



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

Evaluación del almidón crudo y gelatinizado de papa sobre el crecimiento y supervivencia en peces juveniles de mero rojo (*Epinephelus morio*)

TESIS

Que para obtener el título de:

Médico Veterinario Zootecnista

PRESENTA

Ángela Leticia Callejas Landaverde

DIRECTORES DE TESIS

Dr. MPA MVZ Carlos Gutiérrez Olvera

Dra. MCB Biol. Martha Gabriela Gaxiola Cortés



Ciudad Universitaria, Ciudad de México, 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.

INDICE

1.INTRODUCCIÓN	4
2.ANTECEDENTES	9
2.1. Clasificación taxonómica	9
2.2. El mero rojo (Epinephelus morio).....	9
2.3. Distribución y hábitat.....	10
2.4. Aparato digestivo	11
2.5. Hábitos alimenticios	15
2.6. Requerimientos nutricionales.....	15
2.7. Situación actual de Epinephelus morio	15
2.8. Almidón.....	16
2.8.1. Composición química	16
2.8.2. Gelatinización	18
2.8.3. Almidón de papa.....	19
3.JUSTIFICACIÓN	20
4.HIPOTESIS	21
5.OBJETIVOS	22
5.1. Objetivo general.....	22
5.2. Objetivos particulares.....	22
6.MATERIAL Y METODOS	23
6.1. Procedencia de los organismos y sistema de cultivo	23
6.2. Calidad de Agua	24
6.3. Dietas y frecuencia de alimentación	25
6.4. Procedimiento en la elaboración de dietas	26
6.5. Bioensayo	27
6.6. Análisis químico proximal de los alimentos y peces	28
6.6.1. Determinación de Humedad.....	28
6.6.2. Análisis de Cenizas totales.....	29
6.6.3. Análisis de Lípidos totales por el método de Goldfisch.....	30
6.6.4. Determinación de proteína	32
6.7. Evaluación	32
6.7.1. Parámetros productivos y zootécnicos.....	32

<u>6.7.2.</u> Parámetros fisiológicos.....	33
<u>6.7.3.</u> Densidad calórica.....	36
6.8. Análisis Estadísticos.....	37
7.RESULTADOS	37
8.DISCUSION	51
9.CONCLUSIONES	54
10.PROSPECTIVAS	55
REFERENCIAS	56

INTRODUCCIÓN

El crecimiento demográfico, sumado al aumento de los ingresos y la urbanización ha promovido que la actividad pesquera mundial aumente de forma constante en las últimas cinco décadas reportando la captura de 160 millones toneladas en el año 2005 (Figura 1 y 2) provocando que un 28,8% de las poblaciones de peces fueran capturadas en un nivel insostenible desde el punto de vista biológico y por tanto, resultaron sobreexplotadas. entre ellas la anchoveta (*Engraulis ringens*), el mero rojo (*Epinephelus morio*), el pulpo rojo (*Octopus maya*), la langosta (*Palinurus elephans*) y el pepino de mar (*Holoturoideos*), esto ha causado que las capturas a nivel mundial estén disminuyendo. (OCDE-FAO, 2013; FAO, 2015).

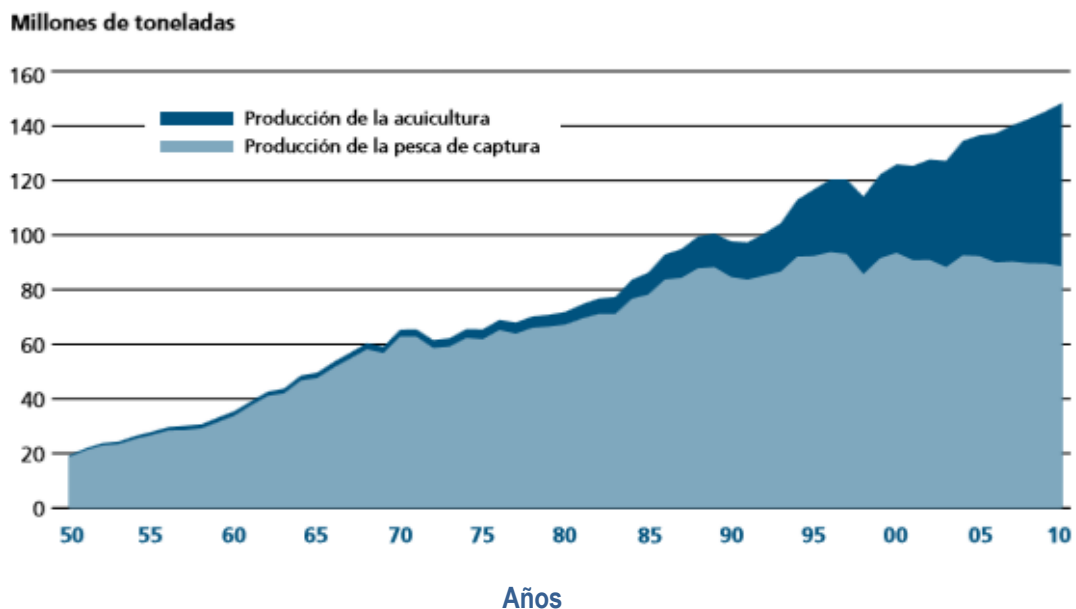


Fig. 1 Producción mundial pesca de captura y acuicultura Fuente: Informe SOFÍA2014 FAO

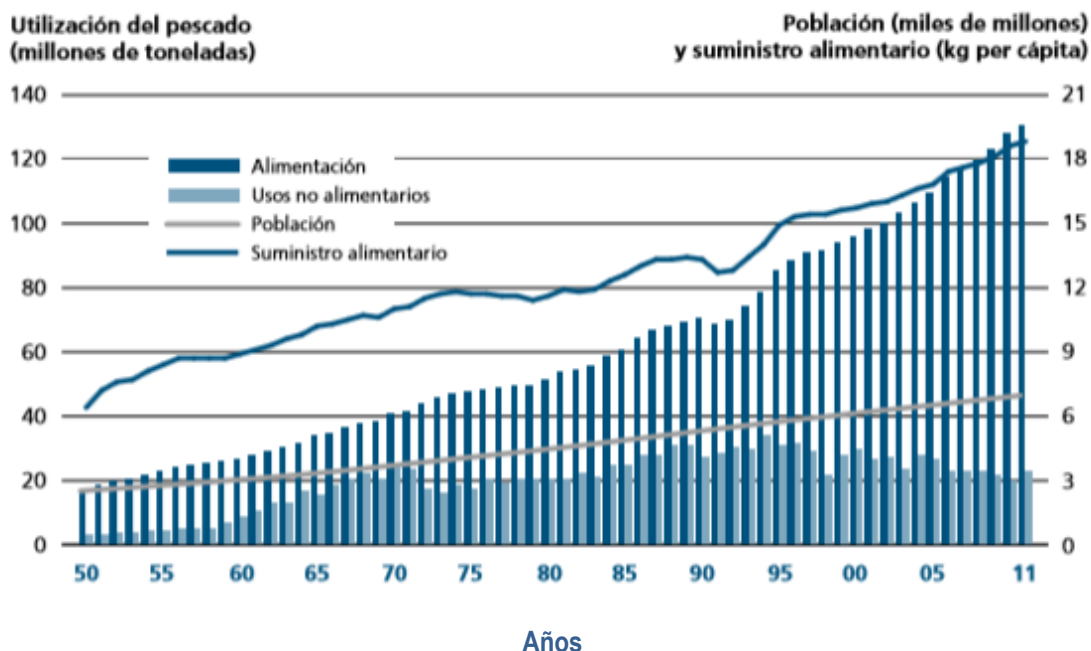


Fig. 2 Utilización y suministro mundial de pescado. Fuente: Informe SOFÍA 2014 FAO

El restablecimiento de las poblaciones sobreexplotadas es muy importante desde el punto de vista biológico pero también lo es desde el punto de vista productivo ya que podría aumentar la producción en 16,5 millones de toneladas y la renta anual en 32 000 millones de USD., es por ello que crece la necesidad de restablecer dichas poblaciones, permitiendo que la pesca marítima mundial pueda avanzar satisfactoriamente hacia la sostenibilidad a largo plazo (FAO, 2014).

Una alternativa para contrarrestar la sobreexplotación de los recursos pesqueros y poder continuar abasteciendo la demanda de productos en el mercado es la acuicultura marina, dicha actividad permite producir el pescado necesario para el consumo y representa una oportunidad para las poblaciones sobreexplotadas permitiendo que se recuperen (OCDE-FAO, 2013).

La OCDE y la FAO, (2013) han generado una serie de perspectivas del año 2013 al año 2022 y en las cuales afirman que la producción de pescado comercializado para consumo humano continuara con la tendencia a la alza creciendo 30% durante el periodo de las perspectivas, esto reafirma la importancia de la

acuicultura como el sector de más rápido crecimiento ya que representa ahora el 50% del pescado destinado a la alimentación a nivel mundial (FAO, 2014)

La acuicultura o acuicultura es el conjunto de actividades, técnicas y conocimientos de crianza de especies acuáticas vegetales y animales. Estas especies se desarrollan en diversos cultivos ya sea de agua salada o dulce, bajo condiciones totalmente controladas; y es probablemente el sector de producción de alimentos con mayor crecimiento. Sin embargo esta no es una práctica reciente, en civilizaciones antiguas como Babilonia, Egipto y Grecia se han hallado vestigios del cultivo de especies acuáticas; el primer trabajo escrito sobre acuicultura proviene de China. Se trata de “La piscicultura clásica”, obra del Fan Li, antiguo asesor del Estado Yue, durante el período de Primaveras y Otoños en el siglo V. a.C.(FAO, 2015)(INES, 2018). Posteriormente también se desarrollan diferentes técnicas acuícolas durante el Imperio romano, los siguientes registros se encuentran en los monasterios y abadías de la Edad Media que lograron recuperar las técnicas para el cultivo de organismos acuáticos. Posteriormente en el siglo XIX se crea en Huningue (Francia) el primer centro de estudios sobre acuicultura(INES, 2018), hasta llegar a la época actual donde ahora representa la actividad primaria con mayor crecimiento.

México ha registrado antecedentes de actividad acuícola desde el siglo pasado, en 1923 México define la acuicultura como “el aprovechamiento de las aguas y riberas para la cría y reproducción de animales acuáticos”. A partir de la década de los años cincuenta inicia su desarrollo formal con la creación de amplios cultivos extensivos o de carácter experimental. (INES, 2018).

A mediados de los años cincuenta y los sesenta la acuicultura de repoblación tuvo un incremento intenso, buscando repoblar las aguas dulces con una orientación de beneficio social, es decir, lograr resolver problemas de las comunidades donde se instalaron los centros acuícolas que se dedicaron a la reproducción de carpa espejo. (INES, 2018).

En los años ochenta se comenzó la producción para fines meramente comerciales, y se ha logrado que la acuicultura en América Latina mantenga el crecimiento más elevado a escala global, superando constantemente el 9% anual promedio en las últimas dos décadas, colocándola como el sector primario con mayor desarrollo (FAO, 2015)(INES, 2018).

En México se ha dividido en dos grandes vertientes, la producción de peces para el consumo humano y la producción de peces de ornato; la rama de producción, ha cobrado mucha importancia ya que comer pescado forma parte de la tradición cultural mexicana y es una excelente fuente de proteínas, ácidos grasos insaturados, minerales y vitaminas para la dieta del hombre; teniendo en cuenta que la pesca de captura ha ido disminuyendo en los últimos años, la acuicultura toma un peso importante en su desarrollo para cubrir las necesidades de consumo humano (INES, 2018).

Actualmente, las principales especies de acuicultura en México son el camarón (150 mil 76 toneladas); mojarra tilapia (149 mil 54 toneladas); ostión (45 mil 148 toneladas), carpa (30 mil 300 toneladas) y trucha (siete mil toneladas) y los principales estados productores son Sonora, Sinaloa, Jalisco y Veracruz.(CONAPESCA, 2018), destinando el 70% de la producción a la exportación. (FAO, 2015)(INES, 2018)

En países como Tailandia, Malasia, Singapur y China, el cultivo de especies del género *Epinephelus* ha tenido resultados alentadores. Estos países han logrado obtener tallas de 600 a 800 g en periodos de 6 a 8 meses en jaulas flotantes (Chua y Teng,1980), pero, las dietas balanceadas para el mero que son utilizadas para su cultivo son costosas y nutricionalmente deficientes. En Taiwán existen Al menos once especies de mero han sido cultivadas y los huevos fertilizados y en dos de ellas (*E. coioides* y el *E.malabadicus*) logro inducirse con éxito al desove, pero otras especies son todavía inestables (Aquafed, 2018).

