidos 2	<i>nod2</i>	FW: GTAGTGAACAAGGAGGCGGAC RV: TGAGCTCATCCAGGCCATCG	66	(SepúlvedaQuiroz et al., 2020)
Lisozima	<i>lys</i>	FW: CACTGCAGCCATCAATCACAAC RV: ATTAGTCAGCAGCTTGCTGCAG	66	(Cigarroa-Ruiz et al., 2023)

2.10 Análisis estadísticos

Para la evaluación del crecimiento, se realizaron pruebas de normalidad y homoscedasticidad mediante los métodos de Kolmogórov-Smirnov y Levene, respectivamente. Se aplicó un análisis de varianza (ANOVA) de un solo factor con el fin de identificar las diferencias entre los tratamientos en cada parámetro enzimático, complementado posteriormente con la prueba post hoc de Tukey. Los análisis de los datos de expresión génica se efectuaron mediante pruebas estadísticas no paramétricas, aplicando la prueba de Kruskal-Wallis, la cual se realizó en el software GraphPad Prism, versión 11.0, estableciendo un umbral de significancia estadística de 0,05.

3. RESULTADOS

3.1 Crecimiento y supervivencia

Los índices de crecimiento y longitud de juveniles de *A. tropicus*, se muestran diferencias significativas en el crecimiento en peso ($p < 0,05$) entre los juveniles alimentados con al 0.25% Trp demostraron un mayor rango de crecimiento en gramos (Figura 1A). En lo que respecta a la longitud, no se observa que la suplementación con Trp mostrara diferencias significativas en cuanto al crecimiento en talla entre la dieta control y las dietas experimentales.

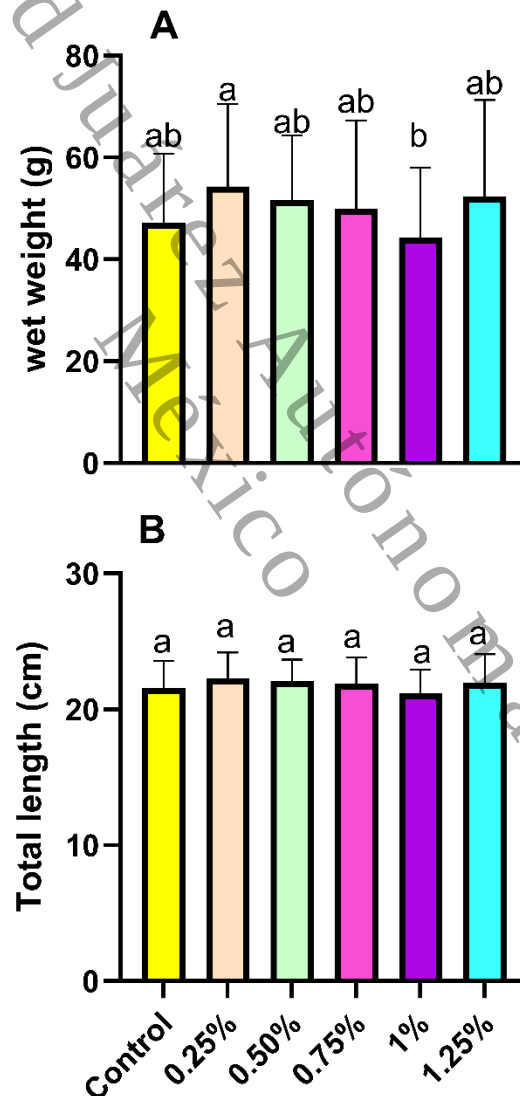


Figura 1. Índice de crecimiento en peso (g) (A) y longitud en (cm) (B) de juveniles de *A. tropicus* alimentados con una dieta suplementada de Trp al 0% (control), 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25%.

3.2 Enzimas digestivas

En la actividad enzimática digestiva (Figura 2), para el T0 se observaron valores estadísticamente significativos ($p < 0,05$) en la dieta con triptófano al 0.50% para proteasas alcalinas (Figura 2A). De igual manera, en el T1, la actividad digestiva demostró valores estadísticamente significativos ($p < 0,05$) en la dieta suplementada con el 0.50% de triptófano para proteasas alcalinas (Figura 2G). La actividad digestiva en el T2, la actividad específica de proteasa alcalina (Figura 2M) fue significativamente mayor ($p < 0,05$) en la dieta suplementada con 0.50% de Trp. En la actividad de tripsina (Figura 2B) muestra una significancia ($p < 0,05$) en la dieta suplementada con 1.25% de triptófano en el tiempo 0, este mismo patrón de actividad se observa en el tiempo 1 (Figura 2H) y en el tiempo 2 (Figura 2N).

En lo que respecta a la actividad de leucina aminopeptidasa (Figura 2C), T0 demuestra mayor actividad para la suplementación con 0.50% de Trp. Asimismo, se observa que esta suplementación al 0.50% de Trp tuvo mayor actividad que las otras concentraciones suplementadas de Trp con valores estadísticos ($p < 0,05$) de significancia, para el T1 (Figura 2I) y en el T2 (Figura 2Ñ).

En cuanto a la actividad de quimotripsina (Figura 3D) denota una mayor actividad en T0 con la dieta suplementada al 0.50% de Trp con valores estadísticos ($p < 0,05$) de significancia. En contraste con el T1 (Figura 3J) y con el T2 (Figura 3O), donde se observa una mayor actividad con la suplementación al 0.25% de Trp con valores estadísticos ($p < 0,05$).

La actividad de lipasas (Figura 3E), T0 mostró que la dieta suplementada al 0.25% con Trp obtuvo una mayor actividad con significancia de ($p < 0,05$) en comparación con las otras suplementaciones de Trp. Caso contrario para T1 (Figura 3K) y el T2 (Figura 3P) demostraron mayor con la dieta suplementada al 0.50% de Trp, mostrando diferencias estadísticamente significativas ($p < 0,05$).

Finalmente, la actividad de amilasa para el T0 (Figura 3F), T1 (Figura 3L) y T2 (Figura 3Q) demuestra que la suplementación al 0.25% de Trp obtuvo una mayor actividad digestiva con valores estadísticamente diferentes ($p < 0,05$) de significancia para juveniles de pejelagarto (*A. tropicus*)

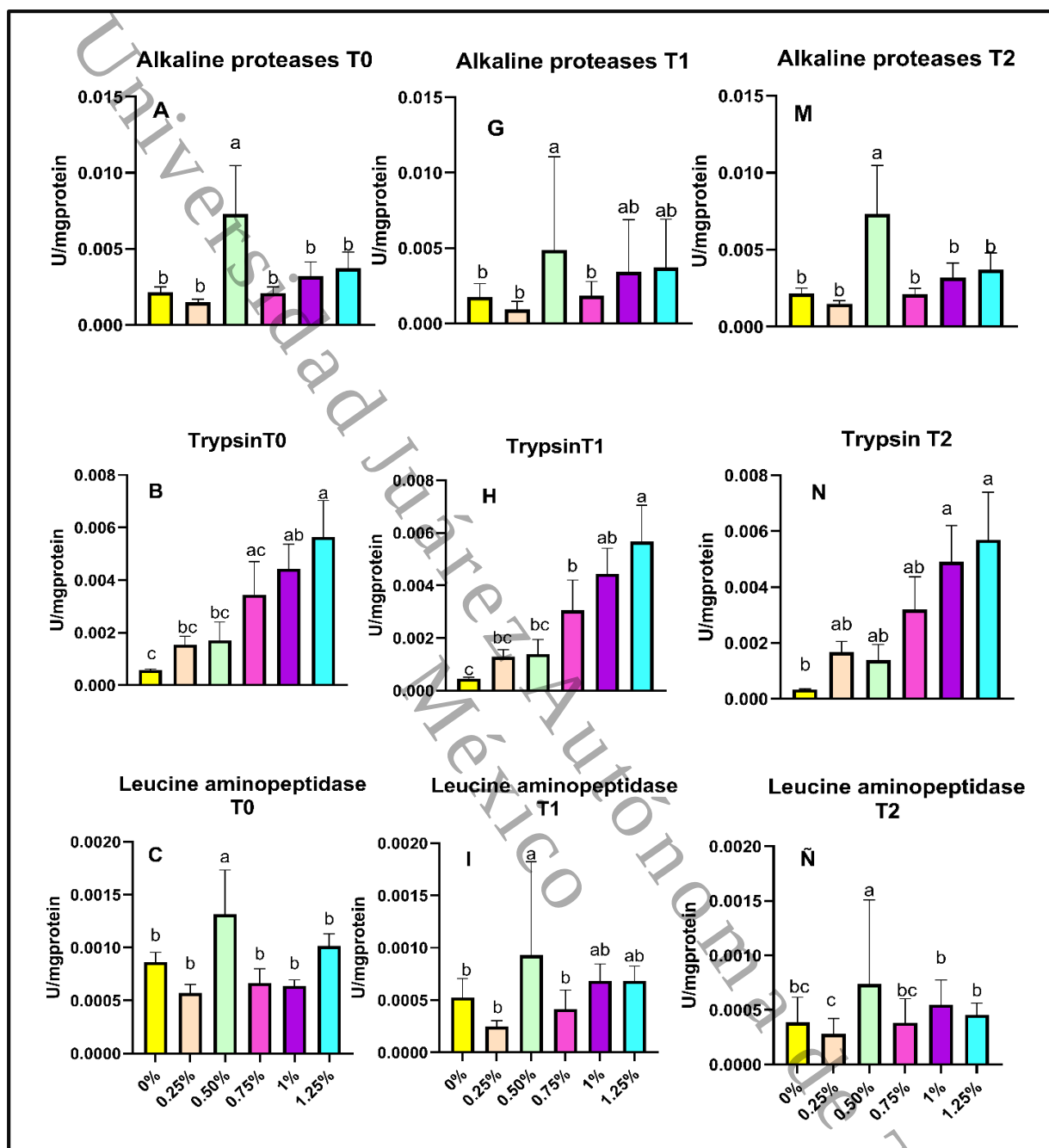


Figura 2. Actividad enzimática digestiva del T0 (sin estresor) de proteasas alcalinas (A), Tripsina (B), leucina aminopeptidasa (C) en juveniles de pejelagarto (*A. tropicus*) dietas suplementadas de Trp al 0% (control), 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1.0% y 1.25%. Actividad enzimática digestiva del T1 (estrés por shock térmico) de proteasas alcalinas (G), Tripsina (H), leucina aminopeptidasa (I), en juveniles de pejelagarto (*A. tropicus*) dietas suplementadas de Trp al 0% (control), 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1.0% y 1.25%. Actividad enzimática digestiva del T2 (estrés por simulación de transporte) proteasas alcalinas (M), Tripsina (N), leucina aminopeptidasa (Ñ), en juveniles de pejelagarto (*A. tropicus*) dietas suplementadas de Trp al 0% (control), 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1.0% y 1.25%.

