



CENTRO DE INVESTIGACIONES BIOLÓGICAS
DEL NOROESTE, S.C.

Programa de Estudios de Posgrado

**VALOR NUTRICIONAL DE SUBPRODUCTOS DE
ORIGEN MARINO EN ALIMENTOS PARA
JUVENILES DE JUREL**
Seriola rivoliana (Valenciennes, 1833).

T E S I S

Que para obtener el grado de

Doctor en Ciencias

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

Presenta

ASAHEL BENITEZ HERNÁNDEZ

La Paz, Baja California Sur, diciembre de 2018.

ACTA DE LIBERACIÓN DE TESIS

En la Ciudad de La Paz, B. C. S., siendo las 12 horas del día 04 del Mes de Diciembre del 2018, se procedió por los abajo firmantes, miembros de la Comisión Revisora de Tesis avalada por la Dirección de Estudios de Posgrado y Formación de Recursos Humanos del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C., a liberar la Tesis de Grado titulada:

"Valor nutricional de subproductos marinos en alimentos para juveniles de jurel *Seriola rivoliana* (Valenciennes, 1833)"

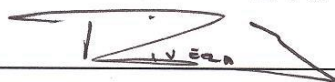
Presentada por el alumno:

Asahel Benitez Hernández

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

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

LA COMISIÓN REVISORA



Roberto Civera Cerecedo
Co-Director de Tesis




Elena Palacios Mechetnov
Co-Directora de Tesis



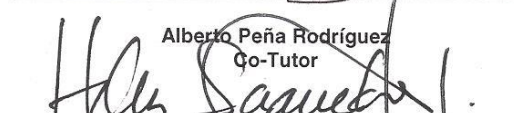
Daríel Tovar Ramírez
Co-Tutor



Juan Carlos Pérez Urbiola
Co-Tutor



Alberto Peña Rodríguez
Co-Tutor



Dra. Norma Yolanda Hernández Saavedra,
Directora de Estudios de Posgrado y
Formación de Recursos Humanos

Conformación de comités

Comité tutorial

Dr. Roberto Civera Cerecedo
Co-Director de tesis
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C.

Dra. Elena Palacios Mechetnov
Co-Directora de tesis
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C.

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

Dr. Juan Carlos Pérez Urbiola
Co-Tutor
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C.

Dr. Alberto Peña Rodríguez
Co-Tutor
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C.

Comité revisor

Dr. Roberto Civera Cerecedo
Dra. Elena Palacios Mechetnov
Dr. Dariel Tovar Ramírez
Dr. Juan Carlos Pérez Urbiola
Dr. Alberto Peña Rodríguez

Jurado de examen

Dr. Roberto Civera Cerecedo
Dra. Elena Palacios Mechetnov
Dr. Dariel Tovar Ramírez
Dr. Juan Carlos Pérez Urbiola
Dr. Alberto Peña Rodríguez

Suplentes

Dra. Laurece Stephanie Mercier
Dr. Juan Antonio de Anda Montañez

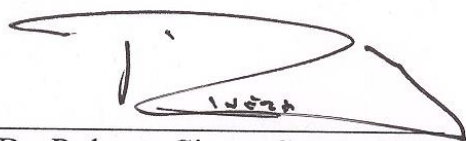
Resumen

Los subproductos marinos pueden ascender hasta el 60% de la producción por pesca y acuicultura. Las vísceras de moluscos y las cabezas de camarón se eliminan arrojándolos al mar, enterrándolos o amontonándolos al aire libre, provocando contaminación, problemas de salud y alteraciones en el paisaje. Estos subproductos son ricos en nutrientes como aminoácidos esenciales, ácidos grasos altamente insaturados, minerales y carotenoides, por lo que pueden ser una alternativa para complementar o reemplazar la harina de pescado (HP) en alimentos para organismos acuáticos. En el presente trabajo se fabricaron harinas de vísceras de almeja catarina (*Argopecten ventricosus*), vísceras de hacha (*Atrina maura*) y cabezas de camarón (*Litopenaeus stylirostris*) para determinar su valor nutricional como sustitutos parciales de la harina de pescado en alimentos para el jurel *Seriola rivoliana*. Para ello, se llevó a cabo un bioensayo de crecimiento con juveniles (48 g de peso promedio inicial) producidos en el CIBNOR, a fin de evaluar cinco alimentos: Control (50% Proteína, 13% Lípidos) con harina de sardina, tres alimentos con inclusión de 12.5% de cada harina experimental (alimentos Camarón, Catarina o Hacha), y un alimento con 12.5% de las tres harinas (Triple). Cada tratamiento contó con tres réplicas (10 peces tanque⁻¹), mantenidos a 28°C, 36 ups y >5 mg L⁻¹ de oxígeno, alimentados tres veces día⁻¹ durante 60 días. La supervivencia fue >90% y no se vio afectada por los tratamientos. El mayor crecimiento se obtuvo con los alimentos que contenían harinas de vísceras de hacha (5.3 ± 0.51 g día⁻¹) y cabezas de camarón (4.7 ± 0.32 g día⁻¹), siendo significativamente más alto que el alimento del Control (3.5 ± 0.23 g día⁻¹) y los alimentos con vísceras de catarina (< 1.2 g día⁻¹). El consumo de alimento fue alto en los alimentos con vísceras de hacha y cabezas de camarón, y muy bajo en los alimentos Catarina y Triple. Los parámetros bioquímicos y hematológicos fueron similares entre los alimentos Control, Hacha y Camarón, mientras que los peces alimentados con Catarina y Triple mostraron niveles más bajos de proteína total, colesterol, hematocrito y hemoglobina. La actividad enzimática de tripsina, quimotripsina, pepsina, leucina aminopeptidasa, lipasa y α-amilasa fue analizada en estómago, páncreas e intestino. La actividad específica de tripsina en páncreas fue mayor en el Control (0.009 U·mg⁻¹ de proteína), siendo estadísticamente diferente al resto de los alimentos. La actividad de lipasa en páncreas fue mayor con el alimento Catarina, siendo significativamente diferente al resto de los alimentos. En intestino la actividad también fue mayor con los alimentos que contenían vísceras de catarina. El contenido de lípidos totales, ácidos grasos, esteroides y carotenoides se determinó en músculo, hígado, cerebro y grasa visceral de *S. rivoliana*. Los contenidos de EPA y DHA en tejidos de peces alimentados con los alimentos Camarón y Hacha fueron similares a los del Control. Los peces de estos dos tratamientos tuvieron un contenido similar de lípidos totales, ácidos grasos esenciales, fitoesteroides y carotenoides en comparación con el Control. Los peces alimentados con Catarina y Triple tuvieron concentraciones significativamente más bajas de EPA y DHA, principalmente en músculo, mientras que sus proporciones aumentaron, lo que indica una conservación selectiva en comparación a otros ácidos grasos, particularmente ARA. Se detectó que la harina de vísceras de almeja catarina contenía trazas de 18:5n-3 (0.002 g 100 g⁻¹) que podría indicar que las almejas utilizadas estuvieron en contacto o habían consumido dinoflagelados que

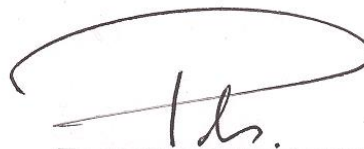
pueden producir toxinas marinas como el ácido okadaico. La presencia del ácido okadaico en la harina de vísceras de catarina fue confirmada por estudios específicos *a posteriori*, por lo que pudiera ser la causa del bajo consumo de alimento y el pobre crecimiento obtenidos con los alimentos que contenían dicha harina. Se realizó un ensayo de digestibilidad *in vivo* con juveniles de jurel (495.1 ± 9.4 g) para determinar los coeficientes de utilización digestiva aparente de materia seca (CUDAMS) y proteína (CUDAP) a dos temperaturas de cultivo (21°C y 25°C), y por medio de tres métodos de muestreo de heces (sifoneo, masaje abdominal y disección). Se evaluaron los cinco alimentos del bioensayo de crecimiento, usando óxido de cromo como marcador inerte. Cada tratamiento consistió en tres réplicas (6 peces tanque⁻¹). Los peces fueron alimentados a saciedad aparente 3 veces al día. No se detectaron diferencias significativas en la digestibilidad de los alimentos por efecto de las temperaturas evaluadas. En cambio, el método de colecta por sifoneo dio los coeficientes de digestibilidad más elevados. También se determinó la digestibilidad *in vivo* de las harinas de los subproductos de cabezas de camarón, almeja catarina y hacha en juveniles de jurel, usando el método de colecta por sifoneo a 25°C , observándose que la harina de vísceras de hacha tuvo los CUDAMS y CUDAP más elevados (71.1% y 90.6%), seguidos por los de almeja catarina y cabezas de camarón. En general, los resultados indican que las harinas de cabezas de camarón y vísceras de hacha tienen alto valor nutricional, y pueden reemplazar parcialmente la harina de sardina en alimentos para juveniles de jurel.

Palabras clave: Subproductos marinos; nutrición de peces; sustitución harina de pescado; DHA, EPA, digestibilidad, ácido okadaico.

Vo. Bo.



Dr. Roberto Civera Cerecedo
Co-Director de tesis



Dra. Elena Palacios Mechetnov
Co-Directora de tesis

Summary

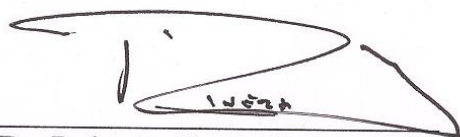
Marine by-products can amount for up to 60% of the production by fishing and aquaculture. Fisheries by-products such as viscera from mollusks and shrimp heads are eliminated by throwing them back into the sea, discarded into piles in the open, or buried in landfills causing pollution, health problems and alterations in the landscape. Marine by-products are rich in nutrients such as essential amino acids, highly unsaturated fatty acids, minerals and carotenoids, so they can be an alternative to complement or replace fish meal (FM) in diets for aquatic organisms. In the present study, the nutrition value of meals from catarina scallop viscera (*Argopecten ventricosus*), pen shell viscera (*Atrina maura*) and shrimp heads (*Litopenaeus stylirostris*) was analyzed for partial replacement of fish meal (sardine) in diets for almaco jack *Seriola rivoliana*. A feeding trial was conducted with juveniles (48 g mean initial weight) produced at CIBNOR, La Paz, to evaluate five diets: a Control diet (50% Protein, 13% Lipids) containing fish meal as main protein source, three diets containing 12.5% of the experimental meals (diets Shrimp, Catarina or Pen shell), and one diet containing 12.5% of each of the experimental meals (Triple). Each dietary treatment consisted of three replicates (10 fish tank⁻¹). Fish were reared at 28°C, 36 ups and >5 mg L⁻¹ dissolved oxygen, and fed to apparent satiation three times per day for 60 days. Survival was >90% and not significantly affected by any treatment. The highest growth was obtained with Pen shell (5.3 ± 0.51 g d⁻¹) and Shrimp (4.7 ± 0.32 g d⁻¹) diets, being significantly higher than that of the Control diet (3.5 ± 0.23 g d⁻¹) and the other treatments (<1.2 g d⁻¹). Feed intake was higher in Pen shell and Shrimp diets, and lower in Catarina and Triple diets compared to Control. Biochemical and haematological parameters were similar among Control, Pen shell and Shrimp treatment, while fish fed Catarina or Triple exhibited lower levels of total protein, cholesterol, haematocrit and haemoglobin. The enzymatic activity of pepsin, trypsin, chymotrypsin, leucine aminopeptidase, lipase and α -amylase was measured in stomach, pancreas and intestine. Trypsin specific activity in the pancreas was higher in fish fed the Control diet (0.009 U mg⁻¹ protein), being statistically different from the others treatments. Lipase activity in the pancreas was greater in fish fed Catarina diet, being significantly different from the others treatments. Lipase activity in the intestine was also greater in fish fed diets containing catarina scallop viscera. Total lipids, fatty acids, sterols and carotenoids were analyzed in muscle, liver, brain and visceral fat of *S. rivoliana*. The contents of EPA and DHA in tissues of fish fed Shrimp and Pen shell diets were similar to those of the Control diet. Fish from these treatments had similar content of lipid, essential fatty acids, phytosterols, and carotenoid compared to the Control. Fish fed Catarina and Triple diets had significantly lower concentrations of EPA and DHA, while their proportions increased, mainly in muscle, indicating a selective conservation in comparison to other fatty acids, particularly ARA. Catarina scallop viscera meal contained traces of 18:5n-3 (0.002 g 100 g⁻¹) which could indicate the scallops were in contact or even ingested dinoflagellates which can produce marine toxins such as okadaic acid. The presence of okadaic acid in the catarina viscera meal was confirmed by specific studies *a posteriori*. Hence, this toxin could be responsible for the low feed intake and poor growth exhibited by fish fed diets containing this meal. A digestibility trial of diets was conducted in almaco jack juveniles (495.1 ± 9.4 g) to determine the apparent dry matter (DMADC)

and protein digestibility (PADC) coefficients at two culture temperatures and by three feces sampling methods. Five diets were tested, the same as in the growth trial, but containing chromic oxide as an inert marker. Each dietary treatment consisted of three replicates (6 fish tank⁻¹). Fish were fed to apparent satiation 3 times per day. The juveniles were reared at two temperatures (25°C and 21°C) and feces were collected by three methods: siphoning, stripping, and dissection. No significant effect of the temperature on digestibility was detected. In contrast, the siphoning method for feces sampling resulted in higher digestibility coefficients than the other methods. Also, an ingredient digestibility trial was conducted to determine DMADC and PADC of the by-product meals (shrimp heads, pen shell and catarina scallop viscera) in juvenile almaco jack, using the siphoning method at 25°C. Pen shell viscera meal showed the highest DMADC and PADC (71.1% and 90.6%), followed by catarina and shrimp head meals. The overall results indicate that shrimp heads and pen shell viscera meals have high nutritional quality, and can partially replace sardine meal in diets for almaco jack juveniles.

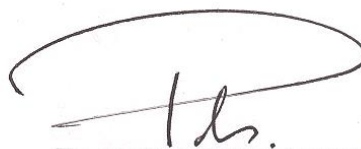
Key words:

Marine by-products; fish nutrition; fish meal replacement; DHA, EPA, digestibility; okadaic acid.

Vo. Bo.



Dr. Roberto Civera Cerecedo
Co-Director de tesis



Dra. Elena Palacios Mechetnov
Co-Directora de tesis

Dedicatoria

A la personita que motivó esta decisión:

A ti hermanita, porque hace tres años y medio la vida cambió nuestros rumbos, pero no fue un adiós, sino un para siempre. Porque fuiste el motor que me impulsó y animó a aceptar este gran reto de superación y aprendizaje. Después de tanto sacrificio, éste LOGRO de esfuerzo y dedicación van especialmente para ti.

Dania Benitez Hernández †

A mi familia:

Por ese apoyo incondicional que me brindaron a lo largo de este trayecto, que me enseñaron a no darme por vencido. Que a pesar de la distancia siempre me apoyaron en tiempos difíciles y festejaron mis logros.

Con todo mi corazón para ustedes.

Olvia C. Hernández Montero

Daniel Benitez Pardo

Erika Yazmín Sánchez Gutiérrez

A mis padres a los que tanto quiero:

A mi madre, por todo su amor, comprensión, el gran apoyo que me brindó en los momentos de arduo trabajo, por sostenerme con su brazo fuerte y que me ha servido de guía.

Olvia C. Hernández Montero

A mi padre, que a pesar de las circunstancias, nunca ha dejado de preocuparse por mí y apoyarme en todo momento. Gracias por todos esos consejos, que han hecho que a lo largo de mi vida y en especial esta etapa, la haya tomado con responsabilidad y disciplina.

Daniel Benitez Pardo

A mis abuelos: Por todo el amor que siempre me han brindado, su apoyo incondicional y por creer en mí. En especial a mi abuela Margarita, que ha estado presente en todas las etapas de mi educación académica, lo logramos.

Silvano Benitez Fonseca

María Pardo Peralta

Margarita Montero Hernández

A mi esposa: Por ayudarme a seguir adelante, creer en mí aun cuando la meta parecía inalcanzable. Por recordarme siempre tu amor y apoyo. Por hacer que esta etapa fuera menos cansada y estresante. Gracias por todo, sin tí no lo hubiéramos logrado.

Erika Yazmín Sánchez Gutiérrez

A todas las personas que me aman y creen en mí.

*Este ha sido uno de los más grandes retos a los que me he enfrentado, estoy seguro que sin ustedes no lo hubiese logrado. **Este triunfo es de todos.***

"La muerte no nos roba los seres amados. Al contrario, nos los guarda y nos los inmortaliza en el recuerdo".

François Mauriac

EN MEMORIA DE **DANIA BENITEZ HERNÁNDEZ†**, GRACIAS POR TANTO AMOR Y CARIÑO.

Agradecimientos

Al Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C. (CIBNOR) por permitirme acceder a su posgrado de calidad, y por las facilidades otorgadas e instalaciones para desarrollar mis estudios doctorales.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT), por la beca otorgada No. 265603 para la realización de este trabajo.

A los proyectos Bonos 2089 14 PIASA-CIBNOR y FINNOVA 2011 03 173655, por financiar el desarrollo de la presente investigación.

A mis directores, Dr. Roberto Civera Cerecedo y Dra. Elena Palacios Mechetnov, por darme de la oportunidad de formar parte de su equipo, ser mi guía durante todo este tiempo de trabajo, invertir su tiempo y esfuerzo en mi formación académica y científica, por fomentar en mí el buscar esos conocimientos que no están de más saberlos y por todas esas sugerencias que enriquecieron este trabajo.

A mis tutores, Dr. Dariel Tovar Ramírez, Dr. Juan Carlos Pérez Urbiola y Dr. Alberto Peña Rodríguez, por compartir sus conocimientos, experiencias, sus importantes contribuciones, consejos, que siempre buscaron mejorar el trabajo de investigación.

A los técnicos Biol. Sandra de la Paz Reyes del Laboratorio Húmedo de Nutrición Acuícola y M. en C. María Olivia Arjona López del Laboratorio de Metabolismo de Lípidos, por su gran participación a lo largo de todo el trabajo. Por facilitarme la vida en el trabajo de laboratorio, al estar dispuestas a colaborar y tener todo lo necesario listo y disponible para los bioensayos y análisis realizados.

Al equipo de trabajo que apoyó durante el acopio, colecta, conservación y transporte de subproductos marinos para la elaboración de las harinas experimentales: M. en C. Erika

Yazmín Sánchez Gutiérrez, Dr. Eduardo Alberto Toyos Vargas y Biol. Sandra de la Paz Reyes.

Al equipo de trabajo por el apoyo técnico durante la elaboración de las harinas experimentales y fabricación de los alimentos experimentales: M. en C. Erika Yazmín Sánchez Gutiérrez. Al apoyo técnico durante el desarrollo de la producción de peces en los cultivos larvarios, desarrollo y muestreo de bioensayos realizados: M. en C. Yazmín Sánchez Gutiérrez, Biol. Mónica Cabrera Stevens, Dr. Rodolfo Garza Torres, M. en C. Bryan Liconá Jain, M.V.Z. Ricardo Cázares, M.V.Z. Libertad Jiménez Bárcenas y M. en C. Andressa Teles. Así como a los que apoyaron en los análisis en laboratorio: B.M. Jazmín Duran y M. en C. Celene Navarro.

A los técnicos de los laboratorios involucrados en el desarrollo del presente trabajo: I.B.Q. Dolores Rondero y Geol. Sindy Juan en el análisis químico proximal de ingredientes y alimentos.

A la Biol. Patricia Hinojosa Salazar del Laboratorio de Fisiología Comparada por el apoyo en los análisis de actividad de enzimas digestivas.

A los técnicos Dr. Marcos Quiñones Arreola, Francisco Javier Encarnación Ramírez y M. en C. Roxana Inohuye Rivera, por su apoyo técnico en el mantenimiento de peces marinos.

Al Biol. Julián Alfonso Garzón Favela y Adriana Greene Yee del Laboratorio de Microalgas, por la producción de microalgas para los cultivos larvarios.

Al Dr. Erick Núñez Vázquez del Laboratorio de Toxinas Marinas y Aminoácidos, por el apoyo en los análisis toxicológicos.

Al Dr. Ernesto Goytortúa de Laboratorio de Nutrición Acuícola Experimental, M. en C. Baudilio Acosta de Espectrofotometría de Absorción Atómica y M. en C. Roberto Hernández de Bioquímica Fisiológica por el apoyo técnico brindado.

A la Q.B.P. Ana María Ramírez Ornelas del Laboratorio de Análisis Especiales y Diagnóstico Microbiológico, Productos Regionales, Química.

Al personal de Posgrado: Lic. Osvelia Ibarra, C. Tania Nuñez, Lic. Claudia Olachea, Lic. Leticia González, Dra. Norma Hernández y Dra. Elisa Serviere, por hacer ese trabajo del que los estudiantes no nos damos cuenta, pero es vital durante nuestra estadía en el centro.

Al personal del Laboratorio de Cómputo y Biblioteca, en especial al Ing. Horacio Sandoval, Lic. Ana María Talamantes Cota y Tec. Susana Luna García. Por ser rápida y segura solución a diversas dudas y problemas.

A mis amigos: Bryan, Daniel, Rodolfo, Ricardo, Julio, Yenitze, Mónica y Andressa.

A la familia de la Paz, por el apoyo que siempre me brindaron.

A mis padres, Daniel Benitez Pardo y Olvia C. Hernández Montero, por siempre apoyarme incondicionalmente en todos mis propósitos, darme esos ánimos y buenos consejos para salir adelante.

A mi hermana, por enseñarme a que uno nunca debe darse por vencido y por dejar en mi grabadas tan sabias enseñanzas, que a pesar de tu corta edad, siempre supiste afrontar los problemas con gran madurez.

A mis abuelos (Margarita, Silvano y María), quienes siempre mostraron un gran interés y siempre estuvieron al pendiente.

A mi tío “Güero”, por estar siempre al pendiente, y a la orden de mi familia.

Y por último, pero no menos importante a mi esposa, Erika Yazmín Sánchez Gutiérrez, por acompañarme en cada paso y que sin ti no lo hubiéramos logrado.

Contenido

Resumen	i
Summary	iii
Dedicatoria	v
Agradecimientos	vi
Contenido	x
Lista de figuras	xiv
Lista de tablas	xvi
Abreviaturas	xix
1. INTRODUCCIÓN	1
2. ANTECEDENTES	5
2.1 Utilización de subproductos marinos y terrestres como ingredientes de alimentos.	5
2.2 Cultivo de la <i>Seriola</i> spp. en el mundo.	8
2.3 Descripción de la especie.	11
2.4 Importancia de la nutrición y requerimientos en peces marinos.	14
2.5 Nutrientes esenciales: ácidos grasos.	17
2.6 Nutrientes esenciales: aminoácidos.	18
2.7 El concepto de digestibilidad y métodos de evaluación.	21
2.8 Enzimas digestivas.....	24
3. JUSTIFICACIÓN	30
4. HIPÓTESIS	31
4.1 Hipótesis I.	31
4.2 Hipótesis II.	31
4.3 Hipótesis III.	31
5. OBJETIVOS	32
5.1 Objetivo General.....	32
5.2 Objetivos específicos.	32
6. MATERIALES Y MÉTODOS	33
6.1 Obtención de organismos experimentales (huevos, larvas y juveniles).	33
6.2 Objetivo particular 1. Producción de harinas de subproductos marinos y su composición química.....	35
6.2.1 Obtención de materias primas.....	35
6.2.2 Procesamiento de materias primas.....	35
6.2.3 Análisis químicos.....	36
6.2.3.1 Químico proximal.....	36
6.2.3.2 Energía bruta.....	36
6.2.3.3 Aminoácidos.....	37
6.2.3.4 Ácidos grasos.....	37
6.2.3.5 Esteroles.....	38
6.3 Objetivo particular 2. Inclusión de harinas de subproductos marinos en alimentos para jurel: crecimiento y utilización del alimento.	39
6.3.1 Formulación y fabricación de alimentos.....	39
6.3.2 Sistema experimental.....	40
6.3.3 Diseño experimental.....	41

6.3.4	Análisis bioquímicos.....	41
6.3.4.1	Toma de muestras para análisis químicos.....	41
6.3.4.2	Químico proximal.....	41
6.3.4.3	Energía bruta.....	41
6.3.4.4	Aminoácidos.....	41
6.3.5	Evaluación biológica.....	43
6.3.6	Indicadores hematológicos.....	44
6.3.6.1	Hematocrito.....	44
6.3.6.2	Proteína en suero.....	45
6.3.6.3	Triglicéridos.....	45
6.3.6.4	Hemoglobina.....	45
6.3.6.5	Glucosa.....	46
6.3.7	Análisis enzimáticos.....	46
6.3.7.1	Proteína soluble.....	47
6.3.7.2	Pepsina.....	47
6.3.7.3	Tripsina.....	47
6.3.7.4	Quimotripsina.....	48
6.3.7.5	Leucina aminopeptidasa.....	48
6.3.7.6	Lipasa.....	48
6.3.7.7	α -amilasa.....	49
6.3.8	Análisis estadísticos.....	49
6.4	Objetivo particular 3. Inclusión de harinas de subproductos marinos en alimentos para jurel: composición lipídica de alimentos y peces.....	50
6.4.1	Toma de muestras para análisis.....	50
6.4.1.1	Lípidos totales.....	50
6.4.1.2	Ácidos grasos.....	50
6.4.1.3	Esteroles.....	50
6.4.1.4	Carotenoides.....	50
6.4.2	Análisis estadísticos.....	51
6.5	Objetivo particular 4. Digestibilidad <i>in vivo</i> de alimentos.....	51
6.5.1	Formulación y fabricación de alimentos.....	51
6.5.2	Sistema experimental.....	52
6.5.3	Diseño experimental.....	52
6.5.4	Colecta y tratamiento de heces.....	52
6.5.4.1	Cuantificación del óxido crómico en alimentos y heces.....	53
6.5.4.2	Coeficientes de Utilización Digestiva Aparente.....	54
6.5.5	Análisis estadísticos.....	54
6.6	Objetivo particular 5. Digestibilidad <i>in vivo</i> de harinas.....	55
6.6.1	Formulación y fabricación de alimentos.....	55
6.6.2	Sistema experimental.....	55
6.6.3	Diseño experimental.....	55
6.6.4	Colecta y tratamiento de heces.....	56
6.6.4.1	Cuantificación del óxido crómico en alimentos y heces.....	56
6.6.4.2	Coeficientes de utilización digestiva aparente.....	56
6.6.5	Análisis estadísticos.....	57

7. RESULTADOS	58
7.1 Objetivo particular 1. Producción de harinas de subproductos marinos y su composición química.....	58
7.1.1 Composición química de ingredientes	58
7.1.2 Perfil de aminoácidos.....	59
7.1.3 Perfil de ácidos grasos	59
7.1.4 Esteroles.....	60
7.2 Objetivo particular 2. Inclusión de harinas de subproductos marinos en alimentos para jurel: crecimiento y utilización del alimento.	62
7.2.1 Composición química de alimentos.....	62
7.2.2 Perfil de aminoácidos y ácidos grasos.	62
7.2.3 Crecimiento y utilización del alimento.....	65
7.2.4 Índices de condición nutricional.....	68
7.2.5. Parámetros hematológicos	69
7.2.6 Composición proximal de peces	71
7.2.7 Aminoácidos en músculo.....	71
7.2.8 Actividad enzimática digestiva.....	73
7.2.8.1 Pepsina.....	73
7.2.8.2 Tripsina.....	74
7.2.8.3 Quimotripsina.....	75
7.2.8.4 Leucina aminopeptidasa	76
7.2.8.5 Lipasas	77
7.2.8.6 α -amilasa.....	78
7.3 Objetivo particular 3. Inclusión de harinas de subproductos marinos en alimentos para jurel: composición lipídica de alimentos y peces.	79
7.3.1 Lípidos totales por gravimetría.....	79
7.3.2 Perfil de ácidos grasos	80
7.3.3 Esteroles.....	86
7.3.4 Carotenoides	91
7.4 Objetivo particular 4. Digestibilidad <i>in vivo</i> de alimentos.	91
7.4.1 Análisis químico proximal.....	91
7.4.2 Coeficientes de utilización digestiva aparente <i>in vivo</i> de alimentos.....	91
7.5 Objetivo particular 5. Digestibilidad <i>in vivo</i> de harinas experimentales.	94
7.5.1 Análisis químico proximal.....	94
7.5.2 Coeficientes de utilización digestiva aparente <i>in vivo</i> de las harinas experimentales.	94
8. DISCUSIÓN	96
8.1 Composición química de ingredientes y alimentos.	96
8.2 Bioensayo de crecimiento.....	97
8.2.1 Índices biológicos corporales.....	103
8.2.2 Parámetros hematológicos y bioquímicos	105
8.2.3 Aminoácidos en músculo.....	108
8.2.4 Actividad enzimática digestiva.....	110
8.3 Composición lipídica de alimentos y peces.....	115
8.4 Digestibilidad de alimentos e ingredientes.	118

9. CONCLUSIONES	124
10. LITERATURA CITADA	126
11. ANEXOS	149
ANEXO 1. Complementos de metodología y resultados	149
ANEXO 2. Productos de Investigación	154
ANEXO 3. Primer artículo: publicado	155
ANEXO 4. Segundo artículo: sometido	165

Lista de figuras

Figura 1. Producción mundial de la pesca de captura y acuicultura (FAO, 2018).	1
Figura 2. Precio de la harina de pescado (FAO, 2018).	3
Figura 3. Producción mundial por acuicultura de <i>Seriola</i> spp. en 2012.	9
Figura 4. Jurel o pez fuerte, <i>Seriola rivoliana</i> . Tomada por Allen, G. R. (Fishbase, 2015).	13
Figura 5. Síntesis de HUFA a partir de PUFA (Sargent <i>et al.</i> , 2002).	18
Figura 6. Crecimiento en peso de juveniles de jurel <i>Seriola rivoliana</i> alimentados con los alimentos experimentales durante el bioensayo de crecimiento.	66
Figura 7. Peso final de juveniles de jurel <i>Seriola rivoliana</i> alimentados con los alimentos experimentales.	67
Figura 8. Crecimiento específico de juveniles de jurel <i>Seriola rivoliana</i> al final del bioensayo.	68
Figura 9. Actividad específica de pepsina ($\text{U}\cdot\text{mg}^{-1}$ de proteína) en el estómago de <i>Seriola</i> <i>revoliana</i> . Superíndices distintos sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos ($P<0.05$).	73
Figura 10. Actividad específica de tripsina ($\text{U}\cdot\text{mg}^{-1}$ de proteína) en el páncreas de <i>Seriola</i> <i>revoliana</i> . Superíndices distintos sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos ($P<0.05$).	74
Figura 11. Actividad específica de tripsina ($\text{U}\cdot\text{mg}^{-1}$ de proteína) en el intestino de <i>Seriola</i> <i>revoliana</i> . Superíndices distintos sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos ($P<0.05$).	74
Figura 12. Actividad específica de quimotripsina ($\text{UF}\cdot\text{mg}^{-1}$ de proteína) en el páncreas de <i>Seriola rivoliana</i> . Superíndices distintos sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos ($P<0.05$).	75
Figura 13. Actividad específica de quimotripsina ($\text{UF}\cdot\text{mg}^{-1}$ de proteína) en el intestino de <i>Seriola rivoliana</i> . Superíndices distintos sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos ($P<0.05$).	75
Figura 14. Actividad específica de leucina aminopeptidasa ($\text{UF}\cdot\text{mg}^{-1}$ de proteína) en el intestino de <i>Seriola rivoliana</i> . Superíndices distintos sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos ($P<0.05$).	76
Figura 15. Actividad específica de lipasa ($\text{UF}\cdot\text{mg}^{-1}$ de proteína) en páncreas de <i>Seriola</i> <i>revoliana</i> . Superíndices distintos sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos ($P<0.05$).	77
Figura 16. Actividad específica de lipasa ($\text{UF}\cdot\text{mg}^{-1}$ de proteína) en intestino de <i>Seriola</i> <i>revoliana</i> . Superíndices distintos sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos ($P<0.05$).	78
Figura 17. Actividad específica de α -amilasa ($\text{U}\cdot\text{mg}^{-1}$ de proteína) en el páncreas de <i>Seriola rivoliana</i> . Superíndices distintos sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos ($P<0.05$).	78
Figura 18. Actividad específica de α -amilasa ($\text{U}\cdot\text{mg}^{-1}$ de proteína) en el intestino de <i>Seriola rivoliana</i> . Superíndices distintos sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos ($P<0.05$).	79

- Figura 19.** Proporción de 20:4n-6 (% del total de ácidos grasos base húmeda) contenido en el músculo, hígado, cerebro y grasa mesenterial de *Seriola rivoliana*. Superíndices distintos sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$)..... 85
- Figura 20.** Proporción de 20:5n-3 (% del total de ácidos grasos base húmeda) contenido en el músculo, hígado, cerebro y grasa mesenterial de *Seriola rivoliana*. Superíndices distintos sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$)..... 86
- Figura 21.** Proporción de 22:6n-3 (% del total de ácidos grasos base húmeda) contenido en el músculo, hígado, cerebro y grasa mesenterial de *Seriola rivoliana*. Superíndices distintos sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$)..... 87

Lista de tablas

Tabla I. Ingredientes utilizados en alimentos para algunas especies de jurel.....	6
Tabla II. Ingredientes utilizados como sustitutos de la harina de pescado en diversas especies.....	7
Tabla III. Títulos acuícolas para acuicultura de fomento y comercial del género <i>Seriola</i> en el noroeste de México.....	12
Tabla IV. Requerimientos de nutrientes utilizados en la alimentación de especies del género <i>Seriola</i>	16
Tabla V. Aminoácidos esenciales y no esenciales para peces carnívoros (NRC, 2011).	20
Tabla VI. Actividad enzimática según el desarrollo del pez.	28
Tabla VII. Protocolo de alimentación durante la crianza de larvas de jurel <i>Seriola rivoliana</i>	34
Tabla VIII. Composición en ingredientes, química proximal (g 100 g ⁻¹ de materia fresca) y de energía de los alimentos elaborados para el bioensayo de crecimiento con jurel <i>Seriola rivoliana</i>	42
Tabla IX. Composición química proximal (% en base húmeda) y de energía de harinas comerciales y experimentales utilizadas en los alimentos para jurel.....	58
Tabla X. Contenido de aminoácidos (g 100 g ⁻¹) de ingredientes y harinas experimentales.	59
Tabla XI. Contenido de ácidos grasos (g 100 g ⁻¹ materia seca) de harinas comerciales y experimentales utilizadas en los alimentos para jurel.....	61
Tabla XII. Contenido de esteroides (mg 100 g ⁻¹ materia seca) de harinas comerciales y experimentales utilizadas en los alimentos para jurel.....	61
Tabla XIII. Composición química proximal (% en base húmeda) y de energía de los alimentos experimentales utilizados en el bioensayo de crecimiento.....	62
Tabla XIV. Contenido de aminoácidos (g 100 g ⁻¹ materia seca) de alimentos experimentales.	63
Tabla XV. Ácidos grasos (g 100 g ⁻¹ materia seca) en alimentos experimentales.	64
Tabla XVI. Parámetros zootécnicos y de utilización del alimento durante el bioensayo con juveniles de jurel <i>Seriola rivoliana</i> alimentados con los alimentos experimentales durante ocho semanas.	65
Tabla XVII. Índices de condición nutricional (%) de juveniles de jurel <i>Seriola rivoliana</i> alimentados con los alimentos experimentales durante ocho semanas.....	69
Tabla XVIII. Parámetros hematológicos de juveniles de <i>Seriola rivoliana</i> alimentados con los alimentos experimentales durante ocho semanas.....	70
Tabla XIX. Parámetros bioquímicos en suero sanguíneo de juveniles de <i>Seriola rivoliana</i> alimentados con los alimentos experimentales durante ocho semanas.....	71
Tabla XX. Composición química proximal (% en base húmeda) y de energía bruta de los juveniles de jurel <i>Seriola rivoliana</i> alimentados con los alimentos experimentales durante ocho semanas.	72
Tabla XXI. Aminoácidos (g 100 g ⁻¹ de materia seca) en músculo de jurel al inicio y al final del bioensayo de crecimiento.....	72
Tabla XXII. Lípidos totales (g 100 g ⁻¹ en base húmeda) en tejidos de peces al inicio y final del experimento de crecimiento.	80

Tabla XXIII. Ácidos grasos (mg g ⁻¹ en base húmeda) en músculo de jurel al inicio y final del bioensayo de crecimiento.....	81
Tabla XXIV. Ácidos grasos (mg g ⁻¹ en base húmeda) en hígado de jurel al inicio y final del bioensayo de crecimiento.....	82
Tabla XXV. Ácidos grasos (mg g ⁻¹ en base húmeda) en cerebro de jurel al inicio y final del bioensayo de crecimiento.....	83
Tabla XXVI. Ácidos grasos (mg g ⁻¹ en base húmeda) en grasa mesenterial de jurel al inicio y final del bioensayo de crecimiento.	84
Tabla XXVII. Composición de esteroides (mg 100 g ⁻¹ materia seca) de los alimentos experimentales.	88
Tabla XXVIII. Contenido de esteroides (g 100 g ⁻¹ en base húmeda) en el músculo de jurel al inicio y final del bioensayo de crecimiento.	88
Tabla XXIX. Contenido de esteroides (g 100 g ⁻¹ en base húmeda) en el hígado de jurel al inicio y final del bioensayo de crecimiento.	89
Tabla XXX. Contenido de esteroides (g 100 g ⁻¹ en base húmeda) en el cerebro de jurel al inicio y final del bioensayo de crecimiento.	90
Tabla XXXI. Contenido de esteroides (g 100 g ⁻¹ en base húmeda) en la grasa mesenterial de jurel al inicio y final del bioensayo de crecimiento.	90
Tabla XXXII. Carotenoides (mg 100 g ⁻¹ en base húmeda) en alimentos experimentales, músculo e hígado de peces al inicio y final del bioensayo de crecimiento.	91
Tabla XXXIII. Composición química proximal (g 100 g ⁻¹ de materia seca, excepto humedad) y de energía de los alimentos del bioensayo de digestibilidad de alimentos.....	92
Tabla XXXIV. Coeficientes de Utilización Digestiva Aparente (%) de materia seca de los alimentos en función del método de colecta de heces, en juveniles de jurel alimentados con alimentos que contienen harinas de subproductos marinos. Temperatura de cultivo 21°C.	92
Tabla XXXV. Coeficientes de Utilización Digestiva Aparente (%) de materia seca de los alimentos en función del método de colecta de heces y la temperatura, en juveniles de jurel alimentados con alimentos que contienen harinas de subproductos marinos.....	93
Tabla XXXVI. Coeficientes de Utilización Digestiva Aparente (%) de proteína de los alimentos en función del método de colecta de heces, en juveniles de jurel alimentados con alimentos que contienen harinas de subproductos marinos. Temperatura de cultivo 21°C.	94
Tabla XXXVII. Coeficientes de Utilización Digestiva Aparente (%) de proteína en función del método de colecta de heces y la temperatura, en juveniles de jurel alimentados con alimentos que contienen harinas de subproductos marinos.	94
Tabla XXXVIII. Composición proximal (g 100 g ⁻¹ de materia seca, excepto humedad) de los alimentos para medir la digestibilidad <i>in vivo</i> de las harinas experimentales en juveniles de jurel <i>Seriola rivoliana</i>	95
Tabla XXXIX. Coeficientes de Utilización Digestiva Aparente (%) de materia seca (CUDAMS) y proteína (CUDAP) de las harinas experimentales.	95
Tabla XL. Contenido de proteína (% materia seca) en heces colectadas por diferentes métodos para medir digestibilidad de alimentos.....	150
Tabla XLI. Ácidos grasos (mg g ⁻¹ materia seca) en heces de jurel colectadas con sifón del bioensayo de digestibilidad de alimentos.	150
Tabla XLII. Ácidos grasos (mg g ⁻¹ materia seca) en heces de jurel colectadas por masaje abdominal del bioensayo de digestibilidad de alimentos.....	151

Tabla XLIII. Ácidos grasos (mg g^{-1} materia seca) en heces de jurel colectadas por disección del bioensayo de digestibilidad de alimentos.	152
Tabla XLIV. Lípidos totales (% materia seca) en heces por diferentes métodos de colecta.	152
Tabla XLV. Contenido de proteína (% materia seca) de las heces colectadas por sifón (S), masaje abdominal (MA) y disección (D) de juveniles de jurel <i>Seriola rivoliana</i>	153
Tabla XLVI. Contenido de proteína (materia seca) en heces para medir digestibilidad de ingredientes.	153

Abreviaturas

µm, Micrómetro	m, Metro
°C, Grado centígrado	M, Molaridad
µL, Microlitro	mg, Miligramo
CaCl ₂ , Cloruro de calcio	min, Minuto
Cal, Caloría	MJ, Megajoules
CDI, Coeficiente de digestibilidad del ingrediente	mL, Mililitro
Cel, Célula	mm, Milímetro
Cm, Centímetro	mmol, Milimol
CUDA, Coeficiente de utilización digestiva aparente	MR, Marca registrada
dl, Decilitro	N, Normalidad
DMSO, Dimetilsulfóxido	NaCl, Cloruro de sodio
EFA, Ácidos grasos esenciales	nm, Nanómetro
FID, Detector de ionización de llama	O, Oxígeno
fl, Femtolitro	org, Organismo
g, Gramo	pg, Picogramo
g, Fuerza g	psi, Libras por pulgada cuadrada de presión
h, Hora	t, Toneladas
HCl, Ácido clorhídrico	U, Unidades
HP, Caballos de fuerza	UF, Unidades fluorométricas
HPLC, Cromatografía líquida de alta eficacia	ups, Unidades prácticas de salinidad
KCl, Cloruro de potasio	UV, Ultra violeta
Kg, Kilogramo	v, Volumen
L, Litro	w, Peso
	λ, Longitud de onda

1. INTRODUCCIÓN

Por largo tiempo la pesca comercial ha producido la mayor parte de los productos acuáticos comestibles, sin embargo, en los últimos años ha llegado a su nivel máximo sostenible y la producción pesquera no se incrementa de la misma forma en que aumenta la demanda de productos pesqueros por el crecimiento de la población. Aproximadamente, desde el año 1970 la producción acuícola mundial ha crecido año con año, aunque a un ritmo lento (3.2% anual) (FAO, 2016). Un aspecto favorable es que la acuicultura en el 2014 aportó el 44.1% (73.8 millones de toneladas) de los 167.2 millones de toneladas de productos acuáticos, casi la mitad del producto consumido por la población mundial, satisfaciendo una parte de la creciente demanda, y compensando la producción limitada obtenida de la captura (Fig. 1). De los 90.4 millones de toneladas de la producción acuícola, 66.6 millones de toneladas correspondieron a especies comestibles (peces de escama, crustáceos, moluscos, anfibios, tortugas de agua dulce y otros animales acuáticos como pepinos de mar, erizos, ascidias y medusas comestibles) y 23.8 millones de toneladas a plantas acuáticas, principalmente algas marinas. A esto se suma la producción de 22,400 toneladas de productos no alimentarios, tales como perlas y conchas marinas para usos ornamentales y decorativos (FAO, 2014).

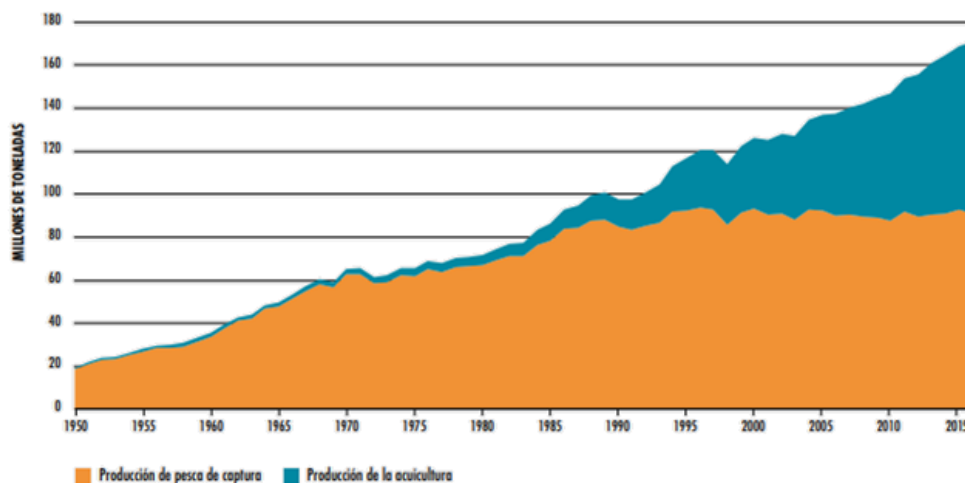


Figura 1. Producción mundial de la pesca de captura y acuicultura (FAO, 2018).

En nuestro país la acuicultura nace como una actividad complementaria de apoyo a las comunidades rurales, la cual pretende incrementar el consumo de proteína animal y mejorar

el estado nutricional de la población. En este sentido, la piscicultura marina en México, como en muchos otros países, será sin duda una alternativa viable para lograr dichos objetivos, y por otro lado, tratar de minimizar la presión existente sobre la pesca. Para ello, la piscicultura marina deberá ser eficiente y sostenible, minimizando el impacto ambiental (Hernández-Mendoza, 2007).

Por otro lado, la deposición de residuos orgánicos que se generan como resultado de la pesca y la acuicultura puede ascender al 60% del total de la producción (Ponce y Gernat, 2002). Según datos de la CONAPESCA (2016a), en México, la producción de camarón en mar abierto, esteros y acuicultura fue de 158 mil toneladas para el año 2014, de éstas alrededor de 63 mil toneladas fueron subproductos (correspondiente a 35-45% del peso total, de cabeza y exoesqueleto). En el estado de Baja California Sur (B.C.S.) se reportó para el año 2014 la captura de aproximadamente 1,048 toneladas de hacha (CONAPESCA, 2016b) de las cuales se desechó aproximadamente el 27%, correspondiente a 283 toneladas de vísceras y 633 toneladas de concha. Según el registro de captura de CONAPESCA (2016b), tan solo en B.C.S. fueron capturadas 2,164 toneladas de almeja catarina en 2008. De este total, solo el 10% es aprovechado como callo y el resto del tejido blando es desperdiciado. Los subproductos de pesquerías como las vísceras de moluscos y las cabezas de camarón se eliminan arrojándolos al mar, enterrándolos en fosas o amontonándolos al aire libre, lo que provoca contaminación, problemas de salud y alteraciones en el paisaje (Arvanitoyannis y Kassaveti, 2008). En otros países se utilizan los subproductos para darles un valor económico, obteniendo aceites, proteínas, enzimas, atractantes, ensilados, entre otros, siendo la producción de harina una de las principales formas de aprovechamiento. Estos productos llegan a usarse como aditivos en alimentos para organismos de engorda y mascotas, en la industria alimentaria, en productos biotecnológicos y cosméticos (SCAHAW, 2003), sin embargo, en México esto no se ha implementado a nivel comercial. La producción de harina de pescado ha disminuido gradualmente desde el 2005, mientras que la demanda mundial ha seguido aumentando, provocando un incremento histórico de los precios a finales del 2012 de aproximadamente 1,900 USD/tonelada. Se espera que el costo de la harina de pescado siga elevándose debido a la demanda (FAO, 2016).

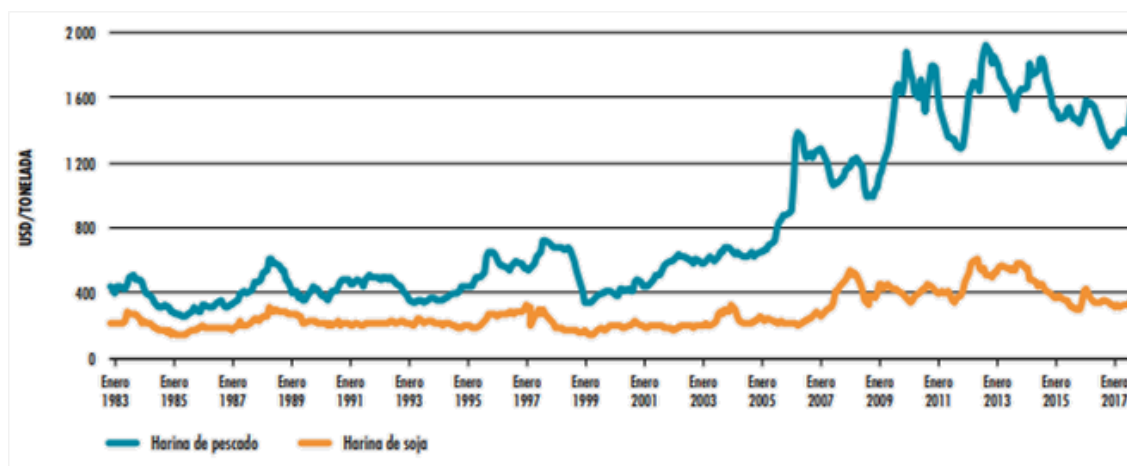


Figura 2. Precio de la harina de pescado (FAO, 2018).

En el presente trabajo se utilizaron harinas de subproductos de origen marino para la alimentación de un pez marino con potencial de cultivo, el jurel *Seriola rivoliana*. Los peces del género *Seriola* se encuentran en todos los mares templados y subtropicales del mundo a profundidades de 20 a 70 metros, alcanzando tallas máximas de 190 cm de longitud total y 80 kg de peso (Avilés y Castello, 2004). Los hábitos alimenticios de estos peces son carnívoros depredadores que se alimentan principalmente de macarela, anchoveta, sardina y calamar. El jurel *S. rivoliana* tiene la ventaja de presentar una alta tasa de crecimiento en cautiverio (Cardona-Pascual, 1993), aunado al amplio rango de condiciones ambientales de temperatura que puede soportar, por lo que resulta ser un buen candidato con gran potencial de cultivo en México. Por otro lado, el jurel ha registrado altos volúmenes de captura lo que la convierte en una especie de importancia comercial (Martínez, 2005) y al ser potencialmente producida en cautiverio, se podría contribuir a reducir la explotación de esta especie por pesquerías.

Para lograr el cultivo de jurel en cautiverio, es necesario desarrollar alimentos específicos para la especie; para esto se requiere obtener información sobre la capacidad digestiva de los organismos para asimilar nutrientes, proteicos y lipídicos principalmente, contenidos en los ingredientes considerados en el diseño de una formulación en base digestible. Este proceso digestivo comprende dos etapas: la digestión, que corresponde a la hidrólisis de las moléculas complejas de los alimentos por parte de las enzimas digestivas, y la absorción de

pequeñas moléculas (aminoácidos, ácidos grasos) (Crúz-Suárez *et al.*, 1998). Una forma de medir el aprovechamiento de un alimento, es decir, la facilidad con que es convertido por el aparato digestivo en sustancias útiles para la nutrición, es realizando pruebas de alimentación y digestibilidad. Por tal motivo, en este trabajo se realizaron sustituciones parciales de la harina de pescado (sardina) con harinas de vísceras de almeja catarina *Argopecten ventricosus*, vísceras de hacha *Atrina maura* y cabezas de camarón *Litopenaeus stylirostris*, en alimentos para juveniles de jurel *Seriola rivoliana*, y se evaluaron los efectos sobre el crecimiento, la utilización del alimento, parámetros bioquímicos y hematológicos, la actividad enzimática digestiva, la composición bioquímica de los peces y la digestibilidad aparente *in vivo*.

2. ANTECEDENTES

2.1 Utilización de subproductos marinos y terrestres como ingredientes de alimentos.

La harina de pescado es el ingrediente más utilizado en alimentos balanceados por su alto contenido en proteína de alta calidad, adecuado perfil de aminoácidos esenciales, presencia de ácidos grasos poliinsaturados, predominantemente n-3, alto contenido de calcio, fósforo y magnesio, es una fuente de selenio, es rica en vitaminas solubles en agua y energía digestible (Hertrampf y Piedad-Pascual, 2012; Tacon y Jackson, 1985). Sin embargo, debido al alto costo y la limitada disponibilidad a nivel mundial, ha dado lugar a una serie de trabajos de investigación para identificar fuentes alternas para sustituirla en los alimentos para organismos acuáticos (Naylor *et al.*, 2009; Tacon y Jackson, 1985; Tacon y Metian, 2009).

En diferentes estudios realizados en especies carnívoras marinas, así como se ha utilizado la harina de pescado, otras harinas de origen marino como el camarón, calamar, langostilla y el krill, han sido incluidas en los alimentos balanceados (Navarro *et al.*, 2013; Reyes-Becerra, 2011; Tacon *et al.*, 2006; Terrazas-Fierro *et al.*, 2010; Toyas-Vargas *et al.*, 2016). Incluso, también se han utilizado harinas de origen terrestre y de fuentes vegetales (Tabla I) por considerarlas excelentes fuentes de proteína, con altos niveles de ácidos grasos poliinsaturados, vitaminas, minerales, además de ser buenos atractantes (Tacon y Akiyama, 1997).

También se han realizado estudios para evaluar diversos productos y subproductos en peces y crustáceos (Tabla II). Mathew y Sherief (1999) evaluaron el efecto de una harina de almeja como fuente de proteína en el pez Ángel (*Pterophyllum scalare*) y el pez cebra (*Brachydanio rerio*); el alimento mostró una alta estabilidad en el agua y permitió obtener mejores tasas de crecimiento y supervivencia que el alimento control a base de harina de pescado, en ambas especies. Navarro *et al.* (2013) evaluaron un alimento para el camarón *Litopenaeus vannamei* elaborado a base de harina de vísceras de hacha *Atrina maura*, en sustitución total de la harina de pescado y obtuvieron los mejores resultados de crecimiento con hacha. Reyes-Becerra (2011) utilizó harina de subproductos de almeja catarina *Argopecten ventricosus* para sustituir la harina de sardina al 25%, 50%, 75% y 100% en

alimentos para *L. vannamei*. Los resultados obtenidos no mostraron diferencias significativas en crecimiento con ninguno de los alimentos probados, pero sí se observó que al aumentar la inclusión de harina de almeja catarina en el alimento, el crecimiento de los organismos disminuyó. Sin embargo, a medida que aumentó el nivel de inclusión, también disminuyó el consumo del alimento, pero se logró mejorar los valores de eficiencia proteica y el factor de conversión del alimento, lo cual indicó una mejor utilización proteica.

Tabla I. Ingredientes utilizados en alimentos para algunas especies de jurel.

Ingredientes (%)	Especies			
	<i>Seriola quinqueradiata</i>		<i>Seriola dumerili</i>	<i>Seriola lalandi</i>
Harina de pescado	47.5-49.7 (c) ²	10 (e) ²	32-42 (d) ²	55 (b) ²
Harina de Ave				60.6 (a) ¹
Harina de camarón				70 (b) ²
Harina de Krill	8.9-58.0 (c) ²			12.50 (b) ²
Concentrado proteico de soya	58.0 (h) ²	40 (e) ²	17 (f) ²	20- 40 (a) ¹

¹alevines; ²juveniles.

(a) Bowyer *et al.* (2013a), (b) Trung y Fotedar (2014), (c) Yoshitomi y Nagano (2012), (d) Jover *et al.* (1999), (e) Ruchimat *et al.* (1997), (f) Khaoian *et al.* (2014), (h) Takagi *et al.*, (2008).

Terrazas-Fierro *et al.* (2010) determinaron la digestibilidad aparente de materia seca, proteína y aminoácidos de harina de sardina, harina de subproductos de atún, harina de cabezas de camarón, harina de calamar, harina de langostilla y harina de vísceras de almeja catarina en alimentos para *L. vannamei*. Los porcentajes de digestibilidad aparente para materia seca y proteína fueron de 67.2% y 86.8% para la harina de vísceras de almeja catarina y 84.0% y 98.0% para la harina de cabezas de camarón. Toyas-Vargas *et al.* (2016) elaboraron harina con vísceras de hacha *Pinna rugosa* para sustituir la totalidad del harina de pescado en alimentos para *L. vannamei*, obteniendo una mayor tasa de crecimiento en comparación con los alimentos control y comercial. Estos mismos autores determinaron los coeficientes de utilización digestiva aparente de proteína, donde los camarones alimentados con el alimento que contenía harina de vísceras de hacha no presentó diferencias significativas respecto al alimento control, pero sí con el alimento comercial, el cual obtuvo un porcentaje de digestibilidad más bajo. En el coeficiente de digestibilidad para lípidos no

se presentaron diferencias entre el alimento que contenía harina de vísceras de hacha y los alimentos control y comercial (Toyes-Vargas *et al.*, 2016). En un bioensayo realizado con dorada del Japón *Pagrus major*, Kader *et al.* (2011) utilizaron una mezcla de harina de soya con vísceras de almeja *Mizuhopecten yessoensis* (relación 2:1) para sustituir la harina de pescado a diferentes niveles (15%, 30%, 45% y 60%) y obtuvieron los mejores resultados de crecimiento con sustituciones hasta del 30%.

Tabla II. Ingredientes utilizados como sustitutos de la harina de pescado en diversas especies.

Harinas (%)	Especies					
	<i>Lutjanus argentimaculatus</i>	<i>Sparus aurata</i>	<i>Gadus morhua</i>	<i>Rachycentron canadum</i>	<i>Lutjanus guttatus</i>	<i>L. vannamei</i>
Soya desgrasada	12.5-37.5 (a) ¹	26 (b) ²		10-40 (g) ²		
Trigo		13.5-40.6 (c) ²				
Girasol		12 (d) ²				
Concentrado proteico de soya		30 (e) ²	22 (f) ²		30-40 (i) ²	
Gusano <i>Nereid</i> sp.				75 (h) ²		
Soya/Ensilado de atún						75 / 25 (o) ²
Subproductos de atún					30 (j) 35 (k) ²	100 (o) ²
Carne y hueso					35 (l) ²	
S. de ave, grado alimento.					50 (m) ²	
S. de ave, grado mascota.					90 (n) ²	

¹alevines; ²juveniles.

(a) Catacutan y Pagador (2004), (b) Martínez-Llorenz *et al.* (2008), (c) Pereira y Oliva (2003), (d) Sánchez-Lozano *et al.* (2007), (e) Kissil *et al.* (2000), (f) Hansen *et al.* (2007), (g) Chou *et al.* (2004), (h) Salze *et al.* (2010), (i) Preciado (2010), (j) Hernández *et al.*, (2014a), (k, l) Hernández *et al.* (2016), (m) Hernández *et al.* (2014b), (n) Hernández *et al.* (2014c), (o) Hernández y Olvera-Novoa (2017).

El uso de subproductos de pescado y otros productos marinos cobra importancia en la nutrición de organismos acuáticos debido a su valor nutricional, su fácil adquisición, volumen y bajo costo (Ricque Marie *et al.*, 2000).