El mero como pez de fondo se cultiva generalmente en estanques de tierra y en jaulas flotantes poco profundas en el sudeste asiático. El sistema de cultivo actual se fragmenta y se divide en al menos en cuatro etapas: las granjas de

reproductores proveen los huevos fertilizados; El criadero suministra las larvas eclosionadas y el vivero proporciona alevines de diferentes tamaños para el cultivo en granjas. Todas las etapas tienen sus propias experiencias basadas en el conocimiento (Aquafed, 2018).

En México no se han reportado cultivos de mero rojo, ya que aún se encuentra en investigación, recientemente se publicaron los primeros estudios sobre la reproducción del mero ojo bajo condiciones controladas (Durruty, 2014) donde se reporta todo el proceso para de reproducir esta especie en la península de Yucatán

Por el momento el mero rojo es uno de los ejemplares marinos que han destacado en la producción pesquera nacional representando hasta un 70% de la producción total en México y se ha reportado que durante muchos años la pesquería se ha sostenido gracias a la producción de mero rojo (*Epinephelus morio*), cuya máxima producción se registró en la década de 1970 con 19 mil toneladas. Sin embargo la composición de la pesquería se ha modificado en los últimos años por lo que se reportaron 10 mil 768 toneladas de mero rojo en el 2017, de las cuales el estado de Yucatán contribuyo con 7 mil 111 toneladas de producto (CONAPESCA, 2018) esta pesquería ha sido de gran relevancia social y económica para las comunidades pesqueras de la península de Yucatán, y es que en ellas participa una flota artesanal o ribereña y otra de mediana altura con diferente poder de pesca, que concentran sus actividades en distintos componentes del stock de mero (juveniles y adultos), por lo que es urgente diseñar medidas que tengan como finalidad la recuperación y administración adecuada de este recurso.

Debido a esta situación se ha propuesto como opción la posibilidad de reproducir el mero rojo en cautiverio para su posterior explotación, lo que lleva a estudiar múltiples aspectos que permitan el desarrollo de producciones intensivas del mero rojo. Uno de estos aspectos es el estudio de la alimentación, la cual representa hasta un 65% del costo de producción en esta especie (Morales, 2004).

2. ANTECEDENTES

2.1. Clasificación taxonómica

El mero rojo (*Epinephelus morio*) fue descrita por Cuvier y Valenciennes (1828)

Reino: Animalia

Phylum: Chordata

Superclase: Osteichthyes

Clase: Actinopterygii

Orden: Perciformes

Familia: Serranidae

Subfamilia: Epinephelinae

Género: *Epinephelus*

Especie: morio

Cuyos nombres comunes son: mero rojo, cherna yucateca, cherna americana, cherna de vivero, jaboncillo paracamo, garrupa. Nombre común en inglés: “red grouper”

2.2. El mero rojo (*Epinephelus morio*)

Son peces robustos y de tamaño moderado, La cabeza y el cuerpo presentan un color rojizo o rosado hacia el vientre y los costados; la especie presenta dientes fuertes y delgados que evitan que su presa escape; tienen los ojos grandes que pueden estar rodeados por manchas negras, estas manchas pueden extenderse hasta el opérculo.; su piel y escamas son gruesas en la base de las aletas dorsal y anal además presenta aletas pélvicas más cortas que las pectorales, Esta especie se distingue de las demás del mismo género porque la membrana que se localiza entre las espinas de la aleta dorsal no está hendida; la segunda aleta dorsal es

más grande que la tercera y la aleta caudal tiene un vértice (FAO, 2016). La aleta anal, dorsal y caudal presenta márgenes oscuros, (History, 2009) (Figura 3).



Fig. 3. Juveniles de *Epinephelus morio* (mero rojo), capturados.

2.3. Distribución y hábitat

El mero rojo es un carnívoro, que habita en áreas de arrecife y está distribuida desde el oeste del atlántico de Massachusetts, Golfo de México y hasta Brasil (McGovern Jc *et al* 2002). En México *E. morio* se encuentra en las costas de los estados de Tamaulipas y Veracruz, pero las poblaciones más grandes se encuentran en el banco de Campeche (FAO, 2016)

Los juveniles de *E. morio* se encuentran en áreas someras, mientras que los organismos de mayor talla buscan refugios a profundidades superiores a los 50 metros en fondos rocosos donde puede encontrar grietas y cavernas para ocultarse (García, et.al., 1980). (Figura 4)



Fig. 4 Adulto de *Epinephelus morio* (mero rojo) fuente: <https://www.aquariumbcn.com/especies/m/mero/>

2.4. Aparato digestivo

La morfología del tubo digestivo no se ha descrito para la especie *E. morio*. En general la morfología en peces es muy variable y depende de los hábitos alimenticios de cada especie. Shimada *et al.*, (2010) menciona que el tubo digestivo está dividido en cuatro segmentos, parte cefálica (cavidad bucofaríngea), parte anterior (esófago y estomago), parte media (intestinos y ciegos pilóricos) y la parte posterior (recto y ano) (Shimada *et al.*, 2010).

Los dientes de estos peces están dispuestos en filas rectas; con 2 caninos medianos situados en frente de cada mandíbula, siendo los de la mandíbula inferior más pequeños, los caninos superiores son pequeños y afilados (Coll, 1991).

El esófago presenta una mucosa formada por un epitelio de transición, como células globosas que en la superficie se encuentran levemente achatadas, puede presentar cortas prolongaciones irregulares de diámetro espeso comparado con microcilios, en la membrana plasmática de este epitelio predominan las células

mucosas. La capa muscular está formada por musculo estriado esquelético que sigue hasta el estómago. En la región entre el esófago y el estómago se observa un cambio abrupto del epitelio de transición prismático simple con células mucosas en las extremidades de los pliegues (Shimada *et al.*, 2010).

Los peces carnívoros suelen tener un estómago sigmoidal y en el caso del genero *Epinephelus* este tiene forma de “Y” y es de gran tamaño lo que permite el acumulo de grandes cantidades de alimento, además de tener la capacidad de distenderse hasta contener grandes presas completas, el estómago está conformado por tres regiones cardica, saco o fondo y región pilórica. La mucosa presenta varios pliegues con numerosas glándulas secretoras de pepsina y ácido clorhídrico. Las células epiteliales de la región cardica son de forma cubica mientras la región fundica y la región pilórica presentan un epitelio prismático simple; la lámina propia contiene glándulas gástricas (fundicas) localizadas en el tejido conectivo laxo, estas glándulas desembocan sus criptas en ductos que llevan a la superficie de la mucosa; la capa muscular fue la menos espesa en la porción cardica y más gruesa en la porción pilórica siendo la capa muscular compuesta por una capa interior longitudinal gruesa y otra exterior circular relativamente fina en esta ocurre una transición entre musculo estriado esquelético y liso. El pH es de 2 a 3 y puede alcanzar hasta 5 en las especies marinas. En la región pilórica el estómago puede estar separado del intestino por una válvula o un esfínter pilórico (Shimada *et al.*, 2010; Gomez, 2010).

Las especies carnívoras como *E. morio*, presentan intestino corto, que pueden ser divididos en cuatro regiones: ciegos pilóricos, intestino proximal o craneal, intestino distal o caudal y el recto (Coll, 1991).

Los ciegos pilóricos son invaginaciones de la pared del intestino anterior con gran diversidad de formas y arreglos, como: bifurcados, ramificados, agrupados y digitiformes. Según la especie puede tener solo uno o hasta miles de sacos que son usados como, componentes para la identificación taxonómica. También, el número de ciegos pilóricos presentes se relacionan con los hábitos alimenticios de los peces y particularmente con el tamaño de las presas En la luz de los ciegos

pilóricos se secretan bilis y sustancias pancreáticas como: lipasas, amilasas, proteasas, y nucleasas. Los ciegos pilóricos también funcionan como canales de retención del contenido digestivo, alargando el tiempo de digestión (Gene et.al, 2009).

El epitelio intestinal está formado de una capa mucosa constituido por capas de enterocitos que se encargan de la absorción de nutrientes. En la región luminal hay micro vellosidades formadas por micro filamentos de polisacáridos en forma de pera, que se encargan de la secreción de enzimas, como: amilasas y proteasas. Las células intestinales se encargan de la absorción y están regionalizadas en diferentes secciones del tracto digestivo. En la región proximal se absorben principalmente lípidos, el intestino medio proteínas y la parte distal del intestino transporta carbohidratos y minerales. La submucosa se aprecia delgada hacia las musculares y se observa la presencia de linfocitos infiltrados entre los enterocitos. La capa muscular reposa directamente sobre la lámina propia, dicha capa consta de una capa circular interna y una longitudinal externa. (Shimada *et al.*, 2010; Gomez,2011).

En la última porción del intestino existe una válvula ileocecal entre el recto y el intestino posterior. La mucosa rectal está formada por invaginaciones poco profundas, sus células epiteliales tienen abundantes micro vellosidades; la capa muscular es típica, siendo la capa circular interna más gruesa y la muscular externa se observa infiltración linfocítica; la serosa es delgada, revestida por un mesotelio (Shimada *et al.*, 2010).

El hígado de los peces teleósteos, se encuentra en nivel del abdomen anterior, a la altura del septum transversal que separa la cavidad cardiaca de la peritoneal. Presenta un gran volumen con respecto al cuerpo, es el color rojizo a marrón en especies carnívoras. La superficie del hígado está cubierta por la serosa, y el tejido conectivo de la cápsula se conecta hacia el parénquima. Los hepatocitos se encuentran organizados en hileras de dos células, por lo que el lobulillo no se observa definido. Los sinusoides son fenestrados y se presentan en menor número; estos se encuentran distribuidos de manera irregular y están revestidos

por células endoteliales con núcleos prominentes. En cuanto a las células de Kupffer, estas no son funcionales. Por otra parte, el hígado de los peces posee un componente hematopoyético y centros melonocrofagicos, dispuestos en la periferia de los principales vasos sanguíneos. El hígado juega un papel primordial como almacenamiento de glucógeno y lípidos, así como de bilis (Gene *et.al*, 2009)

El páncreas consta de una región exocrina y una endocrina. en los peces el páncreas no se encuentra bien definido, el tejido pancreático ha sido observado como un conjunto de células situadas alrededor del duodeno en la región de los ciegos pilóricos y en el mesenterio, en algunas especies estos grupos de células pueden formar racimos que migran hasta penetrar en el hígado, formando un hepatopáncreas. La región endocrina del páncreas está formada por los islotes de Langerhans, dispuestos en una serie de cordones de células poligonales de origen epitelial, se presentan al microscopio de luz como aglomerados redondeados y claros de células homogéneas pequeñas , dentro del tejido pancreático exocrino, con una rica red de capilares sanguíneos, los islotes de Langerhans contienen una fina capa de células secretoras de tres tipos alfa beta y delta; las cuales producen glucagón, insulina y gastrina, respectivamente. La región exocrina presenta glándulas acinosas que sintetizan principalmente los zimógenos precursores de la lipasa, la amilasa, proteasas, y nucleasas, las células acinares son piramidales de núcleo redondo central y citoplasma basófilo (Cano *et.al.*, 2000).

El páncreas puede secretar exopeptidasas caracterizadas por tener actividad en pH alcalinos (pH 7-9). Las secreciones enzimáticas del páncreas dentro del intestino ocurren en respuesta a la presencia del alimento. Esta respuesta está controlada por la producción de hormonas como la secretina y la colecistocinina. La respuesta se desencadena por la presencia de lípidos y aminoácidos que entran en la parte superior del intestino en condiciones acidas y desencadenan la cascada de señalización para la producción de enzimas pancreáticas (Gene *et.al.*, 2009)

En el recto los pliegues de la mucosa son cortos, la pared muscular gruesa y con gran capacidad de distensión (Shimada *et al.*, 2010).

2.5. Hábitos alimenticios

Se ha documentado que los cangrejos *Stenorynchus seticomis* son las presas más abundantes en los contenidos estomacales de *E. morio*, seguido de camarones *Farfanpenadeus dorarum*, moluscos y peces (Giménez et.al.,2003)

Brulé y Dénel (1996), observaron en los estómagos de peces juveniles y adultos restos de algas, .al igual que crustáceos como principal componente de las dietas.

2.6. Requerimientos nutricionales

Los requerimientos nutricionales para cualquier especie contempla diferentes etapas, comportamiento, y forma de alimentarse, digestión, absorción, metabolismo de los nutrientes y eliminación de los desechos. Los requerimientos nutricionales deberán cubrir gastos energéticos así como mantener el buen estado fisiológico, inmunológico, y reproductivo de los organismos (Guillaume et.al., 2004).

