



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO

FACULTAD DE CIENCIAS

Evaluación de la fisiología digestiva y estado nutricional durante el desarrollo de juveniles tempranos de *Ocyurus chrysurus* alimentados con un extrudido comercial y un pellet experimental.

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

Bióloga

P R E S E N T A :

Elizabeth Cruz Rojas



DIRECTOR DE TESIS:
Dr. Pedro Pablo Gallardo Espinosa

Ciudad Universitaria, Cd. Mx.

Junio 2019



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

1. Datos del alumno

Cruz
Rojas
Elizabeth
56 35 44 66
Universidad Nacional Autónoma de México
Facultad de Ciencias
Carrera Biología
Número de cuenta 305245672

2. Datos del tutor

Dr.
Pedro Pablo
Gallardo
Espinosa

3. Datos del sinodal 1

Dr.
Carlos
Rosas
Vázquez

4. Datos del sinodal 2

M. en C.
Adolfo
Sánchez
Zamora

5. Datos del sinodal 3

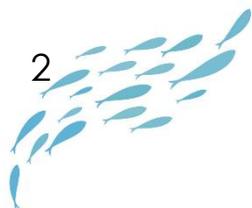
Dra.
Maite
Mascaró
Miquelajáuregui

6. Datos del sinodal 4

Dr.
José Román
Latournerié
Cervera

7. Datos del trabajo escrito.

Evaluación de la fisiología digestiva y estado nutricional durante el desarrollo de juveniles tempranos de *Ocyurus chrysurus* alimentados con un extrudido comercial y un pellet experimental
101 p
2019



Dedicatoria

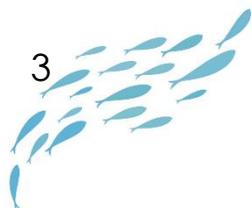
A mi padre Jorge Cruz Arana, a mi madre Elizabeth Rojas Ramírez y a mi hermano Alejandro Tonatiuh Cruz Rojas.

A mi alma máter la Universidad Nacional Autónoma de México.

A las costas y mares de México.

"Si sirves a la naturaleza, ella te servirá a ti".

— Confucio



Agradecimientos

Quiero agradecer el apoyo incondicional de mi asesor el Dr. Pedro Pablo Gallardo Espinosa.

Al Dr. Carlos Rosas Vázquez y al M. en C. Adolfo Sánchez Zamora. Gracias por haberme dado la oportunidad de desarrollar la presente investigación.

A la Dra. Maite Mascaró Miquelajáuregui y al Dr. José Román Latournerié Cervera. Agradezco su apoyo y las valiosas aportaciones hechas al presente trabajo.

A la M. en C. Ariadna Berenice Sánchez Arteaga por su contribución durante el desarrollo de los análisis de laboratorio.

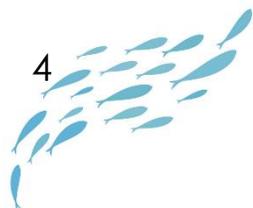
A mi compañero y amigo José Calazáns Agüero Urquía.

A mi familia, mis excelentes padres y a mi hermano.

A la Facultad de Ciencias y a la Unidad Multidisciplinaria de Docencia e Investigación de la Facultad de Ciencias en Sisal, Yucatán. Gracias por abrirme sus puertas.

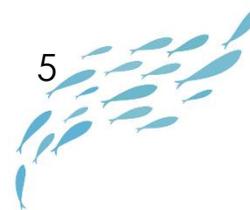
Por último, agradezco a mi alma máter la Universidad Nacional Autónoma de México a quién debo gran parte de mi educación y formación profesional. Es un honor formar parte de ella.

“Por mi raza hablará el espíritu”.

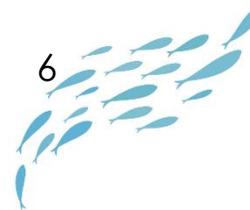


Índice

Dedicatoria.....	3
Agradecimientos.....	4
Índice.....	5
Resumen.....	7
Introducción.....	9
a) Antecedentes.....	11
b) Planteamiento del problema y justificación.....	14
c) Preguntas de investigación.....	16
d) Objetivos.....	17
e) Hipótesis.....	18
Capítulo 1. <i>Ocyurus chrysurus</i>	20
1.1 Características generales de la especie.....	20
1.2 Ciclo de vida.....	21
1.3 Alimentación.....	22
1.4 Pesquería.....	23
1.5 Acuicultura.....	24
Capítulo 2. Alimentos en la acuicultura.....	26
2.1 Nutrición de especies tropicales.....	27
2.2 Formulación de alimentos.....	28
2.3 Análisis proximal.....	31
Capítulo 3. Evaluación de estado nutricional y fisiología digestiva.....	34
3.1 Crecimiento y sobrevivencia.....	34
3.2 Reservas nutritivas.....	36
3.3 Consumo de oxígeno.....	38
3.4 Bioenergética.....	40
3.5 Fisiología digestiva.....	42
3.6 Proteasas totales, ácidas y alcalinas.....	43
Capítulo 4. Materiales y métodos.....	46
4.1 Obtención de los organismos.....	46
4.2 Diseño experimental.....	47
4.3 Características del alimento experimental.....	50
4.4 Características del alimento comercial.....	52

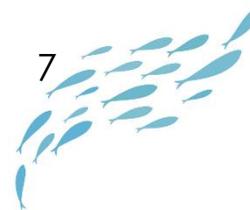


4.5 Análisis proximal	54
4.6 Muestreo de los organismos	57
4.7 Indicadores del estado nutricional	58
4.8 Crecimiento y sobrevivencia	58
4.9 Consumo de oxígeno	59
4.10 Cuantificación de reservas nutritivas	62
4.11 Cuantificación de proteasas	64
4.12 Tratamiento estadístico	65
Capítulo 5. Resultados y discusión	70
5.1 Condiciones experimentales	70
5.2 Análisis proximal	71
5.3 Crecimiento y sobrevivencia	72
5.4 Consumo de oxígeno	79
5.5 Reservas nutritivas	82
5.6 Actividad de las enzimas digestivas	85
Conclusión	88
Anexo	91
Fuentes	93



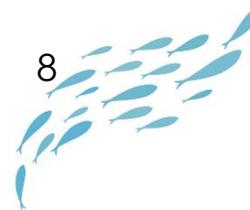
Resumen

En el presente trabajo se evaluó el estado nutricional y la actividad proteolítica en peces juveniles de *Ocyurus chrysurus* con una edad de 46 días después de la eclosión (DDE) durante 8 semanas. Los organismos fueron alimentados con dos diferentes alimentos: uno comercial y otro experimental. El objetivo del estudio fue conocer si es posible satisfacer los requerimientos nutricionales de los peces juveniles utilizando una formulación alternativa de alimento. Los peces juveniles se mantuvieron a una temperatura promedio de 27°C, salinidad de 39 g L⁻¹, a una concentración de oxígeno disuelto de 5.7 mg / L⁻¹ y a pH de 7.5 Los peces estuvieron expuestos a un fotoperiodo de luz artificial de 12 horas luz y 12 horas oscuridad. Fueron alimentados en intervalos de una hora en el horario diurno hasta el consumo máximo aparente. Durante el transcurso del tiempo experimental se realizaron cinco muestreos. Cada 15 días ocurría un muestreo. Se realizó la disección del músculo, tracto digestivo e hígado. Los tejidos se mantuvieron a -40°C hasta su análisis. Se registró el crecimiento, sobrevivencia y consumo de oxígeno, se cuantificaron las reservas nutritivas en el músculo (glucógeno y proteínas) e hígado (acilglicéridos, glucosa, glucógeno y proteínas) y se realizó la cuantificación de proteasas totales, ácidas y alcalinas. Además se hizo el análisis proximal de los dos alimentos y de los tejidos de los peces obtenidos en cada tratamiento de alimentación. Los resultados demostraron que es posible satisfacer los requerimientos nutritivos de los juveniles tempranos de *Ocyurus chrysurus* utilizando una formulación alternativa de alimento. No hubo diferencias significativas entre las tasas de crecimiento de ambos alimentos. La sobrevivencia promedio de los organismos alimentados con la dieta experimental fue 11.7% menor en comparación con los organismos alimentados con la dieta comercial. En la



relación peso - longitud total la tendencia del crecimiento fue alométrica negativa ($b < 3$), es decir, los individuos incrementaron preferencialmente su longitud más que su peso. Ambos tratamientos tuvieron un aumento de peso, longitud total, longitud furcal y altura similar. Aunque hubo diferencias significativas en los valores del factor de condición en el tiempo experimental de 29, 41 y 56 días. No se encontraron diferencias significativas en los niveles de proteínas y glucógeno en el músculo de los organismos alimentados con las dos diferentes dietas, sin embargo, los peces alimentados con la dieta experimental acumularon cantidades significativamente mayores de acilglicéridos (AG) en hígado en comparación con los peces alimentados con la dieta comercial. Estos resultados coinciden con los resultados del análisis proximal de los tejidos de los peces donde hubo diferencias significativas en el porcentaje de lípidos entre los tratamientos comercial y experimental. Las proteasas alcalinas y las proteasas totales fueron afectadas por la interacción entre el tipo de alimento y el tiempo experimental pues mostraron valores significativamente mayores en los animales alimentados con la dieta comercial al día 15 del experimento. Estos resultados sugieren que el alimento comercial produjo un efecto secretagogo en el intestino del pez el cual pudo haber mejorado la digestibilidad del alimento y produjo una reducción de la energía invertida en el procesamiento del alimento (R_{ICA}). Es posible que el alimento comercial fuera más fácilmente digerido gracias a la forma en que es fabricado (extrudido) en comparación con el alimento experimental (pelletizado). Se sugieren estudios posteriores para analizar el efecto del tipo de fabricación (extrudido o pelletizado) en la fisiología digestiva de los peces juveniles de *O. chrysurus*.

Palabras clave: *Ocyurus chrysurus*, juveniles tempranos, formulación alimentos, estado nutricional, fisiología digestiva.

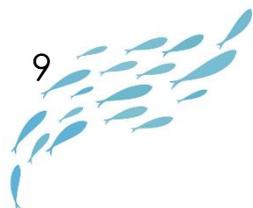


Introducción

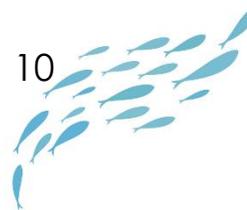
Ocyurus chrysurus (Bloch, 1791), también llamado canané o rubia, es un pez marino de la familia *Lutjanidae* que se distribuye en las costas del océano Atlántico Occidental desde Massachusetts en Estados Unidos de América hasta el archipiélago Los Abrolhos en Brasil (1). Vive en profundidades de 10 a 70 metros y forma cardúmenes sobre substratos duros alrededor de los arrecifes de coral. En nuestro país habita el Golfo de México y el Mar Caribe. Su pesquería tiene gran importancia económica en los estados de Veracruz, Campeche, Yucatán y Quintana Roo. De acuerdo a lo anterior, esta especie ha sido considerada una alternativa de apoyo para disminuir las capturas de las poblaciones de peces silvestres y principalmente como recurso para el consumo humano a través de su cultivo (2).

Una parte esencial para el desarrollo de la acuicultura es la generación de dietas balanceadas que cubran las necesidades nutritivas específicas de organismos de interés con costos rentables de producción. Para lograrlo es necesario tener conocimiento de la biología y ecología de las especies con potencial acuícola (3).

La nutrición acuícola comprende varias etapas: el comportamiento alimentario y la ingesta de alimento, digestión y absorción de los nutrientes, metabolismo y retención de los nutrientes y la excreción de los desechos. En el presente trabajo se evaluó el estado nutricional y la actividad proteolítica en juveniles de *O. chrysurus* con el objetivo de determinar la factibilidad de sustituir un alimento comercial con un alimento experimental elaborado con materias primas nacionales con menores costos de producción.



Actualmente se han elaborado protocolos de reproducción, cría de larvas y desarrollo de juveniles de *O. chrysurus* en cautiverio, sin embargo, es necesario aportar información nutricional y fisiológica de los peces durante esta etapa de su desarrollo para diseñar alimentos específicos que favorezcan la industria acuícola de esta especie.



a) Antecedentes

En la Bahía de Curazao en las Antillas Holandesas se evaluó el cambio de dieta según el ciclo de vida de *O. chrysurus* y otros pargos. Se observó que los juveniles que habitan los manglares y pastos migran hacia el arrecife de coral cuando alcanzan la madurez sexual. Este cambio influye en el tipo de organismos de los que se alimenta la especie. Se identificó que los juveniles de 0.5 a 5 cm se alimentan de organismos del grupo Tanaidacea y Copepoda, mientras que los organismos de 5 a 10 cm se alimentan además del grupo Mysidacea y Decápodos. Los organismos de 10 a 17 cm se alimentan principalmente de Decápodos y peces, por lo tanto se encontró una relación positiva y un cambio gradual entre el tamaño del pez y el tamaño de la presa en todas especies estudiadas (4).

En un estudio de evaluación del crecimiento de *O. chrysurus* realizado en el Golfo de México se capturaron juveniles con peso promedio de 69 gramos. Después de 30 días de engorda en jaulas flotantes con una dieta de sardina *Harengula jaguana* el crecimiento del pargo canané fue de 33.6 gramos al mes (5).

Almeida y da Silva (2016) realizaron la evaluación nutricional (composición proximal, perfil de ácidos grasos) de peces adultos de tres especies de *Lutjanidae* (Perciformes) capturados en la Costa Atlántica del Amazonas. De las tres especies de *Lutjanidae* evaluadas (*Lutjanus purpureus*, *Lutjanus synagris* y *Ocyurus chrysurus*), *O. chrysurus* tuvo el menor contenido de proteína y el más alto contenido lipídico. El perfil de ácidos grasos se realizó en tres diferentes tejidos (músculo, corazón y cerebro). Doce ácidos grasos fueron identificados en los tejidos musculares, trece en los tejidos del corazón y dieciséis en los tejidos del cerebro. *O. chrysurus* tuvo los valores más altos de ácidos grasos

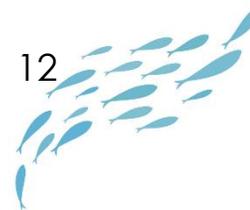


saturados en los tres tejidos, predominó el ácido palmítico con promedios de 24.08% en el tejido muscular (6). La composición proximal de las muestras de *O. chrysurus* tuvo un valor promedio de 76.31% humedad, 0.41 % ceniza, 17.52% proteína, 4.25% lípidos y 1.51% carbohidratos (valores en % de base húmeda).

En cuestiones de desarrollo acuícola se han elaborado exitosamente protocolos de reproducción, cría de larvas y desarrollo de juveniles de *O. chrysurus* en cautiverio (2). En el área de desarrollo de alimentos se han evaluado los valores de proteína y lípidos idóneos en los piensos para juveniles de pargos. *L. guttatus*. Esta especie requiere valores de proteínas y lípidos de 45 a 50% y 9 a 15%, respectivamente, y su dieta se basa principalmente en la harina de pescado (7). También se ha estudiado la posibilidad de sustituir la harina de pescado por otros ingredientes como harina de huesos de ave o harina de soya con krill (8) (9).

Los niveles de grasa requeridos en los alimentos para peces tropicales dependen de la edad, niveles de proteínas en el alimento y el tipo de lípidos utilizados. Los juveniles requieren más altos niveles de grasa y proteínas que los adultos. Los peces de agua fría (2 a 15° C) tienen mayor capacidad que los peces tropicales de utilizar los lípidos como energía (10).

Miller *et al* (2003) realizó la identificación inicial de la formulación de dietas para el cultivo de pargo rojo *Lutjanus campechanus*. A juveniles con peso inicial promedio de 8.64 gramos se ofrecieron dietas de 44% de proteína que contenían diferentes niveles de lípidos: 8, 10, 12 y 14%. Los juveniles alimentados con 14% de lípidos tuvieron significativamente mayores proporciones de grasa intraperitoneal en comparación con los peces alimentados

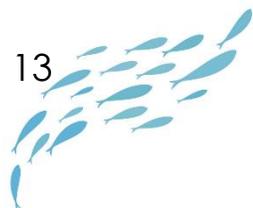


con 8 y 10%. Por lo tanto, los peces alimentados con 8 y 10% lípidos muestran una mayor composición de proteína en el cuerpo (11).

Estudios realizados con juveniles de *Scortum barcoo* alimentados con 36.3% de proteína y 6, 9, 12 y 15% de lípidos mostraron que las ganancias diarias de peso y las tasas de crecimiento específico en los peces alimentados con dietas de 12 y 15% de lípidos fueron más altas que los demás grupos. Se obtuvo un 95% de sobrevivencia. El índice de conversión alimenticia indicó que los peces alimentados con 12 y 15% de lípidos utilizaron la proteínas de la dieta de manera más eficiente (12).

Joyeux *et al* (2009) obtuvieron en juveniles de *Lutjanus analis* un $R^2= 0.996$ y un crecimiento alométrico negativo (10). También analizaron la relación longitud - peso en juveniles de *Lutjanus malabaricus* alimentados con un pellet comercial en Malasia y encontraron un crecimiento isométrico ($b=3$) a 30°C y un $R^2= 0.939$. Al inicio y al final del experimento (30 días) registraron un valor de K similar en ambos momentos mayor a 1 (10).

Estudios realizados con tilapia roja (*Oreochromis sp*) demuestran que es posible sustituir alimentos comerciales por alimentos experimentales si estos son similares en su composición nutritiva (13).



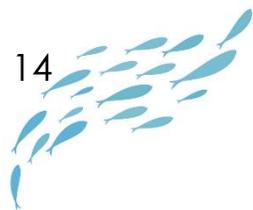
b) Planteamiento del problema y justificación

La familia *Lutjanidae* es un importante recurso pesquero en las zonas costeras tropicales y subtropicales. En la actualidad su pesquería está siendo sobreexplotada, por esta razón en los últimos años, ha habido un creciente interés en el desarrollo de sistemas acuícolas para el crecimiento de pargos en cautiverio.

Los peces cultivados se alimentan con piensos fabricados principalmente de subproductos de pescado y camarón. Actualmente no hay un alimento comercial específico para *O. chrysurus* y el diseño de los alimentos, en algunas ocasiones, no son adecuados para satisfacer las necesidades nutricionales de la etapa juvenil.

En los sistemas de producción acuícola los mayores costos son dirigidos hacia la alimentación de las especies cultivadas. Mejoras relacionadas con la fisiología de la nutrición y diseño de alimentos eficientes con insumos de bajo costo son necesarios para el desarrollo acuícola. Por lo tanto es prioritario diseñar dietas que promuevan el crecimiento de las especies cultivadas a precios rentables.

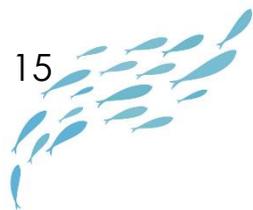
Para diseñar el alimento experimental se tomó como referencia el alimento extrudido importado de la Marca Otohime. Por lo tanto, los alimentos utilizados en el presente trabajo son isoenergéticos e isonitrogenados, lo que nos permite suponer, que la dieta experimental cubrirá las necesidades nutricionales de los peces durante la etapa de vida juvenil, las cuales se verán reflejadas en su crecimiento y sobrevivencia.



El estándar de las dietas para la acuicultura, han sido por muchos años alimentos en forma de pellets. Los alimentos pelletizados son fácilmente disponibles, de bajo costo y de fácil y largo almacenamiento (14).

Las ventajas de usar el proceso de extrusión en la elaboración de alimentos para la acuicultura son mejorar la digestibilidad, incrementar la estabilidad del alimento en el agua y obtener alimentos con características físicas específicas como alimentos flotantes, de hundimiento lento o sumergible (15).

El desarrollo del presente trabajo ayudará a saber si es posible sustituir el alimento extrudido comercial por un pellet experimental de bajo costo en la fase del desarrollo juvenil de *Ocyurus chrysurus*, además de brindar evidencia del efecto de ambos alimentos en el estado nutricional y actividad de las proteasas en los juveniles de ésta especie.



c) Preguntas de investigación

¿Cuál será el efecto del tipo de alimento en la fisiología digestiva y estado nutricional durante el desarrollo de juveniles tempranos de *Ocyurus chrysurus*?

¿Cuál será el efecto del tipo de alimento en el crecimiento y sobrevivencia de los juveniles tempranos de *Ocyurus chrysurus* durante 54 días?

¿Cuál será el efecto del tipo de alimento en el contenido de las reservas nutritivas en hígado (proteínas, triglicéridos, glucosa y glucógeno) y en músculo (glucógeno y proteínas) durante el desarrollo de juveniles de *Ocyurus chrysurus*?

¿Cuál será el efecto del tipo de alimento en la tasa respiratoria de juveniles de *O. chrysurus*?

¿Cuál será el efecto del tipo de alimento en la actividad específica de las proteasas ácidas, alcalinas y proteasas totales presentes en el tracto digestivo de los juveniles tempranos de pargo canané mantenidos durante 54 días?

¿Cuál será el efecto del tipo de alimento en el análisis proximal de los juveniles tempranos de *Ocyurus chrysurus* al finalizar el tiempo experimental?



d) Objetivos

General

Evaluar la fisiología digestiva y estado nutricional durante el desarrollo de juveniles tempranos del pargo canané *O. chrysurus* alimentados con un extrudido comercial y un pellet experimental.