2.2 Cultivo de la *Seriola* spp. en el mundo.

La piscicultura marina es considerada como una actividad relativamente nueva, debido a que sus inicios datan de los años sesenta del siglo pasado, cuando se desarrollaron las técnicas para la producción de huevos, larvas y juveniles de *Pagrus major* en el país de Japón (Ikenoue y Kafuku, 1992). En 2014, la producción por acuicultura de peces marinos de escama ascendió a 49,8 millones de toneladas, 16.1 millones de toneladas de moluscos y 6.9 millones de toneladas de crustáceos. Entre las especies se cuentan 362 peces de escama, 104 moluscos y 62 crustáceos (FAO, 2016). Dentro de las especies de peces de escama cultivadas en aguas marinas en el mundo, destacan los salmones (*Oncorhynchus* spp.), esturiones (*Acipenser* spp.), medregales (*Seriola* spp.), dentones (*Dentex* spp.), lubinas (*Dicentrarchus* spp.), meros (*Epinephelus* spp.), corvinas (*Cynoscion* spp.), lisas (*Mugil* spp.), rodaballos (*Scophthalmus* spp.) y otros peces planos, así como los pargos (*Lutjanus* spp.), la cobia (*Rachycentron* sp.), pámpano blanco (*Trachinotus* spp.), bacalaos (*Gadus* sp.), tamboriles (*Sphoeroides* spp.) y atunes (*Thunnus* spp.) (FAO, 2012).

La acuicultura de *Seriola* spp. como *Seriola lalandi* y otras especies estrechamente relacionadas como *Seriola quinqueradiata* y *Seriola dumerili* se están cultivando (o se están investigando para cultivo) en países como Japón, Australia, Nueva Zelanda, Sudáfrica, Chile, España, México y Hawai (Benetti *et al.*, 2001; Fowler *et al.*, 2003; Hutson *et al.*, 2007; Mazzola *et al.*, 2000; Moran *et al.*, 2009; Nakada, 2000; Nakada, 2002; Verner-Jeffreys *et al.*, 2006). La especie comercial más estudiada de esta familia es la *S. quinqueradiata* que se cultiva en Japón desde la década de los 60's (Masumoto, 2002). Japón es el mayor productor de *Seriola* spp., sin embargo, la acuicultura de esta especie inicialmente se basó en la engorda, es decir, la recolección de juveniles silvestres capturados en primavera y cultivados hasta alcanzar el tamaño del mercado (2-5 kg) (Masumoto, 2002; Nakada, 2000; Watanabe y Vassallo-Agius, 2003), mientras que el cultivo en Australia y Nueva Zelanda depende de juveniles criados comercialmente obtenidos a partir de reproductores en cautiverio (Fowler *et al.*, 2003). Siguiendo la experiencia de *S. quinqueradiata*, otras especies han sido consideradas para la cría en cautiverio como el medregal (*Seriola dumerili*), el jurel aleta amarilla (*S. lalandi*) y el jurel (*S. rivoliana*).

En 2014, la producción por acuicultura de *Seriola* spp en Japón fue de 150,387 toneladas, con 107,059 toneladas de jurel aleta amarilla y 38,770 toneladas de medregal (Sicuro y Luzzana, 2016). La producción mundial de *Seriola* spp., dominada en gran parte por *S. quinqueradiata*, alcanzó un máximo de 160,477 toneladas en 2011 (Lovatelli *et al.*, 2013) con Japón y China como los principales productores (Fig. 3). El jurel aleta amarilla (*S. lalandi*) ocupa el segundo lugar entre los volúmenes de mayor producción dentro de las especies de *Seriola*, con una producción anual estimada en 4,558 toneladas en Japón en 2013 y 3,000-4,000 toneladas (se espera que aumente en un futuro cercano a las 5,000 t) en Australia del Sur (Miller *et al.*, 2011).

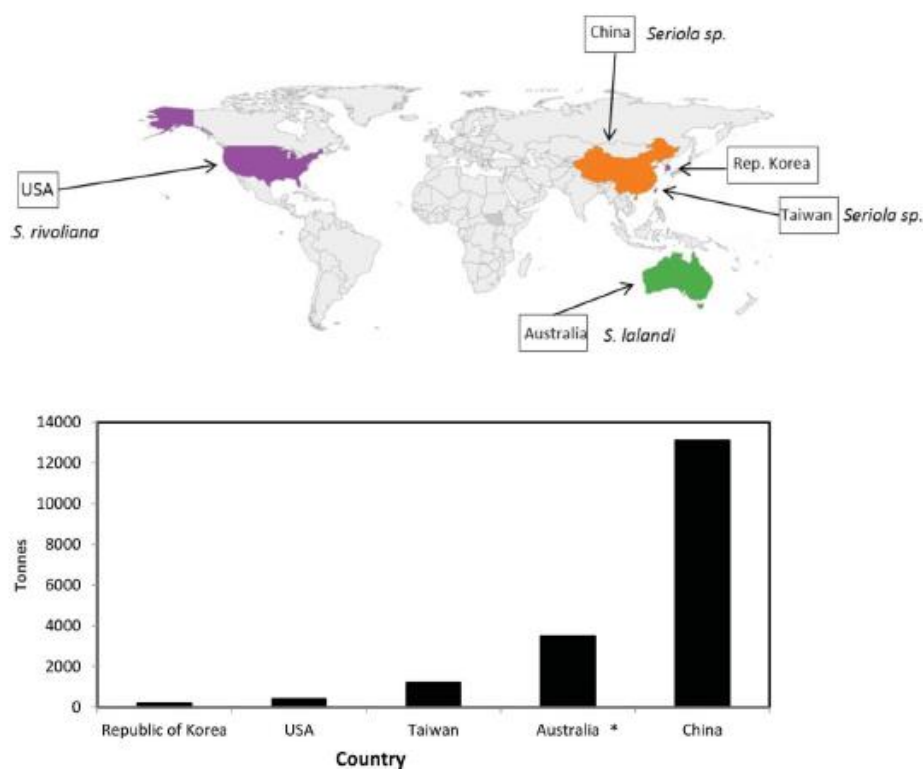


Figura 3. Producción mundial por acuicultura de *Seriola* spp. en 2012.

La especie *S. lalandi* se cultiva en Japón (Nakada, 2008; Shiraishi *et al.*, 2010), Nueva Zelanda (Camara y Symonds, 2014; Symonds *et al.*, 2014), California (Buentello *et al.*, 2015; Stuart y Drawbridge, 2012), Australia (Hutson *et al.*, 2007; Miegel *et al.*, 2010), Chile (Aguilera *et al.*, 2013; Orellana *et al.*, 2014) y, en cantidad limitada, en los Países Bajos (Abbink *et al.*, 2011; Garcia *et al.*, 2015; Orellana *et al.*, 2014).

Desde hace años se ha venido desarrollando el cultivo de medregal en la región del Mediterráneo y en países como Vietnam (Ottolenghi *et al.*, 2004), Corea, China (Oujin *et al.*, 2013; Rongxing *et al.*, 2008; Yokoyama *et al.*, 2013) y Taiwán (Lu *et al.*, 2012). Sin embargo, se ha publicado información sobre la producción limitada de otras especies de *Seriola* spp., como el gran medregal, que se produjo con un volumen de 38,770 toneladas en 2013, la *S. rivoliana* con 400 a 500 toneladas/año en el sur de los Estados Unidos y Hawai (Sims, 2013) y posiblemente volúmenes similares para medregales en el Mediterráneo (De la Gandara, 2006; Ottolenghi *et al.*, 2004) y Taiwán (Lu *et al.*, 2012). Recientemente, *S. lalandi* ha sido considerada como nueva especie potencial para la acuicultura en Sudáfrica y Namibia (O'Neill *et al.*, 2015).

En Japón, la reproducción inducida de *S. dumerili* se obtuvo por primera vez en el Laboratorio de Investigación Acuícola del Instituto de Pesquerías de la Prefectura de Nagasaki a principios de la década de 1990 (García y Díaz, 1995) y varios años más tarde se logró en otras regiones, como el Mediterráneo (Mazzola *et al.*, 2000; Muraccioli *et al.*, 2000) y Australia (Poortenaar *et al.*, 2001). Los primeros informes de reproducción espontánea de medregales adultos provinieron de peces mantenidos en tanques grandes (500 m³) (Jerez *et al.*, 2006). Los primeros estudios sobre reproducción artificial de *S. lalandi* tuvieron como objetivo comprender el comportamiento de desove de reproductores silvestres y el desarrollo temprano de larvas (Moran *et al.*, 2007).

Por otro lado, el *S. rivoliana* se cultiva comercialmente en Hawai (Verner-Jeffreys *et al.*, 2006) y muestra un buen potencial para la diversificación de la acuicultura marina, principalmente debido a su rápida tasa de crecimiento (Jerez *et al.*, 2006; Mazzola *et al.*, 2000) y su distribución mundial. Aunque *S. rivoliana* se produce comercialmente (Sims y Key, 2011), los estudios sobre su biología son escasos y solo se han realizado algunos informes sobre cría de larvas en Ecuador (Blacio, 2004; Blacio *et al.*, 2003), Hawaii (Laidley *et al.*, 2004) y más recientemente en las Islas Canarias (Roo *et al.*, 2012). En cambio, se han publicado numerosos estudios del género *Seriola* relacionados con los requisitos de alimentación y nutrición (Cobcroft, 2004; Hamasaki, 2009; Nakada, 2002; Papadakis, 2007; Takakuwa, 2006; Tomás, 2005), la biología de la reproducción (Jerez *et al.*, 2006, Mylonas, 2004) y las necesidades de cultivo (Cobcroft, 2013; Papandroulakis,

2005; Roo *et al.*, 2012). El cuello de botella de la producción en masa del *S. rivoliana* es la obtención de desoves viables, pues los que se obtenían en laboratorio eran de baja viabilidad y baja supervivencia larvaria. Por ello, la industria en Japón, Australia y E.U.A. se basó inicialmente en la recolección de alevines del medio silvestre, para ser engordados en tanques y jaulas (Nakada, 2002; Yamamoto *et al.*, 2008). Sin embargo, posteriormente el primer intento exitoso de reproducción artificial de *S. rivoliana* se obtuvo en Hawaii en 2003 (Laidley *et al.*, 2004), mientras que los protocolos más recientes para el desove artificial de esta especie han sido descritos por Roo *et al.* (2012) y Fernández-Palacios *et al.* (2015).

En México, la piscicultura marina se inicia en la zona noroeste a finales de la década de los ochenta con los primeros estudios realizados sobre la engorda del pámpano (*Trachinotus paitensis*) en jaulas flotantes, por parte del Departamento de Acuicultura de la entonces Delegación de Pesca en Baja California Sur. Posteriormente, a partir de 1990, el Centro Regional de Investigación Pesquera (CRIP-La Paz, B.C.S.) se vincula a este esfuerzo con estudios sobre la adaptación al cautiverio y algunas experiencias preliminares para el cultivo de la cabrilla arenosa (*Paralabrax maculatofasciatus*) y de algunos pargos (*Lutjanus argentiventris*, *L. aratus*, y *L. peru*) (Avilés, 1997). Los casos de engorda que se reportan en el país son realmente aislados y se refieren a nivel experimental o al piloto-comercial, con la obtención de crías del medio natural. Hasta el año 2010 no existía una oferta masiva de crías a partir de sistemas controlados (Escárcega, 2010). Sin embargo, en los registros de CONAPESCA (2018) se han otorgado títulos acuícolas en el noroeste de México a diversas empresas para el cultivo de Seriolas (Tabla III). En la región del Pacífico Sur de México sólo se tiene referencia de algunos trabajos sobre la valoración del crecimiento de pargo lunarejo (*L. guttatus*) y guachinango (*L. peru*) en jaulas flotantes y un trabajo pionero en la región sobre la aclimatación al cautiverio y el cultivo del robalo prieto (*Centropomus nigrescens*) (Escárcega, 2010).

2.3 Descripción de la especie.

El pez fuerte o jurel *Seriola rivoliana* (Fig. 4), al igual que otras especies de *Seriola*, es considerado como una de las más importantes especies de peces marinos en Japón,

Australia y Estados Unidos. La especie *Seriola rivoliana* se encuentra distribuida a lo largo de las zonas subtropicales de los Océanos Índico, Atlántico oeste y Pacífico oeste. En el continente americano se distribuye desde Baja California hasta el norte de Perú. En Ecuador se localiza a lo largo de la zona litoral y en la zona insular (Fishbase, 2015). En Europa, se puede encontrar en las regiones del Atlántico Centro-Oriental de Portugal (Azores y Madeira), de Canarias a Cabo Verde (Fischer *et al.*, 1981), mientras que algunos ejemplares han sido capturados de forma esporádica en el mar Mediterráneo (Castriota *et al.*, 2002).

Tabla III. Títulos acuícolas para acuicultura de fomento y comercial del género *Seriola* en el noroeste de México.

Permiso de acuicultura de fomento			
Especie	Empresa	Estado	Periodo
<i>Seriola</i> spp	Pesquera NOR-AN S. de R.L. de C.V.	B.C.	02/10/2017 al 02/10/2021
<i>Seriola</i> spp	BAJA SEAS S. de R.L. de C.V.	B.C.S.	30/03/2012 al 30/03/2016
<i>S. rivoliana</i>	SOC. COOP. de PRODUCCION PESQUERA CACHANILLAS FISH S.C. de R.L. de C.V.	B.C.S.	25/02/2016 al 25/02/2020
<i>S. rivoliana</i>	FRANCISCO ARMANDO VILLALBA LOERA	Sin.	07/03/2011 al 07/03/2015
<i>S. rivoliana</i>	Maricultura de la Bahía S. A. de C. V.	Jal.	05/04/2010 al 05/04/2012
<i>S. rivoliana</i>	NAUTICULTURA, S.A. de C.V.	Son.	08/12/2008 al 07/12/2012
<i>S. lalandi</i>	ACUARIO OCEÁNICO S. de R.L. de C.V.	B.C.	21/09/2015 al 21/09/2019
<i>S. lalandi</i>	SOC. COOP. PROGRESO DE PRODUCCIÓN PESQUERA S.C. de R.L.	B.C.S.	10/01/2012 al 10/01/2016
<i>S. lalandi</i>	BAJA AQUA FARMS, S.A. de C.V.	B.C.	30/09/2009 al 30/09/2013
Permiso de acuicultura comercial			
Especie	Empresa	Estado	Periodo
<i>Seriola</i> spp.	MARICULTIVOS BAJA SEL S.A. de C.V.	Son.	12/01/2018 al 14/09/2022
<i>Seriola</i> spp.	RANCHOS MARINOS DE LA PAZ S.A. de C.V.	B.C.S.	30/06/2016 al 19/11/2023
<i>Seriola</i> spp.	PACIFICO AQUACULTURE S.A.P.I. de C.V.	B.C.	15/02/2016 al 19/11/2023
<i>Seriola</i> spp.	AQUACULTIVOS DE CORTEZ S.A. de C.V.	B.C.S.	30/01/2015 al 29/01/2025
<i>Seriola</i> spp.	EARTH OCEAN FARMS S. de R.L. de C.V.	B.C.S.	03/11/2014 al 02/11/2024
<i>Seriola</i> spp.	RANCHEROS DEL MAR, S.A. de C.V.	B.C.S.	20/11/2013 al 19/11/2023
<i>Seriola</i> spp.	SERVAX BLEU S. de R.L. de C.V.	B.C.	25/04/2013 al 15/06/2048
<i>Seriola</i> spp.	BAJA SEAS S. de R.L. de C.V.	B.C.S.	14/10/2012 al 14/10/2022
<i>Seriola</i> spp.	YELLOWTAIL FARMS MÉXICO, S.A. de C.V.	Son.	30/11/2009 al 30/11/2019
<i>Seriola</i> spp.	MARICULTURA DEL NORTE S. de R.L. de C.V.	B.C.	15/05/1998 al 25/04/2013
<i>Seriola lalandi</i>	PACIFICO AQUACULTURE S.A.P.I. de C.V.	B.C.	15/02/2012 al 28/11/2013
<i>Seriola lalandi</i>	AQUACULTIVOS DE CORTEZ S.A. de C.V.	BC.S.	09/02/2012 al 30/07/2014
<i>Seriola lalandi</i>	MARTÚNIDOS S.A. de C.V.	BC.S.	27/02/2004 al 27/02/2014
<i>Seriola lalandi</i>	RANCHEROS DEL MAR, S.A. de C.V.	B.C.S.	28/11/2003 al 28/11/2013
<i>Seriola lalandi</i>	MARICULTURA DE BAHÍA MAGDALENA S. de R.L. de C.V.	B.C.S.	30/11/2000 al 30/11/2014

B.C.: Baja California; B.C.S.: Baja California Sur; Sin.: Sinaloa; Jal.: Jalisco; Son.: Sonora. (CONAPESCA, 2018).

S. rivoliana es bien conocido por su rápido crecimiento, al igual que otras especies del mismo género, alcanzando una longitud máxima estándar de 190 cm y un peso máximo de 80 kg (Avilés y Castello, 2004; Randall, 2007), y tiene alto valor de mercado 7.10 USD por kg (Nakada, 2002). El jurel es de cuerpo generalmente comprimido, de forma fusiforme. Tiene aletas pequeñas independientes. Los juveniles grandes y adultos tienen dos aletas dorsales. El jurel generalmente presenta tres espinas anales. La aleta caudal es ampliamente bifurcada, con un pedúnculo caudal delgado y con dos aletas pélvicas. El color del *Seriola rivoliana* es marrón-violáceo, en el dorso con lados y vientre plateados y una barra negra en diagonal entre la nuca y el ojo. Estos organismos son depredadores de natación rápida (Nelson, 1984), y se les encuentra comúnmente en aguas en un rango de profundidad que va desde los 5 m hasta los 245 m, pero usualmente se le puede encontrar entre los 30 y 35 m (Allen y Erdmann, 2012).



Figura 4. Jurel o pez fuerte, *Seriola rivoliana*. Tomada por Allen, G. R. (Fishbase, 2015).

Los peces del género *Seriola* son oportunistas, con una dieta que varía en función de su tamaño. En el medio natural se alimentan principalmente de moluscos, crustáceos, equinodermos y peces pequeños. Cuando tienen una talla de 4 cm su alimentación consiste principalmente de copépodos (Espinoza *et al.*, 2009; Van der Meeren *et al.*, 2008). A medida que crecen comienzan a alimentarse de pequeñas anchovetas y otros peces pequeños. Una vez que han alcanzado los 15 cm, comienzan a alimentarse de sardinas, macarelas, calamares, entre otros. Los peces del género *Seriola* viven en aguas cálidas, su rango óptimo de temperatura es de 18–29 °C. A temperaturas por debajo de los 15 °C su

crecimiento disminuye, y a temperaturas inferiores a 9 °C o superiores a 31 °C, estos peces mueren. Soportan salinidades altas (33 ups) y no resisten concentraciones menores de 16 ups. El consumo de oxígeno, especialmente en el jurel, es de 500 mL de O kg⁻¹ de biomasa corporal/hora, bajo condiciones normales. El nivel óptimo de oxígeno en estos peces debe ser mayor a 4 mL L⁻¹ y el agua marina contiene más de 5–6 mL L⁻¹ de oxígeno disuelto, lo que es una concentración favorable para la especie (Espinoza *et al.*, 2009).

2.4 Importancia de la nutrición y requerimientos en peces marinos.

La nutrición juega un papel determinante en el crecimiento, en la función del sistema inmune de los peces y en su resistencia a enfermedades, por lo cual los alimentos artificiales que se desarrollen deberán ser altamente digeribles, cubrir los requerimientos nutricionales y tener un bajo costo. Para lograr así obtener un mejor crecimiento, mejores tasas de conversión alimenticia, minimizar el estrés, mantener la salud de los peces y evitar el desperdicio del alimento. Lo cual, de no ser así, aumentaría la contaminación del medio de cultivo, además de poner en riesgo la viabilidad económica de ésta actividad (Webster y Lim, 2002). Los estudios para determinar los requerimientos proteicos para especies acuáticas, en la mayoría de los casos siempre se realizan para determinar la cantidad mínima requerida de proteína para producir el mayor crecimiento, y para no utilizar el exceso de proteína como fuente de energía, tal es el caso de los lípidos (Catacutan *et al.*, 2001). Es importante resaltar que las especies de peces marinos que en la actualidad son cultivadas, requieren altos niveles de proteína en su dieta (Sánchez-Gutiérrez, 2013). Desde el punto de vista económico, la proteína del alimento constituye el principal costo asociado a la formulación, por lo tanto, la optimización de las fuentes de proteína y los niveles de inclusión, son aspectos críticos en el desarrollo de alimentos funcionales (Sánchez-Gutiérrez, 2013). El contenido de proteína y lípidos en el alimento varían de acuerdo a la etapa de desarrollo o el tamaño del pez, y entre especies. Los juveniles de *Lutjanus argentimaculatus* requieren 50% de proteína y de 6 a 12% de lípidos (Catacutan *et al.*, 2001), mientras que *L. analis* requiere de 50 a 53% de proteína cruda en el alimento y de 10 a 14% de lípidos (Benetti, 2002). En contraste, el pargo *L. campechanus* requiere mucho menos proteína, aproximadamente de 32 a 36% y 10% de lípidos (Villa-López, 2005) y

para *L. guttatus* se ha determinado un requerimiento de 45 a 50% de proteína y de 9 a 15% de lípidos (Abdo de la Parra *et al.*, 2010). En la Tabla IV se muestra una comparación de los requerimientos de proteína y lípidos de peces juveniles carnívoros cultivados. Se ha reportado que el alimento para juveniles del jurel *Seriola lalandi* debe de contener un alto porcentaje de proteína, por encima del 43% (Avilés y Castello, 2004). Esta proporción de proteína será más alta para los alevines y juveniles que para los animales grandes, variando desde un 54% hasta un 40% (Avilés y Castello, 2004). El alimento que se usó en un cultivo de jurel *Seriola lalandi* en Bahía Magdalena contenía 43% de proteína como mínimo, lípidos de 20-24%, un máximo de fibra del 3%, ceniza máxima 14% y humedad máxima del 10% (Avilés y Castello, 2004), obteniendo resultados de crecimiento de 264 g mes⁻¹ en el primer año de cultivo y hasta 600 g mes⁻¹ durante el segundo año. En algunos casos los alimentos han sido suplementados con taurina y ácidos grasos esenciales.

Por otro lado, se han probado los subproductos animales, como la harina de aves de corral, en el medregal japonés (Nakada, 2008) y el jurel (Bowyer *et al.*, 2012c). También se han probado con éxito en varias especies de peces carnívoros, diferentes sustitutos de harina de pescado, como harina de soya al 10% en alimentos para *S. lalandi* (Bowyer *et al.*, 2013b) y a 20-30% para *S. dumerili* (Tomas *et al.*, 2005). Se ha probado harina de soya con niveles reducidos de oligosacáridos resistentes al calor (rafinosa y estaquiosa) e inhibidores de la proteasa en niveles de hasta 40-48% de inclusión en los alimentos para *S. lalandi* (Buentello *et al.*, 2015; Jirsa *et al.*, 2011) y concentrado de proteína de soya hasta un 20% de inclusión en los alimentos para *S. lalandi* (Bowyer *et al.*, 2013a).

Todo lo anterior sirve como base para el inicio del desarrollo de alimentos balanceados que cubran las necesidades de la especie en estudio, debido a que es el candidato más reciente para la acuicultura, hay poca información disponible sobre la alimentación artificial de *S. rivoliana*. Algunos de esos trabajos son los realizados por Fernández-Palacios *et al.* (2015) quienes utilizaron macarela al 2% del peso corporal para la alimentación de reproductores. Recientemente, se reemplazó el 80% de la harina de pescado con harina de calamar, *Haematococcus pluvialis* y *Schizochytrium limacinum* logrando con éxito buenos resultados en crecimiento de *S. rivoliana*, lo que demuestra la posible utilización de estas harinas como ingredientes prácticos (Kissinger *et al.*, 2016).

Tabla IV. Requerimientos de nutrientes utilizados en la alimentación de especies del género *Seriola*.

NUTRIENTES	<i>Seriola quinqueradiata</i>			<i>Seriola dumerili</i>			<i>Seriola lalandi</i>				
Proteína (%)	45-50 (e)♦	45 (h)♦	53 (k)Ⓚ	44-50 (a) (j)♦	45-50 (m)♦	50 (b)Ⓚ	43.8-44.7 (c)♦	54.5-52.4 (d)♦	51-53 (f)♦	45 (i)♦	43 (l)♦
Lípidos (%)	14-17 (e)♦	25 (h)♦	11 (k)Ⓚ	19-20 (j)♦	14-17 (m)♦	20 (b)Ⓚ	23.1 -23.5 (c)♦	10.9-11.3 (d)♦	11-16 (f)♦	25 (i)♦	20-24 (l)♦
Carbohidratos (%)		20.3 (h)♦	4(k)Ⓚ		18.9-28.3 (m)♦						
Energía bruta (MJ Kg ⁻¹)		23.4 (h)♦			17.8 (m)♦	22 (b)Ⓚ	22 (c)♦		21.5-25.2 (f)♦	23.3 (i)♦	
Cenizas (%)	7.8-10.8 (e)♦	5.9 (h)♦		8-10 (j)♦		9.64 (b)Ⓚ	8.9-9.9 (c)♦			8.9-9.2 (i)♦	14 (l)♦
Fibra cruda (%)	2.7 1.1(e)♦				1.84-2.23 (m)♦						3 (l)♦
Prem. vitaminas (%)		3 (h)♦	1.5 (k)Ⓚ	2 (j)♦		2 (b)Ⓚ		8 (d)♦	10-11 (f)♦	2 (i)♦	
Prem. minerales (%)	3 (e)♦	2.5 (h)♦	8 (k)Ⓚ	1 (j)♦		2 (b)Ⓚ		8 (d)♦		2 (i)♦	
Vitamina A mg kg ⁻¹						5.68 (a)Ⓚ					
Vitamina C (%)	3 (e)♦					122 (a)♦		3 (d)♦		3 (i)♦	
Tiamina (mg kg ⁻¹)						11.2 (a)♦					
Rivoflavina (mg kg ⁻¹)						11 (a)♦					
Ácido pantoténico (mg kg ⁻¹)						35.9 (a)♦					
Niacina (mg kg ⁻¹)						12 (a)♦					
Biotina (mg kg ⁻¹)						.67 (a)♦					
Lisina (%)						2.6-5.5 (b)Ⓚ					
Taurina (%)			2 (k)Ⓚ	7.5 (j)♦		5.4-3.1 (b)Ⓚ					
Metionina (%)						2.1-4.1 (b)Ⓚ					
DHA oil (EPA, 6.3%; DHA, 27.0%) (%)			3.5 (k)Ⓚ								
DHA %	1.4-2.6 (a)♦										
EPA %	3.7 (a)♦										

*larvas; Ⓚalevines; ♦juveniles.

(a) (NRC, 2011) National Research Council 2011, (b) Bowyer *et al.* (2013b), (c) Trung y Fotedar (2014), (d) Bowyer *et al.* (2012a), (e) Yoshitomi y Nagano (2012), (f) Booth *et al.* (2010), (h) Ruchimat *et al.* (1997), (i) Bowyer *et al.* (2012b), (j) Khaolian *et al.* (2014), (k) Matsunari *et al.*, 2005, (l) Avilés y Castello (2004), (m) Jover *et al.* (1999).

2.5 Nutrientes esenciales: ácidos grasos.

Parte importante en la formulación de un alimento son los nutrientes que comúnmente se denominan "esenciales", que significa que su biosíntesis es insuficiente o no es posible por la maquinaria enzimática del organismo en cuestión, por lo que debe ser suministrado dentro del alimento. Los ácidos grasos esenciales (EFA, por sus siglas en inglés) para la mayor parte de los animales son el ácido linoleico (18:2n-6) y ácido α -linolénico (18:3n-3) (Cunnane, 2003). Algunos peces tienen la capacidad de elongar estos dos ácidos grasos para producir ácidos grasos de 20 carbonos, y también de desaturarlos para incrementar el número de dobles enlaces (Nakamura y Nara, 2004). Sin embargo, algunas especies han perdido esta capacidad, probablemente como resultado de adaptarse a un entorno rico de ácidos grasos altamente insaturados (HUFA, por sus siglas en inglés) (Turchini *et al.*, 2009). En consecuencia, para estas especies de peces marinos los AGE son directamente los HUFA (Sargent *et al.*, 2002) dado que tienen una baja o nula actividad de las desaturasas de $\Delta 5$ y $\Delta 6$, y estas enzimas participan en el camino de la conversión de ácidos grasos de 18 carbonos a HUFA (Sargent *et al.*, 2002), tales como el 20:4n-6 (ácido araquidónico o ARA), 20:5n-3 (ácido eicosapentaenoico o EPA) y 22:6n-3 (ácido docosahexaenoico o DHA).

En la figura 5 se muestran las rutas de la biosíntesis de HUFA a partir de sus precursores. Las flechas verticales hacia abajo representan reacciones de elongación de cadena de ácidos grasos, mientras que las flechas horizontales representan desaturaciones. La única flecha vertical hacia arriba representa el acortamiento de la cadena por peroxisomas (Sargent *et al.*, 2002).

Los HUFA juegan un papel importante en los procesos reproductivos, ontogenia del embrión y las primeras etapas del desarrollo larvario de peces marinos (Sargent *et al.*, 2002). El EPA y el DHA son los principales HUFA en las membranas de la célula, participan en el mantenimiento de su estructura y función, aunque el EPA es selectivamente catabolizado respecto a DHA para proporcionar energía durante la maduración del ovario antes del desove (Tocher, 2003). Los HUFA son precursores de varios grupos de compuestos biológicamente muy activos conocidos como eicosanoides. Los eicosanoides

derivados del ARA tienen una amplia gama de funciones en la reproducción de peces y en su respuesta inmune (Turchini *et al.*, 2009).

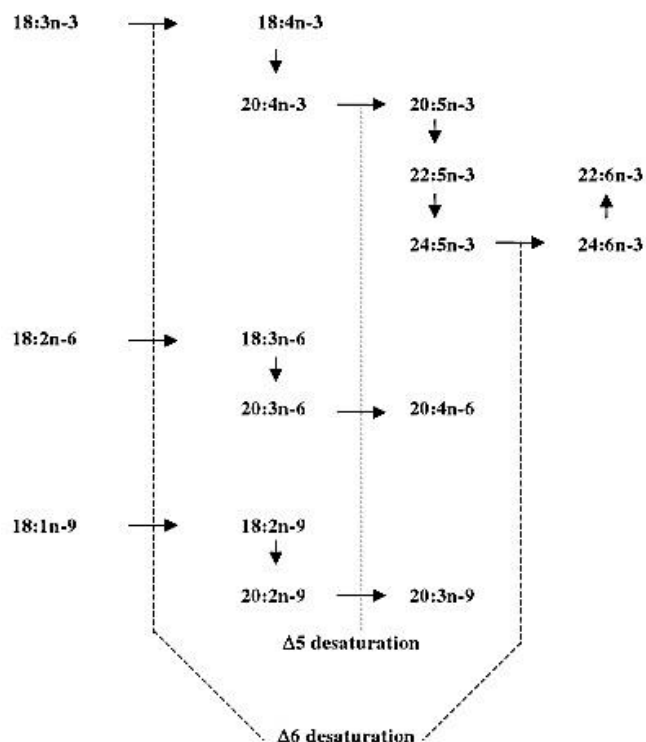


Figura 5. Síntesis de HUFA a partir de PUFA (Sargent *et al.*, 2002).

El DHA es esencial en peces para su sano crecimiento y la eficiencia alimenticia al contener este ácido graso esencial y no gastar energía en la síntesis del mismo. También presenta funciones como contracción de los músculos para hacer la natación más eficiente, la coagulación, la digestión, la fertilidad y el control de la inflamación (Sargent *et al.*, 2002; Takeuchi *et al.*, 1990).

2.6 Nutrientes esenciales: aminoácidos.

Se han realizado pocos estudios sobre las rutas del metabolismo de aminoácidos en peces. Estas rutas parecen similares o idénticas a las de los mamíferos omnívoros. En mamíferos, la aminotransferasa de aminoácidos de cadena ramificada (AACR) se encuentra casi completamente en el músculo esquelético, de tal manera que de todos los aminoácidos absorbidos, los AACR (diferentes a los que son usados para la síntesis de proteína en el

hígado) son los únicos que pasan intactos ese órgano y realizan las primeras fases de su catabolismo en el músculo. Los cetoácidos de cadenas ramificadas después son transportados de regreso al hígado. Se había reportado anteriormente (Murai *et al.*, 1987) que en trucha, los aminoácidos AACR son removidos de la vena portal a través del hígado. Otros de los nutrientes importantes en un alimento balanceado, son los aminoácidos (AA) esenciales, que son aquellos que no pueden ser sintetizados o están insuficientemente sintetizados por los animales para cubrir sus requerimientos (Li *et al.*, 2008). A continuación se presentan los aminoácidos esenciales, no esenciales y aminoácidos condicionalmente esenciales para especies de peces marinos (Tabla V). Los condicionalmente esenciales deben de ser proporcionados en el alimento, cuando las tasas de utilización son mayores a las tasas de síntesis (Li *et al.*, 2009).

La lisina es considerada un AA esencial, limita la síntesis de proteína, y es precursor de la carnitina, que juega un papel importante en el transporte de cadenas largas de ácidos grasos hacia la mitocondria y que son necesarios para la beta-oxidación, y por ende la generación de energía (Ball *et al.*, 2007).

Los AA que tienen azufre son la metionina, cisteína y taurina. La metionina suele ser el primer AA limitante en muchos alimentos de peces, especialmente aquellos que contienen altos niveles de fuentes de proteína vegetal, tales como harina de soya y harina de maní (Mai *et al.*, 2006). Las vías de transmetilación de metionina, transulfuración para la síntesis de cisteína y taurina han sido descritas en el hígado de mamíferos y están probablemente presentes en el pez a pesar de posibles diferencias cuantitativas entre especies. Por ejemplo, la conversión de metionina en la taurina se ha descrito para peces (Wilson, 2002), pero poco se sabe sobre los productos intermedios, actividades enzimáticas, así como la regulación hormonal y nutricional.

La taurina es considerada un aminoácido no esencial para los peces, debido a que en algunos peces se presenta capacidad de síntesis, además no forma parte de proteína estructural, pero se encuentra presente en altas concentraciones en su forma libre (50 a 200 mM) (Anderson *et al.*, 2009) y es importante para el desempeño de varias funciones fisiológicas en los organismos. La taurina está implicada en procesos fisiológicos importantes, tales como osmoregulación, conjugación con ácidos biliares, estabilización de

membrana (Anderson, *et al.*, 2009), en la digestión de las grasas, defensa antioxidante, osmoregulación celular, así como desarrollo de sistemas visuales, nerviosos y musculares (Fang *et al.*, 2002).

Tabla V. Aminoácidos esenciales y no esenciales para peces carnívoros (NRC, 2011).

Aminoácidos esenciales	Aminoácidos no esenciales	Aminoácidos condicionalmente esenciales
Arginina	Alanina	Cisteína
Histidina	Asparagina	Tirosina
Isoleucina	Aspartato	
Leucina	Glutamato	
Lisina	Glicina	
Metionina	Serina	
Fenilalanina	Glutamina	
Treonina	Prolina	
Triptofano		
Valina		

Además, la suplementación de taurina en el alimento puede promover el desarrollo intestinal de las larvas de cobia, lo cual mejora la eficiencia de los cultivos larvarios, aumentando la supervivencia. La taurina es abundante en la harina de pescado y productos de origen animal (especialmente productos de invertebrados marinos), pero ausente en las plantas. El suplementar taurina a alimentos con proteína vegetal puede promover el crecimiento y eficiencia de utilización del alimento en peces carnívoros, como la trucha arco iris (Gaylord *et al.*, 2007) y el lenguado japonés (Kim *et al.*, 2005). Además, la concentración de taurina en los tejidos de ciertos peces está influenciada por cambios en la salinidad (Dabrowski *et al.*, 2005). En especies marinas tales como jurel *S. quinqueradiata*, lenguado japonés *Paralichthys olivaceus* y dorada japonesa *Pargus major* se reporta la necesidad de suplementar taurina en alimentos con proteína vegetal en sustitución a la harina de pescado, con la finalidad de mantener el crecimiento y las condiciones fisiológicas normales de los organismos en cultivo, lo que parece indicar que los peces marinos no son capaces de sintetizar suficiente cantidad de taurina (Goto *et al.*, 2001). Inclusive, ya se han realizado algunos estudios donde se han suplementado los alimentos

con aminoácidos: lisina y metionina para *S. lalandi* (Bowyer *et al.*, 2013b) y taurina para *S. quinqueradiata* (Khaoian *et al.*, 2014; Matsunari *et al.*, 2005).

2.7 El concepto de digestibilidad y métodos de evaluación.

La digestibilidad es una forma de evaluar el aprovechamiento de un alimento, es decir la facilidad con la que es convertido por el aparato digestivo en sustancias útiles para la nutrición, comprende dos procesos, la digestión que corresponde a la hidrólisis de las moléculas complejas de los alimentos, y la absorción de pequeñas moléculas (aminoácidos, ácidos grasos) en el intestino (Cruz Suárez *et al.*, 1998). La determinación de digestibilidad es esencial no solo para formular alimentos de bajo costo, sino que además es útil para la investigación de requerimientos nutricionales, selección de ingredientes con valor nutritivo (en relación a la calidad de la materia prima) y formulación de alimentos que minimicen la contaminación del agua (Hajen *et al.*, 1993).

La digestibilidad de un ingrediente alimenticio depende en primer lugar de la composición química y de la capacidad digestiva de la especie que va a ser alimentada. Sin embargo existen factores no relacionados al alimento (condiciones ambientales, sistema de producción, prácticas de alimentación, forma de manufactura del alimento) que pueden afectar la digestibilidad bajo condiciones prácticas, entonces el coeficiente de digestibilidad no es constante (Sullivan y Reigh, 1995).

Una herramienta para evaluar la disponibilidad de un ingrediente como componente de un alimento, es la digestibilidad aparente *in vivo*, que es uno de los indicadores biológicos más precisos para cuantificar la capacidad de utilización del ingrediente por el organismo y tiene como objetivo la búsqueda de alimentos más eficientes y amigables con el medio ambiente (Akiyama *et al.*, 1993; Cruz-Suárez *et al.*, 2002): Por tal motivo se está confiriendo significativa atención a la digestibilidad *in vivo* de los ingredientes o de los alimentos compuestos. La evaluación de la composición nutricional de los ingredientes antes y después de la elaboración de alimentos permite la formulación precisa de los alimentos con el consecuente desarrollo de alimentos nutricionalmente completas, la calidad de un alimento depende en gran medida de su digestibilidad, su valor biológico y su utilización neta (Lee y Lawrence, 1997).

El coeficiente de utilización digestiva aparente (CUDA) permite cuantificar la digestibilidad, el cual se define para un nutriente. En teoría, el CUDA depende del estado fisiológico del pez y del nivel de ingesta y permite evaluar la aptitud del animal en retener o utilizar una ración alimenticia (Guillaume *et al.*, 2004). El CUDA es utilizado en programas de formulación de alimentos con la finalidad de mezclar ingredientes para satisfacer los requerimientos nutricionales de una especie objetivo e incluso, bajar costos. Los alimentos con una formulación de costo mínimo pueden optimizar la calidad del alimento, pero la utilización de dichos alimentos requiere acceso a una variedad de ingredientes y por supuesto el conocimiento de su digestibilidad (McGoogan y Reigh, 1996).

Las evaluaciones de la digestibilidad de los ingredientes deberían ser hechas con pellets que contengan solo el 100% del ingrediente a evaluar. Sin embargo, esto es raramente posible, porque los animales acuáticos se niegan a comer alimentos que comprenden un solo ingrediente. En cambio, la sustitución de ingredientes se utiliza generalmente, donde los alimentos de prueba contienen el ingrediente de prueba, además del alimento referencia. Por lo general, estos alimentos se han basado en harina de pescado, proteína clave como fuente de energía, aunque otros ingredientes también han sido sistemáticamente utilizados, tales como la harina de soya y de trigo (Cho y Slinger, 1979; Glencross y Hawkins, 2004). La cantidad del ingrediente de prueba que se incluye en un alimento de prueba tiene implicaciones importantes en la evaluación de la digestibilidad realizada (Smith y Tabrett, 2004). Es útil evaluar los ingredientes a niveles más típicos a los que se utilizan en alimentos prácticos, y es frecuente un nivel de inclusión de 20–40% (Allan *et al.*, 1999).

Si un ingrediente con 90% de proteína se agrega a un alimento de referencia en una proporción de 30:70% y el alimento referencia contiene 50% de proteína, entonces el ingrediente prueba añadido realmente contribuye 270 g kg⁻¹ de proteína a la proteína total del alimento (> 40% de proteína en el alimento) y el alimento de referencia aporta 350 g kg⁻¹ de proteínas al alimento de prueba. Esto es substancialmente más que el 30% indicado la proporción directa de ingrediente sustituido (Glencross *et al.*, 2007), lo que no es adecuado, debido a que para la obtención del Coeficiente de Digestibilidad del Ingrediente (CDI) se debe incluir una cantidad conocida del ingrediente en estudio y el alimento referencia, y así conocer la digestibilidad para cada una de las inclusiones. La digestibilidad de la proteína

aumenta cuando el nivel en el alimento es incrementado (Smith *et al.*, 1985), esto aplica siempre y cuando el porcentaje de proteína en el alimento no sea superior al requerimiento de la especie.

En cuanto a la inclusión limitada, es la inclusión serial en diferentes porcentajes, donde son evaluados varios niveles de inclusión de los ingredientes (tres o más) (Glencross *et al.*, 2004). Por lo general, estos ensayos han utilizado una serie de niveles de inclusión de 0%, 10%, 20%, 30%, 40% y 50% del ingrediente de prueba en un alimento referencia. En estos estudios, se hacen dos mezclas, generalmente la referencia (0%) y el más alto nivel de inclusión en cantidades lo suficientemente grandes para permitir la creación de los otros alimentos experimentales mediante la mezcla de las proporciones adecuadas. Este estilo de prueba proporciona substancialmente más información que un solo nivel de inclusión. Sin embargo, la practicidad del nivel superior de inclusión del ingrediente de prueba ha variado con algunos intentos realizados en niveles de un único nivel de inclusión del ingrediente tan altos como 70% del alimento. Sin embargo, niveles de inclusión de nuevos ingredientes en los alimentos comerciales probablemente nunca sea mayor que 25% del alimento, por lo tanto aumentar el número de niveles de inclusión de práctica, en lugar de ir a niveles de inclusión extremos agrega mayor valor a un estudio. Por lo tanto, niveles de inclusión superior al 40-50% del alimento no son adecuados, es mejor utilizar niveles de inclusión del ingrediente que probablemente sí sean utilizados en la industria (Glencross *et al.*, 2007). El método más usado para medir la digestibilidad se basa en el empleo de marcadores inertes no digeribles en el alimento. Existen marcadores externos e internos, mismos que no deben interferir en el proceso digestivo (Jones y De Silva, 1998). El marcador externo más usado es el óxido de cromo (Cr_2O_3) (Furukawa y Tsukahara, 1966) que es un material inerte que no puede ser absorbido por el tracto digestivo de los animales. La inclusión del óxido de cromo en los alimentos es una proporción del 0.5 al 2%, donde se compara la relación del marcador existente en el alimento y en las heces analizadas por métodos por métodos espectrofotométricos. El uso del marcador como referencia permite estimar el CUDA (Guillaume *et al.*, 2004; Mendoza, 1993).

Existen varias técnicas para llevar a cabo la recolección de heces fecales para la estimación del CUDA que van desde la colecta de heces por presión manual del área rectal o masaje

abdominal “*stripping*” (Nose, 1960), succión anal o disección intestinal (Aguado *et al.*, 2004), o la simple recolección de las heces fecales de los tanques de experimentación con un sifón.

2.8 Enzimas digestivas.

Otra forma de evaluar la capacidad de los individuos para utilizar los nutrientes incluidos en los alimentos, es a través del estudio de la composición de sus enzimas digestivas y su actividad. Como ejemplo de estudios realizados para medir la actividad enzimática de peces, tenemos el trabajo realizado por Divakaran (1999), quien trabajó con las enzimas digestivas de *Polydactylus sexfilis* y *Caranx melampygus*, demostrando que estudiando el perfil enzimático de los peces es posible predecir la capacidad de una especie para utilizar los diferentes nutrientes. Otros trabajos son los realizados por Chen *et al.* (2006) quienes estudiaron el desarrollo ontogénico de las enzimas digestivas en larvas de *S. lalandi*, Miegel *et al.* (2010) estudiaron la actividad de enzima digestivas en *S. lalandi*, Kofuji *et al.* (2005) estudiaron las enzimas digestivas en *S. quinquerediata* por efecto de alimentos con diferentes niveles de proteína y energía y Ma *et al.* (2014) estudiaron la respuesta de enzimas digestiva a diferentes tiempos de destete en larvas de *S. lalandi*.

El tracto gastrointestinal de los peces se puede subdividir en cuatro regiones: la cabeza intestinal, intestino anterior, medio y posterior. Otras subdivisiones morfofuncionales se pueden superponer en este plan básico. La cabeza intestinal se compone de la boca y de la faringe, y su función es la de adquirir alimentos y procesarlo mecánicamente. Sigue el intestino anterior y se compone de el esófago y el estómago, donde comienza la digestión química de los alimentos. En algunos peces, la ruptura mecánica de los alimentos también puede ocurrir parcial o plenamente en el estómago. El intestino anterior y medio representan la mayor proporción del intestino donde se continúa la digestión química y los procesos de absorción. El intestino grueso es la sección final del intestino, que incluye el recto; aunque en algunos casos no existe una clara distinción morfológica entre intestino medio y el intestino posterior (Grosell *et al.*, 2011). Los órganos digestivos es el lugar donde los alimentos son desdoblados en sus subunidades básicas, sin embargo, antes de poder describir los procesos digestivos de cualquier pez, es necesario conocer cuales son

los órganos digestivos y sus funciones (Guillaume *et al.*, 2004). De manera general los órganos digestivos en peces son: esófago, estómago (especies gástricas) o bulbo intestinal (peces agástricos), intestino anterior, intestino posterior y ciegos pilóricos. Los órganos de soporte son: páncreas, vesícula e hígado. Dentro de los órganos soporte, el páncreas es el encargado de secretar una amplia variedad de enzimas y bicarbonato, los cuales son vertidos hacia el intestino y ciegos pilóricos por medio de ductos. La vesícula se encuentra localizada cerca del hígado y cerca de la porción anterior del intestino y su función es almacenar sales biliares y excretarlas en el lumen intestinal cuando el alimento sale del estómago. Entre otras funciones, el hígado es el encargado de captar los nutrientes y metabolitos provenientes de lo absorbido, donde pueden ser procesados o reenviados a otros órganos, así como la formación de sales biliares, las cuales son guardadas en la vesícula (Bowyer *et al.*, 2012b).

Existen tres tipos de enzimas digestivas en los peces, al igual que en otros vertebrados, siendo dos de ellas las principales (Guillaume *et al.*, 2004):

1- Enzimas secretadas por el páncreas y, de forma minoritaria, por el estómago, en forma de gránulos de zimógeno o proenzimas inactivas mezcladas con jugo digestivo de composición iónica y pH particular. Estas proenzimas, que nunca tienen un origen bucal en los peces, se activan en el estómago y sobre todo en el duodeno.

2- Enzimas de membrana que se encuentran en pequeñas proporciones en el quimo, pero que solo actúan, en condiciones normales, ligadas a la membrana de las microvellosidades. Todas estas enzimas son intestinales y tienen como función la degradación de los fragmentos de macromoléculas filtradas por el glicocálix. Se sitúan cerca de los sistemas de transporte que aseguran la absorción en el citoplasma del enterocito.

3- Enzimas de células del tubo digestivo localizadas fuera de la pared, por ejemplo en los lisosomas. Puede ser difícil determinar si estas enzimas participan en la digestión extracelular ya que su actividad puede detectarse *in vitro* después de la lisis de las células (Guillaume *et al.*, 2004).

El proceso de digestión es coordinado por un conjunto de procesos físicos, químicos y enzimáticos, que comienzan en la boca y termina en excreción por el ano. La conjunción de estos procesos genera que los alimentos complejos se transformen en moléculas menos

complejas (péptidos y aminoácidos libres, ácidos grasos y glucosa), generando moléculas que pueden ser absorbidas a través del epitelio intestinal (Guillaume *et al.*, 2004). En un esquema general, la digestión de organismos monogástricos ocurre en el lumen de los órganos digestivos, donde las proteínas son hidrolizadas por proteasas para producir polipéptidos y éstos a su vez son hidrolizadas por peptidasas para producir amino ácidos libres. Dado que las proteínas poseen diferentes niveles de estructuras (primaria, secundaria, terciaria y cuaternaria) existen numerosas proteasas y peptidasas, cada una específica a la estructura proteica o peptídica de su sustrato (Rust, 2002). Dentro de las enzimas digestivas, las proteasas juegan un papel esencial en el crecimiento y supervivencia de todos los organismos vivos. La hidrólisis de los enlaces peptídicos catalizados por proteasas es una reacción común en la naturaleza (Klomkiao *et al.*, 2008). Pepsina y tripsina son las dos principales proteasas encontradas en el sistema digestivo de peces (Salze *et al.*, 2012); la primera actúa a nivel estomacal, mientras que tripsina se concentra principalmente en ciegos pilóricos e intestinos (Khantaphant y Benjakul *et al.*, 2010).

La digestión de lípidos por las lipasas ocurre por medio de una hidrólisis extracelular principalmente en intestino y lumen de ciegos pilóricos por una variedad de lipasas y colipasas y la actividad de dichas lipasas difiere entre especies. La digestión de lípidos es facilitada por emulsificantes (sales biliares), tales como colatos o taurocolatos (Bowyer *et al.*, 2012b). Al igual que las proteasas, las lipasas son nombradas con respecto al sustrato sobre el que actúan; triacilglicerol lipasa hidroliza ácidos grasos de triglicéridos, mientras que las fosfolipasas rompen ácidos grasos de fosfolípidos (Rust, 2002).

La digestión de carbohidratos es muy parecida, con la hidrólisis extracelular de dichos compuestos en el estómago, intestino y ciego pilórico y una asociación de hidrólisis vinculado a la membrana en el intestino anterior y ciegos pilóricos por una variedad amplia de carbohidrasas, hidrólisis que da como resultado polisacáridos y monosacáridos (Bowyer *et al.*, 2012b; Rust, 2002). Los peces tienen enzimas digestivas para romper carbohidratos (carbohidrasas) que se producen primariamente en el páncreas, aunque se pueden producir en la mucosa intestinal y en los ciegos pilóricos de algunas especies. Sin embargo, la presencia y cantidad de estas enzimas digestivas está correlacionada con el alimento del

pez. Así en peces herbívoros la producción de carbohidrasas (como la amilasa) es importante, mientras que para peces carnívoros no lo es. En algunos peces herbívoros la actividad de lipasas y proteasas es mínima, mientras que en peces carnívoros es alta (Moyle y Cech, 2000).

En especies con estómago, el procesamiento de alimento en adultos implica una digestión ácida y por consecuencia una mayor digestión extracelular de las proteínas (Lazo *et al.*, 2007; Salze *et al.*, 2012). El desarrollo de glándulas gástricas es considerado el último gran evento durante el desarrollo del tracto digestivo y algunos autores sugieren que su presencia es comienzo de la etapa juvenil (Galaviz *et al.*, 2012; Salze *et al.*, 2012). En el estómago, es secretado ácido clorhídrico, lo que genera una desnaturalización de los nutrientes y a su vez activa a la principal enzima proteolítica gástrica (pepsina) a partir de su forma inactiva o, zimógeno (pepsinógeno). Ya una vez que el alimento está en el estómago, solamente la porción solubilizada (quimo) pasará a través del píloro, que es el músculo que define el límite posterior del estómago y controla el tiempo de salida de jugos gástricos hacia ciegos pilóricos e intestinos y por ende el tiempo de retención del alimento en estómago (Rust, 2002). Una vez que el quimo pasa a ciegos pilóricos e intestino, la vesícula y el páncreas secretan sales biliares y jugos pancreáticos respectivamente, inducido por la hormona Colecistoquinina (CCK), encargada de mediar este proceso digestivo, la cual es secretada a partir de señales neuronales de células endocrinas en el intestino anterior. Las enzimas proteolíticas y co-lipasas son secretadas como zimógenos, las cuales son activadas en el lumen intestinal, mientras que lipasas y amilasas son liberadas en su forma activa. La cascada de eventos que genera la activación de los zimógenos es iniciada por la enteroquinasa, secretada por células intestinales. Las enteroquinas activan a la tripsina a partir de su zimógeno (tripsinógeno), que a su vez la tripsina posee la importante función de activar otras enzimas digestivas (elastasas, carboxipeptidada A y B, quimotripsina, co-lipasa) (Bakke *et al.*, 2011). Aunado al proceso antes descrito y para contrarrestar el pH ácido que es vertido a ciegos pilóricos e intestino por el paso del quimo, el páncreas se encarga de secretar jugos cargados de bicarbonatos, lo que genera un cambio en el pH, generándolo alcalino lo que inactiva pepsinas y deja las condiciones idóneas para el

funcionamiento de otras enzimas tanto proteicas como para digestión de lípidos y carbohidratos (Bakke *et al.*, 2011).

Durante la etapa de desarrollo larval de muchas especies de peces marinas, el tracto digestivo en un inicio es solo un tubo recto cerrado en la boca, que se mantiene cerrado hasta que se agota el saco vitelino, hasta entonces se segmenta en buco-faringe, intestino anterior, medio y posterior. Su periodo de larvas termina con el desarrollo del estómago con glándulas gástricas y ciegos pilóricos. El hígado y el páncreas son funcionales desde la primera alimentación (Galaviz *et al.*, 2012; Lazo *et al.*, 2007; Salze *et al.*, 2012). Durante dicha etapa de vida, la digestión proteica ocurre principalmente por proteasas alcalinas (como tripsina y quimotripsina) y peptidasas citosólicas (Galaviz *et al.*, 2012) (Tabla VI).

Tabla VI. Actividad enzimática según el desarrollo del pez.

Estadio	Enzimas	Función	Órgano secretor	Referencia
Larval	Proteasas alcalinas (Tripsina, quimo tripsina y peptidasas)	Poca capacidad de digerir macromoléculas. Las proteínas son abdsrobidas por pinocitosis de los enterocitos en el intestino	Estómago y páncreas.	Galaviz <i>et al.</i> , 2012.
	Intracelulares: leucina y alanina peptidasa (90%).	Pueden digerir proteínas	Hígado y páncreas	Lazo <i>et al.</i> , 2007; Galaviz <i>et al.</i> , 2012.
	Fosfatasas y catepsinas			
Juveniles-Adultos	Digestión ácida	Mayor digestión extracelular	Estómago	Lazo <i>et al.</i> , 2007; Salze <i>et al.</i> , 2012.
	Secreción de ácido clorhídrico-activa pepsina a partir de pepsinógeno	Desnaturalización de los nutrientes	Estómago	Rust, 2002.
	Vesícula y páncreas: Sales biliares y jugos pancreáticos	La cascada de eventos genera la activación de los zimógenos iniciada por la enteroquinasa, secretada por células intestinales. Las enteroquinasas activan a la tripsina a partir de su zimógeno (tripsinógeno), y a su vez la tripsina posee la función de activar otras enzimas digestivas (elastasas, carboxipeptidada A y B, quimotripsina, co-lipasa).	Ciegos pilóricos e intestino	Bakke <i>et al.</i> , 2011.
	Enzimas proteolíticas y colipasas		Páncreas	Sanz <i>et al.</i> , 2009; Bakke <i>et al.</i> , 2011.
	Enteroquinasas-tripsina-(elastasa, carboxipeptidasa A y B, quimotripsina, co-lipasa). Lipasas Amilasas		Páncreas	Sanz <i>et al.</i> , 2009; Bakke <i>et al.</i> , 2011.

Durante esta etapa las enzimas tienen poca capacidad de digerir macromoléculas, las cuales son absorbidas por pinocitosis en los enterocitos del intestino posterior. Las proteínas pueden ser digeridas por enzimas intracelulares y se ha demostrado que la digestión intracelular es activa durante la alimentación inicial de larvas y se presenta un subsecuente decremento con el desarrollo del sistema digestivo. Las principales enzimas digestivas intracelulares son la leucina alanina peptidasa con aproximadamente un 90% de la actividad total de las enzimas del citosol, aunque también se encuentran otras enzimas como fosfatasas ácidas y catepsinas (Galaviz *et al.*, 2012; Lazo *et al.*, 2007).

3. JUSTIFICACIÓN

Los subproductos generados por la actividad pesquera y acuícola pueden ascender al 60% del total de la producción (Ponce y Gernat, 2002) y esto genera problemas de contaminación ambiental y focos de infección para la población, que tenderá a aumentar a medida que se generen y apliquen leyes de sanidad en la manufactura de productos marinos. Por otro lado, la harina de pescado solía ser un producto barato utilizado en la alimentación animal (Olsen y Hasan, 2012). Sin embargo, la industria de la acuicultura en rápido crecimiento que utiliza la harina de pescado como principal fuente de proteínas en los alimentos, ha contribuido al aumento de la demanda y de los precios, en el mercado de alimentos balanceados (FAO, 2016). Debido a estos problemas, todos los subproductos que se llegan a generar de la pesca y acuicultura, se convierten en una oportunidad como alternativas para producir harinas con potencial para ser utilizados como sustitutos parciales o totales de haría de pescado en la formulación y elaboración de alimentos de engorda y así encontrar nuevas alternativas que sirvan como fuentes de nutrientes y que a su vez ayuden a reducir la demanda del uso de la harina de pescado. Por lo antes expuesto, se consideró determinar el valor nutricional de harinas de subproductos marinos para juveniles de jurel *Seriola rivoliana*, para utilizarlas como sustitutos parciales de la harina de pescado en el alimento.

4. HIPÓTESIS

4.1 Hipótesis I.

Las harinas de cabezas de camarón, vísceras de almeja catarina y de hacha pueden tener composición química diferente a la harina de pescado, pero mientras se cubran los requerimientos nutricionales de los peces, la sustitución parcial de la harina de pescado por harinas de estos subproductos en el alimento de *Seriola rivoliana* no producirá cambios significativos en las respuestas de crecimiento, utilización del alimento, bioquímica sanguínea, composición química proximal, lipídica y la actividad enzimática digestiva de los peces, siendo así opciones viables para reducir el uso de la harina de pescado en alimentos para jurel.

4.2 Hipótesis II.

La composición química de los subproductos marinos será diferente, por lo que se espera que su digestibilidad aparente *in vivo* en juveniles de jurel *Seriola rivoliana* sea distinta. La digestibilidad de las harinas de vísceras de hacha y almeja catarina será mayor a la de harina de cabezas de camarón, ya que esta última tiene niveles de fibra y cenizas elevados.

4.3 Hipótesis III.

La digestibilidad de los diversos alimentos será más baja a menor temperatura de cultivo, porque habrá menor consumo de alimento y actividad enzimática, repercutiendo en la eficiencia de la digestión. La digestibilidad variará por el método de colecta de heces empleado, obteniéndose valores de digestibilidad más elevados por el método de sifoneo, ya que este no implica forzar la eyección de las heces de manera prematura, como ocurre en los métodos de masaje abdominal o de disección, permitiendo que la digestión del alimento sea completada.

5. OBJETIVOS

5.1 Objetivo General.

Determinar el valor nutricional de harinas de subproductos marinos para juveniles de jurel *Seriola rivoliana*, para utilizarlas como sustitutos parciales de la harina de pescado en el alimento.

