

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA
FACULTAD DE CIENCIAS MARINAS
Maestría en Oceanografía Costera



“Evaluar el efecto de la agavina en el crecimiento, actividad enzimática digestiva y perfil lipídico en juveniles de abulón azul (*Haliotis fulgens*)”

TESIS

QUE PARA CUBRIR PARCIALMENTE LOS REQUISITOS NECESARIOS PARA
OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS EN OCEANOGRAFÍA COSTERA

PRESENTA

Edgar Alexis López Lucero

Ensenada, Baja California, México, enero de 2026

FACULTAD DE CIENCIAS MARINAS
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES OCEANOLÓGICAS
POSGRADO EN OCEANOGRAFIA COSTERA

**EVALUAR EL EFECTO DE LA AGAVINA EN EL CRECIMIENTO,
ACTIVIDAD ENZIMÁTICA DIGESTIVA Y PERFIL LIPÍDICO EN
JUVENILES DE ABULÓN AZUL (*HALIOTIS FULGENS*)**

T E S I S

**QUE PARA CUBRIR PARCIALMENTE LOS REQUISITOS NECESARIOS PARA
OBTENER EL GRADO DE**

MAESTRO EN CIENCIAS EN OCEANOGRAFÍA COSTERA

PRESENTA:

EDGAR ALEXIS LÓPEZ LUCERO

Aprobada por:



Dr. Fernando Barreto Curiel
Director de tesis



Dr. Juan Gabriel Correa Reyes
Codirector de tesis



Dr. Mario Galaviz Espinoza
Sinodal

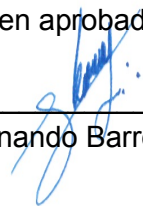


M en C. Rosario Jara Montañez
Sinodal

RESUMEN de tesis para obtener el grado de Maestro en Ciencias en Oceanografía Costera que presenta LBA. Edgar Alexis López Lucero como requisito parcial para su titulación en la Facultad de Ciencias Marinas. Ensenada, Baja California, México.

“Evaluar el efecto de la agavina en el crecimiento, actividad enzimática digestiva y perfil lipídico en juveniles de abulón azul (*Haliotis fulgens*)”

Resumen aprobado por:


Dr. Fernando Barreto Curiel


Dr. Gabriel Correa Reyes

Palabras clave: *Haliotis fulgens*, agavina, actividad enzimática digestiva y perfil lipídico.

El abulón azul (*Haliotis fulgens*) es una de las especies de mayor valor económico en la maricultura mexicana; sin embargo, su cultivo enfrenta limitaciones asociadas al lento crecimiento, la dependencia de macroalgas y la necesidad de optimizar dietas formuladas que mejoren su eficiencia productiva y fisiológica. En este contexto el objetivo del presente estudio fue evaluar el efecto de cinco distintos niveles de inclusión de agavina (Ag0, Ag0.5, Ag1, Ag2 y Ag4%) en dietas formuladas para juveniles de *H. fulgens* sobre el crecimiento, la actividad enzimática digestiva, el perfil lipídico del músculo y actividad de enzimas digestivas (celulasa, amilasa, lipasa y proteasa alcalina). Los organismos fueron distribuidos por triplicado en un sistema de recirculación acuícola y alimentados por 114 días, con un peso inicial promedio de 1.58 ± 0.01 g. Los resultados mostraron que la inclusión de agavina no generó diferencias significativas en los parámetros de crecimiento, supervivencia ni eficiencia alimenticia ($p > 0.05$). No obstante, se observaron tendencias favorables en el rendimiento de músculo, la tasa de crecimiento específico y la eficiencia proteica en el tratamiento con 0.5% de agavina. En la composición proximal del músculo, los tratamientos con niveles elevados de agavina (2 y 4%) presentaron una disminución significativa en el contenido de proteína. El perfil de ácidos grasos del músculo permaneció mayormente estable entre tratamientos, con excepción del ácido graso saturado C15:0, que presentó diferencias significativas asociadas a la inclusión de agavina. Por el contrario, la actividad enzimática digestiva fue significativamente modulada por la inclusión de agavina, observándose un incremento consistente en la actividad de celulasa, amilasa, lipasa y proteasa alcalina en el tratamiento con 0.5% de inclusión ($p < 0.05$). En conjunto, los resultados sugieren que la agavina puede incorporarse como ingrediente funcional en dietas formuladas para juveniles de *Haliotis fulgens* sin afectar negativamente el crecimiento, y que un nivel de inclusión cercano al 0.5% favorece la actividad enzimática

digestiva, lo que podría representar una ventaja fisiológica en el aprovechamiento del alimento.

Thesis Abstract submitted to obtain the degree of Master of Science in Coastal Oceanography by L.B.A. Edgar Alexis López Lucero as a partial requirement for graduation at the Faculty of Marine Sciences, Ensenada, Baja California, Mexico.

“Evaluation of the Effect of Agavins on Growth, Digestive Enzymatic Activity, and lipidic profile in Blue Abalone (*Haliotis fulgens*)”

Abstract:

Blue abalone (*Haliotis fulgens*) is a key species in Mexican mariculture due to its economic value. However, production is limited by slow growth, dependence on macroalgae, and the need for optimized formulated diets. In this context, the present study evaluated the effects of five dietary inclusion levels of agavins (Ag0, Ag0.5, Ag1, Ag2, and Ag4%) in formulated diets for juvenile *H. fulgens* on growth performance, digestive enzyme activity, muscle lipid profile, and specific digestive enzymes (cellulase, amylase, lipase, and alkaline protease). Juveniles (initial weight 1.58 ± 0.01 g) were randomly distributed in triplicate within a recirculating aquaculture system and fed the experimental diets for 114 days. Results indicated that agavin inclusion did not significantly affect growth performance, survival, or feed efficiency ($p > 0.05$). Nevertheless, favorable trends were observed in muscle yield, specific growth rate, and protein efficiency ratio in the diet containing 0.5% agavins. Proximate composition analysis revealed a significant reduction in muscle protein content in treatments with higher agavin inclusion levels (2 and 4%). The muscle fatty acid profile was stable except for the saturated fatty acid C15:0, which varied with agavin inclusion. Digestive enzyme activity, notably cellulase, amylase, lipase, and alkaline protease, increased consistently with 0.5% agavin ($p < 0.05$). These results suggest that agavins can be included in juvenile *H. fulgens* diets as a functional ingredient without affecting growth, and that an inclusion rate of about 0.5% boosts digestive enzyme activity, potentially improving nutrient use.

Dedicatoria

A mi madre **Mayra Guadalupe Lucero Romero** por brindarme todo su apoyo y cariño, además de ser mi guía y apoyarme en momentos difíciles y por siempre creer en mí, estaré agradecido toda la vida por quererme tanto y siempre velar por mi bienestar, estar pendiente de mí y corregirme cuando fue necesario, eres una gran mamá y es un orgullo poder ser tu hijo.

A mi hermana **Mayra Guadalupe López Lucero**, por hacer mis días mejores, por levantarme, ayudarme en mis peores días y siempre estar para mí cuando más la necesito.

A mis tíos **Mercedes y Jesús**, por nunca soltarme de la mano y seguir acompañándome tanto en mi formación académica como en mi vida personal, siempre estaré agradecido con ustedes y gracias por brindarme tanto cariño, sin su apoyo no hubiera podido salir adelante en muchas situaciones complejas que se me han presentado.

A mis primas **Yohali y Romina** por acompañarme en todo este camino.

A mis abuelos Marcos y Estaban, que, aunque ya no se encuentran con nosotros, dejan grandes enseñanzas y siempre tendré presente todo el cariño brindado, siempre creyeron en mí y me apoyaron mientras ellos pudieron.

A mi abuela Manuela por siempre apoyarme y creer en mí, por todo su amor y toda la rica comida que siempre me preparaba.

A **Brenda Itzel Gonzales García** por ser mi compañera en todo este proceso y darme su amor incondicional, y su apoyo durante todo mi proceso, gracias por todo, y por siempre estar para mí en todo momento e impulsarme a seguir adelante con todas mis metas y creer en mí cuando más lo necesitaba.

A **Aldo y Nayeli** por ser grandes amigos y siempre apoyarme, por hacer mis días mejores. Las noches de películas y cenas hicieron más ligero todo este proceso, además de disfrutar de tan buena amistad, la cual surgió gracias a esta tesis, gracias por todo.

Gracias a todos mis demás amigos **Fernando, Ismael, German, Iveth, Dafne**, por hacer mis días mejores y creer en mí, especialmente a uno que considero mi hermano, Manuel, gracias por siempre brindarme toda tu amistad, y estar presente en todo momento, aunque nos encontramos a distancia la amistad sigue presente.

Samantha, gracia por tu apoyo incondicional, y motivarme a seguir adelante, sin ti este trabajo no se hubiera terminado. Mi segunda mamá que siempre me regañó y me hizo ser una mejor persona, estaré agradecido contigo toda la vida por tanto apoyo, por ser mi confidente y darme los mejores consejos.

Agradecimientos

A la Sociedad Cooperativa de Producción Pesquera Bahía Tortugas y a su técnico Antonio Leree por facilitarme los organismos utilizados en este experimento.

A la Sociedad Cooperativa de Producción Pesquera Emancipación por darme empleo para poder continuar con mis estudios.

A CIBNOR y al Dr. Héctor Nolasco Soria, por facilitarme instalaciones, material y técnicas para poder llevar a cabo la parte enzimática de este proyecto.

A CICESE y su técnico en nutrición Abelardo por facilitarme instalaciones y equipo para llevar a cabo una parte importante de los análisis proximales.

A la Dra. Lus Mercedes López Acuña y al Dr. Mario Alberto Galaviz Espinoza por facilitar todos los materiales e instalaciones necesarias para llevar a cabo el experimento, así como los análisis correspondientes en el laboratorio de nutrición de la Facultad de Ciencias Marinas.

A mi director de tesis, el Dr. Fernando Barreto Curiel por todo el apoyo brindado en mi formación, y nunca soltarme durante el proceso, además de darme buenos consejos y motivarme a aprender más cada día.

A IIO de la FCM-UABC y a mi Codirector de tesis, el Dr. Juan Gabriel Correa Reyes, por facilitarme las instalaciones, el material y el equipo para poder llevar a cabo el experimento, además de brindarme su guía y apoyo incondicional en todo momento.

A mis sinodales la M. en C. Rosario Jara Montañez y al Dr. Mario Alberto Galaviz Espinoza por todo el apoyo brindado en mi formación, por todos los consejos y sobre todo por tenerme paciencia.

A la Lic. Samantha Victoria Cota por apoyarme y guiarme en muchos de los puntos de la metodología del experimento, así como su apoyo y enseñanza para realizar procesos que nunca había realizado, gracias también por su apoyo moral y su paciencia.

Finalmente, se reconoce el apoyo brindado por la Secretaría de Ciencia, Humanidades, Tecnología e Innovación (SECIHTI), por la beca otorgada durante mi formación de posgrado, así como el respaldo académico e institucional del Posgrado en Oceanografía de la Facultad de Ciencias Marinas, los cuales hicieron posible la realización de este trabajo.

Índice

I.- Introducción:	1
II. Antecedentes	7
III. Justificación	11
IV. Hipótesis	13
V. Objetivo general	14
V.1. Objetivos específicos	14
VI. Diseño experimental y metodología	15
VI.1. Organismos en experimentación y condiciones de cultivo	15
VI.2 Sistema experimental:	17
VI.3. Activación del filtro Biológico y monitoreo de la Calidad del agua	19
VI.4. Dietas experimentales:	20
VI.5. Ensayo de lixiviación	25
VI.6. Mediciones de crecimiento de abulón y parámetros productivos	26
VI.7. Colecta de muestras	27
VI.8. Análisis proximal de las dietas experimentales, ensayo de lixiviación y músculo de abulón	28
VI.8.1. Peso seco	28
VI.8.2. Contenido de ceniza	28
VI.8.3. Contenido de proteína total	29
VI.8.4. Contenido de lípidos totales	29
VI.8.5. Extracto Libre de Nitrógeno (ELN)	30
VI.9. Ácidos grasos del músculo de abulón y dietas experimentales	30
VI.10. Análisis de aminoácidos de las dietas experimentales	31
VI.11. Análisis enzimático	32
VI.11.1. Actividad de celulasa	33
VI.11.2. Actividad de amilasa	33

VI.11.3. Actividad de lipasas	34
VI.11.4. Actividad de proteasa alcalina.	34
VI.12. Análisis estadístico.....	34
VII. Resultados	35
VII.1. Parámetros productivos	35
VII.2. Contenido proximal del músculo de abulón.	36
VII.3. Contenido de ácidos grasos en músculo de abulón.	37
VII.4. Actividad enzimática.	39
VIII. Discusión.	45
VIII.1 Desempeño productivo en juveniles de Haliotis fulgens	45
VIII.2 Composición proximal del músculo en juveniles de Haliotis fulgens.....	47
VIII.3 Ácidos graos del músculo en juveniles de Haliotis fulgens	48
VIII.4 Actividad enzimática digestiva en juveniles de Haliotis fulgens	51
IX. Conclusiones.....	54
X. Recomendaciones:.....	55
XI. Bibliografía.	56

Índice de Figuras

Figura 1. Juveniles de abulón azul (<i>Haliotis fulgens</i>) marcados individualmente para la fase de experimentación con dietas balanceadas e inclusión de Agavina. Imagen tomada por Edgar Alexis López Lucero.	16
Figura 2. Diagrama del sistema de recirculación acuícola (SRA) Aquahabitat, utilizado para realizar el bioensayo de alimentación durante 114 días, con los juveniles de abulón azul (<i>Haliotis fulgens</i>).	19
Figura 3. Alimento formulado medido y cortado, previo a su proceso de secado	21
Figura 4. Imagen que muestra los pellets en las unidades experimentales (UE's) y que fueron mantenidos por un periodo de 48 horas, para la determinación de pérdida por lixiviación	26
Figura 5. Actividad de la enzima celulasa de juveniles de abulón azul (<i>H. fulgens</i>) alimentados con dietas que contienen diferentes porcentajes de agavina, representada en unidades enzimáticas por miligramo de proteína (U/mg proteína).	41
Figura 6. Actividad de la enzima amilasa de juveniles de abulón azul (<i>H. fulgens</i>) alimentados con dietas que contienen diferentes porcentajes de agavina, representada en unidades enzimáticas por miligramo de proteína (U/mg proteína).	42
Figura 7. Actividad de lipasas totales de juveniles de abulón azul (<i>H. fulgens</i>) alimentados con dietas que contienen diferentes porcentajes de agavina, representada en unidades enzimáticas por miligramo de proteína (U/mg proteína).....	43
Figura 8. Actividad de proteasa alcalina de juveniles de abulón azul (<i>H. fulgens</i>) alimentados con dietas que contienen diferentes porcentajes de agavina, representada en unidades enzimáticas por miligramo de proteína (U/mg proteína).....	44

Índice de Tablas

Tabla 1. Valores promedio y desviación estándar de los parámetros fisicoquímicos del agua de mar del sistema de recirculación acuícola donde se realizó en bioensayo de alimentación por 114 días de los juveniles de abulón (<i>Haliotis fulgens</i>) alimentados.	17
Tabla 2. Ingredientes utilizados para la formulación de las dietas experimentales (g/100g) de juveniles de abulón (<i>Haliotis fulgens</i>) con diferentes concentraciones de agavina: Ag0, Ag0.5, Ag1, Ag2, Ag4.	22
Tabla 3. Contenido de Aminoácidos (AA's) presentes en las dietas formuladas para juveniles de abulón azul (<i>Haliotis fulgens</i>) con diferentes concentraciones de agavina: Ag0, Ag0.5, Ag1, Ag2, Ag4. Los porcentajes del contenido de AAs están ajustados al total de la proteína determinada en las dietas en base seca.	23
Tabla 4. Perfil de ácidos grasos presentes en las dietas formuladas para juveniles de abulón azul (<i>Haliotis fulgens</i>), con diferentes concentraciones de agavina: Ag0, Ag0.5, Ag1, Ag2, Ag4. Las unidades están dadas en porcentaje sobre el 100% de ácidos grasos metilados.	24
Tabla 5. Composición bioquímica de las dietas al finalizar el ensayo de lixiviación (48 horas) con diferentes concentraciones de agavina Ag0, Ag0.5, Ag1, Ag2, Ag4.	25
Tabla 6. Parámetros e índices productivos de juveniles de abulón azul (<i>Haliotis fulgens</i>) alimentados durante 114 días de cultivo, con dietas formuladas con diferentes concentraciones de agavina: Ag0, Ag0.5, Ag1, Ag2, Ag4. Los valores de $P < 0.05$ representan diferencias significativas.	36
Tabla 7. Composición bioquímica del músculo de juveniles de abulón azul (<i>Haliotis fulgens</i>) alimentados durante 114 días de cultivo, con diferentes concentraciones de	

agavina: Ag0, Ag0.5, Ag1, Ag2, Ag4. Los valores de $P < 0.05$ representan diferencias significativas.....	37
Tabla 8. Valores promedio y desviación estándar del porcentaje de ácidos grasos presentes en el musculo de juveniles de abulón azul (<i>Haliotis fulgens</i>) alimentados durante 114 días de cultivo, con diferentes concentraciones de agavina: Ag0, Ag0.5, Ag1, Ag2, Ag4. Los valores de $P < 0.05$ representan diferencias significativas.	38
Tabla 9. Valores promedio y desviación estándar de las unidades enzimáticas por miligramo de proteína ($U \cdot mg \text{ proteína}^{-1}$) presentes en el estómago y glándula digestiva de los juveniles de abulón azul (<i>Haliotis fulgens</i>) alimentados durante 114 días de cultivo, con diferentes concentraciones de agavina: Ag0, Ag0.5, Ag1, Ag2, Ag4. Los valores de $P < 0.05$ representan diferencias significativas. Los valores de $P < 0.05$ representan diferencias significativas.....	40

I.- Introducción:

Los moluscos acuáticos son el segundo grupo taxonómico con mayor producción a nivel mundial en cuanto a acuicultura se refiere. Para el año 2018, los moluscos con concha generaron una producción de 17.3 millones de toneladas métricas, lo que representó el 56.3% de la producción de acuicultura costera y marina a nivel mundial (FAO, 2020). Dentro del grupo de moluscos, el abulón es un organismo que se considera comercialmente importante, debido a su contenido nutricional, a su valor económico y la alta demanda que tiene en el mercado mundial (Yu *et al.*, 2022). Sin embargo, su alta demanda ha ocasionado que las poblaciones silvestres vayan en constante decremento debido a diferentes factores como: sobreexplotación; destrucción de hábitat; lento crecimiento; enfermedades; acidificación del océano; pesca furtiva, entre otros. En consecuencia, esto ha convertido a este organismo en una especie muy atractiva para la acuicultura, haciendo cada día más necesario la optimización de su cultivo (Viana, 2000; Venter *et al.*, 2018; Canton, 2021).

