



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO**

FACULTAD DE CIENCIAS

Determinación de los principales patógenos que afectan a las larvas de Camarón Blanco *Litopenaeus vannamei* (Bonne, 1831) en un Laboratorio de Producción de Postlarvas en el Estado de Nayarit.

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE

BIOLOGA

P R E S E N T A :

SARA MARGARITA SANTIESTEBAN SANCHEZ

NOMBRE DEL DIRECTOR DE TESIS

M. en C. Maria del Pilar Torres García.



2004





Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

ESTA TESIS NO SALE
DE LA BIBLIOTECA



REPUBLICA NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
 VEINTIDOS DE FEBRERO DE 1952
 AVIÓNICAS DE
 MÉXICO

Autorizo a la Dirección General de Bibliotecas de la UNAM a difundir en formato electrónico e impreso el contenido de mi trabajo recepcional.

NOMBRE: Sara Margarita Santiesteban Sánchez
 FECHA: 16-Feb-04
 FIRMA: [Firma]

DRA. MARÍA DE LOURDES ESTEVA PERALTA
Jefa de la División de Estudios Profesionales de la
Facultad de Ciencias
Presente

Comunicamos a usted que hemos revisado el trabajo escrito:

“Determinación de los principales patógenos que afectan a las larvas de camarón blanco *Litopenaeus vannamei*, (Boone, 1831), en un laboratorio de producción de Postlarvas en el Estado de Nayarit”.

realizado por Sara Margarita Santiesteban Sánchez con número de cuenta 9427245-1

quién cubrió los créditos de la carrera de Biología

Dicho trabajo cuenta con nuestro voto aprobatorio.

Atentamente

Director de Tesis Propietario	M. en C.	María del Pilar Torres García
Propietario	DR.	Héctor Garduño Argueta
Propietario	Biol.	Teresa Sosa Rodríguez
Suplente	M. V. Z.	Ana Estela Auró Angulo
Suplente	M. en C.	Martha Patricia Salinas Rosales

[Firma: María del Pilar Torres García]

[Firma: Héctor Garduño Argueta]

[Firma: Teresa Sosa Rodríguez]

[Firma: Ana Estela Auró Angulo]

[Firma: Martha Patricia Salinas Rosales]

Consejo Departamental de Biología

[Firma: Juan Manuel Rodríguez Chávez]
 M. en C. Juan Manuel Rodríguez Chávez

UNIDAD DE EMERGENCIAS DE BIOLÓGICA



DEDICATORIA:

A todos aquellos que momento a momento me estuvieron alentando para acabar esta tesis y que me han enseñado que el acabar una carrera no es la meta que siempre hay algo mas adelante.

A mis papas, por brindarme la oportunidad de estar aquí, por todo su esfuerzo, dedicación y esperanzas puestas en mi, por enseñarme a valorar mi trabajo, aprender de mis errores y aciertos, por impulsarme a luchar para ser quien ahora soy. Por su comprensión, respaldo brindados a lo largo de mi vida ; sobretodo por apoyarme a la realización de esta tesis.

A mis hermanos, Oscar y Griselle por la tolerancia a esos malos ratos, insistencia, apoyo , ejemplos dados y por que cada uno a su manera me hizo ver la manera de seguir adelante. A los cuatro “ Gracias por estar siempre ahí ”

A mi familia en general sin excluir a nadie, gracias a todos (tíos, primos, padrinos y amigos) porque de cierta manera me han impulsado, inspirado e insistido para concluir con esta primera parte de mi vida académica. En especial a aquellos que lejos están mas sin embargo siempre han estado conmigo.

A Héctor por su infinita paciencia, comprensión, y tolerancia, por alentarme para la culminación de este trabajo “ Gracias por todo tu apoyo, e impulsarme día a día para no desfallecer y ver concluir este trabajo”

A todos los amigos que han estado ahí para apoyando, escuchando, Toño V, Marcía, Carlitos, Karla, Cio, Karina, Enrique, Hortensia, por todo el tiempo que deje de compartir par realizar este documento, gracias por esos momentos de comprensión.

A mis profes de Taller de Camaronicultura, Pilar, Héctor, Anita, Marcela, y José, por brindarme la oportunidad de aprender de ellos, gracias por compartirme su experiencia, ya que sin ellos no me hubiera inclinado por esta vocación.

Quiero hacer un dedicación especial de esta tesis a aquellas personas que físicamente ya no están conmigo mas nunca me han abandonado, el ejemplo que me dejaron esta plasmado en todo mi trabajo; a aquellos compañeros que desgraciadamente nos abandonaron a mitad del camino; Paco, Leonardo y que durante toda la carrera estuvieron presentes porque los que hemos logrado terminar, también lo hemos hecho por ustedes.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a DIOS la oportunidad que me brinda de poder realizar mis metas, con todos mis seres queridos.

A mi FAMILIA, por su apoyo incondicional, las desveladas, los malos ratos, por el tiempo que no he estado y sobretodo por toda su comprensión.

A la UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONAMA DE MÉXICO, especialmente a la facultad de Ciencias por abrirme sus puertas, permitirme realizar mi sueño de ser BIOLOGA, por prestarme sus instalaciones, por su profesorado ya que de no ser por mi escuela no estaría donde ahora estoy.

A mis PROFES de la carrera por su ejemplo y vocación.

AI LABORATORIO DE PRODUCCIÓN DE POSTLARVAS por la facilidades y material prestados para la realización de esta tesis.

A la MAESTRA PILAR TORRES, MAESTRA ANA AURÓ, BIOL. TERE SOSA, MAESTRA PATY SALINAS Y AL PROF. HÉCTOR GARDUÑO por todo el apoyo brindado, por mandarme a San Blas a aprender, por la realización, revisión y corrección de este trabajo, por motivarme a la investigación de este campo de la Biología.

AI LABORATORIO DE INVERTEBRADOS, a José Luis , Erick, Martha, Evita, Meche, Ale y Prof. Gerardo, gracias por todo lo que me apoyaron y enseñaron a lo largo de este trabajo.

A los PROFESORES, Alejandro Mena, Anabel y Alfredo por prestarme las áreas del Laboratorio de Microcine y apoyarme en la toma de las fotografías

A mis AMIGOS de toda la carrera, Marcia, Carlitos y Karlita, porque han estado ahí jalándome, calmándome, escuchándome, creo que no tengo más que darles gracias por todo su apoyo y comprensión. Y a mis tres amigos de taller, Ricardo, Lalo e Isra gracias por todo lo compartido, su tolerancia y la ayuda para este trabajo. A todos Gracias por ser parte de mi formación y enseñarme el valor de la amistad.

Y a TODOS aquellos que no he mencionado pero que de alguna u otra manera han estado ahí apoyándome durante este tiempo.

INDICE

AGRADECIMIENTOS	
DEDICATORIA	
RESÚMEN	
INTRODUCCIÓN	1
Biología de los camarones	
Taxonomía	
Ubicación Taxonómica	
Ciclo de vida	
Distribución	
Cuadro de especies comerciales	
ANTECEDENTES	18
Larvicultura	
Calidad del agua y parámetros fisicoquímicos	
Enfermedades	
OBJETIVOS	36
AREA DE ESTUDIO	37
MATERIAL Y MÉTODOS	41
I.-Trabajo de Campo	
I.I.-Descripción de las Áreas del Laboratorio	
I.II.-Muestreo	
II.-Trabajo Histopatológico	
III.-Trabajo de Gabinete	
RESULTADOS	75
DISCUSIÓN	104
CONCLUSIONES Y PROPUESTAS	110
ANEXO	113
Cuadro 5.- Síntesis Diagnostica	
REFERENCIAS CITADAS	124

RESUMEN

El propósito principal del manejo de cualquier sistema de cultivo es regular y mantener las condiciones óptimas para el crecimiento de los organismos. La calidad del agua es un factor determinante en la supervivencia y crecimiento de las larvas de camarón de cultivo. Todos los procesos que realizan de los organismos a cultivar como: alimentación, respiración, reproducción, crecimiento, estado inmune, están influenciados por las condiciones fisicoquímicas del estanque. El vínculo entre la presencia de enfermedades y calidad del agua cada vez está más delimitado; las comunidades microbianas presentes en los estanques de cultivo son susceptibles a las fluctuaciones e interacciones entre los factores pH, temperatura, salinidad y oxígeno disuelto y con ello verse modificadas en su composición y número. Las principales causas de los problemas de enfermedades están relacionadas con altas densidades de siembra, pobre nutrición y mala calidad de agua. Las fluctuaciones excesivas de factores como oxígeno, salinidad y temperatura también incrementan el estrés y la susceptibilidad a enfermedades. Generalmente las enfermedades surgen después de una alteración en la calidad de agua o de que ocurra un fenómeno en el medio ambiente. El éxito de un cultivo depende de la salud de los organismos, y el manejo de la calidad del agua; consecuentemente reduce el crecimiento y afecta la sanidad de los organismos en cultivo. Los objetivos de este trabajo son: Establecer la correlación entre los parámetros fisicoquímicos y biológicos; y Determinar los principales patógenos que afectan a las larvas de camarón cultivadas. Para realizar esto se hizo una estancia de 4 meses en un laboratorio de producción de postlarvas en el estado de Nayarit, en donde se aprendió el manejo del mismo, se monitorearon los estanques sembrados en el mes de Mayo hasta el fin del ciclo, durante este periodo se colectaron larvas para procesarlas histológicamente y determinar así que patógenos las afectan y cuales son las principales causas de la presencia de estos. Se encontró la presencia de bacterias, hongos, rickettsias, el virus de IHHNV y Taura, afectando a las larvas. Las causas se deben a las condiciones de cultivo y a la fluctuación en los parámetros fisicoquímicos. Como consecuencia se encontró la presencia de vacuolas y fagosomas como respuesta de defensa de las larvas ante agentes extraños. Con los resultados obtenidos se concuerda con lo descrito por Lightner,(1993) y Gómez y Col. (2001), quienes explican que las variables pH, temperatura y salinidad tienen valores óptimos para cada especie; éstos se deben controlar según la especie que se desee cultivar, debido a que los cambios en éstas pueden favorecer la presencia de determinados grupos patógenos, los que podrían crecer desproporcionadamente rompiendo así el equilibrio del cultivo.

Se puede mencionar que en el desarrollo de este trabajo sirvió para determinar esa estrecha correlación que existe entre los parámetros físicos, químicos y biológicos en un sistema de cultivo larvario, donde al variar uno se ven directamente afectados los demás, repercutiendo normalmente en la producción.

INTRODUCCIÓN

De la década de los 60's a la fecha, la actividad acuícola ha despertado interés a nivel mundial, principalmente por ser una fuente de alimentación y constituir a la respuesta productiva de la expansión de los mercados colocándose en una posición cada vez más destacada, debido a la gran calidad y variedad de los productos que ofrece y a sus menores costos en relación a otras fuentes de proteína animal (SEPESCA, 1990).

La producción de camarón a partir de la explotación pesquera en aguas abiertas era considerada, desde los ochentas, en su límite y con muy pocas posibilidades de crecer de manera significativa. El cultivo de camarón surge como alternativa de la producción acuícola, considerado esencial para alcanzar un aumento de este recurso a escala mundial (Hendrickx, 2001). Una ventaja más del cultivo de camarón en el ámbito mundial, ha sido la generación de divisas para los países en los que se desarrolla esta actividad (Ibarra, 1999).

En México el cultivo de camarón se inició en 1980 en San Blas, Nayarit donde se diseñó el primer estanque de cultivo experimental para engorda, obteniendo las larvas silvestres del medio marino. Para 1990 el cultivo se había extendido aproximadamente a 8000 hectáreas de producción (Gayosso, 1993), en los estados de Nayarit, Sinaloa y Sonora convirtiéndose así en una actividad comercial, siguiendo en proceso de expansión hasta el presente año en estados como Baja California Sur, Campeche, Tamaulipas, Chiapas y Oaxaca.

El auge de la camaronicultura, la alta demanda del producto, la sobreexplotación de larvas silvestres, la mortandad, la propensión a enfermedades y la poca resistencia de las larvas del medio natural, impulsaron el desarrollo de investigaciones de reproducción de camarones para la obtención de larvas por medio de desoves en laboratorio para sustituir la siembra de organismos silvestres por cultivados, asegurando una mejor calidad de éstos, lo que originó el surgimiento del cultivo de larvas de camarón conocido como larvicultura.

Las larvas de camarón se cultivan en lugares conocidos como laboratorios de producción de postlarvas, los cuales están constituidos por:

- a) El área de microalgas, donde se cultivan algas microscópicas las que sirven de alimento para las larvas de camarón en los estadios larvales de nauplio a zoea 2, etapa en que la larva es herbívora. Las especies de microalgas comúnmente cultivadas son: *Chaetoceros spp.*, *Isochrysis spp.*, *Tetraselmis spp.*
- b) El larvario, área donde se desarrollan las larvas de camarón desde nauplio hasta postlarva, esta zona mantiene rangos de temperatura de 25- 30°C, de salinidad de 35 a 38 ppm y aireación constante. Hay casos en los que las larvas en estadio de zoea son obtenidas de lugares denominados nauplieros los cuales se dedican únicamente a la obtención de nauplios, los venden a los laboratorios de producción de larvas y estos los siembran ya que están en nauplio 6- zoea 1.
- c) Una vez que las larvas de camarón han alcanzado el estadio de postlarva 4-5, se cosechan para trasladarlas al área de maternidad (método DICTUS), que tiene las mismas condiciones de temperatura y salinidad del larvario, una parte de las larvas son seleccionadas para usarlas como reproductores, las restantes son comercializadas.
- d) El área de producción de artemia, es aquella en la que se desencapsula el quiste de la artemia y se deja crecer en agua de mar durante 24 horas, o hasta que llegue al estadio de nauplio; se usa para alimentar a las larvas de camarón omnívoras de zoea 3 a postlarvas. Las especies de artemia más cultivadas son la *Artemia salina* y *Artemia franciscana*.
- e) El área de maduración es donde se tienen organismos adultos seleccionados específicamente para su manipulación en la reproducción.
- f) El área de incubación o desova de nauplios es aquella en la que la hembra desova y los huevos eclosionados se dejan crecer hasta la última etapa de nauplio antes de ser pasados al larvario. La hembra desova en agua salada a una temperatura de 28°C y con una salinidad de 35 ‰. Los nauplios antes de ser trasladados al larvario son lavados con agua corriente, contados para hacer una estimación de la población y aclimatarlos.

Actualmente la mayoría de los laboratorios de producción de larvas constan también con áreas de genética en los que se seleccionan genéticamente a los reproductores, un área de histopatología para la detección y control de enfermedades y el área de análisis de agua para control de los parámetros fisicoquímicos y bacteriológicos de la misma.

El principal elemento para el cultivo de larvas es el agua; tomada generalmente del mar, o esteros.

El agua de mar es muy compleja, es una solución con múltiples componentes disueltos clasificados de acuerdo a su abundancia y forma química. Los principales componentes son: cloruro, sodio, sulfato, magnesio, calcio, potasio, bicarbonato, bromuro, ácido bórico, estroncio y fluoruro. Gases disueltos como bióxido de carbono, nitrógeno y oxígeno. Nutrientes presentes sílice, nitrógeno, fósforo y en menores cantidades yodo, hierro, magnesio, plomo, mercurio y oro. (Prager & Earle, 2001)

La salinidad del mar se refiere a la cantidad de sales disueltas en el agua, éstas se encuentran en forma de iones o partículas cargadas. Se presentan en la siguiente proporción: cloruro 55%, sodio 31%, sulfato 8%, magnesio 4%, calcio 1%, potasio 1%. Están presentes en menos del 1% el bicarbonato, ácido bórico, estroncio y fluoruro. La salinidad del agua de mar generalmente es de 35 ppm, puede variar entre 30 y 37 ppm, conservando el mismo porcentaje de sus elementos. La salinidad sirve para medir la estratificación y la conductividad de ésta, se mide con un refractómetro a precisión (Op. Cit.).

La temperatura es importante en el medio marino porque puede acelerar las reacciones químicas y reducir la solubilidad de los gases. Se utiliza para medir las variaciones estacionales tomando temperatura de la superficie y del fondo, lo que indica si hay estratificación. A mayor temperatura menor disolución de gases y viceversa (Tebbutt, 1994).

El pH mide la disociación de iones hidrógeno presentes en el agua. El pH es una medida de la intensidad de la acidez o alcalinidad de una muestra de agua. Su disminución puede ser letal en algunos casos. (Op. Cit.)

El oxígeno disuelto (OD), es un valioso indicador de la calidad del agua, su concentración está ligada con la presencia de sustancias orgánicas y sólidos suspendidos. La tolerancia a la concentración de oxígeno disuelto es diferente entre las distintas especies de camarones, algunas toleran rangos altos de concentración de oxígeno, como otras requieren de menor concentración de éste. El oxígeno se suministra mediante aireación. Los valores de oxígeno disuelto (OD) en cultivo de larvas se determinan mínimo dos veces al día; la toma de la mañana sirve para medir niveles fotosintéticos, la de la tarde sirve para determinar el periodo más crítico o de menor cantidad de oxígeno. La sobrealimentación debido al proceso de oxidación ocasiona drásticamente el aumento de los niveles de OD, los cuales caen bajo 2-3 ppm en la noche a causa del proceso de respiración (Boyd, 1990), por esta razón para mantener la cantidad adecuada de OD en las noches se deja mayor el tiempo de aireación y la dosis de alimentación.

La turbidez en el agua es indicador de la presencia de algunos minerales en suspensión, medición de partículas sedimentables y crecimiento de microalgas. Se mide con el disco de Secchi una o dos veces al día. Las observaciones en el color del agua pueden determinar que tipo de alga es la predominante; también sirve como indicador en la presencia de organismos tóxicos.

Para el cultivo de larvas de camarón los parámetros antes mencionados determinan la calidad del agua óptima para el cultivo; estos factores varían según la especie a cultivar que es la que establece los límites de tolerancia; los requerimientos de estos parámetros van cambiando conforme las larvas se van desarrollando.

En el contexto de la acuicultura, la calidad del agua se refiere al conjunto de variables fisicoquímicas y biológicas que regulan directamente o influyen en el éxito de la operación de los cultivos y que puede ser el detonador de desastres inesperados, tales como enfermedades, florecimientos algales tóxicos y anoxias episódicas, entre otros. (Páez y Ruiz, 2001).

En un laboratorio de producción de larvas, el pH, la temperatura y la salinidad varían según las áreas departamentales que lo integran: larvarios, microalgas, maduración, (Cuadro, 1), además de que están relacionados con la época del año, por

ejemplo en el verano, la temperatura del agua y la salinidad se incrementan, mientras que el contenido de nutrientes, de pigmentos fotosintéticos y de sólidos sedimentables sufren variaciones; todo está regulado principalmente por el manejo del sistema de cultivo. (Páez y Ruiz, 2001).

Cuadro 1. Parámetros óptimos de un laboratorio de producción de larvas de camarón *Litopenaeus vannamei*

AREAS DEL LABORATORIO	TEMPERATURA	pH	SALINIDAD
Larvario	26-33° C	7.5-8.3	33-35 ppm
Maduración	22-24 °C	7.5-8.0	32 ppm
Artemia	25-35° C	6.5- 8.0	33-35 ppm
Microalga	20°C al sembrar a temperatura ambiente	7.5-8.5	35 ppm

Otros requerimientos importantes son la accesibilidad del agua, calidad y cantidad de recambio y para el cultivo de larvas de camarón es recomendable que se planee en un lugar donde el agua de mar sea fácilmente bombeada.

Todos los procesos que realizan de los organismos a cultivar como: alimentación, respiración, reproducción, crecimiento, estado inmune, están influenciados por las condiciones fisicoquímicas del estanque y su producción está correlacionada directamente con el manejo de los mismos más que por cualquier otro factor (Villalón, 1991). Los problemas de la calidad del agua se hacen más complejos cuando se aplica en forma continua alimento balanceado y la densidad de los organismos es muy elevada. El deterioro de la calidad del agua durante el cultivo está estrechamente relacionado con la acumulación de desperdicios del alimento; el suministro diario de alimento añadido por unidad de área de cultivo, provocan que se acumule mayor cantidad de desperdicios metabólicos, bajo tales condiciones las larvas no se alimentan adecuadamente y no asimilan el alimento eficientemente, siendo susceptibles a enfermedades, dando lugar a una baja supervivencia y finalmente con ello a una baja producción (Páez y Ruiz, 2001).

Cuando los estanques son inadecuadamente manejados o viejos, los nutrientes que van quedando atrapados en la columna sedimentaria pueden ser liberados y provocar florecimientos algales excesivos (Op. Cit.).

Las caídas bruscas en el contenido de oxígeno disuelto debido al manejo deficiente de los estanques, las condiciones meteorológicas (nublados, neblina, calmas) y el régimen de mareas comúnmente se conjugan provocando hipoxias o anoxias episódicas durante las noches y especialmente en las madrugadas (Op. Cit.).

Es importante controlar los niveles de todos los parámetros, debido a que los nutrientes empiezan a oxidarse como los nitritos y sulfatos transformándose en amoníaco o ácido sulfhídrico, ambos tóxicos para los organismos cultivados. Los principales factores que influyen en la descomposición de la materia orgánica son: la temperatura, el pH y la misma naturaleza de la materia orgánica.

Las diferencias de la calidad de agua entre la entrada y el efluente están en función del tiempo que se deja el agua, el recambio, los rangos de alimentación y la gran carga de individuos.

Los productos disueltos del proceso de la digestión como nitrógeno y fósforo (amonía y ortofosfatos), que son proporcionales a la cantidad de alimento dado, pueden ser reasimilados por el plancton, protozoarios, bacterias y hongos, siendo los nutrientes mineralizados de nuevo en partículas disueltas o en forma de sedimentos, este ciclo continua hasta que la materia es finalmente eliminada del sistema mediante: 1) el recambio; 2) se deposite como sedimentos; 3) se volatilicen a la atmósfera; 4) sean asimilados por organismos consumidos por las larvas de camarón. Pero en ocasiones la presencia de estos organismos afecta el crecimiento de las larvas debido a que se produce una disminución en el consumo de oxígeno, bajando su metabolismo, lo que provoca que se vean parasitadas por hongos, bacterias, epicomensales, o infectados por virus, bajando así la producción o en ocasiones perderla.

El tratamiento es otro requerimiento importante para la calidad del agua y del cultivo. El sistema de reuso emplea una amplia variedad de tratamientos para conseguir los cambios en la calidad de agua deseados, incluye: filtros, aclaradores, inyección de

oxígeno, pantallas, aireación, biofiltradores para compuestos orgánicos disueltos, la remoción de amonio, intercambiadores de calor, UV, desinfección de ozono, desinfección de cloro.

El propósito principal del manejo de la calidad del agua de cualquier sistema de cultivo es regular y mantener las condiciones óptimas para el crecimiento de los organismos. La calidad del agua es un factor determinante en la supervivencia y crecimiento de las larvas de camarón de cultivo.

En sus inicios la larvicultura se centró en las especies nativas de los países tropicales, según Lawrence (1985), las especies nativas del hemisferio oeste, por orden decreciente de rendimiento en cultivo en estanquerías son: *Litopenaeus vannamei*, *L. stylirostris*, *L. setiferus*, *L. occidentalis*, *Farfantepenaeus aztecus*, *F. californiensis* y *F. duorarum*.

En la actualidad (2000) más del 90% de la producción de camarones de cultivo en el hemisferio oeste corresponde a la especie *L. vannamei* (Lawrence, 1985), en 1989 representaba el 10% de la producción mundial de camarones, tercero en importancia después de *Penaeus monodon* y de *Fenneropenaeus chinensis* (Bailey-Brock y Moss, 1992).

BIOLOGÍA DE LOS CAMARONES PENAEIDOS

a) Taxonomía

Los camarones de la familia *Penaeidae*, forman parte del antiguo grupo de los *Natantia*, en el cual fueron ubicados por Boas (1880) y pertenecen a los *Dendrobranchiata*, en base a un tipo de branquias que solamente este grupo posee; diferenciándose de otras familias por la forma de su segundo segmento abdominal menos pronunciado, el primer segmento abdominal se extiende un poco por encima del siguiente, el que a su vez, se superpone al tercero. Además, el macho de todas las especies de *Dendrobranchiata* presenta un órgano reproductivo externo "petasma" bien desarrollado, muy visible y característico de las especies, formado en organismos adultos por la fusión de los apéndices ventrales del primer segmento de la cola; por su parte, la

mayoría de las hembras de este grupo presentan un órgano ventral llamado télico, en todas las especies de Penaeidae; ubicado entre la base de los 4° y 5° pares de patas caminadoras, pereiópodos 4 y 5, funciona a manera de receptáculo seminal. Las especies de *Dendrobranchiata* no cargan los huevos en estructuras del vientre. Estos son liberados una vez fecundados, en el agua donde inician inmediatamente su desarrollo que conducirá a la eclosión de una larva pelágica de tipo nauplio.

Acorde con la revisión de Pérez-Farfante y Kensley (1997), las especies americanas anteriormente comprendidas en el género *Penaeus* se ubican actualmente en los géneros *Farfantepenaeus* y *Litopenaeus*. De éstas, cinco especies se encuentran en las costas del Pacífico americano, desde California hasta Perú (Hendrickx, 1996).

En América, las especies cultivadas de mayor importancia son *Litopenaeus vannamei* y *Litopenaeus stylirostris*, ambas especies distribuidas en el pacífico mexicano.

Ubicación taxonómica de *Litopenaeus vannamei*

Reino = Animalia

Phylum = Arthropoda

Subphylum = Crustacea (Pennant, 1977)

Clase = Malacostraca (Latreille, 1806)

Subclase = Eumalacostraca (Grobber, 1892)

Superorden = Eucarida (Calman, 1904)

Orden = Decapoda (Latreille, 1803)

Suborden = Dendrobranchiata (Bate, 1888)

Superfamilia = Penaeoidea (Rafinesque-Schmaltz, 1815)

Familia = Penaeidae (Rafinesque, 1815)

Subfamilia= Penaeiae

Genero = *Litopenaeus* (Farfante y Kensley, 1997)

Especie = *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931)

Tomado de Pérez Farfante 1997

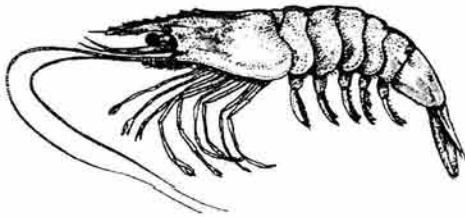


Fig. 1: Morfología de *Litopenaeus vannamei*

b) Ciclo de vida

El ciclo de vida de los camarones penaeidos empieza cuando la hembra libera los huevos directamente en el agua; las larvas experimentan una metamorfosis correspondiente a la primera etapa de un complejo ciclo biológico cuya realización requiere de aguas tanto marinas como salobres (Figs. 2 y 6). Las hembras desovan frente a las costas, los huevos eclosionan al término de algunas horas, liberando larvas sencillas y muy pequeñas, los nauplios, que representan el primero de los 12 estadios larvales: los nauplios pasan por seis subestadios denominándolo en orden creciente, nauplio 1 (N-1) sucesivamente hasta nauplio 6 (N-6), 3 estadios de protozoa o zoeas y 3 de mysis (Fig.3, 4 y 5), cada estadio larvario con sus respectivos subestadios se caracteriza por importantes cambios morfológicos y fisiológicos (Martínez, 1999). (Cuadro 2). Las larvas planctónicas son transportadas por las corrientes hacia la costa donde llegan en un estadio de postlarva; esto ocurre aproximadamente 3 semanas después del desove, cuando los animales han alcanzado tallas entre 6 y 14 mm de longitud y presentan un aspecto de camarón.

Las postlarvas abandonan su forma de vida planctónica y pasan a formar parte del bentos; alcanzando rápidamente el estadio juvenil, regresan gradualmente a las bocas de las lagunas o de los estuarios donde se convierten en sub-adultos. Poco después, estos camarones migran mar adentro, continuando su proceso de crecimiento, para finalmente llegar a los lugares de reproducción.