5.2 Objetivos específicos.

1. Producir en laboratorio harinas de cabezas de camarón, vísceras de almeja catarina y vísceras de hacha, y determinar su composición química.
2. Determinar el efecto de la inclusión de subproductos marinos, en sustitución parcial de la harina de pescado en alimentos para juveniles de jurel *S. rivoliana*, sobre el crecimiento, la utilización del alimento, la bioquímica sanguínea, la composición proximal y actividad enzimática digestiva de los peces.
3. Determinar el efecto de la inclusión de subproductos marinos en sustitución parcial de la harina de pescado, en alimentos para juveniles de jurel *S. rivoliana*, sobre la composición lipídica (lípidos totales, ácidos grasos, esteroides, y carotenoides) de alimentos y peces.
4. Determinar la digestibilidad aparente *in vivo* de materia seca y proteína de alimentos que contienen subproductos marinos, a diferentes temperaturas de cultivo y con tres métodos de colecta de heces, en juveniles de jurel.
5. Determinar la digestibilidad aparente *in vivo* de materia seca y proteína de harinas de subproductos marinos, en juveniles de jurel.

6. MATERIALES Y MÉTODOS

6.1 Obtención de organismos experimentales (huevos, larvas y juveniles).

Se obtuvieron por donación ~400,000 huevos de jurel *Seriola rivoliana* provenientes de un desove espontáneo de reproductores mantenidos bajo condiciones controladas en las instalaciones de la empresa Kampachi Farms en el CIBNOR. Los huevos fueron colocados en un tanque circular de fibra de vidrio de 2,700 L de capacidad, a una densidad inicial de 148 huevos L⁻¹. Las condiciones de eclosión fueron 37 ups de salinidad y 25.5°C de temperatura, con aireación y recambio de agua constantes durante 24 h hasta su eclosión.

Las larvas eclosionadas fueron sembradas a los 2 días de eclosión en otro tanque de 2,700 L de capacidad y se redujo el recambio de agua. Se realizaron monitoreos diarios (tres veces al día) de los siguientes parámetros: salinidad (36.8±0.1 ups), temperatura (27.8±0.7°C), oxígeno disuelto (6.1±0.2 mg L⁻¹) y pH (8.0±0.1) mismos que fueron medidos por medio de un equipo multiparámetro de campo marca YSI modelo 556 MPS (Yellow Springs, Ohio, USA).

Desde el día 3 y hasta el día 15 de cultivo, las larvas fueron mantenidas en agua verde adicionando de 2.6 a 4.4 X 10⁴ cel mL⁻¹ de la microalga *Chaetoceros calcitran* y *T-Isochrysis lutea*, manteniendo baja recirculación de agua durante este tiempo (10% diario). Las larvas fueron alimentadas a partir del día 4, cuando han absorbido el saco vitelino y pigmentado los ojos, con copépodos que se suministraron a partir del día 2 y hasta el día 15. También se alimentaron con el rotífero *Brachionus plicatilis*, enriquecido diariamente con ORI ONE^{MR} (Skretting, France), alimento en polvo a base de algas para la alimentación de rotíferos, aplicándose hasta el día 15.

A partir del día 13, se alimentó a las larvas con nauplios de *Artemia sp.* (Biogrow Proaqua^{MR} (Salt Lake City, Utah) sin enriquecer. Estos nauplios fueron suministrados al cultivo recién eclosionados, alimentando así a las larvas hasta alcanzar el día 15 después de eclosión, a partir del cual se suministraron nauplios de *Artemia* enriquecidos con una emulsión preparada con lecitina de soya, aceite de hígado de bacalao y agua de mar, aplicando una dosis de 1 mL de emulsión por 5 g de quistes de *Artemia*.

Del día 20 al día 30, se alimentó a los organismos con nauplios de *Artemia* enriquecidos mezclados con alimento inerte (Otohime^{MR}), y para el día 31 se logró destetar por completo a los organismos, es decir que fueron alimentados solamente con alimento inerte. A partir de este día, se consideró como el periodo de engorda de los organismos para alcanzar la talla requerida en el bioensayo de crecimiento. Es importante mencionar, que la alimentación con el alimento microparticulado, se realizó a saciedad aparente. Las densidades utilizadas para cada alimento vivo y el tamaño de partícula del alimento microparticulado (MP) se detallan en la tabla VII.

Tabla VII. Protocolo de alimentación durante la crianza de larvas de jurel *Seriola rivoliana*.

Día	Microalga <i>Cheateoceros</i> <i>calcitran</i> (cel mL ⁻¹)	Microalga <i>Tisochrysis</i> <i>lutea</i> (cel mL ⁻¹)	Copépodo	Rotífero <i>Brachionus</i> <i>plicatilis</i> (org mL ⁻¹)	<i>Artemia</i> sp. (org mL ⁻¹)	<i>Artemia</i> sp. (org mL ⁻¹) (nauplios de 24 h)	Alimento inerte microparticulado
0	-	-	-	-	-	-	-
1	-	-	-	-	-	-	-
2	-	-	2.0 a	-	-	-	-
3	6.5 X10 ³	2.2X10 ⁴	0.1 a n	-	-	-	-
4	1.3 X10 ⁴	2.2X10 ⁴	0.1 a n	1.20 e	-	-	-
5	2.6 X10 ⁴	4.4X10 ⁴	0.2 a n	4.40 e	-	-	-
6	2.6 X10 ⁴	4.4X10 ⁴	0.1 a	8.20 e	-	-	-
7	2.6 X10 ⁴	4.4X10 ⁴	5.0 a n	15.0 e	-	-	-
8	2.6 X10 ⁴	4.4X10 ⁴	5.0 a n	15.0 e	-	-	-
9	2.6 X10 ⁴	4.4X10 ⁴	5.0 a n	15.0 e	-	-	-
10	2.6 X10 ⁴	4.4X10 ⁴	5.0 a n	15.0 e	-	-	-
11	2.6 X10 ⁴	4.4X10 ⁴	5.0 a n	15.0 e	-	-	-
12	2.6 X10 ⁴	4.4X10 ⁴	5.0 a n	15.0 e	-	-	-
13	2.6 X10 ⁴	4.4X10 ⁴	5.0 a n	15.0 e	nauplios n	-	-
14	2.6 X10 ⁴	4.4X10 ⁴	5.0 a n	15.0 e	nauplios n	-	-
15	2.6 X10 ⁴	4.4X10 ⁴	5.0 a n	15.0 e	nauplios n	-	-
16	-	-	-	-	nauplios n	nauplios e	-
17	-	-	-	-	-	nauplios e	-
18	-	-	-	-	-	nauplios e	-
19	-	-	-	-	-	nauplios e	-
20	-	-	-	-	-	nauplios e	Otohime A
21	-	-	-	-	-	nauplios e	Otohime A
22	-	-	-	-	-	nauplios e	Otohime A
23	-	-	-	-	-	nauplios e	Otohime A y B
24	-	-	-	-	-	nauplios e	Otohime A y B
25	-	-	-	-	-	nauplios e	Otohime A y B
26	-	-	-	-	-	nauplios e	Otohime B2
27	-	-	-	-	-	nauplios e	Otohime B2
28	-	-	-	-	-	nauplios e	Otohime B2
29	-	-	-	-	-	nauplios e	Otohime B2 y C1
30	-	-	-	-	-	nauplios e	Otohime B2 y C1
31	-	-	-	-	-	-	Otohime B2 y C1
32 -39	-	-	-	-	-	-	Otohime C1
40-50	-	-	-	-	-	-	Otohime C2

n = no enriquecido; e = enriquecido; n = nauplio; j = juvenil, a= adulto.

6.2 Objetivo particular 1. Producción de harinas de subproductos marinos y su composición química.

6.2.1 Obtención de materias primas

Se acopiaron materias primas como vísceras de almeja catarina (*Argopecten ventricosus*) y hacha (*Atrina maura*) en Puerto San Carlos, B.C.S. Los organismos completos fueron medidos y pesados; los músculos abductores fueron separados manualmente de la concha con ayuda de un cuchillo y se colocaron en un recipiente limpio, mientras que las vísceras fueron colocadas en otro contenedor, para luego ser embolsadas en lotes de ~4 kg. Desde el arribo de los pescadores a la playa hasta este punto transcurrieron aproximadamente 2 h. Después se colocaron en hieleras con para su transporte al CIBNOR (menos de 8 h).

Las cabezas de camarón (*Litopenaeus stylirostris*) se acopiaron en Puerto Cancún, B.C.S. Los camarones fueron descabezados en el sitio de acopio y se formaron lotes de ~5 kg, para posteriormente ser transportadas en hieleras con hielo al CIBNOR.

Todas las materias primas fueron almacenadas en un cuarto frío a -18°C hasta su procesamiento.

6.2.2 Procesamiento de materias primas

La fabricación de las harinas se realizó de la siguiente forma: las materias primas fueron descongeladas a temperatura ambiente y a la sombra, por aproximadamente 12 h. Para la elaboración de las harinas, se colocaron lotes de ~2 kg. en un colador cónico, el cual se sumergió dentro de una olla (cap. 80 L) de acero inoxidable con agua de la llave hirviendo por un periodo de 10 min después de volver a ebulir. Las materias primas cocidas y previamente pesadas, se homogenizaron en un molino de carne de 3/4 HP (TOR-REY^{MR}, Monterrey, N.L., México) equipado con un dado de ¼ de pulgada. Este proceso se repitió 4 veces para cada materia prima. Los productos homogenizados fueron colocados sobre tapetes de silicón dentro de charolas de plástico para evitar que el material se adhiriera a la superficie y se trató de formar una película delgada, no mayor a 0.5 cm de altura, para posteriormente poner las charolas dentro de un horno con ventilación de flujo horizontal (VWR International®, modelo 1680, Cornelius, Oregón, EUA) a 60°C por 24 h.

Durante el secado se hicieron revisiones periódicas, removiendo ligeramente el material con el fin de exponer los lugares en donde se concentró más humedad, facilitando y acelerando el secado. Los productos secos fueron molidos en un molino eléctrico para granos (PULVEX, D.F, México), y tamizados a 250 μm . Las harinas se conservaron en refrigeración hasta su utilización.

6.2.3 Análisis químicos

6.2.3.1 Químico proximal

Los análisis químicos proximales se realizaron por triplicado, siguiendo las metodologías de la AOAC (2005). La humedad se determinó en un horno de secado Terlab[®] (Terlab, El Arenal, Jalisco, México) a 105°C durante 4 horas. La cuantificación de cenizas, se hizo por incineración de las muestras en una mufla Thermo Scientific Modelo F30438CM (Barnstead Thermolyne, Dubuque, Iowa, USA) a 600°C durante 5 horas. El análisis de proteína cruda, se realizó por el método de DUMAS, con un equipo analizador de Nitrógeno/Proteína Leco FP-528 (LECO Instrument Corporation, St. Joseph, MI, USA). La cuantificación de extracto etéreo, se hizo usando un sistema de auto extracción Foss Soxtec[®] Avanti 2050 Automatic System (Foss, Hoganäs, Sweden), usando éter de petróleo como solvente extractor.

Para determinar la fibra cruda, se realizó una hidrólisis ácido-básica con ácido sulfúrico e hidróxido de sodio en un digestor Fiber Tec[®] M6 Tecator (Foss, Hoganäs, Sweden) equipado con una unidad de extracción caliente. Se calculó el extracto libre de nitrógeno (ELN) a partir de la diferencia entre 100% y la suma de las determinaciones de cenizas, proteína cruda, extracto etéreo y fibra cruda.

6.2.3.2 Energía bruta

Para la determinación de energía bruta se usó un calorímetro PARR6400[®] (Parr Instruments Moline, IL, USA). Para ello, se utilizaron crisoles de acero inoxidable, donde se colocaron pastillas de 1g de las muestras, secadas previamente a 70°C en una estufa por 18-24 h. Se empleó hilo de algodón (10 cm) el cual estuvo en contacto con la muestra. La

muestra fue incinerada en una cámara de combustión alimentada con oxígeno y aire comprimido.

6.2.3.3 Aminoácidos

Para cuantificar el contenido de aminoácidos se llevó a cabo una hidrólisis ácida con HCl 6 N por 6 horas a 150°C, de 3 mg de muestra seca, previamente desgrasada. Después se hizo una derivatización con *o*-oftalaldehído, y las muestras obtenidas se inyectaron en un cromatógrafo HPLC (Varian 9012, Markham, Ontario, Canadá), equipado con detector UV (Varian Fluorichrom Detector, Los Altos, California, USA). La detección de aminoácidos se realizó a 330 nm, usando una columna RP Michrosorb C-18 (10 cm x 4,6 mm; Rainin Instrument Co., Emeryville, California) con partículas de octadecil dimetilsilano de 3 μm . Se utilizó metanol como fase móvil y acetato de sodio (0.1 M) como buffer, a un flujo de 1.4 mL min⁻¹. La identificación se llevó a cabo a una λ de 330 nm y filtro de emisión de 428 nm, de acuerdo con tiempos de retención de los estándares (Vázquez-Ortiz *et al.*, 1995).

6.2.3.4 Ácidos grasos

Se colocó 0.1 g de muestra en viales con 6 mL de solución Folch (cloroformo:metanol, 2:1) (Folch *et al.*, 1956), 10 μL de BHT (butilhidroxitolueno) a una concentración de 0.5 mg mL⁻¹, como antioxidante, 10 μL de 23:0 (ácido tricosanoico) a una concentración de 2 mg mL⁻¹, como estándar interno, y 10 μL de 5- α -colestano a una concentración de 7.5 mg mL⁻¹, y se guardaron dentro de un congelador a -20°C. Las muestras se maceraron con una varilla de vidrio en el mismo vial hasta obtener un macerado y se agitaron por 15 minutos en un sonicador (BRANSON 2510, Danbury, CT, USA). Se separó 1 mL de cada vial, se evaporó a sequedad con un evaporador centrífugo al vacío JOUAN RCT90 (Thermo Scientific, Saint-Herblain, Francia), manteniendo la temperatura de la muestra a menos de 35°C. Enseguida, se sometió a la muestra a una reacción de trans-esterificación, en donde se agregó 1 mL de trifluoruro de boro-metanol al 10% por 15 minutos a una temperatura de 90°C, y se dejó enfriar.

Después, se agregó 1 mL de hexano, se agitó y se centrifugó a $447.2 \times g$ por 5 minutos a 5°C . La muestra se separó en dos fases, la parte superior conteniendo el hexano con los ácidos grasos metil-ésteres (FAME). Se descartó la parte inferior (impurezas + metanol + borotri fluoruro). Este proceso se repitió hasta por cinco ocasiones. Se almacenó la muestra a -20°C hasta que se congeló el agua. Después se recuperaron los FAME en el hexano y transfirieron a un vial ámbar de 2 mL, y se almacenaron a -20°C hasta su inyección en un cromatógrafo de gases. Los FAME se analizaron en un Cromatógrafo de Gases 6890N (Agilent Technologies, Wilmington, Delaware, USA) con detector de ionización de flama (FID), utilizando una columna capilar DB-23 (50% Cianopropil-50% metilpolisiloxano) de 30 m de longitud x $0.25 \mu\text{m}$ de espesor de 44 película x 0.25 mm de diámetro, utilizando helio como gas acarreador a un flujo de 0.8 mL min^{-1} y una rampa de temperatura de $110\text{-}210^{\circ}\text{C}$. La identificación de los FAME se realizó comparando el tiempo de retención de la muestra con los estándares, y la cuantificación con base en el estándar interno de la muestra, como se describe en Arjona *et al.* (2008).

6.2.3.5 Esteroles

Las muestras para esta determinación se tomaron del mismo extracto de lípidos de donde se hizo la determinación de FAME en las harinas, los extractos contenían $10 \mu\text{L}$ de BHT (butilhidroxitolueno) a una concentración de 0.5 mg mL^{-1} , como antioxidante, $10 \mu\text{L}$ de 23:0 (ácido tricosanoico) a una concentración de 2 mg mL^{-1} y $10 \mu\text{L}$ de 5- α -colestano a una concentración de 7.5 mg mL^{-1} . Los extractos se evaporaron a sequedad en un evaporador centrífugo al vacío JOUAN RCT90 (Thermo Scientifics, Saint-Herblain, Francia), a una temperatura no mayor a 30°C . Se esterificaron las muestras como se describe en Palacios *et al.* (2007), agregando a cada muestra $2,000 \mu\text{L}$ de metóxido de Sodio 0.5 M en metanol, con agitación constante con un agitador tipo orbital (Shaker, Heathrow scientific, Illinois, USA) por 90 min a temperatura ambiente. Se agregaron 1 mL de agua previamente extraída con hexano más $1,200 \mu\text{L}$ de hexano, y se agitó nuevamente con un agitador tipo orbital (Shaker, Heathrow scientific, Illinois, USA) por 10 minutos a temperatura ambiente. Posteriormente, se centrifugaron a $447.2 \times g$ por 5 min a 5°C . La muestra se separó en dos fases, desechándose la parte inferior (metanol + sodio + impurezas) y dejando únicamente

el hexano que contiene los esteroides. Después se procedió a realizar lavados agregando 2 mL de agua previamente extraída con hexano, se agitó en Vortex y se centrifugó a 447.2g por 5 min a 5 °C, siempre descartando la fase inferior (agua + residuos). Se almacenaron las muestras a -20°C hasta que se congeló el agua. Se recuperaron los esteroides más hexano y se transfirieron a viales ámbar de 2 mL y almacenaron a -20°C hasta proceder inyectarlos al CG-FID (Palacios *et al.*, 2007).

Los esteroides se analizaron en un cromatógrafo de gases marca Agilent Technologies 6890N con FID, utilizando una columna capilar (RESTEK Rtx-65, Barcelona, España) de Silica fundida (Crossbond 65%-difenil-35% dimetil polisiloxano) de 15 m de longitud x 0.25 µm de espesor de película x 0.25 mm de diámetro interno, marca Restek, empleando hidrógeno como gas acarreador a presión constante de 50 psi y una rampa de temperatura de 50-260°C. La identificación de los esteroides se realizó comparando el tiempo de retención del cromatograma de la muestra con los estándares, y la cuantificación con base en el estándar interno (5-α colestano) de la muestra.

6.3 Objetivo particular 2. Inclusión de harinas de subproductos marinos en alimentos para jurel: crecimiento y utilización del alimento.

Se realizó un bioensayo de crecimiento con duración de 60 días en el Laboratorio Húmedo de Nutrición Acuícola del CIBNOR, La Paz para evaluar las harinas de los subproductos marinos.

6.3.1 Formulación y fabricación de alimentos

La formulación de los alimentos se realizó con el programa Nutrion^{MR} (Guadalajara, Jalisco, México), a manera de cubrir los requerimientos nutricionales del jurel. Para ello, se empleó la base de datos generada con los resultados de la composición química proximal de los distintos ingredientes y las harinas de subproductos marinos (Tabla IX). Se diseñaron y evaluaron 5 alimentos: Control (50% de proteína, 13% de lípidos) con harina de pescado, tres alimentos con 12.5% de inclusión de las harinas experimentales (vísceras de almeja catarina, vísceras de hacha o cabezas de camarón) en los que la harina de pescado fue

sustituida al 25%, y un alimento (Triple) con 12.5% de inclusión de las tres harinas experimentales, sustituyendo el 56% de la harina de pescado (Tabla VIII).

Los alimentos se elaboraron en la Planta de Alimentos del CIBNOR basándose en el método reportado por Civera y Guillaume (1989). Primeramente se mezclaron los macroingredientes secos en una mezcladora vertical con capacidad de 20 L (Hobart, D.F, México) durante 10 minutos. Por otro lado, se hizo una premezcla de los microingredientes, mismos que se mezclaron en una mezcladora vertical con capacidad de 1.5 L (Kitche-Aid, D.F, México) por 10 min. Paralelamente, con la ayuda de una cuchara se mezclaron manualmente el aceite de pescado, la lecitina de soya y el BHT, y se incorporaron a la mezcla de ingredientes secos, mezclando por 5 minutos. Una vez pasado ese tiempo, se agregó agua a temperatura ambiente, a razón de aproximadamente 35% del peso de los ingredientes sólidos. La masa resultante fue extruida en dos ocasiones en un molino de carne de 3 HP (TOR-REY®, Monterrey, NL, México) equipado con un dado de 3 y 4.7 mm de diámetro. La primera extrusión se hizo de forma rápida para texturizar la masa, y la otra más lenta para dar forma y compactación, cortando los espaguetis resultantes manualmente con la ayuda de una espátula, a fin de obtener pellets de aprox. 1.0 cm de longitud, mismos que fueron secados en una estufa a 45°C con ventilación hasta que el contenido de humedad fue menor al 15%. Posteriormente, los alimentos se embolsaron, etiquetaron y se almacenaron en refrigeración (4°C) hasta su uso.

6.3.2 Sistema experimental

El sistema de cultivo consistió en 15 tanques de fibra de vidrio con capacidad de 600 L con circulación abierta y flujo de agua continuo (5 L min^{-1} aproximadamente) que se abasteció de agua de mar filtrada a través de tres filtros de arena (70 μm), tres de cartucho (10, 5 y 1 μm) y luz ultravioleta. Cada tanque fue equipado con piedras de aireación que permiten oxigenar el agua con la ayuda de mangueras de plástico alimentadas por un soplador de 5 HP. Los tanques se cubrieron con una malla tipo mosquitero para evitar la fuga de organismos. El sistema de cultivo cuenta con iluminación por medio de lámparas de neón de 28 Watts proporcionando una intensidad de $\sim 490 \text{ Lux}$ en la superficie del agua de los

tanques. Durante todo el experimento se mantuvo un fotoperiodo de 12 h luz: 12h oscuridad.

6.3.3 Diseño experimental

Se utilizaron juveniles de jurel *Seriola rivoliana* producidos en el CIBNOR, La Paz. Se seleccionaron 150 organismos con peso inicial promedio de 48.1 ± 0.6 g, que fueron distribuidos en el sistema de cultivo a una densidad de 10 peces tanque⁻¹. El bioensayo tuvo una duración de 60 días. Los alimentos se evaluaron por triplicado. La alimentación se realizó diariamente en tres ocasiones, a las 08:30, 12:00 y 15:30 horas, los peces fueron alimentados a saciedad aparente. Durante el bioensayo, las variables ambientales como temperatura ($29.1 \pm 1.0^\circ\text{C}$), oxígeno disuelto (5.3 ± 1.98 mg L⁻¹) y salinidad (36.0 ± 0.5 g L⁻¹) se monitorearon diariamente, utilizando un multiparámetros YSI modelo 556 MPS (Yellow Springs, Ohio, USA). Se hizo limpieza de los tanques por medio de un sifón, para eliminar cualquier resto de materia orgánica.

6.3.4 Análisis bioquímicos

6.3.4.1 Toma de muestras para análisis químicos

Para realizar los análisis químicos, de cada alimento se tomaron muestras por triplicado. Se sacrificaron 6 organismos por tratamiento (2 peces tanque⁻¹) al final del experimento, así como previamente del lote inicial de peces, y se congelaron a -20°C hasta su posterior análisis, los cuales se realizaron por triplicado como se describe a continuación.

6.3.4.2 Químico proximal

La metodología se describe en la sección 6.2.3.1 (Tabla VIII).

6.3.4.3 Energía bruta

La metodología se describe en la sección 6.2.3.2.

6.3.4.4 Aminoácidos

La metodología se describe en la sección 6.2.3.4.

Tabla VIII. Composición en ingredientes, química proximal (g 100 g⁻¹ de materia fresca) y de energía de los alimentos elaborados para el bioensayo de crecimiento con jurel *Seriola rivoliana*.

Ingredientes	Alimentos				
	Control	Cabezas camarón	Vísceras Catarina	Vísceras hacha	Triple
Harina pescado (Ensenada) ¹	50.00	37.50	37.50	37.50	21.98
Harina cab. de camarón azul ²		12.50			12.50
Harina vísceras de catarina ²			12.50		12.50
Harina vísceras de hacha ²				12.50	12.50
Harina integral trigo ³	11.38	11.38	11.38	11.38	4.65
Concentrado proteico soya ⁴	23.17	23.17	23.17	23.17	23.11
Aceite de hígado de bacalao ⁵	7.86	7.86	7.86	7.86	5.18
Ácido algínico ⁶	3.00	3.00	3.00	3.00	3.00
Lecitina de soya ⁷	2.00	2.00	2.00	2.00	2.00
Prem. de vitaminas ⁸	0.70	0.70	0.70	0.70	0.70
Prem. de minerales ⁹	1.00	1.00	1.00	1.00	1.00
Cloruro de colina ¹⁰	0.20	0.20	0.20	0.20	0.20
Vitamina C ¹¹	0.10	0.10	0.10	0.10	0.10
Betaina monohidratada ¹²	0.50	0.50	0.50	0.50	0.50
β-Caroteno ¹²	0.080	0.080	0.080	0.080	0.080
Antioxidante BHT ¹⁴	0.005	0.005	0.005	0.005	0.005
Materia seca (%)	90.7±0.08	94.7±0.14	94.4±0.16	94.7±0.08	93.3±0.18
Proteína (%)	49.1±0.25	48.9±0.17	49.1±0.23	49.3±0.07	50.5±0.04
Extracto etéreo (%)	12.2±0.09	12.4±0.12	13.6±0.17	13.7±0.03	12.9±0.07
Fibra cruda (%)	1.7±0.05	2.5±0.14	1.3±0.16	1.3±0.14	2.3±0.05
Cenizas (%)	9.5±0.08	10.7±0.04	9.3±0.02	9.1±0.09	10.2±0.02
ELN (%)	18.2±0.09	20.2±0.12	21.2±0.17	21.3±0.03	17.4±0.07
Energía (cal g⁻¹)	4,609±6	4,712±8	4,787±8	4,833±2	4,707±2

Alimento Control (ACSR1501-C), Alimento cabezas de camarón (AHCLS1502-CS1503), Alimento víscera de almeja catarina (AHVCat1409-CS1503), Alimento vísceras de hacha (AHVHAM1306-CS1504), Alimento triple sustitución (ATSs-1508). ELN (Extracto libre de nitrógeno) = 100 - (% humedad + % proteína cruda + % extracto etéreo + % ceniza + % fibra cruda).

¹Sardina Monterey, Conservera San Carlos, Puerto San Carlos, B.C.S., México.

²Elaboradas en el Laboratorio de Nutrición Acuícola, CIBNOR.

³Central de Abastos de La Paz, B.C.S., México.

⁴Promotora Industrial Acuasistemas, S.A. de C.V. La Paz, B.C.S., México.

⁵Droguería Cosmopolita, S.A. de C.V. México, D.F., México

⁶Sigma-Aldrich 180947-05031-1, St. Louis, MO, EUA.

⁷Restaurant Vegetariano Rey Sol, La Paz, B.C.S., México.

⁸PREVITPEZ1308 (g kg⁻¹ de premezcla): Acetato de vitamina A, 0.086 g; D3, 0.006 g; E, 5.0 g; K₃, 1.0 g; Tiamina monohidrato, 0.1 g; riboflavina, 0.4 g; piridoxina, 0.3 g; ácido pantoténico, 2.0 g; niacina, 1.0 g; biotina, 0.016 g; inositol, 30.0 g; cianocobalamina, 0.002 g; ácido fólico, 0.1 g; celulosa, 960 g.

⁹PREMINPEZ1308, (g kg⁻¹ de premezcla): CaCl₂·2H₂O, 257.5 g; MgSO₄·7H₂O, 149.14 g; ZnSO₄·7H₂O, 1.38 g; MnCl₂·4H₂O, 0.96 g; CuSO₄·5H₂O, 0.25 g; KI, 0.00003 g; SeS₂, 0.0042 g; Na₂HPO₄, 571.58 g; FeSO₄·7H₂O, 17.88 g.

¹⁰65% agente activo, ICN # cat. ICN101386 ICN Biomedicals Inc., Aurora, OH, EUA.

¹¹ROCHE, D. F., México.

¹²Sigma-Aldrich St. Louis, MO, EUA.

¹³Butil-hidroxi-tolueno, ICN # cat. 101162, ICN Biomedicals Inc., Aurora, OH, EUA.

6.3.5 Evaluación biológica

Se realizaron biometrías al inicio del experimento y posteriormente cada 15 días, para evaluar el crecimiento y calcular la supervivencia. En cada biometría los organismos fueron extraídos de los tanques con redes y llevados a un contenedor para ser sedados con eugenol del aceite de clavo, como anestésico, a una dosis de 0.05 mL L⁻¹ de agua de mar. Los peces sedados fueron extraídos con red y secados sobre toallas para eliminar el exceso de humedad. A cada uno se le determinó el peso en una balanza analítica con precisión de ± 0.1 g, la longitud total y la longitud patrón en un ictiómetro convencional. Se calcularon los siguientes índices zootécnicos:

Ganancia en peso:

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

Tasa de crecimiento (TC):

$$TC = \frac{\text{Peso ganado (g)}}{\text{Peso inicial promedio (g)}} \times 100 \quad (2)$$

Tasa de crecimiento específica (TCE):

$$TCE = \frac{\ln \text{Peso final (g)} - \ln \text{Peso inicial (g)}}{\text{Número de días}} \times 100 \quad (3)$$

Supervivencia (%):

$$S = \frac{\text{Número de organismos final}}{\text{Número de organismos inicial}} \times 100 \quad (4)$$

Factor de conversión alimenticia (FCA):

$$FCA = \frac{\text{Alimento consumido (g)}}{\text{Peso ganado (g)}} \quad (5)$$

Índice de eficiencia proteica (PER):

$$PER = \frac{\text{Incremento en peso (g)}}{\text{Proteína consumida (g)}} \quad (6)$$

Para la determinación de los índices corporales, al inicio y final del experimento, se sacrificaron en agua-hielo 6 organismos por tratamiento (2 de cada tanque). Se midió su longitud total, fueron pesados y eviscerados para obtener el peso del paquete mesenterial, hígado y grasa mesenterial. Los índices biológicos se obtuvieron siguiendo las siguientes ecuaciones:

Factor de condición (FC):

$$FC = \frac{\text{Peso total del cuerpo (g)}}{[\text{Longitud total del cuerpo (cm)}]^3} \times 100 \quad (7)$$

Índice viscerosomático (IVS):

$$IVS = \frac{\text{Peso de vísceras (g)}}{\text{Peso total del cuerpo (g)}} \times 100 \quad (8)$$

Índice hepatosomático (IHS):

$$IHS = \frac{\text{Peso de hígado (g)}}{\text{Peso total del cuerpo (g)}} \times 100 \quad (9)$$

Relación de grasa intraperitoneal (RGI):

$$RGI = \frac{\text{Peso húmedo de grasa (g)}}{\text{Peso total del cuerpo (g)}} \times 100 \quad (10)$$

6.3.6 Indicadores hematológicos

Se tomaron 6 organismos por tratamiento al final del experimento para la extracción sanguínea. Para ello, los organismos no fueron alimentados durante 24 horas previas y fueron anestesiados con eugenol de aceite de clavo, a una dosis de 0.05 mL L⁻¹ de agua de mar. Las extracciones se llevaron a cabo por medio de punción cardiaca, usando jeringas para insulina de 1 mL sin anticoagulante (BD Plastipack®, Cuautitlán Izcalli, Estado de México, México). Posteriormente la sangre se distribuyó inequitativamente en tubos microtainer sin anticoagulante (2/3 del volumen extraído) y en tubos microtainer con heparina como anticoagulante (1/3 del volumen extraído). Los tubos con la muestra de sangre sin heparina fueron centrifugados a 5862g por 10 min y el sobrenadante (suero) fue colocado en tubos Eppendorf y congelado a -20°C para los análisis de triglicéridos y proteína.

6.3.6.1 Hematocrito

El hematocrito se cuantificó empleando la técnica descrita por Del Río-Zaragoza *et al.* (2008). En un tubo capilar heparinizado se tomó una muestra hasta llenar 2/3 de la longitud total del tubo, uno de los extremos fue sellado con una mezcla de pegamento y bicarbonato de sodio, y se colocaron en una centrífuga para micro-hematocrito P600 (SOL-BAT, México) con el extremo cerrado hacia la parte externa del círculo de centrifugación. Fueron

centrifugados por 10 min y se determinó el porcentaje del paquete celular con respecto al volumen total de sangre usando un lector para micro-hematocrito (Mytutoyo, México).

6.3.6.2 Proteína en suero

La proteína en suero se determinó utilizando el kit de Biuret (Biosystems, España). Para ello se colocaron 20 μL de suero con 1 mL de reactivo en una celda de plástico, se dejó reposar por 10 min a temperatura ambiente y se midió la absorbancia a una longitud de onda de 545 nm, utilizando agua destilada como blanco y una solución de concentración conocida como patrón de referencia.

Cálculos:

$$\frac{A_{\text{Muestra}}}{A_{\text{Patrón}}} \times C_{\text{Patrón}} = C_{\text{Muestra}} \quad (11)$$

Donde;

A_{muestra} = Absorbancia de muestra

$A_{\text{Patrón}}$ = Absorbancia del patrón

$C_{\text{Patrón}}$ = Concentración del patrón

C_{Muestra} = Concentración de muestra

6.3.6.3 Triglicéridos

Los triglicéridos son hidrolizados por una lipasa específica liberando ácidos grasos y glicerol. El procedimiento se llevó a cabo siguiendo las indicaciones del kit colorimétrico (Grupo Mexlab, México). El cual consistió en hacer reaccionar 1 mL de reactivo con 0.01 mL de suero, y se dejó reposar a temperatura ambiente por 10 min. Posteriormente, se leyó la absorbancia a una longitud de onda de 545 nm, usando reactivo como blanco. Se preparó un estándar para la cuantificación de triglicéridos con una solución de concentración conocida.

$$\text{Triglicéridos (mg dl}^{-1}\text{)} = \frac{\text{Absorbancia de la muestra}}{\text{Absorbancia del estándar}} \times 200 \quad (12)$$

6.3.6.4 Hemoglobina

La hemoglobina se determinó mediante un kit colorimétrico (Randox Laboratories LTD, Reino Unido). Para ello se tomaron 10 μL de sangre heparinizada de los tubos microtainer almacenados a -20°C y se hicieron reaccionar con 2.5 mL de reactivo. Se dejó reposar por

un periodo de 3 min a temperatura ambiente y se midió la absorbancia a una longitud de onda de 540 nm. Se midió contra agua destilada.

Cálculos:

$$\text{Concentracion de hemoglobina} = \text{Abs}_{\text{Muestra}} \times 36.77 (\text{g/dl}) \quad (13)$$

6.3.6.5 Glucosa

La concentración de glucosa se determinó por el método GOD-PAD enzimático colorimétrico utilizando un kit estándar Randox Laboratories LTD (Antrim, Reino Unido). Posteriormente, se pipeteó a un tubo de ensayo con 10 μL de sangre y 1000 μL del reactivo, en otro tubo de ensayo se agregaron 1000 μL del reactivo (blanco). Se mezcló bien y se incubó mínimo 10 minutos a 37°C, para después medir la absorbancia del patrón y la muestra frente al reactivo blanco antes de 60 minutos en un espectrofotómetro marca SHIMADZU modelo UV-1800 (Suzhou, Jiangsu, CHINA), a una longitud de onda de 500-546 nm

6.3.7 Análisis enzimáticos

Se determinó la actividad de las enzimas tripsina, quimotripsina, pepsina, leucina aminopeptidasa, lipasa, y α -amilasa. Para ello, se sacrificaron 6 organismos por tratamiento, por medio de inmersión en agua-hielo al finalizar el experimento y 4 organismos del lote inicial de peces, los cuales se dejaron de alimentar 24 horas previas a la disección. Se realizó la disección de los 34 organismos sobre una cama de hielo (0 - 4°C) para obtener muestras de estómago, páncreas, ciegos pilóricos e intestino. Los órganos fueron pesados y congelados en nitrógeno líquido y almacenados en un ultracongelador a -80°C, para su posterior análisis. Los segmentos del tracto intestinal se homogenizaron con un FastPrep-24TM 5G (M.P. Biomedicals, LLC. Santa Ana, California, USA.), usando un buffer 50 mM de Tris-HCl y 20 mM de CaCl₂ a pH 7.5, en una relación de 1:3 w/v con respecto al peso del órgano. Las muestras fueron centrifugadas a 20,217 g por 20 min a 4°C en una centrífuga 5430 R 15 (Eppendorf, Hamburgo, Alemania). El sobrenadante fue colectado en tubos Eppendorf de 2 mL, separado en alícuotas de 0.5 mL y congelado a -80°C hasta su análisis.

6.3.7.1 Proteína soluble

La concentración de proteína soluble se determinó de acuerdo a Bradford (1976), utilizando albumina sérica de bovino (BSA). Se utilizó agua libre de pirógenos para la preparación del reactivo de proteína (Bradford Reagent) en una proporción 1:4 w/v y posteriormente se pasó a través de un filtro Whatman (0.2 μm diámetro de poro), con la ayuda de una bomba de vacío. Se colocaron en una microplaca 10 μL de muestra y 200 μL del reactivo Bradford. Así mismo, se preparó una curva patrón con una solución estándar de albúmina bovina (2 $\text{mg}\cdot\text{mL}^{-1}$) de 0.05 a 0.1 $\text{mg}\cdot\text{mL}^{-1}$, y se leyó la absorbancia a una longitud de onda de 595 nm en un lector de microplaca (BIO-RAD) a temperatura ambiente.

6.3.7.2 Pepsina

La actividad de pepsina o proteasas ácidas (EC 3.4.23.1) se determinó por medio de la hidrólisis de la hemoglobina (0.5% en 0.1 mmol L^{-1} con amortiguador glicina-HCl, pH 2) como sustrato. La mezcla consistió en 150 μL de sustrato en 0.2 M HCl-KCl a pH 2 y 20 μL del extracto crudo. Se determinó la densidad óptica a 280 nm. Una unidad de actividad enzimática fue definida como 1 μg de tirosina liberada por minuto, utilizando un coeficiente de extinción molar de 0.005 a 280 nm. a 25°C.

6.3.7.3 Tripsina

La actividad de tripsina (EC 3.4.21.4) se determinó de acuerdo a Erlanger *et al.* (1961). Como sustrato se utilizó Nabenzoil-L-arginine-4-p-nitroanilide hydrochloride (BAPNA). La cantidad de p-nitroanilide liberada por el BAPNA a un pH 8.2 y 25°C se determinó a 410 nm. Las actividades específicas de tripsina, fueron determinadas usando las siguientes ecuaciones:

$$\text{Unidades/mL} = \frac{\Delta\text{abs} \times \text{Vol final}_{\text{Reacción}}(\text{mL})}{\text{CEM} \times \text{tiempo}(\text{min}) \times \text{Vol. extracto}(\text{mL})} \quad (14)$$

$$\text{Unidades/mg proteína soluble} = \frac{\text{Unidades/mL}}{\text{mg proteína soluble/mL}} \quad (15)$$

Donde;

$\Delta\text{abs} = \text{Abs problema} - \text{Abs blanco}$ CEM = Coeficiente de extinción molar (8800 $\text{cm}^{-1} \text{M}^{-1}$.)

6.3.7.4 Quimotripsina

La quimotripsina (EC 3.4.21.1) fue analizada utilizando el sustrato N-succinilo-Ala-Ala-Pro-Phe-7 amino-4-Metilcumarina a 0.8 mM en DMSO y 50 mM Tris-HCl/10 mM CaCl₂ pH 7.5 como amortiguador, con incubación a 37°C, con fluorescencia a 460 nm con excitación en 355 nm.

6.3.7.5 Leucina aminopeptidasa

La actividad de la enzima leucina aminopeptidasa (LAP) (EC 3.4.11.1) se determinó de acuerdo al método descrito en Maraux (1973), utilizando 1.2 mM L-Leu-p-nitroanilide como sustrato. La actividad fue determinada como la cantidad de p-nitroanilide liberada pH 7.2 y 25°C por la medición del incremento en absorbancia a 410 nm una vez detenida la reacción con 250 µL de ácido acético al 30%.

6.3.7.6 Lipasa

La actividad de la lipasa (EC 3.1.1.3) fue determinada utilizando heptanoato de metilumbeliferilo como sustrato a concentración de 50 mM en DMSO y amortiguador 0.1 M fosfato, pH 7.5, fluorescencia a 460 nm con excitación a 355 nm cada 30 segundos por 30 min a 37°C en un lector de microplaca (Varioskan Flash spectral scanning multimode reader, Thermo Fischer SCIENTIFIC, Finland) tomando en cuenta leer un blanco como control. Una unidad de actividad enzimática corresponde a una unidad de fluorescencia relativa (UFR) por min. La actividad enzimática se calculó por mg de proteína.

$$UF = \frac{\Delta UF - UF \text{ blanco} \times \text{dilución extracto}}{\text{Tiempo de reacción (min)}} \quad (16)$$

$$\frac{\text{Unidades}}{\text{ml}} = \frac{UF \times \text{Volumen de la reacción (ml)}}{\text{Volumen del extracto (ml)}} \quad (17)$$

$$\text{Unidades/mg proteína soluble} = \frac{\text{Unidades/ml}}{\text{mg proteína soluble/ml}} \quad (18)$$

6.3.7.7 α -amilasa

La actividad de α -amilasa (EC 3.2.1.1) fue cuantificada utilizando el sustrato almidón al 2% en el tampón citrato-fosfato 100 mmol L⁻¹, NaCl 50 mmol L⁻¹, pH 7.5 con incubación de 60 minutos para medir los azúcares reductores a 600 nm. La actividad específica fue expresada en U mg⁻¹ de proteína soluble (Metón, 1999).

Para realizar los cálculos de la actividad específica se utilizaron las siguientes ecuaciones:

Ecuación 1. Cálculo de la actividad en unidades por mL.

$$\frac{\text{Unidad}}{\text{ml}} = \left(\frac{(\text{Abs})(\text{Vol final})}{(\text{CEM})(\text{tiempo})(\text{Vol extracto})} \right) \quad (19)$$

Ecuación 2. Cálculo de la actividad en unidades por mg de proteína soluble en el extracto.

$$\frac{\text{Unidades}}{\text{mg proteína soluble}} = \left(\frac{\frac{\text{Unidades}}{\text{ml}}}{\frac{\text{mg proteína}}{\text{ml}}} \right) \quad (20)$$

Dónde:

Abs: es el incremento de absorbancia a una determinada longitud de onda.

Vol final: volumen final de la reacción en mL.

CEM: es el coeficiente de extinción molar del producto obtenido calculado de la recta de regresión (mL x μM^{-1} x cm⁻¹).

Tiempo: en minutos.

Vol extracto: volumen del extracto en mL.

6.3.8 Análisis estadísticos

Los valores porcentuales fueron transformados al arco seno de la raíz cuadrada, para cumplir con el supuesto de normalidad. A los resultados obtenidos se les realizaron pruebas de normalidad, de estadística descriptiva y homocedasticidad, con la prueba de Levene. Los datos que resultaron no normales, se les aplicó la prueba no paramétrica Kruskal-Wallis con un intervalo de confianza del 95% (Zar, 1996). Para los datos que presentaron una distribución normal y fueron homocedásticos, se aplicó un análisis de varianza de una vía (ANOVA) utilizando el paquete estadístico Statistica 7 (StatSoft, Inc. USA) probando el número de alimentos como variables independientes. La prueba a posteriori de Tukey se realizó para determinar los efectos entre tratamientos (alimentos) con intervalo de confianza del 95% (Zar, 1984).

6.4 Objetivo particular 3. Inclusión de harinas de subproductos marinos en alimentos para jurel: composición lipídica de alimentos y peces.

6.4.1 Toma de muestras para análisis

Para realizar los análisis de ingredientes y alimentos se tomaron muestras por triplicado. Para la realización de los análisis de lípidos en músculo, hígado, cerebro y grasa mesenterial, se disectaron dos organismos de cada acuario (6 por tratamiento). Se pesaron 100 mg de tejido en una balanza analítica y se colocaron dentro de un vial con 6 mL de solución Folch (cloroformo:metanol, 2:1) las extracciones y determinaciones se realizaron por triplicado.

6.4.1.1 Lípidos totales

Para este análisis, previamente se colocaron tubos de borosilicato de 10 mL en un horno con temperatura controlada a 80°C por 24 h, hasta llevarlos a peso constante. Se colocaron los tubos en un desecador y se dejaron enfriar durante 1 hora, registrándose el peso de cada tubo. Posteriormente, se agregaron 2 mL del extracto lipídico y se evaporaron a sequedad con gas nitrógeno. Se colocaron los tubos nuevamente en el horno a 30°C por 24 h. Después de transcurrido ese tiempo, se pesó el tubo con la fracción lipídica sin solvente, y por diferencia con el peso inicial del tubo vacío se calculó el valor de lípidos totales.

6.4.1.2 Ácidos grasos

La metodología se describe en la sección 6.2.3.5.

6.4.1.3 Esteroles

La metodología se describe en la sección 6.2.3.6.

6.4.1.4 Carotenoides

Del extracto lipídico en solución Folch se tomaron 3 mL que fueron filtrados por medio de micro-columnas Pasteur que contenían un filtro de fibra de vidrio y silica. Se evaporó a sequedad con gas nitrógeno. La muestra seca se resuspendió en 1 mL de acetona grado HPLC, se sonicó la mezcla, y se leyó la absorbancia en un espectrofotómetro (Thermo

Scientifics, Vantaa, Finland) a longitudes de onda de 470, 653 y 666 nm. Los carotenoides totales fueron calculados según lo establecido por Tolasa *et al.* (2005).

6.4.2 Análisis estadísticos

Los valores porcentuales fueron transformados al arco seno de la raíz cuadrada, para cumplir con el supuesto de normalidad. A los resultados obtenidos se les realizaron pruebas de normalidad, de estadística descriptiva y homocedasticidad, con la prueba de Levene. Los datos que resultaron no normales, se aplicó la prueba no paramétrica Kruskal-Wallis con un intervalo de confianza del 95% (Zar, 1996). Para los datos que presentaron una distribución normal y fueron homocedásticos, se aplicó un análisis de varianza de una vía (ANOVA) utilizando el paquete estadístico Statistica 7 (StatSoft, Inc. USA) probando el número de alimentos (5) como variables independientes. Se aplicó una prueba de t-Student para comparar los resultados de ácidos grasos, esteroides y carotenoides, en relación de cada tratamiento contra los resultados en los peces muestreados inicialmente. La prueba a posteriori de Tukey se realizó para determinar los efectos entre tratamientos (alimentos) con intervalo de confianza del 95% (Zar, 1984).

6.5 Objetivo particular 4. Digestibilidad *in vivo* de alimentos.

Se realizó un bioensayo para determinar los coeficientes de utilización digestiva aparente *in vivo* de materia seca (CUDAMS) y proteína (CUDAP) de los alimentos empleados en el bioensayo de crecimiento, en juveniles del jurel *Seriola rivoliana*, de acuerdo con los procedimientos sugeridos por Bureau *et al.* (1999) y Bureau y Hua (2006). El bioensayo de se realizó en el Laboratorio Húmedo de Nutrición Acuícola del CIBNOR, La Paz.

6.5.1 Formulación y fabricación de alimentos

Los alimentos se formularon utilizando el programa Nutrion^{MR} (Guadalajara, Jalisco, México) y se elaboraron en la Planta de Alimentos del CIBNOR, siguiendo la metodología descrita en la sección 6.3.1.

La composición en ingredientes de los 5 alimentos evaluados fue la misma que la que se utilizó en los alimentos del bioensayo de crecimiento, con la excepción de que se les agregó 1% de óxido crómico, como marcador inerte, reemplazando 1% de harina de trigo. El óxido de cromo Cr_2O_3 (1.0%) se agregó a los microingredientes, mezclándolo manualmente, hasta ver un color homogéneo; la mezcla obtenida con el marcador se agregó al resto de los ingredientes y se continuó mezclando hasta conseguir una mezcla homogénea.

6.5.2 Sistema experimental

El sistema de experimental utilizado para este bioensayo fue el mismo que el descrito anteriormente en la sección 6.3.2

6.5.3 Diseño experimental

La digestibilidad de materia seca y nutrientes de los ingredientes se determinó por 3 métodos de colecta (sifoneo, masaje abdominal y disección) a 21°C. Adicionalmente, la digestibilidad por sifoneo y masaje abdominal se determinó a 25°C. Se utilizaron juveniles de jurel *Seriola rivoliana* producidos en el CIBNOR, La Paz. Se seleccionaron organismos con peso promedio de 495.1 ± 9.4 g, que fueron distribuidos en el sistema de cultivo a una densidad de 6 peces tanque⁻¹. Los alimentos se evaluaron por triplicado. Los organismos fueron alimentados a saciedad aparente 3 veces al día (8:30, 12:00 y 15:30 horas). Durante el bioensayo, las variables ambientales como temperatura ($21.2 \pm 0.6^\circ\text{C}$ y $24.5 \pm 1.5^\circ\text{C}$), oxígeno disuelto (6.14 ± 0.2 mg L⁻¹) y salinidad (35.6 ± 0.2 g L⁻¹) se monitorearon diariamente, utilizando un equipo multiparámetro YSI modelo 556 MPS (Yellow Springs, Ohio, USA).

6.5.4 Colecta y tratamiento de heces

Antes de iniciar la colecta de heces, los organismos fueron sometidos a un período de aclimatación de 7 días a los alimentos con óxido crómico. Para evitar pérdidas por lixiviación en el agua, el material fecal se obtuvo manualmente mediante la metodología de masaje abdominal (*stripping*) de 2–3 h después de la alimentación.

El masaje consistió en aplicar presión en la región abdominal inferior para obtener la materia fecal, misma que se colectó en una hoja de papel aluminio. Se tuvo cuidado de excluir la orina, moco y agua de las muestras fecales (Austreng 1978; Gaylord *et al.*, 2004; Glencross *et al.*, 2005; Rawles 2010; Rawles y Gatlin 2000; Storebakken *et al.*, 1998). El masaje abdominal se realizó de manera alternada, de manera que los peces de cada tanque eran sometidos al masaje solo cada 7 días, a fin de no estresarlos en exceso. Para realizar la colecta por masaje abdominal, los peces fueron previamente anestesiados con eugenol de aceite de clavo a una concentración de 0.05 mL L^{-1} de agua. Se secó suavemente el área del ano con una toalla, y se procedió a realizar el masaje abdominal.

La colecta por sifoneo se realizó diariamente, y las heces fueron colectadas mediante una manguera de plástico transparente con diámetro de 1/8 de pulgada, poco después de haber sido eyectadas por los peces. Una vez colectadas, las heces se enjuagaron con agua destilada. Para obtener las heces por disección, al final del bioensayo se practicó eutanasia de 3 organismos por réplica, mediante el método de percusión, en base al código sanitario para los animales acuáticos (OIE, 2017). Posteriormente se disectó el intestino y se recuperaron las heces, mismas que fueron congeladas a -20°C , y posteriormente liofilizadas y analizadas para conocer su contenido de nutrientes y óxido crómico. El bioensayo terminó cuando se colectaron $\sim 15\text{g}$ de muestra húmeda por cada réplica. Los análisis químicos para la cuantificación de óxido crómico se realizaron por quintuplicado, y los nutrientes de alimentos y heces se realizaron por triplicado.

6.5.4.1 Cuantificación del óxido crómico en alimentos y heces

El óxido crómico fue cuantificado mediante el método descrito en Furukawa y Tsukahara (1966). Muestras de 50 mg de alimentos y heces, finamente molidas, fueron colocadas en tubos de digestión aforados a 100 mL, adicionando 5 mL de ácido nítrico HNO_3 (90%) por tubo. Los tubos se colocaron en un monoblock de digestión (AMI 500, Scientific Pty Ltd., Australia, CA) a 120°C de temperatura por 90 min; la primera etapa del proceso concluye con un cambio a color verdoso esmeralda claro de la solución. Con los tubos ya fríos, se adicionan 3 mL de ácido perclórico (70%) iniciando con ello una segunda digestión a

203°C durante 120 min (tiempo durante el cual la solución debe virar del color verde inicial a un amarillo limón).

Al final de la reacción, y con los tubos fríos, se observa un anillo rojo en la superficie de la solución. Por último, se utilizan matraces volumétricos de 100 mL (conteniendo la solución final de la digestión) los cuales se aforan con agua destilada. Se tomaron muestras de la solución aforada y se leyó su absorbancia a 350 nm en un espectrofotómetro Beckman DU640 (Brea, CA, EUA). Los cálculos para obtener la concentración de óxido crómico en las muestras se obtienen con la siguiente fórmula:

$$X = \left(\frac{Y-b}{m} \right) \quad (21)$$

Los valores (b) de la ordenada al origen y (m) de la pendiente son constantes. En donde:

X = cantidad de óxido de cromo presente en la muestra

Y = absorbancia

En donde:

% Óxido crómico = $100 \times (X / A)$

A = Peso de la muestra

6.5.4.2 Coeficientes de Utilización Digestiva Aparente

Los coeficientes de utilización de la digestibilidad aparente de materia seca (CUDAMS) y de proteína (CUDAP) de los alimentos fueron calculados usando las siguientes ecuaciones (Cho y Slinger, 1979):

$$\% CUDAMS = 100 - \left(\left(\frac{\% Cr \text{ en alimento}}{\% Cr \text{ en heces}} \right) (100) \right) \quad (22)$$

$$\% CUDAP = 100 - \left((100) \left(\frac{\% Cr \text{ en alimento}}{\% Cr \text{ en heces}} \right) \left(\frac{\% PC \text{ heces}}{\% PC \text{ en alimento}} \right) \right) \quad (23)$$

Donde: Cr = óxido crómico; PC = % de proteína cruda.

6.5.5 Análisis estadísticos

A los resultados obtenidos se les realizaron pruebas de normalidad y homocedasticidad, con la prueba de Levene. Los valores de los resultados expresados en porcentaje fueron transformados al arco-seno de la raíz cuadrada de la proporción correspondiente, para cumplir con el supuesto de normalidad, debido a que este tipo de valores tienden a una distribución no normal. Para el análisis del coeficiente de utilización digestiva aparente

donde se involucraron tres variables independientes (tratamiento (5), método de colecta (2) y temperatura (2)) se usó un ANOVA de tres vías, mientras que para el coeficiente donde se involucraron dos variables independientes (tratamiento (5) y método de colecta (3)) se analizó mediante un ANOVA de dos vías, todos con un intervalo de confianza del 95% usando el paquete estadístico Statistica 7 (StatSoft, Inc. USA). En el caso donde se encontraron diferencias significativas, se aplicó un análisis múltiple de comparación de medias por Tukey para determinar los efectos entre los alimentos con intervalo de confianza del 95% (Zar, 1984).

6.6 Objetivo particular 5. Digestibilidad *in vivo* de harinas.

Se realizó un bioensayo para determinar los CUDAMS y CUDAP *in vivo* de las harinas de subproductos marinos (vísceras de catarina, vísceras de hacha y cabezas de camarón) siguiendo la metodología de Bureau *et al.* (1999) y Bureau y Hua (2006).

6.6.1 Formulación y fabricación de alimentos

Se diseñaron 4 alimentos: un alimento referencia de harina de pescado con composición similar al alimento control del bioensayo de crecimiento, al que se agregó 1.0% de óxido crómico, reemplazando 1% de harina de trigo, y tres alimentos compuestos de 70% de AR y 30% de los ingredientes a evaluar (vísceras de almeja catarina, vísceras de hacha o cabezas de camarón), Los alimentos fueron fabricados siguiendo la metodología descrita en Civera *et al.* (2002).

6.6.2 Sistema experimental

El sistema de experimental utilizado para este bioensayo fue el mismo que el descrito anteriormente en la sección 6.3.2, utilizándose únicamente 12 tanques.

6.6.3 Diseño experimental

Se utilizaron juveniles de jurel *S. rivoliana* producidos en el CIBNOR, La Paz. Se seleccionaron organismos con peso inicial promedio de 338.9 ± 1.6 g, que fueron distribuidos al azar, a una densidad de 7 peces tanque⁻¹. Los organismos se alimentaron a

saciedad aparente tres veces al día, 8:30, 14:30 y 19:30 horas. Durante el bioensayo, las variables ambientales como temperatura ($25.5 \pm 0.9^{\circ}\text{C}$), oxígeno disuelto ($5.8 \pm 0.2 \text{ mg L}^{-1}$) y salinidad ($36.6 \pm 0.2 \text{ g L}^{-1}$), utilizando un multiparámetros YSI modelo 556 MPS (Yellow Springs, Ohio, USA). Diariamente se realizó limpieza de los tanques mediante sifones, para eliminar cualquier resto de materia orgánica.

6.6.4 Colecta y tratamiento de heces

Antes de iniciar la colecta de heces, los organismos fueron sometidos a un período de aclimatación de 12 días a los alimentos con óxido de cromo, mismos que se ofrecieron a saciedad aparente. Para evitar pérdidas por lixiviación, el material fecal se colectó mediante sifón al poco tiempo de ser excretado. Una vez colectadas, las heces se enjuagaron con agua destilada. La colecta se realizó diariamente, dos veces al día. Las heces fueron congeladas a -20°C , para posteriormente ser liofilizadas y analizadas para conocer su contenido de nutrientes y óxido crómico. El bioensayo terminó cuando se colectaron $\sim 15\text{g}$ de muestra húmeda por cada réplica. Los análisis químicos para la cuantificación de óxido crómico se realizaron por quintuplicado, y los nutrientes de alimentos y heces se realizaron por triplicado.

6.6.4.1 Cuantificación del óxido crómico en alimentos y heces

La cuantificación del óxido crómico se realizó como se describe en la sección 6.5.4.1.

6.6.4.2 Coeficientes de utilización digestiva aparente

Para el caso de los ingredientes experimentales (IE), los coeficientes de utilización digestiva aparente de materia seca (CUDAMS) y proteína (CUDAP) se calcularon usando las siguientes ecuaciones (Bureau y Hua, 2006):

$$\% \text{ CUDAMS} = \text{CUDAMS alimento de prueba} + \left(\left(\text{CUDAMS alimento de prueba} - \text{CUDAMS alimento referencia} \right) \left(\frac{(0.7)(\text{MS alimento referencia})}{(0.3)(\text{MSIE})} \right) \right) \quad (24)$$

$$\% \text{ CUDANIE} = \text{CUDAN alimento de prueba} + \left((\text{CUDAN alimento de prueba} - \text{CUDAN alimento referencia}) \left(\frac{(0.7)(N \text{ alimento referencia})}{(0.3)(NIE)} \right) \right) \quad (25)$$

Donde: IE = ingrediente experimental; MS = % de materia seca, N = % del nutriente (base húmeda).

6.6.5 Análisis estadísticos

Los valores en porcentaje fueron transformados al arco-seno de la raíz cuadrada de la proporción correspondiente y se realizaron pruebas de normalidad y homocedasticidad con la prueba de Levene. Se aplicó un análisis de varianza de una vía (ANOVA), con el paquete estadístico Statistica 7 (StatSoft, Inc. USA), usando tratamiento (alimentos, 5) como variable independiente. La prueba a posteriori de Tukey se realizó para determinar los efectos entre los alimentos, con intervalo de confianza del 95%.

7. RESULTADOS

7.1 Objetivo particular 1. Producción de harinas de subproductos marinos y su composición química.

7.1.1 Composición química de ingredientes

La composición química proximal de harinas comerciales y de las harinas de los subproductos marinos se muestran en la tabla IX. El contenido de proteína más alto fue el de la harina de pescado (70%), mientras que el de las harinas de vísceras de almeja catarina y hacha y cabezas de camarón varió entre el 52 y 58%. El extracto etéreo fue mayor en el caso de las vísceras de catarina y hacha (~ 14%), y similar entre las de pescado y cabeza de camarón (6-7%). El valor de fibra cruda más elevado (7.5%) correspondió a la harina de cabeza de camarón, misma que también tuvo el nivel de cenizas más alto (18.7%). La energía bruta varió de un mínimo de 3,719 cal g⁻¹ en la harina integral de trigo a 5,117 cal g⁻¹ en la harina de vísceras de almeja catarina.