La producción mundial acuícola de abulón ha mostrado un constante crecimiento alcanzando un total de 227,536 toneladas métricas para el 2020; siendo los cinco principales productores de abulón de acuicultura: 1.- China, con una producción anual de 203,485 toneladas métricas (Tm); 2.- Corea del Sur con 20,059 Tm, 3.- Chile con 2,491 Tm; 4.- Sudáfrica con 1,977 Tm y 5.- Australia con 549 Tm (Canton, 2021).

El abulón es un molusco gasterópodo herbívoro, que pertenece al género *Haliotis* y se encuentran habitando zonas templadas y tropicales de todo el mundo. Alrededor del mundo se pueden encontrar unas 90 especies, de las cuales aproximadamente 15 son cultivadas en diversos países como: Australia, China, Japón, Corea, Nueva Zelanda, Filipinas, Sudáfrica y Taiwán (Sales y Janssens, 2004). En México, el abulón azul (*Haliotis fulgens*) es una de las principales especies de importancia comercial y la cual podemos encontrar distribuida desde las Islas Coronado, B.C. hasta la zona sur de Isla Margarita,

B.C.S. (Ortiz-Quintanilla y León-Carballo, 1988). Sin embargo, la mayor abundancia de este organismo se encuentra desde Isla de Cedros hasta Punta Abreojos (Vega *et al.*, 1994).

De manera natural, el abulón azul se alimenta de una amplia gama de especies de algas como *Gracilariopsis bailinae*, *Gracilaria cliftonii*, *Ulva sp.*, *Macrocystis pyrifera*, etc. (Hoang *et al.*, 2020; Gao *et al.*, 2022), especies presentes en hábitats costeros intermareales a submareales de alta energía. Durante sus primeros estadios de vida (post-larvas), se alimenta de microalgas específicamente de diatomeas bentónicas como: *Achnanthes longipes*, *Cocconeis sp.*, *Nitzschia closterium*, *Navicula sp.*, *Navicula incerta*, *Nitzschia laevis*, etc. (Stott *et al.*, 2002; Sánchez-Saavedra y Núñez-Zarco, 2015). Sin embargo, cuando llega a estadio juvenil cambia su alimentación a macroalgas, cuyo aporte nutricional ayuda a desarrollar tejidos somáticos y reproductivos (Bullon *et al.*, 2023).

Utilizar macroalgas como alimento en los cultivos de abulón, presenta algunas desventajas como: la disponibilidad de macroalgas en diversas épocas del año; la variabilidad estacional de su contenido nutricional; su alto contenido de humedad; así como la introducción de enfermedades, plagas, depredadores y competidores al sistema de cultivo (Bansemer *et al.*, 2016).

El alga parda *Macrocystis pyrifera*, es una de las más utilizadas en la alimentación de abulón en México y Estados Unidos (García-Esquivel y Felbeck, 2009). Sin embargo, esta no posee la cantidad necesaria de proteínas (6-19%) y lípidos (1-3%) requerida por los abulones (30-40%) (Vega-Villasante *et al.*, 2006; Bullon *et al.*, 2023).

Por lo antes mencionado, es que se consideran a los alimentos formulados necesarios para lograr el éxito de la acuicultura de abulón. De manera particular, se ha observado un aumento de las tasas de crecimiento, así como una mejora en la salud y calidad del producto, además, ofrece algunos beneficios sobre la alimentación con macroalgas, como: disponibilidad, facilidad de uso y manejo; es relativamente sencillo de fabricar; se optimizan las tasas de crecimiento; presenta una baja tasa de conversión alimenticia; es fácil de

almacenar y transportar y su composición no varía ni depende de una ubicación geográfica. Por lo anterior, se han realizado una gran cantidad de estudios para determinar y optimizar las mejores fuentes de proteínas, lípidos y carbohidratos, así como otros aditivos que puedan mejorar dichas formulaciones (Venter *et al.*, 2018; Jeong *et al.*, 2020; Baek y Cho, 2022; Dai y Cho, 2022a; Dai y Cho, 2022b).

Para poder elaborar los alimentos formulados es necesario conocer la fisiología y los requerimientos nutricionales del organismo. El sistema digestivo del abulón es similar en todas las especies y comienza con una boca que recolecta el alimento y lo transfiere a la cavidad bucal. Una vez que el alimento se mezcló con mucus, el bolo alimenticio ingresa al esófago, hasta llegar a un órgano de cultivo grande, donde se mezcla con enzimas y fluidos digestivos y se almacena antes de ingresar al estómago, la glándula digestiva que recubre la cámara de cultivo y el estómago, mueve el bolo por medio de contracciones y movimientos ciliares. Posteriormente, los alimentos no digeridos pasan al estómago y después al intestino, donde el material rechazado se desecha por el ano (Bullon *et al.*, 2023).

De manera general, la digestión se encuentra encabezada por enzimas proteasas, lipasas y carbohidrasas. Otro componente importante de la digestión es la microbiota, misma que está compuesta principalmente por bacterias degradadoras de polisacáridos de algas con anaerobios, en su mayoría facultativos y fermentadores no móviles, un ejemplo es *Vibrio halioticoli* (Bullon *et al.*, 2023).

Los requerimientos nutricionales de abulón pueden ser variados; en cuanto a los requerimientos de proteínas, se han reportado un gran número de porcentajes en la literatura (20 al 50%), dependiendo de la especie y de la ingesta óptima del nutriente (Currie *et al.*, 2019; Coote *et al.*, 2001; Angell *et al.*, 2012; Dai y Cho, 2023a). En cuanto a los lípidos, se ha reportado que requieren porcentajes realmente bajos (5%), esto debido a la baja actividad de la enzima lipasa (Lee, 2004; Venter *et al.*, 2018). En cuanto al

requerimiento de carbohidratos, debido a que organismos poseen una alta actividad de enzimas como amilasa, celulasa y alginasa, se determinó que los carbohidratos son una de las fuentes principales de energía para estos organismos, cuyo requerimiento varía entre el 30 al 60% (Venter *et al.*, 2018).

Otro componente importante son las vitaminas y minerales, aunque los estudios respecto al requerimiento de estos componentes son escasos, se ha logrado determinar que estos componentes forman parte en un 5% del contenido total de nutrientes en el alimento formulado de abulón. Dentro de las vitaminas podemos mencionar algunos ejemplos como: vitamina E, vitamina A, vitamina B12, vitamina C, vitamina D, riboflavina y biotina. Respecto a los minerales se han reportado: sodio, calcio, cloruro de sodio, zinc y yoduro de potasio (Venter *et al.*, 2018).

Otros elementos considerados en los alimentos formulados son los prebióticos, los cuales se definen como aquellos elementos no digeribles que son metabolizados por ciertos grupos de bacterias que incentivan la salud, algunos ejemplos son *Lactobacillus* y *Bifidobacterium*. Los prebióticos son carbohidratos, que pueden ser clasificados según su tamaño molecular o grado de polimerización: monosacáridos, oligosacáridos o polisacáridos (Ringø *et al.*, 2010). Es importante conocer que estos ingredientes proveen de un sin número de beneficios para los organismos que los consumen, entre estos, podemos encontrar: presencia de antagonismos en patógenos, promueven una mayor actividad enzimática, reducen la producción de amoníaco y fenol, ayuda a mejorar la mucosa intestinal, fomenta la síntesis de ácidos grasos de cadena corta, reducen el pH del intestino, fomentan una mayor actividad del sistema inmune, ayudan en la síntesis de vitaminas, etc. (Raffic y Kondusamy, 2016; Ringø *et al.*, 2010).

Uno de los prebióticos más comunes y estudiados en humanos y animales terrestres son los FOS (Fructo-oligosacáridos), lo que se refiere a cadenas medianas y cortas de β -D-fructanos, donde las unidades de fructosil están unidas por enlaces glucosídicos β (2-1) y

unidas a una unidad terminal de glucosa. Cabe mencionar que los FOS pueden ser fermentados por bacterias que expresen la enzima β -fructosidasas, por lo que, incluir en los alimentos este tipo de prebióticos podría contribuir a mejorar el crecimiento, la eficiencia alimentaria y la susceptibilidad a enfermedades. Además, se ha comprobado que la suplementación de FOS en alimentos de organismos acuáticos mejora su crecimiento (Ringø *et al.*, 2010). Un tipo de FOS que ha llamado la atención, son los fructo-olisacáridos de especies de agave, los cuales se conocen como fructanos de agave o agavinas, y contienen una mezcla de enlaces β (2-1) y β (2-6). Las agavinas funcionan como prebióticos y promueven la salud de organismo que lo consume, debido a que cambia la composición y/o actividad de la microbiota intestinal. Y se considera como un prebiótico alentador, debido a que, por su complejidad estructural, no puede ser degradado por las enzimas al pasar por el estómago e intestino delgado, por lo que puede llegar al colon y ser fermentado por la microbiota, produciendo metabolitos que ayudarán al desarrollo del organismo. Además, el consumo frecuente de fructanos de agave podría incentivar la absorción de minerales, el control de la obesidad y sobrepeso protege al cerebro, reduce el estrés oxidativo, previene enfermedades gastrointestinales y se encarga de modular los procesos metabólicos (Espinosa-Andrews *et al.*, 2021; Huazano-García *et al.*, 2017).

En este contexto, el uso de ingredientes funcionales de origen vegetal, como las agavinas, representa una alternativa de interés para la nutrición del abulón, particularmente por su potencial para modificar los procesos digestivos asociados al aprovechamiento de carbohidratos y a la actividad enzimática intestinal. A pesar de la evidencia disponible sobre el uso de prebióticos en peces y otros organismos acuáticos, la información referente a su aplicación en moluscos marinos, y específicamente en juveniles de *Halotis fulgens*, sigue siendo limitada. Asimismo, no se cuenta con suficiente claridad sobre los niveles de inclusión adecuados que permitan obtener beneficios fisiológicos sin comprometer el

crecimiento o la composición del tejido muscular. Por ello, el presente estudio se planteó evaluar el efecto de diferentes niveles de inclusión de agavina en dietas para juveniles de abulón azul, analizando su respuesta en términos de desempeño productivo, actividad de enzimas digestivas y composición proximal y de ácidos grasos del músculo. Con ello, se busca generar información que contribuya a un mejor entendimiento del uso de carbohidratos funcionales en la nutrición del abulón y apoyar el desarrollo de estrategias alimenticias más eficientes y sustentables para su cultivo.

II. Antecedentes

En acuicultura, el uso de ingredientes funcionales ha cobrado relevancia como alternativa complementaria al manejo sanitario y como estrategia para sostener el desempeño productivo bajo condiciones de cultivo intensivo (Amenyogbe et al., 2024). Los prebióticos más utilizados en acuicultura son: fructo-oligosacáridos (FOS), manan-oligosacáridos (MOS), galacto-oligosacáridos (GOS), xilo-oligosacáridos (XOS), isomalto-oligosacáridos (IMOS), inulina, oligosacárido de soya, polidextrosa, lactosucrosa (Raffic y Kondusamy, 2016), favoreciendo metabolitos y comunidades microbianas asociadas con mejor aprovechamiento del alimento y mayor resiliencia fisiológica (Bullón et al., 2023; Amenyogbe et al., 2024).

En el caso de los FOS se han realizado diversos experimentos con diversas especies acuáticas, algunos ejemplos son el salmón del atlántico (*Salmo salar*), tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*) y camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*). En términos generales, la inclusión de prebióticos en dietas acuícolas ha estado asociada con mejoras en el rendimiento de crecimiento, eficacia alimentaria y respuestas de salud mediadas, al menos en parte, por la estimulación de bacterias intestinales beneficiosas y la modulación de mecanismos inmunitarios innatos, lo que sugiere un potencial significativo de estos aditivos funcionales para incrementar la eficiencia y sostenibilidad de la producción acuícola (Ringø et al., 2010)

En este mismo sentido, He et al., (2003), realizaron un experimento donde se alimentó tilapia híbrida (*Oreochromis mossambicus*) con FOS, donde el crecimiento no mostró resultados significativos, pero si aumentó la supervivencia y hubo una mejora en la actividad de los mecanismos de defensa innatos (lisozima y actividad alternativa del complemento ACH50). Ji et al., (2004), realizaron un experimento, donde probaron dos concentraciones de FOS en la dieta (1.5 y 2.5 g*kg), y encontraron un mayor crecimiento, supervivencia y actividad de la superóxido dismutasa (SOD). Grisdale-Helland et al., (2008), realizaron un

experimento donde alimentaron salmón del atlántico con una adición de 10 g*kg de FOS en la dieta, durante 4 meses, y obtuvieron como resultado que la dieta con FOS registro un aumento del 5 y 6% en la eficiencia alimenticia y retención de energía, respectivamente, esto, comparando con la dieta basal la cual en lugar de FOS contenía celulosa.

De manera particular, no se han reportado estudios realizados con agavina en alguna especie de abulón. Sin embargo, Fuentes-Quesada et al., (2020) realizaron pruebas de diversos alimentos formulados en el pez *Totoaba macdonaldi*. En donde en uno de estos tratamientos se utilizó agavina como fuente prebiótica (2% por kilo de alimento); y encontraron que los peces alimentados con agavina aumentaron su peso hasta los 146.4 g, mientras los que contenían menores concentraciones de agavina, mostraron aumentos de peso de 139.6, 136.0 y 134.0. Además, el uso de la agavina promovió un microbiota más saludable, lo que ayudó a madurar y desarrollar el sistema inmune de la *Totoaba macdonaldi*.

En trabajos recientes, sobre el uso de agavina en organismos acuáticos fué reportado por Flores-Méndez et al. (2025) en tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*), donde se evaluó su inclusión dietaria bajo condiciones de estrés por alta densidad. En este estudio se emplearon dietas con 0, 20 y 40 g kg⁻¹ de agavina durante 110 días. Los resultados mostraron que la dosis de 20 g kg⁻¹ favoreció una mejor respuesta antioxidante intestinal, incrementando la actividad de enzimas como superóxido dismutasa y catalasa, y reduciendo la peroxidación lipídica y los niveles de cortisol. Estos efectos se asociaron con cambios positivos en la microbiota intestinal, relacionados con una mayor capacidad de fermentación y producción de metabolitos beneficiosos. En contraste, la dosis más alta no generó mejoras adicionales, lo que sugiere un efecto dependiente de la concentración. De manera particular, los autores evidencian el potencial de la agavina como prebiótico funcional para mitigar el estrés fisiológico en sistemas acuícolas intensivos.

Por otro lado, en cuanto a salud humana, los fructanos de agave han tomado una importancia significativa debido a su efecto prebiótico al ser consumidos; esto se debe a que presentan bacterias *Lactobacillus* y *Bifidobacterium*, las cuales se conoce que estimulan el crecimiento y hacen más eficientes las actividades biológicas del huésped que las consume. De ahí que se recomienda el consumo regular de fructanos de agave ya que: promueve el control de la obesidad y problemas de peso; favorece la absorción de minerales; protege el cerebro; reduce el estrés oxidativo; previene enfermedades gastrointestinales y regula los procesos metabólicos (Espinosa-Andrews et al., 2021).

Huazano-García et al., (2017), realizaron experimentos con dietas suplementadas con agavina en ratones; en donde al inicio y por un periodo de 5 semanas utilizaron una dieta estándar y otra dieta alta en grasas. Posteriormente los ratones fueron alimentados con dietas suplementadas con agavina (10%) durante otras 5 semanas. Al final los autores concluyen que la suplementación dietética con agavina logró restaurar la microbiota agotada por la dieta con alto contenido de grasas, por lo que los resultados obtenidos podría ser una nueva estrategia complementaria para poder tener un mejor control de la microbiota intestinal en individuos con obesidad o sobrepeso.

De manera particular, la alimentación del abulón se ha basado en el suministro de macroalgas, lo que ha limitado la estandarización de la producción y ha incentivado la búsqueda de dietas formuladas como alternativa (Bullón et al., 2023). No obstante, la fisiología digestiva del abulón se caracteriza por una capacidad particular para hidrolizar carbohidratos estructurales y proteínas, mediada por un conjunto específico de enzimas digestivas cuya actividad puede variar de acuerdo con la composición del alimento. Por lo tanto, el conocer los requerimientos de carbohidratos en la dieta de abulón es de suma importancia, ya que son la fuente principal de energía. Sin embargo, los estudios dedicados a este tema son escasos.

