

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA
FACULTAD DE CIENCIAS MARINAS
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES OCEANOLÓGICAS



VALOR NUTRICIONAL DE LA HARINA DE CABEZA DE CAMARÓN
EN JUVENILES DE TOTOABA (*Totoaba macdonaldi* GILBERT, 1980)

T E S I S

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

MAESTRO EN CIENCIAS EN OCEANOGRAFIA COSTERA

PRESENTA

LUIS DANIEL ESPINOSA CHAURAND

ENSENADA, BAJA CALIFORNIA, MÉXICO. MARZO 2008

VALOR NUTRICIONAL DE LA HARINA DE CABEZA DE CAMARÓN EN JUVENILES DE TOTOABA (*Totoaba macdonaldi* GILBERT, 1980)

Resumen

Para determinar el valor nutricional de las harinas de cabeza de camarón (HCC) en juveniles de totoaba se analizaron diferentes técnicas de deshidratación y se formularon dietas para su evaluar. Los parámetros considerados fueron el crecimiento, sobrevivencia y la tasa conversión alimenticia de los organismos, así como sobre la digestibilidad aparente de las dietas. Para conocer las características de las técnicas de deshidratación en las cabezas de camarón blanco (*Panaeus vannamei*) se realizaron dos experimentos en la granja camaronícola VIZSOMAR, ubicada en San Felipe, Baja California, México. En el experimento 1 se probaron tres condiciones del material (fresco, cocido y macerado) y cuatro tipos de deshidratación (sol en piso, sol en piso-pendiente, sol en malla y sol en charola), obteniendo 12 HCC. En el experimento 2 se basó a los resultados del experimento 1, se probaron tres condiciones del material (fresca, cocida y macerada) y tres tipos de deshidratación (sol en piso, sol en malla y secador de flujo de aire), obteniendo 7 HCC. Los análisis proximales de las HCC se realizaron por triplicado. La composición proximal de las HCC osciló para la proteína entre 50.7 a 55.7%, para los lípidos de 13.3 a 21.8%, para las cenizas de 16.6 a 19%, para el extracto libre de nitrógeno + fibra de 8.3 a 14% con un nivel energético entre 4.57 a 4.97 kcal/kg. No hubo diferencias entre los tipos de deshidratación pero si entre las condiciones del material. Las condiciones del material a deshidratar tuvieron un efecto sobre la composición química de las HCC. Se evaluaron cinco dietas isoprotéicas por triplicado, con sustitución protéica de harina de pescado por HCC de 0% (C), 15% (MS15 y FP15) y 30% (MS30 y FP30). Se utilizaron 225 juveniles de totoabas de 185 días de edad (26.3 ± 4.7 g y 13.6 ± 1.1 cm promedio) distribuidas al azar en 15 tinas de 65 litros. Las dietas MS30, FP15 y FP30 presentaron el 100% de sobrevivencia. Existió diferencia significativas entre la dieta C con respecto a las dietas que incluían HCC para los parámetros productivos de los organismos y la digestibilidad de las dietas. Los valores medios de los parámetros productivos de los organismos alimentados con las dietas MS15 y MS30 fueron mejores que los alimentados con las dietas FP15 y FP30. La dieta MS30 presentó el mayor incremento en talla ($20.3 \pm 2\%$) y peso ($75.6 \pm 6\%$), tasa de crecimiento específica ($0.99 \pm 0.1\% \text{ día}^{-1}$), consumo individual ($0.56 \pm 0 \text{ g día}^{-1}$), tasa de eficiencia alimenticia (0.62 ± 0.1), tasa de eficiencia protéica (1.12 ± 0.1). Los mejores coeficientes de digestibilidad aparente de la materia seca, proteína y lípidos correspondieron a MS30 ($66.2 \pm 1.3\%$, $86.5 \pm 0.5\%$ y $72.3 \pm 1.1\%$ resp.).

NUTRITIONAL VALUE OF THE SHRIMP HEAD MEAL IN JUVENILE TOTOABA (*Totoaba macdonaldi* GILBERT, 1980)

Abstract

To determine the nutritional value of the shrimp head meal (HCC) in juvenile totoaba discussed various techniques of dehydration and made allowances for its fishes. The parameters considered were the growth, survival and feed conversion rate of agencies, as well as the apparent digestibility of the diets. To know the characteristics of the techniques of dehydration on the heads of white shrimp (*Panaeus vannamei*) two experiments were carried out on the farm shrimp VIZSOMAR, located in San Felipe, Baja California, Mexico. In experiment 1 were tested three conditions of the material (fresh, cooked and mash) and four types of dehydration (sun in floor, sun in floor slope, sun in mesh and sun in tray), obtaining 12 HCC. In experiment 2 was based on the results of the experiment 1, three conditions were tested material (fresh, cooked and mash), and three types of dehydration (sun in floor, sun in mesh and dryer air flow), obtaining 7 HCC. The proximal analysis of the HCC was performed in triplicate. The proximate composition of the HCC for protein ranged between 50.7 to 55.7% for the fat of 13.3 to 21.8%, for the ashes of 16.6 to 19% for nitrogen free extract + fiber 8.3 to 14% with a standard energy between 4.57 to 4.97 kcal / kg. There was no difference between the rates of dehydration but if the conditions of the material. The conditions of the material to dehydration had an effect on the chemical composition of the HCC. We evaluated five diets isoprotéicas in triplicate, with protein replacement of fishmeal by HCC from 0% (C) 15% (MS15 and FP15) and 30% (MS30 and FP30). We used 225 juvenile totoabas 185 days of age (26.3 ± 4.7 g and 13.6 ± 1.1 cm average) randomly distributed into 15 tubs of 65 liters. Diets MS30, FP15 and FP30 showed 100% survival. There was significant difference between the diet C compared to diets that included HCC for the productive parameters and digestibility of the diets. The mean values of the productive parameters of the organisms fed diets MS15 and MS30 were better than those fed with diets FP15 and FP30. The MS30 diet had the highest increase in size ($20.3 \pm 2\%$) and weight ($75.6 \pm 6\%$), specific growth rate ($0.99\% \pm 0.1$ days⁻¹), individual consumption (0.56 ± 0 g/día), efficiency of feed conversion (0.62 ± 0.1), protein efficiency rate (1.12 ± 0.1). Best apparent digestibility coefficients of dry matter, protein and lipids were MS30 ($66.2 \pm 1.3\%$, $86.5 \pm 0.5\%$ and $72.3 \pm 1.1\%$ respectively.).

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA
FACULTAD DE CIENCIAS MARINAS
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES OCEANOLÓGICAS
POSGRADO EN OCEANOGRAFIA COSTERA

VALOR NUTRICIONAL DE LA HARINA DE CABEZA DE CAMARÓN
EN JUVENILES DE TOTOABA (*Totoaba macdonaldi* GILBERT, 1980)

T E S I S

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

MAESTRO EN CIENCIAS EN OCEANOGRAFIA COSTERA

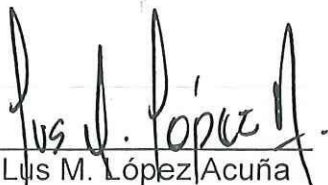
PRESENTA

LUIS DANIEL ESPINOSA CHAURAND

Aprobada por:



M.C. Antonio Silva Loera
Presidente del jurado



Dra. Lus M. López Acuña
Sinodal



Dr. Zaúl García Esquivel
Sinodal

Agradezco ...

... de manera muy especial a el Ocean. Enrique Félix Estrada gerente general de la Acuícola VIZSOMAR, por el apoyo brindado a la presente investigación durante la fase de campo. De igual manera al Ing. Aristeo Virgen encargado del sistema y al Ocean. Mauricio Moreno Alva encargado del empaque, así como a todo el personal de la granja, por todas las atenciones brindadas durante mi estancia en las instalaciones, ya que sin su apoyo y consejo este trabajo no hubiera podido llevarse a tan buen término.

Agradezco...

... a Ti, porque en cada paso que he decidido seguir me has enseñado que estas ahí.

... a Tristan D. Espinosa mi motivo sin motivo. A mi Padre Daniel Espinoza por su gran sabiduría, motivación y apoyo para con sus hijos y nietos. A mi ángel cruelmente sincero, que aun sin estar me demuestra su amor y la realidad de esta vida, gracias mama. A mi hermana por nuestra buena complicidad. A la Luz de mis últimos dos años, por todo el amor, paz, apoyo, creatividad, madurez y confrontación que has traído a mi vida y que me ha permitido alcanzar esta estrella.

... a el Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología y a la Facultad de Ciencias Marinas de la UABC por su apoyo para mi formación durante este periodo. A todos los profesores, técnicos y personal administrativo de la FCM e IIO que me brindaron su tiempo y conocimiento. Al Dr. Díaz del CICESE por su buena disposición para el uso de equipo. A la Dra. Lus López y el Dr. Zaúl García por su orientación y consejo en el transcurso de este trabajo. Muy especial al M.C. Antonio Silva Loera por su apoyo, paciencia, confianza, conciencia y buen consejo en más de un tema durante estos dos años y medio, gracias maestro.

... a todos mis amigos, compañeros y conocidos que me han permitido entrar en sus vidas durante esta bella etapa, sin ustedes gran parte de esto no se hubiera podido concretar, mi respeto y afecto para ustedes.

... a la contradicción completa e inseguramente segura, a ti pequeña flor, a ti flaca, a ti cosa llamada vida.

Índice

	<i>Pag.</i>
Resumen	<i>i</i>
Abstract	<i>ii</i>
Agradecimientos	<i>iv</i>
1. Introducción	1
2. Antecedentes	6
3. Hipótesis	10
4. Objetivos	11
5. Materiales y Métodos	12
5.1. Evaluación de las técnicas de deshidratación en los parámetros físico-químicos de la cabeza de camarón	12
5.1.1. Experimento 1: técnicas de deshidratación de la cabeza de camarón	12
5.1.2. Análisis proximal de las harinas de cabeza de camarón del experimento 1	16
5.1.3. Experimento 2: técnicas de deshidratación de la cabeza de camarón	18
5.1.4. Análisis proximal de las harinas de cabeza de camarón obtenidas bajo diferentes técnicas de deshidratación.....	22
5.1.5. Pruebas estadísticas	23
5.2. Evaluación de HCC en juveniles de totoaba mediante los parámetros productivos	25
5.2.1. Condiciones de cultivo	25
5.2.2. Dietas	27
5.2.3. Estabilidad y flotabilidad del alimento	28
5.2.4. Parámetros productivos	29
5.2.5. Análisis de la composición proximal	32

5.2.6. Pruebas estadísticas	33
6. Resultados	35
6.1. Evaluación de los parámetros físico-químicos de la cabeza de camarón bajo diferentes técnicas de deshidratación	35
6.1.1. Experimento 1 de técnicas de deshidratación	35
6.1.2. Experimento 2: técnicas de deshidratación de la cabeza de camarón	40
6.1.2.1. Análisis proximal de las harinas de cabeza de camarón	46
6.2. Evaluación de HCC en juveniles de totoaba mediante sus parámetros productivos	48
6.2.1. Dietas	48
6.2.2. Estabilidad del alimento	50
6.2.3. Parámetros productivos	54
6.2.3.1. Supervivencia	54
6.2.3.2. Crecimiento	55
6.2.3.3. Consumo de alimento, Tasa de conversión alimenticia e índice hepatosomático	57
6.2.3.4. Digestibilidad	58
6.2.3.5. Composición corporal	60
7. Discusión de resultados	64
7.1. Evaluación de los parámetros físico-químicos de la cabeza de camarón bajo diferentes técnicas de deshidratación	64
7.1.1. Técnicas de deshidratación de la cabeza de camarón	64
7.1.2. Composición proximal de harinas de cabeza de camarón.....	67
7.2. Evaluación de HCC en los parámetros productivos de juveniles de totoaba	69
7.2.1. Estabilidad y flotabilidad del alimento	69
7.2.2. Consumo y supervivencia	71
7.2.3. Digestibilidad	75
7.2.4. Parámetros de crecimiento	76

7.2.5. Composición corporal	80
7.2.6. Índice hepatoesomático	85
8. Conclusiones	87
9. Literatura citada	89
10. Anexos	101

Índice de tablas

Tabla	Pag.
1 Condiciones del material y tipos de deshidratación de la cabeza de camarón en instalaciones de la granja VIZOMAR. Experimento 1 del 9 al 15 agosto del 2006	14
2 Humedad final de las cabezas de camarón en función del tiempo, condición del material y los tipos de deshidratación en granja VIZOMAR, del 29 octubre al 4 de noviembre de 2006	40
3 Comparación múltiple de medias, de la composición proximal de siete HCC, a partir de ANOVA de dos vías en función de dos condiciones de material en sus diferentes tipos de deshidratación y de ANOVA de una vía en función del tipo de deshidratación en secador	47
4 Dietas experimentales para juveniles de totoaba	49
5 Composición proximal de las dietas experimentales para juveniles de totoaba	50
6 Parámetros productivos de los cinco tratamientos evaluados en juveniles de de totoaba	59
7 Comparación múltiple, a partir de una ANOVA de una vía, de la composición proximal del hígado, músculo y pez entero de juveniles de totoaba en función de cinco dietas experimentales	63

Índice de figuras

Fig.		Pag.
1	Diagrama metodológico del experimento 1 de técnicas de deshidratación diferentes en la cabeza de camarón	15
2	Diagrama metodológico de diferentes técnicas de deshidratación de la cabeza de camarón para la valoración nutricional de la harina de cabeza de camarón	20
3	Secador de madera con flujo de aire caliente construido para la deshidratación de cabeza de camarón durante de la investigación de la valoración nutricional de la harina de cabeza de camarón	21
4	Diagrama metodológico de la evaluación de las HCC en los parámetros productivos de juveniles de totoaba	26
5	Temperatura, humedad ambiental e intensidad del viento durante el experimento 1 del 9 al 15 de agosto de 2006	35
6	Presencia de insectos y humedad durante el secado de las cabezas de camarón	37
7	Humedad relativa de la cabeza de camarón correspondiente a cada proceso de deshidratación en la granja VIZSOMAR, San Felipe, B.C. durante los experimentos preliminares del 11 al 14 de agosto de 2006	38
8	Coloración de las cabezas de camarón durante la deshidratación ...	41

9	Valores promedio diarios de humedad relativa, temperatura ambiental e intensidad del viento durante el periodo de deshidratación de las CC en la granja camaronícola VIZSOMAR, San Felipe, B.C.	43
10	Humedad relativa de las CC durante el desarrollo de las técnicas de deshidratación en la granja camaronícola VIZSOMAR en San Felipe, B.C. del 29 de octubre a el 4 de noviembre del 2006	45
11	Temperatura interna de las CC durante el desarrollo de las técnicas de deshidratación y la TA durante el periodo de deshidratación en la granja camaronícola VIZSOMAR en San Felipe, B.C. del 29 de octubre a el 4 de noviembre del 2006	46
12	Pérdida de materia seca de los "pellet" de las dietas proporcionadas a juveniles de en función del tiempo al ser colocados en el agua.....	52
13	Pérdida de la proteína de los "pellet" de las dietas proporcionadas a juveniles de totoaba en función del tiempo al ser colocados en el agua.	52
14	Pérdida de los lípidos de los "pellet" de las dietas proporcionadas a juveniles de totoaba en función del tiempo al ser colocados en el agua.	53
15	Flotabilidad de los "pellet" de las dietas proporcionadas a juveniles de en Totoaba en función del tiempo	54

1. Introducción

A causa de la creciente demanda de alimentos por parte del hombre se ha requerido de la explotación y domesticación de un gran número de animales para consumo humano, generando con ello, un cúmulo de conocimientos y técnicas de manejo (Corona, 2002). De este mismo modo, y a la par de los nuevos sistemas de producción, se desarrolla la optimización de los procesos, siendo este caso vigente en la acuicultura.

La acuicultura como actividad económica del hombre es multidisciplinaria en la que inciden principalmente los trabajos de la ingeniería, economía y biología. Diversas disciplinas de las ciencias biológicas se avocan a las técnicas de reproducción, desarrollo, alimentación, entre otras durante las diversas etapas de los cultivos. La ingeniería diseña, construye y tiende a la optimización estructural de las unidades de producción, con base a los requerimientos de las especies a cultivar, del tipo de cultivos a desarrollar y de los objetivos de la empresa. Por último, la economía participa determinando la rentabilidad de los cultivos, la demanda de los productos en el mercado y el beneficio que retribuirá al productor (Acosta *et al.*, 1990).

En este contexto, la investigación tiene gran importancia y sus resultados son de aplicación inmediata. La falta más crítica en los datos tecnológicos está concentrada en la falta de retroalimentación y experiencia de aplicaciones

comerciales más que de ciencia básica (Acosta *et al.*, 1990). Un aspecto importante, entre los factores mencionados, es la realización de la investigación dentro de los sistemas de producción.

Los desechos de crustáceos, como la cabeza de camarón, representan el volumen de desperdicios más grande dentro de los sistemas generadores de alimentos a nivel mundial. México es un importante productor de camarón, lo cual provoca una enorme producción de desperdicios (Corona, 2002), de los cuales gran parte pertenecen a la cabeza del camarón, ya que ésta representa del 35 al 45% del peso del animal (Fox *et al.*, 1993; Hertrampf y Piedad-Pascual, 2000; Corona, 2002) pudiendo llegar a exceder el 60% en algunas especies (Infofish, 1991).

Se estima que en México, solamente el 5% de las cabezas de camarón se llegan a convertir en harina (Corona, 2002) y el resto es desechado al mar o en las áreas aledañas al cultivo, y por su volumen, pueden causar un impacto ecológico negativo (Corona, 2002; Honorato *et al.*, 2006).

La cabeza de camarón, para su aprovechamiento como suplemento en dietas acuícolas ofrecen atractivas ventajas, como lo son los bajos costos de inversión para su obtención y transformación a harina (Infofish, 1991; Mendizábal, 1994; Ibrahim *et al.*, 1999; Corona, 2002; Gonzáles y Marín, 2005; Honorato *et al.*, 2006).

Los ingredientes utilizados en las dietas que se ofrecen a los organismos en cultivo son la base de la producción, debido a que la alimentación puede representar hasta un 70 % de los costos (Acosta *et al.*, 1990; Cruz, 1996). Por ello, existe una gran preocupación para mejorar el rendimiento del alimento y bajar los costos con dietas alternativas, tomando en cuenta como punto principal la aceptación que puede tener la especie de cultivo a un alimento o a los ingredientes que lo componen (Corona, 2002).

La preservación de productos y subproductos perecederos con altos contenidos de proteína es muy importante si estos pueden ser aprovechados dentro del sistema de producción (Zhang, 2004). El proceso de conservación más antiguo es la deshidratación, siendo un método eficiente y barato cuyo principal objetivo es la conservación de los productos (Mendizábal, 1994; Tello *et al.*, 2003; Zhang, 2004).

El secado es la operación que más se utiliza para conservar productos alrededor del mundo, como en Japón, sureste de Europa, Oeste de África, Canadá, El Caribe, México, E.U.A. etc. (Tello *et al.*, 2003; Zhang, 2004; Honorato *et al.*, 2006), ya que al reducir el contenido de agua se inhibe el desarrollo de microorganismos y reacciones de descomposición (Infofish, 1991; Honorato *et al.*, 2006).

El secado de los productos se realiza de varias formas: con exposición al sol, con la utilización de sales, con secado mecánico con flujos de aire caliente o temperaturas bajas. Sin embargo, para cualquier tipo de secado de alimentos, tanto de origen animal como vegetal, se requieren estudios sobre las condiciones de operación, tanto físicas como biológicas, teniendo en cuenta las características deseadas en el producto final (Honorato *et al.*, 2006).

El uso de la harina de cabeza de camarón (HCC) como complemento en el proceso de la elaboración de alimento para animales acuáticos, implica al menos dos consideraciones: su calidad y costo. El costo de las dietas es proporcional a los costos de producción. De la misma forma, la calidad del ingrediente se reflejará directamente en los parámetros productivos de los organismos. Así, de la combinación de los costos y calidad de los ingredientes, y de los requerimientos nutricios que puedan cubrir éstos, dependerá el porcentaje en que se incluirá en la dieta y el impacto que tendrán sobre la producción que puede tener dentro de la explotación.

En la zona de San Felipe, Baja California, México, existen dos granjas camaronícolas en las que se generan alrededor de 35 a 50 toneladas de cabeza de camarón por granja al año después del empaque del producto (Félix, 2006). Este desperdicio es enterrado, generando así, un costo ambiental y económico para la granja. Por ello, el encontrar alternativas para el manejo de éstos desechos que puedan disminuir los costos bioeconómicos utilizando los

recursos con los que ya se dispone, y al mismo tiempo, poder generar un beneficio colateral para la granja con el procesamiento de éstos desechos, representaría atractivas ventajas económicas para el productor.

La presente investigación se realizó con el fin de comparar el efecto de varias técnicas de deshidratación en la calidad nutricional de la cabeza de camarón, utilizando como referencia distintas variables de su composición química. Para probar el valor nutricional de la harina de cabeza de camarón en organismos acuáticos, se evaluaron los parámetros productivos de juveniles de totoaba (*Totoaba macdonaldi* Gilbert, 1980) alimentados con harinas de cabeza de camarón obtenidas bajo técnicas de deshidratación diferentes.

2. Antecedentes

Existen diversos trabajos sobre el valor nutricional de las harinas de crustáceos, entre ellas las harinas de cabeza de camarón. Estos trabajos solo hacen referencia a una parte del proceso como por ejemplo lo realizado por Cira *et al.* (2002), Guo-chen (2004) y Honorato *et al.* (2006) en la que hablan de su obtención, Infofish (1991), Fox *et al.* (1993), Ibrahim *et al.* (1999) y Hertrampf y Piedad-Pascual (2000) que mencionan su composición proximal, y Ozogul (1999), Ramos *et al.* (2001) y Pérez-Zavaleta *et al.* (2004) sobre su evaluación en organismos acuáticos. Así mismo, la evaluación de las harinas de camarón en la alimentación de totoabas no ha sido reportada.

Las investigaciones sobre la composición químico proximal de los desechos de camarón tienen una gama de resultados, que muy probablemente se deban a los procesos físicos y químicos relacionados con su obtención. Meyers (1986) e Infofish (1991) encontraron que las HCC contenían 53.5% de proteína, 11.1% de quitina, 8.9% de grasa, 22.6% de cenizas, 7.2% de calcio y 1.68% de fósforo. Ibrahim *et al.* (1999) y Honorato *et al.* (2006) obtuvieron contenidos de alrededor de 43% en proteína cruda, 5.6 % de grasa, 15.6 % de fibra cruda y hasta 33% de cenizas en la CC. Mientras que Fox *et al.* (1993) y Hertrampf y Piedad-Pascual (2000) reportan valores para la cabeza de camarón de 42 a 46% de proteína y de 6.2 a 9.8% para lípidos. Hertrampf y Piedad-

Pascual (2000) menciona también valores de 15.6 % de fibra cruda y hasta 33% de cenizas para las cabezas de camarón.

Las harinas de cabeza de camarón procesadas tienen un perfil de aminoácidos comparable con la harina de soya o de pescado (Infofish, 1991) y una variedad de estimulantes de alimentación o quimioattractantes (Infofish, 1991; Hertrampf y Piedad-Pascual, 2000), que las hacen una buena alternativa de alimento proteico en la acuicultura (Infofish, 1991) y muchas veces también son usadas como fuente de pigmentos carotenoides, saborizantes y fuentes de quitina (Fox *et al.*, 1993).

Infofish (1991) menciona el uso de las harinas de camarón como pigmentador en el músculo de la trucha y el salmón y en la yema del huevo, mientras que Hertrampf y Piedad-Pascual (2000) reporta que tuvo una estimulación en el crecimiento de la tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*) al incluirlas en la dieta. Nwanna (2003) reporta en su estudio del pez gato africano (*Clarias gariepinus*), que la harinas de ensilado de cabeza de camarón pueden sustituir eficientemente hasta un 30 % la harina de pescado. En tanto, Ozogul (2000) menciona que para trucha arcoiris (*Oncorhynchus mykiss*) el uso de productos de desechos de crustáceos es una buena alternativa de sustituto de harina de pescado, siempre que los aminoácidos necesarios sea cubiertos.

Civera *et al.* (1999) mencionan que en dietas para camarón con sustitución de harina de pescado por un 15% de harina de crustáceo (langostilla), se presentaba un incremento en la tasa de crecimiento de los organismo, esto al mejorar la disponibilidad de la proteína. Así mismo, Fox *et al.* (1993) reporta mejores crecimientos individuales, tasa de conversión alimenticia y de producción en camarón tigre (*Penaeus monodon*) en dietas que incluían harinas de camarón.

Gernat (2000), Oduguwa *et al.* (2004) y Fanimó *et al.* (2004) reportan que para especies como aves de postura, pollos de engorda y cerdos, la sustitución de las harinas de pescado y/o soya por harinas de camarón en niveles parciales altos o totales tienen un efecto negativo en los parámetros de crecimiento y en la salud de los animales.

Aunque se conocen algunos aspectos biológicos y ecológicos de las totoaba, tal como que es un organismo demersal de hábitos nocturnos que habita desde aguas someras hasta 200 m de profundidad, sobre fondos lodosos, areno-arcillosos, y principalmente cerca de la desembocadura de los ríos (Barrera *et al.*, 1994), con dietas naturales a base de camarón, cangrejo, jaiba y algunas especies de peces cuando son juveniles (Ruíz, 1980; Román-Rodríguez, 1990; Barrera *et al.*, 1994; Cisneros-Mata *et al.*, 1994), existen pocas investigaciones sobre su alimentación en cautiverio de juveniles y ninguna sobre el efecto de las harinas de camarón en sus dietas. Algunas de

estas investigaciones fueron las realizadas por Rodríguez (2003) para determinar la composición proximal y contenido de ácidos grasos en juveniles, la de Solórzano (2006) en la que observo el efecto de los niveles de alimentación sobre el crecimiento y composición química de los organismos, y los diversos estudios realizados por López (2007) para la aproximación a los requerimientos nutricionales de la especie.

3. Hipótesis

Las técnicas de deshidratación tendrán un efecto sobre la calidad nutricional de las harinas de cabeza de camarón que se obtengan a partir de ellos, reflejándose en su composición química proximal.

La inclusión de harina de cabeza de camarón en la formulación de dietas balanceadas de juveniles de totoaba (*Totoaba macdonaldi* Gilbert, 1980) implicará beneficios en sus parámetros productivos (crecimiento, tasa de conversión alimenticia, sobrevivencia, etc.), en comparación con dietas carentes de harinas de crustáceos.

Las dietas balanceadas para juveniles de totoaba (*Totoaba macdonaldi* Gilbert, 1980) con niveles alrededor del 30 por ciento de inclusión protéica de harina de cabeza de camarón tendrán mejores parámetros productivos en los organismos, que dietas con niveles de inclusión protéica de 15 por ciento de harinas de cabeza de camarón.

4. Objetivos

Valorar el efecto de diferentes técnicas de deshidratación de las cabezas de camarón en su contenido químico proximal.

Evaluar la inclusión de harinas de cabeza de camarón en dietas formuladas para juveniles de totoaba (*Totoaba macdonaldi* Gilbert, 1980) sobre el crecimiento, la sobrevivencia y la tasa de conversión alimenticia.

Determinar en juveniles de totoaba (*Totoaba macdonaldi* Gilbert, 1980) la digestibilidad de la materia seca, de la proteína y de los lípidos de dietas que incluyen harina de cabeza de camarón.

5. Materiales y Métodos

5.1. Evaluación de las técnicas de deshidratación en los parámetros físico-químicos de la cabeza de camarón.

La fase de campo de la evaluación de las técnicas de deshidratación en cabeza de camarón se llevó a cabo en la granja camaronícola VIZSOMAR, ubicada sobre el kilómetro 170 de la carretera Mexicali-San Felipe, en San Felipe, Baja California, México. Con el propósito de conocer las características de las técnicas de deshidratación la fase de campo consistió en dos experimentos de deshidratación de las cabezas de camarón. El experimento 1 se realizó día 9 al 15 de agosto del 2006, y el experimento 2 entre los días 29 de octubre y el 4 de noviembre del 2006.

5.1.1. Experimento 1: Técnicas de deshidratación de la cabeza de camarón.

La granja camaronícola VIZSOMAR proporcionó 150 Kg de cabeza de camarón fresca de su cultivo comercial de camarón blanco *Penaeus vannamei*, para el experimento 1 de deshidratación. Aproximadamente el rendimiento de la cabeza de camarón fue del 20% en harina. Las cabezas se obtuvieron después del procesamiento en la planta empacadora de la empresa entre las 0400 y las 0600 horas, colocándose a deshidratar entre las 0600 y las 0800 horas.

En estas pruebas se usaron tres condiciones de la cabeza de camarón (fresco, cocido y macerado) y cuatro tipos de deshidratación (sol en piso, sol en piso-pendiente, sol en malla y sol en charola). El material se revolvió una y/o dos veces por día para favorecer la deshidratación de la capa inferior. El grosor del apilamiento de las cabezas de camarón en cada una de las condiciones y tipos de deshidratación se valoró en un grosor de 2 y 4 cm. Obteniendo con éstas combinaciones 12 técnicas de deshidratación (Tabla 1, Figura 1). El cocido de las cabezas de camarón (CC) frescas se realizó en agua hirviendo, esto, sumergiéndolas en el agua alrededor de 8 a 10 minutos; el macerado de las CC frescas se hizo con un molino manual, triturando las CC y obteniendo una mezcla viscosa y partes irregulares, de 1 cm aprox., de exoesqueleto, homogenizando la mezcla. La altura de las mallas de secado al piso fue de 15 cm.