Particulares

Valorar el efecto del tipo de alimento sobre el crecimiento y sobrevivencia de los juveniles de pargo canané durante 54 días.

Determinar el efecto del tipo de alimento en el contenido de las reservas nutritivas en hígado (proteínas, triglicéridos, glucosa y glucógeno) y en músculo (glucógeno y proteínas) durante el desarrollo de juveniles del pargo canané *Ocyurus chrysurus*.

Estimar el efecto del tipo de alimento en la tasa respiratoria de juveniles del pargo canané *O. chrysurus* al finalizar el tiempo experimental.

Identificar el efecto del tipo de alimento en la actividad específica de las proteasas ácidas, alcalinas y proteasas totales presentes en el tracto digestivo de los juveniles tempranos de pargo canané durante 54 días.

Determinar el efecto del tipo de alimento en la composición química proximal de los juveniles tempranos de *Ocyurus chrysurus* al finalizar el tiempo experimental.



e) Hipótesis

Si el pellet experimental tiene una composición de nutrimentos similar al extrudido comercial entonces la fisiología digestiva y el estado nutricional durante el desarrollo de juveniles tempranos de *O. chrysurus* alimentados con esas dos dietas también será similar.

Si la composición de nutrimentos de ambos alimentos es similar entonces no habrá diferencias estadísticamente significativas en el crecimiento y sobrevivencia de los juveniles de pargo canané alimentados con las dos diferentes dietas.

Si la composición de nutrimentos de ambos alimentos es similar entonces no habrá diferencias estadísticamente significativas en el contenido de las reservas nutritivas en hígado (proteínas, triglicéridos, glucosa y glucógeno) y en músculo (glucógeno y proteínas) durante el desarrollo de juveniles de *Ocyurus chrysurus* alimentados con las dos diferentes dietas.

Si los dos tipos de alimentos tienen contenidos de nutrimentos similares entonces es posible que la tasa respiratoria de los juveniles de *O. chrysurus* alimentados con estas dietas también sea similar.

Si la composición de nutrimentos de ambos alimentos es similar entonces no habrá diferencias estadísticamente significativas en la actividad específica de las proteasas ácidas, alcalinas y proteasas totales presentes en el tracto digestivo de los juveniles tempranos de pargo canané alimentados con las dos diferentes dietas durante 54 días.



Si los dos tipos de alimentos contienen similares nutrimentos entonces es posible que el análisis proximal de los juveniles de *O. chrysurus* alimentados con estas dos dietas también sea similar.



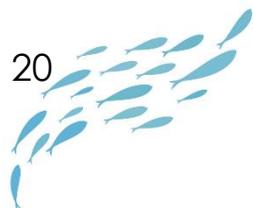
Capítulo 1. *Ocyurus chrysurus*

1.1 Características generales de la especie

Ocyurus chrysurus (Bloch, 1791), llamado en México con el nombre común “canané”, es un pez marino de la familia *Lutjanidae* que se distribuye en las costas del océano Atlántico occidental desde Massachusetts, Estados Unidos de América, hasta el archipiélago Los Abrolhos en Brasil. Vive en profundidades de diez a setenta metros y forma cardúmenes sobre substratos duros alrededor de los arrecifes de coral. En nuestro país habita el Golfo de México y el Mar Caribe (1).

Su cuerpo es delgado y presenta dientes de forma viliforme en la mandíbula inferior y superior. Los dientes están estrechamente agrupados en la mandíbula superior y tiene varios dientes caninos, característica común en las especies de pargo. Las aletas pectorales son largas, comienzan en la boca y llegan hasta el ano. La aleta caudal es bifurcada. Una pronunciada franja amarilla medio lateral se extiende desde la boca hasta la base de la aleta caudal. La coloración del cuerpo es de oliva a violeta azulado con manchas amarillas dispersas a los lados. Los lados inferiores, el vientre, las aletas anales y pélvicas son de color blanco. Las aletas dorsal y caudal son amarillas (16).

Esta especie es dioica con fertilización externa y sin caracteres externos de dimorfismo sexual. Presentan dos gónadas de igual forma y tamaño. La talla media de madurez sexual es entre 250 y 310 mm longitud total a una edad de uno a dos años (17).



Presentan una talla media de 400 mm aunque existen casos en la que estos peces alcanzan una longitud total hasta 700 mm. Las edades máximas fluctúan entre los 5 y 8 años aunque en el sureste de Florida se encontró un organismo de una edad máxima de 17 años (1).

Se puede considerar a *L. analis*, *L. griseus*, *L. synagris*, *Haemulon sciurus*, *H. plumieri*, *H. flavolineatum*, entre otras especies, como competidores de alimento y refugio y a *Sphyraena barracuda*, *Epinephelus striatus*, *L. jocu*, *Scomberomorus cavalla* como depredadores (18)(19).

1.2 Ciclo de vida

El desove se produce en aguas abiertas sobre fondos duros y bancos oceánicos. Los meses de desove suelen variar según la región, en Campeche por ejemplo, ocurre a partir de abril hasta finales de octubre (20).

Los huevos son pelágicos. Los fondos duros y pastos marinos son el hábitat de asentamiento y cría de *O.chrysurus*. Las larvas tienen una fase de dispersión pelágica en la cual ocurre su metamorfosis. Al alcanzar el tamaño entre 20 y 30 mm los peces migran hacia los arrecifes exteriores de poca profundidad. El rango de temperatura preferido por los juveniles es de 24 a 30 °C (21).

Los adultos tienen hábitos semipelágicos o demersales en zonas costeras pero comúnmente forman cardúmenes en agua claras alrededor de los arrecifes de coral hasta



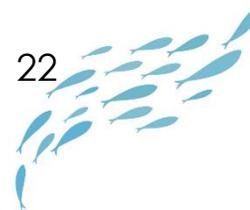
45 metros de profundidad, aunque en ocasiones se encuentran de forma solitaria nadando separados del fondo en profundidades de hasta 70 metros. Se encuentran en un rango de temperatura de 18 a 28°C con salinidades de 30 a 37 g L⁻¹ (22).

1.3 Alimentación

Ocyurus chrysurus es una especie con diverso régimen de alimentación, pues come organismos zooplanctónicos, del bentos (detritus, algas, esponjas, poliquetos) y también es carnívoro (peces y crustáceos). La elección de estos organismos depende de su abundancia en el medio y del tamaño del canané que los consume. Se observa claramente un incremento de los peces en la composición de la dieta con el aumento de talla y una disminución de los crustáceos. La actividad alimentaria puede ser tanto diurna como nocturna (23) (24).

Durante el primer año de vida, los individuos menores de 50 mm de *O. chrysurus* se alimentan de crustáceos planctónicos (copépodos, larvas y postlarvas de camarones, zoeas de cangrejos). A partir de esa talla estos pequeños organismos son sustituidos por otros de mayor talla y movilidad como los crustáceos bentónicos y las postlarvas y juveniles de peces. El cambio más importante ocurre cuando tienen entre 60 y 80 mm de longitud-horquilla (25).

Al igual que otras especies de pargos, debido a su comportamiento predador, es probable que la rabirrubia influya en la trama trófica de los ambientes arrecifales,



interviniendo activamente en la transferencia de energía y participando así en la estabilidad del ecosistema (26).

1.4 Pesquería

Por su falta de parásitos, abundancia y sabor esta especie es buscada por los pescadores recreativos y comerciales en Florida, Cuba, el Caribe hasta Brasil. En el sureste de México y Puerto Rico el pargo de cola amarilla es un componente importante de los desembarques de la pesca comercial los cuales se capturan con redes playeras, anzuelo, nasas, chinchorros y arrastres (27) (28).

Las principales zonas de pesca de *O. chrysurus* son Brasil, Venezuela, Florida, Cuba y el Banco de Campeche en México. También se capturan en las islas de las Antillas y el norte de América del Sur (29).

Capturas hechas en el suroeste del Golfo de México en el estado de Veracruz en 2011 muestran que las tallas más frecuentes son de 22 a 34 cm de longitud total. La mayor abundancia de organismos se presenta durante julio, agosto y septiembre, esto coincide con el periodo de desove que ocurre en julio. En las capturas el 51 % fueron hembras y el 45 % por machos y 4 % sexo indeterminado. La especie *O. chrysurus* en el Parque Nacional Sistema Arrecifal Veracruzano se está capturando principalmente a una talla y edad en la que aún no se han reproducido lo que representa un riesgo para la población. La pesca sobre las agregaciones de desove puede afectar no sólo las futuras clases anuales sino también la calidad genética de las próximas generaciones (17).



En aguas de Florida las capturas comerciales han sido menores por una disminución de la abundancia. La captura total (pesca comercial más recreativa) en el Sureste Atlántico y el Golfo de México, en el período 1979 a 1995, fue de 1, 180 toneladas promedio por año, sin embargo, disminuyó aproximadamente en 55% en el período 1991 a 1996 (17).

En México su pesquería tiene gran importancia económica en los estados de Veracruz, Campeche, Yucatán y Quintana Roo, por esta razón esta especie puede ser una alternativa para disminuir las capturas de las poblaciones de peces silvestres y como recurso para el consumo humano a través de su cultivo (2).

1.5 Acuicultura

La familia de los pargos representa una pesquería importante debido a su amplia aceptación como producto de consumo. Por el alto precio de mercado y las cosechas limitadas a las poblaciones silvestres hay un interés considerable en el cultivo de algunas variedades o especies de pargos (30).

La acuicultura es una alternativa para disminuir las capturas de poblaciones de peces silvestres y, principalmente, para obtener proteína de alta calidad para el consumo humano de manera continua.

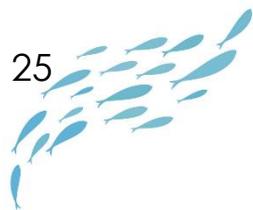
Rene, *et al* (1984) lograron con éxito el cultivo experimental de *O. chrysurus* en jaulas flotantes, en Martinica, a partir de juveniles capturados cerca de los manglares. En seis lotes con diferentes densidades y tallas lograron el alcance de la talla comercial promedio de 250 a 300 gramos en 18 meses. En 1991 se consiguió la reproducción de *O. chrysurus* en estanques con desoves semanales desde febrero de 1992 hasta 1994 y producciones



promedio de 247 mil huevos por tanque, con tasas de fertilización de 46.1% y 32.5%, así como la producción de embriones viables durante todo el año (31).

El cultivo intensivo de larvas se realizó utilizando tanto alimento vivo (microalgas, rotíferos, artemia) como preparado, hasta alcanzar la etapa juvenil. Resultados preliminares del cultivo de juveniles en tanques con sistema de recirculación y dietas artificiales (50 a 56% de proteínas) indican que *O. chrysurus* puede alcanzar una talla comercial de 450 gramos en 25 meses (31).

Actualmente en México la Unidad Multidisciplinaria de Docencia e Investigación de la UNAM desarrolla protocolos de producción para el canané con el objetivo de estandarizar su cultivo acuícola. Los juveniles de *O. chrysurus* viven en un rango de temperatura de 24 a 30°C, salinidad de 30 a 40 g L⁻¹ en su hábitat natural (32).

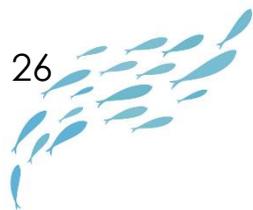


Capítulo 2. Alimentos en la acuicultura

Una parte esencial para el desarrollo de la acuicultura es la generación de dietas balanceadas que cubran las necesidades nutricionales específicas de organismos de interés en cada fase de su crecimiento a costos rentables de producción. Para lograrlo es necesario tener conocimiento de la biología y ecología de las especies con potencial acuícola (3).

El 50% de los costos variables de la operación de las instalaciones acuícolas se utilizan para la obtención de alimentos preparados que son la fuente principal de nutrición para los animales (14). El rendimiento final del cultivo y por lo tanto el desarrollo de la biotecnología de cultivo depende del conocimiento de los requerimientos de nutrientes en la fase larval y juvenil de los peces. En esta fase los organismos requieren mayor nivel de energía para el crecimiento o mantenimiento por unidad de peso corporal que los adultos. No contar con los nutrientes necesarios afecta el desarrollo posterior del pez y aumenta la tasa de mortalidad lo que afecta a la producción acuícola (3).

Para definir los requerimientos nutricionales se debe conocer cómo se reparten los componentes energéticos de la dieta entre el catabolismo y anabolismo. La cantidad y la calidad de los nutrientes influyen en la repartición metabólica de sus componentes. Por lo tanto, es importante saber si los nutrientes estarán disponibles para el pez durante el proceso digestivo y la cantidad de energía aprovechable para el metabolismo y el crecimiento.



Los estudios de nutrición de organismos acuáticos comprenden varias etapas: el comportamiento del alimento en el medio acuoso, la ingesta de alimento, la ración alimentaria, la digestibilidad del alimento, los procesos de digestión y absorción (fase digestiva), el metabolismo y uso de los nutrientes (fase metabólica) y la excreción de compuestos nitrogenados (33).

2.1 Nutrición de especies tropicales

Las características biológicas de cada especie están relacionadas con el uso de los recursos y el tipo de hábitat. Ambos aspectos están determinados por las condiciones ambientales y las interacciones bióticas (34) (35).

Estudios poblacionales de peces tropicales han demostrado que los individuos presentan una alta plasticidad en los hábitos alimenticios y morfología para enfrentar la variabilidad de recursos y condiciones abióticas. Por ejemplo, el uso del hábitat de alimentación y los rasgos de la historia de vida, pueden variar a lo largo del gradiente de la misma corriente tropical (36). Por esta razón es importante investigar las necesidades nutritivas específicas de las especies con potencial acuícola.

La fuente de energía alimentaria de los peces proviene en mayor medida de las proteínas, los lípidos y los carbohidratos. La proteína se utiliza principalmente para el crecimiento, mientras que los lípidos y carbohidratos se queman para satisfacer los procesos metabólicos de rutina (14). Los niveles brutos de energía contenidos en proteínas, lípidos y carbohidratos son de 5.65, 9.40 y 4.15 kcal / g respectivamente, es decir, los lípidos contienen aproximadamente el doble de energía por gramo que las proteínas y los carbohidratos (37).

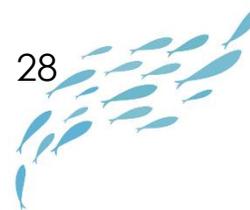


Los alimentos para acuicultura deben proporcionar los tipos adecuados de nutrientes con la cantidad apropiada de energía. La energía requerida para el crecimiento a una tasa óptima es variable según la especie y la etapa de la vida. Por ejemplo, se sabe que la especie de pargo *Lutjanus guttatus* requiere valores de proteínas y lípidos que van del 45 al 50% y del 9 al 15%, respectivamente, y su dieta se basa principalmente en la harina de pescado como fuente de proteína en la dieta (7).

2.2 Formulación de alimentos

En el primer periodo del ciclo de vida los peces son alimentados con alimentos vivos, a excepción de algunas especies que pueden consumir alimentos preparados después de la absorción del saco vitelino. Es durante el destete que se agrega alimento preparado al sistema de cultivo. Es común el uso de pellets para la alimentación de juveniles. Los pellets pueden ser redondos o cilíndricos, de 3 a 5 mm de diámetro. El tamaño de la partícula varía según el tamaño de la boca del pez. Las fórmulas alimenticias que cubren las necesidades nutricionales de una especie durante todo su desarrollo no son comunes, aunque se han diseñado algunas como la dieta de *Ictalurus punctatus* (14).

Los tres tipos más comunes de alimentos preparados son los húmedos, semi-húmedos y secos. Los alimentos húmedos se producen a partir de restos procesados de peces capturados comercialmente a los que se han agregado ingredientes secos. Los alimentos secos son una mezcla de harina de pescado, vitaminas, minerales y otros nutrientes que se convierten en gránulos pasando la mezcla a través de un molino de carne para su posterior desecación. Los alimentos húmedos y semihúmedos no se pueden



almacenar por largos periodos de tiempo y suelen ser costosos, por esta razón, los alimentos secos en forma de pellets son los más comunes en la industria. La cantidad de humedad presente en la alimentación seca es menor al 10%.

Los alimentos de investigación pueden ser purificados, semi-purificados, prácticos o comerciales. Las dietas purificadas rara vez se utilizan porque son costosas de preparar. Contienen los nutrientes esenciales en forma simple, como aminoácidos individuales, ácidos grasos libres, azúcares simples y un grupo específico de vitaminas y minerales. Estas dietas generan un crecimiento pobre, ya que los animales se desarrollan mejor con dietas con ingredientes complejos (14).

Los alimentos prácticos o comerciales están hechos con productos fácilmente disponibles o productos importados. El uso de productos importados aumenta el costo de alimentación en las empresas acuícolas. En caso de que el alimento suministrado no contenga todos los nutrientes necesarios, algunos acuicultores suministran suplementos alimenticios. Por otro lado, los alimentos completos contienen todos los nutrientes en niveles suficientes para satisfacer las necesidades metabólicas y de crecimiento. Las especies estrechamente relacionadas suelen tener requisitos similares (14).

Las fuentes más comunes de proteína son harina de pescado y harinas vegetales. Las fuentes de proteínas vegetales tienden a ser deficientes en uno o más aminoácidos requeridos por las especies carnívoras. Las especies herbívoras y algunos omnívoros son capaces de desarrollarse muy bien con dietas con o sin cantidades mínimas de proteínas animales. Las fuentes de proteínas vegetales son harina de soya, harina de maní, harina

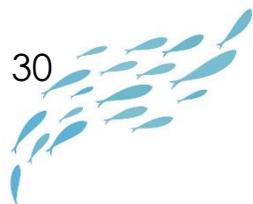


de maíz y harina de semilla de algodón. Las fuentes de proteínas, por lo general, contienen lípidos y carbohidratos (en el caso de las proteínas vegetales) y vitaminas y minerales (38).

Las formulaciones también pueden contener otro tipo de sustancias como aglutinantes (agar, alginato, carboximetilcelulosa, gelatina, goma guar), antioxidantes, colorantes (carotenoides) o ingredientes que generan olores atractivos (harina de camarón, krill, algunos aminoácidos).

En la fabricación de pellets pueden usarse formulaciones fijas o formulaciones de bajo costo, es decir, los ingredientes pueden variar según el precio. Los ingredientes secos se muelen, se mezclan y después se añaden los lípidos. Luego se convierten en pellets utilizando un molino de pellets a presión o un extrusor. También se pueden fabricar micro encapsulados, hojuelas, alimentos húmedos y semi húmedos. Cuando se fabrican pellets con un molino a presión, los pellets se secan con aire caliente. Los pellets a presión se hunden cuando se colocan en agua. Los gránulos deben ser estables en el agua durante el tiempo suficiente para que los animales los consuman (14).

En el caso de los extrudidos la mezcla de los ingredientes pasa a través del extrusor a una presión mucho mayor que la granulación a presión lo que calienta la mezcla. Cuando el material sale del extrusor se corta en pellets. Para producir alimentos con altos niveles de lípidos los lípidos se pueden rociar sobre los pellets después de la producción. Los alimentos que contienen concentraciones altas de almidón atrapan aire durante el proceso de extrusión lo que permite al pellet flotar. Los acuicultores que alimentan en la superficie prefieren los extrudidos porque pueden observar a los animales comer y alimentarlos hasta el consumo máximo aparente (39).



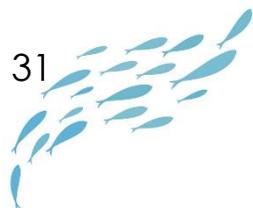
2.3 Análisis proximal

Los análisis químicos proximales son un conjunto de métodos que se utilizan para determinar la composición nutritiva de un alimento. El proceso analítico de los métodos puede dividirse en tres etapas: operaciones previas (muestreo, acondicionamiento de la muestra, disolución, separaciones, reacciones analíticas), medición de la señal analítica de los instrumentos y registro de los datos. Los métodos elegidos deben ser confiables, aplicables, específicos, exactos y precisos (40).

En el presente trabajo se utilizan los métodos oficiales de la AOAC 1991 (Asociación Internacional de Químicos Analíticos). La AOAC es una asociación científica privada sin fines de lucro fundada en 1884, la cual tiene como objetivos desarrollar y validar métodos analíticos a través de consensos y promocionar los criterios para alcanzar los estándares de acreditación de los laboratorios analíticos. Estos métodos son adoptados por organizaciones internacionales de normalización como ISO, Comité de Estandarización Europeo (CEN), Comité Nórdico de Análisis de Alimentos, entre otros (41).

Las técnicas de análisis de alimentos que se utilizaron en el presente trabajo son: determinación de humedad, determinación de cenizas, cuantificación de lípidos y de proteínas.

Todos los alimentos contienen agua en mayor o menor proporción. Los alimentos frescos contienen entre un 60% y un 95% de agua. El agua en los alimentos puede encontrarse de forma libre o ligada. El agua libre se libera con facilidad mientras que el agua ligada se encuentra unida a las proteínas, azúcares o sobre partículas coloidales.



En la industria alimenticia es útil conocer la cantidad de humedad presente en un alimento porque ayuda a prever el desarrollo de microorganismos, las características del alimento durante su procesamiento, o en algunos casos, está legislada la cantidad máxima de agua que pueden contener (42).