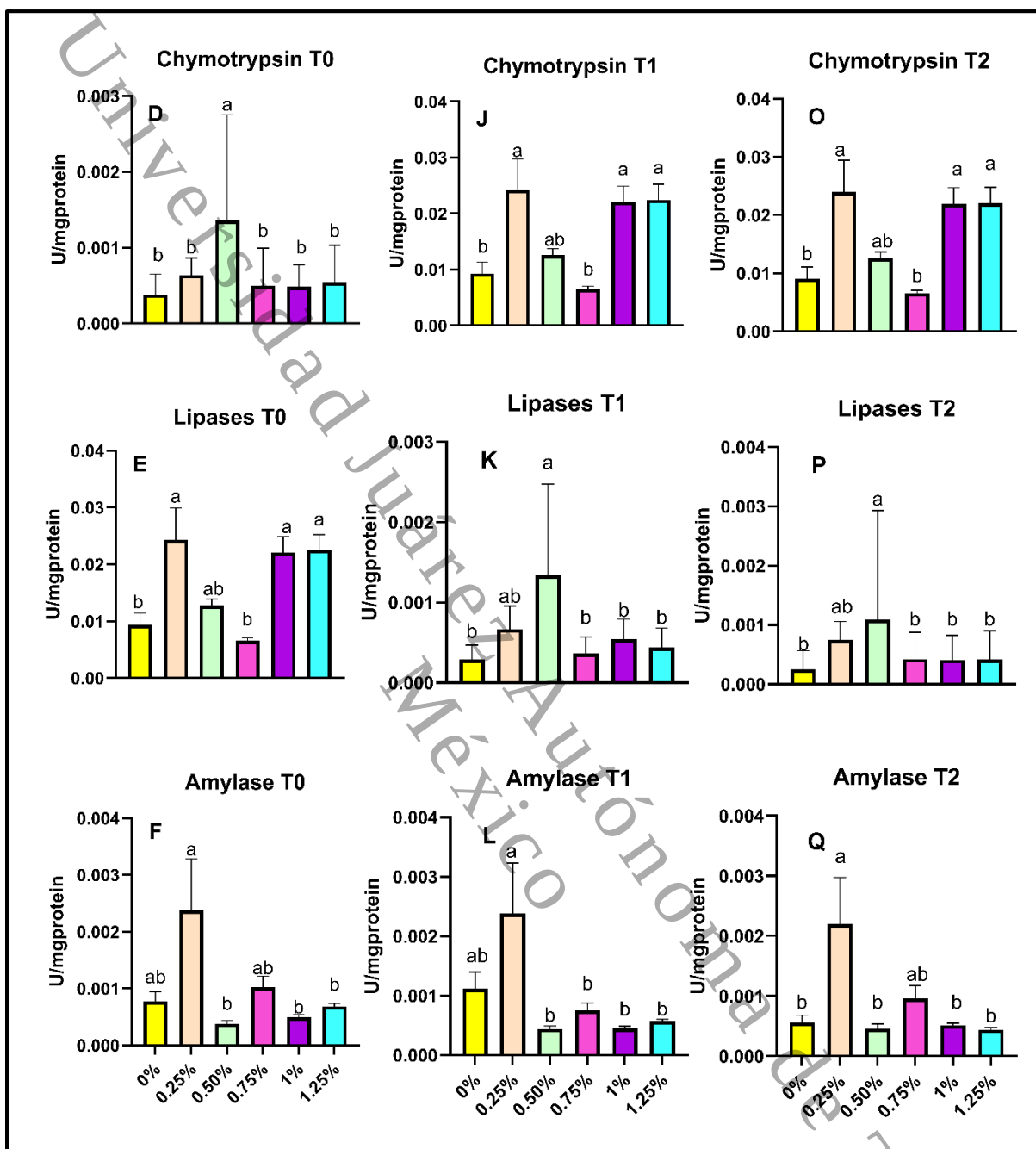


Figura 3. Actividad enzimática digestiva del T0 (sin estresor) quimotripsina (D), lipasas (E) y amilasas (F) en juveniles de pejelagarto (*A. tropicus*) alimentadas con dietas suplementadas de Trp al 0% (control), 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1.0% y 1.25%. Actividad enzimática digestiva del T1 (estrés por shock térmico) quimotripsina (J), lipasas (K) y amilasas (L) en juveniles de pejelagarto (*A. tropicus*) alimentadas con dietas suplementadas de Trp al 0% (control), 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1.0% y 1.25%. Actividad enzimática digestiva del T2 (estrés por simulación de transporte) quimotripsina (O), lipasas (P) y amilasas (Q) en juveniles de pejelagarto (*A. tropicus*) alimentadas con dietas suplementadas de Trp al 0% (control), 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1.0% y 1.25%.

3.3 Enzimas antioxidantes

En la actividad del T0, Peroxidasa (Figura 4A) muestra que la suplementación con 1% y 1.25% de Trp tuvo una mayor actividad con una significancia de ($p < 0,05$). En la actividad del T1, Peroxidasa (Perox) (Figura 5B) muestra que la suplementación con 0.25% de Trp tuvo una mayor actividad, con significancia ($p < 0,05$). En cuanto a la actividad del T2, se muestran diferencias significativas de ($p < 0,05$), para Peroxidasa (Figura 5C) con la suplementación al 0.50% de Trp.

Superóxido dismutasa (SOD)(Figura 5) se observa que la suplementación de Trp al 0% tuvo mayor actividad en el T0(Figura 5D) asimismo para el T1 (Figura 5E), en lo que respecta al T2 (Figura 5F) la suplementación al 0% y 1% fue la que demostró mayor actividad.

En la actividad de Catalasa T0 (CAT) (Figura 6G) se observa que la suplementación con 0.75% de Trp presenta una mayor actividad, con significancia ($p < 0,05$) frente a las demás dietas. En el T1 Catala (CAT) (Figura 6H) se observa mayor actividad en la suplementación al 0%, 0.25%, 0.50% y 0.75%. En cuanto a la actividad de Catalasa T2 (Figura 6I), no se encuentran diferencias entre el control y las dietas suplementadas con Trp.

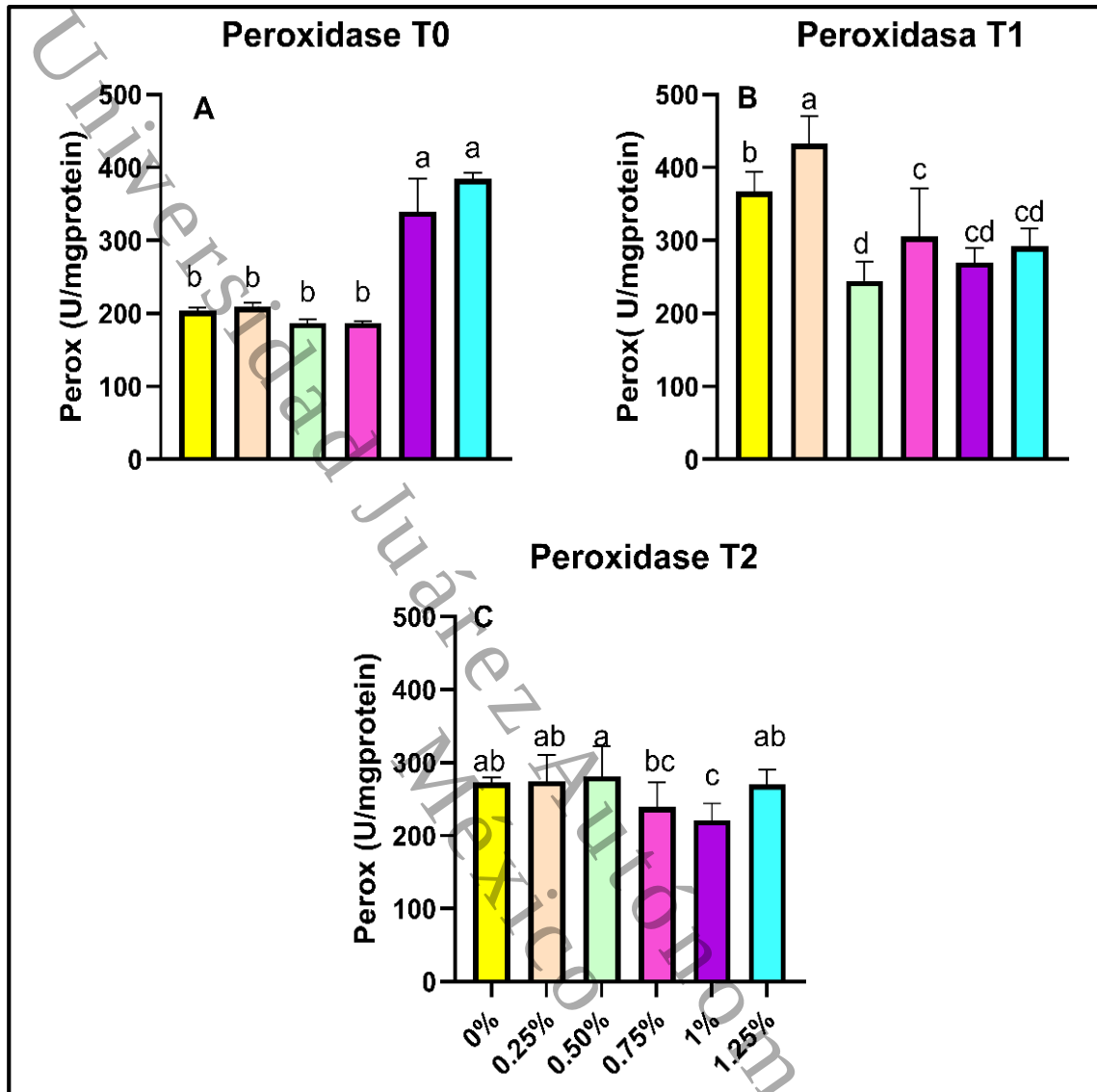


Figura 4. Actividad enzimática antioxidante tiempo 0 (sin estresor) de Peroxidasa (A) bajo la suplementación del aminoácido triptófano a 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25%. Actividad tiempo 1 estrés por shock térmico Peroxidasa (B) bajo la suplementación del aminoácido triptófano a 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25%. Actividad enzimática antioxidante tiempo 2 (estrés por simulación de transporte) Peroxidasa (C) en juveniles de pejelagarto (*A. tropicus*) suplementados con aminoácido triptófano a 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25%