Tanaka et al. (2003) documentaron que el abulón japonés (*Haliotis discus hannai*) presenta una microbiota intestinal especializada en la degradación de polisacáridos algales, destacando la abundancia de bacterias con capacidad alginolítica y celulolítica. Estos autores evidenciaron que la transición dietaria (alimento natural-inerte), misma que favorece a la abundancia de bacterias fermentadoras capaces de participar activamente en la digestión de carbohidratos estructurales, lo que sugiere una alta capacidad fisiológica del abulón para aprovechar fuentes ricas en fibra. De manera complementaria, Lee et al. (2017) evaluaron el efecto de diferentes fuentes de carbohidratos en juveniles de *Haliotis discus* (peso inicial 1.68 g), alimentados durante 16 semanas con dietas que contenían 12 % de celulosa, entre otros carbohidratos. Al final del ensayo, los organismos alimentados con la dieta suplementada con celulosa mostraron el mayor incremento en peso, tasa de crecimiento específico y desarrollo morfométrico, en comparación con otras fuentes y con el control a base de macroalga *Undaria*. Estos resultados confirman que el aprovechamiento de carbohidratos complejos mejora del crecimiento en abulón.

A pesar de estos avances, la aplicación de agavinas en moluscos marinos, y particularmente en el abulón azul (*Haliotis fulgens*), no ha sido evaluada de manera sistemática. No se cuenta con información suficiente que permita establecer si la inclusión de este tipo de prebióticos puede influir en el desempeño productivo ni en indicadores fisiológicos como la actividad enzimática digestiva o la composición bioquímica del tejido muscular. Esta ausencia de evidencia limita la toma de decisiones sobre su posible uso en dietas formuladas para abulón y constituye un vacío de conocimiento relevante. En este sentido, resulta necesario generar información específica que permita valorar el efecto de distintos niveles de inclusión de agavina en la alimentación de juveniles de *H. fulgens*, integrando parámetros productivos y bioquímicos que contribuyan al desarrollo de estrategias nutricionales más eficientes y sustentables para su cultivo.

III. Justificación

El abulón es una de las especies de mayor valor comercial dentro de la maricultura, pero su producción enfrenta limitaciones que han frenado su crecimiento. Entre los principales desafíos se encuentran la disponibilidad irregular de semilla, el lento crecimiento característico del género *Haliotis* y la fuerte dependencia de macroalgas como alimento natural. Sin embargo, en diversas regiones productoras se ha documentado que estas macroalgas presentan variaciones estacionales en su calidad nutricional, con contenidos de proteínas y carbohidratos estructurales. A ello se suma que su disponibilidad ha disminuido en los últimos años debido a fenómenos ambientales, sobreexplotación y cambios en la dinámica costera, lo que incrementa la vulnerabilidad del sistema productivo.

Ante este escenario, la búsqueda de dietas formuladas que garanticen una abasto constante y equilibrada de nutrientes se vuelve indispensable para asegurar el rendimiento biológico del abulón y disminuir la dependencia de insumos naturales. El uso de alimentos balanceados no solo permite cubrir los requerimientos energéticos y estructurales del organismo, sino que abre la puerta a la incorporación de ingredientes funcionales que contribuyan al bienestar, a la integridad intestinal y a la eficiencia metabólica. En este contexto, los prebióticos han cobrado relevancia como herramientas nutricionales capaces de modular la microbiota, fortalecer las defensas y mejorar el aprovechamiento de los nutrientes.

Dentro de este grupo, los fructo-oligosacáridos derivados del agave (agavinas) han destacado en la última década por sus efectos positivos en organismos terrestres y acuáticos. Estudios recientes señalan que estos polisacáridos pueden estimular la actividad enzimática digestiva, favorecer la colonización de microorganismos benéficos y promover un mejor desempeño productivo, lo que los convierte en candidatos prometedores para su inclusión en dietas de abulón. Su evaluación en esta especie representa una oportunidad

para diseñar estrategias de alimentación más eficientes, resilientes y alineadas con las tendencias actuales de nutrición funcional en acuicultura.

IV. Hipótesis

La inclusión de Agavina en dietas formuladas para juveniles de abulón azul (*Haliotis fulgens*) incrementará la actividad de enzimas digestivas, la composición bioquímica y el perfil de ácidos grasos del músculo, promoviendo un mejor desempeño de los juveniles al optimizar el aprovechamiento del alimento y su crecimiento.

V. Objetivo general.

Determinar el efecto de la inclusión de la agavina en dietas para juveniles de abulón azul (*Haliotis fulgens*) evaluando su influencia sobre el crecimiento, la actividad enzimática digestiva y el perfil lipídico.

V.1. Objetivos específicos.

- 1.-Evaluar el crecimiento en longitud y peso de juveniles de abulón azul (*H. fulgens*), alimentados con diferentes niveles de inclusión de agavina en la dieta.
- 2.- Determinar el contenido proximal del músculo (proteína, lípidos, cenizas y extracto libre de nitrógeno) en juveniles de abulón azul (*H. fulgens*), sometidos a dietas con distintos niveles de agavina
- 3.- Cuantificar el perfil de ácidos grasos en músculo de juveniles de abulón azul (*H. fulgens*), sometido a diferentes niveles de inclusión de agavina en la dieta.
- 4.- Determinar la actividad de las enzimas digestivas (celulasa, amilasa, proteasa alcalina y lipasa) en juveniles de abulón azul (*H. fulgens*) alimentados con diferentes niveles de agavina en la dieta.

VI. Diseño experimental y metodología.

VI.1. Organismos en experimentación y condiciones de cultivo.

Se trabajó con un lote aproximado de 300 juveniles de abulón azul (*Haliotis fulgens*), proporcionados por la Sociedad Cooperativa de Producción Pesquera Bahía Tortugas S.C. de R.L., ubicada en Bahía Tortugas, Baja California Sur. Los organismos fueron trasladados por vía terrestre en contenedores aislados equipados con paquetes de gel refrigerante ("Blue Ice") para mantener la temperatura estable durante el trayecto. Cada contenedor incluía una doble bolsa plástica con una esponja humedecida con agua de mar, sobre la cual se colocaron los juveniles, asegurando humedad constante y reduciendo el estrés asociado al transporte.

A su llegada al Instituto de Investigaciones Oceanológicas (IIO) de la Universidad Autónoma de Baja California, los organismos fueron recibidos en el Laboratorio de Bioensayos 3 y mantenidos en un periodo de aclimatación de aproximadamente dos semanas. Durante este tiempo se estabilizó su condición fisiológica para garantizar que ingresaran en condiciones homogéneas al bioensayo. Los ejemplares fueron alimentados con *Macrocystis pyrifera* a saciedad aparente, y se mantuvieron a 20°C bajo un fotoperiodo controlado de 12 h luz : 12 h oscuridad.

Para la fase experimental se seleccionaron 195 juveniles, los cuales fueron previamente identificados mediante etiquetas individuales (Fig. 1). Antes de su distribución en los tratamientos, se registraron sus índices biológicos iniciales, obteniéndose un peso promedio de 1.58 ± 0.01 g, una longitud de 2.4 ± 0.0 cm y un ancho de 1.6 ± 0.0 cm.

Los organismos fueron asignados aleatoriamente a 15 unidades experimentales (UE), constituidas por contenedores plásticos transparentes con un volumen de 9.8 L. En cada UE (Figura 2) se alojaron 13 juveniles. Se evaluaron cinco dietas experimentales formuladas con diferentes niveles de inclusión de agavina: 0.0%, 0.5%, 1%, 2% y 4%, denominadas Control (Ag0), Ag0.5, Ag1, Ag2 y Ag4, respectivamente. Cada tratamiento se estableció por triplicado para asegurar la repetibilidad del ensayo. Asimismo, el desempeño físico de las dietas fue evaluado mediante pruebas de lixiviación, con el fin de determinar su estabilidad en el agua y estimar posibles pérdidas de nutrientes durante el periodo de alimentación.

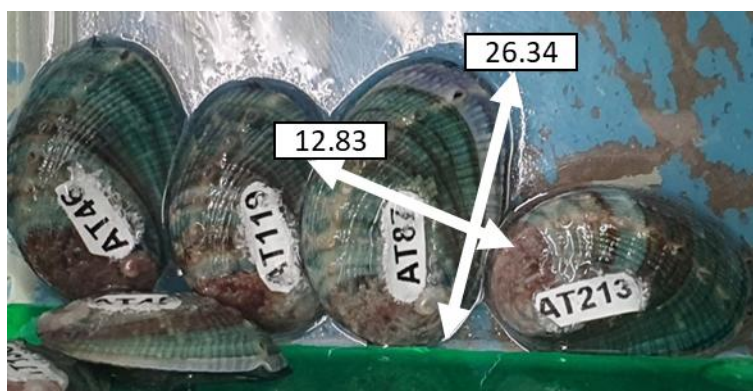


Figura 1. Juveniles de abulón azul (*Haliotis fulgens*) marcados individualmente para la fase de experimentación con dietas balanceadas e inclusión de Agavina. Imagen tomada por Edgar Alexis López Lucero.

Los juveniles fueron alimentados a saciedad aparente y cada 48 horas se efectuó la limpieza de todas las UE. Este procedimiento consistió en retirar, mediante sifoneo, el alimento no consumido y las heces acumuladas. Adicionalmente, cada siete días se realizó una limpieza profunda de las unidades experimentales, acompañada de un recambio total del agua para mantener condiciones óptimas de cultivo y minimizar la acumulación de materia orgánica.

El experimento tuvo una duración total de 114 días. Durante el ensayo, los organismos permanecieron bajo un fotoperiodo controlado de 9 h luz y 15 h oscuridad, regulado mediante un temporizador instalado en el interruptor general del sistema de iluminación del laboratorio. Las condiciones físicas y químicas del agua durante el ensayo se mantuvieron dentro de rangos apropiados para la especie; los valores registrados se presentan en la Tabla 1.

Tabla 1. Valores promedio y desviación estándar de los parámetros fisicoquímicos del agua de mar del sistema de recirculación acuícola donde se realizó en bioensayo de alimentación por 114 días de los juveniles de abulón (*Haliotis fulgens*) alimentados.

Parámetro	Promedio
Temperatura	21.2 ± 0.7
OD (mg•l ⁻¹)	7.4 ± 0.2
pH	8.49 ± 0.1
NAT (mg•l ⁻¹)	0.3 ± 0.3
Nitritos (mg•l ⁻¹)	0.2 ± 0.4
Nitratos (mg•l ⁻¹)	10.5 ± 9.0
KH (mg•l ⁻¹)	193.9 ± 32.5
Calcio (ppm)	432.9 ± 20.2

VI.2 Sistema experimental:

Los organismos fueron colocados en los tres niveles inferiores de un sistema de rack para experimentación tipo Aquahabitat de la empresa Aquaneering Inc. (Fig. 1). Este equipo cuenta con cinco niveles capaces de alojar recipientes con volúmenes que van de 1.8 a 9.8 litros, lo que permite ajustar el número de repeticiones según el tamaño de las UEs seleccionadas.

En la parte inferior del sistema se encuentra un tanque de compensación dividido en tres compartimentos. La primera sección funciona como punto de retención de sólidos, donde se instalaron dos filtros de calcetín de 100 micras. El agua continúa hacia el segundo compartimento, que contiene aproximadamente 10 litros de medio tipo Kaldnes y un manifold de aireación que mantiene el material en movimiento constante, permitiendo el funcionamiento de un filtro biológico de cama dinámica. Finalmente, el flujo pasa al tercer compartimento, donde se colocó un calentador de titanio con controlador integrado (500 W, marca Finnex) y una bomba sumergible Quiet One modelo 4000, encargada de impulsar el agua hacia el resto del sistema.

El agua es conducida a través de una línea principal de PVC cédula 40 de 1" de diámetro, la cual incluye un derivador (by-pass) que alimenta un esterilizador UV (Coraline Turbo Twist, 36 W), destinado a mantener la calidad microbiológica. Posteriormente, la tubería principal distribuye el flujo hacia cada nivel del sistema mediante conectores de PVC cédula 40 de 1/2". Desde este punto, cada UE recibe agua de mar de forma independiente mediante válvulas plásticas de 1/8", conectadas a mangueras transparentes de 3/16" ID, proporcionando un caudal individual entre 200 y 250 mL·min⁻¹.

Cada unidad experimental cuenta con una placa frontal diseñada para dirigir la salida del agua desde el fondo del recipiente hacia el drenaje integrado. Este drenaje descarga en una canaleta rectangular de plástico (2" × 2"), que a su vez desemboca en una canaleta principal con las mismas dimensiones. Ambas conducen el agua residual nuevamente al tanque de compensación, cerrando así el circuito de recirculación y permitiendo el retorno del agua filtrada hacia las UEs (Fig. 1).



Figura 2. Diagrama del sistema de recirculación acuícola (SRA) Aquahabitat, utilizado para realizar el bioensayo de alimentación durante 114 días, con los juveniles de abulón azul (*Haliotis fulgens*).

VI.3. Activación del filtro Biológico y monitoreo de la Calidad del agua.

Con el propósito de poner en marcha el filtro biológico del sistema de recirculación antes de la experimentación, se inició un periodo de preacondicionamiento aproximadamente 45 días antes de la llegada de los juveniles de abulón. Durante esta etapa se añadió cloruro de amonio grado agrícola hasta alcanzar una concentración inicial de $10 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$, lo que permitió generar la carga necesaria para estimular el desarrollo de las bacterias nitrificantes. Cada tres días se evaluaron los principales parámetros fisicoquímicos del sistema: nitrógeno amoniacal total (NAT), nitritos (NO_2^-), nitratos (NO_3^-), alcalinidad (KH), calcio

(Ca⁺), temperatura (T°C), oxígeno disuelto (OD) y pH. Esta rutina de monitoreo permitió verificar el progreso de la nitrificación y, en general, la estabilización del biofiltro. Para las determinaciones de NAT, NO₂⁻, NO₃⁻, KH y Ca se emplearon kits colorimétricos de la marca API. La temperatura y la concentración de oxígeno disuelto se midieron con un oxímetro YSI Pro20i (Xylem), mientras que los valores de pH se obtuvieron utilizando un potenciómetro Apera Instruments modelo PC60.

Cada vez que la concentración de amonio disminuía por debajo del valor objetivo (2mgL⁻¹), se añadía nuevamente cloruro de amonio para restablecer el nivel de 10 mg·L⁻¹ y asegurar la continuidad del proceso de maduración bacteriana. De la misma manera, cuando se detectaban variaciones en la alcalinidad, se ajustaba mediante la adición controlada de bicarbonato de sodio, manteniéndola dentro del intervalo de 120 a 140 mg·L⁻¹.

Una vez que los valores de amonio, nitritos y nitratos mostraron estabilidad y un comportamiento acorde con un biofiltro activo, se consideró concluido el periodo de acondicionamiento y se dio inicio a la fase experimental.

VI.4. Dietas experimentales:

La dieta control (Ag0) se preparó a partir de una formulación modificada de la propuesta por Lee et al. (2017), empleando harina de pescado previamente desgrasada como principal fuente proteica. El proceso de desgrasado consistió en tres lavados sucesivos con hexano: los dos primeros se realizaron utilizando una relación de 2:1 (L de hexano:kg de harina) y el tercero con una proporción de 1:1. Cada lavado se mantuvo por 24 horas, y al finalizar el procedimiento la harina se dejó reposar a temperatura ambiente dentro de una campana de extracción hasta la completa evaporación del solvente. Posteriormente, la harina se molió en una licuadora Vitamix™ modelo 750 y se sometió a un secado final en estufa para estandarizar su humedad.

Para todas las dietas experimentales (Tab. 2) se empleó la misma fracción lipídica contenida intrínseca en la harina de pescado. Como fuente de carbohidratos se incorporó carboximetilcelulosa al 24%, con el objetivo de mantener la consistencia y funcionalidad de las mezclas. Se formularon cuatro tratamientos experimentales, a las cuales se añadieron distintas concentraciones de agavina: 0.0, 0.5, 1, 2 y 4% (denominados Control Ag0, Ag0.5, Ag1, Ag2 y Ag4, respectivamente). La preparación de cada dieta se realizó con el apoyo de una batidora KitchenAid™, que permitió homogeneizar los ingredientes secos antes de continuar con el proceso de peletizado.

Los pellets fueron medidos y cortados con espátula con un tamaño aproximado de 1 x 1 x 0.5 cm (Fig. 3). Posteriormente fueron secados en charolas de aluminio durante un periodo de 24 horas a una temperatura de 60 °C en una estufa marca BINDER modelo 2.0. Pasadas las 24 horas de dejaron enfriar y fueron almacenados a -20 °C para su posterior uso.



Figura 3. Alimento formulado medido y cortado, previo a su proceso de secado

Tabla 2. Ingredientes utilizados para la formulación de las dietas experimentales (g/100g) de juveniles de abulón (*Haliotis fulgens*) con diferentes concentraciones de agavina: Ag0, Ag0.5, Ag1, Ag2, Ag4.