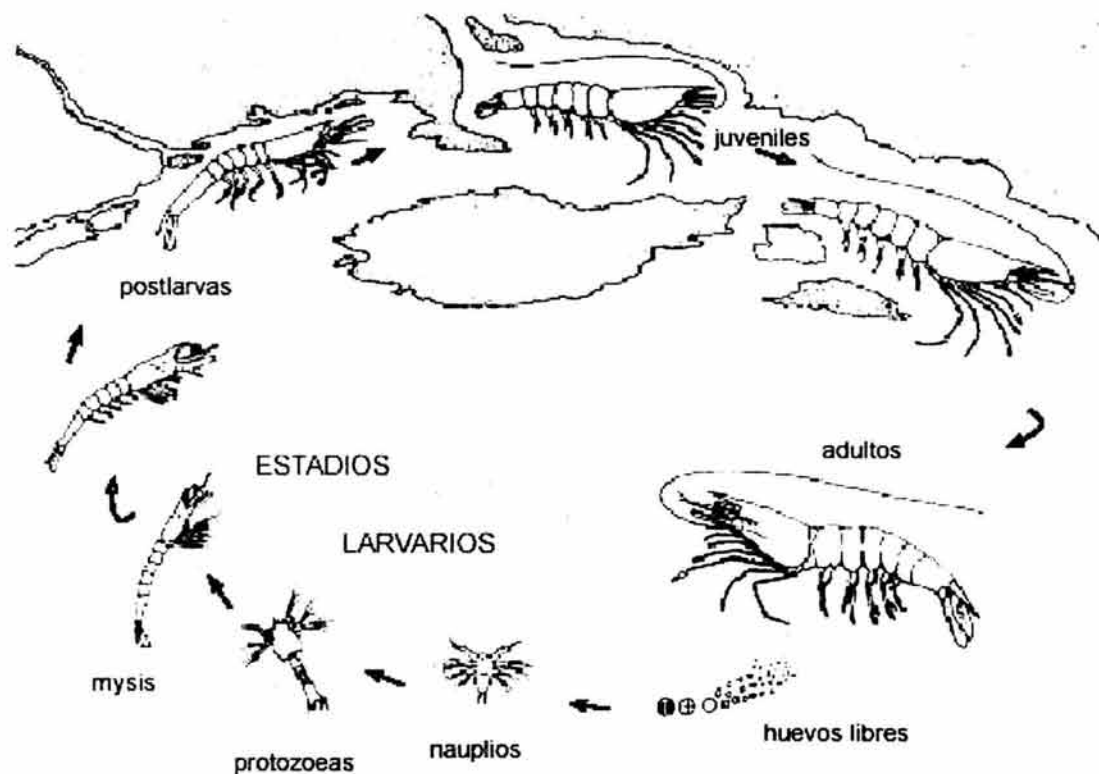


Fig. 2.- Ciclo de vida de los camarones peneidos.
(Tomado de Hendricks, 2001)

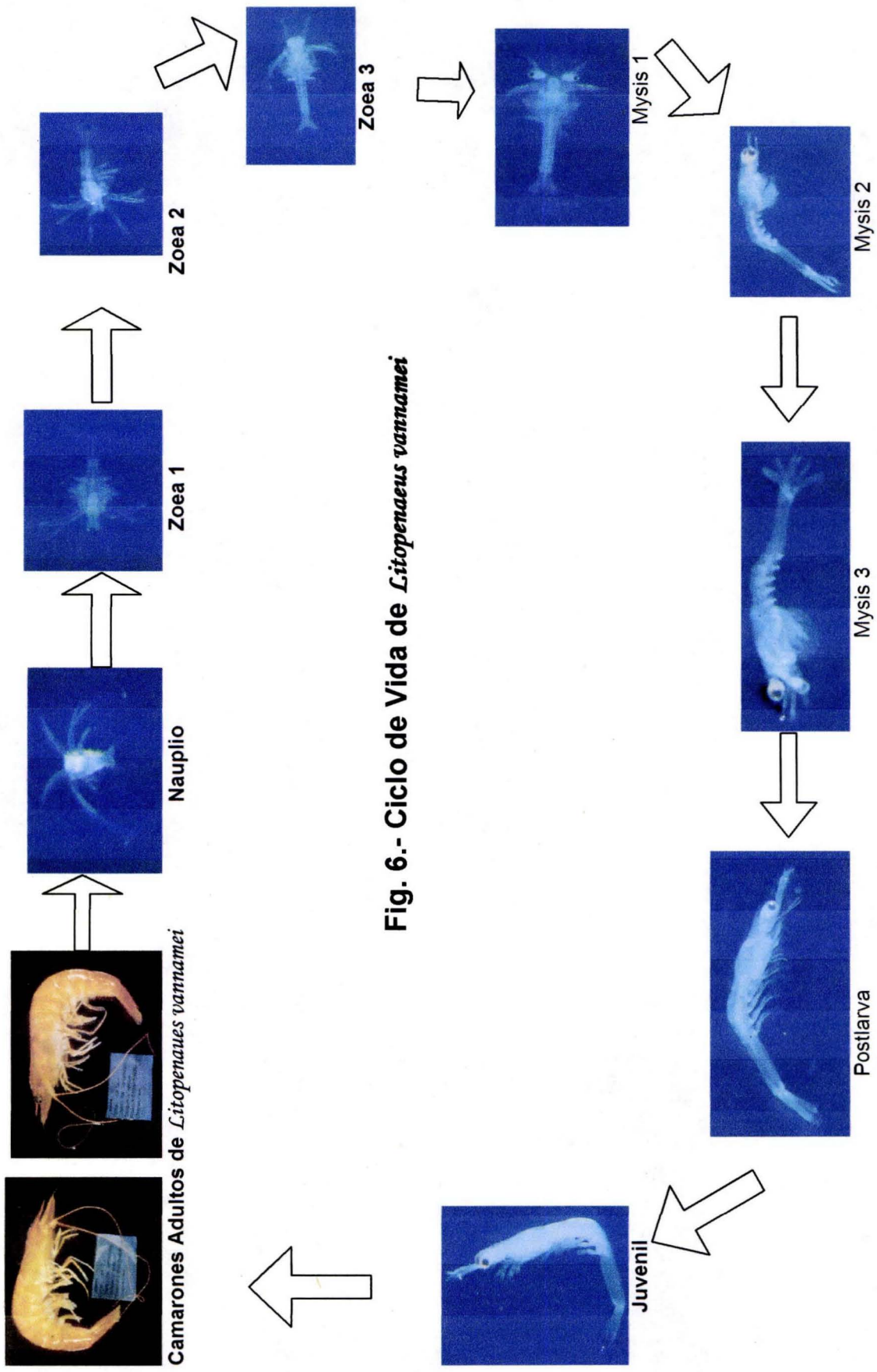
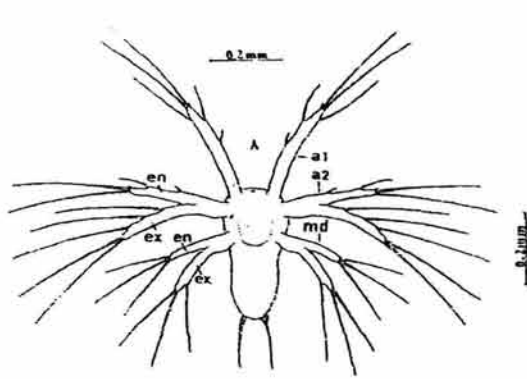
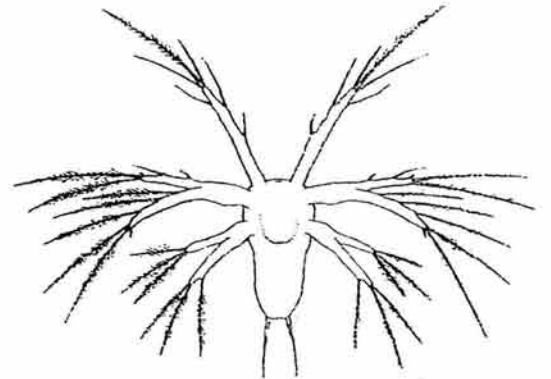


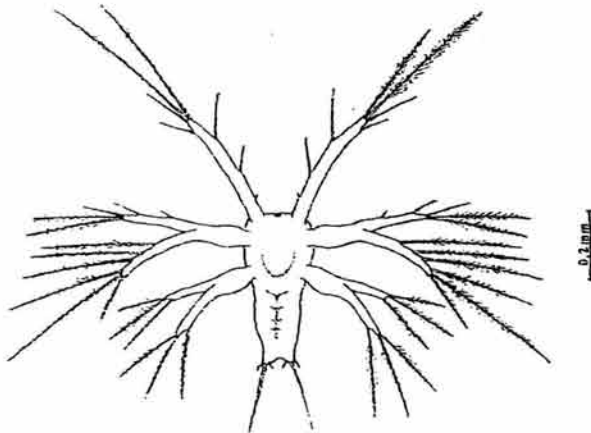
Fig. 6.- Ciclo de Vida de *Litopenaeus vannamei*



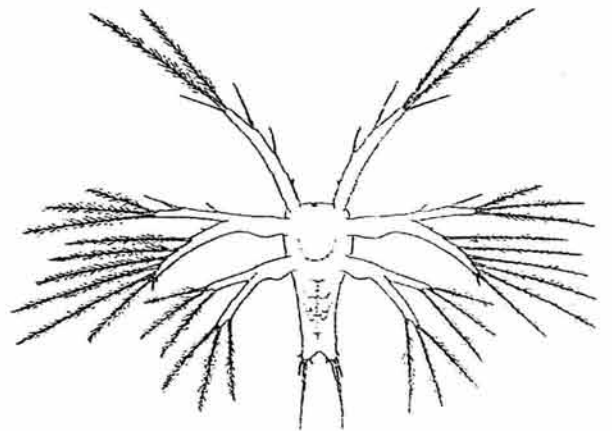
Nauplio 1



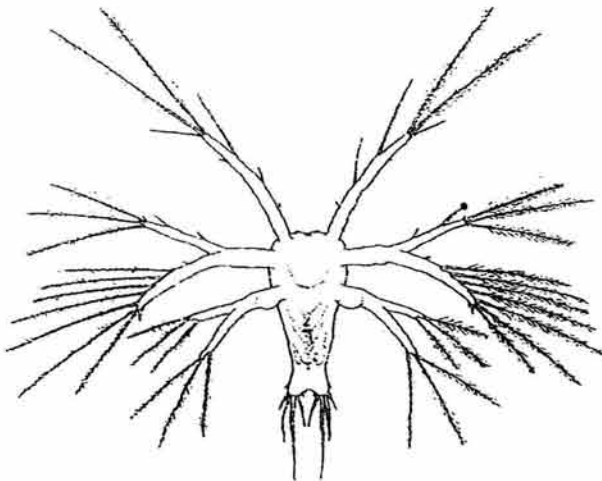
Nauplio 2



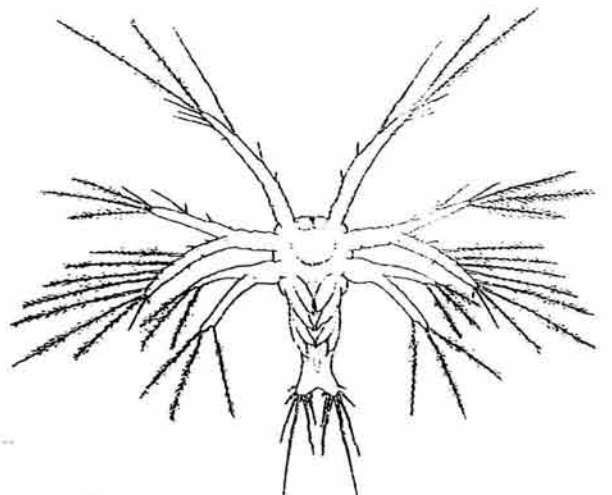
Nauplio 3



Nauplio 4



Nauplio 5



Nauplio 6

Fig. 3.- Estadios larvarios de nauplio

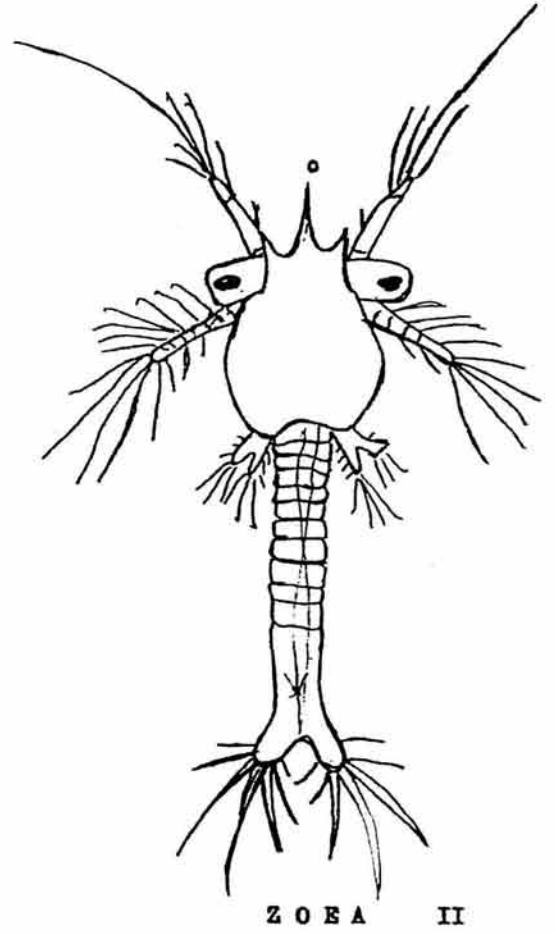
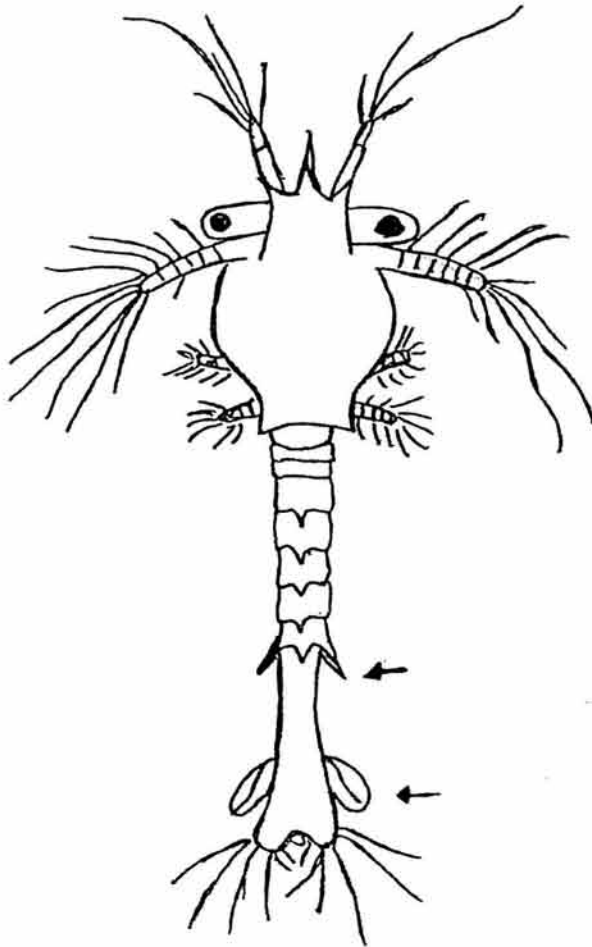
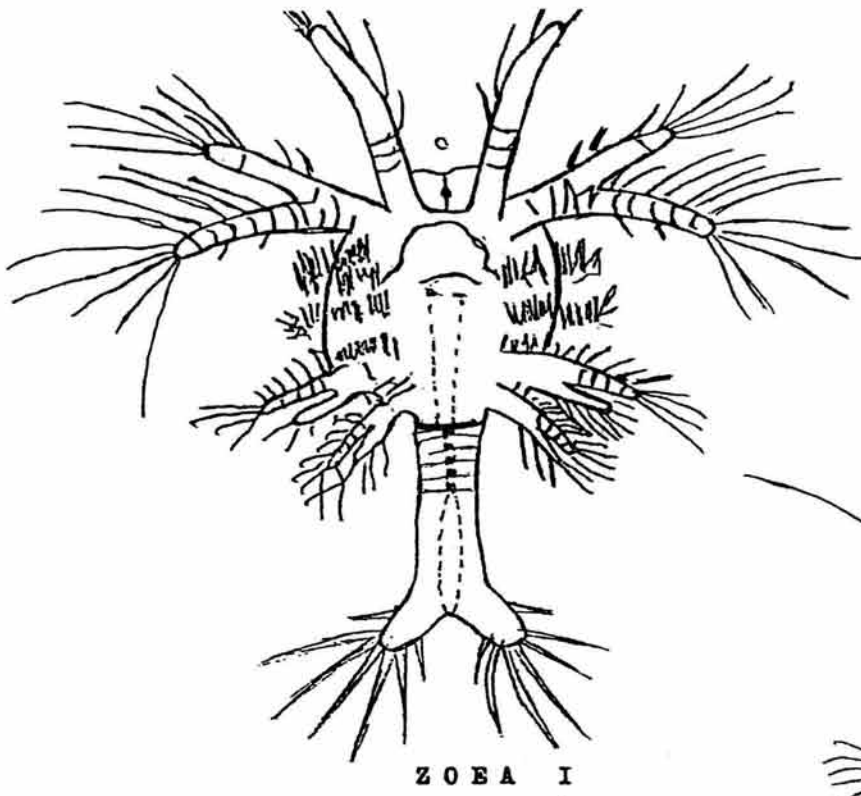


Fig. 4.- Estadios Larvarios de Zoea

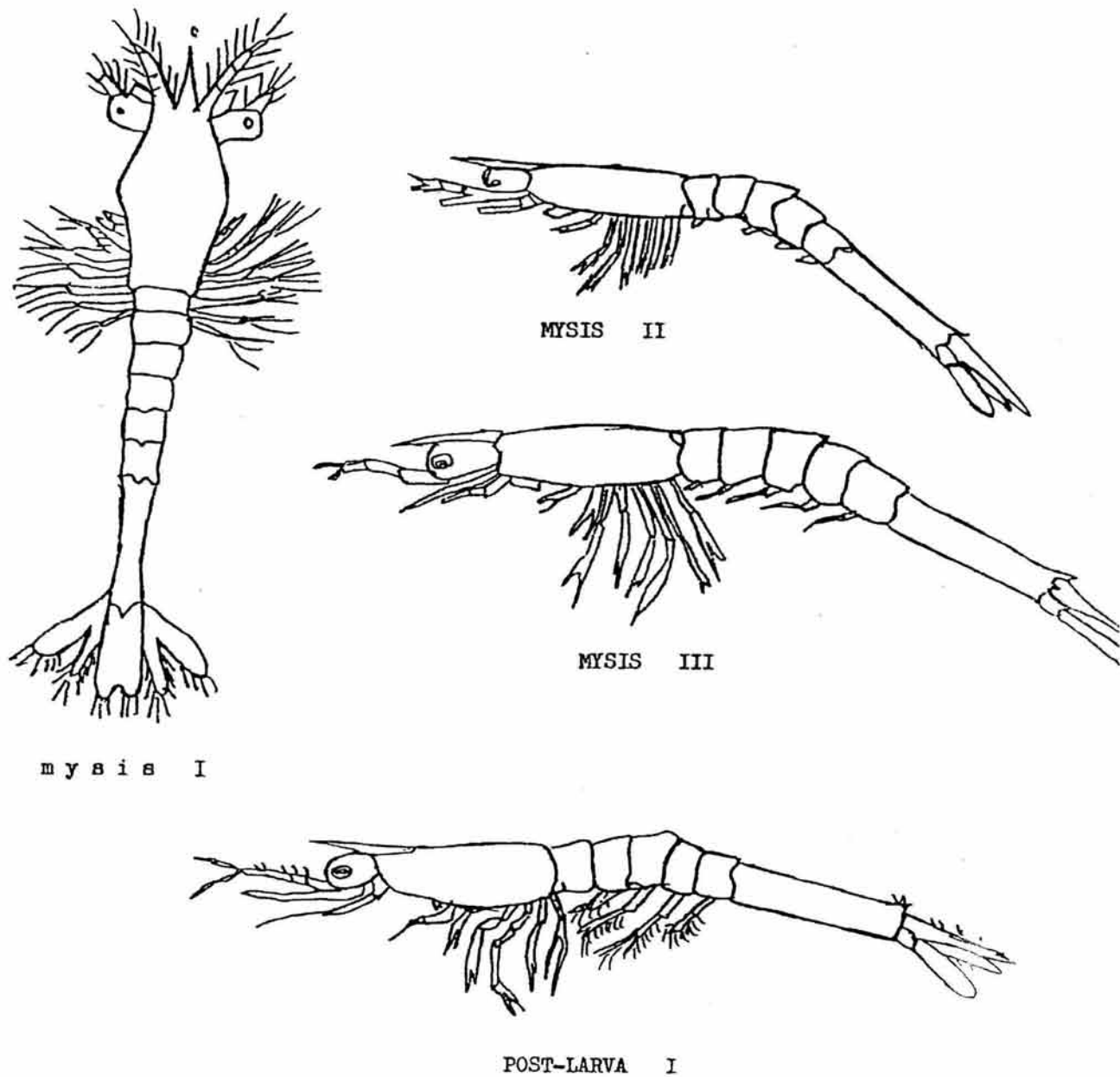


Fig. 5.- Estadios Larvarios de Mysis y Postlarva

Cuadro. 2.- Cuadro descriptivo del Desarrollo Larvario

TABLA DE DESARROLLO LARVARIO

ESTADIO LARVARIO	LONGITUD TOTAL(mm)	DURACION (Horas)	CARACTERISTICAS DIFERENCIALES
NAUPLIO 1 (N-1)	0.36	04:35	Presenta tres pares de apéndices: primeras antenas, segundas antenas y mandíbulas. Los primeros dos pares de apéndices son natatorios mientras que el último par es complementario. Las setas de estos apéndices no son plumosos. Las espinas furcales están en número de 1 + 1 (una es cada proceso furcal). Cuerpo piriforme (Fig. 4).
(N-2)	0.40	04:35	Forma del cuerpo muy similar a la de N-1, excepto que casi todas las setas de los apéndices son plumosas. Las espinas furcales permanecen en número igual 1 + 1 (Fig. 4).
(N-3)	0.41	05:40	Cuerpo ligeramente deprimido en su parte posterior, ahora algo bifurcada. Proceso furcal ahora con tres espinas 3 + 3 dos pequeñas y una grande. Empiezan a notarse rudimentos de apéndices ventrales, como pequeñas indentaciones (Fig. 4).
(N-4)	0.42	05:45	La porción posterior del cuerpo es más alargada y suave. Apéndices ventrales más notorios aunque aún cubiertos por cutícula. Las espinas furcales se incrementan a cuatro (4 + 4), de las cuales dos son diminutas, una pequeña y otra grande (Fig. 4).
(N-5)	0.45	05:45	Aparece un par de órganos sensitivos frontales en el margen anterior del cuerpo. Los cuatro pares de apéndices ventrales están más desarrollados. Se incrementa el número de espinas furcales a seis (6 + 6). (Fig. 4)
(N-6)	0.54	14:50	Las articulaciones de los apéndices son más notorias aunque difícil de contar. La porción yemosa de la mandíbula se vuelve casi esférica. Un canal anal se hace visible internamente. Las espinas furcales se incrementan a siete (7 + 7) y el proceso furcal es más pronunciado. Maxila y maxilípedos son más protuberantes y poseen algunas setas en las puntas. (Fig. 4)
PROTOZOEIA 1 (Pz-1)	0.89-1.05	34:35:00	El cuerpo se alarga considerablemente y es dividido en dos partes: el caparacho cubriendo la porción anterior del cuerpo, y una porción posterior del cuerpo dividida en tórax de seis segmentos y abdomen no segmentado. Durante este subestadio la longitud del cuerpo se incrementa en 20-25% con respecto al anterior. Las espinas furcales en igual número que el anterior subestadio. (7 + 7). (Fig. 5).

(Pz-2)	1.75	39:35:00	Presencia de rostro, un par de espinas supraorbitales, ojos compuestos pedunculados, ssegmentación abdominal, las espinas supraorbitales son bifurcadas, la proyección del rostro es ligeramente hacia abajo. Abdomen dividido en seis segmentos (Fig. 5).
(Pz-3)	2.70	34:50:00	Presenta un par de urópodos birrámeos, espinas proyectadas posteriormente en los somites abdominales. Abdomen con 6 segmentos y el telson. Las espinas furcales se incrementan a ocho (8 + 8). (Fig. 5)
MYSIS 1 (M-1)	3.25	38:40:00	Presenta forma de camarón. Mantiene el cuerpo en posición vertical cabeza abajo con nado rápido y en movimiento de zig-zag. Desarrolla perciópodos funcionales. Carapacho más al abdomen cubriendo casi los seis somites torácicos. Urópodos poco desarrollados 90% de la longitud del telson. Existe un par de espinas hepáticas; los primeros cinco segmentos abdominales tienen 2-4 zatas dorsales cada uno. desaparecen las espinas medias dorsales de los dos primeros segmentos abdominales. Se encuentran rudimentarios pleópodos en los primeros cinco segmentos abdominales. Un par de espinas laterales. Telson con 6 pares de espinas terminales. (Fig. 6).
(M-2)	3.70	24:45:00	Se presentan pleópodos unirrámeos. Aparece un par más de espinas laterales, constituyendo entonces 2 pares de espinas laterales y 6 pares de espinas terminales. (Fig. 6).
(M-3)	5.50	46:30:00	Pleópodos birrámeos bien desarrollados y con cuatro setas terminales en la punta. Presenta espina dorsal en el rostro. El telson presenta cinco pares de setas suaves en su superficie dorsal y cinco pares de setas furcales en su margen posterior y 3 pares de espina laterales. (Fig. 6).

Cuadro. 2.- Cuadro descriptivo del Desarrollo Larvario

c) Distribución

Los Penaeidae constituyen los camarones comerciales por excelencia en aguas tropicales. En el litoral del Pacífico de México se distribuyen fundamentalmente cuatro especies de interés comercial: *Litopenaeus vannamei*, *Litopenaeus stylirostris*, *Farfantepenaeus californiensis* y *Farfantepenaeus brevisrostris*; camarón blanco, azul, café y rojo respectivamente. Otra especie capturada en menor proporción y de menor atractivo comercial es *Litopenaeus occidentalis*, restringida para México en las costas de Oaxaca y Chiapas. (Cuadro, 3.)

Cuadro 3: Especies comerciales de camarón en México

DISTRIBUCIÓN	NOMBRE CIENTÍFICO	NOMBRE COMÚN
Pacífico	<i>Litopenaeus vannamei</i>	Blanco
Pacífico	<i>Litopenaeus stylirostris</i>	Azul
Pacífico	<i>Litopenaeus occidentales</i>	Blanco del sur
Golfo y caribe mexicano	<i>Litopenaeus setiferus</i>	Blanco del golfo
Pacífico	<i>Farfantepenaeus californiensis</i>	Café
Pacífico	<i>Farfantepenaeus brevisrostris</i>	Rojo o cristal
Golfo y caribe mexicano	<i>Farfantepenaeus aztecus</i>	Café
Golfo y caribe mexicano	<i>Farfantepenaeus duorarum</i>	Rosado
Golfo y caribe mexicano	<i>Farfantepenaeus brasiliensis</i>	Rojo del caribe

ANTECEDENTES

Larvicultura

Fudginaga en 1940, fue el primero en realizar estudios sobre ciclos y desarrollos larvarios, colocó hembras fecundadas en estanques circulares para obtener los huevecillos, observó que las hembras empiezan a nadar en círculos, presentan espasmos, los cuales provocan la expulsión de los óvulos. La ovoposición debe ser en total oscuridad y con un control adecuado de la salinidad y la temperatura. De esta manera logró obtener en cautiverio la primera fase larval, nauplio que eclosiona dentro de las primeras 24 horas después de la ovoposición. La forma nauplio contiene material nutritivo o vitelo, por lo que no requiere alimentación externa en esta etapa, al continuar el desarrollo morfológico, necesita de fuente de alimentación externa. En los estadios de zoeas se alimentaron con cultivos de diatomeas y después de esta etapa se empezó a introducir artemia salina como alimento por su alto contenido proteico. Ya para 1966, tenía bien establecido el ciclo cerrado de desarrollo larvario del camarón (I-Chui et. al; Matsunaga y col., 1987; Matsui, 1996, Treece, 2000).

Los estudios llevaron a establecer las diferencias de cada subestadio y los cambios morfológicos y fisiológicos nauplios, zoeas, mysis, postlarvas y juveniles, los cuales están muy relacionados a la salinidad y temperatura.

En México fue el Dr. Matsunaga quien sugirió la creación de laboratorios para la producción de Postlarvas. De 1977 a 1979 diseñó un proyecto para la producción experimental de larvas de camarón y abulón. Posteriormente Kitani realizó estudios larvarios de camarón café durante el periodo de 1979 a 1980 en la Escuela Superior de Ciencias Marítimas y Alimentarias del Instituto Tecnológico de Estudios Superiores de Monterrey, Campus Guaymas, Son (Matsunaga y col., 1987).

El CETMAR de La Paz, B.C. en 1985, empezó con la producción de postlarvas a pequeña escala; para 1988 siete granjas utilizaban larvas cultivadas; los primeros laboratorios de cultivo de postlarvas fueron diseñados para una producción pequeña o a mediana escala, principalmente se utilizaba para autoconsumo, abastecimiento y venta en algunas granjas. (Flores y Gamenda, 1991).

El desarrollo larvario integral de *L. stylirostris* y *L. vannamei* sobre la base de cultivos realizados en San Blas, Nayarit y en Sonora fue analizado por Kitani (1986).

La aparición del virus del Taura a mediados de los 90's promovió el desarrollo de la producción de larvas de laboratorio, los cuales eran más capaces de llevar un control sobre la cría y podrían desarrollar organismos certificados, libres de patógenos (De Walt y col 2002).

En 1996, se produjo el primer lote de postlarvas de *L. vannamei* en agua dulce en Colima, manteniendo las mismas condiciones que de agua salada hasta que alcanzan la talla de PL4, momento en que se empieza a sustituir paulatinamente el agua salada por agua dulce (Anónimo,2001)

El Director General de Acuicultura en 1999, reportó que existían 33 laboratorios de producción de larvas en el país, de los cuales 25 estaban operando: 12 en Sinaloa, 2 en Nayarit y otros 13 en Sonora. (Licon et. al 2000).

Calidad del Agua y Parámetros Físicoquímicos

Pretto (1982), menciona que en el estanque de cultivo, son diversos los factores que determinan el rendimiento del camarón como: cantidad y calidad del alimento, calidad del agua, abundancia y densidad de siembra entre otras.

Las mareas rojas, desechos de la agricultura, tormentas y la turbidez del agua afectan la maduración y producción del nauplio, en cambio el agua biológicamente estable da al camarón un continuo tratamiento probiótico. El bajo nivel de recambio previene las condiciones ambientales que afectan la calidad del agua, además de que reduce el estrés en los organismos reproductores (Courtland, 2000).

Se sabe que durante el ciclo de larvicultura aparecen toxinas del catabolismo de los propios organismos, amonio no ionizado, nitritos y posibles contaminantes que pueden provocar reducción del crecimiento y muerte por intoxicación (Millamena et. al., 1991). En base a esto, realizaron un estudio sobre el efecto que ejerce la tasa de recambio de agua en la cría de larvas *P. schimitti* a altas densidades, tomando en cuenta además del número de organismos sembrados y el porcentaje de recambio, a el pH, temperatura y

oxígeno disuelto. Concluyen que la sobrevivencia hasta postlarva 1, como la velocidad de metamorfosis, están condicionadas a la densidad de siembra y no a la tasa de recambio; también observaron que el índice de metamorfosis está altamente relacionado con la temperatura.

Ziemann y col (1992), midieron diez diferentes parámetros característicos de la calidad del agua en los efluentes de varios cultivos, entre ellos el del camarón para identificar la correlación que existe entre éstos y sus efectos en el cultivo; estos parámetros fueron: turbidez, pH, amoníaco, nitritos, nitratos, ortofosfatos, fósforo total, clorofila y encontraron que para *L. vannamei* la turbidez está directamente relacionada con la densidad de siembra; concluyen que la calidad del agua puede verse afectada por diferentes factores como, clima, tamaño del tanque, mantenimiento del tanque, calidad y cantidad de alimento, recambio de agua, densidad de siembra y por las diferentes etapas de desarrollo.

Gayosso (1993), analizó la variación temporal y espacial de los parámetros físicos y químicos del agua y su relación con la distribución y abundancia de la meiofauna mediante un estudio hidrológico y de meiofauna en un estanque de cultivo experimental de *L. vannamei* en San Blas, Nayarit; en el cual encontró variaciones de temperatura de 27.0° a 34.0° C en un periodo de tres meses, la salinidad presentó fluctuaciones de 5.0 a 58.0 ppm, el oxígeno se mantuvo en promedio 4.9mg/l, el pH se estableció en un intervalo de 6.1-7.5; la abundancia y distribución de la meiofauna estuvo asociada con la temperatura, la salinidad y el oxígeno.

Díaz y col (1995), determinaron experimentalmente el efecto de la densidad de siembra en la supervivencia y crecimiento en la precría de *P. schmitti*, desde postlarva hasta juvenil, registrando también la alimentación, el recambio de agua y las variables fisicoquímicas; concluyeron que la densidad de siembra no influye en la supervivencia, pero si afecta el crecimiento, a mayor densidad de siembra menor crecimiento y viceversa.

Para criar larvas a altas densidades hay que contar, en primera instancia con una buena calidad del agua y del alimento (Alfonso y col. 1997).

De la Cerda en 1999, realizó el estudio de la caracterización fisicoquímica del agua en un sistema de cultivo en el estado de Sonora, donde hizo estudios de los parámetros fisicoquímicos que atañen al cultivo como: dureza, demanda de oxígeno, amonio, nitritos, nitratos, cloruros, alcalinidad, sulfatos, encontrando que los parámetros estaban dentro de los rangos recomendados en la literatura, en ocasiones algunos se excedían del rango normal, sin causar ningún efecto significativo en el desarrollo y crecimiento de los organismos.

Macias Regalado (1975), estudió como afecta el abatimiento de la salinidad en el género *Litopenaeus* sp. como consecuencia de la precipitación pluvial.

Mair (1980), observó el efecto del cambio de salinidad y calidad del agua sobre el comportamiento de las postlarvas de las cuatro especies comunes del Pacífico mexicano.

Rodríguez de la Cruz (1981), analizó la capacidad osmorreguladora de *L. stylirostris* y *L. vannamei*.

Hogendoorn (1983), registró que la disminución en la salinidad puede provocar una disminución en el pH.

Las condiciones de aclimatación de las postlarvas de *L. vannamei* a diversos cambios de factores de cultivo como temperatura, salinidad, pH, fueron estudiadas por Olin y Fast (1987, 1989) Chauvin (1983) y Gartson (1986), comprobaron la resistencia de postlarvas de *L. vannamei* a salinidades de 0-2 ‰. Otro estudio de la variabilidad en el crecimiento de estadios postlarvarios de *L. vannamei* fue realizado por Ogle (1992), Sturmer y Lawrence (1987), analizaron las estrategias de manejo de estanques con el fin de mejorar la producción de juveniles de *L. vannamei*.

Chamberlain (1988), estima que los niveles críticos de oxígeno disuelto para camarones *L. vannamei* y *P. monodon* son entre 1.9 y 2.2 ppm respectivamente, y un pH normal entre 6 y 9 en la columna de agua; los nitritos y nitratos son 0.1 y 200 mg/L, respectivamente.

Tsai (1990), consideró valores de pH debajo de 4.8 y arriba de 10.6 letales para camarones peneidos; para el crecimiento y conversión de alimentos un intervalo óptimo del pH va entre 6.6 y 8.5.

Millamena (1991), encontró que hay un decremento en la concentración de oxígeno disuelto de 6 a 3 ppm en presencia de exceso de alimento, lo asocia con el bajo rendimiento y sobrevivencia de *P. monodon*.