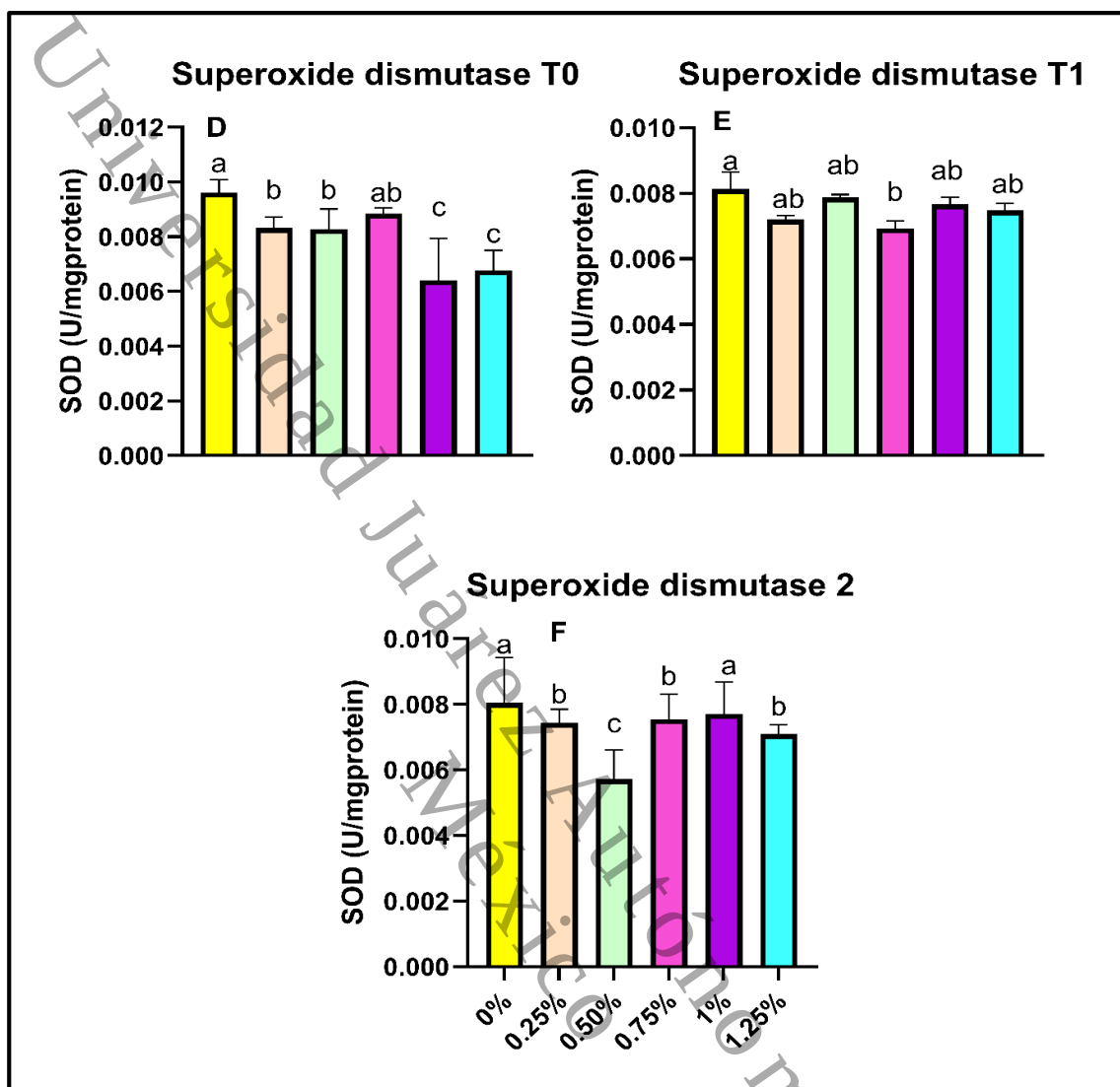


Figura 5. Actividad enzimática antioxidante T0 (sin estresor) de Superóxido dismutasa (SOD) (D), bajo la suplementación del aminoácido triptófano a 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25%. Actividad T1 de Superóxido dismutasa (SOD) (E) bajo la suplementación del aminoácido triptófano a 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25%. Actividad enzimática antioxidante T2 Superóxido dismutasa (SOD) (F) en juveniles de pejelagarto (*A. tropicus*) suplementados con aminoácido triptófano a 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25%

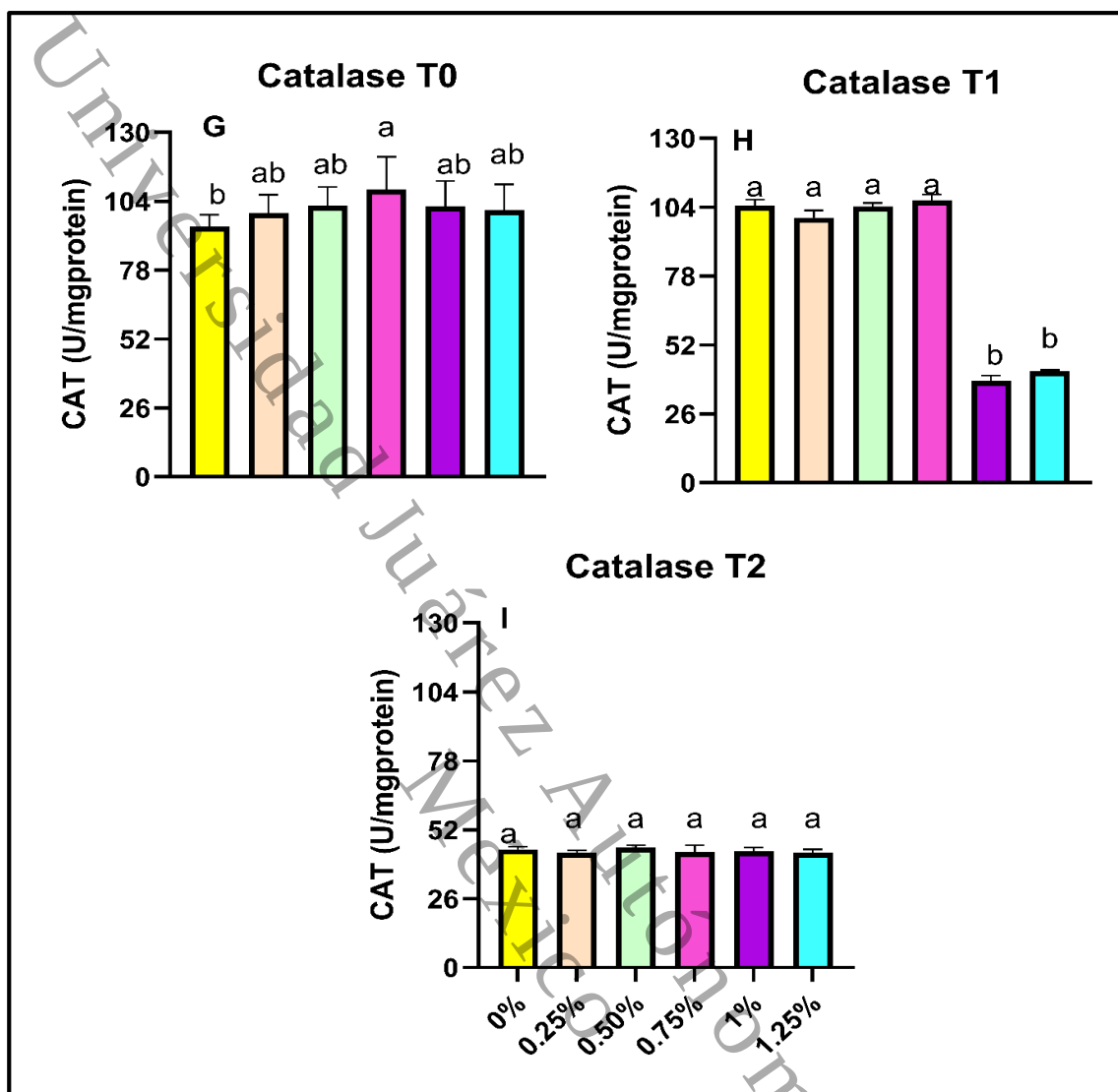


Figura 6. Actividad enzimática antioxidante T0 de Catalasa (CAT) (G), bajo la suplementación del aminoácido triptófano a 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25%. T1 Catalasa (CAT) (H) bajo la suplementación del aminoácido triptófano a 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25%. Actividad enzimática antioxidante T2 Catalasa (CAT) (I) en juveniles de pejelagarto (*A. tropicus*) suplementados con aminoácido triptófano a 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25%.

3.4 Expresión génica

Expresión de genes del sistema inmune de T1, se observó una mayor expresión ($p < 0,05$) en la dieta suplementada al 0% con Trp en *lys* intestino (Figura 7A), en el caso de *il-8* intestino (Figura 7B) las dietas suplementadas al 0%, 1% y 1.25% fueron las que tuvieron mayor expresión, aunque no se encuentran diferencias entre estas dietas suplementadas; en *nod2* intestino se observa que la dieta suplementada al 0.75% fue la que mostró mayor expresión (Figura 8C). Mientras que la expresión génica de T2, mostró mayor expresión ($p < 0,05$) en la dieta suplementada al 1.25% con Trp en *lys* intestino (Figura 7D), *il-8* intestino (Figura 7E), de igual manera *nod2* intestino (Figura 7F) mostró mayor expresión la dieta suplementada al 0.75% de Trp.

En comparación del T1 en *lys* hígado (Figura 8A) y *il-10* (Figura 8C) hígado que mostró que la dieta suplementada al 0.50% fue la que tuvo mayor expresión por lo cual es estadísticamente son diferentes ($p < 0,05$) a los otros tratamientos, en lo que respecta a *il-8* (Figura 7B) se observa que la suplementación al 0.25% de Trp fue la que demostró mayor expresión. Respecto a la expresión de T2, *lys* hígado (Figura 8D) e *il-8* hígado (Figura 8E), se observó una mayor expresión en los juveniles alimentados con la dieta suplementada al 1.25% con Trp, lo cual fue estadísticamente diferente ($p < 0,05$) a las otras dietas suplementadas con Trp. Finalmente, *il-10* hígado (Figura 8F) se observa que la suplementación al 1% de Trp fue la que mostró diferencias significativas con el resto de las suplementaciones.