Ingredientes	Ag0	Ag0.5	Ag1	Ag2	Ag4
H. Pescado desgrasada ^a	32	32	32	32	32
Celulosa ^b	24	24	24	24	24
Almidón	21.1	20.6	20.1	19.1	17.1
Gluten de trigo	7	7	7	7	7
Grenetina	7	7	7	7	7
Rovimix (mezcla vit. y min.) ^c	6	6	6	6	6
Micronutrientes ^d	1.9	1.9	1.9	1.9	1.9
Agavina ^e	0	0.5	1	2	4
Composición Bioquímica					
Humedad	7.8	5.7	6.	6.4	5.6
Proteína Cruda	32.5	31.7	31.4	31.7	31.4
Lípidos	4.7	4.5	4.7	5.0	4.6
Cenizas	16.2	16.	16.1	16.6	16.2
ELN	39	40	42	40	42

a) Harina de pescado (HP), Procesadora Mar de Ensenada S de RL de CV, Ensenada, México desgrasadas con hexano industrial al 95%.

b) Carboximetilcelulosa

c) Rovimix®; Vitamin and mineral mix (g kg⁻¹): p-aminobenzoic acid 1.45; biotin 0.02; myo-inositol 14.5; nicotinic acid 2.9; Capantothenate 1.0; pyridoxine-HCl 0.17; riboflavin 0.73; thiamine-HCl 0.22; menadione 0.17; α-tocopherol 1.45; cyanocobalamine 0.0003; calciferol 0.03; L-ascorbyl-2-phosphate-Mg 0.25; folic acid 0.05; choline chloride 29.65; retinol 0.015; NaCl 1.838; MgSO₄·7H₂O 6.85; NaH₂PO₄·2H₂O 4.36; KH₂PO₄ 11.99; Ca(H₂PO₄)₂·2H₂O 6.79; Fe-citrate 1.48; Ca-lactate 16.35; AlCl₃·6H₂O 0.009; ZnSO₄·7H₂O 0.17; CuCl₂ 0.0005; MnSO₄·4H₂O 0.04; KI 0.008; CoCl₂ 0.05 and Stay-C (Vitamin C) donated by DSM, Nutritional Products Guadalajara, Mexico

d) Mezcla de micronutrientes: Colesterol, benzoato de sodio, butil hidroxitolueno (BHT) y lecitina de soya.

e) Agavina; Inulina y miel de agave SA DE CV, Jalisco, México.

Las dietas experimentales fueron formuladas para mantener niveles constantes de proteína y lípidos, siendo isoproteicas (31–32% de proteína cruda) e isolipídicas (5% de lípidos), con el fin de asegurar que las diferencias observadas en el desempeño de los organismos se debieran exclusivamente a los niveles de inclusión de agavina. Previo a su utilización en el bioensayo, todas las dietas fueron sometidas a un proceso de caracterización química, el cual incluyó la determinación del perfil de aminoácidos y del

perfil de ácidos grasos. Los perfiles obtenidos para los tratamientos se presentan en las Tablas 3 y 4, respectivamente.

Estas determinaciones permitieron verificar que la inclusión de agavina no modificara de manera sustancial la composición aminoacídica y lipídica de las dietas utilizadas, asegurando que los perfiles nutricionales permanecieran dentro de rangos adecuados para la especie.

Tabla 3. Contenido de Aminoácidos (AA's) presentes en las dietas formuladas para juveniles de abulón azul (*Haliotis fulgens*) con diferentes concentraciones de agavina: Ag0, Ag0.5, Ag1, Ag2, Ag4. Los porcentajes del contenido de AAs están ajustados al total de la proteína determinada en las dietas en base seca.

Tratamientos					
	Ag0	Ag0.5	Ag1	Ag2	Ag4
AA's Esenciales					
HIS	1.0	1.0	0.9	0.9	0.9
ARG	2.6	2.6	2.6	2.5	2.6
THR	1.1	1.1	1.1	1.2	1.1
VAL	0.8	0.7	0.7	0.8	0.8
MET	0.4	0.6	0.2	0.4	0.4
LYS	7.9	7.8	7.4	7.8	7.4
ILE	0.8	0.7	0.8	0.8	0.8
LEU	2.1	2.1	2.2	2.2	2.2
PHE	1.1	1.1	1.1	1.1	1.1
Sub-total	17.8	17.8	16.8	17.7	17.1
AA's No-Esenciales					
ASP	1.5	1.5	1.6	1.7	1.5
SER	1.8	1.8	1.8	1.8	1.8
GLU	3.3	3.2	3.4	3.6	3.3
GLY	4.4	4.5	4.2	3.9	4.1
ALA	2.1	2.1	2.1	2.2	2.1
TYR	0.9	0.9	0.9	0.9	0.9
Sub-total	14.1	14.0	14.0	14.1	13.7
Otros AA's					
TAU	0.2	0.2	0.2	0.2	0.2
TOTAL	32.0	32.0	31.0	32.0	31.0

Tabla 4. Perfil de ácidos grasos presentes en las dietas formuladas para juveniles de abulón azul (*Haliotis fulgens*), con diferentes concentraciones de agavina: Ag0, Ag0.5, Ag1, Ag2, Ag4. Las unidades están dadas en porcentaje sobre el 100% de ácidos grasos metilados.

	Tratamientos				
	Ag0	Ag0.5	Ag1	Ag2	Ag4
AG's Saturados					
C8:0	1.5	1.3	1.4	1.5	1.4
C10:0	10.5	11.4	10.3	11.6	13.2
C12:0	nd	0.3	0.6	1.0	2.0
C13:0	nd	0.9	1.6	3.0	5.6
C14:0	1.4	1.3	1.4	1.3	1.2
C16:0	20.5	20.1	20.2	20.2	19.1
C17:0	0.4	0.5	0.4	0.4	0.4
C18:0	4.4	4.2	4.3	4.1	3.9
ΣSFA	26.7	26.1	24.9	24.7	23.3
C16:1n7	1.3	1.3	1.2	1.2	1.1
C18:1n9	11.1	10.2	10.8	10.0	9.5
C18:1n7	1.9	1.9	1.8	1.8	1.6
C22:1n9	0.3	0.9	0.4	0.4	nd
C24:1n9	0.5	0.5	0.5	0.5	0.5
ΣMUFAS	15.2	14.7	14.7	13.9	12.7
C18:2n6	27.9	26.2	26.9	25.6	24.1
C18:3n4	2.4	2.3	2.3	2.2	2.1
C18:3n3	0.4	0.4	0.4	0.4	nd
C20:3n3	0.6	0.5	0.5	0.3	0.3
C20:4n3	nd	nd	nd	0.5	0.4
C20:5n3	3.5	4.2	3.6	3.9	3.4
C22:5n3	0.7	0.7	0.7	0.7	0.7
C22:6n3	10.2	10.4	10.3	9.7	9.3
ΣPUFAS	45.6	44.7	44.8	43.3	40.3
NID	0.3	1.2	0.3	2.7	0.7
Σw6	27.9	26.2	26.9	25.6	24.1
Σw3	15.3	16.2	15.6	15.4	14.0
EPA	3.5	4.2	3.6	3.9	3.4
DHA	10.2	10.4	10.3	9.7	9.3
EPA:DHA	0.3	0.4	0.4	0.4	0.4

nd=No determinados.

VI.5. Ensayo de lixiviación.

Con el fin de evaluar la estabilidad física de las dietas, se realizó un ensayo de lixiviación basado en la metodología propuesta por Vargas-Cárdenas *et al.* (2023), con algunas modificaciones. Para ello, se colocó un pellet de cada una de las dietas experimentales en las unidades experimentales correspondientes a sus tratamientos y repeticiones, manteniéndolos en contacto con el flujo de agua establecido para el experimento ($200\text{--}250\text{ mL}\cdot\text{min}^{-1}$; Figura 3) durante un periodo de 48 horas.

Transcurrido el tiempo de exposición, los pellets remanentes se retiraron cuidadosamente de cada UE y se colocaron de manera individual en charolas de aluminio previamente pesadas. Las muestras posteriormente fueron secadas en una estufa BINDER modelo 2.0 a $80\text{ }^{\circ}\text{C}$ durante ocho horas. Después del secado, cada charola se pesó nuevamente para determinar la pérdida por lixiviación, misma que fue calculada como la diferencia entre el peso inicial y final de los pellets (Tab. 5).

Tabla 5. Composición bioquímica de las dietas al finalizar el ensayo de lixiviación (48 horas) con diferentes concentraciones de agavina Ag0, Ag0.5, Ag1, Ag2, Ag4.

	Tratamientos				
	Ag0	Ag0.5	Ag1	Ag2	Ag4
Proteína (%)	25.8 ± 1.0	27.2 ± 0.3	26.4 ± 1.1	23.4 ± 0.6	22.8 ± 0.4
Lípidos (%)	4.1 ± 0.5	3.7 ± 0.1	3.8 ± 0.2	3.8 ± 0.4	3.9 ± 0.9
ELN (%)	41	39	40	43	42
Humedad (%)	3.9 ± 0.3	3.9 ± 0.3	4.0 ± 0.2	3.7 ± 0.2	3.4 ± 0.3
Cenizas (%)	25.4 ± 0.2	26.3 ± 0.5	26.0 ± 0.3	26.2 ± 0.2	27.4 ± 0.1

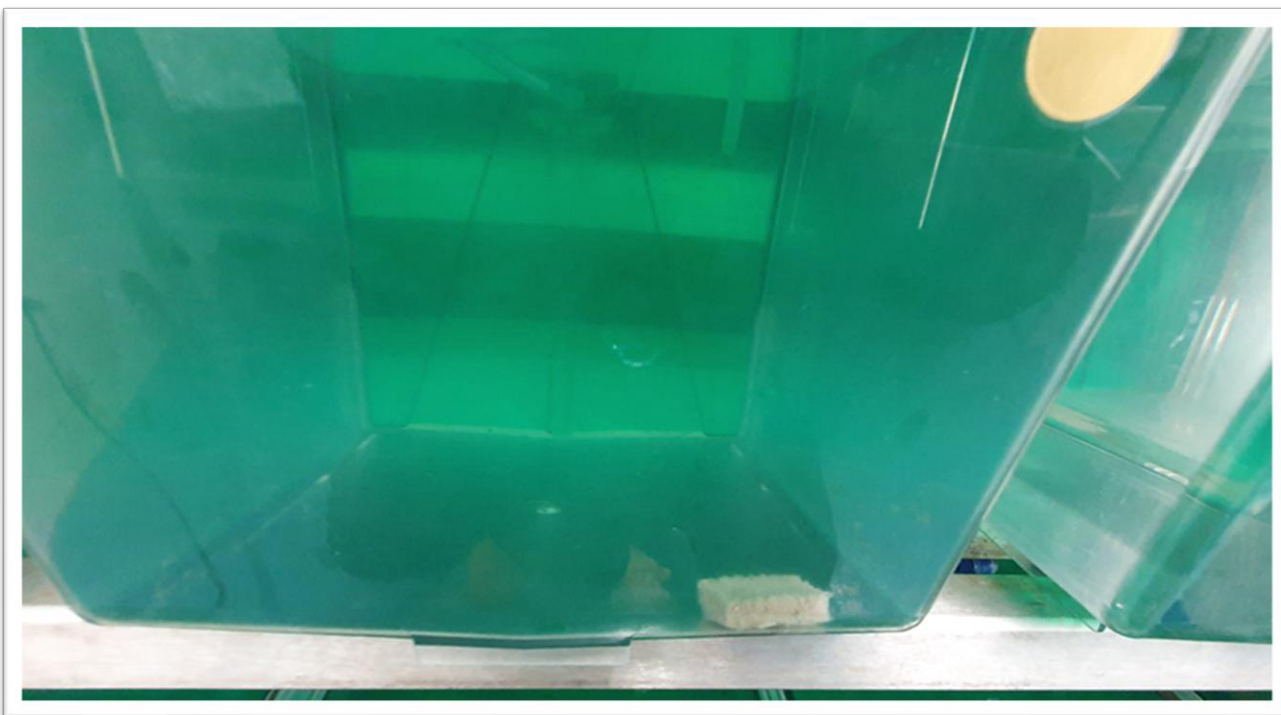


Figura 4. Imagen que muestra los pellets en las unidades experimentales (UE's) y que fueron mantenidos por un periodo de 48 horas, para la determinación de pérdida por lixiviación

VI.6. Mediciones de crecimiento de abulón y parámetros productivos

El bioensayo de crecimiento con juveniles de abulón azul (*Haliotis fulgens*) tuvo una duración total de 114 días, durante los cuales se realizaron cinco biometrías correspondientes a los días 0, 30, 60, 90 y 114 posteriores al inicio de la fase experimental. En cada muestreo se registró de forma individual el peso (mg), así como la longitud y el ancho (mm) de todos los organismos pertenecientes a cada tratamiento y a sus respectivas repeticiones. La longitud y el ancho se midieron utilizando un vernier digital marca Pittsburg, modelo 62529, mientras que el peso se determinó mediante una balanza analítica Sartorius, modelo CP224S. Estos registros permitieron evaluar el crecimiento somático y calcular los indicadores de desempeño asociados a las distintas dietas experimentales.

Los parámetros productivos que se calcularon fueron los recomendados por Britz (1996) siendo estos los siguientes:

- Tasa de crecimiento específico (TCE):

$$TCE = \frac{\ln Pf - \ln (Pi)}{t} * 100 \quad (1)$$

- Ganancia de peso (GP):

$$GP = Pf - Pi \quad (2)$$

- Supervivencia (S):

$$S = \left(\frac{N_{final}}{N_{inicial}} \right) * 100 \quad (3)$$

- Tasa de eficiencia proteica (TEP):

$$TEP = \left(\frac{Pf - Pi}{P_{pc}} \right) \quad (4)$$

- Rendimiento de músculo:

$$Rm = \left[\frac{Pm}{Pm + Pc} \right] * 100 \quad (5)$$

en donde:

Pf = Peso final (mg); Pi = Peso inicial (mg); t = Tiempo (días); P_{pc} = Peso de proteína consumida (mg); Rm = Rendimiento del musculo (%); Pm = Peso de musculo (mg) y Pc = Peso de la concha (mg).

VI.7. Colecta de muestras.

Una vez concluidos los 114 días de experimentación, los juveniles de abulón azul fueron sacrificados por inmersión en un baño con hielos (Shock térmico). Una vez registrada su talla y peso de los organismos, se procedió a separar la concha del músculo y los paquetes viscerales de cada uno de los organismos por separado. Las muestras fueron almacenadas en un crio congelador vertical marca Thermo Scientific a -80 °C hasta el momento de realizar los análisis respectivos, en el caso de las muestras de musculo estas

fueron reservadas para realizar los análisis de composición bioquímica y las muestras de los paquetes viscerales para realizar los estudios enzimáticos de acuerdo con las técnicas que se describirán en la siguiente sección.

VI.8. Análisis proximal de las dietas experimentales, ensayo de lixiviación y músculo de abulón.

Los análisis de composición bioquímica se realizaron por triplicado y de acuerdo con las metodologías propuestas por la AOAC (1995) siendo estas las siguientes:

VI.8.1. Peso seco.

El contenido de peso seco se calculó por el método gravimétrico, pesando 0.1 g de muestra seca (molida en polvo), la muestra fue colocada en navecillas de aluminio (previamente marcadas, pre-tratadas y pesadas) por triplicado. Posteriormente las navecillas con las muestras fueron colocadas en una estufa marca BINDER modelo 2.0 a 105°C por un periodo de 8 horas. Una vez terminado el tiempo de secado las muestras fueron transferidas a un desecador con “drierita” para su enfriamiento hasta temperatura ambiente por 15 min. Posteriormente las muestras fueron pesadas en una balanza analítica marca Sartorius modelo CP224S; esta acción (secado 1 hr, enfriado y pesado) se realizó varias veces hasta que se registró un peso constante de las muestras.

VI.8.2. Contenido de ceniza.

El contenido de ceniza, se registró por gravimetría, para lo cual se utilizó la misma muestra del análisis de peso seco pero una vez terminada la determinación. Las muestras fueron puestas a incinerar en una mufla marca Furnace modelo 6000 a una temperatura de 550°C durante un periodo de 5 horas. Una vez pasado el tiempo de incineración y que la temperatura de la mufla se encontraba a menos de 80 °C, las muestras fueron transferidas

a un desecador para su enfriamiento y posterior pesaje en una balanza analítica marca Sartorius modelo CP224S.

VI.8.3. Contenido de proteína total.

El contenido de proteína fue determinado por el método de Micro-Kjeldahl. El cual consta de tres procesos:

1) Digestión: en un matraz kjeldahl de 30 ml se agregan 1.5 g de sulfato de potasio, 0.05 g de sulfato cúprico, 0.05 g de muestra y 3 ml de ácido sulfúrico. Posteriormente el matraz con la muestra y reactivos es llevado al digestor y se procesa por un periodo de 6 horas; aumentando gradualmente la temperatura y girando el matraz cada 30 minutos. Una vez pasado el tiempo de digestión y que la mezcla cambio de (coloración azul cristalino), los matraces se dejan enfriar para su posterior aforación a 25 ml con agua destilada.

2) Destilación: Se agregan 10 ml de hidróxido de sodio al 40%, 5 ml de muestra digerida y 10 ml de agua destilada al destilador Kjeldahl. Se procede a realizar la destilación y el producto de esta es recuperado un vaso precipitado de 50 ml, que contiene 15 ml de ácido bórico al 4% (solución secuestrante de nitrógeno).

3) Titulación: Una vez obtenido el condensado de la destilación se le agregaron unas gotas de solución indicadora "Shiro Toshiro" y se realizó una titulación con ácido clorhídrico al 0.107 N, registrando el volumen de ácido necesario para el cambio de color (Vire) de la muestra hacia un color morado oscuro.

El porcentaje de proteínas de las muestras se obtuvo mediante un cálculo del volumen de mililitros utilizados en la titulación y el factor establecido de 6.25 de acuerdo con la AOAC (1995) para las dietas experimentales y músculo de abulón.

VI.8.4. Contenido de lípidos totales.

