

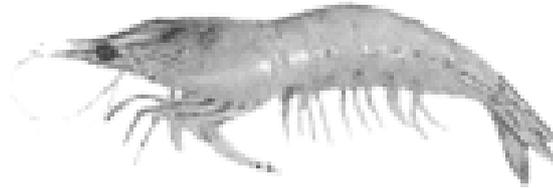


UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA SUR



ÁREA DE CONOCIMIENTOS DE CIENCIAS DEL MAR

DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE BIOLOGÍA MARINA



T E S I S

**“DESCRIPCIÓN DEL DESARROLLO LARVAL DEL CAMARÓN BLANCO
Litopenaeus vannamei (Boone, 1931), Y EVALUACIÓN DEL ÍNDICE DE
DESARROLLO EN FUNCIÓN DEL RÉGIMEN DE ALIMENTACIÓN”**

Que como requisito para obtener el título de

BIÓLOGO MARINO

P r e s e n t a:

ANDRADE-VIZCAÍNO KARLA

Director de Tesis: M. en C. Ernesto Goytortúa Bores.

La Paz, Baja California Sur, México.

Mayo 2010.



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA SUR



ÁREA DE CONOCIMIENTOS DE CIENCIAS DEL MAR

DEPARTAMENTO ACADÉMICO DE BIOLOGÍA MARINA

T E S I S

**“DESCRIPCIÓN DEL DESARROLLO LARVAL DEL CAMARÓN BLANCO
Litopenaeus vannamei (Boone, 1931), Y EVALUACIÓN DEL ÍNDICE DE
DESARROLLO EN FUNCIÓN DEL RÉGIMEN DE ALIMENTACIÓN”**

COMISIÓN REVISORA:

M. en C. Ernesto Goytortúa Bores.

DIRECTOR DE TESIS.

Dr. Marco Antonio Cadena Roa.

ASESOR DE TESIS.

Dr. Carlos Rangel Dávalos.

ASESOR DE TESIS.

Éste trabajo se dedica con mucho cariño a:

A mi madre Débora Vizcaíno, a quien debo todo lo que soy y a

mi padre Carlos Andrade por sus consejos siempre acertados.

Gracias eternamente por mi crecimiento personal pero principalmente por su apoyo, confianza, amor y comprensión; son los mejores padres que me pudieron tocar.

A mi hermana Deborah Andrade por todo su cariño y ayuda en los momentos más

difíciles y darme a la sobrina más hermosa del mundo, Gaia Michelle.

Y al mayor tesoro que me ha dado la vida y la razón de vivir.

MARIFER. Mi hija.

AGRADECIMIENTOS

En la realización del presente trabajo de investigación, que me regalaron su amistad, su tiempo y cariño, pero más que eso su colaboración a este proyecto pues sin su apoyo no hubiera sido posible concluirlo.

A mi Director de tesis M. en C. Ernesto Goytortúa Bores, por su dirección y apoyo en la realización del proyecto, por sus consejos y observaciones para el escrito de la tesis y las facilidades en la búsqueda de información, por su paciencia y tiempo.

A mis Asesores a los Drs. Marco Antonio Cadena Roa y Carlos Rangel Dávalos, por la ayuda para la revisión de la tesis, por sus buenos consejos, pero más que eso por su amistad y apoyo.

Al Centro de Investigación Biológicas del Noroeste.

A Acuacultura Mahr, por permitirnos realizar el proyecto en sus instalaciones, y donar larvas de camarón para el bioensayo y a los reproductores para la realización de la descripción larval, así como la información y experiencias proporcionadas.

Quiero agradecer al Proyecto SEP-CONACyT 2007-01 Clave79047 "Evaluación de la ontogenia de enzimas digestivas, histología del aparato digestivo y la bioquímica de larvas y postlarvas tempranas del camarón blanco *Litopenaeus vannamei* sometidas a diferentes regímenes de alimentación" por aceptar darme la Beca.

A la Universidad Autónoma de Baja California Sur, por ser mi casa de estudios, por aceptar dar inicio a mi formación profesional como Bióloga Marina. Así como al Jefe de Departamento al B. M. Marco Antonio Medina López.

A todos y cada uno de mis amigos: Nathaniel (por tu amistad, porque siempre me apoyaste incondicionalmente y por tu paciencia), Ismael (por tu amistad y apoyo), Alex, Marisol, Ruhama, Braulio, Pepe, Diana, Mariana, Brenda a todos en general por siempre estar unidos y apoyarnos en las buenas y en las malas, por cuidar en algún momento a mi hija, y por ser siempre como una familia, por todo esos momento felices. "muchas gracias". A Sandy que aunque estuvo lejos siempre confió en mí.

ÍNDICE GENERAL

1.- RESUMEN	8
2.- INTRODUCCIÓN	9
2.1.- Descripción de la especie.....	11
2.2.- Taxonomía.....	12
2.3.- Hábitos alimenticios.....	12
2.4.- Anatomía.....	13
2.5.- Hábitat y Distribución.....	15
2.6.- Ciclo de vida.....	15
3.- ANTECEDENTES	17
4.- JUSTIFICACIÓN	18
5.- OBJETIVOS	19
5.1.- Objetivo General.....	19
5.2.- Objetivos particulares.....	19
6.- HIPÓTESIS	19
7.- MATERIALES Y MÉTODOS	20
7.1.- Descripción del Desarrollo Larval.....	20

7.2.- Efecto de la alimentación sobre el Índice de Desarrollo.....	21
8.- RESULTADOS.....	26
8.1.- Estadios Naupliares.....	26
8.1.- Efecto de la Alimentación sobre el Índice de Desarrollo.....	46
9.- DISCUSIÓN.....	48
10.- CONCLUSIONES.....	49
11.- RECOMENDACIONES.....	50
12.- LITERATURA CITADA.....	51
13.- ANEXOS.....	57

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1.- Distribución del camarón blanco <i>Litopenaeus vannamei</i>	11
Figura 2.- Anatomía externa y estructuras asociadas del camarón.....	14
Figura 3.- Ciclo de vida típico del género <i>Litopenaeus</i>	17
Figura 4.- Nauplio I de <i>Litopenaeus vannamei</i>	28
Figura 5.- Nauplio II de <i>Litopenaeus vannamei</i>	29
Figura 6.- Nauplio III de <i>Litopenaeus vannamei</i>	30
Figura 7.- Nauplio IV de <i>Litopenaeus vannamei</i>	31

Figura 8.- Nauplio V de <i>Litopenaeus vannamei</i>	33
Figura 9.- Protozoa I de <i>Litopenaeus vannamei</i>	35
Figura 10.- Protozoa II de <i>Litopenaeus vannamei</i>	37
Figura 11.- Protozoa III de <i>Litopenaeus vannamei</i>	38
Figura 12.- Mysis I de <i>Litopenaeus vannamei</i>	40
Figura 13.- Mysis II de <i>Litopenaeus vannamei</i>	41
Figura 14.- Mysis III de <i>Litopenaeus vannamei</i>	42
Figura 15.- Postlarva 1 de <i>Litopenaeus vannamei</i>	44
Figura 16.- Parámetros físicos del agua de mar durante período experimental.....	46
Figura 17.- Parámetros químicos del agua de mar durante periodo experimental.....	46

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1.- Diseño de alimentos experimentales	22
Tabla 2.- Protocolo para producción de postlarvas de camarón blanco (<i>Litopenaeus vannamei</i>) siembra a 225 nauplio/L	24
Tabla 3.- Composición química proximal de alimentos microparticulados.....	45
Tabla 4.- Índice de desarrollo de organismos a las 72, 144 y 192 horas de cultivo.....	47

**“DESCRIPCIÓN DEL DESARROLLO LARVAL DEL CAMARÓN BLANCO
LITOPENAEUS VANNAMEI (Boone, 1931), Y EVALUACIÓN DEL ÍNDICE DE
DESARROLLO EN FUNCIÓN DEL RÉGIMEN DE ALIMENTACIÓN”**

Karla Andrade Vizcaíno

Universidad Autónoma de Baja California Sur; Carretera al sur km. 5.5, La Paz,
B. C. S. México; dolphyn_23@hotmail.com

El cultivo de camarón ha venido presentado un continuo incremento soportado por el abasto de postlarvas provenientes de laboratorio comerciales. El abasto en cantidad ha sido resuelto, sin embargo existen esfuerzos encaminados a mejorar la calidad de las postlarvas producidas. Se sabe que la alimentación de estos organismos está en función del estadio de desarrollo en que se encuentren, es por esto que resulta esencial la identificación eficaz y rápida de los diferentes estadios durante el desarrollo larvario. En el presente trabajo se hace una descripción de las características morfológicas de los diferentes estadios complementados con una serie fotográfica. También se evaluó el efecto que tiene la alimentación sobre el desarrollo de los organismos observándose que el alimento tiene un efecto significativo sobre el índice de desarrollo de los camarones.

Palabras Calve: Camarón Blanco | Microalgas | Nauplios de *Artemia* | Estadios larvarios.

INTRODUCCIÓN

La producción de camarón a nivel mundial, por captura y acuicultura, ha presentado un gran crecimiento de los últimos años. En 1987 se produjeron alrededor de 2.4 millones de toneladas mientras que para el 2000 la producción fue de 4.2 millones, pero es en el 2006 cuando se presenta una producción de 6.6 millones de toneladas (Gutiérrez, 2009). En México se espera que para el periodo 2008 a 2015 la producción de camarón presente una tasa media de crecimiento del 2.91% anual, pasando de 197,535 a 241,457 toneladas. Este crecimiento se debe al incremento en la producción por acuicultura, llegando a aportar en el 2008 hasta el 68% de la producción total (Anónimo, 2009) y se espera que dicho aporte continúe creciendo.

La principal especie que se produce, tanto a nivel mundial como a nivel nacional, es el camarón blanco *Litopenaeus vannamei* llegando a reemplazar al camarón tigre *Penaeus monodon* (Fabricius, 1798) cultivado en Asia (Gutiérrez, 2009; Josupeit, H, 2009). Este repunte en el cultivo del camarón blanco se debe principalmente al rápido crecimiento, a su buena supervivencia en condiciones de alta densidad y a su tolerancia a enfermedades, de manera tal que lo hacen una excelente opción para producción bajo condiciones de cultivo intensivas.