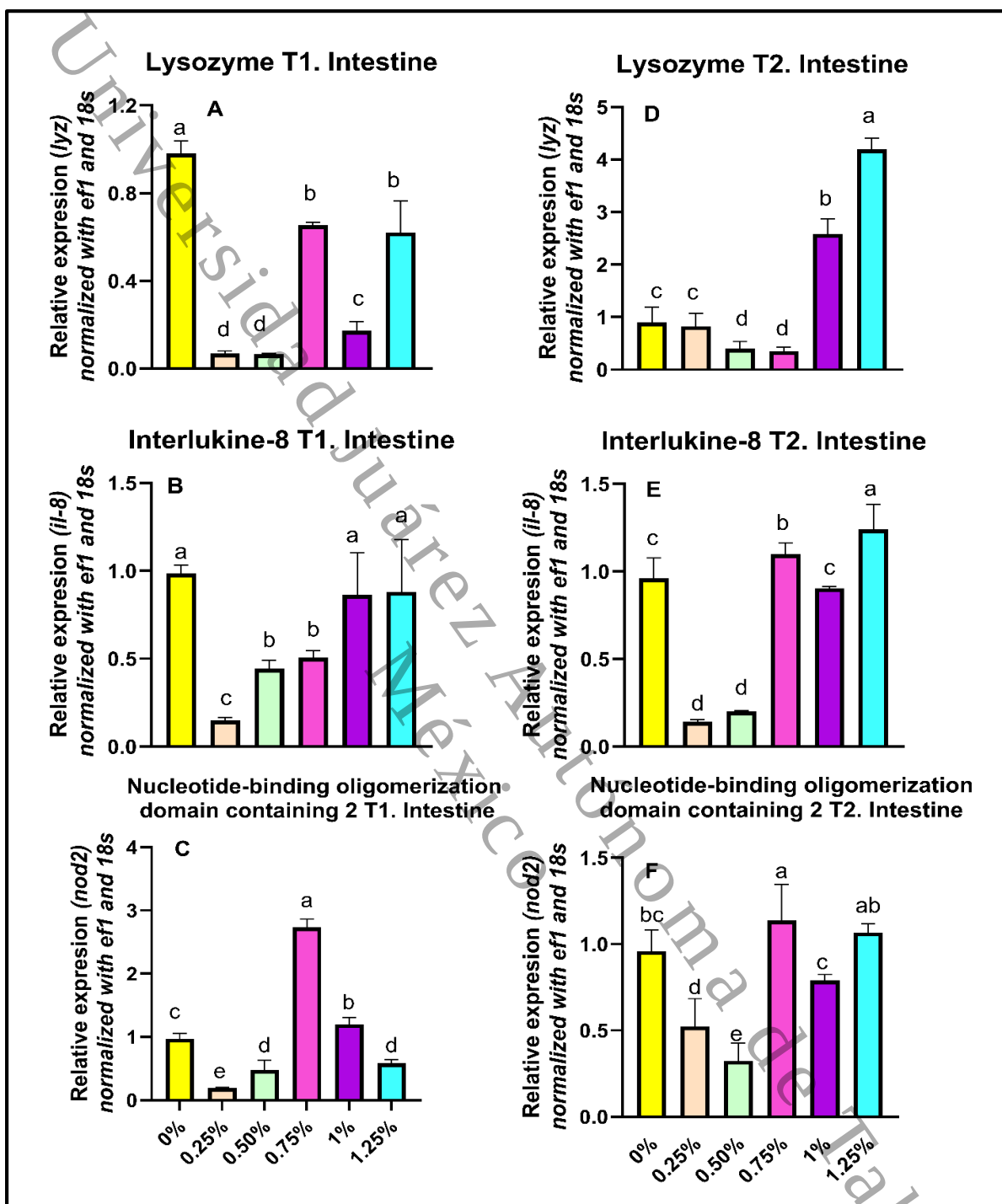


Figura 7. Expresión de genes del sistema inmune en muestras de intestino. T1 (estrés por shock térmico), lisozima (A), interleucina-8 (B), Dominio de oligomerización de unión a nucleótidos 2 (C) bajo la suplementación del aminoácido triptófano a 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25% en juveniles de *A. tropicus*. T2 (estrés por simulación de transporte), lisozima (D), interleucina-8 (E), Dominio de oligomerización de unión a nucleótidos 2 (F) bajo la suplementación del aminoácido triptófano a 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25% en juveniles de *A. tropicus*

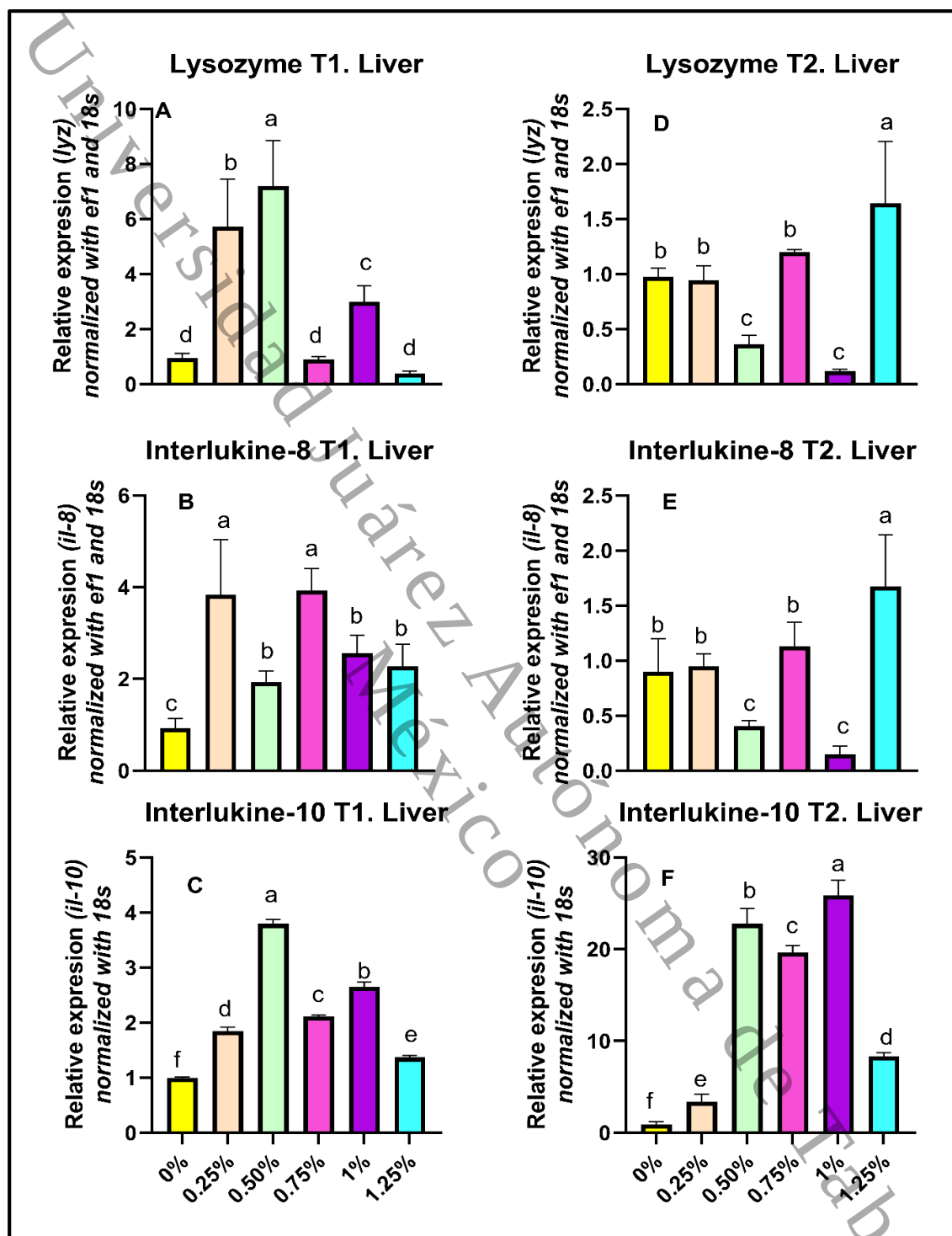


Figura 8. Expresión de genes del sistema inmune en muestras de hígado. T1 (estrés por shock térmico), lisozima (A), interleucina-8 (B), interleucina-10 (C) bajo la suplementación del aminoácido triptófano a 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25% en juveniles de *A. tropicus*. T2 (estrés por simulación de transporte), lisozima (D), interleucina-8 (E), interleucina-10 (F) bajo la suplementación del aminoácido triptófano a 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1% y 1.25% en juveniles de *A. tropicus*

4. DISCUSIÓN

Los aminoácidos esenciales (AA) participan en procesos celulares, la deficiencia de estos puede afectar al metabolismo corporal y la respuesta inmune (Salamanca de las Nieves, 2021). Se ha demostrado que el aminoácido triptófano tiene efectos en el crecimiento, la actividad digestiva y antioxidante, de igual manera, se ha comprobado que participa en la expresión génica del sistema inmune. La deficiencia de Trp produce una tasa de crecimiento reducida, de igual manera, una baja retención de proteínas (Tang et al., 2013). Asimismo, una concentración alta de Trp en la dieta suplementada puede activar la vía quinurenina, la cual se ha asociado con un mayor grado de estrés y desequilibrio del sistema inmune (Sepúlveda-Quiroz et al., 2024). La ingesta de triptófano en diferentes especies de peces ha comprobado beneficios en el crecimiento, la ganancia de peso y longitud, como lo es el caso de juveniles de tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*) los cuales mostraron mejores resultados al ser suplementados al 0.84% y 0.82% en la dieta (Quintero-Pardo & Percília, 2015); la cachama blanca (*Piaractus brachipomus*) alimentados con dietas suplementadas al 0.80% obtuvo un mayor aumento de peso y longitud estándar (Quintero-Pardo & Percília, 2015a). El efecto de la alimentación con 0.38% de Trp en juveniles de carpas Jian (*Cyprinus carpio*) confirmó un mayor rendimiento en la asimilación de proteínas y en el crecimiento (Tang et al., 2013). Los resultados obtenidos son consistentes con las investigaciones previas, el Trp tiene efectos en el crecimiento y la supervivencia, este estudio demostró que la suplementación con 0.25% en juveniles de *A. tropicus* tuvo mayor ganancia en peso (g); en lo que respecta al crecimiento en longitud (cm) no se encontraron diferencias significativas, aunque se observa una ligera tendencia para la suplementación al 0.25%. En cuanto a la supervivencia, se obtuvo el 100% al final del bioensayo.