Para la determinación de lípidos se utilizó a la Tripalmitica como estándar del cual se pesaron 0.025 gramos. Se pesaron 0.05 g de muestra en tubos de ensayo de 10 ml, una

vez pesadas todas las muestras y el estándar (por triplicado) se añadió a cada tubo 200 microlitros de agua destilada y se mezcló con vortex. Posteriormente se añadieron 6 ml de la solución diclorometano-metanol (2:1) y nuevamente se mezcló con vortex durante 1 minuto por tubo; las muestras se dejaron reposar por un periodo de 24 horas, con la finalidad de realizar la extracción de las grasas.

Una vez pasado el tiempo de la extracción y por medio de filtraron con jeringas (10 ml), filtros plásticos y papel Whatman #4, se recuperó el sobrenadante dejándolo libre de sólidos. Ya filtradas las muestras se añadieron 1.5 ml de cloruro de potasio (KCl) y se dejarán extraer por 4 horas, hasta que se observaron la formación de 2 fases completamente separadas. Pasadas este tiempo y con ayuda de una pipeta Pasteur se eliminó la fase superior, teniendo cuidado no combinar con la fase inferior. Una vez recuperados cuando menos 2 ml de la capa inferior, estos se colocaron en viales color ámbar previamente calcinados y pesados, los cuales a su vez fueron colocados en una placa Thermoblock, marca Cole-Parmer a 60 °C para la evaporación del solvente. Una vez evaporado el solvente se registró el peso de los viales y por diferencia de peso se calculó la concentración de Lípidos por muestra.

VI.8.5. Extracto Libre de Nitrógeno (ELN).

La determinación del extracto Libre de Nitrógeno (ELN) se obtuvo por diferencia de acuerdo a lo propuesto por Joblin (2001).

$$ELN=100- (Proteína +Lípidos+Cenizas+humedad) \quad (6)$$

VI.9. Ácidos grasos del músculo de abulón y dietas experimentales.

La extracción de ácidos grasos se realizó por medio de una técnica descrita por Folch *et al.* (1957), con algunas modificaciones como: a) agregar 0,01% de Butil-hidrox-

tolueno ó BHT ($C_{15}H_{24}O$) como solución antioxidante y b) se trabajó a la menor temperatura posible ($4^{\circ}C$) para garantizar una buena extracción de lípidos. Para obtener los ácidos grasos, fueron separados, identificados y cuantificados en cromatografía de gases, para ello se utilizó un cromatógrafo de gases AGILENT GC 7820A, equipado con un inyector Split/Splitless, un detector de ionización de flama (FID) y una columna capilar AGILENT 122-2361 DB-23 60 m x 0,25 mm con un diámetro interno de 15 μm . La temperatura inicial de inyección fue de $50^{\circ}C$ por 1 min, después se llevó a $190^{\circ}C$ a una tasa de $25^{\circ}C/min$ y se mantuvo por 0 min, posteriormente se aumentó a $230^{\circ}C$ a una tasa de $6^{\circ}C/min$ y se utilizó Nitrógeno (N_2) como gas acarreador a 0.9 ml/min. Una vez obtenidos los cromatogramas los cálculos se realizaron mediante el software GC Chemstation Data Analysis. Los ácidos grasos fueron identificados por comparación con los tiempos de retención de los siguientes estándares: 37 Component FAME Mix (Supelco/SigmaAldrich®), GLC 87, GLC 96 (Nu-Chek Prep®), RM-2, RM-6 y GLC 90 21 (Supelco/Sigma-Aldrich®), además se utilizaron PUFAs de aceites marinos (PUFA1 y 3, Supelco/Sigma-Aldrich®), como patrón de identificación. La composición de cada ácido graso se calculó de acuerdo con el área correspondiente en el cromatograma respectivo. Se utilizó el ácido graso $C_{19:0}$ como estándar interno.

VI.10. Análisis de aminoácidos de las dietas experimentales.

Para el Análisis de Aminoácidos (AAs), se tomaron 50 mg de cada una de las dietas previamente desgrasadas y secas. Estas, fueron hidrolizadas hasta AAs con 5 ml de una mezcla de HCl 6N con 0.06% de fenol en viales de vidrio de 10 mL. La hidrólisis se llevó a cabo incubando cada una de las muestras por 18 hrs a $113^{\circ}C$. Después del tiempo de hidrólisis, las muestras se aforaron a un volumen final de 25 ml, donde se filtraron con acrodiscos de 0.45 μm (P.N. 4426T), un volumen final de 1.5 ml fue colocado en un vial previamente limpio, calcinado y de color ámbar. Las muestras fueron refrigeradas a $-30^{\circ}C$

hasta su procesamiento en el HPLC. La derivatización se realizó directamente en el HPLC Agilent (Mod. 1200 infinity series). De manera general, se tomaron 2.5ul del buffer de fosfatos (Part Num. 5061-3339), seguido de 0.5ul de muestra con relación 1:1:1 de OPA:FMOOC (Ortoftaldehido: Fluorenylmethyloxycarbonyl), posteriormente fueron inyectados en secuencia continua en el HPLC. Para la separación de los AAs se utilizó una columna C18 de fase reversa Zorbax eclipse AAA (4.5 X 150 mm 3.5µm, P.N. 963400-902), donde se empleó un volumen de inyección de 5 µL. La curva de calibración se realizó utilizando una solución de AAs estándares (P.N. 061-3330) con concentraciones de 50 a 350 pmol. Y como último, estimó el área bajo la curva con el programa "OpenLAB" (Agilent Technologies 2000 copyright), obteniendo así el porcentaje de Aas, respecto al contenido de proteína en las muestras.

VI.11. Análisis enzimático.

Para la obtención de los extractos enzimáticos, se realizó la disección del paquete visceral de los juveniles, a partir del cual se separaron el estómago y la glándula digestiva. Los tejidos de cada réplica experimental se combinaron para formar un *pool* representativo, y posteriormente fueron pesados utilizando una balanza analítica para registrar con precisión la masa empleada en cada preparación.

El tejido correspondiente a cada réplica se transfirió a tubos de microcentrífuga de 2 mL (marca NEPTUNE), procurando mantener en todo momento la cadena de frío para evitar la degradación enzimática. Una vez depositado el tejido, se añadieron perlas de cristal de 1.4 y 4 mm como agentes mecánicos de disrupción, junto con un volumen de agua destilada equivalente al triple del peso del tejido.

Cada tubo fue sellado con papel film y sometido a un proceso de homogenización utilizando el sistema de lisis y trituración FastPrep-24™ (MP Biomedicals™), operado durante 40

segundos a una velocidad de 6 m/s. Concluida la homogenización, las muestras fueron centrifugadas en una centrífuga refrigerada marca Eppendorf, modelo 5430 R a 13,000 g por 10 minutos a 4 °C.

El sobrenadante obtenido se transfirió cuidadosamente a tubos limpios de microcentrífuga y se sometió a una segunda centrifugación bajo las mismas condiciones para asegurar la remoción de residuos sólidos. Finalmente, los sobrenadantes resultantes fueron transferidos a tubos nuevos y almacenados a -40 °C hasta su procesamiento analítico.

Para cada uno de los ensayos enzimáticos se realizaron mediciones en microplaca utilizando un espectrofotómetro Varioskan Flash (versión 4.00.53), empleando el software SkanIt™ Software 2.4.5 RE for Varioskan Flash, el cual permitió registrar y procesar las absorbancias correspondientes a las actividades enzimáticas evaluadas.

VI.11.1. Actividad de celulasa.

La actividad de celulasa se cuantificó utilizando Carboximetil celulosa como sustrato y una curva estándar de glucosa (modificado de Nolasco-Soria, 2021). Una unidad de actividad celulasa se definió como la enzima necesaria para liberar 1 μmol de grupos reductores por minuto. La cuantificación enzimática se basó en el número de enlaces hidrolizados por unidad de tiempo (Nolasco-Soria, 2021). Los valores de la actividad enzimática digestiva se expresaron como actividad específica (U/mg prot.).

VI.11.2. Actividad de amilasa.

La actividad de amilasa se cuantificó utilizando almidón como sustrato y una curva estándar de maltosa (Nolasco-Soria, 2021b). Una unidad de actividad amilasa se definió como la enzima necesaria para liberar 1 μmol de grupos reductores por minuto.

VI.11.3. Actividad de lipasas.

La actividad de lipasa se cuantificó utilizando β -naftil caprilato (β NC) como sustrato y una curva estándar de β -naftol (Nolasco *et al*; 2018). Una unidad de actividad lipasa se definió como la enzima necesaria para liberar 1 μ mol de β -naftol por minuto.

VI.11.4. Actividad de proteasa alcalina.

La actividad de proteasa alcalina se cuantificó utilizando caseína como sustrato y una curva estándar de L-serina (Nolasco-Soria, 2021a). Una unidad de actividad de proteasa alcalina se definió como la enzima necesaria para liberar 1 μ mol de grupos amino por minuto.

VI.12. Análisis estadístico.

Una vez obtenidos los resultados de cada una de las variables evaluadas, se verificó que los datos cumplieran con los supuestos estadísticos necesarios para su análisis: normalidad, homogeneidad de varianzas (homoscedasticidad) e independencia. Para ello se aplicaron las pruebas de Kolmogorov–Smirnov y Shapiro–Wilks para evaluar la distribución de los datos, así como la prueba de Levene para comprobar la homogeneidad de varianzas entre tratamientos. Cuando los conjuntos de datos cumplieron con estos supuestos, se procedió a aplicar un ANOVA de una vía con el objetivo de identificar posibles diferencias significativas entre tratamientos. En los casos donde el ANOVA mostrara diferencias significativas, se empleó la prueba post hoc de Tukey con el fin de determinar qué tratamientos mostraban diferencias puntuales entre sí. Para aquellas variables que no satisficieron los criterios de normalidad u homoscedasticidad, se recurrió a pruebas no paramétricas equivalentes.

Todas las pruebas estadísticas se realizaron con un nivel de significancia de $\alpha < 0.05$ utilizando el software SPSS (versión 26.0).

VII. Resultados

VII.1. Parámetros productivos

Dentro de los parámetros productivos (Tab. 6), no se encontraron diferencias significativas ($p>0.05$) en Supervivencia, Peso inicial, Peso final, Ganancia de peso, Longitud inicial, Longitud final, Ancho inicial, Ancho final, Rendimiento músculo, Tasa de crecimiento específico (TCE), tasa de eficiencia proteica (TEP). Sin embargo, se muestran tendencias asociadas a los distintos tratamientos. En términos de supervivencia, los valores se mantuvieron elevados en los tratamientos Ag0 y Ag0.5, ambos con $95 \pm 9\%$, mientras que en el tratamiento Ag1 se registró el valor más bajo, con $82 \pm 9\%$. En el rendimiento de músculo se observaron variaciones desde $40.4 \pm 2.5\%$ en el tratamiento Ag0 hasta un máximo de $43.6 \pm 0.8\%$ en el tratamiento Ag0.5, que fue el que mostró la tendencia más favorable.

La TCE presentó valores desde 0.17 ± 0.1 en Ag0 hasta 0.23 ± 0.1 en Ag1. El tratamiento Ag0.5 registró un valor intermedio de 0.20 ± 0.1 , muy cercano al observado en Ag1, lo que sugiere una respuesta similar entre ambos.

Finalmente, la TEP se observó el valor más bajo en el tratamiento Ag0, con 0.25 ± 0.09 , mientras que el tratamiento Ag0.5 exhibió la mayor tendencia positiva, alcanzando 0.36 ± 0.04 .

Tabla 6. Parámetros e índices productivos de juveniles de abulón azul (*Haliotis fulgens*) alimentados durante 114 días de cultivo, con dietas formuladas con diferentes concentraciones de agavina: Ag0, Ag0.5, Ag1, Ag2, Ag4. Los valores de $P < 0.05$ representan diferencias significativas.

	Tratamientos					
	Ag0	Ag0.5	Ag1.0	Ag2	Ag4	P
Supervivencia (%)	95.0 ± 8.7	95.0 ± 8.7	82.0 ± 8.7	89.7 ± 4.0	87.3 ± 11.7	0.355
Peso inicial (g)	1.55 ± 0.16	1.57 ± 0.19	1.57 ± 0.16	1.59 ± 0.16	1.59 ± 0.20	0.545
Peso final (g)	1.96 ± 0.44	2.02 ± 0.33	1.99 ± 0.39	1.94 ± 0.29	1.99 ± 0.36	0.327
Ganancia de peso (g)	0.37 ± 0.31	0.41 ± 0.27	0.48 ± 0.33	0.36 ± 0.23	0.39 ± 0.27	0.762
Longitud inicial (mm)	24.01 ± 0.86	23.99 ± 0.93	23.85 ± 0.78	23.95 ± 0.73	23.90 ± 0.89	0.528
Longitud final (mm)	26.35 ± 0.17	26.45 ± 0.14	26.41 ± 0.16	26.08 ± 0.14	26.23 ± 0.24	0.791
Ancho inicial (mm)	16.33 ± 0.68	16.33 ± 0.67	16.32 ± 0.63	16.29 ± 0.59	16.31 ± 0.72	0.815
Ancho final (mm)	18.24 ± 1.39	18.31 ± 1.17	18.48 ± 1.40	18.25 ± 0.93	17.92 ± 1.11	0.342
Rendimiento músculo (%)	40.4 ± 2.5	43.6 ± 0.8	41.3 ± 2.8	42.4 ± 1.0	43.2 ± 0.9	0.258
TCE	0.17 ± 0.1	0.2 ± 0.1	0.23 ± 0.1	0.18 ± 0.1	0.19 ± 0.1	0.286
TEP	0.25 ± 0.09	0.36 ± 0.04	0.27 ± 0.16	0.26 ± 0.07	0.29 ± 0.05	0.434

VII.2. Contenido proximal del músculo de abulón.

El contenido de proteína en el músculo de *H. fulgens* mostró valores entre $59.9 \pm 0.9\%$ (Ag4) y $63.3 \pm 0.5\%$ (Ag0) (Tab. 7). No se detectaron diferencias significativas entre los tratamientos Ag0, Ag0.5 y Ag1 ($p > 0.05$). En contraste, Ag0 y Ag1 fueron significativamente distintos ($p < 0.05$) de Ag2 y Ag4; mientras que Ag2 no presentó diferencias respecto a Ag0.5 y Ag4 ($p > 0.05$).

En cuanto a los lípidos totales, humedad, ceniza y extracto libre de nitrógeno (ELN), no se observaron diferencias significativas entre tratamientos ($p > 0.05$). Los valores registrados fluctuaron entre $4.9 \pm 0.5\%$ (Ag1) y $5.5 \pm 0.1\%$ (Ag2) para lípidos; entre $1.0 \pm 0.5\%$ (Ag4) y $1.6 \pm 1.0\%$ (Ag2) para humedad; entre $8.9 \pm 1.0\%$ (Ag2) y $9.6 \pm 0.9\%$ (Ag4) para ceniza; y entre $21 \pm 1\%$ (Ag0) y $23 \pm 1\%$ (Ag1 y Ag2) para ELN.

Tabla 7. Composición bioquímica del músculo de juveniles de abulón azul (*Haliotis fulgens*) alimentados durante 114 días de cultivo, con diferentes concentraciones de agavina: Ag0, Ag0.5, Ag1, Ag2, Ag4. Los valores de $P < 0.05$ representan diferencias significativas.

	Tratamientos					<i>P</i>
	Ag0	Ag0.5	Ag1	Ag2	Ag4	
Proteínas totales (%)	63.3 ± 0.5 ^a	61.9 ± 0.9 ^{ab}	62.2 ± 0.32 ^a	60.7 ± 0.7 ^{bc}	59.9 ± 0.9 ^c	0.000
Lípidos totales (%)	5.1 ± 0.0	5.0 ± 0.7	4.9 ± 0.5	5.5 ± 0.1	5.2 ± 0.1	0.233
Humedad (%)	1.4 ± 0.5	1.6 ± 0.7	1.1 ± 0.6	1.6 ± 1	1.0 ± 0.5	0.548
Ceniza (%)	9.4 ± 1.0	9.3 ± 0.7	9.03 ± 0.4	8.9 ± 1.0	9.6 ± 0.9	0.751
ELN (%)	21 ± 1	22 ± 1	23 ± 1	23 ± 1	23 ± 0	0.354

VII.3. Contenido de ácidos grasos en músculo de abulón.

En el músculo de *H. fulgens* no se observaron diferencias significativas ($p > 0.05$) en la mayoría de los ácidos grasos analizados (Tabla 8). No obstante, el ácido graso saturado C15:0 (ácido pentadecanóico) presentó diferencias significativas ($p < 0.05$) entre el tratamiento Ag0 (0.8 ± 0.0) y los tratamientos Ag0.5 (0.7 ± 0.0), Ag2 (0.6 ± 0.0) y Ag4 (0.6 ± 0.0).

El tratamiento Ag2 (0.6 ± 0.0) mostró diferencias significativas únicamente respecto a Ag0 y Ag1 (0.7 ± 0.0).

Tabla 8. Valores promedio y desviación estándar del porcentaje de ácidos grasos presentes en el musculo de juveniles de abulón azul (*Haliotis fulgens*) alimentados durante 114 días de cultivo, con diferentes concentraciones de agavina: Ag0, Ag0.5, Ag1, Ag2, Ag4. Los valores de $P < 0.05$ representan diferencias significativas.