Existen varios métodos para determinar la cantidad de humedad: destilación azeotrópica, el método de Karl Fisher, secado en termo balanza y secado en estufa. En el presente trabajo se utiliza el método por secado de estufa donde se calcula la pérdida de peso de la muestra por evaporación del agua. Para que este método sea representativo la muestra debe ser térmicamente estable y no debe contener una cantidad importante de compuestos volátiles. Las fases del método son: preparar la muestra, pesarla, secarla, enfriarla y pesarla nuevamente.

Las cenizas de un alimento son el residuo inorgánico que deriva de la calcinación de la materia orgánica. Es un método que se utiliza para determinar la calidad de ciertos alimentos (donde un alto contenido de cenizas es inconveniente). Los alimentos contienen un valor específico de ceniza lo cual facilita su identificación. En el presente trabajo se utilizó el método de cenizas totales en el cual toda la materia orgánica se oxida a 600° C.

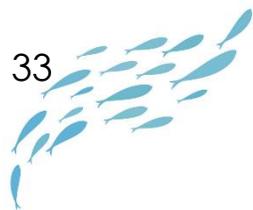
Hay dos tipos de métodos que se utilizan para la determinación de cenizas: la determinación en seco y la determinación húmeda. La determinación en seco es el método más común para conocer la cantidad total de minerales. En la determinación húmeda se descompone la materia orgánica en un medio ácido. La materia inorgánica se determina por gravimetría o por algún otro método analítico para contabilizar las sales en disolución (42).



El método Goldfish es una extracción continua con disolvente donde la muestra está en contacto con el vapor del disolvente. La grasa se cuantifica por pérdida de peso o por grasa removida.

El método Kjeldahl para la determinación de proteínas cuantifica la materia nitrogenada total. Primero se descompone la materia orgánica por calentamiento en presencia de ácido sulfúrico concentrado. Después se registra la cantidad de amoníaco de la muestra.

Durante la descomposición se deshidrata y se carboniza la materia orgánica. El nitrógeno orgánico se transforma en sulfato de amonio. La velocidad del proceso puede acelerarse agregando sales (sulfato de potasio), por la adición de oxidantes (peróxido de hidrógeno) o por la adición de un catalizador (43).



Capítulo 3. Evaluación de estado nutricional y fisiología digestiva

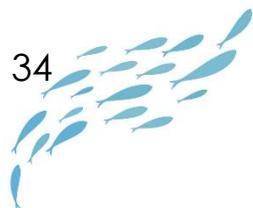
3.1 Crecimiento y sobrevivencia

El crecimiento es un proceso de incremento progresivo de la talla o peso durante diferentes intervalos de tiempo. Depende de la cantidad y calidad del alimento disponible, de la edad, de la especie, del nivel de estrés y salud que presentan los organismos y de condiciones ambientales como la temperatura, la salinidad y el oxígeno disponible (44).

Si un organismo tiene alimento suficiente para cubrir el costo energético de mantenimiento entonces tendrá energía suficiente para sintetizar nuevo tejido para el crecimiento o la reproducción (45).

La predicción del crecimiento de los peces es útil para establecer las necesidades nutritivas y la tasa de alimentación. Además, la determinación de la curva de crecimiento es fundamental para el diseño de las instalaciones y para la planificación del cultivo acuícola.

El crecimiento a lo largo de la vida del pez suele representar una curva de tipo exponencial: el crecimiento suele ser muy rápido en las primeras etapas de vida y se va haciendo lento a medida que aumenta la edad y alcanza la longitud máxima. Por otra parte, el crecimiento en peso sigue un patrón de curva del tipo sigmoideo. En las etapas tempranas del pez el incremento en peso es lento. El crecimiento se acelera hasta alcanzar

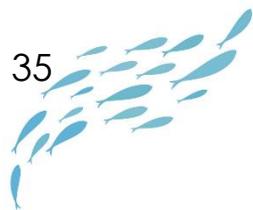


una velocidad máxima (cuando alcanzó aproximadamente un tercio de su peso máximo) para luego decrecer mientras se acerca a su peso máximo.

Se puede expresar el crecimiento de un pez de acuerdo con la relación longitud – peso partiendo de la ecuación de crecimiento de von Bertalanffy. En los peces el peso es directamente proporcional al cubo de su longitud y la relación entre la longitud y el peso es una curva exponencial (46).

Los parámetros biológicos de los peces varían según su ambiente, épocas, localidades y poblaciones. Para determinar estas variaciones se utilizan factores de condición. El factor de condición K o índice de Fulton sirve para comparar individuos de la misma población. Mientras más alto sea el valor de K, mejor es la condición de bienestar de los peces. En situaciones de estrés el factor disminuye rápidamente. La desventaja del factor es que presupone un crecimiento isométrico de peso en función a la longitud del individuo (47).

La sobrevivencia de los individuos depende de varios factores como la falta de alimento y enfermedades. En comunidades pesqueras se puede expresar la mortalidad y sobrevivencia en términos de probabilidad o porcentaje, sin embargo, en casos prácticos se expresa en tasas totales de sobrevivencia y mortalidad en función a coeficientes (46).

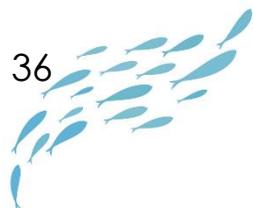


3.2 Reservas nutritivas

El glucógeno es la principal fuente de energía de almacenamiento en los peces. Los depósitos más importantes se encuentran en el hígado y los músculos. Tanto el músculo oxidativo (rojo) como el glucolítico (blanco) contienen concentraciones significativas de glucógeno. Durante los periodos de ayuno las primeras reservas de glucógeno que se utilizan son las del hígado, después los lípidos musculares, seguidos del glucógeno hepático y muscular. La proteína muscular es la última que se moviliza durante la inanición (48).

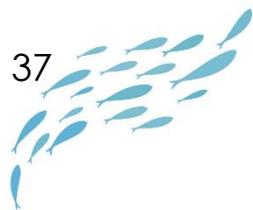
Estudios hechos con la carpa (*Cyprinus carpio*) y el bacalao (*Gadus morhua*) muestran que la alimentación después de un período de inanición genera una tasa de crecimiento alta (crecimiento compensatorio). Los niveles de glucógeno hepático y muscular son los primeros en reponerse seguidos de las reservas de proteínas en los tejidos y de las reservas lipídicas. La glucosa sanguínea se utiliza para la síntesis de glucógeno hepático, aunque también durante la gluconeogénesis se puede utilizar lactato y aminoácidos (48).

Las proteínas que componen la estructura corporal se encuentra en un proceso continuo de síntesis y degradación. Los peces catabolizan del 40 al 50% de las proteínas corporales, por lo tanto el músculo de los peces actúa como el principal reservorio de aminoácidos libres. Este hecho es de suma importancia para cuantificar los procesos de ingesta, digestión, circulación, síntesis e hidrólisis de proteínas.



Los ácidos grasos son una fuente importante de energía metabólica en los peces marinos sobre todo en el desarrollo del embrión y durante la reproducción. Los triglicéridos se encuentran en el tejido adiposo de los peces. Es importante cuantificar el tipo de lípidos que contiene un pez para determinar el tipo de nutrientes que aportan a la dieta humana (49).

El hígado está estrechamente conectado con el tracto digestivo y el sistema circulatorio. La vena porta hepática proporciona un conducto directo de nutrientes que son absorbidos en el tracto digestivo que se dirigen hacia el hígado, donde los nutrientes son procesados y enviados a otros tejidos del cuerpo. Los hepatocitos constituyen la mayor parte del volumen del hígado y pueden contener cantidades variables de glucógeno y lípidos. Los cambios en la morfología e histología del hígado, así como la cantidad de glucógeno y los lípidos están relacionados con la dieta, la salud, el contenido de toxinas y el estado energético de los peces. El hígado, en algunas especies de peces marinos, es el principal órgano donde se almacenan los lípidos, en el bacalao el hígado representa el 25% del peso total del pez. Otras especies almacenan lípidos en el músculo y en el tejido adiposo (50).

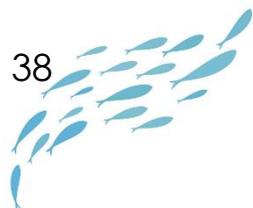


3.3 Consumo de oxígeno

La calorimetría indirecta es un método para realizar estudios metabólicos. Se basa en la suposición de que la producción de energía en un animal es un proceso aeróbico, es decir, requiere oxígeno para la oxidación de nutrientes provenientes del alimento o de su propio tejido. Por lo tanto, se asume que la cantidad de oxígeno consumido por la respiración liberará una cantidad de energía equivalente, la cual se puede calcular a partir del valor oxicalórico. Existen otros métodos para realizar estudios metabólicos como la técnica del sacrificio comparativo, la cual mide el valor calórico de los tejidos utilizados durante el ayuno (51).

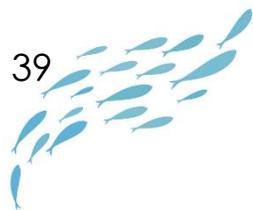
El calor producido por los peces proviene de la transformación metabólica de los sustratos dietéticos en tejido, actividad física o durante la hidrólisis de ATP. Por lo tanto, al calcular la velocidad de liberación de calor se puede estimar la tasa metabólica. Esta tasa varía según la calidad y cantidad de nutrientes y la actividad física del pez. La tasa metabólica aumenta durante la ingesta de alimento, debido al gasto energético durante la ingestión, digestión y transformación metabólica de los componentes de la dieta. Este aumento se llama "incremento de calor durante la alimentación" (52).

El metabolismo basal, es la tasa mínima de actividad metabólica necesaria para mantener la estructura y función de los tejidos del organismo. El metabolismo de ayuno es una aproximación de las necesidades energéticas de mantenimiento. La necesidad de energía de mantenimiento aumenta con el aumento de peso de los peces, aunque las necesidades energéticas de los peces pequeños son mayores en comparación con los



peces más grandes. Además del peso, la temperatura del agua es uno de los principales factores para determinar la necesidad de mantenimiento (51).

La producción total de calor es la suma de las entalpías de oxidación de los nutrientes utilizados por el animal. Por lo tanto, la producción de calor se puede estimar a partir de la estequiometría de los nutrientes catabolizados. El conocimiento del cociente respiratorio (CR) permite la estimación de las proporciones relativas de grasas y carbohidratos utilizados con fines energéticos. Una descripción completa del balance energético de los peces requiere la medición de la ingesta de alimentos junto con las pérdidas fecales y de otros excrementos para permitir que la energía se divida en función de la ingesta (52).



3.4 Bioenergética

La cuantificación de la demanda energética en los peces es necesaria para la formulación de alimentos y el establecimiento de tablas de alimentación con el objetivo de optimizar el crecimiento en los sistemas acuícolas.

La bioenergética es el estudio del flujo de energía dentro de un sistema biológico e involucra la transformación y uso de los nutrientes para generar energía y sintetizarla. Para entender esta dinámica es necesario conocer los procesos fisiológicos involucrados en la transformación de la energía (53).

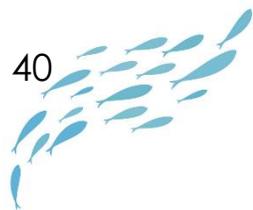
El siguiente modelo explica el flujo de la energía dentro del organismo:

$$I = R + H + U + P$$

Donde I es la energía ingerida en el alimento (en forma de carbohidratos, lípidos o proteínas), R es la energía utilizada en la respiración (metabolismo), U es la excreción, H es la energía eliminada en forma de heces y P es la producción o energía retenida (44).

De la energía total contenida en el alimento ingerido por un organismo, cierta cantidad es destinada a los procesos anabólicos y catabólicos, otra parte se utiliza para el metabolismo de rutina (mantenimiento de las funciones celulares y motoras) y otra fracción es almacenada (en forma de lípidos o como glucógeno en hígado). La energía retenida es utilizada para la formación de tejidos y estructuras (crecimiento somático).

La energía contenida en el alimento se llama energía bruta. De la energía ingerida una parte es absorbida a través de la digestión (energía digestible) y otra parte se elimina



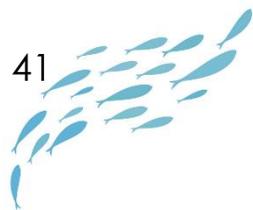
en forma de heces (energía fecal). La diferencia entre la energía del alimento y la energía de las heces es la energía digestible. Después de la digestión la energía se puede usar para el crecimiento o para el metabolismo. La energía metabolizable puede perderse en forma de orina, a través de las branquias, en forma de calor, como desechos metabólicos, o se usa para la biosíntesis o en el proceso digestivo (14).

Cuando restamos estas salidas de energía obtenemos la energía neta que se divide en energía recuperada y energía de mantenimiento. La energía recuperada se utiliza para el crecimiento, el movimiento y la reproducción. La energía de mantenimiento se usa en el metabolismo basal y la actividad del pez en reposo.

El pez requiere de movimiento para obtener un adecuado funcionamiento fisiológico. Los nutricionistas además de aportar un nivel adecuado de energía en la dieta también deben considerar un nivel adecuado de proteínas.

Los peces necesitan energía para mantener los procesos básicos de la vida como la circulación de la sangre, la osmoregulación, la excreción y el movimiento. En periodo de ayuno los organismos obtienen energía del catabolismo de las reservas corporales. Dependiendo de la actividad, se pueden distinguir varios niveles metabólicos: metabolismo basal, normal, de rutina y activo (51).

Los peces son organismos poiquilotermos, es decir no regulan su temperatura corporal y no invierten energía en producir calor para mantener sus funciones metabólicas. El ambiente acuático disminuye el efecto de la gravedad sobre su masa por lo que no invierten mucha energía para la formación de su estructura corporal. Por lo tanto, los



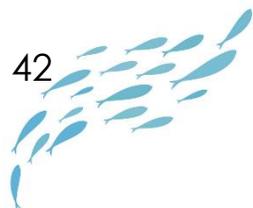
organismos acuáticos son más eficientes que los terrestres en la transformación de energía para el crecimiento: un organismo acuático requiere consumir una menor cantidad de alimento para aumentar la misma cantidad de masa. Sin embargo, los organismos acuáticos consiguen oxígeno del medio en menor medida que los terrestres lo que implica un gasto energético mayor por parte de los organismos acuáticos (44).

3.5 Fisiología digestiva

El aparato digestivo de los peces teleósteos es una estructura tubular que comienza en la boca y termina en el ano, la cual se puede dividir en cuatro partes: cavidad oral (cavidad faríngea), digestivo anterior (esófago, estómago, píloro e intestino anterior), digestivo medio, (yeyuno, ciegos pilóricos) y el digestivo posterior (íleon, ano).

El esófago tiene paredes musculares gruesas distensibles, está recubierto de papilas gustativas y células mucosas. Las branquiespinas se sitúan a ambos lados del esófago, lo que permite dirigir el alimento hacia el tubo digestivo. La longitud total de intestino varía entre diferentes especies y está relacionado con los hábitos alimenticios del animal (54).

El recubrimiento interno del estómago es un epitelio columnar rico en glándulas gástricas secretoras de ácido clorhídrico y enzimas como la pepsina, además de células secretoras de hormonas o de mucus. En el intestino anterior y medio ocurre la digestión química del alimento y la absorción de los nutrientes. Esta porción del intestino es alcalino y contiene enzimas del páncreas, de las células secretoras de la pared intestinal, de la microflora gastrointestinal y bilis de la vesícula biliar.



La anatomía del intestino es similar en sus diferentes partes, sin embargo, en términos histológicos están marcadamente diferenciadas. Los ciegos pilóricos incrementan la superficie digestiva y de absorción (54).

Las glándulas asociadas al aparato digestivo son el hígado y el páncreas. El páncreas en los peces no constituye un órgano individual, sino que es una agrupación de células que rodean al intestino anterior y los ciegos, en otros casos forma un hepatopáncreas. Las secreciones enzimáticas que produce fluyen a través del conducto pancreático hacia el intestino (55).

3.6 Proteasas totales, ácidas y alcalinas

Las proteasas son enzimas que catalizan la hidrólisis de los enlaces peptídicos de las estructuras de las proteínas. Están involucradas en varios procesos como la digestión de las proteínas, la activación de proenzimas y prehormonas. Las proteasas pueden clasificarse de muchas maneras, sin embargo, una forma sencilla de hacerlo es según su pH óptimo. De esta manera podemos clasificarlas como proteasas ácidas, alcalinas y neutras (56).

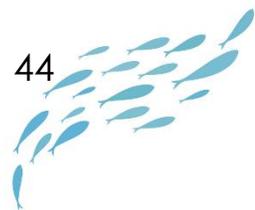
En el estómago ocurre una actividad proteolítica significativa debido a las proteasas que secretan las células glandulares del estómago. La proteasa más abundante en el estómago, que actúa en un ambiente ácido, es la pepsina y moléculas con actividad similar a la pepsina. En el intestino ocurren la mayoría de los procesos digestivos que se producen por la acción de enzimas secretadas en la pared intestinal, en el páncreas o en el hígado.



Las proteasas más comunes en peces son la tripsina, la quimotripsina, la colagenasa y la elastasa. Pertenecen a la familia de las serinproteasas y son secretadas por el páncreas en forma de zimógenos. Son activadas en el interior del intestino por la acción de la enteroquinasa, una enzima secretada por la pared intestinal y la tripsina. Las endopeptidasas hidrolizan las uniones internas de las cadenas polipéptidicas, mientras que las exopeptidasas (aminopeptidasas, di- y tripeptidasas) hidrolizan las uniones terminales, liberando aminoácidos. Debido a que las proteínas tienen diversos niveles de estructura, existe un gran número de proteasas y peptidasas con funciones específicas relacionada a la estructura proteica. (57).

Pepsina: La pepsina es secretada en forma inactiva y es activada por la presencia del ácido clorhídrico en el estómago. Su pH óptimo es ácido. Es una endopeptidasa que hidroliza enlaces peptídicos produciendo peptonas y polipéptidos. Existen diferencias de actividad específica, de temperatura óptima y pH óptimo entre las pepsinas de diferentes especies.

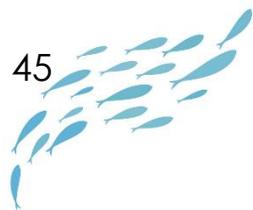
Tripsina: Es una endopeptidasa que se secreta en forma de tripsinógeno que es activado en el interior del lumen intestinal por la acción de una enteroquinasa. Su substrato son proteínas de gran tamaño. Su sitio de actividad proteolítica son las uniones internas con fracciones carboxílicas. El pH óptimo es básico (8 o 9 pH) y su temperatura óptima es entre 30-40 °C (temperaturas ligeramente superiores la inactivan rápidamente). La presencia de pequeñas cantidades de tripsina en el intestino cataliza la liberación de las endopeptidasas pancreáticas. La tripsina es una enzima clave en la digestión de las proteínas por su función como activador enzimático (54).



Quimotripsina: Se origina por acción de la tripsina sobre el quimiotripsinógeno. Su substrato son proteínas de gran tamaño. Es selectiva para los enlaces de las cadenas laterales de aminoácidos aromáticos como la tirosina, triptófano y fenilalanina y de grandes residuos hidrofóbicos como la metionina. Su pH óptimo es neutro (50).

Elastasa: Es una endopeptidasa, serinproteasa, que se secreta en forma de proelastasa y es activada por la tripsina. Su especificidad está dirigida hacia las cadenas laterales más pequeñas sin carga de los aminoácidos alifáticos. Es una enzima que no se encuentra en todas las especies de peces y que actúa sobre la elastina, una proteína fibrosa de las arterias y ligamentos que es resistente a otras proteasas. También hidroliza insulina, ribonucleasas y algunas proteínas de origen microbiano. Su pH óptimo de actuación es superior a 9.

Colagenasa: Hidroliza las proteínas fibrosas del tejido conectivo (colágeno) presente en la piel, tendones y huesos, por lo que es una enzima ausente en las especies herbívoras y presente en las carnívoras. Su pH óptimo es neutro (54).



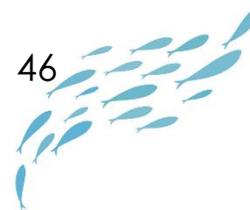
Capítulo 4. Materiales y métodos

4.1 Obtención de los organismos

Los juveniles de *O. chrysurus* se obtuvieron de la reproducción inducida de reproductores silvestres originarios de la costa de Sisal, ocurrida en el Área de cría de larvas del Programa de Peces Marinos de la Unidad Multidisciplinaria de Docencia e Investigación (UMDI) de la Facultad de Ciencias Sisal, Yucatán. La reproducción inducida se efectuó con un lote de nueve reproductores de canané capturados con anzuelo en las costas de Sisal, Yucatán. Tres hembras fueron inducidas hormonalmente con implantes de Ovaplant® a una concentración de 125 µg y puestas con seis machos (sin tratamiento hormonal) dentro de un tanque de 12 m³ con un sistema de recolección de huevos por rebozo provisto de una malla de 300 µm. El desove ocurrió 36 horas después de la inducción. El 75% de los huevos recolectados fueron viables. Los huevos fueron puestos a eclosionar en un tanque de 4,000 litros. La eclosión fue de 98.69%, con una supervivencia larval de 86.06% a la eclosión y una supervivencia de 51.48% a las 48 horas. (2)

Las condiciones físicas y químicas del agua de mar en el tanque de cultivo de los juveniles previo al experimento fueron en promedio: temperatura del agua de 27°C, salinidad de 39 mg L⁻¹, oxígeno disuelto 5.7 mg/L⁻¹ y pH 7.5

Los juveniles, con una edad de 39 días después de la eclosión (DDE), se transportaron en recipientes hacia el laboratorio de Ecofisiología donde se mantuvieron vivos hasta el final del tiempo experimental. El peso promedio de los juveniles al comenzar el experimento fue de 0.45 gramos.