Hui-Peng et al. (1993), estudiaron los efectos del amoníaco en la sobrevivencia y osmorregulación en varias etapas de desarrollo del camarón *P. japonicus*, donde encontraron que la osmorregulación a la exposición de una concentración subletal de amoníaco a diferentes salinidades, es dependiente del tiempo en que se esté expuesto; la tolerancia a las concentraciones de amoníaco aumentaba en cada estadio larval, exceptuando en las larvas en proceso de muda. El pH se reducía conforme la concentración de amoníaco aumentaba.

González, Gómez y col en 1996 en el estudio de la abundancia y algunos índices fisioecológicos de las postlarvas y juveniles de camarones peneidos se describen como elementos indispensables de todo buen cultivo: la disponibilidad de las larvas y las condiciones óptimas del medio que incluyen aspectos fisicoquímicos y biológicos. Los biológicos incluyen tasa metabólica de los organismos, rangos de tolerancia a los factores físicos del medio, oxígeno disuelto, salinidad, temperatura, pH; esto reducirá la posibilidad de algún problema que repercuta negativamente en la producción. Hacen la observación de que la salinidad tiene efecto en el consumo de oxígeno, debido a que aumenta respectivamente conforme aumenta la salinidad.

El oxígeno es uno de los factores limitantes importantes para el desarrollo de los camarones peneidos (Martínez, 1996), estudió la concentración letal 50 en 48 hr para postlarvas a diferentes salinidades y a un pH de 6 y 8. Registró que el mejor rendimiento se fue a concentraciones de 4mg/L y a 15 ppm de salinidad.

Rosas et. al., (1999), observaron que los efectos de cambios drásticos de salinidad, en el consumo de oxígeno y crecimiento variaba con la edad de las postlarvas

de *Litopenaeus setiferus*, esto es que de 10 a 14 días después del último cambio metamórfico, las postlarvas se ajustan adecuadamente a los cambios de salinidad.

Alcaraz et al. (1999), encontraron que la exposición a nitritos provoca una disminución de la tasa de respiración de las postlarvas a concentraciones altas de oxígeno disuelto, mientras que en condiciones de hipoxia las postlarvas muestran un consumo mayor de oxígeno disuelto que los individuos no expuestos.

Frías, Harfush y Páez (2000), llevaron a cabo el estudio en el efecto del amonio en la mortalidad y alimentación de larvas de *L. vannamei*, teniendo como resultado el 100% de mortalidad después de 48 hrs. de exposición a concentraciones de amonio de 20 mg/L, habiendo disminución en la alimentación. En concentraciones mayores a ésta, no hubo sobrevivencia después de las 24 hrs. de exposición.

Macías Regalado (2001), en un experimento de laboratorio en el que se reprodujo movimiento natatorio de las Postlarvas, indicó que éste se activa cuando aumenta la temperatura, no determinó específicamente a que temperatura se lleva este fenómeno.

Páez Osuna (2001), menciona que hay un efecto muy estrecho a la tolerancia a la salinidad a bajos niveles de oxígeno.

Molina y Orellana (2001), estudiaron el efecto de la salinidad y la relación proteína/energía en el rendimiento de *L. vannamei*, encontraron que la salinidad tiene un efecto negativo sobre la sobrevivencia de organismos infectados con IHHNV, debido a que este patógeno se presenta en su forma más activa en salinidades altas.

El CIBNOR en el 2002 realizó un estudio de indicadores bioquímicos- fisiológicos del desempeño reproductivo y de la calidad larvaria del camarón blanco *L. vannamei* para mejorar la producción de postlarvas en cuanto a calidad y tamaño de éstas; para este estudio llevaron a cabo un seguimiento individual y detallado de variables metabólicas asociadas al proceso reproductivo y su relación con la calidad larvaria. A la vez se analizaron los valores óptimos de edad y tamaño de reproductores para la obtención de un buen desempeño reproductivo, en lo que a calidad de larva se refiere.

Brito (2002), en su estudio de sustitución de los nauplios de artemia por dos dietas microencapsuladas para la alimentación de camarón blanco del pacífico *L. vannamei*, menciona que existen diversos factores para el éxito de cría de larvas entre los cuales se encuentra el procurar establecer las mejores condiciones en el medio, modificando la temperatura, salinidad y otros factores bióticos como la calidad y concentración del alimento proporcionado en estos cultivos.

Cano (2003), en su trabajo de evaluación del crecimiento de camarones peneidos, explica que la determinación constante y precisa de los parámetros en un sistema de cultivo son elementos fundamentales para determinar los criterios que optimicen el manejo de las condiciones en que se desarrollan los organismos, consiguiendo un crecimiento máximo. Su trabajo consistió en crear un modelo del desempeño metabólico de *L. stylirostris* ante un cambio de salinidad del medio, manteniendo condiciones de temperatura, oxígeno y pH constantes.

Muir (1991), menciona las complicaciones que en ocasiones presentan los cultivos de microalgas como son el deterioro de su valor nutritivo si hay estancamiento, contaminación del medio, fluctuación de crecimiento de acuerdo a los factores ambientales, además de que algunos componentes utilizados para su cultivo pueden ser tóxicos para las larvas de peneidos.

McVey ^b (1993), describe que el proceso de filtración reduce la cantidad de sedimentos, elimina o disminuye la cantidad de algas no deseadas, bacterias, virus y otros contaminantes que afectan el desarrollo de las larvas debido a que el sedimento y otras partículas interfieren con el crecimiento de éstas, ya que se adhieren a la cutícula y quetas, causando mudas aceleradas y falta de movilidad además ciertas algas no deseadas pueden ser tóxicas para las larvas de camarón.

Focken et al., (1998), describe que el alimento no consumido en los estanques provoca la aparición de la actividad microbiana y el deterioro de la calidad del agua; al igual que la productividad de los estanques puede decrecer.

Los problemas de la calidad del agua se hacen más complejos cuando se aplica en forma continua alimento balanceado y cuando la densidad de los organismos de cultivo es muy elevada (Páez Osuna y Ruiz Fernández, 2001).

La correcta dosificación del alimento, así como la generación y conservación apropiada de los afloramientos algales, son factores muy importantes en el mantenimiento de la calidad de agua y el equilibrio de las comunidades bacterianas, pues constituyen la principal fuente de materia orgánica; el alimento que no es consumido por las larvas, los decaimientos de las comunidades fitoplanctónicas o incluso, los elementos nutritivos que no fueron absorbidos en el tracto digestivo de los organismos y que se liberan con las excretas, pasan a formar parte del suministro de nutrientes, cuyo exceso, puede propiciar asimismo un acelerado incremento de las comunidades bacterianas del estanque. Las bacterias también cumplen un papel importante en el reciclamiento de los nutrientes y la degradación del detritus en el estanque y contribuyen, por lo tanto, a mantener determinada calidad de agua (Gómez, Roque y Guerra, 2001).

ENFERMEDADES

Uno de los aspectos más importantes para prevenir el desarrollo de enfermedades es conocer la capacidad de carga de los ecosistemas del estanque y de los que lo rodean. Aquellos cambios que afectan a los peneidos normalmente pueden estar relacionados con microorganismos que alteran el pH, así como los niveles de oxígeno y otras condiciones fundamentales. Aparentemente las enfermedades causadas por hongos y bacterias pueden ser controladas más fácilmente que las enfermedades virales; las bacterianas con un recambio de agua, cosecha y cambio de estanque en lo que a larvicultura corresponde, puede controlarse la epizootia; una enfermedad viral una vez desarrollada difícilmente puede controlarse, (Gustaf, 1995).

Gómez Gil, Roque y Guerra (2001), destacan que cada vez está más delimitado el vínculo entre la presencia de enfermedades y calidad del agua. Variables como pH, temperatura y salinidad tienen valores óptimos según la especie a cultivar por lo cual cambios en éstos pueden favorecer a la presencia de determinados grupos de patógenos, que pueden crecer desproporcionadamente rompiendo el equilibrio en el cultivo. Las comunidades microbianas presentes en los estanques de cultivo son

susceptibles a las fluctuaciones e interacciones entre los factores pH, temperatura, salinidad y oxígeno disuelto y con ello verse modificadas en su composición y número.

Páez Osuna (2001), explica que la acelerada expansión de la camaronicultura en algunas áreas con recursos limitados ha provocado la sobreexplotación de tales recursos; lo que ha traído como consecuencia problemas en la calidad del agua y enfermedades. También menciona que diversos estudios han demostrado que la exposición continua a bajos niveles de oxígeno disuelto pueden predisponer a los organismos cultivados a infecciones bacterianas.

Las principales causas de los problemas de enfermedades están relacionadas con altas densidades de siembra, pobre nutrición y mala calidad de agua (López, 2000). Las fluctuaciones excesivas de factores como oxígeno, salinidad y temperatura también incrementan el estrés y la susceptibilidad a enfermedades (Kautsky et. at, 2000). Generalmente las enfermedades surgen después de una alteración en la calidad de agua o de que ocurra un fenómeno en el medio ambiente. El éxito de un cultivo depende de la salud de los organismos, y el manejo de la calidad del agua; consecuentemente reduce el crecimiento y afecta la sanidad de los organismos en cultivo (Kleinholz).

El establecimiento de monitoreos de control puede permitir la detección de inmunodeficiencias del camarón y consecuentemente prevenir la vulnerabilidad a enfermedades, así como una mejora en el medio (Bachére et al. 1995). Se deben adaptar análisis de variabilidad bajo medios controlados considerando factores fisicoquímicas y condiciones del ambiente, además de parámetros fisiológicos como muda, crecimiento, como también se deben de analizar los efectos de productos químicos y antibióticos usados durante el cultivo.

A la par de los avances obtenidos en el cultivo de camarones, se aprecia la presencia de agentes etiológicos de enfermedades y los factores que provocan estados de estrés en los organismos cultivados, haciéndolos más susceptibles a las enfermedades (Bortollini, 1994)

La importación de postlarvas de otras regiones y la pobre calidad del agua empleada en las granjas camaronícolas han propiciado la aparición de epidemias

producidas por bacterias y virus, en el caso de las primeras, se han implementado procedimientos basándose en antibióticos en cierta forma exitosos, sin embargo el control de las enfermedades por virus representan un grave problema aún no completamente solucionado, por lo que las perspectivas en esta actividad se centran en intensificar el conocimiento de esas patologías, especialidad en investigación aún no plenamente desarrollada en México (Macias Regalado, 2001).

Martínez (2002), explica que en un cultivo tomado a partir de una muestra silvestre, la cual en condiciones naturales están sujetas a un equilibrio ecológico debido a interrelaciones de los componentes con el medio natural, hay diversos fenómenos de índole genético, demográfico y ambiental que rompen el equilibrio al que estos organismos estaban adecuados; entres estos fenómenos ejemplifica la variabilidad genética, la adaptabilidad de los organismos a las condiciones de cultivo, la alimentación y calidad del agua, contagio de enfermedades infecciosas.

Conroy y Conroy (1990), menciona que el cultivo de peneidos se encuentra amenazada en forma permanente por epizootias de enfermedades diversas, las cuales pueden convertirse en importantes pérdidas económicas. La patología se relaciona con daños mecánicos y una posterior invasión de bacterias; la presencia de alto nivel de materia orgánica y un bajo nivel de oxígeno disuelto en el agua, son factores que contribuyen con la proliferación de bacterias.

Lightner (1985) y Fernández (2001), explican que el desarrollo del cultivo comercial del camarón peneído es acompañado por la presencia de etiologías infecciosas y no infecciosas. Separa como enfermedades de origen infeccioso a las ocasionadas por virus, bacterias, hongos, protozoarios como microsporidios y gregarinas. Como enfermedad de tipo no infeccioso citan aquellas ocasionadas por epicomensales como las bacterias filamentosas, protozoarios ciliados y algas; varios de estos microorganismos son parte de la flora y fauna normal de los peneidos que causan enfermedad solo bajo condiciones que los favorecen por lo que son considerados patógenos oportunistas.

Lotz (1997), afirma que los patógenos del camarón pueden clasificarse en tres tipos, según el grado de patogenicidad:

Categoría 3: Patógenos que causan impacto mínimo.

Categoría 2: Patógenos que pueden afectar la producción reduciendo el crecimiento o bajando la sobrevivencia.

Categoría 1: Patógenos muy peligrosos, causan grandes mortalidades, no tienen tratamiento.

Enfermedades con etiologías mixtas son muy comunes en los peneidos. Las infecciones virales son acompañadas por infestación de protozoarios o bacterias (Manzano, 2001).

Varios hongos se han identificado como patógenos de los camarones, algunos de los cuales, son más comunes de las etapas larvarias, como *Lagenidium sp.*, aunque con menor incidencia se han registrado los géneros *Sirospidium sp.* y *Haliphthoros sp.* (Brock y LeaMaster, 1992).

Muñoz (1989), trabajó en la determinación de los principales tipos de bacterias que afectan el cultivo de larvas de *L. vannamei* en sus diferentes estadios larvarios, desde nauplio hasta postlarva, indicó el grado de incidencia de las bacterias y su relación con el grado de sobrevivencia de los organismos cultivados. En este trabajo el autor menciona que el número de bacterias se iba incrementando a partir del estadio de postlarva. Las principales especies de bacterias encontradas fueron: *Pseudomonas*, *Vibrio* y *Acinetobacter*, en relación al tipo de alimento suministrado encontró *Flavobacterium*, *Cromobacterium* y *Micrococcus*. Además de las larvas, también analizó muestras de artemia, algas, alimento seco y agua en las que detectó *Vibrio*, *Aeromonas* y *Acinetobacter* en las muestras de artemia; *Pseudomonas*, *Aeromonas* y *Acinetobacter* en las muestras de agua; *Pseudomonas*, y *Aeromonas* en las muestra de algas y *Aeromonas* y *Acinetobacter* en las muestras de alimento seco.

Los problemas ocasionados por bacterias en los sistemas de cultivo larvario han sido considerados como los principales causantes de mortalidades. Uno de los principales patógenos que se encuentran en este tipo de sistemas son las bacterias pertenecientes al género *Vibrio sp.*, registradas en casi todos los lugares donde se cultivan larvas (Lightner, 1993, Lightner y Redman; 1998). Las infecciones que se han presentado en la larvicultura

son ocasionadas por bacterias oportunistas que infectan cuando las larvas se han debilitado por algún otro factor biótico o abiótico.

Lightner et. al. (1992a), reportaron las enfermedades de mayor importancia económica en camarones de América e Indopacífico y encuentran a *V. luminicentes* en laboratorios donde causa mortalidades epizoóticas en larvas de *P. monodon* y *P. merguensis*, afectando los apéndices bucales y cavidad oral.

López, Pérez y Murgía (2000) evaluaron la concentración de bacterias en dos corridas experimentales de producción larvaria. Cuantificaron bacterias en microalgas, nauplios de artemia y en el agua de cultivo; la concentración de bacterias fue semejante en todo el ciclo de cultivo, no afectó la sobrevivencia de los organismos y las principales fuentes de bacterias se encontraron en los nauplios de artemia y camarón, siendo *Vibrio* la de mayor presencia.

Las principales enfermedades en las que están involucradas las bacterias en camarones peneidos en etapa de larvicultura son:

- Vibriosis
- Bacterias luminiscentes
- Bolitas blancas
- Síndrome Zoea II
- Síndrome de la muda de mysis
- Epibiontes bacterianos
- Micosis larval

El género *Vibrio* es un microorganismo dominante en la flora de los organismos durante su desarrollo larval; éste ha sido descrito en diversas ocasiones como el causante de bacteriosis o de la presencia de otros patógenos. *V. alginolyticus*, se presenta predominantemente en todos los estadios larvales, está asociado con los estadios de nauplio y zoea sanos, sin embargo en estadio de postlarva se asocia con organismos enfermos. Enfermedades causadas por *Vibrio* pueden presentarse luego de una fuerte colonización de bacterias en la cutícula superficial, en heridas, consumo de bacterias que

pueden estar presentes en el medio, en partículas del alimento, en otros organismos y principalmente en nauplios de artemia (López, 1998).

Los camarones presentan señales de severo estrés que comprenden: opacidad de la musculatura abdominal y anorexia (no comen), expansión de los cromatóforos y flexión ocasional del abdomen cerca del tercer segmento abdominal; se les observa nadando erráticamente en la superficie y orillas de los estanques (Lightner, 1988); En larvas y postlarvas hay algunos síntomas claros de vibriosis que incluyen: la melanización y necrosis de la punta de los apéndices y la presencia de numerosas y visibles bacterias en el hemocele de organismos moribundos. Los signos clínicos también incluyen inflamación tanto del hepatopáncreas como del tejido muscular infectado, (Ruangpan y Kitao, 1992).

La vibriosis entérica es otra de las patologías que afectan a los camarones, ésta se desarrolla en el intestino de los organismos en cualquiera de sus estadios, acompañada por oclusión debido a las grandes masas bacterianas denominadas bolitas (Fernández, 2001).

Esta enfermedad ha sido responsable de reducciones de hasta un 70% en la productividad de laboratorios. Durante los episodios de alta mortalidad se han aislado las especies *Vibrio harveyi* y *V. splendidus* principalmente, aunque, como en la mayoría de los casos, la identificación bacteriana realizada es deficiente.

Evaluaciones histopatológicas de los camarones afectados revelaron daños en el hepatopáncreas, en los cuales se observó una respuesta inflamatoria severa en los senos intertubulares del mismo, (Gómez, Roque y Guerra, 2001).

Una de las enfermedades más comunes en los laboratorios de producción de larvas, "las bolitas blancas" cuyo agente etiológico es *V. harveyi* el cual está asociado a grandes mortalidades de larvas de *L. vannamei* (Morales, 1992)

En el lumen o la luz de los túbulos del hepatopáncreas, se ha observado la presencia de pequeñas formaciones blancas, que han sido llamadas "bolitas blancas", que son células descamadas del hepatopáncreas o hepatocitos hipertrofiados y

redondeados como formaciones esféricas. Se piensa que las bolitas son una reacción a la presencia de toxinas bacterianas. (Gómez, Roque y Guerra, 2001).

Muchos laboratorios de producción de postlarvas han detectado casos de la enfermedad bacteriana conocida como síndrome de Zoea II en donde han sido observadas "bolitas blancas". *Vibrio alginolyticus* ha sido registrado en las larvas con el síndrome de Zoea II y mientras que *V. alginolyticus* y *V. harveyi* han sido asociados al síndrome de "bolitas blancas". Este síndrome se ha relacionado con reducción de la tasa de alimentación, nado lento, reducida respuesta de escape y altos porcentajes de mortalidad (Op. Cit.)

El síndrome de la zoea II se presenta inflamación en las paredes del hepatopáncreas, intestino vacío y alta mortalidad (Manzano, 2001)

Lightner et. al. (1974), describen la enfermedad de las burbujas en zoea II, en el camarón café *Farfantepenaeus aztecus*.

Bell (1991), señala que el síndrome de las bolitas blancas diagnosticadas en *L. vannamei* y *L. stylirostris* en Ecuador, América Central y del sur, se puede deber a una etiología por toxinas bacterianas.

Las bolitas negras contienen una sustancia oscura que ha sido identificada como clorofila. Probablemente la aparición de esta bolitas negras se deba a toxinas producidas por bacterias asociadas con el tracto digestivo que causan desordenes metabólicos y una mala digestión de las algas ingeridas (Gómez, Roque y Guerra, 2001).

La micosis larval es una enfermedad cosmopolita, causada por *Lagenidium sp* o *Sirospidium sp*. Su aparición es repentina son altas mortalidades en los primeros estadios larvales y en postlarvas; las hifas y zoosporas son perfectamente visibles a través del caparazón, dentro de todo el organismo (Aurò, 2000).

La enfermedad que se le conoce comúnmente como "enfermedad de las branquias" ("black gill disease"), es causado por epibintes bacterianos, organismos que

viven adheridos al exoesqueleto de los crustáceos en cualquier estadio de desarrollo (Johnson, 1989). El principal epibionte de origen bacteriano es *Leucothrix mucor*, bacteria filamentosa de longitud variable, dos micras de diámetro, saprófita que no penetra en la cutícula del crustáceo. En estos crecimientos filamentosos algunos otros microorganismos quedan atrapados o se desarrollan causando serios daños, pueden llegar incluso a obstaculizar el intercambio gaseoso por un cubrimiento total de las lámelas ocasionando muerte por asfixia. Las branquias, en estos casos, presentan una coloración que va de amarillenta a verdosa o café, dependiendo del color de los epibiontes y de las partículas adheridas a éstas; esta bacteria es particularmente peligrosa en estadios larvales y postlarvales, puede llegar a causar grandes mortalidades rápidamente debido a que las larvas se enredan en los filamentos y entorpece el crecimiento del organismo (Gómez, Roque y Guerra, 2001).

Las rickettsias son bacterias intracelulares parasíticas, la mayoría son Gram-negativas, se reproducen intracelularmente por fisión binaria en la célula huésped. Esta enfermedad se asocia a condiciones de salinidad elevada y al parecer no ocurre en salinidades menores de 10 partes por mil. También puede ser agente causal de la enfermedad Hepatopancreatitis necrotizante o NHP, ya que uno de los principales órganos que afecta es el hepatopáncreas (Gómez, Roque y Guerra, 2001). Esta afección se ha descrito en peneidos silvestres de Hawai, México y sureste de Asia, en *F. marginatus*, *F. merquiensis*, *L. stylirostris* y *L. vannamei* (Aurò, 2000).

Fernández (2001), menciona que las infecciones bacterianas en el camarón pueden tener tres formas: 1) lesiones localizadas en la cutícula, 2) Infecciones localizadas en el intestino o en el hepatopáncreas o infecciones presentes en heridas, pérdida de extremidades, y 3) Septicemias generalizadas.

Enfermedades Virales

Conforme se ha desarrollado la camaronicultura en general, se han ido describiendo diferentes tipos de enfermedades que afectan el cultivo de larvas o adultos, siendo las enfermedades virales las más peligrosas. El primer virus en describirse fue *Baculovirus penaei* por Couch (1974), a partir de ahí hay aproximadamente 15 tipos de

virus diferentes descritos, de los cuales ocho han sido catalogados como los principales virus causantes de epizootias por su amplia distribución y su capacidad de producir epidemias con altas mortalidades, éstos son: IHNV, HPV, BP, MBV, WSSV, TSV, YHV, BMN, (Bonami, 1997).

De las enfermedades virales mas importantes presentes en México son Necrosis hipodérmica y hematopoyética infecciosa (IHNV) y la enfermedad del virus del Taura (TSV) (Fernández, 2001) y el síndrome de la mancha blanca (WSSV)

La Necrosis hipodérmica y hematopoyética infecciosa (IHNV) es causada por un parvo virus, de ADN de cadena sencilla. Afecta al camarón blanco, *L. vannamei*, esta enfermedad se presenta de forma crónica. Los camarones juveniles con este síndrome muestran rostros torcidos o deformes, antenas arrugadas, cutícula áspera, y otras deformidades cuticulares (Gómez, Roque y Guerra, 2001).

Lightner *et. al.* (1983), reportan (IHNV) en *L. stylirostris* (camarón azul) y en *L. vannamei* importados de Hawai en etapa de postlarva; además se detecto en postlarvas de *L. stylirostris* cultivados en Florida y Tahití.

Muchos organismos de *L. stylirostris* y *L. vannamei* que sobreviven a la infección pueden portar el virus y transmitirlo a otros organismo del cultivo o a su progenie, por lo que puede causar una infección tanto vertical como horizontal. Los cuerpos de inclusión de IHNV pueden fácilmente ser confundidos con los cuerpos de inclusión de WSSV. El estrés, la densidad de siembra, la calidad del agua, temperaturas elevadas, bajo nivel de oxígeno disuelto, altas concentraciones de amonía o nitritos pueden favorecer a la presencia y prevalencia de esta enfermedad (DMAAD, 2000).

La epizootia de IHNV ha sido relacionada a las condiciones oceanográficas y climatológicas ocasionadas por el fenómeno del niño, debido al dramático incremento en la salinidad y temperatura que éste produjo (Manzano, 2001)

El Síndrome del Taura (TVS) es causada un virus de ARN de cadena sencilla y llamado así por que se registró por primera vez en la región del río Taura en Ecuador;

afecta principalmente a *L. vannamei* entre los 14 y 40 días de engorda (Gómez, Roque y Guerra, 2001).

El agente etiológico del Síndrome del Taura inicialmente fue confuso, primero se le atribuyó a un agente tóxico relacionado con pesticidas; posteriormente se relacionó con fungicidas; sin embargo después de los estudios realizados no fue posible confirmar experimentalmente la etiología tóxica del síndrome, (Ibarra, 1999).

Hasson y cols. (1995), reportan a un virus como el agente etiológico de la enfermedad, al cual describen como un virus posiblemente de RNA con tamaño aproximado de 30 nm y tentativamente lo consideran como un Nodavirus en base a su intensa replicación, tamaño y densidad de virion.

En México el Centro de Ciencias de Sinaloa expidió un reporte sobre el estudio del desarrollo del virus en granjas del estado. (Zarain y Gastélum, 1995).

Fernández (2001), menciona que la presencia de esta enfermedad se puede desencadenar o estar relacionada al florecimiento de algas tóxicas, toxinas o cianobacterias del medio, contaminantes del alimento, mal manejo del cultivo; asegura que el conjunto de varias circunstancias son causantes a que la enfermedad se desarrolle como pueden ser el manejo de los estanques, mala calidad del agua, mala calidad de las larvas, el alimento, cambios abruptos en la temperatura, proliferación de epibiontes.

El Virus del síndrome de la Mancha Blanca (WSSV) es una enfermedad descrita en sus inicios en Asia, se le denominó mancha blanca por la presencia de formaciones calcáreas en la cutícula del cefalotórax.

Lightner, (1996) reportó la presencia de este virus en larvas silvestres de *L. stylirostris* en Honduras y Centroamérica, así como en larvas cultivadas de *L. vannamei*.

Esta enfermedad, de reciente aparición en México (1999), es causada por un virus cuya clasificación no está completamente establecida, pero se sabe que es semejante a los baculovirus, es un virus de ADN de cadena doble, afecta a una amplia variedad de peneidos en todos sus estadios de vida. En muchos casos el camarón moribundo muestra

una coloración de rosa a café rojizo, debido a la expansión de los cromatóforos cuticulares y pocas o ninguna mancha blanca. Poblaciones de camarón que muestran estos signos tienen altos índices de mortalidad alcanzando el 100% en 3 a 10 días de haberse establecido los signos clínicos. Retransmite horizontalmente, por canibalismo de animales moribundos, muertos, mudas de animales infestados, o por la ingesta de partículas virales libres. Cambios en la salinidad y en el pH han sido relacionados con brotes de Mancha Blanca en Asia y América Latina. Una densidad de siembra baja ayuda a mantener una mejor calidad del agua y causa menos estrés entre los organismos en cultivo, además que disminuye la tasa de transmisión por canibalismo, (Gómez, Roque y Guerra; Rodríguez et. al. 2001).

Los estudios realizados por el CENAIM, durante el año 2001, demostraron que con temperaturas del agua de 33 ° C, el virus de la Mancha Blanca no provoca la muerte de *Penaeus vannamei* (Calderón & Sonnenholzner, 2003).

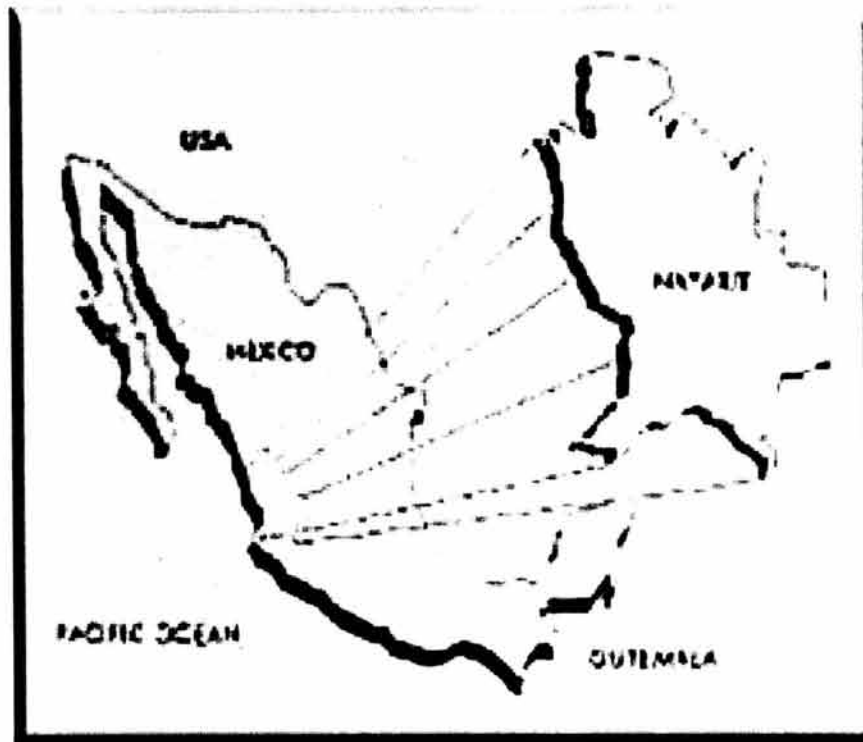
La SEMARNAT, mediante la Norma Oficial Mexicana de Emergencia Sanitaria NOM-EM-003-PESC-2000 establece que es un requisito determinar la presencia de enfermedades virales como TSV, WSSV y YHV, en crustáceos vivos, muertos, sus productos y subproductos y *Artemia* spp., con el fin de impedir su introducción y movilización por el territorio Nacional. Por lo tanto para poder importar, exportar o movilizar crustáceos y sus derivados por el país, estos deberán contar con certificación expedida por algún laboratorio perteneciente a la Red Nacional de Diagnostico de la SEMARNAT, (SEMARNAT, 2000).

OBJETIVOS:

- ◆ Establecer la correlación entre los parámetros fisicoquímicos y biológicos.
- ◆ Determinar los principales patógenos que afectan a las larvas de camarón cultivadas, a través de la aplicación de distintas técnicas histológicas.
- ◆ Presentar propuestas para un mejor control con los problemas ocasionados en el cultivo de larvas de camarón.

AREA DE ESTUDIO

El presente estudio se realizó en un laboratorio de producción de postlarvas de *Litopenaeus vannamei*, ubicado en Santa Cruz, Municipio de San Blas, estado de Nayarit. (Mapa 1).



Mapa 1. Estado De Nayarit

El estado de Nayarit colinda al norte con los estados de Sinaloa y Durango, al este con los estados de Durango, Zacatecas y Jalisco, al sur con el estado de Jalisco y el Océano Pacífico y al oeste con el estado de Sinaloa y el Océano Pacífico.

El municipio de San Blas se ubica al sureste de Nayarit a 69 km de Tepic por la carretera federal 15 y 54; sus coordenadas geográficas son 21° 32' "Latitud Norte, 105° 17' " Longitud Oeste; se localiza a una altitud de 10 msnm (INEGI, 2001). Limita al norte con el río Grande de Santiago, al sur con el municipio de Compostela, al este con el municipio de Tepic, al sureste y oeste con el Océano Pacífico, (Contreras,1988).

El clima de San Blas es cálido subhúmedo con lluvias en verano Aw, (INEGI, 2001)

La Precipitación anual es de 1,094.1 (INEGI, 2001).

Temperatura promedio es de 19-26°C.

En este municipio (San Blas), se encuentra entre las provincias fisiográficas de Llanura Costera del Pacífico con una subprovincia llamada Delta del Río Grande de Santiago; y la provincia del Eje Neovolcánico con una subprovincia llamada Sierras Neovolcánicas Nayaritas. (INEGI, 2001). Se localiza en la región hidrológica de Huicila y en la cuenca hidrológica de Huicila – San Blas.

La zona se ve influenciada por dos corrientes de agua: la Grande de Santiago y la del Naranjo.

