



**Centro de Investigación en
Alimentación y Desarrollo, A. C.**

TESIS:

**“Determinación del requerimiento nutricional de
taurina en juveniles de *Lutjanus guttatus* y su efecto
sobre la actividad de lipasa”**

PRESENTA:

Luz Adriana Rochín Terán

Tesis aprobada por la

UNIDAD MAZATLÁN EN ACUICULTURA Y MANEJO AMBIENTAL

COMO REQUISITO PARA OBTENER EL GRADO DE MAESTRA EN
CIENCIAS

MAZATLÁN, SINALOA.

OCTUBRE DEL 2015.

DECLARACIÓN INSTITUCIONAL

La información generada en esta tesis es propiedad intelectual del Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A.C. (CIAD). Se permiten y agradecen las citas breves del material contenido en esta tesis sin permiso especial del autor, siempre y cuando se dé crédito correspondiente. Para la reproducción parcial o total de la tesis con fines académicos, se deberá contar con la autorización escrita del Director General del CIAD.

La publicación en comunicaciones científicas o de divulgación popular de los datos contenidos en esta tesis, deberá dar los créditos al CIAD, previa autorización escrita del manuscrito en cuestión del director de tesis.

Dr. Pablo Wong González
Director General

APROBACIÓN

Los miembros del comité designado para revisar la tesis de Luz Adriana Rochín Terán, la han encontrado satisfactoria y recomiendan que sea aceptada como requisito parcial para obtener el grado de Maestra en Ciencias.

Dra. Crisantema Hernández González
Directora de tesis

Dr. Leonardo Ibarra Castro
Asesor

M. en C. Isabel Abdo de la Parra
Asesora

Dr. Pablo Almazán Rueda
Asesor

Dra. María Isaura Bañuelos Vargas
Asesora

“La fuerza no proviene de la capacidad física, sino de la voluntad indomable”

-Mahatma Gandhi

AGRADECIMIENTOS

Al **Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT)**, por la beca otorgada durante el periodo de la maestría.

Al **Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A. C: Unidad Mazatlán en Acuicultura y Manejo Ambiental**, por las facilidades brindadas para la realización de este trabajo.

A la **Dra. Crisantema Hernández González**, por su apoyo, y confianza brindados para la realización de este trabajo.

A los miembros del comité de tesis; **Dr. Pablo Almazan Rueda, Dra. María Isaura Bañuelos Vargas, Dr. Leonardo Ibarra Castro y a la M. en C: Isabel Abdo de la Parra**, por el enriquecimiento aportado, a este trabajo.

A la **Biol. Virginia Patricia Domínguez Jiménez**, por el apoyo técnico brindado durante los análisis químicos proximales, determinación de aminoácidos, así como su apoyo para realizar las biometrías.

Al **Biol. Alan Jesús Humberto González Santos**, por su apoyo técnico y capacitación durante el desarrollo del bioensayo.

Al **M. en C. Emyr Saúl Peña Marín**, por su colaboración en el análisis enzimático, así como sus comentarios acertados y sus observaciones críticas.

A los Ingenieros bioquímicos **Jesús Daniel Osuna Lizarraga, Samuel Eduardo Guerrero López, Sergio Andrés Guerra Rendón, Eveline Azucena Tirado Flores y Adriana Osuna Salazar**, por el apoyo brindado durante el experimento.

Al **Dr. Milton Espanoupolos Hernández**, por permitirme realizar el análisis de cuantificación de proteínas en el laboratorio de nutrición acuícola del Instituto Tecnológico de Mazatlán.

Al **Dr. Humberto González Ríos**, de CIAD A. C: Unidad Hermosillo, por la asesoría brindada en lo correspondiente al análisis estadístico.

A mis compañeros de posgrado; Alejandra Ochoa, Rafael Bautista, Eveline Tirado, Andrés Arcos, Daniela Rodríguez, Martín Castillo, Adriana Osuna, y Marian del Valle.

DEDICATORIA

A Dios por haberme dado la fuerza para alcanzar todo lo que me he propuesto, y por rodearme de personas que me han amado mucho. Por darme salud y paciencia para saber llevar las situaciones que se me han presentado a lo largo de mi vida.

A mis padres, por siempre estar a mi lado, amándome y apoyándome de todas las maneras que han podido. Gracias por mostrarme el camino correcto que debo seguir.

A mis hermanos; Rodolfo y Carolina, por ser amigos y hermanos, por ser mis cómplices de travesuras a lo largo de mi vida, por todo hermanos, gracias.

RESUMEN

En el presente estudio se determinó el requerimiento nutricional de taurina de juveniles de pargo flamenco (*Lutjanus guttatus*), para lo cual se elaboraron seis dietas isoproteicas (48%) e isolipídicas (11%), fueron formuladas con 80% de proteína vegetal (concentrado de proteína de soya y harina de gluten de maíz) y 20% de proteína de pescado. A las dietas se les adicionó niveles de 0%, 0.6%, 1.2%, 1.8%, 2.4% y 3% de taurina (D0, D0.6, D1.2, D1.8, D2.4 y D3, respectivamente). Las dietas fueron evaluadas por triplicado, se colocaron 12 juveniles con un peso inicial de 40.6 ± 0.15 g en tanques de 300 L y se alimentaron a saciedad aparente durante 62 días. Se realizaron biometrías al inicio, medio y final del experimento para la determinación de la supervivencia, eficiencia alimenticia e índices corporales, tasa de conversión alimenticia (TCA) y la tasa de eficiencia proteica (TEP). Al final del experimento, los peces alimentados con las dietas D2.4 y D3 presentaron los mejores índices de crecimiento y eficiencia alimenticia en comparación con los demás tratamientos, mientras que la D0 resultó significativamente con menor crecimiento en peso y menor eficiencia alimenticia. Para los índices hepatosomático, viscerosomático, grasa intraperitoneal y factor de condición no se encontraron diferencias entre tratamientos ($P > 0.05$). Los peces alimentados con la dieta D1.2 presentaron la mayor actividad enzimática de lipasas. El contenido de taurina plasmática de los peces mostró un comportamiento lineal positivo con respecto a la inclusión de este aminoácido en la dieta. Mediante el análisis de la regresión polinómica de segundo orden se determinó que el pargo flamenco requiere un nivel de 2.35% de taurina para obtener su máximo crecimiento.

PALABRAS CLAVE: Requerimiento, Taurina, *Lutjanus guttatus*, Lipasas.

Contenido

I. INTRODUCCIÓN	11
II. ANTECEDENTES	13
2.1 ALIMENTACIÓN DE LA ESPECIE <i>LUTJANUS GUTTATUS</i>	13
2.2 TAURINA Y SALES BILIARES.....	13
2.3 LIPASA.....	16
2.4 REQUERIMIENTO NUTRICIONAL DE AMINOÁCIDOS	18
III. JUSTIFICACIÓN	21
IV. HIPÓTESIS	22
V. OBJETIVOS	23
5.1 OBJETIVO GENERAL	23
5.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	23
VI. METODOLOGÍA	24
6.1 DISEÑO, FORMULACIÓN Y ELABORACIÓN DE DIETAS EXPERIMENTALES.....	24
6.2 CONDICIONES DE CULTIVO	27
6.3 EVALUACIÓN BIOLÓGICA	28
6.4 ÍNDICES BIOLÓGICOS CORPORALES	28
6.5 ANÁLISIS BROMATOLÓGICOS	29
6.6 ANÁLISIS ENZIMÁTICOS.....	30
6.7 ANÁLISIS DE AMINOÁCIDOS.....	30
6.8 ANÁLISIS ESTADÍSTICO	31
VII. RESULTADOS	32
7.1 EVALUACIÓN BIOLÓGICA.....	32
7.2 ÍNDICES BIOLÓGICOS CORPORALES	34
7.3 ANÁLISIS PROXIMAL DE LA CARCASA DE LOS ORGANISMOS	35
7.4 DETERMINACIÓN DE AMINOÁCIDOS	36
7.5 ACTIVIDAD ENZIMÁTICA DE LIPASAS	40
7.6 REQUERIMIENTO NUTRICIONAL DE TAURINA	40
VIII. DISCUSIÓN	42
8.1 EVALUACIÓN BIOLÓGICA.....	42
8.2 ÍNDICES BIOLÓGICOS CORPORALES	43
8.3 DETERMINACIÓN DE AMINOÁCIDOS	44
8.4 ACTIVIDAD ENZIMÁTICA DE LIPASAS	46
8.5 REQUERIMIENTO NUTRICIONAL DE TAURINA	47
IX CONCLUSIONES	49
X RECOMENDACIONES	50
VII. REFERENCIAS	51

INDICE DE FIGURAS

Figura	1.	Regresión del segundo orden del TCE.....	41
---------------	-----------	--	----

INDICE DE TABLAS

Tabla 1.	Composición de las dietas.....	25
Tabla 2.	Determinación del perfil de aminoácidos de las dietas experimentales en base seca.....	26
Tabla 3.	Evaluación de los parámetros biológicos.....	33
Tabla 4.	Índices biológicos del pargo flamenco.....	34
Tabla 5.	Composición proximal de la carcasa.....	35
Tabla 6.	Determinación del perfil de aminoácidos en la sangre.....	38
Tabla 7.	Determinación del perfil de aminoácidos en músculo.....	40
Tabla 8.	Actividad enzimática en ciegos pilóricos e intestino del pargo flamenco.....	55

I. INTRODUCCIÓN

En la acuicultura, la harina de pescado (HP) es la principal fuente de proteína en la dietas para peces carnívoros que están bajo condiciones de cultivo, debido a su alto nivel de proteínas, excelente perfil de aminoácidos (AA), bajo nivel de hidratos de carbono y alta digestibilidad (Zhou *et al.*, 2004). Sin embargo, la rápida expansión de la acuicultura en las últimas dos décadas, ha ocasionado un incremento considerable en la demanda de alimentos balanceados, los cuales dependen en buena medida de la inclusión de ingredientes de origen marino.

El rápido crecimiento de la producción por acuicultura y las limitaciones en la disponibilidad y precio de la harina de pescado, ha obligado al sector acuícola a la búsqueda de fuentes de proteínas alternativas como sustitutos de la harina de pescado. Una opción importante para el suministro de nutrientes de alta calidad se basa en el uso de proteínas vegetales (Tusche *et al.*, 2012).

Sin embargo, es conocido que las especies carnívoras requieren elevados niveles de proteína en su dieta, además las proteínas de origen vegetal tienden a ser menos palatables y deficientes en ciertos AA esenciales (Lunger *et al.*, 2007), tales como la metionina y taurina, lo cual limita el uso de las proteínas vegetales como ingrediente en la dieta para peces (García-Ortega *et al.*, 2010). Por lo tanto, la sustitución de proteínas de origen animal, por proteínas de origen vegetal, representa un importante reto en términos nutricionales para la elaboración de dietas suministradas a especies carnívoras (Lunger *et al.*, 2007).

Si bien la deficiencia de AA esencial (AAE) en dietas elaboradas a base de proteína vegetal para peces carnívoros ha recibido gran atención, en los últimos años, la taurina ha sido identificada como un AAE para los peces marinos carnívoros, ya que suplementarlo en las dietas ha mostrado mejorar el crecimiento y el rendimiento de los peces (Takagi *et al.*, 2010;

Jirsa *et al.*, 2013; López *et al.*, 2015); además de influenciar en la condición de salud fisiológica y metabólica de los peces y ayudar a prevenir problemas como la anemia (Takagi *et al.*, 2008) y el síndrome del hígado verde (Goto *et al.*, 2001; Takagi, 2006a; Takagi *et al.*, 2011; López *et al.*, 2015).