4.2 Diseño experimental

El dispositivo experimental consistió en ocho cajas grises de plástico polietileno, con un volumen de 60 litros cada una y un sistema de recirculación cerrada con aireación individual por caja. El recambio de agua diario fue del 5%. El agua salina del dispositivo se captó del mar y se almacenó en un reservorio principal, para luego ser enviada a los tinacos del edificio. Es agua se bombeó a los reservorios del edificio para surtir los sistemas de circulación del laboratorio. El agua se filtró en cada reservorio con un sistema de filtros de arena.

Se distribuyeron 120 juveniles en ocho cajas. Cada caja representó una réplica. Cada tratamiento, es decir, tipo de alimento, tuvo cuatro réplicas. El número de organismos inicial fue 15 por réplica. Se realizaron cinco muestreos cada 15 días de dos organismos por réplica, es decir, de cada réplica fueron utilizados diez organismos para los análisis. Por lo que al final del experimento quedaron cinco organismos por réplica sin considerar posibles decesos al término de la fase experimental.

La distribución de las réplicas en el dispositivo fue elegida al azar, con el objetivo de que ambos tratamientos tuvieran las mismas condiciones físicas y químicas.



Número de caja	1	2	3	4	5	6	7	8
Tratamiento	A	B	B	B	A	B	A	A
Número de organismos	n=15							

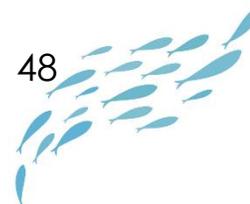
Figura 1. Distribución de las réplicas en el dispositivo experimental. Los números 1 al 8 corresponden a la numeración de las cajas, mientras que, los tratamientos A y B corresponden al tipo de alimento suministrado. El tratamiento A corresponde al alimento comercial y el tratamiento B al alimento experimental. El número de organismos por caja fue n=15.

Tabla 1. Condiciones físicas y químicas del agua de mar en el tanque de cultivo de los juveniles durante el periodo de aclimatación. Promedio \pm desviación estándar (n=7).

Parámetro	$\bar{X} \pm DE$
Temperatura (°C)	28.5 \pm 0.94
Salinidad (mg L ⁻¹)	38.29 \pm 0.49
Oxígeno disuelto (mg L ⁻¹)	5.19 \pm 0.1
pH	7.2

El periodo de aclimatación de los juveniles fue de siete días durante los cual los peces fuero alimentados con el alimento comercial a consumo máximo aparente, 0.5 gramos cada hora durante 12 horas diarias. Las condiciones físico químicas del agua de mar en los tanques durante la aclimatación se muestran en la Tabla 1.

Durante el experimento los juveniles estuvieron expuestos a un fotoperiodo de luz artificial de 12 horas luz (de 7:00 a 19:00 horas) y 12 horas oscuridad (de 19:00 a 7:00



horas). El experimento consistió en alimentar a los juveniles de *O. chrysurus*, con una edad de 46 días (DDE), durante 56 días usando dos tipos de alimentos: un alimento comercial y otro experimental. Al finalizar el experimento los juveniles restantes tuvieron una edad de 102 (DDE). El alimento comercial fue *Otohime marine diet* producido en Tokio, Japón y el alimento experimental se elaboró con materia prima principalmente mexicana en la UMDI-Sisal (Tabla 12, ver anexo). Los peces fueron alimentados en intervalos de una hora en el horario diurno (12 veces al día) hasta el consumo máximo aparente.

Los tanques fueron recubiertos con malla de tul blanca para evitar la salida de los peces. Los parámetros fisicoquímicos (oxígeno disuelto, salinidad y temperatura) fueron registrados dos veces al día (8:00 y 19:00 horas) durante el periodo experimental. Se realizó una medición de pH y la concentración de nitritos, nitratos y amonio en el agua de los tanques al finalizar la fase experimental con el kit de prueba de acuicultura para agua salada marca LaMotte Modelo AQ-4 código 3635-03-SF, EUA.

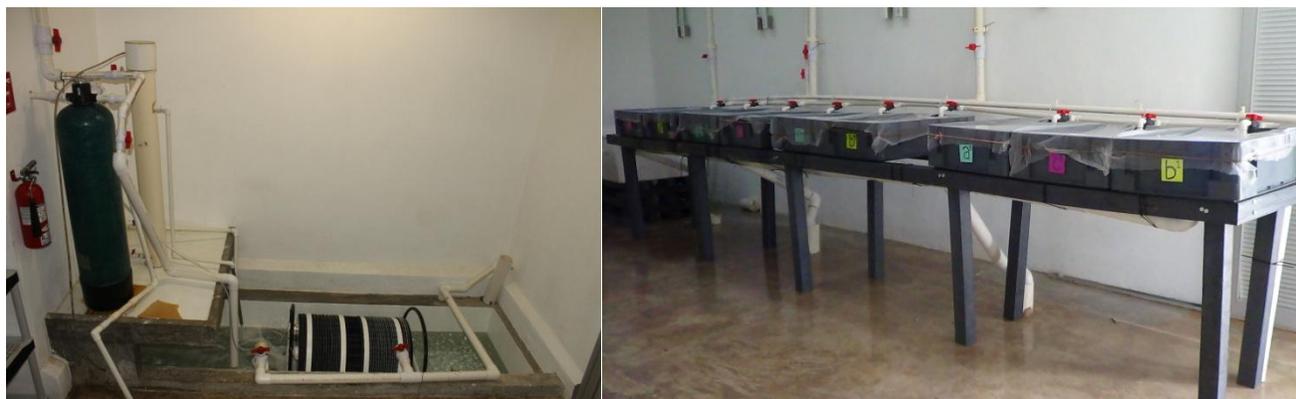
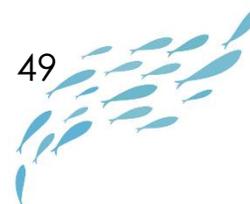


Figura 2. Dispositivo experimental y sistema de tratamiento de agua del sistema de recirculación cerrada.



4.3 Características del alimento experimental

El alimento experimental se diseñó conforme a los datos bromatológicos proporcionados por el fabricante del alimento comercial (Tabla 2). Ambos alimentos son isonitrogenados (48% de proteína) e isoenergéticos (428 kcal/100gr). Los orígenes de los ingredientes del alimento experimental se encuentran detallados en la Tabla 12 (ver anexo).

Tabla 2. Formulación del alimento experimental.

Ingredientes Alimento experimental	g/100g
Harina de pescado	31
Manto de calamar	10.8
Concentrado proteico de soya	18.46
CPSP (Concentrado proteico de pescado hidrolizado)	10.3
HUFAS (ácidos grasos insaturados)	2
Lecitina de soya	2
Aceite de hígado de bacalao	7.1
Almidón de trigo	7.3
Stay C (vitamina C)	1
CMC (carboximetil)	5
Premezcla de vitaminas y minerales	2.5
Talco inerte	2.6
Total	100

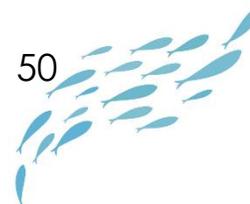
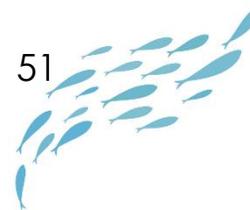


Tabla 3. Composición proximal (%) del alimento experimental. Promedio \pm desviación estándar, valores expuestos en base seca (% kg^{-1}).

Alimento experimental	
(%)	$\bar{x} \pm \text{DE}$
Humedad ¹	7.9 \pm 0.1
Proteínas ¹	55.0 \pm 1.3
Lípidos ¹	15.1 \pm 0.1
Cenizas ¹	15.4 \pm 0.0
CBH (x Dif.)	6.6

¹Determinaciones hechas por triplicado

Para fabricar el alimento experimental primero se mezclaron los ingredientes secos en una batidora KitchenAid modelo Artisan. Posteriormente se añadieron los ingredientes líquidos y la mezcla de vitaminas y minerales. La masa resultante se moldeó en forma de pellet con un molino de carne marca Torrey modelo M-12-FS. Los pellets se deshidrataron en una estufa a 60°C durante 24 horas. Después se trituraron y tamizaron con mallas hasta obtener el tamaño de partícula deseada (1.4mm, 2 mm y 2.7 mm).



4.4 Características del alimento comercial

Se suministraron dos presentaciones del alimento comercial según el tamaño de la partícula: *Otohime Marine Diet* tipo C1 y tipo EP2. El tipo C1 es un granulado de 580 a 840 μm y el tipo EP2 es un pellet extrudido de 2.3 mm (58). Fue necesario ajustar el tamaño de la partícula para adecuarlo al tamaño del organismo durante su crecimiento. El criterio de ajuste de la partícula fue el diámetro de la boca del pez. En la siguiente tabla se muestra la composición proximal del alimento comercial resultado de los análisis bromatológicos que se realizaron en la UMDI- Sisal.

Tabla 4. Composición proximal (%) del alimento comercial Otohime C1 y EP2. Resultados obtenidos en los análisis bromatológicos realizados en la UMDI- Sisal. Promedio \pm desviación estándar, valores expuestos en base seca ($\%, \text{kg}^{-1}$).

	Alimento comercial	
	C1	EP2
%	$\bar{X} \pm \text{DE}$	$\bar{X} \pm \text{DE}$
Humedad ¹	7.2 \pm 0.0	6.3 \pm 0.1
Proteínas ¹	60.3 \pm 3.2	56.6 \pm 3.5
Lípidos ¹	15.1 \pm 0.0	14.3 \pm 0.5
Cenizas ¹	13.8 \pm 0.0	15.7 \pm 0.0
CBH (x Dif.)	3.56	7.1

¹ Determinaciones hechas por triplicado.

* Otohime, Marubeni Nissin Sakura, Japón.

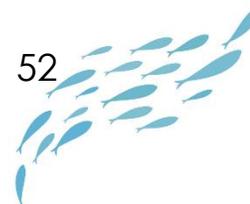
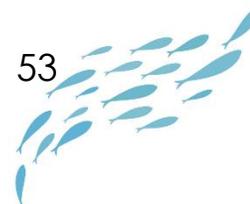


Tabla 5. Composición proximal (%) del alimento comercial (Otohime C1 y EP2). Datos proporcionados por el fabricante. Ingredientes: harina de krill, harina de pescado, harina de calamar, almidón de papa; harina de trigo, aceite de pescado, levadura de cerveza, calcio, fosfato, goma guar, lecitina de soya, betaína, planta regaliz, extracto de manzana y germen de trigo.

Composición proximal <i>Otohime</i>	C1 (%)	EP2 (%)
Proteína cruda (mínimo)	50	48
Lípidos crudos (mínimo)	10	14.5
Fibra cruda (máximo)	3	2
Cenizas crudas (máximo)	16	16
Calcio (mínimo)	2.3	2.2
Fosforo (mínimo)	1.5	1.7



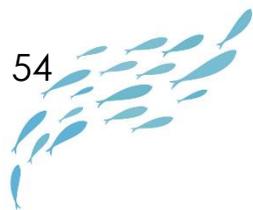
4.5 Análisis proximal

Se determinó la composición proximal del alimento comercial y del tejido de los peces resultantes al final del experimento según los siguientes protocolos: 934.01 para humedad, 976.05 para la proteína, 920.39 para los lípidos y 942.05 para la ceniza (de acuerdo con la AOAC ,1991).

La determinación de la humedad se realizó por diferencia de peso. Se colocaron 5 gramos de muestra homogenizada en el horno a 100°C hasta que estuviera totalmente seca y a peso constante. Después se dejó enfriar la muestra en un desecador. Finalmente se pesó de nuevo la muestra. La diferencia de peso (peso inicial – peso final) se consideró como el contenido de humedad.

Para determinar las cenizas totales se utilizó el método de calcinación, el cual consiste en colocar 5 gramos de muestra homogenizada en un crisol seco y a peso constante. Después, los crisoles fueron colocados en la mufla a 550°C para incinerar la muestra. Los crisoles se dejaron enfriar en el desecador y se pesaron con la muestra calcinada en la balanza analítica. El porcentaje de cenizas se calculó con la siguiente formula.

$$\% \text{ ceniza} = \frac{\text{peso de las cenizas} * 100}{\text{peso de la muestra}}$$



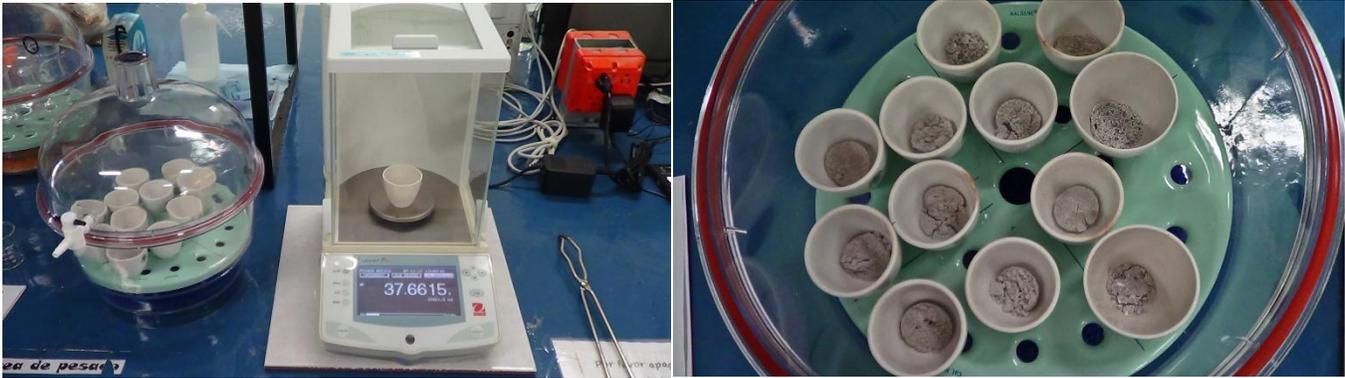
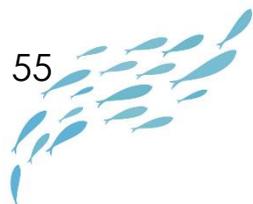


Figura 3. Obtención de cenizas del alimento y del tejido de los peces resultantes al final del experimento (Foto Elizabeth Cruz).

Para calcular el contenido de grasa se utilizó el equipo de extracción Goldfish Labconco. Se colocó en los portadedales un filtro Whatman de 20*80 mm con 5 gramos de muestra seca. Los portadedales se acoplaron al sistema Goldfish dentro de un vaso de precipitados con 35 mL de hexano. El sistema de reflujo se activó durante cuatro horas (nivel de temperatura seis). El hexano se evaporó para obtener el contenido de grasa de la muestra por diferencia de peso. El porcentaje de grasa de las muestras se calculó con la siguiente formula:

$$\% \text{ grasa} = \frac{\text{gr de grasa obtenida} * 100}{\text{gr muestra}}$$



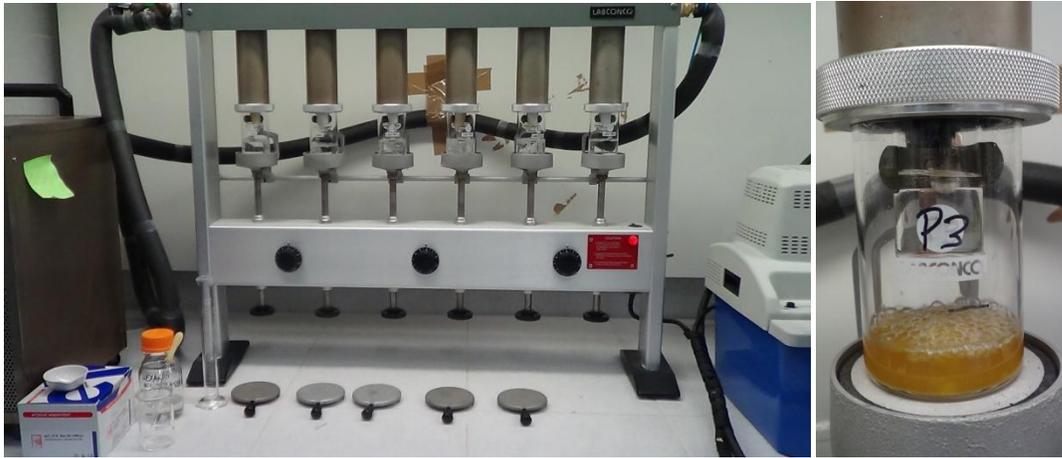


Figura 4. Sistema Goldfish. Obtención de lípidos del alimento y de las muestras de tejido de los peces.

Para la determinación de proteína se usó el método de micro Kjeldahl el cual consiste en la digestión de la materia orgánica por la acción del ácido sulfhídrico (el nitrógeno se transforma en sulfato de amonio). Posteriormente se destiló el nitrógeno amoniacal el cual reacciona con ácido bórico. Se realizó la titulación con ácido clorhídrico para encontrar el punto de neutralización. Para calcular el porcentaje de nitrógeno se utilizó la siguiente fórmula.

$$\%N = \frac{(ml \text{ utilizados} - \text{blanco})(0.014)(\text{normalidad HCl})}{\text{peso de la muestra (gr)}} * 100$$

Para calcular el porcentaje de proteína se utilizó la siguiente fórmula:

$$\%Proteína = (\%N)(6.25)$$

Donde 6.25 es un factor de conversión específico para la determinación de proteína contenida en los alimentos.

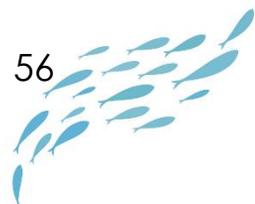
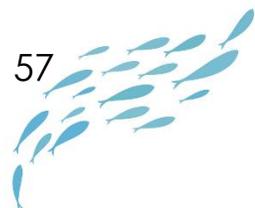




Figura 5. Equipo micro Kjeldahl. Obtención de proteínas totales en muestras del alimento y en el tejido de los peces al final de experimento.

4.6 Muestreo de los organismos

Durante el transcurso del tiempo experimental se realizaron cinco muestreos sin reemplazo (ocho peces por tratamiento, es decir, dos peces por réplica) cada 15 días. Por lo tanto, los análisis bioquímicos se realizaron con ocho muestras por tiempo de medición y tratamiento. Los juveniles ayunaron 24 horas antes del muestreo. Los peces fueron anestesiados con aceite de clavo (0.05 gramos de aceite en un litro de agua de mar), para después hacer la disección del músculo, tracto digestivo completo (sin glándulas anexas) e hígado. Los tejidos fueron colocados en un tubo Eppendorf de 1.5 ml y sumergidos en



nitrógeno líquido. Las muestras se mantuvieron guardadas en un ultracongelador REVCO a -40°C hasta su análisis.

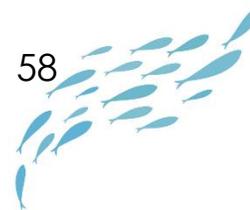
4.7 Indicadores del estado nutricional

Para conocer el estado nutricional de los organismos se evaluó el crecimiento y sobrevivencia y el contenido de las reservas nutritivas (triglicéridos, proteínas, glucosa y glucógeno) en hígado y en músculo sólo proteína y glucógeno. También se estimó el consumo de oxígeno de los peces al final del experimento en cámaras respirométricas.

4.8 Crecimiento y sobrevivencia

Para calcular el crecimiento se realizaron mediciones de longitud y peso. La longitud (total, furcal y altura) se obtuvo utilizando un vernier y el peso se midió con la balanza analítica Pioneer Ohaus TM modelo ARA520 (número de serie D22412481140211).

Para estimar la sobrevivencia se dividió el número de sobrevivientes (número de organismos muestreados para los análisis bioquímicos más el número de organismos al final de la fase experimental) entre el número de organismos iniciales. El valor resultante se multiplicó por 100 para obtener el valor en porcentaje.