Asimismo, estudios de análisis estructural de proteínas han mostrado que el aminoácido Trp desempeña funciones clave en la actividad catalítica; esto indica que el Trp potencia el rendimiento de las enzimas digestivas (Tang et al., 2013). La actividad digestiva mostró efectos en el comportamiento de las diferentes enzimas tras la suplementación con Trp. En el caso de las proteasas alcalinas, la actividad máxima observada fue con 0.50% de Trp en T0, T1 y T2 sugiere una optimización del recambio proteico tanto en condiciones basales como de estrés. Este hallazgo coincide con lo señalado por Nieto

Gómez (2025), quien resalta su función crucial en la digestión intestinal, y se alinea con la tendencia creciente descrita por Devia Orjuela (2015), donde un mayor porcentaje de inclusión de Trp incrementa la actividad de estas enzimas. Respecto a la tripsina, la actividad más alta documentada con 1.25% de Trp en T0 y bajo estresores indica que esta proteasa fundamental mantiene un desempeño constante incluso en condiciones adversas. Este comportamiento concuerda con lo observado en especies de aguas frías como el abadejo de Alaska (*Theragra chalcogramma*) y en ambientes fríos en general (Melchor et al., 2013). En conjunto, estos resultados respaldan la noción de que la liberación de tripsina está directamente relacionada con la alimentación y puede ser regulada por la suplementación nutricional. En cuanto a la amilasa, la mayor actividad registrada con 0.25% de Trp en T0 y en tiempos post-estrés sugiere una mejora en la capacidad de hidrólisis de carbohidratos complejos, favoreciendo la disponibilidad energética. Este hallazgo se alinea con lo descrito por Cañellas (2023), quien señala que la amilasa facilita la absorción de azúcares simples, y se ha corroborado en estudios in vitro con carpas Jian (*Cyprinus carpio*), donde el Trp actúa como activador de esta enzima (Tang et al., 2013).

La quimotripsina mostró mayor actividad con 0.50% de Trp en T0, mientras que en T1 y T2 la dieta con 0.25% fue más efectiva. Este patrón sugiere que la respuesta de esta proteasa puede variar según el tipo de estrés, funcionando además como un marcador del estado nutricional en ciertas especies (Nieto Gómez, 2025). Por su parte, la leucina aminopeptidasa registró una mayor actividad con la suplementación al 0.50% de Trp, lo que evidencia su papel complementario en la digestión proteica al hidrolizar aminoácidos y enlaces peptídicos. Además, esta enzima cumple funciones reguladoras en el sistema nervioso central y otros tejidos (De la Cruz, 2018). Su participación refuerza la idea de que el Trp no solo modula enzimas digestivas, sino también aquellas con funciones regulatorias más amplias, ampliando así su impacto en la fisiología del organismo. Finalmente, las lipasas presentaron mayor actividad con 0.25% de Trp en T0, mientras que en T1 y T2 la suplementación al 0.50% resultó más beneficiosa. Este comportamiento indica que el Trp puede mejorar la eficiencia en la digestión y absorción de grasas, en concordancia con lo señalado por Cañellas (2023). La activación de lipasas por Trp también ha sido reportada en salmón del Atlántico (*Salmo salar*) y del Pacífico

(*Oncorhynchus kisutch*), lo que refuerza la idea de que un aumento en la actividad enzimática se traduce en una mayor hidrólisis de macronutrientes y liberación de micronutrientes (Sepúlveda-Quiroz et al., 2024)

Por otra parte, en la actividad de las enzimas antioxidantes Peroxidasa (Perox), Superóxido dismutasa (SOD) y Catalasa (CAT) se obtuvieron resultados variados. La actividad de PEROX, en T0 la suplementación con Trp al 1% y 1.25% aumentó la actividad en comparación con el control, lo que sugiere que hay un efecto protector en ese momento. Sin embargo, cuando se aplican condiciones de estrés como el shock térmico (T1) y la simulación de transporte (T2) los porcentajes más bajos de suplementación (0.25% y 0.50%) muestran una mayor actividad. Esto indica que la respuesta antioxidante depende tanto de la dosis como del tipo de estresor (López & Portillo, 2022). En el caso de SOD, se observa que los peces sin suplementación (0%) presentaron mayor actividad en T0 y T1. En T2, tanto el grupo control (0%) como el que tenía un 1% mantuvieron niveles altos. Esto tiene sentido porque el superóxido dismutasa convierte el anión superóxido en peróxido de hidrógeno, así que el triptófano no interactúa directamente (Guija-Guerra et al., 2023). Cuando los peces están estresados, un exceso de triptófano puede desequilibrar el metabolismo y aumentar los compuestos prooxidantes, lo cual puede reducir la actividad de SOD (Palego et al., 2016). Por último, respecto a la CAT, en T0 la suplementación con un 0.75% de triptófano mostró mayor actividad. Pero T1 las dietas con 0%, 0.25%, 0.50% y 0.75% lograron mantener niveles elevados. En T2, durante la simulación de transporte, no hubo diferencias significativas entre el control y las dietas suplementadas. Esto sugiere que la respuesta de CAT puede depender del nivel de peróxido de hidrógeno en agua y oxígeno; aunque a bajas concentraciones, la catalasa puede oxidar compuestos fenólicos, lo que explica los cambios observados en su actividad enzimática (Guija-Guerra et al., 2023). Sin embargo, es importante considerar que en dosis altas de Trp se activa la vía de la quinurenina, asociada a procesos de estrés metabólico, mientras que en dosis bajas se observa una mejora en la respuesta antioxidante. Este comportamiento se interpreta bajo el principio de hormesis, donde una exposición moderada a un agente (en este caso, el Trp) genera efectos beneficiosos, pero un exceso resulta contraproducente.

La suplementación con triptófano (Trp) en juveniles de *A. tropicus* mostró efectos diferenciales en la expresión génica bajo condiciones de estrés, confirmando su papel como modulador intestinal e inmune (Palego et al., 2016). En intestino T1, lys presentó expresión positiva únicamente en el control (0%), mientras que il-8 se expresó en las dietas al 0%, 1% y 1.25% sin diferencias significativas. En contraste, nod2 se sobreexpresó con la dieta al 0.75% en ambos tiempos, sugiriendo una activación de receptores de reconocimiento de patógenos. En T2, lys e il-8 se sobreexpresaron con la dieta al 1.25% tanto en intestino como en hígado, mientras que en hígado T1 la dieta al 0.50% indujo la sobreexpresión de lys e il-10, y las dietas al 0.25% y 0.75% favorecieron la expresión de il-8. Finalmente, en hígado T2, la dieta al 1% promovió la sobreexpresión de il-10, reforzando su papel antiinflamatorio. Los resultados obtenidos este estudio concuerdan con los descritos por Barandica 2010, donde señala que la expresión de lisozima puede ver afectada con una disminución del 20-40% de expresión por estresores como el mal manejo o el movimiento continuo de los organismos, siguiendo estos señalamientos se puede entender que al ser modulador de la serotonina el Trp en una concentración alta puede atenuar significativamente los efectos del estrés en genes del sistema inmune como lo es lisozima, asimismo como en las interleucinas *il1 β* , *il-6* e *il-8* (Höglund et al., 2019); esto a causa de la mejora en los mecanismos reguladores como lo son las citocinas inflamatorias, asimismo, dentro de ellas se encuentra *il-10*, la cual se considera sumamente importante por su función limitadora de la inflamación, lo que contribuye a la primera defensa inmune, previniendo daños tisulares (Opal & DePalo, 2000, Peixoto et al., 2024). Investigaciones previas afirman que el triptófano en el cultivo de peces, como en la trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*), lubina europea (*Dicentrarchus labrax*) y carpa Jian (*Cyprinus carpio* var. *Jian*) optimizan la función intestinal, disminuye el estrés oxidativo y regula la producción de cortisol, lo que resulta en una mayor resistencia ante situaciones de mantenimiento, transporte, calidad inadecuada de los parámetros del agua y los procedimientos de manejo no adecuados (Lepage et al., 2003b; Tang et al., 2013, Peixoto et al., 2024). Finalmente, bajo condiciones de bajas temperaturas, se ha observado que la lisozima (lys) puede disminuir su expresión, lo que reduce su capacidad antimicrobiana, mientras que il-8 suele sobreexpresarse, favoreciendo la inflamación intestinal y el reclutamiento de

neutrófilos. Por otra parte, il-10 aumenta bajo estrés térmico moderado, colaborando en la preservación de la homeostasis intestinal, pero puede ser inhibido en temperaturas extremas, promoviendo respuestas inflamatorias desreguladas (Peixoto et al., 2024). De igual manera, nod2 se activa ante alteraciones térmicas, incrementando la respuesta a bacterias intestinales, aunque su función podría alterarse si el estrés térmico se extiende. Investigaciones realizadas en peces antárticos y subantárticos (*Harpagifer antarcticus* y *Harpagifer bispinis*) han evidenciado que la temperatura modifica la respuesta inmune innata y la expresión de genes relacionados con el estrés, impactando la resiliencia de los organismos ante variaciones ambientales (Saravia & Vargas, 2022).

5. CONCLUSIÓN

La suplementación con el aminoácido triptófano al 0.50% y 1.0% en este estudio señala que los juveniles de pejelagarto (*Atractosteus tropicus*) presentaron mayores beneficios en el crecimiento, la actividad digestiva y antioxidante, así como en la expresión de genes del sistema inmune. Las dietas al 0.50% favorecieron el crecimiento, la eficiencia digestiva y antioxidante, mientras que al 1.0% se estimuló la sobreexpresión de genes inmunoprotectores como il-8 e il-10, reforzando la capacidad de defensa frente a estresores ambientales y de manejo. Este comportamiento refleja un principio de hormesis, donde dosis moderadas optimizan el metabolismo y el rendimiento productivo inmediato, mientras que dosis cercanas al 1.0% fortalecen la inmunidad y la resiliencia a largo plazo; por lo que consideramos que la suplementación con Trp en el rango de 0.50% y 1.0% es una estrategia favorable para la acuicultura por su capacidad de mejorar el crecimiento, la actividad enzimática digestiva, la actividad antioxidante y la regulación del sistema inmune.

6. AGREDECIMIENTOS

A la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco (UJAT), de igual manera a la División Académica de Ciencias Biológicas (DACBiol) por la Movilidad Estudiantil Nacional cursada y el financiamiento de esta misma, así como por permitir el desarrollo de los experimentos en el Laboratorio de Fisiología en Recursos Acuáticos (LAFIRA) y la parte analítica de estos mismos. A la secretaria de Ciencia, Humanidades, Tecnología e Innovación (SECIHTI), por el financiamiento de la beca Estancia Posdoctoral Académica, con el proyecto “Impacto en el sistema inmune y microbiota intestinal de pejelagarto (*Atractosteus tropicus*) a través de la suplementación de fitogénicos en el alimento balanceado”. Al técnico del Laboratorio Ignacio Bautista García por su ayuda y asesoramiento en el mantenimiento de los sistemas de cultivo y a la bióloga Yuliana Jiménez León por su apoyo en la realización de la analítica enzimática.