Durante el período de deshidratación se midió la temperatura, la humedad y la intensidad del viento que existió en el ambiente. Así mismo, se tomaron 2-3 muestras de 50 g al día de las técnicas de deshidratación FP2A, FPe2A, FM2A, CM1A y MC1A a diferentes tiempos, conservándolas en bolsas de plástico (ziplock ®) a 4°C por 7 días, para su posterior análisis de humedad.

Tabla 1. Condiciones del material y tipos de deshidratación de la cabeza de camarón en instalaciones de la granja VIZOMAR, San Felipe B.C. Experimento 1 realizado del 9 al 15 agosto del 2006.

Clave (CI)	Condición del material	Tipo de deshidratación	Revolturas por día	Grosor (cm.)
FP1A	Fresco	sol en Piso	1	2
FP1B	Fresco	sol en Piso	1	4
FP2A	Fresco	sol en Piso	2	2
FP2B	Fresco	sol en Piso	2	4
FPe1A	Fresco	sol en Pendiente	1	2
FPe1B	Fresco	sol en Pendiente	1	4
FPe2A	Fresco	sol en Pendiente	2	2
FPe2B	Fresco	sol en Pendiente	2	4
FM1A	Fresco	sol en Malla	1	2
FM2A	Fresco	sol en Malla	2	2
FM2B	Fresco	sol en Malla	2	4
CM1A	Cocido	sol en Malla	1	2
MC1A	Macerado	sol en Charola	1	2

El criterio para establecer la deshidratación completa fue visual y táctil. El color oscuro y opaco de las cabezas evidenciaba ausencia de humedad, lo cual se corroboraba aplicando presión con los dedos para romperlas, si éstas cedían sin presentar ningún tipo de fluido, ni sensación chiclosa al tacto, se consideraban secas.

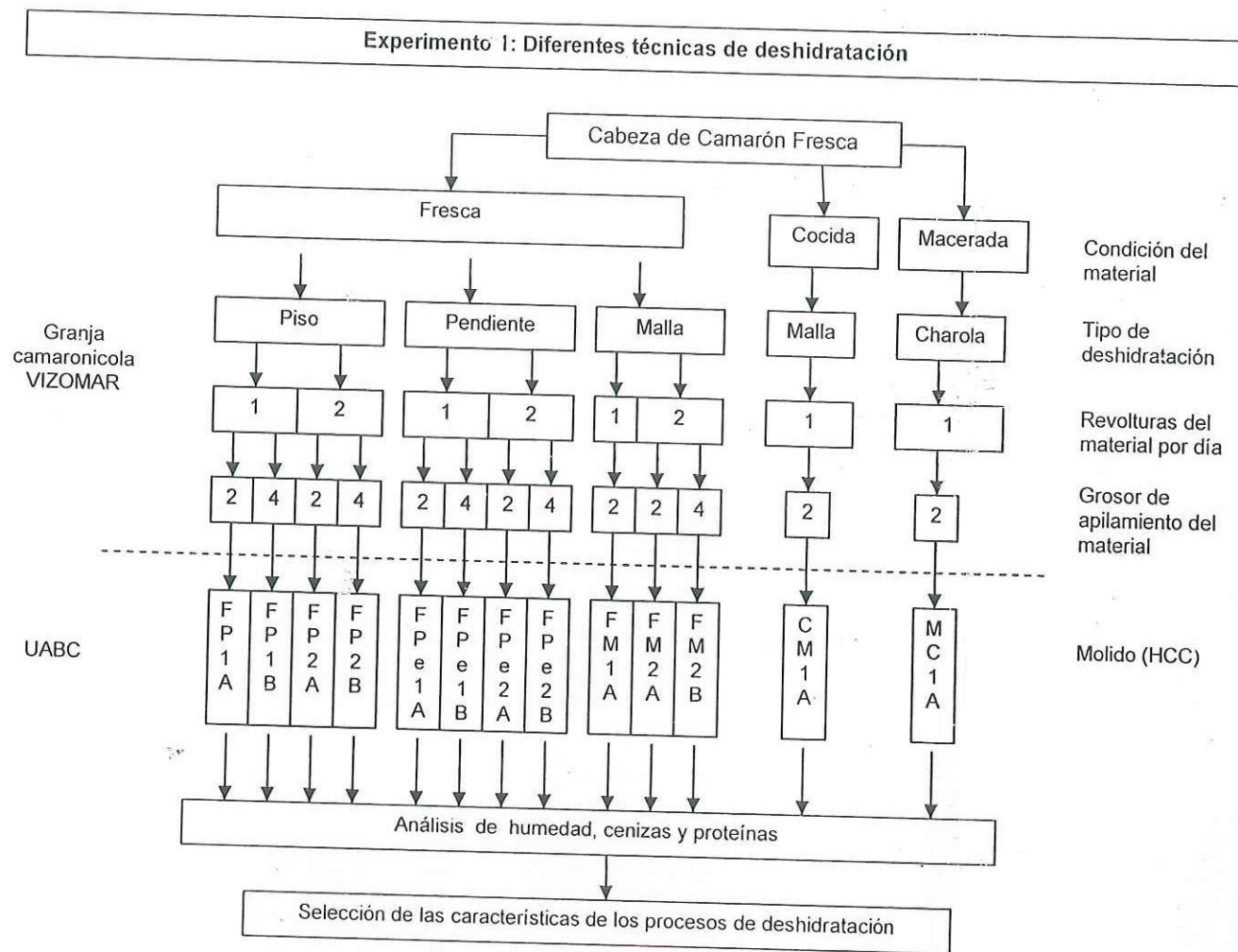


Figura 1. Diagrama metodológico del experimento 1 de técnicas de deshidratación diferentes en la cabeza de camarón.

Después de ser deshidratadas las cabezas de camarón se conservaron en bolsas en bolsas de plástico (ziplock ®) en hieleras con hielo para su traslado a las instalaciones de la Facultad de Ciencias Marinas de la Universidad Autónoma de Baja California (FCM-UABC), donde se molieron y conservaron a -4°C para su análisis proximal posterior.

5.1.2. Análisis proximal de las harinas de cabeza de camarón del experimento 1

En laboratorios de química de la FCM-UABC, campus Ensenada, Baja California, México, se obtuvieron las harinas de cabeza de camarón (HCC) mediante moliendas (2 mm). Así mismo, se evaluaron químicamente para determinar su contenido de humedad, cenizas y proteínas las HCC correspondientes a las técnicas de deshidratación FP, CM y MC. Las muestras se analizaron por triplicado, bajo las técnicas de análisis de la asociación de química analítica (Analysis of the Association of Analytical Chemist; AOAC, 1995). Los resultados se presentan en base seca.

Humedad

La humedad de las muestras se determinó por diferencia de peso en balanza analítica entre una masa inicial (de 3 a 5 g) a temperatura ambiente y la resultante de la muestra llevada a desecación en estufa a 105°C hasta peso constante por 16 horas.

$$\% \text{ Materia seca} = \frac{\text{Masa muestra seca } 105^{\circ}\text{C} \times 100}{\text{Masa inicial Muestra}}$$

$$\% \text{ Humedad} = 100 - \% \text{ Materia seca}$$

Ceniza

El contenido de ceniza se determinó mediante la incineración de las muestras en una mufla a 550°C por seis horas, y fue determinado por diferencia de peso inicial y final en balanza analítica.

$$\% \text{ Cenizas totales} = \frac{\text{Masa final}}{\text{Masa Inicial}} \times 100$$

Proteína

El contenido de proteínas (%N x 6.25) se determinó a partir de la composición de nitrógeno total de las muestras, mediante la técnica de microKjeldhal. La conversión a porcentaje de proteína bruta se realizó mediante la siguiente formula:

$$\% \text{ Nitrógeno} = \frac{(\text{ml HCl de la muestra} - \text{ml HCl en blanco}) \times N \times 0.014007 \times 100}{\text{Gramos de muestra}}$$

$$\% \text{ Proteínas} = \% \text{ Nitrógeno} \times 6.25 \times 5$$

5.1.3. Experimento 2: técnicas de deshidratación de la cabeza de camarón.

Para la evaluación final de las técnicas de deshidratación la granja camaronícola VIZSOMAR proporcionó 100 Kg. de cabeza de camarón fresca de su cultivo comercial de camarón blanco *Penaeus vannamei*. Aproximadamente el rendimiento fue del 20% de harina del peso fresco de la cabeza de camarón. Lo cual fue suficiente para el propósito del trabajo. Las cabezas se obtuvieron del procesamiento del camarón en la planta empacadora de la empresa VIZOMAR, al igual que en el experimento 1.

En base a los resultados del experimento 1 la cabeza de camarón fresca se sometió a tres condiciones de presentación y a tres tipos de deshidratación diferentes (Figura 2). Las condiciones del material consistieron en: A) Fresco, las cabezas de camarón no recibieron ningún tipo de modificación para su deshidratación; B) Cocido de la cabeza de camarón fresca en agua de grifo hirviendo, esto sumergiéndola en el agua alrededor de 8 a 10 minutos; y C) Macerado de las cabeza de camarón frescas a través de una licuadora casera. Los tipos de deshidratación se realizaron al sol en piso, al sol en malla y en cajas de secado por flujo de aire caliente, producido por resistencias eléctricas.

Los tipos de deshidratación al sol consistieron en colocar las cabeza de camarón frescas y cocidas apiladas en el piso y en malla con un grosor aproximado de 2 cm. Las mallas se colocaron 15 cm sobre el nivel del piso. La

deshidratación con flujo de aire caliente se realizó dentro de un horno construido de madera con un calefactor en uno de los extremos (Figura 3), que elevo la temperatura a 80 °C. Las cabezas de camarón (CC) frescas y cocidas se colocaron en bastidores de madera con fondo de malla, mientras que las maceradas sobre charolas. Los bastidores y charolas se colocaron dentro del horno. Se revolvió el material 2 veces al día (1000 y 1500 hrs) en todas los tipos de deshidratación. Las técnicas de deshidratación obtenidas fueron (Figura 2): 1) CC frescas deshidratadas al sol en piso (FP); 2) CC frescas deshidratadas al sol en malla (FM); 3) CC frescas deshidratadas en secador (FS); 4) CC cocidas deshidratadas al sol en piso (CP); 5) CC cocidas deshidratadas al sol en malla (CM); 6) CC cocidas deshidratadas en secador (CS); y 7) CC maceradas deshidratadas en secador (MS).

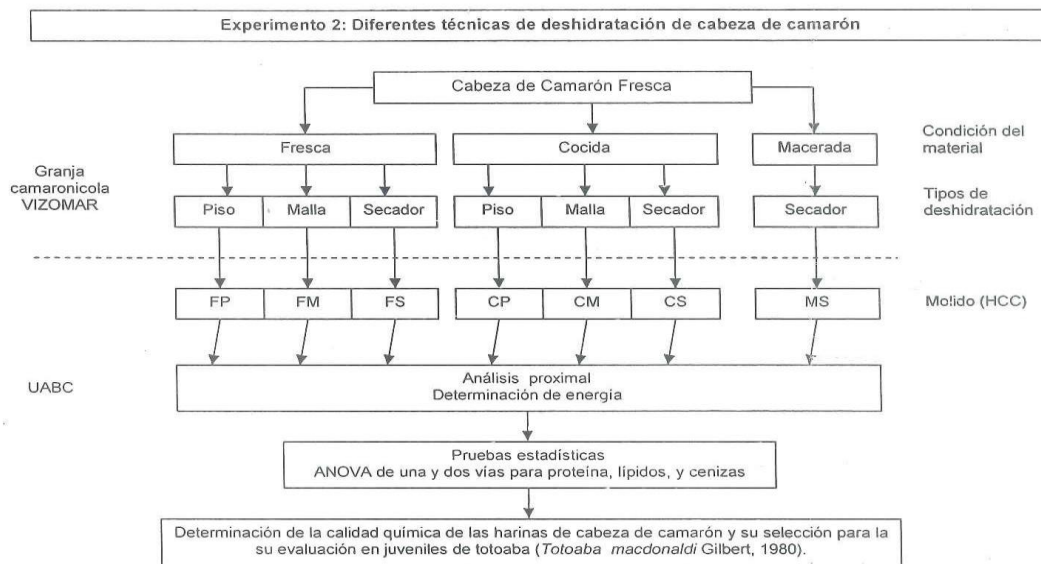


Figura 2. Diagrama metodológico de diferentes técnicas de deshidratación de la cabeza de camarón para la valoración nutricional de la harina de cabeza de camarón.

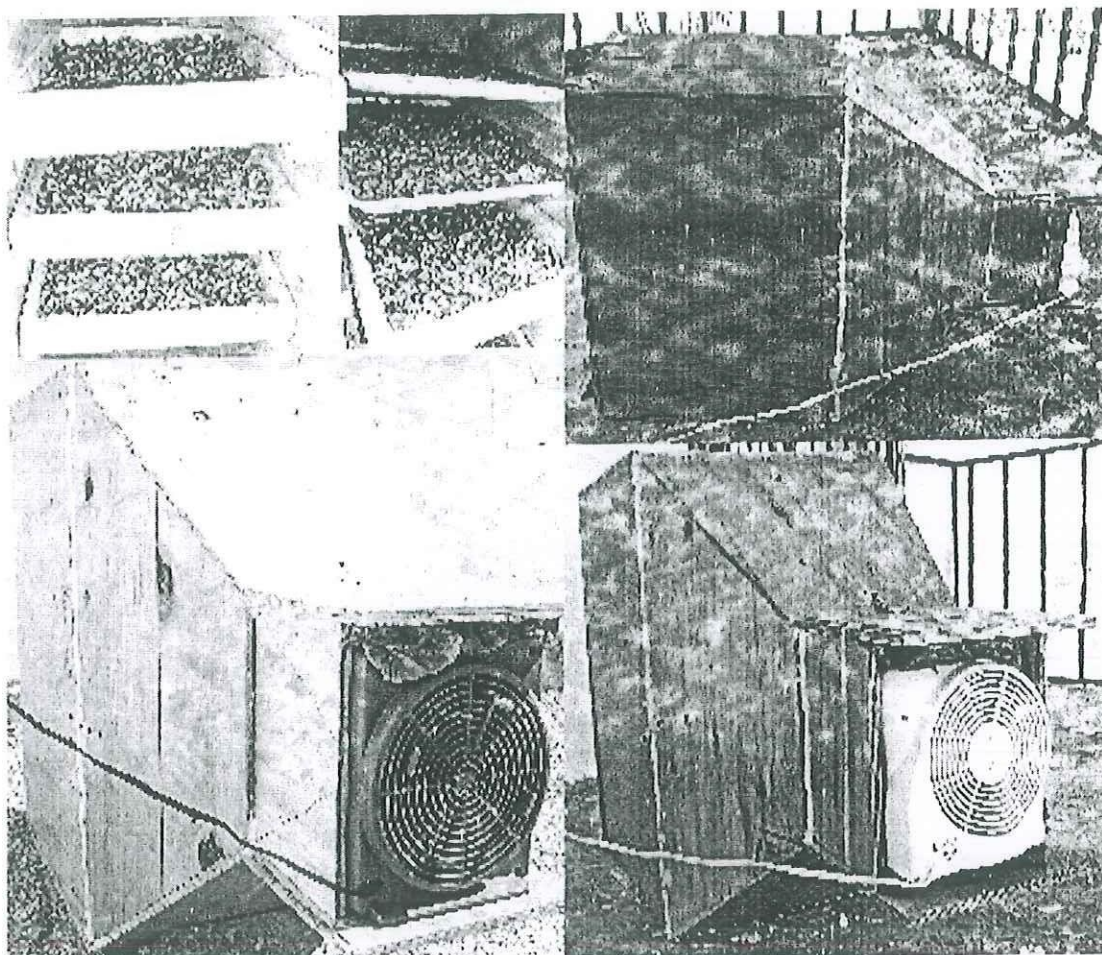


Figura 3. Secador de madera con flujo de aire caliente construido para la deshidratación de cabeza de camarón durante de la investigación de la valoración nutricional de la harina de cabeza de camarón.

Durante el período de deshidratación la medición de la temperatura, la humedad ambiental y el viento, la toma de muestras, los criterios para establecer la completa deshidratación y la conservación y traslado de las muestras para su posterior análisis proximal fue idéntico a lo mencionado en el apartado 5.1.1.

5.1.4. Análisis proximal de las harinas de cabeza de camarón obtenidas bajo diferentes técnicas de deshidratación

En laboratorios de química de la FCM-UABC y en el laboratorio de la unidad de biotecnología en acuicultura de la FCM-UABC, se obtuvieron las harinas de cabeza de camarón (HCC) mediante moliendas (2 mm). Así mismo, se evaluaron químicamente las HCC a través de análisis proximales. Para los análisis de humedad, cenizas y proteínas se llevó acabo la metodología anteriormente descrita en el apartado 5.1.2. Todas las muestras se realizaron por triplicado para la determinación de lípidos bajo las técnicas de análisis de la asociación de química analítica (Analysis of the Association of Analytical Chemist; AOAC, 1995). Los valores del extracto libre de nitrógeno (ELN) y energía fueron a través de formulas. Los resultados se presentan en base seca.

Lípidos totales

Los lípidos totales se determinaron por extracción con cloroformo:metanol (2:1 v/v) según el método modificado de Folch *et al.* (1965), de acuerdo a:

$$\% \text{ Lípidos} = (\text{Peso extracto lipídico} / \text{peso de muestra}) \times 100 \times 2$$

Fibra cruda

Se llevó a cabo la determinación de fibra cruda a través de la siguiente fórmula:

$$\% \text{ Fibra} = \frac{\text{Peso muestra seca a } 105^{\circ}\text{C} - \text{Peso muestra calcinada a } 550^{\circ}\text{C}}{\text{Peso de la muestra desgrasada} + \text{Peso del asbesto}} \times 100$$

Extracto libre de nitrógeno

Se obtuvo por diferencia en base seca entre el valor total de la muestra (100%) y la sumatoria de las proteínas, lípidos, fibra y cenizas.

Energía bruta

El contenido calórico se calculó a través del valor energético de cada componente nutricional que constituye a las diferentes muestras, siendo los valores considerados: 5.45 kcal para las proteínas, 9.45 kcal para los lípidos y 3.75 kcal para los carbohidratos.

5.1.5. Pruebas estadísticas

Los resultados de los análisis proximales de las HCC, por ser valores porcentuales (cenizas, proteínas y lípidos) se transformaron aplicándoles el

arcoseno a su raíz cuadrada (Zar, 1984). A estos valores se les aplicó la prueba de normalidad de Kolmogorov-Smirnov ($\alpha = 0.05$) mediante el software estadístico SigmaStat V3.1 (2004). De la misma manera se llevó acabo la prueba de homogeneidad de varianzas de Bartlett ($\alpha = 0.05$) con el programa "btest: Bartlett's test for homogeneity of variances" (Trujillo y Hernández, 2003) que utiliza la plataforma de MatLab V6.5 (2005). Posteriormente se aplicó un análisis de varianza de una vía a las HCC deshidratadas en secador y un análisis de varianza de dos vías a las HCC bajo las condiciones del material frescas y cocidas. Las diferencias entre las técnicas de deshidratación fueron determinadas mediante comparaciones múltiples de Tukey ($\alpha = 0.05$). Con éstas pruebas se determinó si existieron, o no, diferencias significativas entre las siete técnicas de deshidratación.

Se eligieron dos HCC en base a las diferencias significativas de los nutrientes para ser utilizadas en la formulación de las dietas de juveniles de totoaba.

5.2. Evaluación de HCC en juveniles de totoaba mediante los parámetros productivos.

5.2.1. Condiciones de cultivo

La evaluación se llevó acabo en el laboratorio de biotecnología acuícola de la FCM-UABC. Dichas pruebas consistieron en la elaboración de dos dietas experimentales con inclusión de dos niveles proteicos de HCC, obtenidas bajo diferentes técnicas de deshidratación (MS y FP), en sustitución de la harina de pescado de la formulación control (Figura 4).

Se utilizaron 225 juveniles de totoaba, de 185 días de edad de peso promedio de 26.3 ± 4.7 g y longitud promedio de 13.6 ± 1.1 cm., que fueron seleccionadas y distribuidas al azar en 15 tinas de 65 litros (15 org/tina). Durante el experimento las tinas se mantuvieron en un sistema semi-cerrado con un flujo de agua de mar filtrada.

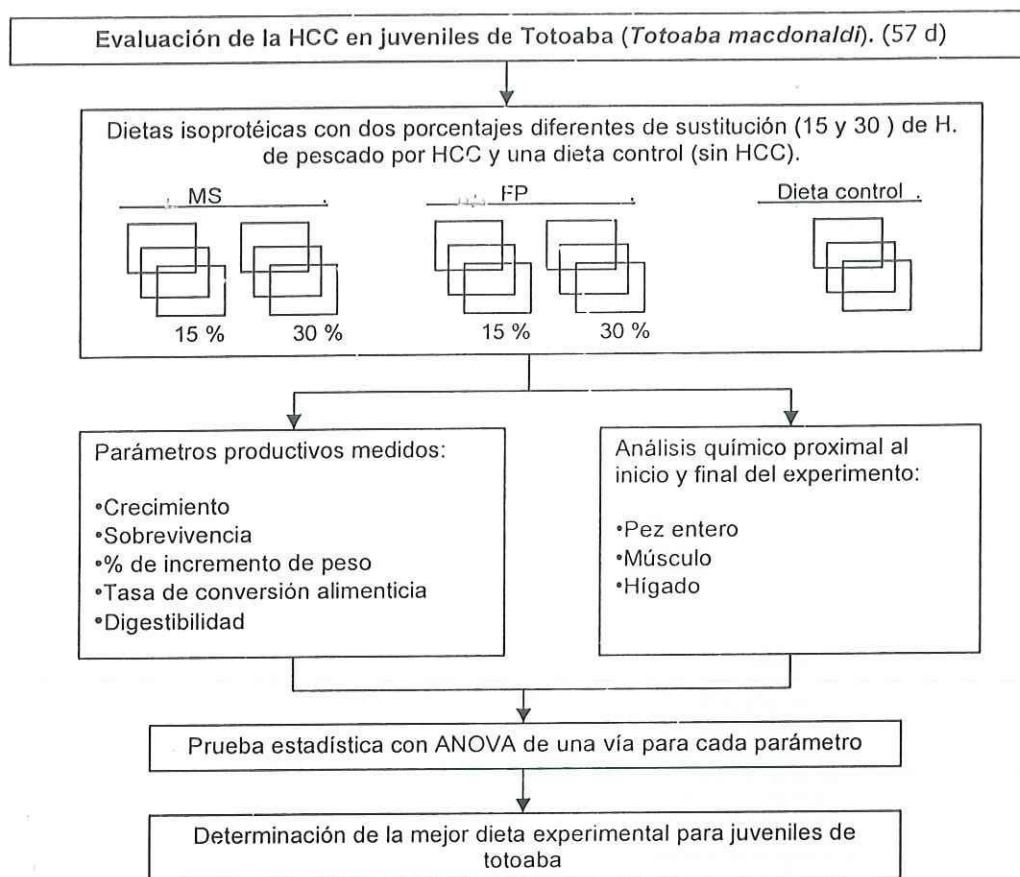


Figura 4. Diagrama metodológico de la evaluación de las HCC en los parámetros productivos de juveniles de totoaba.

Previo al inicio de la evaluación de las HCC se sometieron los peces a una semana de acondicionamiento, en la cual se fue sustituyendo la dieta base por cada una de las dietas experimentales correspondientes, hasta llegar al 100% de cada una de ellas. Después de este tiempo de acondicionamiento se les proporcionó durante 57 días la dieta formulada correspondiente con HCC y una dieta control, que fueron designadas al azar en las tinajas a través de la función de aleatorización del programa Excel V11.2 (2004). Cada tratamiento se evaluó por triplicado. Los peces fueron alimentados 2 veces al día a saciedad,

a las 0900 hrs y a las 1800 hrs. Las tinas se sifonearon dos veces al día, después de cada periodo de alimentación. Se mantuvo la temperatura en $20.5^{\circ}\text{C} \pm 0.9^{\circ}\text{C}$ y el fotoperíodo fue 12:12h.

5.2.2. Dietas

Las dietas experimentales se elaboraron con harina de pescado y la HCC como fuente principal de proteína. Con base a los análisis proximales se formularon cinco dietas isoprotéicas, con variaciones en el porcentaje de inclusión de la HCC. Los niveles de sustitución protéica de la harina de pescado por HCC en las dietas fue de 0 % (dieta control), 15% y 30% (dietas formuladas) (Figura 3). La dieta de control fue formulada solo con harina de pescado como fuente de proteína. Todas las dietas se formularon con 55 % de proteína, 15 % de lípidos, $4\,602 \pm 2$ kcal y menos del 10% de ELN.

Todos los ingredientes utilizados en la elaboración de las dietas experimentales, excepto la gelatina y el almidón, se homogenizaron en un procesador de alimentos (Hobart, Troy, OH) por 10 – 15 min. A la gelatina y el almidón se les agregó agua caliente para disolverlos y formar una masa homogénea, la cual se mezcló con los ingredientes secos, homogenizando nuevamente todo el material, el cual se pasó por un procesador de alimentos con salida a un extrusor de 5 mm de diámetro. Los "pellet" se secaron por 8

horas a 65°C en un horno de convección. Las dietas fueron posteriormente almacenadas en refrigeración a -4°C hasta su uso.

5.2.3. Estabilidad y flotabilidad del alimento

Se tomó 1 g de "pellet" en base seca del alimento de cada tratamiento, colocándolo en contenedores de 500 ml con condiciones similares al acuario en donde se encontraban los peces. Se dejaron dentro de estos durante 15, 30, 45 y 60 minutos, después de este periodo se recuperaron los "pellet" y el agua se filtro por un papel filtro Whatman No.4 previamente pesado. Los "pellet" y el filtro se secaron durante 24 horas a 60°C a través de diferencia de pesos se determinó el nivel de pérdida de materia seca (MS) de los "pellet" en el tiempo; a través de la diferencia entre el porcentaje inicial y final de proteína cruda (PC) y lípidos totales (LT) se determinó el porcentaje de solubilidad de estos nutrientes en los "pellet" al encontrarse en el agua por diferentes espacios de tiempo. La flotabilidad de los "pellet" se determino por diferencias entre los "pellet" que se encontraban flotando y los hundidos a 0, 2.5, 5, 10 y 20 min. Se realizó por triplicado cada tratamiento.

$$\text{Pérdida de Materia seca (\%)} = (\text{Peso final} \times 100) / \text{Peso inicio}$$

$$\text{Pérdida protéica (\%)} = (\% \text{ PC inicio} - \% \text{ PC final} / \% \text{ PC inicio}) \times 100$$

$$\text{Pérdida lipídica (\%)} = (\% \text{ LT inicio} - \% \text{ LT final} / \% \text{ LT inicio}) \times 100$$

$$\text{Flotabilidad (\%)} = (\text{No. "pellet" inicial} \times 100) / \text{No. "pellet" flotando}$$

5.2.4. Parámetros productivos

Durante el período de evaluación de las HCC en las dietas experimentales para juveniles de totoaba se midieron los siguientes parámetros:

Sobrevivencia

Diariamente se registraron las muertes por cada estanque. El porcentaje de sobrevivencia se estimó de acuerdo a:

$$\text{Mortalidad (\%)} = (\text{org. inicio} - \text{org. final} / \text{org. inicio}) \times 100$$

$$\text{Sobrevivencia (\%)} = 100 - \text{mortalidad}$$

Crecimiento

Se midieron (cm) los peces con un ictiometro los días 1 y 57 del experimento; se pesaron (g) los organismos con una balanza gravimétrica el día 1, 29 y 57 del experimento. El crecimiento longitudinal se hizo a partir de las mediciones de todos los animales de cada tratamiento, y el crecimiento en peso se realizó por biomasa individual (día 1 y 57) y biomasa total (día 29). El peso que se realizó por grupo, se dividió el peso total del estanque entre el número de individuos, para tener con ello el peso individual; el peso por biomasa

individual se multiplicó por el número de individuos en el estanque para calcular el peso grupal. Obteniendo los siguientes parámetros para peso y longitud, en base a los datos que se colectaron.

$$\text{Cambio en longitud (mm día}^{-1}\text{)} = \frac{(Tf - Ti)}{D}$$

$$\text{Cambio en peso (g día}^{-1}\text{)} = \frac{(Pf - Pi)}{D}$$

$$\% \text{ de Incremento en longitud} = \frac{(Tf - Ti)}{Ti} \times 100$$

$$\% \text{ de Incremento en peso} = \frac{(Pf - Pi)}{Pi} \times 100$$

$$\text{Tasa de Crecimiento Específico de peso (TCE; \% día}^{-1}\text{)} = \frac{(\ln Pf - \ln Pi)}{D} \times 100$$

Donde:

Pf = Peso Final
Pi = Peso Inicial
Ti = Longitud inicial

Tf = Longitud final
N = Numero de org. muertos
D = Numero de días

Consumo de alimento

La cantidad de alimento consumido por día se determinó del día 9 al 28 y del 41 al 49 del bioensayo, para lo cual se pesó la cantidad exacta de alimento proporcionado en cada periodo de alimentación, recogiendo por sifoneo al final de este periodo el alimento no consumido, para pesarlo después de un periodo de 12 horas de secado a 60°C. El consumo diario fue definido para cada periodo de muestreo como:

$$\text{Consumo diario (g pez}^{-1} \text{ día}^{-1}) = \frac{\text{Alimento administrado} - \text{alimento no consumido}}{\frac{\text{Peces en el estanque}}{\text{Días de muestreo}}}.$$

Tasa de conversión alimenticia

Por medio de la tasa de conversión alimenticia (TCA) se evaluó la eficacia del alimento consumido en relación al peso corporal ganado por el organismo. De igual forma se determinó el rendimiento de las dietas calculando la eficiencia de la de conversión alimenticia (TEA).

$$\text{Tasa de conversión alimenticia (TCA)} = \frac{\text{Alimento consumido}}{\text{Incremento en peso}}$$

$$\text{Tasa de eficiencia alimenticia (TEA)} = \frac{\text{Incremento en peso}}{\text{Alimento consumido}}$$

$$\text{Tasa de Eficiencia de la proteína (TEP)} = \frac{\text{Incremento en peso}}{\text{Proteína consumida}}$$

Digestibilidad

Del día 32 al 39 y del 51 al 55 se midió la digestibilidad de la proteína (CDAP), de los lípidos totales (CDAL) y de la materia seca (CDA). Se determinó colectando las heces por sifoneo y a través de la técnica de cenizas insolubles en ácido, descrita por Tejada (1992) y modificada por Montaña-Vargas *et al.* (2002). Las heces fueron recolectadas en el transcurso de los 20 min posteriores a la ingesta del alimento. Calculando las CDA de acuerdo a lo descrito por Torres (2005) con las siguientes formulas:

$$\text{Coeficiente de Digestibilidad Aparente (CDA)} = 100 - \frac{\text{g de cenizas en dieta}}{\text{g de ceniza en heces}} \times 100$$

$$\text{CDA de la proteína} = 100 - \frac{\text{g de ceniza en alimento}}{\text{g de ceniza en heces}} \times \frac{\text{g proteína en heces}}{\text{g proteína en alimento}} \times 100$$

$$\text{CDA de los lípidos} = 100 - \frac{\text{g de ceniza en alimento}}{\text{g de ceniza en heces}} \times \frac{\text{g lípidos en heces}}{\text{g lípidos en alimento}} \times 100$$

Índice hepatosomático

Al principio del experimento se sacrificaron 10 peces en total y al final del bioensayo se sacrificaron 5 peces por tanque para su análisis químico posterior. Estos se mantuvieron a -4°C hasta su análisis. Se extrajeron los hígados de los peces muestreados, los cuales se pesaron en una balanza analítica para determinar el índice hepatosomático, que está definido como la proporción del hígado con respecto al tamaño del organismo.

$$\text{Índice Hepatosomático (IH)} = \frac{\text{Peso del hígado}}{\text{Peso del pez}}$$

5.2.5. Análisis de la composición proximal

En los laboratorios de química de la FCM-UABC, en el laboratorio de la unidad de biotecnología en acuicultura de la FCM-UABC, y en el Instituto de Investigaciones Oceanológicas (IIO), se evaluaron químicamente las muestras de los organismos (pez entero, hígado y músculo) y las dietas ofrecidas. Todas

las muestras se realizaron por triplicado, bajo las técnicas de análisis de la asociación de química analítica (Analysis of the Association of Analytical Chemist; AOAC, 1995), como anteriormente ha sido descritas en los apartados 5.1.2., para humedad, cenizas y proteína, y el 5.1.4., para lípidos. Los valores del ELN+fibra fueron calculados a través de diferencias. Los resultados se presentan en base seca.