	Tratamientos					P
	Ag0	Ag0.5	Ag1	Ag2	Ag4	
AG´s Saturados						
C14:0	2.8±0.1	2.7±0.1	2.7±0.0	2.7±0.1	2.7±0.1	0.774
C15:0	0.8±0.0 ^a	0.7±0.0 ^{bc}	0.7±0.0 ^{ab}	0.6±0.0 ^c	0.6±0.0 ^{bc}	0.001
C16:0	19.9±0.2	19.5±0.6	19.6±0.4	20.3±0.2	20.8±0.9	0.071
C17:0	8.0±0.4	7.6±0.4	8.4±0.1	7.4±1.2	8.3±0.1	0.273
C18:0	7.7±0.1	7.4±0.4	7.6±0.3	7.0±0.7	7.4±0.1	0.308
C23:0	6.1±0.2	5.9±0.1	6.1±0.2	5.2±0.7	5.9±0.1	0.059
C24:0	2.6±0.1	2.5±0.1	2.6±0.1	3.4±1.2	2.6±0.1	0.723
Σ SFA	47.8	46.3	47.7	46.6	48.3	
AG´s Monosaturados						
C15:1	0.8±0.2	0.7±0.1	0.7±0.0	0.7±0.0	0.8±0.0	0.299
C16:1n7	0.6±0.3	0.9±1.0	0.4±0.1	0.6±0.4	0.5±0.0	0.727
C17:1	1.3±0.2	1.1±0.0	1.1±0.1	2.1±1.2	1.4±0.1	0.062
C18:1n9	3.9±0.0	3.6±.02	3.7±0.1	4.0±0.3	3.8±0.1	0.051
C18:1n7	5.4±0.1	5.4±0.2	5.4±0.1	5.0±0.4	5.2±0.1	0.145
C20:1n9	3.5±0.1	3.3±0.1	3.4±0.0	3.0±0.4	3.1±0.4	0.155
C24:1n9	1.5±0.1	1.5±0.0	1.5±0.1	1.5±0.1	1.5±0.1	0.944
Σ MUFAS	17.0	21.0	16.2	16.9	16.3	
AG´s Poliinsaturados						
C16:3n4	1.6±0.1	1.4±0.1	1.5±0.1	2.2±1.3	1.4±0.0	0.182
C18:2n6	2.5±0.2	2.3±0.1	2.5±0.2	2.4±0.3	2.5±0.1	0.544
C18:3n3	0.9±0.0	0.8±0.0	0.9±0.0	0.8±0.0	0.8±0.1	0.179
C18:4n3	0.7±0.0	0.8±0.0	0.8±0.0	1.1±0.5	0.7±0.1	0.333
C20:2	0.8±0.0	0.8±0.0	0.9±0.1	1.7±1.5	1.1±0.5	0.254
C20:3n3	8.7±0.3	8.3±0.4	8.8±0.1	8.4±0.2	7.6±1.5	0.080
C20:4n6	nd	nd	nd	nd	2.4±0.0	
C20:5n3	8.1±0.5	7.8±0.0	8.1±0.4	7.9±0.5	8.1±0.3	0.710
C22:2	nd	nd	nd	nd	nd	
C22:5n3	5.5±0.0	nd	nd	nd	nd	
C22:6n3	9.8±0.6	9.8±0.4	9.8±0.4	8.6±1.5	9.4±0.2	0.319
Σ PUFAS	38.5	32.0	33.3	33.1	34.0	

nd= No determinados.

Tratamientos					
	Ag0	Ag0.5	Ag1	Ag2	Ag4
NID	2.74	3.8	2.8	2.2	1.7
Σ n3	33.6	27.5	28.5	26.8	26.6
Σ n6	2.5	2.3	2.5	2.4	4.9
Σ n9	7.4	6.9	7.1	7.0	6.9
EPA:DHA	0.8	0.8	0.8	0.9	0.9
EPA+DHA	17.8	17.6	18.0	16.5	17.5

Nd = No determinados. NID = No identificados.

VII.4. Actividad enzimática.

La actividad de las enzimas (Tab. 9) se obtuvo en Unidades enzimáticas por miligramo de proteína del tejido analizado, en el caso de la celulasa podemos observar valores de actividad desde 0.024 ± 0.012 (Ag4) hasta 0.055 ± 0.013 (Ag0.5), observándose una mayor tendencia de actividad en el Ag0.5. Respecto a la actividad de amilasa podemos observar valores de actividad desde 0.716 ± 0.138 (C) hasta 1.273 ± 0.013 (Ag0.5), siendo significativamente mayor ($p < 0.05$) la actividad del Ag0.5 sobre los demás tratamientos. Por otro lado, en la actividad de lipasas totales podemos observar valores de actividad desde 0.0068 ± 0.0006 (Ag1) hasta 0.0114 ± 0.0015 (Ag0.5), siendo significativamente mayor ($p < 0.05$) la actividad del Ag0.5 sobre los demás tratamientos. Finalmente, en la actividad de las enzimas proteasas alcalinas se pudo observar valores de actividad desde 0.0766 ± 0.0146 (Ag1) hasta 0.1992 ± 0.0349 (Ag0.5), siendo significativamente mayor ($p < 0.05$) la actividad del Ag0.5 sobre los demás tratamientos.

Tabla 9. Valores promedio y desviación estándar de las unidades enzimáticas por miligramo de proteína ($\text{U} \cdot \text{mg proteína}^{-1}$) presentes en el estómago y glándula digestiva de los juveniles de abulón azul (*Haliotis fulgens*) alimentados durante 114 días de cultivo, con diferentes concentraciones de agavina: Ag0, Ag0.5, Ag1, Ag2, Ag4. Los valores de $P < 0.05$ representan diferencias significativas. Los valores de $P < 0.05$ representan diferencias significativas

	Tratamientos					<i>P</i>
	Ag0	Ag0.5	Ag1	Ag2	Ag4	
Celulasas	0.040 ± 0.010^{abc}	0.055 ± 0.013^a	0.029 ± 0.011^{abc}	0.025 ± 0.010^{bc}	0.024 ± 0.012^c	0.000
Amilasas	1.016 ± 0.239^b	1.273 ± 0.085^a	0.716 ± 0.138^c	0.760 ± 0.082^c	0.942 ± 0.245^{bc}	0.021
Lipasas	0.0095 ± 0.0013^b	0.0114 ± 0.0015^a	0.0068 ± 0.0006^c	0.0095 ± 0.0016^b	0.0067 ± 0.0005^c	0.000
Proteasas	0.1220 ± 0.0201^b	0.1992 ± 0.0349^a	0.0766 ± 0.0146^b	0.1052 ± 0.0277^b	0.1019 ± 0.0160^b	0.000

En la Figura 5, se puede observar que el tratamiento Ag0.5 (0.055 ± 0.013^a) presenta una actividad significativamente mayor ($p < 0.05$) a los tratamientos Ag2 y Ag4 (0.025 ± 0.010^{bc} y 0.024 ± 0.012^c respectivamente). Mientras que entre los demás tratamientos no lograron observarse diferencias significativas ($p > 0.05$).

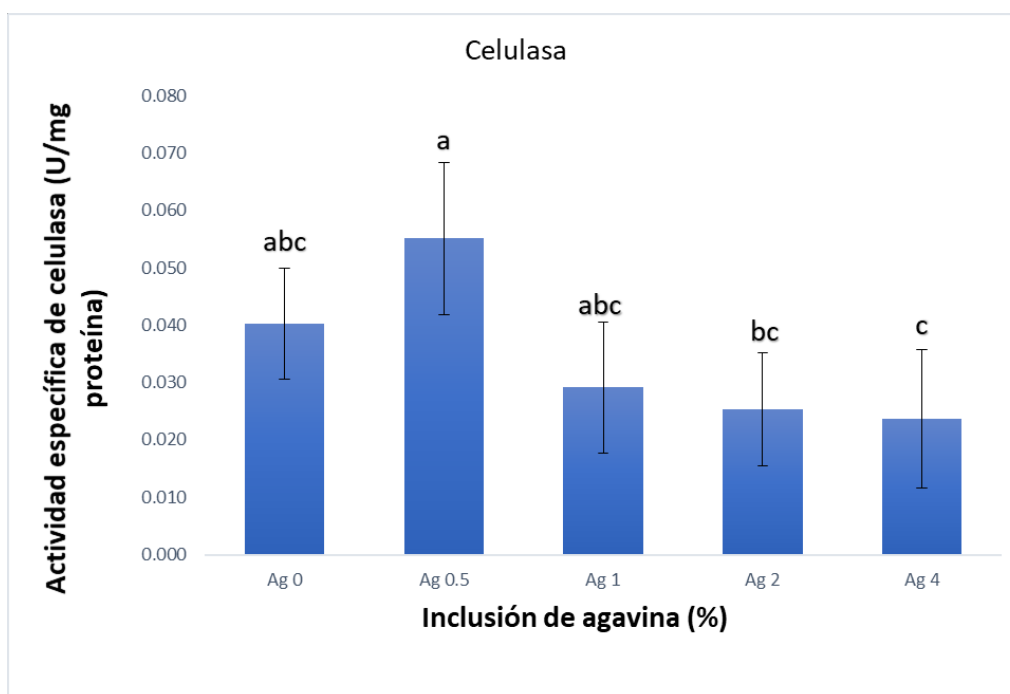


Figura 5. Actividad de la enzima celulasa de juveniles de abulón azul (*H. fulgens*) alimentados con dietas que contienen diferentes porcentajes de agavina, representada en unidades enzimáticas por miligramo de proteína (U/mg proteína).

En la Figura 6, se pueden observar que el tratamiento Ag0.5 (1.273 ± 0.085^a) presenta una actividad enzimática significativamente mayor al resto de los tratamientos ($p < 0.05$). Por otro lado, el tratamiento Ag0 (1.016 ± 0.239^b) presenta una mayor actividad que los tratamientos Ag1 (0.716 ± 0.138^c) y Ag2 (0.760 ± 0.082^c) mientras que no es significativamente mayor que el tratamiento Ag4 (0.942 ± 0.245^{bc}). Además, los tratamientos Ag0, Ag1, Ag2 y Ag4 no fueron significativamente distintos ($p > 0.05$).

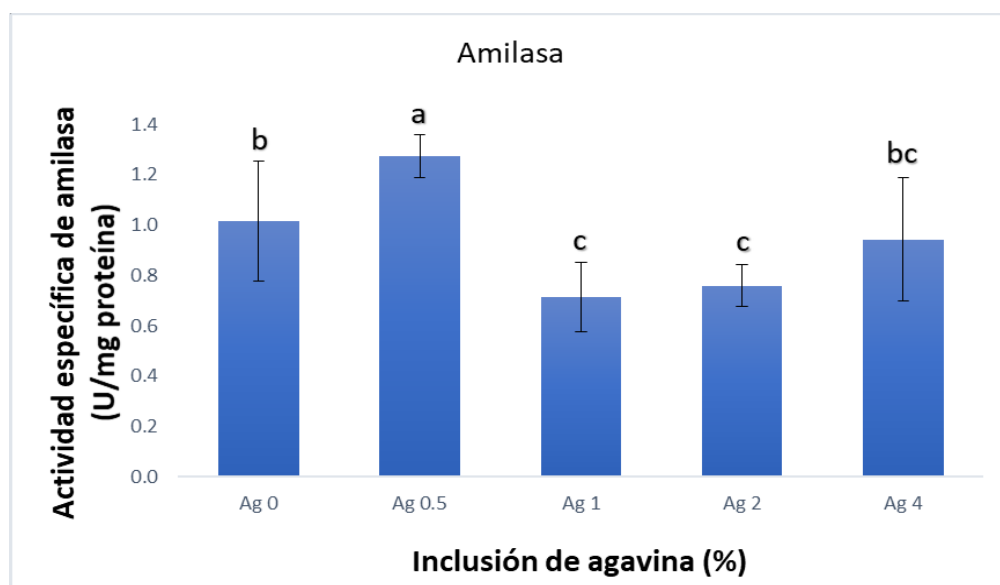


Figura 6. Actividad de la enzima amilasa de juveniles de abulón azul (*H. fulgens*) alimentados con dietas que contienen diferentes porcentajes de agavina, representada en unidades enzimáticas por miligramo de proteína (U/mg proteína).

En la Figura 7, se pueden observar que el tratamiento Ag0.5 (0.0114 ± 0.0015^a) presenta una actividad enzimática significativamente mayor al resto de los tratamientos ($p < 0.05$). Además, entre los tratamientos Ag0 (0.0095 ± 0.0013^b) y Ag2 (0.0095 ± 0.0016^b) no se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$) sin embargo, son significativamente mayores a los tratamientos Ag1 (0.0068 ± 0.0006^c) y Ag4 (0.0067 ± 0.0005^b), entre los cuales tampoco se encontraron diferencias significativas.

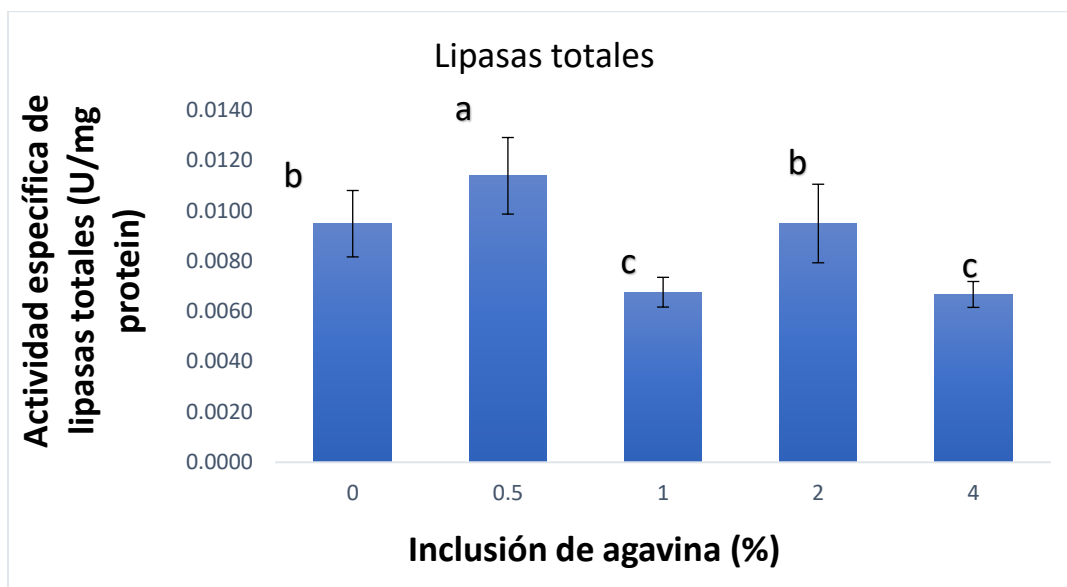


Figura 7. Actividad de lipasas totales de juveniles de abulón azul (*H. fulgens*) alimentados con dietas que contienen diferentes porcentajes de agavina, representada en unidades enzimáticas por miligramo de proteína (U/mg proteína).

En la Figura 8, puede observarse que el Ag0.5 (0.1992 ± 0.0349^a) presenta una mayor actividad de proteasa alcalina siendo significativamente mayor ($p < 0.05$) a la actividad de los demás tratamientos. Por otro lado, el resto de los tratamientos no presenta diferencias significativas entre sí ($p > 0.05$).

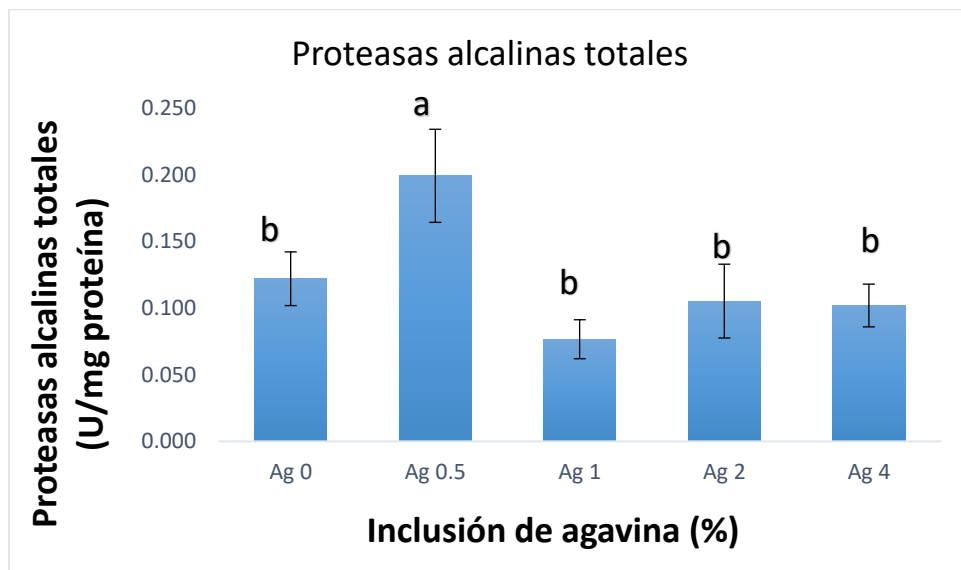


Figura 8. Actividad de proteasa alcalina de juveniles de abulón azul (*H. fulgens*) alimentados con dietas que contienen diferentes porcentajes de agavina, representada en unidades enzimáticas por miligramo de proteína (U/mg proteína).

VIII. Discusión.

VIII.1 Desempeño productivo en juveniles de *Haliotis fulgens*

En el presente estudio, la inclusión de agavina en dietas formuladas para juveniles de *Haliotis fulgens* no generó diferencias estadísticamente significativas en los parámetros productivos, incluyendo crecimiento en peso y talla, supervivencia, tasa de crecimiento específico, tasa de eficiencia proteica y rendimiento de músculo. Este resultado, aunque pudiera parecer contrastante con el incremento observado en la actividad enzimática digestiva, es consistente con lo reportado en diversos estudios de nutrición funcional en abulón y otros organismos acuáticos, donde la mejora fisiológica no siempre se traduce de forma inmediata en un mayor crecimiento (Bullon et al. 2023; Quezada et al. 2023; Amenyogbe et al. 2024).