Sin embargo, la taurina se encuentra en concentraciones muy bajas en las proteínas de origen vegetal, por esta razón, la suplementación de este aminoácido en dietas con altos niveles proteicos de origen vegetal, se considera necesaria en algunas especies de peces carnívoros (NRC, 2011). Sánchez-Rodríguez (2013) encontró que hay un incremento en el crecimiento del pargo colorado (*L. colorado*) al utilizar una dieta a base de proteína vegetal suplementada con taurina. El autor reporta que la inclusión de 1.20% taurina provocó una mayor actividad enzimática (lipasa), un mayor costo beneficio (factor de crecimiento y tasa de conversión alimenticia), considerándose beneficioso e indispensable para el crecimiento del pez. Ya que la taurina se conjuga con las sales biliares y tiene un importante papel en la digestión y en la absorción de la ingesta de lípidos (Haslewood, 1967).

Bajo este contexto, el objetivo del presente estudio es determinar el requerimiento de taurina mediante la respuesta de crecimiento, eficiencia alimenticia, supervivencia y sus efectos en la actividad de la enzima lipasa en el pargo flamenco *Lutjanus guttatus*.

II. ANTECEDENTES

2.1 Alimentación de la especie *Lutjanus guttatus*

El pargo es un predador carnívoro bentónico y oportunista, indicado por los altos contenidos de crustáceo en estómago, por esto se asume que su dieta se basa en el consumo de moluscos, crustáceos, peces, jaibas y poliquetos (Rojas *et al.* 2004).

Debido a lo anterior, se han realizado varias investigaciones para determinar la cantidad y calidad de la proteína en la dieta del pargo. Abdo de la Parra *et al.* (2010) reportaron que el nivel de proteína en la dieta afecta significativamente el crecimiento del pargo flamenco, independientemente del nivel de lípidos. Donde con un peso inicial de 2.2 g, el pez puede ser alimentado con 45 a 50 % de proteína y 9 a 12% de lípidos, para un buen rendimiento de crecimiento, supervivencia, factor de condición y tasa de conversión alimenticia. Mientras que Hernández *et al.* (2015) determinaron el coeficiente de digestibilidad aparente de proteína cruda en distintos ingredientes proteicos en *L. guttatus*, donde los investigadores indican que estos peces son capaces de digerir ingredientes vegetales y animales.

2.2 Taurina y sales biliares

La taurina es un aminoácido beta sulfonado análogo de la β -alanina, que no se incorpora a las proteínas, pero que está presente en los tejidos como un aminoácido libre (Huxtable, 1994). La mayoría de los herbívoros y los omnívoros sintetizan, en el hígado, toda la taurina que necesitan de los aminoácidos metionina y la cisteína que ingieren desde la dieta. Por otro lado, debido a que la vía para la biosíntesis de la taurina es por la conversión de cisteína a taurina a través de la enzima cisteínasulfinato descarboxilasa (CSD), la carencia o baja actividad de esta enzima es la causante de que la taurina sea considerada un aminoácido condicionalmente esencial para felinos y peces carnívoros (Jacobsen y Smith, 1968; Divakaran, 2006).

Goto *et al.*, (2001) realizaron un estudio de las distribuciones de las enzimas involucradas en la síntesis de taurina en peces; estos datos muestran que la capacidad y las rutas de la biosíntesis de la taurina están en función de la especie, donde el pez sol *Lepomis macrochirus* presenta las actividades más altas de CSD y de CDA, seguido por el hígado de la trucha arco iris y el pargo japonés (*Pagrus major*). Mientras que en el lenguado japonés (*Paralichthys olivaceus*) y en la carpa común (*Cyprinus carpio*) no se detectaron marcas que evidenciarán la presencia de CDA o CSD, sin embargo tenían altos niveles de taurina, por lo que sugirieron la presencia de otras rutas de biosíntesis.

Mucho se ha dicho sobre los diversos beneficios que la taurina brinda a los organismos acuáticos, donde en dietas hechas a base de proteína vegetal y con niveles reducidos de harina de pescado, la suplementación con taurina ha mostrado beneficiar a peces carnívoros como la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) (Gaylord *et al.*, 2007), y el rodaballo (*Scophthalmus maximus L.*) (Conceição *et al.*, 1997); en peces como el pompano (*Trachinotus carolinus*) está reportado que niveles de hasta 0.75% de taurina incrementa la ganancia en peso (Rossi y Davis, 2012).

Asimismo, para ciertos organismos marinos carnívoros alimentados con dietas reducidas en HP, la taurina es considerada un nutriente esencial, donde su requerimiento es prioritario para ciertas funciones fisiológicas. Tal es el caso del lenguado japonés (*Citharus linguatula*) donde la taurina juega un papel fundamental en el mantenimiento normal de la retina y la morfología (Kim *et al.*, 2005) y en la lubina blanca (*Atractoscion nobilis*) donde se estima un requerimiento de 0.99% para mejorar la respuesta de crecimiento (Jirsa *et al.*, 2014).

Se han logrado estimar los requerimientos de taurina en algunas especies marinas carnívoras de importancia tanto comercial como económica, entre ellas destacan el jurel (*Seriola quinqueradiata*) con un requerimiento de 4.5% (Takagi *et al.*, 2008), el lenguado japonés (*Paralichthys olivaceus*) con 1.4%

(Park *et al.*, 2002), así como la lubina europea (*Dicentrarchus labrax*) con un requerimiento de 0.2% (Brotons Martínez *et al.*, 2004).

Spitze *et al.* (2003) reportan que en la mayoría de los tejidos animales de mamíferos carnívoros, la taurina se encuentra en altas concentraciones, en particular músculos, vísceras y cerebro. Cowey y Luquet (1983) mencionan que la composición de aminoácidos en el cuerpo de los peces y lo incluido en la dieta debe ser similar. Al respecto, diversos autores reportan que el contenido de taurina en el músculo incrementa conforme incrementa su inclusión en la dieta (Park *et al.*, 2001; Park *et al.*, 2002; Martínez *et al.*, 2004; Kim *et al.*, 2005; Matsunari *et al.*, 2005; Lunger *et al.*, 2007). Sin embargo, aún son pocos los trabajos en los que se analice la retención o deposición de aminoácidos en el músculo de peces marinos.

Una de las funciones más reconocidas de la taurina en los peces, es su conjugación con ácidos biliares tales como ácido cólico o ácido quenodesoxicólico en el hígado. Se conoce que en los peces marinos teleósteos, las sales biliares tienen una conjugación exclusiva con la taurina, teniendo al taurocolato y al tauroquenodeoxicolato, como principales sales (Une *et al.*, 1991). Estudios en el bacalao *Gadus morhua*, indican que la taurina participa en la producción de las sales biliares mediante la estimulación de la enzima 7alfa-hidroxilasa, enzima que se encuentra en la ruta de biosíntesis del ácido biliar (Nadhimi *et al.*, 2002). Estas sales biliares son las que solubilizan y emulsifican las grasas en el intestino para hacerlas más accesibles para la hidrólisis enzimática (lipasas) y su posterior absorción. Se ha demostrado que los animales que padecen una insuficiencia de la bilis, las grasas no son digeridas y estas son expulsadas con las heces, lo que se refleja en una menor eficiencia alimenticia (Kim *et al.*, 2007).

Al respecto, Salze *et al.* (2012) determinaron la actividad de cuatro enzimas digestivas (lipasa, α -amilasa, pepsina y tripsina) en larvas de cobia *Rachycentron canadum*, quienes reportan un aumento en su actividad total cuando la taurina fue incluida a su dieta. Chatzifotis *et al.* (2008), reportan que la suplementación de taurina aumentó la actividad de lipasa dependiente

de sales biliares en hígado y ciegos pilóricos del dentón *Dentex dentex*, cuando estos peces fueron alimentados con dietas con sustitución de harina de soya por harina de pescado. En el 2013, Nguyen y colaboradores reportaron en el jurel (*Seriola quinqueradiata*) un aumento en la actividad de lipasa cuando los peces fueron alimentados con dietas a base de soya y suplementadas con taurina, en comparación con dietas sin suplementar.

Por su parte, Yamamoto *et al.* (2005) reportan que la conjunción taurina-ácido biliar, provoca un decrecimiento en la concentración de taurina en el plasma de la trucha arco iris, esto es concluido debido a que se presentó este comportamiento después de haber sido alimentada con una dieta con inclusiones de taurina. Por otro lado, existe poca información reportada sobre el papel de la taurina en las vías metabólicas de peces carnívoros, en particular sobre sus efectos cuando se suplementa en las dietas a base de proteínas vegetales (Bañuelos-Vargas *et al.*, 2014).

2.3 Lipasa

La lipasa (triacilglicerol acilhidrolasa) es una enzima secretada por el páncreas. En mamíferos está involucrada en la digestión y absorción de los esteroides de colesterol en la dieta (Howles *et al.*, 1996) y de los esteroides lipídicos neutros (Freed *et al.*, 1986).

Las lipasas son consideradas enzimas ubicuas de relevancia fisiológica, catalizan la hidrólisis de triacilglicerol a glicerol y ácidos grasos libres. Esta selectividad en los ácidos grasos ha permitido que las lipasas se han utilizadas para concentrar los ácidos grasos poliinsaturados (PUFA n-3) en el aceite de pescado (McNeil *et al.*, 1996).

Comparado con las esterasas, las lipasas son activadas solo cuando son absorbidas en una interface aceite-acuosa (Martinelle *et al.*, 1995). Asimismo, la especificidad del substrato de las lipasas, es atribuida a las alteraciones en la geometría y las dimensiones de los sitios activos (Pleiss *et al.*, 1998).

Las lipasas tienen además un interesante mecanismo de acción en medios acuosos ya que muestran una conformación menos activa. Conformación

donde el sitio activo está completamente enterrado bajo una cadena de polipéptidos alfa-hélice. La activación de las lipasas *consiste* en el movimiento de la tapa y la exposición del sitio activo al medio de la reacción. Esta conformación es conocida como forma activa de la enzima (forma abierta) (Habibi *et al.*, 2013). Uno de los procesos digestivos más importantes en los peces, son la activación de las sales biliares, las cuales son estimulada por acción de las enzimas lipasas, que a su vez permiten una eficiencia en la digestión lipídica (Chen *et al.*, 2014; Yan *et al.*, 2012; Chatzifotis *et al.*, 2008; Sovik *et al.*, 2005; Gjellesvik *et al.*, 1992) razón por la cual son consideradas enzimas esenciales en el metabolismo lipídico y en la homeostasis energética del pez. En consecuencia cualquier variación en la expresión de dicha enzima, será decisiva para modular la proporción de movilización de los lípidos (Chen *et al.*, 2014).

Aunado a esto existen estudios que han demostrado que la suplementación de taurina incrementa el crecimiento de estos peces debido a sus efectos indirectos en la digestibilidad de lípidos de la dieta (Kim *et al.*, 2007, 2008; Chatzifotis *et al.*, 2008). Mientras que Rueda López (2013) ha encontrado que las sales biliares compuestas únicamente por taurocolato de sodio promueven la máxima actividad de las lipasas digestivas en *Totoaba macdonaldi*.

2.4 Requerimiento nutricional de aminoácidos

Para determinar el requerimiento de un aminoácido en peces, se utilizan distintas clases de experimentos, entre los cuáles está el experimento de dosis-respuesta (Robbins *et al.*, 1979; Cowey, 1992; Empaque *et al.*, 1995; Rodehutschord *et al.*, 1997), el cual consiste en variar dentro de las dietas experimentales solamente al AA a investigar, mientras que todos los demás nutrientes deben mantenerse constantes. Además, la dieta de ensayo ha de permitir un crecimiento similar en comparación a una dieta de control tradicional, cuando se añade el AA probado en cantidades adecuadas. Como consecuencia, las dietas experimentales deben permitir la ingesta normal de alimentación porque afecta el rendimiento de los peces (Espe *et al.*, 2006).