El rápido crecimiento en el cultivo de camarón ha traído como consecuencia un incremento en la demanda de postlarvas y esto a su vez ha generado el crecimiento de empresas productoras de estos organismos, siendo necesario un abasto de postlarvas de alta calidad para obtener una óptima cosecha (Wouters y Fegan, 2004; Aguilar, 2004), en donde el término “calidad” es

empleado para referir el estado fisiológico de los organismos y normalmente está relacionado con la supervivencia y tasa de crecimiento de los organismos durante su etapa larvaria y postlarvaria (Racotta *et al.*, 2001). Los criterios utilizados para determinar la calidad de los organismos pueden agruparse en cinco categorías: bioquímico, morfológico, de comportamiento, productivos o de rendimiento y de sobrevivencia a condiciones ambientales adversas (Racotta *et al.*, 2001). La calidad en los primeros estadios larvales está en función de los reproductores a partir de los cuales provienen, sin embargo, para los últimos estadios larvales y para toda la etapa postlarval, la calidad de los organismos está en función de las condiciones de cultivo, especialmente de las condiciones nutricionales.

En la actualidad, la producción de postlarvas depende del suministro de alimento vivo – principalmente microalgas y nauplios de *Artemia* (Leach, 1819), los cuales proveen de los nutrimentos necesarios, pero su producción requiere de cuidados y controles que los encarecen (Araos-Dzul *et al.*, 2000). Para el caso de los nauplios de *Artemia*, provenientes de quistes obtenidos del medio ambiente, las fluctuaciones naturales de la población, cambio de las condiciones climatológicas y medio ambientales en las áreas de producción o por sobre-explotación del recurso en sus áreas naturales, han influido en las variaciones de su calidad y disponibilidad teniendo como consecuencia un incremento significativo en el precio, además de generar una disminución del inventario, y por lo tanto, la escasez del producto (Sepúlveda, 2001). Los costos que implican el suministro de este insumo pueden representar entre el 20 a 30% de los costos totales de producción (Rodríguez, 2002).

Descripción de la especie

Los camarones son Artrópodos caracterizados por tener sus patas formadas por segmentos articulados y presentar su cuerpo protegido por una cubierta gruesa de quitina, la cual necesitan cambiar o mudar para poder crecer; pertenecen a la clase crustácea, son organismos mandibulados con apéndices birrámeos articulados, con dos pares de antenas, branquias, caparazón; presentan estadios de larva y Nauplio y son de hábitos acuáticos; poseen un gran potencial reproductivo, ya que las hembras pueden desovar hasta un 250,000 huevecillos (Rueda, 2003).

El camarón blanco es una especie frecuente y abundante en los sistemas estuarino-lagunares (Pérez-Farfante y Kensley, 1997). Se encuentra desde la parte norte del Golfo de California y se extiende su distribución hasta Caleta La Cruz, Perú (Fig. 1) (Hendricks, 1996).

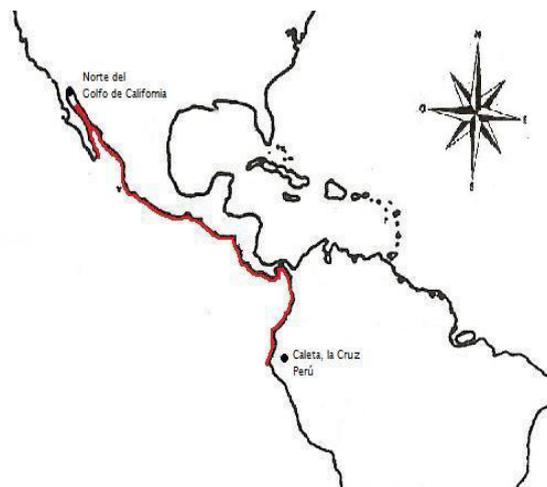


Fig. 1. Distribución del camarón blanco *Litopenaeus vannamei*. (2).

Taxonomía de *Litopenaeus vannamei* (Pérez-Farfante y Kensley, 1997).

Phylum: Arthropoda

Clase: Malacostraca

Orden: Decapoda

Suborden: Dendobranchiata

Superfamilia: Penaeoidea

Familia: Penaeidae

Género: *Litopenaeus*

Especie: *vannamei*



Hábitos alimenticios

Las larvas de *Litopenaeus vannamei* presentan tres estadios larvarios con diferentes sub-estadios después de la eclosión: estadio naupliar (NI a NV), estadio de protozoa (PZI a PZIII) y estadio de mysis (MI a MIII). Los cinco sub-estadios naupliares no presentan una alimentación exógena, y su nutrición depende de las reservas vitelogénicas provenientes del huevo, constituido principalmente de lipoproteínas. A partir de PZI, las larvas comienzan a alimentarse de microalgas de tamaños menores a seis micrómetros, siendo común el uso de diatomeas como alimento de inicio en los cultivos larvarios (Alfonso *et. al.*, 1988). Las principales especies utilizadas tanto a escala experimental como comercial son de género *Chaetoceros spp.* (Gran), aunque otras especies han sido empleadas como las del género *Skeletonema spp.* (Greville) (Kuban, 1985). Así también, se ha señalado que la combinación de

diatomeas con flagelados dan mejores resultados, destacando las especies del género *Tetraselmis spp.* (Stein), con tamaños que varían de acuerdo a la especie, normalmente de 14 a 26 micrómetros. El uso de flagelados normalmente se emplea a partir de PZII en larvas de *L. schmitti* (Wheeler), Treece y Yates (1990) proponen su uso desde PZI.

La incorporación de elementos zooplanctónicos ha sido sustentado por las demandas de proteína de origen animal hacia el final de estadio de protozoa, siendo los nauplios de *Artemia spp.* los más utilizados. Los requerimientos varían de acuerdo a las diferentes especies de camarones cultivados. (Alfonso *et. al.* 1988; Gallardo *et. al.* 1995 y Treece y Yates 1990).

La producción de alimentos vivos necesarios para el cultivo larvario incrementa los costos en las granjas de producción de camarón, ya que requieren de un manejo delicado para evitar contaminación, pues pueden ser patógenos para las algas y para las larvas en el tanque de cultivo.

Anatomía

Una de las características de los camarones es que los seis segmentos cefálicos y los ocho torácicos están unidos en un solo bloque, protegido por un caparazón rígido. En el cefalotórax se encuentran la mayoría de los órganos del camarón (ojos, antenas, anténulas, rostro, mandíbula, maxilípedos y periopodos) (Fig. 2). El cerebro es trilobulado, presenta un ganglio supraesofágico. El sistema nervioso es ventral en el tórax y en el abdomen, con los ganglios metamerizados. El corazón es ventral y se conecta directamente

con el hemoceloma a través de arterias abdominales ventral y dorsal (Martínez-Córdova, 1993).

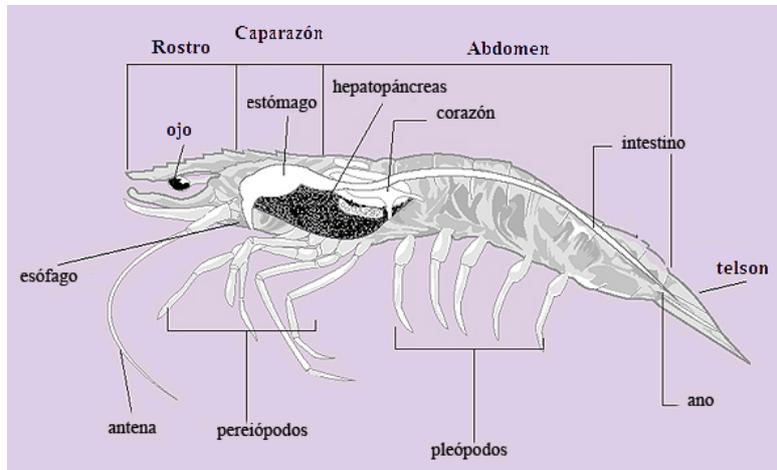


Fig. 2. Anatomía externa y estructuras asociadas del camarón. (1).

Exoesqueleto: Los crustáceos no tienen esqueleto interno pero están cubiertos de un exoesqueleto, el cual proporciona al animal protección contra sus depredadores, el exoesqueleto, en la región del cefalotórax, presenta diferentes procesos como espinas, surco y suturas, cuya forma, tamaño y distribución es característica de cada especie. El cuerpo puede ser dividido en tres regiones: cefalotórax, abdomen y telson. Los apéndices del cefalotórax son: anténulas, antenas, mandíbulas, maxilas, maxilípedos, pereiópodos, el abdomen está formado por seis segmentos y seis pares de apéndices llamados pleiópodos cuya función es natatoria. En el telson se encuentran los urópodos, que sirven también para la natación (Rueda, 2003).

Hábitat y distribución

El camarón blanco es nativo de la costa oriental del Océano Pacífico, desde Sonora, México al Norte, hacia Centro y Sudamérica hasta Tumbes en Perú, en aguas cuya temperatura es normalmente superior a 20 °C durante todo el año, y las Islas Galápagos en el Ecuador. *Penaeus vannamei* se encuentra en hábitats marinos tropicales. Los adultos viven y se reproducen en mar abierto, mientras que la postlarva migra a las costas a pasar la etapa juvenil, la etapa adolescente y pre-adulta en estuarios, lagunas costeras y manglares. El camarón blanco es una especie característica de fondos arcillo-arenoso, desde los 5 m hasta 72 m de profundidad, aunque Hendricks (1996) lo ha registrado a profundidades de entre 36 y 90 mt. Alcanzando una talla máxima de hasta 230 mm de longitud total, presentando un color blanco transparente (Dore y Claus, 1987).

Ciclo de vida

El ciclo de vida del camarón puede ser dividido en dos fases: la oceánica y la estuarina (Morales, 1990). La reproducción del camarón comienza en aguas alejadas de la costa, cuando el macho deposita en la hembra un paquete de esperma que fertiliza los huevos a medida que son puestos (CPC, 1989). Las hembras grávidas son reconocidas fácilmente por sus ovarios verdes, visibles a través del exoesqueleto (Van Olst y Carlberg, 1972). Luego los huevos maduran y pasan a través de una serie de estadios larvales: nauplio, protozoa y mysis, posteriormente alcanzan el estadio de post-larva que asemeja a un camarón adulto. Luego las post-larvas se mueven en dirección a la costa hacia

los estuarios de los ríos, donde se desarrollan rápidamente, pues encuentran una mayor disponibilidad de alimento, menor salinidad, mayores temperaturas y protección contra los depredadores. Después de sucesivas mudas, las postlarvas se transforman en juveniles manteniéndose en los estuarios de los ríos durante un lapso de 3 a 4 meses (Morales, 1990), posteriormente comienzan a migrar al mar donde su crecimiento es más rápido (CPC, 1989).