Extracto libre de nitrógeno + Fibra cruda

Se obtuvo por diferencia en base seca entre el valor total de la muestra (100%) y la sumatoria de las proteínas, lípidos y cenizas.

5.2.6. Pruebas estadísticas

Los datos generados del análisis proximal de las muestras de los organismos (pez entero, hígado y músculo) en función de las dietas consumidas y de las dietas ofrecidas, así como, los valores resultantes del rendimiento productivo (sobrevivencia, incremento de peso, tasa de crecimiento específico, tasa de conversión alimenticia y digestibilidad) se les aplicó análisis de varianza de una vía. A los resultados de estabilidad del alimento se analizaron mediante un análisis de varianza de dos vías, siendo los factores de prueba las dietas empleadas y el tiempo de pérdida de material. A todos los resultados se les aplicó pruebas de normalidad y homocedasticidad. Para los datos en porcentaje

de proteína, lípidos y cenizas del análisis proximal del bez entero, hígado y músculo, así como para los valores de sobrevivencia, incremento de talla, incremento de peso, digestibilidad y pérdida de materia seca se aplicó la transformación del arcoseno a su raíz cuadrada (Zar, 1984). La prueba de normalidad aplicada fue la de Kolmogorov-Smirnov ($\alpha = 0.05$) y la prueba de homogeneidad de varianzas con la prueba de Bartlett ($\alpha = 0.05$), esto a través del software estadístico SigmaStat V3.1 (2004). Las diferencias significativas entre los tratamientos fueron determinadas mediante comparaciones múltiples de Tukey ($\alpha = 0.05$). En los casos en que no se cumplieron los requerimientos de normalidad y homocedasticidad se aplicó una prueba de ANOVA no paramétrica de Kruskal Wallis de una vía con el software estadístico SigmaStat V3.1 (2004).

6. Resultados

6.1. Evaluación de los parámetros físico-químicos de la cabeza de camarón bajo técnicas de deshidratación diferentes.

6.1.1. Experimento 1 de técnicas de deshidratación

El tiempo efectivo de insolación diaria en este periodo fue de 12 horas. Se registraron y graficaron los valores de la temperatura, la humedad y la intensidad del viento que existió en el ambiente durante el desarrollo de la técnica de secado al sol (Figura 5).

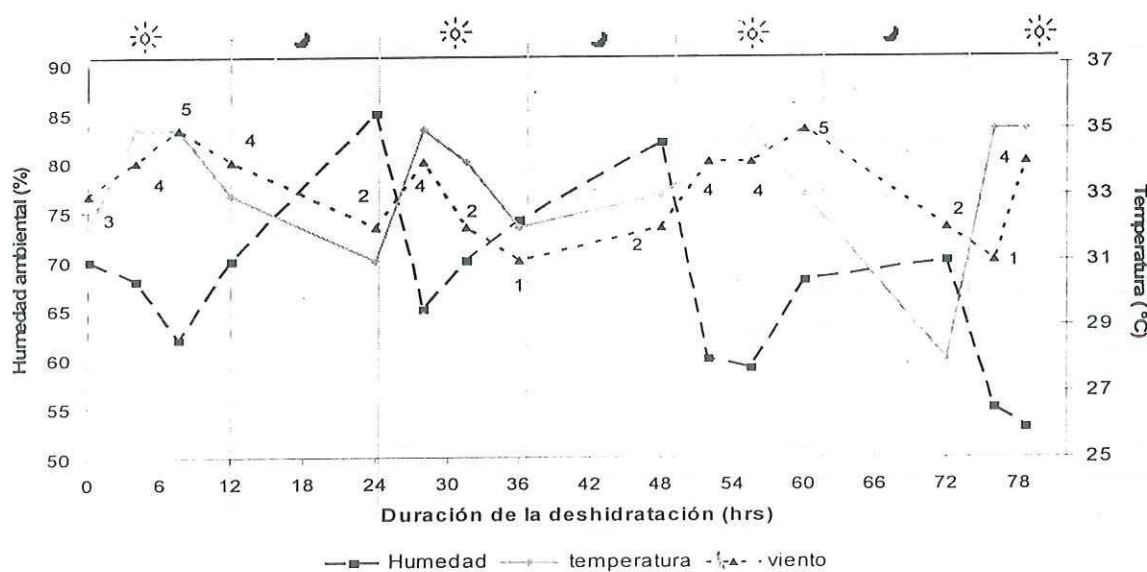


Figura 5. Temperatura, humedad ambiental e intensidad del viento durante el experimento 1 del 9 al 15 de agosto de 2006. Los números en la línea de viento indican la intensidad de éste¹. Periodo de insolación de las 0700 a las 1900 h.

¹ El valor asignado a la intensidad del viento estuvo basada en la modificación de George Simpson (1906) a la escala de Beaufort de la fuerza de los vientos (1805). La Escala de Beaufort es una medida empírica creada en 1805 por Sir Francis Beaufort para la intensidad del viento, basada principalmente en el estado del mar, de sus olas y la fuerza del viento (Tomado de Pichardo, 2004).

La temperatura ambiental promedio fue de $33.3 \pm 1.99^{\circ}\text{C}$, la humedad ambiental de $67.4 \pm 8.93\%$ y la intensidad media del viento fue de brisa leve, 3.2 puntos de la tabla de la intensidad del viento de la escala Beaufort y modificada por Simpson (tomada de Pichardo, 2004; Anexo 1).

A las horas de temperatura mayor correspondieron las intensidades mayores del viento, y de igual forma en esos puntos la humedad ambiental obtenían sus registros mas bajos. El caso inverso se dio con las temperaturas ambientales bajas y las humedades ambientales altas.

Todas las cabezas de camarón en las técnicas de deshidratación fueron cubiertos durante la noche (19:00 hrs. a 7:00 hrs.) debido a la alta presencia de humedad en forma de brisa (Figura 6a). Durante el periodo de deshidratación hubo poca presencia de moscas y otros insectos durante el día, desapareciendo casi completamente a las horas de mayor temperatura ambiental, así mismo la presencia de hormigas y escarabajos por la noche fue muy escasa.

Durante el segundo día de deshidratación en las técnicas de deshidratación que se encontraban en piso y piso-pendiente con grosores de 4 cm presentaron una pequeña cantidad de larvas de mosca y escarabajo (Figura 6b). Al inicio del tercer día (7:00 hrs.) se tuvieron que desechar estos

tratamiento debido a su infestación por larvas de mosca y escarabajo (Figura 6c). En las cabezas de camarón bajo la técnica de deshidratación MC1A no proliferaron los insectos (moscas, escarabajos y hormigas).

Durante el periodo de deshidratación se tomaron muestras de las CC de los condiciones FP2A, FPe2A, FM2A, CM1A y MC1A a diferentes tiempos para realizar curvas de humedad (Figura 7).

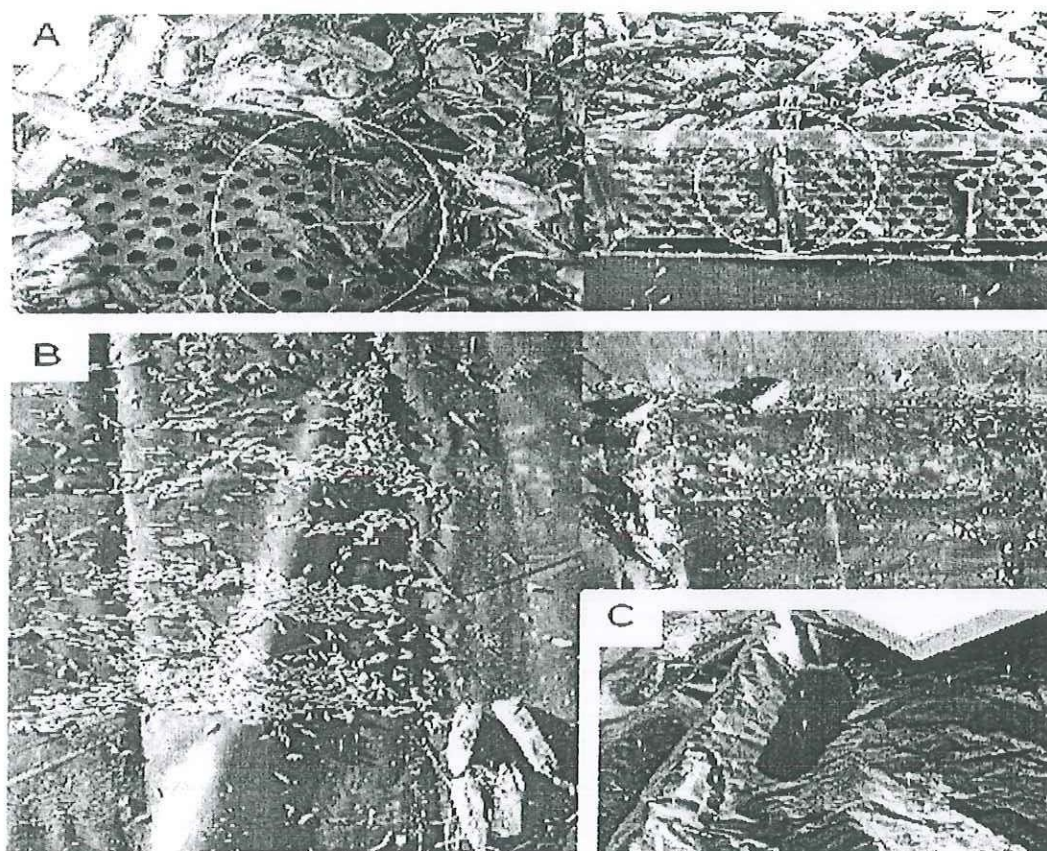


Figura 6. a) Presencia inicial de insectos en la cabeza de camarón durante la implementación de técnicas de deshidratación. b) Infestación total de larvas de insectos en la cabeza de camarón durante su deshidratación. c) Humedad presente en forma de brisa nocturna durante la deshidratación de la cabeza de camarón.

Durante las primeras horas de la mañana se presentaron las principales pérdidas de humedad en todos los procesos de deshidratación, llegando al final del secado, alrededor de un 6 ~ 8 % de humedad. El primer tratamiento en secarse fue CM1A (cabeza de camarón cocida en malla) y el que conservó más humedad fue el tratamiento FM2A (cabeza de camarón fresca en malla).

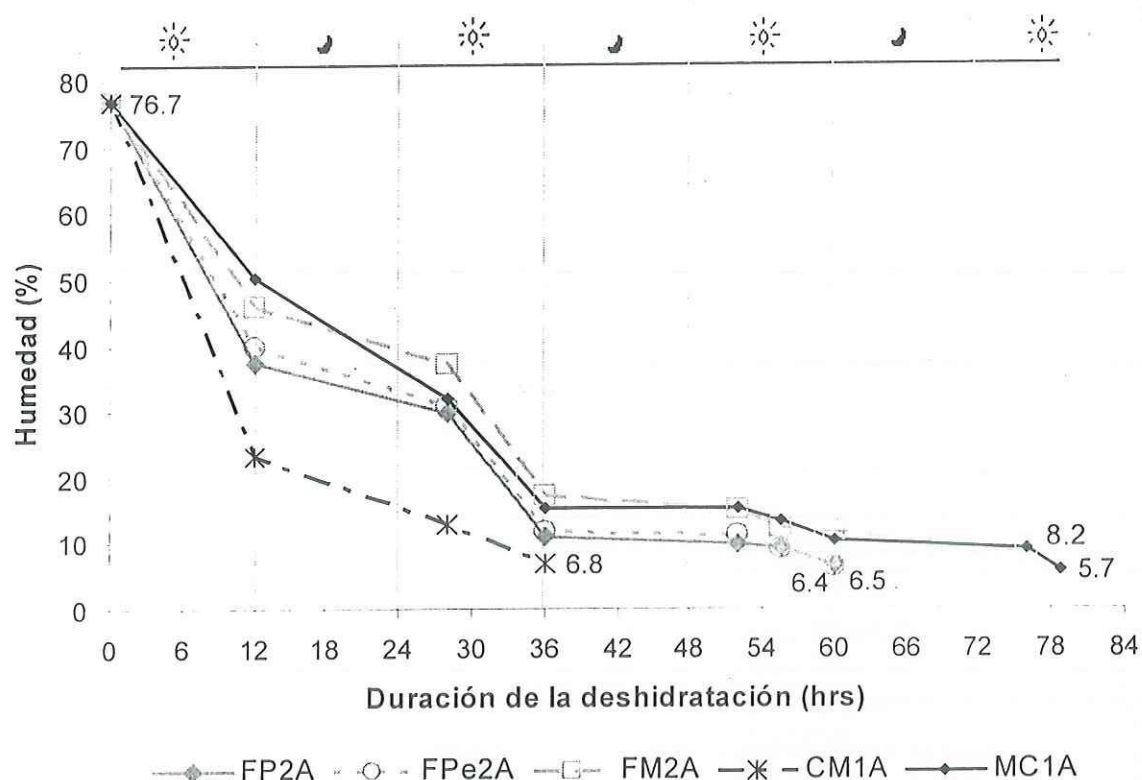


Figura 7. Humedad relativa de la cabeza de camarón correspondiente a cada técnica de deshidratación en la granja VIZSOMAR, San Felipe, B.C. durante los experimentos 1 del 11 al 14 de agosto de 2006. Periodo de insulación de las 0700 a las 1900 h.

El grosor de apilamiento del material incidió en la deshidratación, con los grosores de 2 cm se perdió más humedad con respecto a los de 4 cm. En

cuanto a la acción de revolver el material una o dos veces por día no tuvo efecto sobre la deshidratación. Entre las condiciones previas a la deshidratación hubo diferencias en las características del material, como la concentración de la humedad final (Fresco>Cocido>Macerado), el tiempo de deshidratación (Macerado>Fresco>Cocido), la coloración (Macerado>Fresco>Cocido; Figura 6) y la incidencia de insectos (Fresco>Cocido>Macerado). Dentro de los tipos de deshidratación de la CC fresca las variantes de piso y piso-pendiente no difirieron en el tiempo de deshidratación ni en las características de sus curvas de humedad. El tiempo de deshidratación y las curvas de humedad difirieron entre el tipo de malla con respecto al tipo de piso y piso-pendiente (Piso=Piso-pendiente<Malla).

Se realizaron análisis de proteína cruda (pc) y cenizas totales (ct) a tres de las HCC. En FP se encontró 46.5% de pc y 20.5% de ct, mientras que para CM y MC tuvieron 46.6% y 46.5% de pc y 18.7% y 18.2% de ct respectivamente. Solo se analizaron estas tres HCC debido a que presentaban características físicas y curvas de humedad similares a alguna de las otras técnicas de deshidratación en cada uno de los casos.

En base a los resultados obtenidos de las curvas de humedad, las observaciones tomadas en campo sobre los parámetros de cada técnica de deshidratación y a los resultados obtenidos de pc y ct, se tomó la decisión de aplicar tres condiciones de material (fresco, cocido y macerado) y utilizar tres

tipos de deshidratación (sol en piso, sol en malla y cajas de secado por flujo de aire), con grosores de material no mayores a 2 cm y revolviendo el material dos veces por día. Las siete HCC se presentan en la Tabla 2.

Tabla 2. Humedad final de las cabezas de camarón en función del tiempo, condición del material y los tipos de deshidratación en granja VIZSOMAR, San Felipe, B.C., del 29 octubre al 4 de noviembre de 2006.

Técnicas de deshidratación		Clave (CI)	Tiempo de deshidratación (h)		Humedad final (%)
Condición del material	Tipos de deshidratación		Total	al sol	
Fresco	al sol en piso	FP	92	44	10.2
Fresco	al sol en malla	FM	92	44	9.8
Fresco	en secador en malla	FS	~55	29	7.3
Cocido	al sol en piso	CP	~55	29	12.7
Cocido	al sol en malla	CM	~55	29	12.8
Cocido	en secador en malla	CS	~44	18	8.6
Macerado	en secador en charola	MS	76	35*	8.5

* Horas de funcionamiento del secador de aire.

6.1.2. Experimento 2: Técnicas de deshidratación de la cabeza de camarón.

Durante el tratamiento aplicado a las CC para obtener las tres diferentes condiciones del material, este sufrió un cambio en color, pasando del color gris claro a un color anaranjado rosado cuando se cocía (Figura 8a) y del gris claro a un color rojo - anaranjado oscuro cuando el material se maceraba (Figura 8b). La cabeza de camarón (CC) fresca en el transcurso del deshidratado fue obteniendo un color anaranjado oscuro hasta tornarse con manchas negruscas, principalmente, cercanas a los ojos y a el hepatopáncreas (Figura 8c). Todas

las CC en los diferentes procesos de deshidratación se fueron oscureciendo y opacando en el transcurso de la deshidratación.

La incidencia de insectos, como moscas, hormigas, escarabajos fue muy poca en el transcurso del día. Principalmente entre las 1000 a 1200 hrs y las 1600 a 1730 hrs la presencia de insectos fue casi nula. Las CC maceradas tuvieron aún menor atracción para los insectos con respecto a las CC frescas y cocidas.

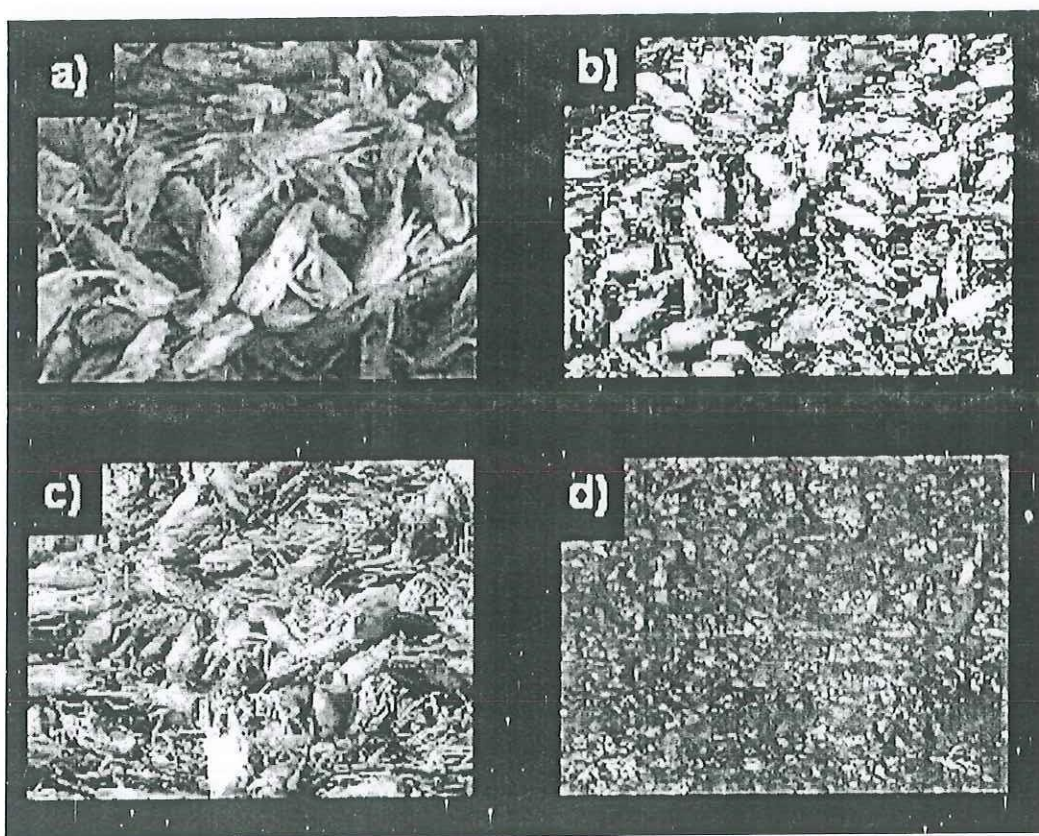


Figura 8. a) CC fresca; b) color de la CC fresca durante la deshidratación; c) color de la CC cocida durante la deshidratación; d) color de la CC recién macerada.

En la Figura 9 se presentan los valores de la temperatura ambiental promedio (TA), el porcentaje promedio de humedad relativa ambiental (HRA) y la intensidad del viento promedio (IV). Durante el período de deshidratación la TA fue de 23.6 ± 4.8 °C, la HRA fue de 59.2 ± 11.7 % y IV correspondió a ventolina (1.5 ± 1.2), según la escala de la intensidad de viento de Beaufor (1805) modificada por Simpson (1906) (Tomado de Pichardo, 2004). La TA se mantuvo los primeros tres días oscilando entre los 21 y los 23 °C, elevándose hasta los 28 °C en el último día. La HRA presentó una disminución constante del tercer al quinto día (45%). La TA y la HRA mostraron valores inversamente proporcionales, siendo que cuando la TA era baja los porcentajes de la HRA eran altos y viceversa. La IV tuvo un comportamiento similar a la TA con la HRS (Figura 9).

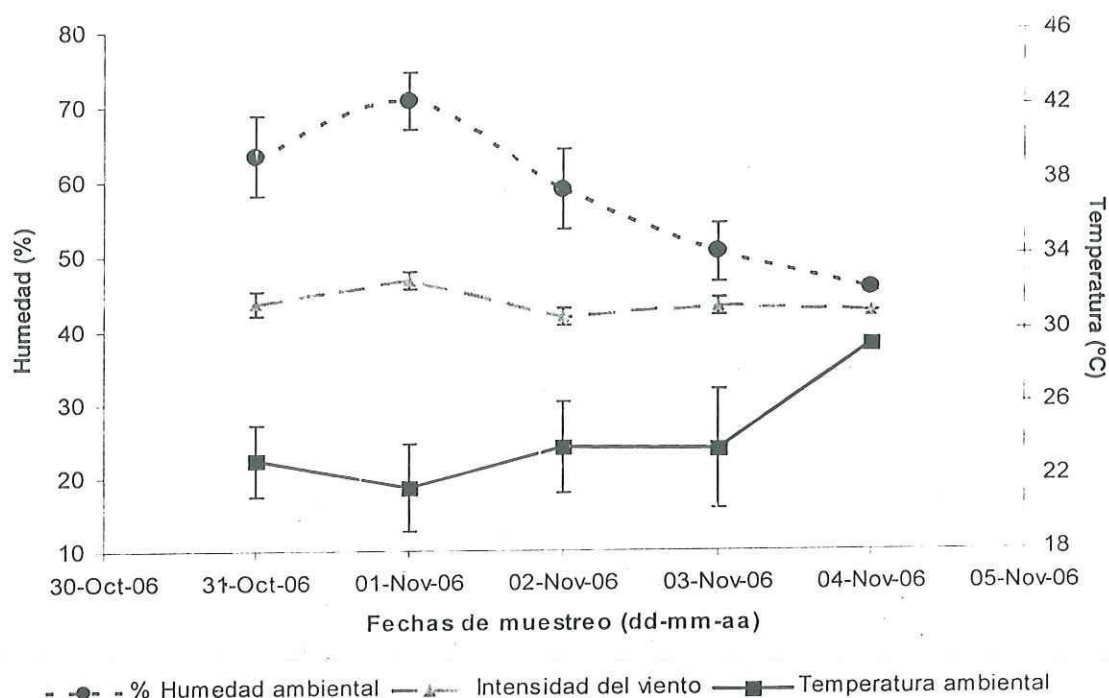


Figura 9. Valores promedio diarios de humedad relativa, temperatura ambiental e intensidad del viento durante el periodo de deshidratación de las CC en la granja camaronícola VIZSOMAR, San Felipe, B.C. Los números en la línea de viento indican la intensidad de éste².

La humedad de las CC al inicio de la deshidratación fue de 75.8% disminuyendo hasta el $10 \pm 2.1\%$ en un periodo de cuatro días aprox. (92 hrs.), siendo que para cada tratamiento el tiempo efectivo del periodo y la humedad final vario debido a las características particulares de cada condición del material y al tipo de deshidratado (Tabla 2).

² El valor asignado a la intensidad del viento estuvo basada en la modificación de George Simpson (1906) a la escala de Beaufort de la fuerza de los vientos (1805). La Escala de Beaufort es una medida empírica creada en 1805 por Sir Francis Beaufort para la intensidad del viento, basada principalmente en el estado del mar, de sus olas y la fuerza del viento (Tomado de Pichardo, 2004).

La humedad en las CC según su técnica de deshidratación en el transcurso del tiempo estuvo ligada directamente con la HRA (Figura 10), aumentando en las primeras horas de la mañana, cuando la TA era la más baja y la HRA la más alta del periodo de insolación diario. A pesar de ello el material continuó deshidratándose en el tiempo.

Las técnicas de deshidratación que se encontraban sobre el piso y sobre malla tuvieron las mismas temperaturas internas, independientemente de la condición del material o el tipo de deshidratación. Se dio el caso similar para las CC frescas y cocidas dentro del secador de flujo de aire (Figura 11). Las temperaturas dentro de los procesos de deshidratación (T_p) fueron mayores a las TA. Las T_p en piso y malla estuvieron 8 °C aprox. por arriba de la TA. Para las CC maceradas dentro de secador su T_p fue de 27 °C aprox. por arriba de la TA, mientras que para las CC frescas y cocidas dentro del secador la T_p alcanzó hasta 30 °C por encima de la TA.

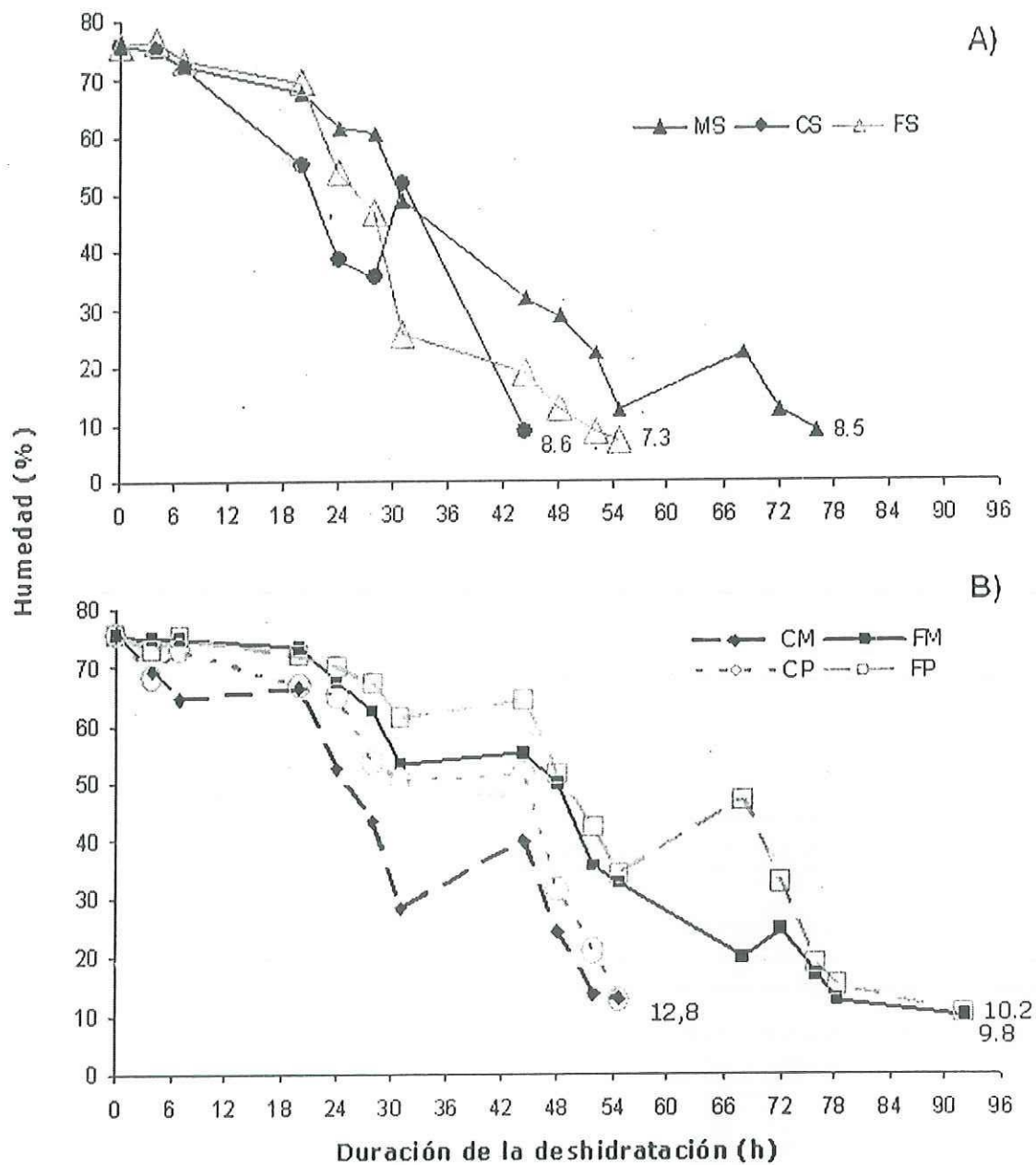


Figura 10. Humedad relativa de las CC durante el desarrollo de las técnicas de deshidratación en la granja camaronícola VIZSOMAR en San Felipe, B.C. del 29 de octubre a el 4 de noviembre del 2006. A) Deshidratación en secador de flujo de aire. B) Deshidratación bajo factores ambientales.