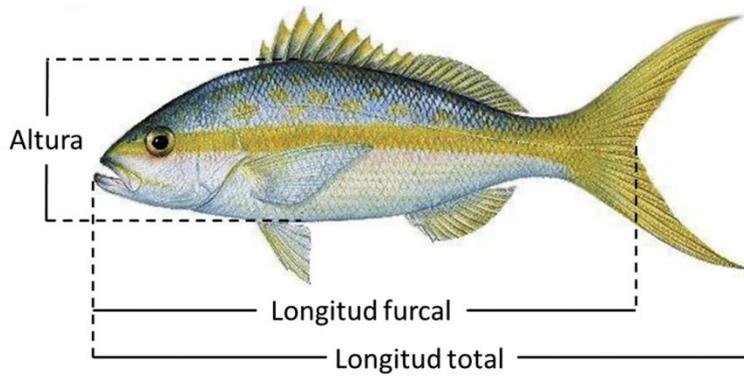


Figura 6. Mediciones realizadas en los peces experimentales

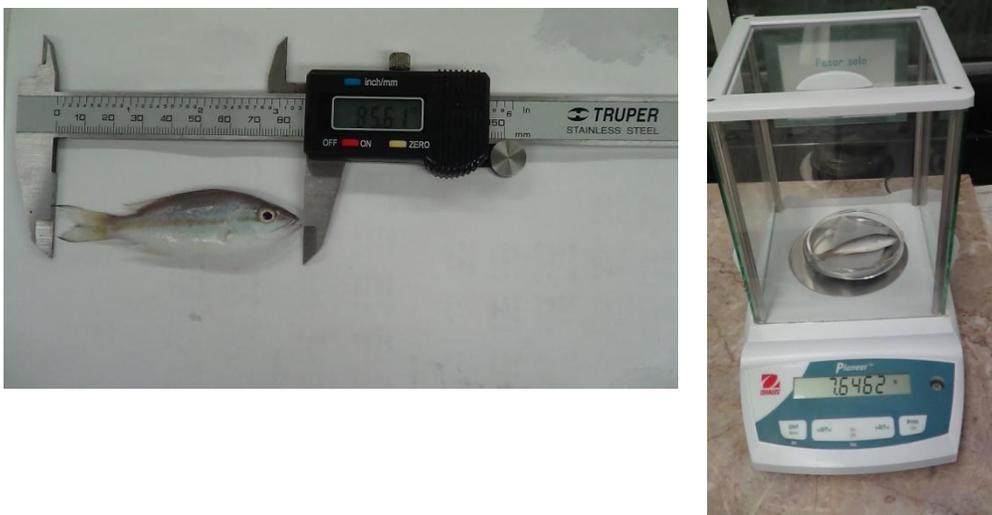
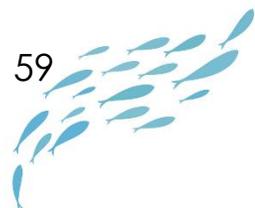


Figura 7. Medición de longitud y peso de los organismos experimentales.

4.9 Consumo de oxígeno

Al finalizar el periodo experimental se eligieron al azar siete peces por cada tratamiento (14 peces en total). Antes del experimento los organismos estuvieron en ayuno durante 20 horas. Posteriormente se introdujo un pez por cada cámara respirométrica. El volumen de la cámara fue 90 ml y la temperatura del agua salada se mantuvo constante a 28 °C. Las mediciones obtenidas de la cámara control (sin pez) se utilizaron para corregir



el consumo de oxígeno por respiración bacteriana al descomponerse el alimento. Las cámaras estuvieron conectadas a un sistema de recirculación de agua de mar con flujo constante. El flujo de entrada de agua marina a cada cámara fue de aproximadamente 1.25 mL s⁻¹.

El consumo de oxígeno (VO₂) se determinó a partir de la diferencia entre la concentración de oxígeno en la entrada y en la salida de cada cámara, corregido por el flujo y expresado como mg O₂ g⁻¹ h⁻¹ (59).

$$VO_2 = \frac{([O_2]_e - [O_2]_a)(flujo, Lh^{-1})}{peso, g}$$

Dónde:

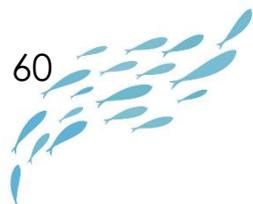
[O₂]_e es la concentración de oxígeno (mg/L⁻¹) de entrada.

[O₂]_a es la concentración de oxígeno (mg/L⁻¹) de salida.

La concentración de oxígeno de la entrada y salida de la cámara fue registrada cada minuto con un electrodo fluorométrico de paso que estuvo conectado a un amplificador (OXY10 Presens) y a una computadora.



Figura 8. Evaluación del consumo de oxígeno de juveniles tempranos de *O.chysurus*.

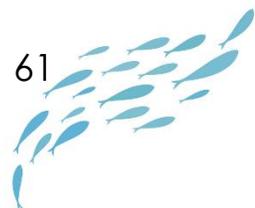


Durante el registro del consumo de oxígeno la primera hora se consideró como el periodo de aclimatación y las siguientes tres horas fueron el consumo de oxígeno de rutina. Posteriormente se les proporcionó 0.5 gramo de alimento a los peces a través de un pequeño hoyo en la tapa que posteriormente fue cerrado. Se registró el consumo de oxígeno tres horas después de la alimentación con el propósito de conocer los efectos del alimento en la tasa metabólica de los organismos. No se registró la cantidad de alimento ingerido.

La diferencia entre el consumo de oxígeno de rutina y el consumo durante la alimentación se consideró como el incremento de calor aparente (ICA). Los valores de consumo de oxígeno se transformaron a sus equivalentes energéticos al utilizar el coeficiente oxicalórico (13.6 mg/ L⁻¹ O₂ consumido por Joule,) (60). El consumo de oxígeno fue considerado un equivalente de la energía derivada de la respiración (R) y expresados como Joules g⁻¹ h⁻¹:

$$ICA = R_{max} - R_{rut}$$

Donde R_{max} es la tasa respiratoria máxima obtenida después de la alimentación y R_{rut} la respiración de los peces en ayuno. Después de las evaluaciones del consumo de oxígeno los peces se pesaron y se regresaron a las condiciones de aclimatación.



4.10 Cuantificación de reservas nutritivas

Para la cuantificación de metabolitos se usaron los kits para acilglicéridos (ELItech TGML-5415) y glucosa (ELItech GPSL-5505). Para la medición de proteínas se utilizó el reactivo Proteína BIO-RAD-500-0006 diluido con agua libre de pirógenos en una proporción 1:4. En el músculo se evaluó glucógeno y proteínas. En el hígado se evaluó glucosa, glucógeno, proteínas y acilglicéridos.

Hígado: Se cortaron 20 mg de hígado y se añadieron 300 μ l de H₂O LP (agua libre de pirógenos). Se homogenizó la muestra con un rotor con pistilo para tubos Eppendorf.

Acilglicéridos: Se colocaron en la microplaca de fondo plano el blanco (10 μ l de H₂O LP), 10 μ l de la curva de triglicéridos (0.5, 0.7, 0.9, 1.1, 1.3 y 1.5 mg/ml) y 10 μ l de cada muestra. Después se añadieron a todos los pozos 200 μ l de solución reactiva (ELItech TGML-5415). Se colocó la placa en la incubadora a 37 °C durante siete minutos y se midió la absorbancia en el espectrofotómetro de placas a 500 nm.

Glucosa: Para separar el sobrenadante se centrifugaron las muestras durante 15 minutos a 12 000 rpm a 4°C. En la microplaca se colocó el sobrenadante, el blanco (10 μ l de H₂O LP) y 10 μ l de la curva de glucosa (0.05, 0.1, 0.2, 0.3, 0.4 y 0.5 mg/mL). Después se añadió a los pozos 200 μ l de solución reactiva (ELItech GPSL-5505). La placa se incubó durante dos minutos a 37 °C. Se midió absorbancia en el espectrofotómetro de placas a 500 nm.

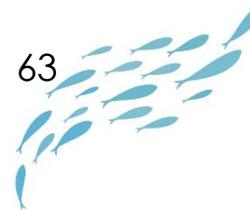


Proteínas: Se realizó una disolución 1:20 con el sobrenadante y H₂O LP. Se colocaron en la microplaca de fondo plano el blanco (10 µl de H₂O LP), 10 µl de la curva de proteínas (0.05, 0.1, 0.2, 0.3, 0.4 y 0.5 mg/ml) y 10 µl de la disolución 1:20. Se agregaron a los pozos 200 µl del reactivo para Proteína BIO-RAD-500-000 y se dejó reposar durante 5 minutos a temperatura ambiente. Se midió la absorbancia en el espectrofotómetro de placas a 595 nm.

Glucógeno: Se homogenizó 5 mg de hígado con 200 µl de TCA (ácido tricloroacético) al 5%. La muestra se centrifugó a temperatura ambiente durante seis minutos a 7000 rpm. Se tomaron 100 µl del sobrenadante y se le añadió 500 µl de etanol al 95%. Las muestras se incubaron en la estufa durante tres horas a 37° C y nuevamente se centrifugaron a 7000 rpm por 15 minutos. Se desechó el sobrenadante y se le agregó al botón de sedimento 20 µl de agua destilada caliente y 200 µl de fenol al 5%.

Después se añadió 1 mL de ácido sulfúrico y se mezcló con el vortex. Se agregó a la microplaca el blanco (20 µl de agua destilada, 200 µl de fenol al 5% y 1 mL de ácido sulfúrico), 10 µl del estándar de glucosa (glucosa 1 mg/mL, 200 µl de fenol al 5% y 1 mL de ácido sulfúrico) y 200 µl de la muestra con 1 mL de ácido sulfúrico. Se leyó la absorbancia a 490 nm.

Músculo: Se cortaron 50 mg de músculo y se añadieron 300 µl de H₂O LP (agua libre de pirógenos). Se homogenizó la muestra con la ayuda de un rotor con pistilo para tubos eppendorf. Se cuantificó la cantidad de proteínas y glucógeno con los mismos métodos descritos anteriormente para el hígado.

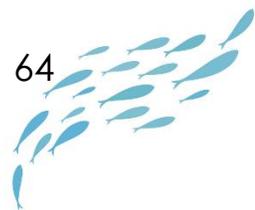


4.11 Cuantificación de proteasas

Se valoró la actividad digestiva con la actividad específica de las proteasas ácidas, alcalinas y proteasas totales presentes en el tracto digestivo. Para la preparación del extracto enzimático, las muestras de tejido (estómago e intestino) fueron homogenizadas en frío a 30 rpm (revoluciones por minuto) y diluidas en una relación 1:6 p/v con agua libre de pirógenos.

Ácidas: La actividad de las proteasas ácidas fue determinada según el método de Anson (1938): se mezcló 500 μ l de Glicina-HCl a 0.1M con pH de 3.0 y 500 μ l de hemoglobina al 1%. Las muestras se incubaron durante 5 min a 37°C. Después se colocó 20 μ l de sustrato enzimático y se agitó con el vortex. Nuevamente se incubaron durante diez minutos a 37 °C. Después se les agregó 500 μ l de TCA al 20% para detener la reacción y se dejaron reposar durante 30 minutos a 4°C. Finalmente se centrifugaron a 12 000 rpm durante cinco minutos a 4°C. Se midió la absorbancia a 280 nm.

Alcalinas: La actividad de las proteasas alcalinas se determinó con el método de Kunitz (1947) modificado por Walter (1984). Se empleó como sustrato 500 μ l caseína al 1% y 500 μ l Tris-HCl 50mM con CaCl 10 mM a pH 9. Después se añadió 20 μ l de extracto enzimático y se incubó durante una hora a 37 °C. Se detuvo la reacción con 500 μ l de TCA al 20%. Los tubos se dejaron reposar por 30 minutos a 4°C. Las muestras se centrifugaron por cinco minutos a 12 000 rpm a 4°C. Se leyó la absorbancia del sobrenadante a 280 nm en un espectrofotómetro.



Proteasas totales: Se colocaron 250 μ l de TRIS-HCl 50mM a un pH de 7.5, 500 μ l de azocol al 1% y 20 μ l del extracto enzimático. El tubo se puso en la incubadora Modelo E100 Numero de serie w 1020 durante una hora a 37°C. Después se detuvo la reacción con 500 μ l de TCA 20%. Las muestras se centrifugaron durante 15 minutos a 12000 rpm a 25°C. Se midió la absorbancia a 440 nm.

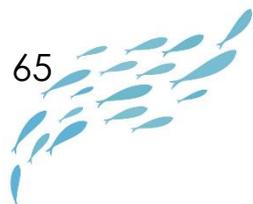
4.12 Tratamiento estadístico

Condiciones experimentales y análisis proximal

Los análisis y gráficas del presente trabajo se realizaron con el programa GraphPad Prism 5. Se graficó la dispersión de los valores promedio del oxígeno disuelto, salinidad y temperatura del agua marina dentro de los tanques durante el experimento. Se calculó el porcentaje promedio y la desviación estándar de los resultados del análisis proximal (humedad, cenizas, lípidos y proteínas) de los tejidos de los peces antes del experimento y después de ser alimentados con las dos diferentes dietas. Después se compararon entre sí los resultados con la prueba ANOVA de una vía y la prueba post hoc de Tukey.

Crecimiento y sobrevivencia

Se realizaron regresiones lineales para analizar la relación entre el logaritmo natural del peso, longitud total, longitud furcal y altura respecto al tiempo. Además se graficaron las rectas para poder comparar visualmente los resultados de los diferentes tratamientos y se realizó un Análisis de covarianza para determinar diferencias significativas entre las rectas. También se calcularon los parámetros a, b, R^2 y P. Se realizó una T de Student para comparar el valor de b de ambos tratamientos. La relación entre el peso y la longitud total



tuvo un mejor ajuste al modelo potencial: $P_c = K L T^a$. También se estimó el índice de Fulton (K) (índice de condición o bienestar):

$$K = 100(W/L^b)$$

Dónde:

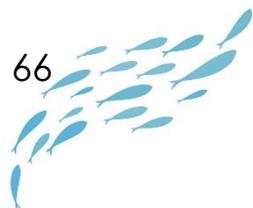
W = peso (gr) de los organismos muestreados a lo largo del tiempo

L= longitud total (cm)

El índice de Fulton es un indicador indirecto del estado de salud de la población, proporciona información acerca de la nutrición y crecimiento de los organismos. Los peces que presentan mayor peso a mayor longitud se consideran como los que tienen una mejor condición. Se graficaron los valores de K (media \pm desviación estándar) respecto al tiempo para comparar visualmente los índices de ambos tratamientos durante el desarrollo del experimento. Además se realizó la prueba de T de Student para comparar los valores de K de ambos tratamientos a través del tiempo y determinar la existencia de diferencias estadísticamente significativas.

La sobrevivencia de los organismos experimentales se calculó según la siguiente fórmula:

$$\text{Sobrevivencia \%} = \frac{\text{número de sobrevivientes}}{\text{número de organismos iniciales}} * 100$$



Donde el número de sobrevivientes es la suma del total de los organismos recolectados durante el muestreo más la cantidad de peces vivos al final del periodo experimental.

La tasa de crecimiento fue calculada en función del tiempo de la siguiente manera:

$$Tasa\ crecimiento = \frac{peso\ final - peso\ inicial}{tiempo}$$

Donde el peso final es el peso promedio de los peces de cada tratamiento al finalizar el rango de tiempo por muestreo (15 días) y el peso inicial es el peso promedio de los peces de cada tratamiento al inicio el rango de tiempo por muestreo. El tiempo son los días transcurridos durante cada periodo muestral, es decir, 15 días. Se graficó la tasa de crecimiento en función del tiempo (15, 29, 41 y 56 días). También se graficó el efecto del tipo de alimento en la curva de crecimiento y tasa de crecimiento de los peces respecto al tiempo.

Se calculó la tasa de crecimiento por día con la siguiente fórmula:

$$Tasa\ crecimiento = \frac{peso\ final - peso\ inicial}{número\ días\ del\ experimento}$$



Actividad digestiva y reservas nutritivas

Se compararon las diferentes concentraciones de metabolitos presentes en el músculo (glucógeno y proteínas) e hígado (triglicéridos, glucosa, glucógeno y proteínas) de *O. chrysurus*. Se usó la prueba ANDEVA (Análisis de Varianza) de dos vías para conocer el efecto del tiempo y el alimento en la concentración de los diferentes metabolitos. Antes del análisis se determinó la homogeneidad de varianzas. En los casos en los que se encontraron diferencias se realizó una prueba de Tukey para conocer los valores significativos. Se graficaron los valores promedio \pm desviación estándar de cada tratamiento respecto al tiempo.

La actividad de las proteasas alcalinas y ácidas se calculó de la siguiente forma:

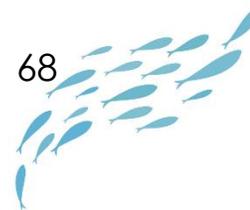
Velocidad de la reacción (U)

$$= \frac{\text{pendiente} * \text{vol final de la reacción} * \text{factor de conversión}}{\text{CEM} * \text{vol extracto}}$$

$$\text{Actividad específica} \left(\frac{U}{\text{mg}} \right) = \frac{\text{velocidad de la reacción}}{\text{proteína total}}$$

El cálculo de la actividad específica de las proteasas totales se realizó de la siguiente manera:

$$\text{Proteasas (U/ml)} = \left(\frac{1000}{0.05} \right) \left(\frac{\text{abs} - \text{bco}}{60} \right) * 5$$

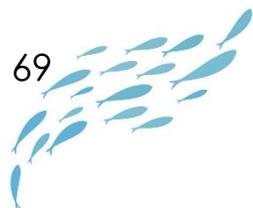


$$\text{Actividad específica} \left(\frac{U}{mg} \right) = \frac{\text{proteasas (U/ml)}}{\text{proteína total} \left(\frac{U}{mg} \right)}$$

Los datos se analizaron con una ANDEVA de dos vías y con un análisis de Tukey. Se graficaron los datos promedio y desviación estándar.

Consumo de oxígeno

Se calculó el consumo de oxígeno por cámara y el VO_2 por gramo de pez. Se graficaron los valores promedio y se realizó una prueba de T para comparar el VO_2 durante el ayuno y la alimentación entre los dos tratamientos. El nivel de confianza fue del 95 %, las diferencias se consideraron estadísticamente significativas a un valor de $P < 0.05$.



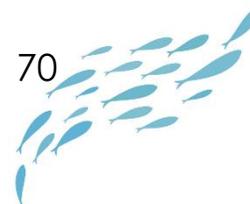
Capítulo 5. Resultados y discusión

5.1 Condiciones experimentales

La Tabla 6 y la Figura 9 detallan los valores de los parámetros físicos químicos del experimento. Estudios anteriores hechos con juveniles de *Lutjanus guttatus* mantuvieron los parámetros físico químicos en los siguientes rangos: temperatura del agua 21 ± 2 °C; oxígeno disuelto entre 5 y 6 mg/ L⁻¹, salinidad 34.6 ± 0.4 g L⁻¹ y pH 8.1 ± 0.3 (6). El rango de temperatura del hábitat de los juveniles de *O. chrysurus* en las costas de Florida y el Golfo de México es de 24 a 30 °C con una salinidad de 30 a 37 g L⁻¹ (22). Los parámetros físico químicos durante el experimento son similares a las condiciones ambientales de la especie en su hábitat natural. Los datos de pH, amonio, nitritos y nitratos fueron obtenidos solo una vez al finalizar la fase experimental.

Tabla 6. Parámetros físico químicos del agua de mar durante el experimento (temperatura, salinidad y oxígeno disuelto; n=56). Valores únicos de amonio, nitritos, nitratos y pH.

Parámetro	$\bar{x} \pm DE$
Temperatura (°C)	27.71 ± 1.01
Salinidad (mg L ⁻¹)	38.49 ± 0.58
Oxígeno disuelto (mg L ⁻¹)	5.67 ± 0.36
pH	7.2
Amonio (ppt)	0.5
Nitritos (ppt)	0.05
Nitratos (ppt)	0.25



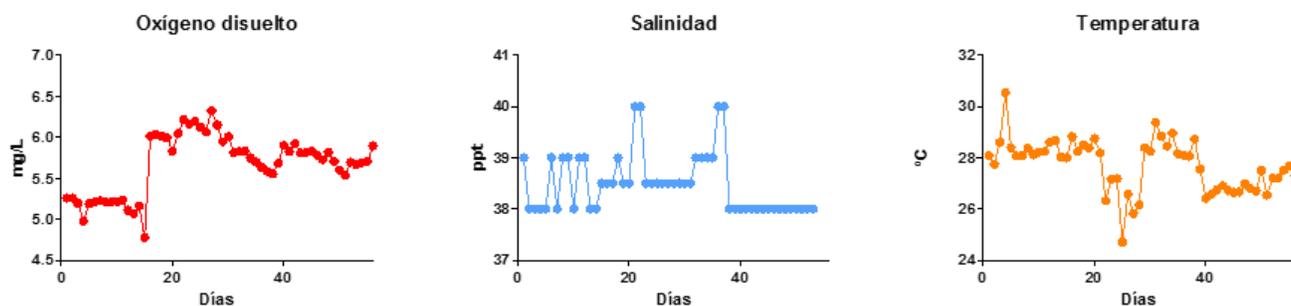


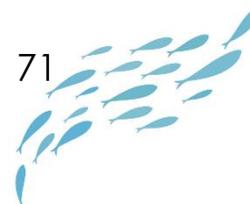
Figura 9. Variación de los parámetros físico químicos del agua de mar durante la fase experimental.

5.2 Análisis proximal

Tabla 7. Composición proximal (%) del tejido de los peces antes del experimento y después de ser alimentados con dos diferentes dietas. Valores en base seca (% kg^{-1}); $n=3$.