Las hembras son sexualmente inmaduras cuando salen de los estuarios, estas no madurarán hasta que lleguen a los campos de apareamiento, los cuales se encuentran lejos de la costa a profundidades de 120 a 180 metros. Los machos por naturaleza maduran antes que las hembras. Para que ocurra el apareamiento, la hembra debe de haber mudado y encontrarse en un estado característico, con el exoesqueleto blando, por otro lado el macho debe tener su exoesqueleto duro. El desove tiene lugar en la temporada cálida, el número de huevos por desove fluctúa entre los 100,000 – 250,000 (Morales, 1990). Existe evidencia de que las hembras desovan más de una vez. La vida normal del camarón es de 12 meses aproximadamente, pero algunos llegan a los dos años (Morales, 1990).

En la figura 3, podemos observar el ciclo de vida del camarón, mostrando a los adultos, que desovan en aguas más profundas y de mayor salinidad (1); (2), (3) y (4) aparecen los estadios larvales de nauplio, protozoa y mysis en sucesivas mudas acercándose los más avanzados hacia aguas costeras. Las postlarvas (5) penetran en aguas salobres en esteros litorales para nutrirse intensamente y crecer y llegar a juvenil (6). Los pre-adultos (7) migran hacia los fondos de desove.

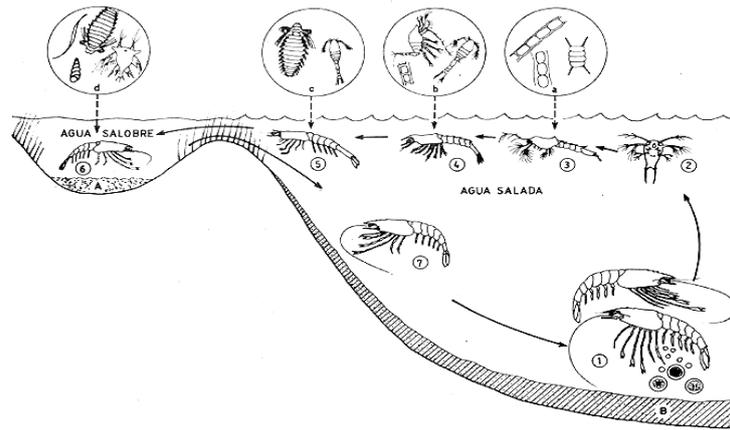


Fig 3. Ciclo de vida típico del género *Litopenaeus*. (Modificado de Boschi, 1977).

ANTECEDENTES

Lovett y Felder (1990) señalan que las larvas de camarón blanco presentan una boca funcional después de 2 o 3 mudas, con una mandíbula para triturar el alimento, y un tracto digestivo dividido en 3 regiones: el estimoideo, el mesentereo y el protoideo.

Gaxiola *et. al.* (2006) estudiaron la nutrición de *Litopenaeus vannamei* en donde presentan diversos aspectos de cómo el camarón se puede adaptar a una dieta en función de su composición y en segundo lugar según el número de las generaciones producidas en cautiverio.

Pérez (2007) realiza una evaluación del crecimiento y supervivencia en larvas de *Litopenaeus vannamei* encontrando que las microalgas vivas son mejores que las congeladas, encontrando también que *Tetraselmis spp.* ofrece un mejor rendimiento en cuanto al crecimiento al compararlo con *Chaetoceros* e *Isochrysis* en larvicultura.

Erazo y Peeters (2001) encontraron que la variación en crecimiento de *L. vannamei* depende en gran medida de las condiciones ambientales y de manejo en las que se realiza la pre-cría y no del origen de las postlarvas.

Galindo *et al.* (2002). Realizaron estudios nutricionales de juveniles de camarón blanco haciendo evaluaciones de 12 dietas con diferentes niveles de inclusión de proteínas, lípidos y carbohidratos, encontrando mayor crecimiento en los camarones que se alimentaron con las dietas que contenían 33 y 28% de proteína.

Türkmen (2003) realizó un estudio acerca del desarrollo larval de camarones de estanques (*Litopenaeus kerathurus*) bajo condiciones de laboratorio, en donde el tiempo de incubación de los huevos fue de 12h 30 min, sugiriendo que la temperatura es el principal factor que afecta al desarrollo.

Türkmen (2005) realizó una descripción acerca de las fases larvales de *Litopenaeus semisulcatus* teniendo un desarrollo similar a otros miembros de la Familia: Penaeidae, encontrando diferencias entre los estadios, es el número de nauplios, así como en tamaño de las larvas en sus distintas etapas.

Godínez *et. al.* (2005) definen que el índice de desarrollo o metamorfosis de las larvas durante su crecimiento, se emplea para determinar si alguno de los ensayos alimenticios a evaluar acelera o retarda el cambio de un estadio a otro durante el desarrollo larvario del camarón.

JUSTIFICACIÓN

Proyectos anteriores con respecto a la descripción del desarrollo larval del camarón blanco *L. vannamei*, han sido escasos y poco específicos. En general los camarones peneidos son muy cotizados en la mayoría de los mercados del mundo, el camarón blanco se considera una de las especies más importantes debido a su aporte en la producción pesquera, por lo cual con el presente trabajo se pretende contribuir al conocimiento de la descripción del desarrollo de las larvas de camarón blanco, y la evaluación del índice de desarrollo en función del régimen de alimentación para conocer cuál es el alimento nutricionalmente más eficiente y en un futuro permita la obtención de mayores beneficios a un menor costo de producción.

OBJETIVOS

Objetivo general

- Describir con el apoyo de imágenes fotográficas el desarrollo de larvas de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* y evaluar el efecto de la dieta sobre el índice de desarrollo.

Objetivos particulares

- Describir el desarrollo larval del camarón blanco *L. vannamei*.
- Evaluar el efecto de la alimentación en el índice de desarrollo de las larvas de camarón.

HIPÓTESIS

El régimen de alimentación afecta el desarrollo larvario del camarón blanco *Litopenaeus vannamei*

MATERIAL Y MÉTODOS

Descripción del Desarrollo Larval

Colecta de hembras, aclimatación y toma de muestras.

De un grupo de 100 organismos adultos contenidos en pilas de 20,000 l, del laboratorio comercial de Acuicultura Mahr se seleccionaron 4 hembras maduras, las cuales estaban en estado de gravidez denotando esto por presentar el ovario grande con una forma triangular gruesa en el primer y segundo segmento abdominal. Las hembras se colocaron de manera individual en tanques de 5,000 L de capacidad, con una temperatura de 32 °C, agua de mar filtrada y con suficiente aireación. Una vez que se dio el desove, los huevos se trasladaron a tanques de 1,000 L de capacidad y con 35 ups, a en condiciones óptimas. En este tanque los huevos eclosionaron y se desarrollaron hasta alcanzar el estadio de postlarva. Para cada estadio se tomó una muestra de 10 organismos para la toma de fotografías.

Toma de fotografías.

En análisis morfológico para cada estadio larval se llevó a cabo utilizando un microscopio digital con cámara integrada (Motic Digital microscope DMB Series) capturando las imágenes con la ayuda del programa Motic Image Plus 2.0 (Motic China Group Co., LTD).

Efecto de la alimentación sobre el Índice de Desarrollo

Diseño y elaboración de alimentos inertes

Se formularon tres alimentos experimentales de manera que contuvieran alrededor del 50% de proteína cruda y 12% de lípidos (Tabla 1). El primero sirvió como control interno para el cual se utilizó harina de pescado (HP). A los otros alimentos se les incluyó los ingredientes experimentales, harina de langostilla (HL) y ensilado de pescado (EP), como fuente animal de proteínas.

Para la elaboración de los alimentos microparticulados, en primer lugar se pulverizaron todos los ingredientes a un tamaño de partícula menor de 36 μm utilizando un ultrapulverizador centrífugo (16,000 rpm y criba de 0.08 mm; Reitsch ZM 200). Los ingredientes sólidos fueron mezclados por 15 minutos en una mezcladora (Kitchen Aid^{MR}) de 1L, adicionando primero los macroingredientes secos (ingredientes incluidos en mayor porcentaje), seguidos de la mezcla de microingredientes, adicionando posteriormente la emulsión de aceites-lecitina. Una vez bien mezclados todos los ingredientes se agregó agua (alrededor del 40% en peso de mezcla sólida), y la pasta resultante fue pasada a través de un molino de carne para obtener pelets de 2 mm de diámetro, mismos que fueron secados en una estufa con flujo de aire a 40°C por 18 horas. Los alimentos secos fueron pulverizados y tamizados para obtener el rango de tamaño de partícula a utilizar (53-150 μm).

Tabla 1. Diseño de alimentos experimentales

Ingrediente	Base húmeda (g/100 g alimento)		
	HP	EP	HL
Gluten de trigo	27.6	36.4	38
Pasta de Soya	22	22	22
Harina de pescado	26	0	0
Ensilado de pescado	0	26	0
Harina langostilla	0	0	26
Harina integral de trigo	10.18	0.00	1.40
Aceite de girasol	2.83	5.21	3.71
Aceite hígado bacalao	3	3	3
Almidón de maíz	3	2	1
Lecitina soya	3	3	3
Premezcla mineral crustáceos	1.5	1.5	1
Colesterol	0.5	0.5	0.5
Premezcla vitaminas crustáceos	0.26	0.26	0.26
Vitamina C	0.09	0.09	0.09
Cloruro de colina	0.04	0.04	0.04
BHT	0.004	0.004	0.004

Gluten de trigo: ARANCIA, Ingredientes Especiales. Monterrey, NL. México.

Pasta de soya: Proteínas Marinas y Agropecuarias, S.A. de C.V. Guadalajara, México.

Harina de pescado (sardina): Proteínas Marinas y Agropecuarias, S.A. de C.V. Guadalajara, México

Harina de langostilla: Elaborada en el laboratorio de Nutrición Acuícola del CIBNOR, S.C., utilizando juveniles enteros de *Pleuroncodes planipes*

Ensilado de pescado: Ensilado biológico elaborado en el laboratorio de ciencia de los alimentos de la UABCS utilizando músculo de Cardenal (*Paranthias colonus*) y *Lactobacillus plantarum* como inóculo

Harina integral de trigo: Proteínas Marinas y Agropecuarias, S.A. de C.V. Guadalajara, México

Aceite de girasol: La Torre, aceite vegetal puro de girasol. Tron Hermanos S.A de C.V. Morelia, Mich. México

Aceite de hígado de bacalao: Farmacia Paris S.A de C.V., México D.F.