El mero rojo, por ser un pez carnívoro no tiene requerimientos dietéticos de glucosa porque son capaces de desaminar aminoácidos con la finalidad de obtener glucosa. Sin embargo, si posee la capacidad de digerir fuentes de glucosa como los almidones (actividad de amilasa y amiloglucosidasa) (Viegas *et al.*, 2015;Castillo 2011) Por ello, la finalidad de este estudio es evaluar la asimilación de la glucosa obtenida a partir de los carbohidratos por lo que es necesario conocer cuáles son los más digeribles y que permitan ahorrar el uso de proteínas en la dieta.

2.7. Situación actual de *Epinephelus morio*

El mero rojo (*Epinephelus morio*) es una de las especies comerciales más importantes del Golfo de México, representa una de las principales fuentes de alimento e ingresos económicos para el estado de Yucatán (Brulé y Dénel, 1996) cuyas poblaciones han disminuido en las últimas décadas, quedando solo un

tercio de la población original (Doi, T., 1981)(Arreguín-Sánchez, et. al. 1990)(Burgos *et al.*, 2008).

En los años setentas era posible obtener más de 19, 000 toneladas al año, sin embargo en años recientes solo se han capturado 8,000 toneladas al año (Giménez-Hurtado, et.al, 2005). Con esta tendencia en la disminución de las poblaciones silvestres y en vista de la gran demanda del recurso, el futuro de la población de *E. morio* en las costas de Yucatán y el banco de Campeche resulta poco alentador.

Las estrategias que se han generado para tratar de disminuir la sobreexplotación de este recurso, son pocas y contemplan restricciones en la talla de captura (de aproximadamente 30 cm de longitud parcial), así como un periodo de veda decretado en el 2003 del 15 de febrero al 24 de marzo (Burgos *et al.*, 2008).

Ante esta situación ha surgido la necesidad de incrementar la producción pesquera de *E. morio* que la población demanda y surge la acuicultura como una alternativa para garantizar la seguridad alimentaria al mismo tiempo que se conservan las poblaciones silvestres.

Por lo anterior se requieren estrategias sostenibles para la acuicultura de esta especie , para que las comunidades prosperen y las personas estén más sanas, procurando que haya más oportunidades para mejorar la calidad de vida, con un aumento de los ingresos y una mejor nutrición (FAO, 2015)

2.8. Almidón

2.8.1. Composición química

El almidón es un homopolímero de la glucosa, cuando las unidades de glucosa de una molécula exceden de un cierto número, el alto polímero resultante se denomina “almidón”. Las estimaciones en el número de residuos de glucosa en las

moléculas de almidón, varían de 400 a 4000 en uno hasta varios cientos de miles en otros (Badui, 2006).

El almidón es una mezcla de dos polisacáridos muy similares, la amilosa y la amilopectina; el primero es producto de la condensación de D-glucopiranosas por medio de enlaces glucosídicos α (1,4), que establece largas cadenas lineales con 200-2 500 unidades y pesos moleculares hasta de un millón y tiene la facilidad de adquirir una conformación tridimensional helicoidal (Figura. 5), en la que cada vuelta de la hélice consta de seis moléculas de glucosa. Por su parte, la amilopectina se diferencia de la amilosa en que contiene ramificaciones que le dan una forma molecular similar a la de un árbol; las ramas están unidas al tronco central (semejante a la amilosa) por enlaces α -D-(1,6), localizadas cada 15-25 unidades lineales de glucosa (Figura 5). Su peso molecular es muy alto, ya que algunas fracciones llegan a alcanzar hasta 200 millones de daltones. En términos generales, los almidones contienen aproximadamente 17-27% de amilosa, y el resto de amilopectina. Algunos cereales, como el maíz, el sorgo y el arroz, tienen variedades llamadas "céreas" que están constituidas casi únicamente por amilopectina; hay otras que tienen hasta 90% de amilosa. La concentración relativa de estos dos polímeros está regida por factores genéticos típicos de cada cereal (Badui, 2006).

Los granos de almidón están formados en un medio acuoso en el interior de las células vivas de las plantas, mientras que el almidón comercial está formado por granos de almidón en los que se ha retirado la mayor parte de la humedad. Al secarse el grano, las moléculas de almidón se agrupan más estrechamente y el grano se encoje. Cuando los granos de almidón no cocidos ni dañados se colocan en agua fría, absorben agua y se hinchan (Badui, 2006).

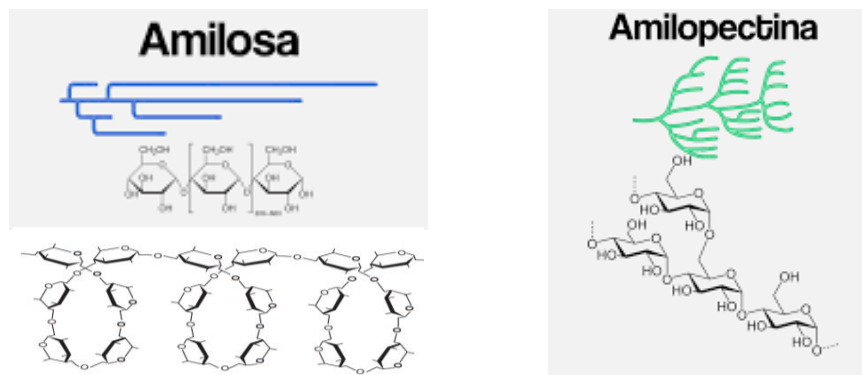


Fig. 3 Estructura química de la amilosa y amilopectina (almidón);Fuente: Badui, química de los alimentos, Pearson México 2006

2.8.2. . Gelatinización

Los gránulos de almidón pueden ser inducidos a hincharse enormemente calentándolos en mucha agua, este empastamiento es comúnmente conocido como gelatinización. Cuando la energía cinética de las moléculas de agua entran en contacto con los granos de almidón se hace lo suficientemente mayor como para producir la atracción entre las moléculas de almidón unidas por puentes de hidrogeno dentro del granulo. Las moléculas de agua pueden penetrar al grano de almidón, primero en las áreas menos densas, y cuando se eleva la temperatura, se cristalizan. Algunas de las moléculas del almidón, principalmente la amilosa, que se dispersan en el agua caliente, escapan de los gránulos hinchados hacia el líquido que los rodea, por ello una pasta de almidón son gránulos hinchados suspendidos en agua caliente en los que se dispersan las moléculas de amilosa (Badui, 2006).

Las moléculas de amilosa que se han escapado de los gránulos empastados se dispersan en el líquido de una pasta cocida mientras permanezca caliente. La pasta caliente retiene su capacidad para fluir, por lo que es viscosa y no rígida. Cuando la pasta se enfría, la energía cinética ya no es tan grande para contrarrestar la marcada tendencia de las moléculas de amilosa para re asociarse. Las moléculas de amilosa se vuelven a unir a las demás, quedando en los extremos externos de los gránulos de almidón (Badui, 2006).

2.8.3. Almidón de papa

La papa es el cuarto cultivo alimenticio más importante del mundo después del trigo, el arroz y el maíz con una producción anual global de aproximadamente 300 millones de toneladas. Durante la última década, la producción de papa ha disminuido en los países desarrollados, pero se ha incrementado en países en desarrollo y de reciente industrialización. (Karman et.al.2010)

La papa, se cultiva como un vegetal para el consumo directo y también como materia prima para su transformación en productos tales como comidas, aperitivos, derivados de papa, almidón y derivados de almidón. En cuanto a las propiedades físicas, la fécula de papa es única entre otros almidones disponibles comercialmente y se ha utilizado ampliamente en diferentes variedades de alimentos. Esta singularidad es debida al tamaño del gránulo, pureza y a las cadenas de amilosa y amilopectina que son relativamente largas. La presencia de grupos éster fosfato en amilopectina, la capacidad para el intercambio de ciertos cationes que tiene efecto sobre la viscosidad.

El almidón de papa está formado por dos compuestos de diferente estructura: 1) Amilosa que está formada por α -D-glucopiranosas unidas mediante enlaces α -1, 4 en una cadena sin ramificar o muy escasamente ramificada. Ésta cadena adopta una disposición helicoidal y tiene seis monómeros por cada vuelta de hélice y suele constituir del 25 al 30 % del almidón. 2) La amilopectina constituye el 70-75% del almidón, también está formada por α -D-glucopiranosas, aunque en este caso conforma una cadena altamente ramificada en la que hay uniones α -1,4 y muchos enlaces α -1, 6 que originan lugares de ramificación cada doce monómeros. Su peso molecular es muy elevado, ya que cada molécula suele reunir de 2.000 a 200.000 unidades de glucosa (Badui, 2006).

Una característica importante de los almidones de papa es su capacidad para formar geles transparentes cuando son gelatinizados, esto se debe a los grupos de éster fosfato y a la ausencia relativa de los lípidos (Kamran et.al., 2010).

3. JUSTIFICACIÓN

En algunas zonas el mero rojo (*E. morio*) es una especie de captura por excelencia debido a su abundancia, peso y tamaño, además su carne es muy apreciada; sin embargo, su captura se ha visto afectada por la sobreexplotación de la especie, y aunque se han tomado medidas, como las vedas en épocas reproductivas, las poblaciones no han logrado recuperarse (Burgos et.al., 2003).

Actualmente existen alimentos comerciales destinados a la engorda de peces carnívoros sin embargo estas pueden llegar a ser costosas. Por ello este estudio pretende formular dietas utilizando ingredientes alternativos, como el almidón de papa crudo y gelatinizado, para generar alimentos más accesibles que cumplan con los requerimientos necesarios para el crecimiento de la especie y le permitan mantenerse en condiciones óptimas de salud

4. HIPOTESIS

Los peces juveniles de meros rojo (*Epinephelus morio*) alimentados con una dieta adicionada con almidón de papa gelatinizado tendrán un mayor crecimiento y sobrevivencia con respecto a juveniles de mero rojo alimentados con almidón de papa crudo.

5. OBJETIVOS

5.1. Objetivo general

Evaluar el efecto del almidón de papa gelatinizado administrado en las dietas de peces juveniles de mero rojo (*Epinephelus morio*,) sobre su crecimiento y supervivencia comparados con peces juveniles alimentados con una dieta que contenga almidón de papa crudo.

5.2. Objetivos particulares

Evaluar el crecimiento con base al peso y talla, conversión alimenticia, de los meros rojos alimentados con almidón de papa crudo y gelatinizado.

Comparar el índice hepatosomático de los meros rojos alimentados con almidón de papa crudo y gelatinizado.

Medir el hematocrito, glucosa sanguínea, glucógeno hepático y la presión osmótica de los meros rojos alimentados con almidón de papa crudo y gelatinizado.

6. MATERIAL Y METODOS

El trabajo experimental se llevó a cabo en la unidad multidisciplinaria de docencia e investigación (UMDI, UNAM) ubicada en el Puerto de Sisal en el estado de Yucatán en las coordenadas 21°9'55"Norte y 90°1'50"Oeste con una altitud de 1 msnm (figura 6); La región donde se localiza el municipio es cálida-semiseca, con lluvias en verano, tiene una temperatura media anual de 26°C y una precipitación pluvial media anual de 1,200 mm. (INEGI, 2009).

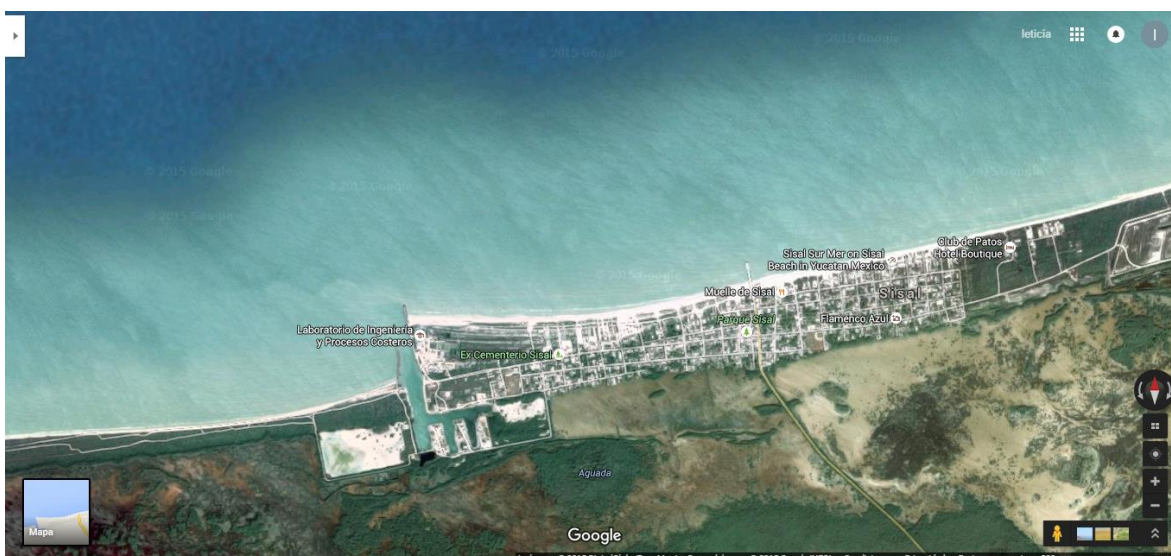


Fig. 4 Puerto de Sisal, Estado de Yucatán, México.