Cuenta con un litoral de 30 kilómetros de playas en las que destacan:

- Playa Hermosa
- Las Islitas
- Bahía de Matanchén
- Los Cocos
- Aticama

Hay tres tipos de suelos predominantes en el municipio de San Blás :

Unidad	Subunidad	Clase de textura
Luvisol	crómico	media
Solonchak	gléyico	media
Acrisol	órtico	media

El municipio de San Blas presenta una vegetación de bosque, pastizal y selva, la agricultura del municipio se basa en:

Cultivos cíclicos: maíz grano; frijol grano; sorgo grano; jitomate; arroz; chile verde.

Cultivos perennes: mango; café, cereza, plátano, papaya, y aguacate.

Otros Cultivos: Tamarindo, Guanábana.

La ganadería existente en el municipio de San Blas es: bovino, porcino, ovino, caprino y equino, así como también industria avícola y existencia de colmenas.

En la actualidad, San Blas es un pequeño pueblo de pescadores con cerca de 10 mil habitantes, quienes combinan las actividades del mar con el turismo, la agricultura, y acuicultura.

anta Cruz se localiza a 27 km al sur de San Blas y a una corta distancia de Mira Mar, (Mapa 2).

El promedio de la temperatura anual es; máxima 28.4° C y la mínima es de 13.6 ° C.

El clima es cálido subhúmedo con lluvias en verano Aw.

METODOLOGÍA

Material y Método

La metodología está dividida en tres partes: trabajo de campo, trabajo de laboratorio (procesamiento histológico) y trabajo de gabinete.

I.- TRABAJO DE CAMPO

El trabajo de campo consistió en una estancia de seis meses de Febrero a Julio del 2002 en un laboratorio de producción de postlarva de camarón *Litopenaeus vannamei* en el estado de Nayarit; en donde se tomaron datos de los parámetros fisicoquímicos pH, temperatura, salinidad, turbidez y se colectaron muestras de organismos aleatoriamente en diferentes estadios larvarios zoeas, mysis y Postlarvas con alteraciones, deformidades anatómicas, pigmentación en la cutícula.

Durante el primer mes de la estancia, se llevó acabo un reconocimiento de las instalaciones y el manejo del laboratorio.

Los meses de Marzo y Abril fueron de entrenamiento para el trabajo que se desarrolló de Mayo a Julio como observación y práctica del proceso completo del cultivo, anotando todo en una bitácora de campo; revisión de los organismos in situ, y toma de muestras fijándolas en solución RF o Davidson.

II DESCRIPCIÓN DE LAS ÁREAS DEL LABORATORIO DE PRODUCCIÓN

II.1.- Toma de agua

La fuente de abastecimiento de agua para la producción de larvas de camarón es tomada del mar, la cual se bombea para primero pasarla por un sistema de filtración basado en 6 filtros bola de carbón activado, 6 filtros de celulosa y 6 filtros de red. Después de haber pasado por los filtros el agua se va a la cisterna de donde será suministrada a las diferentes áreas (Figs. 7, 8, 9 , 10 y 11).

Antes de entrar a cada área del laboratorio de producción, el agua pasa nuevamente por filtros de carbón o arena, a excepción del área de maduración, la cual cuenta con un sistema cerrado de filtración de agua, éste se basa en pasar el agua de la cisterna por 3 filtros de carbón, luego por uno de resina (Fig. 12), posteriormente entra a los estanques, se recircula pasando por 3 filtros biológicos (Figs. 13, 14 y 15), los filtros de carbón, de resina y a los tanques de nuevo.

El agua para los tanques de los larvarios entra de la cisterna, pasando primero por un filtro de carbón activado y en los tanques se conectan mangueras por donde el agua es filtrada por medio de un calcetín o condón (Fig. 16). El agua se elimina a través de un drene que va a dar a una laguna de desechos con desembocadura al mar.



Fig. 7.- Toma de agua de mar para el cultivo de larvas.

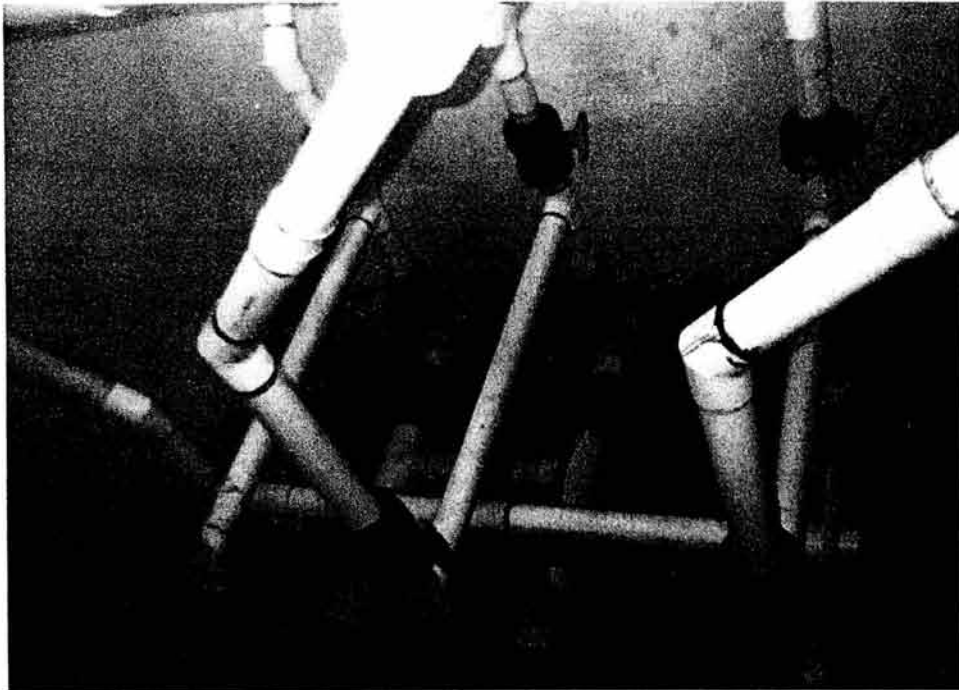


Fig. 8.- Sistema de bombeo



Fig. 9 Filtros de Carbón Activado

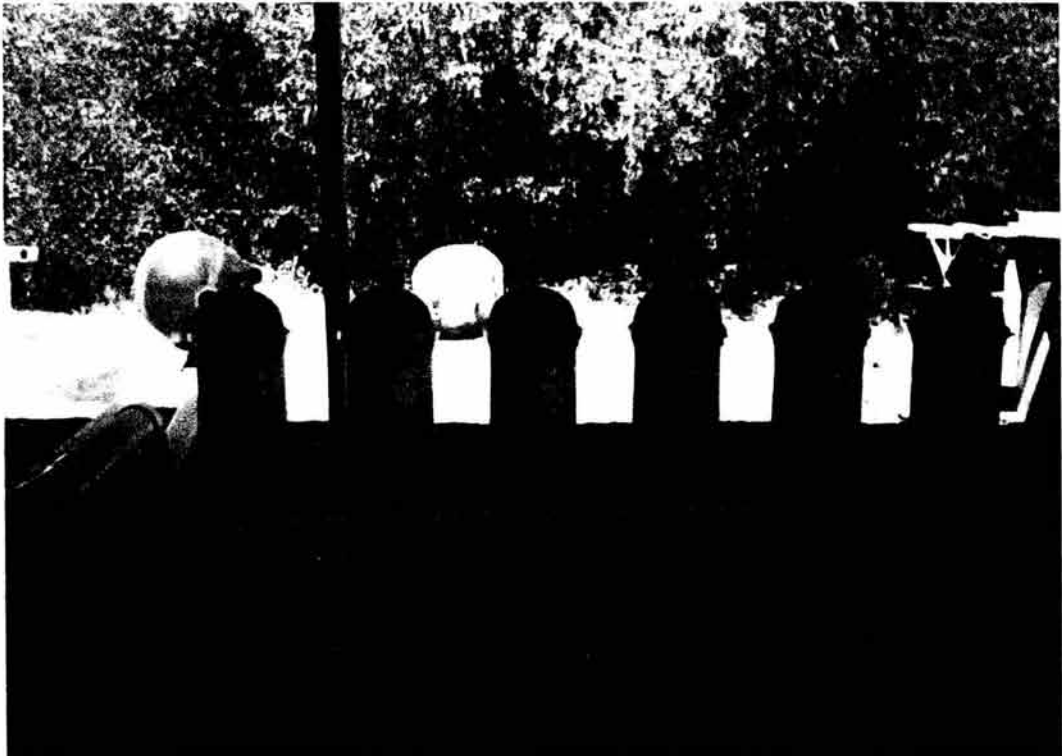


Fig. 10 Filtros de Celulosa



Fig. 11 Filtros de red

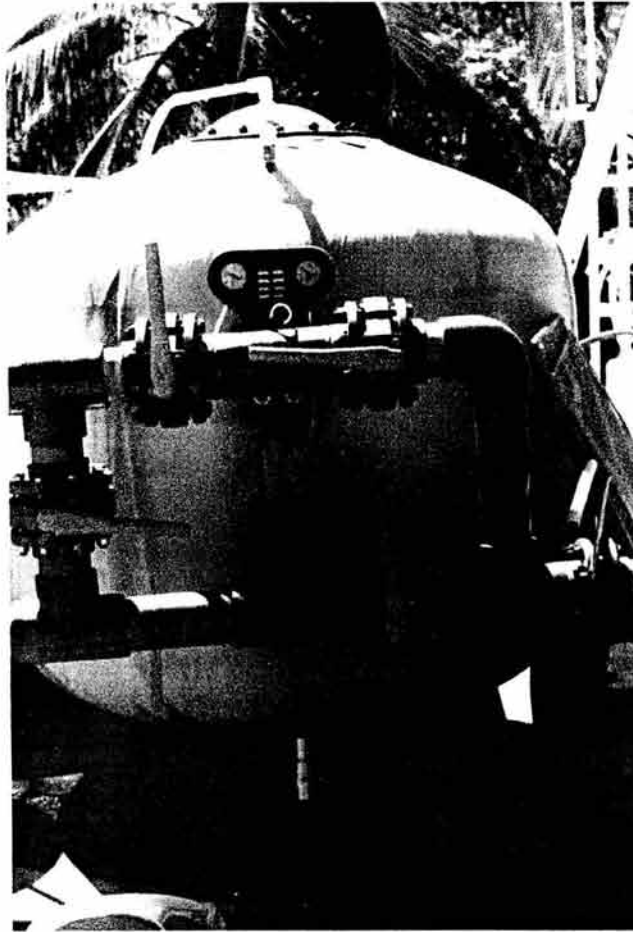


Fig. 12.- Filtro de resina del área de maduración

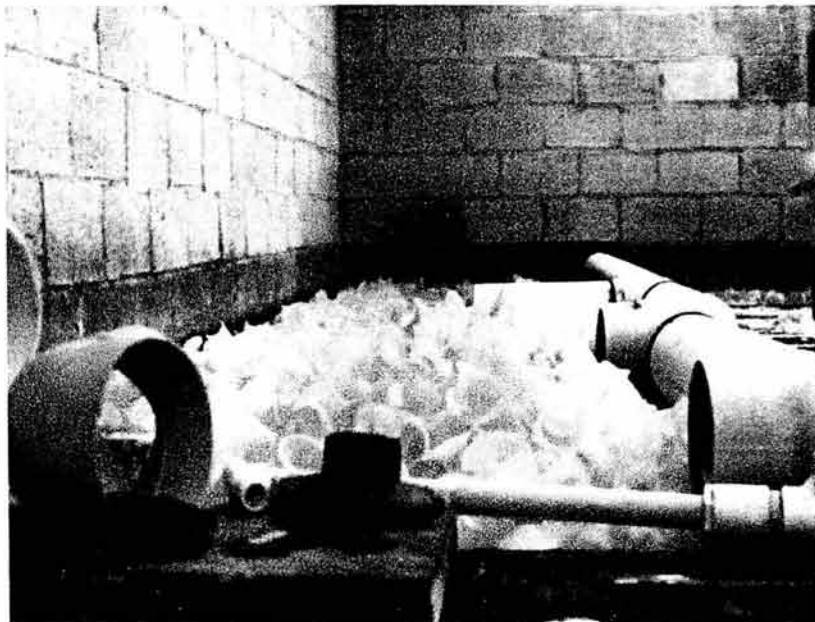


Fig. 13.- Primer Filtro biológico a base de peines para atrapar partículas grandes.

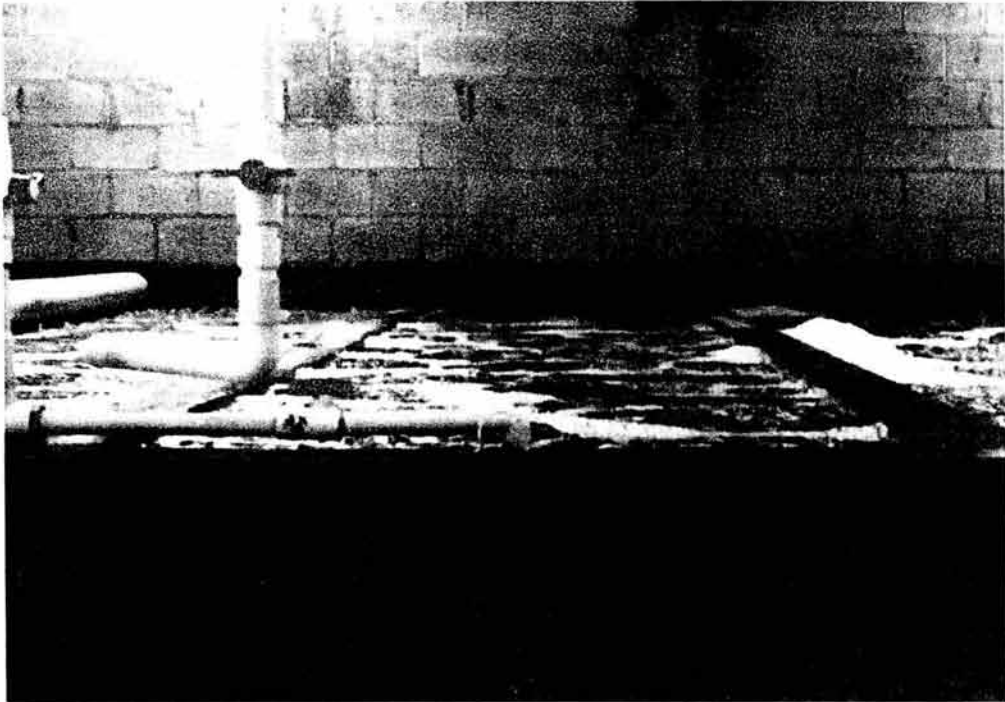


Fig. 14.- Segundo filtro biológico del área de Maduración a base de costales De arena.

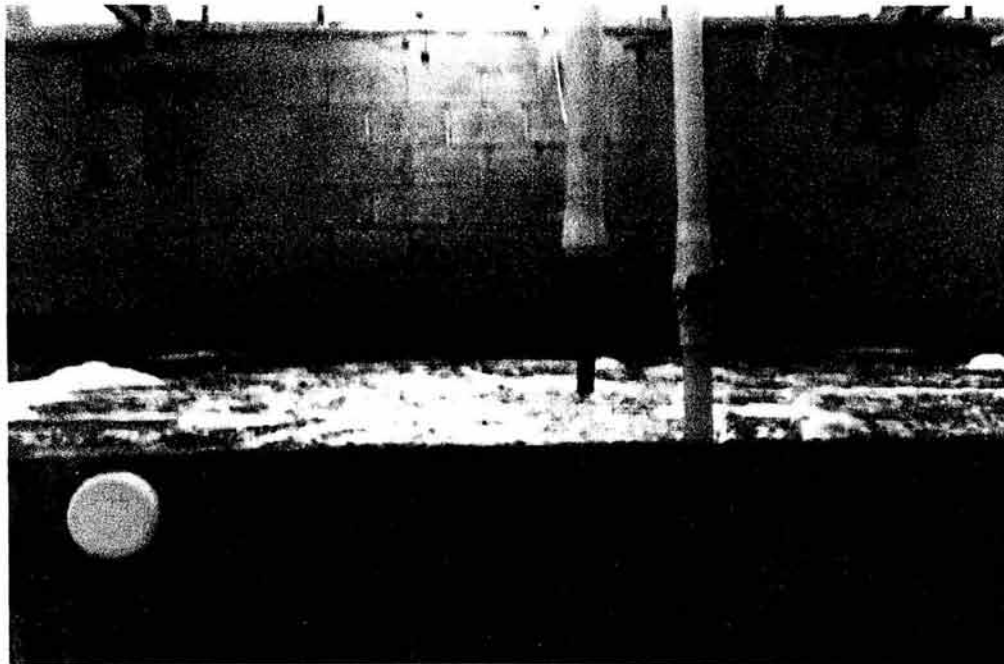


Fig.15 Tercer filtro biológico del área de Maduración a base de costales de grava.

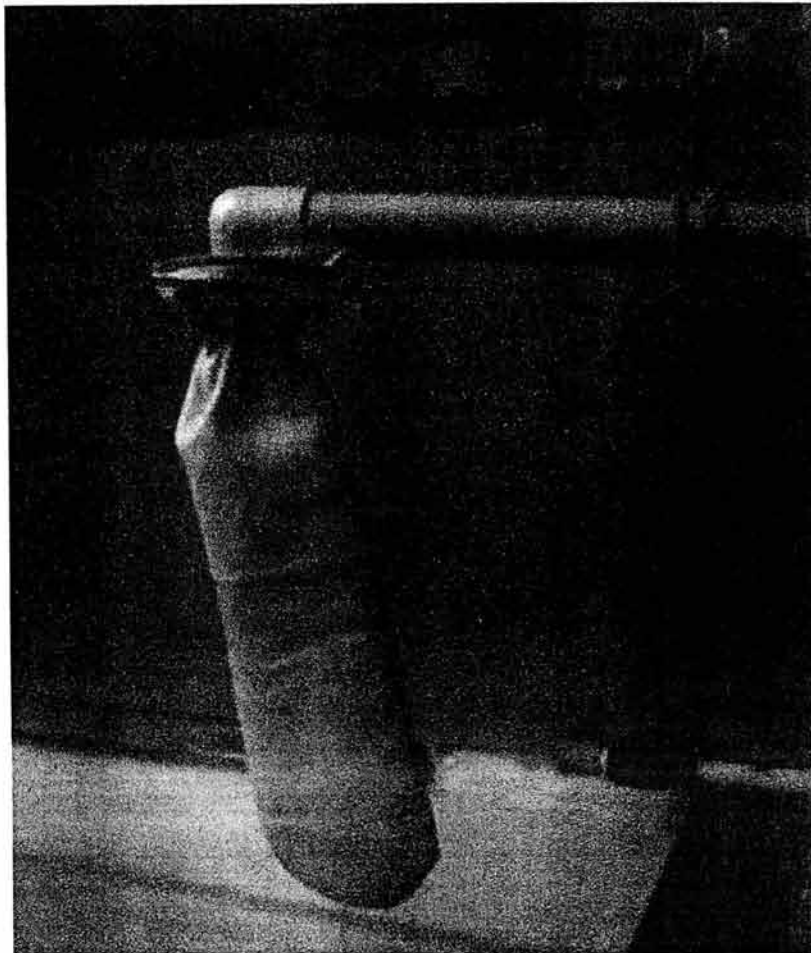


Fig. 16.- Filtro de calcetín usado en las áreas de larvarios.

I.1.2.- Maduración

En esta área se obtienen los huevecillos a partir de reproductores machos y hembras, los que se localizan en 10 tanques de aproximadamente un metro de profundidad llenados con 6 ton de agua, hay la misma población de machos y hembras en cada tanque, éstos se alimentan con hígado de pollo, mejillones y ostiones mezclados con espirulina.

El proceso inicia con la selección de los reproductores más aptos para obtener una mejor producción de huevecillos. A las hembras se les corta o quema uno de los ojos, especialmente el derecho o el que se vea más afectado, esto es para estimular la maduración reproductiva de las hembras, inhibiendo la producción de hormonas, a este

proceso se le conoce como ablación (Método japonés que se basa en cortar uno de los ojos para inhibir el ciclo reproductivo, y de esta manera se reproduzcan continuamente), a los machos se les verifica que el esperma sea viable, revisando que los sacos de esperma estén de color blanco y de apariencia lechosa, de no ser así, se desechan. Los reproductores son utilizados durante medio año de producción, esto es de 3 a 6 meses. Se reproducen en ciclos nocturnos, las hembras se colectan o pescan en las noches a partir de las 6 de la tarde, solo se colectan las hembras parchadas, (se conoce así a las hembras que llevan pegado el espermatofores y están listas para desovar, término impuesto por Fudginaga, 1944).

Las hembras desovan en tanques circulares, los huevecillos son obtenidos por fototropismo, acercándoles luz para que los huevos mas viables sean los seleccionados, eclosionan, pasan por 6 fases o estadios de nauplio, éstos se observan al microscopio para ver su desarrollo, en el último estadio de nauplio se siembran en los estanques de los larvarios. Los nauplios se transportan al larvario acarreándolos en una palangana y se siembran con una manguera, o vaciando lentamente la palangana de manera cuidadosa, para no maltratar a los nauplios.

En esta área los parámetros fisicoquímicos que se controlan son: temperatura, salinidad y pH.

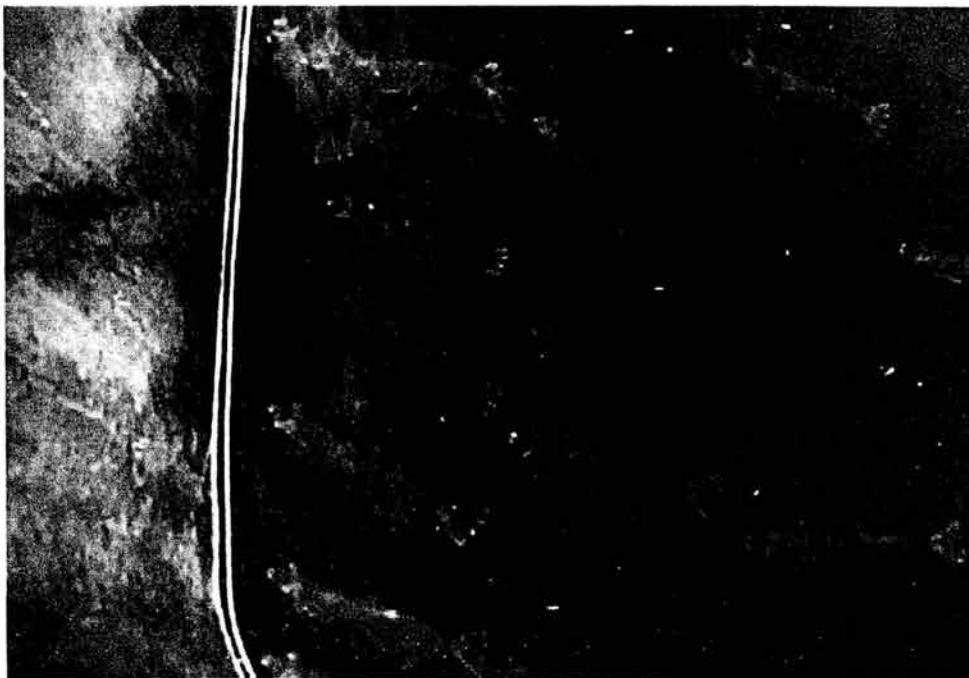


Fig. 17 Reproductores

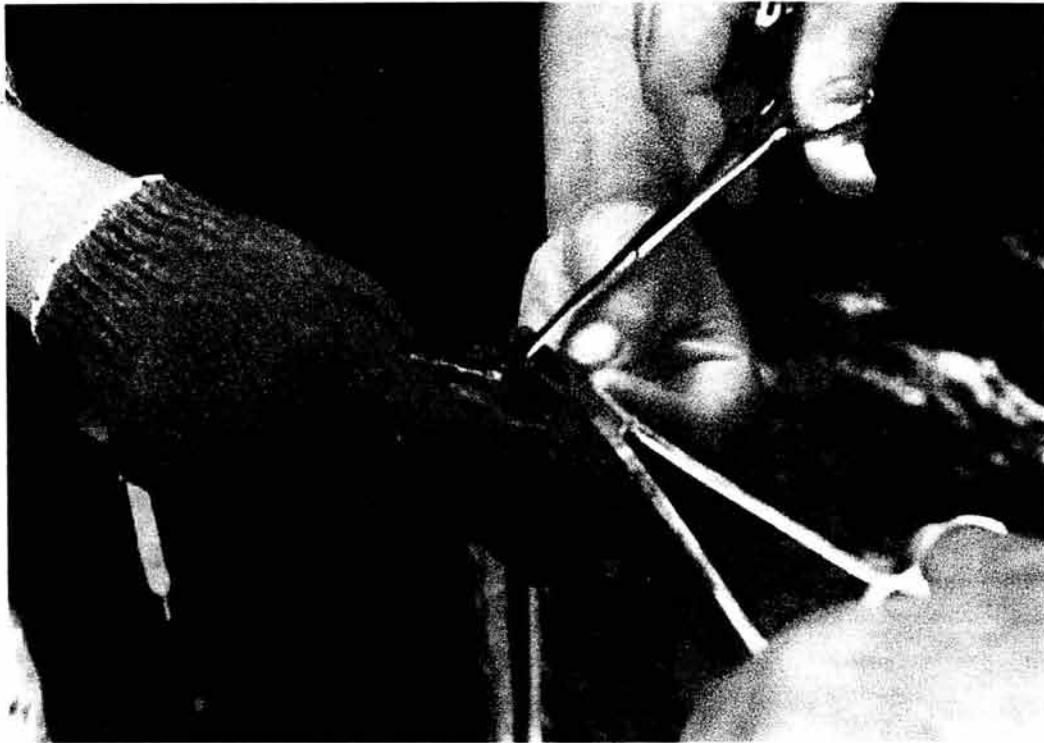


Fig.18.- Ablación de las hembras

I.1.3.- Larvario

Área en la que los nauplios crecen hasta convertirse en postlarvas. Consta de tres secciones; Larvario 1: con 20 tanques cuadrados de 40 tons de capacidad, Larvario 2: con 8 tanques rectangulares de 40 tons de capacidad y Larvario 3: con 7 tanques cuadrados de 12 tons de capacidad. (Figs. 19,20 y 21)



Fig. 19.- Larvario 1

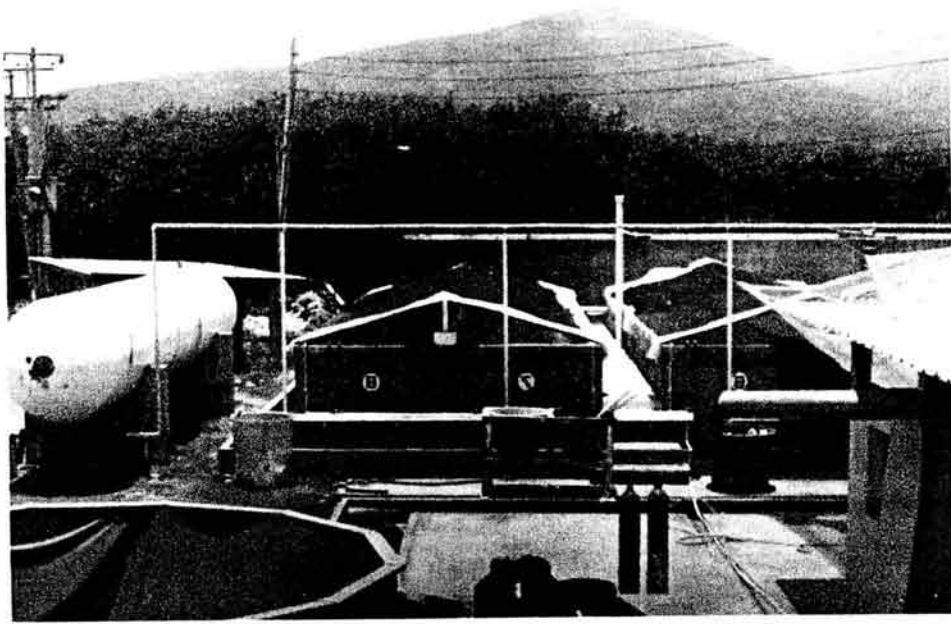


Fig. 20 Larvario 2

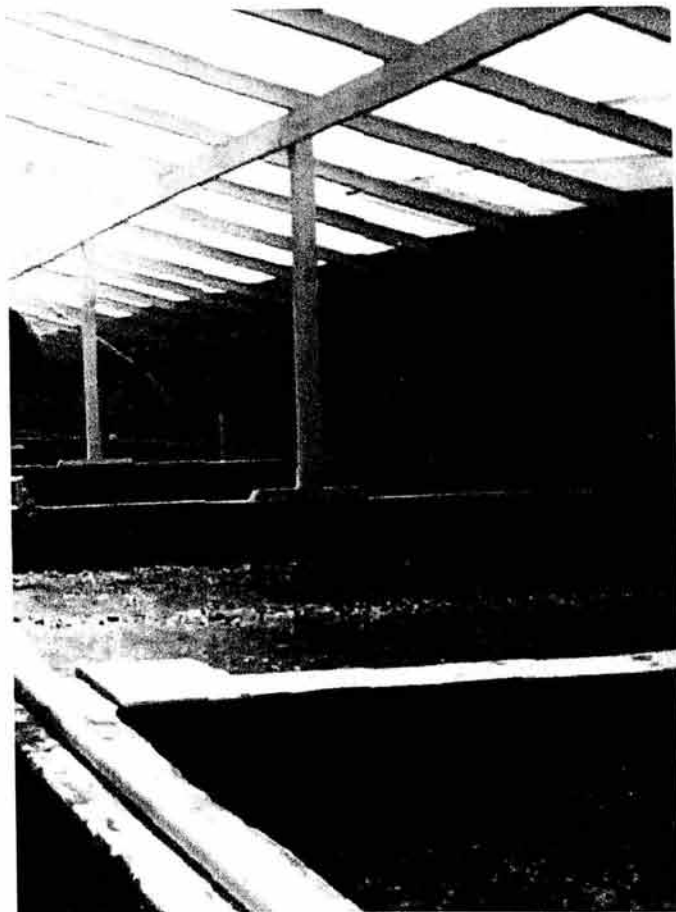


Fig. 21.- Larvario 3

Los nauplios se siembran a un nivel de 10 toneladas aproximadamente, por medio de mangueras para no maltratarlos, se deben sembrar a la misma temperatura y salinidad en que se tenían, o previamente se aclimatan a las condiciones en que van a estar. En este primer estadio larval se alimentan con microalgas, una vez que ya cambiaron a zoea 1 se alimentan con microalgas y alimento procesado de 0 a 50 micras. Las larvas se revisan al microscopio para supervisar un buen desarrollo, que se estén alimentando bien, que no haya presencia de epibiontes u organismos que alteren su desarrollo. Las microalgas antes de ser introducidas a los tanques de cultivo se revisan que estén en buen estado y se hacen conteos para calcular la cantidad que se va agregar a cada tanque. La sobrevivencia de las larvas es calculada mediante conteos a partir de una muestra tomada del tanque de cultivo, contando la cantidad de larvas en la muestra, éstas se multiplican por el nivel de agua del estanque y el resultado es dividido entre la cantidad de agua de la muestra.

$$S = \frac{(\text{N}^\circ \text{ de larvas en la muestra})(\text{Nivel de agua del tanque})}{\text{Cantidad de agua de la muestra}}$$

Una vez sembrado el nauplio, el nivel de agua sube poco a poco hasta llegar a la capacidad total del tanque, en los larvarios 1 y 2 de 40 tons y a 12 tons en los tanques del larvario 3. Al alcanzar la capacidad total de los estanques, se empiezan a hacer los recambios de agua, primero de 10 tons, luego de 15 y hasta 20 tons. Para los recambios se usan filtros con mallas de 400, 300, 200, y 100 micras según el estadio larvario en que este, para evitar que las larvas se salgan del estanque. (Fig. 22)



Fig. 22 Filtro con malla de 100 micras para bajar nivel

El manejo del larvario se basa en subir los niveles de agua, hacer recambios, dar tratamiento químico, alimentar, limpieza, sifonè de estanques, revisión, conteo de larvas, cosecha y despacho. La cosecha es cuando se extrae la postlarva de los estanques para ser vendida. Al transporte de la larva hasta el destino final se le conoce como despacho.