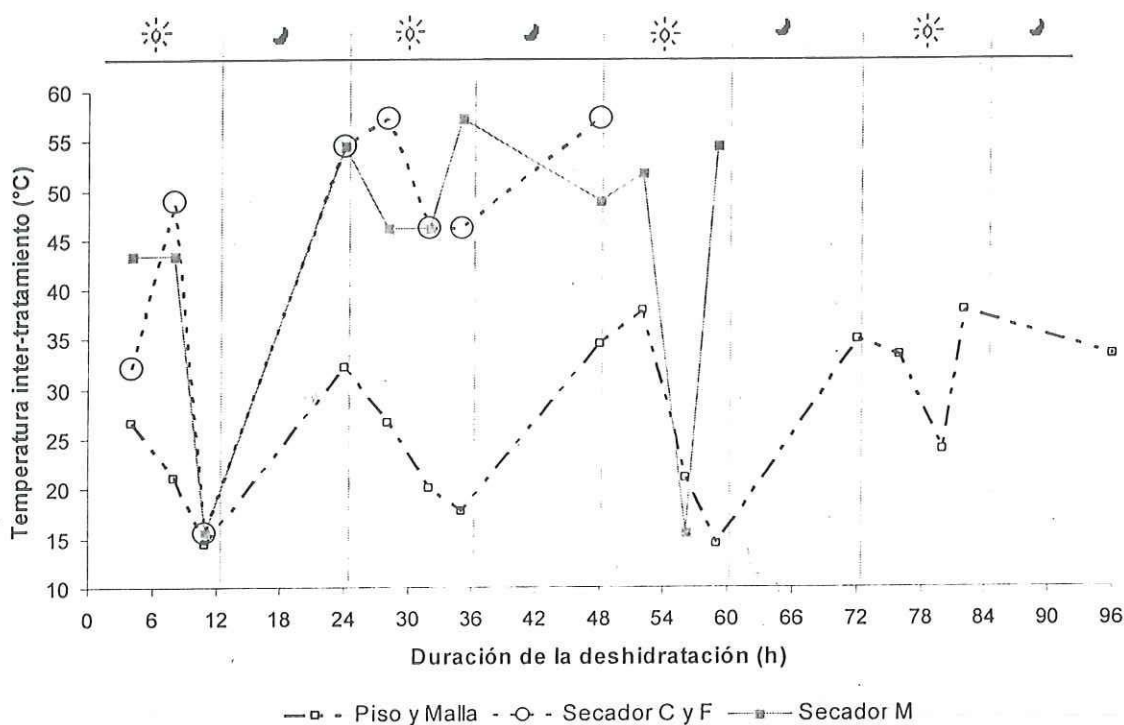


Figura 11. Temperatura interna de las CC durante el desarrollo de las técnicas de deshidratación y la TA durante el periodo de deshidratación en la granja camaronícola VIZSOMAR en San Felipe, B.C. del 29 de octubre a el 4 de noviembre del 2006. Periodo de insolación de las 0700 a las 1900 h.

6.1.2.1. Análisis proximal de las harinas de cabeza de camarón

La composición proximal de las siete HCC se presenta en la Tabla 3. La proteína cruda fluctuó entre el 50.7% y 55.7%, correspondiendo a los tratamientos MS y FS respectivamente. Los valores de los lípidos totales oscilaron entre 13.3% y 21.8% correspondientes a los tratamientos CM y MS, respectivamente.

Tabla 3. Comparación múltiple de medias, de la composición proximal de siete HCC, a partir de ANOVA de dos vías en función de dos condiciones de material en sus diferentes tipos de deshidratación (arriba), y de ANOVA de una vía en función del tipo de deshidratación en secador (abajo).

Cl	Humedad (%) ^{NA}	Cenizas (%)	Proteína (%)	Lípidos (%)	Fibra (%) ^{NA}	ELN (%) ^{NA}	Energía ^{NA} (kcal/Kg)
CM	12.8	18.4±0.3 ^a	55.4±1.7 ^a	13.3±1.6 ^a	5.0	7.9	4.57
CP	12.7	16.6±0.2 ^a	54.6±2.4 ^a	14.9±0.7 ^a	5.2	8.8	4.71
CS	8.6	18.7±0.1 ^a	55.6±1.3 ^a	14.6±0.1 ^a	5.0	6.1	4.64
FM	9.8	17.3±3.0 ^a	55.5±5.9 ^a	16.5±2.7 ^b	4.4	6.4	4.82
FP	10.2	18.2±0.9 ^a	54.1±1.5 ^a	18.7±3.3 ^b	3.8	5.4	4.91
FS	7.3	17.2±0.1 ^a	55.7±0.5 ^a	18.9±0.9 ^b	4.3	4.0	4.97

Los superíndices diferentes en las columnas de cenizas, proteínas y lípidos muestran diferencias estadísticamente significativas ($p < 0.05$). Análisis en el Anexo 2 Tabla 1 a 7.

CS	8.6	18.7±0.1 ^b	55.6±1.3 ^b	14.6±0.1 ^a	5.0	6.1	4.64
FS	7.3	17.2±0.1 ^a	55.7±0.5 ^b	18.9±0.9 ^b	4.3	4.0	4.97
MS	8.5	19.0±0.4 ^b	50.7±1.2 ^a	21.8±0.2 ^c	5.3	3.2	4.94

Los superíndices diferentes en las columnas de cenizas, proteína y lípidos muestran diferencias estadísticamente significativas ($p < 0.05$). Análisis en el Anexo 2 Tabla 8 a 14.

CM= cabeza de camarón (CC) cocida deshidratada en malla; CP= CC cocida deshidratada en piso; CS= CC cocida deshidratada en secador; FM= CC fresca deshidratada en malla; FP= CC fresca deshidratada en piso; FS= CC fresca deshidratada en secador; MS= CC macerada deshidratada en secador.

^{NA}= No se analizó estadísticamente

Los valores de cenizas, proteínas y lípidos resultaron ser normales y homocedásticos (Tabla 1 y 2 del Anexo 2). Posteriormente se compararon entre sí y dentro de sí las HCC FM, FP, FS, CM, CP y CS en función de sus procesos de deshidratación para proteína, lípidos y ceniza con análisis de varianzas (ANOVA) de dos vías (Tabla 3 a 7 del Anexo 2). De la misma manera para proteína, lípidos y cenizas de las HCC FS, CS y MS, se llevó a cabo un ANOVA de una vía (Tabla 8 a 14 del Anexo 2). En los resultados de los ANOVA de dos

vías (Tabla 3 arriba) no existieron diferencias significativas ($P>0.05$) entre los tipos de deshidratación (sol en malla, sol en piso y secador) para proteína, lípidos y cenizas. Entre las condiciones del material cocida y fresca solo los lípidos presentaron diferencias significativas ($P=0.015$). En los ANOVA de una vía para el tipo de deshidratación de secador (Tabla 3 abajo) existió diferencia significativa ($P<0.05$) entre las condiciones de deshidratación con respecto a la proteína ($P=0.031$), lípidos ($P=0.02$) y cenizas ($P=0.007$).

6.2. Evaluación de HCC en juveniles de totoaba mediante sus parámetros productivos.

A partir de las diferencias y similitudes estadísticas mostradas en la Tabla 3 de las siete HCC, las harinas seleccionadas para su evaluación en las dietas experimentales de juveniles de totoaba, fueron la MS y la FP.

6.2.1. Dietas

La elaboración de las dietas experimentales tuvo como ingredientes proteicos principales a la harina de pescado y la HCC. Con base a los resultados obtenidos por Rodríguez Gomez (2003), Solórzano Salazar (2006) y López Acuña (2007) en diferentes investigaciones para los requerimientos nutricionales de la totoaba y a los análisis proximales de las HCC MS y FP, se

formularon cinco dietas experimentales (Tabla 4). Las dietas experimentales fueron isoprotéicas e isolipídicas, con diferentes niveles de sustitución de la proteína de la harina de pescado por la proteína de las HCC. Las dietas se identificaron como C (control), MS15 (sustitución protéica con 15% de MS), MS30 (sustitución protéica con 30% de MS), FP15 (sustitución protéica con 15% de FP) y FP30 (sustitución protéica con 30% de FP).

Tabla 4. Dietas experimentales para juveniles de totoaba con niveles de sustitución del 15 y 30% la H. de pescado por HCC.

Ingredientes (g / 100 g)	Control	MS15	MS30	FP15	FP30
Harina de pescado entero	64.85	55.12	45.40	55.12	45.40
Harina de soya	10.00	10.00	10.00	10.00	10.00
HCC Macerada		13.23	26.45		
HCC Fresca				12.06	24.1
Aceite de pescado	4.98	3.47	1.96	4.07	3.16
Celulosa	7.96	6.15	4.33	6.75	5.54
Gelatina	5.00	5.00	5.00	5.00	5.00
Almidón	1.10	0.92	0.75	0.89	0.69
Premezcla mineral	3.00	3.00	3.00	3.00	3.00
Premezcla de vitaminas	3.00	3.00	3.00	3.00	3.00
Benzoato de Na	0.10	0.10	0.10	0.10	0.10
Butilhidroxitolueno α -tocoferol	0.01	0.01	0.01	0.01	0.01
Energía (Kcal g ⁻¹)	4.6002	4.6000	4.6003	4.6002	4.6002
PD:PE (g/Mcal)	1.196	1.196	1.196	1.196	1.196

No hubo diferencias significativas ($P > 0.05$) entre los tratamientos para la proteína, lípidos y cenizas (Tabla 5). Los valores de lípidos se analizaron con un ANOVA de una vía (Tabla 16 del Anexo 3), mientras que para los valores de proteína y cenizas se llevaron a cabo pruebas no paramétricas de Kruskal-Wallis de una vía (Tablas 17 y 18 del Anexo 3).

Tabla 5. Composición proximal de las dietas experimentales para juveniles de totoaba con sustitución del 15 y 30 % de harina de pescado por HCC.

CI	Cenizas	Proteína	Lípidos	ELN+Fibra ^{NA}
Control	13.3 ± 0.0 ^a	55.9 ± 1.2 ^a	15.2 ± 0.6 ^a	15.6
MS15	13.4 ± 0.2 ^a	55.6 ± 0.2 ^a	15.1 ± 0.7 ^a	15.9
MS30	13.9 ± 0.1 ^a	55.4 ± 0.0 ^a	15.4 ± 0.2 ^a	15.4
FP15	13.5 ± 0.0 ^a	55.8 ± 1.8 ^a	15.6 ± 0.5 ^a	15.1
FP30	13.7 ± 0.2 ^a	55.8 ± 0.6 ^a	15.1 ± 1.0 ^a	15.4

Los superíndices diferentes en cada columna muestran diferencias estadísticamente significativas ($p < 0.05$). Análisis en el Anexo 3 Tabla 15 a 18.

^{NA} No se analizó estadísticamente.

6.2.2. Estabilidad del alimento

La pérdida de materia seca, de proteína y de lípidos de los "pellet" al estar en el agua en función del tiempo se presentan en las Figuras 12, 13 y 14, respectivamente. Existieron diferencias significativas entre los tratamientos ($P < 0.001$), el tiempo ($P < 0.001$) y su interacción (tiempo x tratamiento; $P < 0.001$) para la pérdida de la materia seca (Tabla 19 a 21 del Anexo 4). En FP15, FP30 y MS30 existió diferencias entre el tiempo de medición de pérdida de materia seca de los "pellet" ($P < 0.001$), aumentando la pérdida de la materia seca

conforme pasaron los "pellet" tiempo en el agua ($15' < 30' < 45' < 60'$; Figura 12). Para la dieta MS15 y la dieta Control no existió diferencias significativas entre los 15 minutos ($P=0.308$) y los 30 minutos ($P=0.624$) y entre los 45 minutos ($P=0.666$) y los 60 minutos ($P=0.322$); por su parte, el incremento de la pérdida de la materia seca aumento conforme aumento el tiempo de los "pellet" en el agua. En los cuatro tiempos de evaluación (15, 30, 45 y 60 min.) la dieta Control fue la que perdió menor cantidad de materia seca (del 0.5 al 3%), mientras que F30 (del 9 al 33.5%) y M30 (del 13 al 34.5%) fueron los que mayor cantidad de materia seca perdieron por lixiviación de los "pellet" en el agua; los tratamientos FP15 (del 4 al 30%) y MS15 (del 5 al 14%) presentaron valores intermedios de pérdida de materia seca a través del tiempo. Entre los tratamientos a los 15 minutos no se presentaron diferencias significativas en FP15 y MS15 ($P=0.791$), mientras que en el resto si ($P<0.001$). A los 30 minutos de exposición de los "pellet" en el agua no hubo diferencias estadística entre los tratamientos FP15 y MS15 ($P=0.089$) y entre FP30 y MS30 ($P=0.631$). A los 45 minutos no existió diferencia entre FP30 y MS30 ($P=0.999$). A los 60 minutos no se presentaron diferencias significativas ($P>0.05$) entre FP15, FP30 y MS30 de pérdida de la materia seca de los "pellet". Durante los primeros 15 minutos el de menor pérdida de materia seca fue la dieta Control (0.4 ± 0.2) y la de mayor pérdida fue MS30 ($13.0\pm0.6\%$). En los tiempos restantes la dieta control fue la de menor pérdida de materia seca, mientras que los de mayor pérdida correspondieron a FP30 y MS30.

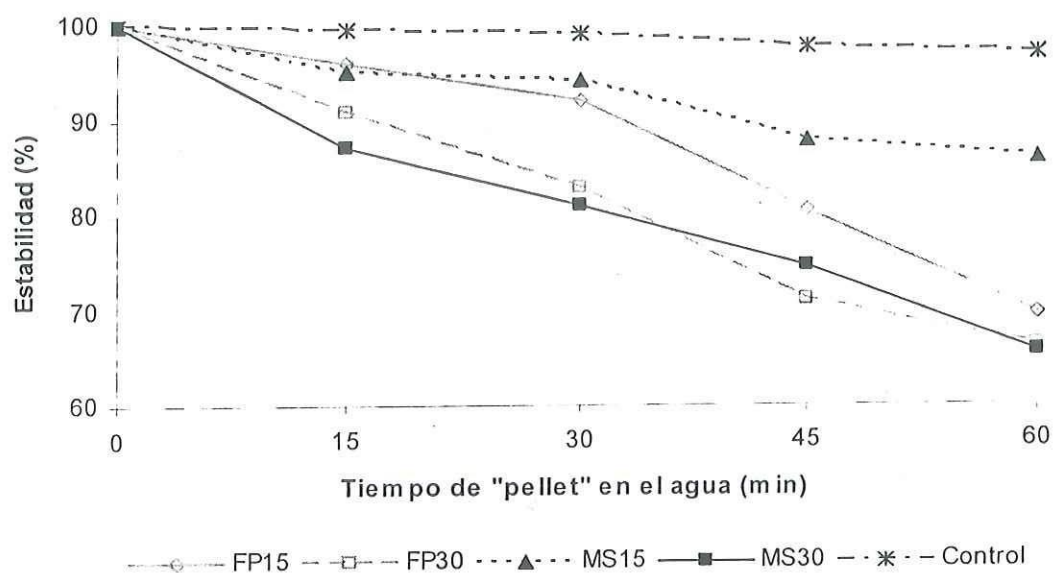


Figura 12. Pérdida de materia seca de los "pellet" de las dietas proporcionadas a juveniles de totoaba en función del tiempo al ser colocados en el agua.

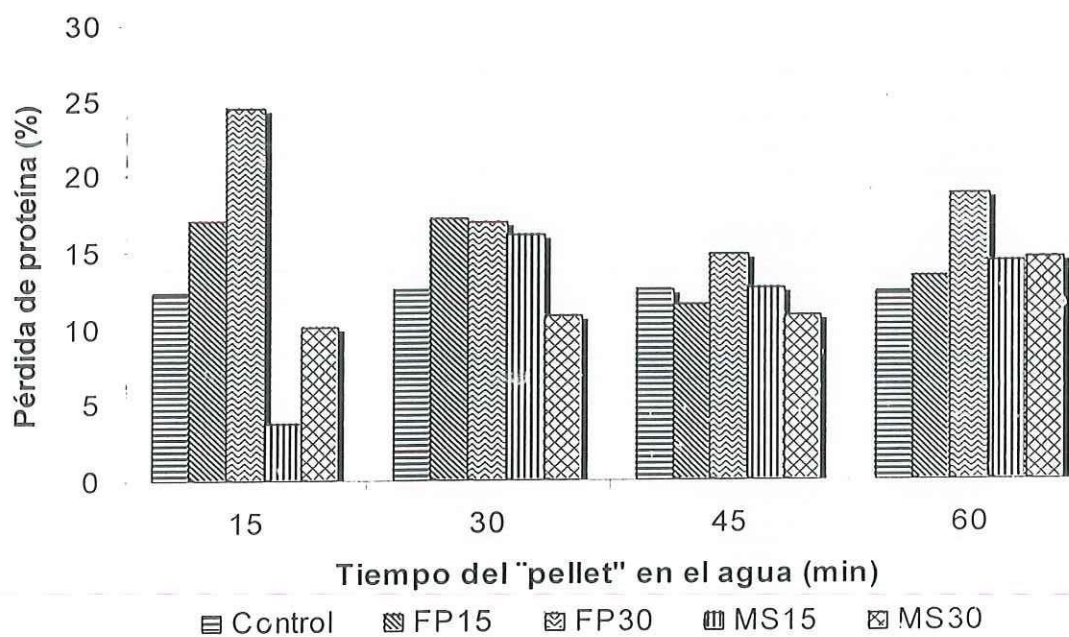


Figura 13. Pérdida de la proteína de los "pellet" de las dietas proporcionadas a juveniles de totoaba en función del tiempo al ser colocados en el agua.

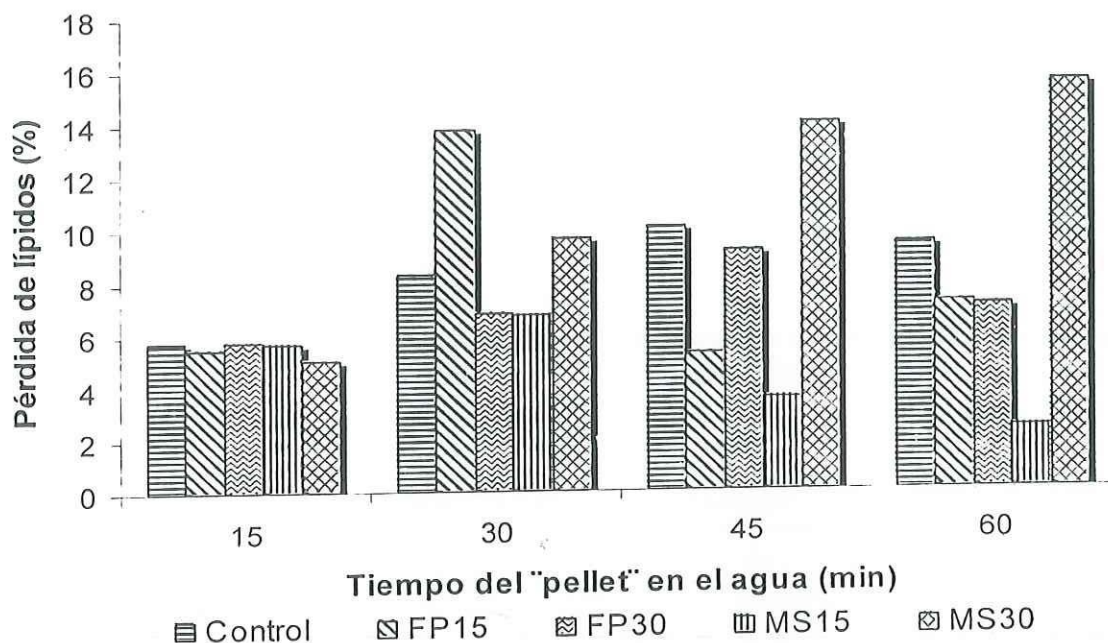


Figura 14. Pérdida de los lípidos de los "pellet" de las dietas proporcionadas a juveniles de totoaba en función del tiempo al ser colocados en el agua.

El porcentaje de flotabilidad de los "pellet" de las dietas experimentales a los dos minutos y medio oscilo de 2.5 a 22.7%. Correspondiendo los valores más bajos a las dietas Control (2.4%) y FP30 (2.6), y los más altos a FP15 (14.3%) y MS15 (22.7%). En los tratamientos a los 5 minutos en FP30; a los 10 minutos en FP15 y Control. A los 15 minutos en MS30 y a los 20 minutos en MS15 el porcentaje de flotabilidad llego a 0 (Figura 15).

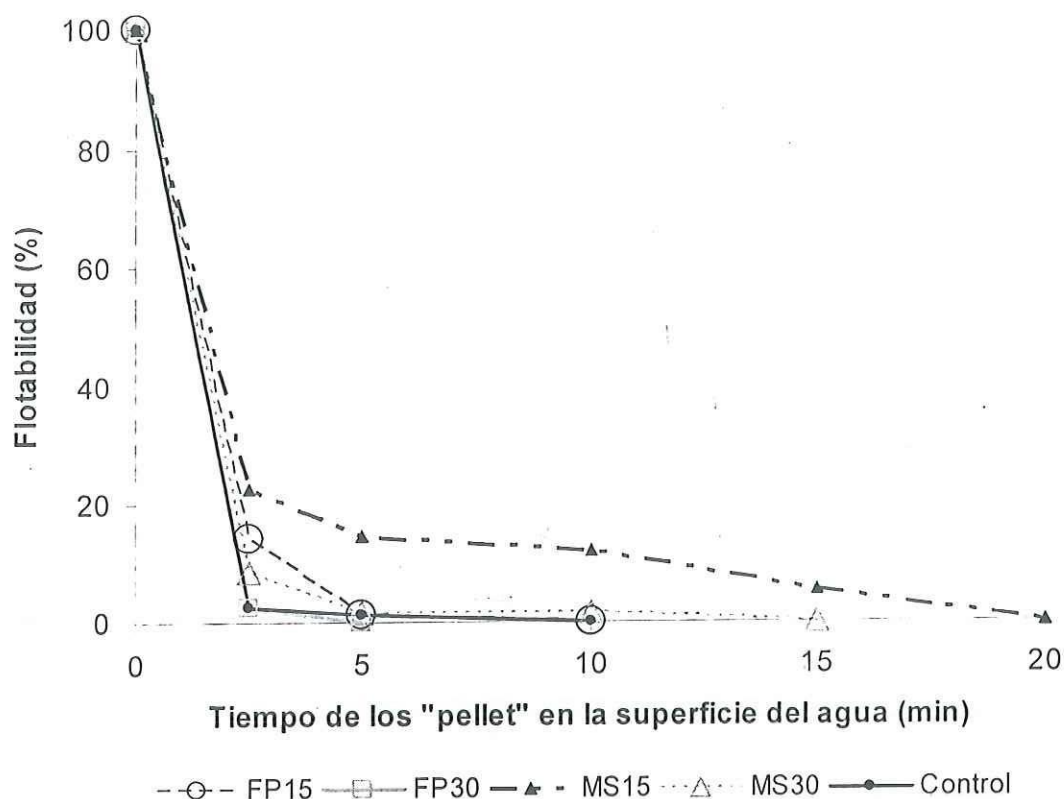


Figura 15. Flotabilidad de los "pellet" de las dietas proporcionadas a juveniles de en totoaba en función del tiempo.

6.2.3. Parámetros productivos

6.2.3.1. Supervivencia

La supervivencia de los organismos utilizados en la evaluación se presenta en la Tabla 6. Las totoabas alimentadas con las dieta FP15, FP30, MS30 tuvieron una supervivencia del 100%, mientras que las alimentadas con la dieta MS15 de $97.8 \pm 3.8\%$ y las de la dieta Control de $88.9 \pm 3.8\%$. Existió una

diferencia significativa ($P < 0.001$) entre los tratamientos FP15, FP30, MS15 y MS30 con respecto al tratamiento Control al presentarse una menor sobrevivencia en éste (Tabla 22 y 23 del Anexo 5).

6.2.3.2. Crecimiento

En los organismos no se presentaron diferencias significativas ($P > 0.05$) entre los tratamientos para las tallas y pesos iniciales (Tabla 6) que fueron de 13.6 ± 1.1 cm y 26.3 ± 4.7 g respectivamente (Tabla 24 y 31 del Anexo 5). Existieron diferencia significativas ($P < 0.001$) entre el tratamiento Control con respecto a los demás (FP15, FP30, MS15 y MS30) para talla final, tasa de crecimiento en talla, incremento en longitud, peso final, tasa de crecimiento en peso, incremento de peso y tasa de crecimiento específica (Tabla 6; Tabla 25 a 30 y 32 a 39 del Anexo 5). En todos los casos el tratamiento Control fue el de valores medios más bajos, mientras que el tratamiento MS30 el de los valores medios más altos; así mismo, los valores medios de los parámetros productivos antes mencionados, en los tratamientos que contienen cabeza de camarón fresca (FP15 y FP30) son más bajos que los que incluyen cabeza de camarón macerada (MS15 y MS30) en su formulación, aunque estadísticamente no se presentan diferencias ($P > 0.05$).

Las totoabas que presentaron una tendencia de crecimiento relativo superior por su talla y peso final fueron las alimentadas con la dieta MS30 con

16.2±0.3 cm y 46.0±1.7 g, seguido por MS15 (16.1±0.3 cm y 42.9±2.3 g), FP30 (15.8±0.3 cm y 40.2±3.6 g) y FP15 (15.7±0.1 cm y 40.1±2.5 g). La dieta Control (14.7±0.4 cm y 30.8±2.9 g) se ubicó siempre por debajo de los tratamientos que incluían cualquiera de las harinas de cabeza de camarón (Tabla 6).

Los datos finales de talla y peso corresponden con los porcentajes de incremento corporal en peso y talla, a la tasa de crecimiento bruto (peso y talla) y con la tasa de crecimiento específico de las totoabas (Tabla 6). Los organismos alimentados con la dieta MS30 tuvieron los valores más altos en sus tasas de crecimiento (4.8 ± 0.4 mm día⁻¹, 20.3 ± 1.9 % de la talla, 0.35 ± 0.03 g día⁻¹, 0.99 ± 0.06 % día⁻¹). Los organismos con el menor porcentaje en crecimiento fueron los alimentados con la dieta Control con 16.2% del peso y 5.7% de la talla. Para las totoabas alimentadas con las dietas FP15 y FP30, aunque no tuvieron una diferencia estadística ($P < 0.05$) entre ellas para los valores de incremento corporal, tasas de crecimiento bruto y tasa de crecimiento específico, se mostró que fueron mayores estos índices en los peces alimentados con la dieta FP15.

6.2.3.3. Consumo de Alimento, Tasa de Conversión Alimenticia e Índice Hepatosomático

En el tratamiento control para el consumo de alimento diario (CD) hubo diferencia significativa ($P < 0.001$) con respecto a los demás tratamientos, siendo este el que tuvo menor CD (0.26 ± 0.05 g pez⁻¹ día⁻¹) (Tabla 6). Existieron diferencias significativas ($P = 0.018$) en la tasa de conversión alimenticia (TCA) (Tabla 6), en donde los valores medios más altos los presentó el tratamiento Control con 4.2 ± 2.1 , mientras que los más bajos fueron de 1.6 ± 0.1 y 1.6 ± 0.1 de MS15 y MS30 respectivamente. En la Tasa de eficiencia alimenticia (TEA) y en la Tasa de eficiencia de la proteína (TEP) (Tabla 6) se presentaron diferencias significativas ($P = 0.002$ y $P = 0.002$ resp.), siendo diferentes los tratamientos FP15, MS15 y MS30 con respecto al Control, mientras que FP30 es igual a todos ellos (Tabla 43 a 50 del Anexo 5).

Los tratamientos FP15, MS15 y MS30 tuvieron valores medios menores en su TCA y fueron más eficientes en la conversión del alimento y en la utilización de la proteína, mostrando el caso contrario el tratamiento Control.