6.1.Procedencia de los organismos y sistema de cultivo

Se capturaron 200 meros rojos juveniles silvestres, en el puerto de Sisal, Yucatán y de ellos se seleccionaron 60 con un peso de 90 a 100 g (indicativo de animales juveniles) Al llegar a la UMDI Sisal los peces fueron colocados en cuatro estanques independientes de plástico con capacidad de 800L y un sistema de recirculación en el área de mero, se mantuvieron en estos estanques durante 30 dias como medida de cuarentena durante este periodo los organismos fueron alimentados con dieta comercial (Aqua premier.)

Una vez concluida la cuarentena los organismos fueron ubicados de forma aleatoria en 6 estanques redondos de fibra de vidrio con una capacidad de 500 L aproximadamente ($0.884\text{m}^2 \times 0.7\text{m}$). Se utilizó un sistema de recirculación de agua salada a un flujo de 10L/m el cual contaba con un reservorio de 1800L y una aireación constante mediante piedras difusoras de 2cm conectadas a un tubo de vinil. El aire fue provisto por un compresor de aire. El sistema también contaba con un biofiltro de arena y una bomba sumergible de agua y una lámpara U.V. los estanque fueron cubiertos con una malla sombra de 50% para evitar que los organismos saltaran del estanque.

En cada unidad experimental se colocaron 10 organismos, saludables seleccionados al azar intentando tener uniformidad de talla y peso (aproximadamente 95 g por pez) posteriormente se destinaron 3 estanques para cada tratamiento, seleccionados aleatoriamente (Figura 7).



Fig. 5 Área de experimentación.

6.2. Calidad de Agua

Se hizo un monitoreo diario de los parámetros de la calidad del agua oxígeno disuelto, temperatura y pH, usando un medidor multiparámetros (Hach®, modelo HQ40d), la salinidad se midió con un refractómetro manual marca Atago.

Parámetro	Promedio (\pmDS)
Temperatura ($^{\circ}$C)	29.38 \pm 0.166
Oxígeno disuelto (mg/L)	5.80 \pm 0.072
pH	37.5 \pm 0.547
Salinidad (ppm)	7.12 \pm 0.038

6.3. Dietas y frecuencia de alimentación

El alimento utilizado se elaboró en el Laboratorio de Nutrición de la UMDI Sisal, el cual fue de tipo semi-húmedo con base de almidón de papa crudo y gelatinizado. La formulación de los alimentos se muestra en el Cuadro 2.

Cuadro 2. Formulación en 100g de alimento formulado.

Materias primas	Cantidad por cada 100g de alimento elaborado (g)	Dieta A (almidón de papa crudo)	Dieta B (Almidón de papa gelatinizado)
Harina de pescado Mahahen	42.78	*	*
Harina de camarón	5	*	*
Calamar molido	5	*	*
Concentrado proteínico de soya 40%	20	*	*
Treonina	1.95	*	*
Triptófano	0.07	*	*
Lisina	1.23	*	*
Leucina	0.44	*	*
Grenetina	2	*	*
Almidón	20	Almidón de papa crudo	Almidón de papa gelatinizado
Pre mezcla de vitaminas	1.5	*	*
Vitamina C	0.03	*	*
Total	100		

6.4. Procedimiento en la elaboración de dietas

Se pesaron todos los macro ingredientes secos como la harina de pescado, harina de camarón, pasta de soya y almidón, después se mezclaron en la batidora (KITCHEN AID MOD. K4555). Posteriormente, se realizó el pesaje de los micro ingredientes como treonina, triptófano, lisina, leucina, pre mezcla vitamínica y vitamina C para mezclarlos manualmente. Después se adicionaron a los macro ingredientes para mezclarlos y por último se incorporó el calamar molido, mezclando bien con los ingredientes secos, por último se adicionó la grenetina animal previamente hidratada. Esta mezcla se batió hasta obtener una masa

homogénea para finalmente pasar por un molino de carne (TORREY® MOD. M22RW2) para obtener pellets semi húmedos que fueron ofrecidos a los peces.

6.5. Bioensayo

El trabajo experimental tuvo una duración de 90 días, diariamente iniciaron las actividades a las 8 de la mañana con la medición de parámetros: oxígeno disuelto (mg/l), temperatura (°C), pH, tomados con un equipo multiparámetros (Hach®, modelo HQ40d). Por último la salinidad fue medida con un refractómetro. Se continuó con la alimentación de los peces otorgada a saciedad aparente y al observar el rechazo del alimento, se dejaba de ofrecer. Y al final del día el alimento rechazado se pesaba para calcular el consumo total. Al concluir este proceso, se limpiaba el estanque extrayendo los residuos de alimento y heces que habían quedado en el fondo con una manguera que desembocaba en un tamiz de plástico, continuando con la limpieza de los estanques y de los refugios para posteriormente ser enjuagados con agua dulce y regresados a los estanques. Por último se encendía el sistema de recirculación de agua, para recuperar los 50 L aproximados que se perdían durante la limpieza de cada estanque.

Durante el transcurso del experimento, se realizaron biometrías periódicas cada 30 días, estas comenzaban con un tratamiento profiláctico en el cual los peces fueron colocados primero en una tina con agua dulce para disminuir la carga de ectoparásitos, luego en una tina con agua salada y formol al 10% a una dosis de 10 L /0.3ml para disminuir la carga bacteriana y por último se colocaban en una tina con agua salada y aceite de clavo a una dosis de 0.3 ml/10L para poder manipular a los peces con mayor eficacia. Durante la toma de las biometrías se obtuvieron, el peso y talla de los individuos.

6.6. Análisis químico proximal de los alimentos y peces

Se realizó un análisis químico proximal de la dieta y de 3 peces por cada uno de los tratamientos para verificar que se cumpliera con los requerimientos establecidos de la formulación.

6.6.1. Determinación de Humedad

En estos métodos se calcula la humedad por una pérdida de peso debida al calentamiento de la muestra. Para ello se utilizaron muestras homogéneas.

Para el alimento balanceado este se molió previamente en la licuadora y se utilizó el método de secado en termo balanza OHAUS, mod. MB45 (AOAC, 1997)

6.6.1.1. Método de secado en termo balanza

La humedad es removida de la muestra mediante una lámpara de halógeno integrada en el equipo y un vaporizador de humedad. Durante la operación de secado, el equipo registra el peso inicial de la muestra bajo el principio termo gravimétrico. Este principio se da por diferencia de peso entre la muestra fresca y la muestra seca, se estima el contenido de humedad perdido y se expresa como porcentaje de humedad en la muestra. Para este procedimiento se utilizó la termo balanza OHAUS, mod. MB45. (AOAC, 1997)

Los peces se secaron mediante el método de estufa.

6.6.1.2. Método de secado en estufa

Los peces se colocaron en charolas de aluminio que se llevaron previamente a peso constante y posteriormente se colocaron los peces enteros en estufa a una temperatura constante de 60°C durante 96 h. Después se transportaron dentro de un desecador para pesarlos y obtener el porcentaje de humedad mediante la siguiente ecuación (AOAC, 1997):

$$\text{Humedad \%} = \frac{B - A}{B - A - (C - A)} \times 100$$

Dónde:

A= Peso de la charola limpia y seca (g)

B= Peso de la charola con la muestra húmeda (g)

C= Peso de la charola con la muestra seca (g)

6.6.2. Análisis de Cenizas totales

En este método toda la materia orgánica se oxida en ausencia de flama a una temperatura que fluctúa entre 550-600°C. El material inorgánico que no se volatiliza a esta temperatura se conoce como cenizas. Método Oficial 968.08 4.8.02 (AOAC, 1997). El procedimiento es:

1. *Pesado*

Se colocaron a peso constante los crisoles durante 2 horas aproximadamente en la mufla a 600 °C.

- Se dejó enfriar el crisol en un desecador durante 15 o 20 minutos.
- Se pesó el crisol y se identificó con el número que tiene marcado en la parte inferior.
- Se colocó entre 3 a 5 g de muestra en el crisol, sin sobrepasar la mitad del crisol.

2. *Calcinación*

- Se pre-incineró la muestra con un mechero en la campana de extracción hasta que no se desprendieron humos.
- Se colocó en la mufla durante 2 h, cuidando que la temperatura no pasara de 550°C

- Se repitió la operación anterior hasta conseguir unas cenizas blancas o ligeramente grises, homogéneas.
- Se dejó que se enfriaran en el desecador y se pesaron.

El porcentaje de cenizas se obtendrá mediante la siguiente formula:

$$\% \text{ Cenizas en base seca} = \frac{C \times 100}{B}$$

% de materia orgánica = 100 - % ceniza base seca

En donde:

A = Peso del crisol (g)

B= Peso de la muestra (g)

C= Peso de las cenizas (g)

6.6.3. Análisis de Lípidos totales por el método de Goldfish

Este método permite la extracción de lípidos totales en una muestra de origen vegetal o animal con solventes orgánicos, utilizando el método oficial 920.39, 4.5.01 (AOAC, 1997).

Procedimiento:

1. *Pesado*

- Se colocaron los vasos para Goldfish con 3 perlas de vidrio cada uno, en la Estufa a 100°C hasta peso constante, por 2 horas.
- Se registró el peso exacto de los vasos.
- Se pesó exactamente entre 4-5 g de muestra seca, que se colocó dentro de un papel filtro o cartucho de celulosa, tapado con algodón, cuidando no tocar la muestra.

- Se registró el peso de la muestra.
- Se colocó el cartucho dentro del porta dedal.

2. Extracción

- Se acoplaron los porta dedales en el sostenedor del equipo Goldfisch (Figura 8).
- Se midió con una probeta 40 mL de hexano y se agregó a cada uno de los vasos.
- Los vasos ya con el hexano, se sostuvieron al sistema Goldfisch mediante el arillo de fierro con empaque.
- Se subieron las parrillas, girando hacia un lado y otro.
- Se ajustó la temperatura 6°C y se mantuvo el sistema en reflujo por 4 h.
- Finalizado el tiempo de extracción, se removieron los porta dedales con la muestra y se reemplazaron por los tubos de recuperación del solvente, teniendo cuidado de no dejar sobre calentar el aceite.
- Cuando el solvente se evaporo, se apagó la temperatura y se dejó enfriar el sistema. Se retiró el vaso del equipo y se secó el extracto por 30 minutos.
- Se dejó enfriar y se pesó la muestra
- Se Colocaron los porta dedales con muestra en la estufa para remover residuos de solvente, durante la noche.

3. Cálculos

$$\% \text{ aceite} = \frac{\text{g de aceite extraido} \times 100}{\text{g de muestra}}$$

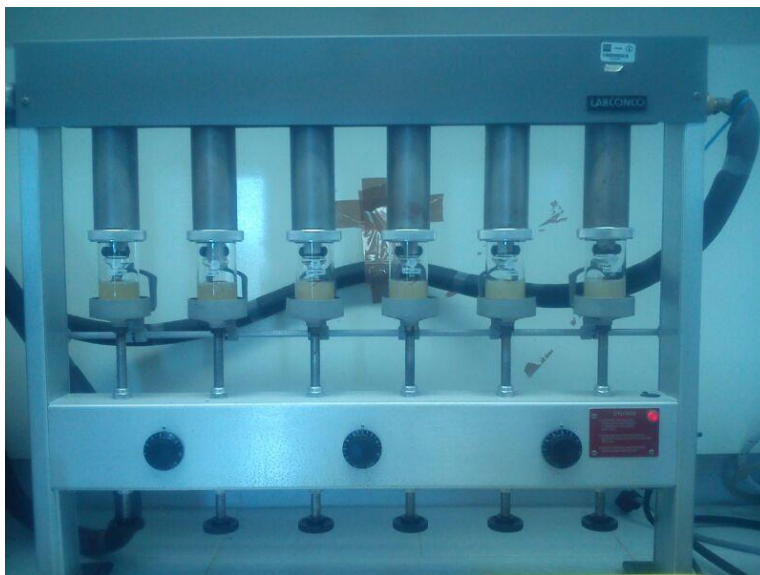


Fig. 6 Equipo de extracción de lípidos por el método de Goldfish.