Otra estrategia para determinar un requerimiento de aminoácidos, es elegir fuentes de proteínas suficientemente bajas en el AA a ser estudiado (Espe *et al.*, 2006). Esta estrategia fue aplicada por Berge *et al.* (1997, 1998), quienes determinaron el requerimiento de lisina y arginina en el salmón del Atlántico (*Salmo salar*), donde la supervivencia, el consumo de alimento y el crecimiento se vieron gravemente afectados cuando no se adicionaron estos AA esenciales a la dieta, a diferencia de la dieta control que estaba basada en harina de pescado, con contenidos de lisina y arginina, respectivamente. Asimismo, Lim *et al.* (2013) reportan la determinación del requerimiento de taurina mediante la utilización de esta técnica, disminuyendo la inclusión de proteína animal para juveniles de peces loro (*Oplegnathus fasciatus*) (13-45g) en una dieta hecha con 50% de harina de pescado y 50% de proteína vegetal, estimando el requerimiento en 0.88%.

Otros autores han estimado el requerimiento del aminoácido taurina para diversas especies marinas carnívoras, asegurando que su adición en dietas hechas a base de proteína vegetal es prioritaria para una buena nutrición del pez (Park *et al.*, 2002; Brotons Martinez *et al.*, 2004; Takagi *et al.*, 2008; Jirsa *et al.*, 2014).

Los L-aminoácidos pueden ser componentes estructurales de las proteínas de los seres vivos. Como componentes estructurales se pueden clasificar en esenciales, que son aquellos que deben ser ingeridos porque no se pueden sintetizar, y los no esenciales que son sintetizados en el metabolismo intermediario. Los AA entran a formar parte del metabolismo intermediario intra y extracelular a través de vías endógenas (biosíntesis y proteólisis hística) y exógenas (dieta proteica y nitrógeno no proteico) (Fuentes *et al.*, 1998). Los aminoácidos que llegan al enterocito pueden seguir varias vías metabólicas entre las que destacan su utilización para la síntesis de proteínas mucosales, consumo energético y liberación a sangre portal. En hígado los aminoácidos que llegan por vena porta pueden originar péptidos, proteínas y otros derivados metabólicos nitrogenados que serán posteriormente liberados al torrente sanguíneo. Mientras que la captación muscular de los aminoácidos es estimulada por la insulina, ya que después de la ingesta de alimento, predomina la captación y la utilización para la síntesis proteica (Sánchez, 2010).

De la misma manera que pueden ser utilizados para la síntesis proteica, los AA, también poseen la cualidad de desnaturalizar las proteínas, así como dar lugar a entrecruzamientos catalíticos, alteraciones, y fragmentaciones, etc., siendo todas ellas modificaciones irreversibles que ponen en peligro la funcionalidad e integridad del metabolismo celular (Davies y Delsignore, 1987; Almroth *et al.*, 2005; Parvez *et al.*, 2006; Stadtman, 2006). Sin embargo, las proteínas están continuamente siendo sintetizadas y degradadas en los AA que las componen (Fauconneau, 1985; Jürss y Bastrop, 1995; Dabrowski y Guderley, 2002). Esta característica de sintetizar y desnaturalizar proteínas, es conocida como transdesaminación. Se ha demostrado en peces, que los tejidos hepático y muscular poseen capacidad para desaminar todos los AA (Stieber y Cvancara, 1977; Van Waarde, 1983), aunque en músculo la actividad de degradación es menor (Fauconneau, 1985; Houlihan *et al.*, 1986, 1988; Jürss y Bastrop, 1995; Halver y Hardy, 2002).

El grupo de interés que se presenta en este escrito son los AA azufrados, los cuales desempeñan un papel importante en la transferencia

de grupos metilo y en el metabolismo celular (Sánchez *et al.*, 2009). La metionina es uno de los AA que contienen azufre y es esencial para los peces, por lo que debe ser administrado a través del alimento ya que el organismo no tiene la capacidad para sintetizarlo. Este aminoácido tiene un papel importante en la síntesis de proteína, como intermediario en la síntesis de cisteína y taurina entre otras funciones fisiológicas en los peces, cabe mencionar que taurina no es esencial para todas las especies de peces (Wilson, 2002; Li *et al.*, 2009).

III. JUSTIFICACIÓN

Se ha demostrado que la taurina juega un papel importante en múltiples funciones fisiológicas de los peces, tales como: la digestión de grasas, como antioxidante, en osmorregulación celular, así como el desarrollo de sistemas visuales, neuronales y musculares. Aunado a esto, la taurina interviene en la producción de las sales biliares, las cuáles a su vez estimulan la actividad enzimática de las lipasas.

Por los distintos beneficios que proporciona la taurina y su esencialidad condicional dependiente de la capacidad de síntesis de la especie en peces carnívoros, además de considerar que los ingredientes vegetales usados en la acuicultura carecen de taurina, es necesaria la determinación puntual del requerimiento de este aminoácido en los juveniles del pargo flamenco *Lutjanus guttatus* (una especie carnívora).

Por otra parte, es escasa la información disponible sobre para el requerimiento nutricional de taurina en esta especie de importancia para la acuicultura comercial, por lo que el presente estudio provee de información sobre los requerimientos de taurina en juveniles de pargo flamenco y sus efectos en la actividad de las lipasas digestivas.

IV. HIPÓTESIS

El pargo flamenco (*Lutjanus guttatus*) requiere una concentración superior a 1.20 % de taurina en dietas hechas a base de proteína vegetal, debido a que una inclusión menor el pargo flamenco presentará deficiencias en su desarrollo. Aunado a esto la inclusión de taurina generará un aumento en la actividad de la enzima lipasa, debido al efecto positivo que tiene el aminoácido en esta enzima.

V. OBJETIVOS

5.1 Objetivo general

Determinar el requerimiento nutricional de taurina en *Lutjanus guttatus* y su efecto en la actividad de lipasas.

5.2 Objetivos específicos

1. Determinar la respuesta de crecimiento y eficiencia alimentaria de juveniles de pargo flamenco alimentado con dietas con diferentes concentraciones de taurina.
2. Determinar la concentración de taurina en plasma sanguíneo y tejido muscular de juveniles de pargo flamenco alimentado con dietas con diferentes concentraciones de taurina.
3. Determinar los efectos de las diferentes concentraciones de taurina en la actividad de lipasas en el intestino y los ciegos pilóricos de pargo flamenco con dietas con diferentes concentraciones de taurina.
4. Determinar el requerimiento de taurina en juveniles de pargo (*Lutjanus guttatus*) alimentado con dietas con ingredientes vegetales.

VI. METODOLOGÍA

6.1 Diseño, formulación y elaboración de dietas experimentales

Se formularon seis dietas, utilizando el programa para Windows de formulación Mixit-win. Las dietas fueron elaboradas a base de harina de gluten de maíz, harina de trigo integral, concentrado de proteína de soya (CPS), y harina de pescado, las cuales contenían distintas inclusiones de taurina 0.0%, 0.6%, 1.2%, 1.8%, 2.4%, y 3% (designadas como D0, D0.6, D1.2, D1.8, D2.4, y D3, respectivamente). Las dietas fueron formuladas para contener 45% de proteína y 12% de lípidos (Abdo de la Parra *et al.*, 2010).

Las dietas experimentales fueron elaboradas bajo el protocolo utilizado en la planta de alimentos y el Laboratorio de nutrición de CIAD Unidad-Mazatlán. A continuación se presenta la composición final de las dietas experimentales (Tabla 1). En la Tabla 2 se muestra el contenido de taurina y la concentración de aminoácidos de las dietas experimentales.

Tabla 1. Composición de las dietas (g de ingredientes por cada kg de dieta)

Ingredientes (g kg⁻¹)	Dietas					
	D0	D0.6	D1.2	D1.8	D2.4	D3
Harina de pescado	175.0	175.0	175.0	175.0	175.0	175.0
Harina gluten de maíz	227.5	227.5	227.5	227.5	227.5	227.5
Concentrado de proteína soya	227.5	227.5	227.5	227.5	227.5	227.5
Harina de trigo integral	215.9	215.9	215.9	215.9	215.9	215.9
Ácido glutámico	30.0	24.0	18.0	12.0	6.0	0.0
Taurina	0.0	6.0	12.0	18.0	24.0	30.0
Aceite de pescado	80.0	80.0	80.0	80.0	80.0	80.0
Carotenoides	0.8	0.8	0.8	0.8	0.8	0.8
Alginato	15.0	15.0	15.0	15.0	15.0	15.0
Fosfato-dibásico	0.5	0.5	0.5	0.5	0.5	0.5
Premix minerales	2.3	2.3	2.3	2.3	2.3	2.3
Premix vitaminas	6.0	6.0	6.0	6.0	6.0	6.0
Vitamina C	1.0	1.0	1.0	1.0	1.0	1.0
Lecitina	15.0	15.0	15.0	15.0	15.0	15.0
Metionina	1.0	1.0	1.0	1.0	1.0	1.0
Antioxidante	0.5	0.5	0.5	0.5	0.5	0.5
Colina	2.0	2.0	2.0	2.0	2.0	2.0
Análisis proximal g kg⁻¹ base seca						
Materia seca	94	95	94	95	95	94
Proteína	46	46	45	45	45	46
Lípidos	12	11	11	12	11	11
Cenizas	6	6	6	6	6	6
ELN	30	30	31	30	31	30

Tabla 2. Determinación del perfil de aminoácidos (g AA por 100 g de proteína) de las dietas experimentales en base seca

Aminoácidos	D0	D0.6	D1.2	D1.8	D2.4	D3
<i>Esenciales</i>						
Histidina	2.58	3.11	3.37	3.11	3.70	2.48
Arginina	5.66	5.61	6.45	5.60	5.56	5.52
Treonina	3.74	3.67	3.55	3.66	3.44	3.81
Tirosina	4.38	4.26	3.86	4.04	4.23	4.31
Metionina	SD	SD	SD	SD	SD	SD
Valina	2.89	3.03	2.48	2.78	2.62	3.03
Fenilalanina	5.54	5.61	5.28	5.47	5.34	5.57
Isoleucina	2.28	2.29	1.81	2.17	2.09	2.46
Leucina	11.19	11.50	10.59	11.13	11.17	11.43
Lisina	5.13	5.37	5.06	4.94	5.32	4.98
<i>No esenciales</i>						
Taurina*	0.07	0.56	1.27	1.51	2.34	2.60
Ácido aspártico	7.45	8.11	7.97	8.05	8.32	7.73
Ácido glutámico	26.49	26.01	24.65	23.75	22.78	22.30
Serina	8.14	7.19	7.55	7.94	7.02	7.84
Glicina	5.81	5.09	5.53	4.79	5.24	5.30
Alanina	7.64	7.75	8.14	7.34	7.96	7.58

6.2 Condiciones de cultivo

El presente estudio se llevó a cabo en las instalaciones del Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo A.C. Unidad Mazatlán en Acuicultura y Manejo Ambiental, localizado en Av. Sábalo-Cerritos s/n. Estero del Yugo, Mazatlán, Sinaloa. México.

El área donde se realizó el experimento cuenta con 21 tanques cilíndricos de fibra de vidrio color negro con una capacidad de 300 L, cada uno con un drenaje central de 50 mm de diámetro, cubierto con malla de 5 mm (para evitar la salida de los peces y a la vez permitir la limpieza de los tanques). Cada tanque cuenta con aireación y flujo de agua equivalente a 26.4 recambios por día. El agua de mar es bombeada desde la orilla del mar por medio de peines de PVC (policloruro de vinil) ranurado, para después pasar a filtros de carbón activado, de arena silica, luz UV y filtros de 10 μ , 20 μ y 50 μ . Posteriormente esta agua es descargada en cuatro tanques de sedimentación de polietileno de alta densidad de 25 m³ (4 m x m 15) y después pasó a los tanques donde se llevó a cabo el experimento. Fueron colocados 12 peces por tanque con un peso promedio inicial de 40.6 \pm 0.5 g. Se les dio un periodo de aclimatación de 3 días. Cada tratamiento fue evaluado por triplicado durante 62 días. La alimentación se llevó a cabo tres veces al día (9:00 am, 12:00 pm y 4:00 pm). Los peces fueron alimentados a saciedad aparente, registrándose diariamente el consumo de alimento por tanque. La temperatura y oxígeno disuelto fueron medidos cada día utilizando el equipo YSI modelo 55/12FT, y la salinidad fue registrada con refractómetro (Atago S/Mill-E). De acuerdo con el monitoreo diario de los parámetros fisicoquímicos llevados a cabo durante los 62 días del experimento se presentaron variaciones en la temperatura, registrando un promedio de 25 \pm 1.5°C. Se registró un nivel de oxígeno de 5 a 7 mL L⁻¹ y una salinidad promedio de 35 \pm 0.77 ‰. La distribución de los tratamientos fue realizada al azar.