7. REFERENCIAS

- Asencio Alcudia, G. G. (2021). *EFFECTO DEL USO DE ADITIVOS ALIMENTARIOS FUNCIONALES EN PECES DE IMPORTANCIA COMERCIAL (Seriola rivoliana, Argyrosomus regius, Atractosteus tropicus)* [Tesis de doctorado, Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste]. <http://dspace.cibnor.mx:8080/handle/123456789/3083?show=full>
- Barandica, L. M. (2010). Efectos de las dietas experimentales en la respuesta inmune de los peces.
- Bradford, M.M. (1976). A rapid and sensitive method for the quantization of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Anal. Biochem.* 72: 248-254.
- Cañellas, X. (2023, 21 diciembre). Enzimas Digestivas ¿Qué son y para qué sirven? Regenera Health | Líderes En Medicina Integrativa y Psiconeuroinmunología. <https://regenerahealth.com/blog/enzimas-digestivas-que-son-y-para-que-sirven/>
- Ceupe, A. (2022, 5 abril). Ceupe. *Ceupe*. <https://www.ceupe.com/blog/aditivos-alimentarios.html>
- Cigarroa Ruiz, LA (2019). Selección de genes de referencia en distintos órganos de *Amphilophus trimaculatus*.
- Cigarroa-Ruiz, L., Toledo-Solís, FJ, Frías-Gómez, SA, Guerrero-Zárate, R., Camarillo-Coop, S., Álvarez-Villagomez, CS, Peña-Marín, ES, Galaviz, MA, Martínez-García, R., & Álvarez-González, CA (2023). Adición de β -glucanos en dietas para larvas de gar tropical (*Atractosteus tropicus*): efectos sobre el crecimiento, las enzimas digestivas y la expresión genética de la integridad epitelial intestinal y el sistema inmunológico. *Fisiología y bioquímica de los peces*, 49, 613-626. <https://doi.org/10.1007/s10695-023-01207-3>
- De la Cruz, J., & de María, K. (2018). Expresión y caracterización de tripsina de pejelagarto (*Atractosteus tropicus*, Gill 1863).
- Devia Orjuela, E. (2015). Efecto de la suplementación en dieta de L-Triptófano y melatonina sobre el contenido de serotonina, melatonina y la actividad enzimática digestiva en el tracto gastrointestinal de *oncorhynchus kisutch*. Disponible en: <https://repository.udca.edu.co/handle/11158/337>
- Erlanger B, Kokowsky N, Cohen W. (1961). The preparation and properties of two new chromogenic substrates of trypsin. *Arch. Biochem. Biophys.* 95: 271-278.
- FAO Fisheries & Aquaculture. (2025). <https://www.fao.org/fishery/es/aquaculture>
- Frías-Quintana, C. A., Álvarez-González, C. A., & Márquez-Couturier, G. (2010). Diseño de microdietas para el larvicultivo de pejelagarto *Atractosteus tropicus*, Gill 1863. *Universidad y ciencia*, 26(3), 265-282.
- Frías-Quintana, CA, Domínguez-Lorenzo, J., Álvarez-González, CA, Tovar-Ramírez, D., & Martínez-García, R. (2016). Uso de almidón de maíz en dietas microparticuladas

- para peje tropical larvícola (*Atractosteus tropicus*). *Fisiología y bioquímica de los peces*, 42 (2), 517-528.
- Frías-Quintana, CA, Márquez-Couturier, G., Alvarez-González, CA, Tovar-Ramírez, D., Nolasco-Soria, H., Galaviz-Espinosa, MA, ... & Gisbert, E. (2015). Desarrollo del tracto digestivo y actividades enzimáticas durante la ontogenia temprana del gar tropical *Atractosteus tropicus*. *Fisiología y bioquímica de los peces*, 41 (5), 1075-1091.
- González Cordova, D., Nuñez Flores, E., Ramírez García, R., Romero, J. C., & Santillán, M. L. (2020, 26 febrero). *Nutrición acuícola, en búsqueda de un enfoque sustentable*. Ciencia UNAM. <https://ciencia.unam.mx/leer/961/nutricion-acuicola-en-busqueda-de-un-enfoque-sustentable>
- Guerrero-Zárata, R., Alvarez-González, CA, Olvera-Novoa, MA, Perales-García, N., Frías-Quintana, CA, Martínez-García, R., & Contreras-Sánchez, WM (2014). Caracterización parcial de proteasas digestivas en juveniles de garza tropical *Atractosteus tropicus*. *Fisiología y bioquímica de los peces*, 40, 1021-1029.
- Guija-Guerra, H., Guija-Poma, E., & De San Martín de Porres Facultad de Medicina Humana Centro de Investigación de Bioquímica y Nutrición Lima Perú Doctor En Farmacia y Bioquímica Químico-Farmacéutico, U. (2023). Radicales libres y sistema antioxidante. *Horizonte Médico (Lima)*, 23(2), e2158. <https://doi.org/10.24265/horizmed.2023.v23n2.12>
- Höglund, E., Øverli, Ø., & Winberg, S. (2019). Tryptophan Metabolic Pathways and Brain Serotonergic Activity: A Comparative Review. *Frontiers In Endocrinology*, 10, 158. <https://doi.org/10.3389/fendo.2019.00158>
- Hoseini, S. M., Pérez-Jiménez, A., Costas, B., Azeredo, R., & Gesto, M. (2017). Physiological roles of tryptophan in teleosts: current knowledge and perspectives for future studies. *Reviews In Aquaculture*, 11(1), 3-24. <https://doi.org/10.1111/raq.12223>
- Islam, S. M., Rohani, M. F., & Shahjahan, M. (2021). Probiotic yeast enhances growth performance of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) through morphological modifications of intestine. *Aquaculture Reports*, 21, 100800. <https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2021.100800>
- Jiménez-León, Y., Jiménez-Martínez, L. D., De La Rosa-García, S., Sepúlveda-Quiróz, C. A., Martínez-García, R., Pérez-Jiménez, G. M., Méndez-Marín, O., Asencio-Alcudia, G. G., & Álvarez-González, C. A. (2025). Supplementation of Sage (*Salvia officinalis*) Essential Oil in Balanced Diets for Tropical Gar (*Atractosteus tropicus*) Larvae on Digestive and Antioxidant Enzyme Activities and Expression of Immune System Genes. *Fishes*, 10(11), 586. <https://doi.org/10.3390/fishes10110586>
- Lepage, O., Larson, E. T., Mayer, I., & Winberg, S. (2005). Serotonin, but not melatonin, plays a role in shaping dominant-subordinate relationships and aggression in

- rainbow trout. *Hormones And Behavior*, 48(2), 233-242.
<https://doi.org/10.1016/j.yhbeh.2005.02.012>
- Lepage, O., Vélchez, I. M., Pottinger, T. G., & Winberg, S. (2003). Time-course of the effect of dietary-tryptophan on plasma cortisol levels in rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. *Journal Of Experimental Biology*, 206(20), 3589-3599.
<https://doi.org/10.1242/jeb.00614>
- López, B. A., & Portillo, L. T. (2022, enero). Evaluación del efecto de inmunoestimulantes en alevinos de trucha arcoíris (*oncorhynchus mykiss*) en jaulas flotantes - Sistema Institucional de Recursos Digitales - Universidad de Nariño.
<http://sired.udenar.edu.co/id/eprint/16796>
- Maraux, S., Louvard, D., Baratti, J. (1973). The aminopeptidase from hog-intestinal brush border. *Biochim. Biophys. Acta* 321: 282-295.
- Márquez-Couturier, G., & Vázquez-Navarrete, C. J. (2015). Empoderamiento de las organizaciones sociales en el cultivo de pejelagarto (*Atractosteus tropicus*) en el sureste de México. *Agro Productividad*, 8(3), 38-43.
- Melchor, R. G. V., Ríos, E. M., Higuera, V. M. O., Moscoso, J. L. A., Hurtado, S. V., & Yáñez, F. J. C. Características físicoquímicas de tripsinas de peces y su aplicación en la industria alimentaria. *Avances deficiencia y tecnología alimentaria en México*.
- Nieto Gomez, J. G. (2025). "EFECTOS DE DIVERSOS ADITIVOS COMERCIALES EN EL CRECIMIENTO y EN LA ACTIVIDAD ENZIMÁTICA DIGESTIVA, EN JUVENILES DE MOJARRA NEGRA (*Vieja Fenestrata*)". Repositorio de la Universidad del Papaloapan.
<https://www.unpa.edu.mx/bibliotecas/images/Tesis/Tesis%20Loma/Procesamiento%20Pecuario/XM3-2025-06%20JOS%C3%89%20GUILLERMO%20NIETO%20G%C3%93MEZ.pdf>
- Notario-Priego, R., Oropeza-Tosca, D. R., González-Izquierdo, K., Zacarías-Bernal, K., & Campos-Donato, E. J. (2024). OPORTUNIDADES DE NEGOCIO SOSTENIBLE PARA EL APROVECHAMIENTO DEL PEJELAGARTO (*ATRACTOSTEUS TROPICUS*) EN EL SURESTE MEXICANO. *AvaCient.*, 4(2), 43-51.
<https://doi.org/10.69823/avacient.v4n2a10>
- Olmos Soto, J., Paniagua-Michel, J. D. J., Lopez, L., & Ochoa, L. (2015). Functional feeds in aquaculture. In *Springer handbook of marine biotechnology* (pp. 1303-1319). Berlin, Heidelberg: Springer Berlin Heidelberg.
- Onomu, A. J., & Okuthe, G. E. (2024). The Role of Functional Feed Additives in Enhancing Aquaculture Sustainability. *Fishes*, 9(5), 167.
<https://doi.org/10.3390/fishes9050167>
- Opal, S. M., & DePalo, V. A. (2000). Anti-Inflammatory cytokines. *CHEST Journal*, 117(4), 1162–1172. <https://doi.org/10.1378/chest.117.4.1162>