6.6.4. Determinación de proteína

Para la determinación de proteína el Laboratorio de Química de la UMDI Sisal, realizó esta prueba para el presente estudio mediante el método de Kjeldahl Método oficial 391.19.(AOAC, 1997). Para ello, se colocó en capsulas de estaño muestras con 100 mg de muestra aproximadamente; previamente desgrasada usando el Analizador Elemental Termo Flash EA1112.

6.7. Evaluación

6.7.1. Parámetros productivos y zootécnicos

A partir de los resultados obtenidos durante las biometrías se evaluó

Factor de conversión alimenticia (FCA):

$$FCA = \frac{\textit{Alimento otorgado}}{\textit{Ganancia de peso}}$$

Índice hepatosomático (IH):

$$IH = \frac{\textit{Peso del hígado}}{\textit{Peso total}}$$

Tasa específica de crecimiento (TEC):

$$TEC = [\ln (\textit{peso final}) - \ln (\textit{peso inicial}) / \textit{días}] \times 100$$

Factor de condición corporal (FCC):

$$K = \frac{\textit{Peso individual}}{(\textit{Longitud total})^3}$$

Y para el cálculo de la supervivencia se contaron los animales al inicio y al finalizar el experimento, por cada repetición, para obtener el porcentaje de supervivencia.

6.7.2. Parámetros fisiológicos

Los parámetros fisiológicos a evaluar fueron:

La sangre se obtuvo con una jeringa de 3 mL de la vena caudal. Se recolectaron las muestras para hematocrito y después la muestra se mantuvo en refrigeración durante aproximadamente 20 minutos más tarde se midió la presión osmótica, concentración de glucosa en plasma y el glucógeno en hígado.

Hematocrito: en esta prueba se emplearon tubos para micro hematocrito en estos la sangre se depositó mediante capilaridad y posteriormente se sellaron con pasta para hematocrito. Estos se centrifugaron a 2500 rpm durante 5 minutos. Posteriormente, se midió la muestra para conocer el porcentaje que representa el paquete celular, mediante una regla de tres.

Presión osmótica: esta se midió mediante el micro osmómetro the mod. 3MO plus marca Ohaus.

Glucosa: la cuantificación de la glucosa se llevó a cabo con el juego de reactivos comercial. El principio se basa en el cambio de color, identificado espectrofotométricamente a través de la absorbancia de la solución en la longitud de onda correspondiente y registrada en densidades ópticas.

La glucosa es transformada por la glucosa oxidasa en ácido gluconico y peróxido de hidrogeno; este último en presencia de peroxidasa, oxida el sistema cromógeno (4-aminofenazona/fenol) convirtiéndolo en un compuesto de color rosa.

El juego de reactivos de glucosa (ELITech GPSL-5505), cuenta con un reactivo listo para ser usado.

Determinación de glucógeno hepático

Procedimiento

- Se extrajo el hígado y se pesó completo.
- Se congeló en nitrógeno líquido dentro de tubos falcon de 15 ml y se almacenaron a -40 °C.

- Se tomó una muestra de tejido y se pesó entre 200 y 600 mg. Después se colocaron en un tubo eppendorf añadiéndose previamente 200µl de TCA al 5% y se homogenizaron durante un minuto.
- Se centrifugó la muestra a 7000 rpm durante 6 minutos.
- Se tomaron 100µl del sobrenadante y se depositaron en un tubo eppendorf de 1.5 ml que contendrá 500 µl de etanol al 95%, y se homogenizó con ayuda de una micro pipeta.
- Se incubó en una estufa por 3 horas.
- Se centrifugó a 7000 rpm durante 15 minutos.
- Se retiró el sobrenadante y se colocaron los tubos en forma invertida sobre un papel absorbente.
- Se agregaron 20 µl de agua destilada hirviendo y 200 µl de fenol al 5% a las muestras, después
- Se agregó un ml de ácido sulfúrico y se agitó en vortex.
- Se tomaron 200 µl por muestra en una micro placa de lector de Elisa y se leyó la absorbancia a 490 nm en el espectrofotómetro de micro placas Bechmer Plus. Para calcular el glucógeno se usó la siguiente formula:

Glucógeno (mg/g): (((PM-PBCO) / (PStd.)) X (1) X (0.1 / PeT) X (0.9)) X FD

Dónde:

PM= promedio de la muestra

PBCO= promedio del blanco

PStd= promedio del estándar

Estándar de glucosas (juego comercial de reactivos de Bayer) 100mg/dl = 1 mg/ml

PeT= peso del tejido

0.9 = factor de conversión de glucosa a valores de glucógeno

6.7.3. Densidad calórica

Se realizó una prueba de densidad calórica para obtener el contenido calórico de las dietas y los organismos, utilizando una bomba (Parr 1425). Las muestras de los tratamientos y los peces de mero rojo (*Epinephelus morio*) fueron obtenidas del proceso de secado y molienda de 3 organismos de cada una de las dietas experimentales. El secado se llevó a los 60°C utilizando una estufa (BLUM), hasta mantener un peso constante de la muestra. Posteriormente, se realizaron 3 comprimidos o pastillas entre 0.5 y 1g de cada muestra.

Procedimiento:

1. Se llenó la cubeta de acero con 2L de agua destilada.
2. Con las pinzas se tomó una cápsula de combustión y se pesó en una balanza analítica.
3. Se tomó el paquete de alambre y cortó un fragmento de aproximadamente 10 cm de largo para pesarlo en la balanza analítica.
4. Se puso 1 mL de agua destilada en el interior de la bomba.
5. Se colocó cuidadosamente el porta cápsula dentro de la bomba. Se cerró la bomba suavemente y se conectó la manguera del regulador de oxígeno.
6. Se tomó la bomba con las pinzas especiales y se colocó dentro de la cubeta de acero, conectando los electrodos a la bomba y a la fuente de poder.
7. Se tapó la cubeta y se colocó el termómetro de precisión seguido de la liga de agitación en la polea. Se encendió el motor del agitador y se esperó 5 minutos hasta que se estabilizó la temperatura del agua en la cubeta.
8. Una vez estabilizada la temperatura. Esta se considera como el valor inicial de la temperatura. Se apretó el botón de la fuente de poder por 5 segundos. Al mismo tiempo que hicimos correr el cronómetro, observando cada minuto la temperatura del agua. Después se dejó por un mínimo de 7 minutos hasta que la temperatura del agua se mantuvo constante.
9. Se destapó el recipiente de plástico y se sacó cuidadosamente la bomba. Se eliminó con una toalla de papel el exceso de agua acumulado en la tapa de la bomba. Liberando lentamente el oxígeno utilizando la perilla de fuga de aire. Una

vez que todo el oxígeno se liberó, se abrió la bomba y se verificó que la pastilla se hubiese quemado en su totalidad.

10. Se desprendieron los fragmentos de alambre que no se quemaron de los soportes y se pesaron.

11. Se Recuperó el agua de la bomba y agregó 1 gota de Naranja de metilo.

6.8. Análisis Estadísticos

Para el análisis de la presión osmótica, hematocrito, glucosa sanguínea, glucógeno hepático e índice hepatosomático se realizó una prueba t de Student para la diferencia de medias para muestras independientes.

Y para las variables altura, talla (longitud total, longitud parcial y altura) y peso se utilizó un diseño de un factor para mediciones repetidas (MANOVA). Los análisis se corrieron con los programas SPSS versión 22 y JMP versión 6.1

7. RESULTADOS

El análisis químico proximal del alimento y los ejemplares se muestran en el Cuadro 3. En el siguiente cuadro se pueden observar los porcentajes promedio de humedad, cenizas, lípidos y proteínas que contenían las muestras analizadas de alimento y peces que se utilizaron en este estudio.

Cuadro 3. Resultados del análisis químico proximal correspondientes al tratamiento a base de almidón de papa crudo y gelatinizado.				
Variable	Tratamiento a base de almidón crudo de papa		Tratamiento a base de almidón gelatinizado de papa	
	Alimento	Peces	Alimento	Peces
Humedad (%)	40.56	32.18	43.50	32.02
Cenizas (%)	8.43	11.5	8.28	12.15
Lípidos (%)	3.47	11.44	3.52	10.05
Proteína (%)	28.07	44.52	26.37	43.17
ELN (%)	19.47	0.36	18.33	2.61

Los resultados de la prueba de densidad calórica se muestran en el Cuadro 4.

En este cuadro podemos observar el valor energético promedio de las muestras tomadas de cada tratamiento correspondientes al alimento y a los peces.

Cuadro 4. Resultados de la prueba de densidad calórica correspondientes al tratamiento a base de almidón de papa crudo y gelatinizado.				
Variable	Tratamiento a base de almidón crudo de papa		Tratamiento a base de almidón gelatinizado de papa	
	Alimento	Peces	Alimento	Peces
Valor energético promedio (Cal/g)	4095.95	4737.97	4297.42	4295.61

La presión osmótica, hematocrito, glucosa sanguínea y glucógeno hepático no presentaron diferencias significativas entre tratamiento con almidón de papa crudo y almidón de papa gelatinizado ($P>0.05$). El índice hepatosomático presentó una diferencia significativa ($P= 0.021$). El Cuadro 5 presenta la media, desviación estándar y el intervalo de confianza para cada una de las variables.

Cuadro 5. Presión osmótica, hematocrito, glucosa en plasma, índice hepatosomático y glucógeno hepático, de mero rojo juvenil alimentado con almidón de papa crudo y gelatinizado.

Variable	Tratamiento	Media \pm Desviación estándar	Intervalo de confianza de la diferencia de medias al 95%	
			Límite inferior	Límite superior
Presión osmótica (atm)	AC	-444.33 ^a \pm 7.29	-11.77	10.44
	AG	-447.25 ^a \pm 9.46	-14.57	13.24
Hematocrito (mm)	AC	50.44 ^a \pm 6.68	-9.41	7.73
	AG	51.28 ^a \pm 11.19	-11.39	9.70
Glucosa en plasma mg/dl	AC	41.64 ^a \pm 13.53	-11.12	5.79
	AG	44.31 ^a \pm 19.00	-11.63	6.30
Índice Hepatosomático	AC	1.37 ^a \pm 0.17	-1.37	-.20
	AG	2.16 ^b \pm 0.68	-1.62	.05
Glucógeno hepático mg/g	AC	75.35 ^a \pm 22.27	-54.15	13.39
	AG	95.73 ^a \pm 58.44	-54.19	13.43
AC. Almidón crudo de papa		AG. Almidón gelatinizado de papa		
Literales diferentes indican diferencias significativas ($P<0.05$)				

Altura

Para la altura promedio de los peces juveniles de mero rojo en experimentación, la interacción Muestreo*Tratamiento así como entre los tratamientos, no mostraron diferencia significativa ($P=0.8355$) y ($P= 0.3805$), respectivamente.

Sin embargo la altura promedio mostró un comportamiento diferente a través del tiempo ($P=0.0097$), donde hubo diferencia entre las alturas promedio del muestreo del día 0 al día 30. Las medias y desviaciones estándar se presentan en el Cuadro 6 (Figura 9).

Cuadro 6. Altura promedio de mero rojo juvenil en los diferentes muestreos.	
Tiempo	Media \pm DE (n=6)
0	4.98 \pm 0.41
30	5.66 \pm 0.44
60	8.33 \pm 4.90
90	6.05 \pm 0.52
Periodos de muestreo	Significancia
0-30	$P=0.0005^{***}$
30-60	$P=0.2900$
60-90	$P=0.3577$
*** Diferencia significativa ($P<0.05$)	

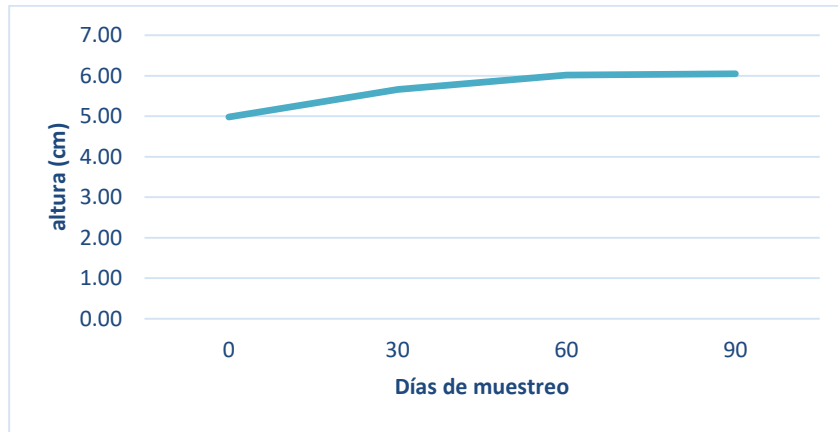


Fig. 7 Altura promedio de mero rojo juvenil a través del tiempo.