6.3 Evaluación Biológica

Para dar inicio a la evaluación biológica fue necesario realizar la toma de muestra; en este caso se hizo mediante biometrías, de manera individual, al inicio y al final del experimento. Los peces fueron anestesiados con esencia de clavo como anestésico diluido al 50% con alcohol etílico de 96, en una dosis de 0.05 ml·L⁻¹ de agua de mar. Cada uno de los organismos fue pesado en la balanza analítica con precisión de ±0.1 g y así mismo se determinó su longitud con un ictiómetro convencional.

Los índices nutricionales determinados fueron; tasa específica de crecimiento (TCE), supervivencia (S%), tasa de conversión alimenticia (TCA), así como el índice de eficiencia proteica (PER). Las fórmulas utilizadas se muestran a continuación:

$$\text{TCE} = \frac{\ln \text{Peso final (g)} - \ln \text{Peso inicial (g)}}{\text{número de días}} * 100$$

$$\text{S} = \frac{\text{Número de organismos final}}{\text{Número de organismos inicial}} * 100$$

$$\text{TCA} = \frac{\text{Alimento consumido (g)}}{\text{Peso ganado (g)}}$$

$$\text{PER} = \frac{\text{Incremento en peso (g)}}{\text{Proteína consumida}}$$

6.4 Índices biológicos corporales

Para la toma de muestra de los índices biológicos corporales, fue necesario al final del experimento, sacrificar una muestra de 3 organismos por réplica, los cuales fueron pesados, medidos y eviscerados para obtener el peso del paquete visceral, hígado y grasa visceral.

Factor de condición (FC): Indica el estado fisiológico en términos numéricos.

$$\text{FC} = \frac{\text{Peso total del cuerpo (g)}}{[\text{Longitud total del cuerpo (cm)}^3]} * 100$$

Índice viscerosomático (VSI): Relación de las vísceras y el cuerpo.

VSI= Peso de vísceras (g) / Peso total del cuerpo *100.

Índice hepatosomático (HSI): La relación del peso del hígado contra el peso del cuerpo.

HSI= $\frac{\text{Peso del hígado (g)} * 100}{\text{Peso total del cuerpo (g)} - \text{Peso del hígado (g)}}$

Relación de grasa intraperitoneal (IPF): Relación de grasa intraperitoneal relaciona la cantidad de grasa que el organismo tiene en la cavidad ventral, con el peso total del organismo, estimando el grado de acumulación grasa.

IPF= $\frac{\text{Peso húmedo de grasa (g)}}{\text{Peso total del cuerpo}} * 100$

6.5 Análisis bromatológicos

Se realizaron los análisis de humedad, cenizas, proteína y lípidos a los ingredientes, dietas, tejidos y organismo entero. Con respecto a las dietas, se tomó una muestra al azar, previamente homogenizando la dieta. Para los tejidos; fueron tomados 3 organismos, 2 horas postprandial, los cuales fueron sacrificados por choque térmico.

Los análisis se realizaron mediante las técnicas de la AOAC (2011); para humedad las muestras se colocaron en una estufa a 105°C por 12 horas y hasta peso constante; las cenizas se obtuvieron por calcinación de la muestra en 550 ± 50°C por un periodo de 12 horas. La proteína, por combustión y cromatografía de gases mediante la técnica carbono-hidrogeno-nitrógeno equipo Flash modelo 2000, y grasas; con extracción con éter de petróleo utilizando un equipo microSoxhlet.

Para la determinación bromatológica de la carcasa de los peces, previamente fueron tomados 15 peces al azar como muestra del lote total de

organismos para representar los resultados iniciales. Mientras que para los resultados finales fueron elegidos 2 peces por tanque, representando 6 organismos por tratamiento, los cuales fueron sacrificados por choque térmico, para posterior su análisis.

6.6 Análisis enzimáticos

La actividad de lipasas se llevó a cabo mediante el método de Gjellesvik *et al.* (1992). Se preparó una solución de sustrato de Tris 0.5 M pH 7.4, y se añadieron las soluciones en el siguiente orden; 0.0197 M NaCl, 1.1605 M taurocolato de sodio y 4-Nitofenil-Octanoato 100nM. Para iniciar la reacción se colocó en una microplaca 250µL de la solución sustrato y 14µL de extracto enzimático; posteriormente se leyeron a 400 nm en un lector de microplaca BIO-RAD (Benchmark Plus) cada 3 minutos por 12 minutos a 37°C, tomando en cuenta la lectura del blanco control. Para el cálculo de la actividad enzimática se tomó un coeficiente de extinción molar para 3 nitrofenol de $0.002\mu\text{M}\cdot\text{cm}^{-1}$ determinado bajo las condiciones del bioensayo.

Unidades ml= $[\Delta\text{abs}400/\text{min} \times \text{Vol. final}_{\text{reacción}} (\text{ml})]/[\text{CEM} \times \text{Vol. extracto} (\text{ml})] \cdot *$
Volumen de dilución

Dónde:

$\Delta\text{abs} 400/\text{min}$: es el cambio de absorbancia por minuto

CEM: Coeficiente de extinción molar.

6.7 Análisis de aminoácidos

Para llevar a cabo los análisis de aminoácidos, fue necesario para plasma sanguíneo y músculo, tomar muestras donde se necesitaron 3 peces por replica para cada análisis.

El análisis fue realizado en muestras previamente desgrasadas, que posteriormente fueron hidrolizadas en HCL 6N de 4 a 6 horas a 150°C, realizado por cromatografía líquida (HPLC). Este procedimiento fue aplicado para muestras líquidas (plasma sanguíneo) y sólidas (músculo) donde se utilizó como base la técnica descrita en Vázquez Ortiz *et al.* (1995). El cuál se llevó a cabo en las instalaciones del CIAD, AC. En el laboratorio de nutrición.

6.8 Análisis estadístico

Los resultados son reportados como media \pm desviación estándar. Para estimar diferencias entre tratamientos (efecto de dieta) para las variables de respuesta evaluadas, se realizó un análisis de varianza para un diseño completamente al azar (ANOVA de una vía), y cuando existieron diferencias, la comparación de medias se realizó por la prueba de Tukey-Krammer. Previo a los análisis de varianza, a los datos de las variables evaluadas, se les verificó su bondad de ajuste a la normal mediante la prueba de Kolmogorov y Smirnov (Stuart *et al.*, 1999) y homogeneidad de varianzas por la prueba de Levene. Para los datos que no cumplieron con la normalidad y homocedasticidad se aplicó la prueba no paramétrica Kruskal-Wallis (Zar, 1996). Para determinar la concentración más adecuada de taurina y su relación con la eficiencia biológica (tasa de crecimiento), se llevó a cabo un análisis de regresión, utilizando como variable predictor la concentración de taurina en la dieta y como variable predicha la tasa de crecimiento. Realizando la estimación del requerimiento de taurina mediante el método de la segunda derivada. Los efectos significativos fueron considerados a un nivel de probabilidad de $P \leq 0.05$ en el error Tipo I. Todos los datos fueron procesados en el paquete estadístico STATISTICA.

VII. RESULTADOS

7.1 Evaluación biológica

Las variables de eficiencia biológica se muestran en la Tabla 3; donde se puede observar que los peces alimentados con la dieta D3 presentaron el mayor promedio de peso final ($P < 0.05$) en comparación con las otras dietas, aunque no mostró diferencias significativas con respecto a la D1.2. Los peces alimentados con la dieta D0 (0%) presentaron los valores de peso final más bajo en comparación con las otras dietas.

Sin embargo, la TCE de la D3 no fue diferente con respecto a las dietas D1.2 (1.21 ± 0.02) y D2.4 (1.16 ± 0.09), caso contrario sucedió con los peces de la dieta D0 (0.68 ± 0.07), los cuales presentaron los niveles más bajos de TCE respecto al resto de los tratamientos ($P < 0.05$) (Tabla 3).

Tabla 3. Parámetros biológicos de juveniles de pargo flamenco alimentados con dietas con diferentes niveles de taurina

Variables	Dietas					
	DO (0%)	D0.6 (0.6%)	D1.2 (1.2%)	D1.8 (1.8%)	D2.4 (2.4%)	D3 (3%)
Peso Inicial (g)	40.4±5.2	40.5±5.2	40.7±5.3	40.6±5	40.5±5.2	40.6±5.4
Peso Final (g)	62.0±9.5 ^a	80.6±12 ^b	86.1±11.2 ^{bc}	82.4±13.1 ^b	83.5±12.8 ^b	93±13.9 ^c
TCE (% d ⁻¹)	0.68±0.07 ^a	1.11±0.04 ^b	1.21±0.02 ^{bc}	1.14±0.07 ^b	1.16±0.09 ^{bc}	1.34±0.09 ^c
CAI (g)	48.3±5.2 ^a	52±1.67 ^a	60.3±3.29 ^{ab}	53.9±2.11 ^{ab}	59.1±4.43 ^{ab}	65.5±8.4 ^b
TCA	2.3±0.5	1.3±0.03	1.33±0.09	1.30±0.05	1.39±0.2	1.25±0.04
Supervivencia (%)	91.6±8.3	91.6±8.3	91.6±8.3	91.6±16.6	91.6±16.6	91.6±16.6
IEP	1±0.2 ^a	1.7±0.04 ^b	1.7±0.1 ^b	1.7±0.05 ^b	1.6±0.2 ^b	1.8±0.08 ^b

Los valores son la media y desviación estándar de n=3. Simbología: TCE=Tasa específica de crecimiento; CAI=Consumo de alimento individual total; TCA=Tasa de conversión alimenticia; S=supervivencia; IEP=Índice de eficiencia proteica; TGC=Coficiente de crecimiento por unidad térmica. Medias con diferente literal dentro de un mismo renglón, denotan diferencias significativas entre tratamientos (P≤0.05), donde a<b<c.

Referente al CAI, el tratamiento D0 mostraron el menor consumo con un valor de 48.3 ± 5.22 , el cual fue diferente a los peces de las dieta D3 (65.5 ± 8.40).

El IEP más alto se presentó en los peces de la dieta D3 (1.82 ± 0.08) el cual resulto significativamente mayor ($P < 0.05$) a los peces de la dieta D0 (1.04 ± 0.21) y estadísticamente similar al resto de los tratamientos ($P > 0.05$) (Tabla 3).

7.2 Índices biológicos corporales

Los resultados de los índices biológicos, factor de condición (FC), índice hepatosomático (HSI), índice viscerosomático (VSI) y relación de grasa intraperitoneal (IPF), de los seis tratamientos experimentales se muestran en la Tabla 4.