El tratamiento químico es aplicado en base a una tabla estandarizada y se agrega en relación de la cantidad nueva de agua que entra al estanque, por ejemplo si efectúa un recambio de 10 tons. según tablas se calcula la cantidad necesaria de cada químico, para la cantidad de agua nueva que entra al estanque. Los métodos profilácticos se utilizan cuando las larvas se observan muy contaminadas de epibiontes, si están dañadas o muy sucias. (Fig. 23 Tabla de raciones alimenticias y químicos).

Las larvas se alimentan en promedio cada cuatro horas a las 7am, 11 am, 1 pm, 4pm, 7 pm 11,pm, 1am, 4am. El horario de alimentación está basado en los estadios larvarios; cada tipo de alimento indica cómo se debe administrar y cada cuando; la alimentación también se da en base a la cantidad de agua del tanque, el tipo de alimento si es vivo, microencapsulado, el tamaño de partícula y según como se observe el tracto digestivo de las larvas revisadas. (Figs. 23, y 24). De nauplio a zoea 3 se alimentan con microalgas *Chaetoceros spp*, de zoea 3 a Pl con *Tetracelmis spp*. Un buen desarrollo depende de la buena alimentación con microalgas, (Fig. 25).

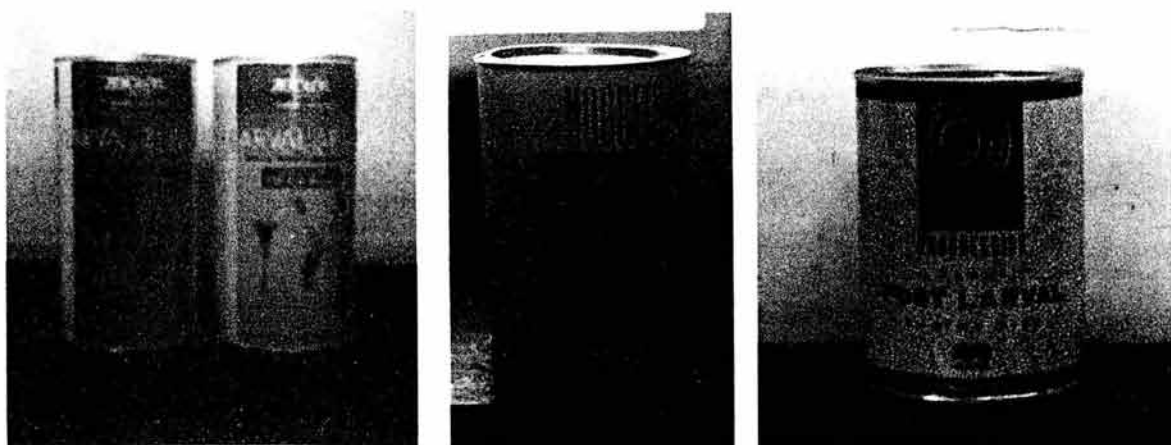


Fig. 24.- Diferentes tipos de alimento encapsulado usado en el área del larvario.

Fig. 23- TABLA DE RACIONES ALIMENTICIAS Y DE QUÍMICOS

DIA	ESTADIO	NIVEL	CAM.AGUA	ALGAS	ARTE	ALIMENTO	ANTIBIOTICO	TREF *	EDTA **	FORMOL
	met.3	met.3	cel/ml	nau/ml	ppm	ppm	ppm	ppm	ppm	ppm
1	Z1	15	0	40,000	0	0.2	0.2	1	10	0
2	Z1-Z2	20	0	80,000	0	0.3	3	2	10	0
3	Z2	25	0	100,000	0	0.4	3	3	10	0
4	Z2-Z3	30	0	100,000	0	0.5	OBSERVAR	3	10	0
5	Z3	35	0	100,000	0.2	0.6	OBSERVAR	3	10	0
6	Z3-M1	40	0	100,000	0.3	0.7	OBSERVAR	3	10	0
7	M1	40	20	40,000	0.4	0.8	OBSERVAR	3	10	0
8	M2	40	20	30,000	0.5	0.9	OBSERVAR	3	10	0
9	M3	40	20	20,000	0.6	0.9	OBSERVAR	3	10	0
10	PL-1	40	20	10,000	0.8	1	OBSERVAR	3	10	3
11	PL-2	40	20	10,000	1	1	OBSERVAR	3	10	5
12	PL-3	40	20	10,000	1.5	1.2	OBSERVAR	3	10	7
13	PL-4	40	20	10,000	2	1.4	OBSERVAR	3	10	9
14	PL-5	40	25	10,000	2.5	1.6	OBSERVAR	3	10	10
15	PL-6	40	25	0	3	1.8	OBSERVAR	3	10	15
16	PL-7	40	25	0	3.5	2	OBSERVAR	3	10	20
17	PL-8	40	25	0	4	2.2	OBSERVAR	3	10	20
18	PL-9	40	25	0	4.5	2.4	OBSERVAR	3	10	20
19	PL-10	40	25	0	5	2.6	OBSERVAR	3	10	25
20	PL-11	40	30	0	5	3	OBSERVAR	3	10	25
21	PL-12	40	30	0	5	3.5	OBSERVAR	3	10	25

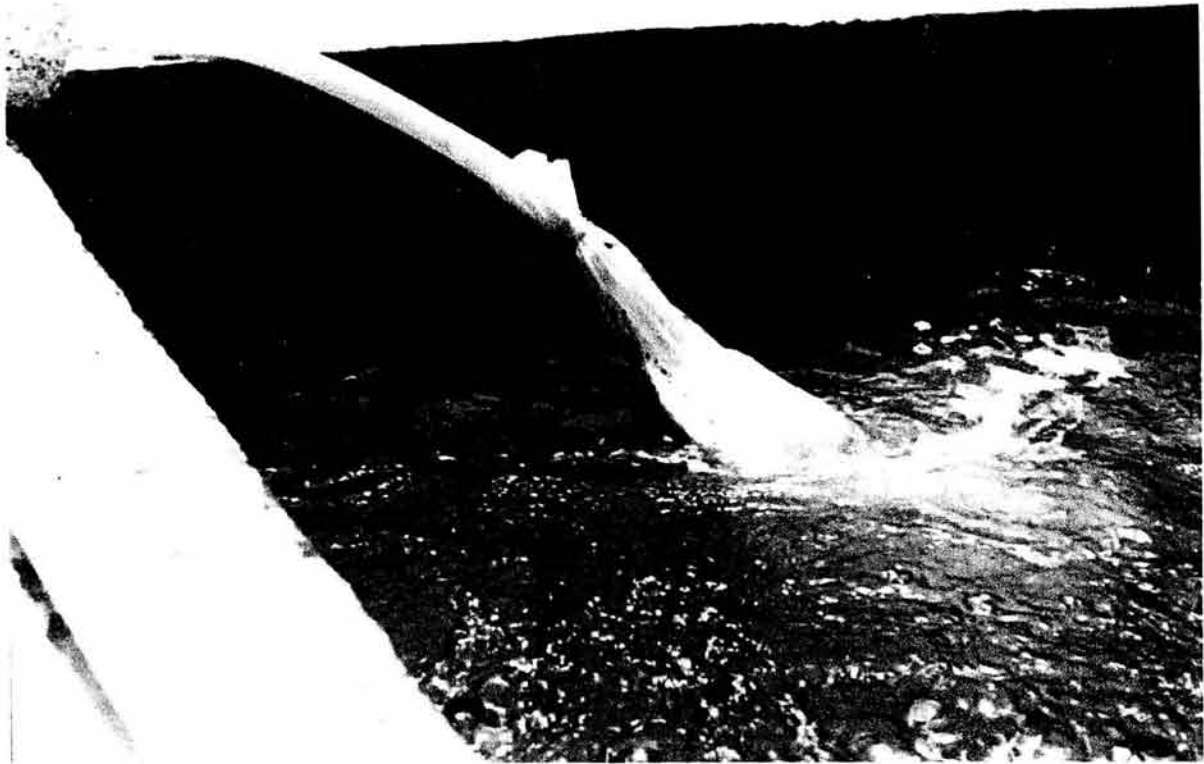


Fig. 25.- Alimentación con microalgas

Cuando no hay reproductores para la producción de nauplios o en caso de que la cantidad de éstos sea baja, o que no hay producción; las larvas son obtenidas de otro laboratorio a partir de reproductores de Culiacán, Sinaloa.

El material que se usa en los tanques como mangueras, filtros, mallas, calcetines, se lavan en cloro, en sodio y en agua para evitar cualquier tipo de contaminación.

Para desinfectar los tanques se llenan de agua, se les agrega cloro, se deja reposando unas horas, se vacían y se enjuagan con una solución de agua con sodio y por último con agua y jabón. Para desinfectar el larvario 1 que es techado se llenan los tanques de agua con cloro, se dejan reposando, al igual que el dren y en todo el larvario, en tres puntos a lo largo del larvario se ponen tres tambos con permanganato a los cuales se les añade formol para una desinfección completa, a este proceso se le denomina tronar el larvario; el área tronada se cierra por completo mínimo tres días, (Fig 26).

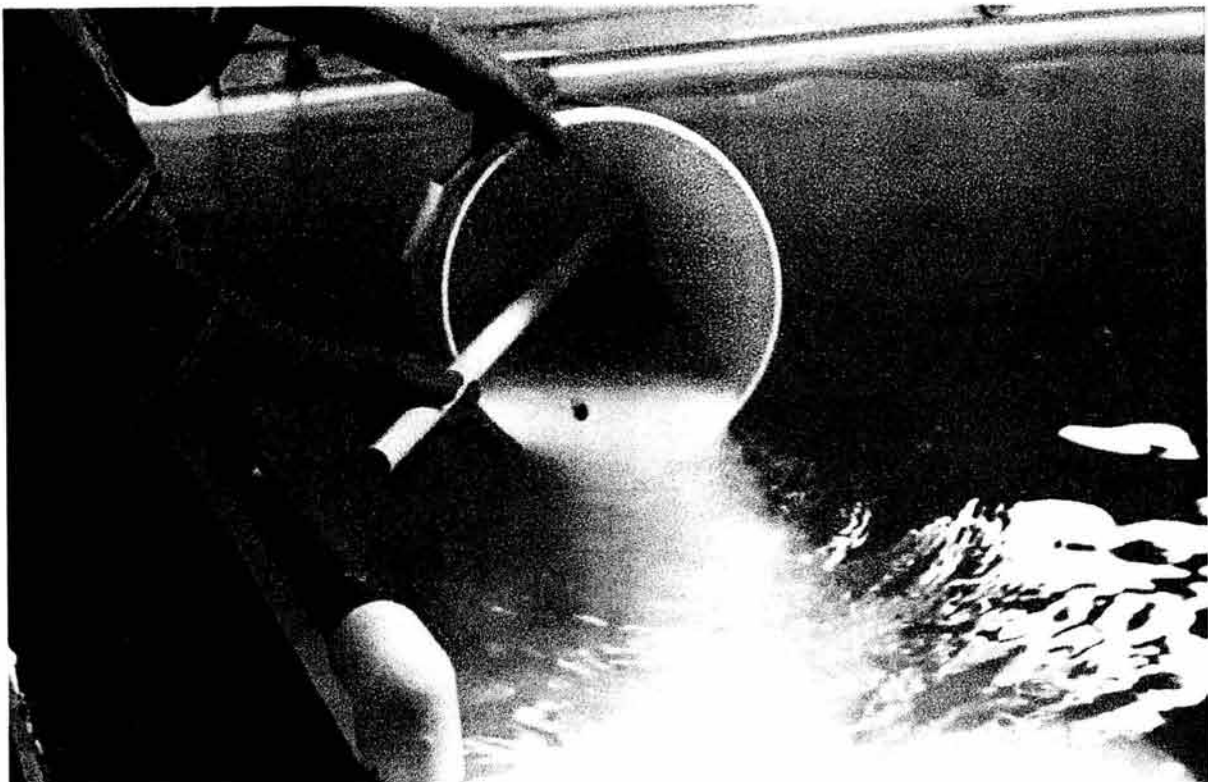


Fig. 26 Cloración de los estanques.

I.1.4.- Microalgas

Área encargada de la producción de microalgas *Chaetoceros sp*, *Isocrysis sp* y *Tetracelmis sp*. utilizadas en la alimentación de los primeros estadios larvales del camarón.

La producción de microalgas inicia a partir de un inóculo de la especie deseada en un tubo de ensaye, de éste se toma una muestra y se deja crecer por 24 horas. De los tubos de ensaye se elige mejor aspecto o color, también se toman en cuenta los conteos con mayor número de células, se seleccionan para sembrarlos en matraces de 250 ml, dejándolos durante 24 horas, nuevamente se seleccionan las mejores muestras de estos últimos para sembrarlos en contenedores de 500ml, después de 24 hrs pasan a recipientes de 1 L, que se siembran a 4 L, de éstos a 25 L. Todo este proceso se lleva a cabo en un área totalmente aséptica para evitar contaminación, con iluminación artificial a base de lámparas fluorescentes, o lámparas de tubos de gas, con aire acondicionado para mantener la temperatura de aproximadamente entre los 16 y 20 ° C y evitar la

descomposición de la microalga, los inóculos deben mantenerse con oxigenación. De los tanques de 25 L. se mandan a tanques rotoplas blancos de 750 L., estos últimos están en un área descubierta expuesta al sol para una mayor actividad fotosintética, (Figs. 27 a 29)

En esta área el material usado se lava con agua y jabón, se desinfecta con alcohol exceptuando los tanques rotoplas; todo se clora y se neutraliza con sosa.



Fig. 27.- Siembra de Microalgas de tubos de ensaye a 250 ml

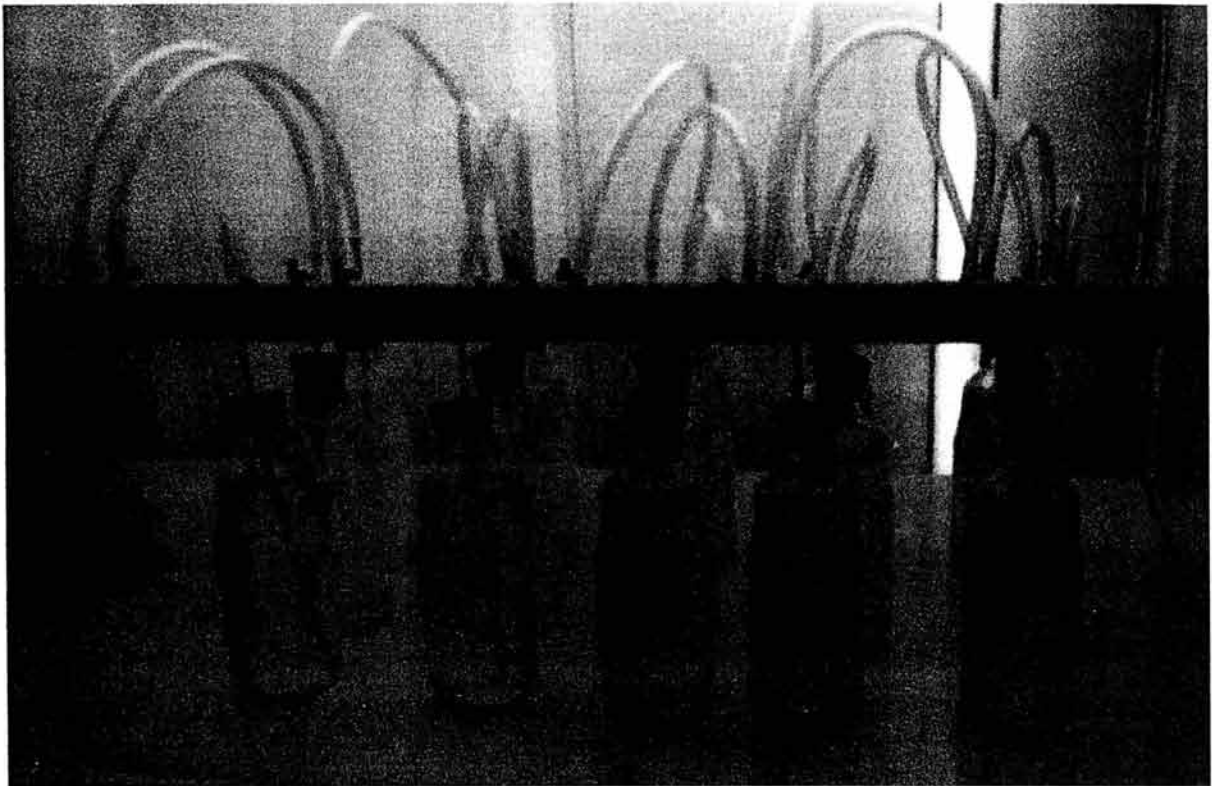


Fig. 28.- Microalgas en frascos de 250 ml



Fig. 29.- Microalgas en tanques rotoplas de 750 L.

I.I.5.- Área de Producción de Artemia

En esta área se desencapsula y crece la artemia, crustáceo que sirve como alimento a las larvas de camarón.

La artemia se compra encapsulada, se desencapsula mediante enjuagues de cloro comercial y sosa, aproximadamente se usan 2 L de cloro por Libra de artemia, se determina si se está desencapsulando adecuadamente por el color del quiste, el cual tiene que ser rojizo, posteriormente se enjuaga con agua para eliminar los residuos de cloro y sosa. Una vez enjuagados los quistes se siembran en tanques triangulares de 500 L con aireación continua, se dejan aproximadamente de 6 a 12 horas para que los quistes eclosionen, ya eclosionados se revisan. Para extraer las larvas de artemia se utiliza una lámpara, debido a que los quistes son fototrópicos, así los que no hayan eclosionado se dirigen a la luz.

La cantidad de larvas de artemia para alimentar a las larvas de camarón se calcula contando la cantidad de larvas de artemia que hay en un ml y eso se extrapola a un litro.

I.II Muestreo

Una vez terminado el proceso de reconocimiento del manejo, se elaboraron cuadros de control (Cuadro 4), donde se registró: fecha, hora, nivel del agua, temperatura observaciones como la presencia de espuma, suciedad, dosis de alimentación, de químicos y si estaba bajando o subiendo el nivel de agua.

Durante el proceso de reconocimiento se tomaron muestras de organismos que presentaban alguna alteración anatómica, como la falta de apéndices, presencia de adherencias, para la determinación de parásitos y enfermedades; se fijaron durante 24 horas en Davidson (Bell & Lightner, 1988) y en RF (Hasson, 1997), cambiándolos a alcohol 70% para un posterior procesamiento histológico. Se colectaron de 1 a 5 organismos por muestra, el número de organismos se basó en la selección de larvas que en el momento de revisión presentaran alguna deficiencia, lesión o alteración.

A partir del 23 de mayo del año 2002, se inició un monitoreo completo de dos tanques sembrados el 22 de mayo, hasta que éstos se llevaron a granjas para engorda. Dicho monitoreo consistió en medir diariamente los parámetros: temperatura, pH, salinidad, turbidez, (Cuadro 5) además de observaciones de color, si estaba subiendo o bajando el nivel de agua, si se veía sucio, con espuma, dosis de alimentación, químicos y en ocasiones se midió la cantidad de nitritos. En la primera semana el monitoreo se realizó a cada hora; transcurrida la semana se llevó a cabo un ciclo de 24 horas para delimitar los horarios de los muestreos, se determinó efectuar el monitoreo cada dos horas; también se median parámetros del agua con la que se llenaban los tanques.

La temperatura se midió con un termómetro mercurial Taylor de -35°C a 50°C , los niveles de pH se tomaron con un pHmetro pHep 3 waterproof Hanna, la salinidad con un refractómetro Atago 0 -100; manejandola en partes por mil (ppm), la turbidez inicialmente en los estanques del larvario tres, se tomaban como referencia los tubos aereadores ubicados en el fondo del estanque, posteriormente se utilizó una piedra amarrada a una cuerda marcada cada 15 cms para medir turbidez en los estanques del larvario uno. Los nitritos se median con un Kilt Tetra NO_2 para acuario. (Figs. 30 y31)



Fig. 30.- Medición de Temperatura



Fig. 31.- Medición de pH

Al mismo tiempo que se tomaron los parámetros fisicoquímicos, se llevo un control de la supervivencia de los organismos, revisión de larvas para observar que su desarrollo fuera el adecuado, la presencia de organismos no deseados o parásitos, deficiencias o anomalías de la anatomía de los organismos, sirvió para que fueran colectadas muestras de larvas fijándolas en RF o Davidson durante horas y cambiándolas en alcohol 70% para su conservación y ser procesadas en el Laboratorio de Invertebrados de la Facultad de Ciencias de la UNAM. (Figs. 32,33, 34, 35)



Fig. 32.- Revisión de larvas de camarón *Litopenaeus vannamei*.

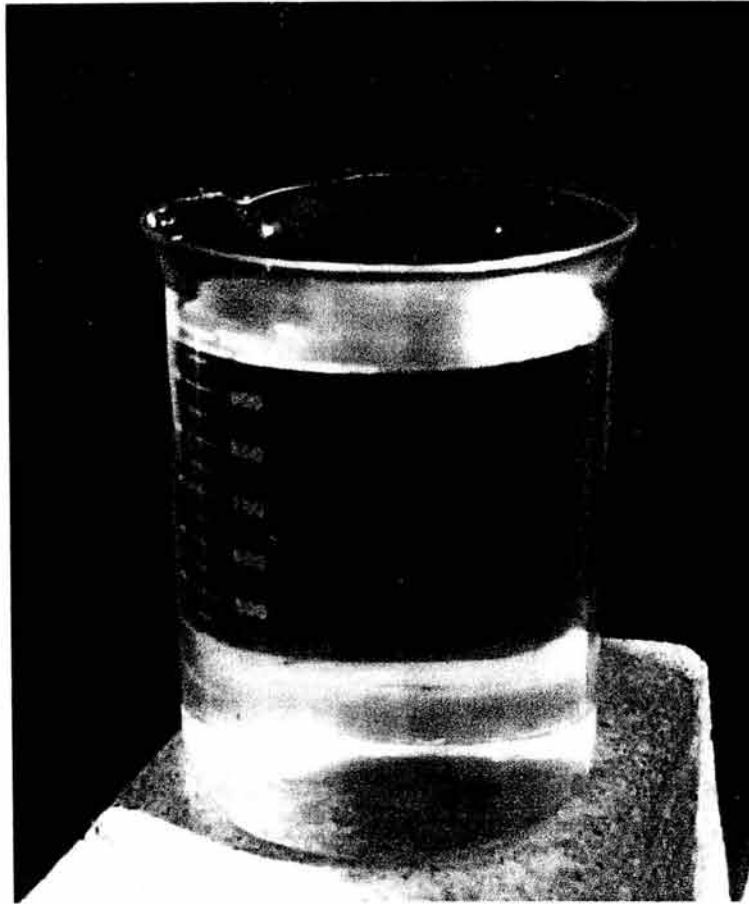


Fig. 33.- Muestra de larvas de camarón *Litopenaeus vannamei*



Fig 34.- Muestras de larvas de camarón *Litopenaeus vannamei* conservadas en OH al 70 %



Fig. 35.- Fijación de larvas grandes

La calidad del agua se delimitó por observaciones físicas, por el control de parámetros fisicoquímicos y la presencia de materia en descomposición u organismos afectados.

II.- TRABAJO DE LABORATORIO

II. 1 Procesamiento Histológico

El proceso histológico se llevó a cabo en el Laboratorio de Invertebrados de la Facultad de Ciencias, UNAM, bajo las siguientes etapas:

1. Observación de las larvas al microscopio estereoscópico.
2. Las larvas que presentaban alguna alteración o lesión se fotografiaron en el Laboratorio de Microcine de la Facultad de Ciencias, UNAM, antes de ser procesadas.

3. Aplicación de las etapas del proceso histológico:

- Inicialmente las larvas se lavaron en agua corriente para eliminar el exceso de alcohol 70%, se les quitaron los apéndices (antenas, anténulas, pleópodos y pereiópodos) para su procesamiento histológico, (Fig. 36).
- Las muestras se deshidrataron en un aparato Histoquinet American Optical (Fig. 37), cambiando cada hora y media por alcoholes graduales:

Agua	90min
Agua	90min
Alcohol 70°	90min
Alcohol 70°	90min
Alcohol 96°	90min
Alcohol 96°	90min
Alcohol absoluto	90min
Alcohol absoluto	90min
Xilol	90min
Xilol	90min
Parafina	90min
Parafina	90min

- Inclusión en parafina refinada Paramex de 56 – 58°. (Figs. 38 y 39)
- Se hicieron cortes de 7micras en el microtomo de rotación "820" Spencer de American Optical, (Figs. 40 y 41)
- Los cortes se tiñeron con Hematoxilina – Eosina (técnica histológica de rutina) y se montaron en resina sintética, (Fig. 42)
- Los cortes se revisaron en el microscopio Marca Nikon para hacer una primera determinación de patógenos como: bacterias, parásitos epicomensales y virus, (Fig. 43)

- En los cortes donde se identificaron patógenos, se aplicaron técnicas especiales como la de Giemsa y Bren & Brown. A otros cortes se les aplicó la técnica de Feulgen (Lightner, 1996). para determinar la presencia de posibles cuerpos de inclusión de algunos virus.
- Una vez realizadas estas técnicas, las preparaciones se observaron al microscopio.

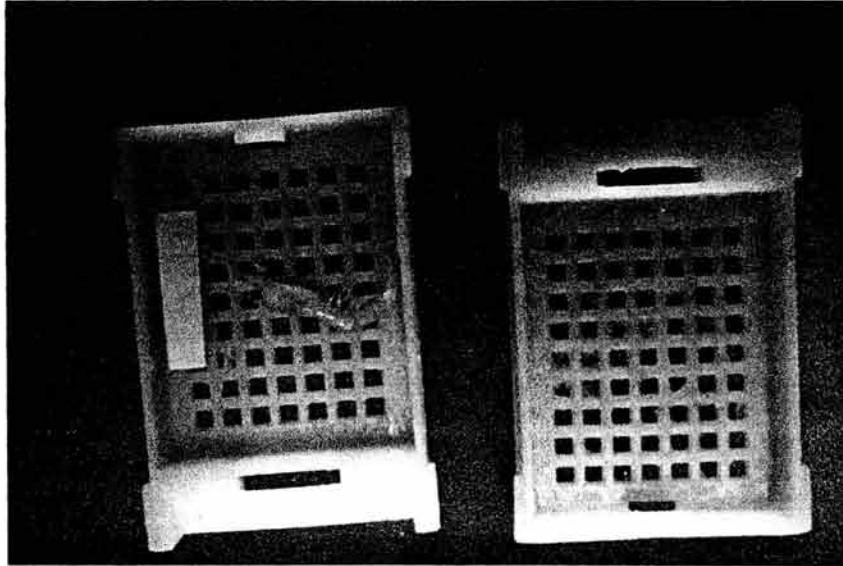


Fig. 36.- Muestra de larva para proceso histológico.

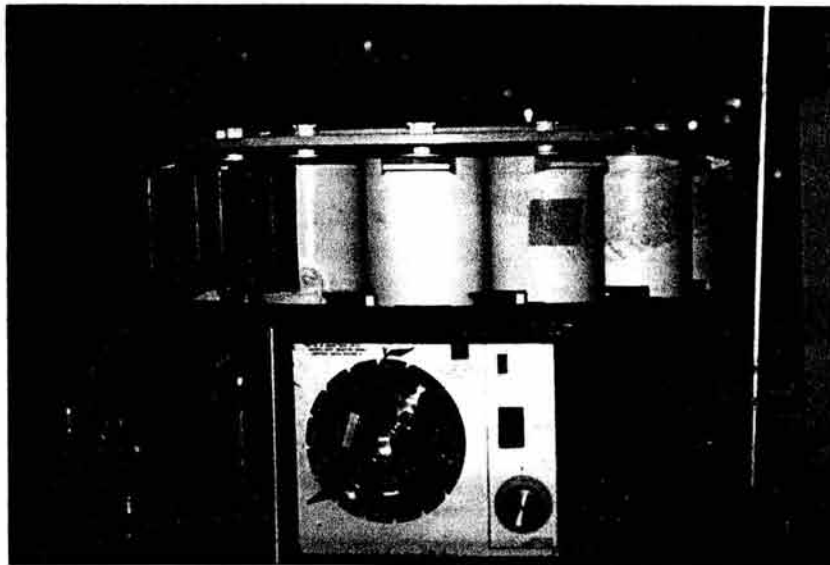


Fig. 37.- Histoquinet

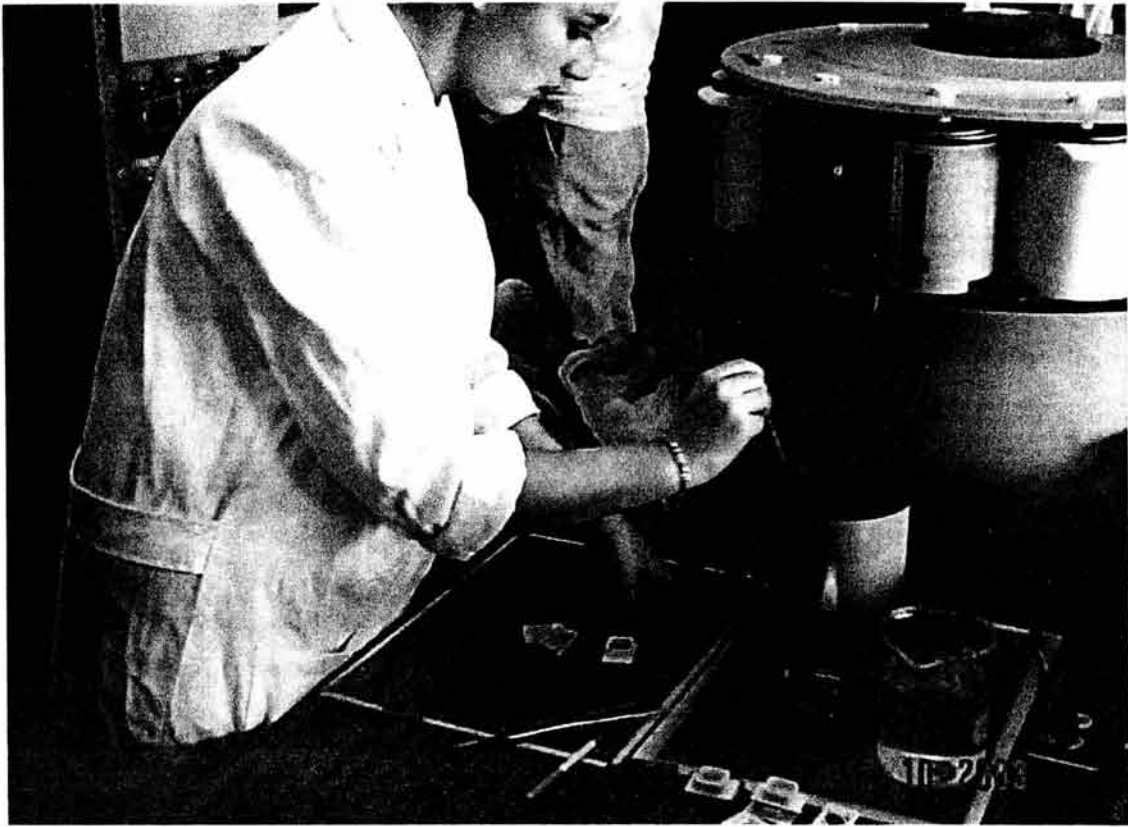


Fig. 38.- Inclusión de larvas

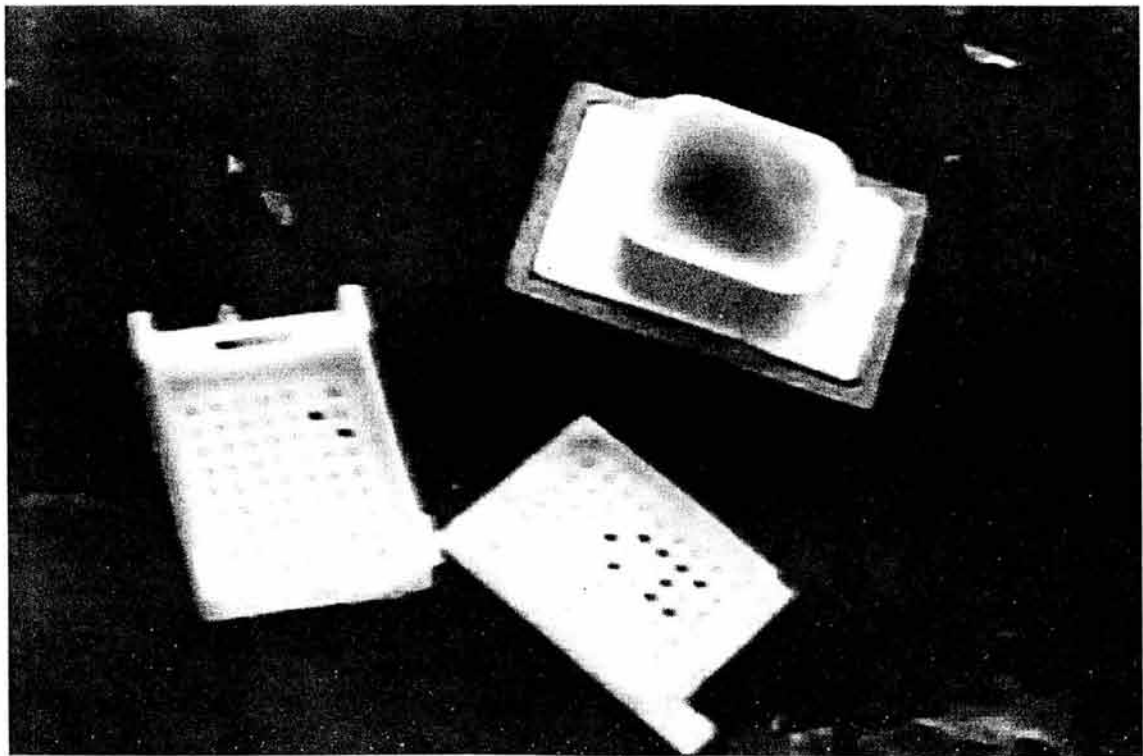


Fig. 39.- Muestra incluida en parafina.