Longitud total

Para la longitud total promedio de los peces juveniles de mero rojo en experimentación, la interacción muestreo-tiempo no mostro diferencia significativa ($P=0.7291$).

La longitud total promedio mostro diferencia significativa entre tratamientos ($P=0.0388$). Figura 10. Las media y desviación estándar se muestran en el Cuadro 7. El efecto del muestreo también fue significativo ($P=0.0106$), las medias y desviación estándar se muestran en el Cuadro 8(Figura 11).

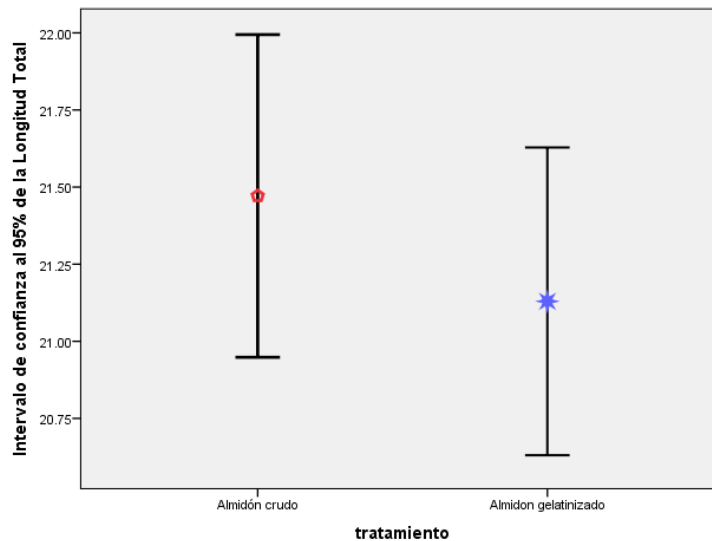


Fig. 8 Longitud total promedio de mero rojo juvenil, interacción entre tratamientos.

Cuadro 7. Longitud total promedio de mero rojo juvenil alimentado con almidón de papa crudo y gelatinizado.	
Tratamiento	Media ± Desviación Estándar
AC	21.48 ± 0.90
AG	21.12 ± 0.79
AC. Almidón crudo de papa	AG. Almidón gelatinizado de papa

Cuadro 8. Longitud total promedio en los diferentes muestreos de mero rojo juvenil alimentado con almidón de papa crudo y gelatinizado.	
Tiempo	Media ± DE (n=6)
0	20.35 ± 1.46
30	20.86 ± 1.39
60	21.80 ± 1.45
90	22.20 ± 1.45
Periodos de muestreo	Significancia
0-30	P= 0.0115***
30-60	P= 0.0006***
60-90	P= 0.0436***
*** Diferencia significativa (P<0.05)	

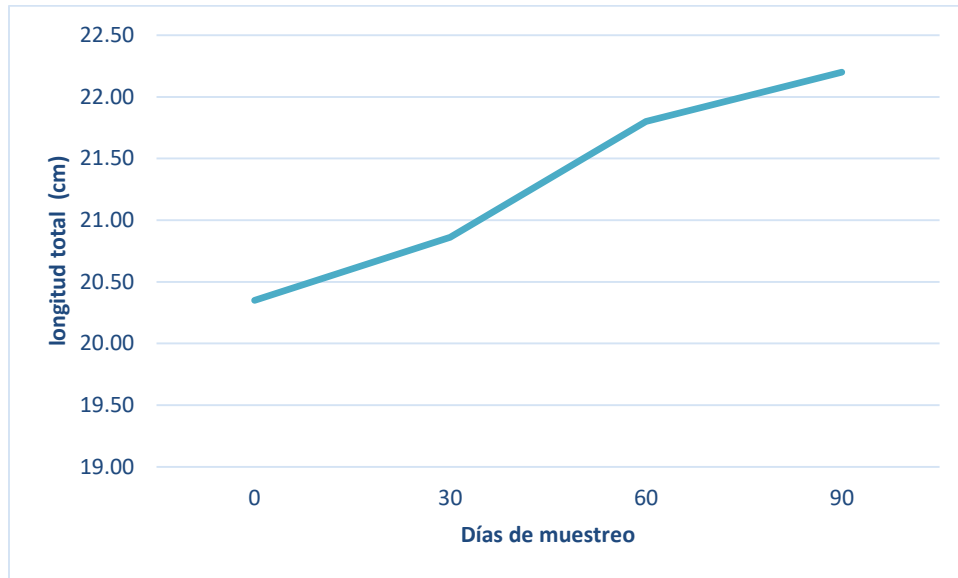


Fig. 9 Longitud total promedio de mero rojo juvenil a través del tiempo.

Longitud parcial

Para la longitud parcial promedio de los peces juveniles de mero rojo en experimentación, la interacción muestreo*tiempo, así como entre los tratamientos no mostraron diferencia significativa ($P=0.9695$) y ($P= 0.0978$), respectivamente.

Sin embargo si mostro diferencia significativa a través del tiempo ($P=0.0125$), mostrando diferencia en las longitudes parciales promedio correspondientes a los muestreos de los días 0 a 30 y 30 a 60, como se muestra en el Cuadro 9 (Figura 12).

Cuadro 9. Longitud parcial promedio en los diferentes muestreos de mero rojo juvenil alimentado con almidón de papa crudo y gelatinizado.	
Tiempo	Media \pm DE (n=6)
0	16.14 \pm 1.15
30	17.99 \pm 1.24
60	18.72 \pm 1.40
90	18.75 \pm 1.52
Periodos de muestreo	Significancia
0-30	P=0.0001***
30-60	P=0.0041***
60-90	P=0.8902
*** Diferencia significativa (P<0.05)	

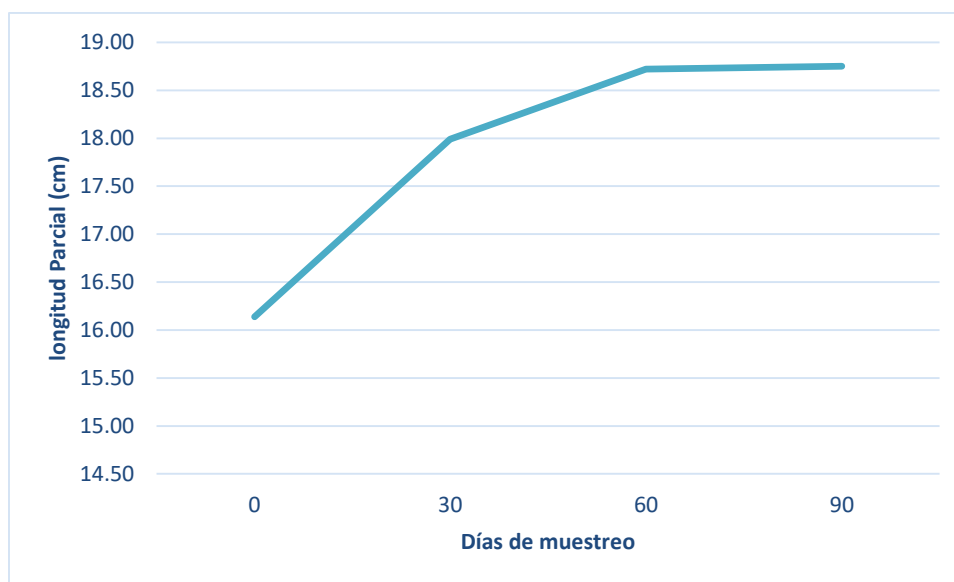


Fig. 10 Longitud parcial promedio de mero rojo juvenil a través del tiempo.

Peso

El peso promedio de los peces juveniles de mero rojo en experimentación, no presento diferencias significativas en la interacción Muestreo*Tiempo, así como entre los tratamientos (P>0.05). Sin embargo si mostro diferencia significativa a

través del tiempo ($P=0.0030$), mostrando diferencia los pesos promedio que corresponden al primer y segundo muestreo Cuadro 10 (Figura 13).

Cuadro 10. Peso promedio de mero rojo juvenil en los diferentes muestreos.	
Tiempo	Media \pm DE (n=6)
0	108.73 \pm 29.29
30	138.13 \pm 28.02
60	158.97 \pm 34.83
90	185.99 \pm 37.02
Periodos de muestreo	Significancia
0-30	P= 0.0001***
30-60	P= 0.0037***
60-90	P= 0.1141
*** Diferencia significativa ($P<0.05$)	

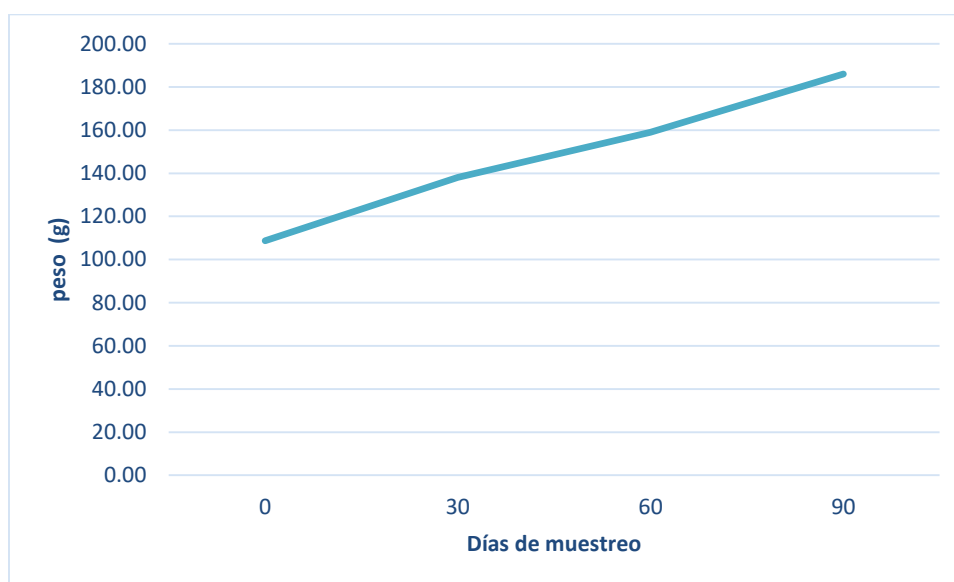


Fig. 11 Peso promedio de mero rojo juvenil a través del tiempo.

Conversión alimenticia

Para la conversión alimenticia promedio de los peces juveniles de mero rojo en experimentación, la interacción Muestreo*Tiempo al igual que entre los tratamientos no mostraron diferencia significativa ($P=0.1143$) y ($P= 0.9313$).

Sin embargo, la conversión alimenticia mostro diferencia significativa a través del tiempo ($P=0.0037$), mostrando diferencia en la conversión alimenticia promedio correspondientes al segundo periodo de 30 a 60 días Cuadro 11 (Figura 14).

Cuadro 11. Conversión alimenticia promedio en los diferentes muestreos de mero rojo juvenil alimentado con almidón de papa crudo y gelatinizado.	
Tiempo	Media \pm DE (n=6)
30	1.27 \pm 0.12
60	3.55 \pm 1.03
90	3.01 \pm 0.94
Periodos de muestreo	Significancia
30-60	$P=0.0008^{***}$
60-90	$P=0.2742$

*** Diferencia significativa ($P<0.05$)

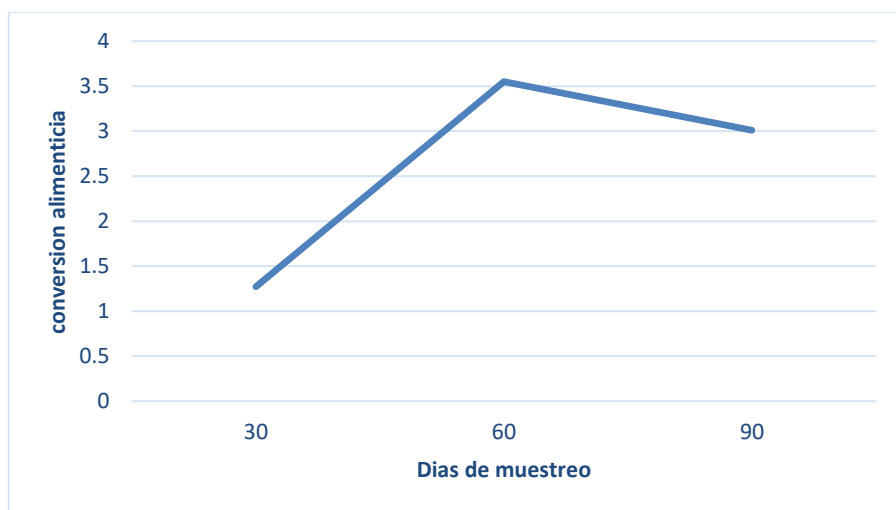


Fig. 12 Conversión alimenticia promedio de mero rojo juvenil a través del tiempo.