Diversas revisiones han señalado que, en abulón, el crecimiento está fuertemente condicionado por la interacción entre la calidad de la dieta, el consumo real de alimento y factores ambientales, y que la incorporación de aditivos funcionales puede mostrar efectos variables dependiendo del contexto experimental (Bullón et al., 2022; Amenyogbe et al., 2024). En particular, Bullón et al. (2022) enfatizan que muchos estudios con dietas formuladas y aditivos se enfocan en crecimiento, pero que los beneficios fisiológicos asociados a la salud digestiva o intestinal pueden manifestarse sin cambios significativos en la ganancia de biomasa, especialmente en periodos experimentales relativamente cortos o bajo condiciones de alimentación a saciedad aparente.

Resultados similares han sido observados en *Haliotis discus hannai* cuando se evaluaron prebióticos y aditivos funcionales, Meng et al. (2019) reportaron que la inclusión de manano-oligosacáridos mejoró indicadores de salud e inmunidad en juveniles de abulón, sin necesariamente producir incrementos consistentes en crecimiento, lo que sugiere que los efectos primarios de estos compuestos pueden estar asociados a la fisiología y no

exclusivamente al desempeño productivo. De manera concordante, Cadangin *et al.* (2024) encontraron que la suplementación con β -glucoooligosacáridos y combinaciones sinbióticas promovió mejoras en crecimiento y digestión; sin embargo, estos efectos dependieron estrechamente del tipo de prebiótico, la dosis y la interacción con probióticos, lo que resalta la importancia de la especificidad del ingrediente y del diseño experimental (Olowe *et al.*, 2025).

Estos mismos efectos observados en el presente estudio concuerdan con lo reportado en otros organismos acuáticos, donde la agavina ha mostrado influir principalmente sobre la fisiología digestiva, el estado antioxidante y la respuesta al estrés, más que sobre el crecimiento per se. En juveniles de *Totoaba macdonaldi*, la inclusión de agavina en dietas formuladas se asoció con incrementos en la actividad de enzimas digestivas y modificaciones en la estructura intestinal, sin que estos cambios se reflejaran de manera consistente en mejoras significativas del crecimiento, particularmente en periodos experimentales de duración similar (Fuentes-Quesada *et al.*, 2023a). De forma comparable, en tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*) sometida a condiciones de alta densidad, la suplementación con agavina promovió una mayor actividad de enzimas antioxidantes intestinales, una reducción en la peroxidación lipídica y una modulación positiva de la microbiota intestinal, además de una disminución en los niveles de cortisol plasmático, indicadores asociados con una mejor respuesta fisiológica al estrés (Flores-Méndez *et al.*, 2025). No obstante, estos efectos fisiológicos tampoco se tradujeron necesariamente en incrementos directos del crecimiento, lo que refuerza la idea de que la agavina actúa como un aditivo funcional, cuyo principal impacto se manifiesta en la regulación del ambiente intestinal y en la capacidad del organismo para enfrentar condiciones de estrés o dietas complejas, más que como un promotor directo de la ganancia de biomasa. En este contexto, los resultados obtenidos en *Halilutis fulgens* se alinean con la evidencia disponible en peces marinos y dulceacuícolas, sugiriendo que la agavina puede mejorar procesos digestivos y

fisiológicos clave sin afectar negativamente el desempeño productivo, y que sus beneficios podrían expresarse de manera más evidente bajo escenarios de mayor demanda fisiológica o en periodos de cultivo más prolongados.

*VIII.2 Composición proximal del músculo en juveniles de *Haliotis fulgens**

La composición proximal del músculo de los juveniles de *Haliotis fulgens* mostró que la inclusión de agavina en la dieta influyó de manera significativa en el contenido de proteína, particularmente en los tratamientos con niveles altos de inclusión (2 y 4%), los cuales presentaron valores inferiores en comparación con las dietas sin agavina o con inclusión baja (0 y 0.5%). En contraste, el contenido de lípidos, cenizas y extracto libre de nitrógeno se mantuvo relativamente estable entre tratamientos, lo que sugiere que el principal efecto de la agavina sobre la composición muscular se manifestó a nivel proteico.

En abulón, la deposición de proteína muscular está estrechamente relacionada con la eficiencia de utilización de aminoácidos, el balance energético de la dieta y la interacción entre digestión y asimilación de nutrientes. Revisiones recientes sobre nutrición de abulón han señalado que la incorporación de aditivos funcionales puede modificar la partición de nutrientes sin necesariamente alterar el crecimiento total, especialmente cuando dichos aditivos afectan la dinámica digestiva o la microbiota intestinal (Bullón *et al.*, 2022). En este sentido, la reducción del contenido proteico muscular observada a niveles elevados de agavina podría reflejar un cambio en el destino metabólico de los nutrientes absorbidos, más que una deficiencia nutricional per se.

Resultados comparables han sido documentados en estudios donde se evaluaron prebióticos en abulón. Meng *et al.* (2019), al suplementar manano-oligosacáridos en juveniles de *Haliotis discus hannai*, observaron modificaciones en parámetros fisiológicos e

inmunológicos sin incrementos proporcionales en la deposición de proteína muscular, lo que sugiere que la energía y los nutrientes pueden ser redirigidos hacia procesos de mantenimiento, defensa o regulación fisiológica en lugar de crecimiento tisular directo.

En otras especies acuáticas, se ha observado un patrón consistente con lo registrado en el presente estudio. En juveniles de *Totoaba macdonaldi*, Fuentes-Quesada *et al.* (2023a) documentaron que la inclusión de agavina modificó variables digestivas e intestinales, mientras que los efectos sobre la composición corporal y el crecimiento fueron dependientes de la dosis y no siempre positivos a niveles elevados de inclusión. Estos autores sugieren que un exceso de carbohidratos no digeribles o fermentables puede alterar el balance proteína-energía, favoreciendo procesos metabólicos distintos a la deposición de proteína muscular.

Desde una perspectiva fisiológica, la disminución del contenido proteico muscular a niveles altos de agavina podría estar asociada a una mayor disponibilidad de carbohidratos fermentables, que reduzca la necesidad de utilizar aminoácidos como fuente energética, o bien a una redistribución de nutrientes hacia tejidos o procesos no evaluados en este estudio. Asimismo, revisiones recientes sobre el uso de aditivos en abulonicultura destacan que la respuesta a prebióticos suele presentar un rango óptimo de inclusión, fuera del cual los beneficios pueden atenuarse o incluso revertirse (Olowe *et al.*, 2025)

*VIII.3 Ácidos grasos del músculo en juveniles de *Haliotis fulgens**

En el músculo de juveniles de abulón azul (*Haliotis fulgens*), la inclusión de agavina en el alimento no modificó de manera significativa el perfil de ácidos grasos en la mayoría de los componentes evaluados, lo que sugiere que, bajo las condiciones del bioensayo (114 días) y con dietas de composición lipídica comparable, la agavina no promovió un cambio relevante en la deposición o el perfil de ácidos grasos del tejido muscular. En este sentido,

algunos autores han sugerido que; el perfil de ácidos grasos del abulón, del músculo suele responder principalmente a (i) la fuente y clase de lípidos de la dieta (p. ej., triacilglicéridos específicos y/o macroalgas), (ii) el balance de HUFA disponibles, y (iii) factores ambientales (temperatura) que afectan utilización y acumulación de lípidos (Durazo-Beltrán *et al.*, 2003a; Durazo-Beltrán *et al.*, 2003b; Hernández *et al.*, 2013).

Este patrón observado en los resultados de este trabajo es consistente con lo obtenido en otros trabajos de investigación, dónde el perfil de ácidos grasos no se ha observado que se modifique con aditivos funcionales, esto aunado a; si el aporte de lípidos y el tipo de ácidos grasos disponibles no cambia sustancialmente, el músculo tiende a conservar proporciones relativamente similares de SFA, MUFA y PUFA, particularmente en especies donde la síntesis de HUFA es limitada y depende en gran medida de lo aportado por productores primarios o ingredientes marinos (Bullón *et al.*, 2022).

Un resultado puntual fue la diferencia estadística en C15:0 (ácido pentadecanoico), con valores más altos en el control (Ag0) respecto al resto de los tratamientos, presentando un comportamiento inverso entre la agavina y el ácido graso. De manera general, se sabe que los ácidos grasos de cadena impar (como C15:0 y C17:0) se han asociado, en distintos sistemas, con aportes de origen microbiano o con cambios en la contribución bacteriana a lípidos disponibles, por lo que su variación podría ser un indicio indirecto (no concluyente por sí mismo) de una respuesta vinculada a microbiota o a utilización diferencial de sustratos en el tracto digestivo (Brepohl, 2005; Weitkunat *et al.*, 2021). Esto es especialmente relevante si se considera que la agavina es un fructano con potencial prebiótico, y que en estudios en peces se ha planteado su capacidad para modular la microbiota y, a través de ello, afectar procesos digestivos y metabólicos (Fuentes-Quesada *et al.*, 2023a; Quesada *et al.*, 2023b).

Sin embargo, es importante interpretar este hallazgo con cautela: aunque C15:0 cambió, el resto del perfil permaneció estable, lo que sugiere que el efecto (si existe) fue fino y específico, más compatible con un ajuste en rutas de absorción/transformación de fracciones menores, que con un reacomodo amplio del metabolismo lipídico muscular.

Adicionalmente, aunque los HUFA (por ejemplo EPA y DHA) pueden mantenerse relativamente estables cuando el “pool” dietario es semejante, se ha documentado que cambios en la composición de lípidos de la dieta o su interacción con temperatura pueden alterar la acumulación y el perfil tisular en abulón europeo (Hernández et al., 2013), y que la manipulación de fracciones lipídicas (p. ej., triacilglicéridos) puede modificar respuestas productivas y composición de tejido en abulón azul (*H. fulgens*) (Durazo-Beltrán et al., 2003a).

Por ello, el hecho de que en este estudio el perfil de ácidos grasos se conserve prácticamente sin cambios sugiere que la agavina, en los niveles probados, actuó más como aditivo funcional (potencialmente digestivo/inmuno-metabólico) que como un factor capaz de redirigir la deposición lipídica muscular.

Adicionalmente, diversos estudios en moluscos marinos, incluido el género *Haliotis*, han demostrado que estos organismos poseen la maquinaria enzimática necesaria para la biosíntesis endógena de ácidos grasos poliinsaturados de cadena larga (LC-PUFA), particularmente mediante la acción de desaturasas y elongasas involucradas en la conversión de precursores C18 hacia ácidos grasos de mayor longitud y grado de insaturación (LC-PUFA; p. ej., ARA 20:4n-6 y EPA 20:5n-3) (Li et al., 2013; Monroig y Kabeya, 2018; Ran et al., 2019). Si bien esta capacidad biosintética se ha descrito como parcial y dependiente de la especie, se ha sugerido que podría contribuir a compensar, al menos en parte, las necesidades fisiológicas del organismo cuando la disponibilidad de LC-

PUFA sea limitada (Monroig *et al.*, 2022). En este contexto, se ha determinado que las gónadas representan uno de los tejidos más adecuados para evaluar la expresión de genes asociados a la síntesis y elongación de ácidos grasos, debido a su elevada actividad metabólica, su papel central en la reproducción y su alta demanda de lípidos estructurales y funcionales, lo que las convierte en un compartimento sensible para detectar modificaciones en las rutas lipídicas endógenas (Surm *et al.*, 2015; Ran *et al.*, 2019).

*VIII.4 Actividad enzimática digestiva en juveniles de *Haliotis fulgens**

Los resultados del presente estudio evidencian que la inclusión de agavina en dietas formuladas para juveniles de *Haliotis fulgens* modulan significativamente la actividad de las enzimas digestivas, particularmente cuando se incorpora a 0.5% en la dieta. Este efecto fue consistente en las enzimas asociadas con la digestión de carbohidratos (celulasa y amilasa), lípidos (lipasa) y proteínas (proteasa alcalina), lo que sugiere una respuesta fisiológica integrada del sistema digestivo frente a la presencia de este prebiótico.

La relación entre prebióticos y actividad enzimática digestiva ha sido ampliamente documentada en peces, donde la suplementación con compuestos no digeribles por el hospedero, pueden ser fermentados por microorganismos intestinales, favoreciendo metabolitos y comunidades microbianas asociadas con mejor aprovechamiento del alimento y mayor resiliencia fisiológica (Amenyogbe *et al.*, 2024). En peces, crustáceos y moluscos se ha observado que su efecto puede expresarse a través de cambios en la morfología intestinal, modulación de la microbiota, ajustes en enzimas digestivas y, en ciertos casos, mejoras en parámetros de crecimiento y supervivencia; sin embargo, la magnitud de la respuesta depende de la especie, dosis, matriz dietaria y estado fisiológico (Ringø *et al.*, 2010; Bullón *et al.*, 2023; Quezada *et al.*, 2023; Amenyogbe *et al.*, 2024).

En este mismo sentido, Cadangin *et al.* (2024) y Meng *et al.* (2019) observaron que la inclusión de β -glucooligosacáridos, combinaciones sinbióticas y manano-oligosacáridos en *Haliotis discus hannai* han demostrado que los prebióticos pueden mejorar la secreción enzimática y la histomorfometría intestinal en abulón, incluso cuando los efectos sobre crecimiento son moderados. Estos autores concuerdan con los resultados de este trabajo, ya que la suplementación de agavina promovió incrementos en la actividad de enzimas digestivas, con un nivel óptimo intermedio (Ag0.5) que maximizó la respuesta fisiológica. En juveniles de *Totoaba macdonaldi*, la inclusión de agavina en dietas bajas en harina de pescado indujo incrementos significativos en la actividad de proteasas alcalinas y enzimas digestivas, aunque estos cambios no siempre se tradujeron en mejoras proporcionales en el crecimiento (Quezada *et al.*, 2023a).

De manera particular, la digestión de polisacáridos complejos está estrechamente vinculada tanto a la secreción endógena de enzimas como a la actividad metabólica de la microbiota intestinal. Estudios clásicos han demostrado que el tracto digestivo de *Haliotis discus hannai* experimenta cambios profundos en su microbiota en función del tipo de dieta, con una dominancia de bacterias fermentadoras y degradadoras de polisacáridos (Tanaka *et al.*, 2003). En este contexto, resulta particularmente relevante para interpretar el incremento observado en la actividad de celulasa y amilasa en el presente estudio, ya que la agavina es un fructano estructuralmente complejo que puede actuar como sustrato fermentable para microorganismos intestinales especializados.

En conjunto, los resultados sugieren que la agavina actúa como un modulador funcional del sistema digestivo en juveniles de *Haliotis fulgens*, con un efecto dependiente del nivel de inclusión. La respuesta enzimática observada respalda el potencial de este prebiótico como

ingrediente funcional en dietas formuladas para abulón y contribuye a llenar el vacío de conocimiento existente sobre el uso de fructanos derivados de agave en moluscos marinos.

IX. Conclusiones.

- La suplementación con agavina en niveles de 0 a 4% afecta los índices productivos, incluyendo crecimiento, supervivencia, tasa de crecimiento específico, tasa de eficiencia proteica y rendimiento de músculo.
- La inclusión de agavina por arriba del 1% disminuye significativamente el contenido proteico del músculo, por lo tanto, influye directamente en el balance nutricional o el metabolismo de nutrientes.
- La inclusión de agavina no modifica el perfil de los ácidos grasos en el tejido muscular músculo, con excepción del ácido grasos C15:0.
- El tratamiento Ag0.5 incrementó actividad de la celulasa, amilasa, lipasa y proteasa alcalina, lo que indica una respuesta fisiológica positiva asociada al aprovechamiento de carbohidratos, lípidos y proteína.
- En general, la agavina puede incorporarse en dietas formuladas para juveniles de *Haliotis fulgens* sin efectos negativos sobre el crecimiento, y que un nivel de inclusión cercano al 0.5% favorece la actividad enzimática digestiva, lo que podría representar una ventaja fisiológica para el aprovechamiento del alimento.

X. Recomendaciones:

- I. En trabajos futuros incluir marcadores complementarios: microbiota (16S), ácidos grasos de cadena corta/fermentación, bilis/ácidos biliares, y/o expresión de genes ligados a transporte y metabolismo (síntesis y degradación) de lípidos. Con ello se abre una ventana para interpretar aditivos funcionales desde una perspectiva más integral.
- II. Incrementar los tiempos de cultivo de esta especie, ya que sus tasas de crecimiento son muy lentas.