Tabla 4. Índices biológicos del pargo flamenco alimentado con dietas con distintas inclusiones de taurina por 62 días, los datos son la media de una $n=3 \pm DE$

Dietas	Índices biológicos			
	FC ¹	HSI ²	VSI ³	IPF ⁴
DIETA 0	1.49 ± 0.15	1.45 ± 0.24	8.33 ± 1.55	4.01 ± 1.26^a
DIETA 0.6	1.54 ± 0.13	1.18 ± 0.43	9.04 ± 1.15	5.20 ± 1.00^{ab}
DIETA 1.2	1.55 ± 0.08	1.40 ± 0.26	10.03 ± 1.58	5.67 ± 1.01^b
DIETA 1.8	1.48 ± 0.11	1.37 ± 0.28	8.73 ± 0.68	4.67 ± 0.73^{ab}
DIETA 2.4	1.44 ± 0.12	1.30 ± 0.24	8.77 ± 1.08	4.71 ± 0.83^{ab}
DIETA 3	1.48 ± 0.12	1.16 ± 0.19	8.88 ± 1.03	4.88 ± 1.15^{ab}

¹ FC = Factor condición, ² HSI= índice hepatosomático, ³ VSI= índice viscerosomático y ⁴ IPF= relación de grasa intraperitoneal. Valores en la misma columna con superíndices diferentes denotan diferencias significativas entre tratamientos ($P \leq 0.05$), donde $a < b < c$.

Con respecto a la grasa intraperitoneal, los peces de la dieta D0 fueron los que presentaron la menor proporción de grasa (4.01 ± 1.26), mientras que los peces de la dieta D1.2 (5.67 ± 1.01) presentaron el mayor valor ($P > 0.05$). Los peces alimentados con las dietas D0.6 (5.20 ± 1.00), D1.8 (4.67 ± 0.73), D2.4 (4.71 ± 0.83) y D3 (4.88 ± 1.15) no presentaron diferencias entre sí.

7.3 Análisis proximal de la carcasa de los organismos

Los resultados de los análisis proximales de la carcasa de los peces (Tabla 5) muestran que el contenido de proteína de los peces en los seis tratamientos no presentaron diferencias ($P > 0.05$). De forma similar se registró para los lípidos, humedad y cenizas ($P > 0.05$).

Tabla 5. Composición proximal de la carcasa de los peces en base húmeda, los valores son en promedio \pm su desviación estándar de $n=3$

Tratamiento	Proteína (%)	Lípidos (%)	Ceniza (%)	Humedad (%)
DIETA 0	13.81 ± 1.40	7.71 ± 1.43	4.93 ± 0.76	69.67 ± 1.20
DIETA 0.6	14.56 ± 2.10	8.78 ± 3.20	4.70 ± 0.76	69.06 ± 1.90
DIETA 1.2	13.92 ± 2.11	8.01 ± 0.73	4.40 ± 0.72	69.70 ± 1.17
DIETA 1.8	14.37 ± 0.99	7.76 ± 2.56	4.63 ± 0.94	68.80 ± 0.84
DIETA 2.4	13.97 ± 0.82	7.92 ± 1.18	4.37 ± 0.67	69.68 ± 1.53
DIETA 3	14.03 ± 0.53	8.14 ± 3.87	4.36 ± 0.51	69.75 ± 2.06

Valores en la misma columna con superíndices diferentes denotan diferencias significativas entre tratamientos ($P \leq 0.05$), donde $a < b < c$.

7.4 Determinación de aminoácidos

En la Tabla 6, se presentan los resultados de las concentraciones de los aminoácidos en sangre, donde se puede observar que las concentraciones más altas de taurina se presentaron en la D2.4 (33.3 ± 6.42) y en D3 (29.9 ± 7.71), las cuales resultaron significativamente mayores con respecto de las otras dietas ($P < 0.05$). El valor más bajo de taurina se presentó en la sangre de los peces alimentados con la dieta D0 (1.50 ± 0.44), D0.6 (3.96 ± 0.48) y D1.2 (4.95 ± 1.18) ($P < 0.05$). También se presentan las diferencias que los otros aminoácidos mostraron, al ser todos diferentes entre las dietas ($P < 0.05$). Sin embargo hay ciertos aminoácidos que destacan por presentar una mayor diferencia entre las dietas, donde se puede observar que la histidina, valina, fenilalanina, lisina, ácido aspártico, serina y alanina, presentaron una tendencia a incrementar, que se puede atribuir a la inclusión de taurina en la dieta, .

Tabla 6. Determinación del perfil de aminoácidos (mg/dL) en sangre del pargo flamenco (*Lutjanus guttatus*)

Aminoácidos	D0	D0.6	D1.2	D1.8	D2.4	D3
Esenciales						
Histidina	1.86±0.37 ^a	1.08±0.15 ^a	1.49±0.12 ^a	7.84±1.41 ^c	7.78±0.80 ^c	5.39±0.75 ^b
Arginina	5.53±0.61 ^b	2.85±0.34 ^a	2.10±0.44 ^a	8.82±1.16 ^d	7.04±0.60 ^c	5.75±1.28 ^{cd}
Treonina	0.46±0.12 ^a	0.31±0.05 ^a	0.23±0.03 ^a	1.29±0.26 ^b	1.70±0.48 ^{bc}	1.81±0.47 ^c
Tirosina	0.13±0.02 ^a	0.19±0.04 ^a	0.43±0.10 ^a	1.79±0.35 ^b	1.20±0.33 ^b	4.82±0.84 ^c
*Metionina	SD	SD	SD	SD	SD	SD
Valina	0.20±0.05 ^a	0.14±0.02 ^a	0.18±0.03 ^a	2.35±0.28 ^c	1.70±0.66 ^b	2.24±0.33 ^c
Fenilalanina	0.22±0.02 ^a	0.24±0.03 ^a	0.29±0.02 ^a	2.34±0.43 ^c	1.84±0.46 ^b	1.95±0.27 ^b
Isoleucina	0.12 ±0.02 ^a	0.07±0.01 ^a	0.11±0.03 ^a	1.14±0.16 ^b	0.87±0.37 ^b	1.01±0.18 ^b
Leucina	0.59±0.09 ^a	0.37±0.05 ^a	0.59±0.18 ^a	2.83±0.46 ^b	2.72±0.69 ^b	2.91±0.50 ^b
Lisina	0.74±0.15 ^a	0.57±0.10 ^a	0.68±0.17 ^a	6.93±1.03 ^c	7.52±1.47 ^c	5.24±1.37 ^b
No esenciales						
Taurina	1.50±0.44 ^a	3.96±0.48 ^a	4.95±1.18 ^a	16.68±2.89 ^b	33.39±6.42 ^c	29.97±7.71 ^c
Acido aspártico	0.23±0.04 ^a	0.16±0.02 ^a	0.14±0.02 ^a	2.20±0.35 ^c	1.84±0.39 ^{bc}	1.65±0.23 ^b
Acido glutámico	0.26±0.07 ^a	0.15±0.02 ^a	0.18±0.03 ^a	2.09±0.41 ^b	2.01±0.41 ^b	1.81±0.37 ^b
Serina	0.50±0.09 ^a	0.35±0.03 ^a	0.32±0.06 ^a	3.09±0.62 ^c	1.99±0.37 ^b	2.36±0.82 ^b
Glicina	1.77±0.19 ^b	1.08±0.13 ^a	0.92±0.21 ^a	3.80±0.50 ^d	3.20±0.79 ^{cd}	2.48±0.55 ^c
Alanina	0.94±0.15 ^a	0.51±0.06 ^a	0.49±0.08 ^a	4.02±0.60 ^c	3.94±0.66 ^c	2.74±0.42 ^b

Los valores son la media n=9±DE. Valores en el mismo renglón con superíndices diferentes denotan diferencias significativas entre tratamientos (P≤0.05), donde a<b<c. *Valor teórico de metionina 0.43±0.58,

Tabla 7. Determinación del perfil de aminoácidos (g AA por 100 g de proteína) en el músculo de pargo flamenco (*Lutjanus guttatus*) en base seca

Aminoácidos	D0	D0.6	D1.2	D1.8	D2.4	D3
<i>Esenciales</i>						
Histidina	3.99±0.73 ^a	4.40±0.54 ^{ab}	4.37±0.33 ^a	7.57±1.57 ^b	3.73±0.49 ^a	4.00±0.44 ^a
Arginina	7.28 ±0.65 ^{ab}	7.07±0.97 ^{bc}	7.86±0.48 ^{bc}	8.25±0.41 ^c	6.47±0.26 ^{ab}	6.37±0.72 ^a
Treonina	4.82±0.23	4.80±0.31	4.81±0.13	4.77±0.33	5.12±0.09	4.89±0.33
Tirosina	3.72±0.61	3.92±0.08	3.79±0.06	3.54±0.33	3.74±0.12	3.73±0.12
*Metionina	SD	SD	SD	SD	SD	SD
Valina	3.07±0.73 ^{ab}	3.47±0.42 ^{ab}	3.66±0.34 ^{ab}	2.65±0.31 ^a	4.43±0.48 ^b	4.27±0.28 ^b
Fenilalanina	4.39±0.73	4.67±0.09	4.55±0.09	4.21±0.24	4.45±0.20	4.42±0.17
Isoleucina	2.86±0.71 ^a	3.21±0.62 ^{ab}	3.29±0.23 ^{ab}	2.33±0.23 ^a	3.77±0.43 ^b	3.60±0.25 ^{ab}
Leucina	8.99±0.50	9.14±0.28	8.76±0.31	7.58±0.95	8.55±0.81	8.67±0.45
Lisina	11.2±0.65 ^b	11.4±0.85 ^{ab}	11.7±0.62 ^b	9.53±2.53 ^a	10.4±0.24 ^{ab}	10.0±0.51 ^{ab}
<i>No esenciales</i>						
Taurina	0.70±0.19 ^{ab}	1.47±0.29 ^b	3.56±0.56 ^{de}	4.31±0.95 ^e	2.69±0.16 ^c	3.28±0.71 ^{cd}
Acido aspártico	7.85±1.48 ^{ce}	8.29±1.37 ^{ce}	7.19±0.97 ^{bc}	5.77±1.12 ^{ab}	10.10±0.91 ^e	10.72±0.43 ^e
Acido glutámico	16.88±1.16 ^b	16.52±1.21 ^{ab}	15.04±1.02 ^{ab}	12.03±1.39 ^a	16.84±0.71 ^b	16.59±1.31 ^b
Serina	5.79±0.99	5.66±0.50	5.69±0.28	5.64±0.70	5.52±0.53	5.44±0.43
Glicina	6.59±1.17 ^{ab}	7.12±1.40 ^{ab}	7.95±1.46 ^{ab}	12.28±1.21 ^b	5.07±0.34 ^a	5.02±0.22 ^a
Alanina	7.07±1.04 ^b	7.19±0.41 ^b	6.47±0.30 ^{ab}	5.71±0.95 ^a	6.59±0.55 ^{ab}	6.64±0.26 ^b

Los valores son la media n=9±DE. Valores en el mismo renglón con superíndices diferentes denotan diferencias significativas entre tratamientos (P≤0.05), donde a<b<c. *Valor teórico de metionina 1.72±0.31,

En la Tabla 7 se puede observar que existen diferencias entre las concentraciones de aminoácidos en el músculo del pargo flamenco, donde la histidina, la arginina, valina, isoleucina, lisina, taurina, ácido aspártico, ácido glutámico, glicina y alanina son los que presentan estas diferencias entre las dietas ($P < 0.05$). Por su parte los tratamientos D1.8 (4.31 ± 0.95) y D1.2 (3.56 ± 0.56) mostraron los valores significativamente más elevados en el contenido de taurina con respecto a los demás tratamientos, pero sin resultar diferentes entre sí ($P < 0.05$).

También podemos observar que la lisina tiene un comportamiento distinto en el perfil plasma sanguíneo (Tabla 6) con respecto al músculo (Tabla 7).

7.5 Actividad enzimática de lipasas

En la Tabla 8 se observa que los peces alimentados con la dieta D1.2 del experimento presentaron la mayor actividad específica de lipasas digestivas (20.8 ± 4.1 U/mg proteína soluble) en el pargo flamenco (*Lutjanus guttatus*), siendo diferente de todas las otras dietas ($P < 0.05$). Si bien se observa una tendencia de aumento de actividad de lipasas con el aumento de 0 a 1.2% de taurina en las dietas (D0-D1.2); esta tendencia no se mantiene en las dietas con mayores niveles de taurina (D1.8-D3.0).