Ganancia diaria de peso

Para la ganancia diaria de peso promedio de los peces juveniles de mero rojo en experimentación, la interacción muestreo*tiempo no mostro diferencia significativa (P=0.1350).

En cambio existe diferencias significativas a través del tiempo, así como entre los tratamientos (P=0.0360) y (P= 0.0422), respectivamente, mostrando diferencia en las ganancias diarias de peso promedio correspondiente al segundo muestreo que representa de los días 30 a 60 Cuadro 12. En cuanto a la diferencia estadísticamente significativa, el tratamiento con base de almidón crudo de papa fue el que obtuvo una mayor ganancia diaria de peso, como se muestra en el Cuadro 13 (Figura 15 y 16).

Cuadro 12. Ganancia diaria de peso promedio de mero rojo juvenil alimentado con almidón de papa crudo y gelatinizado en los diferentes muestreos.	
Tiempo	Media ± DE (n=6)
30	8.99 ± 0.59
60	6.17 ± 3.15
90	6.86 ± 1.52
Periodos de muestreo	Significancia
30-60	P=0.0136***
60-90	P=0.5459
*** Diferencia significativa (P<0.05)	

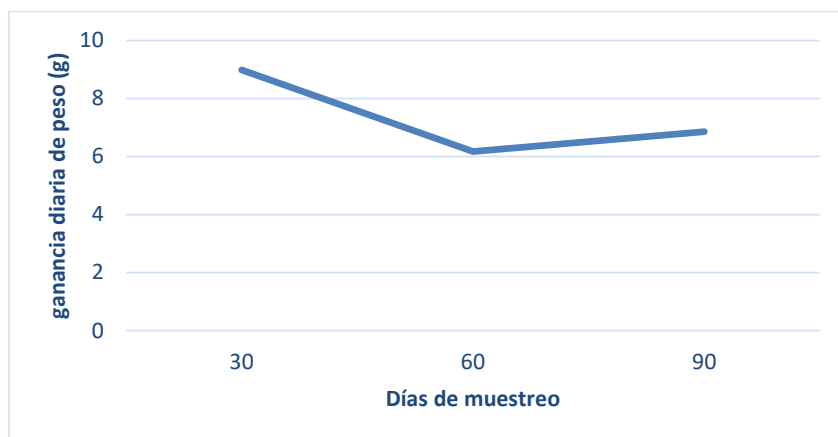
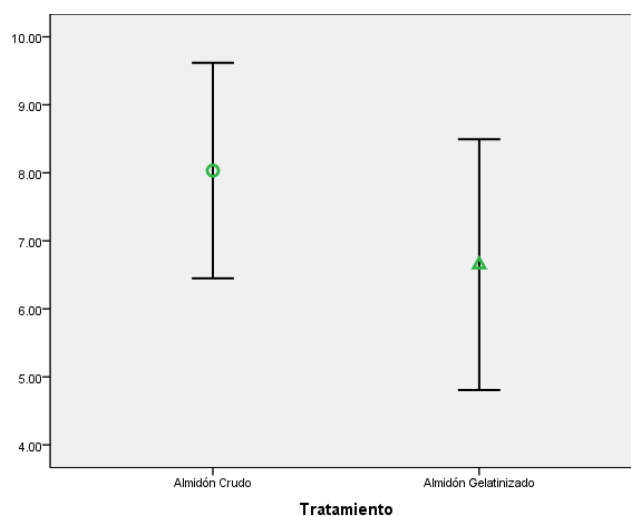


Fig. 13 Ganancia diaria de peso promedio de mero rojo juvenil a través del tiempo.

Cuadro 13. Ganancia diaria de peso promedio de mero rojo juvenil alimentado con almidón de papa crudo y gelatinizado.	
Tratamiento	Media ± Desviación Estándar
AC	8.03 ± 1.80
AG	6.65 ± 2.60
AC. Almidón crudo de papa	AG. Almidón gelatinizado de papa



Intervalo de confianza al 95 % para la ganancia diaria de peso

Fig. 14 Ganancia diaria de peso promedio de mero rojo juvenil, interacción entre tratamientos.

Tasa específica de crecimiento

Para la tasa específica de crecimiento promedio de los peces juveniles de mero rojo en experimentación, la interacción Muestreo*Tratamiento así como entre los tratamientos y el comportamiento a través del tiempo no mostraron diferencia significativa ($P=0.1059$), ($P= 0.5169$) y ($P= 0.0780$), respectivamente (Figura 17).

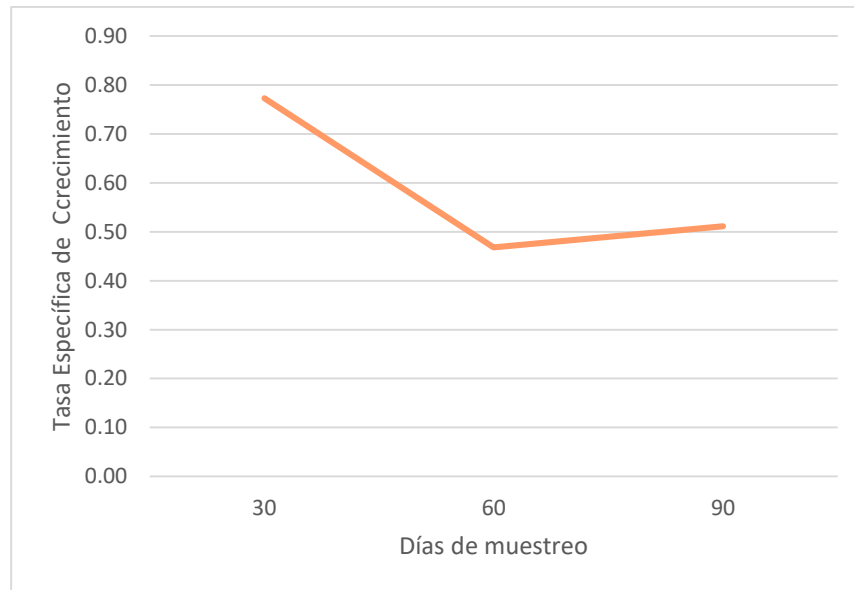


Fig. 15 Tasa específica de crecimiento promedio de mero rojo juvenil a través del tiempo.

Factor de condición corporal

En cuanto al factor de condición corporal promedio de los peces juveniles de mero rojo en experimentación, la interacción Muestreo*Tratamiento así como entre los tratamientos no mostraron diferencia significativa ($P=0.1451$) y ($P=0.6151$), respectivamente.

Sin embargo, el factor de condición corporal promedio mostro un comportamiento diferente a través del tiempo ($P=0.0273$), mostrando diferencia entre las alturas promedio del muestreo del día 0 al día 30 y días 60 a 90. Las medias y desviaciones estándar se presentan en el Cuadro 14 (Figura 18).

Cuadro 14. Factor de condición corporal promedio en los diferentes muestreos de mero rojo juvenil alimentado con almidón de papa crudo y gelatinizado.	
Tiempo	Media \pm DE (n=6)
0	1.291 \pm 0.047
30	1.523 \pm 0.033
60	1.543 \pm 0.065
90	1.704 \pm 0.072
Periodos de muestreo	Significancia
0-30	P=0.0019 ***
30-60	P=0.5283
60-90	P=0.0034***
*** Diferencia significativa (P<0.05)	

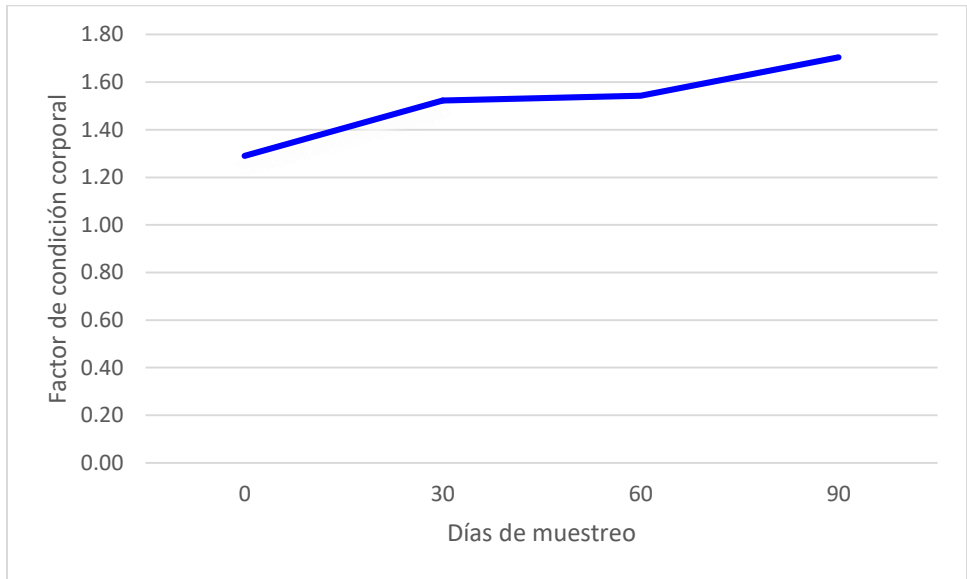


Fig. 16 Factor de condición corporal promedio de mero rojo juvenil a través del tiempo.

8. DISCUSION

Como se mencionó, el estudio realizado se basa en otorgar dietas con altos niveles de carbohidratos (almidón crudo y gelatinizado de papa) con la finalidad de conocer cuál de los dos almidones es aprovechado por los peces a través de parámetros fisiológicos y zootécnicos.

Glucosa

En el estudio realizado la glucosa en plasma no hubo diferencia estadísticamente significativa, entre los tratamientos esto indica que a pesar de que el nivel de carbohidratos en la dieta es alto, no excede la capacidad del organismo para metabolizarlos y ser aprovechados por el mero rojo (*Epinephelus morio*), en estudios realizados por Leung, (2011) y Enes *et al.*, (2009) también mencionan que el nivel de carbohidratos dietéticos ofrecidos a peces juveniles no tuvo ningún efecto significativo sobre la glucosa sérica. En cambio Kanmani *et al.*, (2018) y menciona un aumento significativo de la glucosa, cuando el almidón se otorga gelatinizado, estos resultados pueden deberse a diferentes factores, entre ellos los hábitos alimenticios correspondientes a cada especie, otro factor podría ser la respuesta enzimática que es capaz de desarrollar cada especie ante la presencia de altos niveles de carbohidratos en la dieta, los resultados obtenidos pueden deberse a que la gelatinización del almidón no aumenta la biodisponibilidad de la glucosa.

Glucógeno hepático

El glucógeno hepático, se suma a la lista de parámetros fisiológicos en los que no se encontró diferencia entre tratamientos, Sin embargo, Enes *et al.*, (2008) y Kanmani, *et.al.* (2018) comentan que los grupos alimentados a base de dietas adicionadas con almidón de maíz y almidón gelatinizado respectivamente, presentaron altos niveles de glucógeno hepático. Esto se puede deber al tipo de almidón utilizado, además de la pureza o solubilidad de dicho ingrediente,

cualquiera de ellos o en conjunto podrían repercutir sobre la digestibilidad y metabolismo de los carbohidratos de la dieta.

Índice hepatosomático

En cuanto al índice hepatosomático, el estudio reportó diferencias estadísticamente significativas ($P < 0.05$) entre los tratamientos, en donde el mayor índice hepatosomático lo tienen aquellos organismos alimentados con la dieta a base de almidón gelatinizado de papa. Resultados muy parecidos reporta Leung, (2011) y Suarez, (2002) que mencionan un aumento del índice hepatosomático correspondiente al nivel de carbohidratos en la dieta, conforme mayor sea la cantidad de carbohidratos en la dieta mayor será el índice hepatosomático de los peces; mientras que Walton, (1986) encontró bajos índices hepatosomáticos al otorgar dietas bajas en carbohidratos.