XI. Bibliografía.

- Amenyogbe E., Chen G., Wang Z., Lin W. & Huang J. (2024). Probiotics, prebiotics, and synbiotics in aquaculture: Mechanisms and applications. *Frontiers in Marine Science*, 11, Article 1368436. <https://doi.org/10.3389/fmars.2024.1368436>
- Angell A., Pirozzi I., de Nys R. & Paul N. (2012). Feeding preferences and the nutritional value of tropical algae for the abalone *Haliotis asinina*. *PLoS ONE*. 7(6):1-10. ISSN: 19326203. DOI: 10.1371/journal.pone.0038857
- AOAC. (1995). Asociación de Químicos Analíticos Oficiales. Métodos oficiales de análisis de AOAC International Vol. 1. AOAC International, Arlington, VA
- Baek S. & Cho S. (2022). Substitution effect of *Saccharina japonica* with beet leaf by-product in feed on the growth and chemical composition of the soft body of juvenile abalone (*Haliotis discus hannai* Ino 1952) subjected to air exposure. *Aquaculture Reports*. 22. ISSN: 23525134. DOI: 10.1016/j.aqrep.2021.100918
- Bansemmer M., Qin J., Harris J., Howarth G. & Stone D. (2016). Nutritional requirements and use of macroalgae as ingredients in abalone feed. 8(2): 121-135. ISSN: 17535131. DOI: 10.1111/raq.12085.
- Brepohl, D.C. (2005). Fatty acids distribution in marine, brackish and freshwater plankton during mesocosm experiments. https://oceanrep.geomar.de/id/eprint/2835/1/d1430.pdf?utm_source=chatgpt.com
- Britz P.J. (1996). The suitability of selected protein sources for inclusion in formulated diets for the south African abalone, *Haliotis midae*. *Aquaculture*. 140 (1–2): 63–73.
- Bullon N. Seyfoddin A. & Alfaro A. (2023). The role of aquafeeds in abalone nutrition and health: A comprehensive review. *Journal of the World Aquaculture Society*. 54(1): 7-31. ISSN: 17497345. DOI: 10.1111/jwas.12883
- Bullón F., Mendoza-Cano F., Díaz-Resendiz K.J. G., García-Esquivel Z. & Viana, M.T. (2022). The role of aquafeeds in abalone nutrition and health: A comprehensive review. *Journal of the World Aquaculture Society*, 53(5), 1234–1259. <https://doi.org/10.1111/jwas.12883>
- Cadangin J., Ji-Hye L., Chae-Yeon J., Eun-Seo L., Ji-Sung M., Su-Jin P., Sang-Woo H., Won-Je J. & Youn-Hee C. 2024. Effects of dietary supplementation of Bacillus, β -glucooligosaccharide and their synbiotic on the growth, digestion, immunity, and gut microbiota profile of abalone, *Haliotis discus hannai*. *Aquaculture Reports*, 35, 102027. <https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2024.102027>

- Canton, H. (2021). Food and agriculture organization of the United Nations—FAO. In The Europa directory of international organizations. 23rd Edition. Routledge. 297-305.
- Coote T., Hone P. W., Van Barneveld R. J. & Maguire G.B. (2000). Optimal protein level in a semipurified diet for juvenile greenlip abalone *Haliotis laevis*. Aquaculture nutrition. 6(4): 213-220. ISSN: 13535773. DOI: 10.1046/j.1365-2095.2000.006004213.x
- Currie K., Purvis M., Bansemer M., Harris J. & Stone D. (2019). Dietary inclusion of Acti-Meal improves growth and feed utilisation of greenlip abalone (*Haliotis laevis*). Aquaculture. 498: 364-370. ISSN: 00448486. DOI: 10.1016/j.aquaculture.2018.08.074
- Dai Q. & Cho S. (2022a). Dietary inclusion effect of citrus peel by-product as an additive on the growth performance, body composition, and various stress resistance of juvenile abalone (*Haliotis discus*) compared to ethoxyquin. Aquaculture Reports. 24. ISSN: 23525134. DOI: 10.1016/j.aqrep.2022.101187
- Dai Q. & Cho S. (2022b). Dietary effect of substituting *Saccharina japonica* with cabbage extract by-product on the growth, body composition and air exposure of juvenile abalone (*Haliotis discus hannai* Ino 1952). Aquaculture Reports. 22. ISSN: 23525134. DOI: 10.1016/j.aqrep.2021.100977
- Dai Q., & Cho S. H. (2023). Chicken by-product meal as a replacement to fish meal in juvenile abalone (*Haliotis discus hannai* Ino 1952) feed. Journal of the World Aquaculture Society. 1– 15.
- Durazo-Beltrán E., D'Abramo L.R., Toro-Vazquez J.F., Vasquez-Peláez C. & Viana M.T. (2003a). Effect of triacylglycerols in formulated diets on growth and fatty acid composition in tissue of green abalone (*Haliotis fulgens*). Aquaculture Vol, 224(1-4), 257-270. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(03\)00223-0](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(03)00223-0).
- Durazo-Beltrán, E., Toro-Vazquez J.F., Vasquez-Peláez C. & Viana M.T. (2003b). Effect of the seaweed *Macrocystis pyrifera* and a formulated diet on growth and fatty acid composition in the green abalone, *Haliotis fulgens*, under commercial culture conditions. Ciencias Marinas, 29(4B): 645–654. <https://doi.org/10.7773/cm.v29i42.188>
- Espinosa-Andrews H., Urías-Silvas J. & Morales-Hernández N. (2021). The role of agave fructans in health and food applications: A review. Trends in Food Science and Technology. 114: 585-598. ISSN: 09242244. DOI:10.1016/j.tifs.2021.06.022
- FAO. (2020). El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2020. La sostenibilidad en acción. Roma. <https://doi.org/10.4060/ca9229es>.

- Folch J., Lee M. & Stanley G. (1957). A simple method of isolation and purification of total lipids from animal tissues. *J Biol Chem* 226: 497–509.
- Fuentes-Quesada J., Cornejo-Granados F., Mata-Sotres J., Ochoa-Romo J., Rombenso A., Guerrero-Rentería Y., Lazo J., Pohlenz C., Ochoa Leyva A. & Viana M.T (2020a). Prebiotic agavin in juvenile totoaba, *Totoaba macdonaldi* diets, to relieve soybean meal-induced enteritis: Growth performance, gut histology and microbiota. *Aquaculture Nutrition*. 26(6): 2115-2134. ISSN: 13652095. DOI: 10.1111/anu.13151
- Fuentes-Quesada J.P., Barón-Sevilla B., Guerrero-Rentería Y., Mata-Sotres J.A. Viana M.T., Pohlenz C., Lazo J.P. (2023a). The prebiotic effect of agavin inclusion levels in low fishmeal diets for *Totoaba macdonaldi* juveniles. *Animal Feed Science and Technology*. 303, 115695 <https://doi.org/10.1016/j.anifeedsci.2023.115695>
- Fuentes-Quesada J.P., Viana M.T., Mata-Sotres J.A., Campos A., Pohlenz C., Lazo J.P. (2023b). Dietary glutamine enhances growth performance and gut integrity of *Totoaba macdonaldi* juveniles fed low fishmeal diets but has limited synergetic effects in combination with a prebiotic. *Aquaculture*, 576, 739834. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2023.739834>
- Flores-Méndez L.C. Caña-Bozada V.H., Gómez-Gil B. & Hernández C. (2025). The effect of agavin on the intestinal antioxidant response and its relationship to gut microbiota and plasma cortisol in Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) subjected to overcrowding stress. *Comparative Biochemistry and Physiology, Part B: Biochemistry and Molecular Biology*, Vol 280, 111144. <https://doi.org/10.1016/j.cbpb.2025.111144>
- García-Esquivel Z. & Felbeck H. (2009). Comparative performance of juvenile red abalone, *Haliotis rufescens*, reared in laboratory with fresh kelp and balanced diets. *Aquaculture Nutrition*. 15(2): 209-217. ISSN: 13535773. DOI: 10.1111/j.1365-2095.2008.00585.x
- Gao X., Zhang M., Luo X., You W., & Ke, C. (2022). Transitions, challenges and trends in China's abalone culture industry. *Reviews in Aquaculture*, 14(4), 1–20. <https://doi.org/10.1111/raq.12769>
- Grisdale-Helland B., Helland S. & Gatilín D. (2008). The effects of dietary supplementation with mannanoligosaccharide, fructooligosaccharide or galactooligosaccharide on the growth and feed utilization of Atlantic salmon (*Salmo salar*). *Aquaculture*. 283(1-4): 163-167. ISSN: 00448486. DOI: 10.1016/j.aquaculture.2008.07.012
- He S., Xu G., Wu Y., Weng H. & Xie H. (2003) Efectos de IMO y FOS en el rendimiento de crecimiento e inmunidad no específica en tilapia híbrida. *Alimentación china*, 23, 14-15.

- Hernández, J. Matus de la Parra A., Lastra M. & Viana M.T. (2013). Effect of lipid composition of diets and environmental temperature on the performance and fatty acid composition of juvenile European abalone (*Haliotis tuberculata*). *Aquaculture*, Vol (412–413), 34–40. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2013.07.005>.
- Hoang T. H., Stone A. J., Duong N., Harris J. O. & Qin J. G. (2020). Changes of body colour and tissue pigments in greenlip abalone (*Haliotis laevigata* Donovan) fed macroalgal diets at different temperatures. *Aquaculture Research*. 51(12): 5175–5183. ISSN: 13652109. DOI: 10.1111/are.14855.
- Huazano-García A., Shin H. & López M. (2017). Modulation of gut microbiota of overweight mice by agavins and their association with body weight loss. *Nutrients*. 9(9). ISSN: 20726643. DOI: 10.3390/nu9090821
- Jeong H., Cho S. & Lee K. (2020). Dietary substitution effect of *Undaria pinnatifida* with onion extract by-product on growth, chemical composition and air exposure stress of juvenile abalone (*Haliotis discus*, Reeve 1846). *Aquaculture*. 529. ISSN: 00448486. DOI: 10.1016/j.aquaculture.2020.735718
- Ji, G., Liu, Z. & Leng, X. (2004) Efectos del betaglucano y fructooligosacáridos dietéticos sobre el crecimiento y las actividades de la superóxido dismutasa y la lisozima de *Trionyx sinensis*. *J. Shanghai Fish. Univ.*, 13, 36–40.
- Jobling, M. (2001). Nutrient partitioning and the influence of feed composition on body composition. In: Houlihan, D., Boujard, T., Jobling, M. (Eds.), *Food Intake in Fish*. Blackwell Science, Oxford, pp. 354–375.
- Lee S. M. (2004). Utilization of dietary protein, lipid, and carbohydrate by abalone *Haliotis discus hannai*: a review. *Journal of Shellfish Research*. 23 (4). Obtenido de: <https://go.gale.com/ps/i.do?id=GALE%7CA132270254&sid=googleScholar&v=2.1&it=r&linkaccess=abs&issn=07308000&p=AONE&sw=w&userGroupName=anon%7Ea7474ce&aty=open+web+entry>
- Li M., Mai K., He G., Ai Q., Zhang W., Xu W., Wang J., Liufu Z., Zhang Y. & Zhou H. (2013). Characterization of two $\Delta 5$ fatty acyl desaturases in abalone (*Haliotis discus hannai*). *Aquaculture*. Vol. (416–417), 48–56. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2013.08.030>.
- Lee K., Kim H., Kim H., Choi D., Bok J., Cho S., Min B., Kim K & Joo Y. (2017). Effects of Dietary Carbohydrate Sources on Growth and Body Composition of Juvenile Abalone (*Haliotis discus*, Reeve). *Journal of Shellfish Research*. 36(1): 151–156. ISSN: 07308000. DOI: 10.2983/036.036.0115

- Nolasco-Soria H, Moyano-López F, Vega-Villasante F, Del Monte-Martínez A, Espinosa-Chaurand D, Gisbert E. & Nolasco-Alzaga H.R. (2018) Lipase and phospholipase activity methods for marine organisms. *Lipases and Phospholipases: Methods* protoc 139-167. https://10.1007/978-1-4939-8672-9_7
- Nolasco-Soria, H. (2021a). Improving and standardizing protocols for alkaline protease quantification in fish. *Reviews in Aquaculture*, 13(1), 43-65.
- Nolasco-Soria, H. (2021b). Amylase quantification in aquaculture fish studies: A revision of most used procedures and presentation of a new practical protocol for its assessment. *Aquaculture*, 538, 736536.
- Meng X., Yang X., Lin G., Fang Y., Ruan Z., Liu M., Liu G., Li M. & Yang D. (2019). Mannan oligosaccharide increases the growth performance, immunity and resistance capability against *Vibrio parahaemolyticus* in juvenile abalone *Haliotis discus hannai*. *Fish & Shellfish Immunology*, 94, 654–660. <https://doi.org/10.1016/j.fsi.2019.09.058>
- Monroig, Ó. & Kabeya, N. 2018. Desaturases and elongases involved in PUFA biosynthesis in aquatic invertebrates. *Fisheries Science*. Vol 84, 911–928. <https://doi.org/10.1007/s12562-018-1254-x>
- Monroig, Ó. Shu-Chien, A.C., Kabeya N., Tocher, D.R. & Castro L.F.C. (2022). Desaturases and elongases involved in long-chain polyunsaturated fatty acid biosynthesis in aquatic animals: From genes to functions, *Progress in Lipid Research*, Vol. 86, 163. <https://doi.org/10.1016/j.plipres.2022.101157>.
- Olowe O.S., Mitra A. & Maulu S. (2025). Feed additives in Abalone aquaculture: a review, *All Life*, 18:1, 2550773, DOI: 10.1080/26895293.2025.2550773
- Ortiz-Quintanilla M. & León Carballo G. (1988). Recursos pesqueros de México y sus Perspectivas. Recurso abulón (*Haliotis* spp.). En: *Recursos Pesqueros del País*. INP. 11-51.
- Raffic S. & Kondusamy A. (2016). Prebiotics in Aquaculture. *Aquaculture times*. 2(3): 14-16.
- Ran Z., Xu J., Liao K., Li S., Chen S., Yan X., Monroig Ó., Navarro J.C., Oboh A., Jin M., Zhou, Q. & Tocher D.R. (2019). Biosynthesis of long-chain polyunsaturated fatty acids in the razor clam *Sinonovacula constricta*: Characterization of four fatty acyl elongases and a novel desaturase capacity. *BBA - Molecular and Cell Biology of Lipids*. Vol. 1864, 1083-1090. <https://doi.org/10.1016/j.bbalip.2019.04.004>
- Ringø E., Olsen R., Gifstad T., Dalmo R., Amlund H., Hemre G. & Bakke A. (2010). Prebiotics in aquaculture: A review. *Aquaculture Nutrition*. 16(2): 117-136. ISSN: 13535773. DOI: 10.1111/j.1365-2095.2009.00731.x

- Sales, J., & Janssens, G. (2004). Use of feed ingredients in artificial diets for abalone: a brief update. Paper presented at Symposium conducted at the meeting of the Nutrition Abstracts and Reviews: Series B.
- Sánchez-Saavedra M. & Núñez-Zarco E. (2015). Growth of red abalone, *Haliotis rufescens*, Fed cold-stored benthic diatoms. Journal of the World Aquaculture Society. 46(2): 210-218. ISSN: 17497345. DOI: 10.1111/jwas.12182
- Stott A., Takeuchi T., Koike Y., Yamakawa H. & Imada O. (2002). Using micro particle diets to replace diatoms for feeding postlarval abalone *Haliotis discus discus* (Reeve.). Fisheries Science. 68(5): 1088-1093. ISSN: 09199268. DOI: 10.1046/j.1444-2906.2002.00536.x
- Surm J.M., Prentis P.J. & Pavasovic A. (2015). Comparative Analysis and Distribution of Omega-3 IcPUFA Biosynthesis Genes in Marine Molluscs. PLoS ONE 10(8): e0136301. doi:10.1371/journal.pone.0136301
- Tanaka R., Sugimura I., Sawabe T., Yoshimizu M. & Ezura Y. (2003). Gut microflora of abalone *Haliotis discus hannai* in culture changes coincident with a change in diet. Fisheries Science. 69(5): 951–958.
- Weitkunat, K., Bishop, C.A., Wittmüss, M., Machate, T., Schifelbein, T., Schulze, M.B. & Klaus, S. (2021). Effect of Microbial Status on Hepatic Odd-Chain Fatty Acids Is DietDependent. Nutrients, 13, 1546.
<https://doi.org/10.3390/nu13051546>
- Vargas-Cárdenas J., Brito L. O., Silva S. M.B.C., Soto-Rodríguez I., & Gálvez, A. O. (2023). Effect of green seaweed meal blend on feed quality and zootechnical performance in shrimp (*Penaeus vannamei*) juveniles. Spanish Journal of Agricultural Research, 21(3), e0605. <https://doi.org/10.5424/sjar/2023213-19901>
- Vega A., León-Carballo G. & Muciño-Díaz M. (1994). Sinopsis de información biológica, pesquera y acuacultural de los abulones (*Haliotis* spp.) de la península de Baja California, México. Centro Regional de Investigación Pesquera en La Paz. Informe Técnico del Instituto Nacional de Pesca.
- Vega-Villasante F., Cupul-Magaña A., Nolasco-Soria H. & Carrillo-Farnés O. (2006). Las algas marinas *Sargassum* spp. y *Macrocystis pyrifera*: ¿una alternativa para el forraje del ganado bovino en la península de Baja California?. Revista Cubana de Ciencia Agrícola. 40(4): 439-448.
- Venter L., Loots D., Vosloo A., Jansen van Rensburg P. & Lindeque J. (2018). Abalone growth and associated aspects: now from a metabolic perspective. Reviews in Aquaculture. 10(2):451-473. ISSN: 17535131. DOI: 10.1111/raq.12181

- Viana M.T. (2000). Nutrición de abulón. pp 33-41 En: Civera-Cerecedo, R., Pérez-Estrada, C. J., Ricque-Marie, D. y Cruz-Suárez, L. E. (Eds.) Avances en Nutrición Acuícola IV. Memorias del IV Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. Noviembre 15-18, 1998. La Paz, B.C.S., México.
- Yu X., Luo K., Rao W., Chen P., Lei K., Liu C., Cui Z., Zhang W. & Mai K. (2022). Effects of replacing dietary fish meal with enzyme-treated soybean meal on growth performance, intestinal microbiota, immunity and mTOR pathway in abalone *Haliotis discus hannai*. Fish and Shellfish Immunology. 130: 9-21. ISSN: 10959947. DOI: 10.1016/j.fsi.2022.08.073.