	Pez inicial (%)	Pez alimento comercial (%)	Pez alimento experimental (%)
	$\bar{x} \pm \text{DE}$	$\bar{x} \pm \text{DE}$	$\bar{x} \pm \text{DE}$
Humedad	69 ± 1.3	67.1 ± 1.3	69.1 ± 3.3
Proteínas	66.6 ± 1.1	67 ± 0.0	71.6 ± 4.3
Lípidos	25.5 ± 0.3	26.7 ± 0.1	24.1 ± 1.0
Cenizas	15.6 ± 0.9	15.4 ± 0.5	15.7 ± 1.4
CBH (x Dif.)			

No hubo diferencias estadísticamente significativas en el porcentaje de humedad ($F=0.801$; $P=0.4917$), proteína ($F=3.527$; $P=0.0971$) y cenizas ($F=0.069$; $P=0.9336$) de las



tres diferentes condiciones. Sin embargo sí hubo diferencias significativamente estadísticas en el porcentaje de lípidos entre los tratamientos comercial y experimental ($F= 13.85$; $P= 0.0056$).

Almeida y da Silva obtuvieron la composición proximal en peces adultos de *O. chrysurus* reportando los siguientes valores en base húmeda: 76.61% humedad, 0.41 % ceniza, 17.52% proteína, 4.25% lípidos y 1.51% carbohidratos (6).

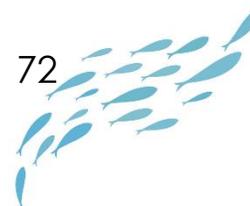
5.3 Crecimiento y sobrevivencia

Para comparar del crecimiento obtenido en ambas dietas se realizaron regresiones lineales del incremento de peso, longitud total, longitud furcal y la altura respecto al tiempo. También se calculó la tasa de crecimiento conforme al tiempo, la relación entre el peso y la longitud total y el factor de condición (K).

Tabla 8. Tasa de crecimiento por día y porcentaje de sobrevivencia promedio de *O. chrysurus* durante el experimento. Promedio \pm desviación estándar.

Alimento	Peso inicial (g)	Peso final (g)	Ganancia de peso (g)	Tasa de crecimiento (g día ⁻¹)	Sobrevivencia (%)
Comercial	0.73 \pm 0.11	7.54 \pm 1.79	6.8 \pm 1.71	0.12 \pm 0.03	100 \pm 0.0
Experimental	0.73 \pm 0.11	7.6 \pm 1.05	6.87 \pm 1.16	0.12 \pm 0.02	88.33 \pm 6.36
P	0.9517	0.9539	0.95	0.95	0.0007
t	0.063	0.06	0.065	0.065	6.421

La Tabla 8 contiene los valores promedio por cada tratamiento. Los datos desglosados por cada replica se encuentran en la Tabla 13 (ver anexo). La sobrevivencia promedio de los organismos alimentados con la dieta experimental fue 11.7% menor en comparación con los organismos alimentados con la dieta comercial. No hubo diferencias



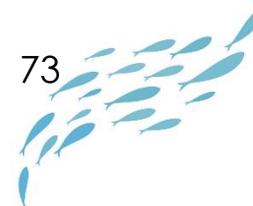
significativas entre el peso final de los peces alimentados con el alimento comercial y los peces alimentados con el alimento experimental ($P > 0.05$; Tabla 8). De igual manera, no se encontraron diferencias significativas al comparar las dos tasas de crecimiento ($P > 0.05$; Tabla 8).

Tabla 9. Regresiones lineales de la relación entre el logaritmo natural del peso, la longitud total, la longitud furcal y la altura respecto al tiempo. A y B son los parámetros de la regresión lineal donde B= pendiente y A= es la ordenada en el origen y R^2 = la bondad de ajuste. Promedio \pm desviación estándar.

	Alimento comercial				Alimento experimental			
	A	B	R ²	P	A	B	R ²	P
Ln Peso vs tiempo	-0.024 \pm 0.105	0.041 \pm 0.003	0.84	0.0001	-0.202 \pm 0.104	0.042 \pm 0.003	0.84	0.0001
Longitud total vs tiempo	4.02 \pm 0.23	0.089 \pm 0.006	0.86	0.0001	3.73 \pm 0.19	0.092 \pm 0.005	0.87	0.0001
Longitud furcal vs tiempo	3.95 \pm 0.24	0.078 \pm 0.006	0.81	0.0001	3.64 \pm 0.19	0.081 \pm 0.005	0.86	0.0001
Altura vs tiempo	1.19 \pm 0.074	0.024 \pm 0.002	0.8	0.0001	1.02 \pm 0.06	0.026 \pm 0.002	0.85	0.0001

Tabla 10. Análisis de covarianza efectuados para establecer la posible existencia de diferencias significativas entre las pendientes (B) y las ordenadas al origen (A) de ambos tratamientos.

	A	B
Ln Peso vs tiempo	F=3.63; P=0.06	F=0.035; P=0.85
Longitud total vs tiempo	F= 4.29; P= 0.05	F=0.67; P=0.42
Longitud furcal vs tiempo	F= 3.51; P=0.07	F=0.73; P=0.39
Altura vs tiempo	F=2.42; P= 0.12	F= 0.77; P=0.38



La bondad de ajuste R^2 en el caso de las cuatro variables (Ln peso, longitud total, longitud furcal y altura) fue mayor a 0.8 lo que muestra que hay un buen ajuste de los datos a la recta de regresión si consideramos que $R^2=1$ es el ajuste perfecto (Tabla 9).

Factores de R^2 calculados para otras especies de *Lutjanus* muestran resultados en un rango de $R^2 = 0.811$ a $R^2 = 0.998$ lo cual coincide con los valores de R^2 obtenidos en el presente trabajo (61).

No se observaron diferencias significativas entre las pendientes y ordenadas al origen de las relaciones lineales entre el Ln peso, longitud total, longitud furcal y altura respecto al tiempo (Tabla 10). Lo cual indica que ambos tratamientos tuvieron un aumento de peso, longitud total, longitud furcal y altura similar.

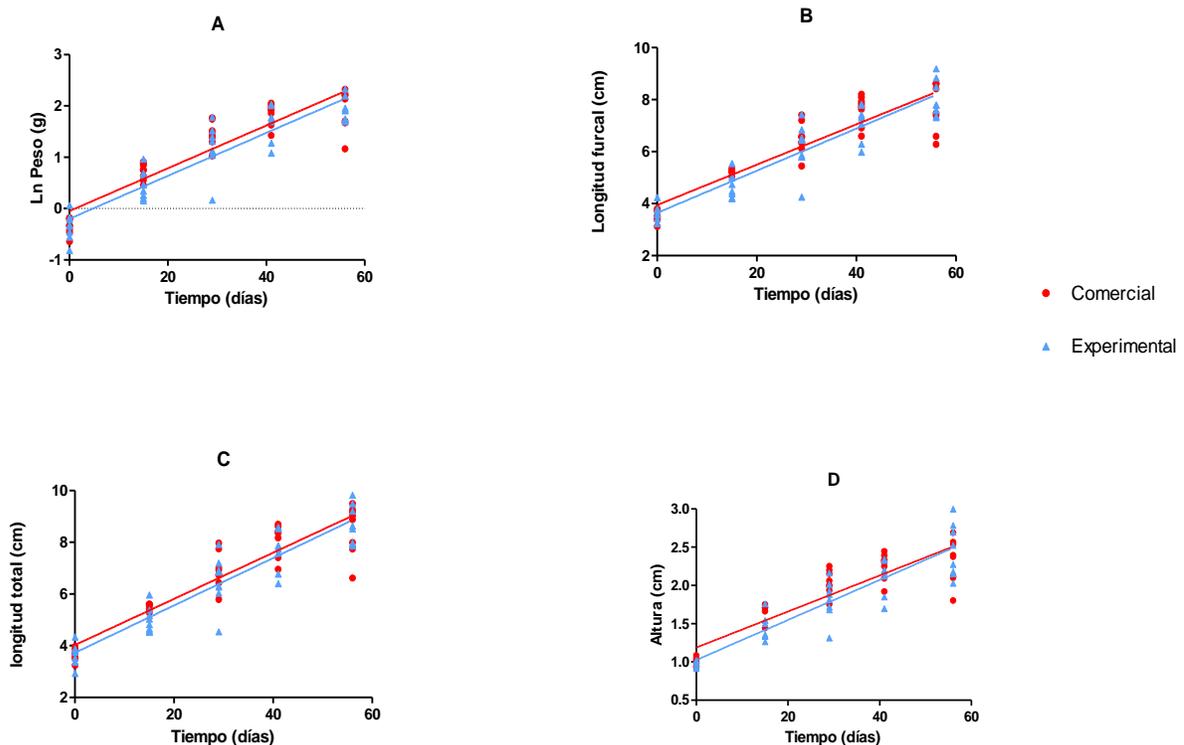
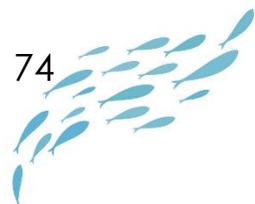


Figura 10. Relación lineal entre el Ln peso (A), la longitud furcal (B), la longitud total (C) y la altura (D) respecto al tiempo de juveniles de *O. chrysurus* alimentados con diferentes dietas.



El peso mostró una relación exponencial respecto al tiempo, por lo tanto los valores se ajustaron a la regresión lineal con el uso del logaritmo natural. Las pendientes que resultaron de las regresiones lineales entre la longitud total, la longitud furcal y la altura con el tiempo fueron todas diferentes de cero, lo cual indica que existe una relación lineal entre las variables y el tiempo (Figura 10).

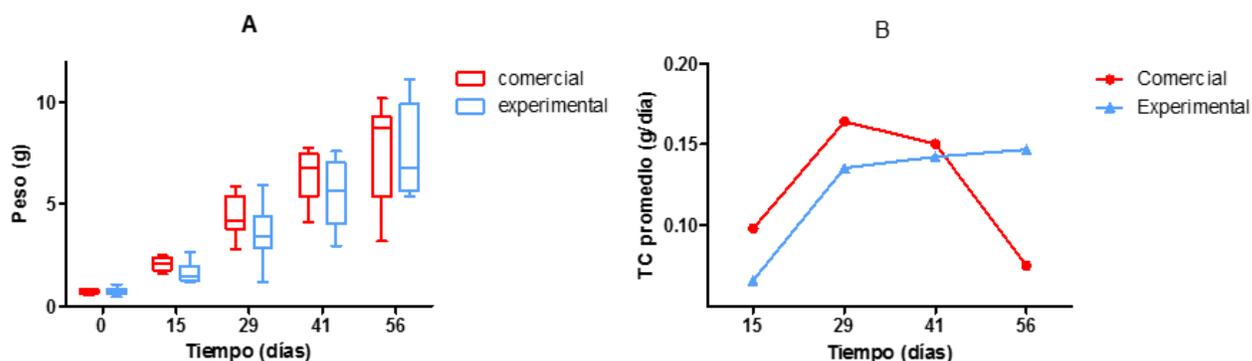
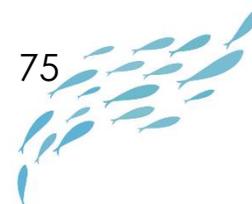


Figura 11. Efecto del tipo de alimento en la curva de crecimiento (A) y tasa de crecimiento promedio a través del tiempo (B) de juveniles de *O. chrysurus*. En la gráfica A los bigotes representan el valor mínimo y máximo de los datos y la línea horizontal dentro de la caja representa el valor promedio.

La curva de crecimiento muestra aparentemente que el peso aumentó a lo largo del tiempo en forma exponencial, sin embargo, la gráfica de la tasa de crecimiento muestra otra tendencia (Figura 11). La tasa en ambas dietas incrementó en el periodo de 15 a 29 días siendo mayor la tasa del alimento comercial. Posteriormente en el rango de 29 a 41 días la tasa disminuyó para el alimento comercial mientras que para el alimento experimental aumentó. En el periodo de 41 a 56 días la tasa de crecimiento del alimento comercial disminuyó considerablemente mientras que la tasa del alimento experimental aumentó. La tasa de crecimiento para el alimento experimental fue constante en el rango de tiempo de



29 a 56 días mientras que la tasa de crecimiento del alimento comercial alcanzó un valor máximo en el día 15 y disminuyó hacia el día 56.

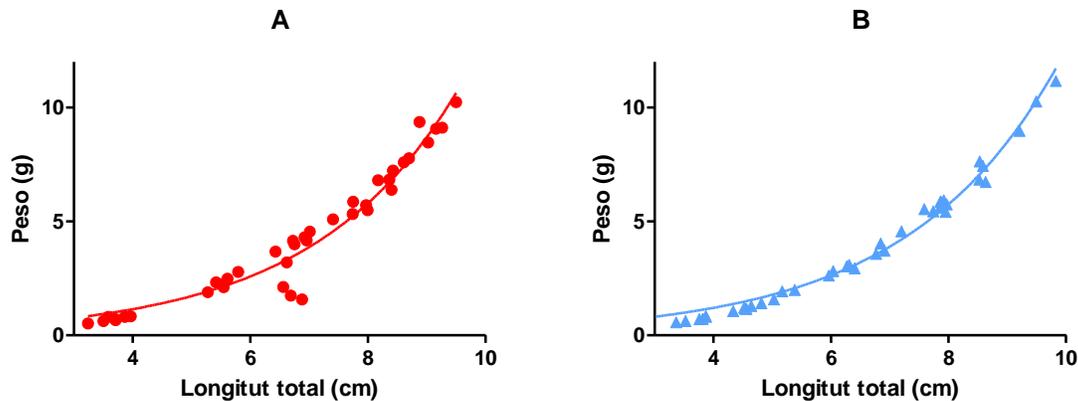
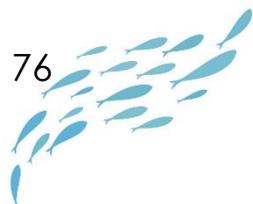


Figura 12. Efecto del tipo de alimento en la Relación Peso – Longitud total de juveniles de *O. chrysurus*.

En cuanto a la relación entre el peso y la longitud total el modelo con mejor ajuste fue el potencial. El valor de b fue significativamente menor a 3 ($t = -2.33$; $P < 0.05$, 36 gl) lo que indica que la tendencia del crecimiento es alométrica negativa, es decir los individuos incrementan preferencialmente su longitud más que su peso (62).

La b entre ambos tratamientos no fue significativamente diferente ($b_{\text{alimento comercial}} = 2.72 \pm 0.12$; $b_{\text{alimento experimental}} = 2.75 \pm 0.03$) por lo que la relación potencial fue similar en los dos tratamientos.

Gutiérrez en su trabajo realizado con peces de *O. chrysurus* capturados con anzuelo en el subsistema arrecifal de Antón Lizardo al suroeste del Golfo de México determinó que la relación longitud - peso fue descrita por la ecuación $P = 0.024 * LT^{2.7}$ y el crecimiento fue de tipo alométrico negativo $b < 3$ ($t = -21.5$; $P < 0.001$) (63). Estos datos coinciden con los resultados reportados en el presente trabajo.



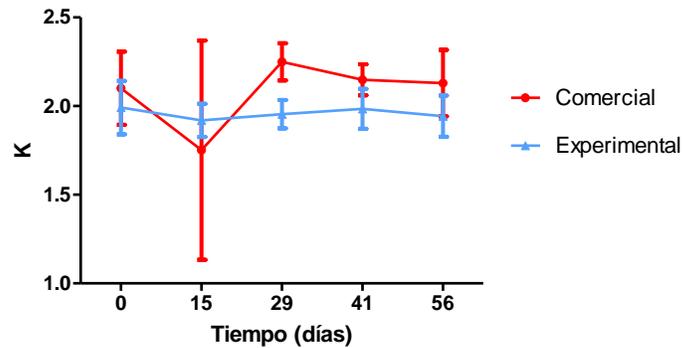


Figura 13. Relación entre el factor de condición (K) y el tiempo en juveniles de *O. chrysurus* alimentados con dos dietas diferentes. Valores promedio \pm desviación estándar.

El factor de condición (K) se ajustó a los valores de b calculados para cada tratamiento. La Figura 13 muestra gráficamente que los valores de K de la dieta experimental permanecen constantes a través del tiempo mientras que los valores de K de la dieta comercial presentan mayor heterogeneidad, sobre todo a los 15 días.

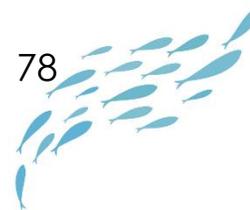
Se realizó la prueba de T de Student para comparar los valores de K de ambos tratamientos a lo largo del tiempo. Los valores no fueron significativamente diferentes en el tiempo cero y 15 días ($P > 0.05$), sin embargo, los valores si mostraron diferencias estadísticamente significativas en el tiempo 29, 41 y 56 días ($P < 0.005$), lo cual indica que hubo diferencias en este indicador de bienestar entre los peces mantenidos con ambos tratamientos.

Gutiérrez (2012) calculó el factor de condición para peces de *O. chrysurus* capturados con anzuelo en el subsistema arrecifal de Antón Lizardo y determinó que el valor de K se encontró en el rango de los valores 2.5 y 3. Los valores obtenidos en el presente trabajo son menores al rango reportado por Gutiérrez (2012) (63).



En el trabajo de Mazumder *et al* (2016) se analizó la relación peso – longitud en juveniles de *Lutjanus malabaricus* alimentados con dos diferentes dietas, un pellet comercial y camarón natural. Obtuvieron factores de condición K en las mediciones iniciales y finales mayores a 1, lo cual indica un buen estado de salud en los peces. Las dietas no tuvieron un efecto significativo sobre el crecimiento y la condición del juvenil *L. malabaricus* (61).

En las estimaciones de la relación longitud – peso en juveniles de *Channa punctata* alimentados con diferentes dietas, el factor K resultó siempre un valor mayor a 1 lo cual indica robustez y buena salud en las condiciones de los peces experimentales (64).



5.4 Consumo de oxígeno

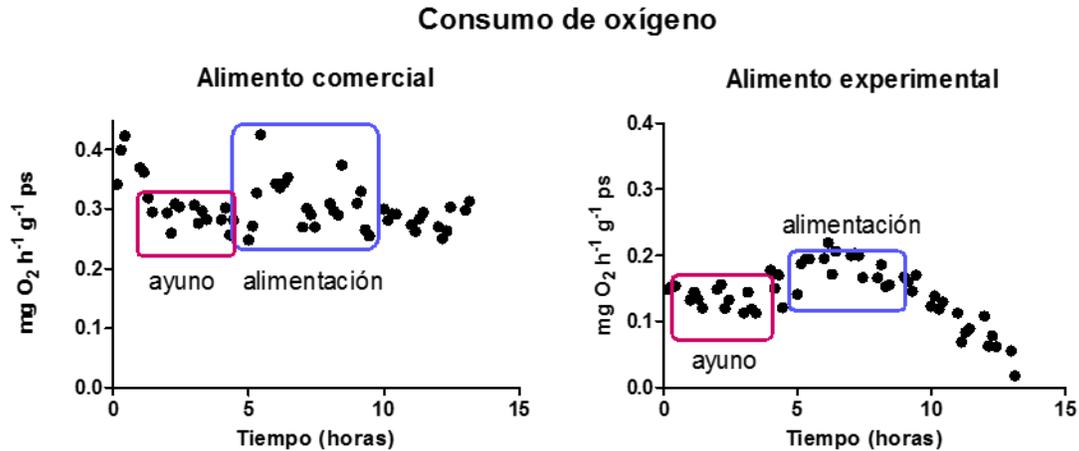


Figura 14. Consumo de oxígeno durante la alimentación de *Ocyurus Chysurus* con el alimento comercial y el alimento experimental. El rectángulo rosa representa la fase de ayuno y el rectángulo azul representa el consumo de oxígeno durante la alimentación.

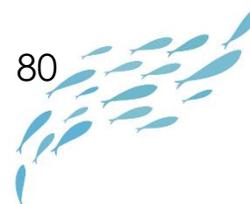
Los resultados de las evaluaciones del consumo de oxígeno mostraron que los peces de esta especie requieren de aproximadamente 2 horas para aclimatarse a la cámara respirométrica. Una vez aclimatados se realizaron registros de la tasa metabólica durante las siguientes 2 a 3 horas, tiempo durante el cual se determinó el metabolismo de ayuno. Posteriormente los peces fueron alimentados lo que provocó un incremento del consumo de oxígeno hasta alcanzar un valor máximo (Figura 14).



Tabla 11. Comparación en el consumo de oxígeno durante el ayuno, la alimentación y el incremento de calor aparente entre las dos diferentes dietas empleadas durante el experimento. R_{rutina} = metabolismo de rutina, R_{ICA} = metabolismo durante la alimentación y R_{total} = metabolismo total. Valores promedio \pm desviación estándar.