En cambio autores como Gaye-Siessegger, (2006) y Enes *et al.*, (2009) no observaron una influencia significativa sobre el índice hepatosomático al incluir diferentes niveles de carbohidratos en las dietas de sus grupos experimentales, esto nos puede confirmar que entre especies pueden existir diferencias que les faciliten la digestión y metabolismo de carbohidratos (Coll, 1991), sin embargo los resultados que arroja este estudio, permite observar que existe la posibilidad de adaptar a una especie carnívora a dietas más accesibles. Por ejemplo Douglas, *et al.*, (2000), sugiere que la ingesta de carbohidratos durante estadios larvarios tempranos es de gran importancia para que los peces carnívoros puedan desarrollarse.

Crecimiento (altura, longitud total y parcial, peso, conversión alimenticia y ganancia diaria de peso)

Otras variables estudiadas fueron la altura, longitud total y parcial, peso, conversión alimenticia y la ganancia diaria de peso, que mostraron diferencias

estadísticamente significativas a través del tiempo. Estos resultados corresponden al crecimiento natural de los organismos que al cubrir sus necesidades metabólicas tienden a aumentar su tamaño. Sin embargo, además de haber encontrado diferencias estadísticamente significativas a través del tiempo, las variables de longitud total y ganancia diaria de peso promedio mostraron diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos en donde se observó que los organismos alimentados con la dieta a base de almidón crudo de papa presentaron una mayor longitud total promedio. También hubo una mayor ganancia diaria de peso en comparación con los organismos alimentados con la dieta que contenía almidón gelatinizado de papa, lo cual podría deberse a un mejor metabolismo del almidón crudo de papa. Los resultados obtenidos concuerdan con lo reportado por Xian-Jun et.al., (2010) quien reporta que los grupos alimentados con dextrina y almidones crudos presentan una mayor ganancia de peso. Sin embargo Kanmani *et al.*, (2018), reporta una mejoría en la productividad de los peces alimentados con almidones gelatinizados, al igual que Panserat, et.al., (2002) que apoya la idea de que la modificación del almidón es un mejor ingrediente para las dietas de peces carnívoros.

Supervivencia

En cuanto a la supervivencia no existió diferencia significativa ya que sobrevivió el 100 % de los individuos en ambos grupos. Resultados similares reporta Gaye-Siessegger, (2006), donde muestra que el nivel de inclusión de carbohidratos en las dietas para *Paralictus lenguados* no produjo mortalidad. En cambio Lin *et al.*, (2018) reporta que altos niveles de carbohidratos en la dieta suprime la inmunidad innata afectando por ello el estado de salud de los individuos. Wilson (1994), menciona que los peces carnívoros podrían presentar una intolerancia a altos niveles de carbohidratos en la dieta, lo que a su vez podría inducir una hiperglucemia, manteniendo al pez en un estado de inmunosupresión.

9. CONCLUSIONES

El almidón crudo de papa promovió un mayor crecimiento (longitud total promedio) y una mayor ganancia diaria de peso, lo cual le otorga una ventaja ante el almidón gelatinizado ya que este procesamiento (gelatinización) no repercutió en los parámetros zootécnicos de los peces juveniles de mero rojo *Epinephelus morio*.

Niveles altos de inclusión de carbohidratos en la dieta no provocan mortalidad.

En cuanto al hematocrito, glucosa sanguínea y presión osmótica los peces juveniles de mero rojo no mostraron ninguna diferencia al ser alimentados con almidón de papa crudo o gelatinizado. Y aunque el uso del almidón de papa gelatinizado si promovió el aumento de volumen del hígado. No se recomienda el procesamiento del almidón de papa para incluirlo en las dietas, ya que ésto solo aumentaría un gasto innecesario en la producción de alimentos para acuicultura y por lo tanto un mayor costo de producción.

10. PROSPECTIVAS

En el transcurso de este estudio surgieron circunstancias que serían muy interesantes para continuar con la investigación en el área de nutrición de peces marinos entre ellas:

Un estudio del coeficiente de digestibilidad *in vivo* e *in vitro* que permitan conocer la digestibilidad de los ingredientes, y si son los adecuados para la especie a estudiar.

Otro estudio muy interesante sería conocer la respuesta de la digestión de estos ingredientes visto desde la fisiología digestiva de las enzimas.

Además de un estudio histopatológico que permitiría saber si el organismo se ve afectado por el cambio de dieta.

Conocer si la inclusión de ingredientes inusuales en las dietas de los diferentes organismos acuáticos tiene alguna repercusión sobre la generación productiva, ya que esto permitiría obtener nuevos organismos adaptados a circunstancias ambientales diferentes.

Se recomienda el uso de atractantes más eficientes para el estudio de dietas alternativas para peces marinos, ya que facilitarían la evaluación de otros estudios.

REFERENCIAS

- AOAC (Association of Official Analytical Chemists) (1997) 'In P. A. Cunniff (Ed.), Official methods of analysis of AOAC international (16th ed.. Arlington, Virginia, USA: AOAC International.', *Association of Official Agricultural Chemists.*, 1(Volume 1). doi: 10.1371/journal.pone.0013135.
- Arreguín-Sánchez, F. M. Contreras, M. A. C. & R. B. (1990) 'Dinámica y evaluación de la pesquería de mero (*Epinephelus morio*) de la plataforma continental de Yucatán', p. Inf. Tec. CINVESTAV-Unidad Mérida, CRIP-Yucalpetén.
- Badui, D. S. (2006) *Salvador Badui Dergal*. doi: 10.1016/j.procs.2016.07.261.
- Brulé T. y Dénel C. (1996) 'Biological Research on the Grouper *Epinephelus morio* from the Southern Gulf of Mexico. CINVESTAV,México, Yucatán'.
- Burgos, R., V. Moreno, E. G. (2003) 'Evaluación de la población y propuestas para la pesquería del mero rojo (*Epinephelus morio*) En El Banco De Campeche. Informe De Investigaciones Conjuntas México-Cuba Sobre el mero (*Epinephelus morio*), en el banco de Campeche.', p. Convenio de pesca México-Cuba. Sagarpa.25.
- Burgos, R. *et al.* (2008) 'Veda de la pesquería de mero (*Epinephelus morio*) en el Banco de Campeche para el 2008', *Instituto Nacional de Pesca. Secretaria de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación*, 106.
- Cano, G., Ayala-Florenciano, M. and López, A. (2000) 'Estómago, hígado, intestino, bazo y páncreas de los peces', *Anatomía Veterinaria, Facultad de Veterinaria, Universidad de Murcia*, pp. 1–3.
- Chua, T. E. et S. K. T. (1980) 'Economic production of estuary grouper, *Epinephelus salmoides* Maxwell, reared in floating net cages', *Aquaculture*, 20, pp. 187–228.
- Coll Morales, J. (1991) *Acuicultura marina animal*.
- CONAPESCA (2018) *Produce acuicultura mexicana más de 400 mil toneladas de pescados y mariscos*.
- Doi, T., D. M. & M. C. (1981) 'Análisis preliminar de la población de mero

Epinephelus morio (Valenciennes), en el Banco de Campeche.', p. Ciencia Pesquera. I. N. P. SEPESCA. México.

Enes, P. *et al.* (2008) 'Growth performance and metabolic utilization of diets with native and waxy maize starch by gilthead sea bream (*Sparus aurata*) juveniles', *Aquaculture*, 274(1), pp. 101–108. doi: 10.1016/j.aquaculture.2007.11.009.

Enes, P. *et al.* (2009) 'Nutritional regulation of hepatic glucose metabolism in fish', *Fish Physiology and Biochemistry*, 35(3), pp. 519–539. doi: 10.1007/s10695-008-9259-5.

FAO (2014) '<http://www.fao.org/documents/card/en/c/8af01c79-cb1f-42e5-ae4a-d8531cf12794>', p. consultada el 15 de septiembre de 2015.

FAO (2015) *acuaqulture*.

FAO (2016) *Sciences Catalogue*.

García, C., M. H. O. & M. E. D. L. (1980) 'Relaciones Oceanográfico-pesqueras. CIP, La Habana', p. 10.

Gaye-Siessegger, J. *et al.* (2006) 'Effect of dietary protein/carbohydrate ratio on activities of hepatic enzymes involved in the amino acid metabolism of Nile tilapia, (*Oreochromis niloticus*)', *Fish Physiol Biochem*, 32, pp. 275–282.

Gene S. Helfman, Bruce B. Collette, D. E. F. and B. W. B. (2009) *The diversity of fishes biology, evolution, and ecology*, Wiley-Blackwell.

Giménez-Hurtado, E., R. Coyula-Pérez-Puelles, S.E. Lluch-Costa, A.A. González-yáñez, V. M.-G. Y. R. B.-R. (2005) 'Historical biomass, fishing mortality, and recruitment trends of the Campeche Bank red grouper (*Epinephelus morio*)', *Fisheries Research*, 71, pp. 267–277.

Giménez, E., V. Moreno, R. Burgos, S. A. (2003) 'Reproducción y fecundidad de la cherna americana (*Epinephelus morio*) en el banco de Campeche, México', *Oceánides*, 18, pp. 13–22.

Gomez, Ramirez Edwin, *et. A.* (2010) 'Estudio histológico del tracto digestivo del pez *Ariopsis seemanni* (Ariidae)', *Universidad militar nueva granada, revista facultad de ciencias básicas*, 6, pp. 216–225.

- Gomez, Ramirez Edwin, et. Al (2011) 'Estudio histológico del tracto digestivo del Neon Cardenal Paracheirodon axelrodi (Characidae)', *International journal of morfology*, 29, pp. 782 – 786.
- Guillaume, J.. Kaushik S, Bergot P., M. (2004) *Nutrición y alimentación de peces y crustáceos*.
- History, F. M. of N. (2009) 'Ischthyology Dpt'.
- INEGI (2009) *Catálogo de localidades*.
- INES, I. N. de E. S. (2018) *Acuicultura, historia y actualidad en México*.
- Kamran, A.; Xin, Q.; Richard, F. T. . C. E. (2010) 'Physico-Chemical Properties of Potatoe Starches', *Food Chemistry*, 125, p. 958–965.
- Kanmani, N. *et al.* (2018) 'Improvement of feed pellet characteristics by dietary pre-gelatinized starch and their subsequent effects on growth and physiology in tilapia', *Food Chemistry*. Elsevier Ltd, 239, pp. 1037–1046. doi: 10.1016/j.foodchem.2017.07.061.
- Leung, L.Y., et al (2011) 'Influence of dietary carbohydrate level on endocrine status and hepatic carbohydrate metabolism in the marine fish Sparus sarba', *Fish Physiol Biochem*, 38, p. 543–554.
- Lin, S. M. *et al.* (2018) 'Effect of high dietary starch levels on growth, hepatic glucose metabolism, oxidative status and immune response of juvenile largemouth bass, *Micropterus salmoides*', *Fish and Shellfish Immunology*. Elsevier, 78(April), pp. 121–126. doi: 10.1016/j.fsi.2018.04.046.
- Morales, G. A. (2004) 'Crecimiento Y Eficiencia Alimentaria De Trucha Arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*) En jaulas bajo diferentes regímenes de alimentación. Tesis de Licenciatura. Argentina, Buenos Aires, Universidad De Buenos Aires'.
- OCDE-FAO, Uac. (2013) *Perspectivas agrícolas 2013-2022*.
- Shimada Borges, J. C. *et al.* (2010) 'Anatomia e histologia gastrintestinal da garoupa-verdadeira *epinephelus marginatus* (Lowe, 1834) (Teleostei, Serranidae)', *Acta Scientiarum - Biological Sciences*, 32(4), pp. 407–414. doi: 10.4025/actascibiolsci.v32i4.4462.
- Suarez, .M D. *et al.* (2002) 'Metabolic effects of changes in the dietary protein: carbohydrate ratio in eel (*Angilla anguilla*) and trout (*Oncorhynchus mykiss*)',

Aquaculture International, 10, pp. 143–156.

- Viegas, I. *et al.* (2015) 'Contribution of dietary starch to hepatic and systemic carbohydrate fluxes in European seabass (*Dicentrarchus labrax* L.)', *British Journal of Nutrition*, 113(9), pp. 1345–1354. doi: 10.1017/S0007114515000574.
- Walton, M. J. (1986) 'Metabolic effects of feeding a high protein/low carbohydrate diet as compared to a low protein/high carbohydrate diet to rainbow trout *Salmo gairdneri*', *Fish Physiology and Biochemistry*, 1(1), pp. 7–15. doi: 10.1007/BF02309589.
- Xian-Jun Cui, Jiang Bao, Z. Z.-W. (2010) 'Effects of dietary carbohydrate sources on the growth performance and hepatic carbohydrate metabolic enzyme activities of juvenile cobia (*Rachycentron canadum* Linnaeus)', *Aquaculture Research*, 42, pp. 99–107.