Tabla 8. Actividad enzimática en el pargo flamenco (*Lutjanus guttatus*), los datos son la media \pm DE (n=12)

Dietas	Lipasas digestivas (U/mg proteína soluble)
DIETA 0	14.8 ± 4.7^{ab}
DIETA 0.6	17.5 ± 3.2^{bc}
DIETA 1.2	20.8 ± 4.1^c
DIETA 1.8	13.4 ± 1.8^{ab}
DIETA 2.4	12.7 ± 1.7^a
DIETA 3	12.7 ± 2.3^a

Valores en la columna con diferentes letras denotan diferencias significativas entre tratamientos ($P \leq 0.05$); donde $a < b < c$.

7.6 Requerimiento nutricional de taurina

El modelo no lineal de segundo orden que se realizó para determinar el requerimiento de taurina en pargo flamenco, con base en la respuesta de la TCE respecto a las dosis de taurina suministradas a los peces en las distintas dietas, estimó un requerimiento del 2.35% de taurina en la dieta para juveniles de *L. guttatus*, mediante el método de la segunda derivada y con una $R^2 = 0.8258$ ($P > 0.05$).

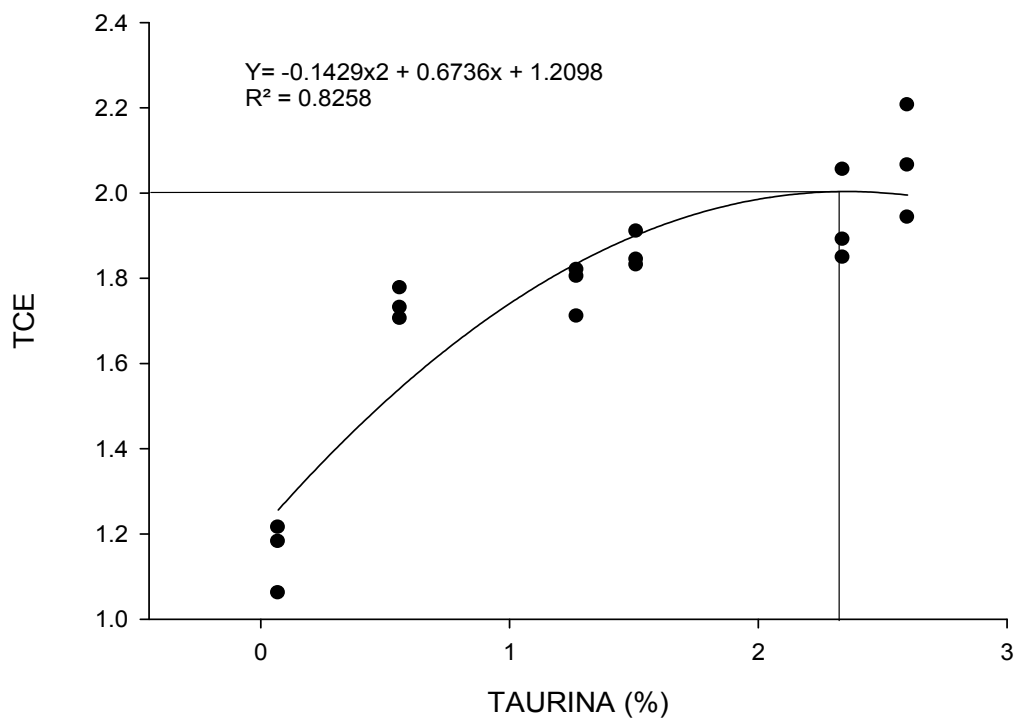


Figura 1. Regresión de segundo orden del TCE y concentración de taurina. La intersección de las líneas muestra el punto óptimo de TCE (2.00) y el nivel de taurina (2.35)

VIII. DISCUSIÓN

8.1 Evaluación biológica

En el presente estudio se utilizó la dieta recomendada por Abdo de la Parra *et al.*, 2010, a la cual se le hizo una modificación, cambiando la fuente proteica, de proteína animal por proteína vegetal. Se logró utilizar una dieta con un 80% de sustitución de harina de pescado por fuentes vegetales proteicas, con inclusiones de taurina para juveniles de *Lutjanus guttatus*, donde se encontró que la tasa específica de crecimiento presentó una tendencia a incrementar de manera lineal positiva con respecto a las inclusiones de taurina, demostrando que el menor peso ganado fue resultante de la dieta que no tenía inclusión de taurina, mientras que el mejor crecimiento se obtuvo con la mayor adición de dicho aminoácido.

En los distintos trabajos realizados con diferentes especies, como, trucha arcoíris (Gaylord *et al.*, 2006, 2007), lenguado japonés (Kim *et al.*, 2003, 2005, 2007; Park *et al.*, 2002), rodaballo (Qi *et al.*, 2012; Wang *et al.*, 2014; Yun *et al.*, 2012), cobia (Lunger *et al.*, 2007), jurel (Matsunari *et al.*, 2005; Takagi *et al.*, 2008) y *Solea senegalensis* (Pinto *et al.*, 2010); aseguran que la inclusión de taurina en la dieta proporciona beneficios en el crecimiento. En este sentido, los resultados de nuestra investigación sugieren que la TCE del pargo flamenco se ve beneficiada cuando la taurina es incluida en la dieta.

En el presente trabajo, se observó que el tratamiento D3 tuvo el valor más alto de CAI, en comparación con el tratamiento que no tenía adición de taurina (D0). Estos resultados indican que la taurina, no solo es importante por su valor nutricional en dietas con proteína vegetal, sino también por conferir palatabilidad, ya que el efecto estimulante de la taurina en órganos olfatorios de peces ha sido observado en numerosas especies (Doving *et al.*, 1980; Hara *et al.*, 1984; Sola y Tosi, 1993), donde a taurina también ha mostrado ejercer un efecto attractante en células quimiorreceptoras, considerándolo como un

nutriente estimulante para la alimentación (Borroni *et al.*, 1986; Jhohnson y Atema, 1983). Esto concuerda con lo reportado para la lubina europea (Martínez *et al.*, 2004), para la trucha arco iris (Gaylord *et al.*, 2006), para el jurel (Takagi *et al.*, 2008) y para el lenguado japonés (Kim *et al.*, 2005b), donde los peces alimentados con incrementos de concentraciones de taurina en la dieta han incrementado su consumo de alimento.

Por otro lado, en este experimento se observó, que contrario a lo observado con el CAI, los valores de TCA mostraron una correlación negativa con respecto a las adiciones de taurina, es decir, a mayor inclusión de taurina en la dieta, menor fue el valor de TCA. Esto concuerda con lo reportado por Park *et al.* (2002) para el lenguado japonés (*Paralichthys olivaceus*) y Johnson *et al.* (2015) para el bacalao negro (*Anoplopoma fimbria*), quienes describen que incrementos de concentraciones de taurina en la dieta cuando tiene reemplazos de proteína animal por vegetal, incrementan la eficiencia nutricional y mejoran el crecimiento.

Con respecto a la supervivencia, en el presente estudio no se observaron diferencias significativas entre los tratamientos ante los diferentes niveles de taurina en la dieta. De igual manera Martínez *et al.* (2004), reportan que lubina no presentó problemas de mortalidad al utilizar diversas inclusiones de taurina en dietas de fuentes vegetales.

8.2 Índices biológicos corporales

En este estudio los resultados con respecto al HSI, el FC y VSI, no se mostraron influenciados por la composición de la dieta. Estos resultados concuerdan con lo reportado por Johnson *et al.* (2015) quienes concluyen que en *Anoplopoma fimbria*, un pez marino carnívoro, estos índices biológicos corporales no se ven afectados por el nivel de taurina en la dieta. Los investigadores indican que los resultados de estos índices, asociados a las variaciones en las concentraciones de grasa, no solo dependen de la dieta, sino

que puede haber otros factores que interfieren directamente, tales como la especie, la temperatura, el estadio del pez, la calidad del alimento, etc.

Con respecto a la carcasa de los organismos, no se encontraron diferencias entre los tratamientos, lo cual pudiera deberse a que no hubo variabilidad entre los ingredientes de las dietas, cabe mencionar que a pesar de las modificaciones proteicas de la dieta (proteína animal por vegetal), esto no afectó la carcasa del organismo.

8.3 Determinación de aminoácidos

En el presente estudio, las concentraciones de taurina en la sangre del pargo flamenco mostraron una tendencia a incrementar en el plasma sanguíneo con respecto al aumento de su inclusión en la dieta. Esto concuerda con Liaset *et al.* (2009) quienes aseguran que ratones alimentados con una dieta rica en taurina aumentan la presencia de este aminoácido en el plasma del roedor. E indican que esto puede ser debido a que la taurina funge el papel de substrato para la conjugación ácido biliar, y esta conjugación a su vez, esta positivamente correlacionada con la excreción biliar, con la reducción lipídica hepática, y con la incrementación del plasma (Vessey *et al.*, 1983; Shonsey *et al.*, 2005).

Por otra parte, las concentraciones de taurina en el músculo del pargo flamenco observadas, en este experimento, difieren con lo reportado por Johnson *et al.* (2015), quienes indican que las concentraciones de taurina en músculo aumentan de manera asintótica con respecto a las inclusiones de taurina en la dieta. Sin embargo, Yokoyama y Nakazoe (1992) observaron que las concentraciones de taurina en los tejidos se acumulaban en la trucha arco iris hasta que llegaba a porcentajes de entre 1 y 3 en la dieta. Los investigadores asumieron que cuando la taurina llega a cierto nivel de acumulación en el tejido, comienza a ser excretado por el pez. De forma similar, nuestros resultados sugieren que en el presente experimento, el pargo flamenco acumuló de forma exitosa hasta un porcentaje de 1.8% de taurina en el músculo, y posteriormente

pudo haberse llevado a cabo un proceso de excreción y/o movilización de este AA cuando los niveles de la dieta aumentaron. Por otro lado, se reporta que dicho comportamiento de la taurina podría atribuirse a que los niveles de taurina en hígado se mantienen de manera constante durante las diferentes etapas del pez, lo que sugiere la importancia de este aminoácido para otros procesos fisiológicos en el crecimiento y desarrollo del organismo (Wang *et al.*, 2015). Ya que la taurina en tejido muscular, primero es movilizada dentro del hígado, donde se conjuga con las sales biliares y es excretada al intestino desde la vesícula biliar donde lleva a cabo la digestión lipídica, y luego empieza a incrementar con la absorción de taurina de la dieta y la síntesis de taurina de los aminoácidos que contienen sulfuro (Yokoyama y Nakazoe, 1992). Lo anterior también podría estar relacionado con nuestros resultados de taurina en el plasma sanguíneo, ya que se observó un mayor contenido de taurina en la sangre de los peces alimentados con las dietas suplementadas con los mayores niveles.

Con respecto a la variabilidad que se presentó en los aminoácidos, es importante reconocer que la síntesis de los AA ocurre en tejidos y células de manera específica, requiriendo energía, implicaciones del metabolismo interorgano, así como de la compartimentación de AA (Arentson *et al.*, 2012). Donde los aminoácidos que presentaron una tendencia similar tanto en el perfil de AA muscular como sanguíneo, fueron la histidina, valina, lisina, ácido aspártico y alanina, teniendo los valores más bajos, cuando la taurina estaba incluida en una menor proporción. Esto sugiere que la taurina cubre un requerimiento nutricional en el pez, que permite que los otros AA se necesiten en igual proporción, para que los AA cumplan sus funciones. Ya que los AA llevan a cabo reacciones de síntesis, mediante la presencia de otros. Como es el caso de la alanina que es transportada vía hepática y se forma a través de la transamidación de valina, para ser exportada al músculo (Salway, 1994).