Almidón de maíz: Sigma S4126

Lecitina de soya: ODONAJI® Distribuidora de alimentos naturales y nutricionales S.A. de C.V. México, D.F.

Premezcla mineral (g / kg of diet): KCl, 0.5; MgSO₄.4H₂O, 0.5; ZnSO₄.7H₂O, 0.09; MnCl₂.4H₂O, 0.0234; CuCl₂.2H₂O, 0.005; KI, 0.05; CoCl₂.6H₂O, 0.0025; Na₂HPO₄, 2.37. SIGMA CHEMICAL CO. St Louis MO USA.

Colesterol: Equivalent to USP/NF, Approx. 95% (GC) Sigma C8503

Premezcla vitaminas (mg or IU / kg alimento): A acetato, 15000 IU; D₃, 7,500 IU; E, 400; K₃, 20; cloruro de colina (99%) 400 mg; tiamina HCl, 150; riboflavina, 100; piridoxina HCl, 50; ácido pantoténico, 100; niacina, 300; biotina, 1; inositol, 500; ácido fólico, 20; cianocobalamina, 0.1. ICN Biomedical Inc, Aurora, Ohio USA

Vitamina C Stay-C: (L-ascobil-2-polifosfato 35% activity C), Roche Vitamins Inc., Parsippany, Nj, USA.

Cloruro de colina: ICN Biomedicals, Inc. 101386

BHT: Butylated hydroxytoluene, ICN 101162

Controles periódicos y condiciones de cultivo

Se llevó a cabo un monitoreo diario que inició a las 08:00 a.m. y consistió en tomar lecturas de temperatura, oxígeno disuelto, pH y salinidad con un lector multiparámetros (YSI 556 MPS). Los valores promedio de los diferentes parámetros fisicoquímicos del agua registrados durante el experimento fueron: temperatura 33.30 ± 0.26 ° C, salinidad 36.62 ± 0.76 ‰ y oxígeno disuelto 5.53 ± 0.12 mg/L.

Larvas en estadio de nauplios V fueron colocadas en 15 acuarios de 120 l de capacidad a razón de 220 larvas por litro. Los alimentos fueron asignados aleatoriamente en los 15 acuarios, a manera de contar con 3 réplicas para cada uno de los tratamientos. La cantidad y frecuencia de alimentación se muestra en la tabla 2. El experimento terminó cuando los organismos de al menos un tratamiento alcanzaron el estadio de postlarvas 6.

Índice de desarrollo

Diariamente se tomó una muestra de 10 organismos de cada acuario a los cuales se les determinó el índice de desarrollo (I.D.), el cual se obtuvo mediante observaciones microscópicas asignándole valores absolutos a cada subestadio aplicando la fórmula utilizada por Villegas y Kanazawa (1979), en donde: $I.D. = A / N$

A= Valor absoluto por número de organismos examinados

N= Número de organismos examinados

Valor absoluto: PI = 1, PII = 2, PIII = 3, MI = 4, MII = 5, MIII = 6, PI1 = 7.

Tabla 2: Protocolo para producción de postlarvas de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) siembra a 225 nauplio/L

Estadio	Alimento común	VECES/DIA	Tratamiento control	Trat.de referencia (BERN)			Tratamiento HP		Tratamiento EP		Tratamiento HL	
	Algas cel/ml x 1000		Artemia nauplios/larva día	Royal Caviar	Royal Seafood	Artemia nauplios/larva día	Alimento HP	Artemia nauplios/larva día	Alimento EP	Artemia nauplios/larva día	Alimento HL	Artemia nauplios/larva día
N 5	Ch 60											
Z1	Ch 80	6		0.03			0.03		0.03		0.03	
Z2	Ch 80	6		0.03			0.03		0.03		0.03	
Z2 / Z3	Ch 100	6		0.04			0.04		0.04		0.04	
Z3	Ch 120	6	10 M	0.05		5 M	0.06	5 M	0.06	5 M	0.06	5 M
Z3 / M1	Ch 120	6	14 M	0.07		7 M	0.08	7 M	0.08	7 M	0.08	7 M
M1	Ch 100	6	14 M	0.08		7 M	0.09	7 M	0.09	7 M	0.09	7 M
M2	Ch 80	6	30 M	0.08		15 M	0.09	15 M	0.09	15 M	0.09	15 M
M3	Ch 60	6	40 M	0.11		20 M	0.11	20 M	0.11	20 M	0.11	20 M
M3 / PL 1	Ch 60	6	40 M	0.07	0.07	20 M	0.14	20 M	0.14	20 M	0.14	20 M
PL1	Ch 40	6	40 M	0.08	0.08	40 V	0.16	40 V	0.16	40 V	0.16	40 V
PL2	Ch 30	6	100 M	0.09	0.09	50 V	0.18	50 V	0.18	50 V	0.18	50 V
PL3	Ch 30	6	120 M	0.11	0.11	60 V	0.22	60 V	0.22	60 V	0.22	60 V
PL4	Ch 30	12	160 M	0.12	0.12	80 V	0.24	80 V	0.24	80 V	0.24	80 V
PL5	Ch 30	12	160 M	0.13	0.13	80 V	0.26	80 V	0.26	80 V	0.26	80 V
PL6	Ch 30	12	160 M	0.14	0.14	80 V	0.28	80 V	0.28	80 V	0.28	80 V

*La cantidad de alimento se da en gramos y es por ración, y se dieron de 6 a 12 raciones por día en función del estadio de desarrollo ** La microalga utilizada fue Cheatoceros

Análisis estadístico

Con los datos obtenidos se realizó una matriz a la cual se le realizaron análisis estadísticos paramétricos de relación de variancias.

Cada tratamiento será considerado como la unidad experimental y el significado de los valores tratados, se tomarán como una sola observación. Los datos sobre el crecimiento de las larvas, y el índice de supervivencia de las larvas de calidad se transforma a arcoseno antes del análisis, posteriormente se realizará una prueba Tukey para la comparación de medias. La significancia será establecida en un 5% de probabilidad (Sokal y 1981 Rohlf).

RESULTADOS.

El día 19 de Junio de 2009, la hembra empezó el desove a las 23 hr. y el momento de la eclosión tuvo una duración de 11 horas con 50 minutos, a partir de éste momento se empezó el primer muestreo .

ESTADÍOS NAUPLIARES

Litopenaeus vannamei incuban huevos entre 10-16 horas después de la fertilización. El nauplio no nada y aún menos mueve sus apéndices durante varios minutos después de la incubación. Sin embargo después de aproximadamente 30 minutos, las larvas pueden nadar y son atraídas por la luz. En todos los estadios de nauplio nadan sin regularidad, alternando entre el descansar y nadar por distancias cortas.

El nauplio muda cinco veces, una vez cada siete horas. En cada estadio sucesivo de nauplio (N-1 a N-5), el número de setas aumenta en el exopodito (Fig. 1-5). Además, como el nauplio consume gradualmente su vitelo, sus cambios de color del cuerpo van de amarillo oscuro (N-1) a semitransparente (N-5).

Nauplio I (N-1)

Tamaño promedio: 0.40 mm de largo por 0.20 mm de ancho. Duración de la sub-etapa: 5 horas.

El primer nauplio tarda algunos minutos en romper la envoltura del huevo. Al eclosionar presenta un aspecto “arrugado”, pero lentamente va desplegando sus apéndices, hasta alcanzar después de 10 minutos su posición normal.

Durante ésta sub-etapa, el nauplio presenta un aspecto periforme, notándose una pequeña constricción en la zona medial del cuerpo; en la porción anterior se observan tres partes de apéndices que corresponden a las anténulas, antenas y mandíbulas. En la parte discal se localiza el ojo naupliar.

Las anténulas son estructuras unirrámeas que se proyectan desde la parte anterior del cuerpo, presentando una ligera curvatura hacia adentro; toda la estructura anténular está provista de seis pares de sedas simples, siendo las de los extremos las más desarrolladas.

Las antenas birrámeas se originan inmediatamente después de las anténulas y están constituidas por un endopodito que presenta cinco pares de sedas simples y un exopodito provisto del mismo número de sedas simples. Las mandíbulas birrámeas son más cortas que los apéndices anteriores y se originan en la región ventral media del cuerpo. Tanto el exopodito como el endopodito presentan tres sedas simples distales.

Lateralmente, el cuerpo muestra una superficie dorsal convexa, con una pequeña “joroba” en la región anterior. Ventralmente se aprecia el primordio del labio anterior y el abultamiento del labio posterior cerca a la región ventral comprendida entre el origen de las antenas y las bases mandibulares.

Las puntas de sus dos espinas furcales están ligeramente doblados el uno sobre el otro, tiene 3 setas terminales largas en la primera antena, y en la segunda 5 setas sobre el exópodo: 3 largas laterales y 2 largas terminales.



Fig. 4. Nauplio I de *Litopenaeus vannamei*.

Nauplio II (N-2)

Tamaño promedio: 0.45 mm de largo por 0.20 de ancho. Duración promedio de la sub-etapa II: 5 horas.

Durante ésta sub-etapa se nota un incremento en tamaño, pero la característica principal es la presencia de minúsculas seditas laterales sobre los bordes de las sedas principales.

Las puntas de las dos espinas furcales ahora están ligeramente dobladas uno del otro: el cuerpo ahora es ligeramente cóncavo. En la primera antena se encuentra 1 seta terminal larga y una moderada. La segunda antena tiene 6 setas en el exópodo: 3 setas largas laterales y 2 largas terminales, y 1 seta terminal corta. En el endópodo se localizan 2 setas terminales largas.



Fig. 5. Nauplio II de *Litopenaeus vannamei*.

Nauplio III (N-3)

Tamaño promedio: 0.50 mm de largo por 0.20 mm de ancho. Duración promedio de la sub-etapa III: 10 horas.

En el extremo posterior del cuerpo, se observa claramente la hendidura caudal que da origen a un par de lóbulos caudales armado cada uno de tres espinas, siendo la central la más fuerte y desarrollada.

En el endopodito antenal se observa un aumento considerable en longitud de la tercera seda lateral externa; el exopodito presenta una nueva seda en el extremo apical.