El índice hepatosomático (Tabla 6) al final del experimento no presentó diferencias estadísticas ($P = 0.052$) entre los tratamientos (Tabla 42 del Anexo 5), pero disminuyó de 2.2 ± 0.8 al inicio del experimento a 1.3 ± 0.0 al final de éste.

6.2.3.4. Digestibilidad

Los coeficientes de la digestibilidad aparente (CDA) de las totoabas en función de las dietas y sus componentes de proteína (CDAP) y lípidos (CDAL), se reportan en la Tabla 6. La CDA de los peces fue diferente entre los tratamientos ($P<0.001$) (Tabla 51 y 52 del Anexo 5). El mayor CDA se obtuvo en los organismos alimentados con las dietas MS30 ($66.2\pm1.3\%$) y FP15 ($64.9\pm0.3\%$), seguido por el tratamiento MS15 ($63.8\pm1.7\%$) y el FP30 ($58.5\pm1.6\%$); el valor más bajo lo obtuvo el tratamiento Control ($44.3\pm4.6\%$), al igual que para la CDAP ($74.1\pm1.9\%$) y la CDAL ($58.5\pm2.8\%$). En la CDAP de las totoabas en función de las dietas existió diferencia significativa ($P<0.001$), el mayor fue obtenido por los organismos alimentados con MS30 ($86.5\pm0.5\%$), seguido en orden descendente por MS15 ($84.3\pm0.7\%$), FP15 ($83.5\pm0.5\%$) y FP30 ($83.1\pm0.6\%$) (Tabla 53 y 54 del Anexo 5). El CDAL en los organismos mostró diferencias significativas ($P<0.001$) entre los tratamientos (Tabla 55 y 56 del Anexo 5), siendo el tratamiento FP30 ($60.5\pm2.0\%$) junto con el Control los de valores más bajos, seguidos por FP15 ($65.1\pm0.9\%$) y MS15 ($67.2\pm2.0\%$). Las totoabas que aprovecharon más los lípidos de la dieta fueron las alimentadas con MS30 ($72.3\pm1.1\%$).

Tabla 6. Parámetros productivos de los cinco tratamientos evaluados en juveniles de Totoaba (*Totoaba macdonaldi* Gilbert, 1980) durante 57 días.

	Control	MS15	MS30	FP15	FP30
Peces					
Sobrevivencia (%)	88.89±3.85 ^a	97.78±3.85 ^b	100±0.00 ^b	100±0.00 ^b	100±0.00 ^b
Longitud inicial (cm)	13.93±0.30 ^a	13.65±0.08 ^a	13.49±0.17 ^a	13.50±0.07 ^a	13.62±0.12 ^a
Longitud final (cm)	14.72±0.36 ^a	16.10±0.28 ^b	16.23±0.26 ^b	15.74±0.13 ^b	15.80±0.24 ^b
Tasa de crecimiento en talla (mm día ⁻¹)	1.38±1.03 ^a	4.31±0.40 ^b	4.81±0.44 ^b	3.92±0.15 ^b	3.82±0.55 ^b
Incremento en talla (%)	5.69±4.35 ^a	17.99±1.64 ^b	20.32±1.93 ^b	16.55±0.60 ^b	16.00±2.43 ^b
Peso inicial (g pez ⁻¹)	26.50±0.42 ^a	26.25±0.41 ^a	26.20±0.16 ^a	26.18±0.10 ^a	26.26±0.30 ^a
Peso final (g pez ⁻¹)	30.81±2.92 ^a	42.86±2.27 ^b	46.02±1.74 ^b	40.14±2.50 ^b	40.24±3.65 ^b
Peso ganado (g pez ⁻¹)	4.32±2.58 ^a	16.60±1.86 ^b	19.82±1.64 ^b	13.96±2.59 ^b	13.98±3.55 ^b
Tasa de crecimiento en peso (g día ⁻¹)	0.08±0.05 ^a	0.29±0.03 ^b	0.35±0.03 ^b	0.24±0.05 ^b	0.25±0.06 ^b
Tasa de crecimiento específica (% día ⁻¹)	0.26±0.14 ^a	0.86±0.06 ^b	0.99±0.06 ^b	0.75±0.12 ^b	0.74±0.16 ^b
Consumo total (g pez ⁻¹)	14.85±2.71 ^a	26.54±2.33 ^b	31.83±1.81 ^b	27.41±0.86 ^b	28.96±3.30 ^b
Tasa de conversión alimenticia (TCA)	4.21±2.10 ^b	1.60±0.10 ^a	1.61±0.13 ^a	2.00±0.32 ^b	2.14±0.38 ^b
Tasa de eficiencia alimenticia (TEA)	0.28±0.12 ^a	0.63±0.04 ^b	0.62±0.05 ^b	0.51±0.08 ^b	0.48±0.08 ^{ab}
Tasa de eficiencia protéica (TEP)	0.50±0.22 ^a	1.13±0.07 ^b	1.12±0.09 ^b	0.91±0.14 ^b	0.86±0.14 ^{ab}
Índice hepatosomático inicial (IHS)	2.21±0.82	2.21±0.82	2.21±0.82	2.21±0.82	2.21±0.82
Índice hepatosomático final (IHS)	1.31±0.03 ^a	1.27±0.06 ^a	1.37±0.18 ^a	1.26±0.04 ^a	1.23±0.11 ^a
Digestibilidad (CDA %)					
Alimento proporcionado	44.28±4.58 ^a	63.75±1.66 ^{bc}	66.18±1.28 ^c	64.90±0.31 ^c	58.48±1.43 ^b
Proteína	74.12±1.95 ^a	84.30±0.69 ^c	86.51±0.53 ^d	83.52±0.54 ^{bc}	83.09±0.56 ^b
Lípidos	58.51±2.79 ^a	67.22±1.99 ^b	72.29±1.10 ^c	65.11±0.89 ^b	60.46±1.97 ^a

Los superíndices diferentes por renglón muestran diferencias significativas ($p < 0.05$). Análisis en el Anexo 5 Tabla 22 a 56.

Tasa de Crecimiento Específico (TCE): $(\ln(\text{Peso final}) - \ln(\text{Peso inicial}) / \text{Tiempo del experimento}) \times 100$

Tasa de conversión alimenticia (TCA): $\text{Alimento consumido (g)} / \text{Incremento de peso húmedo}$

Tasa de Eficiencia Alimenticia (TEA): $\text{incremento en peso húmedo (g)} / \text{alimento consumido (g)}$

Tasa de Eficiencia de Proteína (TEP): $\text{Incremento en peso húmedo (g)} / \text{proteína consumida (g)}$

Coefficiente de Digestibilidad Aparente (CDA): $100 - ((\text{g de cenizas en la dieta} / \text{g de cenizas en las heces}) \times 100)$

CDA de la proteína (CDAP): $100 - ((\text{cenizas en la dieta} / \text{cenizas en las heces}) \times (\text{proteína en las heces} / \text{proteína en la dieta})) \times 100$

CDA de los lípidos (CDAL): $100 - ((\text{cenizas en la dieta} / \text{cenizas en las heces}) \times (\text{lípidos en las heces} / \text{lípidos en la dieta})) \times 100$

6.2.3.5. Composición corporal

Los resultados de los valores de proteína, lípidos y cenizas obtenidos del pez entero, músculo e hígado de los juveniles de totoaba alimentados con dietas experimentales sustituyendo el 0, 15 y 30% de harina de pescado por HCC se presentan en la Tabla 7.

Se encontraron diferencias significativas en la composición proximal de la cantidad de cenizas ($P < 0.001$), proteína ($P = 0.002$) y lípidos ($P < 0.001$) en la composición de los peces alimentados con los diferentes dietas experimentales (Tabla 69 a 74 del Anexo 6). En las cenizas el tratamiento MS15 fue el de mayor porcentaje con $19.6 \pm 0.2\%$ y fue diferente de los tratamientos Control ($18.2 \pm 0.0\%$), FP15 ($18.1 \pm 0.1\%$), FP30 ($18.5 \pm 0.4\%$) y MS30 ($17.9 \pm 0.1\%$), que fueron iguales estadísticamente; todos ellos a su vez fueron diferentes y superiores al contenido de cenizas iniciales en los peces que fue de $16.4 \pm 0.2\%$.

El contenido de proteína cruda de los peces entre los tratamientos evaluados al final del experimento no presentaron diferencias significativas ($P < 0.05$) entre ellos, sin embargo si existieron diferencias con el contenido de este nutriente al inicio del experimento entre de los organismos, superándolo por $3.2 \pm 0.5\%$ (Tabla 7).

El nivel menor de lípidos en los peces se presentó en los alimentados con la dieta FP15 ($7.2 \pm 0.1\%$), seguido por el Control ($8.1 \pm 0.0\%$), FP30 ($8.6 \pm 0.0\%$), MS30 ($8.9 \pm 0.9\%$) y MS15 ($9.3 \pm 0.5\%$). Estas dos últimas dietas no mostraron ser diferentes significativamente ($P < 0.05$) respecto a el porcentaje inicial ($10.3 \pm 0.2\%$).

La cantidad de cenizas en el músculo de los peces presentó diferencias significativas ($P < 0.001$) (Tabla 63 y 64 del Anexo 6), siendo la dieta control la de menor porcentaje ($5.3 \pm 0.2\%$) al final de la evaluación, seguido por MS30 ($6.2 \pm 0.1\%$), FP30 ($6.5 \pm 0.2\%$), MS15 ($6.6 \pm 0.0\%$) y FP15 ($6.6 \pm 0.3\%$), éstos cuatro tratamientos no fueron diferentes entre si ($P < 0.05$); a su vez, los resultados finales de los cinco tratamientos difirieron de la concentración inicial de cenizas ($4.28 \pm 0.1\%$) en el músculo.

Los valores de proteína en el músculo tuvieron diferencias significativas ($P < 0.001$), siendo diferentes todas las dietas entre si (Tabla 65 y 66 del Anexo 6). En todos los tratamientos hubo aumento en los niveles de proteína con respecto al porcentaje inicial ($74.7 \pm 0.6\%$), siendo el de mayor concentración el tratamiento Control con $86.6 \pm 0.1\%$ y el de menor MS30 con $82.0 \pm 0.2\%$.

La cantidad de lípidos en el músculo disminuyó con respecto al valor inicial ($5.4 \pm 0.7\%$) existiendo diferencia significativa ($P = 0.015$) entre los tratamientos (Tabla 67 y 68 del Anexo 6). La dieta MS30 fue la que perdió

menor cantidad de lípidos con $5.0 \pm 0.8\%$, seguido por los tratamientos MS15, FP15, control y FP30, con $4.9 \pm 0.4\%$, $4.7 \pm 0.4\%$, $3.7 \pm 0.4\%$ y $3.5 \pm 0.1\%$, respectivamente.

El contenido de cenizas y proteínas en el hígado fue diferente ($P < 0.001$) entre las dietas evaluadas (Tabla 57 a 60 del Anexo 6), aumentando con respecto al contenido inicial ($2.9 \pm 0.1\%$ de cenizas; $32.0 \pm 0.7\%$ de proteína). El mayor porcentaje de cenizas determinado fue en FP30 ($5.9 \pm 0.0\%$) y el de menor aumento con respecto al inicial fue FP15 ($5.3 \pm 0.1\%$). Los valores de proteína mayores correspondieron a el Control y a MS15, con $59.5 \pm 0.5\%$ y $59.5 \pm 0.5\%$, seguidos por MS30 ($55.3 \pm 0.6\%$), FP15 ($54.8 \pm 0.6\%$) y FP30 ($53.1 \pm 0.9\%$).

En nivel de lípidos en el hígado tuvo diferencias significativas ($P < 0.001$) entre el valor inicial y los valores finales de los tratamientos, siendo estos estadísticamente iguales (Tabla 61 y 62 del Anexo 6). La pérdida de lípidos en el hígado al final del experimento fue de $49.8 \pm 1.4\%$ respecto a $35.8 \pm 0.5\%$ de la concentración inicial. Los tratamientos que perdieron menor cantidad de lípidos en el hígado de los peces fueron FP15 con $19.5 \pm 2.5\%$ y MS30 con $19.4 \pm 0.0\%$.

Tabla 7. Comparación múltiple, a partir de una ANOVA de una vía, de la composición proximal del hígado, músculo y pez entero de juveniles de totoaba en función de cinco dietas experimentales.

	Inicial (%)	Control (%)	MS15 (%)	MS30 (%)	FP15 (%)	FP30 (%)
Hígado						
Humedad ^{NA}	68.09	78.72	78.37	77.25	76.76	77.35
Cenizas	2.93±0.07 ^a	5.63±0.22 ^{bc}	5.88±0.02 ^c	5.81±0.10 ^c	5.26±0.08 ^b	5.93±0.01 ^c
Proteína	31.98±0.68 ^a	59.49±0.52 ^c	59.48±0.52 ^c	55.28±0.64 ^b	54.75±0.61 ^b	53.05±0.94 ^b
Lípidos	35.82±0.46 ^b	17.04±0.59 ^a	16.95±0.00 ^a	19.44±0.01 ^a	19.51±2.46 ^a	16.94±0.07 ^a
ELN+Fibra ^{NA}	29.27	17.84	17.68	19.47	20.48	24.08
Músculo						
Humedad ^{NA}	70.25	79.82	79.76	79.27	79.52	79.40
Cenizas	4.28±0.1 ^a	5.26±0.20 ^b	6.61±0.03 ^c	6.20±0.08 ^c	6.57±0.33 ^c	6.44±0.17 ^c
Proteína	74.70±0.60 ^a	86.63±0.14 ^e	83.66±0.87 ^{bc}	82.01±0.20 ^b	85.74±0.31 ^{de}	84.43±0.33 ^{cd}
Lípidos	5.39±0.71 ^{bc}	3.68±0.39 ^a	4.95±0.41 ^{ab}	4.97±0.83 ^{ab}	4.69±0.37 ^{ab}	3.54±0.08 ^a
ELN+Fibra ^{NA}	15.63	4.43	4.78	6.82	3.00	5.60
Pez entero						
Humedad ^{NA}	73.85	75.42	77.57	77.33	78.23	77.43
Cenizas	16.41±0.28 ^a	18.16±0.04 ^b	19.69±0.22 ^c	17.85±0.13 ^b	18.07±0.09 ^b	18.50±0.36 ^b
Proteína	65.28±0.31 ^a	69.25±0.49 ^b	68.30±0.14 ^b	68.72±0.70 ^b	67.86±0.77 ^b	68.31±0.50 ^b
Lípidos	10.25±0.16 ^c	8.07±0.00 ^{ab}	9.26±0.47 ^{bc}	8.91±0.85 ^{bc}	7.17±0.13 ^a	8.56±0.00 ^b
ELN+Fibra ^{NA}	8.06	4.52	2.74	4.52	6.91	4.63

Los superíndices diferentes por renglón muestran diferencias significativas ($p < 0.05$). Análisis en el Anexo 6 Tabla 57 a 74.

^{NA} No se analizó estadísticamente.

7. Discusión

7.1. Evaluación de los parámetros físico-químicos de la cabeza de camarón bajo diferentes técnicas de deshidratación

7.1.1. Técnicas de deshidratación de la cabeza de camarón

Infofish (1991) menciona que la calidad de las harinas de camarón puede variar considerablemente dependiendo del método de procesamiento utilizado, el tipo y lugar de donde se obtiene el camarón, la especie de camarón y el tipo de mezcla del que se componga la harina (cabezas y/o colas). En el presente estudio la materia prima para todas las harinas provino del mismo lote de cabezas de camarón blanco *Penaeus vannamei* de la granja camaronícola VIZSOMAR, eliminando con esto la posibilidad de variación por causa del origen de la materia prima.

Se determinó que los grosores de apilamiento del material para deshidratación no presentaron problemas de descomposición o infestación de insectos cuando estas no superaron los 3 cm de altura. Esto se puede deber a la relación de la superficie expuesta a deshidratación y a la cantidad de material. Una superficie mayor y menos densa en material pierde más rápidamente una mayor cantidad de humedad, evitando una acumulación de la humedad en la parte más baja del apilamiento del material, y con ello un medio

de cultivo propicio para microorganismos e insectos. Algunos reportes indican que la pérdida del material por insectos, animales y agua puede ser superior del 30-40 % (Zhang, 2004).

La técnica de deshidratación de cabezas de camarón maceradas no presentó incidencia de insectos. Esto puede deberse principalmente a que en las CC maceradas pudo haber un cambio en el pH por la acción de las enzimas digestivas del hepatopáncreas en todo el material. Ante esto, Cruz (1996) menciona que el pH óptimo de las enzimas digestivas va de 5.5 a 9, así como Figueiredo *et al.* (2001) afirman que a pH ligeramente ácidos se tienen mayor actividad las enzimas proteolíticas, haciendo probablemente con ello poco atractivo el material para los insectos.

El tiempo de deshidratación y la humedad final de las CC en esta investigación están influenciados directamente por las condiciones del material y los tipos de deshidratación. La velocidad de la deshidratación depende de la resistencia con la que se adhiere el agua a la superficie del material y de la fuerza necesaria para desadherirla. Coinciden estos resultados con lo reportado por Zhang (2004) y Honorato *et al.* (2006) en sus estudios del secado de camarón y pescado, en los que mencionan que la deshidratación esta influenciada por el material a deshidratar (humedad), el aire utilizado para deshidratar (humedad, temperatura y velocidad) y por el ambiente en el que se lleva acabo la deshidratación (temperatura y humedad).

Así mismo, Zhang (2004) comenta que durante la deshidratación primero actúa directamente la evaporación del agua dentro del material, y Tello *et al.* (2003) mencionan que a mayor temperatura la capacidad de retención de agua por las proteínas, por adsorción, presentes en la muestra disminuye y se reduce el tiempo de secado. Tello *et al.* (2003), Tapaneyasin *et al.* (2004) y Honorato *et al.* (2006) coinciden también en que la cinética de remoción de la humedad esta influenciada por la velocidad del aire.

Las diferencias en el tiempo de deshidratación entre las técnicas de deshidratación con condiciones de material cocido y macerado puede explicarse con lo reportado por Honorato *et al.* (2006), que mencionan que durante la deshidratación ocurre una contracción de volumen del material en el interior, pero la estructura externa del cefalotórax, que es bastante rígida, se mantiene formando canales para la circulación del aire que facilitan la pérdida de agua. Y así mismo, durante la cocción, se dan cambios significativos en las propiedades físicas y termales del camarón, haciendo que la humedad del camarón descienda al menos en un 10 % por este proceso, y de igual forma hay una desnaturalización de las proteínas y con ello el material pierde la habilidad de adsorber agua (Erdogdu *et al.*, 1999).

Siendo entonces con ello, que el aire remueve la humedad más eficientemente al incrementarse la superficie de contacto y al aumentar su

dinámica de flujo dentro del material, intercambiando el aire caliente y con menor humedad por aire con menor temperatura y mayor humedad. En donde, las CC cocidas tuvieron una adherencia entre sus partículas por efecto de la cocción, creando con ello una estructura porosa definida que facilitó la evaporación de la humedad interna y el arrastre de la humedad por el flujo del aire. Mientras que las partículas de la CC maceradas se mezclaron formando una masa poco porosa sin estructura por el efecto de la molienda, aumentando su capacidad de adherencia de agua y dificultando los flujos de aire.

Con lo expuesto anteriormente se podría decir que las diferencias en la duración del tiempo de deshidratación entre las técnicas de deshidratación pueden deberse a la temperatura a la que se expuso el material y a los cambios físicos de cohesión durante los tratamientos previos del material.

7.1.2. Composición proximal de harinas de cabeza de camarón

Del contenido proximal de las HCC de este trabajo mostrado en la Tabla 3, a la proteína le corresponden valores del 50.7 a 55.7 %, a los lípidos de 14.7 a 21.8 %, las cenizas de 16.6 a 19 % y el ELN+fibra de 8.3 a 13.9 %, con un contenido de energía de 4.6 a 5 Kcal g⁻¹. Aunque algunos investigadores han establecido que la proteína cruda en las harinas de camarón dependen de las partes del camarón que las compongan (entero, desperdicios, cabeza, cola) (Campabadal y Celis, 1996; Hertrampf y Piedad-Pascual, 2000), y de su método

de procesamiento (Hertrampf y Piedad-Pascual, 2000), los valores obtenidos en la presente investigación se encuentran dentro del rango reportado por Campabadal y Celis (1996) para diferentes partes del camarón, que van del 49 al 74 %.

Así mismo, son similares al 53.5% de proteína reportado por Infofish (1991) y Meyers (1986) en la CC, mientras que para los valores de lípidos y cenizas fueron diferentes a lo mencionado por ellos en las CC (8.9% de grasa y 22.6% de cenizas). Los resultados de Ibrahim *et al.* (1999) y Honorato *et al.* (2006) también fueron diferentes ya que ellos obtuvieron contenidos de alrededor de 43% en proteína cruda, 5.6 % de grasa, 15.6 % de fibra cruda y hasta 33% de cenizas en la CC. En otras investigaciones también se reportan valores para la CC por debajo a lo obtenido en esta, con contenidos 42 a 46% de proteína y de 6.2 a 9.8% para lípidos (Fox et al., 1993; Hertrampf y Piedad-Pascual, 2000).

Los valores de proteína y lípidos en la HCC macerada pueden deberse a la condición del material, en la cuál, la CC fue triturada y se mezclaron todos sus componentes, entre ellos el hepatopáncreas. En la cutícula de los crustáceos la quitina esta asociada con sales inorgánicas, proteínas y lípidos, incluyendo pigmentos, y para obtener cualquiera de estos compuestos es necesario desmineralizar, desproteínizar, eliminar los lípidos o la quitina, cual sea el o los productos deseados (Shimahara y Takiguchi, 1988). Por lo anterior,

posiblemente las enzimas del hepatopáncreas al estar en contacto con todos los tejidos en una matriz acuosa pudieron continuar con su actividad, degradando los compuestos nitrogenados (proteínas) y la quitina, desdoblado la estructura del exoesqueleto y liberando la fracción lipídica ahí contenida.

En las CC frescas y maceradas se supone que la actividad enzimática del hepatopáncreas continuó y fue decreciendo paulatinamente en el transcurso de la deshidratación. Infofish (1991) menciona que la cocción en la cabeza de camarón inactiva las enzimas y desnaturaliza la proteína del material. Los bajos valores medios de lípidos en las CC cocidas pueden deberse también a la solubilización de estos en el agua caliente. Fox *et al.* (1993) en camarón tigre (*Penaeus monodon*), y Hertrampf y Piedad-Pascual (2000) reportan resultados similares a los valores de lípidos en las HCC presentes en ésta investigación.

7.2. Evaluación de HCC en los parámetros productivos de juveniles de totoaba

7.2.1. Estabilidad y flotabilidad del alimento

La manufactura del alimento debe asegurar que este sea lo suficientemente estable para no desintegrarse rápidamente en el agua (NRC, 1993; Jobling, 1994). La estabilidad del alimento en el agua es un factor importante en la elaboración de alimentos acuícola y es particularmente crítico para aquellas especies que consumen en el fondo (Campabadal y Celis, 1996),

como en la *Totoaba macdonaldi* (Ruíz, 1980; Barrera *et al.*, 1994; Cisneros-Mata *et al.*, 1995; True *et al.*, 1997).

A medida que aumentaba el tiempo de permanencia de los "pellet" en el agua en cada tratamiento se perdían una mayor cantidad de materia seca (de 0.5 a 33%). La menor pérdida de materia seca fue del tratamiento control y en general a los 10 minutos la totalidad de los "pellet" se encontraba sumergida. Esto puede deberse al tipo de HCC utilizada y al porcentaje de inclusión de la HCC, ya que fue el ingrediente que se varió dentro de la formulación de las dietas. Posiblemente las características físicas de las partículas de las HCC (tamaño y textura) aumentaron la porosidad y disminuyeron la capacidad de adhesión dentro del "pellet", reflejándose en su proceso de elaboración con bordes irregulares. Las anteriores razones pudieron favorecer la desintegración y hundimiento de los "pellet".

Coincidiendo esto con lo mencionado por Campabadal y Celis (1996) que manifiestan que la estabilidad de los "pellet" depende de los componentes de la dieta, del tamaño de partícula, el procesamiento del alimento, la utilización de los aglutinantes y el tipo de ingredientes utilizados. Así mismo, Fox *et al.* (1993) mencionan que las dietas que contienen HCC presentan una reducción en la estabilidad del "pellet" en el agua pero aumentan su palatabilidad comparadas con dietas basadas en harina de pescado. La desintegración del alimento y la pérdida de nutrientes, se debe al contacto con el agua y a la

manipulación por los animales. Una dieta poco estable incide en la pérdida de la calidad del agua y en una asimilación poco eficiente de las mismas (CICTUS, --; Cruz, 1996).

7.2.2. Consumo y sobrevivencia

Las totoabas alimentadas con la dieta control consumieron 0.26 g por pez por día, esto se reflejo en la disminución de 0.36 g promedio por pez durante el primer mes. En el segundo mes estos organismos se recuperaron en 4.3 g sobre el peso inicial. Posiblemente esto fue la causa del nivel de mortandad a 11.1% y la apariencia delgada del resto de los organismos en el tratamiento control al final del experimento.

De igual manera Storebakken y Austreng (1987) en el salmón del Atlántico (*Salmo salar* L.), alimentado desde 0.5 a 3.25 % de su peso corporal, tuvieron mortalidades entre los organismos mas pequeños. Mientras que Solórzano (2006) por su parte, reporta que en juveniles de totoaba, alimentados con 50% de proteína y 5200 cal gramo⁻¹, bastó un nivel de alimentación del 1% de su peso corporal para el mantenimiento de los organismos y con mortalidades del 3%.

En el consumo de alimento no influyeron los niveles de los nutrientes entre las diferentes dietas, ya que los rangos de cada nutriente eran similares.

Las variaciones en el consumo pudo deberse principalmente a los ingredientes empleados. El bajo consumo diario del tratamiento control pudo ser a que la dieta contiene aprox. 65% de harina de pescado, ningún tipo de harina de crustáceo y el mayor porcentaje de inclusión de aceite de pescado (Tabla 4).

Los resultados encontrados por Solórzano (2006), en 5 niveles de alimentación con una dieta comercial en juveniles de totoaba de 100 días de edad, menciona que la tasa de consumo fue de 0.43 a 1.24 g pez⁻¹ día⁻¹ para ingestas del 1 al 5 % del peso corporal del organismo, siendo similares sus valores mas bajos a los obtenidos en esta investigación. De igual manera Pérez-Zavaleta *et al.* (2004) reportan, en su estudio de sustitución de harina de pescado por hidrolizados de crustáceos, en los organismos un consumo mayor por las dietas que contenían el hidrolizado que las que solo contenían harina de pescado. Así mismo, otros investigadores mencionan que los alimentos con harinas de crustáceos en su formulación mejoran su atractabilidad para los organismo debido a los quimioattractantes que contienen (Campabadal y Celis, 1996; Cruz, 1996; Cira *et al.*, 2002). Pérez-Zavaleta *et al.* (2004) también mencionan que se ha demostrado que los quimioattractantes mejoran el consumo y favorecen el crecimiento.

La preferencia alimenticia y la ingesta en los organismos acuáticos constituyen un proceso selectivo gobernado por un complejo mecanismo de interacción producido entre la composición química del alimento y la

quimiosensibilidad del espécimen a ciertos componentes del alimento (Ramos *et al.*, 2001). Los juveniles de *T. macdonaldi* se alimentan en su ambiente natural con camarón, cangrejo, jaiba y algunas especies de peces (Ruíz, 1980; Román-Rodríguez, 1990; Barrera *et al.*, 1994; Cisneros-Mata *et al.*, 1994). Lo anterior sugiere la posibilidad de que los organismos de esta investigación alimentados con dietas que incluían HCC tuvieron un consumo mayor.

De igual manera Torres (2005) y Olsen *et al.* (2006) en sus estudios de curvina blanca (*Atractoscion nobilis*) y salmón (*Salmo salar*) respectivamente, mencionan que la gustosidad del alimento aumentaba con el nivel de inclusión de harina de krill, y a mayores porcentajes de inclusión se intensificaba la palatabilidad del alimento.

Los resultados de la tasa de conversión alimenticia (TCA), de la tasa de eficiencia alimenticia (TEA) y de la tasa de eficiencia de la proteína (TEP) (Tabla 6) indicaron una diferencia muy clara dentro de las dietas y los tipos de harina de cabeza de camarón empleados en su elaboración (HCC maceradas y HCC frescas). Los mejores valores de TCA, TEA y TEP fueron en las dietas que contenían HCC macerada, seguidas por las dietas con las HCC fresca.

Los valores de TEA y TEP en este estudio difieren a lo encontrado por Solórzano (2006) en juveniles de totoaba, que reporta la TEA entre 0.6 y 0.7, y para la TEP valores de 2.55 a 2.92, y únicamente los valores de las dietas con

HCC maceradas correspondieron a los valores inferiores de su TEA. De igual manera difieren con lo reportado por Van Ham *et al.* (2003), en juveniles de lenguado (*S. maximus*) alimentados con 52% de proteína, 15% de lípidos y 5255 cal g⁻¹, en donde obtuvieron 1.3 de la TEA. Y así mismo con los resultados de De Silva (1995), que menciona 1.5 de la TEA en trucha arcoiris. En peces carnívoros alimentados a saciedad y temperaturas constantes se han reportado niveles altos de TEA que van desde 2.65 a 3.45, como en la trucha arcoiris (Wurtsbaugh y Davis, 1977), en el bagre de canal (Li y Lovell, 1992), y en la carpa (Cui y Wootton, 1988), siendo todos estos resultados diferentes y superiores a lo encontrado en este estudio.