Tabla IX. Composición química proximal (% en base húmeda) y de energía de harinas comerciales y experimentales utilizadas en los alimentos para jurel.

	Harinas comerciales			Harinas experimentales		
	Pescado (sardina)	Concentrado de soya	Integral de trigo	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha
Materia seca	93.94±0.08	92.27±0.14	88.09±0.10	92.35±0.13	94.72±0.03	90.69±0.10
Proteína	69.93±0.04	58.31±0.08	12.93±0.00	54.34±0.11	57.78±0.17	51.96±0.09
Extracto etéreo	6.12±0.03	1.12±0.05	1.06±0.04	7.29±0.13	14.46±0.20	13.81±0.15
Fibra Cruda	0.22±0.05	3.16±0.23	0.12±0.05	7.54±0.06	0.22±0.05	0.15±0.05
Cenizas	16.17±0.02	3.13±0.03	0.58±8.28	18.65±0.09	8.61±0.03	7.64±0.05
ELN	1.50±0.01	26.54±0.18	73.40±0.09	4.53±0.19	13.65±0.22	17.12±0.16
Energía (cal g⁻¹)	4,421±3.00	4,359±4.00	3,719±9.00	4,000±6.00	5,148±4.00	4,702±2.00

ELN: Extracto libre de nitrógeno = 100 - (% humedad + % proteína cruda + % extracto etéreo + % ceniza + % fibra cruda). Valores promedios ± DE. Harina de pescado (HP1411), Concentrado proteico de soya (CPS1412), Harina Integral de Trigo (HIT1506), Harina de vísceras de almeja catarina (HVCat1409-CS1503), Harina de cabezas de camarón azul (HCLS1502-CS1503), Harina de vísceras de hacha (HVHAM1306-CS1504).

7.1.2 Perfil de aminoácidos

En la tabla X se muestra el perfil de aminoácidos de ingredientes y de las harinas experimentales. Se puede observar que en las harinas de subproductos marinos, que fueron los más utilizados para la elaboración de los alimentos, encontramos que la harina de cabezas de camarón presenta el menor contenido de Treonina ($12.8 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$) al compararla con las otras harinas experimentales de fuentes marinas. Para Arginina y Metionina las concentraciones son similares encontrándose en el rango de ($3.5\text{-}5.3 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$) y ($3.1\text{-}3.9 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$) respectivamente. El contenido de valina en harina de vísceras de almeja catarina fue de $2.9 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$ siendo la más baja. El contenido de $5.1 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$ de Fenilalanina, $7.2 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$ de Isoleucina y $4.2 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$ de Lisina se encontraron en harina de cabezas de camarón, siendo estas las concentraciones más altas.

Tabla X. Contenido de aminoácidos ($\text{g } 100 \text{ g}^{-1}$) de ingredientes y harinas experimentales.

	Harinas (Ingredientes)					
	Cabeza de camarón	Vísceras de hacha	Vísceras de Catarina	Integral de Trigo	Harina de Pescado	Concentrado de Soya
Asp	6.34±0.06	6.42±0.43	5.15±0.39	9.54±0.03	5.86±0.56	6.89±0.03
Glu	10.47±1.03	13.38±1.12	10.58±0.15	15.13±0.44	12.65±0.29	14.80±0.81
Ser	3.08±0.22	3.19±0.15	3.40±0.23	2.84±0.26	4.10±0.10	4.09±0.39
His*	10.42±1.06	10.47±0.82	9.01±0.75	10.96±0.74	11.86±0.91	11.99±0.76
Gli	2.72±0.12	3.99±0.19	3.61±0.56	1.95±0.03	3.05±0.06	4.10±0.30
Tre*	12.79±0.85	19.56±0.90	18.94±0.08	11.34±0.79	17.41±1.78	15.85±0.10
Arg*	3.55±0.35	3.49±0.24	4.14±0.05	4.26±0.33	5.26±0.49	4.69±0.52
Ala	3.70±0.05	3.34±0.09	2.84±0.25	1.99±0.08	3.45±0.33	3.19±0.28
Tir	5.65±0.44	7.61±0.41	9.74±0.74	5.40±0.42	6.15±0.24	6.00±0.59
Met*	3.87±0.27	3.06±0.35	3.33±0.16	2.08±0.16	3.53±0.32	2.14±0.21
Val*	4.12±0.06	3.24±0.34	2.92±0.04	2.19±0.12	3.39±0.08	3.51±0.33
Fen*	5.05±0.16	3.20±0.34	3.26±0.11	2.32±0.30	3.35±0.10	3.71±0.28
Isl*	3.77±0.02	3.00±0.04	2.44±0.24	1.58±0.09	2.60±0.25	4.03±0.22
Leu*	7.21±0.38	5.81±0.54	5.43±0.49	4.29±0.39	5.50±0.33	6.63±0.42
Lis*	4.15±0.20	1.63±0.13	2.45±0.02	1.78±0.00	2.07±0.06	2.73±0.29

Asp = Ácido aspártico; Glu = Ácido glutámico; Ser = Serina; His = Histidina; Gli = Glicina; Tre = Treonina; Arg = Arginina; Ala = Alanina; Tir = Tirosina; Met = Metionina; Val = Valina; Fen = Fenilalanina; Isl = Isoleucina; Leu = Leucina; Lis = Lisina; * Aminoácidos esenciales.

7.1.3 Perfil de ácidos grasos

Los niveles más altos de $22:6n-3$ fueron encontrados en harina de vísceras de hacha ($1.21 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$), seguido de la harina de pescado ($1.15 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$) (Tabla XI), mientras que se

obtuvieron niveles de 22:6n-3 inferiores en harina de cabezas de camarón ($0.35 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$) y aún más bajos en harina de vísceras de almeja catarina ($0.04 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$). Los niveles de 20:5n-3 más bajos fueron encontrados en harina de vísceras de almeja catarina ($0.04 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$) y harina de pescado ($0.34 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$), y los más altos en harina de cabezas de camarón ($0.40 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$), seguido de harina de vísceras de hacha ($1.25 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$). La mayor concentración de 20:4n-6 fue en harina de cabezas de camarón ($0.24 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$) y el resto de los subproductos fueron inferiores. Se detectó una pequeña cantidad de 18:5n-3 (0.06%) en la harina de vísceras de almeja catarina. Las vísceras de almeja catarina y vísceras de hacha también tenían 20:1n-7 DMA. El mayor nivel de HUFA fue encontrado en la harina de vísceras de hacha ($2.96 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$), seguido de harina de pescado ($1.73 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$) y harina de cabezas de camarón ($1.12 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$), y el menor contenido lo presentó harina de vísceras de almeja catarina ($0.12 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$) entre las harinas de origen marino. El concentrado de soja y la harina de trigo no tenían HUFA.

7.1.4 Esteroles

El esteroles más abundante en las muestras de harinas de ingredientes fue el colesterol (Tabla XII), la concentración más alta se presentó en la harina de cabezas de camarón ($128.0 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$) y se encontró un contenido significativamente menor en vísceras de almeja catarina y de hacha ($39.0 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$). El brassicasterol fue más alto para las harinas de vísceras de almeja catarina y hacha (20.0 y $23.0 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$). En general las concentraciones de esteroides más altas se presentaron en la harina de vísceras de almeja catarina y hacha. El dihidrocolesterol, colesterol y brassicasterol no se detectó en harina de concentrado proteico de soja y harina integral de trigo. El campesterol, estigmasterol, β -sitosterol y fucosterol no fueron detectados en la harina de pescado.

Tabla XI. Contenido de ácidos grasos ($\text{g } 100 \text{ g}^{-1}$ materia seca) de harinas comerciales y experimentales utilizadas en los alimentos para jurel.

	Harinas comerciales			Harinas de experimentales		
	Pescado (sardina)	Concentrado de soya	Integral de trigo	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha
16:0	0.85±0.02	0.22±0.00	0.10±0.02	0.40±0.00	1.00±0.01	1.42±0.10
18:0	0.21±0.02	0.08±0.00	0.01±0.00	0.26±0.01	0.29±0.00	0.45±0.03
16:1n-9	0.03±0.00	ND	0.00±0.00	0.04±0.01	0.02±0.00	ND
16:1n-7	0.14±0.00	0.00±0.00	0.00±0.00	0.15±0.00	0.33±0.01	0.3±0.03
18:1n-9	0.31±0.01	0.20±0.00	0.08±0.01	0.28±0.00	0.09±0.01	0.20±0.00
18:1n-7	0.11±0.00	0.02±0.00	0.01±0.00	0.15±0.00	0.11±0.00	0.32±0.02
18:2n-6	0.06±0.00	0.73±0.01	0.35±0.05	0.04±0.00	0.02±0.00	0.06±0.01
18:3n-3	0.04±0.00	0.08±0.00	0.02±0.00	0.01±0.00	0.01±0.00	0.02±0.00
18:4n-3	0.06±0.00	ND	ND	0.01±0.00	0.01±0.00	0.12±0.02
18:5n-3	ND	ND	ND	ND	Tr	ND
20:4n-6	0.05±0.00	ND	ND	0.24±0.01	0.02±0.00	0.14±0.02
20:5n-3	0.34±0.01	ND	ND	0.40±0.02	0.04±0.00	1.26±0.17
22:6n-3	1.15±0.06	ND	ND	0.35±0.02	0.04±0.01	1.21±0.17
SFA	1.32±0.04	0.32±0.001	0.12±0.02	0.90±0.01	1.72±0.02	2.30±0.15
MUFA	0.97±0.06	0.25±0.00	0.11±0.02	0.94±0.01	0.71±0.05	1.34±0.06
PUFA	1.86±0.07	0.82±0.01	0.37±0.06	1.23±0.06	0.17±0.01	3.09±0.42
HUFA	1.73±0.07	0.00±0.00	0.00±0.00	1.11±0.06	0.12±0.01	2.96±0.41
(n-3)/(n-6)	8.73±0.38	0.12±0.00	0.05±0.00	2.28±0.05	1.55±0.03	7.77±0.23
Total (AG)	4.15±0.10	1.39±0.01	0.60±0.09	3.07±0.05	2.61±0.06	6.73±0.64

Valores promedio \pm DE (n=3). ND = no detectado. Tr = trazas. SFA: ácidos grasos saturados; MUFA: ácidos grasos monoinsaturados; PUFA: ácidos grasos poliinsaturados; HUFA: ácidos grasos altamente insaturados.

Tabla XII. Contenido de esteroides ($\text{mg } 100 \text{ g}^{-1}$ materia seca) de harinas comerciales y experimentales utilizadas en los alimentos para jurel.

	Harinas comerciales			Harinas de experimentales		
	Pescado (sardina)	Concentrado de soya	Integral de trigo	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha
Dihidrocolesterol	2.75±1.70	ND	ND	3.66±2.88	8.63±2.24	9.39±3.20
Colesterol	45.70±3.05	ND	ND	128.49±10.12	38.70±5.88	38.95±11.59
Brassicasterol	2.00±1.50	ND	ND	2.30±0.08	20.15±3.36	22.68±7.18
Campesterol	ND	0.19±0.05	0.59±0.19	0.30±0.16	11.28±1.80	4.30±1.41
Estigmasterol	ND	0.24±0.08	ND	0.56±0.28	17.29±3.03	30.55±10.03
β-Sitosterol	ND	0.77±0.26	1.50±0.58	0.44±0.17	9.88±1.59	8.93±3.69
Fucosterol	ND	0.09±0.03	0.29±0.12	ND	2.79±0.53	3.14±1.70
TOTAL	49.90±4.67	137.68±11.85	108.73±18.12	117.93±38.61	1.29±0.37	2.38±0.88

Valores promedio \pm DE (n=3). ND: no detectado.

7.2 Objetivo particular 2. Inclusión de harinas de subproductos marinos en alimentos para jurel: crecimiento y utilización del alimento.

7.2.1 Composición química de alimentos

La composición química proximal y de energía bruta de los alimentos experimentales usados en el bioensayo de crecimiento se muestra en la tabla XIII. El contenido proteico de los alimentos varió de 48.9 a 50.5%, mientras que los lípidos variaron de 12.2 a 13.7%. El alimento Camarón tuvo los niveles más altos de fibra cruda (2.5%) y ceniza (10.7%), seguido por el alimento Triple, el cual también contenía harina de cabeza de camarón.

El contenido de energía bruta del alimento con harina de vísceras de hacha fue el más alto (4,833 cal g⁻¹). Los resultados en general, fueron congruentes con la composición química calculada en la formulación de los alimentos.

Tabla XIII. Composición química proximal (% en base húmeda) y de energía de los alimentos experimentales utilizados en el bioensayo de crecimiento.

	Alimentos				
	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple
Materia seca	90.7±0.08	94.7±0.14	94.4±0.16	94.7±0.08	93.3±0.18
Proteína	49.1±0.25	48.9±0.17	49.1±0.23	49.3±0.07	50.5±0.04
Extracto etéreo	12.2±0.09	12.4±0.12	13.6±0.17	13.7±0.03	12.9±0.07
Fibra cruda	1.7±0.05	2.5±0.14	1.3±0.16	1.3±0.14	2.3±0.05
Cenizas	9.5±0.08	10.7±0.04	9.3±0.02	9.1±0.09	10.2±0.02
ELN	18.2±0.09	20.2±0.12	21.2±0.17	21.3±0.03	17.4±0.07
Energía (cal g⁻¹)	4,609±6	4,712±7	4,786±8	4,833±2	4,707±2

ELN: Extracto libre de nitrógeno = 100 - (% humedad + % proteína cruda + % extracto etéreo + % ceniza + % fibra cruda). Valores promedio ± DE (n=3).

7.2.2 Perfil de aminoácidos y ácidos grasos.

Los perfiles de aminoácidos de los alimentos evaluados en el experimento de crecimiento se muestran en la tabla XIV, donde se puede observar que el contenido de istidina se encontró la cantidad de 14.7 g 100 g⁻¹ en el alimento Camarón y bajó hasta 6.3 g 100 g⁻¹ en el Triple. El alimento Hacha presenta el mayor contenido de treonina (17.7 g 100 g⁻¹) al compararla con los otros alimentos. Para arginina y metionina las concentraciones son similares, encontrándose entre (2.8-4.1 g 100 g⁻¹) y (2.2-3.2 g 100 g⁻¹) respectivamente. El

contenido de valina se encontró entre 3.1 y 4.0 g 100 g⁻¹ en los alimentos. El contenido de 5.1 g 100 g⁻¹ de fenilalanina y 3.8 g 100 g⁻¹ de isoleucina, se encontró en el alimento de cabezas de camarón, siendo las concentraciones más altas con respecto a los otros alimentos. Leucina se encontró en la concentración más alta para el alimento de vísceras de Hacha 6.1 g 100 g⁻¹ seguido del alimento cabezas de camarón, y lisina se encontró muy por encima de los demás alimentos en el alimento Triple con 7.0 g 100 g⁻¹.

Tabla XIV. Contenido de aminoácidos (g 100 g⁻¹ materia seca) de alimentos experimentales.

	Alimentos				
	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple
Asp	6.03±0.62	5.59±0.17	6.38±0.17	6.50±0.52	6.28±0.52
Glu	11.61±0.04	11.40±0.92	12.57±1.31	14.90±1.44	15.84±1.44
Ser	2.95±0.25	2.15±0.20	2.88±0.30	2.56±0.30	3.57±0.30
His*	11.92±1.13	14.73±0.36	12.81±1.23	11.94±0.37	6.28±0.65
Gli	3.43±0.30	3.30±0.34	2.69±0.19	3.54±0.01	2.39±0.01
Tre*	15.87±0.13	13.93±0.67	12.89±1.12	17.69±0.85	12.48±0.85
Arg*	3.42±0.26	2.79±0.30	3.08±0.15	4.06±0.22	2.90±0.22
Ala	2.74±0.30	2.68±0.20	2.66±0.05	3.37±0.09	3.65±0.09
Tir	8.95±0.14	6.86±0.85	7.37±0.69	5.73±0.09	4.98±0.09
Met*	3.18±0.06	3.23±0.38	2.23±0.15	3.01±0.25	2.94±0.25
Val*	3.07±0.12	3.84±0.47	3.44±0.27	3.92±0.44	4.02±0.44
Fen*	3.18±0.37	5.14±0.29	3.44±0.19	3.64±0.28	4.26±0.28
Isl*	2.42±0.28	3.85±0.51	3.14±0.32	3.07±0.39	3.33±0.39
Leu*	5.08±0.07	5.88±0.55	5.15±0.09	6.10±0.66	5.48±0.66
Lis*	2.38±0.08	2.43±0.03	2.43±0.18	2.03±0.32	7.00±0.32

Asp = Ácido aspártico; Glu = Ácido glutámico; Ser = Serina; His = Histidina; Gli = Glicina; Tre = Treonina; Arg = Arginina; Ala = Alanina; Tir = Tirosina; Met = Metionina; Val = Valina; Fen = Fenilalanina; Isl = Isoleucina; Leu = Leucina; Lis = Lisina; *Aminoácidos esenciales. Valores promedio ± DE (n=3).

En la tabla XV se muestra el perfil de ácidos grasos de los alimentos experimentales. La mayor concentración de 20:4n-6 fue en el alimento con harina de cabezas de camarón (0.07 g 100 g⁻¹); el resto de los subproductos tuvieron contenidos inferiores. Los niveles de 20:5n-3 se encontraron desde 0.33 g 100 g⁻¹ en el alimento Catarina y 0.34 g 100 g⁻¹ en el alimento Triple, seguido del alimento Camarón (0.45 g 100 g⁻¹), hasta 0.54 g 100 g⁻¹ en Hacha. Los niveles más altos de 22:6n-3 fueron encontrados en los alimentos Hacha (0.91 g

100 g⁻¹) y Control (0.90 g 100 g⁻¹), mientras que se obtuvieron niveles inferiores en el alimento Catarina (0.60 g 100 g⁻¹) y aún más bajos en el alimento Triple (0.49 g 100 g⁻¹). Se detectaron trazas (0.001 g 100 g⁻¹) del ácido graso 18:5n-3 en los alimentos Catarina y Triple. Los ácidos grasos totales fueron mayores en el alimento Hacha, seguidos del alimento Control y Camarón, y más bajos en el alimento Triple. Los HUFA siguieron el mismo patrón: el alimento Hacha presentó el mayor contenido (1.83 g 100 g⁻¹), seguidos del Control (1.70 g 100 g⁻¹) y Camarón (1.62 g 100 g⁻¹), después Catarina (1.21 g 100 g⁻¹) y por último el alimento Triple (1.08 g 100 g⁻¹).

Tabla XV. Ácidos grasos (g 100 g⁻¹ materia seca) en alimentos experimentales.

	Alimentos				
	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple
16:0	1.02±0.04	0.98±0.02	0.96±0.02	1.05±0.06	0.86±0.05
18:0	0.25±0.01	0.27±0.01	0.25±0.00	0.26±0.02	0.25±0.01
16:1n-9	0.02±0.00	0.03±0.00	0.01±0.00	0.01±0.00	0.01±0.00
16:1n-7	0.267±0.02	0.28±0.00	0.29±0.01	0.28±0.02	0.24±0.02
18:1n-9	1.28±0.03	1.30±0.01	1.05±0.01	1.21±0.06	0.75±0.05
18:1n-7	0.19±0.01	0.20±0.00	0.17±0.00	0.20±0.01	0.16±0.01
18:2n-6	0.95±0.01	0.93±0.01	0.76±0.02	0.93±0.06	0.62±0.04
18:3n-3	0.19±0.02	0.19±0.01	0.15±0.01	0.19±0.01	0.11±0.01
18:4n-3	0.10±0.01	0.08±0.00	0.07±0.00	0.10±0.01	0.056±0.01
18:5n-3	ND	ND	Tr	ND	Tr
20:4n-6	0.05±0.00	0.07±0.00	0.07±0.00	0.05±0.00	0.01±0.01
20:5n-3	0.43±0.04	0.45±0.02	0.33±0.02	0.54±0.04	0.34±0.03
22:6n-3	0.90±0.01	0.80±0.03	0.60±0.04	0.91±0.07	0.49±0.04
SFA	1.59±0.06	1.58±0.03	1.56±0.03	1.64±0.10	1.41±0.10
MUFA	2.39±0.02	2.48±0.05	2.06±0.03	2.32±0.1	1.59±0.10
PUFA	2.89±0.22	2.81±0.07	2.17±0.10	3.01±0.22	1.86±0.15
HUFA	1.69±0.14	1.62±0.06	1.21±0.07	1.83±0.14	1.08±0.10
(n-3)/(n-6)	1.57±0.03	1.47±0.03	1.42±0.04	1.68±0.03	1.42±0.02
DHA/EPA	2.07±0.02	1.77±0.00	1.83±0.03	1.69±0.01	1.42±0.00
Total (AG)	6.88±0.30	6.87±0.14	5.79±0.15	6.97±0.40	4.86±0.31

Valores promedio ± DE (n=3). ND: no detectado. Tr: trazas. SFA: ácidos grasos saturados; MUFA: ácidos grasos monoinsaturados; PUFA: ácidos grasos poliinsaturados; HUFA: ácidos grasos altamente insaturados.

7.2.3 Crecimiento y utilización del alimento

En la tabla XVI se muestran los parámetros de zootécnicos y de utilización del alimento al final del bioensayo. La supervivencia de los organismos fue mayor al 95%, con excepción de los organismos alimentados con Catarina, donde se observó una supervivencia del 90%, aunque dichos resultados no fueron significativamente diferentes ($P>0.05$).

Tabla XVI. Parámetros zootécnicos y de utilización del alimento durante el bioensayo con juveniles de jurel *Seriola rivoliana* alimentados con los alimentos experimentales durante ocho semanas.

Parámetros	Alimentos				
	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple
Peso inicial (g)	48.1±0.9 ^a	48.2±0.6 ^a	47.8±0.6 ^a	48.2±0.7 ^a	48.1±0.5 ^a
Longitud total inicial (cm)	14.2±0.1 ^a	14.2±0.1 ^a	14.1±0.1 ^a	13.5±1.4 ^a	14.2±0.1 ^a
Supervivencia (%)	100.0±0.0 ^a	96.7±5.8 ^a	90.0±17.3 ^a	100.0±0.0 ^a	100.0±0.0 ^a
Peso final (g)	258.9±13.9 _b	328.9±18.5 _a	95.2±5.2 ^c	365.1±29.8 _a	117.1±5.01 _c
Longitud total final (cm)	24.7±0.4 ^b	26.7±0.4 ^a	18.9±1.3 ^d	28.3±0.7 ^a	21.0±0.3 ^c
Ganancia en peso (g org.⁻¹ día⁻¹)	3.5±0.23 ^b	4.7±0.32 ^a	0.8±0.08 ^c	5.3±0.51 ^a	1.2±0.08 ^c
Tasa de crecimiento Específico (%)	2.8±0.10 ^b	3.2±0.11 ^a	1.1±0.07 ^d	3.4±0.16 ^a	1.5±0.07 ^c
Alimento consumido (g org.⁻¹ día⁻¹)	5.1±0.13 ^b	6.8±0.47 ^a	1.6±0.14 ^c	7.0±0.47 ^a	2.0±0.09 ^c
Factor de Conversión Alimenticia	1.4±0.06 ^b	1.5±0.04 ^b	2.1±0.39 ^a	1.3±0.04 ^b	1.8±0.06 ^{ab}
Eficiencia proteica	1.4±0.06 ^a	1.4±0.04 ^a	1.0±0.17 ^b	1.5±0.04 ^a	1.1±0.04 ^b

Valores promedio ± DE (n=3). Superíndices distintos indican diferencias significativas entre tratamientos ($P<0.05$).

En la figura 6 se muestra el crecimiento en peso durante las ocho semanas que duró el bioensayo. El crecimiento durante las primeras dos semanas fue similar en todos los tratamientos, pero a partir del día 15 se observó una disminución marcada en los tratamientos Catarina y Triple con respecto a los demás tratamientos, y a partir del día 30, los peces de los tratamientos Hacha y Camarón crecieron más que los del tratamiento Control.

Los pesos promedio finales de los organismos alimentados con los alimentos Hacha (365 g) y Camarón (329 g) fueron significativamente mayores al alcanzado por los peces de los

tratamientos Control (259 g), y éste a su vez fue mayor al alcanzado con el Triple (117 g) y el Catarina (95.2 g) (Fig. 7).

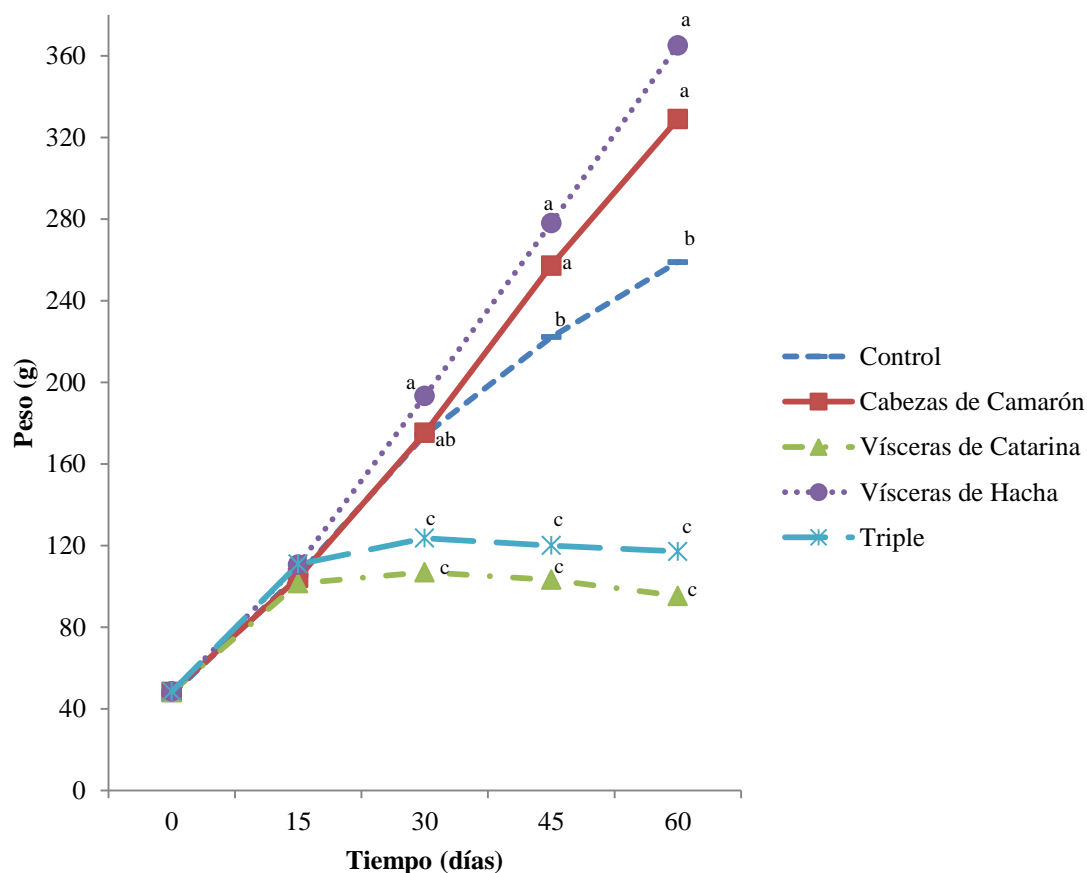


Figura 6. Crecimiento en peso de juveniles de jurel *Seriola rivoliana* alimentados con los alimentos experimentales durante el bioensayo de crecimiento.

La misma tendencia se presentó en la longitud total final de los peces del experimento, donde los peces que consumieron el alimento Hacha alcanzaron una longitud promedio de 28.3 cm y los de Camarón 26.7 cm, siendo estas significativamente mayores a la longitud alcanzada por los organismos del alimento Control (24.7 cm), seguidos del Triple (21 cm); los valores más bajos se presentaron en los organismos del tratamiento Catarina (18.9).

La ganancia en peso individual por día fue mayor con el tratamiento Hacha (5.3 g día⁻¹) y Camarón (4.7 g día⁻¹), seguido del Control (3.5 g) y por último los alimentos Triple (1.2) y Catarina (0.8).

Las tasas de crecimiento específico más altas se obtuvieron con los tratamientos Hacha (3.4%) y Camarón (3.2%), siendo estas significativamente mayores a la del Control (2.8%), y esta a su vez mayor a la de los tratamientos Triple (1.5%) y Catarina (1.1%) (Fig. 8).

Los mayores consumos de alimento se presentaron en los organismos de los tratamientos Camarón y Hacha (6.8 y 7.0 g org⁻¹ día⁻¹, respectivamente), seguidos del Control (5.1 g org⁻¹ día⁻¹), que a su vez fue mayor al de los tratamientos Triple (2.0 g org⁻¹ día⁻¹) y Catarina (1.6 g org⁻¹ día⁻¹), que no difirieron entre sí.

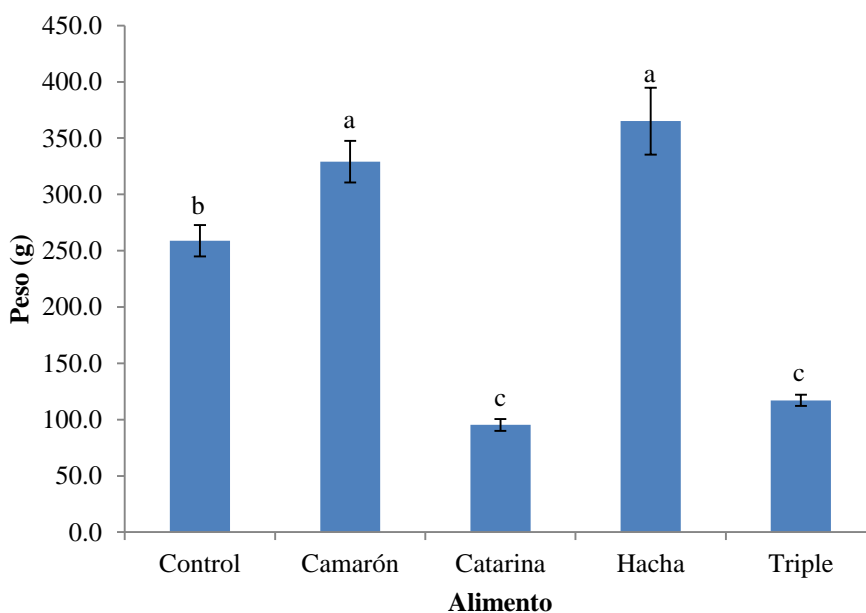


Figura 7. Peso final de juveniles de jurel *Seriola rivoliana* alimentados con los alimentos experimentales.

Los tratamientos que presentaron los factores de conversión de alimento (FCA) más elevados fueron el Catarina (2.1) y el Triple (1.8), no siendo diferentes entre sí. El tratamiento Catarina tuvo un FCA significativamente mayor al de los alimentos Control (1.4), Camarón (1.5) y Hacha (1.3).

Los índices de eficiencia proteica más altos se obtuvieron con los tratamientos Hacha (1.5), Control (1.4) y Camarón (1.4), siendo significativamente mayores a los de los alimentos Catarina (1.1) y Triple (1.1).

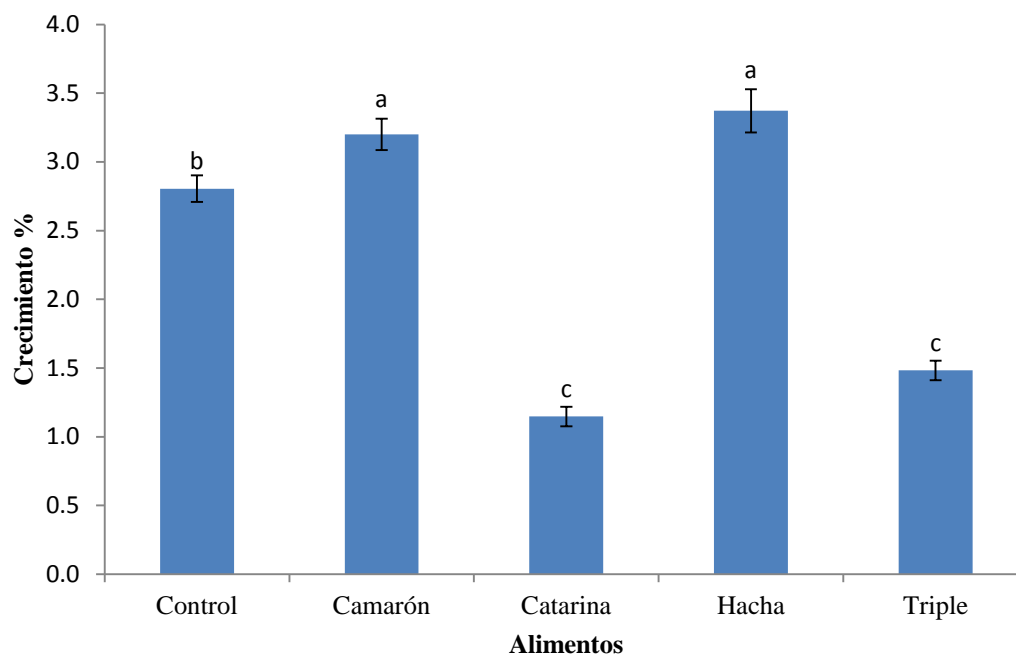


Figura 8. Crecimiento específico de juveniles de jurel *Seriola rivoliana* al final del bioensayo.

7.2.4 Índices de condición nutricional

En la tabla XVII se muestran los resultados de los índices de condición nutricional registrados al final del bioensayo. El mayor índice viscerosomático, se observó en los organismos al inicio del experimento (7.0%), no siendo significativamente diferentes ($P>0.05$) a los encontrados en los tratamientos Control (5.9%), Camarón (6.9%) y Hacha (6.4%) al final del experimento. Sin embargo, en los tratamientos Catarina (4.3%) y Triple (4.3%) este índice resultó ser significativamente menor ($P<0.05$) al compararlo con los otros tratamientos. Los organismos que mostraron una menor índice intraperitoneal fueron los alimentados con el alimento Triple (0.08%), seguido por los peces de los tratamientos Control y Catarina, con valores significativamente mayores ($P<0.05$) para los tratamientos

Hacha (1.5%) y Camarón (1.9%). El índice hepatosomático no fue diferente entre los alimentos Catarina (0.34) y Triple (0.53). Sin embargo, estos tratamientos presentaron diferencias significativas ($P < 0.05$) con el resto de los tratamientos (Tabla XVII).

El factor de condición más alto se registró con los tratamientos Control, Camarón, y Hacha (1.82, 1.76, 1.65%, respectivamente). Estos no fueron significativamente diferentes del valor de los peces al inicio (1.58%), pero sí en los peces de los tratamientos Catarina (1.26%) y Triple (1.25%).

Tabla XVII. Índices de condición nutricional (%) de juveniles de jurel *Seriola rivoliana* alimentados con los alimentos experimentales durante ocho semanas.

	Alimentos					
	Inicial ¹	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple
Índice viscerosomático	6.98±0.80 ^a	5.92±1.17 ^a	6.90±1.14 ^a	4.32±0.37 ^{b*}	6.41±0.89 ^a	4.34±0.41 ^{b*}
Relación de grasa intraperitoneal	0.21±0.33 ^{bc}	1.22±0.76 ^{ab}	1.92±1.03 ^{a*}	0.13±0.15 ^{bc}	1.54±0.61 ^{a*}	0.08±0.13 ^c
Índice hepatosomático	1.00±0.21 ^a	0.81±0.49 ^a	1.02±0.26 ^a	0.34±0.08 ^{b*}	1.06±0.29 ^a	0.53±0.07 ^{b*}
Factor de condición	1.58±0.01 ^a	1.82±0.17 ^{a*}	1.76±0.16 ^a	1.26±0.11 ^{b*}	1.65±0.14 ^a	1.25±0.13 ^b

¹ Valores promedio ± DE (n=3) al inicio del experimento. Valores promedio ± DE (n=3) al final del experimento. Superíndices distintos indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$). Valores marcados con asterisco (*) indican diferencias significativas ($P < 0.05$) entre los valores promedios correspondientes al alimento experimental y los peces iniciales, según la prueba de t de Student.

7.2.5. Parámetros hematológicos

En la tabla XVIII se muestran los valores de los parámetros hematológicos de las muestras de sangre extraídas en los peces al final del bioensayo. No se detectaron diferencias significativas en eritrocitos, hematocrito, volumen corpuscular medio (VCM) y concentración de hemoglobina corpuscular media (CHCM) entre los peces de los distintos tratamientos. Los valores más altos de eritrocitos ($\sim 4 \times 10^6 \mu\text{L}^{-1}$) y hematocrito ($\sim 60\%$) se encontraron en los peces del tratamiento Control, Camarón y Hacha. En el caso de la hemoglobina, solo se detectaron diferencias significativas entre los tratamientos Hacha y Catarina debido a que tuvieron los valores más alto (14.6 g dl^{-1}) y más bajo (12.4 g dl^{-1}), respectivamente.

En la tabla XIX se muestran la composición bioquímica del suero de la sangre de los peces al final del bioensayo. No se detectaron diferencias significativas de glucosa entre organismos de los distintos tratamientos. El colesterol más alto se obtuvo en los peces de los tratamientos Hacha y Camarón, con valores de 305 y 298 mg dl⁻¹, respectivamente, que fueron significativamente mayores a los de los peces de los tratamientos Catarina y Triple, que tuvieron concentraciones de 110 y 160 mg dl⁻¹, respectivamente.

Tabla XVIII. Parámetros hematológicos de juveniles de *Seriola rivoliana* alimentados con los alimentos experimentales durante ocho semanas.

	Alimentos				
	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple
Eritrocitos (1x10⁶ µL⁻¹)	4.06±0.28 ^a	4.08±0.52 ^a	3.61±0.30 ^a	4.11±0.23 ^a	3.75±0.23 ^a
Hematocrito (%)	60.7±5.0 ^a	60.9±7.1 ^a	53.4±4.4 ^a	60.8±4.0 ^a	54.4±5.5 ^a
Hemoglobina (g dl⁻¹)	14.1±1.1 ^{ab}	14.4±1.8 ^{ab}	12.4±1.1 ^b	14.6±0.8 ^a	13.5±0.6 ^{ab}
VCM (eritrocitos) (fL)	149.8±8.1 ^a	146.4±14.0 ^a	148.1±4.7 ^a	148.0±11.3 ^a	145.0±12.3 ^a
HCM (eritrocitos) (pg cel⁻¹)	34.6±0.7 ^{ab}	35.3±1.5 ^{ab}	34.4±0.6 ^b	35.5±0.9 ^{ab}	36.1±1.0 ^a
CHCM (eritrocitos) (g dl⁻¹)	23.2±1.4 ^a	24.3±1.9 ^a	23.2±0.7 ^a	24.1±1.6 ^a	25.0±2.4 ^a

VCM, Volumen corpuscular medio (eritrocitos); HCM, Hemoglobina corpuscular media (eritrocitos); CHCM, Concentración de hemoglobina corpuscular media (eritrocitos). Valores promedio ± DE (n=6). Superíndices distintos indican diferencias significativas entre tratamientos ($P<0.05$).

Los triglicéridos fueron más altos en peces del tratamiento Camarón (174 mg dl⁻¹), seguidos por el Control (119 mg dl⁻¹) y Hacha (93 mg dl⁻¹), y el más bajo en los peces alimentados con los alimentos Catarina (62 mg dl⁻¹) o Triple (58 mg dl⁻¹). La concentración de proteína fue similar en los organismos de los tratamientos Control (5 g dl⁻¹), Camarón (4.5 g dl⁻¹) y Hacha (5 g dl⁻¹), mientras que la concentración de proteína fue menor en los organismos alimentados con los alimentos Catarina (3.4 g dl⁻¹) y Triple (3.2 g dl⁻¹). Las lipoproteínas de muy baja densidad en la sangre (VLDL) fueron más altas en los peces alimentados con Camarón (35.9 mg dl⁻¹), seguido de los peces alimentados con el Control (35.9 mg dl⁻¹), y se encontró menor concentración en peces alimentados con Hacha (18.4 mg dl⁻¹), Catarina (15.0 mg dl⁻¹) y Triple (14.0 mg dl⁻¹).

7.2.6 Composición proximal de peces

Los resultados del análisis corporal al inicio del experimento en base húmeda fueron: 15.1% de proteína, 3.4% de extracto etéreo, 3.2% de ceniza y 1.6% de extracto libre de nitrógeno. Los resultados de proteína presentan diferencias ($P<0.05$) de los tratamientos Hacha, Camarón y Control, contra los tratamientos Catarina y Triple. El valor más alto se obtuvo en los peces alimentados con el alimento Camarón (18.8 ± 0.37).

Tabla XIX. Parámetros bioquímicos en suero sanguíneo de juveniles de *Seriola rivoliana* alimentados con los alimentos experimentales durante ocho semanas.

	Alimentos				
	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple
Glucosa (mg dl ⁻¹)	154.2±44.1 ^a	145.4±81.6 ^a	121.0±25.3 ^a	138.0±23.9 ^a	97.2±12.1 ^a
Colesterol (mg dl ⁻¹)	262.0±22.4 ^{ab}	298.2±28.5 ^a	110.0±34.3 ^b	305.4±40.6 ^a	160.0±34.2 ^b
Triglicéridos (mg dl ⁻¹)	119.4±29.9 ^{ab}	173.6±48.8 ^a	61.5.0±27.7 ^b	92.8±27.3 ^{ab}	58.1±43.1 ^b
Proteínas totales (g dl ⁻¹)	5.0±0.3 ^a	4.5±1.0 ^{ab}	3.4±0.7 ^{bc}	5.0±0.5 ^a	3.2±0.4 ^c
VLDL (mg dl ⁻¹)	28.8±9.8 ^{ab}	35.9±23.4 ^a	15.0±14.0 ^b	18.4±5.3 ^b	14.0±7.4 ^b

VLDL (por sus siglas en inglés): lipoproteína de muy baja densidad. Valores promedio ± DE (n=6). Superíndices distintos indican diferencias significativas entre tratamientos ($P<0.05$).

La fracción proteica resultó ser más alta con los tratamientos Camarón, Hacha y Control, siendo estos estadísticamente diferentes a los tratamientos Catarina y Triple. El contenido de extracto etéreo de Hacha, Camarón y Control son iguales estadísticamente, y solamente el tratamiento Hacha, que fue el más alto, es diferente al de los tratamientos Catarina y Triple. Los resultados de fibra cruda en Camarón, Catarina y Triple no presentan diferencias con los peces iniciales. En cenizas, solamente el tratamiento Triple no presentó diferencias con los peces iniciales (Tabla XX).

7.2.7 Aminoácidos en músculo

En la tabla XXI se muestran los resultados de la composición en aminoácidos del músculo de jurel al inicio y final del bioensayo de crecimiento. No se detectaron diferencias entre los tratamientos ($P>0.05$), excepto en el caso de la lisina donde el contenido es de 2.51 g 100 g⁻¹ en el músculo de los peces alimentados con el alimento Control, siendo menor al de los

peces de los tratamientos Catarina y Hacha, y similar al de los peces de que consumieron los alimentos Camarón y Triple.

Tabla XX. Composición química proximal (% en base húmeda) y de energía bruta de los juveniles de jurel *Seriola rivoliana* alimentados con los alimentos experimentales durante ocho semanas.

	Alimentos					
	Inicial	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple
Materia seca	23.4±0.1	29.0±0.5 ^{a*}	29.9±0.4 ^{a*}	19.4±1.1 ^{b*}	30.6±0.6 ^{a*}	15.2±1.0 ^{c*}
Proteína	15.1±0.0	18.4±0.4 ^{a*}	18.8±0.3 ^{a*}	12.4±0.3 ^{b*}	18.4±0.2 ^{a*}	11.0±0.1 ^{c*}
Extracto etéreo	3.4±0.02	5.8±0.35 ^{ab*}	6.6±0.96 ^{ab*}	1.3±1.22 ^{b*}	7.7±0.12 ^{a*}	0.8±0.39 ^{b*}
Fibra cruda	0.0±0.00	0.1±0.04 ^{a*}	0.0±0.01 ^a	0.0±0.01 ^a	0.1±0.02 ^{a*}	0.0±0.01 ^a
Cenizas	3.2±0.03	4.4±0.13 ^{a*}	3.9±0.19 ^{ab*}	5.5±1.45 ^{a*}	3.7±0.39 ^{ab*}	3.2±0.31 ^b
ELN	1.6±0.03	0.3±0.10 ^{a*}	0.7±0.54 ^{a*}	0.2±0.16 ^{a*}	0.4±0.17 ^{a*}	0.3±0.24 ^{a*}
Energía (cal g⁻¹)	1147±2.2	1574±13.6 ^{ab*}	1695±29.7 ^{a*}	768±148.1 ^{b*}	1767±36.4 ^{a*}	677±38.2 ^{b*}

ELN: Extracto libre de nitrógeno = 100 - (% humedad + % proteína cruda + % lípidos crudos + % ceniza).

Valores promedios ± DE. Superíndices distintos indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$).

Valores marcados con asterisco (*) indican diferencias significativas ($P < 0.05$) entre los valores promedios correspondientes al alimento experimental y los peces iniciales, según la prueba de t de Student.

Tabla XXI. Aminoácidos (g 100 g⁻¹ de materia seca) en músculo de jurel al inicio y al final del bioensayo de crecimiento.

	Alimentos					
	Inicial	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple
Asp	5.94±0.59	5.61±0.79 ^a	5.51±0.84 ^a	5.52±1.54 ^a	4.62±0.13 ^{a*}	6.02±0.54 ^a
Glu	11.72±0.86	12.08±0.58 ^a	11.87±0.84 ^a	12.68±0.49 ^a	12.47±0.77 ^a	13.04±0.94 ^a
Ser	2.29±0.26	2.79±0.13 ^a	2.34±0.30 ^a	2.46±0.14 ^a	2.38±0.22 ^a	2.58±0.14 ^a
His*	17.23±1.71	13.56±6.43 ^a	13.18±3.77 ^a	15.42±2.54 ^a	19.15±2.64 ^a	15.93±4.13 ^a
Gli	3.30±0.35	3.29±0.27 ^a	3.43±0.46 ^a	3.30±0.29 ^a	3.44±0.39 ^a	3.48±0.59 ^a
Tre*	16.05±1.44	15.71±3.96 ^a	13.82±1.53 ^a	16.58±2.17 ^a	16.99±1.35 ^a	16.98±2.08 ^a
Arg*	3.50±0.39	4.46±0.91 ^a	3.94±1.09 ^a	3.45±0.33 ^a	3.21±0.12 ^a	3.56±0.40 ^{a*}
Ala	3.19±0.13	3.76±0.32 ^{a*}	3.70±0.67 ^a	3.79±0.26 ^{a*}	3.51±0.41 ^a	3.74±0.10 ^{a*}
Tir	6.61±0.10	4.39±2.10 ^a	5.33±0.80 ^{a*}	4.92±0.89 ^{a*}	5.15±0.51 ^{a*}	4.82±0.50 ^{a*}
Met*	3.69±0.22	3.77±0.77 ^a	2.99±0.21 ^{a*}	3.08±0.12 ^{a*}	3.15±0.20 ^{a*}	3.64±0.59 ^a
Val*	3.27±0.18	4.43±1.07 ^a	3.95±0.10 ^{a*}	3.62±0.35 ^a	3.51±0.29 ^a	3.77±0.29 ^a
Fen*	3.63±0.45	3.48±0.52 ^a	3.59±0.33 ^a	3.42±0.42 ^a	3.29±0.41 ^a	3.10±0.20 ^a
Isl*	3.38±0.36	3.34±1.00 ^a	3.47±0.43 ^a	2.96±0.15 ^a	3.06±0.32 ^a	3.34±0.24 ^a
Leu*	5.50±0.64	6.13±0.58 ^a	6.04±0.68 ^a	5.78±0.18 ^a	5.58±0.44 ^a	6.12±0.39 ^a
Lis*	1.90±0.05	2.51±0.26 ^{b*}	3.23±0.17 ^{ab*}	3.44±0.41 ^{a*}	3.29±0.19 ^{a*}	3.02±0.25 ^{ab*}

Asp = Ácido aspártico; Glu = Ácido glutámico; Ser = Serina; His = Histidina; Gli = Glicina; Tre = Treonina; Arg = Arginina; Ala = Alanina; Tir = Tirosina; Met = Metionina; Val = Valina; Fen = Fenilalanina; Isl = Isoleucina; Leu = Leucina; Lis = Lisina; * Aminoácidos esenciales. Valores promedio ± DE (n=3). Superíndices distintos indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$). Valores marcados con asterisco (*) indican diferencias significativas ($P < 0.05$) entre los valores promedios correspondientes al alimento experimental y los peces iniciales, según la prueba de t de Student.

Se encontraron diferencias estadísticas en aminoácidos esenciales como metionina, entre peces iniciales y los peces de los tratamientos Camarón, Catarina y Hacha. En valina, solamente se encontraron diferencias entre peces iniciales y el tratamiento de Camarón. También en lisina encontramos que en los peces de todos los tratamientos contenían mayores cantidades de lisina y estos fueron significativamente diferentes a los peces iniciales (Tabla XXI).

7.2.8 Actividad enzimática digestiva

7.2.8.1 Pepsina

La mayor actividad enzimática de pepsina en estómago (Fig. 9) se obtuvo con los tratamientos Camarón y Catarina. No se detectaron diferencias significativas entre los tratamientos Catarina, Control y Triple. La menor actividad enzimática registrada se encontró con el tratamiento Hacha, el cual es estadísticamente diferente a los tratamientos Camarón y Catarina.

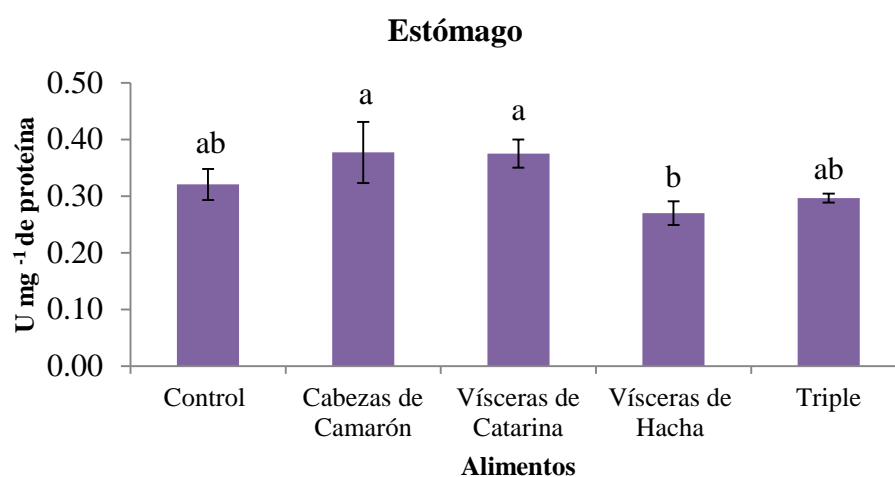


Figura 9. Actividad específica de pepsina (U·mg⁻¹ de proteína) en el estómago de *Seriola rivoliana*. Superíndices distintos sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$).

7.2.8.2 Tripsina

La actividad específica de tripsina en páncreas (Fig. 10) fue más alta en los peces del tratamiento Control, siendo esta significativamente diferente a la de todos los demás tratamientos.

La actividad enzimática de tripsina en intestino (Fig. 11) fue más alta fue con el tratamiento Triple, el cual no presentó diferencias significativas con el tratamiento Control, pero sí con el resto de los tratamientos.

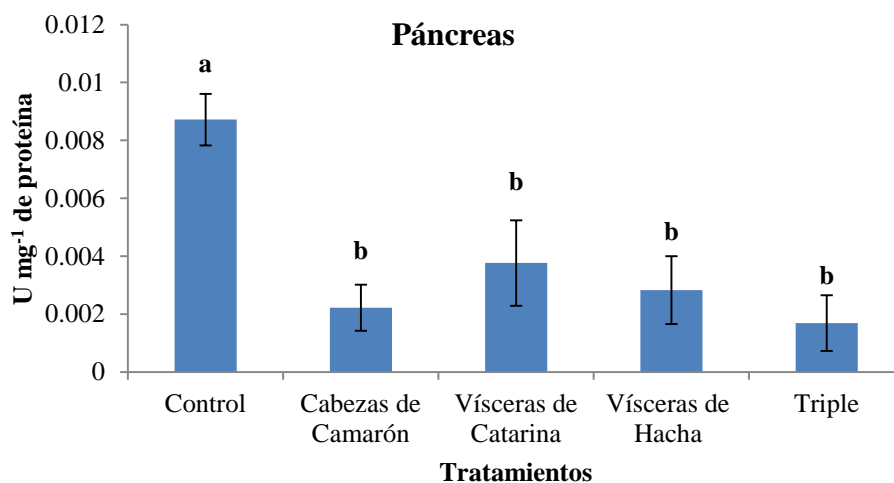


Figura 10. Actividad específica de tripsina ($\text{U}\cdot\text{mg}^{-1}$ de proteína) en el páncreas de *Seriola rivoliana*. Superíndices distintos sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos ($P<0.05$).

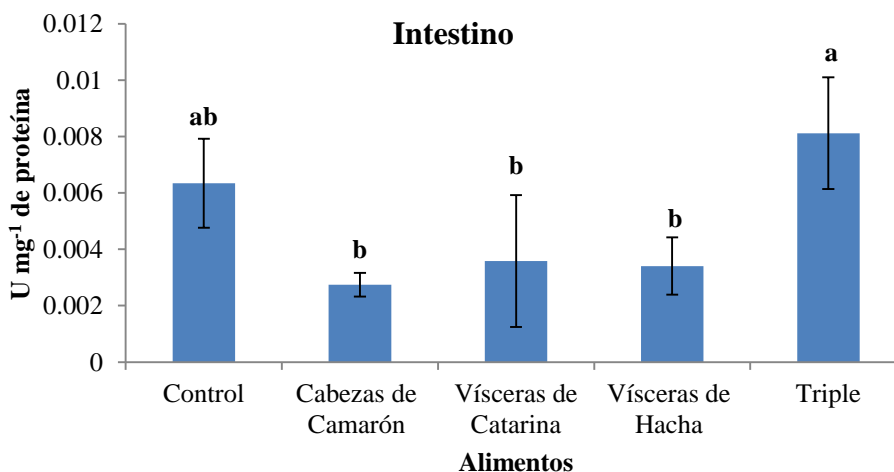


Figura 11. Actividad específica de tripsina ($\text{U}\cdot\text{mg}^{-1}$ de proteína) en el intestino de *Seriola rivoliana*. Superíndices distintos sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos ($P<0.05$).

7.2.8.3 Quimotripsina

La actividad enzimática de quimotripsina en páncreas (Fig. 12) fue más alta con el alimento Control y la más baja con el alimento Triple, siendo significativamente diferentes. La actividad en el páncreas de los peces alimentados con el alimento Control, no es estadísticamente diferente de los peces del tratamiento Camarón.

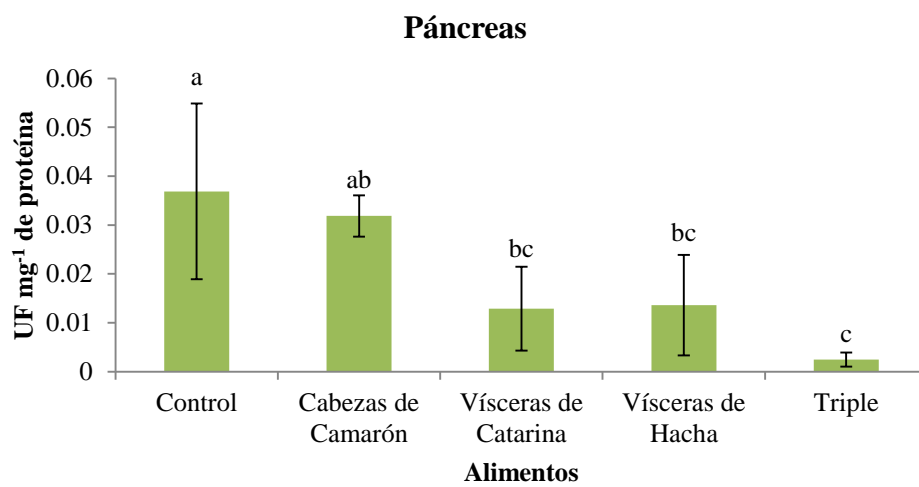


Figura 12. Actividad específica de quimotripsina (UF·mg⁻¹ de proteína) en el páncreas de *Seriola rivoliana*. Superíndices distintos sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$).

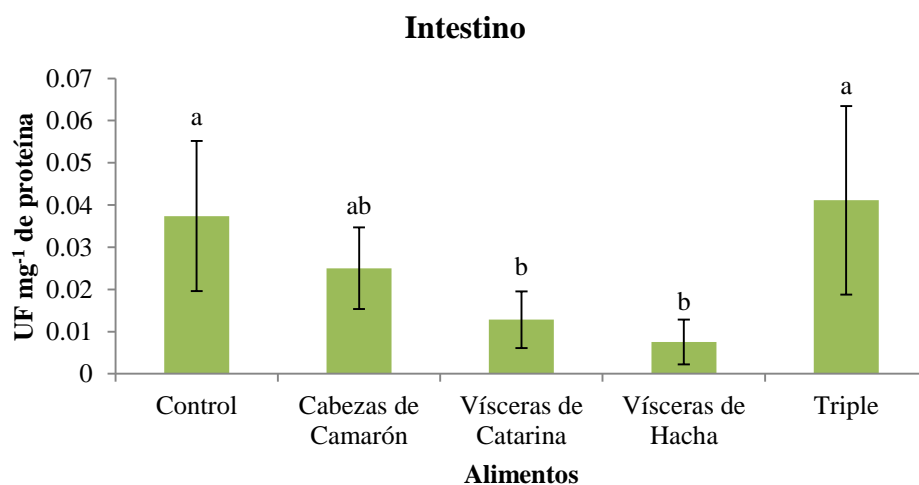


Figura 13. Actividad específica de quimotripsina (UF·mg⁻¹ de proteína) en el intestino de *Seriola rivoliana*. Superíndices distintos sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$).

En la figura 13 se muestra la actividad enzimática de quimotripsina en intestino de jurel. Los valores más altos se obtuvieron con los tratamientos Triple, Control y Camarón, que no difieren entre sí, mientras que el resto de los alimentos son diferentes estadísticamente, pero igual a la actividad en intestino de los peces alimentados con el alimento Camarón.

7.2.8.4 Leucina aminopeptidasa

La actividad enzimática de aminopeptidasa en intestino (Fig. 14) fue significativamente diferente entre los tratamientos. Hubo mayor actividad con el alimento Hacha, siendo diferente a todos los demás tratamientos, seguido de Catarina, presentando diferencias significativas con los demás tratamientos. Las menores actividades en el intestino se registraron en los peces de los tratamientos Control, Camarón y Triple, cuyos valores fueron similares entre sí.