Las mandíbulas no muestran cambios significativos. Sobre la superficie ventral de la porción posterior del cuerpo parecen pequeños abultamientos que corresponde a los primordios de las maxilas y maxilipedos.

En la espina furcal se aprecian 2 distintos con 3 espinas cada uno. En la primera antena se encuentran 2 setas terminales largas y 1 corta. La segunda antena en el exópodo ahora presenta 7 setas: 3 largas laterales, 3 largas terminales y 1 corta terminal; el endópodo ahora tiene 8 setas terminales largas.



Fig. 6. Nauplio III de *Litopenaeus vannamei*.

Nauplio IV (N-4)

Tamaño promedio: 0.55mm de largo por 0.20 de ancho. Duración promedio de la sub-etapa IV: 10 horas.

Los lóbulos caudales están mucho más acentuados y presenta un total de cinco espinas a cada lado.

En la región ventral posterior se aprecian claramente, a través del delgado caparazón, las estructuras correspondientes a las pre-maxilas y pre-maxilipedos.

Las anténulas presentan un total de seis segmentos (poco visibles), y el número de seda permanece constante.

En las antenas se observa un protopodito bisegmentado, del cual se origina un endopodito libre de segmentos y un exopodito provisto de 10 segmentos notándose el incremento de una nueva seda apical.

En las mandíbulas se observa un cambio bastante importante, ya que del primordio basal se han desarrollado estructuras masticadoras bien definidas.

Cada espina furcal ahora presentan 5 espinas. En la segunda antena el exopodito tiene 8 setas: 4 largas laterales, 2 largas terminales, 1 moderada terminal y 1 moderada corta.

Aparece la segmentación de los apéndices, la maxila y los maxilípedos (partes de la boca) también aparecen pero son difíciles de apreciar.



Fig. 7. Nauplio IV de *Litopenaeus vannamei*.

Nauplio V (N-5)

Tamaño promedio: 0.58mm de largo por 0.20mm de ancho. Duración promedio de la sub-etapa V: 20 horas.

Durante ésta sub-etapa, el último de la etapa naupliar, se presentan cambios estructurales definidos. En la parte anterior de la cabeza aparecen dos pequeños abultamientos que forman los primordios oculares, cubiertos aún por el caparazón transparente.

La segmentación antenular es completamente visible, notándose un total de ocho sedas plumosas.

La antena tiene un endopodito no segmentado, provisto con un total de ocho sedas plumosas; el exopodito presenta 10 segmentos definidos, observándose un total de ocho sedas plumosas.

La mandíbula ha sufrido una modificación radical, las placas masticadoras están completamente desarrolladas y los discos trituradores están armados de una serie de denticulos cortantes; tanto el endopodito como el exopodito mandibular permanecen sin mayores cambios, conservando el número original de sedas plumosas.

Las estructuras de las maxilas y los maxilipedos presentan segmentaciones visibles, pero permanecen inactivas.

La región caudal, presenta una amplia escoladura y los lóbulos caudales bien definidos presentan cada uno siete espinas. Ahora cada espina furcal lleva 7 espinas.

En ésta etapa ya hay diferencias obvias de setas entre las primeras y segundas antenas.

Ahora el cuerpo se ve más deprimido. Las estructuras de la base de la mandíbula pueden ser vistas. Con respecto a la vista dorsal, el contorno del exoesqueleto se puede observar bajo la cutícula.



Fig. 8. Nauplio V de *Litopenaeus vannamei*.

ESTADIOS DE PROTOZOEIA

Protozoa I (Z-1)

Tamaño promedio: 1.00 mm de largo por 0.50 de ancho. Duración promedio de la etapa I: 48 horas.

El cuerpo aparece claramente dividido en dos regiones, el cefalón (cabeza) y la región perio-pleónica (abdomen), Éste cambio es tan obvio que la N-5 puede ser distinguida de la Z-1 a simple vista. El ojo naupliar no se ha perdido y aparece en la parte medial anterior de la cabeza, entre los ojos compuestos sésiles.

La región basal de las anténulas conserva los seis segmentos de la sub-etapa Nauplio V, pero en la zona apical aparece una nueva segmentación, que eleva el número total a ocho anejos. El borde externo y la región apical, están pobladas por ocho sedas plumosas.

La antena presenta una región basal (protopodito) tri-articulado.

El exopodito antenal presenta dos segmentos visibles y un total de ocho sedas plumosas, casi todas concentradas a la región distal.

El endopodito tiene 10 segmentos muy marcados y presenta un total de 13 sedas plumosas.

En la mandíbula antenal ocurren cambios muy importantes, ya que han desaparecido los exo y endopoditos, formándose una estructura masticadora con los discos trituradores dirigidos hacia adentro. El labrum y el labium se han modificado en una boca funcional.

La primera maxila (activa) presenta un protopodito libre de segmentos y un endopodito trisegmentado, provisto de nueve sedas simples; el exopodito que se encuentra a un lado del protopodito, parece más bien un botonamiento rudimentario, aunque está

provisto de tres sedas. La segunda maxila es similar a la primera, pero el protopodito presenta cuatro lóbulos abultados con un total de 19 sedas.

Los maxilípedos I y II son similares y presentan un protopodito bisegmentado, un exopodito tetrsegmentado y un endopodito alargado, libre de antejos; toda la estructura, tanto del borde interno como externo, está cubierta por 22 sedas plumosas.

En la región perión-pleónica aparecen seis segmentos visibles. La región presenta dos lóbulos bien desarrollados, armado cada uno con siete espinas furcales.

Se aprecia claramente el tracto digestivo, ya que va desde la boca hasta el ano en la región anterior de la escotadura caudal.



Fig. 9. Protozoea I de *Litopenaeus vannamei*.

Protozoea II (Z-2)

Longitud promedio: 2.00 mm de largo por 0.80 mm de ancho. Duración promedio de la etapa II: 48 horas.

Los ojos pedunculados sobresalen del caparazón. En la parte anterior del cefalón se ha formado una gran espina rostral y lateralmente a ésta, dos pequeñas espinas supraorbitales.

La anténula presenta seis anteojos, siendo el quinto el mayor de todos; el número de sedas permanece constante.

La antena presenta dos anteojos en el protopodito basal y desaparecen las segmentaciones del endopodito; se observan tres sedas plumosas apicales sobre el endopodito. El exopodito no presenta cambios visibles de importancia. Las mandíbulas muestran claramente las estructuras molares e incisivas.

La región perión-pleónica se separa visiblemente en siete segmentos torácicos y cinco segmentos abdominales. La región del telson no presenta ningún tipo de segmentación, haciéndose aún más acentuada la escotadura furcal.

En los bordes ventrales de la región torácica se aprecian pequeños abultamientos que corresponden a los primordios de pereiópodos.

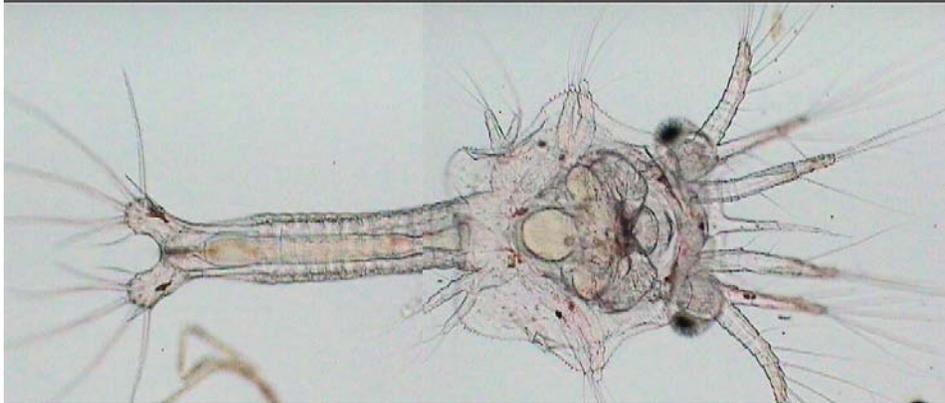


Fig. 10. Protozoa II de *Litopenaeus vannamei*.

Protozoa III (Z-3)

Longitud promedio: 2.70mm de largo por 1.00 mm de ancho. Duración promedio de la etapa III: 30 horas.

El rostrum se hace más fuerte y persisten las espinas supraorbitales. El par de anténulas lleva cada una tres anteojos visibles; sobre el borde lateral externo se presentan tres sedas cortas y sobre el segmento apical aparecen cuatro sedas largas.

La antena presenta dos anteojos basales, de los cuales salen el exo y endopodito, los cuales no sufren mayores cambios.

En las mandíbulas se observa claramente el palpo mandibular.

En la región ventral del perion, aparecen claramente los primordios de los pereiópodos, el abdomen presenta cinco segmentos visibles, de los cuales, los primeros cuatro tienen espinas dorsales, mientras que el quinto segmento tiene una espina dorsal

media y dos espinas ventro-laterales. El telson aparece segmentado formando de ésta manera el sexto segmento abdominal. Los urópodos funcionales presentan exo y endopoditos.



Fig. 11. Protozoa III de *Litopenaeus vannamei*.

ESTADIOS DE MYSIS

Mysis I (M-1)

Longitud promedio: 3.50 mm de largo por 1.20 mm de ancho. Duración promedio de la etapa I: 35 horas.

Durante ésta etapa las larvas adquieren, características semejantes a las de los camarones adultos.

La anténula presenta tres anteojos; el último está segmentado en dos ramas, una interna y otra externa, provistas de un total de cinco sedas plumosas.

En las antenas, el exopodito se transforma en escama antenal, que presenta un borde externo muy fuerte que termina en una espina aguda; el borde interno es suave y

poblado por ocho sedas plumosas. El endopodito antenal es largo y no presenta segmentaciones visibles; el protopodito tiene dos antejos.

Existe un fuerte caparazón ajustado al cuerpo, pero que no alcanza a cubrir los dos últimos segmentos torácicos. En la región lateral del caparazón se desarrolla una fuerte espina hepática; sobre la cresta dorsal se observa el primordio de la espina epigástrica. En el tótax se han desarrollado cinco pares de pereiópodos que tienen protopodios biarticulados, exopoditos de un solo antejo y endopoditos bi-articulados. Los tres primeros pares de pereiópodos presentan en el último segmento primordios de quelas.

El pleón presenta cinco segmentos más o menos del mismo tamaño, menos el sexto que tiene el doble de largo.