- Palego, L., Betti, L., Rossi, A., & Giannaccini, G. (2016). Tryptophan Biochemistry: Structural, Nutritional, Metabolic, and Medical Aspects in Humans. *Journal Of Amino Acids*, 2016, 1-13. <https://doi.org/10.1155/2016/8952520>
- Peixoto, D., Carvalho, I., Machado, M., Aragão, C., Costas, B., & Azeredo, R. (2024). Dietary tryptophan intervention counteracts stress-induced transcriptional changes in a teleost fish HPI axis during inflammation. *Scientific Reports*, 14(1), 7354. <https://doi.org/10.1038/s41598-024-57761-0>
- Quintero-Pardo, A. M. C., & Percília, C. G. (2015a). Influencia de dietas suplementadas con triptófano sobre el auto-balanceo, consumo de alimento y desempeño productivo en cachama blanca (*Piaractus brachypomus*). Influence Of Diets Supplemented With Tryptophan On Self-balancing, Feed Intake And Productive Performance In White Cachama (*Piaractus Brachypomus*). <https://agris.fao.org/search/en/providers/125312/records/69033708b901ffe5ca64d1aa>
- Quintero-Pardo, AMC y Cardoso, Giaquinto, P. (2015). Influencia de dietas suplementadas con triptófano sobre el autoequilibrio, consumo de alimento y desempeño productivo en ejemplares juveniles y adultos de tilapia Nilótica. *Veterinaria y Zootecnia*, 9 (2), 13+. <https://link.gale.com/apps/doc/A681298571/IFME?u=anon~19eb6971&sid=googleScholar&xid=dad4b7a8>
- Robyt, J. F., & French, D. (1967). Multiple attack hypothesis of α -amylase action: Action of porcine pancreatic, human salivary, and *Aspergillus oryzae* α -amylases. *Archives of Biochemistry and Biophysics*, 122(1), 8–16. [https://doi.org/10.1016/0003-9861\(67\)90118-x](https://doi.org/10.1016/0003-9861(67)90118-x)
- Sahu, S., Ngasotter, S., Mog, M., Tesia, S., Sharma, S., Dayakar, B., & Waikhom, D. (2020). A review on physiological, behavioral and metabolic role of dietary tryptophan in fish. *International Journal Of Chemical Studies*, 8(3), 2411-2417. <https://doi.org/10.22271/chemi.2020.v8.i3ai.9571>
- Salamanca de las Nieves, N. (2021). *Mejora del bienestar animal en peces de interes acuicola mediante la suplementación de aminoácidos en la dieta*. Universidad de Cádiz. <http://hdl.handle.net/10498/29039>
- Saravia, M. J., & Vargas, L. (2022, 10 agosto). *Efecto de la temperatura sobre el sistema inmune innato y la respuesta al estrés en los peces nototénidos Antártico y Sub-Antártico Harpagifer antarcticus y Harpagifer bispinis: Umbrales antárticos-Resilencia y adaptación del ecosistema*. INACH. <https://www.inach.cl/prociencia/efecto-de-la-temperatura-sobre-el-sistema-inmune-innato-y-la-respuesta-al-estres-en-los-peces-nototenidos-antartico-y-sub-antartico-harpagifer-antarcticus-y-harpagifer-bispinis/>

- Sau, P. T. (2023, 1 marzo). La importancia de la acuicultura en la alimentación del futuro. *Plataforma Tierra*. <https://www.plataformatierra.es/actualidad/la-importancia-de-la-acuicultura-en-la-alimentacion-del-futuro>
- Sepúlveda-Quiroz, C. A., Pérez-Jiménez, G. M., Asencio-Alcudia, G. G., Mendoza-Porras, O., Jiménez-Martínez, L. D., Galaviz-Espinoza, M. A., Tovar-Ramírez, D., Martínez-García, R., Álvarez-Villagómez, C. S., & Álvarez-González, C. A. (2024). Tryptophan Reduces Intracohort Cannibalism Behavior in Tropical Gar (*Atractosteus tropicus*) Larvae. *Fishes*, 9(1), 40. <https://doi.org/10.3390/fishes9010040>
- Tang, L., Feng, L., Sun, C., Chen, G., Jiang, W., Hu, K., Liu, Y., Jiang, J., Li, S., Kuang, S., & Zhou, X. (2013). Effect of tryptophan on growth, intestinal enzyme activities and TOR gene expression in juvenile Jian carp (*Cyprinus carpio* var. Jian): Studies in vivo and in vitro. *Aquaculture*, 412–413, 23–33. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2013.07.002>
- Valcarce, D. G., Riesco, M. F., Martínez-Vázquez, J. M., Villanueva, J. L. R., & Robles, V. (2023). Impact of different levels of handling on *Solea senegalensis* culture: effects on growth and molecular markers of stress. *Fish Physiology And Biochemistry*, 50(5), 1987–2000. <https://doi.org/10.1007/s10695-023-01239-9>
- Walter HE. (1984). Proteinases: methods with hemoglobin, casein and azocoll as substrates. In: Bergmeyer HU (Ed.) *Methods of Enzymatic Analysis*. Vol. V. Verlag Chemic Weinham, pp 270-277.

Alojamiento de la Tesis en el Repositorio Institucional	
Título de Tesis:	Suplementación del aminoácido triptófano en juveniles del pejelagarto (<i>Atractosteus tropicus</i>): efectos sobre el crecimiento y variables fisiológicas
Autora de la Tesis:	Adriana Luria Moctezuma
ORCID:	https://orcid.org/0009-0006-8725-3546
Resumen de la Tesis:	Los distintos estresores presentes en el cultivo de peces han propiciado la búsqueda de alternativas en la acuicultura; el pejelagarto (<i>Atractosteus tropicus</i>) tiene una importancia trascendental en el sureste de México, por lo cual ha optado por estrategias para reducir el estrés, el cual ha generado una problemática frecuente en su cultivo. En este sentido, los aminoácidos esenciales, como el triptófano, participan en la regulación del metabolismo y el sistema inmune. Se evaluó la suplementación a 45 días del aminoácido triptófano (Trp) (tratamientos al 0%, 0.25%, 0.50%, 0.75%, 1.0% y 1.25%) en juveniles de <i>A. tropicus</i>, con el objetivo de analizar parámetros de crecimiento, la actividad enzimática digestiva y antioxidante, asimismo, la expresión de genes del sistema inmune. Se encontraron diferencias significativas ($p < 0,05$) en los tratamientos 0.25% y 0.50%, potenciaron los parámetros de crecimiento, la actividad digestiva en proteasas alcalinas, lipasas y amilasas, favoreciendo la asimilación de nutrientes en condiciones normales como bajo estrés. De igual manera, los tratamientos con concentraciones bajas de Trp mostraron mayor respuesta protectora frente a los estresores sometidos. Respecto a la expresión génica, la suplementación con Trp moduló la expresión de genes del sistema inmune (lys, il-8, il-10 y nod2) evidenciando que concentraciones moderadas estimulan la regulación de las citocinas inflamatorias y antiinflamatorias permitiendo la homeostasis intestinal y hepática. Estos hallazgos sugieren que la

	inclusión de Trp en porcentajes de 0.25 y 0.50 constituye una alternativa eficaz para los parámetros de crecimiento, la actividad enzimática digestiva, la actividad antioxidante y la regulación del sistema inmune en juveniles de <i>A. tropicus</i>.
Palabras claves de la Tesis:	pejelagarto, triptófano, suplementación, aditivos, fisiología, acuicultura, sistema inmunológico, estrés por shock térmico, estrés por simulación de transporte.
Referencias citadas:	Asencio Alcudia, G. G. (2021). <i>EFFECTO DEL USO DE ADITIVOS ALIMENTARIOS FUNCIONALES EN PECES DE IMPORTANCIA COMERCIAL (Seriola rivoliana, Argyrosomus regius, Atractosteus tropicus)</i> [Tesis de doctorado, Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste]. http://dspace.cibnor.mx:8080/handle/123456789/3083?show=full Barandica, L. M. (2010). Efectos de las dietas experimentales en la respuesta inmune de los peces. Bradford, M.M. (1976). A rapid and sensitive method for the quantization of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. <i>Anal. Biochem.</i> 72: 248-254. Cañellas, X. (2023, 21 diciembre). Enzimas Digestivas ¿Qué son y para qué sirven? Regenera Health Líderes En Medicina Integrativa y Psiconeuroinmunología. https://regenerahealth.com/blog/enzimas-digestivas-que-son-y-para-que-sirven/ Ceupe, A. (2022, 5 abril). Ceupe. <i>Ceupe</i>. https://www.ceupe.com/blog/aditivos-alimentarios.html Cigarroa Ruiz, LA (2019). Selección de genes de referencia en distintos órganos de <i>Amphilophus trimaculatus</i>. Cigarroa-Ruiz, L., Toledo-Solís, FJ, Frías-Gómez, SA, Guerrero-Zárate, R., Camarillo-Coop, S., Álvarez-Villagomez, CS, Peña-Marín, ES, Galaviz, MA, Martínez-García, R., & Álvarez-González, CA (2023). Adición de β-glucanos en dietas para larvas de gar tropical (<i>Atractosteus tropicus</i>): efectos sobre el crecimiento, las enzimas digestivas y la expresión genética de la integridad epitelial intestinal y el sistema inmunológico. <i>Fisiología y bioquímica de los</i>

	peces, 49, 613-626. https://doi.org/10.1007/s10695-023-01207-3 De la Cruz, J., & de María, K. (2018). Expresión y caracterización de tripsina de pejelagarto (<i>Atractosteus tropicus</i>, Gill 1863). Devia Orjuela, E. (2015). Efecto de la suplementación en dieta de L-Triptófano y melatonina sobre el contenido de serotonina, melatonina y la actividad enzimática digestiva en el tracto gastrointestinal de <i>oncorhynchus kisutch</i>. Disponible en: https://repository.udca.edu.co/handle/11158/337 Erlanger B, Kokowsky N, Cohen W. (1961). The preparation and properties of two new chromogenic substrates of trypsin. Arch. Biochem. Biophys. 95: 271-278. FAO Fisheries & Aquaculture. (2025). https://www.fao.org/fishery/es/aquaculture Frías-Quintana, C. A., Álvarez-González, C. A., & Márquez-Couturier, G. (2010). Diseño de microdietas para el larvicultivo de pejelagarto <i>Atractosteus tropicus</i>, Gill 1863. <i>Universidad y ciencia</i>, 26(3), 265-282. Frías-Quintana, CA, Domínguez-Lorenzo, J., Álvarez-González, CA, Tovar-Ramírez, D., & Martínez-García, R. (2016). Uso de almidón de maíz en dietas microparticuladas para peje tropical larvícola (<i>Atractosteus tropicus</i>). <i>Fisiología y bioquímica de los peces</i>, 42 (2), 517-528. Frías-Quintana, CA, Márquez-Couturier, G., Alvarez-González, CA, Tovar-Ramírez, D., Nolasco-Soria, H., Galaviz-Espinosa, MA, ... & Gisbert, E. (2015). Desarrollo del tracto digestivo y actividades enzimáticas durante la ontogenia temprana del gar tropical <i>Atractosteus tropicus</i>. <i>Fisiología y bioquímica de los peces</i>, 41 (5), 1075-1091. González Cordova, D., Nuñez Flores, E., Ramírez García, R., Romero, J. C., & Santillán, M. L. (2020, 26 febrero). <i>Nutrición acuícola, en búsqueda de un enfoque sustentable</i>. Ciencia UNAM. https://ciencia.unam.mx/leer/961/nutricion-acuicola-en-busqueda-de-un-enfoque-sustentable Guerrero-Zárate, R., Alvarez-González, CA, Olvera-Novoa, MA, Perales-García, N., Frías-Quintana, CA, Martínez-García, R., & Contreras-Sánchez, WM (2014). Caracterización parcial de proteasas digestivas en juveniles de garza tropical <i>Atractosteus tropicus</i>. <i>Fisiología y bioquímica de los peces</i>, 40, 1021-1029. Guija-Guerra, H., Guija-Poma, E., & De San Martín de Porres
--	---