Fig. 40 Microtomo de Rotación



Fig. 41 Elaboración de los cortes de las muestras en el microtomo de rotación



Fig. 42 Tinción de los cortes técnica Hematoxilina/Eosina

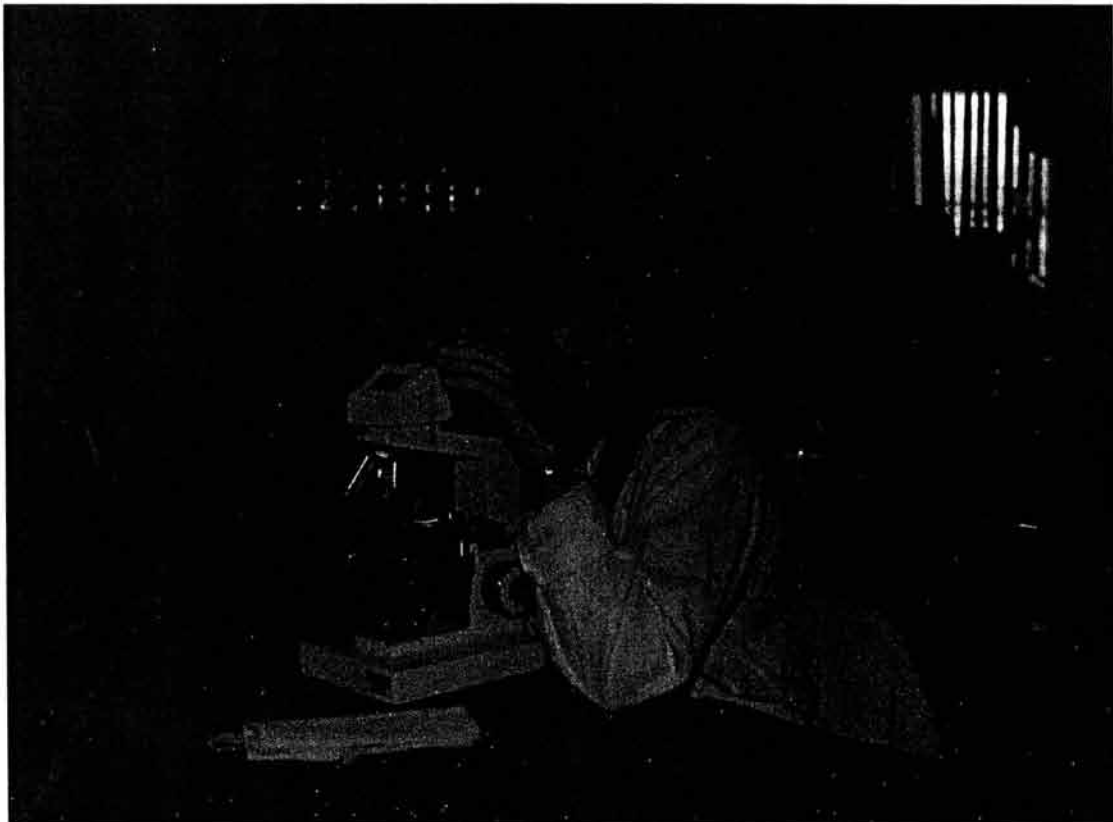


Fig. 43 Revisión de las preparaciones al microscopio óptico

II.1.- Técnica Hematoxilina/ Eosina

1.- Desparafinar	5min
2.- Xilol	1 min
3.- Hidratar en alcoholes graduales:	1min por cada uno
Alcohol absoluto	
Alcohol absoluto	
Alcohol 96°	
Alcohol 96°	
4.- Colocar los cortes en agua destilada	1 min
5.- Teñir en Hematoxilina de Harris	15 min.
6.- Lavar con agua de la llave para virar de color	1 min
7.- Alcohol Acidulado	30 seg
8.- Carbonato de Litio	30 seg a 1 min
9.- Teñir con Eosina	15 segundos
10.- Lavar en agua corriente	1 min
11.-Deshidratar en alcoholes graduales:	1 min por cada uno
Alcohol 96°	
Alcohol 96°	
Alcohol absoluto	
Alcohol absoluto	

12.- Xilol Dejar remojando antes de montar

13.- Montar en resina sintética.

II.2 Técnica de Giemsa

1.- Desparafinar 5 min

2.- Xilol 5 min

3.- Hidratar en alcoholes graduales: 1 min por cada uno

Alcohol absoluto

Alcohol absoluto

Alcohol 96°

Alcohol 96°

4.- Colocar los cortes en agua destilada 1-3 min

5.- Teñir con Giemsa 10 min.

6.- Lavar con agua de la llave Hasta virar

7.- Deshidratar en alcoholes graduales: 1 min en cada uno

Alcohol 96°

Alcohol 96°

Alcohol absoluto

Alcohol absoluto

8- Xilol Dejar remojando antes de montar

9.- Montar en resina sintética.

II.3 Técnica Giemsa-Wright (Variante del método de Wright)

- | | |
|---|---------------------------------|
| 1.- Desparafinar | 5 min |
| 2.- Xilol | 5 min |
| 3.-Hidratar en alcoholes graduales: | 1 min por cada uno |
| Alcohol absoluto | |
| Alcohol absoluto | |
| Alcohol 96° | |
| Alcohol 96° | |
| 4.- Colocar los cortes en agua destilada | 1 a 3 min |
| 5.- Teñir el colorante variante de Wright | 10 min. |
| 6.- Lavar con agua de la llave | 1 a 5 min |
| 7.-Deshidratar en alcoholes graduales: | 1 min por cada uno |
| Alcohol 96° | |
| Alcohol 96° | |
| Alcohol absoluto | |
| Alcohol absoluto | |
| 8.- Xilol | Dejar remojando antes de montar |
| 9.- Montar en resina sintética. | |

II.4 Técnica de Bren & Brown

- | | |
|--|--------------------|
| 1.- Desparafinar | 5 min |
| 2.- Xilol | 5 min |
| 3.- Hidratar en alcoholes graduales: | 1 min por cada uno |
| Alcohol absoluto | |
| Alcohol absoluto | |
| Alcohol 96° | |
| Alcohol 96° | |
| 4.- Colocar los cortes en agua destilada | 1 min |
| 5.- Colocar colorante | 2 min. |
| 6.- Lavar con agua de la llave | 1 min |
| 7.- Deshidratar en alcoholes graduales: | 1 min por cada uno |
| Alcohol 96° | |
| Alcohol 96° | |
| Alcohol absoluto | |
| Alcohol absoluto | |
| 8.-Xilol | 1 min |
| 9.- Montar en resina sintética. | |

II.- 5 Técnica de Feulgen

- | | |
|--|----------------------|
| 1.- Desparafinar | 5 min |
| 2.- Xilol | 5 min |
| 3.- Hidratar en alcoholes graduales:
Alcohol absoluto
Alcohol 96° | 10 gotas en cada uno |
| 4.- Colocar los cortes en agua destilada | Enjuagar |
| 5.- Colocar los cortes en Solución de HCL 1N a 60° t | 10 minutos |
| 6.- Teñir con reactivo de Schiff`s | de 25 min. a 30 min. |
| 7.- Lavar con agua de la llave | 20 min |
| 8.- Teñir con verde brillante | 1 gota |
| 9.- Lavar con agua de la llave | Enjuagar |
| 10.- Deshidratar en alcoholes graduales:
Alcohol 96°
Alcohol absoluto, | 10 gotas en cada uno |
| 11.- Xilol | 10 gotas |
| 12.- Montar en resina sintética. | |

III.- TRABAJO DE GABINETE

Con los datos obtenidos en el periodo de Mayo a Julio del 2002, se realizó un análisis estadístico de tipo cuantitativo y cualitativo, condensándolos en un resumen para poder aplicar el análisis necesario.

Para el análisis estadístico se utilizó el programa Statistica Profesional Statistics Prueba de Pearson (Sambpieri, et al, 1998); además se elaboró un dendograma, en el que se busca la similitud en los tanques cultivados en el periodo de Mayo a Julio. También se hizo una matriz de ausencia-presencia (Cuadro,7) con la que se realizó un análisis de cúmulos utilizando el método el coeficiente de correlación- rango de Spearman, (Christensen, 1996).

**Cuadro 7.- MATRIZ DE AUSENCIA-PRESENCIA DE LOS DATOS REGISTRADOS DE
MAYO A JULIO DEL 2002**

Agente	L3 Tq 3	L3 Tq 4	L3 Tq 5	L3 Tq 6	L3 Tq 7	L1 Tq 2b

Elabor: Sara M. Santesteban Sánchez

Datos obtenidos de: Bitácora de Campo

L3 Tq 3= Estanque 3 del Larvario 3

L3 Tq 4= Estanque 4 del Larvario 3

L3 Tq 5= Estanque 5 del Larvario 3

L3 Tq 6= Estanque 6 del Larvario 3

L3 Tq 7= Estanque 7 del Larvario 3

L1 Tq 2b= Estanque 2b del Larvario 1

RESULTADOS

Los resultados obtenidos en este trabajo se dividieron en tres diferentes etapas.

La primera etapa se llevó acabo del 19 de febrero al 20 de marzo del 2002, este periodo corresponde al primer mes de estancia en el laboratorio de producción de Postlarvas de *L. vannamei*. Durante este mes se realizó el reconocimiento de cada una de las áreas que conforman el laboratorio y las actividades de cada una de ellas.

El trabajo de investigación se desarrolló principalmente en el larvario en el que se adquirieron los conocimientos para alimentar, revisar las larvas en cada una de las etapas de su desarrollo, hacer recambios de agua, sifonear, medir niveles de estanques, aplicar químicos, cosechar y despachar las larvas, (Figs. 32, 44 y 45)

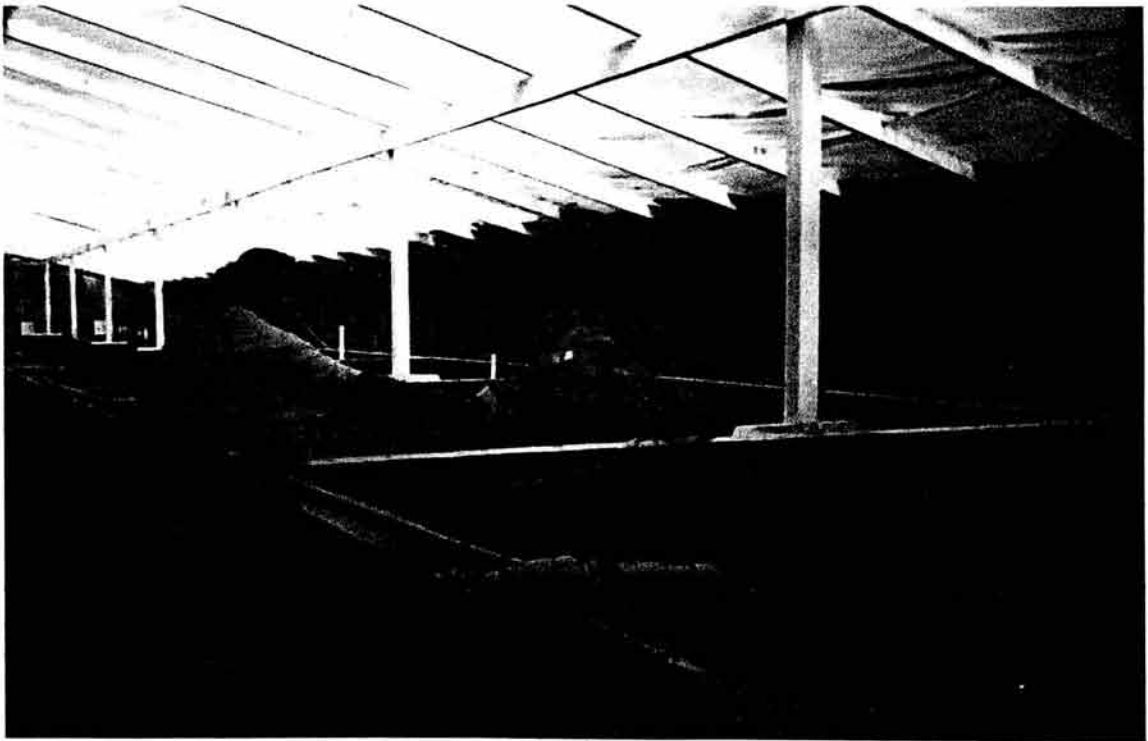


Fig. 44.- Alimentación de larvas de camarón *L. vannamei*.

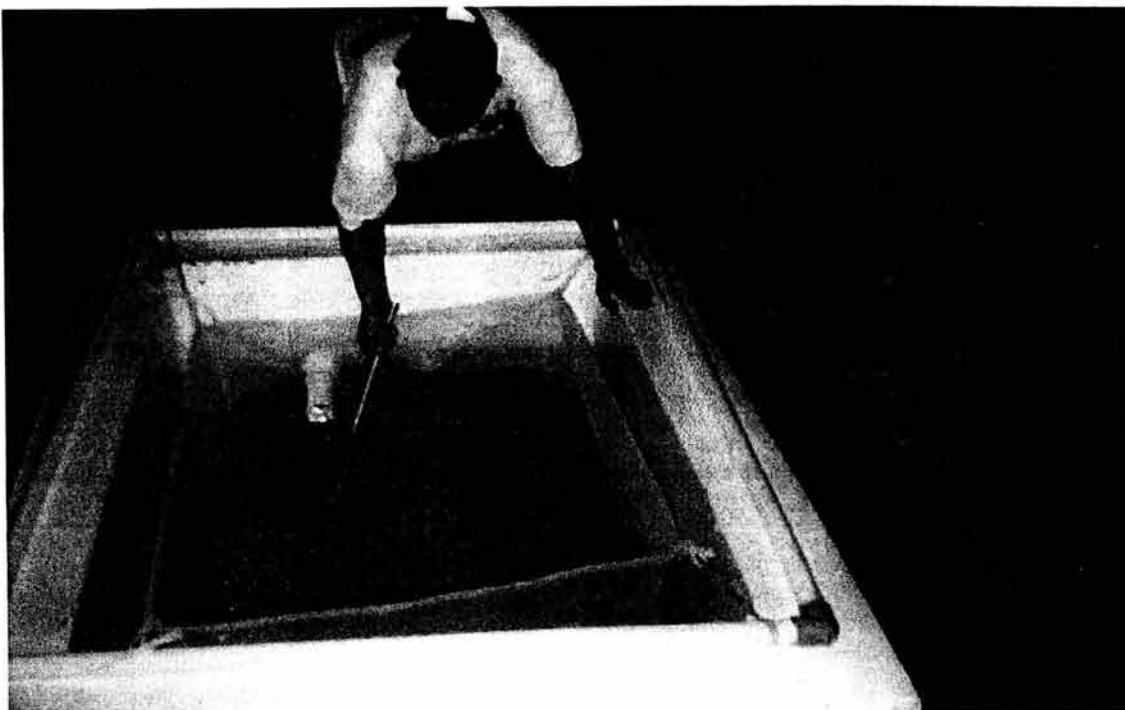


Fig. 45.- Cosecha de larva de camarón *L. vannamei*.

Durante el ciclo de cultivo, se observaron diferentes problemas: la larva era procedente de un laboratorio de Culiacán, Sin., presentando altas tasas de mortalidad causadas por baja filtración de agua antes de ser utilizada en el larvario, el suministro inadecuado de químicos y alimento procesado, no llevar un control de los parámetros fisicoquímicos, solo se tenían registros de procedencia, control del desarrollo y sobrevivencia de larvas.

A pesar de que las raciones alimenticias y de químicos se basaban de acuerdo a tablas, se aplicaban en altas dosis o concentraciones. En esta etapa se tomaron muestras de larvas moribundas y de otras que presentaban lesiones o se encontraban en mal estado, otras presentaron pigmentación rojiza en todo el cuerpo, deformidades anatómicas como rostro deforme, apéndices plegados hacia el cefalotórax, por lo que se procesaron histológicamente identificando la presencia de diferentes enfermedades causadas por diversos patógenos como cuerpos de inclusión del virus IHNV (Necrosis infecciosa hipodérmica y hematopoyética) en los organismos afectados con el síndrome del rostro deforme, (Figs. 46, 47 y 48), Virus del Taura, protozoarios epicomensales, larvas con acalambramiento muscular, y muestras de canibalismo.



Fig. 46.- Larva de camarón *Litopenaeus vannamei* con el rostro deforme (RDS).

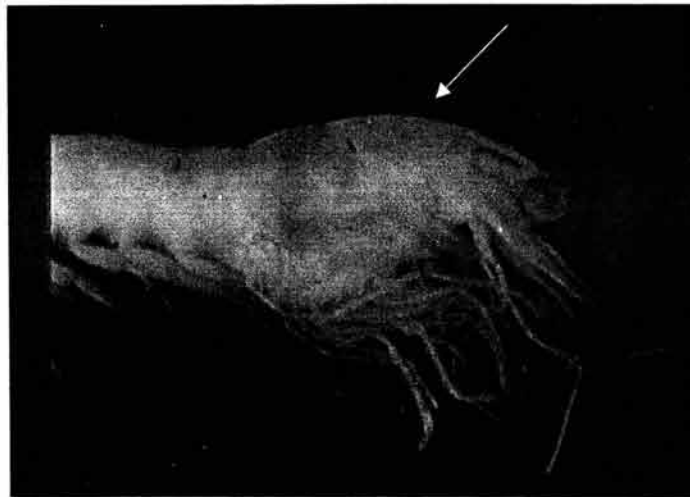


Fig. 47.- Acercamiento del rostro de una larva de camarón *Litopenaeus vannamei* con el síndrome del rostro deforme (RDS).



Fig. 48.- Larva con pigmentación rojiza, encorvamiento del tercer segmento abdominal y deformidad en el rostro RDS.

Los cuerpos de inclusión de IHNV se observaron en las regiones del músculo, cercanas a los apéndices y en el ojo. Las larvas eran procedentes de Culiacán, Sin., lo que hace suponer que la alta mortalidad presentada se debió a la no aclimatación de los organismos, a la transportación masiva, al mal manejo y condiciones ambientales como mala filtración del agua, el uso indiscriminado de químicos y el alimento, desencadenando condiciones desfavorables para desasarvar enfermedades, diseminándose por una infección de transmisión vertical (de progenitores-a la descendencia), o por la transmisión por canibalismo que se observó en algunas de las larvas colectadas (Figs. 49, 50, 51, 52 y 53).



Fig. 49.- Larva de camarón *Litopenaeus vannamei* sin cefalotórax con restos de alimento. Muestra de canibalismo.



Fig. 50 Corte longitudinal de larva de camarón *L. vannamei* con, presencia de cuerpos de inclusión (↑) de IHHNV en músculo (TM) cercano de un ganglio nervioso (GN) de los pereiópodos. Tinción H/E. Campo Claro 250x.



Fig 51.- Acercamiento de un Cuerpo de Inclusión de virus IHHNV (↑) mostrando su cromatina marginal característica. Tinción H/E. 450x.



Fig. 52.- Larva de camarón *Litopenaeus vannamei*, presencia de cuerpos de inclusión de IHHNV (↑) en músculo (TM) . Tinción H/E. Campo claro 250x.



Fig. 53.- Corte longitudinal de larva de camarón con presencia de cuerpos de inclusión (→) de IHHNV eosinófilo, con cromatina marginada en músculo (TM). Tinción H/E. Campo claro. 250x.

A nivel de branquias y cutícula se observó el Virus del Taura en forma de perdigones que representan cúmulos de viriones. Las branquias se observan hipertrofiadas, no simétricas. (Fig. 54).

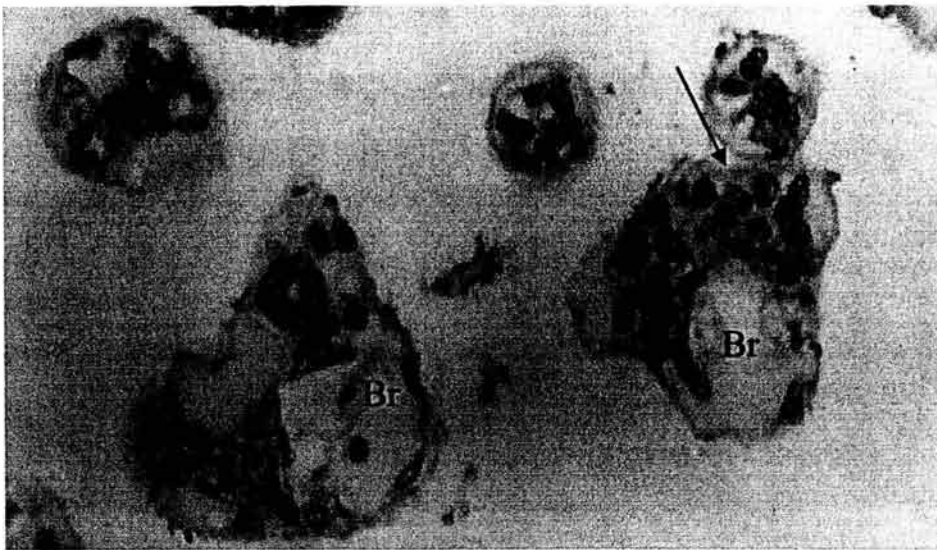


Fig. 54.- Corte transversal de branquia hipertrofiada (Br) de larva de camarón *L. vannamei* con presencia de perdigones basófilos del Virus del Taura. Tinción H/E. Campo claro 250x.

Se observó la presencia de fagosomas como respuesta inmunológica a la presencia de agentes extraños en los túbulos del hepatopáncreas. (Figs. 55 y 56).



Fig. 55.- Corte longitudinal del hepatopáncreas (Hp), en el cual se observa la presencia de fagosomas o autolisosomas (↘↘↘) en el epitelio. Tinción H/E. Campo Claro 100x.

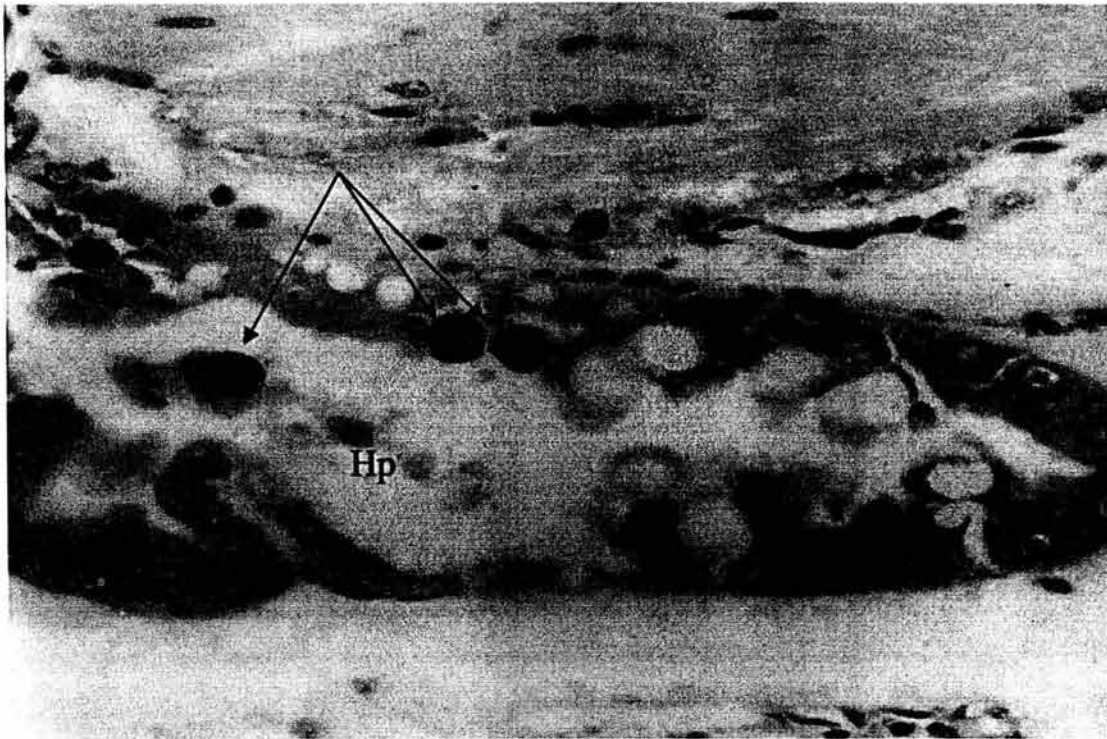


Fig. 56.- Acercamiento de los fagosomas (\blacktriangledown), en el hepatopáncreas (Hp), rodeados de vacuolas. Tinción H/E. Campo claro 375x.

La segunda fase se llevó a cabo del 10 de Abril al 20 de Mayo del 2002. En esta etapa se sembraron nauplios a partir de reproductores del mismo laboratorio, antes de sembrar se realizó la desinfección completa de todo el larvario, se lavó la cisterna, se empezó a usar agua filtrada a través de filtros de carbón activado, el suministro de químicos varió, sólo se aplicaban en caso de ser necesario o en dosis reducidas, se probaron diferentes tipos de alimento procesado, se comenzó a llevar registros de temperatura junto con los de sobrevivencia y control de larvas reduciendo significativamente la mortalidad. Durante este periodo se muestrearon larvas que presentaban epibiontes. (Figs. 57 y 58)

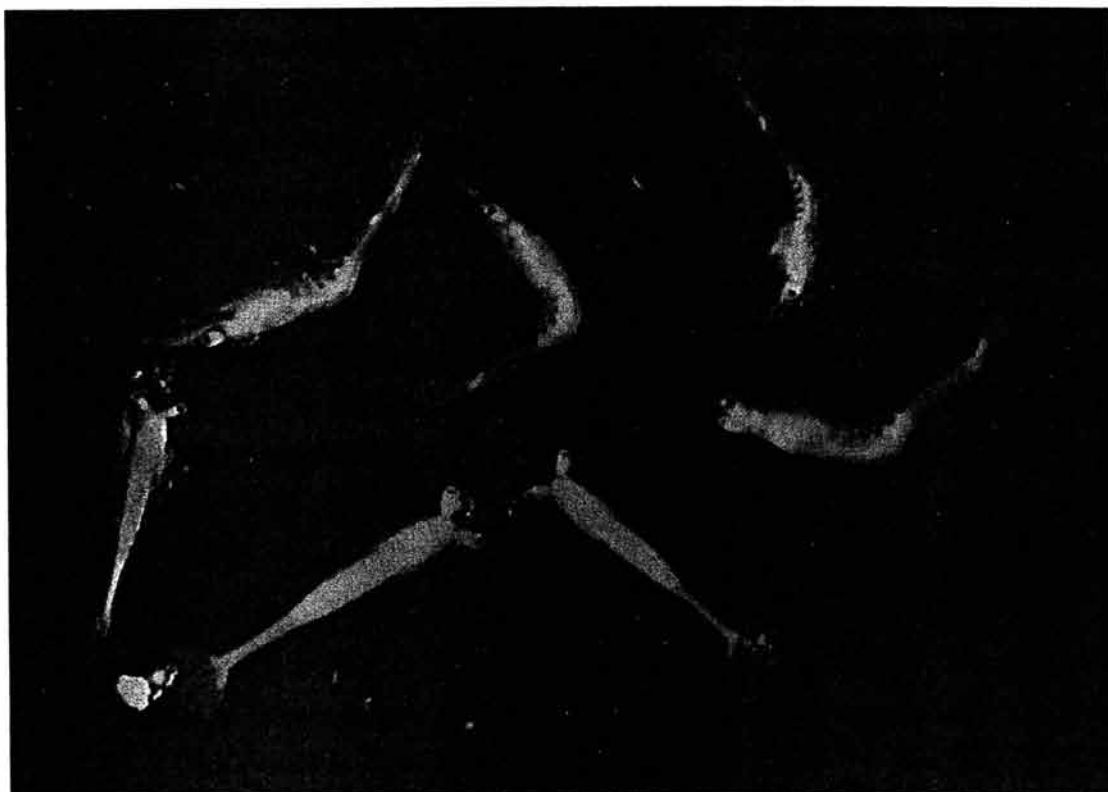


Fig. 57.- Larvas de camarón *Litopenaeus vannamei* con epibiontes.

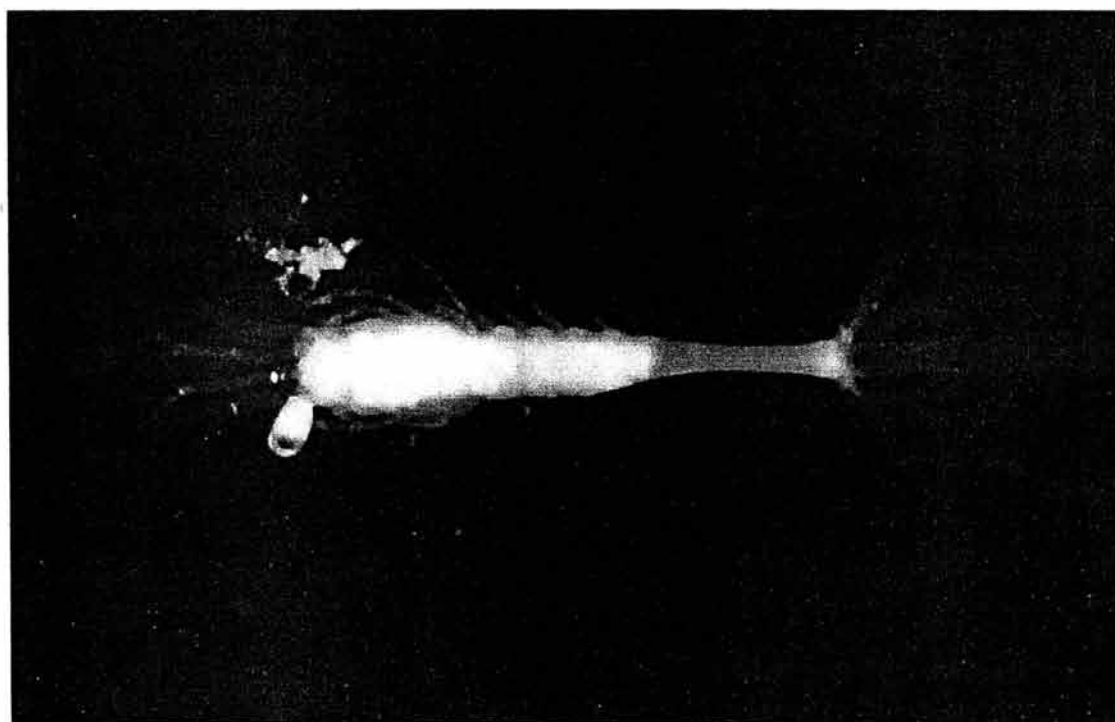


Fig.58.- Larva de camarón con epibiontes en ojo.