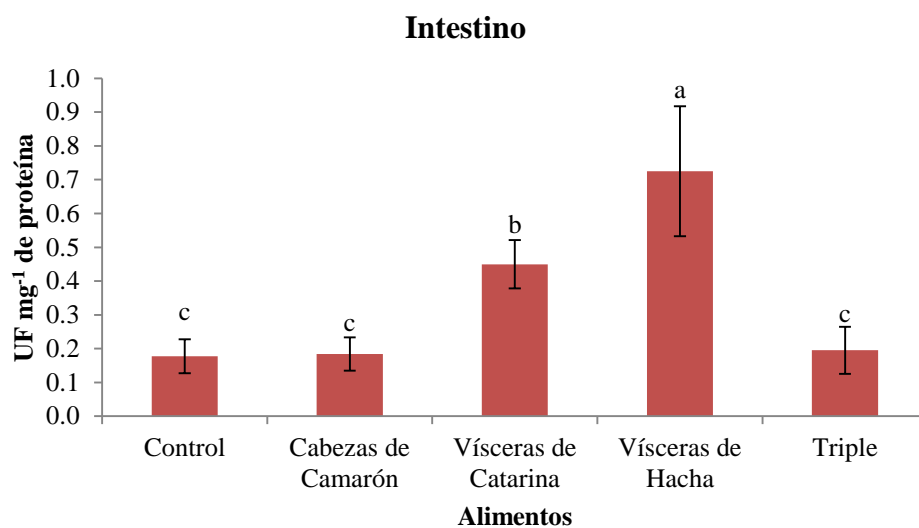


Figura 14. Actividad específica de leucina aminopeptidasa (UF·mg⁻¹ de proteína) en el intestino de *Seriola rivoliana*. Superíndices distintos sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$).

7.2.8.5 Lipasas

La actividad enzimática de lipasa en páncreas (Fig. 15) fue más alta con el tratamiento Catarina, siendo éste significativamente diferente al resto de los tratamientos, mismos que no difirieron entre sí.

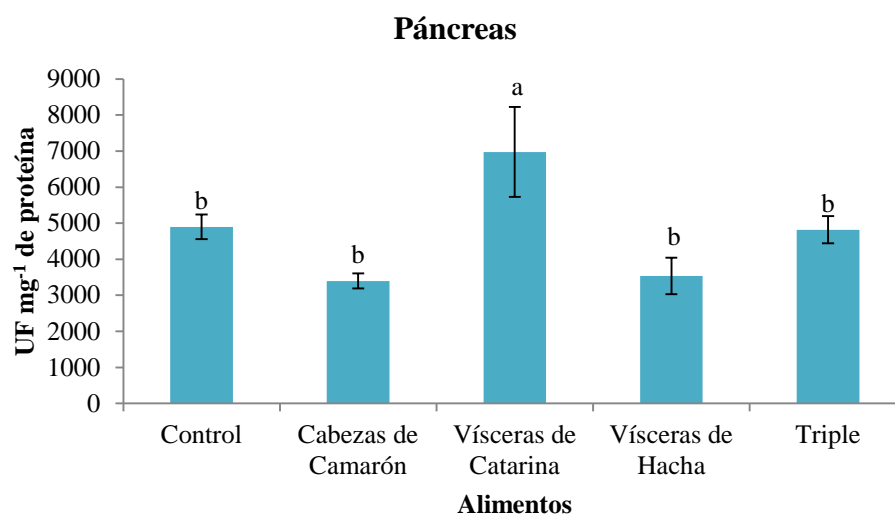


Figura 15. Actividad específica de lipasa (UF·mg⁻¹ de proteína) en páncreas de *Seriola rivoliana*. Superíndices distintos sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$).

La actividad enzimática de lipasa en intestino (Fig. 16) fue más alta con los tratamientos Triple y Catarina, siendo estos significativamente mayores a los tratamientos Control, Camarón y Hacha.

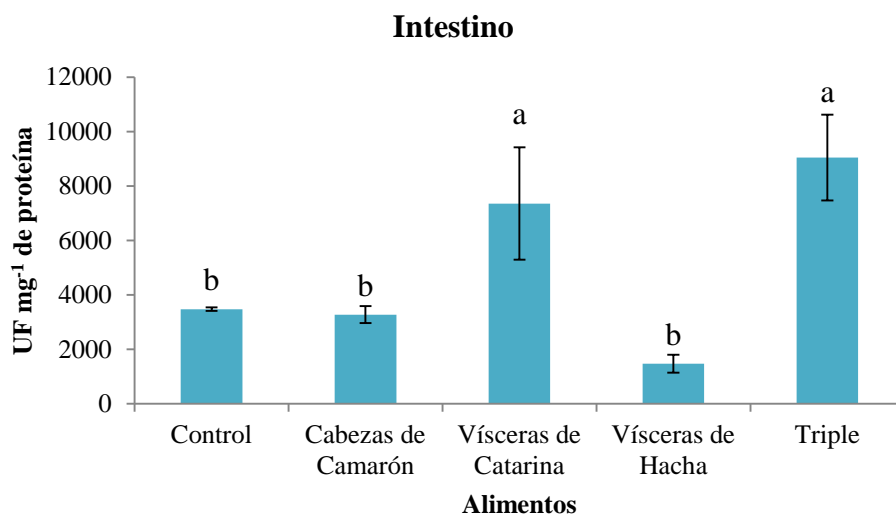


Figura 16. Actividad específica de lipasa (UF·mg⁻¹ de proteína) en intestino de *Seriola rivoliana*. Superíndices distintos sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos ($P<0.05$).

7.2.8.6 α -amilasa

La actividad enzimática de α -amilasa en el páncreas (Fig. 17) fue más alta con el alimento Hacha, que no difiere de la obtenida con el alimento Control. El valor más bajo fue obtenido con el alimento Catarina, el cual es diferente a todos los tratamientos.

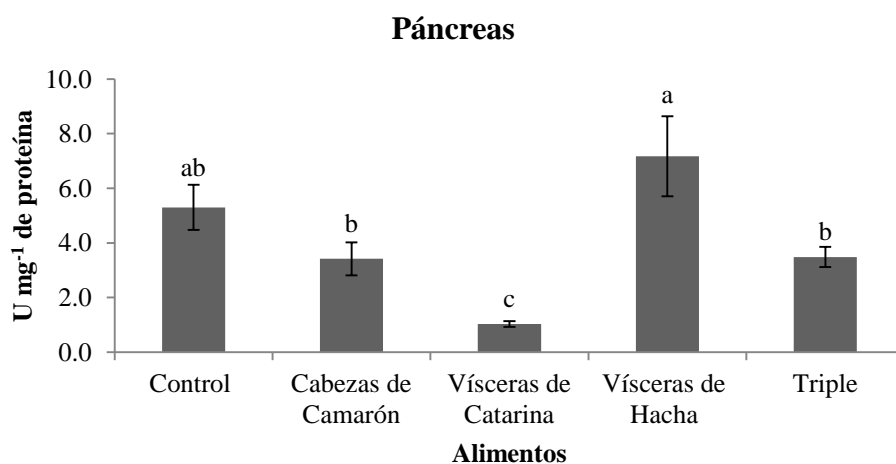


Figura 17. Actividad específica de α -amilasa (U·mg⁻¹ de proteína) en el páncreas de *Seriola rivoliana*. Superíndices distintos sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos ($P<0.05$).

La mayor actividad de α -amilasa en el intestino fue obtenida con el tratamiento Triple, la cual difiere de todos los demás tratamientos (Fig. 18).

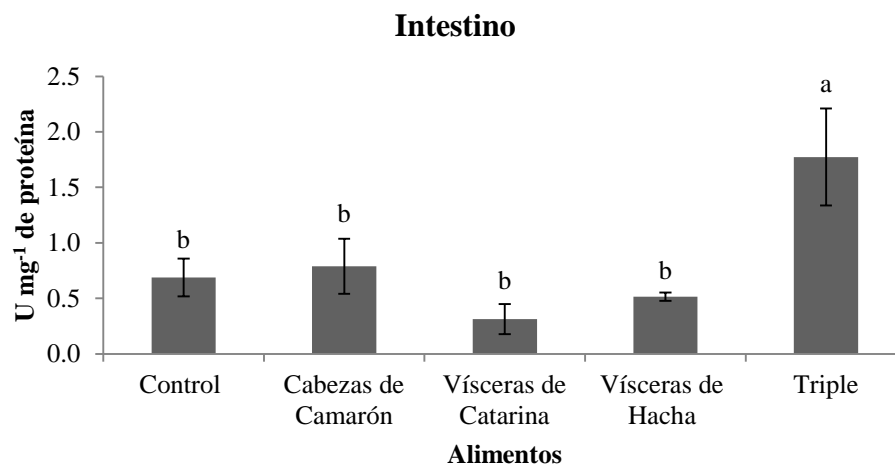


Figura 18. Actividad específica de α -amilasa (U·mg⁻¹ de proteína) en el intestino de *Seriola rivoliana*. Superíndices distintos sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$).

7.3 Objetivo particular 3. Inclusión de harinas de subproductos marinos en alimentos para jurel: composición lipídica de alimentos y peces.

7.3.1 Lípidos totales por gravimetría

En la tabla XXII se muestra el contenido de lípidos totales en músculo, hígado, grasa mesenterial y cerebro de peces alimentados durante 60 días con los alimentos experimentales. Las concentraciones altas de lípidos totales se obtuvieron en músculo de los peces del tratamiento Camarón y Control (6.29 y 5.70%). Estos no presentan diferencias con el tratamiento Hacha (3.11%), pero sí con los de los tratamientos Catarina y Triple. En músculo, los tratamientos Control y Camarón no presentan diferencias con los peces iniciales. En hígado, el contenido de lípidos totales de los peces de los tratamientos Control, Camarón y Hacha fueron similares al de los peces iniciales ($P > 0.05$).

Las concentraciones altas de lípidos totales se obtuvieron en grasa de los peces del tratamiento Camarón (68.13%) siendo estos diferentes estadísticamente de los demás tratamientos. En cerebro, se presentaron las mismas diferencias estadísticas entre los tratamientos.

Tabla XXII. Lípidos totales ($\text{g } 100 \text{ g}^{-1}$ en base húmeda) en tejidos de peces al inicio y final del experimento de crecimiento.

	Alimentos					
	Inicial	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple
Músculo	4.9±0.6	5.7±1.1 ^a	6.3±2.8 ^a	1.5±0.2 ^{b*}	3.1±0.1 ^{ab*}	2.0±0.8 ^{b*}
Hígado	10.9±2.7	17.3±1.6 ^a	6.7±1.9 ^b	3.3±0.5 ^{b*}	21.4±5.0 ^a	3.4±0.6 ^{b*}
Cerebro	4.9±0.6	13.8±0.4 ^{a*}	10.2±1.7 ^{b*}	4.9±0.4 ^c	8.5±1.4 ^{b*}	5.9±1.0 ^c
Grasa mesenterial	42.3±1.7	54.6±2.0 ^{bc*}	68.1±0.7 ^{a*}	47.2±3.8 ^c	58.8±3.9 ^{b*}	25.1±0.6 ^{d*}

Valores promedio \pm DE (n=3). Superíndices distintos indican diferencias significativas entre tratamientos ($P<0.05$).

Valores marcados con asterisco (*) indican diferencias significativas ($P<0.05$) entre los valores promedios correspondientes al alimento experimental y los peces iniciales, según la prueba de t de Student.

7.3.2 Perfil de ácidos grasos

La composición de ácidos grasos de los alimentos se puede ver en la sección 7.2.2. La mayoría de los ácidos grasos en los músculos (Tabla XXIII) no difirieron en relación con el alimento, con la excepción del 22:6n-3 que fue significativamente mayor en los músculos de los peces alimentados con los alimentos Control y Camarón ($4.20 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$).

El contenido de DHA fue menor en el músculo de los peces alimentados con Catarina y Triple, con un contenido similar a la composición del músculo en los peces al inicio ($1.5 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$) (Tabla XXIII). El 20:5n-3 fue más alto en los peces alimentados con Camarón ($1.60 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$), seguido por el Control, Hacha, y más bajo en los alimentos Catarina y Triple ($0.30 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$). El nivel de 20:5n-3 en el músculo del pez inicial fue similar al de los peces alimentados con el Control ($0.60\text{-}0.80 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$). El 20:4n-6 fue similar entre todos los tratamientos.

Hubo un contenido mayor de ácidos grasos saturados (SFA) en el músculo de los peces de los tratamientos Control y Camarón (6.03 y $6.40 \text{ mg } \text{g}^{-1}$), mientras que con el tratamiento Hacha fue menor ($3.89 \text{ mg } \text{g}^{-1}$). Los alimentos Control y Camarón tuvieron un mayor contenido de PUFA (10.23 y $10.25 \text{ mg } \text{g}^{-1}$, respectivamente). Estos mismos alimentos también presentaron el mayor contenido de MUFA (8.30 y $9.01 \text{ mg } \text{g}^{-1}$).

Niveles altos de HUFA fueron encontrados en músculos de los tratamientos Control y Camarón (6.13 y $6.00 \text{ mg } \text{g}^{-1}$), el menor nivel con los alimentos Catarina y Triple (2.02 y $1.98 \text{ mg } \text{g}^{-1}$). Los niveles de 18:4n-3 fueron mayores en el alimento Control y Camarón,

seguidos de Hacha, con los valores más bajos en Catarina y Triple, similares a los valores en músculo de los peces al inicio del bioensayo.

El contenido de ácidos grasos en hígado fue similar entre los tratamientos; el total de ácidos grasos más alto se encontró en los peces del tratamiento Hacha, seguido del Control (49.51 y 43.30 mg g⁻¹) (Tabla XXIV). Los niveles de 18:4n-3 y 18:1n-9 fueron más altos en el hígado de los peces Control, Camarón y Hacha, seguidos de Catarina, y más bajos en el Triple, tendencia similar seguida por el 16:0.

Tabla XXIII. Ácidos grasos (mg g⁻¹ en base húmeda) en músculo de jurel al inicio y final del bioensayo de crecimiento.

	Alimentos					
	Inicial	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple
16:0	1.10±0.42	3.89±1.41 ^{a*}	4.05±2.84 ^a	0.98±0.40 ^a	2.43±0.69 ^{a*}	0.81±0.16 ^a
18:0	0.41±0.14	1.20±0.35 ^{a*}	1.28±0.72 ^{a*}	0.43±0.14 ^a	0.89±0.23 ^{a*}	0.42±0.06 ^a
16:1n-9	0.01±0.00	0.07±0.03 ^{a*}	0.06±0.05 ^a	0.04±0.01 ^{a*}	0.04±0.01 ^{a*}	0.04±0.01 ^{a*}
16:1n-7	0.22±0.12	0.92±0.48 ^{a*}	1.02±0.88 ^a	0.11±0.10 ^a	0.46±0.17 ^{a*}	0.07±0.04 ^a
18:1n-9	0.60±0.27	4.90±2.51 ^{a*}	5.19±4.18 ^{a*}	0.70±0.45 ^a	2.36±0.86 ^{a*}	0.50±0.20 ^a
18:1n-7	0.17±0.07	0.72±0.33 ^{a*}	0.78±0.58 ^a	0.13±0.07 ^a	0.41±0.13 ^{a*}	0.12±0.03 ^a
18:2n-6	0.30±0.13	3.25±1.60 ^{a*}	3.32±2.66 ^{a*}	0.54±0.27 ^a	1.59±0.53 ^{a*}	0.43±0.14 ^a
18:3n-3	0.04±0.02	0.56±0.30 ^{a*}	0.59±0.53 ^{a*}	0.05±0.04 ^a	0.26±0.10 ^{a*}	0.04±0.02 ^a
18:4n-3	0.04±0.02	0.22±0.12 ^{a*}	0.23±0.15 ^{a*}	0.02±0.02 ^b	0.11±0.05 ^a	0.01±0.01 ^b
18:5n-3	ND	ND	ND	ND	ND	ND
20:4n-6	0.15±0.04	0.18±0.04 ^a	0.27±0.14 ^a	0.13±0.03 ^a	0.14±0.03 ^a	0.19±0.03 ^a
20:5n-3	0.63±0.20	1.39±0.45 ^{ab*}	1.64±0.96 ^a	0.30±0.11 ^{c*}	0.77±0.25 ^{bc}	0.30±0.06 ^{c*}
22:6n-3	1.49±0.37	4.20±0.89 ^{a*}	4.17±1.76 ^{a*}	1.73±0.54 ^b	2.60±0.50 ^{b*}	1.29±0.15 ^b
SFA	1.71±0.66	6.03±2.18 ^{a*}	6.40±4.36 ^a	1.60±0.64 ^a	3.89±1.12 ^{a*}	1.36±0.25 ^a
MUFA	1.22±0.54	8.30±4.00 ^{a*}	9.01±7.13 ^{a*}	1.30±0.68 ^a	3.92±1.36 ^{a*}	0.98±0.33 ^a
PUFA	2.96±0.86	10.23±3.77 ^{a*}	10.25±7.10 ^a	2.68±1.10 ^a	6.12±1.61 ^{a*}	2.49±0.28 ^a
HUFA	2.58±0.69	6.13±1.77 ^{a*}	6.00±3.70 ^{ab}	2.02±0.78 ^{bc}	4.11±0.93 ^{ab}	1.98±0.14 ^c
(n-3)/(n-6)	4.47±0.36	1.63±0.29 ^{a*}	1.56±0.35 ^{a*}	2.26±0.47 ^{a*}	2.04±0.20 ^{a*}	2.51±0.57 ^{a*}
Total (AG)	5.89±2.07	24.57±9.92 ^{a*}	25.66±18.58 ^a	5.58±2.39 ^a	13.94±4.08 ^{a*}	4.83±0.84 ^a

Valores promedio ± DE (n=3). Valores promedio con diferentes superíndices dentro de la misma fila son significativamente diferentes ($P < 0.05$) según la prueba de Tukey. Los valores marcados con un asterisco (*) muestran diferencias significativas ($P < 0.05$) entre los pares de promedio del inicio y al final del experimento, según la prueba de t de Student. ND: no detectado. SFA: ácidos grasos saturados; MUFA: ácidos grasos monoinsaturados; PUFA: ácidos grasos poliinsaturados; HUFA: ácidos grasos altamente insaturados.

En la tabla XXV se muestra el contenido de ácidos grasos en cerebro. Se presentaron diferencias de 20:5n-3 entre los alimentos Hacha (1.79 mg g⁻¹) y Triple (0.74 mg g⁻¹). Los niveles de 16:0 fueron más altos en el Control y más bajos en el Triple.

Tabla XXIV. Ácidos grasos (mg g⁻¹ en base húmeda) en hígado de jurel al inicio y final del bioensayo de crecimiento.

	Alimentos					
	Inicial	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple
16:0	8.11±2.06	7.25±3.03 ^a	6.31±3.67 ^{ab}	4.62±1.72 ^{ab}	8.81±3.37 ^a	2.75±0.61 ^{b*}
18:0	2.63±0.94	2.55±0.97 ^a	2.35±1.34 ^a	1.54±0.37 ^a	3.44±0.97 ^a	1.27±0.11 ^a
16:1n-9	0.17±0.05	0.17±0.11 ^a	0.16±0.08 ^a	0.08±0.04 ^a	0.18±0.07 ^a	0.03±0.01 ^{a*}
16:1n-7	2.18±0.59	1.24±0.79 ^a	1.09±0.83 ^a	0.68±0.70 ^{a*}	1.56±0.73 ^a	0.20±0.13 ^{a*}
18:1n-9	5.61±1.99	8.91±5.67 ^a	7.35±5.82 ^a	3.69±3.18 ^{ab}	10.61±4.26 ^a	1.24±0.54 ^{b*}
18:1n-7	1.63±0.59	1.35±0.69 ^a	1.19±0.74 ^a	0.73±0.46 ^a	1.75±0.57 ^a	0.39±0.16 ^{a*}
18:2n-6	2.78±0.72	5.63±3.06 ^a	4.58±2.61 ^a	2.84±1.95 ^a	5.98±2.20 ^{a*}	1.15±0.44 ^{a*}
18:3n-3	0.32±0.07	0.79±0.47 ^a	0.71±0.50 ^a	0.31±0.25 ^a	0.91±0.42 ^{a*}	0.10±0.06 ^{a*}
18:4n-3	0.21±0.03	0.25±0.18 ^a	0.22±0.17 ^a	0.09±0.09 ^{ab}	0.30±0.17 ^a	0.03±0.02 ^{b*}
18:5n-3	ND	ND	ND	ND	ND	ND
20:4n-6	0.97±0.11	0.68±0.08 ^{a*}	0.90±0.05 ^a	0.86±0.13 ^a	0.64±0.16 ^{a*}	0.81±0.08 ^a
20:5n-3	2.88±0.36	1.94±0.63 ^a	1.87±0.59 ^a	1.41±0.40 ^{a*}	2.39±0.96 ^a	0.88±0.32 ^{a*}
22:6n-3	5.10±0.26	5.88±1.60 ^a	5.64±0.54 ^a	5.77±0.80 ^a	5.32±1.53 ^a	4.07±0.62 ^{a*}
SFA	12.45±3.36	11.23±4.74 ^a	9.86±5.74 ^a	6.94±2.59 ^a	13.87±4.99 ^a	4.42±0.86 ^{a*}
MUFA	10.99±3.41	14.63±9.00 ^a	12.19±8.81 ^a	6.63±5.04 ^a	17.80±6.81 ^a	2.76±1.07 ^{a*}
PUFA	14.71±1.81	17.43±5.34 ^a	15.76±4.46 ^a	12.51±2.77 ^a	17.84±5.93 ^a	7.83±1.49 ^{a*}
HUFA	11.19±0.91	10.36±2.56 ^a	9.94±1.24 ^a	9.11±0.87 ^{a*}	10.29±3.22 ^a	6.40±0.98 ^{a*}
(n-3)/(n-6)	2.15±0.28	1.61±0.85 ^a	1.62±4.46 ^a	2.14±0.68 ^a	1.31±0.08 ^{a*}	2.40±0.26 ^a
Total (AG)	38.15±8.58	43.30±18.73 ^a	37.81±18.98 ^a	26.08±10.32 ^a	49.51±17.72 ^a	15.01±3.39 ^{a*}

Valores promedio ± DE (n=3). Valores promedio con diferentes superíndices dentro de la misma fila son significativamente diferentes ($P < 0.05$) según la prueba de Tukey. Los valores marcados con un asterisco (*) muestran diferencias significativas ($P < 0.05$) entre los pares de promedio del inicio y al final del experimento según la prueba de t de Student. ND: no detectado. SFA: ácidos grasos saturados; MUFA: ácidos grasos monoinsaturados; PUFA: ácidos grasos poliinsaturados; HUFA: ácidos grasos altamente insaturados.

No se encontraron diferencias para 22:6n-3 y 20:5n-3 en la grasa mesenterial de jurel en ningún tratamiento. En ácidos grasos de la grasa mesenterial de jurel solamente se encontraron diferencias estadísticas para el 20:4n-6 (Tabla XXVI). Los niveles de 20:4n-6 fueron más altos en los alimentos Triple y Camarón; con los valores más bajos Hacha. Los

niveles iniciales de 20:4n-6 en la grasa fueron similares a los niveles más altos en el Triple. Los niveles de 18:4n-3 fueron mayores en el Control, Hacha y Camarón, con niveles significativamente más bajos en los alimentos Catarina y Triple. No se detectaron diferencias significativas en el contenido de los demás ácidos grasos en la grasa mesenterial de los peces.

Tabla XXV. Ácidos grasos (mg g^{-1} en base húmeda) en cerebro de jurel al inicio y final del bioensayo de crecimiento.

	Alimentos					
	Inicial	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple
16:0	4.48±0.53	5.95±1.14 ^a	4.95±0.31 ^{ab}	4.33±0.98 ^{ab}	5.71±0.57 ^{ab*}	3.95±0.22 ^b
18:0	3.64±0.26	4.82±0.37 ^{a*}	4.21±0.29 ^a	3.94±0.26 ^a	3.31±1.12 ^a	3.64±0.61 ^a
16:1n-9	0.58±0.05	0.90±0.32 ^{a*}	0.73±0.22 ^a	1.07±0.15 ^{a*}	0.74±0.28 ^a	0.94±0.09 ^{a*}
16:1n-7	0.54±0.15	0.84±0.35 ^{a*}	0.67±0.21 ^a	0.64±0.37 ^a	1.17±0.36 ^{a*}	0.46±0.16 ^a
18:1n-9	4.17±0.11	8.51±2.44 ^{a*}	6.72±1.98 ^a	7.08±1.83 ^{a*}	7.85±0.55 ^{a*}	5.62±0.27 ^{a*}
18:1n-7	0.51±0.07	0.79±0.22 ^a	0.67±0.04 ^a	0.62±0.22 ^a	0.90±0.15 ^{a*}	0.52±0.05 ^a
18:2n-6	0.42±0.14	1.92±1.06 ^{a*}	1.42±0.39 ^a	1.01±0.75 ^a	2.85±1.20 ^{a*}	0.64±0.44 ^a
18:3n-3	0.07±0.03	0.31±0.20 ^{ab*}	0.24±0.06 ^{ab}	0.12±0.12 ^{ab}	0.55±0.27 ^{a*}	0.08±0.08 ^b
18:4n-3	0.07±0.04	0.14±0.09 ^{ab}	0.10±0.03 ^{ab}	0.06±0.06 ^{ab}	0.26±0.13 ^{a*}	0.04±0.03 ^b
18:5n-3	ND	ND	ND	ND	ND	ND
20:4n-6	0.57±0.06	0.61±0.07 ^a	0.62±0.02 ^a	0.59±0.07 ^a	0.53±0.18 ^a	0.65±0.04 ^a
20:5n-3	1.07±0.21	1.27±0.47 ^{ab}	0.95±0.20 ^{ab}	1.02±0.39 ^{ab}	1.79±0.31 ^{a*}	0.74±0.14 ^b
22:6n-3	8.30±0.69	9.45±1.92 ^a	7.80±1.04 ^a	7.96±0.62 ^a	7.68±2.71 ^a	7.16±1.89 ^a
SFA	10.56±0.68	13.62±1.83 ^{a*}	11.93±1.11 ^a	10.90±1.34 ^a	11.39±1.84 ^a	9.94±0.76 ^a
MUFA	6.93±0.11	13.75±4.11 ^{a*}	10.89±3.14 ^a	11.79±3.13 ^{a*}	13.24±0.86 ^{a*}	9.47±0.27 ^{a*}
PUFA	10.80±1.00	14.30±3.36 ^a	11.56±0.39 ^a	11.27±2.12 ^a	14.18±1.70 ^{a*}	9.75±1.26 ^a
HUFA	10.21±0.87	11.83±2.28 ^a	9.72±0.81 ^a	9.97±1.17 ^a	10.53±2.59 ^a	8.90±1.81 ^a
(n-3)/(n-6)	7.57±0.96	4.07±1.70 ^{a*}	3.88±1.05 ^a	5.11±1.79 ^a	2.82±1.24 ^{a*}	5.34±2.15 ^a
Total (AG)	28.29±1.74	41.66±7.93 ^{a*}	34.37±3.66 ^a	33.96±6.55 ^a	38.82±4.17 ^{a*}	29.16±2.03 ^a

Valores promedio \pm DE (n=3). Valores promedio con diferentes superíndices dentro de la misma fila son significativamente diferentes ($P < 0.05$) según la prueba de Tukey. Los valores marcados con un asterisco (*) muestran diferencias significativas ($P < 0.05$) entre los pares de promedio del inicio y al final del experimento según la prueba de t de Student. ND: no detectado. SFA: ácidos grasos saturados; MUFA: ácidos grasos monoinsaturados; PUFA: ácidos grasos poliinsaturados; HUFA: ácidos grasos altamente insaturados.

A continuación se presentan los resultados obtenidos sobre las proporciones del 20:4n-6, contenido en los diversos tejidos analizados (Fig. 19). Las proporciones más altas en

músculo e hígado se presentan con el tratamiento Triple, seguido de Catarina, siendo estos estadísticamente diferentes entre sí, y se obtuvieron proporciones significativamente menores en Hacha. En cerebro y grasa mesenterial, el alimento Triple es el que presenta mayor proporción, seguido de Camarón y posteriormente de Catarina; este último presentando diferencias significativas comparado con el alimento Triple.

Tabla XXVI. Ácidos grasos (mg g^{-1} en base húmeda) en grasa mesenterial de jurel al inicio y final del bioensayo de crecimiento.

	Alimentos					
	Inicial	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple
16:0	5.17±0.49	5.53±1.47 ^a	5.73±1.61 ^a	5.40±0.96 ^a	6.74±1.65 ^a	5.97±0.68 ^a
18:0	1.36±0.04	1.37±0.32 ^a	1.46±0.46 ^a	1.78±0.45 ^a	2.15±0.90 ^{a*}	1.97±0.21 ^{a*}
20:2 NMI	0.08±0.01	0.20±0.03 ^{a*}	0.23±0.06 ^{a*}	0.18±0.04 ^{a*}	0.21±0.07 ^{a*}	0.23±0.04 ^{a*}
16:1n-9	0.12±0.01	0.17±0.04 ^a	0.18±0.05 ^a	0.15±0.03 ^a	0.16±0.06 ^a	0.20±0.03 ^{a*}
16:1n-7	2.42±0.48	1.98±0.58 ^a	2.13±0.48 ^a	1.88±0.20 ^a	2.00±0.20 ^a	2.06±0.41 ^a
18:1n-9	3.90±0.59	7.46±1.66 ^{a*}	8.57±2.46 ^{a*}	7.55±1.49 ^{a*}	8.66±2.23 ^{a*}	8.58±1.64 ^{a*}
18:1n-7	0.93±0.11	1.10±0.27 ^a	1.25±0.34 ^a	1.10±0.19 ^a	1.31±0.33 ^a	1.31±0.16 ^{a*}
18:2n-6	2.20±0.35	5.42±1.10 ^{a*}	6.16±1.50 ^{a*}	4.57±0.84 ^{a*}	5.58±1.09 ^{a*}	5.62±1.70 ^{a*}
18:3n-3	0.39±0.06	1.11±0.18 ^{a*}	1.22±0.21 ^{a*}	0.64±0.07 ^{a*}	1.12±0.17 ^{a*}	0.85±0.46 ^a
18:4n-3	0.50±0.12	0.55±0.10 ^a	0.57±0.08 ^a	0.35±0.03 ^b	0.55±0.06 ^a	0.38±0.22 ^{ab}
18:5n-3	ND	ND	ND	ND	ND	ND
20:4n-6	0.55±0.04	0.32±0.09 ^{ab*}	0.41±0.13 ^{a*}	0.31±0.04 ^{ab*}	0.11±0.16 ^{b*}	0.51±0.05 ^a
20:5n-3	3.51±0.68	2.54±0.58 ^a	2.49±0.33 ^a	1.52±0.25 ^{a*}	2.82±0.34 ^a	1.89±0.78 ^{a*}
22:6n-3	3.34±0.21	4.34±0.85 ^a	3.75±0.82 ^a	3.20±0.35 ^a	4.90±0.84 ^{a*}	3.48±0.99 ^a
SFA	9.20±0.95	9.74±2.53 ^a	10.31±2.88 ^a	10.60±2.07 ^a	12.04±2.77 ^a	11.69±0.54 ^{a*}
MUFA	8.03±1.25	12.94±2.93 ^{a*}	14.84±4.16 ^{a*}	13.67±2.91 ^{a*}	14.63±3.23 ^{a*}	15.23±2.47 ^{a*}
PUFA	10.78±1.45	14.88±2.99 ^a	15.27±3.26 ^a	11.21±1.38 ^a	15.75±2.10 ^{a*}	13.50±4.30 ^a
HUFA	7.91±1.00	7.90±1.65 ^a	7.37±1.43 ^a	5.57±0.58 ^{a*}	8.56±0.80 ^a	6.52±2.03 ^a
(n-3)/(n-6)	2.17±0.02	1.23±0.03 ^{ab*}	1.02±0.08 ^{bc*}	0.98±0.14 ^{bc*}	1.38±0.18 ^{a*}	0.07±0.04 ^{c*}
Total (AG)	28.00±3.65	37.56±8.44 ^a	40.43±10.27 ^a	35.48±6.25 ^a	42.42±7.94 ^{a*}	40.42±7.29 ^{a*}

Valores promedio de 3 réplicas \pm DE. Valores promedio con diferentes superíndices dentro de la misma fila son significativamente diferentes ($P < 0.05$) según la prueba de Tukey. Los valores marcados con un asterisco (*) muestran diferencias significativas ($P < 0.05$) entre los pares de promedio del inicio y al final del experimento, según la prueba de t de Student. ND: no detectado. SFA: ácidos grasos saturados; MUFA: ácidos grasos monoinsaturados; PUFA: ácidos grasos poliinsaturados; HUFA: ácidos grasos altamente insaturados.

Los resultados obtenidos en proporción para 20:5n-3 no presentan diferencias significativas en hígado y grasa mesenterial. En cuanto a músculo, la mayor proporción se encontró en el

tratamiento Triple, seguido de Hacha y Catarina, y hubo diferencias significativas de los tratamientos Control y Camarón comparados con el Triple. En el cerebro, la mayor proporción se presentó con el alimento Hacha y la menor proporción con el Triple, siendo éstos estadísticamente diferentes (Fig. 20).

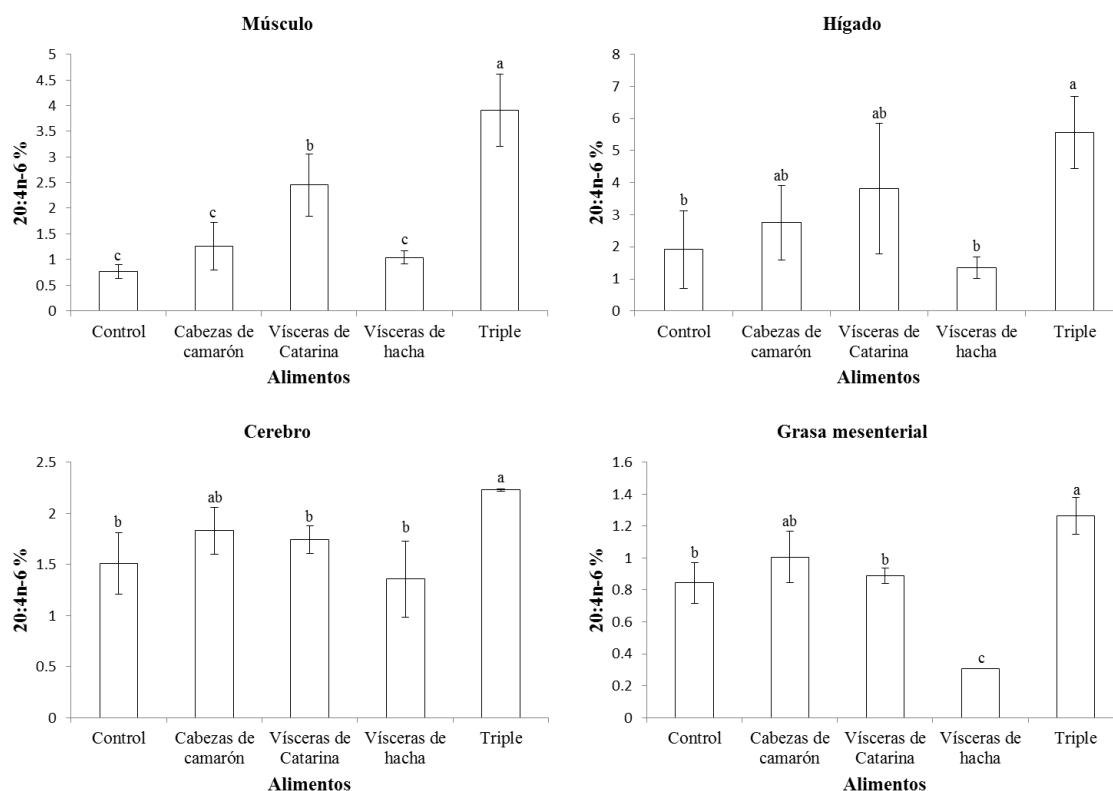


Figura 19. Proporción de 20:4n-6 (% del total de ácidos grasos base húmeda) contenido en el músculo, hígado, cerebro y grasa mesenterial de *Seriola rivoliana*. Superíndices distintos sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$).

Los resultados en porcentaje obtenidos para el 22:6n-3 se muestran en la figura 21. En músculo, las proporciones fueron mayores con el tratamiento Triple, seguido de Catarina, los cuales fueron similares entre sí, y la menor proporción se encontró con el tratamiento Camarón, siendo este diferente estadísticamente solamente con el tratamiento Triple. Las mayores proporciones que se encontraron en hígado fueron para los tratamientos Triple y Catarina, presentando diferencias significativas solamente con el tratamiento Hacha. En

cerebro no se detectaron diferencias significativas entre tratamientos. En grasa mesenterial, la mayor proporción se presentó con el tratamiento Hacha, seguido del Control, sin presentarse diferencias significativas entre sí, pero siendo estadísticamente diferentes al resto de los tratamientos.

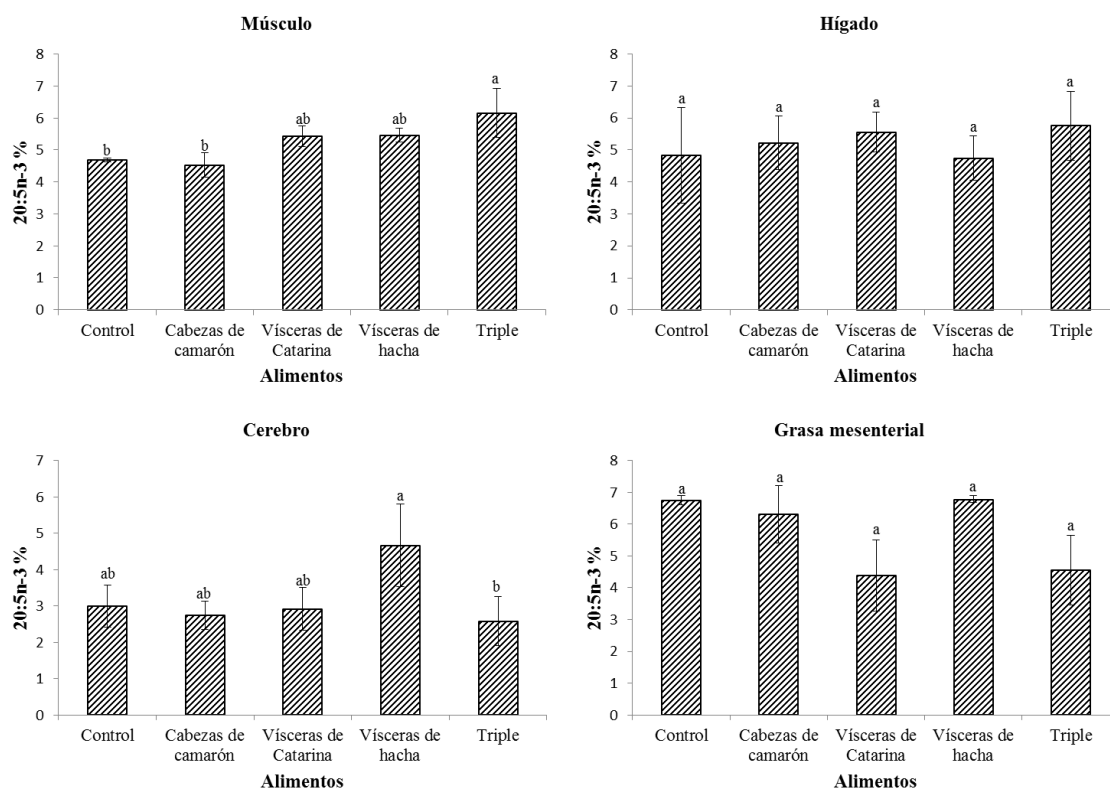


Figura 20. Proporción de 20:5n-3 (% del total de ácidos grasos base húmeda) contenido en el músculo, hígado, cerebro y grasa mesenterial de *Seriola rivoliana*. Superíndices distintos sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$).

7.3.3 Esteroles

En la tabla XXVII se muestra el contenido de los esteroides analizados en los alimentos experimentales. El mayor contenido de colesterol fue en el alimento Camarón (17.0 mg 100 g⁻¹). En los alimentos con Catarina, Hacha y Triple, la concentración fue más alta de brassicasterol (1.5–2.4 mg 100 g⁻¹), campesterol (0.6–0.9 mg 100 g⁻¹), estigmasterol (1.0–

2.2 mg 100 g⁻¹) y fucosterol (2.2–2.5 mg 100 g⁻¹) en comparación con los alimentos Control y Camarón.

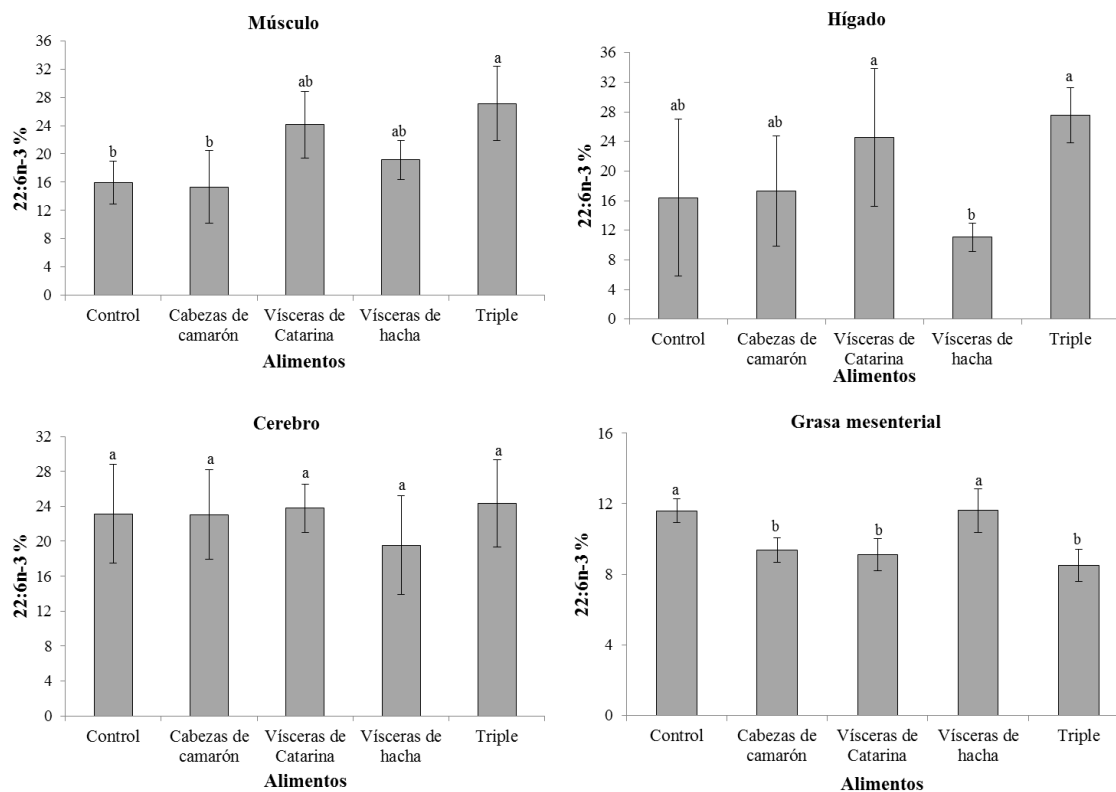


Figura 21. Proporción de 22:6n-3 (% del total de ácidos grasos base húmeda) contenido en el músculo, hígado, cerebro y grasa mesenterial de *Seriola rivoliana*. Superíndices distintos sobre las barras indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$).

El contenido de esteroides en músculo (Tabla XXVIII) no varió significativamente entre los alimentos en cuanto a dihidrocolesterol, campesterol y β -sitosterol. El colesterol fue el esteroide más abundante en músculo (6.0 – 16.0 mg 100 g⁻¹), siendo más alto en el músculo de los peces alimentados con alimento Triple y más bajo con los alimentos Hacha y Control. Esteroides como dihidrocolesterol, campesterol y β -sitosterol fueron escasos en músculo. Las concentraciones de fucosterol fueron bajas; la mayor concentración fue en Hacha (0.2 mg 100 g⁻¹), siendo esto diferente a los alimentos Camarón y Catarina.

Tabla XXVII. Composición de esteroides (mg 100 g⁻¹ materia seca) de los alimentos experimentales.

	Alimentos				
	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple
Dihidrocolesterol	0.49±0.05	0.50±0.11	0.57±0.01	0.98±0.12	1.23±0.29
Colesterol	12.04±0.74	17.12±2.77	12.31±0.81	12.74±1.44	13.72±2.12
Brassicasterol	0.65±0.05	0.88±0.16	1.52±0.11	1.48±0.39	2.38±0.19
Campesterol	0.40±0.04	0.43±0.08	0.90±0.11	0.61±0.18	0.94±0.13
Estigmasterol	0.27±0.05	0.29±0.10	1.02±0.07	1.87±0.39	2.16±0.58
β-Sitosterol	0.19±0.01	0.16±0.05	0.14±0.04	0.23±0.04	0.07±0.02
Fucoesterol	1.41±0.14	1.51±0.40	2.22±0.49	2.23±0.50	2.46±0.34
TOTAL	15.44±0.96	20.89±3.45	18.68±1.53	20.16±2.97	22.96±3.04

Valores promedio ± DE (n=3). Valores promedio con diferentes superíndices dentro de la misma fila son significativamente diferentes ($P < 0.05$) según la prueba de Tukey.

En la tabla XXIX se muestra el contenido de esteroides en hígado; no se detectó fucoesterol en ninguna de las muestras. Tampoco fue posible detectar dihidrocolesterol en los alimentos Camarón y Triple, mientras que fue alto en el alimento Hacha. No se detectaron diferencias significativas en el contenido de brassicasterol y β-sitosterol entre los tratamientos.

Tabla XXVIII. Contenido de esteroides (g 100 g⁻¹ en base húmeda) en el músculo de jurel al inicio y final del bioensayo de crecimiento.

	Alimentos					
	Inicial	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple
Dihidrocolesterol	0.05±0.02	0.08±0.02 ^a	0.19±0.17 ^a	0.05±0.01 ^a	0.05±0.02 ^a	0.06±0.03 ^a
Colesterol	12.07±2.34	6.16±0.18 ^{c*}	12.35±1.78 ^{ab}	12.92±3.96 ^{ab}	8.82±1.24 ^{bc}	16.00±0.57 ^{a*}
Brassicasterol	0.65±0.05	0.25±0.04 ^{b*}	0.47±0.11 ^{ab*}	0.55±0.11 ^a	0.41±0.06 ^{ab*}	0.64±0.15 ^a
Campesterol	0.13±0.06	0.05±0.03 ^a	0.05±0.02 ^a	0.04±0.00 ^{a*}	0.08±0.01 ^a	0.04±0.01 ^{a*}
Estigmasterol	0.21±0.03	0.23±0.01 ^b	0.32±0.05 ^{a*}	0.20±0.02 ^b	0.18±0.01 ^b	0.22±0.05 ^b
β-Sitosterol	0.09±0.01	0.12±0.05 ^a	0.14±0.02 ^{a*}	0.09±0.00 ^a	0.07±0.01 ^a	0.10±0.03 ^a
Fucoesterol	0.10±0.04	0.13±0.03 ^{ab}	0.10±0.02 ^{bc}	0.09±0.01 ^c	0.16±0.01 ^{a*}	0.13±0.01 ^{abc}
TOTAL	13.29±2.37	6.95±0.06 ^{c*}	13.63±2.05 ^a	13.94±4.08 ^{ab}	9.76±1.29 ^b	17.28±0.65 ^{a*}

Valores promedio ± DE (n=3). Valores promedio con diferentes superíndices dentro de la misma fila son significativamente diferentes ($P < 0.05$) según la prueba de Tukey. Los valores marcados con un asterisco (*) muestran diferencias significativas ($P < 0.05$) entre los pares de promedio del inicio y al final del experimento, según la prueba de t de Student.

El colesterol fue el esteroles más abundante en hígado (17.0–33.0 mg 100 g⁻¹), siendo más alto en el hígado de los peces alimentados con alimento Hacha, el cual no presentó diferencias significativas con el alimento Control, pero sí fueron ambos estadísticamente diferentes de los alimentos Camarón, Catarina y Triple. El campesterol fue más alto en el hígado de los peces alimentados con el alimento Triple, y más bajo en aquellos del tratamiento Camarón. El estigmasterol fue el más alto en el alimento Hacha, y el más bajo en los alimentos Camarón, Catarina y Triple (Tabla XXIX).

En la tabla XXX se presenta el contenido de esteroides en cerebro; no se detectó campesterol en el alimento de cabezas de camarón, ni se presentaron diferencias significativas de dihidrocolesterol, β -sitosterol y fucosterol entre los tratamientos. El colesterol fue el esteroles más abundante en cerebro; solamente se presentaron diferencias significativas entre el alimento Catarina (86.0 mg 100 g⁻¹) y Hacha (49.0 mg 100 g⁻¹). El estigmasterol fue más alto en el cerebro de los peces alimentados con Catarina y Triple, y más bajo en el alimento Camarón, con valores intermedios para el Control y Hacha.

Tabla XXIX. Contenido de esteroides (g 100 g⁻¹ en base húmeda) en el hígado de jurel al inicio y final del bioensayo de crecimiento.

	Alimentos					
	Inicial	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple
Dihidrocolesterol	3.07±2.08	8.91±1.52 ^{a*}	ND	0.57±0.16 ^{b*}	14.71±5.61 ^{a*}	ND
Colesterol	25.05±6.84	29.46±0.31 ^a	16.62±0.95 ^{b*}	17.22±5.87 ^b	33.11±2.07 ^a	19.06±2.98 ^b
Brassicasterol	0.74±0.34	0.25±0.11 ^{a*}	0.31±0.05 ^{a*}	0.30±0.10 ^a	0.29±0.24 ^a	0.44±0.13 ^a
Campesterol	0.50±0.19	0.11±0.07 ^{bc*}	0.08±0.02 ^{c*}	0.19±0.08 ^{abc*}	0.29±0.09 ^{ab}	0.34±0.11 ^a
Estigmasterol	0.84±0.45	1.19±0.13 ^b	0.23±0.04 ^{c*}	0.21±0.03 ^{c*}	2.47±0.68 ^{a*}	0.30±0.12 ^c
β-Sitosterol	0.14±0.06	0.10±0.02 ^a	0.10±0.03 ^a	0.09±0.03 ^a	0.20±0.07 ^a	0.13±0.06 ^a
Fucosterol	ND	ND	ND	ND	ND	ND
TOTAL	30.34±9.79	40.02±1.40 ^b	17.33±0.86 ^{c*}	18.58±5.94 ^c	51.06±1.14 ^{a*}	20.27±3.10 ^c

Valores promedio \pm DE (n=3). Valores promedio con diferentes superíndices dentro de la misma fila son significativamente diferentes ($P < 0.05$) según la prueba de Tukey. Los valores marcados con un asterisco (*) muestran diferencias significativas ($P < 0.05$) entre los pares de promedio del inicio y al final del experimento, comparados con la prueba de t de Student. ND: no detectado.

En el contenido de esteroides en grasa mesenterial (Tabla XXXI), no se detectaron campesterol, β -sitosterol y fucosterol. Tampoco fue posible detectar brassicasterol en los

alimentos Control y Catarina. No se detectaron diferencias significativas de colesterol y estigmasterol entre los tratamientos. El dihidrocolesterol fue más alto en el alimento Hacha y más bajo en el alimento Camarón.

Tabla XXX. Contenido de esteroides ($\text{g } 100 \text{ g}^{-1}$ en base húmeda) en el cerebro de jurel al inicio y final del bioensayo de crecimiento.

	Alimentos					
	Inicial	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple
Dihidrocolesterol	ND	1.36±0.55 ^{a*}	1.08±0.52 ^{a*}	2.09±0.54 ^{a*}	1.05±0.84 ^{a*}	1.26±0.27 ^{a*}
Colesterol	37.36±3.2	59.21±12.3 ^{ab*}	54.97±6.1 ^{ab*}	86.03±17.3 ^{a*}	48.73±12.3 ^b	55.06±7.2 ^{ab*}
Brassicasterol	0.92±0.07	0.38±0.09 ^{b*}	0.59±0.14 ^{ab*}	0.42±0.08 ^{b*}	0.73±0.11 ^{ab}	0.83±0.22 ^a
Campesterol	0.55±0.13	0.05±0.03 ^{b*}	ND	0.22±0.02 ^{a*}	0.04±0.01 ^{b*}	0.07±0.04 ^{b*}
Estigmasterol	0.12±0.06	0.19±0.13 ^{ab}	0.05±0.01 ^b	0.39±0.03 ^{a*}	0.25±0.02 ^{ab*}	0.38±0.11 ^{a*}
β-Sitosterol	0.33±0.02	0.36±0.08 ^a	0.38±0.08 ^a	0.44±0.03 ^{a*}	0.33±0.05 ^a	0.38±0.05 ^a
Fucosterol	0.17±0.05	0.24±0.13 ^a	0.18±0.06 ^a	0.24±0.08 ^a	0.24±0.05 ^a	0.18±0.00 ^a
TOTAL	39.5±3.1	61.8±12.9 ^{ab*}	57.3±6.4 ^{b*}	89.8±17.8 ^{a*}	51.4±13.2 ^b	58.2±7.3 ^{b*}

Valores promedio ± DE (n=3). Valores promedio con diferentes superíndices dentro de la misma fila son significativamente diferentes ($P < 0.05$) según la prueba de Tukey. Los valores marcados con un asterisco (*) muestran diferencias significativas ($P < 0.05$) entre los pares de promedio del inicio y al final del experimento, según la prueba de t de Student. ND: no detectado.

Tabla XXXI. Contenido de esteroides ($\text{g } 100 \text{ g}^{-1}$ en base húmeda) en la grasa mesenterial de jurel al inicio y final del bioensayo de crecimiento.

	Alimentos					
	Inicial	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple
Dihidrocolesterol	0.49±0.40	1.49±0.38 ^{ab*}	1.18±0.35 ^b	1.78±0.21 ^{ab*}	2.03±0.16 ^{a*}	1.41±0.14 ^{ab*}
Colesterol	2.34±0.72	7.16±1.46 ^{a*}	6.38±2.42 ^{a*}	6.61±0.60 ^{a*}	6.99±1.08 ^{a*}	6.60±0.66 ^{a*}
Brassicasterol	ND	ND	0.10±0.10 ^{a*}	ND	0.11±0.06 ^{a*}	0.14±0.01 ^{a*}
Campesterol	ND	ND	ND	ND	ND	ND
Estigmasterol	0.17±0.02	0.82±0.42 ^{a*}	0.65±0.17 ^{a*}	0.70±0.11 ^{a*}	0.71±0.09 ^{a*}	0.50±0.05 ^{a*}
β-Sitosterol	ND	ND	ND	ND	ND	ND
Fucosterol	ND	ND	ND	ND	ND	ND
TOTAL	3.01±1.14	9.48±1.70 ^{a*}	8.31±2.63 ^{a*}	9.09±0.28 ^{a*}	9.84±1.12 ^{a*}	8.65±0.87 ^{a*}

Valores promedio ± DE (n=3). Valores promedio con diferentes superíndices dentro de la misma fila son significativamente diferentes ($P < 0.05$) según la prueba de Tukey. Los valores marcados con un asterisco (*) muestran diferencias significativas ($P < 0.05$) entre los pares de promedio del inicio y al final del experimento, comparados con la prueba de t de Student. ND: no detectado.

7.3.4 Carotenoides

El contenido de carotenoides totales en alimentos fue mayor en el alimento Hacha ($9.73 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$), seguido del alimento Control (harina de pescado) y Camarón ($8.04\text{-}7.14 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$), y por debajo de estos se encontraron los alimentos Catarina y el Triple (4.14 y $3.76 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$). Los carotenoides totales en la mayoría de las muestras no fueron detectados (Tabla XXXII). El contenido de carotenoides totales en grasa mesenterial más alto fue detectado con el tratamiento Catarina ($0.81 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$), seguido del de Hacha ($0.59 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$) (Tabla XXXII). Los carotenoides totales en cerebro fueron más altos en los tratamientos Camarón y Catarina (0.87 y $0.88 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$), siendo diferentes estadísticamente del tratamiento de Hacha ($0.31 \text{ mg } 100 \text{ g}^{-1}$).

Tabla XXXII. Carotenoides ($\text{mg } 100 \text{ g}^{-1}$ en base húmeda) en alimentos experimentales, músculo e hígado de peces al inicio y final del bioensayo de crecimiento.

	Alimentos					
	Inicial	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple
Alimentos	/	8.04 ± 0.67	7.14 ± 0.14	4.14 ± 0.38	9.73 ± 0.38	3.76 ± 0.36
Músculo	ND	ND	ND	ND	ND	ND
Hígado	ND	$0.12 \pm 0.07^{a*}$	$0.13 \pm 0.02^{a*}$	ND	ND	$0.15 \pm 0.02^{a*}$
Grasa mesenterial	0.46 ± 0.32	ND	0.15 ± 0.02^c	0.81 ± 0.13^a	0.59 ± 0.09^b	ND
Cerebro	0.42 ± 0.04	ND	$0.87 \pm 0.15^{a*}$	$0.88 \pm 0.23^{a*}$	0.31 ± 0.09^b	ND

Valores promedio \pm DE (n=3). ND = No detectado. Superíndices distintos indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$). Valores marcados con asterisco (*) indican diferencias significativas ($P < 0.05$) entre los valores promedios correspondientes al alimento experimental y los peces iniciales, según la prueba de t de Student.

7.4 Objetivo particular 4. Digestibilidad *in vivo* de alimentos.

7.4.1 Análisis químico proximal

Los resultados del análisis químico proximal de los alimentos que se probaron en el experimento de digestibilidad de alimentos se presentan en la tabla XXXIII.

7.4.2 Coeficientes de utilización digestiva aparente *in vivo* de alimentos.

En la tabla XXXIV se muestran los resultados de los coeficientes de utilización digestiva aparente de materia seca (CUDAMS) de los distintos alimentos con los tres métodos de colecta a 21°C . Con el alimento Triple, de las heces colectadas por medio de sifón, se

obtuvo el mayor CUDAMS (68.6%), seguido de Hacha (65.0%). Con el método de colecta de masaje abdominal, la mayor digestibilidad fue del alimento Control (62.5%). En el resto de los alimentos se presentaron coeficientes de disgestibilidad menores, pero similar entre sí. Con el método de disección se obtuvo la digestibilidad de materia seca más baja, desde 39.2% hasta 42.5%. El análisis ANOVA de dos vías muestra que hubo efecto significativo por los tratamientos, los métodos de colecta y la interacción de estos.

Tabla XXXIII. Composición química proximal (g 100 g⁻¹ de materia seca, excepto humedad) y de energía de los alimentos del bioensayo de digestibilidad de alimentos.

	Alimentos				
	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple
Humedad	7.96±0.03	7.73±0.15	7.56±0.08	7.95±0.05	7.95±0.05
Proteína	52.73±0.10	50.64±0.09	50.46±0.16	50.82±0.20	51.63±0.07
Extracto Etéreo	13.26±0.08	10.78±0.18	13.62±0.12	13.83±0.08	12.72±0.07
Fibra Cruda	1.03±0.06	1.47±0.06	0.80±0.10	0.67±0.06	2.33±0.06
Cenizas	11.96±0.03	12.67±0.06	11.11±0.05	10.86±0.04	12.49±0.06
ELN	21.03±0.17	26.44±0.23	24.01±0.21	23.82±0.27	20.83±0.11
Energía (cal g⁻¹)	4,947.30±1.38	4,798.87±3.94	4,973.10±1.78	4,915.50±1.90	4,928.89±1.94

Valores promedio ± DE (n = 3).