En la región ventro-lateral del pleón, se ve claramente los primeros de cinco pares de pleópodos.

Los urópodos bien desarrollados presentan un protopodito armado de una fuerte espina; el exopodito tiene 14 sedas y un borde duro externo que termina en una espina; el endopodito presenta 10 sedas sobre su borde interno.

El telson tiene forma de cuña y está armado de cuatro espinas, dos mediales y dos terminales.



Fig. 12. Mysis I de *Litopenaeus vannamei*.

Mysis II (M-2)

Longitud promedio: 4.00 mm de largo por 1.30 mm de ancho. Duración promedio de la etapa II: 24 horas.

La característica fundamental de ésta etapa es la presencia de pleópodos bien desarrollados pero insegmentados.

El escafocerito presenta 19 sedas en su borde interno, acentuándose aún más la espina terminal.

El tórax se encuentra completamente cubierto por el caparazón.

En la mandíbula aparece un pequeño palpo insegmentado. La maxila ha perdido su exopodito, mientras que la segunda maxila aumentó de tamaño y presenta un total de

14 sedas plumosas. En los protopoditos de los maxilípedos y pereiópodos aparecen protuberancias de branquias rudimentarias.

El telson es más corto que en M-I, (visto dorsalmente).



Fig. 13. Mysis II de *Litopenaeus vannamei*.

Mysis III (M-3)

Longitud promedio: 4.50 mm de largo por 1.50 mm de ancho. Duración promedio de la etapa III: 30 horas.

Aparece el primer diente rostral. Los ojos compuestos están ampliamente desarrollados, presentando un pedúnculo pigmentado.

La anténula está formada por tres anteojos y presenta sobre sus bordes 15 sedas plumosas; la porción apical del último anteojo se divide en dos flagelos armados de 8 sedas.

La antena presenta un protopodito bi-segmentado, del cual se origina un escafocerito bien desarrollado que presentan 19 sedas sobre el borde interno; el flagelo antenal tiene dos antejos y dos sedas largas en la región distal.

Los endopoditos branquiales de los maxilípedos y primeros pereiópodos se han desarrollado mucho más presentando filamentos respiratorios. Los pereiópodos han sufrido cambios muy importantes, presentan un protopodito y un exopodito provisto de cuatro sedas terminales.

El telson es más corto que en M-II, tiene forma rectangular, sin escotadura central y armado por cuatro procesos espinosos.

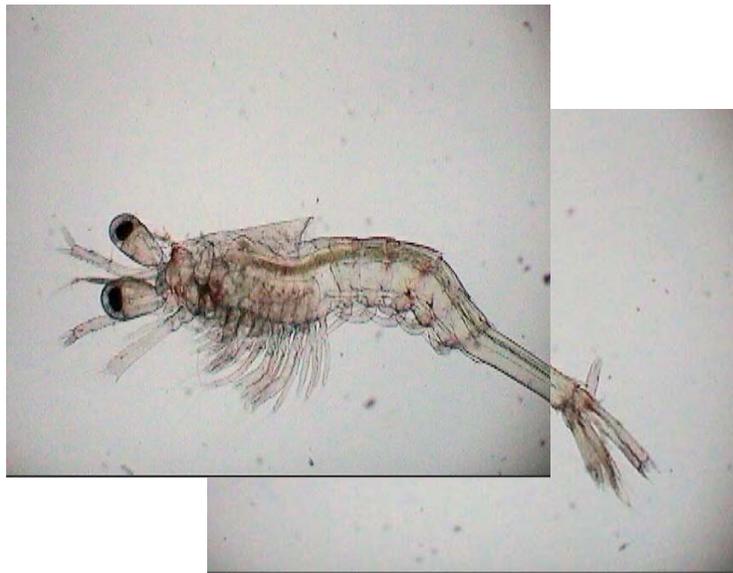


Fig. 14. Mysis III de *Litopenaeus vannamei*.

Postlarva I (PI-I)

Longitud promedio: 6.00 mm de largo por 1.50mm de ancho

El rostrum es mucho más largo que la última etapa de mysis, presenta una espina epigástrica y dos dientes rostrales superiores rudimentarios.

La anténula presenta tres anteojos basales y dos flagelos segmentados provistos cada uno de cuatro sedas terminales.

La antena presenta un protopodito bi-segmentado, del cual se desprende un escafoцерito bien desarrollado con borde externo duro y espina terminal. El flagelo antenal se ha desarrollado considerablemente y presenta cuatro anteojos visibles.

Los maxilípedos tienen exopoditos bien desarrollados provistos de pequeñas sedas plumosas. La mandíbula tiene dos discos masticadores y un palpo mandibular en la región medial.

Los pereiópodos han perdido sus exopoditos, presentando tan solo hundimientos, los endopoditos han aumentado considerablemente de tamaño, presentando quelas funcionales en los tres primeros pares.

Durante ésta etapa, los pleópodos sufren cambios significativos, presentan cinco pares de patas nadadoras completamente articuladas y funcionales. Del protopodito de los pleópodos se originan dos más: los endopoditos reducidos y los exopoditos largos, provistos de una gran cantidad de sedas sobre sus bordes; los endopoditos del primer par de pleópodos casi no se ven y son de carácter sexual secundario en ejemplares de mayor desarrollo.

El telson tiene una forma rectangular, pero es más estrecha en la región posterior y presenta cuatro fuerte espinas sobre sus bordes. Los urópodos completamente desarrollados forman con el telson la aleta caudal. El caparazón se ajusta completamente al cefalotórax y presenta una espina hepática bien definida. Todo el caparazón está cubierto por una gran cantidad de cromatóforos de color pardo, que en etapas más avanzadas tienen interés taxonómico.

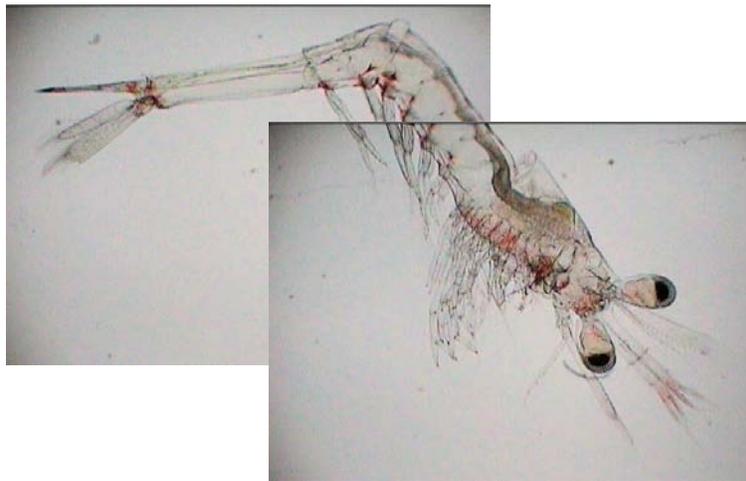


Fig. 15. Postlarva 1 de *Litopenaeus vannamei*.

COMPOSICIÓN QUÍMICA PROXIMAL DE ALIMENTOS UTILIZADOS EN EL BIOENSAYO

La composición química proximal de los alimentos microparticulados y los nauplios de *Artemia* se presentan en la Tabla 3. En ella se observa una diferencia significativa entre el alimento comercial Bernaqua y los alimentos experimentales.

Tabla 3. Composición química proximal de alimentos microparticulados.

	Proteína cruda %	Extracto etéreo %	Fibra cruda %	Cenizas %	E.L.N. ¹ %	Energía bruta cal/g
Alimento comercial²						
RC 5 - 50µm	51.74	18.87	0.05	11.74	17.6	5411.6
RC 50 - 100µm	56.68	15.27	0.02	10.35	17.69	5548.3
RC 100 - 200µm	56.72	16.83	0.3	11.11	15.03	5093.1
RS 100 - 200µm	54.55	10.61	0.44	11.89	22.51	5034.4
RS 200 - 300µm	53.6	10.36	0.31	12.02	23.72	5094.8
Nauplios de Artemia	53.70	13.20	0.46	11.20	21.44	4996.16
Alimento Experimentales⁴						
HP 53-150µm	50.51	10.29	1.26	7.04	30.9	5654.2
EP 53-150µm	52.3	10.17	0.7	3.18	33.65	5696
HL 53-150µm	47.83	10.28	3.57	12.49	25.83	5177.5

¹ E.L.N Extracto libre de nitrógeno.

² Alimento comercial Bernaqua, RC = Royal caviar, RS = Royal seafood.

³ HP = Alimento experimental con inclusión de Harina de Pescado como principal fuente de proteína EP = Alimento experimental con Ensilado de Pescado, HL = Alimento experimental con Harina de Langostilla-

EFFECTO DE LA ALIMENTACIÓN SOBRE EL ÍNDICE DE DESARROLLO

Los parámetros físico-químicos analizados durante todo el ensayo se comportaron con valores normales para este cultivo, con valores de oxígeno en las mañanas y en las tardes, que oscilaron entre 5.39 - 5.62 mg/l; temperaturas de 32.5 - 33.3 °C; salinidades de 35.4 - 37.2 ‰; pH de 8.23 - 8.34 (Figura 16); amonio 0.112 - 5.579 mg/l; nitritos 0.004 - 0.307 mg/l; nitratos 0.772 - 6.643 mg/l y ortofosfatos 0.331 - 4.223 mg/l (Figura 17).

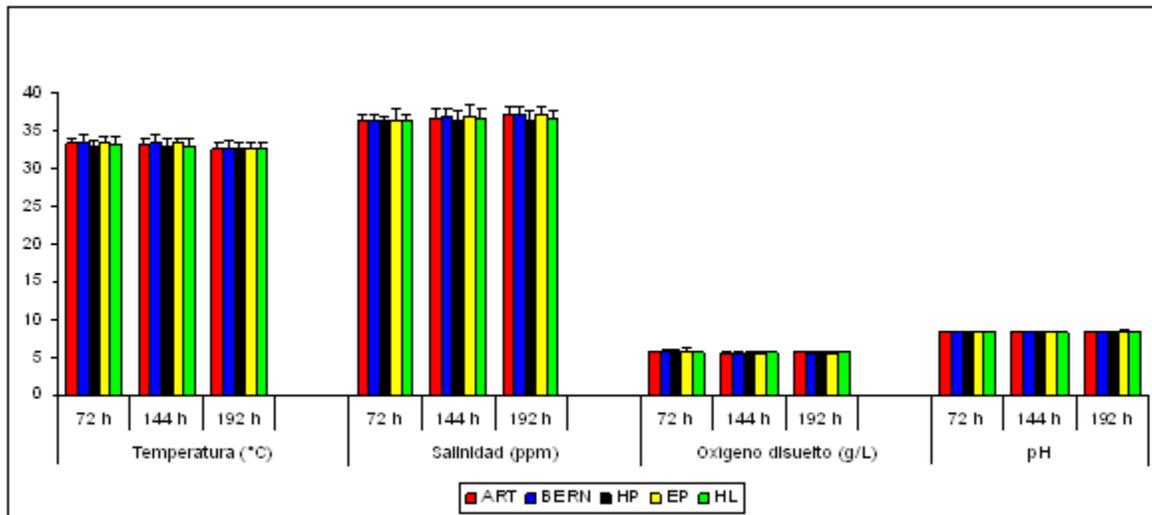


Fig. 16. Parámetros físicos del agua de mar durante periodo experimental.