En el estudio histopatológico de esta etapa, en las observaciones de las laminillas no se encontró ninguna anomalía, ni patógenos en los organismos.

La tercera parte se realizó del 22 de Mayo al 2 de julio del 2002. En ésta ya se tuvo el control de dos tanques sembrados. Se midieron los parámetros de temperatura, pH, salinidad, turbidez y se hicieron observaciones de las larvas durante todo su ciclo.

En este periodo se inició el cuidado de tanques sembrados, con nauplios de reproductores del mismo laboratorio, a los que se les midieron diariamente los parámetros de temperatura, pH y salinidad; además de hacer las raciones alimenticias y de químicos, también se hicieron despachos de larva llevándolas en una ocasión hasta la granja donde fueron sembradas para el cultivo de engorda. El trabajo de cuidado se empezó con dos estanques el 5 y 6, sembrados en el larvario 3 con una densidad de siembra de 12 000 000 de nauplios cada uno, la temperatura en la que se sembró fue de 29°C, a una salinidad de 35 ppm.

Este larvario está al descubierto, protegido únicamente por una malla oscura, los estanques están pintados de negro, son de 12 tons de capacidad, con una profundidad aproximada de 1 m.

Las larvas en los estadios de nauplio a zoea I se alimentaron únicamente con microalgas *Tetracelmis*, *Chaetoceros*, e *Isocrysis*.

El 24 de mayo del mismo año, se traspasó parte de la población de los estanques 5 y 6 a los estanques 4 y 7 del mismo larvario, quedando así las larvas divididas en cuatro estanques, las larvas se encontraban en estadio de Zoea II.

Los parámetros a los que se sembraron los tanques 4 y 7 fueron:

Temperatura estanque 4: 34°C

Temperatura estanque 7: 32.8°C

pH estanque 4: 8.1

pH estanque 7: 8.2

Salinidad estanque 4: 35 ppm.

Salinidad estanque 7: 35 ppm.

En este cambio se les agrego como método profiláctico 10 ppm de EDTA equivalente a 4 g por estanque que ayuda eliminar la dureza del agua, 10 ppm de Treflan que es igual a 40 ml por tanque sirve como fungicida, 5 g de oxitetraciclina y 5 g de furazildona por estanque funciona como bactericidas.

Las larvas se alimentaban cada cuatro horas 7 am, 11 am, 1pm, 4 pm, 7 pm, 11 pm, 1 am y 4 am, aumentándoles la dosis conforme cambiaban de estadio de desarrollo y dependiendo del tipo de alimento. Durante los estadios de Zoea se alimentaban con microalgas y alimento procesado, a partir de que las larvas cambiaron a estadio de Mysis se les empezó a adicionar *Artemia spp. viva*.

Durante este periodo de monitoreo se observó que las larvas tardan aproximadamente día y medio de cambio de un estadio a otro; también se observó que al ir cambiando el tipo de alimento e incrementando las dosis esto alteraba ligeramente los parámetros fisicoquímicos, como era en el caso de las mediciones después de la hora de alimentación.

El 3 de junio del 2002 las larvas de los estanques 4, 5 y 6 se pasaron al estanque 3 del larvario 3, sembrándolas a una temperatura de 33°C, pH de 7.9 y salinidad de 31 ppm estando en estadio de P1; dejando únicamente el estanque 7 el cual fue cambiado al estanque 3 el día 4 de junio registrando una temperatura de 33°C, pH de 7.9 y salinidad de 29 ppm.

Las larvas se condensaron en un solo estanque por la poca cantidad de larva que se estaba registrando.

El 9 de junio del 2002, las larvas del estanque 3 del larvario 3, se trasladaron al estanque 2b del larvario 1. El larvario está techado, el estanque esta pintado de blanco con una capacidad de 40 toneladas y 4 m de profundidad aproximadamente. En este tanque las larvas procedentes del estanque 3 del larvario 3, se juntaron con larvas ya existentes en el estanque 2b del larvario 1, lo que propicio que las larvas del larvario 3 se contaminaran de agentes patógenos como bacterias y hongos.

El número de larvas del larvario 3 que se colocaron en el tanque 2b del larvario 1, fue de 1 100 000 postlarvas estadio PI 8 en condiciones de 33°C de temperatura, 7.7 de pH y 29 ppm de salinidad.

El 19 de junio del 2002, se llevó acabo el despacho de 700 000 larvas a la granja ubicada en el hotel Blue Bay en Tenacatita localidad de La Vena, estero Agua Verde, Jalisco. Las larvas se dividieron en 5 tanques rotoplas de 700 L cada uno, se transportaron a 21°C de temperatura, a 27 ppm de salinidad y a un pH de 7.2-7.4; previamente de se les realizó una prueba de estrés, bajándoles un 50% la salinidad durante 30 minutos, luego se puso en agua dulce completamente, durante otra media hora y por último se colocaron en agua salada, obteniendo un 70% de sobrevivencia. Los rangos a los que se sembraron en la granja fueron: 29°C de temperatura, 40 ppm de salinidad y 8.3 de pH.

Cuando se observaban adherencias o suciedad en las larvas, se les aplicaba 3-5 ppm de formol para eliminar el exceso de suciedad dependiendo del estadio y del grado de suciedad.

El promedio diario de los parámetros monitoreados se pueden apreciar en el cuadro 6; y el seguimiento de los estanques se puede observar en la síntesis diagnóstica de Mayo a Julio (cuadro, 5).

En esta etapa se pudo apreciar que los parámetros registrados principalmente el pH afectó la sobrevivencia de los organismos, debido a que al registrar un descenso en dicho pH, la producción disminuyó, muy notoria en los cambios de un estadio a otro. De la misma manera se encontraron variaciones significativas en el número de organismos en las que se puede observar que aparentemente hay mortalidad y a los pocos días hay aumento en el número de organismos, ésto debido a eclosiones posteriores de nauplios y a mudas.

En los resultados del estudio histopatológico de las muestras tomadas de larvas al azar, se detectó la presencia de rickettsias, hongos y bacterias.

Las ricketcias, bacterias intracelulares parasíticas se observaron formando grupos en la luz de los túbulos del hepatopáncreas, provocando una vacuolización en los túbulos (Figs. 59-62).

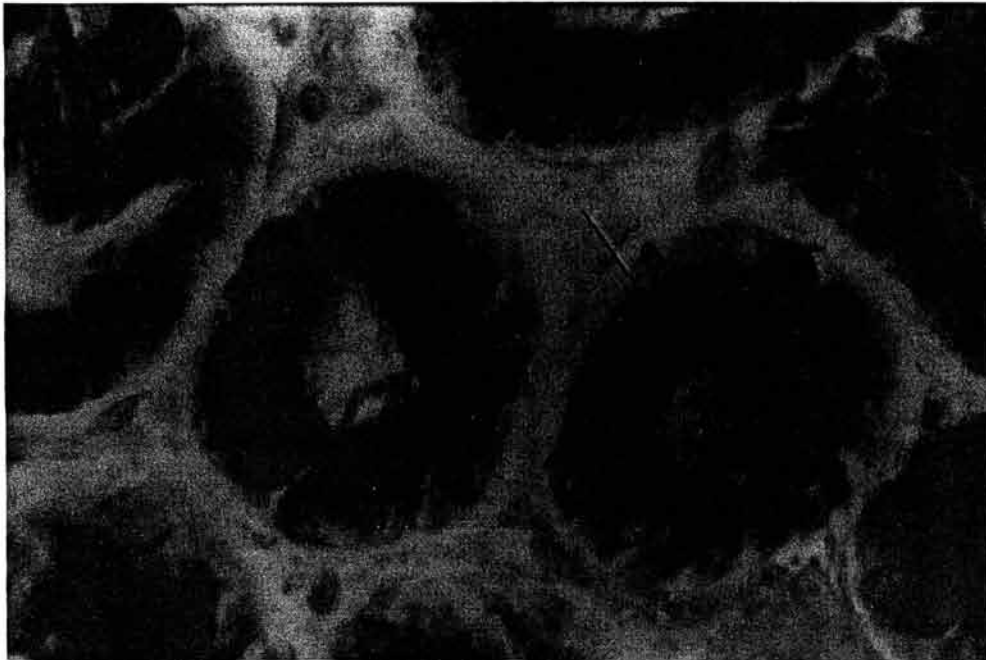
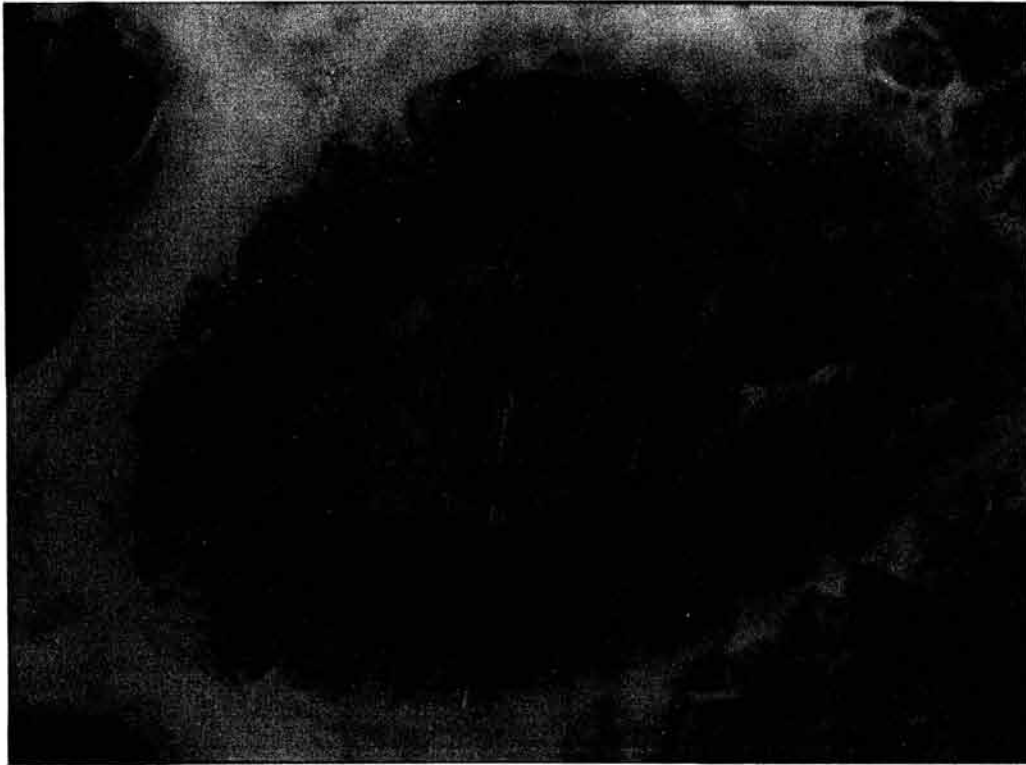


Fig. 59.- Túbulos del hepatopáncreas, con la presencia de ricketcias hacia la luz. Campo Claro. Técnica de Giemsa. 250x.



Fig. 60.- Acercamiento de los túbulos del hepatopáncreas, con la presencia de ricketcias en su luz. Campo Claro. Giemsa. 375x.



**Fig. 61.- Detalle de un túbulo del hepatopáncreas, con la presencia de ricketisias en la luz.
Campo Claro. Giemsa. 420x.**



Fig. 62- Túbulos del hepatopáncreas, con la presencia de ricketisias y alta vacuolización. Campo Claro. Giemsa. 250x.

La presencia de bacterias se puede observar de los apéndices, en cavidad bucal y en las branquias (Figs. 63-66).



Fig. 63.- Presencia de bacterias en la cavidad bucal. Corte longitudinal H/E, Campo Claro 250X.

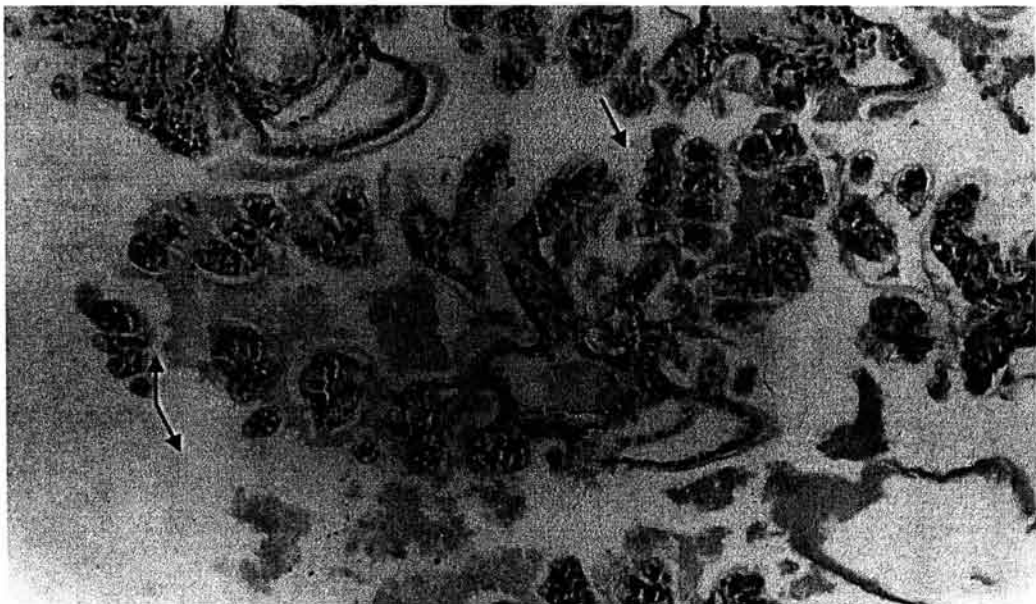


Fig 64.-. Presencia de bacterias alrededor de las branquias. Corte longitudinal H/E, Campo Claro 250x.



Fig 65.- Bacterias en pereiópodos. Corte longitudinal H/E, Campo Claro 250x.



Fig.66.- Presencia de bacterias alrededor de los pereiópodos. Corte longitudinal, H/E, Campo Claro 420x .

También se detectó en los túbulos del hepatopáncreas bolitas blancas lo que indica la presencia de *Vibrio spp*, (Fig. 67).

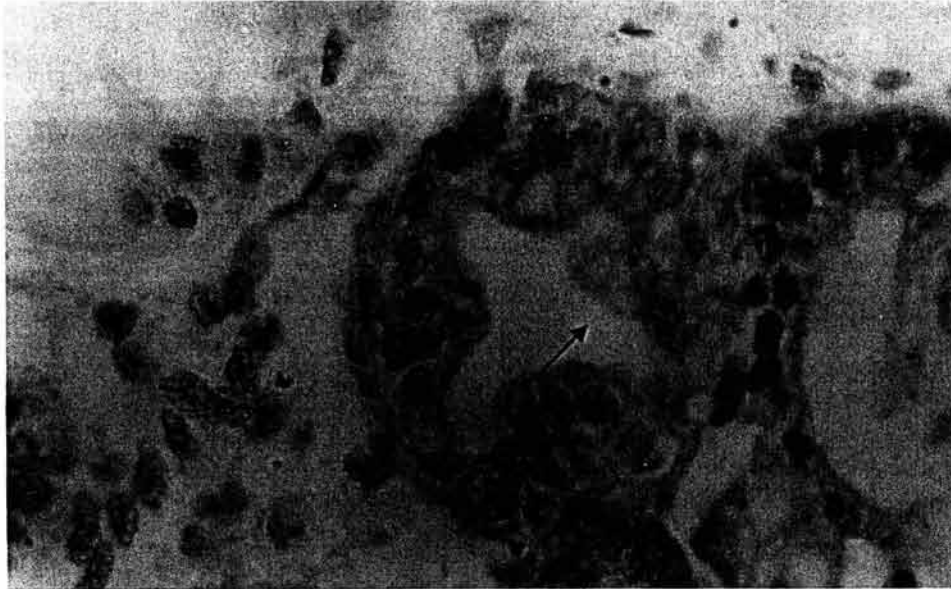


Fig. 67.- Corte longitudinal, presencia de bolitas blancas en los túbulos del hepatopáncreas. Campo claro 375x, H/E.

Por otro lado, en el Laboratorio de Producción de Postlarvas se llevaron acabo observaciones en fresco realizadas a larvas que presentaban manchas blancas en la parte ventral del cefalotórax, en las que se identificó la presencia de hifas de hongos. En los cortes histológicos de esta misma muestra, se localizó la presencia de cuerpos fructíferos de hongos en la glándula antenal y esporas en tejido muscular. (Fig. 68)



Fig 68.- Larva de camarón *L. vannamei* con manchas blancas en el cefalotórax.

De igual manera se realizaron preparaciones en fresco, que presentaron manchas blancas gruesas a nivel del cefalotórax; en el procesamiento histológico estas manchas blancas corresponden a calcificaciones metastásicas cercanas a la cavidad bucal. (Figs. 69-72)

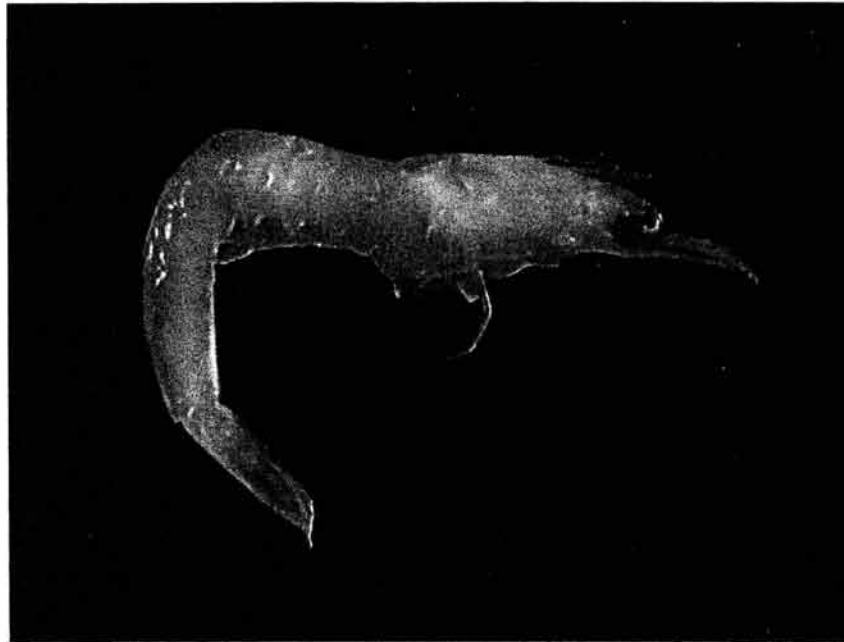


Fig. 69.- Larva de camarón con calcificaciones blanquecinas en el cefalotórax.

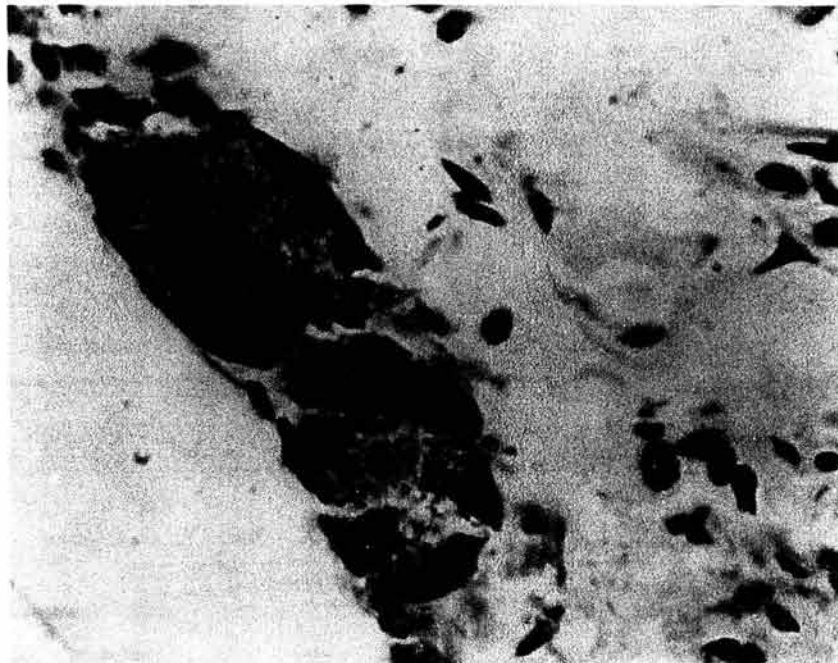


Fig. 70.- Calcificaciones metastásicas cercanas a la cavidad bucal. Corte longitudinal Giemsa, Campo Claro 250x.

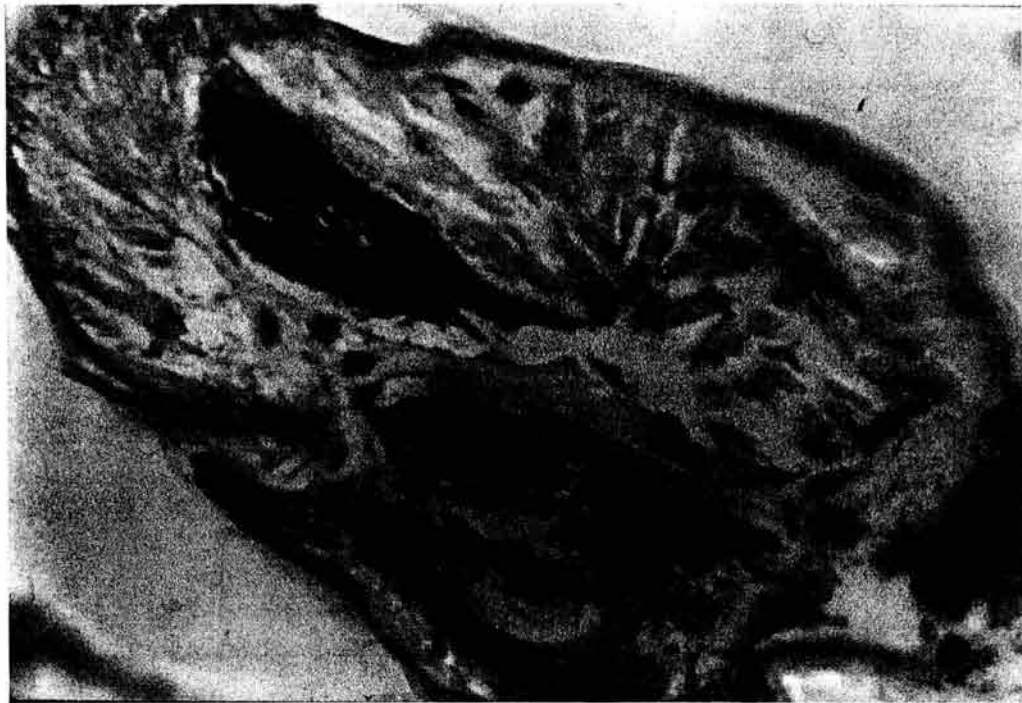


Fig. 71.- Calcificaciones metastásicas en pleópodos. Corte longitudinal, Giemsa, Campo Claro 375x.



Fig. 72.- Calcificaciones metastásicas en pleópodos. Corte longitudinal, Giemsa, Campo Claro 375x.

En el Laboratorio de Producción de Postlavas se observaron en las preparaciones en fresco la presencia de protozoarios ciliados como vorticellas y el ciliado llamado bodo.

En otras preparaciones se observó la presencia de gran cantidad de hemocitos en el interior del intestino provocando una Enteritis Hemocítica (Figs. 73-75)

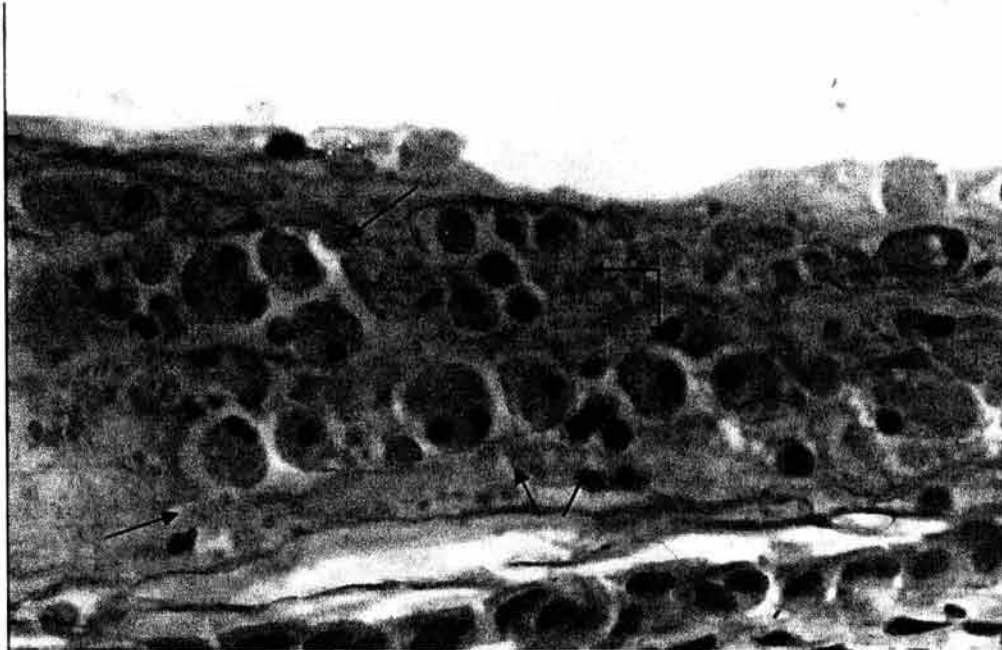


Fig. 73.- Enteritis Hemocítica. Hemocito en la luz intestinal (PI). Corte longitudinal H/E, Campo Claro 250x.

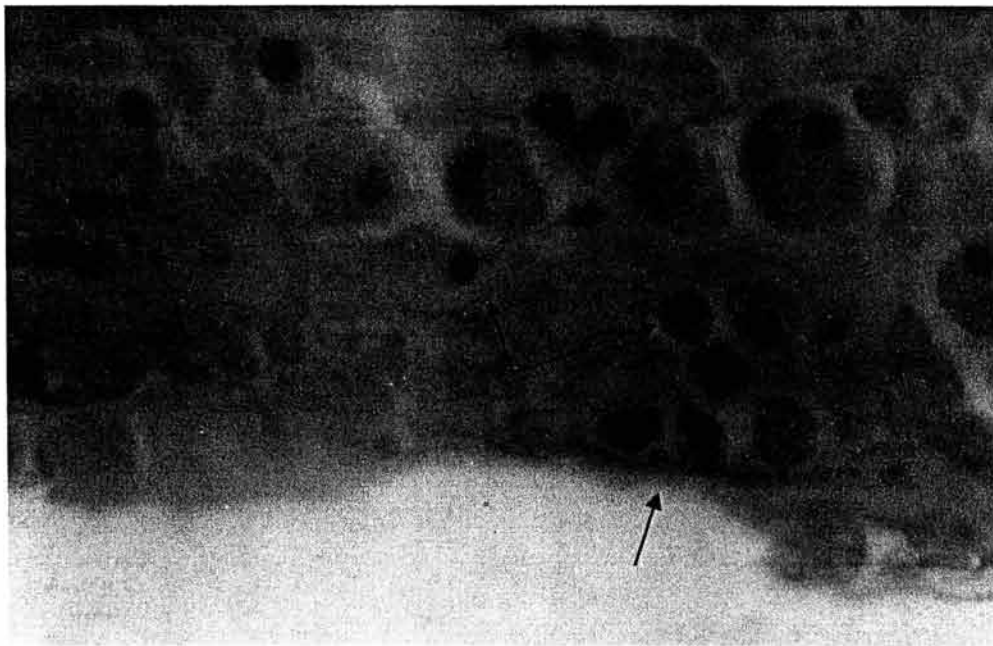


Fig. 74.- Detalle de los hemocitos presentes en el contenido intestinal. Corte longitudinal H/E, Campo Claro 370x,

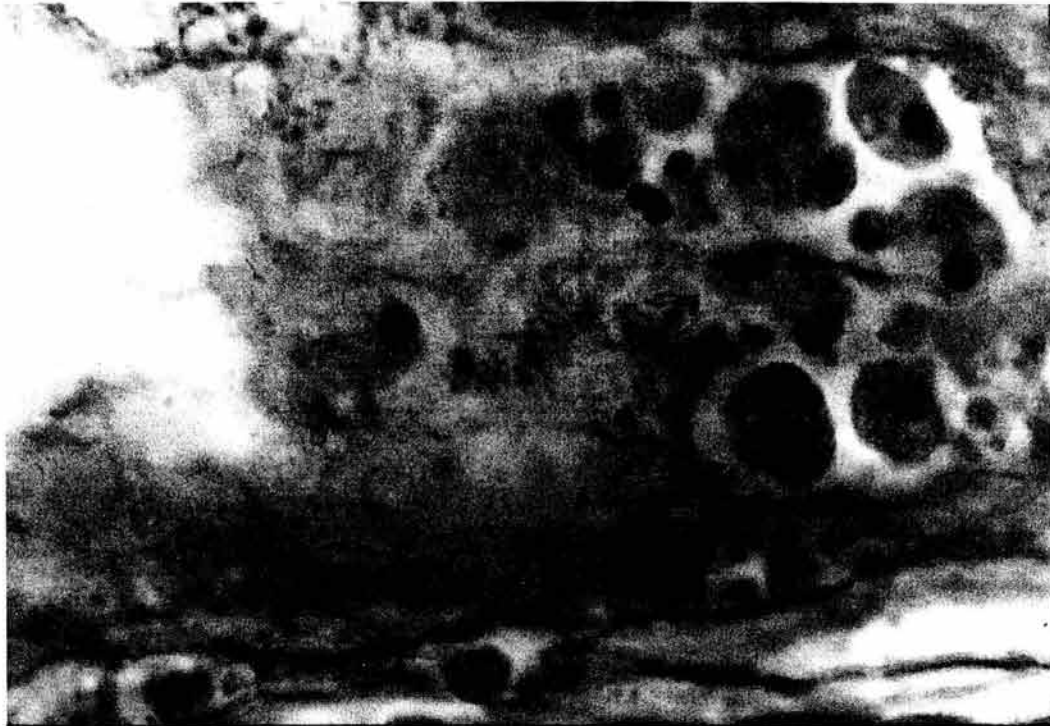


Fig 77.- Acercamiento de los hemocitos presentes en la luz intestinal. Corte longitudinal H/E, Campo Claro 420x.

RESULTADOS ESTADISTICOS:

Con los datos obtenidos durante el periodo de Mayo a Julio (Cuadro 5), se calcularon las medias de los parámetros pH, temperatura, salinidad, densidad de organismos y mortalidad concentrados en el Cuadro, 6; Grafica,1, para desarrollar un cuadro de contingencia, (Cuadro 8) y así obtener las correlaciones entre estos parámetros mediante el coeficiente de correlación- rango de Spearman; procedimiento estadístico para determinar si hay o no una correlación en los rangos de dos o mas variables (Christensen, 1996).

Los datos del cuadro de contingencia se calcularon mediante la formula: (Christensen, 1996).