Tabla XXXIV. Coeficientes de Utilización Digestiva Aparente (%) de materia seca de los alimentos en función del método de colecta de heces, en juveniles de jurel alimentados con alimentos que contienen harinas de subproductos marinos. Temperatura de cultivo 21°C.

Método de colecta	Alimentos					ANOVA dos vías
	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple	
Sifón	59.74±5.72 ^{de}	64.41±2.07 ^{abc}	62.38±1.89 ^{abcd}	65.05±1.60 ^{ab}	68.64±1.97 ^a	T = 0.0467
MA	62.48±2.45 ^{abcd}	58.90±6.41 ^{bcd}	57.71±4.51 ^{bcd}	53.75±4.23 ^e	56.76±4.79 ^{cde}	C < 0.001
Disección	39.20±4.84 ^f	40.53±4.79 ^f	39.85±4.91 ^f	41.03±4.38 ^f	42.49±5.27 ^f	TxC < 0.001

MA= Masaje Abdominal. Valores promedio ± DE (n=3). Superíndices distintos indican diferencias significativas (P<0.05). T: Tratamiento, C: Colecta.

En la tabla XXXV se muestran los CUDAMS obtenidos con dos métodos de colecta (sifoneo y masaje abdominal) a dos temperaturas de cultivo (21 y 25°C). Con el método de colecta por sifón, se obtuvieron los más altos CUDAMS para los alimentos Triple y Hacha, en ambas temperaturas. Con el método de colecta por masaje abdominal a 25°C, se obtuvo

61.9% de CUDAMS del alimento Triple, el cual resultó ser el más alto, mientras que con el mismo método de colecta a 21°C, el porcentaje más alto de CUDAMS se obtuvo con el alimento Control (62.5%).

En la tabla XXXVI se muestran los coeficientes de utilización digestiva aparente de proteína (CUDAP) de los alimentos, obtenidos con los tres métodos de colecta de heces. Con colecta por medio de sifón, el alimento Hacha tuvo la más alta digestibilidad de proteína (90.3%), siendo mayor a la de los alimentos Control y Catarina. Con el método de colecta de masaje abdominal, la más alta digestibilidad la tuvo el alimento Control (88.6%), siendo mayor que la del alimento Hacha, y similar a la de los demás alimentos. Con el método de disección se obtuvieron CUDAP de 68.1% a 73.7%, siendo estos valores más bajos que con los otros dos métodos de colecta. El análisis ANOVA de dos vías muestra que hubo efecto significativo por los tratamientos, los métodos de colecta y la interacción de estos.

Tabla XXXV. Coeficientes de Utilización Digestiva Aparente (%) de materia seca de los alimentos en función del método de colecta de heces y la temperatura, en juveniles de jurel alimentados con alimentos que contienen harinas de subproductos marinos.

Método de colecta	Alimentos					ANOVA Factorial
	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple	
Sifón 25°C	58.2±4.5 ^{cd}	60.4±3.6 ^{abc}	59.0±4.4 ^{abc}	62.1±3.3 ^a	66.1±2.8 ^{abc}	T= 0.0 TxC= 0.0
Sifón 21°C	59.7±5.7 ^d	64.4±2.1 ^{ab}	62.4±1.9 ^{abc}	65.1±1.6 ^a	68.6±2.0 ^{abc}	C= 0.0 Txt=0.9
MA 25°C	58.4±2.4 ^{cd}	55.9±1.1 ^{abc}	58.6±2.3 ^{abc}	57.6±3.3 ^{abc}	61.9±2.0 ^{bcd}	t= 0.5 Cxt=0.6
MA 21°C	62.5±2.5 ^{abcd}	58.9±6.4 ^{abc}	57.7±4.5 ^{abcd}	53.8±4.2 ^{abc}	56.8±4.8 ^{cd}	TxCxt= 0.5

MA= Masaje Abdominal. Valores promedio ± DE (n=3). Superíndices distintos indican diferencias significativas ($P<0.05$). T: Tratamiento, C: Colecta, t: temperatura.

En la tabla XXXVII se muestran los CUDAP obtenidos mediante dos métodos de colecta (sifón y masaje abdominal) a dos temperaturas de cultivo (21 y 25°C). Con el método de colecta por sifón, se obtuvieron los más altos CUDAP con los alimentos Hacha y Triple, en ambas temperaturas. Con el método de colecta por masaje abdominal a 25°C se obtuvo un 85.6% de digestibilidad con el alimento Triple, el cual resultó ser el más alto. Sin embargo,

con el mismo método de colecta, pero a 21°C, el alimento Control tuvo la digestibilidad más alta (88.6%).

Tabla XXXVI. Coeficientes de Utilización Digestiva Aparente (%) de proteína de los alimentos en función del método de colecta de heces, en juveniles de jurel alimentados con alimentos que contienen harinas de subproductos marinos. Temperatura de cultivo 21°C.

Método de colecta	Alimentos					ANOVA dos vías
	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple	
Sifón	82.8±4.5 ^{cd}	88.9±0.3 ^{ab}	85.1±0.6 ^{bc}	90.3±0.4 ^a	89.5±0.3 ^{ab}	T = 0.0022
MA	88.6±0.6 ^{ab}	85.1±2.4 ^{bc}	85.3±1.8 ^{bc}	78.7±1.9 ^{de}	85.7±1.7 ^{abc}	C = < 0.001
Dissección	68.1±1.8 ^f	72.3±1.5 ^f	73.2±1.4 ^{ef}	70.5±2.0 ^f	73.7±1.8 ^{ef}	T x C = < 0.001

MA= Masaje Abdominal. Valores promedio ± DE (n=3). Superíndices distintos indican diferencias significativas ($P<0.05$). T: Tratamiento, C: Colecta.

Tabla XXXVII. Coeficientes de Utilización Digestiva Aparente (%) de proteína en función del método de colecta de heces y la temperatura, en juveniles de jurel alimentados con alimentos que contienen harinas de subproductos marinos.

Método de colecta	Alimentos					ANOVA Factorial	
	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple		
Sifón 25°C	84.0±1.4 ^{de}	85.0±1.4 ^{abcd}	83.3±1.9 ^{bcde}	88.2±0.8 ^{ab}	86.7±0.9 ^{abcd}	T=0.000	TxC= 0.000
Sifón 21°C	82.8±4.8 ^e	88.9±0.3 ^{abc}	85.1±0.6 ^{bcde}	90.3±0.4 ^a	89.5±0.3 ^{abcd}	C=0.000	Txt= 0.063
MA 25°C	84.6±0.6 ^{de}	81.7±0.6 ^{cde}	85.1±0.9 ^{abcde}	84.8±0.1 ^{abcde}	85.6±0.3 ^{de}	t=0.692	Cxt= 0.800
MA 21°C	88.6±0.6 ^{abcde}	85.1±2.4 ^{abcde}	85.3±1.8 ^{de}	78.7±1.9 ^{cde}	85.7±1.7 ^{cde}		TxCxt= 0.021

MA= Masaje Abdominal. Valores promedio ± DE (n=3). Superíndices distintos indican diferencias significativas entre tratamientos ($P<0.05$). T: Tratamiento, C: Colecta, t: temperatura.

7.5 Objetivo particular 5. Digestibilidad *in vivo* de harinas experimentales.

7.5.1 Análisis químico proximal.

Los resultados del análisis químico proximal de los alimentos que se probaron en el experimento de digestibilidad de ingredientes se presentan en la tabla XXXVIII.

7.5.2 Coeficientes de utilización digestiva aparente *in vivo* de las harinas experimentales.

En la tabla XXXIX se muestran los CUDAMS y CUDAP de las harinas experimentales de subproductos marinos. Se detectaron diferencias entre las harinas, siendo mayor la

digestibilidad de la harina de vísceras de hacha en ambos casos (71.1% materia seca y 90.6% proteína) que la de las harinas de cabeza de camarón y de vísceras de catarina.

Tabla XXXVIII. Composición proximal (g 100 g⁻¹ de materia seca, excepto humedad) de los alimentos para medir la digestibilidad *in vivo* de las harinas experimentales en juveniles de jurel *Seriola rivoliana*.

	Alimentos			
	Referencia	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha
Humedad	4.52±0.15	5.88±0.08	5.65±0.05	5.30±0.05
Proteína	52.75±0.16	53.24±0.05	55.16±0.13	54.70±0.22
Extracto Etéreo	12.72±0.15	9.91±0.03	13.86±0.11	13.67±0.16
Fibra Cruda	0.87±0.06	4.83±0.05	0.67±0.12	0.47±0.06
Cenizas	12.49±0.02	16.02±0.02	11.41±0.09	10.81±0.05
ELN	21.17±0.14	16.00±0.10	18.91±0.30	20.36±0.37
Energía (cal g⁻¹)	5,014±4	4,556±5	5,130±6	5,094±1

ELN= Extracto libre de nitrógeno. Valores promedio ± DE (n=3).

Tabla XXXIX. Coeficientes de Utilización Digestiva Aparente (%) de materia seca (CUDAMS) y proteína (CUDAP) de las harinas experimentales.

	Ingredientes		
	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha
CUDAMS	62.3±3.2 ^b	60.2±2.2 ^b	71.1±1.7 ^a
CUDAP	86.2±0.9 ^b	87.5±0.5 ^b	90.6±0.4 ^a

Valores promedio ± DE (n=3). Superíndices distintos indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$).

8. DISCUSIÓN

8.1 Composición química de ingredientes y alimentos.

Los reportes que existen sobre la composición química proximal de los subproductos marinos y harinas, son escasos. Sin embargo, la composición de harinas fabricadas de subproductos, pueden ser comparables a otras harinas utilizadas en la formulación y elaboración de alimentos acuícolas para engorda. Por ejemplo, la proteína y extracto etéreo de la harina de cabezas de camarón producida en el presente trabajo son mayores a los reportados por Guadarrama-Mendoza (1997) y Franco-Zavaleta *et al.* (2010), quienes obtuvieron 48 y 36% de proteína y 6.1 y 4.6% de extracto etéreo, respectivamente, en comparación con lo que se obtuvo aquí, que fueron de 54% de proteína 7% de extracto etéreo. Lim *et al.* (1997) reportaron que la harina de cabezas de camarón contenía 48.4% de proteína y 5.7% de extracto etéreo, concentraciones por debajo a las obtenidas en el presente estudio. Villarreal *et al.* (2006), reportaron harina de cabeza de camarón (*L. vannamei*) con concentraciones más altas de proteína (56.6%) y extracto etéreo (10%) y menor cantidad de fibra cruda (4.3%), que las utilizadas aquí para la alimentación del jurel. Se obtuvieron valores más elevados de proteína, y similares de extracto etéreo, en las harinas de vísceras de hacha (*Atrina maura*) (52% de proteína y 14% de extracto etéreo) y almeja catarina (*Argopecten ventricosus*) (58% de proteína y 14% de extracto etéreo) con respecto a lo reportado por Terrazas-Fierro (2010) (50% de proteína y 14% de extracto etéreo) y Reyes-Becerra (2011) (50% de proteína y 14% de extracto etéreo) en vísceras de almeja catarina de la misma especie. Sudaryono *et al.* (1995) reportaron un contenido de proteína de 84% en desechos de almeja, que es mayor al obtenido en el presente estudio en las harinas de vísceras de almeja catarina y de hacha, mientras que el contenido de extracto etéreo en desechos de almeja fue mucho menor (2.4%) al obtenido aquí con las harinas de almeja (catarina y hacha). Toyos-Vargas *et al.* (2016) utilizaron harina de vísceras de hacha (*Pinna rugosa*) con un contenido de 49.9% de proteína y 8.8% de extracto etéreo, siendo estos menores a los obtenidos aquí con la harina de vísceras de hacha (*Atrina maura*) que se utilizó en los alimentos experimentales.

La diferencia entre los resultados obtenidos de la composición química de las harinas fabricadas de subproductos marinos en el presente estudio y en otros trabajos, pueden ser debidas al proceso de elaboración de las harinas, su origen, temporada de captura, tipo de conservación, características propias de la especie y/o edad y estado fisiológico de los organismos (Fenucci, 2007). Por ejemplo, en el proceso de elaboración de harinas, temperaturas mayores a 80°C, resultan en desnaturalización de proteínas (Castelo *et al.*, 2011). También se ha reportado que a temperaturas de 100°C disminuyen el contenido de proteína y de extracto etéreo (Toyes-Vargas *et al.*, 2016). En el presente estudio se cuidó mucho el proceso de fabricación de las harinas para evitar que temperaturas elevadas durante el secado deterioraran la calidad de las harinas.

Los alimentos utilizados en el bioensayo fueron isoprotéicos e isolipídicos, por lo que los resultados de crecimiento, utilización de alimento y supervivencia obtenidos después de los 60 días de experimento pueden considerarse como respuesta a la utilización de harina de subproductos marinos para sustituir la harina de sardina. Como era de esperarse, la harina de cabeza de camarón provocó aumento en los contenidos de fibra cruda y ceniza de los alimentos Camarón y Triple, por la naturaleza de esta materia prima.

8.2 Bioensayo de crecimiento.

La calidad del agua de mar utilizada a lo largo del bioensayo se mantuvo dentro de los parámetros considerados como óptimos para el cultivo y desarrollo del jurel *S. rivoliana* (Espinoza *et al.*, 2009). Esto contribuyó a que los organismos aprovecharan el alimento consumido y, por ende, desarrollaran su potencial de crecimiento durante el bioensayo. La supervivencia de los juveniles de jurel fue elevada con todos los tratamientos (>90%). La mortalidad ligeramente menor registrada en los organismos del tratamiento Catarina no parece estar asociada a los factores fisicoquímicos del agua o la manipulación de los organismos, debido a que las condiciones de cultivo y manejo fueron iguales para todos los tratamientos.

Considerando que el factor de conversión alimenticia fue similar en cuatro de los cinco alimentos, los indicadores de crecimiento (peso ganado, longitud final, tasas de crecimiento) parecen estar directamente influenciados por el consumo de alimento, donde

mayor consumo resultó en mayor crecimiento. El consumo de alimento en los peces generalmente está en función de su contenido energético, el cual debe ser el adecuado para la especie y para el estadio de desarrollo, ya que un exceso o deficiencia del contenido de energía puede resultar en una reducción o aumento en el consumo de alimento, así como en el crecimiento (NRC, 2011). Por ese motivo, en el presente experimento se llevó a cabo un balanceo de la energía al formular los alimentos, procurando mantener el mismo contenido de energía entre ellos. El comportamiento alimenticio que presentaron los organismos puede ser atribuible a las variaciones en nutrientes esenciales, como a la atractabilidad y/o palatabilidad de los ingredientes utilizados. En el caso del alimento con harina de camarón, que contiene quitina que normalmente no es bien digerida por los peces pelágicos, sorprende que el crecimiento haya sido similar al obtenido con el alimento que contenía harina de hacha. Sin embargo, es posible que el alimento con camarón haya tenido mayor atractabilidad para los peces (similar al de hacha), de tal forma que consumieron más estos alimentos que el alimento Control con harina de sardina. En el caso del alimento Catarina, y en menor medida del alimento Triple, pudimos observar que después de los primeros 15 días de iniciado el bioensayo, los peces empezaron a rechazar el alimento, atrapando el pellet en cuanto entraba al agua, pero posteriormente escupiéndolo, disminuyendo notablemente el consumo de alimento conforme pasaban los días, ocasionando desnutrición de los peces e incluso mortandad de algunos peces del tratamiento Catarina casi al final del experimento. Esto podría tener varias explicaciones, como la forma de conservación de las vísceras de almeja catarina, ya que éstas fueron colectadas en Junio de 2014 y se mantuvieron a -17°C hasta que se fabricó la harina en marzo de 2015, pudiendo haber existido oxidación de lípidos que le confirieran un mal olor y/o sabor desagradable para los peces. Así mismo, la almeja catarina puede no ser un alimento natural del jurel, por lo que este no presenta atracción a su sabor, o también a que la almeja catarina tuviera un sabor de baja palatabilidad para los peces por la posible ingestión de microalgas tóxicas por parte de las almejas. En cualquiera de estos casos, los peces alimentados con harina de vísceras de catarina presentaron menor consumo de alimento y crecimiento.

Dada la naturaleza de los ingredientes experimentales aquí utilizados y las investigaciones que ya se habían realizado anteriormente (Navarro *et al.*, 2013; Reyes-Becerra, 2011;

Tacon *et al.*, 2006; Terrazas-Fierro *et al.*, 2010; Toyes-Vargas *et al.*, 2016; 2017), confiábamos en que los subproductos cumplirían con el perfil para reemplazar parcialmente el uso de HP en el alimento para peces carnívoros. Sin embargo, a partir de los resultados de crecimiento expuestos anteriormente (Benitez-Hernández *et al.*, 2018), encontramos que los jureles alimentados con Catarina y Triple tuvieron tasas de crecimiento específico muy bajas (1.1 y 1.5% día⁻¹), la mitad que la del Control (2.8% día⁻¹) o los otros dos alimentos experimentales, Camarón (3.2% día⁻¹) y Hacha (3.4% día⁻¹), lo cual era extraño. Al realizar los análisis de lípidos, encontramos que el alimento con vísceras de catarina tenía niveles bajos, pero detectables, del ácido graso 18:5n-3 (0.002 g 100 g⁻¹). Este ácido se encuentra en dinoflagelados marinos, como *Gymnodinium* sp. o *Proreentrum* sp. (Mansour *et al.*, 2003; Sola *et al.*, 1999). La presencia de este ácido graso es característico de microalgas, por lo que se planteó la hipótesis de que las almejas catarina podrían haber estado en contacto con dinoflagelados, probablemente durante una marea roja, que se ingirieron por las almejas, y que las toxinas se acumularon en sus vísceras. Cuando se acopiaron las vísceras de almeja catarina, no se observó evidencia de contaminación o marea roja. Sin embargo, se nos reportó una mortalidad más alta que la habitual en la temporada, que estaba siendo atribuida a la mayor temperatura del agua durante el verano (com. pers. Pescadores de Pto. San Carlos, B.C.S., 2014). Las pruebas preliminares de toxinas indicaron que la harina de vísceras de almeja catarina aquí utilizada contenía una toxina lipofílica, probablemente ácido okadaico, mismo que fue confirmado por análisis adicionales (com. pers. Nuñez-Vázquez 2018). El ácido okadaico es una toxina responsable de la intoxicación diarreica por mariscos (*DSP*, por sus siglas en inglés) que causa efectos tóxicos en humanos por el consumo de mariscos contaminados. Esta toxina es un compuesto poliéter producido por especies de los géneros de dinoflagelados marinos *Dinophysis* y *Prorocentrum* los cuales son causantes de florecimientos algales nocivos o mareas rojas (Doucet *et al.*, 2007; Paul *et al.*, 2007), llegando a perjudicar a diferentes organismos y a los moluscos bivalvos como ostiones, mejillones y almejas, que son los más vulnerables, dado que acumulan altas concentraciones de toxinas en sus tejidos por exposición y consumo de dinoflagelados (Band-Schmidt *et al.*, 2005; Bauder *et al.*, 2001; Sierra-Beltrán *et al.*, 1998).

Aunque hay informes de la presencia de dinoflagelados (*Gambierdiscus toxicus*, *Prorocentrum mexicanum* y *P. rhathymum*) productores de toxinas diarreicas como el ácido okadaico en el sistema de laguna Magdalena-Almejas en los períodos 1980-1989 y 2005-2006 (Gárate-Lizárraga *et al.*, 2007). En la "Laguna Ojo de Liebre", B.C.S., de mayo a junio de 2014, se detectaron toxinas diarreicas (DSP), particularmente ácido okadaico (Nuñez-Vázquez *et al.*, 2015). También se observaron especies como *P. lima* y *P. rhathymum* en la costa Oeste de B.C.S. (Gárate Lizárraga *et al.*, 2016). Este tipo de dinoflagelados produce la toxina responsable (ácido okadaico), que puede dañar diferentes organismos y los moluscos bivalvos como los ostiones y las almejas son los más vulnerables, acumulando altas concentraciones de toxinas en sus tejidos, por exposición y consumo de dinoflagelados (Band-Schmidt *et al.*, 2005; Bauder *et al.*, 2001; Sierra-Beltrán *et al.*, 1998).

El ácido okadaico no provoca alteraciones físicas como olor, sabor, color, tamaño, forma o movimiento que ayuden a la detección, por lo tanto su presencia pasa desapercibida. Además, la eliminación de la toxina es muy lenta; puede tardar meses (Bauder *et al.*, 2001), e incluso las altas temperaturas, como las alcanzadas durante la cocción en el proceso de la fabricación de la harina, tampoco eliminan la toxicidad de los mariscos contaminados (FAO, 2005), a menos que sea una ebullición estricta a 100°C por 163 minutos, donde la toxina sí se desnaturaliza (Scoging, 1991).

Cuando los alimentos que contenían harina de vísceras de almeja catarina se ofrecieron a los peces, inicialmente la comieron al mismo ritmo que los peces de otros tratamientos, lo que indica que la palatabilidad no se vio afectada, al menos en un inicio, y que los peces probablemente no detectaron un sabor desagradable o algo malo en el alimento. Sin embargo, después de algunos días se observó que los peces rechazaban los alimentos que contenían harina de vísceras de almeja catarina, atrapando los gránulos cuando se hundían en la columna de agua y luego escupiéndolos. Esto es consistente con un probable malestar, tal vez en el tracto digestivo, que pudo ser provocado por el ácido okadaico. La ingesta de alimento fue similar al comienzo del experimento (3.8 y 4.1 g org⁻¹ día⁻¹ para Catarina y Triple, respectivamente, pero al día 30 se había reducido a la mitad, 1.6 y 2.0 g org⁻¹ día⁻¹ en peces alimentados con Catarina y Triple, y disminuyó aún más después de 45 días,

mientras que en los otros tratamientos, la ingesta de alimento fue de $5.4 \text{ g org}^{-1} \text{ día}^{-1}$ (Control), $5.9 \text{ g org}^{-1} \text{ día}^{-1}$ (cabezas de camarón) y $6,3 \text{ g org}^{-1} \text{ día}^{-1}$ (vísceras de hacha). Dado que el alimento Triple se hizo parcialmente con harina de vísceras de almeja catarina, los peces alimentados con este alimento también tuvieron un comportamiento similar al alimento Catarina. La disminución en el consumo de los alimentos Catarina y Triple concuerda con la falta de crecimiento en estos dos tratamientos, ya que al final del bioensayo el peso de los peces disminuyó 10.9 y 5.2% en Catarina y Triple, en comparación con su peso en los 30 días (Benitez-Hernández *et al.*, 2018).

Para la fabricación de la harina de almeja catarina se utilizaron las vísceras, como subproductos resultantes después de extraer el músculo abductor, y se ha reportado que la mayor concentración de toxinas se encuentra en la glándula digestiva (76%) después de la gónada (12%), branquias y manto (<12%) (Bauder *et al.*, 2001). La almeja catarina utilizada en nuestro estudio posiblemente haya estado en contacto con una marea roja, y haya concentrado el ácido okadaico en sus tejidos, lo cual podría ser una explicación del por qué los peces que consumieron alimentos con harina de vísceras de almeja catarina produjeran los pobres resultados obtenidos. En el caso del hacha, aunque los organismos se obtuvieron de la misma zona que los de almeja catarina, su captura no fue en el mismo período de tiempo y probablemente no estuvieron en contacto con floración de algas nocivas al momento de su captura, por lo que la harina de hacha no tuvo un efecto nocivo y permitió obtener un crecimiento muy elevado en los peces de ese tratamiento.

Según los resultados obtenidos aquí, las harinas de cabezas de camarón y vísceras de hacha pueden reemplazar parcialmente la harina de sardina en alimentos para juveniles de *S. rivoliana*, pero también aumentar el crecimiento y la ingestión de alimento, sin afectar el FCA o el índice de eficiencia proteica. No esperábamos tan buenos resultados con la harina de camarón, ya que contiene quitina y los peces carnívoros tienen una capacidad limitada para digerir los carbohidratos (Webster y Lim, 2002), y el jurel en particular tiene baja actividad de amilasa y quitinasa (Fänge *et al.*, 1976; Shimeno *et al.*, 1979). Sin embargo, los peces alimentados con el alimento Camarón tenían, junto con el alimento Hacha, el mayor consumo de alimento, y se observó que los peces ingirieron ávidamente el alimento, probablemente como resultado de atractantes naturales, como aminoácidos libres. En el

trabajo realizado por Espinoza *et al.* (2009) con la misma especie, se registró un FCA similar al que se obtuvo aquí para el alimento Triple. Sin embargo, hay reportes para *S. lalandi* donde se logra un FCA de 0.97 con un alimento que incluía 20% de concentrado proteico de soya, bajo condiciones de laboratorio (Bowyer *et al.*, 2013a). Cabe resaltar que aquí, en los primeros quince días del bioensayo, se tuvieron factores de conversión 1.0 y 0.98, por lo que la edad y tamaño de los organismos afecta este parámetro, además de la calidad alimento. En otro estudio con *Seriola dumerilii* el FCA fue de 2.63 (Jover *et al.*, 1999). La diferencia de los FCA obtenidos en este estudio para los diferentes tratamientos, puede deberse a que en algunos alimentos no se haya cubierto los requerimientos de aminoácidos, de ácidos grasos o algún otro nutriente esencial para obtener un mejor crecimiento del jurel, ya sea porque los alimentos no los contenían en cantidades suficientes o porque no fueron consumidos en cantidades suficientes por los peces, como fue el caso de los tratamientos que contenían harina de vísceras de catarina. Al respecto, el índice de eficiencia proteica es un indicador biológico que refleja el grado de conversión de la proteína dietaria en los organismos. En el trabajo realizado por Hernández-Mendoza (2007) con pargo flamenco *Lutjanus guttatus*, obtuvieron que el mayor índice de eficiencia proteica (1.65) se presentó con un alimento que contenía 45% proteína y 12% de lípidos. Por su parte, Jover *et al.* (1999) y López *et al.* (2015) obtuvieron un índice de eficiencia proteica de 0.88 para *S. dumerilii* y 2.48 para *Totoaba macdonaldi*.

Probablemente los índices de eficiencia proteica podrían ser mayores en nuestro estudio si los alimentos experimentales usados tuvieran más proteína cruda o diferente perfil de aminoácidos o relación energía:proteína, como parte de la composición del alimento. No obstante, el crecimiento obtenido aquí fue muy elevado, con valores de hasta 5.3 g día⁻¹. En un estudio realizado con *S. rivoliana* obtuvieron un crecimiento de 1.4 a 3.1 g día⁻¹ utilizando un alimento a base de harina de pescado con 40% de proteína y 15% de lípidos, en organismos con un peso promedio inicial de 44 g (Espinoza *et al.*, 2009), muy cercano al de los peces del presente trabajo. Ese resultado de crecimiento bajo, es similar al obtenido para los alimentos Control y Triple que no fueron bien consumidos. En otros estudios realizados con otras especies de peces marinos se obtuvieron diferentes tasas de crecimiento específico que lo obtenido aquí con *S. rivoliana* (1.1 a 3.4), como ejemplos:

5.85 para *S. lalandi* (Bowyer *et al.*, 2013a), 1.61 para *Seriola quinqueradiata* (Yoshitomi y Nagano, 2012), 1.01 para *Dentex dentex* (Chatzifotis *et al.*, 2008), 0.72 para *S. dumerilii* (Jover *et al.*, 1999), y 3.42 para *T. macdonaldi* (López *et al.*, 2015). Sin embargo, aunque se trata de distintas especies, los valores resultan ser bastante similares. Dado que aquí se usaron distintos alimentos, probablemente los resultados que se obtuvieron se deben a la capacidad de digestión del organismo, así como al buen balanceo de las formulaciones y la calidad de los ingredientes utilizados.

8.2.1 Índices biológicos corporales

Los índices biológicos corporales ayudan a saber la condición en la que se encuentran los peces, tales como grado de robustez, tamaño del hígado y la cantidad de grasa intraperitoneal de los organismos. Los resultados obtenidos aquí muestran mayor índice viscerosomático (IVS) con los alimentos Hacha y Camarón, y pueden ser comparados con los IVS de 6.3 y 6.8 obtenidos en dorada (*Sparus aurata*) por Company *et al.* (1999). Por otro lado, en un estudio realizado con *S. dumerilii* se obtuvo un IVS de 3.72 (Jover *et al.*, 1999), menor incluso al de Catarina del presente estudio. Sin embargo, si el índice es más alto, significa que hay mayor proporción de vísceras, lo que se traduce en pérdida de peso muscular en el producto final. La mayor proporción de peso de vísceras se debe principalmente a la acumulación de grasa intraperitoneal. Este incremento en grasa sugiere que en el presente estudio, las raciones posiblemente proporcionaron energía por encima del nivel requerido por los organismos para llevar a cabo sus funciones metabólicas, por lo que una administración del alimento en función de la biomasa, reflejaría una mayor eficiencia de la proteína suministrada en el alimento. El exceso de energía a su vez, se debe al alto contenido de lípidos en el alimento, y coincide con los alimentos Hacha y Camarón en los cuales se presentaron los valores de la relación de grasa intraperitoneal más elevadas, mientras que los peces alimentados con los alimentos Catarina y Triple, presentaron los valores más bajos de IVS, que se pueden atribuir a la necesidad de obtener energía de los nutrientes, ya que estos organismos redujeron casi en su totalidad el consumo de alimento. Los resultados de un mayor índice hepatosomático en un individuo reflejan mayores reservas energéticas almacenadas en el hígado, principalmente en forma de glucógeno y por

consiguiente, una condición mejor, en particular ante situaciones de estrés agudo. Aquí observamos que se presenta de nuevo la misma tendencia, donde el IHS más alto corresponde a los alimentos Camarón, Hacha y Control, lo que indica más reservas de energía en el hígado, que acumula principalmente glucógeno y podría indicar una mayor tolerancia al estrés, y con menores valores para Catarina y Triple. Company *et al.* (1999) realizaron un experimento con juveniles de dorada (*S. aurata*) de 20 g, alimentados con alimentos que contenían 55 y 46% de proteína y 9% y 17% de lípidos, y obtuvieron IHS de 1.68 y 1.77, valores que superan a los obtenidos en el presente trabajo. Otros estudios han arrojado diferentes resultados, pero en general con valores superiores a los obtenidos en el presente estudio. Lunger *et al.* (2007) en juveniles de cobia (*Rachycentron canadum*) al incorporar taurina en sus alimentos obtuvieron IHS de 3.1 hasta 5.1; Jover *et al.* (1999) obtuvieron 0.93 en *S. dumerilii*, valores más similares a los de aquí y Chatzifotis *et al.* (2008) obtuvieron valores de IHS de 1.8 con *Dentex dentex*. Aparentemente, los jureles no acumulan tanto glucógeno en hígado como otras especies de peces, o lo gastan a mayor velocidad dado su alto metabolismo.

El factor de condición relaciona el peso contra la longitud del organismo; se estima para conocer el periodo en el que la especie alcanza su grado máximo de bienestar o robustez. Generalmente el factor de condición es mejor cuando el índice es más alto. El factor de condición puede asociarse a una valoración de la complejión o estado de delgadez o gordura. Hay variaciones entre especies pudiendo variar ampliamente, ya que también influyen factores como la temperatura, cantidad y calidad de alimento y el estado reproductivo (Guillaume *et al.*, 2004). Aquí observamos mayores valores con los tratamientos Hacha, Camarón, y Control, los cuales nos pudieron indicar el estado de salud del organismo en estudio, viéndose severamente afectados aquellos organismos que rechazaron los alimentos que incluían harina de vísceras de catarina, mediando un poco el rechazo al alimento Triple probablemente por contener una mezcla de las harinas de los diferentes subproductos. En un experimento realizado por Jover *et al.* (1999) obtuvieron un factor de condición de 1.36 en peces de *S. dumerilii* que fueron alimentados con un alimento que contenía 50% de proteína y 14% de lípidos. En general, los índices corporales pueden variar entre especies, estos dependen de las características experimentales, del tipo

y calidad del alimento suministrado, así como de los componentes nutricionales y la fisiología del organismo.

8.2.2 Parámetros hematológicos y bioquímicos

Los parámetros hematológicos del suero y el plasma de las muestras de sangre extraídas de los peces utilizados en el experimento, ayudan a determinar el estado de salud y la condición fisiológica de los organismos. En la determinación del perfil hematológico y la bioquímica sanguínea es importante considerar los factores fisiológicos que afectan los resultados, tales como el ciclo reproductivo, edad, sexo y nutrición (Ilham *et al.*, 2016). Las variaciones sanguíneas pueden deberse a las técnicas utilizadas para el muestreo, a la procedencia de los ejemplares, a factores de calidad de agua, a la situación fisiológica en la cual se encuentra el pez y a la presencia de ciertas enfermedades o estados patológicos. Los estudios de química sanguínea en peces tropicales son muy escasos, a pesar de que estos permiten realizar evaluaciones diagnósticas con fines preventivos cuando se refiere al planeamiento de medidas de control de patologías. La composición sanguínea es un indicador del estado fisiológico y condiciones generales de los organismos (De Pedro *et al.*, 2005).

Los parámetros hematológicos entre los peces del presente estudio, aparentemente no fueron afectados por el remplazo de harina de sardina con las harinas de subproductos de hacha y camarón, además que en general, dichos parámetros entraron en los rangos establecidos por Del Rio-Zaragoza *et al.* (2011) para organismos con un cuadro clínico saludable. Sin embargo, se pudieron detectar ciertas diferencias entre tratamientos, principalmente en aquellos que contenían harina de vísceras de catarina. Como ya se mencionó anteriormente, en parte las diferencias se pueden atribuir al menor consumo de alimento, pero también al ácido okadaico contenido en la harina de vísceras de almeja catarina. En el caso de los eritrocitos, los valores obtenidos con los alimentos Control, Hacha y Camarón son superiores a los obtenidos en *S. lalandi* ($3.96 \times 10^6 \text{ uL}^{-1}$) (Wilhelm-Filho *et al.*, 1992), *S. quinqueradiata* ($3.83 \times 10^6 \text{ uL}^{-1}$) (Takagi *et al.*, 2008) y *T. macdonaldi* ($2.88 \times 10^6 \text{ uL}^{-1}$) (López *et al.*, 2015). En relación a los resultados de los alimentos Catarina y Triple, se observó una reducción de células. Sin embargo, los valores obtenidos de

hematocrito con todos los alimentos se encuentran dentro del rango considerado por Del Rio-Zaragoza *et al.* (2011) para peces saludables, y al ser comparados con otros estudios realizados con diferentes especies, vemos que los valores del hematocrito en *S. rivoliana* son superiores. Tal es el caso de López *et al.* (2015) con la *T. macdonaldi*, que obtuvo 29.9%, *Seriola quinqueradiata* 56.5% (Takagi *et al.*, 2008) y *S. lalandi* 50.1% que alrededor de este porcentaje es un indicador de buena salud (Wilhelm-Filho *et al.*, 1992). Aquí, los valores de hematocrito estuvieron justo por encima del 60% en los peces de todos los tratamientos, excepto en los peces alimentados con los alimentos que contenían harina de vísceras de almeja catarina, aunque alcanzaron valores superiores al 50%. La variación en el hematocrito podría deberse a las adaptaciones fisiológicas de las especies, dado que los valores son mayores para aquellas de mayor actividad locomotora o actividad pelágica migratoria y son menores para bentónicas, lentas o sedentarias, en las cuales los eritrocitos son más grandes y se observan en menor número (Wintrobe, 1934), mientras que la inanición puede reducir los niveles de hematocrito (De Pedro *et al.*, 2005). Los valores encontrados aquí en los peces alimentados con los alimentos Catarina y Triple indican que tenían anemia por disminución de hematocrito y bajo contenido de proteína, característico de algún tipo de lesión en el organismo (Ochoa *et al.*, 2007).

La hemoglobina presentó también la tendencia a ser menor en los organismos con los alimentos Catarina y Triple. Los valores de hemoglobina en jurel *S. rivoliana* se encontraron de 12.4 a 14.62 g dl⁻¹, que caen dentro de lo óptimo reportado para la especie de *L. guttatus* (7.29 a 17.03 g dl⁻¹) (Del Rio-Zaragoza *et al.*, 2011). Estos datos no concuerdan con los obtenidos por Wilhelm-Filho *et al.* (1992) en *S. lalandi*, quienes obtuvieron un valor de 1.90 g dl⁻¹, ni con los reportados por López *et al.* (2015) en *T. macdonaldi* (5.79 g dl⁻¹), pero sí resulta ser similar a lo obtenido por Takagi *et al.* (2008) en *S. quinqueradiata*, quienes reportan una concentración de hemoglobina de 16.4 g dl⁻¹. Según lo descrito por Molnár y Tamassy (1970) los peces predadores (carnívoros), poseen mayor concentración de hemoglobina cuando se comparan con herbívoros y omnívoros.

Los valores de glucosa obtenidos aquí en *S. rivoliana* están por debajo del valor considerado por Del Rio-Zaragoza *et al.* (2011) para peces saludables de *L. guttatus* (241.2 mg dl⁻¹). El jurel es un pez metabólicamente muy activo, por lo que la demanda energética

del organismo es alta y posiblemente la glucosa se esté metabolizando para realizar funciones físicas o metabólicas, o simplemente se usa más para el metabolismo de grasas que de carbohidratos. Comparando con otros peces, *T. macdonaldi* (López *et al.*, 2015) y *S. dumerili* (Takakuwa *et al.*, 2006) mantienen concentraciones de 36.7 mg dl⁻¹ y 56.6 mg dl⁻¹ respectivamente, cuando son alimentados con una alimento referencia a base de harina de pescado. Cabe mencionar que los peces se comportan como animales diabéticos cuando se suministran concentraciones altas de carbohidratos en el alimento. Esta hiperglucemia, podría ser el resultado de bajos niveles de insulina endógena (Wilson, 1994), o variaciones de acuerdo a los hábitos alimenticios del pez (Moon, 2001). Este no parece ser el caso del jurel, debido a que los resultados obtenidos en este experimento no se observan altas concentraciones de glucosa, lo cual concuerda con un alto metabolismo de este pez.

El colesterol fue particularmente bajo en peces alimentados con el alimento Catarina, muy por debajo de los niveles reportados de colesterol (258 mg dl⁻¹) en especies de *Seriola* (Takakuwa *et al.*, 2006), un efecto que podría atribuirse al consumo reducido de alimento en estos peces, o porque el alimento Catarina contiene altas proporciones de fitoesteroles en lugar de colesterol (Toyes-Vargas *et al.*, 2016). Resultados similares han sido encontrados por Messina *et al.* (2013) quienes reportan que el nivel de colesterol en plasma disminuyó al utilizar un alimento con soya en lubina (*D. labrax*), donde los niveles de colesterol en suero fueron de 300 a 350 mg dl⁻¹. Sin embargo, el hacha también es un organismo de filtración y tiene altos niveles de fitoesteroles (Toyes-Vargas *et al.*, 2016) y los peces alimentados con el alimento Hacha tuvieron altos niveles de colesterol e ingestión de alimento. Por lo tanto, los bajos valores de colesterol en los peces alimentados con los alimentos con harina de vísceras de catarina, probablemente se deban a la menor ingestión de alimento y por ende, de transporte de colesterol en la sangre en forma de lipoproteínas, más que por los fitoesteroles presentes en el alimento.

Un decremento en el contenido de proteína, como se observó aquí en los peces de los tratamientos Catarina y Triple, ha sido atribuida a enfermedades, daño hepático, absorción deficiente de nutrientes, deficiencias nutricionales, inanición y enfermedades infecciosas (Wedemeyer y McLeay, 1981). Los valores de proteína obtenidos aquí con los tratamientos Catarina y Triple están por debajo del mínimo (44.0 g L⁻¹) que de acuerdo a Del Rio-

Zaragoza *et al.* (2011) es atribuible para un pez sano de la especie *L. guttatus*. Sin embargo, estos valores están muy por arriba a los obtenidos por López *et al.* (2015) en *T. macdonaldi* (18.5 g L^{-1}).

Los resultados de los parámetros hematológicos y de la bioquímica sanguínea obtenidos aquí parecen indicar que sí hubo efecto tóxico por la presencia del ácido okadaico. El recuento total de plaquetas fue menor en los peces alimentados con vísceras de almeja catarina, lo que implica que estos organismos podrían tener tiempos de coagulación más lentos (com. pers. Jiménez-Bárceñas, 2018), además que también tuvieron niveles más bajos de colesterol, triglicéridos, proteína, hemoglobina y hematocrito. Esto contrasta con los resultados de Del Rio-Zaragoza *et al.* (2011) que encontraron que el pargo infectado tenía niveles más altos de hematocrito (63% en infectados contra 52% en pargos sanos) y glóbulos blancos, pero un tiempo de coagulación más lento en pargos infectados.

Lo anterior hace pensar que hacen falta más estudios para definir los valores que pueden ser considerados como “normales” para cada especie y estadio de desarrollo de los peces, tal como se conocen para los humanos, y que sirvan para identificar el estado de salud de los organismos. Los resultados del presente estudio ponen en evidencia la necesidad de realizar análisis toxicológicos a las materias primas que se utilizan para la elaboración de harinas u otros aditivos a base de subproductos marinos, particularmente a base de organismos filtradores que pueden estar expuestos a fenómenos de florecimientos algales masivos.

8.2.3 Aminoácidos en músculo

Aunque existen pocos trabajos en los que se analice la retención o deposición de aminoácidos en el músculo, algunos autores mencionan que la composición de aminoácidos en el cuerpo de los peces y lo incluido en el alimento debe ser similar, ya que es una estimación aproximada de los requerimientos de aminoácidos de los peces (Conceic *et al.*, 2003; Cowey y Luquet, 1983). Así que la biodisponibilidad de proteínas y aminoácidos en los alimentos son un factor importante a considerar. La composición aminoácidos, en particular del músculo, sirve como ejemplo del equilibrio de aminoácidos de la proteína absorbida necesaria para el crecimiento (Kim y Lall, 2000). Por otro lado, para lograr un buen crecimiento y supervivencia de los peces, son necesarios los aminoácidos esenciales.

Por lo tanto, la optimización del crecimiento de los peces está estrechamente relacionada con el suministro de proteínas dietéticas con calidad y cantidades adecuadas (Limin *et al.*, 2006). Las eficiencias de crecimiento y conversión de alimentos se pueden maximizar manipulando la composición de los aminoácidos en el alimento. Por otro lado, el músculo de los peces es utilizado para la alimentación humana, que contiene una cantidad equilibrada y abundante de aminoácidos, buen sabor y alta digestibilidad. Así que, es un recurso alimenticio de proteínas adecuado para adultos, niños o incluso para pacientes en etapa de inflamación y curación de heridas, y puede satisfacer la necesidad en función de sus requisitos de aminoácidos esenciales (Limin *et al.*, 2006).

En el presente estudio, se encontró un contenido de glutamina de 11.7 g 100 g⁻¹ para los peces iniciales, hasta 13.0 g 100 g⁻¹ para los peces de los otros tratamientos, lo que coincide con lo encontrado en las diferentes especies de peces marinos (*Pseudosciaena crocea*, *Lateolabrax japonicus*, *Pagrosomus major*, *S. dumerili* y *Hapalogenys nitens*) que fueron analizadas y contenían de 10.4 a 11.4 g 100 g⁻¹ de glutamina y 4.0 a 4.6 g 100 g⁻¹ de arginina (Limin *et al.*, 2006), mientras que en el presente estudio se encontró de 2.8 a 4.1 g 100 g⁻¹ de arginina, en particular en peces alimentados con Hacha. Se ha reportado que estos aminoácidos son beneficiosos para humanos en condiciones tales como trauma, lesión por quemadura, resección masiva del intestino delgado e insuficiencia renal (Flynn *et al.*, 2002; Limin, *et al.*, 2006; Wu *et al.*, 2000).

En relación a los valores de histidina, los valores aquí encontrados fueron altos al compararlo con lo obtenido por Limni *et al.* (2006), quienes encontraron valores de 2.2 g 100 g⁻¹ en *S. dumerili*. Este aminoácido es abundante en músculo de pescado (Szebedinszky y Gilmour 2002), y se ha sugerido que puede usarse en peces para aportar energía en caso de inanición o para regular el pH en condiciones de hipoxia (Li *et al.*, 2009). A nivel de consumo humano, se ha reportado que altas concentraciones de histidina en músculo puede mejorar el sabor (Ogata, 2002) e incrementar la calidad post-mortem en el bacalao del Atlántico (Førde-Skjærvik *et al.*, 2006).

El contenido de lisina aumentó en todos los tratamientos con respecto a los valores en peces muestreados al inicio del bioensayo, probablemente por selección activa de este aminoácido durante el crecimiento. Aun así, el contenido de lisina en el músculo de jurel de los

diferentes tratamientos está por debajo a lo reportado en *L. guttatus* (7.4 g 100 g⁻¹) (Sánchez-Gutiérrez, 2013) y *S. dumerili* (6.3 g 100 g⁻¹) (Limni *et al.*, 2006). El contenido de lisina en los alimentos era alta, por lo que los bajos niveles relativos podrían deberse a un mayor uso. Una posibilidad es que la lisina se usó como sustrato para la síntesis de carnitina, la cual es necesaria para el transporte de ácidos grasos de cadena larga desde el citosol a las mitocondrias durante la oxidación (Harpaz, 2005).

La metionina es un aminoácido limitante (Mai *et al.*, 2006), pero su contenido en los alimentos de cabezas de camarón y vísceras de hacha fue similar al alimento Control y en estos tratamientos fue donde se presentó el mayor crecimiento de los peces, por lo que se deduce que en el presente bioensayo no tuvo un papel limitante. Posiblemente una parte de la metionina fue convertida en taurina (Gaylord *et al.*, 2007), la cual promueve el crecimiento, la mayor eficiencia alimenticia y un estado normal de salud (Wilson, 2002), lo que ya se ha demostrado en otras especies de peces como en *Oncorhynchus mykiss* (Gaylord *et al.*, 2007), *Paralichthys olivaceus* (Kim *et al.*, 2003), *D. labrax* (Martínez, 2004), *S. quinqueradiata* (Matsunari *et al.*, 2005), *Rachycentron canadum* (Lunger *et al.*, 2007) y *Trachinotus carolinus* (Rossi y Davis, 2012).

En general, en los casos donde se presentaron variaciones en el contenido de aminoácidos entre tratamientos, podemos atribuir este comportamiento al nivel de absorción para cada aminoácido y al catabolismo selectivo de cada aminoácido (Conceic *et al.*, 2002; Rønnestad *et al.*, 2001). Esto puede reducir o amplificar los desequilibrios de requerimientos de aminoácidos. Por lo tanto, el conocimiento del perfil de aminoácidos implica tener en cuenta las tasas de absorción y catabolismo, para cada aminoácido.

8.2.4 Actividad enzimática digestiva

En el presente estudio se realizaron análisis de cuantificación de actividad enzimática en diferentes tejidos como estómago, páncreas e intestino de jurel *S. rivoliana*, donde la actividad de las enzimas pepsina, tripsina, quimotripsina, leucina aminopeptidasa, lipasa y α -amilasa varió según el alimento suministrado y el órgano donde se midió.

En los procesos de digestión y absorción de nutrientes, las enzimas digestivas juegan un papel importante para la fisiología de los organismos, entre ellos la tasa de crecimiento

(Radhakrishnan *et al.*, 2016). Se requiere suficiente actividad enzimática digestiva y metabólica para permitir la conversión rápida del alimento ingerido al tejido somático. Por lo tanto, la actividad enzimática se ha utilizado como un indicador del estado nutricional de peces marinos, y se ha demostrado que es una herramienta adecuada para evaluar la capacidad digestiva en diversas condiciones de alimentación (Rønnestad *et al.*, 2013).

Según los resultados de pepsina obtenidos en el presente estudio, el jurel puede ser considerado un carnívoro estricto por tener un estómago verdadero, esto es, debido a que la actividad de la pepsina fue mayor (0.27 a 0.38 U mg⁻¹ de proteína) a la de las proteasas intestinales (tripsina 0.003 a 0.008 U mg⁻¹ de proteína) y quimotripsina (0.007 a 0.04 U mg⁻¹ de proteína), lo cual comprueba que el estómago es donde se realiza la mayor parte de la hidrólisis de proteínas. A su vez, en el intestino se termina la hidrólisis hasta la liberación de aminoácidos, que posteriormente son absorbidos a través de los enterocitos (Wang *et al.*, 2006). Este aspecto coincide con los estudios realizados en otras especies de peces carnívoros con estómago verdadero, como el atún aleta azul *Thunnus thynnus thynnus* (Essed *et al.*, 2002), cabrilla arenera *Paralabrax maculatofasciatus* (Álvarez-González, 2003) y robalo blanco *Centropomus undecimalis* (Concha-Frías *et al.*, 2016), donde se ha reportado una notable diferencia entre la actividad de las enzimas digestivas del estómago y la del intestino.

Los resultados que obtuvimos de pepsina presentan la misma tendencia que tripsina y quimotripsina, donde en los tratamientos con menor consumo la actividad fue alta como en los tratamientos que obtuvieron mayor crecimiento. Se sabe que la pepsina es muy estable a cambios de pH, además de que su actividad es mayor y mantiene la hidrólisis de las proteínas hasta el momento de la acción de las proteasas alcalinas (tripsina y quimotripsina) (Álvarez-González, 2003; Jesús-Ramírez *et al.*, 2017). Un aumento en concentración de la secreción de pepsina en el estómago puede mejorar la digestibilidad de la proteína y el crecimiento de los peces (Morimoto *et al.*, 2006). Del mismo modo, Essed *et al.* (2002) registraron una mayor cantidad de tripsina que la quimotripsina en peces carnívoros, y niveles muy altos de pepsina en carnívoros como la trucha y la dorada. En el presente estudio la actividad específica de tripsina fue significativamente mayor en el páncreas de los peces del tratamiento Control (0.009 U mg⁻¹ de proteína) y en el intestino fue mayor con

el tratamiento Triple (0.008 U mg^{-1} de proteína), seguido del Control. Bowyer *et al.* (2012c) mencionan que la actividad de tripsina tiene una relación directa con el consumo del alimento. Sin embargo, en nuestro experimento dichos tratamientos no presentaron el mayor consumo, ya que los alimentos con mayor consumo fueron Hacha, seguido del Camarón y finalmente el Control, mientras que los alimentos Catarina y Triple fueron los menos consumidos. Algunos autores sugieren que la actividad de tripsina puede variar por factores tales como la frecuencia de alimentación (Bowyer *et al.*, 2013a) y el momento del día en que se tomó la muestra (Morimoto *et al.*, 2006). No parece plausible que dichos factores hayan afectado aquí, ya que la frecuencia de alimentación fue igual para todos los tratamientos, y la toma de muestras se realizó en corto tiempo, después de un ayuno de 24 horas, en todos los tratamientos.

Los resultados obtenidos en el presente estudio para el alimento Control y Triple, son del mismo orden de magnitud que los reportado por Bowyer *et al.* (2012c), quienes obtuvieron actividades de tripsina de 0.005 a 0.018 U mg^{-1} de proteína en intestino de *S. lalandi*, con alimentos que contenían harina y aceite de pescado. Estos mismos autores encontraron que la actividad de tripsina, el crecimiento y los parámetros de eficiencia alimenticia, tienen una relación positiva con el consumo de alimento y la eficiencia de conversión alimenticia. Esto mismo se ha encontrado con otras especies como el bacalao del Atlántico (*Gadus morhua*) (Lemieux *et al.*, 1999) y barramundi (*Lates calcarifer*) (Eusebio y Coloso, 2002). Los resultados que obtuvimos aquí con *S. rivoliana* no presentan este mismo comportamiento, de mayor actividad igual a mayor consumo, pues se detectó que los alimentos Hacha y Camarón, que tuvieron menor actividad enzimática (0.003 U mg^{-1} de proteína), permitieron obtener mejor crecimiento y tasas de conversión alimenticia. Esto se puede atribuir a que dichos alimentos tuvieron alta biodisponibilidad de nutrientes para los peces, como lo demuestran los elevados coeficientes de utilización digestiva de materia seca y proteína, obtenidos.

En nuestro estudio encontramos que la actividad de tripsina fue más baja que la actividad de quimotripsina, esto coincide con lo reportado por Guerrero-Zárate *et al.* (2014).

Cuando los peces están bajo estrés nutricional debido a la reducción en la ingesta de alimento, la actividad de la enzima puede aumentar para compensar de modo que se

maximice la digestión y la absorción de nutrientes (Miegel *et al.*, 2010). Esto se ha demostrado que ocurre en la lubina Europea (*D. labrax*), donde la tripsina y la actividad de la quimotripsina aumentan después de que los peces se ven privados de alimento (Cara *et al.*, 2007). Esto es similar a los resultados que obtuvimos de tripsina en intestino del jurel *S. rivoliana*, al reducir su consumo de los alimentos Triple y Catarina.

Concha-Frías *et al.* (2016) asumen que inicialmente se libera la tripsina, que funciona como una enzima activadora de otras proteasas digestivas intestinales, como la quimotripsina, por ello es que en nuestro estudio encontramos una menor actividad de tripsina y después una mayor actividad de quimotripsina. En este aspecto, la tripsina y la quimotripsina son de origen pancreático y pertenecen al grupo de las serinas proteasas, las cuales tienen su acción sobre los enlaces peptídicos internos (endopeptidasas), por lo que son las principales enzimas responsables de concluir la hidrólisis fina de los péptidos previamente hidrolizados en el estómago, en conjunto con la acción de las exopeptidasas (amino y carboxipeptidasas), principalmente de origen intestinal (Moyano *et al.*, 1996).

En cuanto a los resultados de actividad enzimática de leucina aminopeptidasa, encontramos un aumento considerable para el tratamiento Hacha (0.72 UF mg^{-1} de proteína). La actividad enzimática de la leucina aminopeptidasa se ha utilizado como un indicador adicional de la calidad nutricional del alimento, indicando la maduración de las microvellosidades de los enterocitos en estadios larvarios, pero su actividad varía en relación con el alimento administrado y las actividades de otras enzimas (Hakim *et al.*, 2006). Por lo tanto, nos indica que los alimentos, tanto Hacha como Catarina son de alta calidad de nutrientes y pueden ser bien aprovechados para generar un buen crecimiento en los organismos. Esto se puede comprobar con lo mostrado en la curva de crecimiento (Fig. 6). Sin embargo, el alimento Catarina presentó toxicidad para los peces.

La mayor actividad lipasa en *S. rivoliana* se encontró en el intestino, lo que coincide con Lundstedt *et al.* (2004), siendo estos resultados una confirmación de que la mayoría de la absorción de lípidos se lleva a cabo en el intestino, para la mayoría de las especies de peces carnívoros (Denstadli *et al.*, 2004) y se facilita mediante la activación de las lipasas dependientes de sales biliares (Iijima *et al.*, 1998).

Los lípidos contenidos en el alimento se digieren en el intestino, liberando los ácidos grasos de triglicéridos y fosfolípidos, que luego se absorben y se vuelven a sintetizar en triglicéridos y fosfolípidos para ser integrados en lipoproteínas con el colesterol, para su circulación dentro del torrente sanguíneo (De Silva y Anderson, 1995). Es en el intestino del jurel *S. rivoliana* donde encontramos la mayor actividad de lipasa y los diferentes resultados obtenidos se debe a la capacidad de los peces para digerir y absorber los lípidos de un ingrediente, lo cual está basado en la composición de los mismos, el grado de insaturación y la longitud de la cadena del ácido graso constituyente (Morais *et al.*, 2004; Turchini *et al.*, 2009).

Fountoulaki *et al.* (2005) mencionan que es de esperarse que exista una gran actividad lipasa en el tracto digestivo de los peces, debido a que consumen alimentos ricos en grasas; la hidrólisis de las grasas es llevada a cabo mayormente en la parte media del intestino. Fountoulaki *et al.* (2005) sugieren que la capacidad digestiva de un pez depende tanto de la actividad enzimática, como del tiempo de tránsito intestinal. Sin embargo, en un estudio realizado con *Macrobrachium americanum* los organismos consumieron un bajo porcentaje de lípidos, se presentó una mayor actividad de lipasa, lo que puede explicar un aumento de la capacidad digestiva de los lípidos (Méndez-Martínez, 2017). Con lo mencionado anteriormente se puede atribuir el por qué en los tratamientos Triple y Catarina se presentó la mayor actividad enzimática de lipasas, ya que al tener un menor consumo el tránsito del alimento por el sistema digestivo era muy lento y se secretaba mayor cantidad de enzima para absorber la mayor cantidad de nutrientes posible. Altos niveles de lípidos o alta actividad enzimática de lipasa pueden reducir la absorción de aminoácidos, lo que conduce a un pobre rendimiento en crecimiento, pero a su vez absorber otros nutrientes para obtener ácidos grasos que son necesarios en los diferentes procesos fisiológicos de los peces.

Los peces carnívoros consumen alimentos ricos en proteínas y lípidos, y con bajo contenido de carbohidratos. Es por esto que el papel de la actividad α -amilasa en especies de peces carnívoros es relativamente de menor importancia que en los peces herbívoros y omnívoros. (Hidalgo *et al.*, 1999). Sin embargo, en *S. rivoliana* encontramos alta actividad de α -amilasa en páncreas, donde la actividad fue de 1.03 a 7.17 U mg⁻¹ de proteína, y en intestino de 0.31 a 1.77 U mg⁻¹ de proteína, siendo que en otros estudios reportan

actividades de 0.01 a 0.05 U mg⁻¹ de proteína como en *Atractosteus tropicus* (Frías-Quintana *et al.*, 2017) y de 0.005 a 0.017 U mg⁻¹ de proteína en *S. lalandi* (Bowyer *et al.*, 2012c).

Los altos niveles de actividad α -amilasa en *S. rivoliana* pueden deberse a que el organismo metabolice los carbohidratos principalmente como fuente de energía, de modo que hay un efecto de ahorro de proteína, que puede ser destinada para el crecimiento (Felip *et al.*, 2015) y los lípidos para diferentes procesos metabólicos primordiales para los peces.

En general, los peces parecen ser capaces de ajustar su secreción de las enzimas digestivas pancreáticas de acuerdo con el nivel del alimento y la calidad del nutriente correspondiente (Buddington *et al.*, 1997). La capacidad digestiva de un pez depende del tiempo de contacto de las enzimas digestivas con los nutrientes y el tiempo en los sitios de absorción en peces depende de una serie de factores que incluyen especies, edad o tamaño del pez, temperatura del agua, tasa de nutrientes, tamaño del alimento y frecuencia de alimentación (Fountoulaki *et al.*, 2005; Specziár, 2002; Wuenschel y Werner, 2004).

8.3 Composición lipídica de alimentos y peces.

El contenido de lípidos totales en el músculo y el hígado de los peces alimentados con Catarina y Triple fueron significativamente más bajos comparados con los peces muestreados al comienzo del experimento, lo que indica que la grasa con la que comenzaron los peces se había agotado, en lugar de acumularse como en el caso de los otros tratamientos. Curiosamente, los lípidos totales en el cerebro no disminuyeron en los peces alimentados con los alimentos Catarina y Triple, y se mantuvieron similares a los niveles iniciales, lo que denota un uso diferencial de la grasa de diferentes tejidos.