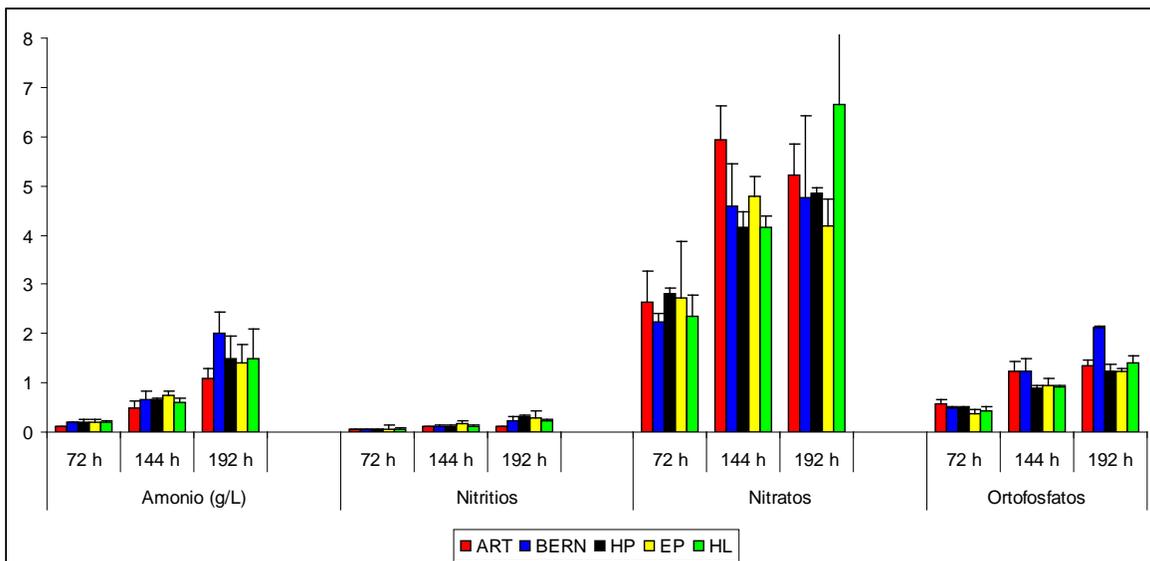


Fig. 17. Parámetros químicos del agua de mar durante periodo experimental.

Los índices de desarrollo se muestran en la tabla 4, en donde se puede observar como desde las primeras 72 horas se presentaron diferencias significativas ($P < 0.05$), siendo los organismos alimentados con nauplios de *Artemia* los que presenta un mayor índice y los alimentados con las dieta EP y HL los que presentan los valores más bajos. Sin embargo al transcurrir 144 h de cultivo se aprecia un efecto por el tipo de alimento suministrado, en donde los organismos alimentados con nauplios de *Artemia* presentan un ID significativamente mayor que los organismos alimentados con dietas microparticuladas. Para el final del experimento, esto es a las 192 h de cultivo, ya solo se observan diferencias estadísticamente significativas entre los organismos alimentados con nauplios de *Artemia* y los alimentados con la dieta EP.

Tabla 4.- Índice de desarrollo de organismos a las 72, 144 y 192 horas de cultivo. (promedio \pm desviación estándar)

Tratamiento	Horas de cultivo		
	72 h	144 h	192 h
ART	2.69 ^a ± 0.20	5.01 ^a ± 0.16	6.63 ^a ± 0.25
BERN	2.55 ^{ab} ± 0.18	4.89 ^b ± 0.21	5.84 ^{ab} ± 1.18
HP	2.31 ^{ab} ± 0.14	4.26 ^b ± 0.38	5.29 ^{ab} ± 0.20
EP	2.26 ^b ± 0.30	3.97 ^b ± 0.44	5.00 ^b ± 0.78
HL	2.26 ^{ab} ± 0.37	4.19 ^b ± 0.47	5.38 ^{ab} ± 1.08

Valores con superíndices diferentes representa diferencias estadísticamente significativas ($p < 0.05$)

DISCUSIÓN.

Los valores de pH, oxígeno y temperatura estuvieron dentro de los niveles reportados por Lim y Dominy (1990) como aceptables. Las variables ambientales que afectan directamente el desarrollo y crecimiento de los camarones en condiciones de cultivo (parámetros fisicoquímicos) no presentaron diferencias significativas durante los bioensayos, por lo que las respuestas de crecimiento y utilización de los alimentos observados se pueden atribuir al efecto de los alimentos experimentales.

Con respecto al índice de desarrollo se puede observar como a las 72 h de cultivo aproximadamente el 70% de los organismos alimentados con nauplios de *Artemia* ya alcanzaron el estadio de protozoa III, mientras que aproximadamente el 85% de los organismos alimentados con las dietas EP y HL aún se encuentran en el estadio de protozoa II. El efecto del tratamiento alimenticio se va haciendo más evidente conforme pasa el tiempo, en donde vemos como a las 144 horas de cultivo la totalidad de los organismos alimentados con nauplios de *Artemia* alcanzaron el estadio de mysis II mientras que los alimentados con la dieta EP apenas están llegando al estadio mysis I, esto representa una diferencia de al menos un día de cultivo. Mas o menos lo mismo sucede con los demás alimentos experimentales (HP y HL) ya que aproximadamente entre el 74 y el 81% de los organismos alimentados con estas dietas se encuentran en estadio de mysis II. Lo que no sucede con el alimento comercial, en donde el 89% de los organismos alimentados con él lograron alcanzar el estadio de mysis III. Es al final del periodo experimental donde las diferencias entre índices de desarrollo son mayores. Alrededor del 70% de los organismos alimentados con los nauplios de *Artemia* alcanzaron a las 192 h el estadio de postlarvas, mientras que los organismos

alimentados con las dietas experimentales apenas se encuentran en mysis II. Esto representa al menos dos días de retraso en el cultivo. Estos atrasos en el tiempo de cultivo incrementan no solo los costos de producción sino aún más importante los riesgos intrínsecos en la producción de postlarvas (principalmente presencia de enfermedades).

Al analizar la composición química proximal de los diferentes alimentos se observa como los alimentos experimentales contienen niveles muy bajos de proteína cruda y de lípidos con respecto al alimento comercial y con respecto a los nauplios de *Artemia*, por lo que los bajos índices de desarrollo obtenidos con los organismos alimentados con las dietas experimentales se pueden explicar por una bajo aporte de nutrimentos por lo que estos organismos tienen que compensar dicha carencia disminuyendo su gasto energético y por lo tanto su velocidad de desarrollo.

Éste trabajo muestra la efectividad de los quistes de *Artemia*, el alimento Comercial y Bernaqua, pues la fuente proteica son los nutrientes esenciales para estos organismos.

CONCLUSIONES

- 1.- Se ha demostrado que el cultivo de esta especie es factible en la zona ya que el cultivo del camarón blanco *L. vannamei* se lleva a cabo con éxito en Baja California Sur.
- 2.- Para el desarrollo normal de los organismos es esencial proveerlos de los nutrimentos necesarios, ya que son de vital importancia, pues el tratamiento alimenticio si tiene un efecto en la velocidad de desarrollo de los organismo (analizado como Índice de Desarrollo).

RECOMENDACIONES

- 1.- Mejor calidad en la toma de fotografías para la descripción del desarrollo, recomendando el programa "Image-Pro Plus Vs. 6.3".
- 2.- Tratar de tener siempre controlados los parámetros fisicoquímicos, pues alterarían el análisis, encontrando el intervalo óptimo para la mejora del desarrollo de los organismos.
- 3.- Seguir utilizando los acuarios cilíndricos de 120 lt de capacidad con la misma densidad (220 larvas/lt), ya que fue favorable para este proyecto.
- 4.- Mejorar la flotabilidad de los alimentos.
- 5.- Se recomienda incrementar el número de organismos por muestra.
- 6.- Evaluar las dietas a base de Artemia y Bernacua en diferentes porcentajes (100% Artemia, 25% Artemia-75% Bernacua, 75% Artemia-25% Bernacua, 100% Bernacua) para analizar con cuál tendrían un mejor ID, pues Villareal y Castro (1993) mencionan que la Artemia cubre todos los requerimientos nutricionales y que es necesaria la inclusión de nauplios de *Artemia sp. por lo menos* como complemento nutricional para *L. vannamei*.
- 7.- Continuar los estudios de optimización del alimento microparticulado y prácticas de alimentación en el cultivo de la especie, que permitan la obtención de mayores beneficios económicos y alimentos amigables con el medio.

LITERATURA CITADA

- Aguilar, M.V., 2004. Efecto del perfil de ácidos grasos de los alimentos usados para el cultivo de larvas mysis de *Litopenaeus vannamei*. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma de Sinaloa. Facultad de Ciencias del Mar, Mazatlán Sin., México, 53 pp.
- Akiyama, D. M. y Dominy, W. G. 1998. Penaeid shrimp nutrition for the comercial feed industry, pp1-50. In Texas shrimp farming manual, vol. 1 Growout technology. Texas agricultural extension service and Texas A and university Sea Grant College program. U. S. A.
- Alfonso E., Martinez R. Gelaber R. and Leal S. 1988. Alimentación de las larvas de camarón (Diatomeas y flagelados). Revista de Investigación del Mar. IX (1): 45-57.
- Alvarez J., García T., Villarreal H., Galindo J., Fraga I. 2003. Respuesta nutricional del camarón blanco *Litopenaeus schmitti* ante la sustitución parcial y total de la harina de pescado por soya en la dieta de engorde. Tercera Semana del Posgrado.
- Araos-Dzul, J., López-Téllez, N., Sarabia-Gómez, D., y Ramírez-Ligonio, H., 2000. Alimentación de larvas de camarón rosado del Golfo de México *Farfantepenaeus duorarum* con dos tipos de microencapsulados. Ciencia Pesquera No. 14: 33-37.
- Cámara de Productores de Camarón. 1989. Libro blanco del camarón. Segunda Edición, Cámara Nacional de Acuicultura. Ecuador. 458 pp.