Cabe mencionar que cuando la proteína se dirige al tracto gastrointestinal para liberar sus 20 AA constituyentes, si estos son excedentes a las necesidades del

organismo, pueden ser metabolizados en glucógeno o grasa, y posteriormente utilizados para el metabolismo energético, u oxidarse directamente como combustible metabólico, así mismo, diferentes tejidos tienen diferentes capacidades para catabolizar los diversos AA. Esto podría atribuirse a que alguno de los AA no esenciales en ciertos tejidos animales pueden ser sintetizados, pero en otros no, debido a la ausencia de una o más enzimas requeridas (Guedes *et al.*, 2011).

8.4 Actividad enzimática de lipasas

En los resultados obtenidos con respecto a la actividad enzimática se puede observar una tendencia del tratamiento D0 al D1.8, donde la enzima tuvo su pico de actividad en el tratamiento D1.2. Debido a la similitud en la formulación de las distintas dietas y dada su variabilidad en la actividad de esta enzima, podemos inferir que la sustitución de las fuentes proteicas animales por vegetales no tuvo ningún efecto sobre la activación de dichas enzimas, tal como lo menciona Chatzifotis *et al.* (2008) en su estudio, donde afirma que la taurina genera un efecto estimulante en la activación de las sales biliares, y estas a su vez la activación de la enzima lipasa, sugiriendo que la actividad enzimática de la lipasa en el hígado no es dependiente de los reemplazos que se hagan con fuentes vegetales proteicas. Aunado a esto, la suplementación de taurina en este experimento demuestra efectos positivos en el pargo flamenco con respecto a la actividad enzimática de lipasas, donde se encontró la mayor actividad de las enzimas en los peces alimentados con la dieta suplementada con 1.2% de taurina. Similar a lo encontrado por Kim *et al.* (2007) quienes aseguran que para el lenguado japonés, la actividad enzimática de lipasas incrementa con relación a las adiciones de taurina en la dieta. Por su parte, Liasset *et al.* (2009) aseguran que la conjugación que se da entre la taurina y los ácidos biliares incrementa su solubilidad y promueven la secreción de los ácidos biliares en humanos y ratas.

8.5 Requerimiento nutricional de taurina

Los resultados de TCE, mostraron que los juveniles de pargo flamenco, alimentados con dietas con una sustitución del 80% de proteína vegetal, tienen un requerimiento nutricional de taurina de 2.35% en sus dietas. Respuestas similares han sido observadas en otras especies de peces marinos, donde la taurina es incluida en dietas con altas sustituciones de proteína vegetal (Gaylord *et al.*, 2006; Lunger *et al.*, 2007; Matsunari *et al.*, 2005).

Qi *et al.* (2012) observaron incrementos en el peso ganado de juveniles de rodaballo *Scophthalmus maximus* cuando era alimentado con una dieta vegetal adicionada con taurina, donde el crecimiento mejoró con 1.2% de taurina y declinó en 1.7% de taurina. Kim *et al.* (2005) observaron incrementos significativos en el peso ganado de juveniles de lenguado japonés en dietas hechas a base de proteína vegetal con inclusiones de taurina, estimando el requerimiento en 1.6%. Jirsa *et al.* (2014), tuvieron incrementos significativos en el peso ganado de la corvina blanca *Atractoscion nobilis* donde la taurina fue agregada en dietas hechas a base de proteína vegetal llegando hasta una concentración de taurina de 1.8%, el óptimo peso ganado se estimó por encima del 1% de taurina. Relaciones similares que se han presentado en el pompano (Rossi y Davis, 2012) y en el gallineta coreano *Sebastes schlegeli* (kim *et al.*, 2014). Mientras que para el jurel (*Seriola quinqueradiata*), el requerimiento está en 4.5% de taurina (Takagi *et al.*, 2008).

Sin embargo un factor determinante que influencia el requerimiento nutricional, es el tamaño del pez, ya que la demanda nutricional puede ser relativa, debido a que cuando el pez crece el requerimiento proteico decrece (Yamamoto *et al.*, 2005). Esto sugiere que el requerimiento de taurina para esta especie para diferentes etapas de desarrollo o crecimiento, podría diferir con el resultado obtenido en el presente estudio. No obstante, nuestros resultados demuestran que, para el adecuado crecimiento y desarrollo, los juveniles de pargo flamenco tienen un requerimiento del 2.35% de taurina cuando son alimentados con dietas bajas en proteína animal (20%).

IX CONCLUSIONES

Se concluye que los juveniles de pargo flamenco requieren de un 2.35% de taurina para que estos peces, marinos y carnívoros, presenten las mejores respuestas de crecimiento, cuando son alimentados con una dieta con 80% de proteína vegetal. Cabe mencionar, que la taurina no solo jugó un papel importante en el desarrollo del pez, sino que, la presencia de este aminoácido provocó un aumento en la actividad enzimática de lipasas, sugiriendo el rol que la taurina tiene en la digestión lipídica.

X RECOMENDACIONES

En función de los resultados obtenidos en este escrito, es recomendable realizar una evaluación de una dieta para pargo flamenco con la sustitución total de proteína animal por proteína vegetal, con adiciones de taurina, esto permitiría la utilización de dietas que prescindieran de HP, dando a conocer la factibilidad de estas dietas para peces carnívoros. Aunado a esto, la realización de una valoración de los parámetros histológicos en el hígado e intestino de pargo flamenco, son de suma importancia, ya que, una alta sustitución de proteína animal por proteína vegetal, en dietas para peces carnívoros, podrían causar efectos perjudiciales en el tejido. Además, es conocido que la etapa de vida es un factor que afecta los requerimientos, por lo que se recomienda realizar estudios que determinen requerimiento de taurina, para el pargo flamenco en todas sus etapas de vida. Y finalmente, es necesario conocer los mecanismo que intervienen a nivel molecular en la expresión de taurina, así como las rutas de señalización que se ven involucradas para dicho suceso, por esta razón, es considerado caracterizar la expresión del transportador de taurina, así como, determinar la actividad de las enzimas encargadas de la síntesis de taurina: cisteínasulfinato decarboxilasa (CSD) y cisteamina dioxigenasa (CDA).

VII. REFERENCIAS

- Abdo de la Parra M. I., Rodríguez-Ibarra E., Hernández K., González-Rodríguez B., Martínez-Rodríguez I. y García-Ortega A. 2010. Efecto de diferentes niveles de proteína y lípidos totales en la dieta sobre el crecimiento y supervivencia de juveniles de pargo lunarejo *Lutjanus guttatus*. *Revista de biología marina y Oceanografía* 45(3): 433-439.
- Arentson, B.W., N. Sanyal, and D.F. Becker. 2012. Substrate channeling in proline metabolism. *Front. Biosci.* 17:375–388.
- Bañuelos-Vargas I., López LM, Pérez-Jiménez A, Peres, H. 2014. Effect of fishmeal replacement by soy protein concentrate with taurine supplementation on hepatic intermediary metabolism and antioxidant status of totoaba juveniles (*Totoaba macdonaldi*). *Comp Biochem Physiol Part B* 170:18–25.
- Brotons Martinez, J., Chatzifotis, S., Divanach, P., Takeuchi, T. 2004. Effect of dietary taurine supplementation on growth performance and feed selection of sea bass *Dicentrarchus labrax* fry fed with demand-feeders. *Fish. Sci.* 70, 74–79.
- Chatzifotis, S., Polemitou, I., Divanach, P., Antonopoulou, E. 2008. Effect of dietary taurine supplementation on growth performance and bile salt activated lipase activity of common dentex, *Dentex dentex*, fed a fish meal/soy protein concentrate-based diet. *Aquaculture* 275:201-208.
- Chen Q.-L., Lou Z., Song Y.-F., Wu K., Huang C., Pan Y.-X, Zhu Q.-L. 2014. Hormone-sensitive lipase in yellow catfish *Pelteobagrus fulvidraco*: Molecular characterization, mRNA tissue expression and transcriptional regulation by leptin in vivo and in vitro. *General and Comparative Endocrinology* 206; 130–138.

- Divakaran, S. 2006. Taurine: an amino acid rich in fish meal. In: Suárez, L.E.C., Marie, D.R., Salazar, M.T., López, M.G.N., Cavazos, D.A.V., Cruz, A.C.P., García Ortega, Armando (Eds.), Avances en Nutrición Acuícola. VIII Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. 15–17 Noviembre. Universidad Autónoma de Nuevo León, Monterrey, Nuevo León, México (ISBN 970-694-333-5).
- Doving, K.B., Selset, R., Thommesen, G., 1980. Olfactory sensitivity to bile salts in salmonid fish. *Acta Physiol. Scand.* 108, 123–131.
- Freed, L. M., York, C. M., Hamosh, M., Sturman, J. A., Hamosh P. 1986. Bile salt-stimulated lipase in nonprimate milk-longitudinal variation and lipase characteristics in cat and dog milk. *Biochim. Biophys. Acta* 878, 209-215.d
- Fuentes X., Castiñeiras M. J., Queraltó J. M. 1998. Bioquímica clínica y patología molecular. Vol II. 2da edición. Editorial Reverté. ISB 84-291-1856-X.
- García-Ortega A. 2009. Nutrition and feeding research in the spotted rose snapper (*Lutjanus guttatus*) and bullseye puffer (*Sphoeroides annulatus*), new species for marine aquaculture. *Fish Physiology and Biochemistry* 35(1): 69-80.
- García-Ortega A., Muy-Rangel D., Puello-Cruz A., Villa-López Y., Escalante-Rojas E., Preciado-Iñiguez K. 2010. Uso de ingredientes de origen vegetal como fuentes de proteína y lípidos en alimentos balanceados para peces marinos carnívoros. Avances en Nutrición Acuícola X - Memorias del Décimo Simposio Internacional de Nutrición Acuícola.
- Gaylord, T.G., Teague, A.M., Barrows, F.T. 2006. Taurine supplementation of all-plant protein diets for rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *J. World Aquac. Soc* 37, 509–517.

- Gaylord, T. G., Barrows, F. T., Teague, A. M., Johansen, K. A., Overturf, K. E., Shepherd, B. 2007. Supplementation of taurine and methionine to all-plant protein diets for rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture* 269, 514-524p.
- Gjellesvik D.R., Lombardo D., Walther B.T. 1992. Pancreatic bile salt dependent lipase from cod (*Gadus morhua*) purification and properties. *Biochim Biophys Acta* 1124:123–134.
- Goto T, Matsumoto T, Takagi S. 2001. Distribution of the hepatic cysteamine dioxygenase activities in fish. *Fish. Sci.*; 67: 1187–1189.
- Guedes, R.L.M., F. Prosdocimi, G.R. Fernandes, L.K. Moura, H.A.L. Ribeiro, and J.M. Ortega. 2011. Amino acids biosynthesis and nitrogen assimilation pathways: A great genomic deletion during eukaryote evolution. *BMC Genomics* 12(Suppl. 4):S2; doi: 10.1186/1471-2164-12-S4-S2.
- Habibi Z, Mohammadi M, Yousefi M. 2013. Enzymatic hydrolysis of racemic ibuprofen esters using *Rhizomucor miehei* lipase immobilized on different supports. *Process Biochem*; 48:669–76.
- Hara, T.J., McDonald, S., Evans, R.E., Marui, T., Arai, S., 1984. Mechanisms of migration in fishes. In: McCleave, J.D., Arnold, G.P., Dodson, J.J., Neil, W.H. (Eds.), *Morpholine, Bile Acids and Skin Mucus as Possible Chemical Cues in Salmonid Homing: Electrophysiological Re-Evaluation*. Plenum Press, New York, pp. 363–370.
- Hernández Rodríguez M. 1994. Huxtable, R.J., 1992. Physiological actions of taurine. *Physiol. Rev.* 72, 101–163. Jacobsen, J.G., Smith, L.H., 1968. Biochemistry and physiology of taurine and taurine derivatives. *Physiol. Rev.* 48, 424–511.