El efecto del ayuno no intencional de larga duración en los juveniles alimentados con los alimentos Catarina y Triple sobre la acumulación de ácidos grasos también es interesante. Estos alimentos tenían niveles similares de lípidos, ARA, EPA y DHA en comparación con el Control. Sin embargo, la concentración de DHA fue significativamente menor en el músculo de los juveniles alimentados con Catarina y Triple en comparación con los otros tratamientos, incluso cuando la proporción de DHA en el músculo fue significativamente mayor, especialmente para los juveniles del tratamiento Triple, lo que indica una

conservación selectiva de estos ácidos grasos en el músculo durante el ayuno. Sin embargo, este efecto no se observó en el cerebro, que tenía una concentración y una proporción similares de DHA en todos los tratamientos (Fig. 21). Evidentemente, los juveniles procuraron mantener algunos ácidos grasos esenciales necesarios para la supervivencia (Figs. 19, 20 y 21), ya que el DHA es esencial para el tejido neuronal, los órganos sensoriales y el sistema esquelético (Izquierdo *et al.*, 2000; Izquierdo y Koven, 2011). El hígado tuvo una respuesta intermedia, es decir, con una mayor proporción, pero una concentración similar de DHA en comparación con los otros alimentos. Curiosamente, los lípidos totales en la grasa mesentérica en juveniles alimentados con Catarina y Triple no solo aumentaron, sino que la concentración y proporción de DHA fue similar a la de otros tratamientos. Esto indicaría un metabolismo lipídico mucho más regulado en la grasa mesentérica (Jankowska *et al.*, 2010; Rueda *et al.*, 2001). La concentración de ARA no cambió en ningún tejido a pesar de los alimentos, pero la proporción fue significativamente mayor en el músculo de los juveniles alimentados con Catarina y Triple, y en la grasa hepática, cerebral y mesentérica de los juveniles alimentados con Triple. Por lo tanto, ARA se conservó particularmente durante el ayuno forzado, incluso más que el DHA. ARA es el sustrato de los eicosanoides que se necesitan para la respuesta inmune, la maduración, el crecimiento, etc., por lo que sus niveles están fuertemente regulados en las células (Bae *et al.*, 2010; Luo *et al.*, 2012).

La sustitución de HP con harinas de cabezas de camarón o vísceras de hacha dio muy buenos resultados en juveniles de *S. rivoliana*. En particular, la harina de vísceras de hacha tuvo niveles aún más altos de EPA ($1.26 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$) y DHA ($1.21 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$) que HP (Tabla XI), con niveles mucho más bajos de DHA en harina de cabezas de camarón ($0.35 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$) en comparación con HP ($1.15 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$), pero valores similares de EPA entre las harinas de cabezas de camarón y harina de pescado (0.40 y $0.34 \text{ g } 100 \text{ g}^{-1}$). Los niveles de ARA también fueron más altos en harinas de vísceras de hacha y cabezas de camarón en comparación con HP. Estas diferencias en las harinas se reflejaron en los alimentos (Tabla XV), el tratamiento Hacha con niveles ligeramente más altos de DHA y EPA en comparación con los alimentos Camarón y Control. La relación n-3/n-6 fue similar entre los alimentos, pero la proporción DHA/EPA fue mayor en el Control, incluso en el alimento

Hacha que tenía más DHA, ya que también tenía más EPA. Varios estudios han sugerido que la relación DHA/EPA es importante para los peces marinos (Ding *et al.*, 2009; Harel *et al.*, 2002). En estudios que utilizaron alimentos con diferentes proporciones de DHA/EPA (0.8 a 1.7), los mejores resultados de crecimiento en *Seriola sp.* se obtuvieron utilizando las relaciones DHA/EPA más altas (1.5 a 1.7) (Agius *et al.*, 2001; Kissinger *et al.*, 2016; Monge-Ortiz *et al.*, 2018; Rodríguez-Barreto *et al.*, 2012; Rombenso *et al.*, 2016). Aquí, los alimentos Hacha, Camarón y Control tuvieron proporciones de 1.7 a 2.1, y obtuvimos una ganancia de peso muy buena en los tres alimentos (2.8% día⁻¹ Control, 3.2% día⁻¹ Camarón, y 3.4% día⁻¹ Hacha). En tejidos, la proporción DHA/EPA aumentó en comparación con los valores iniciales; en músculo fue de 3.4 con el Control y de 3.5 con de Hacha (sin considerar los alimentos con harina de vísceras de almeja catarina), lo que indica una mayor acumulación de DHA en relación con el EPA. En el hígado, la proporción aumentó de 1.8 en los peces del inicio a 2.6 con el Control y a 3.2 con Camarón y en grasa mesentérica, desde 0.97 a 1.7 con el alimento Control. La única excepción fue el cerebro, donde los valores iniciales fueron de 7.9, y disminuyeron significativamente a 5.7 con el alimento Hacha, principalmente debido a un mayor aumento de EPA en el tejido cerebral de los juveniles alimentados con vísceras de hacha; no se detectaron diferencias significativas con los otros dos tratamientos. Los juveniles alimentados Hacha también tuvieron mayor aumento de EPA y DHA en la grasa mesentérica, lo que sugiere una acumulación de estos HUFA. En contraste, los niveles de estos ácidos grasos en el músculo de juveniles alimentados con Hacha fueron más bajos en comparación con Camarón y Control, lo que sugiere una transferencia diferencial y una acumulación que depende de la fuente de ácidos grasos. Esto podría ser el resultado de dónde se almacenan estos ácidos grasos, es decir, acilglicéridos o fosfolípidos, o incluso diferentes tipos de fosfolípidos. En este caso, se obtuvo la harina de vísceras de hacha a partir de organismos que tenían cierta cantidad de gónada desarrollada, que tiene una proporción muy alta de vitelo, que está compuesto de fosfolípidos. Otra posible explicación es que la gónada de hacha acumula una gran cantidad de carotenoides (Tabla XXXII) que pueden reducir la oxidación de los lípidos durante el proceso de producción de la harina (Toyes-Vargas *et al.*, 2016). Los fosfolípidos en particular pueden ser muy propensos a la peroxidación (Domiszewski *et al.*,

2011), y dado que la harina de vísceras de hacha tiene el mayor contenido de carotenoides, se puede esperar una mayor calidad de lípidos en esta harina.

Los requerimientos de HUFA n-3 de las especies carnívoras marinas, incluidas las especies de *Seriola*, varían entre 0.5-2.0 g 100 g⁻¹ de EPA+DHA en el alimento (Chou *et al.*, 2004; NRC, 2011; Rombenso *et al.*, 2016; Trushenski *et al.*, 2011, 2012). Aquí encontramos que EPA+DHA en el alimento varió de 1.24 a 1.45 g 100 g⁻¹ del alimento (considerando Control, Hacha y Camarón), por lo que estos requerimientos fueron cubiertos. Para los juveniles de *S. dorsalis*, las cantidades absolutas de DHA recomendadas son de 5.4 a 9.7 g 100 g⁻¹ y para EPA de 7.2 a 9.3 g 100 g⁻¹ (Rombenso *et al.*, 2016). Por otro lado, el contenido de EPA en el músculo de *S. rivoliana* alimentado con Control (1.4 mg g⁻¹), Camarón (1.6 mg g⁻¹) y Hacha (0.8 mg g⁻¹), fue mayor que el obtenido en *S. fasciata* (0.12 y 0.6 mg g⁻¹) según lo reportado por Nogueira *et al.* (2017). En cuanto al DHA, los valores obtenidos aquí en el músculo de *S. rivoliana* fueron de 2.6 a 4.2 mg g⁻¹, similares a los encontrados en *S. fasciata* (3.4 a 4.9 mg g⁻¹) por Nogueira *et al.* (2017).

El alimento Camarón tuvo el nivel más elevado de colesterol comparado con los otros alimentos. La mayoría de los peces son capaces de sintetizar el colesterol, por lo que generalmente no se le incluye como aditivo en el alimento. Esperábamos una mayor acumulación de colesterol en los tejidos de los juveniles alimentados con el alimento Camarón, pero particularmente en el hígado, los niveles fueron más bajos en comparación con los valores iniciales o con el Control. El hígado utiliza el colesterol para producir bilis, lo que ayuda a la digestión de lípidos (Guerra-Olvera y Viana, 2015; Maita *et al.*, 2006), y un exceso de colesterol en el alimento puede reducir la necesidad de acumular colesterol en este tejido. Es plausible también que la mayor concentración de colesterol en el alimento estimule la síntesis de sales biliares en los juveniles de jurel, aspecto que debe ser confirmado.

8.4 Digestibilidad de alimentos e ingredientes.

En el presente estudio se estimaron los CUDAMS y CUDAP de los diferentes alimentos evaluados por distintos métodos de colecta y los CUDAMS y CUDAP de los ingredientes experimentales por el método de colecta por sifón. Los CUDAMS presentan diferencias

significativas, obteniéndose valores superiores a 59% en todos los tratamientos donde se empleó el método de colecta por sifón, valores de 53% a 59% en los tratamientos colectados por masaje abdominal, con excepción del tratamiento Control que tuvo 62%, y valores menores, en un rango de 39% al 42%, para los diferentes tratamientos obtenidos con el método de colecta por disección. Los alimentos que presentaron un mayor CUDAMS, fueron el Triple, Hacha y Camarón.

Los CUDAMS a 21°C, resultaron ser más altos en la mayoría de los tratamientos comparados con los resultados obtenidos a 25°C, con excepción de los alimentos Hacha y Triple, empleando el método de colecta por masaje abdominal. Cabe mencionar que se esperaba obtener un menor CUDAMS a baja temperaturas, dado que a menor temperatura el paso del alimento por el tracto digestivo se vuelve más lento y resulta en una mejor digestión y absorción del alimento, tal como fue reportado por Miegel *et al.* (2010) para *S. lalandi*. Además, en las temperaturas del agua más bajas se reduce el apetito del jurel, por lo que los nutrientes disponibles probablemente también se reduzcan. Esto no fue observado en un experimento realizado por Medrano-Reyes (2014) que utilizó el método de masaje abdominal en *S. lalandi*, y evaluó el efecto de diferentes temperaturas (22, 25 y 28°C) sobre la digestibilidad de un alimento comercial a base de harina de pescado. Se encontró que conforme aumentó la temperatura, aumentó la digestibilidad (44% a 28°C), lo cual podría ser efecto de un incremento en la actividad enzimática. En *S. quiqueradiata* se ha reportado que la digestibilidad aparente de proteína disminuyó de 84% a 69% cuando la temperatura del agua se reduce de 25 a 14°C (Sato *et al.*, 2004); estos autores reportaron que el efecto de la temperatura sobre la digestibilidad de la proteína es mayor cuando la proteína no es de alta calidad. En el presente estudio, aunque se probaron diferentes fuentes proteicas, no se logró detectar un efecto notable por la calidad de la proteína.

Bowyer *et al.* (2013a) evaluaron el CUDAP en juveniles de *S. lalandi* a dos temperaturas 18 y 22°C y obtuvieron un CUDAP significativamente mayor a 18°C que a 22°C (77 y 72.1% respectivamente), al igual que en el presente estudio. Bowyer *et al.* (2013b) realizaron un estudio similar donde evaluaron el CUDAP en juveniles de jurel (*S. lalandi*), utilizando distintas inclusiones de extracto de soya (contenido: 50% de proteína y

12% de lípidos), y obtuvieron una ligeramente mayor digestibilidad, sin ser significativa, de proteína a 22°C que a 18°C, con valores de CUDAP de 77.5 y 76.8% respectivamente.

Por otro lado, Miegel *et al.* (2010) estimaron los CUDAMS y CUDAP en las heces de los juveniles de *S. lalandi* en dos estaciones del año; invierno y verano (12.6 y 20.8°C, respectivamente) y observaron valores de 35 y 45% de digestibilidad para materia seca y 67 y 70% para el verano e invierno respectivamente para la proteína en un alimento a base de HP. Estos resultados son muy bajos comparados con los obtenidos en el presente estudio. Miegel *et al.* (2010) sugieren que la digestibilidad de los nutrientes puede disminuir aún más durante el invierno, cuando las temperaturas del agua son inferiores a los 12°C. Adicionalmente, los autores atribuyen los bajos valores de digestibilidad en ambas temperaturas, al método de recolección de heces que utilizaron (disección), ya que es probable que las heces recogidas en el intestino posterior por medio de la disección no estuvieran completamente digeridas. Esto coincide con lo obtenido en el presente estudio con jurel *S. rivoliana* al coleccionar las heces por medio de disección. Tomas *et al.* (2005) determinaron el CUDAP en *S. dumerili*, y reportan valores más altos (84-86%), donde las heces se recogieron por sedimentación después de ser expulsadas por el organismo. Esto concuerda con lo obtenido en *S. rivoliana* del presente estudio, donde los CUDAP de heces colectadas por sifón y masaje abdominal fueron de 83% y 89%, respectivamente.

Por su parte, Tibbetts *et al.* (2006) trabajando con el bacalao del atlántico (*Gadus morhua*) obtuvieron un CUDAP alto para la harina de pescado (93.3%) que atribuyeron al método de colecta de heces utilizando una columna de sedimentación con la cual se logran disminuir las pérdidas de nutrientes y del marcador en el alimento por efecto de lixiviación, y además se obtiene una digestión completa, comparado con el método de extracción manual de heces a través del masaje abdominal. En el presente estudio también atribuimos una alta digestibilidad al método de colecta utilizado; al comparar en el primer bioensayo los métodos de colecta por sifón, masaje abdominal y disección, nos dimos cuenta que el mejor método era el de sifoneo, pues se colectaban las heces inmediatamente después de ser eyectadas por los peces, minimizando así la lixiviación. Así mismo, dependiendo de la metodología empleada en la extracción de heces se obtienen resultados más o menos variables. La metodología de extracción de heces mediante presión abdominal requiere de

mucha práctica y experiencia para ser consistentes en la extracción de las heces. Es común que se acarrean nutrientes que aún no están completamente digeridos al forzar la salida de las heces mediante la presión abdominal (Sugiura *et al.*, 1998). Así mismo, las heces se pueden contaminar con otro tipo de fluidos corporales y células epiteliales del intestino que llevan a subestimar la digestibilidad e incrementan la variabilidad de los datos (Bureau *et al.*, 2002; Glencross *et al.*, 2007; Halver, 2002; NRC, 2011). Otros autores que evaluaron distintas técnicas de recolección de heces observaron efectos sobre los resultados de la digestibilidad (Anderson *et al.*, 1995; Fernández *et al.*, 1996; Glencross *et al.*, 2005; Percival *et al.*, 2001; Spyridakis *et al.*, 1989; Vandenberg y De La Noüe 2001; Weatherup y McCracken 1998; Windell *et al.*, 1978;). Por ejemplo, Spyridakis *et al.* (1989) revelaron diferencias en el CUDAP mediante masaje abdominal, disección, succión anal, filtración, pipeteo inmediato y decantación en lubina (*Dicentrarchus labrax*) con masaje abdominal con el CUDAP más bajo de 82.5%, seguido de disección (84.4%) y succión anal (86.6%), mientras que los valores basados en las técnicas pasivas de recolección de heces fueron mayores (90.4% por filtración, 90.6% por pipeteo inmediato y 94.2% por decantación).

Otro factor es que en las heces recolectadas por disección del intestino anterior no se haya digerido todo el alimento, ni absorbido todos los nutrientes, resultando en valores más bajos de CUDAP, como fue observado en el presente estudio, ya que a partir de estudios que investigaron la digestión de proteínas en peces, se encontró que la mayor parte de la absorción de proteínas se produce en el intestino posterior (Sire y Vernier, 1992), y en el presente estudio las heces se extrajeron del intestino completo.

En relación a la digestibilidad de ingredientes en peces del género *Seriola*, destaca el estudio de Masumoto *et al.* (1996), que evaluaron la digestibilidad aparente de diferentes harinas de origen animal y vegetal en *S. quinqueradiata*. Los valores de CUDAP obtenidos en ese estudio van desde 49.7% para gluten de maíz hasta 88.7% para una harina de pescado y 95.4% para caseína. García-Gómez (2009) realizó una investigación con *S. lalandi* donde evaluó diferentes fuentes proteicas, obteniendo CUDAMS de 61.3% y CUDAP de 83.6% para una harina de pescado. Aunque en el presente estudio no se determinó la digestibilidad de la harina de sardina utilizada en los alimentos, obtuvimos CUDAP de 86% hasta 91% con las harinas de subproductos de origen marino, lo que

demuestra que tienen digestibilidades elevadas, equiparables a las de harinas de pescado, lo cual es un criterio muy importante al momento de seleccionar ingredientes, por lo que desde el punto de vista de la digestibilidad, las harinas de los subproductos aquí evaluados son buenos ingredientes para reemplazar a la harina de pescado en el alimento.

Por otro lado, McGoogan (1994) reportó valores de digestibilidad del 95.8% para la corvina roja (*Sciaenops ocellatus*) y Zhou *et al.* (2004) en juveniles de cobia (*Rachycentron canadum*) reportó valores de 96.3% para CUDAP en la harina de pescado. Por su parte, Lupatsch (1997) obtuvo CUDAP de 83.1% en la dorada (*S. aurata*). Los valores que se obtuvieron en el presente estudio sobre CUDAP en juveniles de jurel *S. rivoliana*, van desde 86.2% en cabezas de camarón, 87.5% en vísceras de catarina y 90.6% en vísceras de hacha. Aunque no son los mismos ingredientes probados, estas variaciones en los coeficientes de digestibilidad *in vivo*, se pueden deber al tipo y frescura de la materia prima con la que fue elaborada la harina, así como al tipo de procesamiento al que fueron sometidas las materias primas para la fabricación de la harina. Por ejemplo, durante el proceso de secado la harina es sometida a calentamiento, que es diferente en cada procesadora, llegando a variar de los 70°C a los 100°C. Estas diferencias en la temperatura de secado pueden influir en la digestibilidad de las proteínas, y por lo tanto, resultar en harinas que tienen menos aminoácidos disponibles para su digestión (Lupatch, 1997; Tacon, 1989). La temperatura puede producir daño en los aminoácidos y/u ocasionar reacciones de Maillard, lo que evita el uso apropiado de los nutrientes por el organismo (Terrazas-Fierro *et al.*, 2005).

En el presente estudio, se obtuvieron CUDAP elevados en las harinas de vísceras de hacha y cabezas de camarón, mismas con las que se obtuvo rápido crecimiento de los peces que consumieron los alimentos Hacha y Camarón. Los buenos resultados generados se pueden atribuir a que los coeficientes de digestibilidad de proteína más altos están relacionados con mayor biodisponibilidad de aminoácidos libres de cada ingrediente (Zhou *et al.*, 2004). De igual manera, Masumoto *et al.* (1996) observaron que el CUDAP se ve influenciado por la biodisponibilidad de aminoácidos. Esto es, la digestibilidad de la proteína está influenciada por la biodisponibilidad de los aminoácidos que la componen, donde a mayor número de aminoácidos disponibles, mayor es la digestibilidad del ingrediente. Lo anterior deja pensar

que muy probablemente las harinas de los subproductos aquí evaluados tienen alta biodisponibilidad de aminoácidos para los juveniles de *S. rivoliana*, lo que en parte explica el buen crecimiento que se tuvo con las harinas de camarón y hacha. En el caso de la harina de vísceras de catarina, la digestibilidad también fue elevada, sin embargo, la falta de su ingestión por parte de los peces y la presencia del ácido okadaico muy probablemente afectaron el rendimiento de los alimentos que la contenían.

9. CONCLUSIONES

- La utilización de harinas de subproductos marinos como sustitutos parciales de la harina de pescado en el alimento tuvo efectos diferentes sobre los parámetros de crecimiento y utilización del alimento, parámetros bioquímicos y hematológicos, composición química, la actividad enzimática y la digestibilidad en juveniles de jurel (*S. rivoliana*), en función de los tratamientos. Los alimentos elaborados con las harinas de cabeza de camarón y vísceras de hacha fueron más consumidos, permitieron mejorar las tasas de crecimiento y, por tanto, los pesos finales de los peces, manteniendo factores de conversión alimenticia similares al alimento Control. Además, no alteraron de manera significativa los parámetros bioquímicos, hematológicos y la actividad enzimática por lo que dichas harinas son de alto valor nutricional para juveniles de *S. rivoliana*, pudiendo sustituir al menos 25% de la harina de sardina en el alimento.
- La inclusión de la harina de vísceras de almeja catarina en los alimentos tuvo efectos negativos muy marcados en prácticamente todos los parámetros evaluados en los peces, presumiblemente debido a que se detectó, *a posteriori*, que dicha harina contenía una toxina marina, identificada como ácido okadaico, que repercutió en la salud de los organismos. Será necesario realizar más estudios para determinar el valor nutricional de la harina de vísceras de almeja catarina (libre de toxinas), en combinación o no con las otras harinas experimentales, a fin de establecer si puede sustituir la harina de sardina en el alimento para jurel. Como experiencia derivada del presente trabajo, es importante realizar análisis de toxicidad para descartar la presencia de toxinas en los subproductos marinos, que comprometan la efectividad del alimento y ponga en riesgo la salud de los organismos en cultivo, particularmente aquellos que son filtradores y pueden acumular toxinas, como es el caso de los moluscos bivalvos.

- La inclusión de harinas de subproductos marinos como cabezas de camarón y vísceras de hacha en el alimento, permitió reducir el uso de harina de pescado sin afectar negativamente el perfil de HUFA, particularmente de EPA y DHA, así como el contenido de esteroides en diferentes tejidos de *S. rivoliana*.
- La digestibilidad aparente de proteína de las harinas de los subproductos evaluados fue elevada (>86%), particularmente la de harina de vísceras de hacha que alcanzó el 90%, por lo que desde el punto de vista de la digestibilidad, los tres subproductos son buenas fuentes de proteína biodisponible para la formulación de alimentos balanceados para juveniles de *S. rivoliana*.
- Las temperaturas de cultivo evaluadas (21°C y 25°C) no tuvieron un efecto claro sobre la digestibilidad de los alimentos, pues aunque se observó menor consumo de alimento a 21°C posiblemente la diferencia de cuatro grados en la temperatura no fue suficiente para modificar la eficiencia digestiva y detectar cambios en la digestibilidad *in vivo*.
- El mejor método de colecta fue el de sifón, por ser el método más práctico de colecta y menos invasivo para los organismos, sin embargo, se recomienda usar este método de colecta en especies que excreten heces más sólidas o compactas como es el caso del jurel, siempre y cuando las heces sean colectadas inmediatamente de ser eyectadas para evitar en lo más posible la lixiviación de nutrientes en las heces.

10. LITERATURA CITADA

- Abbink, W., A. Blanco Garcia, J. A. C. Roques, G. J. Partridge, K. Kloet, O. Schneider. 2011. The effect of temperature and pH on the growth and physiological response of juvenile yellowtail kingfish *Seriola lalandi* in recirculating aquaculture systems. *Aquaculture*. 330:130–135.
- Abdo de la Parra, I., E. G. Rodríguez-Ibarra, C. Hernández, K. Hernández-Mendoza, B. González-Rodríguez, I. Martínez-Rodríguez, A. García-Ortega. 2010. Effect of dietary and lipid level on growth performance and survival of juvenile spotted rose snapper *Lutjanus guttatus*. *Rev. Biol. Mar. Oceanogr.* 45:433-439.
- Agius, R. V., T. Watanabe, S. Satoh, V. Kiron, H. Imaizumi, T. Yamazaki, K. Kawano. 2001. Supplementation of paprika as a carotenoid source in soft-dry pellets for broodstock yellowtail *Seriola quinqueradiata* (Temminck & Schlegel). *Aquacult. Res.* 32:263-272.
- Aguado, F., F. J. Martínez, B. García-García. 2004. In vivo total phosphorous digestibility in Atlantic Bluefin Tuna (*Thunnus thynnus thynnus* Linnaeus, 1758) under industrially intensive fattening conditions in Southeast Spain Mediterranean coastal waters. *Aquacult. Nutr.* 10:413-419.
- Aguilera, E., G. Yany, J. Romero. 2013. Cultivable intestinal microbiota of yellowtail juveniles (*Seriola lalandi*) in an aquaculture system. *Lat. Am. J. Aquat. Res.* 41:395–403.
- Akiyama, D. M., W. G. Dominy, A. Lawrence. 1993. Nutrición de camarones peneidos para la industria de alimentos comerciales (*Penaidshrimpnutritionforthe comercial feedindustry*) ASA-Singapur. En Cruz-Suarez, E., D. Rique Marie, R. Mendoza Alfaro (eds). *Memorias del primer Simp. Inter. De Nutrición y Tecnología de alimentos para acuicultura*. Monterrey, N.L. pp 25-34.
- Allan, G.L., S. J. Rowland, S. Parkinson, D. A. J. Stone, W. Jantrarotai. 1999. Nutrient digestibility for juvenile silver perch *Bidyanus bidyanus*: development of methods. *Aquaculture*. 170:131–145.
- Allen, G. R., M. V. Erdmann. 2012. Reef fishes of the East Indies. Perth, Australia: University of Hawai'i Press, Volumes I-III. Tropical Reef Research.
- Álvarez-González, C. A. 2003. Actividad enzimática digestiva y evaluación de dietas para el destete de larvas de la cabrilla arenera *Paralabrax maculatofasciatus* (Percoidei: serranidae). Tesis doctoral. CICIMAR. La Paz, Baja California Sur, México. 180 p.
- Anderson C. M. H., A. Howard, J. R. F. Walters, V. Ganapathy, D. Thwaites. 2009. Taurine uptake across the human intestinal brush-border membrane is via two transporters: H⁺-coupled PAT1 (SLC36A1) and Na⁺-and Cl⁻-dependent TauT (SLC6A6). *J. Physiol.* 587:731-744.
- Anderson, J. S., S. P. Lall, D. M. Anderson, M. A. McNiven. 1995. Availability of amino acids from various fish meals fed to Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Aquaculture*. 138:291–301.
- AOAC 2005. Official methods of analysis of AOAC International. 18th. ed. W. Horwitz and G. Latimer. Association of Analytical Chemists. Gaithersburg, Maryland, Virginia, USA. 8-24 pp.

- Arjona, O., A. Millan, A. M. Ibarra, E. Palacios. 2008. Muscle and roe lipid composition in diploid and triploid scallops. *J. Food Lipids*. 15:407-419.
- Arvanitoyannis, I. S., A. Kassaveti. 2008. Fish industry waste: treatments, environmental impacts, current and potential uses. *Int. J. Food Sci. Tech.* 43:726-745.
- Austreng, E. 1978. Digestibility determination in fish using chromic oxide marketing and analysis of different segments of the gastrointestinal tract. *Aquaculture*. 13:265-272.
- Avilés Quevedo, A., Castello-Orvay, F. 2004. Manual para el cultivo del jurel. INAPESCA. 64 p.
- Avilés, Q. A. 1997. "Resultados y avances del cultivo de peces marinos con apoyo de la agencia de cooperación internacional de Japón y proyectos actuales". En: SEMARNAP. *Memorias de las reuniones técnicas de la red nacional de investigadores en maricultura*. México: Secretaría de Medio Ambiente, Recursos Naturales y Pesca, 1997. pp 178-183.
- Bae, J. Y., D. J. Kim, K. Y. Yoo, S. G. Kim, J. Y. Lee, S. C. Bai. 2010. Effects of dietary arachidonic acid (20:4n-6) levels on growth performance and fatty acid composition of juvenile eel, *Anguilla japonica*. *Asian-Aust. J. Anim. Sci.* 23:508-514.
- Bakke, A. M., C. N. Glover, A. Kroghdal. 2011. Feeding, digestion and absorption of nutrients. En: Grosell, M., A. P. Farrell, C. J. Brauner (eds). *The multifunctional gut of fish physiology*. Vol. 30. Academic Press. London, UK. pp 57-110.
- Ball, R. O., K. L. Urschel, P. B. Pecharz. 2007. Nutritional Consequences of Interspecies Differences in Arginine and Lysine Metabolism. *J. Nutr.* 137:1626S-1641S.
- Band-Schmidt, C. J., J. Bustillos-Guzmán, I. Gárate-Lizárraga, C. H. Lechuga-Devéze, K. Reinhardt, B. Luckas. 2005. Paralytic shellfish toxin profile in strains of the dinoflagellate *Gymnodinium catenatum* Graham and the scallop *Argopecten ventricosus* G.B. Sowerby II from Bahía Concepción, Gulf of California, México. *Harmful Algae*. 4:21-31.
- Bauder, A. G., A. D. Cembella, V. M. Bricelj, M. A. Quilliam. 2001. Uptake and fate of diarrhetic shellfish poisoning toxins from the dinoflagellate *Prorocentrum lima* in the bay scallop *Argopecten irradians*. *Mar. Ecol. Prog. Ser.* 213:39-52.
- Benetti, D. D., J. A. Matera, O. M. Stevens, J. F. Alarcón, M. W. Feeley, F. J. Rotman, Y. Miremoto, G. Banner-Stevens, J. Fanke, S. Zimmerman, L. Eldridge. 2002. Growth, survival, and feed conversion rates of hatchery-reared mutton snapper *Lutjanus analis* cultured in floating net cages. *J. World Aquacult. Soc.* 33:1-9.
- Benetti, D. D., M. Nakada, Y. Minemoto, W. Hutchinson, S. Shotton, A. Tindale. 2001. Aquaculture of yellowtail amberjacks Carangidae; current status, progress and constraints. *Aquaculture 2001: Book of Abstracts*. Vol. 56. World Aquacult. Soc. Baton Rouge, LA. 143p.
- Benitez-Hernández, A., S. P. L. Jiménez-Bárceñas, E. Y. Sánchez-Gutiérrez, J. C. Pérez-Urbiola, D. Tovar-Ramírez, E. Palacios, R. Civera-Cerecedo. 2018. Use of marine by-product meals in diets for juvenile longfin yellowtail *Seriola rivoliana*. *Aquacult. Nutr.* 24:562-570.
- Blacio, E, J. Darquea, S. Rodríguez. 2003. Avances en el cultivo de Huayaípe, *Seriola rivoliana* (Valeciennes 1833) En las instalaciones del Cenaim. *El mundo acuícola*. 9:21-24.

- Blacio E. M. 2004. Outdoor tank culture of almaco jacks in Ecuador. *Global Aquaculture Advocate*, 7:38-39.
- Booth, M., G. L. Allan, R. Smullen. 2010. Digestibility of selected feed ingredients for yellowtail kingfish *Seriola lalandi*. In: Booth, M., I. Pirozzi, G. L. Allan, S. Fielder (eds.). *Aquafin CRC Project 1B5: Feed Technology for Temperate Fish Species: Diet Development*, vol. 2, pp. 183–201 (FRDC Project No. 2004/220).
- Bowyer, J. N., J. G. Qin, L. R. Adams, M. J. S. Thomson, D. A. J. Stone. 2012b. The response of digestive enzyme activities and gut histology in yellowtail kingfish (*Seriola lalandi*) to dietary fish oil substitution at different temperatures. *Aquaculture*. 368:19–28.
- Bowyer, J. N., J. G. Qin, R. P. Smullen, D. A. J. Stone. 2012c. Replacement of fish oil by poultry oil and canola oil in yellowtail kingfish (*Seriola lalandi*) at optimal and suboptimal temperatures. *Aquaculture*. 356–357:211–222.
- Bowyer, J. N., J. G. Qin, R. P. Smullen, L. R. Adams, M. J. S. Thomson, D. A. J. Stone. 2013a. The use of a soy product in juvenile yellowtail kingfish (*Seriola lalandi*) feeds at different water temperatures: 2. Soy protein concentrate. *Aquaculture*, 410:1–10.
- Bowyer, J. N., J. G. Qin, R. P. Smullen, L. R. Adams, M. J. S. Thomson, D. A. J. Stone. 2013b. The use of a soy product in juvenile yellowtail kingfish (*Seriola lalandi*) feeds at different water temperatures: 1. Solvent extracted soybean meal. *Aquaculture*. 384:35-45.
- Bowyer, J. N., N. Rout-Pitt, P. A. Bain, D. A. J. Stone, K. A. Schuller. 2012a. Dietary fish oil replacement with canola oil up-regulates glutathione peroxidase 1 gene expression in yellowtail kingfish (*Seriola lalandi*). *Comp. Biochem. Physiol. B*. 162:100-106.
- Bradford, M. M. 1976. A rapid and sensitive method for the quantitation of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Anal. Biochem*. 72:248–254.
- Buddington, R. K., A. Krogdahl, A. M. Bakke-McKellep. 1997. The intestines of carnivorous fish: structure and functions and the relations with diet. *Acta Physiol. Scand. Suppl.* 638:67-80.
- Buentello, A., D. Jirsa, F. T. Barrows, M. Drawbridge. 2015. Minimizing fishmeal use in juvenile California yellowtail, *Seriola lalandi*, diets using non-GM soybeans selectively bred for aquafeeds. *Aquaculture*. 435:403–411.
- Bureau, D.P., and Hua, K.. 2006. Letter to the editor of *Aquaculture*. *Aquaculture*. 252:103-105.
- Bureau, D.P., A.M. Harris, C.Y. Cho. 1999. Apparent digestibility of rendered animal protein ingredients for rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture*. 180:345-358.
- Bureau, D.P., S.J. Kaushik, C.Y. Cho. 2002. Bioenergetics. In: Halver, J.E., R.W. Hardy (eds) *Fish Nutrition*, 3rd edn. Academic Press Inc. San Diego, CA, USA. pp. 1–59.
- Camara, M. D., J. E. Symonds. 2014. Genetic improvement of New Zealand aquaculture species: programmes, progress and prospects. *New Zeal. J. Mar. Fresh. Res.* 48:466–491.

- Cara, B., F.J., Moyano J.L., Zambonino C., Fauvel. 2007. Trypsin and chymotrypsin as indicators of nutritional status of post-weaned sea bass larvae. *J. Fish Biol.* 70:1798–1808.
- Cardona-Pascual, L. 1993. Otras especies de peces con interés en acuicultura. 467-476. En: Castelló-Orvay F. (ed). *Acuicultura marina: Fundamentos biológicos y tecnología de la producción*. Universitat de Barcelona. 739 p.
- Castelo, R., Y. Gonzales, Z. Trujillo, M. Guerra, L. Vega. 2011. Assessment yield of the skipjack tuna (*Katsuwonus pelamis*) by two cooking methods. *Revista Cubana de Investigaciones Pesqueras*. Enero-junio, 2011, vol. 28, No. 1, ISSN 0138-8452, pp. 42-47.
- Castriota, L., S. Greco, G. Marino, F. Andaloro. 2002. First record of *Seriola rivoliana* Cuvier, 1833 in the Mediterranean. *J. Fish Biol.* 60:486–488.
- Catacutan, M. R., G E. Pagador. 2004. Partial replacement of fishmeal by defatted soybean meal in formulated diets for the mangrove red snapper, *Lutjanus argentimaculatus* (Forsskal 1775). *Aquacult. Res.* 35:299-306.
- Catacutan, M. R., G. E. Pagador, S. Teshima. 2001. Effects of dietary protein and lipid levels and protein to energy ratios on growth, survival and body composition of the mangrove red snapper, *Lutjanus argentimaculatus* (Forsskal, 1755). *Aquacult. Res.* 32:811-818.
- Chatzifotis, S., I. Polemitou, P. Divanach, E. Antonopoulou. 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, B. N., J. G. Qin, M. S. Kumar, W. G. Hutchinson, S. M. Clarke. 2006. Ontogenetic development of digestive enzymes in yellowtail kingfish *Seriola lalandi* larvae. *Aquaculture*. 260:264-271.
- Cho, C. Y., S. Slinger. 1979. Apparent digestibility measurement in feedstuffs for rainbow trout. In: Halver, J.E., K. Tiews (eds.). *Finfish Nutrition and Technology*, Vol. II. Berlin, Germany. pp. 239-247.
- Chou, R. L., B. Y. Her, M. S. Su, G. Hwang, Y. H. Wu, H. Y. Chen. 2004. Substituting fish meal with soybean meal in diets of juvenile cobia *Rachycentron canadum*. *Aquaculture*. 229:325–333.
- Civera, R., J. C. Guillaume. 1989. Effect of sodium phytate on growth and tissue mineralization of *Penaeus japonicus* and *Penaeus vannamei* juveniles. *Aquaculture*. 77:145-156.
- Civera, R., J. L. Ortiz, S. Dumas, H. Nolasco, A. Alvarez, B. Anguas, R. Peña, M. Rosales, V. Carrasco, R. García, E. Goytortúa. 2002. Avances en la nutrición de la cabrilla arenera (*Paralabrax maculatofasciatus*). En: Cruz-Suárez, L. E., D. Ricque-Marie, M. Tapia-Salazar, M. G. Gaxiola-Cortés, N. Simoes (eds.). *Avances en Nutrición Acuícola VI. Memorias del VI Simposium Internacional de Nutrición Acuícola*. 3 al 6 de Septiembre del 2002. Cancún, Quintana Roo, México. Editorial Universidad Nacional Autónoma de México, D.F., México. pp 352-406.
- Cobcroft, J. M., S. C. Battaglione. 2013. Skeletal malformations in Australian marine finfish hatcheries. *Aquaculture*. 396:51-58.

- Cobcroft, J. M., P. M. Psnkhurst, C. Poortenaar, B. Hickman, M. Tait. 2004. Jaw malformation in cultured yellowtail kinfish (*Seriola lalandi*) larvae. *New Zealand J. Mar. Freshw. Res.* 38:67-71.
- Company, R., J. A. Caldach-Giner, J. Pérez-Sánchez, S. J. Kaushik. 1999. Protein sparing effect of dietary lipids in common dentex (*Dentex dentex*): a comparative study with sea bream (*Sparus aurata*) and sea bass (*Dicentrarchus labrax*). *Aquat. Living Resour.* 12:23–30.
- CONAPESCA. 2016a. (Comisión Nacional de Acuicultura y Pesca). Anuario Estadístico de Acuicultura y Pesca 2014. Editorial Comisión Nacional de Acuicultura y Pesca. Primera edición. Mazatlán Sinaloa, México. 306p. Disponible en: http://www.conapesca.gob.mx/work/sites/cona/dgppe/2014/ANUARIO_ESTADISTICO_DE_ACUACULTURA_Y_PESCA_2014.pdf. Accesado: 06 de Abril del 2018.
- CONAPESCA. 2016b. (Comisión Nacional de Acuicultura y Pesca). Información Estadística por Especie y Entidad. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Pesca y Alimentación (SAGARPA), Gobierno Federal, México 2016. Disponible en: http://www.conapesca.gob.mx/wb/cona/informacion_estadistica_por_especie_y_entidad Accesado: 06 de Abril del 2018.
- CONAPESCA. 2018. (Comisión Nacional de Acuicultura y Pesca). Transparencia acuícola. Títulos acuícolas. Transparencia en títulos otorgados. Disponible en: <https://transparenciacuicola.conapesca.gob.mx/reporte2.php>. Accesado: 20 de Abril del 2018.
- Conceic, L. E. C., H. Grasdalen, M. T. Dinis. 2003. A new method to estimate the relative bioavailability of individual amino acids in fish larvae using ¹³C-NMR spectroscopy. *Comp. Biochem. Physiol. B.* 134:103–109.
- Conceic, L. E. C., I. Rønnestad, S. K. Tonheim. 2002. Metabolic budgets for lysine and glutamate in unfed herring (*Clupea harengus*) larvae. *Aquaculture.* 206:305–312.
- Concha-Frías, B., C. A. Álvarez-González, M. G. Gaxiola-Cortés, A. E. Silva-Arancibia, P. H. Toledo-Agüero, R. Martínez-García, S. Camarillo-Coop, L. D. Jimenez-Martinez, J. L. Arias-Moscoso. 2016. Partial characterization of digestive proteases in the common snook *Centropomus undecimalis*. *Int. J. Biol.* 8:1-11.
- Cowey, C. B., J. R. Lequet. 1983. Physiological basis of protein requirements of fishes. Critical analysis of allowances. In: Arnal, M., R. Pion, D. Bonin (eds.), *Protein Metabolism and Nutrition*. INRA, Paris: 1:365–385.
- Cruz-Suárez, L. E., L. F. Marin-Zaldivar, D. Ricque-Marie, M. Tapia-Salazar, M. G. Nieto-López, C. Guajardo-Barbosa, A. Salinas-Miller. 2002. Digestibilidad de alimentos usados por los productores de camarón en México. *Panorama Acuícola.* 7:22-23.
- Cruz-Suárez, L. E., Ricque-Marie, D., Nieto-López, M.G., Tapia-Salazar, M., 1998. "Revisión sobre calidad de harinas y aceites de pescado para la nutrición de camarón". En: Civera-Cerecedo, R., C. J. Perez-Estrada, D. Ricque-Marie, L. E. Cruz-Suarez (eds.) *Avances en nutrición acuícola IV*. IV Simposium internacional de nutrición acuícola. 15-18 noviembre, 1998. La Paz, B. C. S.
- Cunnane, S.C. 2003. Problems with essential fatty acids: time for a new paradigm? *Prog. Lipid Res.* 42:544–568.

- Dabrowski, K., B. F. Terjesen, Y. F. Zhang, J. M. Phang, K. J. Lee. 2005. A concept of dietary dipeptides: a step to resolve the problem of amino acid availability in the early life of vertebrates. *J. Exp. Biol.* 208:2885–2894.
- De la Gandara, F. 2006. ¿Por qué no se ha desarrollado el cultivo de *Seriola dumerili* en el Mediterraneo? Actav. IV Congreso Iberoamericano Virtual de Acuicultura CIVA 326–340.
- De Pedro, N., A. I. Guijarro, M. A. López-Patiño, R. Martínez-Álvarez, M. J. Delgado. 2005. Daily and seasonal variations in haematological and blood biochemical parameters in the tench. *Tinca tinca* Linnaeus, 1758. *Aquacult. Res.* 36:1185–1196.
- De Silva, S.S., T.A. Anderson. 1995. *Fish Nutrition in Aquaculture*. Chapman and Hall, London, UK, pp. 1–319
- Del Río-Zaragoza, O. B., E. J. Fajer-Ávila, P. Almazán-Rueda, M. I. Abdo de la Parra. 2011. Hematological characteristics of the spotted rose snapper *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1869) healthy and naturally infected by dactylogyrid monogeneans. *Tissue Cell.* 43:137-142.
- Denstadli, V., A. Vegusdal, Å. Krogdahl, A. M. Bakke-McKellep, G. M. Berge, H. Holm, M. Hillestad, B. Ruyter. 2004. Lipid absorption in different segments of the gastro intestinal tract of Atlantic salmon (*Salmo salar* L.). *Aquaculture.* 240:385–398.
- Ding, Z., Y. Xu, H. Zhang, S. Wang, W. Chen, Z. Sun. 2009. No significant effect of additive ratios of docosahexaenoic acid to eicosapentaenoic acid on the survival and growth of cobia (*Rachycentron canadum*) juvenile. *Aquacult. Nutr.* 15:254–261.
- Divakaran, S., B. G. Kim, A. C. Ostrowski. 1999. Digestive enzymes present in Pacific threadfin *Polydactylus sexfilis* (Bloch and Schneider 1801) and Bluefin trevally *Caranx melampygus* (Cuvier 1833). *Aquacult. Res.* 30:781-787.
- Domiszewski, Z., G. Bienkiewicz, D. Plust. 2011. Effects of different heat treatments on lipid quality of striped catfish (*Pangasius hypophthalmus*). *Acta Sci. Pol. Technologia Alimentaria.* 10:359-373.
- Doucet, E., N. N. Ross, M. A. Quilliam. 2007. Enzymatic hydrolysis of esterified diarrhetic shellfish poisoning toxins and pectenotoxins. *Anal. Bioanal. Chem.* 389:335-342.
- Erlanger, B. F., N. Kokowsky, W. Cohen. 1961. The preparation and properties of two new chromogenic substrates of trypsin. *Arch. Biochem. Biophys.* 95:271-278.
- Escárcega, R.S. 2010. “Aclimatación al cautiverio del robalo prieto, *Centropomus nigrescens* (Günther,1864), en estanques rústicos en la costa de Michoacán, México”. *Tesis de Maestría*. Instituto de Investigaciones sobre los Recursos Naturales. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, México. 103 p.
- Espinoza, N., E., Escala, J. E. Blacio Game. 2009. Estudio de la factibilidad técnica y económica del cultivo de huayaípe (*Seriola rivoliana*) en piscinas con y sin geomembranas. Guayaquil, Ecuador: Fundación CENAIM-ESPOL.
- Essed, Z., I. Fernández, F. J. Alarcón, F. J. Moyano. 2002. Caracterización de la actividad proteasa digestiva de atún rojo *Thunnus thynnus* (Linnaeus, 1758). *Bol. Inst. Esp. Oceanogr.* 18:99–107
- Eusebio, P. S., R. M. Coloso. 2002. Proteolytic enzyme activity of juvenile Asian sea bass, *Lates calcarifer* (Bloch), is increased with protein intake. *Aquacult. Res.* 33:569–574.

- Fang, Y. Z., S. Yang, G. Wu. 2002. Free radicals, antioxidants, and nutrition. *Nutrition* 8:872–879.
- Fänge, R., G. Lundblad, J. Lind. 1976. Lysozyme and chitinase in blood and lymphomyeloid tissues of marine fish. *Mar. Biol.* 36:277–282.
- FAO (Food and Agriculture Organization). 2005. *Biotoxinas marinas*. Vol. 2, Food Science and Technology International. Roma, Italia; 292 pp.
- FAO (Food and Agriculture Organization). 2014. *El estado mundial de la pesca y la acuicultura. Oportunidades y Desafíos*. FAO Fisheries and aquaculture technical. Roma, 253 pp.
- FAO (Food and Agriculture Organization). 2016. *El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2016. Contribución a la seguridad alimentaria y la nutrición para todos*. Roma. 224 pp.
- FAO (Food and Agriculture Organization). 2018. *El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2018. Contribución a la seguridad alimentaria y la nutrición para todos*. Roma. 224 pp.
- FAO. 2012. *El estado mundial de la pesca y la acuicultura*. Roma: Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación, 2012, 231 pp.
- Felip, O., J. Blasco, A. Ibarz, M. Martín-Pérez, J. Fernández-Borràs. 2015. Diets labelled with ¹³C-starch and ¹⁵N-protein reveal daily rhythms of nutrient use in gilthead sea bream (*Sparus aurata*). *Comp. Biochem. Physiol. A.* 179:95-103.
- Fenucci, J. L. 2007. *Harina de pescado. Manual de ingredientes proteicos y aditivos empleados en la formulación de alimentos balanceados para camarones peneidos*, 18-40.
- Fernández, F., A. G. Miquel, L. R. Cumplido, J. Guinea, E. Ros. 1996. Comparisons of faecal collection methods for digestibility determinations in gilthead sea bream. *J. Fish Biol.* 49:735–738.
- Fernández-Palacios, H., D. Schuchardt, J. Roo, C. Hernández-Cruz, M. Izquierdo. 2015. Spawn quality and GnRH α induction efficiency in longfin yellowtail (*Seriola rivoliana*) broodstock kept in captivity. *Aquaculture*. 435:167–172.
- Fischer, W., G. Bianchi, W. B. Scott. 1981. *FAO Species Identification Sheets for Fishery Purposes. Eastern Central Atlantic: Fishing Areas 34, 47, Vol. 1*. Canada Funds-in-Trust, Ottawa, Canada. 326 pp.
- Fishbase. 2015. *Seriola rivoliana* Valenciennes, 1833. Longfin yellowtail. Recuperado el 27 de Octubre del 2015. <http://www.fishbase.org/summary/Seriola-rivoliana.html>
- Flynn, N. E., C. J. Meininger, T. E. Haynes, G. Wu. 2002. The metabolic basis of arginine nutrition and pharmacotherapy. *Biomed. Pharmacother.* 56:427–438.
- Folch, J., M. Lees, G. H. Sloane-Stanley. 1957. A simple method for the isolation and purification of total lipids from animal tissues. *J. Biol. Chem.* 226:497–509.
- Fountoulaki, E., M. N. Alexis, I. Nengas, B. Venou. 2005. Effect of diet composition on nutrient digestibility and digestive enzyme levels of gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.). *Aquacult. Res.* 36:1243–1251.
- Førde-Skjærvik, O., O. Skjærvik, T. Mørkøre, M. S. Thomassen, K. A. Rørvik. 2006. Dietary influence on quality of farmed Atlantic cod (*Gadus morhua*): effect on glycolysis and buffering capacity in white muscle. *Aquaculture*. 252:409–420

- Fowler, A. J., J. M. Ham, P. R. Jennings. 2003. Discriminating between Cultured and Wild Yellowtail Kingfish (*Seriola lalandi*) in South Australia. SARDI Aquatic Sciences Publication. South Australian Research and Development Institute (Aquatic Sciences), Adelaide, Australia. Publication No. RD03/0159.
- Franco-Zavaleta, M. E. 2010. Extracción de astaxantina a partir de residuos de camarón ensilados por métodos ácido y bacteriano. Tesis de Doctorado. División de Ciencias Biológicas y de la Salud. Universidad Autónoma Metropolitana. 210 p.
- Frías-Quintana, C. A., C. A. Álvarez-González, D. Tovar-Ramírez, R. Martínez-García, S. Camarillo-Coop, E. Peña, M. A. Galaviz. 2017. Use of potato starch in diets of tropical gar (*Atractosteus tropicus*, Gill 1863) larvae. *Fishes*. 2:3-13.
- Furukawa, H., H. Tsukahara. 1966. On the acid digestion method for the determination of chromium oxide as an index substance in the study of digestibility of fish fed. *Bull. Jap. Soc. Sci. Fish.* 32:502-506.
- Galaviz, M. A., A. García-Ortega, E. Gisbert, L. M. López, A. García-Gasca. 2012. Expression and activity of trypsin and pepsin during larval development of the spotted rose snapper *Lutjanus guttatus*. *Comparative Biochem. Physiol. Part B*. 161:9-16.
- Gárate-Lizárraga, I., G. Verdugo-Díaz, Y. B. Okolodkov. 2016. Florecimientos algales nocivos en la costa occidental de Baja California Sur. En: García-Mendoza, E., S. I. Quijano-Scheggia, A. Olivos-Ortiz, E. J. Núñez-Vázquez (eds.). Florecimientos Algales Nocivos En México. CICESE.
- Gárate-Lizárraga, I., C. J. Band-Schmidt, G. Verdugo-Díaz, M. S. Muñetón-Gómez, E. F. Félix-Pico. 2007. Dinoflagelados (*Dinophyceae*) del sistema lagunar Magdalena-Almejas. *Estudios Ecológicos En Bahía Magdalena*. 145-174.
- García Gómez, F.Y. 2009. Evaluación de fuentes proteicas por medio de digestibilidad in vivo e in vitro para elaboración de dietas de juveniles de jurel, *Seriola lalandi dorsalis*. Tesis de Maestría. Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, Baja California. 55 p.
- García, A. B., G. J. Partridge, G. Flik, J. A. C. Roques, W. Abbink. 2015. Ambient salinity and osmoregulation, energy metabolism and growth in juvenile yellowtail kingfish (*Seriola lalandi* Valenciennes 1833) in a recirculating aquaculture system. *Aquacult. Res.* 46:2789-2797.
- García, A., M. V. Díaz. 1995. Culture of *Seriola dumerilii*. *Cahiers Options Méditerranéene*. 16:103-114.
- Gaylord, T. G., F. T. Barrows, A. M. Teague, K. A. Johansen, K. E. Overturf, B. Shepherd. 2007. Supplementation of taurine and methionine to all-plant protein diets for rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture*. 269:514-524.
- Gaylord, T. G., S. D. Rawles, D. M. III Gatlin. 2004. Amino acid availability from animal, blended, and plant feedstuffs for hybrid striped bass (*Morone chrysops* X *M. saxatilis*). *Aquacult. Nutr.* 10:345-352.
- Glencross, B., D. Evans, K. Dods, P. McCafferty, W. Hawkins, R. Maas, S. Sipsas. 2005. Evaluation of the digestible value of lupin and soybean protein concentrates and isolates when fed to rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*, using either stripping or settlement faecal collection methods. *Aquaculture*. 245:211-220.

- Glencross, B. D., W. E. Hawkins. 2004. A comparison of the digestibility of several lupin (*Lupinus spp.*) kernel meal varieties when fed to either rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) or red seabream (*Pagrus auratus*). *Aquacult. Nutr.* 10: 65–73.
- Glencross, B. D., M. Booth, G. L. Allan. 2007. A feed is only as good as its ingredients – a review of ingredient evaluation strategies for aquaculture feeds. *Aquacult. Nutr.* 13:17–34.
- Glencross, B. D., D. Evans, J. B. Jones, W. E. Hawkins. 2004. Evaluation of the dietary inclusion of yellow lupin (*Lupinus luteus*) kernel meal on the growth, feed utilisation and tissue histology of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture*. 235:411–422.
- Goto, T., T. Matsumoto, S. Takagi. 2001. Distribution of hepatic cysteamine dioxigenase activities in fish. *Fish. Sci.* 67:1187–1189.
- Grosell, M., A. P. Farrell, C. J. Brauner. 2011. The multifunctional gut of fish. First edition 2011. *Fish Physiology Volume 30*.
- Guadarrama-Mendoza, P.C. 1997. Estudio de Factibilidad Técnica para la Obtención de Pigmentos a partir de Cefalotórax de Camarón. Tesis de Licenciatura. Facultad de Química. Universidad Nacional Autónoma de México. 65 p.
- Guerra-Olvera, F. M., M. T. Viana. 2015. Effect of dietary cholesterol content on growth and its accumulation in liver and muscle tissues of juvenile yellowtail kingfish (*Seriola lalandi*). *Cienc. Mar.* 41:143–156.
- Guerrero-Zárate, R., C. A. Álvarez-González, M. A. Olvera-Novoa, N. Perales-García, C. A. Frías-Quintana, R. Martínez-García, W. M. Contreras-Sánchez. 2014. Partial characterization of digestive proteases in tropical gar *Atractosteus tropicus* juveniles. *Fish Physiol. Biochem.* 40:1021–1029
- Guillaume, J., S. Kaushik, P. Bergot, R. Metailler. 2004. *Nutrición y alimentación de peces y crustáceos*. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España. 454 pp.
- Hajen, W. E., D. A. Higgs, R. M. Beames, B. S. Dosanjh. 1993. Digestibility of various feedstuffs by post juvenile chinook salmon (*Oncorhynchus tshawytscha*) in sea water. 2. Measurement of digestibility. *Aquaculture*. 112:333–348.
- Hakim, Y.; Z. Uni, G. Hulata, S. Harpaz. 2006. Relationship between intestinal brush border enzymatic activity and growth rate in tilapias fed diets containing 30% or 48% protein. *Aquaculture*. 257:420–428.
- Halver, J. E., R. W. Hardy. 2003. Nutrient flow and retention. In *Fish Nutrition (Third Edition)* 755–770 pp.
- Hamasaki, K., K. Tsuruoka, K. Teruya, H. Hashimoto, K. Hamada. 2009. Feeding habits of hatchery-reared larvae of greater amberjack *Seriola dumerili*. *Aquaculture*. 288:216–225.
- Hansen, A. C., G. Rosenlund, Ø. Karlsen, W. Koppe, G. I. Hemre. 2007. Total replacement of fish meal with plant proteins in diets for Atlantic cod (*Gadus morhua* L.) I— Effects on growth and protein retention. *Aquaculture*. 272:599–611.
- Harel, M., W. Koven, I. Lein, Y. Bar, P. Behrens, J. Stubblefield, A. R. Place. 2002. Advanced DHA, EPA and ARA enrichment materials for marine aquaculture using single cell heterotrophs. *Aquaculture*. 213:347–362.

- Harpaz, S. 2005. L-Carnitine and its attributed functions in fish culture and nutrition—a review. *Aquaculture*. 249:3–21
- Heinitz, M. C., A. Lemme, C. Schulz. 2016. Measurement of digestibility in agastric fish based on stripping method—apparent nutrient, energy and amino acid digestibilities of common feed ingredients for carp diets (*Cyprinus carpio*). *Aquacult. Nutr.* 22:1065-1078.
- Hernández, C., M. A. Olvera-Novoa. 2017. Growth of Pacific white shrimp fed diets containing a mixture of soybean meal and tuna silage. *N. Am. J. Aquacult.* 79:250-260.
- Hernández, C., A. González-Santos, M. Valverde-Romero, B. González-Rodríguez, P. Domínguez-Jiménez. 2016. Partial replacement of fishmeal with meat and bone meal and tuna byproducts meal in practical diets for juvenile spotted rose snapper *Lutjanus guttatus*. *Lat. Am. J. Aquat. Res.* 44:56-65.
- Hernández, C., R. W. Hardy, D. Contreras-Rojas, B. López-Molina, B. González-Rodríguez, P. Domínguez-Jimenez. 2014a. Evaluation of tuna by-product meal as a protein source in feeds for juvenile spotted rose snapper *Lutjanus guttatus*. *Aquacult. Nutr.* 20:574-582.
- Hernández, C., L. Osuna-Osuna, A. Benitez-Hernandez, Y. Sánchez-Gutierrez, B. González-Rodríguez, P. Dominguez-Jimenez. 2014b. Replacement of fish meal by poultry by-product meal, food grade, in diets for juvenile spotted rose snapper (*Lutjanus guttatus*). *Lat. Am. J. Aquat. Res.* 42:111-120.
- Hernández, C., Y. Sánchez-Gutierrez, R. W. Hardy, A. Benitez-Hernandez, P. Dominguez-Jimenez, B. González-Rodríguez, L. Osuna-Osuna, O. Tortoledo. 2014c. The potential of pet-grade poultry by-product meal to replace fish meal in the diet of the juvenile spotted rose snapper *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1869). *Aquacult. Nutr.* 20:623-631.
- Hernández-Mendoza, K. 2007. Evaluación de los requerimientos de proteína, lípidos totales y dietas prácticas de juveniles de pargo lunarejo, *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1896). Tesis de maestría. Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo. A. C. Unidad Mazatlán en Acuicultura y Manejo Ambiental. Mazatlán; México. 79 p.
- Hertrampf, J. W., F. Piedad-Pascual. 2012. Handbook on ingredients for aquaculture feeds. Springer Science & Business Media. 572 p.
- Hidalgo, M. C., E. Urea, A. Sanz. 1999. Comparative study of digestive enzymes in fish with different nutritional habits. Proteolytic and amylase activities. *Aquaculture*. 170:267–283.
- Hutson, K. S., I. Ernst, I. D. Whittington. 2007. Risk assessment for metazoan parasites of yellowtail kingfish *Seriola lalandi* (Perciformes: Carangidae) in South Australian sea-cage aquaculture. *Aquaculture*. 271:85–99.
- Iijima, N., S. Tanaka, Y. Ota. 1998. Purification and characterization of bile saltactivated lipase from the hepatopancreas of red sea bream, *Pagrus major*. *Fish Physiol. Biochem.* 18:59–69.
- Ikenoue, H., T. Kafuku. 1992. Modern methods of aquaculture in Japan. 2nd. ed. *Developments in aquaculture and fisheries science*, Vol. 24. Kodansha Ltd. Tokyo. 272 p.