- CICTUS. 1982. El cultivo del camarón azul (*P. stylirostris*, Stimpson). Centro de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de la Universidad de Sonora. Hermosillo, Con. 126 pp.
- Cortés, E. 1998. Frecuencia y Distribución alimenticia en el cultivo intensivo de juveniles del camarón blanco *Penaeus vannamei*. Tesis de Maestría. CICIMAR, México, 95 pp.
- Díaz-Granda, E. 1997. Horarios de alimentación del camarón *Penaeus schimitti* en condiciones de cultivo semi-intensivo. Tesis de Maestría. Centro de Investigaciones Marinas, Facultad de Biología, Universidad de la Habana Cuba. 105 pp.
- Dore, I. y F. Claus. 1987. An illustrated guide to shrimp of the world. Van Nostrand Reinhold. New York, E. U. A., 229 pp.
- Erazo E. y Peeters J. (2001). Evaluación de 4 métodos utilizados en la determinación de la calidad de post-larvas de *Litopenaeus vannamei*. Universidad Nacional de Colombia, 563 pp.
- FAO. 1997. Estadísticas de la producción de acuicultura 1986-1995. FAO. Italia, 195 pp.
- Flores-Campaña, L. M. 1990. La problemática del cultivo de camarón en Sinaloa. Inter 1 (1):11-17.
- Galindo, J., Fraga, I., Arazoza, M., Alvarez, J., Ramos, D. y González, R. 2002. Requerimientos nutricionales de juveniles de Camarón Blanco (*Litopenaeus*

schmitti): evaluación de dietas prácticas. Universidad de la Habana Cuba. CIVA. 84.

- Gallardo, P. P., Alfonso, E., Gaxiola, G., Soto, L. A. and Rosas, C. 1995. Feeding Schedule for *Litopenaeus vannamei* larvae base don diatoms, flagellates and *Artemia* nauplio. *Aquaculture* 131, 3-4.
- Gaxiola, G., Brito, A., Maldonado, C., Jimenez-Jan, L., Guzmán, E., Arena, L., Brito, R., Soto, L. y Cuzon, G. 2006. Nutrición y domesticación de *Litopenaeus vannamei*. Universidad Autónoma de Nuevo León, Monterrey, México. 970-694-333-5.
- Godínez D., Díaz A., Del Gallo M. 2005. Índice de desarrollo y supervivencia de larvas del camarón azul *Litopenaeus stylirostris* (Stimpson, 1871), alimentadas con diferentes concentraciones de *Chaetoceros calcitrans* (Paulsen). *Revista Colombiana de ciencias Pecuarias*. Vol. 18:1.
- Gulland, J. A. y B. J. Rothschild. 1984. Penaeid shrimps, their biology and management. Fishing News Books Limited. Gran Bretaña, 308 pp.
- Gutiérrez V. J., 2009. Editorial. Sustentabilidad en producción de camarón, procesamiento y comercio. 3 pp. *Industria Acuícola*. Vol 5. No. 5.
- Hendricks, E. M. 1996. Los camarones Penaeoidea Bentónicos (Crustacea: Decapoda: Dendobranchiata) del Pacífico Mexicano. Conabio. UNAM. México. 147 pp.

- Higuera, R. 1999. Principios fundamentales para una siembra exitosa de camarón. *Panorama Acuícola*, 4 (4). pp 24 - 25.
- Josupeit, H. 2009. The global shrimp industry: Current status of production and trade. *Abstract of World Aquaculture 2009*. 25-29.
- Kuban F. D.; Lawrence A. D. and Wikenfeld J. S. 1985. Survival, metamorphosis and growth of larvae from four penaeid species fed six food combinations. *Aquaculture*, 47 : 151-162.
- Leger, P. and P. Sorgeloos (1992): Optimized feeding regimes in shrimp hatcheries. *In: Marine shrimp culture: principles and practices*. (A.E. Fast and L.J. Lester, eds.), Elsevier Science, Amsterdam y New Cork, pp: 225-244.
- Lim C., Dominy W. 1990. Evaluation of soybean as a replacement for marine animal protein in diets for shrimp *Penaeus vannamei*. *Aquaculture*; 87:53-6.
- Lovett, D. L., Felder, D. L. 1990. Ontogenetic change in digestive enzyme activity of larval and postlarval white shrimp *Penaeus setiferus* (Crustacea, Decapoda, Penaeidae). *Biol. Bull.* 178: 144-159.
- Martínez-Córdova, L. R. 1993. Camaronicultura. Bases técnicas y científicas para el cultivo de camarones peneidos. AGT. México. 124 pp.
- Morales, V. 1990. Levantamiento larvario de camarones peneidos. Cartilla Pradepesca. pp 1.

- Orbe, A. y A. Arias. 1987. Métodos de cultivo de camarón en México. SEPESCA, 2ª ed. México, 29 pp.
- Pérez Elifonso. 2007. Evaluación del crecimiento y supervivencia en larvas de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* usando como fuente de alimento microalgas vivas y congeladas. Revista electrónica de Veterinaria. México. Vol. VIII, Nº 5
- Pérez Farfante, I. 1969. Western Atlantic shrimps of the genus *Penaeus*. Fishery Bulletin, 67(3): 461–591.
- Pérez-Farfante, I & Kensley, B. 1997. Keys and diagnoses for the families and genera. Penaeoid and sengestoid shrimps and prawns of the world. Mémoires du museum national d histoire naturelle. pp 233.
- Racotta, I.S., Palacios, E., e Ibarra, A.M., 2001. Shrimp larval quality as a funtion of broodstock condition. Fish & Shellfish larviculture symposium. C.I. Hendry, G. Van Stappen, M. Willie and P. Sorgeloos (Eds). European Aquaculture Society, Special Publication No. 30, Oostende, Belgium, 986 pp.
- Rodríguez de la Cruz, C. 1987. Crustáceos Decápodos del Golfo de California. SEPESCA. México, 306 pp.
- Rodríguez, R.B.B., 2002. Análisis económico de un laboratorio comercial de producción de larvas de camarón en la región central del estado de Sonora, México. Tesis de Maestría en Ciencias. Departamento de Investigaciones Científicas y Tecnológicas, Universidad de Sonora. 89 pp.

- Rueda, E. 2003. Ciclo Circadiano de Proteasas Digestivas de *Litopenaeus vannamei* de Estanque de Cultivo Comercial. Tesis de Licenciatura. UABCS, México, 72 pp.
- Sepúlveda C.S., 2001. Nutrición Vs. Entrenamiento. ¿Cuál crisis de la Artemia?. Panorama Acuícola 6,(5):35.
- Trecce G. D. and Tates M. E. 1990. Laboratory manual for the culture of penaeid shrimp. Marine advisory service sea grant college program. Texas A and M, Collage station. Tamu. SG. 88-202. 95 pp.
- Türkmen Gürel. 2003. Larval Development of the Grooved Shrimp (*Penaeus kerathurus* Forskal, 1775) Under Laboratory Conditions. Journal of Fisheries and Aquatic Sciences. Turquía. 3: 97-103.
- Türkmen Gürel. 2005. The larval Development of *Penaeus semisulcatus* (de Hann, 1850) (Decapoda: Penaeidae). Journal of Fisheries and Aquatic Sciences. Turquía. (1-2): 195-199.
- Van OIst, J.C & Calberg J. M. 1972. Shrimp farming. Aquaculture systems international. Sorrento valley road. San Diego California, 325 pp.
- Villarreal H., y Castro P. 1993. Preliminary Studies on the efect of protein content on the growth of *Penaeus vannamei* at marine salinities. Revista de Publicaciones Biológicas de UANL, 21:5-6.
- Wesche E. 1988. Factores que afectan el valor nutritivo de las dietas para organismos acuáticos. Acuavisión 14:6-7.
- Wouters, R. y Fegan D., 2004. Larval shrimp nutrition. Global Aquaculture Advocate 7(3):64-66.

Imágenes del recurso electrónico

- (1) Anatomía Interna y Externa de un camarón peneido:

http://www.fao.org/fi/glossary/aquaculture/showImage.asp?id_image=3667&lang=es&id_lang=TERMS_S

- Ciclo vital de un camarón peneido típico:

<http://www.fao.org/docrep/field/003/AB466S/AB466S04.gif>

- (2) Distribución del Camarón Blanco *Litopenaeus vannamei*:

http://www.vmapas.com/maps/106-2/Mapa_Politico_Mudo_America.gif

ANEXOS

Muestra el Índice de desarrollo con su respectivo promedio, de acuerdo a los diferentes estadios y su respectivo tratamiento.

Tanque	Tratamiento	Índice de desarrollo de acuerdo a su estadio				
		Alimento	Zoea	Mysis	Postlarva	Promedio
1	Ensilado de Pescado (EP)		2.18	3.61	4.2	3.33
2	Harina de Pescado (HP)		2.38	4.27	5.5	4.05
3	Harina de Langostilla (HL)		2.23	3.96	5.09	3.76
4	Artemia		2.47	5.00	6.55	4.67333333
5	Harina de Pescado (HP)		2.4	4.63	5.28	4.10333333
6	Bernacua + Artemia		2.35	4.65	4.5	3.83333333
7	Ensilado de Pescado (EP)		2.59	4.45	5.05	4.03
8	Harina de Langostilla (HL)		1.91	3.88	4.47	3.42
9	Harina de Pescado (HP)		2.15	3.87	5.11	3.71
10	Bernacua + Artemia		2.67	5.00	6.26	4.64333333
11	Ensilado de Pescado (EP)		2.00	3.84	5.75	3.86333333
12	Artemia		2.85	5.18	6.91	4.98
13	Harina de Langostilla (HL)		2.65	4.74	6.57	4.65333333
14	Bernacua + Artemia		2.64	5.02	6.75	4.80333333
15	Artemia		2.66	4.85	6.42	4.64333333
16	Comercial		2.19	4.78	6.53	4.5
17	Comercial		2.15	4.51	6.93	4.53