	Tipo de alimento		Prueba de T
	Experimental	Comercial	
	mg O ₂ h ⁻¹ g ⁻¹ ps		P
VO ₂ ayuno	0.13 ± 0.02	0.29 ± 0.02	0.0003
VO ₂ alimentación	0.19 ± 0.01	0.35 ± 0.04	0.0003
VO ₂ ICA	0.06	0.07	
	minutos		
Tiempo en alcanzar la mayor concentración de oxígeno	21	5	
	j día ⁻¹ g ⁻¹ peso seco		
R _{rutina}	36.8 ± 6.66	94.6 ± 6.37	0.0002
R _{ICA}	3.6	0.96	
R _{total}	40.41	95.57	

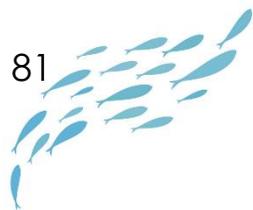
El tipo de alimento afectó el metabolismo de *O. chrysurus* (Tabla 11). Los peces alimentados con el alimento comercial tuvieron una tasa metabólica de ayuno (mg O₂ h⁻¹ g⁻¹ ps) 123% mayor que la observada en los peces alimentados con el alimento experimental (P < 0.003; Tabla 11). Esta diferencia se mantuvo aún después de haberlos alimentado, con valores 46% menores para el consumo de oxígeno de los peces alimentados con la dieta experimental en comparación con los valores registrados en aquellos alimentados con el alimento comercial (P < 0.0003; Tabla 11). Es interesante observar que los valores de incremento de calor aparente (VO₂ ICA) fueron muy similares en los peces alimentados con ambos tipos de alimentos (Tabla 11). Al calcular la tasa respiratoria de rutina expresada en unidades de energía (j día⁻¹ g⁻¹ ps) se pudo constatar que los peces alimentados con el



alimento comercial mostraron un valor de R_{ICA} 73% menor que el registrado en los animales alimentados con la dieta experimental. Así, la cantidad de energía invertida en la respiración (R_{TOT}) resultó ser 138% mayor en los peces alimentados con el alimento comercial que en los mantenidos con la dieta experimental (Tabla 11).

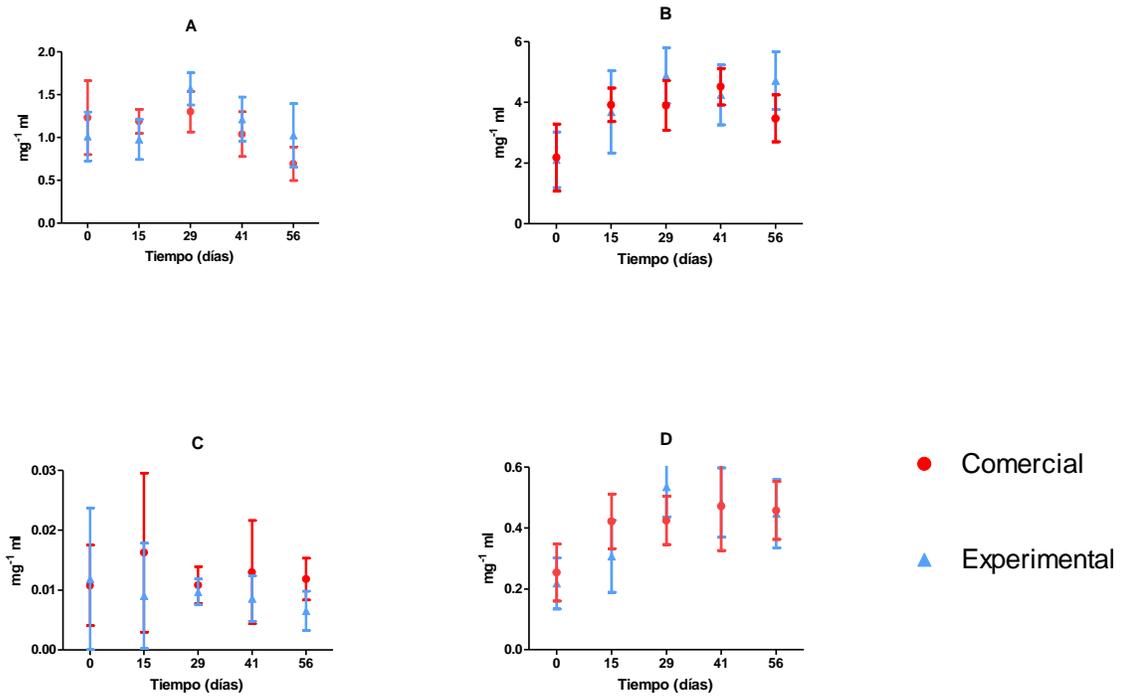
Los resultados del presente estudio demostraron que el tipo de alimento afectó significativamente la tasa respiratoria de los peces provocando que los animales alimentados con la dieta experimental mostraran una tasa respiratoria de la mitad de la obtenida en los alimentados con la dieta comercial. Es interesante hacer notar que estas diferencias no fueron producto de un incremento en los gastos asociados al procesamiento del alimento R_{ICA} sino al metabolismo de rutina. Es decir, los animales alimentados con la dieta comercial mostraron niveles de R_{ICA} 73% menores a los obtenidos con la dieta experimental lo que indica que el gasto asociado a las transformaciones mecánicas y bioquímicas del alimento fueron mucho menores en ese alimento comercial.

Aunque no es posible saber con precisión las razones por las que ocurrió esto, es posible sugerir que el alimento comercial fue más fácilmente digerido gracias a la forma en que es fabricado (extrudido) en comparación con el alimento experimental (pelletizado). De hecho el tiempo de digestión observado (tiempo para alcanzar el pico) fue 4 veces mayor en los animales alimentados con la dieta experimental, hecho que sin duda demuestra que el proceso de fabricación afecta de manera importante la forma en que el alimento es digerido y por lo tanto aprovechado. Otro resultado que sostiene esta hipótesis es el hecho de haber observado que el alimento comercial provocó un efecto secretagogo en algunas de las proteasas analizadas en los animales alimentados con la dieta comercial sugiriendo que este efecto debe haber tenido consecuencias en la reducción de la energía invertida en el procesamiento del alimento (R_{ICA}).



5.5 Reservas nutritivas

Hígado



Músculo

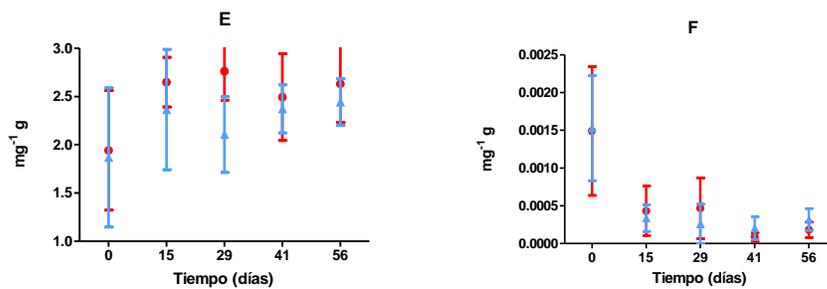


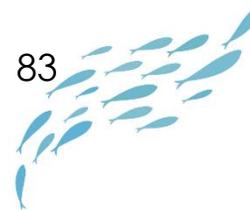
Figura 15. Efecto del tipo de alimento en los niveles de metabolitos solubles en el hígado (A-D) y músculo (E- F) donde A = acilglicéridos, B= proteína, C= glucógeno, D= glucosa, E= proteína, F= glucógeno de juveniles tempranos de *O. chrysurus*. Valores promedio \pm desviación estándar.



Los niveles de AG en el hígado de los peces alimentados con la dieta experimental resultaron ser, después del día 29, significativamente mayores a los encontrados en los peces alimentados con el alimento comercial (Figura 15; $P < 0.05$). Los niveles de proteína en el hígado de ambos grupos experimentales fueron similares a lo largo del estudio con valores significativamente menores al inicio del ensayo ($P < 0.05$; Figura 15). No se registraron diferencias significativas en los niveles de proteínas en este órgano en los animales alimentados con ambas dietas ($P > 0.05$). En contraste no se observaron alteraciones de los niveles de glucógeno de los peces por efecto del tipo de alimento o del período experimental ($P > 0.05$; Figura 15). Los niveles de glucosa en el hígado incrementaron significativamente a lo largo del experimento ($P < 0.05$). No se observó un efecto significativo del alimento sobre los niveles de glucosa en los peces alimentados con ambos tratamientos ($P > 0.05$; Figura 15).

No se encontraron diferencias significativas en los niveles de proteínas y glucógeno en el músculo de los organismos alimentados con las dos diferentes dietas ($P > 0.05$). Hubo un aumento en el contenido de proteína alrededor del día 15, con un valor máximo en los peces mantenidos con el alimento comercial en el día 29. La concentración de glucógeno tuvo un valor máximo al inicio del experimento para después disminuir hacia el final del periodo experimental.

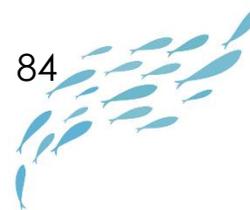
En el crecimiento además de corresponder al aumento de la biomasa es importante considerar el tipo de biomasa que los peces desarrollan con cada tipo de alimento. En el presente estudio los indicadores de estado nutricional (metabolitos) mostraron que los peces alimentados con la dieta experimental acumularon cantidades significativamente mayores de AG que los peces alimentados con la dieta comercial.



Estos resultados coinciden con el trabajo de Miller *et al* (2003) donde se evaluaron diferentes niveles de lípidos (14, 12, 10 y 8%) en cuatro dietas con 44% de proteína en juveniles de *Lutjanus campechanus*. Los peces alimentados con la dieta de 14% de lípidos tuvieron una mayor cantidad de depósitos de grasa, mientras que aquellos alimentados con la dieta con 10% lípidos tuvieron un porcentaje significativamente mayor de proteínas en la composición corporal total (11).

En otro estudio similar se evaluó el efecto de varios niveles de los lípidos (6, 9, 12, y 15%) en la dieta con 36 % de proteína sobre el crecimiento de juveniles de *Scortum barcoo*. Los peces alimentados con 12 y 15% de lípidos exhibió mayores tasas de crecimiento. El índice de eficiencia indicó que los peces alimentados con 12 y 15% de dietas lipídicas utilizaron sus proteínas dietéticas más eficientemente ($P < 0.05$). Los contenidos de lípidos musculares aumentaron en los peces alimentados con 15% de lípidos, mientras que el contenido de proteínas en los músculos disminuyó al aumentar los niveles de lípidos en la dieta (65).

Una dieta de alto contenido graso puede alterar el metabolismo lipídico hasta generar la patología llamada hígado graso. En general se acepta que un 10 a 20 % de lípidos, asegura un uso eficiente de la proteína para crecimiento, sin generar, un exceso de deposición grasa en los tejidos del pez. Si bien un aumento de los lípidos en la dieta implica, para algunas especies, un aumento del crecimiento, el uso de esta práctica puede alterar el metabolismo del pez, teniendo consecuencias negativas para su salud y bienestar. También puede afectar la calidad y el sabor del producto final y aportar un excesivo contenido graso al filete que llegará al consumidor (66).



5.6 Actividad de las enzimas digestivas

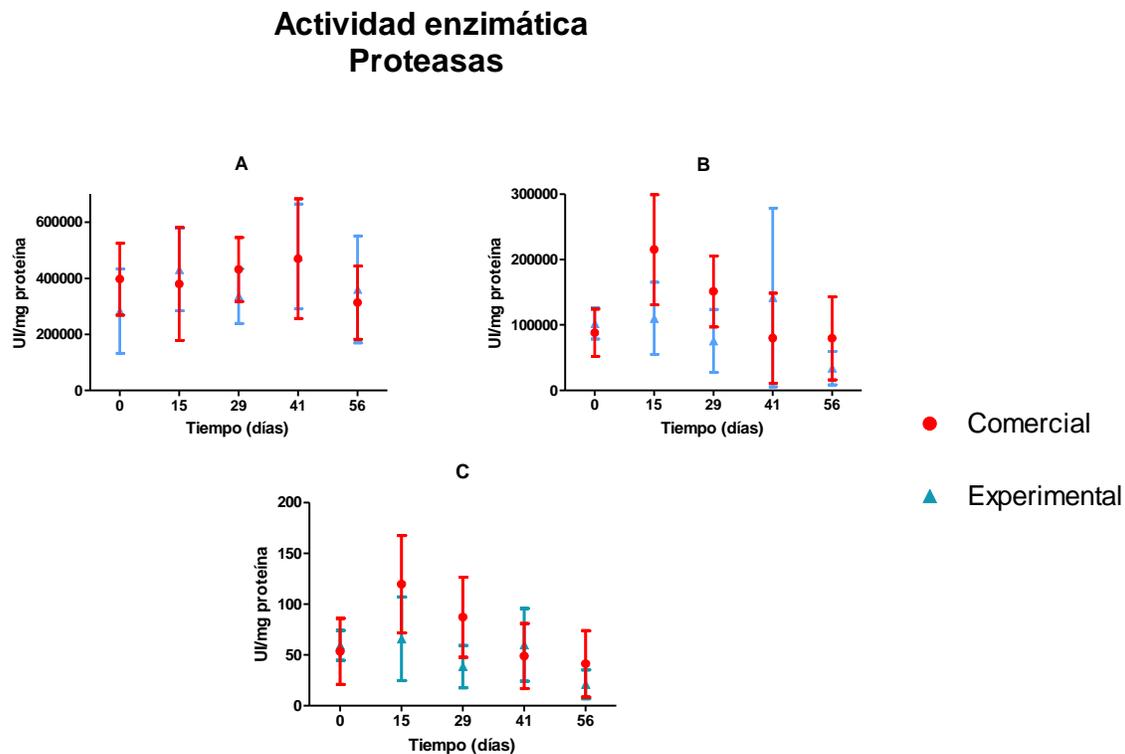
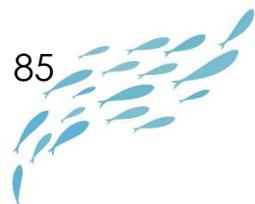


Figura 16. Efecto del tiempo y del tipo de alimento en la actividad específica (U/mg) de las proteasas ácidas (A), alcalinas (B) y proteasas totales (C) en aparatos digestivos de juveniles tempranos de *O. chrysurus* alimentados con diferentes dietas. Valores promedio \pm desviación estándar.

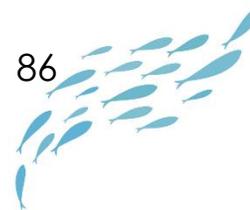
Las proteasas ácidas de *O. chrysurus* no experimentaron cambios en su actividad en los peces evaluados durante el periodo experimental, sin efecto significativo por el alimento como del tiempo ($P > 0.05$; Figura 16 A). En cambio, las proteasas alcalinas si fueron afectadas por la interacción tipo de alimento y tiempo experimental mostrando valores significativamente mayores en los animales alimentados con la dieta comercial al día 15 del experimento ($P < 0.05$; Figura 16 B).



Las proteasas totales también mostraron una interacción significativa entre el tipo de alimento y el tiempo. Similar a las proteasas alcalinas, hubo un incremento significativo de la actividad específica el día 15 del experimento en los animales alimentados con la dieta comercial. La mínima actividad ocurrió al día 56 en los organismos alimentados con la dieta experimental ($P < 0.05$; Figura 16 C).

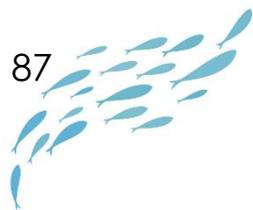
No hubo diferencias significativas en la actividad de las proteasas ácidas de *O. chrysurus* a lo largo del experimento entre ambos tratamientos. Estos resultados sugieren que los componentes de ambas dietas generaron una actividad similar a lo largo del tiempo experimental. En contraste, las proteasas alcalinas sí fueron afectadas por la interacción tipo de alimento y tiempo experimental mostrando valores significativamente mayores en los animales alimentados con la dieta comercial al día 15 del experimento. Estos resultados sugieren que el alimento comercial produjo un efecto secretagogo sobre las paredes de los intestinos del pez motivando la síntesis de proteasa alcalinas, las cuales podrían haber mejorado la digestibilidad del alimento. Aunque no existen evidencias directas de los beneficios de la síntesis de estas enzimas, los niveles de glucógeno y glucosa en el hígado de los peces encontrados al día 15 en animales alimentados con la dieta comercial podrían ser un reflejo del posible incremento de las proteínas disponibles para las rutas gluconeogénicas.

Las proteasas totales también mostraron un incremento significativo de la actividad al día 15 del experimento en los animales alimentados con la dieta comercial, lo que sugiere que el efecto secretagogo no sólo estimuló la síntesis de las proteasas alcalinas sino de otras enzimas que se encuentran en el intestino de estos peces. La reducción de la actividad



de las proteasas totales al día 56 del experimento posiblemente indica la adaptación y maduración del sistema digestivo de los peces.

En un estudio previo hecho con robalo, la actividad proteolítica de las enzimas digestivas ácidas y alcalinas en juveniles de *Centropomus parallelus* tuvo valores para las proteasas ácidas de $64.75 \pm 5.23 \text{ U/mg}^{-1}$ y $0.019 \pm 0.005 \text{ U/mg}^{-1}$ para las proteasas alcalinas. La actividad de proteasas ácidas (estomacales) fue mayor a las proteasas alcalinas (intestinales). Asimismo, la actividad de la quimotripsina fue superior a la actividad de la tripsina (67). Este resultado es similar al obtenido en los juveniles de *O. chrysurus* donde la actividad de las proteasas ácidas fue mayor que el de las proteasas alcalinas.



Conclusión

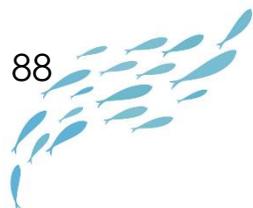
En el análisis proximal de los tejidos no hubo diferencias significativas en el porcentaje de humedad, proteína y cenizas ($P > 0.05$) en las tres diferentes condiciones. Sin embargo, sí hubo diferencias significativas en el porcentaje de lípidos entre los tratamientos comercial y experimental ($P < 0.05$).

La sobrevivencia promedio de los organismos alimentados con la dieta experimental fue 11.7% menor en comparación con los organismos alimentados con la dieta comercial.

No se observaron diferencias significativas entre las pendientes y ordenadas al origen de las relaciones lineales entre el Ln peso, longitud total, longitud furcal y altura respecto al tiempo. Lo cual indica que ambos tratamientos tuvieron un aumento de peso, longitud total, longitud furcal y altura similar. El peso mostró una relación exponencial respecto al tiempo. No hubo diferencias significativas entre las pendientes de las curvas de ambos tratamientos.

El modelo con mejor ajuste para la relación entre el peso y la longitud total fue el potencial. El valor de b fue significativamente menor a 3 ($P < 0.05$) lo que indica que la tendencia del crecimiento fue alométrica negativa, es decir, los individuos incrementan preferencialmente su longitud más que su peso.

Los valores de K no fueron significativamente diferentes en el tiempo cero y 15 días ($P > 0.05$). Sin embargo, los valores sí mostraron diferencias significativas en el tiempo 29,

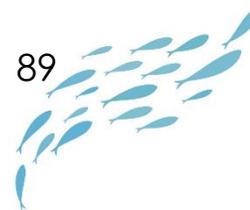


41 y 56 días ($P < 0.005$) lo cual indica que hubo diferencias en este indicador de bienestar entre los peces mantenidos con ambos tratamientos.

No se encontraron diferencias significativas en los niveles de proteínas y glucógeno en el músculo de los organismos alimentados con las dos diferentes dietas, sin embargo, los peces alimentados con la dieta experimental acumularon cantidades significativamente mayores de AG en el hígado que los peces alimentados con la dieta comercial.

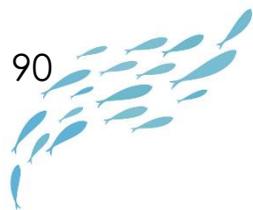
Las proteasas ácidas del intestino de *O. chrysurus* no experimentaron cambios a lo largo del experimento ni por efecto del tiempo experimental ni del tipo de alimento, sin embargo, las proteasas alcalinas y las proteasas totales si fueron afectadas por la interacción tipo de alimento y tiempo experimental pues mostraron valores significativamente mayores en los animales alimentados con la dieta comercial al día 15 del experimento. Estos resultados sugieren que el alimento comercial produjo un efecto secretagogo en el intestino del pez lo que motivó la síntesis de proteasa alcalinas, las cuales pudieron haber mejorado la digestibilidad del alimento, por lo cual, hubo una reducción de la energía invertida en el procesamiento del alimento (R_{ICA}).

Los resultados obtenidos en el presente estudio demostraron que es posible satisfacer los requerimientos nutricionales de los juveniles tempranos de *Ocyurus chrysurus* utilizando una formulación alternativa a la que es utilizada a nivel comercial y que es de manufactura japonesa (Otohime). La ausencia de diferencias significativas en los metabolitos acumulados en hígado y músculo entre los animales mantenidos con los dos tipos de alimentos indican que los ingredientes utilizados en el alimento experimental tuvieron características similares a las del alimento comercial, hecho que sin duda es



relevante para aportar conocimientos al desarrollo de la acuicultura de esta especie. Este alimento fue diseñado para contener altos niveles de proteína tal y como sucede con el alimento comercial.

Sin embargo, el tipo de alimento afectó significativamente la tasa respiratoria de los peces provocando que los animales alimentados con la dieta experimental mostraran una tasa respiratoria de la mitad de la obtenida en los alimentados con la dieta comercial, es decir, el gasto asociado a las transformaciones mecánicas y bioquímicas del alimento fueron mucho menores en el alimento comercial. Es posible que el alimento comercial fuera más fácilmente digerido gracias a la forma en que es fabricado (extrudido) en comparación con el alimento experimental (pelletizado). Se sugieren estudios posteriores para analizar el efecto del tipo de fabricación (extrudido o pelletizado) en la fisiología digestiva para los peces juveniles de *O. chrysurus*.