La TEA en los peces está influenciada por el valor biológico del alimento, la cantidad de nutrientes contenidos, los requerimientos de mantenimiento del organismo, entre otros (Brett y Groves, 1979). Tanto los mejores valores de TEA como los de TCA y TEP en las dietas que contenían HCC macerada pudieron deberse a la predigestión de las CC maceradas por enzimas del hepatopáncreas. Otra explicación podría ser que las HCC empleadas en las dietas influenciaron la respuesta positiva sobre los parámetros productivos a causa de su atractabilidad y preferencia dentro la dieta natural de la totoaba.

7.2.3. Digestibilidad

Las dietas que fueron mayormente consumidas presentaron la digestibilidad (CDA) mayor, posiblemente esto fue por los ingredientes utilizados en la elaboración de las dietas, en particular al tipo de HCC. Hubo una diferencia en los CDAP y CDAL entre los grupos de dietas que contenían HCC macerada, HCC fresca y la control (Tabla 6). La digestibilidad de los ingredientes que componen una dieta esta considerado como uno de los principales factores que afectan el crecimiento de los peces (De Silva *et al.*, 1996), por lo cual los CDA pueden indicar la calidad de los ingredientes de las dietas experimentales (Torres, 2005).

Nwanna (2003) en su estudio de dietas para *Clarias gariepinus*, no obtuvo una diferencia significativa en el CDA (78.7 a 80.5%) y en el CDAP (80.6 a 84.4%) al aumentar la sustitución de ensilados de cabeza de camarón por harina de pescado en la dieta, si encontró una disminución de los CDA al aumentar la sustitución, así como los valores mas altos de los CDA correspondían a los mayores consumos de alimento. Los valores de CDAP y la relación entre los CDA más altos con los mayores consumo son similares a lo encontrado en la presente investigación. De igual manera coinciden con lo mencionado por NRC (1981) sobre diferentes estudios en trucha arcoiris, en donde el CDAP se menciona dentro de un rango de 85 a 94% con dietas ricas en proteína. En algunos estudios se han encontrado resultados contrarios,

como Jobling (1994) en trucha café (*Salmo trutta*) y Torres (2005) en curvina blanca (*Atractoscion nobilis*), reportando que a mayor consumo disminuye la digestibilidad del alimento, debido a que entre mayor es la cantidad de alimento consumido los movimientos peristálticos aumentan y por lo tanto aumenta el paso del alimento a través el intestino (NRC, 1993). Posiblemente la velocidad del paso del alimento por el tracto digestivo de los organismos de esta investigación fue lo suficientemente adecuada para una buena asimilación de nutrientes y su consumo corresponde a la palatabilidad de las dietas.

Para el calculo de los CDAs se utilizó la técnica de marcadores en el alimento, determinándolos con la técnica de cenizas insolubles en ácido a través de la recolección de heces por succión, y aunque NRC (1981), Clark *et al.* (1992) y Jobling (1994) mencionan que puede haber sobreestimación de la digestibilidad debido al lavado de algunos componentes de los alimentos antes de su ingesta y de las heces antes de su colección, se minimizó este efecto al recolectarlas antes de 20 minutos después de terminada la alimentación.

7.2.4. Parámetros de crecimiento

Los parámetros de crecimiento considerados son: la tasa de crecimiento bruto (peso y talla), porcentaje de incremento en talla y peso y la tasa de crecimiento específica (TCE). Hubo diferencia estadísticamente significativa entre el tratamiento Control con respecto a los tratamientos F15, F30, M15 y

M30 (Tabla 6). En todos los casos el tratamiento Control tuvo los valores más bajos, posiblemente esto fue a causa de su bajo consumo. Los valores medios de los parámetros de crecimiento en las dietas que incluían HCC macerada fueron superiores a las que contenían HCC fresca. Esto pudo deberse a que los valores medios del TCA, la TEA, la TEP, los CDAP y CDAL son superiores en los tratamientos alimentados con las dietas que contienen HCC macerada.

Resultados similares se menciona en juveniles de rohu (*Labeo rohita*) y de dorada (*Sparus aurata*) en donde a más bajos TCA se observaban los mayores crecimientos (Satpathy *et al.*, 2003 y Lupatsch *et al.*, 2001). De igual manera, algunos estudios para varias especies de peces muestran que, al aumentar el consumo de alimento la TCE aumenta (Wurrrtsbaugh y Davis, 1977; Cui y Wootton, 1988; Xiao-Jun y Ruyung, 1992). Por otro lado Torres (2005), en juveniles de curvina blanca (*Atractoscion nobilis*), reporta que los organismos que tuvieron un mayor crecimiento no fueron los mas eficientes pero si presentaron el consumo mayor de alimento, coincidiendo con lo reportado en está investigación.

De igual forma los resultados de Solórzano (2006) fueron similares en juveniles de totoaba de 100 días de edad, en los cuales a los mayores crecimientos correspondían los mayores consumos, las mejores TEA y las más altas TCE. Siendo diferente lo reportado por Barrera *et al.* (1994), que mencionan que tanto en vida libre como en cautiverio, la tasa de crecimiento de

los juveniles es alta, ubicándose entre los 0.93 a 1.2 mm día⁻¹. Así mismo difieren Almeida-Paz *et al.* (1992) que reportan que las tasas de crecimiento de longitud y peso estimadas en juveniles de totoaba, alimentadas con camarón fresco con raciones del 3 al 4% de su peso total, son de 0.93 mm día⁻¹ y 9.32 g día⁻¹, respectivamente. La diferencia entre estos datos y los obtenidos en el presente estudio pueden deberse a el tipo de alimento consumido por los organismos, la edad de los peces, las condiciones de cultivo y los factores de manejo en cada investigación.

De la misma manera que Ozogul (2000) reporta que para trucha arcoiris (*Oncorhynchus mykiss*) el uso de productos de desechos de crustáceos es una buena alternativa de sustituto de harina de pescado, siempre que los aminoácidos necesarios sea cubiertos, los resultados obtenidos en los parámetros productivos de los juveniles de totoabas comprueban que la utilización de las HCC como fuentes de proteína son viables para el desarrollo de los organismos. Por otra parte Nwanna (2003), basado en los beneficios económicos y los índices de utilización de nutrientes, reporta en su estudio del pez gato africano (*Clarias gariepinus*), alimentado con dietas con 40 % de proteína, 14 % de lípidos, 26.5 de ELN y 4.5 % de fibra cruda, que la harinas de ensilado de cabeza de camarón pueden sustituir eficientemente hasta un 30 % la harina de pescado. De igual manera que este último autor en la presente investigación se encontró que la utilización de HCC en porcentajes de inclusión

del 30% de la proteína tuvieron los mejores parámetros productivos en dietas con porcentajes de proteína superiores al 50% y con niveles de 15% de lípidos.

Mientras que de la misma forma se han reportado buenos resultados dentro de los parámetros productivos de crustáceos al utilizar harinas de crustáceos en sustitución de la harina de pescado, como en el estudio de Fox *et al.* (1993) que reportan que en camarones tigre (*Panaeus monodon*), las dietas que contienen harinas de camarón producen una mayor respuesta en los parámetros productivos que las que contienen solo harina de pescado (54% de inclusión) como fuente protéica, siendo mejor su crecimiento individual, así como la tasa de conversión alimenticia y de producción. En el mismo sentido Civera *et al.* (1996), mencionan que en dietas para camarón, con sustitución de harina de pescado por harina de crustáceo (langostilla) en un 15%, se presentaba un incremento en la tasa de crecimiento de los organismos. Pudiendo llegar a una sustitución del 66% de la proteína aportada por la harina de pescado o de la pasta de soya por proteína de langostilla para maximizar el crecimiento de los organismos. Una respuesta parecida es reportada por Pérez-Zavaleta *et al.* (2004), que mencionan mejores consumos de alimento y parámetros de crecimientos en juveniles de langostas de quelas rojas (*Cherax quadricarinatus*) cuando se incluyen en dietas basadas en harinas de pescado, ingredientes provenientes de crustáceos.

Aunque de manera inversa a la presente y a las investigaciones antes descritas se han dado resultados en diferentes organismos terrestres cuando se hace sustitución de las harinas de pescado y/o soya por harinas de camarón a niveles parciales altos o totales, teniendo con ello un efecto negativo en los parámetros de crecimiento y en la salud de los animales. Por ejemplo en aves de postura (Gernat, 2000), en pollos de engorda (Oduguwa *et al.*, 2004) y en cerdos (Fanimó *et al.*, 2004). No así en todos los casos como en el trabajo de Carrasco *et al.* (2003) que mencionan que la inclusión de hasta un 25% de HCC en gallinas ponedoras sustituyen satisfactoriamente a la harina de soya sin causar efectos perjudiciales en los rendimientos productivos, e incluso aumentando la pigmentación de la yema del huevo.

7.2.5. Composición corporal

Los niveles de proteína, cenizas y humedad aumentaron del inicio al final del experimento en la composición química de los organismos enteros, mientras que, los valores de extracto libre de nitrógeno + fibra disminuyeron. La mayor cantidad de proteína se presentó en los organismos que tuvieron menor consumo de alimento (Control). Los valores más altos de lípidos en los peces se presentó en los tratamientos que tuvieron mayores crecimientos y de los mayores valores de proteína en el tejido del pez (Tabla 7). Posiblemente esto se explica con los niveles de energía contenidos en la dieta (4.6 Kcal g^{-1}) y la cantidad de alimento consumido.

Stirling (1976) y Durazo (1991) mencionan que existe una relación inversa entre el contenido de grasa y el contenido de humedad en los tejidos, lo cual corresponde a los valores reportados en este trabajo. De igual manera Shearer (1994) también menciona esto, además que los niveles de cenizas y proteínas en los organismos son determinados por el tamaño de los peces.

Los niveles de proteína y energía de las dietas ayudan al crecimiento y composición del cuerpo del pez (Lovell, 1988) y con niveles altos de proteína de calidad generalmente el resultado es un rápido crecimiento, especialmente en peces carnívoros (McGoogan y Gatlin, 1999). Los peces tienden a acumular mayores cantidades de grasa conforme crecen, de tal suerte que el porcentaje de lípidos del cuerpo usualmente es mayor en peces mayores que en peces pequeños de rápido crecimiento (Jobling, 1994). Por la razón anterior en esta investigación el aumento de las proteínas, cenizas y humedad en el transcurso del tiempo posiblemente fue porque estos forman parte las estructuras de los organismos (músculo, espinas, otros tejidos), mientras que la aparente disminución en los demás componentes (lípidos y ELN+fibra) pudo deberse al mismo crecimiento que sufren los organismos. Esto se acentuó en los organismos que ingerían la dieta control por su bajo consumo de alimento.

Mientras que resultados similares han sido encontrados por Grayton y Beamish (1977) y Storebakken y Austreng (1987) en la trucha arcoiris (S.

gairdneri), y Brett *et al.* (1969) en juveniles de salmón, al mencionar que los organismos enteros que tuvieron los mayores niveles de proteína eran aquellos que consumían más alimento. Solórzano (2006) reporta lo contrario en juveniles de totoabas, al mencionar que la mayor cantidad de proteína estaba en los organismos completos que tuvieron menor consumo de alimento.

La cantidad de proteínas, cenizas y humedad de la investigación para el músculo del pez aumentó del inicio hacia el final. Los lípidos en el músculo descendieron del inicio al final del experimento y presentaron un comportamiento inverso a la proteína en dicho tejido (Tabla 7). Los niveles más bajos de proteína los presentan los organismos de los tratamientos que tuvieron mayor crecimiento y consumo (MS15 y MS30), de igual manera, estos presentaron los valores más altos en lípidos.

Las proteínas componen principalmente las estructuras de los organismos y son el material orgánico más abundante en el tejido muscular del pez, ya que tiene del 65 al 75 % en peso seco como proteína. En algunas especies carnívoras durante su estadio juvenil temprano el contenido protéico en el músculo puede elevarse en peso seco hasta casi 90% (Wilson, 2002), debido a que el músculo blanco tiene una alta eficiencia en retener las proteínas en comparación con cualquier tipo de tejido (Evans, 1998). Coinciden con estos rangos los valores encontrados de proteína en el músculo de las totoabas y estos niveles, aunados a los de las cenizas y humedad puede deberse, como

ya se ha explicado a que estos forman parte de la estructura de los peces. La relación inversa entre la proteína y lípidos en el músculo en relación a los mayores crecimientos y consumos posiblemente es el reflejo del crecimiento de los organismos en otras estructuras.

Similares a este trabajo son los resultados reportados por Solórzano (2006) para los valores de proteína, que van de 85.8 a 88.5% en el músculo en juveniles de totoaba, mientras que Rodríguez (2003) de igual manera menciona, en el músculo de organismos capturados en el medio natural de seis meses de edad, valores de 81.5%. Así mismo para la curvina blanca se (*Atractoscion nobilis*) se han reportado niveles de proteína en el músculo que va de 85.5 a 87 % (Torres, 2005), y para el tambor rojo silvestre valores de 87.8% (Moon y Gatlin, 1994).

Rodríguez (2003) reporta un valor similar a este estudio con porcentaje de 3.7% de lípidos en el músculo de juveniles de totoaba silvestre de seis meses, alimentada principalmente con crustáceos (camarón), de la misma manera otros autores coinciden en sus estudios para especies silvestres de la familia *Sciaenidae* mencionan valores de 5% en *C. nobilis*, 5.3% en *C. nothus* (Castro *et al.*, 1995), y 5.3% en *S. aurata* (Grigorakis *et al.*, 2003) que se encuentran cercanos al rango aquí obtenido. Solórzano (2006) encontró valores superiores en juveniles de totoaba para los niveles de lípidos en el músculo que iban de 6.6 a 8.8% con una relación inversa a los niveles de proteína, así

mismo, reportó valores de 6.3% en cenizas y de 78.7% de humedad en el músculo dentro de niveles de alimentación del 1, 2 y 3% del peso corporal de la totoaba, que son muy similares a el presente estudio.

De igual forma las concentraciones de humedad en el músculo reportadas por Rodríguez (2003), en juveniles totoaba silvestre son de 78.7 %, muy semejantes a las reportadas en esta investigación, al igual que las obtenidas por Kisevetter (1973) y Castro *et al.* (1995) en *C. aerenarius* (76.6 %), *C. nobilis* (73.8 %), *C. nothus* (75.4 %), *Pseudosciaena polyaetis* (80.3 %), *Pseudosciaena crocea* (81.2 %), *Sciena schlegeli* (83.1 %) y *Sciena saturna* (76 %).

La composición química del hígado en los juveniles de totoaba siguió el mismo patrón que la composición química del pez entero y el músculo, posiblemente por la etapa de crecimiento de estos organismos y a los niveles de energía de las dietas proporcionadas. Las vísceras son el principal depósito de grasas en peces carnívoros y en el músculo solo se encuentran pequeños reservorios de lípidos (Rodríguez, 2003). En peces carnívoros cultivados como pez roca (*Sebastes schlegeli*), dorada (*Sparus aurata*) y bagre (*Ictalurus punctatus*), se reporta que las vísceras son el sitio con mayor acumulación de lípidos (Webster *et al.*, 1994; Ibeas *et al.*, 1997; Lee *et al.*, 2002).

Solórzano (2005) obtuvo resultados diferentes al encontrar en su estudio de alimentación en juveniles de totoaba valores de 25 a 35 % de lípidos, 45 % de proteína y de 4 a 5.5 % de cenizas en el hígado, este último se asemeja a los valores del presente trabajo. De igual manera Rodríguez (2003) reportó valores diferentes en juveniles de seis meses de totoaba silvestre siendo el porcentaje de lípidos de 29.9%, de las proteínas 47 %, de las cenizas 8.7 % y del contenido de humedad de 66.7 %.

Se puede afirmar que los organismos utilizados crecieron óptimamente al ser suplementados en su alimentación con harinas de cabeza de camarón, y que este crecimiento está influenciado directamente por el tipo y nivel de inclusión de la HCC en la dieta. El incremento de los niveles de proteína, humedad y cenizas en el hígado, músculo y pez entero indican el crecimiento observado en los juveniles de totoaba, y de igual manera el descenso de los niveles de lípidos y ELN+fibra la baja acumulación de energía por parte de estos organismos debido a la etapa de crecimiento en que se encontraban.

7.2.6. Índice hepatosomático

Los índices hepatosomáticos (IHS) disminuyeron en todos los tratamientos en comparación con el inicial, de 2.21 a 1.23-1.37. Estos resultados no representaron que los peces estuvieran enfermos, sino que pudo deberse a que no hubo acumulación de lípidos en el organismo, más si un buen

crecimiento y desarrollo, siendo con ello considerados organismos magros. Lo anterior posiblemente fue dado porque las dietas contenían niveles óptimos para el crecimiento de los organismos, más no existían nutrientes en exceso para su posible acumulación. Aunque Craing *et al.* (1999) reportan que un IHS entre 1.8 y 2.8 representa hígados sanos, Storebakken y Austreng (1987) mencionan que el tamaño del hígado esta asociado con la cantidad de nutrientes en el alimento y el balance entre ellos.

8. Conclusiones

Las condiciones del material (fresco, cocido, macerado) y los tipos de deshidratación (piso-sol, malla-sol, secador) incidieron en la humedad final y tiempo de deshidratación de las cabezas de camarón.

La composición proximal (proteínas, lípidos y cenizas) de las harinas de cabeza de camarón (HCC) no se alteró por el tipo de deshidratación aplicada, sin embargo, si hubo diferencias significativas debido a las condiciones del material.

Las HCC obtenidas bajo la condición de material macerada, con respecto a las condiciones fresca y cocida, registraron un menor porcentaje de proteína ($50.7 \pm 1.2\%$) y un mayor porcentaje de lípidos y cenizas ($21.8 \pm 0.2\%$ y $19 \pm 0.4\%$ resp.).

Los parámetros productivos (crecimiento, sobrevivencia, tasa de conversión alimenticia) de los juveniles de totoaba, así como los coeficientes de digestibilidad aparente de la materia seca, proteínas y lípidos del alimento, fueron superiores en las dietas que incluían HCC con respecto a la control.

Los alimentos con inclusión de HCC macerada, con respecto a los alimentos con HCC fresca, proporcionados a los juveniles de totoabas mejoraron sus parámetros productivos (diferencia del 3% de la talla, 16% del peso y 0.5 de la TCA) y los coeficientes de digestibilidad aparente de las dietas (diferencia del 3% del CDA, 2% del CDAP y 7% del CDAL).

Se obtuvieron mayores parámetros productivos en juveniles de totoabas y los coeficientes de digestibilidad aparente con las dietas en que se sustituyó el 30% de la proteína de la harina de pescado por HCC, respecto a las que tuvieron 15% de sustitución.

9. Literatura citada

- Acosta J. A., Arredondo R. E., Calderón. C. 1990. Memorias curso de titulación: Cultivo de camarón. Universidad Autónoma de Baja California, Facultad de Ciencias Marinas. Ensenada, Baja California, México. 257 pp.
- Almeida-Paz M., Morales-Abril G. y Román-Rodríguez M. 1992. Aspectos sobre aclimatación y crecimiento de juveniles de totoaba, *Totoaba macdonaldi* (Gilbert), (Pises: Sciaenidae), en condiciones de cautiverio. Ecológica, 2(1): 7-12.
- AOAC. 1995. Official Methods of Analysis of the Association of Analytical Chemist. 16th Edition. AOAC. Washington, DC. 1018 pp.
- Barrera G. J. C. 1990. The conservation of *Totoaba macdonaldi* (Gilbert), (Pises: Sciaenidae), in the Gulf of California, México. Journal of Fish Biology, 37(Supplement A): 201-202.
- Barrera G. J. C., Roman R. M. Y Licon G. H. 1994. Desarrollo de la biotecnología para el cultivo de la Totoaba. Secretaria de pesca, Subsecretaria de fomento y desarrollo pesqueros, Dirección general de acuacultura. México. 90 pp.
- Black M. M. and Schwartz H. M. 1950. The estimation of chitin and chitin nitrogen in crawfish waste and derived products. ____, 75: 185-189.

- Brett J. R. and Groves T. D. D. 1979. Physiological energetics. In: Hoar W. S., Randall D. J. and Brett J. R. Fish physiology, V. 8 Bioenergetics and growth. Academic Press. London, England.
- Campabadal C. y Celis A. 1996. Factores que afectan la calidad de los alimentos acuícolas. Avances en Nutrición Acuícola III. p. 523-540.
- Carranco M. E., Calvo C., Arellano L., Pérez-Gil F., Ávila E. y Fuentes B. 2003. Inclusión de la harina de cabeza de camarón *Penaeus sp.* En raciones para gallinas ponedoras, efecto sobre la concentración de pigmento rojo de yema y calidad de huevo. INCI, 28(6): 328-333.
- CICTUS. -----. El cultivo del camarón azul: *Penaeus stylirostris* Stimpson. Centro de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de la Universidad de Sonora. Sonora, México. p. 71-89.
- Cira. L. A., Huerta. S. y Shirai. K. 2002. Fermentación láctica de cabezas de camarón (*Penaeus sp*) en un reactor de fermentación sólida. Revista Mexicana de Ingeniería Química, 1(1-2): 45-48.
- Cisneros-Mata M., Montemayor-López G. and Roman Rodríguez. 1995. Life history and conservation of *Totoaba macdonaldi*. Conservation Biology, 9(4): 806-814.
- Civera C. R., Villareal H., Goytortúa E., Rocha S., Vega F., Nolasco H., Pastén J. y Camarillo T. 1996. Uso de la langostilla (*Pleuroncodes planipes*) como fuente de proteína en dietas experimentales para camarón. Avances en Nutrición Acuícola III, 325-344.

- Clark D. J., Lawreice A. L. and Swakon D. H. D. 1993. Apparent chitin digestibility in penaeid shrimp. Elsevier Science Publishers, 0044-8486/93: 51-57.
- Corona Vadillo. D. 2002. Obtención y caracterización químico microbiológico de ensilados de desechos de camarón. Tesis de Licenciatura (Licenciado en Biología), Facultad de biología, Universidad Autónoma de México. UNAM. 73 pp.
- Craig S. R., Washburn B. S. and Gatlin III D. M. 1999. Effects of dietary lipids on body composition and liver function in juvenile red drum (*Sciaenops ocellatus*). Journal of Fish Physiology and Biochemistry, 21(3): 249-255.
- Cruz S. L. E. 1996. Digestión en camarón y su relación con formulación y fabricación de alimentos balanceados. Avances de Nutrición Acuícola III, 207-232.
- Cui Y. and Wootton R. J. 1988. Bioenergetics of growth of cyprinid, *Phoxinus phoxinus* (L.): the effect of ration and temperatura on growth rate efficiency. Journal of Fish Biology, 33(5): 763-773.
- De Silva S. S. 1995. Fish nutrition in aquaculture. Chapman and Hall Editors. London, England. 319 pp.
- Díaz-Rojas E. I., Arguelles-Monal W. M., Higuera-Ciapara I., Hernández J., Lizardi-Mendoza J. and Goycoolea F. M. 2006. Determination of chitin and protein contents during the isolation of chitin from shrimp waste. Macromolecular Bioscience, 6: 340-347.

- Durazo B. 1991. Tecnologías de los productos pesqueros. Universidad Autónoma de Baja California. UABC. México. 132 pp.
- Erdogdu F., Balaban M. O. and Chau K. V. 1999. Mathematical model to predict yield loss of medium and large tiger shrimp (*Penaeus monodon*) during cooking. Journal of Food Process Engineering, 22: 383-394.
- Evans D. H. 1998. The physiology of fishes. Edit CRC. USA. 519 pp.
- Excel. 2004. Microsoft Excel software versión 11.2, Microsoft corporation.
- Ezquerro J. M. and García-Carreño F. L. 1999. Effect of feed diet on aminopeptidase activities from the hepatopáncreas of white shrimp (*Penaeus vannamei*). Journal of Food Biochemistry, 23: 59-74.
- Fanimó A. O., Oduguwa B. O., Oduguwa O. O., Ajasa O. Y. and Jegede O. 2004. Feeding value of shrimp meal for growing pigs. Archivos de Zootecnia, 53(201): 77-85.
- Felix Estrada, E. 2006. Granja Camaronicola VIZOMAR. Comunicado Personal. San Felipe, Baja California, México.
- Figueiredo M. S. R. B., Kricker J. A. and Anderson A. J. 2001. Digestive enzyme activities in the alimentary tract of redclaw crayfish, *Cherax quadricarinatus* (Decapoda: Parastacidae). Journal of Crustacean Biology, 21(2): 334-344.
- Fox C. J., Blow P., Brown J. H. y Watson I. 1994. The effect of various processing methods on the physical and biochemical properties of shrimp head meals and their utilization by juvenile *Penaeus monodon* Fab. Aquaculture, 122: 209-226.

- Folch J., Lees M. and Stanley G. H. S., 1957, A simple method for the isolation and purification of total lipids from animal tissues. *J. Biol. Chem.*, 226: 497-509.
- Gernat A. G. 2001. The effect of using different levels of shrimp meal in laying hen diets. *Poultry Science*, 80: 633-636.
- Grayton B. D. and Beamish F. W. H. 1977. Effects of feeding frequency on food intake, growth and body composition of rainbow trout (*Salmo gairdner*). *Aquaculture*, 11: 159-172.
- Gringorakis K., Taylor K. D. A. and Alexis M. N. 2003. Organoleptic and volatile aroma compounds comparison of wild and culture gilthead seabream (*Sparus aurata*): sensory differences and possible chemical basis. *Aquaculture*, 225: 109-119.
- Hertrampf J. W. and Piedad-Pascual F. 2000. Handbook on ingredients for aquaculture feeds. Ed. Kluwer Academia Publishers. Netherlands. p. 199-215, 365-371.
- Honorato G. C., Oliveira E. L., Alsina L. S. y Magalhaes M. M. 2006. Estudio del proceso cinético del secado de cefalotórax de camarón. Universidad. Fed. do Rio Grande do Norte, Depto. de Engenharia Química, Centro de Tecnología. Información tecnológica On-line ISSN 0718-0764.
- Ibeas C., Cejas J. R., Fores R., Badía P., Gómez T. and Hernández A. L. 1997. Influence of eicosapentaenoic to decosaheptaenoic acid ration (EPA/DHA) of dietary lipids on growth and fatty acid composition of

- gilthead seabream (*Sparus aurata*) juvenile. *Aquaculture*, 150: 91-102.
- Ibrahim, H. M., Salama. M. F. and El-Banna H. A. 1999. Shrimp's waste: Chemical composition, nutritional value and utilization. National Research Centre, Food Technology and Dairy Department. Cairo, Egypt. Journal Wiley InterScience.
- Ifofish. 1991. Technical Handbook 4: Shrimp waste utilization. USA. 20 pp.
- Jobling M. 1994. Fish bioenergetics. Chapman and Hall. Gran Bretaña. 309 pp.
- Lee S. M., Gi J. I. and Yun L. J. 2002. Effects of digestible protein and lipid level in practical diets on growth, protein utilization and body composition of juvenile rockfish (*Sebastes schlegell*). *Aquaculture*, 211: 227-239.
- Li M. and Lovell R. T. 1992. Growth, feed efficiency and body composition of second – and third – year channel catfish fed various concentrations of dietary protein to satiety in production ponds. *Aquaculture*, 103: 153-163.
- López Acuña, L. 2007. Requerimientos nutricionales de *Totoaba macdonaldi*. Comunicado Personal. Universidad Autónoma de Baja California. Baja California, México.
- Lovell R. T. 1998. Nutrition and feeding of fish. 2da ed. Kluwer Academic Publishers. USA. 267 pp.
- Lupatsch, G., Kissil W. M., Salan D. y Pfeffer E. 2001. Effects of varying dietary protein and energy supplí on growth, body composition and protein

- utilization in glithead seabream (*Sparus aurata* L.). Aquaculture Nutrition, 7(2): 71-80.
- Matlab. 2002. Matlab: The lenguaje of technical computing version 6.5. the Mathworks, Inc.
- McGoogan B. B. and Gatlin III D. M. 1999. Dietary manipulations effecting growth and nitrogenous waste production of red drum, *Sciaenops ocellatus*. I. Effects of dietary protein and energy levels. Aquaculture, 178: 333-348.
- Mendizábal A. F. 1994. Procesos de deshidratación y/o hidrólisis de los subproductos de origen animal. FAO. APELSA. En: Memorias de Taller Regional Instituto de Investigaciones Porcinas (IIP) y FAO. Instituto de Investigaciones Porcinas (IIP)-FAO. La Habana, Cuba.
- Meyers. S. P. 1986. Utilisation of shrimp processing waste. Infofish Marketing Digest, No. 4(86): 18-19.
- Montaño-Vargas J., Shimada A., Vásquez C. and Viana M. T. 2002. Methods of measuring feed digestibility in green abalone (*Haliotis fulgens*). Aquaculture, 213: 339-346.
- Moon H. Y. L. and Gatlin III D. M. 1994. Effects of dietary animal proteins on growth and body composition of red drum (*Sciaenops ocellatus*). Aquaculture, 120: 327-340.
- National Research Council. 1981. Nutrient requirements of domestic animals. Nutrient requirements of coldwater fishes. National Academy Press. Washington, D. C. USA. p. 7-13.

- National Research council. 1993. Nutrient requirements of fish. National Academy Press. Washington, D. C. USA. 114 pp.
- Nwanna. L. C. 2003. Nutrition value and digestibility of fermented shrimp head wasted meal by African Catfish *Clarias gariepinus*. Pakistan Journal of Nutrition, 2(6): 339-345.
- Oduguwa O. O., Fanimó A. O., Olayemi V. O. and Oteri N. 2004. The feeding value of sun-dried shrimp waste-meal based diets for starter and finisher broilers. Archivos de Zootecnia, 53(201): 87-90.
- Olsen R. E., Suontama J., Langmyhr E., Mundheim H., Ringo E., Melle W., Malde M. K. and Hmre G. I. 2006. The replacement of fish meal with Antarctic krill, *Euphausia superba* in diets for Atlantic salmon, *Salmo salar*. Aquaculture Nutrition, 12: 280-290.
- Ozogul Y. 2000. The possibility of using crustacean waste products (CWP) on rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) feeding. Turk Journal Biology, 24: 845-854.
- Pérez-Zavaleta A., Arredondo-Figueroa J. L., Shirai-Matsumoto K. y Ponce-Palafox J. T. 2004. Efecto de la sustitución de la harina de pescado por pasta de soya e hidrolizado de cabeza de camarón en dietas balanceadas, sobre la sobrevivencia, crecimiento, eficiencia alimenticia y frecuencia de mudas en juveniles tempranos de Langosta de Quelas Rojas, *Cherax quadricarinatus*. CIVA 2004, 224-239.