	Facultad de Medicina Humana Centro de Investigación de Bioquímica y Nutrición Lima Perú Doctor En Farmacia y Bioquímica Químico-Farmacéutico, U. (2023). Radicales libres y sistema antioxidante. <i>Horizonte Médico (Lima)</i>, 23(2), e2158. https://doi.org/10.24265/horizmed.2023.v23n2.12 Höglund, E., Øverli, Ø., & Winberg, S. (2019). Tryptophan Metabolic Pathways and Brain Serotonergic Activity: A Comparative Review. <i>Frontiers In Endocrinology</i>, 10, 158. https://doi.org/10.3389/fendo.2019.00158 Hoseini, S. M., Pérez-Jiménez, A., Costas, B., Azeredo, R., & Gesto, M. (2017). Physiological roles of tryptophan in teleosts: current knowledge and perspectives for future studies. <i>Reviews In Aquaculture</i>, 11(1), 3-24. https://doi.org/10.1111/raq.12223 Islam, S. M., Rohani, M. F., & Shahjahan, M. (2021). Probiotic yeast enhances growth performance of Nile tilapia (<i>Oreochromis niloticus</i>) through morphological modifications of intestine. <i>Aquaculture Reports</i>, 21, 100800. https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2021.100800 Jiménez-León, Y., Jiménez-Martínez, L. D., De La Rosa-García, S., Sepúlveda-Quiróz, C. A., Martínez-García, R., Pérez-Jiménez, G. M., Méndez-Marín, O., Asencio-Alcudia, G. G., & Álvarez-González, C. A. (2025). Supplementation of Sage (<i>Salvia officinalis</i>) Essential Oil in Balanced Diets for Tropical Gar (<i>Atractosteus tropicus</i>) Larvae on Digestive and Antioxidant Enzyme Activities and Expression of Immune System Genes. <i>Fishes</i>, 10(11), 586. https://doi.org/10.3390/fishes10110586 Lepage, O., Larson, E. T., Mayer, I., & Winberg, S. (2005). Serotonin, but not melatonin, plays a role in shaping dominant–subordinate relationships and aggression in rainbow trout. <i>Hormones And Behavior</i>, 48(2), 233-242. https://doi.org/10.1016/j.yhbeh.2005.02.012 Lepage, O., Vélchez, I. M., Pottinger, T. G., & Winberg, S. (2003). Time-course of the effect of dietary-tryptophan on plasma cortisol levels in rainbow trout <i>Oncorhynchus mykiss</i>. <i>Journal Of Experimental Biology</i>, 206(20), 3589-3599. https://doi.org/10.1242/jeb.00614 López, B. A., & Portillo, L. T. (2022, enero). <i>Evaluación del efecto de inmunoestimulantes en alevinos de trucha arcoíris (oncorhynchus mykiss) en jaulas flotantes - Sistema Institucional de Recursos Digitales - Universidad de</i>
--	---

	Nariño. http://sired.udenar.edu.co/id/eprint/16796 Maraux, S., Louvard, D., Baratti, J. (1973). The aminopeptidase from hog-intestinal brush border. <i>Biochim. Biophys. Acta</i> 321: 282-295. Márquez-Couturier, G., & Vázquez-Navarrete, C. J. (2015). Empoderamiento de las organizaciones sociales en el cultivo de pejelagarto (<i>Atractosteus tropicus</i>) en el sureste de México. <i>Agro Productividad</i>, 8(3), 38-43. Melchor, R. G. V., Ríos, E. M., Higuera, V. M. O., Moscoso, J. L. A., Hurtado, S. V., & Yáñez, F. J. C. Características fisicoquímicas de tripsinas de peces y su aplicación en la industria alimentaria. <i>Avances deficiencia y tecnología alimentaria en México</i>. Nieto Gomez, J. G. (2025). “EFECTOS DE DIVERSOS ADITIVOS COMERCIALES EN EL CRECIMIENTO y EN LA ACTIVIDAD ENZIMÁTICA DIGESTIVA, EN JUVENILES DE MOJARRA NEGRA (<i>Vieja Fenestrata</i>)”. Repositorio de la Universidad del Papaloapan. https://www.unpa.edu.mx/bibliotecas/images/Tesis/Tesis%20Loma/Procesamiento%20Pecuario/XM3-2025-06%20JOS%C3%89%20GUILLERMO%20NIETO%20G%C3%93MEZ.pdf Notario-Priego, R., Oropeza-Tosca, D. R., González-Izquierdo, K., Zacarias-Bernal, K., & Campos-Donato, E. J. (2024). OPORTUNIDADES DE NEGOCIO SOSTENIBLE PARA EL APROVECHAMIENTO DEL PEJELAGARTO (<i>ATRACTOSTEUS TROPICUS</i>) EN EL SURESTE MEXICANO. <i>AvaCient.</i>, 4(2), 43-51. https://doi.org/10.69823/avacient.v4n2a10 Olmos Soto, J., Paniagua-Michel, J. D. J., Lopez, L., & Ochoa, L. (2015). Functional feeds in aquaculture. In <i>Springer handbook of marine biotechnology</i> (pp. 1303-1319). Berlin, Heidelberg: Springer Berlin Heidelberg. Onomu, A. J., & Okuthe, G. E. (2024). The Role of Functional Feed Additives in Enhancing Aquaculture Sustainability. <i>Fishes</i>, 9(5), 167. https://doi.org/10.3390/fishes9050167 Opal, S. M., & DePalo, V. A. (2000). Anti-Inflammatory cytokines. <i>CHEST Journal</i>, 117(4), 1162–1172. https://doi.org/10.1378/chest.117.4.1162 Palego, L., Betti, L., Rossi, A., & Giannaccini, G. (2016). Tryptophan Biochemistry: Structural, Nutritional, Metabolic, and Medical Aspects in Humans. <i>Journal Of Amino Acids</i>, 2016, 1-13. https://doi.org/10.1155/2016/8952520 Peixoto, D., Carvalho, I., Machado, M., Aragão, C., Costas, B., &
--	--

	Azeredo, R. (2024). Dietary tryptophan intervention counteracts stress-induced transcriptional changes in a teleost fish HPI axis during inflammation. <i>Scientific Reports</i>, 14(1), 7354. https://doi.org/10.1038/s41598-024-57761-0 Quintero-Pardo, A. M. C., & Percília, C. G. (2015a). Influencia de dietas suplementadas con triptófano sobre el auto-balanceo, consumo de alimento y desempeño productivo en cachama blanca (<i>Piaractus brachypomus</i>). Influence Of Diets Supplemented With Tryptophan On Self-balancing, Feed Intake And Productive Performance In White Cachama (<i>Piaractus Brachypomus</i>). https://agris.fao.org/search/en/providers/125312/records/69033708b901ffe5ca64d1aa Quintero-Pardo, AMC y Cardoso Giaquinto, P. (2015). Influencia de dietas suplementadas con triptófano sobre el autoequilibrio, consumo de alimento y desempeño productivo en ejemplares juveniles y adultos de tilapia Nilótica. <i>Veterinaria y Zootecnia</i>, 9 (2), 13+. https://link.gale.com/apps/doc/A681298571/IFME?u=anon~19eb6971&sid=googleScholar&xid=dad4b7a8 Robyt, J. F., & French, D. (1967). Multiple attack hypothesis of α-amylase action: Action of porcine pancreatic, human salivary, and <i>Aspergillus oryzae</i> α-amylases. <i>Archives of Biochemistry and Biophysics</i>, 122(1), 8–16. https://doi.org/10.1016/0003-9861(67)90118-x Sahu, S., Ngasotter, S., Mog, M., Tesia, S., Sharma, S., Dayakar, B., & Waikhom, D. (2020). A review on physiological, behavioral and metabolic role of dietary tryptophan in fish. <i>International Journal Of Chemical Studies</i>, 8(3), 2411-2417. https://doi.org/10.22271/chemi.2020.v8.i3ai.9571 Salamanca de las Nieves, N. (2021). <i>Mejora del bienestar animal en peces de interes acuicola mediante la suplementación de aminoácidos en la dieta</i>. Universidad de Cádiz. http://hdl.handle.net/10498/29039 Saravia, M. J., & Vargas, L. (2022, 10 agosto). <i>Efecto de la temperatura sobre el sistema inmune innato y la respuesta al estrés en los peces nototénidos Antártico y Sub-Antártico Harpagifer antarcticus y Harpagifer bispinis: Umbrales antárticos-Resilencia y adaptación del ecosistema</i>. INACH. https://www.inach.cl/prociencia-efecto-de-la-temperatura-sobre-el-sistema-inmune-innato-y-la-respuesta-al-estres-en-los-peces-nototenidos-antartico-y-sub-antartico-harpagifer-antarcticus-y-harpagifer-bispinis/
--	--

	Sau, P. T. (2023, 1 marzo). La importancia de la acuicultura en la alimentación del futuro. <i>Plataforma Tierra</i>. https://www.plataformatierra.es/actualidad/la-importancia-de-la-acuicultura-en-la-alimentacion-del-futuro Sepúlveda-Quiroz, C. A., Pérez-Jiménez, G. M., Asencio-Alcudia, G. G., Mendoza-Porras, O., Jiménez-Martínez, L. D., Galaviz-Espinoza, M. A., Tovar-Ramírez, D., Martínez-García, R., Álvarez-Villagómez, C. S., & Álvarez-González, C. A. (2024). Tryptophan Reduces Intracohort Cannibalism Behavior in Tropical Gar (<i>Atractosteus tropicus</i>) Larvae. <i>Fishes</i>, 9(1), 40. https://doi.org/10.3390/fishes9010040 Tang, L., Feng, L., Sun, C., Chen, G., Jiang, W., Hu, K., Liu, Y., Jiang, J., Li, S., Kuang, S., & Zhou, X. (2013). Effect of tryptophan on growth, intestinal enzyme activities and TOR gene expression in juvenile Jian carp (<i>Cyprinus carpio</i> var. Jian): Studies in vivo and in vitro. <i>Aquaculture</i>, 412–413, 23–33. https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2013.07.002 Valcarce, D. G., Riesco, M. F., Martínez-Vázquez, J. M., Villanueva, J. L. R., & Robles, V. (2023). Impact of different levels of handling on <i>Solea senegalensis</i> culture: effects on growth and molecular markers of stress. <i>Fish Physiology And Biochemistry</i>, 50(5), 1987-2000. https://doi.org/10.1007/s10695-023-01239-9 Walter HE. (1984). Proteinases: methods with hemoglobin, casein and azocoll as substrates. In: Bergmeyer HU (Ed.) <i>Methods of Enzymatic Analysis</i>. Vol. V. Verlag Chemie Weinheim, pp 270-277.
--	---