- Ilham, I., M. A. B. Siddik, R. Fotedar. 2016. Effects of organic selenium supplementation on growth, accumulation, haematology and histopathology of juvenile barramundi (*Lates calcarifer*) fed high soybean meal diets. *Biol. Trace Elem. Res.* 174:436-447.
- Izquierdo, M. S., J. Socorro, L. Arantzamendi, C. M. Hernández-Cruz. 2000. Recent advances in lipid nutrition in fish larvae. *Fish Physiol. Biochem.* 22:97-107.
- Izquierdo, M.S., W.Koven. 2011. Lipids. In: *Larval Fish Nutrition* (Holt, J. ed.), pp. 47-82. Wiley-Blackwell, John Wiley and Sons Publisher Editor, Oxford. ISBN: 978-0-8138-1792-7.
- Jankowska, B., Z. Zakęś, T. Żmijewski, M. Szczepkowski. 2010. Fatty acid profile of muscles, liver and mesenteric fat in wild and reared perch (*Perca fluviatilis* L.). *Food Chem.* 118:764-768.
- Jerez, S., M. Samper, F. J. Santamaría, J. E. Villamandos, J. R. Cejas. 2006. Natural spawning of greater amberjack (*Seriola dumerili*) kept in captivity in the Canary Islands. *Aquaculture.* 252:199-207.
- Jesús-Ramirez, F., C. A. Álvarez-González, H. G. Nolasco-Soria, E. Peña, R. Martínez-García, S. Camarillo-Coop, K. Conway, C. Pohlenz, 2017. Caracterización parcial de proteasas digestivas del chucumite (*Centropomus parallelus*). *Hidrobiológica.* 27:419-427.
- Jirsa, D., A. Davis, K. Stuart, M. Drawbridge. 2011. Development of a practical soy-based diet for California yellowtail, *Seriola lalandi*. *Aquacult. Nutr.* 17:e869-e874
- Jones, P. L., S. S. De Silva. 1998. Comparison of internal and external markets in digestibility studies involving the Australian freshwater cray fish, *Cherax destructor* (*Decapoda Parastacidae*). *Aquacult. Res.* 29:487-493.
- Jover, M., A. Garcia-Gomez, A. Tomas, F. De la Gándara, L. Perez. 1999. Growth of mediterranean yellowtail (*Seriola dumerilii*) fed extruded diets containing different levels of protein and lipid. *Aquaculture.* 179:25-33.
- Kader, M. A., S. Koshio, M. Ishikawa, S. Yokoyama, M. Bulbul, Y. Honda, R. Mamauag, A. Laining. 2011. Growth, nutrient utilization, oxidative condition, and element composition of juvenile red sea bream *Pagrus major* fed with fermented soybean meal and scallop by-product blend as fishmeal replacement. *Fish Sci.* 77:119-128.
- Khantaphant, S., S. Benjakul. 2010. Purification and characterization of trypsin from the pyloric caeca of brownstripe red snapper (*Lutjanus vitta*). *Food Chem.* 120:658-664
- Khaoian, P., H. P. Nguyen, Y. Ogita, H. Fukada, T. Masumoto. 2014. Taurine supplementation and palmoil substitution in low-fish meal diets for young yellowtail *Seriola quinqueradiata*. *Aquaculture.* 420:219-224.
- Kim, J.-D., S. P. Lall. 2000. Amino acid composition of whole body tissue of Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus*), yellowtail flounder (*Pleuronectes ferruginea*) and Japanese flounder (*Paralichthys olivaceus*). *Aquaculture.* 187:367-373.
- Kim, S., T. Takeuchi, M. Yokoyama, Y. Murata, M. Kaneniwa, S. Yoshitaka. 2005. Effect of dietary taurine on growth and feeding behavior of juvenile Japanese flounder *Paralichthys olivaceus*. *Aquaculture.* 250:765-774.
- Kim, S. K., T. Takeuchi, M. Yokoyama, Y. Murata. 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.

- Kissil, G. W., I. Lupatsch, D. A. Higgs, R. W. Hardy. 2000. Dietary substitution of soy and rapeseed protein concentrates for fish meal, and their effects on growth and nutrient utilization in gilthead sea bream *Sparus aurata* L. *Aquacult. Res.* 31:595-601.
- Kissinger, K. R., A. García-Ortega, J. T. Trushenski. 2016. Partial fish meal replacement by soy protein concentrate, squid and algal meals in low fish-oil diets containing *Schizochytrium limacinum* for longfin yellowtail *Seriola rivoliana*. *Aquaculture.* 452:37-44.
- Klomkloao, S. 2008. Digestive proteinases from marine organisms and their applications. *Songklanakarin J. Sci. Technol.* 30:37-46.
- Kofuji, P. Y. M., A. Akimoto, H. Hosokawa, T. Masumoto. 2005. Seasonal changes in proteolytic enzymes of yellowtail *Seriola quinqueradiata* (Temminck & Schlegel; Carangidae) fed extruded diets containing different protein and energy levels. *Aquaculture.* 36:696–703.
- Li, P., K. Mai, J. Trushenski, G. Wu, 2009. New developments in fish amino acid nutrition: towards functional and environmentally oriented aquafeeds. *Amino acids.* 37:43-53.
- Limin, L., X. Feng, H. Jing. 2006. Amino acids composition difference and nutritive evaluation of the muscle of five species of marine fish, *Pseudosciaena crocea* (large yellow croaker), *Lateolabrax japonicus* (common sea perch), *Pagrosomus major* (red seabream), *Seriola dumerili* (Dumeril's amberjack) and *Hapalogenys nitens* (black grunt) from Xiamen Bay of China. *Aquacult. Nutr.* 12:53-59.
- Lunger, A., E. McLean, G. Gaylord, D. Kuhn, R. Craig. 2007. Taurine supplementation to alternative dietary proteins used in fish meal replacement enhances growth of juvenile cobia (*Rachycentron canadum*). *Aquaculture.* 27:401-410.
- Laidley, C. W., R. J. Shields, A. O. Ostrowski. 2004. Amberjack culture Progress at Oceanic Institute in Hawaii, *Glob Aqua Advoc.* 7:42-43.
- Lazo, J. P. R. Mendoza, G. L. Holt, C. Aguilera, C. R. Arnold. 2007. Characterization of digestive enzymes during larval development of red drum (*Sciaenops ocellatus*). *Aquaculture.* 265:194–205.
- Lee, P., A., Lawrence. 1997. Digestibility. *Crustacean Nutrition. Advances in World Aquaculture, The World Aquaculture Society, Louisiana State University, Baton Rouge, USA, 6:194-260.*
- Lemieux, H., P. Blier, J. D. Dutil. 1999. Do digestive enzymes set a physiological limit on growth rate and food conversion efficiency in the Atlantic cod (*Gadus morhua*)? *Fish Physiol. Biochem.* 20:293–303.
- Li, P., K. Mai, J. Trushenski, G. Wu. 2008. New developments in fish amino acid nutrition: towards functional and environmentally oriented aquafeeds. *Amino acids.* 37:43-53.
- Lim, C., R. M. Beames, J. G. Eales, A. F. Prendergast, J. M. McCLeese, K. D. Shearer, D. A. Higgs. 1997. Nutritive values of low and high fibre canola meals for shrimp (*Penaeus vannamei*). *Aquacult. Nutr.* 3, 269-279.
- López, L. M., M. Flores-Ibarra, I. Bañuelos-Vargas, M. A. Galaviz, C. D. True. 2015. Effect of fishmeal replacement by soy protein concentrate with taurine supplementation on growth performance, hematological and biochemical status, and liver histology of totoaba juveniles (*Totoaba macdonaldi*). *Fish Physiol. Biochem.* 41:921-936.

- Lovatelli, A., J. Aguilar-Manjarrez, D. Soto. 2013. Expanding mariculture farther offshore: technical, environmental, spatial and governance challenges. FAO Technical Workshop, 22–25 March 2010, Orbetello, Italy. FAO Fisheries and Aquaculture Proceedings No. 24. Rome, FAO. 73 pp.
- Lu, C. H., C. C. Ku, C. M. Wen, S. N. Chen. 2012. Effects of the Gill Parasite *Zeuxapta seriolae* (Monogenea: Heteraxinidae) on the Sea Cage-cultured Amberjack *Seriola dumerili* (Risso, 1810) at Penghu Island (Pescadores), Taiwan. *J. Fish. Soc. Taiwan*. 39:107–114.
- Lundstedt, L. M., J. F. B. Melo, G. Moraes, 2004. Digestive enzymes and metabolic profile of *Pseudoplatystoma corruscans* (Teleostei: Siluriformes) in response to diet composition. *Comp. Biochem. Physiol. B-Biochem. Mol. Biol.* 137:331-339.
- Lunger, A., E. McLean, G. Gaylord, D. Kuhn, R. Craig. 2007. Taurine supplementation to alternative dietary proteins used in fish meal replacement enhances growth of juvenile cobia (*Rachycentron canadum*). *Aquaculture*. 27:401-410.
- Luo, Z., X. Tan, X. Li, G. Yin. 2012. Effect of dietary arachidonic acid levels on growth performance, hepatic fatty acid profile, intermediary metabolism and antioxidant responses for juvenile *Synechogobius hasta*. *Aquacult. Nutr.* 18:340–348.
- Lupatsch, I., G. W. Kissil, D. Sklan, E. Pfeffer. 1997. Apparent digestibility coefficients of feed ingredients and their predictability in compound diets for gilthead seabream, *Sparus aurata* L. *Aquacult. Nutr.* 3:81-89.
- Ma, Z., J. G. Qin, W. Hutchinson, B. N. Chen, L. Song. 2014. Responses of digestive enzymes and body lipids to weaning times in yellowtail kingfish *Seriola lalandi* (Valenciennes, 1833) larvae. *Aquacult. Res.* 45:973-982.
- Mai, K., J. Wan, Q. Ai, W. Xu, Z. Liufu, L. Zhang, C. Zhang, H. Li. 2006. Dietary methionine requirement of juvenile yellow croaker *Pseudosciaena crocea* R. *Aquaculture*. 251:564–572
- Maita, M., J. Maekawa, K. Satoh, K. Futami, S. Satoh. 2006. Disease resistance and hypocholesterolemia in yellowtail *Seriola quinqueradiata* fed a non-fishmeal diet. *Fish. Sci.* 72:513-519.
- Mansour, M. P., J. K. Volkman, S. I. Blackburn. 2003. The effect of growth phase on the lipid class, fatty acid and sterol composition in the marine dinoflagellate, *Gymnodinium* sp. in batch culture. *Phytochemistry*. 63:145–153.
- Maraux, S., D. Louvard, J. Baratti. 1973. The aminopeptidase from hog-intestinal brush border. *Biochem. Biophys. Acta.* 321:282–295
- Martínez, J., 2005. Manual de la Pesca Blanca. 45 especies de Interés Comercial. Asociación de Exportadores de Pesca Blanca del Ecuador, ASOEXPEBLA. Segunda edición, 174 pp.
- Martínez, J. B., S. Chatzifotis, P. Divanach, T. Takeuchi. 2004. Effect of dietary taurine supplementation on growth performance and feed selection of sea bass *Dicentrarchus labrax* fry with demand-feeders. *Fish. Sci.* 70:74-79.
- Martinez-Llorens S., A. T. Vidal, G. I. Jauralde, T. M. Pla, C. M. Jover 2008. Optimum dietary soybean meal level for maximizing growth and nutrient utilization of on-growing *Seriola quinqueradiata* gilthead sea bream (*Sparus aurata*). *Aquacult. Nutr.* 15:320-328.

- Masumoto, T. 2002. Yellowtail, *Seriola quinqueradiata*. In: Nutrient requirements and feeding of finfish for aquaculture. Webster, C. D., C. Lim (eds.) Wallingford: CAB Int. pp 131–146.
- Masumoto, T., T. Ruchimat, Y. Ito, H. Hosokawa, S. Shimeno. 1996. Amino acid availability values for several protein sources for yellowtail (*Seriola quinqueradiata*). *Aquaculture*. 146:109-119.
- Mathew, P. M., P. M. Sherief. 1999. Effects of dietary protein source on growth and survival of Angelfish and Zebrafish. The Fourth Indian Fisheries Forum, Proceedings. 24-28 November 1996, Kochi, Kerala. 255-257 pp.
- Matsunari, H., T. Takeuchi, M. Takahashi, K. Mushiake. 2005. Effect of dietary taurine supplementation on growth performance of yellowtail juveniles *Seriola quinqueradiata*. *Fish. Sci.* 71:1131-1135.
- Mazzola, A., E. Favalaro, G. Sara. 2000. Cultivation of the Mediterranean amberjack, *Seriola dumerili* (Risso, 1810) in submerged cages in the Western Mediterranean Sea. *Aquaculture*. 181:257–268.
- McGoogan, B. B. 1994. Determination of apparent digestibility coefficients for common feed ingredients in formulated diets for red drum, *Sciaenops ocellatus*. Master's thesis. Louisiana State University, Baton Rouge, Louisiana. 48 p.
- McGoogan, B. B., R. C. Reigh. 1996. Apparent digestibility of selected ingredients in red drum (*Sciaenops ocellatus*) diets. *Aquaculture*. 141:233-244.
- Medrano-Reyes, B. I. 2014. Evaluación del efecto de la temperatura en el crecimiento, digestibilidad y las enzimas digestivas de juveniles de jurel cola amarilla (*Seriola lalandi dorsalis*). Tesis de Maestría. Centro de Investigación Científica y Educación Superior de Ensenada. Ensenada, Baja California, Mexico. 55 p.
- Méndez Martínez, Y. 2017. Requerimientos de proteína y energía en juveniles de langostino de río *Macrobrachium americanum* (Bate, 1868). Tesis de Doctorado. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C. La Paz, Baja California Sur, México.
- Mendoza R. 1993. Métodos para evaluar la digestibilidad proteínica de los alimentos destinados a los organismos acuáticos. En: Cruz-Suarez, L.E., D. Rocque Marie,R. Mendoza (eds.) Memorias del primer simposium internacional de nutrición y tecnología de alimentos para acuicultura. pp 155-202.
- Messina, M., G. Piccolo, F. Tulli, C. Messina, G. Cardinaletti, E. Tibaldi. 2013. Lipid composition and metabolism of European sea bass (*Dicentrarchus labrax L.*) fed diets containing wheat gluten and legume meals as substitutes for fish meal. *Aquaculture*. 376:6-14.
- Metón, I., D. Mediavilla, A. Caseras, E. Cantó, F. Fernández, I. V. Baanante. 1999. Effect of diet composition and ration size on key enzyme activities of glycolysis–gluconeogenesis, pentose phosphate pathway and amino acid metabolism in liver of gilthead sea bream (*Sparus aurata*). *Br. J. Nutr.* 82:223–232.
- Miegel, R. P., S. J. Pain, W. H. E. J. Van Wettere, G. S. Howarth, D. A. J. Stone. 2010. Effect of water temperature on gut transit time, digestive enzyme activity and nutrient digestibility in yellowtail kingfish (*Seriola lalandi*). *Aquaculture*. 308:145–151.

- Miller, P. A., A. J. Fitch, M. Gardner, K. S. Hutson, G. Mair. 2011. Genetic population structure of Yellowtail Kingfish (*Seriola lalandi*) in temperate Australasian waters inferred from microsatellite markers and mitochondrial DNA. *Aquaculture*. 319:328–336.
- Molnar, G. Y., E. Tamassy. 1970. Study of the haemoglobin content of a single erythrocyte (*M* index) in various cultured fish species. *J. Fish Biol.* 2:167-171.
- Monge-Ortiz, R., A. Tomás-Vidal, D. Rodríguez-Barreto, S. Martínez-Llorens, J. A. Pérez, M. Jover-Cerdá, A. Lorenzo. 2018. Replacement of fish oil with vegetable oil blends in feeds for greater amberjack (*Seriola dumerili*) juveniles: Effect on growth performance, feed efficiency, tissue fatty acid composition and flesh nutritional value. *Aquacult. Nutr.* 24:605–615.
- Moon, T. W. 2001. Glucose intolerance in teleost fish: Fact or fiction? *Comp. Biochem. Phys. B.* 129:243-249.
- Morais, S., C. Cahu, J. Zambonino-Infante, J. Robin, I. Rønnestad, M. Dinis, L. Conceição. 2004. Dietary TAG source and level affect performance and lipase expression in larval sea bass (*Dicentrarchus labrax*). *Lipids*. 39:449–458.
- Moran, D., C. K. Smith, B. Gara, C. W. Poortenaar. 2007. Reproductive behaviour and early development in yellowtail kingfish (*Seriola lalandi* Valenciennes 1833). *Aquaculture*. 262:95–104.
- Moran, D., S. J. Pether, P. S. Lee. 2009. Growth, feed conversion and faecal discharge of yellowtail kingfish (*Seriola lalandi*) fed three commercial diets. *New Zealand J. Mar. Freshw. Res.* 43:917–927.
- Morimoto Kofuji, P. Y., H. Hosokawa, T. Masumoto. 2006. Effects of dietary supplementation with feeding stimulants on yellowtail *Seriola quinqueradiata* (Temminck & Schlegel; Carangidae) protein digestion at low water temperatures. *Aquacult. Res.* 37:366–373.
- Moyano, F. J., M. Diaz, F. J. Alarcon, M. C. Sarasquete. 1996. Characterization of digestive enzyme activity during larval development of gilthead seabream (*Sparus aurata*). *Fish Physiol. Biochem.* 15:121-130.
- Moyle, P. B., J. J. Cech. 2000. *Fishes. An Introduction to Ichthyology*. Fourth Edition. Prentice Hall, Inc. USA. 612 pp.
- Muraccioli, P., F. de La Gandara, A. Garcia-Gomez. 2000. Intensive farming potential of *Seriola dumerilii* (Risso, 1810) in Corsica. *Cah Opt Mediterr.* 47:267-273.
- Murai, T., H. Ogata, Y. Hirasawa, T. Akiyama, T. Nose. 1987. Portal absorption and hepatic uptake of amino acids in rainbow trout force fed complete diets containing casein or crystalline amino acids. *Nippon Suisan Gakkaishi*. 53:1847-1859.
- Mylonas, C. C., N. Papandroulakis, A. Smboukis, M. Papadaki, P. Divanach. 2004. Induction of spawning of cultured greater amberjack (*Seriola dumerili*) using GnRH_a implants. *Aquaculture*. 237:141-154.
- Nakada M. 2002. Yellowtail culture development and solutions for the future. *Reviews in Fish. Sci.* 10:559-575.
- Nakada, M. 2000. Yellowtail and related species culture. In: Stickney, R.R. (Ed.), *Encyclopedia of Aquaculture*. Wiley, London, pp. 1007–1036.

- Nakada, M. 2008. Capture – based aquaculture of yellowtail. In Lovatelli, A., P. F. Holthuis (eds.). Capture-based aquaculture. Global overview. FAO Fisheries Technical Paper. N 508. Rome: FAO pp. 199–215.
- Nakamura, M. T., T.Y. Nara. 2004. Structure, function, and dietary regulation of delta-6, delta-5, and delta-9 desaturases. *Annu. Rev. Nutr.* 24:345–376.
- Navarro, C., A. Beltran-Lugo, R. Civera, I. S. Racotta, E. Palacios. 2013. Optimizing n-3 HUFA levels in Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei* using “finishing diets”. Poster session presented at: Aquaculture 2013. Feb 21–25, Nashville, Tennessee.
- Naylor, R. L., R. W. Hardy, D. P. Bureau, A. Chiu, M. Elliott, A. P. Farrell, I. Forster, D. M. Gatlin, R. J. Goldburg, K. Huac, P. D. Nichols. 2009. Feeding aquaculture in an era of finite resources. *P. Natl. Acad. Sci. USA.* 106:15103–15110.
- Nelson, J. S. 1984. Fishes of the world. 2nd edition. John Wiley & Sons, Inc., New York. 523 p.
- Nogueira, N., I. Fernandes, T. Fernandes, N. Cordeiro. 2017. A comparative analysis of lipid content and fatty acid composition in muscle, liver and gonads of *Seriola fasciata* Bloch 1793 based on gender and maturation stage. *J. Food Compos. Anal.* 59:68–73.
- Nose, T. (1960). On the digestion of food protein by goldfish (*Carassius auratus L.*) and rainbow trout (*Salmo irideus G.*). *Bull. of Freshwater Fish Res. Lab.* 10:23–28.
- NRC (National Research Council). 2011. Nutrient Requirements of Fish. Washington, DC: National Academy Press. 392 p.
- Núñez-Vázquez, E. J., F. E. Hernández-Sandoval, D. J. López-Cortés, C. J. Band-Schmidt, J. Bustillos-Guzmán, A. D. Turner, R. Ramírez-Serrano, A. Cordero-Tapia, K. Mexía-Hiroshima, T. Ley-Martínez. 2015. Confirmación de la presencia de toxinas lipofílicas (OA, PTX, YTX, GYM, SPX, AZA y PnTx) en moluscos bivalvos de la Laguna Ojo de Liebre, Baja California Sur en junio del 2014. Sesión oral presentada en: 1er Taller de Biotoxinas Emergentes. 9 y 10 de Noviembre del 2015, La Paz, Baja California Sur, México.
- Ochoa, L. N., J. Bouda. 2007. Patología clínica veterinaria. UNAM, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia.
- Ogata, H. Y. 2002. Muscle buffering capacity of yellowtail fed diets supplemented with crystalline histidine. *J. Fish. Biol.* 61:1504–1512.
- O’Neill, B., A. Le Roux, L. C. Hoffman. 2015. Comparative study of the nutritional composition of wild versus farmed yellowtail (*Seriola lalandi*). *Aquaculture.* 448:169–175.
- OIE. Aspectos relativos al bienestar en el aturdimiento y la matanza de peces de cultivo para consumo humano. En: OIE, editor. Código sanitario para los animales acuáticos. 20a ed. 2017. p. 1–4.
- Olsen, R. L., M. R. Hasan. 2012. A limited supply of fishmeal: Impact on future increases in global aquaculture production. *Trends. Food Sci. Technol.* 27:120-128.
- Orellana, J., U. Waller, B. Wecker. 2014. Culture of yellowtail kingfish (*Seriola lalandi*) in a marine recirculating aquaculture system (RAS) with artificial seawater. *Aquacult. Eng.* 58:20–28.

- Ottolenghi, F., C. Silvestri, P. Giordano, A. Lovatelli. 2004. New MB Capture-based aquaculture. The fattening of eels, groupers, tunas and yellowtails. Rome: FAO. 308 p.
- Ouqin, C., S. Cunbin, R. Yan, W. Fang, W. Shuqin. 2013. Histopathological observations on Pseudotuberculosis of *Seriola dumerili*. J. Fish. China. 37:936–943.
- Palacios, E. I. S. Racotta, O. Arjona, Y. Marty, J. R. Le Coz, J. Moal, J. F. Samain. 2007. Lipid composition of the pacific lion-paw scallop, *Nodipecten subnodosus*, in relation to gametogenesis 2. Lipid classes and sterols. Aquaculture. 266:266–273.
- Papadakis, I. E. S. Chatzifotis, P. Divanach, M. Kentouri. 2007. Weaning of greater amberjack (*Seriola dumerilii* Risso 1810) juveniles from moist to dry pellet. Aquacult. Int. 16:13-25.
- Papandroulakis, N., C. C. Mylonas, E. Maingot, P. Divanach. 2005. First results of greater amberjack (*Seriola dumerili*) larval rearing in mesocosm. Aquaculture. 250:151-161.
- Paul, V. J., K. E. Arthur, R. Ritson-Williams, C. Ross, K. Sharp. 2007. Chemical defenses: from compounds to communities. Biol. Bull. 213:226-251.
- Percival, S., P. Lee, C. Carter. 2001. Validation of a technique for determining apparent digestibility in large (up to 5 kg) Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) in seacages. Aquaculture. 201:315–327.
- Pereira, T. G., A. Oliva-Teles. 2003. Evaluation of corn gluten meal as a protein source in diets for gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.) juveniles. Aquacult. Res. 34:1111-1117.
- Ponce, L. E., A. G. Gernat. 2002. The effect of using different levels of tilapia by-product meal in broiler diets. Poultry. Sci. 81:1045-1049.
- Poortenaar, C.W., S. H. Hooker, N. Sharp. 2001. Assessment of yellowtail kingfish (*Seriola lalandi*) reproductive physiology, as a basis for aquaculture development. Aquaculture. 201:271–286.
- Preciado Iniguez, K. Y. 2010. Sustitucion de harina de pescado por concentrado de proteina de soya y complementacion de DL-metionina en dietas para pargo lunarejo, *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1869), y su efecto sobre el crecimiento y utilizacion del Alimento. Tesis de maestría, Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo. A. C. Unidad Mazatlán en Acuicultura y Manejo Ambiental. Mazatlán; México. 111 p.
- Radhakrishnan, S., I. E. Belal, C. Seenivasan, T. Muralisankar, P. S. Bhavan. 2016. Impact of fishmeal replacement with *Arthrospira platensis* on growth performance, body composition and digestive enzyme activities of the freshwater prawn, *Macrobrachium rosenbergii*. Aquacult. Rep. 3:35-44.
- Randall, J. E. 2007. Reef and shore fishes of the Hawaiian islands. Sea Grant College Program. University of Hawaii, Honolulu, Hawaii 546 pp.
- Rawles, S. D., D. M. III Gatlin. 2000. Nutrient digestibility of common feedstuff in extruded diets for sunshine bass (*Morone chrysops* x *M. saxatilis*). J. World Aquacult. Soc. 31:570–579.
- Rawles, S. D. 2010. A comparison of two faecal collection methods for protein and amino acid digestibility coefficients of menhaden fish meal and two grades of poultry by-

- product meals for market-size sunshine bass (*Morone chrysops* x *M. saxatilis*). *Aquacult. Nutr.* 16:81–90.
- Reyes-Becerra, A. 2011. Uso de una harina de subproductos de almeja catarina *Argopecten ventricosus* (Sowerby II ,1842) como fuente de proteína en alimentos para el camarón *Litopenaeus vannamei*. Efectos sobre el crecimiento y la digestibilidad. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma de Baja California Sur, La Paz, México. 84 p.
- Ricque Marie, D., L. E. Cruz Suárez, M. Camarena Conchas, A. L. Melo del Ángel. 2000. Uso de coextruidos de subproductos de camarón en dietas para camarón. pp. 366-397
- Rodríguez-Barreto, D., S. Jerez, J. R. Cejas, M. V. Martin, N. G. Acosta, A. Bolaños, A. Lorenzo. 2012. Comparative study of lipid and fatty acid composition in different tissues of wild and cultured female broodstock of greater amberjack (*Seriola dumerili*). *Aquaculture.* 360:1–9.
- Rombenso, A. N., J. T. Trushenski, D. Jirsa, M. Drawbridge. 2016. Docosahexaenoic acid (DHA) and arachidonic acid (ARA) are essential to meet LC-PUFA requirements of juvenile California Yellowtail (*Seriola dorsalis*). *Aquaculture.* 463:123–134.
- Rongxing, J. I., Z. Wenzheng, H. Shiliu, Y. Qingpi. 2008. Vaccination in three different ways against vibriosis of *Seriola dumerili* caused by *Vibrio hollisae*. *Chin. J. Ocean. Limn.* 26:233–237.
- Rønnestad, I., L. E. C. Conceic, C. Aragao, M. T. Dinis. 2001. Assimilation and catabolism of dispensable and indispensable free amino acids in post-larval Senegal sole (*Solea senegalensis*). *Comp. Biochem. Physiol. C.* 130:461–466.
- Rønnestad, I., M. Yúfera, B. Ueberschär, L. Ribeiro, Ø. Sæle, C. Boglione. 2013. Feeding behaviour and digestive physiology in larval fish: current knowledge, and gaps and bottlenecks in research. *Rev. Aquac.* 5:S59-S98.
- Roo, J., H. Fernández-Palacios, C. M. Hernández-Cruz, A. Mesa-Rodriguez, D. Schuchardt. 2012. First results of spawning and larval rearing of longfin yellowtail *Seriola rivoliana* as a fast-growing candidate for European marine finfish aquaculture diversification. *Aquacult. Res.* 45:689-700.
- Rossi, W., A. Davis. 2012. Replacement of fishmeal with poultry by-product meal in the diet of florida pompano *Trachinotus carolinus* L. *Aquaculture.* 338–341
- Ruchimat, T., T. Masumoto, H. Hosokawa, S. Shimeno. 1997. Quantitative methionine requirement of yellowtail (*Seriola quinqueradiata*). *Aquaculture.* 150:113- 122.
- Rueda, F. M., M. D. Hernández, M. A. Egea, F. Aguado, B. García, F. J. Martínez. 2001. Differences in tissue fatty acid composition between reared and wild sharpsnout sea bream, *Diplodus puntazzo* (Cetti, 1777). *Br. J. Nutr.* 86:617–622.
- Rust, M. B. 2002. Nutritional Physiology. En: J. E. Halver y R. W. Hardy (eds.). *Fish nutrition*. Tercera edición. Academic press. San Diego, CA, USA. 143-179.
- Salze, G, E. McLean, S. R. Craig. 2012. Pepsin ontogeny and stomach development in larval cobia. *Aquaculture.* 324:315-318.
- Salze, G., E. McLean, P. R. Battle, M. H. Schwarz, S. R. Craig. 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.* 298:294-299.

- Sánchez-Gutiérrez, E. Y. 2013. Evaluación de la suplementación de taurina en dietas a base de harina de soya y su efecto en el metabolismo del pargo colorado *Lutjanus colorado* (Jordan y Gilbert, 1882). Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo A.C. Tesis de Maestría. Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo. A. C. Unidad Mazatlán en Acuicultura y Manejo Ambiental. Mazatlán; México. 79 p.
- Sánchez-Lozano, N. B., A. T. Vidal, S. Martínez-Llorens, M. S. Nogales, B. J. Espert, L. A. Monino, T. M. Pla, C. M. Jover. 2007. Growth and economic profit of gilthead sea bream (*Sparus aurata*, L.) fed sunflower meal. *Aquaculture*. 272:528-534.
- Sanz, T., A. Salvador, R. Baixauli, S. M. Fiszman. 2009. Evaluation of four types of resistant starch in muffins. II. Effects in texture, colour and consumer response. *Eur. Food Res. Technol.* 229:197-204.
- Sargent, J. R., D. R. Tocher, J. G. Bell. 2002. The lipids. In: *Fish Nutrition*. Third edition, Halver, J. E. and Hardy, R.W. (eds). San Diego:Academic Press. pp 181-257
- Satoh, K. I., K. Kimoto, E. Hitaka. 2004. Effect of water temperature on the protein digestibility of extruded pellet, single moist pellet and oregon moist pellet. *Nippon Suisan Gakkaishi*. 70:758-763.
- SCAHAW (Scientific Committee on Animal Health and Animal Welfare). 2003. The use of fish byproducts in aquaculture. Report of the Scientific Committee on Animal Health and Animal Welfare European Commission Health & Consumer Protection Direction. 93 p.
- Scoging, A. C. 1991. Illness associated with seafood. *CDR (London, England: Review)*, 1(11), R117-22.
- Shimeno, S., H. Hosokawa, M. Takeda. 1979. The importance of carbohydrate in the diet of a carnivorous fish. Hamburg, Berlin: Proceedings of the World Symposium on Finfish Nutrition and Fishfeed Technology. pp. 127-143.
- Shiraishi, T., S. Ohshimo, R. Yukami. 2010. Age, growth and reproductive characteristics of gold striped amberjack 1 *Seriola lalandi* in the waters off western Kyushu, Japan. *New Zeal. J. Mar. Fresh. Res.* 44:117-127.
- Sicuro, B., U. Luzzana. 2016. The state of *Seriola* spp. other than yellowtail (*S. quinqueradiata*) farming in the world. *Rev. Fish. Sci. Aquaculture*. 24:314-325.
- Sierra-Beltrán, A. P., A. Cruz, E. Núñez, L. M. Del Villar, J. Cerecero, J. L. Ochoa. 1998. An overview of the marine food poisoning in Mexico. *Toxicon*. 36:1493-1502.
- Sims, N. A., G. Key. 2011. Fish without footprints. *Oceans 11-MTS, IEEE Kona*. pp 1-6.
- Sims, N. A. 2013. Kona Blue Water Farms case study: permitting, operations, marketing, environmental impacts, and impediments to expansion of global open ocean mariculture. In Lovatelli, A., J. Aguilar-Manjarrez, D. Soto (eds) *Expanding mariculture farther offshore: Technical, environmental, spatial and governance challenges*. FAO Technical Workshop, 22-25 March 2010, Orbetello, Italy. FAO Fisheries and Aquaculture Proceedings No. 24. Rome, FAO. pp. 263-296.
- Sire, M. F., J. M. Vernier. 1992. Intestinal absorption of protein in teleost fish. *Comp. Biochem. Physiol. Part A*. 103:771-781.
- Smith, D. M., S. J. Tabrett. 2004. Accurate measurement of in vivo digestibility of shrimp feeds. *Aquaculture*. 232:563-580.

- Smith, L. L., P. G. Lee, A. L. Lawrence, K. Strawn. 1985. Growth and digestibility by three sizes of *Penaeus vannamei* Boone: effects of dietary protein source. *Aquaculture*. 46:85-96.
- Sola, F., A. Masoni, B. Fossat, J. Porthé-Nibelle, P. Gentien, G. Bodennec. 1999. Toxicity of fatty acid 18: 5n3 from *Gymnodinium* cf. *mikimotoi*: I. Morphological and biochemical aspects on *Dicentrarchus labrax* gills and intestine. *J. Appl. Toxicol.* 19:279–284.
- Specziár, A. 2002. In situ estimates of gut evacuation and its dependence on temperature in five cyprinids. *J. Fish Biol.* 60:1222–1236.
- Spyridakis, P., R. Metailler, J. Gabaudan, A. Riaza. 1989. Studies on nutrient digestibility in European Sea bass (*Dicentrarchus labrax*) 1. Methodological aspects concerning faeces collection. *Aquaculture*. 77:61–70.
- Storebakken, T., I. S. Kvien, K. D. Shearer, B. Grisdale-Helland, S. J. Helland, G. M. Berge. 1998. The apparent digestibility of diets containing fish meal, soybean meal or bacterial meal fed to Atlantic salmon (*Salmo salar*): evaluation of different faecal collection methods. *Aquaculture*. 169:195–210.
- Stuart, K. R., M. Drawbridge. 2012. The effect of photoperiod on larval culture performance of two marine finfish species. *Aquaculture*. 360:54–57.
- Sudaryono, A., M. J. Hoxey, S. G. Kailis, L. H. Evans. 1995. Investigation of alternative protein sources in practical diets for juvenile shrimp, *Penaeus monodon*. *Aquaculture*. 134:313-323.
- Sugiura, S. H., F. M. Dong, C. K. Rathbone, R. W. Hardy. 1998. Apparent protein digestibility and mineral availabilities in various feed ingredients for salmonid feeds. *Aquaculture*. 159:177–202.
- Sullivan, J. A., R. C. Reigh. 1995. Apparent digestibility of selected feedstuffs in diets for hybrid striped bass (*Morone saxatilis* ♀ X *Morone chrysops* ♂). *Aquaculture*. 138:313-322.
- Symonds, J. E., S. P. Walker, S. Pether, Y. Gublin, D. McQueen, A. King, G. W. Irvine, A. N. Setiawan, J. A. Forsythe, M. Bruce. 2014. Developing yellowtail kingfish (*Seriola lalandi*) and hapuku (*Polyprion oxygeneios*) for New Zealand aquaculture. *New Zeal. J. Mar. Fresh.* 48(3):371–384.
- Szebedinszky, C., K. M. Gilmour. 2002. The buffering power of plasma in brown bullhead (*Ameiurus nebulosus*). *Comp. Biochem. Physiol. B.* 131:171–183.
- Tacon, A. G. J., D. M. Akiyama. 1997. Feed ingredients. *Crustacean Nutrition*. 6:411-472
- Tacon, A. G. J., M. Metian. 2009. Fishing for feed or fishing for food increasing global competition for small pelagic forage fish. *Ambio*. 38:294-302.
- Tacon, A. G. J., M. R. Hasan, R. P. Subasinghe. 2006. Use of fishery resources as feed inputs for aquaculture development: Trends and policy implications. *FAO Fisheries Circular No. 1018*. Rome Italy: FAO. p. 99.
- Tacon, A.G. 1989. Nutrición y alimentación de peces y camarones cultivados. Manual de capacitación. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación, FAO ed., Roma, Italia, pp 288-300.
- Tacon, A.G.J., A.J. Jackson. 1985. Utilization of conventional and unconventional proteins source in practical fish feeds. *Nutrition and feeding in fish*. Academic Press. London. pp 119-145p.

- Takagi, S., H. Murata, T. Goto, M. Endo, H. Yamashita, M. Ukawa. 2008. Taurine is an essential nutrient for yellowtail *Seriola quinqueradiata* fed non-fish meal diets based on soy protein concentrate. *Aquaculture*. 280:198-205.
- Takakuwa, F., H. Fukada, H. Hosokawa, T. Masumoto. 2006. Optimum digestible protein and energy levels and ratio for greater amberjack *Seriola dumerili* (Risso) fingerling. *Aquacult. Res.* 37:1532-1539.
- Takakuwa, F., H. Fukada, H. Hosokawa, T. Masumoto. 2006. Availability of poultry by-product meal as an alternative protein source for fish meal in diet for greater amberjack (*Seriola dumerili*). *Aquac. Sci.* 54:473-480.
- Takeuchi, T., M. Toyota, S. Satoh, T. Watanabe. 1990. Requirement of juvenile red seabream *Pagrus major* for eicosapentaenoic and docosahexaenoic acids. *Nippon Suisan Gakkaishi*. 56:1263-1269.
- Terrazas Fierro, M. M., E. Ávila González, M. Cuca García, H. Nolasco Soria. 2005. Efecto de la incorporación de harina de pescado con distinto grado de cocción a dietas para pollos de engorda formuladas a un perfil de aminoácidos digestibles. *Téc Pecu Méx.* 43:297-308.
- Terrazas-Fierro, M., R. Civera-Cerecedo, L. Ibarra-Martínez, E. Goytortúa-Bores, M. Herrera-Andrade, A. Reyes-Becerra. 2010. Apparent digestibility of dry matter, protein, and essential amino acid in marine feedstuffs for juvenile whiteleg shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture*. 308(3-4):166-173.
- Tibbetts, S. M., J. E. Milley, S. P. Lall. 2006. Apparent protein and energy digestibility of common and alternative feed ingredients by Atlantic cod, *Gadus morhua* (Linnaeus, 1758). *Aquaculture*. 261:1314-1327.
- Tocher, D. R. 2003. Metabolism and Functions of Lipids and Fatty Acids in Teleost Fish. *Rev. Fish. Sci.* 11:107-184.
- Tolasa, S., S. Cakli, U. Ostermeyer. 2005. Determination of astaxanthin and canthaxanthin in salmonid. *Eur. Food Res. Technol.* 221:787-791.
- Tomas, A., F. De La Gandara, A. Garcia-Gomez, L. Perez, M. Jover. 2005. Utilization of soybean meal as an alternative protein source in the Mediterranean yellowtail, *Seriola dumerili*. *Aquacult. Nutr.* 11:333-340.
- Toyes-Vargas, E., A. M. Calderón-de la Barca, Y. Duran-Encinas, E. Palacios, R. Civera-Cerecedo. 2017. Marine co-product meals as a substitute of fishmeal in diets for white shrimp *Litopenaeus vannamei* improve growth, feed intake and muscle HUFA composition. *Aquacult. Res.* 48:3782-3800.
- Toyes-Vargas, E., A. Robles-Romo, L. Méndez, E. Palacios, R. Civera. 2016. Changes in fatty acids, sterols, pigments, lipid classes, and heavy metals of cooked or dried meals, compared to fresh marine by-products. *Anim. Feed Sci. Technol.* 221:195-205.
- Trung, K. L., R. Fotedar. 2014. Bioavailability of selenium from different dietary sources in yellowtail kingfish (*Seriola lalandi*). *Aquaculture*. 420-421:57-62.
- Trushenski, J., M. Schwarz, A. Bergman, A. Rombenso, B. Delbos. 2012. DHA is essential, EPA appears largely expendable, in meeting the n-3 long-chain polyunsaturated fatty acid requirements of juvenile cobia *Rachycentron canadum*. *Aquaculture*. 326:81-89.

- Trushenski, J., M. Schwarz, H. Lewis, J. Laporte, B. Delbos, R. Takeuchi, L. A. Sampaio. 2011. Effect of replacing dietary fish oil with soybean oil on production performance and fillet lipid and fatty acid composition of juvenile cobia *Rachycentron canadum*. *Aquacult. Nutr.* 17:e437–e447.
- Turchini, G. M., B. E. Torstensen, W. K. Ng. 2009. Fish oil replacement in finfish nutrition. *Rev. Aquac.* 1:10–57.
- Van der Meeren, T., R. E. Olsen, K. Hamre, H. J. Fyhn. 2008. Biochemical composition of copepods for evaluation of feed quality in production of juvenile marine fish. *Aquaculture.* 274:375–397.
- Vandenberg, G., J. De La Noüe. 2001. Apparent digestibility comparison in rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) assessed using three methods of faeces collection and three digestibility markers. *Aquacult. Nutr.* 7:237–245.
- Vázquez-Ortiz, F. A., G. Caire, I. Higuera-Ciapara, G. Hernández. 1995. High performance liquid chromatographic determination of free amino acids in shrimp. *J. Liq. Chrom.* 18:2059–2068.
- Verner-Jeffreys, D. W., I. Nakamura, R. J. Shields. 2006. Egg-associated microflora of Pacific threadfin, *Polydactylus sexfilis* and amberjack, *Seriola rivoliana*, eggs. Characterisation and properties. *Aquaculture.* 253:184–196.
- Villa-López, A. Y. 2005. Efecto de diferentes niveles de proteína y lípidos en el crecimiento y sobrevivencia del pargo lunarejo (*Steindachner*, 1896) (Pisces: Lutjanidae). Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias del Mar, Mazatlán, México. 61pp.
- Villarreal, H., R. Civera-Cerecedo, A. Hernández-Llamas. 2006. Effect of partial and total replacement of fish, shrimp head, and soybean meals with red crab meal *Pleuroncodes planipes* (Stimpson) on growth of white shrimp *Litopenaeus vannamei* (Boone). *Aquacult. Res.* 37:293–298.
- Wang, H., Y. Wang, Q. Wang, C. Xue, M. Sun. 2006. Purification and characterization of stomach protease from the turbot (*Scophthalmus maximus* L.). *Fish Physiol. Biochem.* 32:179–188.
- Watanabe, T., R. Vassallo-Agius. 2003. Broodstock nutrition research on marine finfish in Japan. *Aquaculture.* 227:35–61.
- Weatherup, R. N., K. J. McCracken. 1998. Comparisons of estimates of digestibility of two diets for rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum), using two markers and two methods of faeces collection. *Aquacult. Res.* 29:527–533.
- Webster, C., C. Lim. 2002. *Nutrient Requirements of Fish*. Washington, DC: National Academy Press. 398 p.
- Wedemeyer, G. A., D. J. Mcleay. 1981. Methods for determining the tolerance of fishes to environmental stressors. *Stress and fish*. National Academy Press. 275 p.
- Wilhelm Filho, D., G. J. Eble, G. Kassner, F. X. Caprario, A. L. Dafré, M. Ohira. 1992. Comparative hematology in marine fish. *Comp. Biochem. Physiol. A-Mol. Integr. Physiol.* 102:311–321.
- Wilson, R. P. 2002. Protein and amino acids. In: Halver, J. E., R. W. Hardy (eds) *Fish Nutrition*, 3rd version. Elsevier Science, San Diego, USA, pp 144–179.
- Wilson, R. P. 1994. Utilization of dietary carbohydrate by fish. *Aquaculture.* 124:67–80.

- Windell, J. T., J. W. Foltz, J. A. Sarokon. 1978. Methods of fecal collection and nutrient leaching in digestibility studies. *Prog. Fish Cult.* 40:51–55.
- Wintrobe, M. M. 1934. Variations in the size and hemoglobine content of erythrocytes in the blood of various vertebrates. *Folia hematológica.* 51:32-49.
- Wuenschel, M. J., R. G. Werner. 2004. Consumption and gut evacuation rate of laboratory-reared spotted seatrout (*Sciaenidae*) larvae and juveniles. *J. Fish Biol.* 65:723–743.
- Wu, G., C. J. Meininger, D. A. Knabe, F.W. Bazer, J. M. Rhoads. 2000. Arginine nutrition in development, health and disease. *Curr. Opin. Clin. Nutr. Metab. Care.* 3:59–66.
- Yamamoto T., K. Teruya, T. Hara, H. Hokazono, H. Hashimoto, N. Suzuki, Y. Iwashita, H. Matsunari, H. Fuguita, K. Mushiake. 2008. Nutritional evaluation of live food organisms and commercial dry feeds used for seed production of amberjack *Seriola dumerili*. *Fish. Sci.* 74:1096–1108.
- Yokoyama, H., Y. Miyazaki, T. Yoshinaga and H. Tomoyoshi. 2013. Microsporidian Encephalomyelitis in Cultured Yellowtail *Seriola quinqueradiata*. *Fish Pathol.* 48:119–125.
- Yoshitomi, B., I. Nagano. 2012. Effect of dietary fluoride derived from Antarctic krill (*Euphausiasuperba*) meal on growth of yellowtail (*Seriola quinqueradiata*). *Chemosphere.* 86:891–897.
- Zar, J. H. 1984. *Biostatistical analysis.* 2nd edition. Englewood Cliffs, NJ: Prentice-Hall. 130 p.
- Zar, J. H. 1996. *Biostatistical analysis* 3rd edn. Practice Hall, New Jersey
- Zhou, Q. C., B. P. Tan, K. S. Mai, Y. J. Liu. 2004. Apparent digestibility of selected feed ingredients for juvenile cobia *Rachycentron canadum*. *Aquaculture.* 241:441-451.

11. ANEXOS

ANEXO 1. Complementos de metodología y resultados

Objetivo específico 1

A los resultados obtenidos se les realizaron pruebas de normalidad y homocedasticidad, con la prueba de Levene. Los datos de la composición química proximal de los juveniles (materia seca, proteína, fibra cruda y extracto libre de nitrógeno), de evaluación biológica, índices de condición nutricional, indicadores hematológicos, composición de lípidos totales (músculo, hígado, cerebro y grasa mesenterial), carotenoides totales (alimentos, cerebro, grasa e hígado), calcio (ingredientes y alimentos) y fósforo (alimentos), análisis enzimático de tripsina (ciegos pilóricos e intestino), quiotripsina (ciegos pilóricos, páncreas, estómago e intestino), pepsina (ciegos pilóricos, páncreas, estómago e intestino), leucina aminopeptidasa (ciegos pilóricos, páncreas, estómago e intestino), lipasa (estómago, páncreas e intestino), amilasa (ciegos pilóricos, páncreas, estómago e intestino) perfil de ácidos grasos (musculo, hígado, cerebro, grasa mesenterial y heces) y aminoácidos (músculo), presentaron una distribución normal y fueron homocedásticos. Se aplicó un análisis de varianza de una vía (ANOVA) utilizando el paquete estadístico Statistica 7 (StatSoft, Inc. USA) probando el número de alimentos como variables independientes. La prueba a posteriori de Tukey se realizó para determinar los efectos entre tratamientos (alimentos) con intervalo de confianza del 95% (Zar, 1984).

Los datos de composición química proximal de los juveniles (ceniza, extracto etéreo y energía), carotenoides totales (hígado), calcio (peces), fósforo (ingredientes y peces), análisis enzimático de lipasa (ciegos pilóricos), y para el análisis enzimático de tripsina (estómago y páncreas) que resultaron no normales, se aplicó la prueba no paramétrica Kruskal-Wallis con un intervalo de confianza del 95% (Zar, 1996).

Objetivo específico 4

Tabla XL. Contenido de proteína (% materia seca) en heces colectadas por diferentes métodos para medir digestibilidad de alimentos.

Método de colecta.	Alimentos				
	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple
Sifón¹	20.25±0.04	19.17±2.03	20.53±0.04	15.85±0.94	17.62±0.07
MA¹	19.49±1.15	21.06±0.74	18.18±1.14	18.24±1.04	19.60±0.32
Sifón²	20.22±5.31	17.51±2.27	20.24±2.68	14.97±1.24	17.50±1.08
MA²	17.79±2.02	19.77±1.57	17.95±0.87	19.88±3.17	18.37±1.43
Disección²	27.76±0.64	23.68±1.84	22.09±1.96	25.45±1.44	23.73±1.83

MA: Masaje Abdominal; 1: colecta a 25°C; 2: colecta a 21°C.

Tabla XLI. Ácidos grasos (mg g⁻¹ materia seca) en heces de jurel colectadas con sifón del bioensayo de digestibilidad de alimentos.

	Alimentos				
	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple
16:0	11.72±4.96 ^a	8.61±1.20 ^a	12.39±1.63 ^a	9.35±0.52 ^a	12.31±4.37 ^a
18:0	3.66±1.16 ^a	3.19±0.38 ^a	4.08±0.45 ^a	3.30±0.23 ^a	4.48±1.41 ^a
16:1n-9	0.19±0.05 ^b	0.10±0.05 ^b	0.20±0.09 ^a	0.19±0.06 ^b	0.40±0.03 ^b
18:1n-9	6.09±4.75 ^a	3.28±0.89 ^a	5.22±0.85 ^a	2.88±0.12 ^a	3.09±1.59 ^a
18:1n-7	1.17±0.67 ^a	0.69±0.14 ^a	1.15±0.16 ^a	0.72±0.03 ^a	0.99±0.35 ^a
18:2n-6	1.74±0.27 ^a	1.17±0.11 ^b	1.79±0.18 ^{ab}	1.32±0.05 ^{ab}	1.50±0.26 ^a
18:3n-3	0.19±0.03 ^{ab}	0.12±0.02 ^b	0.21±0.03 ^a	0.15±0.00 ^{ab}	0.21±0.04 ^a
20:4n-6	0.08±0.02 ^{ab}	0.07±0.02 ^b	0.07±0.01 ^b	0.07±0.00 ^b	0.12±0.02 ^a
20:5n-3	0.24±0.05 ^{ab}	0.15±0.02 ^c	0.22±0.03 ^{ab}	0.19±0.01 ^{bc}	0.27±0.01 ^a
22:6n-3	0.63±0.18 ^a	0.36±0.06 ^a	0.52±0.09 ^a	0.48±0.03 ^a	0.48±0.07 ^a
SFA	18.52± 7.71 ^a	14.14±1.90 ^a	20.33±2.68 ^a	15.01±0.83 ^a	20.63±6.94 ^a
MUFA	13.48±9.48 ^a	7.48±1.88 ^a	12.63±1.98 ^a	7.24±0.35 ^a	8.89±3.48 ^a
PUFA	3.33±0.52 ^a	2.21±0.24 ^b	3.29±0.33 ^a	2.54±0.08 ^{ab}	3.05±0.32 ^{ab}
HUFA	1.15±0.19 ^a	0.72±0.12 ^b	1.01±0.13 ^{ab}	0.88±0.04 ^{ab}	1.05±0.06 ^a
(n-3)/(n-6)	0.57±0.12 ^a	0.49±0.04 ^a	0.48±0.02 ^a	0.57±0.02 ^a	0.55±0.11 ^a
Total (AG)	35.33±17.67 ^a	23.83±3.94 ^a	36.25±4.84 ^a	24.79±0.71 ^a	32.57±10.70 ^a

Valores promedio ± DE (n = 3). Superíndices distintos indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$).

Tabla XLII. Ácidos grasos (mg g^{-1} materia seca) en heces de jurel colectadas por masaje abdominal del bioensayo de digestibilidad de alimentos.

	Alimentos				
	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple
16:0	8.88±1.13 ^{ab}	10.53±1.55 ^a	6.00±0.31 ^b	9.98±1.16 ^a	10.38±1.79 ^a
18:0	3.08±0.27 ^{ab}	3.87±0.49 ^a	2.28±0.13 ^b	3.90±0.40 ^a	3.93±0.66 ^a
16:1n-9	0.12±0.04 ^b	0.13±0.07 ^b	0.17±0.00 ^{ab}	0.16±0.06 ^{ab}	0.28±0.01 ^a
18:1n-9	2.38±0.38 ^{bc}	3.74±0.67 ^a	1.50±0.16 ^c	3.40±0.39 ^{ab}	1.63±0.20 ^c
18:1n-7	0.57±0.07 ^{ab}	0.81±0.14 ^a	0.45±0.03 ^b	0.82±0.08 ^a	0.60±0.09 ^{ab}
18:2n-6	1.51±0.13 ^a	1.51±0.06 ^a	1.01±0.01 ^b	1.59±0.17 ^a	1.14±0.16 ^b
18:3n-3	0.15±0.02 ^{ab}	0.15±0.02 ^{ab}	0.11±0.00 ^b	0.17±0.02 ^a	0.14±0.02 ^{ab}
20:4n-6	0.06±0.01 ^b	0.08±0.01 ^{ab}	0.04±0.00 ^b	0.10±0.03 ^a	0.08±0.01 ^{ab}
20:5n-3	0.18±0.05 ^{ab}	0.18±0.03 ^a	0.05±0.04 ^b	0.29±0.07 ^a	0.17±0.03 ^{ab}
22:6n-3	0.60±0.13 ^{ab}	0.42±0.08 ^b	0.32±0.01 ^b	0.81±0.20 ^a	0.32±0.05 ^b
SFA	14.11±1.61 ^{ab}	17.26±2.46 ^a	10.09±0.48 ^b	16.26±1.82 ^a	17.30±2.89 ^a
MUFA	5.94±0.88 ^{bc}	8.85±1.72 ^a	4.26±0.30 ^c	7.90±0.66 ^{ab}	5.12±0.62 ^c
PUFA	2.75±0.32 ^{ab}	2.74±0.23 ^{ab}	1.75±0.03 ^c	3.31±0.52 ^a	2.19±0.33 ^{bc}
HUFA	0.91±0.20 ^{ab}	0.83±0.14 ^b	0.49±0.04 ^b	1.34±0.32 ^a	0.67±0.11 ^b
(n-3)/(n-6)	0.53±0.07 ^{ab}	0.44±0.06 ^b	0.43±0.04 ^b	0.68±0.08 ^a	0.45±0.02 ^b
Total (AG)	22.79±2.36 ^{ab}	28.85±4.40 ^a	16.10±0.21 ^b	27.47±2.64 ^a	24.61±3.84 ^a

Valores promedio \pm DE (n = 3). Superíndices distintos indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$).

Tabla XLIII. Ácidos grasos (mg g⁻¹ materia seca) en heces de jurel colectadas por disección del bioensayo de digestibilidad de alimentos.

	Alimentos				
	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple
16:0	8.07±2.12 ^a	11.15±2.29 ^a	10.39±0.98 ^a	9.94±0.70 ^a	10.58±1.38 ^a
18:0	2.53±0.54 ^b	3.66±0.70 ^{ab}	3.48±0.24 ^{ab}	3.21±0.28 ^{ab}	3.89±0.42 ^a
16:1n-9	0.13±0.08 ^b	0.19±0.10 ^b	0.22±0.05 ^{ab}	0.16±0.03 ^b	0.38±0.03 ^a
18:1n-9	5.07±1.23 ^a	7.66±2.24 ^a	5.25±0.68 ^a	5.62±1.20 ^a	4.08±0.90 ^a
18:1n-7	1.00±0.17 ^a	1.38±0.33 ^a	1.06±0.09 ^a	1.11±0.19 ^a	1.01±0.14 ^a
18:2n-6	2.73±0.35 ^a	2.85±0.44 ^a	2.50±0.37 ^a	2.91±0.42 ^a	2.27±0.28 ^a
18:3n-3	0.39±0.04 ^a	0.34±0.06 ^a	0.32±0.06 ^a	0.39±0.07 ^a	0.29±0.04 ^a
20:4n-6	0.22±0.14 ^a	0.15±0.00 ^a	0.11±0.02 ^a	0.15±0.04 ^a	0.17±0.01 ^a
20:5n-3	0.81±0.16 ^a	0.59±0.05 ^a	0.50±0.15 ^a	0.78±0.16 ^a	0.58±0.09 ^a
22:6n-3	2.05±0.23 ^a	0.97±0.08 ^b	1.03±0.16 ^b	1.56±0.28 ^a	0.98±0.05 ^b
SFA	12.75±3.16 ^a	17.95±3.66 ^a	16.84±1.51 ^a	15.79±1.13 ^a	17.61±2.21 ^a
MUFA	10.23±2.29 ^a	14.71±3.85 ^a	11.27±1.19 ^a	11.67±2.20 ^a	9.63±1.65 ^a
PUFA	7.04±0.83 ^a	5.66±0.62 ^a	5.17±0.90 ^a	6.64±1.02 ^a	4.95±0.58 ^a
HUFA	3.66±0.43 ^a	2.20±0.12 ^b	2.06±0.47 ^b	3.04±0.54 ^{ab}	2.12±0.22 ^b
(n-3)/(n-6)	1.06±0.06 ^a	0.67±0.07 ^c	0.70±0.06 ^c	0.87±0.08 ^b	0.75±0.02 ^{bc}
Total (AG)	30.02±6.27 ^a	38.31±7.94 ^a	33.29±2.90 ^a	34.10±3.90 ^a	32.19±4.22 ^a

Valores promedio ± DE (n = 3). Superíndices distintos indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$).

Tabla XLIV. Lípidos totales (% materia seca) en heces por diferentes métodos de colecta.

	Alimentos				
	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple
Sifón	15.74 ^a ±4.16	14.59 ^a ±1.17	15.32 ^a ±0.31	13.92 ^a ±3.71	15.98 ^a ±0.98
MA	15.42 ^b ±1.68	12.69 ^b ±1.56	14.68 ^b ±0.81	14.56 ^b ±2.58	21.56 ^a ±1.56
Disección	19.67 ^a ±0.75	16.71 ^a ±3.40	19.20 ^a ±1.13	18.41 ^a ±0.66	20.28 ^a ±1.13

MA= Masaje Abdominal. Valores promedio ± DE (n = 3). Superíndices distintos indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$).

Tabla XLV. Contenido de proteína (% materia seca) de las heces colectadas por sifón (S), masaje abdominal (MA) y disección (D) de juveniles de jurel *Seriola rivoliana*.

Colecta	Alimentos					ANOVA GLM Factorial			
	Control	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha	Triple	SEM	Tratamiento	Colecta*	Trat-Col
Sifón	20.21 ^{cg} ±5.31	17.5 ^{eglm} ±2.27	20.24 ^{ce} ±2.68	14.96 ^{fhijklm} ±1.24	17.5 ^{egi} ±1.08	0.61	0.202776	0.00000*	0.000552*
MA	17.79 ^{egk} ±2.02	19.77 ^{ceh} ±1.57	17.95 ^{efg} ±0.87	20.84 ^{ce} ±3.17	18.37 ^{egi} ±1.43				
D	27.76 ^a ±0.64	23.67 ^{ac} ±1.84	20.08 ^{obdeg} ±1.96	25.45 ^{ab} ±1.44	23.73 ^{bcd} ±1.83				

Valores promedio ± DE (n = 3). Superíndices distintos indican diferencias significativas entre tratamientos ($P < 0.05$).

Objetivo específico 5

Tabla XLVI. Contenido de proteína (materia seca) en heces para medir digestibilidad de ingredientes.

	Alimentos			
	Referencia	Cabezas de camarón	Vísceras de Catarina	Vísceras de hacha
Proteína	21.29±0.48	19.39±0.99	17.18±0.64	17.90±1.43