- Pichardo C. G. 2004. Instrumental meteorológico, Manual de meteorología, capítulo VI. Viento. Universidad Autónoma Chapingo. UACH. p. 61-77.
- Ramos D. R., Miranda V. I. y Molina S. C. 2001. Consumo y digestibilidad aparente de tres ingredientes marinos locales incorporados en dietas prácticas para el camarón blanco *Litopenaeus vannamei* (Bonne, 1931). Estudios Oceanológicos, 20: 43-50.
- Rodríguez Gómez M. A. 2003. Composición proximal y contenido de ácidos grasos en juveniles de *Totoaba macdonaldi* del alto golfo de California. Tesis de Licenciatura (Oceanólogo). Facultad de Ciencias Marinas, Universidad Autónoma de Baja California. UABC. 39 pp.
- Román R. M. 1990. Alimentación de *Totoaba macdonaldi* (Gilbert) (Pisces: Scianidae) en la parte del alto golfo de California. Ecológica 1(2): 1-9.
- Ruíz D. M. 1980. Recursos pesqueros de las costas de México. 2 ed. Editorial Limusa. México. p. 201-204.
- Santinha P., Medale F., Corraze G. y Gomes E. 1999. Effects of dietary protein: lipid ratio on growth and nutrient utilization in gilthead seabream (*Sparus aurata* L.). Aquaculture Nutrition, 5(3): 147-156.
- Satpathy B. B., Mukherjee D. and Ray A. K. 2003. Effects of dietary protein and lipid levels on growth, feed conversion and body composition in rohu, *Labeo rohita* (Hamilton), fingerlings. Aquaculture Nutrition, 9(1): 17-24.

- Shearer K. D. 1994. Factors affecting the proximate composition of cultured fishes with emphasis on salmonids. *Aquaculture*, 119: 63-88.
- Shimahara K. and Takiguchi Y. 1988. Methods in enzymology, vol 161. Preparation of crustacean chitin. Academic Press. Washington D. C. USA. p. 417-423.
- SigmaStat. 2004. SigmaStat, advisory Statistics for Scientists. SYSTAT software, inc.
- Solorzano Salazar Y. 2006. Efecto de niveles de alimentación sobre el crecimiento y composición química de juveniles de *Totoaba macdonaldi*. Tesis de Licenciatura (Oceanologo). Facultad de Ciencias Marinas, Universidad Autónoma de Baja California. UABC. 44 pp.
- Stirling H. P. 1976. Effects of experimental feeding and starvation on the proximate composition of the European bass (*Dicentrarchus labrax*). *Marine Biology*, 34(1): 85-91.
- Storebakken T. and Austreng E. 1987a. Ration level for salmonids: growth, survival, body composition and feed conversion in Atlantic salmon fry and fingerlings. *Aquaculture*, 60: 189-206.
- Storebakken T. and Austreng E. 1987b. Ration level for salmonids: growth, feed intake, protein digestibility, body composition and feed conversion in rainbow trout weighing 0.5-1.0 kg.. *Aquaculture*, 60: 207-221.

- Tapaneyasin R., Devahastin S. and Tansakul A. 2005. Drying methods and quality of shrimp dried in a jet-spouted bed dryer. *Journal of Food Process Engineering*, 28: 35-52.
- Tello P. B., García V. Y., Medina V. M., Díaz V. J., Heredia V. J. y Mendieta T. O. 2003. Secado de tilapia (*Oreochromis sp.*), almejas (*Anodontites trapesialis*) y camarón gigante (*Macrobrachium rosenbergii*). *CIVA* 2003, 775-783.
- Torres Cobián A. L.. 2005. Respuesta de juveniles de curvina blanca *Atractoscion nobilis* a diferentes concentraciones de lípidos en la dieta. Tesis de Maestría en Ciencias (Maestro en Ciencias en Oceanografía Costera). Facultad de Ciencias Marinas, Universidad Autónoma de Baja California. UABC. 70 pp.
- True C. D., Silva L. A. And Castro C. N. 1997. Acquisition of broodstock of *Totoaba macdonaldi*: field handling, decompression and prophylaxis of an endangered species. *The Progressive Fish Culturist*, 59: 246-248.
- Trujillo Ortiz, A. and R. Hernández Walls. (2003). Btest: Bartlett's test for homogeneity of variances. A MATLAB file. [WWW.document]. URL <http://www.mathworks.com/matlabcentral/fileexchange/loadFile.do?objectId=3314&objectType=FILE> References: Zar, J. H. (1999), *Biostatistical Analysis* (2nd ed.). NJ: Prentice-Hall, Englewood Cliffs. p. 202-203.

- Van-Ham E. R., Berntssen M. H. G., Imsland A. K., Parpoura A. C., Wendelaar B. S. E. and Stefansson S. O. 2003. The influence of temperature and ration on growth, feed conversion, body composition and nutrient retention of juvenile turbot (*Scophthalmus maximus*). *Aquaculture*, 217: 547-558.
- Wilson R. 2002. Amino acids and proteins. In: Halver J. E. and Hardy R. W. Fish nutrition. 3ra ed. Academic Press. USA. p. 144-179.
- Wurtsbaugh W. A. and Davis G. E. 1977. Effects of fish size and ration level on the growth and food conversion efficiency of rainbow trout, *Salmo gairdneri* Richardson. *Aquaculture*, 11: 99-104.
- Zar, J. H. 1984. Biostatistical analysis. Ed. Prentice-Hall. ed. 2da. New Jersey, U.S.A. p. 236 – 346.
- Zhang Guo-Chen. 2004. Study on heat pump dried shrimp and fish cake. Final project. Dalian Fisheries University, China - Icelandic Fisheries Laboratory, Iceland. Iceland. 67 pp.

10. ANEXO

Anexo 1. Escala Beaufort de fuerza del viento para informar viento de superficie (tomada de Pichardo, 2004).

Número Beaufort	Descripción	Velocidad del viento [Nudos]	Equivalente [ms-1]	Especificaciones para observaciones sobre suelo firme
0	Calma		0-0.2	Calma, el humo sube verticalmente.
1	Ventolina	1-3	0.3-1.5	Se define la dirección del viento por el humo, pero por veletas.
2	Brisa suave	4-6	1.6-3.3	El viento se siente en la cara; se mueven las hojas de los árboles; el viento mueve las veletas.
3	Brisa leve	7-10	3.4-5.4	Las hojas y ramas pequeñas se hallan en constante movimiento.
4	Brisa moderada	11-16	5.5-7.9	Se levanta polvo y papeles sueltos; se mueven las ramas pequeñas de los árboles
5	Brisa fresca	17-21	8.0-10.7	Se mueven los árboles pequeños; se forman pequeñas olas en estanques y lagunas.
6	Brisa fuerte	22-27	10.8-13.8	Se mueven las ramas grandes de los árboles; silban los cables telegráficos; los paraguas se utilizan con dificultad.
7	Viento fuerte	28-33	13.9-17.1	Todos los árboles se mueven es difícil caminar contra el viento.
8	Temporal	34-40	17.2-20.7	Se rompen las ramas delgadas de los árboles; generalmente no se puede andar contra el viento.
9	Temporal fuerte	41-47	20.8-24.4	Se producen pequeños daños los edificios. (se caen los sombreros de las chimeneas, las tejas de los techos, etc.)
10	Temporal violento	48-55	24.5-28.4	Se experimenta raramente en violento tierra adentro se arrancan árboles; se producen considerables daños en los edificios.
11	Temporal muy violento	56-63	28.5-32.6	Se experimenta muy raras veces; ocasiona daños generales por doquier.
12	Huracán	64 y más	32.7 y más	

NOTA: Las velocidades de viento equivalentes se refieren a una altura estándar de 10 metros sobre terreno llano, abierto.

Anexo 2. Pruebas estadísticas de los nutrientes de las HCC.

Pruebas de normalidad de Kolmogorov-Smirnov ($\alpha = 0.05$) a través del software estadístico SigmaStat (2004) y pruebas de homogeneidad de varianzas de Bartlett ($\alpha = 0.05$) con el programa "btest: Bartlett's test for homogeneity of variances" (Trujillo y Hernández, 2003) en el software MatLab (2005), para los datos de proteína, lípidos y ceniza de las siete harinas de cabeza de camarón obtenidas en la granja camaronícola VIZSOMAR en San Felipe, Baja California, México. Todos los datos resultaron ser normales y homocedásticos.

Tabla 1. Prueba de Normalidad (Kolmogorov-Smirnov) de nutrientes de las HCC.

Proteína:	K-S Dist. = 0.130	P > 0.200	Normales
Quitina:	K-S Dist. = 0.109	P > 0.200	Normales
Lípidos:	K-S Dist. = 0.187	P > 0.200	Normales
Cenizas:	K-S Dist. = 0.212	P = 0.087	Normales

Tabla 2. Prueba de Bartlett de homogeneidad de varianzas.

HCC	tamaño	Varianza		
		Proteína	Lípidos	Cenizas
CM	2	0.0003	0.0005	0.0000
FM	2	0.0036	0.0014	0.0016
CP	2	0.0006	0.0001	0.0000
FP	2	0.0002	0.0018	0.0001
CS	2	0.0002	0.0000	0.0000
FS	2	0.0000	0.0001	0.0000
MS	2	0.0001	0.0000	0.0000
	X ² calculada	5.0094	9.1764	12.3980
	Gl	6	6	6
	F=	0.8349	1.5294	2.0663
	Chi-cuadrada estadística	0.5426	0.1639	0.0537

Se asume que todos los datos son homocedásticos.

ANOVA de dos vías realizado a los datos de proteína, lípidos y cenizas de las HCC CM, FM, CP, FP, CS y FS a través del software estadístico SigmaStat (2004).

Tabla 3. ANOVA de dos vías de los valores de cenizas de las HCC CM, FM, CP, FP, CS y FS.

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
tratamiento	1	0.0000696	0.0000696	0.234	0.646
condicion	2	0.000126	0.0000630	0.212	0.815
tratamiento x condicion	2	0.000992	0.000496	1.669	0.265
Residual	6	0.00178	0.000297		
Total	11	0.00297	0.000270		

Tabla 4. ANOVA de dos vías de los valores de proteína de las HCC CM, FM, CP, FP, CS y FS.

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
tratamiento	1	0.00000585	0.00000585	0.00711	0.936
condicion	2	0.000390	0.000195	0.237	0.796
tratamiento x condicion	2	0.0000257	0.0000128	0.0156	0.985
Residual	6	0.00493	0.000822		
Total	11	0.00535	0.000487		

Tabla 6. ANOVA de dos vías de los valores de lípidos de las HCC CM, FM, CP, FP, CS y FS.

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
tratamiento	1	0.00757	0.00757	11.571	0.014
condicion	2	0.00185	0.000924	1.412	0.314
tratamiento x condicion	2	0.0000716	0.0000358	0.0547	0.947
Residual	6	0.00392	0.000654		
Total	11	0.0134	0.00122		

Tabla 7. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de lípidos de los tratamientos previos a la deshidratación.

Comparación	≠ medias	p	q	P	P<0.050
fresco vs. cocido	0.0502	2	4.811	0.015	si; diferentes

ANOVA de una vía realizado a los datos de proteína, lípidos y cenizas de las HCC CS, FS y MS a través del software estadístico SigmaStat (2004).

Tabla 8. ANOVA de una vía de los valores de cenizas de las HCC CS, FS y MS.

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	2	0.000666	0.000333	41.450	0.007
Residual	3	0.0000241	0.00000803		
Total	5	0.000690			

Tabla 9. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de cenizas.

Comparación	≠medias	p	q	P	P<0.050
MS vs. FS	0.0242	3	12.081	0.007	si; diferentes
MS vs. CS	0.00437	3	2.183	0.390	no
CS vs. FS	0.0198	3	9.898	0.012	si; diferentes

Tabla 10. ANOVA de una vía de los valores de proteína de las HCC CS, FS y MS.

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	2	0.00317	0.00159	13.844	0.031
Residual	3	0.000344	0.000115		
Total	5	0.00351			

Tabla 11. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de proteína.

Comparación	$\neq$ medias	p	q	P	P<0.050
FS vs. MS	0.0492	3	6.507	0.039	si; diferente
FS vs. CS	0.000956	3	0.126	0.996	No
CS vs. MS	0.0483	3	6.380	0.041	si; diferente

Tabla 13. ANOVA de una vía de los valores de lípidos de las HCC CS, FS y MS.

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	2	0.00866	0.004 33	103.409	0.002
Residual	3	0.000126	0.0000419		
Total	5	0.00878			

Tabla 14. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de lípidos.

Comparación	$\neq$ medias	p	q	P	P<0.050
MS vs. CS	0.0923	3	20.169	0.002	si; diferente
MS vs. FS	0.0358	3	7.819	0.024	si; diferente
FS vs. CS	0.0565	3	12.350	0.007	si; diferente

ANEXO 3. Pruebas estadísticas de las dietas experimentales.

Pruebas de normalidad de Kolmogorov-Smirnov ($\alpha = 0.05$) a través del software estadístico SigmaStat (2004) y pruebas de homogeneidad de varianzas de Bartlett ($\alpha = 0.05$) con el programa "btest: Bartlett's test for homogeneity of variances" (Trujillo y Hernández, 2003) en el software MatLab (2005), para los datos de proteína, lípidos y ceniza de las cinco dietas experimentales ofrecidas a juveniles de Totoaba (*Totoaba macdonaldi* Gilbert, 1980).

Tabla 15. Prueba de Normalidad (Kolmogorov-Smirnov) de los nutrientes de las dietas experimentales.

Proteína:	K-S Dist. = 0.186	P > 0.200	Normales
lípidos:	K-S Dist. = 0.192	P > 0.200	Normales
cenizas:	K-S Dist. = 0.135	P > 0.200	Normales

Tabla 16. Prueba de Bartlett de homogenidad de varianzas.

Dietas	tamaño	Varianza		
		Proteína	Lípidos	Cenizas
Control	2	0.0001	0.0005	0.0000
MS15	2	0.0005	0.0014	0.0000
MS30	2	0.0001	0.0001	0.0000
FP15	2	0.0000	0.0018	0.0001
FP30	2	0.0000	0.0000	0.0000
X ² calculada		Inf	9.1764	Inf
Gl		4	4	4
F=		0.0000	1.5294	0.0000
Chi-cuadrada estadística		No	0.1639	No
		homocedasticos	homocedasticos	homocedasticos

ANOVA de una vía realizado a los datos de lípidos y Analisis no parametrico de Kruskal-Wallis realizados para los datos de proteína y cenizas, de las cinco dietas ofrecidas a juveniles de Totoaba (*Totoaba macdonaldi* Gilbert, 1980) se uso el software SigmaStat (2004).

Tabla 16. ANOVA de una vía de los valores de lípidos de las HCC CS, FS y MS.

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	5	0.000974	0.000195	2.252	0.176 No significativo
Residual	6	0.000519	0.0000865		
Total	11	0.00149			

Tabla 17. ANOVA de una vía no parametrico (Kruskal-Wallis) de los valores de proteína.

Grupo	N	Missing	Media	25%	75%
Control	2	0	0.374	0.373	0.374
MS15	2	0	0.375	0.373	0.377
MS30	2	0	0.381	0.381	0.382
FP15	2	0	0.376	0.375	0.376
FP30	2	0	0.378	0.376	0.380

H = 5.385 con 5 gl. (P = 0.371) no significativo

Tabla 18. ANOVA de una vía no parametrico (Kruskal-Wallis) de los valores de cenizas.

Grupo	N	Missing	Median	25%	75%
Control	2	0	0.401	0.395	0.407
MS15	2	0	0.399	0.393	0.406
MS30	2	0	0.403	0.400	0.405
FP15	2	0	0.406	0.401	0.410
FP30	2	0	0.399	0.389	0.409

H = 2.000 con 5 gl. (P = 0.849) no significativo

ANEXO 4. Pruebas estadísticas de la estabilidad de las dietas.

Pruebas de normalidad de Kolmogorov-Smirnov ($\alpha = 0.05$), prueba de homogeneidad de varianzas de Bartlett ($\alpha = 0.05$), y ANOVA de dos vías a través del software estadístico SigmaStat (2004) para los datos de pérdida de materia seca de los "pellet" en el agua de las cinco dietas experimentales, en cuatro tiempos diferentes.

Tabla 19. Prueba de Normalidad (Kolmogorov-Smirnov) de los datos de pérdida de materia seca de los pellet en función del tiempo.

Pérdida de MS "pellet": K-S Dist. = 0.117 P = 0.016 normales

Tabla 20. Prueba de igualdad de varianzas y ANOVA de dos vías de los valores de pérdida de materia seca de los pellet de las cinco dietas en función del tiempo.

Prueba de igualdad de varianzas: Pasada (P = 0.140)

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
tiempo	3	0.574	0.191	460.913	<0.001
tratamiento	5	1.438	0.288	692.249	<0.001
tiempo x tratamiento	15	0.0993	0.00662	15.938	<0.001
Residual	48	0.0199	0.000415		
Total	71	2.132	0.0300		

Tabla 21. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de pérdida de materia seca de los pellet de las cinco dietas en función del tiempo.

Comparación por el factor tiempo

Comparación	dif. de medias	p	q	P	P<0.050
60 vs. 15	0.230	4	47.915	<0.001	si diferentes
60 vs. 30	0.162	4	33.646	<0.001	si diferentes
60 vs. 45	0.0578	4	12.033	<0.001	si diferentes
45 vs. 15	0.172	4	35.882	<0.001	si diferentes
45 vs. 30	0.104	4	21.613	<0.001	si diferentes
30 vs. 15	0.0686	4	14.269	<0.001	si diferentes

Comparación por el factor dieta

Comparación	dif. de medias	p	q	P	P<0.050
M30 vs. Control	0.379	6	64.330	<0.001	si diferentes
M30 vs. M15	0.198	6	33.617	<0.001	si diferentes
M30 vs. F15	0.122	6	20.794	<0.001	si diferentes
M30 vs. F30	0.0229	6	3.884	0.085	No
F30 vs. Control	0.356	6	60.445	<0.001	si diferentes
F30 vs. M15	0.175	6	29.732	<0.001	si diferentes
F30 vs. F15	0.0995	6	16.910	<0.001	si diferentes
F15 vs. Control	0.256	6	43.535	<0.001	si diferentes
F15 vs. M15	0.0754	6	12.822	<0.001	si diferentes
M15 vs. Control	0.181	6	30.713	<0.001	si diferentes

Comparación por el factor dieta a 15 min

Comparación	dif. de medias	p	q	P	P<0.05
M30 vs. Control	0.305	6	25.883	<0.001	si diferentes
M30 vs. F15	0.168	6	14.244	<0.001	si diferentes
M30 vs. M15	0.146	6	12.426	<0.001	si diferentes
M30 vs. F30	0.0631	6	5.362	0.005	si diferentes
F30 vs. Control	0.241	6	20.521	<0.001	si diferentes
F30 vs. F15	0.105	6	8.882	<0.001	si diferentes
F30 vs. M15	0.0831	6	7.064	<0.001	si diferentes
M15 vs. Control	0.158	6	13.456	<0.001	si diferentes
M15 vs. F15	0.0214	6	1.818	0.791	No
F15 vs. Control	0.137	6	11.638	<0.001	si diferentes

Comparación por el factor dieta a 30 min

Comparación	dif. de medias	p	q	P	P<0.05
M30 vs. Control	0.360	6	30.551	<0.001	si diferentes
M30 vs. M15	0.211	6	17.920	<0.001	si diferentes
M30 vs. F15	0.166	6	14.066	<0.001	si diferentes
M30 vs. F30	0.0259	6	2.200	0.631	No
F30 vs. Control	0.334	6	28.351	<0.001	si diferentes
F30 vs. M15	0.185	6	15.720	<0.001	si diferentes
F30 vs. F15	0.140	6	11.866	<0.001	si diferentes
F15 vs. Control	0.194	6	16.485	<0.001	si diferentes
F15 vs. M15	0.0454	6	3.854	0.089	No
M15 vs. Control	0.149	6	12.631	<0.001	si diferentes

Comparación por el factor dieta a 45 min

Comparación	dif. de media	p	q	P	P<0.05
F30 vs. Control	0.403	6	34.221	<0.001	si diferentes
F30 vs. M15	0.199	6	16.936	<0.001	si diferentes
F30 vs. F15	0.119	6	10.096	<0.001	si diferentes
F30 vs. M30	0.00649	6	0.552	0.999	No
M30 vs. Control	0.396	6	33.670	<0.001	si diferentes
M30 vs. M15	0.193	6	16.385	<0.001	si diferentes
M30 vs. F15	0.112	6	9.545	<0.001	si diferentes
F15 vs. Control	0.284	6	24.125	<0.001	si diferentes
F15 vs. M15	0.0805	6	6.840	<0.001	si diferentes
M15 vs. Control	0.203	6	17.285	<0.001	si diferentes

Comparación por el factor dieta a 60 min

Comparación	dif. de media	p	q	P	P<0.05
M30 vs. Control	0.454	6	38.556	<0.001	si diferentes
M30 vs. M15	0.241	6	20.503	<0.001	si diferentes
M30 vs. F15	0.0439	6	3.734	0.107	No
M30 vs. F30	0.00893	6	0.759	0.994	Do Not Test
F30 vs. Control	0.445	6	37.797	<0.001	si diferentes
F30 vs. M15	0.232	6	19.744	<0.001	si diferentes
F30 vs. F15	0.0350	6	2.976	0.303	Do Not Test
F15 vs. Control	0.410	6	34.822	<0.001	si diferentes
F15 vs. M15	0.197	6	16.768	<0.001	si diferentes
M15 vs. Control	0.212	6	18.053	<0.001	si diferentes

Comparación por el factor tiempo con MS15

Comparación	dif. de media	p	q	P	P<0.05
4.000 vs. 1.000	0.163	4	13.863	<0.001	si diferentes
4.000 vs. 2.000	0.144	4	12.247	<0.001	si diferentes
4.000 vs. 3.000	0.0292	4	2.479	0.308	No
3.000 vs. 1.000	0.134	4	11.384	<0.001	si diferentes
3.000 vs. 2.000	0.115	4	9.768	<0.001	si diferentes
2.000 vs. 1.000	0.0190	4	1.615	0.666	No

1= 15 min; 2= 30 min; 3 = 45 min; 4 = 60 min.

Comparación por el factor tiempo con FP15

Comparación	dif. de media	p	q	P	P<0.05
4.000 vs. 1.000	0.382	4	32.449	<0.001	si diferentes
4.000 vs. 2.000	0.296	4	25.161	<0.001	si diferentes
4.000 vs. 3.000	0.146	4	12.407	<0.001	si diferentes
3.000 vs. 1.000	0.236	4	20.042	<0.001	si diferentes
3.000 vs. 2.000	0.150	4	12.754	<0.001	si diferentes
2.000 vs. 1.000	0.0858	4	7.287	<0.001	si diferentes

1= 15 min; 2= 30 min; 3 = 45 min; 4 = 60 min.

Comparación por el factor tiempo con FP30

Comparación	dif. de media	p	q	P	P<0.05
4.000 vs. 1.000	0.312	4	26.542	<0.001	si diferentes
4.000 vs. 2.000	0.191	4	16.271	<0.001	si diferentes
4.000 vs. 3.000	0.0622	4	5.287	0.003	si diferentes
3.000 vs. 1.000	0.250	4	21.255	<0.001	si diferentes
3.000 vs. 2.000	0.129	4	10.985	<0.001	si diferentes
2.000 vs. 1.000	0.121	4	10.271	<0.001	si diferentes

1= 15 min; 2= 30 min; 3 = 45 min; 4 = 60 min.

Comparación por el factor tiempo con MS30

Comparación	dif. de media	p	q	P	P<0.05
4.000 vs. 1.000	0.258	4	21.939	<0.001	si diferentes
4.000 vs. 2.000	0.175	4	14.830	<0.001	si diferentes
4.000 vs. 3.000	0.0776	4	6.597	<0.001	si diferentes
3.000 vs. 1.000	0.181	4	15.342	<0.001	si diferentes
3.000 vs. 2.000	0.0969	4	8.233	<0.001	si diferentes
2.000 vs. 1.000	0.0837	4	7.109	<0.001	si diferentes

1= 15 min; 2= 30 min; 3 = 45 min; 4 = 60 min.

Comparación por el factor tiempo con control

Comparación	dif. de media	p	q	P	P<0.05
4.000 vs. 1.000	0.109	4	9.266	<0.001	si diferentes
4.000 vs. 2.000	0.0803	4	6.825	<0.001	si diferentes
4.000 vs. 3.000	0.0201	4	1.711	0.624	No
3.000 vs. 1.000	0.0889	4	7.555	<0.001	si diferentes
3.000 vs. 2.000	0.0602	4	5.114	0.004	si diferentes
2.000 vs. 1.000	0.0287	4	2.441	0.322	No

1= 15 min; 2= 30 min; 3 = 45 min; 4 = 60 min.

ANEXO 5. Pruebas estadísticas de los parametros productivos.

Pruebas de normalidad de Kolmogorov-Smirnov ($\alpha = 0.05$), prueba de homogeneidad de varianzas de Bartlett ($\alpha = 0.05$), y ANOVA de una vía a través del software estadístico SigmaStat (2004) para los datos de sobrevivencia, crecimiento (talla y peso), porcentaje de incremento (talla y peso), tasa de conversión alimenticia, eficiencia de conversión, eficiencia protéica y coeficiente de digestibilidad aparente de las dietas y nutrientes (proteína y lípidos) de las cinco dietas experimentales.

Tabla 22. Prueba de normalidad, igualdad de varianzas y ANOVA de una vía de los valores de sobrevivencia.

Prueba de normalidad: Pasada ($P = 0.153$)

Prueba de igualdad de varianzas: Pasada ($P = 1.000$)

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	4	0.254	0.0636	11.794	<0.001
Residual	10	0.0539	0.00539		
Total	14	0.308			

Tabla 23. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de sobrevivencia.

Comparación	Dif. de medias	p	q	P	P<0.050
F15 vs. C	0.336	5	7.931	0.002	si diferente
F15 vs. M15	0.0871	5	2.053	0.612	No
F15 vs. M30	0.000	5	0.000	1.000	Do Not Test
F15 vs. F30	0.000	5	0.000	1.000	Do Not Test
F30 vs. C	0.336	5	7.931	0.002	si diferente
F30 vs. M15	0.0871	5	2.053	0.612	Do Not Test
F30 vs. M30	0.000	5	0.000	1.000	Do Not Test
M30 vs. C	0.336	5	7.931	0.002	si diferente
M30 vs. M15	0.0871	5	2.053	0.612	Do Not Test
M15 vs. C	0.249	5	5.878	0.013	si diferente

Tabla 24. Prueba de normalidad, igualdad de varianzas y ANOVA de una vía de los valores de crecimiento en talla inicial.

Prueba de normalidad: Pasado ($P = 0.194$)

Prueba de igualdad de varianzas: Pasada ($P = 0.075$)

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	4	0.383	0.0957	3.322	0.056
Residual	10	0.288	0.0288		
Total	14	0.671			

Tabla 25. Prueba de normalidad, igualdad de varianzas y ANOVA de una vía de los valores de crecimiento en talla final.

Prueba de normalidad: Pasado ($P = 0.818$)

Prueba de igualdad de varianzas: Pasada ($P = 0.597$)

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	4	4.253	1.063	15.313	<0.001
Residual	10	0.694	0.0694		
Total	14	4.947			

Tabla 26. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de crecimiento en talla final.

Comparación	Dif. de medias	p	q	P	P<0.050
M30 vs. C	1.511	5	9.931	<0.001	si diferente
M30 vs. F15	0.489	5	3.214	0.230	No
M30 vs. F30	0.427	5	2.805	0.339	Do Not Test
M30 vs. M15	0.124	5	0.818	0.975	Do Not Test
M15 vs. C	1.386	5	9.113	<0.001	si diferente
M15 vs. F15	0.364	5	2.396	0.478	Do Not Test
M15 vs. F30	0.302	5	1.987	0.639	Do Not Test
F30 vs. C	1.084	5	7.126	0.004	si diferente
F30 vs. F15	0.0622	5	0.409	0.998	Do Not Test
F15 vs. C	1.022	5	6.717	0.006	si diferente

Tabla 27. Prueba de normalidad, igualdad de varianzas y ANOVA de una vía de los valores de crecimiento en cambio en talla.

Prueba de normalidad: Pasado ($P = 0.369$)

Prueba de igualdad de varianzas: Pasada ($P = 0.815$)

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	4	6.864	1.716	15.204	<0.001
Residual	10	1.129	0.113		
Total	14	7.992			

Tabla 28. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de crecimiento en cambio en talla.

Comparación	Dif. de medias	p	q	P	P<0.050
M30 vs. C	1.955	5	10.081	<0.001	si diferencia
M30 vs. F30	0.562	5	2.899	0.311	No
M30 vs. F15	0.504	5	2.601	0.405	Do Not Test
M30 vs. M15	0.284	5	1.467	0.833	Do Not Test
M15 vs. C	1.671	5	8.614	<0.001	si diferencia
M15 vs. F30	0.278	5	1.432	0.844	Do Not Test
M15 vs. F15	0.220	5	1.134	0.924	Do Not Test
F15 vs. C	1.451	5	7.480	0.003	si diferencia
F15 vs. F30	0.0578	5	0.298	1.000	Do Not Test
F30 vs. C	1.393	5	7.182	0.004	si diferencia

Tabla 31. Prueba de normalidad, igualdad de varianzas y ANOVA de una vía de los valores de crecimiento en peso inicial.