- Howles, P. N., Carter, C. P., Hui, D. Y. 1996. Dietary free and esterified cholesterol absorption in cholesterol esterase (bile salt-stimulated lipase) gene-targeted mice. *J. Biol. Chem.* 271, 7196-7202.
- Huang WY, Kummerow FA. 1976. Cholesterol and fatty acid synthesis in swine. *Lipids.* Jan;11(1):34-41. PubMed PMID: 2832.
- Huxtable, R.J. 1992. Physiological actions of taurine. *Physiol. Rev.* 72, 101–163.
- Jirsa, D., Davis, D.A., Salze, G.P., Rhodes, M., Drawbridge, M. 2014. Taurine requirement for juvenile white seabass (*Atractoscion nobilis*) fed soy-based diets. *Aquaculture* 422–423, 36–41.
- Johnson, B.R., Atema, J., 1983. Narrow-spectrum chemoreceptor cells in the antennules of the American lobster, *Homarus americanus*. *Neurosci. Lett.* 41, 145–150.
- Johnson R. B., Kim S. K., Watson M., Barrows F. T., Kroeger E. L., Nicklason P. M., Goetz G. W., Place A. R. 2015. Effects of dietary taurine supplementation on growth, feed efficiency, and nutrient composition of juvenile sablefish (*Anoplopoma fimbria*) fed plant based feeds. *Aquaculture* 445, 79–85.
- Kim , SK., Takeuchi, T., Yokoyama, M. y Murata, Y. 2003 Effect of dietary supplementation with taurine, b-alanine, and GABA on the growth of juvenile and fingerling Japanese flounder *Paralichthys olivaceus*. *Fish Sci* 69: 242–248.
- Kim S.K., Takeuchi T., Akimoto A., Furuita H., Yamamoto T., Yokoyama M., Murata Y. 2005. Effect of taurine supplemented practical diet on the growth performance and taurine contents in whole body and tissues of juvenile Japanese flounder *Paralichthys olivaceus*. *Fish. Sci.*; 71: 627–632.

- Kim S. K., Matsunari H., Takeuchi T., Yokoyama M., Murata Y., Ishihara K. 2007. Effect of different dietary taurine levels on the conjugated bile acid composition and growth performance of juvenile and fingerling Japanese flounder *Paralichthys olivaceus*. *Aquaculture* 273, 595–601
- Kim S.-K., Kim, K.-G., Kim, K.-D., Kim, K.-W., Son, M.-H., Rust, M., Johnson, R. 2014. Effect of dietary taurine levels on the conjugated bile acid composition and growth of juvenile Korean rockfish *Sebastes schlegeli* (Hilgendorf). *Aquac. Res.* 1–8 <http://dx.doi.org/10.1111/are.12431>.
- Li, P., Mai, K., Trushenski, J. y Wu, G. 2009. New developments in fish amino acid nutrition: towards functional and environmentally oriented aquafeeds. Review article, Springer-Verlag, 10: 008-017.
- Liaset B., Madsen L., Hao Q., Criales G., Mellgren G., Marschall H. U., Hallenborg P., Espe M., Frøyland L., Kristiansen K. 2009. Fish protein hydrolysate elevates plasma bile acids and reduces visceral adipose tissue mass in rats. *Biochimica et Biophysica Acta* 1791, 254–262.
- Lunger, A. N., Mclean, E., Gaylord, T. G., Kuhn, D., y Craig, S. R. 2007. Taurine supplementation to alternative dietary proteins used in fish meal replacement enhances growth of juvenile cobia (*Rachycentron canadum*), 271, 401-410. doi: 10.1016/j.aquaculture.2007.07.006
- Martinelle M, Holmquist M, Hult K. 1995. On the interfacial activation of *Candida antarctica* lipase A and B as compared with *Humicola lanuginosa* lipase. *Biochim Biophys Acta*; 1258:272–6.
- Martinez, J. B., Stavros Chatzifotis, Pascal D., y Takeuchi T. 2004. Effect of Dietary taurine supplementation on growth performance and feed selection of sea bass *Dicentrarchus labrax* fry fed with demand-feeders. *Fish. Sci*; 70: 74–79

- Matsunari, H., Takeuchi, T., Takahashi, M., Mushiake, K. 2005. Effect of dietary taurine supplementation on growth performance of yellowtail juveniles *Seriola quinqueradiata*. *Fish. Sci.* 71, 1131–1135.
- McNeill GP, Ackman RG, Moore SR. 1996. Lipase-catalyzed enrichment of long-chain polyunsaturated fatty acids. *J Am Oil Chem Soc*; 73:1403–7.
- Nadhimi, A., Balakrishnan, S. D., Anuradha, C. V. 2002. Taurine improves lipid profile in rats fed a high fructose-diet. *Nutr. Res.* 22, 343-354.
- Nguyen, H.P., Khaoian, P., Fukada, H., Suzuki, N., Masumoto, T. 2013. Feeding fermented soybean meal diet supplemented with taurine to yellowtail *Seriola quinqueradiata* affects growth performance and lipid digestion. *Aquac. Res.* 1–10 <http://dx.doi.org/10.1111/are.12267>.
- NRC. 2011. Nutrient Requirements of Fish and Shrimp. National Academies Press, Washington DC.
- Park, G.S., Takeuchi, T., Seikai, T. y Yokoyama, M. 2001. The effects of dietary taurine on growth and taurine levels in whole body of juvenile Japanese flounder *Paralichthys olivaceus*. *Nippon Suisan Gakkaishi* 67, 238– 243
- Park, G., Takeuchi, T., Yokoyama, M. y Seikai, T. 2002. Optimal dietary taurine level for growth of juvenile Japanese flounder *Paralichthys olivaceus*. *Fish. Sci.* 68: 824-829.
- Pérez-Jiménez, A., Peres, H., Cruz Rubio, V., Oliva-Teles, A. 2012. The effect of dietary methionine and white tea on oxidative status of Gilthead Sea bream (*Sparus aurata*). *Br. J. Nutr.* 108, 1202–1209.
- Pleiss J, Fisher M, Schimid RD. 1998. Anatomy of lipase binding sites: the scissile fatty acid binding site. *Chem. Phys. Lipids*; 93:67–80.
- Qi, G., Ai, Q., Mai, K., Xu, W., Liufu, Z., Yun, B., Zhou, H. 2012. Effects of dietary taurine supplementation to a casein-based diet on growth

- performance and taurine distribution in two sizes of juvenile turbot (*Scophthalmus maximus* L.). *Aquaculture* 358–359, 122–128.
- Robbins, K.R. 1986. A method, SAS program, and example for fitting the broken line to growth data. University of Tennessee Agricultural Experiment Station Research, Report. University of Tennessee, Knoxville, TN.
- Rojas-Rodrigo J., Maravilla E. y Chicas F. 2004. Hábitos alimentarios del pargo mancha *Lutjanus guttatus* (Pisces: Lutjanidae) en Los Cóbano y Puerto La Libertad, El Salvador. *Revista de Biología tropical*. Vol. 52 n.1.
- Rossi W., Davis D.A. 2012. Replacement of fishmeal with poultry by-product meal in the diet of Florida pompano *Trachinotus carolinus* L. *Aquaculture* 338–341, 160–166.
- Rueda López, S. 2013. Caracterización comparativa de lipasas en atún aleta azul del Pacífico (*Thunnus orientalis*), totoaba (*Totoaba macdonaldi*) y lobina Rayada (*Morone chrysops* x *M. Saxatilis*). Tesis de maestría, Facultad de Ciencias Marinas e Instituto de Investigaciones Oceanológicas, UABC. Ensenada, México.
- Salze G., McLean E., Battle P.R., Schwarz M.H., Craig S.R. 2010. Use of soy protein concentrate and novel ingredients in the total elimination of fish meal and fish oil in diets for juvenile cobia, *Rachycentron canadum*. *Aquaculture*, 298 (3-4), 294-299.
- Salway J. G. 1994. *Metabolism at glance*. Segunda Edición. ISBN 0-632-05274-0.
- Sánchez de Medina, F. 2010. *Tratado de nutrición. Bases fisiológicas y bioquímicas de la nutrición*. Editorial Médica panamericana. Tomo 1.
- Shonsey E.M., Sfakianos M., Johnson M., He D., Falany C.N., Falany J., Merkler D.J., Barnes S. 2005. Bile acid coenzyme A: amino acid N-

- acyltransferase in the amino acid conjugation of bile acids, *Meth. Enzymol.* 400; 374–394.
- Sola, C., Tosi, L., 1993. Bile salts and taurine as chemical stimuli for glass eels, *Anguilla anguilla*: a behavioural study. *Environ. Biol. Fish.* 37, 197–204.
- Sovik S. L., Rustad T. 2005. Effect of season and fishing ground on the activity of lipases in byproducts from cod (*Gadus morhua*). *LWT* 38; 867–876.
- Sturman, J.A. 1986. Taurine in development. *J. Nutr.* 118, 1169–1176.
- Takagi, S., Murata, H., Goto, T., Hayashi, M., Hatate, H., Endo, M., Yamashita, H. y Ukawa, M. 2006a. Hemolytic suppression roles of taurine in yellowtail *Seriola quinqueradiata* fed non-fishmeal diet based on soybean protein. *Fisheries Science* , 72: 546 – 555.
- Takagi S., Murata H., Goto T., Endo M., Yamashita H., Ukawa M. 2008. Taurine is an essential nutrient for yellowtail fed non-fish meal diets based on soy protein concentrate. *Aquaculture* 280, 198–205.
- Takagi S., Murata H., Goto T., Hatate H., Endo M., Yamashita H., Miyatake H., Ukawa M. 2010. Necessity of dietary taurine supplementation for preventing green liver symptom and improving growth performance in yearling red sea bream *Pagrus major* fed nonfishmeal diets based on soy protein concéntrate. *Fish. Sci.*, 76 (1), pp. 119–130.
- Tusche, K., Arning, S., Wuertz, S., Susenbeth, A., Schulz, C. 2012. Wheat gluten and potato protein concentrate – promising protein sources for organic farming of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture* 344–349:120–125.
- Vessey D.A., Whitney J., Gollan J.L. 1983. The role of conjugation reactions in enhancing biliary-secretion of bile-acids, *Biochem. J.* 214; 923–927.
- Wilson R. P. 2002. Amino acids and proteins. In: Halver J. E., Hardy R. W. (Eds), *Fish nutrition*. Academic Press, San Diego CA, USA. 894pp.

- Yamamoto T., Sugita T., Furuita H. 2005. Essential amino acid supplementation to fish meal-based diets with low protein to energy ratios improves the protein to energy ratios improves the protein utilization in juvenile rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. *Aquaculture* 246, 379-391.
- Yan J., Liu S., Hu J., Gui X., Wang G., Yan Y. 2012. Enzymatic enrichment of polyunsaturated fatty acids using novel lipase preparations modified by combination of immobilization and fish oil treatment. *Bioresource Technology* 102; 7154–7158.
- Yokoyama M., y Nakazoe J. 1992. Accumulation and excretion of taurine in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) fed diets supplemented with methionine, cystine and taurine. *Camp. Biochem. Physiol.* Vol. 102A, No. 3, pp. 56S568.
- Yokoyama, M., Takeuchi, T., Park, G. S., Nakazoe, J. 2001. Hepatic cysteine sulfinate decarboxylase activity in fish. *Aquac. Res.* 32 (Suppl. 1), 216-220.
- Yun B., Ai Q., Mai K., Xu W., Qi G., Luo Y. 2012. Synergistic effects of dietary cholesterol and taurine on growth performance and cholesterol metabolism in juvenile turbot (*Scophthalmus maximus L.*) fed high plant protein diets. *Aquaculture* 324-325, 85-91.
- Zar, J. H. 1996. *Biostatistical analysis* 3rd edn. Practice Hall, New Jersey
- Zhou, Q.C., Tan, B.P., Mai, K.S., Liu, Y.J. 2004. Apparent digestibility of selected feed ingredients for juvenile cobia *Rachycentron canadum*. *Aquaculture* 241, 441–451.