Anexo

Tabla 12. Descripción de los insumos que se usaron en la elaboración del alimento UNAM.

Ingrediente	Marca	Fabricante	Lote	País de origen
Harina de pescado	Apligen Special Select	Omega Protein Inc.		Estados Unidos de América, Louisiana.
Manto de calamar	Calamar fresco			México, Yucatán.
Concentrado proteico de soya	Solae profine E	Solae	T440000249	Estados Unidos de América, Missouri.
CPSP 70				
HUFAS	A1 DHA SELCO	Inve Aquaculture	8081111	Tailandia
Lecitina de soya	KOSHER PAREVE	Proteínas y oleicos S.A. de C.V.	11008711	México, Yucatán.
Aceite de hígado de bacalao	Drotasa	Drogas Tacuba S.A. de C.V.	Sin lote	México, Distrito Federal.
Almidón de trigo	Gamil	Gluten y almidones S.A. de C.V.	Sin lote	México, Distrito Federal.
Vitamina C	Rovimix Stay C 35	DSM Nutritional Products	VE01101010	Suiza, Kaiseraugst.
CMC				
Premezcla de vitaminas y minerales	DMS Rovimix premix	Nutritional Products México S.A. de C.V. Abbott	1395354	México, Jalisco.
Talco inerte		Laboratories de México S.A. de C.V.	Sin lote	México, Distrito Federal.

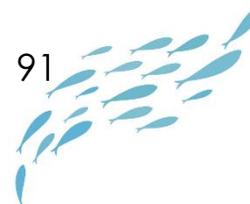
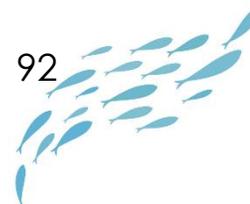


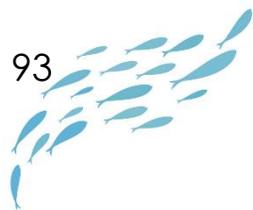
Tabla 13. Tasa de crecimiento y porcentaje de sobrevivencia de *O. chrysurus* durante el experimento. Datos expuestos por replica.

	Peso inicial (g)		Peso final (g)		Ganancia de peso	Tasa de crecimiento	Sobrevivencia
Alimento comercial							
Muestra	\bar{x}	DE	\bar{x}	DE	g	g/día ⁻¹	%
1	0.84	0	8.79	0.46	7.95	0.14	100
2	0.77	0.07	6.72	4.97	6.96	0.11	100
3	0.58	0.07	5.41	0.12	4.83	0.09	100
4	0.74	0.11	9.22	0.21	8.48	0.15	100
Alimento experimental							
Muestra	\bar{x}	DE	\bar{x}	DE	g	g/día ⁻¹	%
1	0.71	0.19	8.3	4.06	7.59	0.14	80
2	0.77	0.06	7.3	2.38	6.53	0.12	93.3
3	0.85	0.3	6.24	0.69	5.39	0.1	86.7
4	0.58	0.19	8.55	2.43	7.97	0.14	93.3

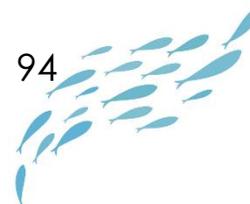


Fuentes

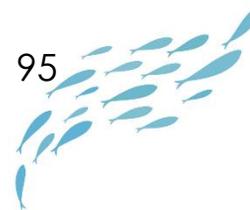
1. Allen GR. Snappers of the World. An Annotated and Illustrated Catalogue of Lutjanus Species Known to Date. FAO species Cat 6. 1985;FAO Fisher:208 pp.
2. Ibarra Castro L, Rosas Vázquez C, Gutiérrez Siqueros I, Sánchez Zamora A. Cultivo larval y destete temprano de canané *Ocyurus chrysurus*. Reunión Nacional de Innovación Acuícola y Pesquera. 2010;28.
3. Lopera Barreno NM, Povenia Parra AR. Nutritional requirements of tropical fishes: factors and methods of estimation. Rev Colomb Cienc Anim. 2009;2(2):22.
4. Cocheret De La Morinière E, Pollux BJA, Nagelkerken I, Van Der Velde G. Diet shifts of Caribbean grunts (Haemulidae) and snappers (Lutjanidae) and the relation with nursery-to-coral reef migrations. Estuar Coast Shelf Sci. 2003;57(5-6):1079-89.
5. Garcia T, Cervantes T, Ancona O. Evaluación del crecimiento de Pargo Canane *Ocyurus chrysurus* y Biajaiba *Lutjanus synagris* cultivadas en jaulas flotantes en la costa de Lerma, Campeche (México). IV Congr Iberoam Virtual Acuic. 2006;2006(2):882-90.
6. Santos de Almeida E, Martins da Silva E. Chemometric identification and nutritional evaluation of three species of Lutjanidae (Perciformes) from the Amazonian Atlantic Coast based on fatty acid profiles. Acta Amaz [Internet]. 2016;46(4):401-10. Disponible en: http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0044-59672016000400401&lng=en&nrm=iso&tlng=en
7. Parra MIA de la, Rodríguez Ibarra, L. Estela Hernández C, Hernández K, González Rodríguez B, García Ortega A, Martínez-Rodríguez I. Efecto de diferentes niveles de proteína y lípidos totales en la dieta sobre el crecimiento y supervivencia de juveniles de pargo lunarejo *Lutjanus guttatus*. Rev Biol Mar Oceanogr. 2010;45(3):433-9.



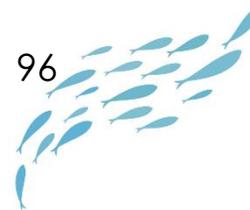
8. Sánchez Rodríguez JE. Efecto de la sustitución parcial de la harina de pescado por una mezcla de krill soya en la dieta de juveniles de pargo *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1869). Universidad Nacional Autónoma de México; 2013.
9. Hernandez C, Osuna Osuna L, Benitez Hernandez A, Sanchez Gutierrez Y, Gonzalez Rodriguez B, Dominguez Jimenez P. Replacement of fish meal by poultry by product meal, food grade, in diets for juvenile spotted rose snapper (*Lutjanus*). *Lat Am J Aquat Res* [Internet]. 2014;42(1):111–20. Disponible en: http://www.lajar.cl/pdf/imar/v42n1/Articulo_42_1_8.pdf
10. Joyeux JC, Giarrizzo T, Macleira RM, Spach HL, Vaske T. Length-weight relationships for Brazilian estuarine fishes along a latitudinal gradient. *J Appl Ichthyol*. 2009;25(3):350–5.
11. Miller CL, Davis DA. The effects of dietary protein and lipid on growth and body composition of juvenile and sub-adult red snapper, *Lutjanus campechanus*. *Fish Allied Aquac*. 2003;Master:58.
12. Maldonado-García M, Rodríguez-Romero J, Reyes-Becerril M, Álvarez-González CA, Civera-Cerecedo R, Spanopoulos M. Efecto de diferentes niveles de proteína en la dieta, sobre el crecimiento, eficiencia alimenticia y composición proximal del pargo amarillo *Lutjanus argentiventris*. *Lat Am J Aquat Res* [Internet]. 2012;40(4):1017–25. Disponible en: <http://www.scopus.com/inward/record.url?eid=2-s2.0-84876265902&partnerID=tZOtx3y1>
13. Rincón D, Velazquez HA, Dávila MJ, Semprun AM, Morales ED, Hernandez JL. Niveles de sustitución de harina de pescado por harina de *Arthrospira* (=Spirulina) máxima, en dietas experimentales para alevines de tilapia roja (*Oreochromis* sp.). *Rev Colomb Ciencias Pecu* [Internet]. 2012;245:430–7. Disponible en: <http://www.scielo.org.co/pdf/rccp/v25n3/v25n3a11.pdf>



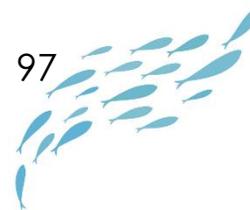
14. Stickney RR. Aquaculture: An introductory text. Cambridge: CABI Publishing; 2005. 278 p.
15. Tenorio Fernández L. Obtención de un alimento balanceado extrudido harina de pescado proveniente de *Plecostomus punctatus*. [Mexico]: Universidad Nacional Autónoma de México; 2009.
16. Cummings NJ. The biology of yellowtail snapper, *Ocyurus chrysurus*, with emphasis on populations in the Caribbean. Sustain Fish Div Contrib No 2004-045. 2004;SEDAR-8 Da:28 pp.
17. McClellan D., Cummings NJ. Fishery and biology of the yellowtail snapper, *Ocyurus chrysurus*, from the southeastern United States, 1962 through 1996. Gulf Caribb Fish Inst. 1998;50:827–50.
18. Garcia Arteaga JP, Claro R, Sierra LM, Valdes Muñoz. E. Características del reclutamiento a la plataforma de los juveniles de peces neriticos en la región oriental del Golfo de Batabanó. En: Claro R, editor. Asociaciones de peces en el Golfo de Batabanó. Editorial. Habana, Cuba; 1990. p. 96–121.
19. Claro R. Ecología y ciclo de vida de la rabirrubia, *Ocyurus chrysurus* (Bloch), en la plataforma cubana. Identidad, distribución, hábitat, reproducción y alimentación. Rep Investig Inst Oceanol Acad las ciencias Cuba. 1983;15:1_34.
20. Mexicano Cántora G. Crecimiento del pargo Canané *Ocyurus chrysurus*, (Bloch, 1791) de las Costa Norte de Yucatán, México. Proc Gulf Caribb Fish Inst. 1992;45:338–348 p.
21. Wallace RK. Thermal acclimation, upper temperature tolerance and preferred temperature of juvenile yellowtail snappers, *Ocyurus chrysurus* (Bloch) (Pisces: Lutjanidae). Bull Mar Sci. 1977;27(2):292–8.
22. Muller RG, Murphy MD, Silva J De, Barbieri LR. A stock assessment of yellowtail



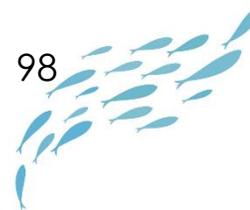
- snapper, *Ocyurus chrysurus*, in the Southeast United States. Final Rep Submitt to Natl Mar Fish Serv Gulf Mex Fish Manag Counc South Atl Fish Manag Counc as part Southeast Data, Assessment, Rev III. 2003;3:217 pp.
23. Rincón Sandoval LA, Brulé T, Montero Muñoz JL, Pérez Díaz E. Dieta de la Rabirrubia *Ocyurus chrysurus* (Lutjanidae : Lutjaninae) y su Variación Temporal en la Costa de Yucatán. *Gulf Caribb Fish Inst.* 2010;2:207–18.
 24. Aguilar Betancourt C, González Sansón G, Veledo A T. Alimentación natural de juveniles de la rabirrubia, *Ocyurus chrysurus* (Bloch) en una zona de la plataforma suroccidental de Cuba. *Rev Investig Mar.* 1992;13:243–53.
 25. Garduño D, López AC. Análisis preliminar de la población de rubia *Ocyurus chrysurus*(Bloch)(Pisces: Lutjanidae) en el Banco de Campeche. UNAM; 1985.
 26. McEachran JD, Fechhelm JD. *Fishes of the Gulf of Mexico. Vol. 2.* Austin: University Texas; 2005. 1004 p.
 27. Manooch CS, Drennon CL. Age and growth of yellowtail snapper and queen triggerfish collected from the U.S. Virgin Islands and Puerto Rico. *Fish Res.* 1987;6:53–68.
 28. Cervigón F, Cipriani R, Fischer W, Garibaldi L, Hendrickx M, Lemus A., et al. Field guide to the commercial marine and brackish-water resources of the northern coast of South America. *FAO specie.* Rome: FAO; 1993. 513 p.
 29. Matos Caraballo D. Puerto Rico NMFS Interjurisdictional Fisheries Program 1997-99. Final report to NMFS. En: P R Dept Nat Env Res. 2000. p. 73.
 30. Raltson S. Mortality rates of snappers and groupers. *Biol Fish Manag Westview Press Boulder.* 1987;375-404 .
 31. Turano MJ, Davis DA, Arnold CR. Observations and Techniques for Maturation, Spawning, and Larval Rearing of the Yellowtail Snapper *Ocyurus chrysurus*. *J World*



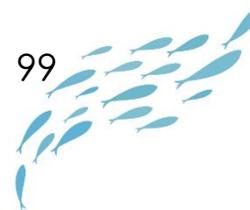
- Aquac Soc. 2000;31(1):59–68.
32. Roe RB. Distribution of snappers and groupers in the Gulf of Mexico and Caribbean Sea as determined from exploratory fishing data in Proceedings. Colloq snapper grouper Fish Resour West Cent Atl Ocean Florida. 1976;17:129-164 .
 33. Sargent JR et al. Aquaculture: Fundamental and Applied Research. Lahlou B, Vitiello P, editores. Washington DC: American Geophysical Union; 1993. 112 p.
 34. Manna LR, Villéger S, Rezende CF, Mazzoni R. High intraspecific variability in morphology and diet in tropical stream fish communities. Ecol Freshw Fish. 2018;(May 2018):41–52.
 35. Violle, C., Enquist, B. J., McGill, B. J., Jiang, L., Albert, C. H., Hulshof, C., ... Messier J. The return of the variance: Intraspecific variability in community ecology. Trends Ecol Evol. 2012;27(244–252).
 36. Lobón-Cerviá, J., Mazzoni, R., & Rezende CF. Effects of riparian forest removal on the trophic dynamics of a Neotropical stream fish assemblage. J Fish Biol. 2016;89(50–64).
 37. White, A., Handler, P. and Smith EL. Principles of Biochemistry. New York: McGraw-Hill; 1964. 1106 p.
 38. García Ortega A, Muy Rangel D, Puello Cruz A, Villa Lopez Y, Preciado Iñiguez, Kattia Escalante Rojas M. Uso de ingredientes de origen vegetal como fuentes de proteína y lípidos en alimentos balanceados para peces marinos carnívoros. Av en Nutr Acuícola X - Memorias del Décimo Simp Int Nutr Acuícola. 2010;321–40.
 39. Aguilar F. Efecto del procesamiento de la dieta sobre el desempeño productivo de tilapia nilótica (*Oreochromis niloticus* Var. Chitralada) en un ciclo comercial de producción. Rev Med Vet Zoot [Internet]. 2010;57(504):104–18. Disponible en: <http://www.scielo.org.co/pdf/rfmvz/v57n2/v57n2a02>



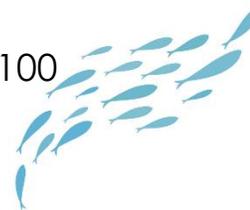
40. Vinagre J. Calidad De Métodos Analíticos. Food Agric Organ United States. 2014;1(1).
41. Helrich K. AOAC :Official Methods of Analysis (Volume 1). Assoc Off Anal Chem. 1990;1(Volume 1).
42. Alimentos L de. Fundamentos y técnicas de análisis de alimentos. Madrid: Departamento de alimentos y biotecnología. Facultad de Química. UNAM; 2008. p. 58.
43. Olvera Novoa MA, Martínez Palacios CA, Real de León E. Manual de técnicas para laboratorio de nutrición de peces y crustáceos [Internet]. FAO. 1993 [citado el 25 de enero de 2019]. Disponible en: <http://www.fao.org/docrep/field/003/AB489S/AB489S00.htm#TOC>
44. Agudelo D, Cerón M, Restrepo L, Martínez-Porchas M, Martínez-Córdova LR, Ramos-Enriquez R. Dinámica del crecimiento de peces y crustáceos. Rev Electrónica Vet. 2008;10(10):39–58.
45. Jacome Perez L. Expresiones matemáticas y biológicas del crecimiento en peces. Universidad Nacional Autónoma de México; 2002.
46. Csirke J. Introducción a la dinámica de poblaciones de peces [Internet]. Nations. F and AO of the U, editor. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación; 1989 [citado el 26 de enero de 2019]. p. 82. Disponible en: <http://www.fao.org/docrep/003/T0169S/T0169S00.htm#TOC>
47. Mancini MA. Introducción a la biología de los peces [Internet]. Introducción a la Producción Animal. Argentina; 2002. Disponible en: <http://www.produccion-animal.com.ar/>
48. Dabrowski K, Guderley H. Intermediary metabolism. En: Halver JE, Hardy RW, editores. Fish nutrition. California: Academic Press Elsevier; 2013. p. 315–7.



49. Sargent JR, Douglas RT, Gordon BJ. The Lipids. En: Halver J, Hardy R, editores. Fish nutrition. California: Academic Press Elsevier; 2013. p. 194–5.
50. Rust MB. Nutritional Physiology. En: Halver J, Hardy R, editores. Fish nutrition. California: Academic Press Elsevier; 2013. p. 414–5.
51. Lupatsch I. Bioenergética. Aplicación en la nutrición acuícola [Internet]. Centro de acuicultura Sostenible, International Aquafeed. 2013 [citado el 27 de enero de 2019]. Disponible en: <http://www.aquafeed.co/bioenergetica-aplicacion-en-la-nutricion-acuicola/>
52. Bureau DP, Kaushik SJ, Young Cho C. Bioenergetics. En: Halver JE, Hardy RW, editores. Fish nutrition. California: Academic Press Elsevier; 2013. p. 35–7.
53. Young Chol C, Bureau DP. Bioenergética en la formulación de dietas y estándares de alimentación para la acuicultura del salmon: principio, métodos y aplicaciones. Av en la Nutr Acuícola III. 1996;33–64.
54. Zamora Navarro S, Rubio Fernández V. La digestión en los peces. En: Sanz F, editor. La nutrición y alimentación en piscicultura. Madrid: Fundación Observatorio Español de Acuicultura; 2009. p. 18–37.
55. Sheridan MA, Caruso MA. Pancreas. En: Farrell AP, editor. Enciclopedia of fish physiology From genome to environment. California: Academic Press Elsevier; 2011. p. 1276–83.
56. Álvarez González CA. Actividad enzimática digestiva y evaluación de dietas para el destete de larvas de la cabrilla arenosa *Paralabrax maculatofasciatus* (PERCOIDEI: SERRANIDAE). Instituto Politécnico Nacional; 2003.
57. Rust M. Nutritional Physiology. En: Halver J, Hardy R, editores. Fish nutrition. California: Academic Press Elsevier; 2013. p. 420–1.
58. Alimento para peces Otohime. Proveedor de Insumos Acuícolas, S.A. de C.V.



- [Internet]. ProAqua México. 2015 [citado el 10 de junio de 2018]. Disponible en: <http://www.proaqua.mx/alimento-para-peces-otohime-hobby-pack-paquete/>
59. Rosas C, Cuzon G, Taboada G, Pascual C, Gaxiola G, Van Wormhoudt A. Effect of dietary protein and energy levels on growth, oxygen consumption, haemolymph and digestive gland carbohydrates, nitrogen excretion and osmotic pressure of *litopenaeus vannamei* (Boone) and *L. setiferus* (Linne) juveniles (Crustacea, Decapoda; Penae. Aquac Res. 2001;32(7):531–47.
 60. Priede IG. Deep-sea fishes : biology, diversity, ecology and fisheries. Cambridge: Cambridge University Press; 2017. 106 p.
 61. Mazumder SK, Das SK, Bakar Y, Ghaffar MA. Effects of temperature and diet on length-weight relationship and condition factor of the juvenile Malabar blood snapper (*Lutjanus malabaricus* Bloch & Schneider, 1801). J Zhejiang Univ Sci B [Internet]. agosto de 2016 [citado el 6 de febrero de 2019];17(8):580–90. Disponible en: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/27487803>
 62. Bonilla-flórez J, Mayer P, Estruch-Fuster VD, Jover-Cerda M. Cambios en el índice de condición y relación longitud-peso durante el ciclo de crecimiento de la dorada (*Sparus aurata* L.) en jaulas marinas. Rev Aquat [Internet]. 2017;47:20–31. Disponible en: <http://www.revistaaquatic.com>
 63. Gutiérrez Benítez O. Aspectos biológicos pesqueros de la rubia *Ocyurus chrysurus* (Bloch,1791) en Antón Lizardo, Veracruz, México. Universidad Veracruzana; 2012.
 64. Datta SN, Kaur VI, Dhawan A, Jassal G. Estimation of length-weight relationship and condition factor of spotted snakehead *Channa punctata* (Bloch) under different feeding regimes. Springerplus. 2013;2(1):1–5.
 65. Song LP, An L, Zhu YA, Li X, Wang AY. Effects of dietary lipids on growth and feed utilization of Jade Perch, *Scortum barcoo*. J World Aquac Soc. 2009;40(2):266–73.



66. Sanz FC. La nutrición y la alimentación en la piscicultura. Madrid: Publicaciones Científicas y Tecnológicas de la Fundación Observatorio Español de Acuicultura; 2009. 183 p.
67. Jesús-Ramírez F, Álvarez-González CA, Nolasco-Soria HG, Peña E, Martínez-García R, Camarillo-Coop S, et al. Partial characterization of digestive proteases of fat snook (*Centropomus parallelus*). *Hidrobiologica*. 2017;27(3):419–27.