Prueba de normalidad: Pasado ($P = 0.490$)

Prueba de igualdad de varianzas: Pasada ($P = 0.886$)

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	4		0.194	0.0484	0.524
Residual	10		0.923	0.0923	0.721
Total	14		1.117		

Tabla 32. Prueba de normalidad, igualdad de varianzas y ANOVA de una vía de los valores de crecimiento en peso final.

Prueba de normalidad: Pasado ($P = 0.589$)

Prueba de igualdad de varianzas: Pasada ($P = 0.951$)

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	4		386.496	96.624	13.335
Residual	10		72.461	7.246	<0.001
Total	14		458.957		

Tabla 33. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de crecimiento en peso final.

Comparación	Dif. de medias	p	q	P	P<0.050
M30 vs. C	15.204	5	9.783	<0.001	si diferencia
M30 vs. F15	5.881	5	3.784	0.128	No
M30 vs. F30	5.775	5	3.716	0.138	Do Not Test
M30 vs. M15	3.162	5	2.035	0.619	Do Not Test
M15 vs. C	12.042	5	7.748	0.002	si diferencia
M15 vs. F15	2.719	5	1.749	0.732	Do Not Test
M15 vs. F30	2.613	5	1.681	0.758	Do Not Test
F30 vs. C	9.429	5	6.067	0.011	si diferencia
F30 vs. F15	0.106	5	0.0681	1.000	Do Not Test
F15 vs. C	9.323	5	5.999	0.012	si diferencia

Tabla 34. Prueba de normalidad, igualdad de varianzas y ANOVA de una vía de los valores de crecimiento en tasa de crecimiento en peso.

Prueba de normalidad: Pasado ($P = 0.543$)

Prueba de igualdad de varianzas: Pasada ($P = 0.924$)

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	4		402.033	100.508	15.654
Residual	10		64.207	6.421	<0.001
Total	14		466.239		

Tabla 35. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de crecimiento en cambio de peso.

Comparación	Dif. de medias	p	q	P	P<0.050
M30 vs. C	15.499	5	10.595	<0.001	si diferencia
M30 vs. F15	5.857	5	4.004	0.102	No
M30 vs. F30	5.837	5	3.990	0.103	Do Not Test
M30 vs. M15	3.214	5	2.197	0.555	Do Not Test
M15 vs. C	12.285	5	8.397	0.001	si diferencia
M15 vs. F15	2.643	5	1.807	0.710	Do Not Test
M15 vs. F30	2.623	5	1.793	0.715	Do Not Test
F30 vs. C	9.662	5	6.605	0.006	si diferencia
F30 vs. F15	0.0204	5	0.0140	1.000	Do Not Test
F15 vs. C	9.642	5	6.591	0.006	si diferencia

Tabla 36. Prueba de normalidad, igualdad de varianzas y ANOVA de una vía de los valores de crecimiento en porcentaje de incremento de peso.

Prueba de normalidad: Pasado ($P = 0.744$)

Prueba de igualdad de varianzas: Pasada ($P = 0.777$)

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	4	0.713	0.178	16.244	<0.001
Residual	10	0.110	0.0110		
Total	14	0.823			

Tabla 37. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de crecimiento en porcentaje de incremento de peso.

Comparación	Dif. de medias	p	q	P	P<0.050
M30 vs. C	0.653	5	10.790	<0.001	si diferencia
M30 vs. F30	0.239	5	3.945	0.108	No
M30 vs. F15	0.237	5	3.916	0.112	Do Not Test
M30 vs. M15	0.137	5	2.260	0.530	Do Not Test
M15 vs. C	0.516	5	8.530	0.001	si diferencia
M15 vs. F30	0.102	5	1.685	0.756	Do Not Test
M15 vs. F15	0.100	5	1.656	0.767	Do Not Test
F15 vs. C	0.416	5	6.874	0.005	si diferencia
F15 vs. F30	0.00173	5	0.0286	1.000	Do Not Test
F30 vs. C	0.414	5	6.845	0.005	si diferencia

Tabla 38. Prueba de normalidad, igualdad de varianzas y ANOVA de una vía de los valores de tasa de crecimiento específica.

Prueba de normalidad: Pasado ($P = 0.388$)

Prueba de igualdad de varianzas: Pasada ($P = 0.249$)

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	4	0.00450	0.00113	15.503	<0.001
Residual	10	0.000726	0.0000726		
Total	14	0.00523			

Tabla 39. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de tasa de crecimiento específica.

Comparación	Dif. de medias	p	q	P	P<0.050
M30 vs. C	0.0499	5	10.136	<0.001	si diferencia
M30 vs. F30	0.0135	5	2.742	0.359	No
M30 vs. F15	0.0131	5	2.663	0.384	Do Not Test
M30 vs. M15	0.00676	5	1.375	0.862	Do Not Test
M15 vs. C	0.0431	5	8.762	<0.001	si diferencia
M15 vs. F30	0.00673	5	1.367	0.864	Do Not Test
M15 vs. F15	0.00634	5	1.288	0.886	Do Not Test
F15 vs. C	0.0368	5	7.473	0.003	si diferencia
F15 vs. F30	0.000388	5	0.0788	1.000	Do Not Test
F30 vs. C	0.0364	5	7.395	0.003	si diferencia

Tabla 42. Prueba de normalidad, igualdad de varianzas y ANOVA de una vía de los valores del índice hepatosomático.

Prueba de normalidad: Pasado ($P = 0.234$)

Prueba de igualdad de varianzas: Pasada ($P = 0.462$)

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	4	0.00649	0.00162	0.855	0.522
Residual	10	0.0190	0.00190		
Total	14	0.0255			

Tabla 43. Prueba de normalidad, igualdad de varianzas y ANOVA de una vía de los valores de consumo de alimento diario.

Prueba de normalidad: Pasado ($P = 0.835$)

Prueba de igualdad de varianzas: Pasada ($P = 0.492$)

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos:	4	0.156	0.0391	22.877	<0.001
Residual	10	0.0171	0.00171		
Total	14	0.173			

Tabla 44. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de consumo de alimento diario.

Comparación	Dif. de medias	p	q	P	P<0.050
M30 vs. C	0.298	5	12.485	<0.001	si diferencia
M30 vs. M15	0.0932	5	3.907	0.113	No
M30 vs. F15	0.0776	5	3.251	0.222	Do Not Test
M30 vs. F30	0.0504	5	2.112	0.589	Do Not Test
F30 vs. C	0.247	5	10.373	<0.001	si diferencia
F30 vs. M15	0.0428	5	1.795	0.714	Do Not Test
F30 vs. F15	0.0272	5	1.140	0.923	Do Not Test
F15 vs. C	0.220	5	9.233	<0.001	si diferencia
F15 vs. M15	0.0156	5	0.655	0.989	Do Not Test
M15 vs. C	0.205	5	8.578	0.001	si diferencia

Tabla 45. Prueba de normalidad y prueba de Kruskal-Wallis (Análisis de varianza de una vía por rangos) de la tasa de conversión alimenticia.

Prueba de normalidad: Fallado ($P < 0.050$)

Grupo	N	Missing	Media	25%	75%
control	3	0	3.525	2.783	5.809
FP15	3	0	1.936	1.773	2.250
FP30	3	0	2.010	1.874	2.427
MS15	3	0	1.567	1.535	1.676
MS30	3	0	1.684	1.520	1.685

H = 11.867 con 4 grados de libertad. ($P = 0.018$)

Tabla 46. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de la tasa de conversión alimenticia.

Comparación	Dif. de rangos	q	P < 0.050
control vs MS30	31.000	4.002	si diferencia
control vs MS15	30.000	3.873	si diferencia
control vs FP15	14.000	1.807	No
control vs FP30	10.000	1.291	Do Not Test
FP30 vs MS30	21.000	2.711	No
FP30 vs MS15	20.000	2.582	Do Not Test
FP30 vs FP15	4.000	0.516	Do Not Test
FP15 vs MS30	17.000	2.195	Do Not Test
FP15 vs MS15	16.000	2.066	Do Not Test
MS15 vs MS30	1.000	0.129	Do Not Test

Tabla 47. Prueba de normalidad, igualdad de varianzas y ANOVA de una vía de los valores de la tasa de eficiencia alimenticia.

Prueba de normalidad: Pasado ($P = 0.535$)

Prueba de igualdad de varianzas: Pasada ($P = 0.233$)

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	4	0.268	0.0669	9.123	0.002
Residual	10	0.0734	0.00734		
Total	14	0.341			

Tabla 48. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de la tasa de eficiencia alimenticia.

Comparación	Dif. de medias	p	q	P	P < 0.050
MS15 vs. control	0.366	5	7.399	0.003	si diferencia
MS15 vs. FP30	0.150	5	3.033	0.274	No
MS15 vs. FP15	0.120	5	2.424	0.468	Do Not Test
MS15 vs. MS30	0.00265	5	0.0537	1.000	Do Not Test
MS30 vs. control	0.363	5	7.345	0.003	si diferencia
MS30 vs. FP30	0.147	5	2.979	0.289	Do Not Test
MS30 vs. FP15	0.117	5	2.370	0.488	Do Not Test
FP15 vs. control	0.246	5	4.975	0.035	si diferencia
FP15 vs. FP30	0.0301	5	0.609	0.992	Do Not Test
FP30 vs. Control	0.216	5	4.366	0.069	No

Tabla 49. Prueba de normalidad, igualdad de varianzas y ANOVA de una vía de los valores de la tasa de eficiencia protéica.

Prueba de normalidad: Pasado ($P = 0.588$)

Prueba de igualdad de varianzas: Pasada ($P = 0.299$)

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	4	0.801	0.200	9.923	0.002
Residual	10	0.202	0.0202		
Total	14	1.003			

Tabla 50. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de la tasa de eficiencia protéica.

Comparación	Dif. de medias	p	q	P	P<0.050
MS15 vs. control	0.630	5	7.681	0.002	si diferencia
MS15 vs. FP30	0.269	5	3.278	0.216	No
MS15 vs. FP15	0.216	5	2.631	0.394	Do Not Test
MS15 vs. MS30	0.000524	5	0.00640	1.000	Do Not Test
MS30 vs. control	0.629	5	7.674	0.002	si diferencia
MS30 vs. FP30	0.268	5	3.272	0.217	Do Not Test
MS30 vs. FP15	0.215	5	2.625	0.397	Do Not Test
FP15 vs. control	0.414	5	5.050	0.033	si diferencia
FP15 vs. FP30	0.0531	5	0.647	0.990	Do Not Test
FP30 vs. Control	0.361	5	4.403	0.066	No

Tabla 51. Prueba de normalidad, igualdad de varianzas y ANOVA de una vía de los valores de digestibilidad del alimento.

Prueba de normalidad: Pasado ($P = 0.539$)

Prueba de igualdad de varianzas: Pasada ($P = 0.264$)

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	4	0.134	0.0336	58.987	<0.001
Residual	15	0.00855	0.000570		
Total	19	0.143			

Tabla 52. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de digestibilidad del alimento.

Comparación	Dif. de medias	p	q	P	P<0.050
Macerado 30 vs. control	0.224	5	18.810	<0.001	si diferencia
Macerado 30 vs. Fresco 30	0.0792 [*]	5	6.639	0.002	si diferencia
Macerado 30 vs. Macerado 15	0.0276	5	2.311	0.500	No
Macerado 30 vs. Fresco 15	0.0156	5	1.308	0.883	Do Not Test
Fresco 15 vs. control	0.209	5	17.502	<0.001	si diferencia
Fresco 15 vs. Fresco 30	0.0636	5	5.331	0.014	si diferencia
Fresco 15 vs. Macerado 15	0.0120	5	1.003	0.951	Do Not Test
Macerado 15 vs. control	0.197	5	16.499	<0.001	si diferencia
Macerado 15 vs. Fresco 30	0.0517	5	4.328	0.053	No
Fresco 30 vs. control	0.145	5	12.171	<0.001	si diferencia

Tabla 53. Prueba de normalidad, igualdad de varianzas y ANOVA de una vía de los valores de digestibilidad de la proteína.

Prueba de normalidad: Pasado ($P = 0.795$)

Prueba de igualdad de varianzas: Pasada ($P = 0.464$)

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	4	0.231	0.0578	382.896	<0.001
Residual	75	0.0113	0.000151		
Total	79	0.243			

Tabla 54. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de digestibilidad de la proteína.

Comparación	Dif. de medias	p	q	P	P<0.050
Macerado 30 vs. control	0.159	5	51.640	<0.001	si diferencia
Macerado 30 vs. Fresco 30	0.0476	5	15.487	<0.001	si diferencia
Macerado 30 vs. Fresco 15	0.0433	5	14.079	<0.001	si diferencia
Macerado 30 vs. Macerado 15	0.0325	5	10.590	<0.001	si diferencia
Macerado 15 vs. control	0.126	5	41.050	<0.001	si diferencia
Macerado 15 vs. Fresco 30	0.0150	5	4.898	0.008	si diferencia
Macerado 15 vs. Fresco 15	0.0107	5	3.489	0.109	No
Fresco 15 vs. control	0.115	5	37.561	<0.001	si diferencia
Fresco 15 vs. Fresco 30	0.00433	5	1.408	0.857	No
Fresco 30 vs. control	0.111	5	36.153	<0.001	si diferencia

Tabla 55. Prueba de normalidad, igualdad de varianzas y ANOVA de una vía de los valores de digestibilidad de los lípidos.

Prueba de normalidad: Pasado ($P = 0.850$)

Prueba de igualdad de varianzas: Pasada ($P = 0.566$)

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	4	0.167	0.0418	101.164	<0.001
Residual	75	0.0310	0.000413		
Total	79	0.198			

Tabla 56. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de digestibilidad de los lípidos.

Comparación	Dif. de medias	p	q	P	P<0.050
Macerado 30 vs. control	0.129	5	25.473	<0.001	si diferencia
Macerado 30 vs. Fresco 30	0.111	5	21.810	<0.001	si diferencia
Macerado 30 vs. Fresco 15	0.0701	5	13.810	<0.001	si diferencia
Macerado 30 vs. Macerado 15	0.0506	5	9.971	<0.001	si diferencia
Macerado 15 vs. control	0.0787	5	15.501	<0.001	si diferencia
Macerado 15 vs. Fresco 30	0.0601	5	11.839	<0.001	si diferencia
Macerado 15 vs. Fresco 15	0.0195	5	3.838	0.061	No
Fresco 15 vs. control	0.0592	5	11.663	<0.001	si diferencia
Fresco 15 vs. Fresco 30	0.0406	5	8.000	<0.001	si diferencia
Fresco 30 vs. control	0.0186	5	3.663	0.083	No

ANEXO 6. Pruebas estadísticas de los análisis proximales de la composición proximal.

Pruebas de normalidad de Kolmogorov-Smirnov ($\alpha = 0.05$), prueba de homogeneidad de varianzas de Bartlett ($\alpha = 0.05$), y ANOVA de una vía a través del software estadístico SigmaStat (2004) para los datos de cenizas, proteínas y lípidos del hígado músculo y pez entero de los cinco tratamientos experimentales.

Tabla 57. Prueba de normalidad, igualdad de varianzas y ANOVA de una vía de los valores de cenizas en el hígado.

Prueba de normalidad: Pasado ($P = 0.739$)

Prueba de igualdad de varianzas: Pasada ($P = 0.316$)

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	5	0.00832	0.00166	253.100	<0.001
Residual	6	0.0000394	0.00000657		
Total	11	0.00835			

Tabla 58. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de cenizas en el hígado.

Comparación	Dif. de medias	p	q	P	P<0.050
f30 vs. Hígado inicial	0.0744	6	41.067	<0.001	si diferencia
f30 vs. f15	0.0147	6	8.119	0.009	si diferencia
f30 vs. control	0.00655	6	3.614	0.241	No
f30 vs. m30	0.00269	6	1.485	0.885	Do Not Test
f30 vs. m15	0.00114	6	0.627	0.997	Do Not Test
m15 vs. Hígado inicial	0.0733	6	40.440	<0.001	si diferencia
m15 vs. f15	0.0136	6	7.492	0.014	si diferencia
m15 vs. control	0.00542	6	2.988	0.388	Do Not Test
m15 vs. m30	0.00156	6	0.858	0.986	Do Not Test
m30 vs. Hígado inicial	0.0717	6	39.582	<0.001	si diferencia
m30 vs. f15	0.0120	6	6.634	0.024	si diferencia
m30 vs. control	0.00386	6	2.129	0.674	Do Not Test
control vs. Hígado inicial	0.0679	6	37.452	<0.001	si diferencia
control vs. f15	0.00816	6	4.504	0.119	No
f15 vs. Hígado inicial	0.0597	6	32.948	<0.001	si diferencia

Tabla 59. Prueba de normalidad, igualdad de varianzas y ANOVA de una vía de los valores de proteína en el hígado.

Prueba de normalidad: Pasado ($P = 0.152$)

Prueba de igualdad de varianzas: Pasada ($P = 0.497$)

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	5	0.110	0.0220	402.899	<0.001
Residual	6	0.000328	0.0000547		
Total	11	0.110			

Tabla 60. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de proteína en el hígado.

Comparación	Dif. de medias	p	q	P	P<0.050
control vs. Hígado inicial	0.280	6	53.534	<0.001	si diferencia
control vs. f30	0.0650	6	12.429	0.001	si diferencia
control vs. f15	0.0479	6	9.162	0.005	si diferencia
control vs. m30	0.0426	6	8.150	0.009	si diferencia
control vs. m15	0.0000906	6	0.0173	1.000	No
m15 vs. Hígado inicial	0.280	6	53.517	<0.001	si diferencia
m15 vs. f30	0.0649	6	12.412	0.001	si diferencia
m15 vs. f15	0.0478	6	9.145	0.005	si diferencia
m15 vs. m30	0.0425	6	8.132	0.009	si diferencia
m30 vs. Hígado inicial	0.237	6	45.385	<0.001	si diferencia
m30 vs. f30	0.0224	6	4.279	0.142	No
m30 vs. f15	0.00529	6	1.013	0.973	Do Not Test
f15 vs. Hígado inicial	0.232	6	44.372	<0.001	si diferencia
f15 vs. f30	0.0171	6	3.267	0.315	Do Not Test
f30 vs. Hígado inicial	0.215	6	41.105	<0.001	si diferencia

Tabla 61. Prueba de normalidad, igualdad de varianzas y ANOVA de una vía de los valores de lípidos en el hígado.

Prueba de normalidad: Pasado (P = 0.321)

Prueba de igualdad de varianzas: Pasada (P = 0.281)

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	5	0.0719	0.0144	116.065	<0.001
Residual	6	0.000743	0.000124		
Total	11	0.0726			

Tabla 62. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de lípidos en el hígado.

Comparación	Dif. de medias	p	q	P	P<0.050
Hígado inicial vs. f30	0.217	6	27.629	<0.001	si diferencia
Hígado inicial vs. m15	0.217	6	27.604	<0.001	si diferencia
Hígado inicial vs. control	0.216	6	27.462	<0.001	si diferencia
Hígado inicial vs. m30	0.185	6	23.508	<0.001	si diferencia
Hígado inicial vs. f15	0.184	6	23.431	<0.001	si diferencia
f15 vs. f30	0.0330	6	4.198	0.152	No
f15 vs. m15	0.0328	6	4.173	0.155	Do Not Test
f15 vs. control	0.0317	6	4.031	0.173	Do Not Test
f15 vs. m30	0.000608	6	0.0772	1.000	Do Not Test
m30 vs. f30	0.0324	6	4.121	0.161	Do Not Test
m30 vs. m15	0.0322	6	4.096	0.165	Do Not Test
m30 vs. control	0.0311	6	3.954	0.184	Do Not Test
control vs. f30	0.00131	6	0.167	1.000	Do Not Test
control vs. m15	0.00112	6	0.142	1.000	Do Not Test
m15 vs. f30	0.000195	6	0.0248	1.000	Do Not Test

Tabla 63. Prueba de normalidad, igualdad de varianzas y ANOVA de una vía de los valores de cenizas en músculo.

Prueba de normalidad: Pasado ($P = 0.777$)

Prueba de igualdad de varianzas: Pasada ($P = 0.732$)

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	5	0.00417	0.000835	54.856	<0.001
Residual	6	0.0000913	0.0000152		
Total	11	0.00427			

Tabla 64. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de cenizas en músculo.

Comparación	Dif. de medias	p	q	P	P<0.050
m15 vs. musculo inicial	0.0511	6	18.519	<0.001	si diferencia
m15 vs. control	0.0285	6	10.349	0.003	si diferencia
m15 vs. m30	0.00834	6	3.023	0.378	No
m15 vs. f30	0.00352	6	1.276	0.933	Do Not Test
m15 vs. f15	0.000819	6	0.297	1.000	Do Not Test
f15 vs. musculo inicial	0.0503	6	18.222	<0.001	si diferencia
f15 vs. control	0.0277	6	10.052	0.003	si diferencia
f15 vs. m30	0.00752	6	2.726	0.467	Do Not Test
f15 vs. f30	0.00270	6	0.979	0.976	Do Not Test
f30 vs. musculo inicial	0.0476	6	17.243	<0.001	si diferencia
f30 vs. control	0.0250	6	9.073	0.005	si diferencia
f30 vs. m30	0.00482	6	1.747	0.808	Do Not Test
m30 vs. musculo inicial	0.0428	6	15.497	<0.001	si diferencia
m30 vs. control	0.0202	6	7.326	0.015	si diferencia
control vs. musculo inicial	0.0225	6	8.170	0.009	si diferencia

Tabla 65. Prueba de normalidad, igualdad de varianzas y ANOVA de una vía de los valores de proteína en músculo.

Prueba de normalidad: Pasado ($P = 0.667$)

Prueba de igualdad de varianzas: Pasada ($P < 0.050$)

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	5	0.0301	0.00601	128.773	<0.001
Residual	6	0.000280	0.0000467		
Total	11	0.0303			

Tabla 66. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de proteínas en músculo..

Comparación	Dif. de medias	p	q	P	P<0.050
control vs. musculo inicial	0.153	6	31.601	<0.001	si diferencia
control vs. m30	0.0637	6	13.191	<0.001	si diferencia
control vs. m15	0.0417	6	8.641	0.007	si diferencia
control vs. f30	0.0313	6	6.473	0.027	si diferencia
control vs. f15	0.0128	6	2.658	0.488	No
f15 vs. musculo inicial	0.140	6	28.943	<0.001	si diferencia
f15 vs. m30	0.0509	6	10.533	0.002	si diferencia
f15 vs. m15	0.0289	6	5.983	0.039	si diferencia
f15 vs. f30	0.0184	6	3.815	0.206	No
f30 vs. musculo inicial	0.121	6	25.128	<0.001	si diferencia
f30 vs. m30	0.0325	6	6.718	0.023	si diferencia
f30 vs. m15	0.0105	6	2.168	0.660	No
m15 vs. musculo inicial	0.111	6	22.960	<0.001	si diferencia
m15 vs. m30	0.0220	6	4.550	0.115	No
m30 vs. musculo inicial	0.0889	6	18.410	<0.001	si diferencia

Tabla 67. Prueba de normalidad, igualdad de varianzas y ANOVA de una vía de los valores de lípidos en músculo.

Prueba de normalidad: Pasado ($P = 0.697$)

Prueba de igualdad de varianzas: Pasada ($P = 0.734$)

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	5	0.00340	0.000681	6.437	0.021
Residual	6	0.000635	0.000106		
Total	11	0.00404			

Tabla 68. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de lípidos en músculo..

Comparación	Dif. de medias	p	q	P	P<0.050
musculo inicial vs. f30	0.0449	6	6.170	0.034	si diferencia
musculo inicial vs. control	0.0412	6	5.665	0.049	si diferencia
musculo inicial vs. f15	0.0158	6	2.179	0.657	No
musculo inicial vs. m15	0.00966	6	1.329	0.922	Do Not Test
musculo inicial vs. m30	0.00949	6	1.305	0.927	Do Not Test
m30 vs. f30	0.0354	6	4.865	0.090	No
m30 vs. control	0.0317	6	4.359	0.134	Do Not Test
m30 vs. f15	0.00635	6	0.873	0.985	Do Not Test
m30 vs. m15	0.000171	6	0.0235	1.000	Do Not Test
m15 vs. f30	0.0352	6	4.841	0.091	Do Not Test
m15 vs. control	0.0315	6	4.336	0.136	Do Not Test
m15 vs. f15	0.00618	6	0.850	0.987	Do Not Test
f15 vs. f30	0.0290	6	3.991	0.179	Do Not Test
f15 vs. control	0.0253	6	3.486	0.266	Do Not Test
control vs. f30	0.00368	6	0.506	0.999	Do Not Test

Tabla 69. Prueba de normalidad, igualdad de varianzas y ANOVA de una vía de los valores de cenizas en el pez completo.

Prueba de normalidad: Pasado ($P = 0.784$)

Prueba de igualdad de varianzas: Pasada ($P = 0.521$)

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	5	0.00190	0.000380	35.957	<0.001
Residual	6	0.0000634	0.0000106		
Total	11	0.00196			

Tabla 70. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de cenizas en el pez ccompleto.

Comparación	Dif. de medias	p	q	P	P<0.050
m15 vs. pez inicial	0.0427	6	18.556	<0.001	si diferencia
m15 vs. m30	0.0235	6	10.241	0.003	si diferencia
m15 vs. f15	0.0208	6	9.032	0.005	si diferencia
m15 vs. control	0.0196	6	8.518	0.007	si diferencia
m15 vs. f30	0.0151	6	6.575	0.025	si diferencia
f30 vs. pez inicial	0.0275	6	11.981	0.001	si diferencia
f30 vs. m30	0.00843	6	3.666	0.231	No
f30 vs. f15	0.00565	6	2.457	0.557	Do Not Test
f30 vs. control	0.00446	6	1.943	0.741	Do Not Test
control vs. pez inicial	0.0231	6	10.039	0.003	si diferencia
control vs. m30	0.00396	6	1.723	0.815	Do Not Test
control vs. f15	0.00118	6	0.515	0.999	Do Not Test
f15 vs. pez inicial	0.0219	6	9.524	0.004	si diferencia
f15 vs. m30	0.00278	6	1.209	0.945	Do Not Test
m30 vs. pez inicial	0.0191	6	8.315	0.008	si diferencia

Tabla 71. Prueba de normalidad, igualdad de varianzas y ANOVA de una vía de los valores de proteína en el pez completo.

Prueba de normalidad: Pasado ($P = 0.544$)

Prueba de igualdad de varianzas: Pasada ($P = 0.351$)

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	5	0.00220	0.000439	11.349	0.005
Residual	6	0.000232	0.0000387		
Total	11	0.00243			

Tabla 72. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de proteínas en el pez ccompleto.

Comparación	Dif. de medias	p	q	P	P<0.050
control vs. pez inicial	0.0423	6	9.620	0.004	si diferencia
control vs. f15	0.0149	6	3.394	0.286	No
control vs. m15	0.0102	6	2.318	0.606	Do Not Test
control vs. f30	0.0101	6	2.293	0.615	Do Not Test
control vs. m30	0.00566	6	1.286	0.931	Do Not Test
m30 vs. pez inicial	0.0367	6	8.334	0.008	si diferencia
m30 vs. f15	0.00927	6	2.108	0.682	Do Not Test
m30 vs. m15	0.00454	6	1.032	0.970	Do Not Test
m30 vs. f30	0.00443	6	1.007	0.973	Do Not Test
f30 vs. pez inicial	0.0322	6	7.327	0.015	si diferencia
f30 vs. f15	0.00484	6	1.101	0.962	Do Not Test
f30 vs. m15	0.000110	6	0.0249	1.000	Do Not Test
m15 vs. pez inicial	0.0321	6	7.302	0.015	si diferencia
m15 vs. f15	0.00473	6	1.076	0.965	Do Not Test
f15 vs. pez inicial	0.0274	6	6.226	0.032	si diferencia

Tabla 73. Prueba de normalidad, igualdad de varianzas y ANOVA de una vía de los valores de lípidos en el pez completo.

Prueba de normalidad: Pasado (P = 0.077)

Prueba de igualdad de varianzas: Pasada (P = 0.502)

Fuente de variación	DF	SS	MS	F	P
Entre grupos	5	0.00350	0.000699	19.695	0.001
Residual	6	0.000213	0.0000355		
Total	11	0.00371			

Tabla 74. Prueba de comparación múltiple de Tukey de los valores de lípidos en el pez ccompleto.

Comparación	Dif. de medias	p	q	P	P<0.050
pez inicial vs. f15	0.0548	6	13.013	<0.001	si diferencia
pez inicial vs. control	0.0378	6	8.960	0.006	si diferencia
pez inicial vs. f30	0.0289	6	6.860	0.021	si diferencia
pez inicial vs. m30	0.0228	6	5.418	0.059	No
pez inicial vs. m15	0.0166	6	3.937	0.187	Do Not Test
m15 vs. f15	0.0382	6	9.076	0.005	si diferencia
m15 vs. control	0.0212	6	5.023	0.079	No
m15 vs. f30	0.0123	6	2.923	0.406	Do Not Test
m15 vs. m30	0.00624	6	1.481	0.886	Do Not Test
m30 vs. f15	0.0320	6	7.595	0.013	si diferencia
m30 vs. control	0.0149	6	3.542	0.255	Do Not Test
m30 vs. f30	0.00608	6	1.442	0.896	Do Not Test
f30 vs. f15	0.0259	6	6.153	0.034	si diferencia
f30 vs. control	0.00885	6	2.100	0.685	Do Not Test
control vs. f15	0.0171	6	4.053	0.170	No