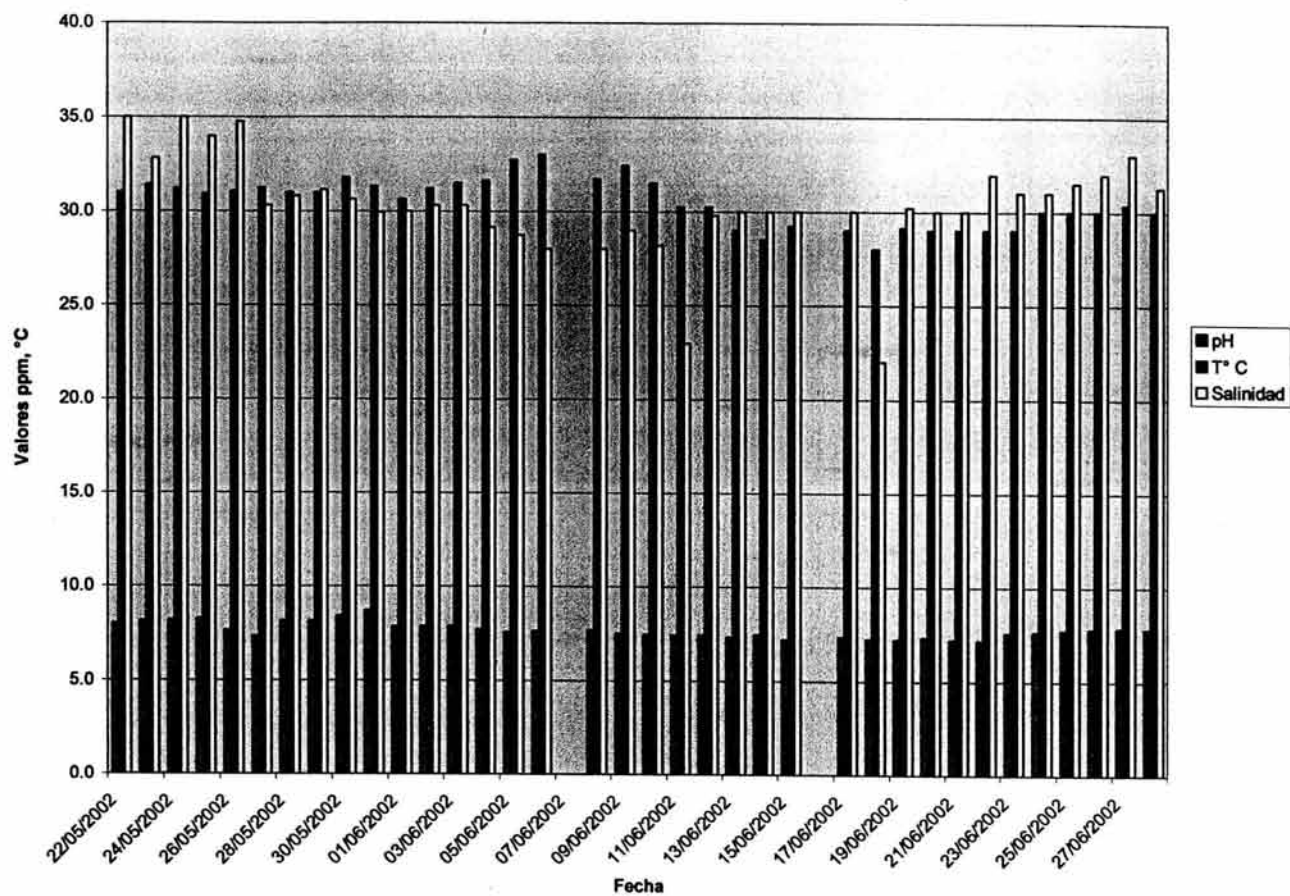
$$r_s = 1 - \frac{6 \sum d^2}{n(n^2 - 1)}$$

Donde r es el coeficiente de correlación-rango de Spearman;

d es la diferencia entre los rangos de las variables para cualquier unidad de muestra.

n es el número de datos u observaciones.

Gráfica 1. Medias diarias de los parámetros T°C, pH y Salinidad



Fecha	pH	T° C	Salinidad	Número de organismos	Mortalidad
22/05/2002	8.0	31	35	24000000	0
23/05/2002	8.14	31.43	33	23925000	75000
24/05/2002	8.18	31.22	35	23388750	536250
25/05/2002	8.23	30.91	34	22676563	712187
26/05/2002	7.62	31.05	35	22621063	55500
27/05/2002	7.30	31.24	30	22336063	285000
28/05/2002	8.15	30.98	31	24160000	0
29/05/2002	8.15	30.98	31	22720000	144000
30/05/2002	8.39	31.79	31	4371428	18348572
31/05/2002	8.70	31.32	30	5742856	0
01/06/2002	7.84	30.62	30	3762856	1980000
02/06/2002	7.86	31.19	30	3033026	729830
03/06/2002	7.86	31.50	30	3243326	0
04/06/2002	7.70	31.63	29	700000	2546326
05/06/2002	7.55	32.73	29	1233236	0
06/06/2002	7.60	32.98	28	1332360	0
08/06/2002	7.67	31.73	28	1332360	0
09/06/2002	7.49	32.43	29	1100000	232360
10/06/2002	7.45	31.49	28	110000	0
11/06/2002	7.4	30.24	23	1100000	0
12/06/2002	7.42	30.24	30	1236555	0
13/06/2002	7.30	29	30	1553266	0
14/06/2002	7.45	28.49	30	1800000	0
15/06/2002	7.17	29.25	30	1700000	100000
17/06/2002	7.32	29	30	1100000	600000
18/06/2002	7.22	28	22	985830	141170
19/06/2002	7.19	29.14	30	764400	221430
20/06/2002	7.3	29	30	642976	121430
21/06/2002	7.2	29	30	496140	146830
22/06/2002	7.15	29	32	356670	130470
23/06/2002	7.55	29	31	557000	0
24/06/2002	7.6	30	31	800000	0
25/06/2002	7.70	30	31	100000	700000
26/06/2002	7.75	30	32	37500	62500
27/06/2002	7.8	30.35	33	38750	0
28/06/2002	7.75	30	31	50000	0
Medias	7.6	30.50	30	315728.6265	774134.861

Elaborado por Sara Santiesteban
 Datos obtenidos de Bitácora de Campo

Cuadro 6.- Medias Diarias de los parámetros registrados en el periodo de Mayo a Julio del 2002.

Cuadro 7.- Matriz Ausencia-Presencia de las características de los Estanques de Cultivo de un Laboratorio de Producción de Postlarvas en Nayarit Durante el periodo de Mayo a Julio 2002.

AGENTE	L3 Tq 3	L3 Tq 4	L3 Tq 5	L3 Tq 6	L3 Tq 7	L1 Tq 2B
7.0	0	0	0	0	0	0
7.1	0	0	0	0	0	1
7.2	0	0	0	0	0	1
7.3	0	1	1	1	1	1
7.4	0	0	0	0	0	1
7.5	0	0	0	0	0	1
7.6	1	1	1	1	1	1
7.7	1	1	1	1	1	1
7.8	0	1	1	1	1	1
7.9	0	1	1	1	1	0
8.0	0	0	1	1	0	0
8.1	0	1	1	1	1	0
8.2	0	1	1	1	1	0
8.3	0	0	0	0	0	0
8.4	0	1	1	1	1	0
8.5	0	0	0	0	0	0
8.6	0	0	0	0	0	0
8.7	0	1	1	1	1	0
27	0	0	0	0	0	0
28	0	0	0	0	0	1
29	0	0	0	0	0	1
30	0	0	0	0	0	1
31	0	1	1	1	1	1
32	1	1	1	1	1	1
33	1	1	1	1	1	0
22	0	0	0	0	0	1
23	0	0	0	0	0	1
24	0	0	0	0	0	0
25	0	0	0	0	0	0
26	0	0	0	0	0	0
27	0	0	0	0	0	0
28	1	0	0	0	0	0
29	0	1	1	1	1	1
30	0	1	1	1	1	1
31	0	1	1	1	1	1
32	0	0	0	0	0	1
33	0	0	1	1	0	1
34	0	1	1	1	1	1
35	0	1	1	1	1	0
10000	0	0	0	0	0	0
20000	0	0	0	0	0	0
40000	0	0	0	0	0	0
50000	0	0	0	0	0	1
100000	0	0	0	0	0	1

200000	0	0	0	0	0	1
300000	0	0	0	0	0	0
300000	0	0	0	0	0	0
400000	0	0	0	0	0	1
500000	0	0	0	0	0	1
600000	0	0	0	0	0	1
700000	0	0	0	0	0	1
800000	0	0	0	0	0	1
900000	0	0	0	0	0	1
1000000	1	0	0	0	0	1
2000000	0	0	0	0	0	1
3000000	1	1	1	1	1	0
4000000	0	1	1	1	1	0
5000000	0	1	1	1	1	0
10000000	0	0	0	0	0	0
15000000	0	0	0	0	0	0
20000000	0	0	0	0	0	0
21000000	0	1	1	1	1	0
22000000	0	1	1	1	1	0
23000000	0	1	1	1	1	0
24000000	0	0	1	1	0	0
0	1	1	1	1	1	1
5000	0	0	0	0	0	0
10000	0	0	0	0	0	0
15000	0	1	1	1	1	0
20000	0	0	0	0	0	0
30000	0	0	0	0	0	0
40000	0	0	0	0	0	0
50000	0	1	1	1	1	0
60000	0	1	1	1	1	1
70000	0	0	1	1	0	0
80000	0	0	0	0	0	0
90000	0	0	0	0	0	0
100000	0	0	0	0	0	0
200000	1	0	0	0	0	1
300000	0	1	1	1	1	1
400000	0	0	0	0	0	0
500000	0	1	1	1	1	0
600000	0	1	1	1	1	1
700000	0	1	1	1	1	1
800000	0	0	0	0	0	0
900000	0	0	0	0	0	0
1000000	0	0	0	0	0	1
2000000	1	0	0	0	0	0
3000000	0	0	0	0	0	0
4000000	1	0	0	0	0	0
5000000	0	0	0	0	0	0
10000000	0	0	0	0	0	0
15000000	0	0	0	0	0	0

16000000	0	0	0	0	0	0
17000000	0	0	0	0	0	0
18000000	0	1	1	1	1	0
19000000	0	0	0	0	0	0
20000000	0	0	0	0	0	0
Bacterias	0	0	0	0	0	1
Cocos	0	0	0	0	0	0
Bacilos	0	0	0	0	0	0
Vibrio	0	0	0	0	0	0
Protozoarios	0	0	0	0	0	1
Ricketcias	0	0	0	0	0	1
Epibiontes	0	0	0	0	0	0
Hongos	0	0	0	0	0	1
IHHNV	0	0	0	0	0	0
Taura	0	0	0	0	0	1
Bolotas Blancas	0	0	0	0	0	0
Bolitas negras	0	0	0	0	0	0

pH= datos color gris

Enfermedades= color rojo

L1= Larvario 1

L3= Larvario 3

Tq 2B= Estanque 2 B del Larvario 1

T°C= datos color naranja

de Organismos= color morado

Tq 3= Estanque 3 del Larvario 3

Tq 4= Estanque 4 del Larvario 3

Tq 5= Estanque 5 del Larvario 3

Salinidad=datos color cian

Mortalidad= Color Negro

Tq 6= Estanque 6 del Larvario 3

Tq 7= Estanque 7 del Larvario 3

Elaboró: Sara Santiesteban Sánchez

Fuente: Datos de la bitácora de campo

Cuadro 7.- Matriz Ausencia-Presencia de las características de los Estanques de Cultivo de un Laboratorio de Producción de Postlarvas en Nayarit Durante el periodo de Mayo a Julio 2002.

Cuadro 8.- Cuadro de contingencia de correlaciones entre los parámetros medidos en el período de Mayo a Julio 2002.

Variables	pH	Temperatura	Salinidad	Densidad	Mortalidad
pH	1.0	0.531054	0.449062	0.502962	0.069332
Temperatura		1.0			0.015474
Salinidad		- 0.119185	1.0	0.200039	0.130537
Densidad		0.391659		1.0	0.086121
Mortalidad					1.0

La correlación de los datos es significativa entre más cercana al 1 estén y es menos significativa entre más alejada estén del 1.

Se encontraron 10 correlaciones, en las que se observa que la temperatura es inversamente proporcional a la Salinidad (- 0.119185), ya que cuando la temperatura aumenta, la salinidad disminuye y cuando la temperatura disminuye, la salinidad aumenta. Es directamente proporcional a la densidad (0.391659), esto significa a que el número de organismos está vinculado al aumento o disminución de la temperatura; directamente proporcional a la mortalidad (0.015474) debido a que al disminuir la temperatura no se refleja una alta mortalidad.

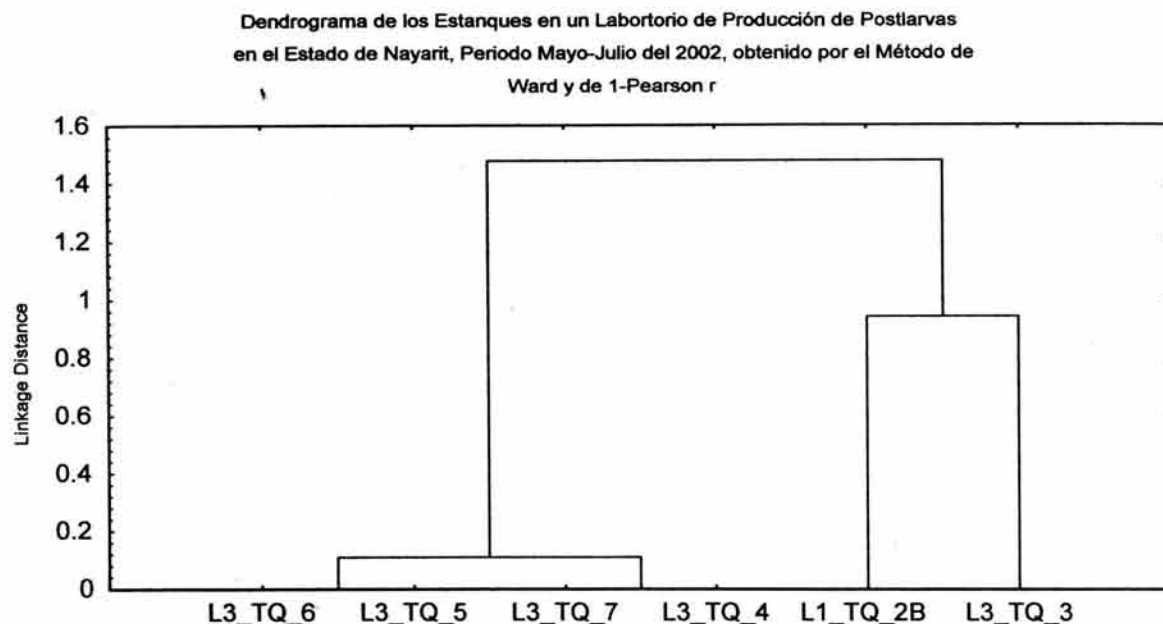
El pH tiene correlación significativa con la temperatura (0.531054), con la salinidad (0.449062), con la densidad (0.502962) y con la mortalidad (0.069332) por lo que al variar la temperatura el pH varía paralelamente, cuando la salinidad aumenta el pH también y si baja el éste pH disminuye; al mantenerse estable el pH, la densidad permanece estable; con la mortalidad debido que cuando el pH aumenta o disminuye drásticamente hay mortalidad de organismos. (Cuadros, 5 y 6).

La salinidad es directamente proporcional a la densidad (0.200039) y a la mortalidad de siembra (0.130537), esto es, que el aumento de la salinidad es tolerable siempre y cuando no sea drástico.

La mortalidad es directamente proporcional a la densidad (0.086121), lo que significa que al haber mayor número de organismos, hay mayor mortalidad.

Con las variables del cuadro 6 se elaboró una matriz de ausencia/presencia (Cuadro, 7) para realizar un análisis de cúmulos que da como resultado un dendrograma (Gráfica, 2). Este análisis de cúmulos sirve para delimitar las diferencias y similitudes entre los estanques monitoreados.

Gráfica 2. Dendrograma de los Estanques en un Laboratorio de Producción de Postlarvas en el Estado de Nayarit, Periodo de Mayo-Julio.



En el dendrograma se puede apreciar que los estanque más similares entre sí son el 5 y 6 del larvario 3, que son los que se sembraron primero. Los estanques 4 y 7 del larvario 3 están separados físicamente y presentan similitud entre ellos, debido a que fueron los de mayor variación en los parámetros fisicoquímicos, mayor mortalidad, a diferencia de los estanques 6 y 7 que a pesar de estar juntos, tienen características fisicoquímicas diferentes, el estanque 7 presenta menor pH, y temperatura, además de que éste tenía menor aireación que el 6, continuamente presentaba presencia de espuma, esta ubicado más cerca de las corrientes de aire y está más descubierto que los demás estanques; los estanques 6 y 4 son los dos que presentan más diferencias entre si; y los estanques más similares entre sí, a pesar de ser de larvarios diferentes y dimensiones distintas son el estanque 2b del larvario 1 y el estanque 3 del larvario 3, ya que estos dos mantienen características fisicoquímicas muy semejantes, esto puede ser debido que las larvas antes de ser trasladadas al larvario 1 se conjuntaron en el estanque 3 del larvario 3

se empezaron o presentar problemas del tipo biológico como la presencia de hongos, enfermedades y mortalidad, lo que persistió en el estanque 2b del larvario 1 y las condiciones alimenticias se mantuvieron igual en ambos larvarios. La mayor distancia de unión de semejanza es de 0.9 que corresponde a los tanques 3 del larvario 3 y al 2b del larvario 1.

Como consecuencia del estrés y conjuntar las larvas sembradas en el larvario 3 con otros organismos existentes en el estanque 2b del larvario 1 aumentó la presencia de agentes extraños que afectaban el adecuado desarrollo de las larvas.

DISCUSIÓN

El uso indiscriminado de antibióticos para el control de los patógenos y el exceso de alimento suministrado en la primera etapa, provocó deficiencia y retraso en el desarrollo de las larvas, bajando el rendimiento de las mismas, sin descartar la posibilidad de que éstos puedan ser fuente de contaminación para los estanques de cultivo por el proceso de descomposición que sufren, pudiendo ser la causa de enfermedades bacterianas o por hongos. Páez, (2001) menciona que los problemas de la calidad del agua en el cultivo se hacen más complejos cuando se aplica alimento balanceado de forma continua y cuando la densidad de organismos cultivados es muy elevada; también señala que el deterioro de los sedimentos (los que normalmente en un sistema de cultivo de larvas es el alimento), provoca una mala alimentación de los organismos siendo más susceptibles a enfermedades dando lugar a una baja sobrevivencia. Gómez, (2001) explica que la correcta dosificación del alimento, así como la generación y conservación apropiada de los afloramientos algales, son factores muy importantes en el mantenimiento de la calidad de agua y en el equilibrio de las comunidades bacterianas, pues constituyen la principal fuente de materia orgánica.

En la primera etapa de este trabajo, en la cual los organismos se encontraban aparentemente sanos y repentinamente presentaron altas mortalidades; al realizarles el análisis histológico, se observó que esto era provocado principalmente por la presencia del virus del IHHNV; considerando una infección incipiente por la poca presencia de cuerpos de inclusión, además que al aplicarle la técnica de Feulgen, ésta resultó.

Las causas de la presencia del virus se deben:

- 1.- A que las larvas eran procedentes de un laboratorio de Culiacán, Sin., por lo que se considera una transmisión vertical, y las causas que la desencadenaron fueron el estrés por la transportación, las condiciones en que se encontraba el estanque, los cambios de los factores fisicoquímicos, altas dosis de químicos y de alimento. En DMAAD, (2000) se informa que muchos organismos de *L. stylirostris* o *L. vannamei* sobrevivientes a la infección de IHHNV, son portadores del virus y lo transmiten a otros organismos del cultivo o a su progenie, por lo que esto causa una infección tanto vertical como horizontal.

2.- El cultivo no se encontraba en óptimas condiciones, lo que afecto a los organismos, provocándoles más estrés, bajando su sistema inmunológico desarrollando la enfermedad. Lo que coincide con Gómez (2001), que la influencia de las condiciones ambientales no óptimas afecta igualmente al sistema inmunológico del camarón, limitando su eficiencia; aunque los organismos acuáticos parezcan sanos durante e inmediatamente después de un periodo de estrés, un brote de enfermedad, o mortalidad crónica pueden desarrollarse más tarde en la población. En ocasiones muchos organismos pueden ser portadores asintomáticos de un patógeno y en condiciones normales están protegidos por los mecanismos de defensa pero cuando el sistema inmunológico está alterado debido al estrés, el patógeno puede multiplicarse y rebasar los mecanismos de defensa y en ocasiones matar al hospedero.

Éstas dos últimas observaciones concuerdan con lo que menciona Páez, (2001) sobre la importación de postlarvas de otras regiones y la pobre calidad del agua empleada en laboratorios camaronícolas han propiciado la aparición de epidemias producidas por bacterias y virus, en el caso de las primeras, se han implementado tratamientos basados en antibióticos con cierta forma exitosos. Sin embargo, Regalado (2001) indica que el control de las enfermedades por virus representan un grave problema no completamente solucionado, por lo que las perspectivas en esta actividad se centran en intensificar el conocimiento de esas patologías, especialidad en investigación aún no plenamente desarrollada en México.

Las larvas colectadas con alteraciones anatómicas como deformidad en el rostro (Fig, 10), histológicamente presentaron cuerpos de inclusión del virus del IHNV. Gómez, Roque y Guerra, (2001) mencionan que en el camarón blanco, *L. vannamei*, el virus IHNV se presenta de un forma crónica y se observa el síndrome del rostro deforme (RDS), las características de las larvas que presentan este síndrome son: los rostros torcidos o deformes, antenas arrugadas, cutícula áspera y otras deformidades cuticulares.

En las preparaciones histológicas de la primera etapa además del virus IHNV, también se encontró el virus del Taura; este virus está aunado a las condiciones del estanque y de que las larvas eran procedentes de otro laboratorio. Fernández (2001), asegura que el conjunto de varias circunstancias son causantes de que la enfermedad se desarrolle como pueden ser el manejo de los estanques, mala calidad del agua, mala

calidad de las larvas, contaminantes del alimento, mal manejo del cultivo, cambios abruptos en la temperatura, proliferación de epibiontes, entre otros.

En la tercera etapa se considera que esta enfermedad se propicio por el estrés causado a las larvas, como consecuencia de la manipulación de un estanque a otro, además de conjuntarlas con otras larvas.

Durante la segunda etapa se observó en la revisión de larvas la presencia de vorticellas, al ser procesadas histológicamente, en las laminillas no se encontró nada; esto es consecuencia de la fijación o del proceso histológico.

El principal patógeno encontrado en la tercera etapa fue la presencia de bacterias, éstas se observaron en apéndices, cavidad bucal y en hepatopáncreas; la aparición de las mismas está asociada a la variación de los parámetros fisicoquímicos. Según Lightner (1993), las bacterias, son organismos propios de la fauna acuática, forman parte del ecosistema del medio y ayudan a mantenerlo estable desintegrando la materia orgánica y el exceso de nutrientes; en muchas ocasiones las bacterias pueden ser organismos oportunistas cuando utilizan al organismo cultivado como hospedero, causándole infecciones letales como resultado de otras condiciones primarias que incluyen causas nutricionales, medio ambiente externo, estrés, heridas, o bien una infección primaria.

Estudios realizados por el Instituto Nacional de Pesca de Ecuador, (INPec, 2002), asocian la presencia de bacterias a infecciones en la cutícula de los organismos, melanización, necrosis en la punta de los apéndices y a la presencia de un gran número de bacterias en el hemocele de los organismos. A diferencia de lo descrito por el Instituto de Pesca de Ecuador en los resultados obtenidos en este trabajo no se observó ninguno de los daños que asocian a la presencia de bacterias en los organismos afectados con éstas.

Las rickettsias son bacterias intracelulares parasíticas. También puede ser agente causal de la enfermedad Hepatopancreatitis necrotizante o NHP, ya que uno de los principales órganos que afecta es al hepatopáncreas (Gómez, Roque y Guerra, 2001). La enfermedad se ha descrito en penaeidos silvestres de Hawai, México y sureste de Asia, en *F. marginatus*, *F. merguensis*, *L. stylirostris* y *L. vannamei* (Aurò, 2000). En los resultados

se reporta la presencia de rickettsias en el lumen de los túbulos del hepatopáncreas durante la tercera etapa de desarrollo del presente trabajo.

En los túbulos del hepatopáncreas con rickettsias se observó alta vacuolización debido a una respuesta inmune, principios de hepatopancreatitis, o a causa de la cantidad de grasa en el alimento. Jardón, (2003) reporta la presencia de una gran vacuolización en los túbulos del hepatopáncreas, debido probablemente a que el alimento balanceado administrado se encontraba con una gran cantidad de grasa o porque el alimento estaba almacenado por mucho tiempo.

La aparición del síndrome de bolitas blancas causada por bacterias del género *Vibrio*, se presenta cuando hay un aumento en el pH, que en este trabajo fue de 7.9 a 8.3, así como incrementos en la temperatura de 31 a 33°C (Síntesis Diagnostica), siendo más frecuente cuando se mezclaron con otras larvas. Las bacterias del género *Vibrio*, se han registrado a menudo como patógenas oportunistas para camarón tanto en la fase de larvicultura como en la engorda; las cuales crecen en ambientes marinos a temperaturas de 8 a 44 °C teniendo como optima los 37 °C para ambos casos y pH entre 7.6 a 9.0, (INPec, 2002). Lightner, (1993) menciona que las enfermedades bacterianas relacionadas con *Vibrio*, usualmente constituyen la mayoría de las bacterias presentes en la microflora normal del camarón silvestre y cultivado, tanto en intestino como en branquias o cutícula.

En los resultados todas las larvas afectadas presentaron anatómicamente encorvamiento del tercer segmento abdominal, en el caso del síndrome de bolitas blancas las evaluaciones histopatológicas de las larvas afectadas revelaron daños en el hepatopáncreas donde las células epiteliales se observaron hipertrofiadas y descamadas. Gómez, Roque y Guerra, (2001) describen que probablemente la aparición de estas bolitas blancas se deba a bacterias asociadas con el tracto digestivo. Estudios del Instituto Nacional de Pesca de Ecuador (INPec, 2002) mencionan que la flexura del segmento abdominal es una característica de la presencia de bacterias.

Con los resultados obtenidos se concuerda con lo descrito por Lightner,(1993) y Gómez y Col. (2001), quienes explican que las variables pH, temperatura y salinidad tienen valores óptimos para cada especie; éstos se deben controlar según la especie que se desee cultivar, debido a que los cambios en éstas pueden favorecer la presencia de

determinados grupos patógenos, los que podrían crecer desproporcionadamente rompiendo así el equilibrio del cultivo. También menciona que las comunidades microbianas presentes en los estanques de cultivo son susceptibles a las fluctuaciones e interacciones que se dan entre los factores pH, salinidad y temperatura. Como ya se mencionó la presencia de bacterias en este estudio, se debió a los cambios en los parámetros fisicoquímicos, especialmente del pH. En los resultados obtenidos de las observaciones diarias (Síntesis Diagnostica) se observa que con el incremento o disminución de la temperatura afecta el pH, provocando mortalidad en las larvas, también como consecuencia hay mayor presencia de bacterias en las larvas colectadas.

Confirmando a lo que hace referencia Páez, (2001) de que "La calidad del agua es un factor determinante en la sobrevivencia y crecimiento de los camarones de cultivo; todas las actividades de los organismos como alimentación, respiración, reproducción, crecimiento, estado inmune están influenciadas por las condiciones fisicoquímicas del estanque y su producción, está relacionada directamente con el manejo de los parámetros hidrológicos más que por cualquier otro factor" ;se puede mencionar que en el desarrollo de este trabajo sirvió para determinar esa estrecha correlación que existe entre los parámetros físicos, químicos y biológicos en un sistema de cultivo larvario, donde al variar uno se ven directamente afectados los demás, repercutiendo normalmente en la producción como se observa en el (Síntesis Diagnostica y Gráfica 1).

En los resultados se observó que empezando el verano la temperatura y salinidad se incrementaron notablemente, hubo variaciones en el pH; confirmando la observación de que estos factores también están relacionados con la ubicación del sistema de cultivo y la densidad de siembra. En los resultados se puede apreciar como el cambio de un larvario a otro involucra variación en la temperatura, salinidad, pH, sobrevivencia, al igual que la presencia de patógenos. Esto concuerda con la explicación que da Páez, (2001) donde los factores como el pH, la temperatura y la salinidad están relacionados muy estrechamente con la época del año y la localización geográfica del sistema de cultivo.

Cuando la circulación del agua en el estanque es deficiente, se presenta una estratificación notándose en los valores de temperatura, pH y oxígeno, para evitar esto es necesario homogenizar las condiciones del consumo de oxígeno, el pH y concentraciones de amonio, para que no haya deterioro en el cultivo. Los días donde el recambio es

menor o cuando más se tardaba más en efectuarse, el pH disminuía, aumentando la eutrofización mediante la presencia de espuma en los estanques. Según Boyd, (1989) puede ser a consecuencia de la descomposición de las microalgas. "Las poblaciones de fitoplancton pueden súbitamente morir y descomponerse provocando también un descenso en los niveles de oxígeno disuelto". Páez, (2001) menciona que las natas y espuma que se presentan frecuentemente en los estanques acuícolas han sido relacionadas con la mortandad masiva de comunidades fitoplanctónicas que involucra a las algas verde-azules"; a lo que conlleva que la variación del pH presente en los resultados sea consecuencia de la descomposición de las microalgas y del alimento suministrado a los estanques.

En el cuadro de contingencia (Cuadro 8) se observa la correlación que hay entre parámetros, denotando que hay una correlación directa entre la mayoría de los parámetros, exceptuando con la temperatura/salinidad; ésta es inversamente proporcional a la salinidad; ambas variables están vinculadas a la profundidad, a menor profundidad mayor temperatura menor salinidad y viceversa, esto se puede apreciar en los datos de la síntesis diagnóstica, mientras las larvas estaban en el larvario 3 con una capacidad de 12 tons, la temperatura era mayor a la del estanque 2b del larvario 1, el cual es de 40 tons de capacidad. La temperatura es directamente proporcional a la densidad, esto significa que el número de organismos está vinculado al aumento o disminución de la temperatura; directamente proporcional a la mortalidad, debido a que al disminuir la temperatura no se refleja una alta mortalidad como cuando aumenta, al elevarse la temperatura disminuye la salinidad y aumenta el pH, afectando directamente a los organismos, (cuadros, 5 y 6). En el caso del pH/ temperatura se obtuvo una correlación directa, lo que indica que al variar la temperatura varía el pH como lo menciona Páez, (2001); aunque éste menciona que es difícil encontrar efectos adversos en el camarón asociados al pH, se observó que al disminuir drásticamente de 8.3 a 7.9 sin que esto rebasará los límites óptimos (que son de 6-9 según el autor) aumentó la tasa de mortalidad.

CONCLUSIONES

- ◆ En la primera etapa, antes de que se lavara la cisterna, no se filtraba el agua, se aplicaban químicos en altas concentraciones y había una alta densidad de siembra, lo que causó que se registraran altas mortalidades.
- ◆ El uso indiscriminado de alimento y químicos y el uso de agua no filtrada en los estanques, produjo estrés en los organismos, bajando las defensas inmunológicas induciendo a la presencia de enfermedades.
- ◆ La presencia del virus IHHNV es resultado de una transmisión vertical, de padres a hijos; o a organismos portadores del virus
- ◆ La presencia de agentes extraños que afectaban el adecuado desarrollo de las larvas como: bacterias y hongos es resultado del estrés, por el cambio de organismos de un estanque a otro y por conjuntar las larvas de dos estanques diferentes.
- ◆ A lo largo de este estudio se observó que hay cierta variación en los parámetros fisicoquímicos influenciada por el manejo del cultivo, por la densidad de siembra, alimento, excretas, aireación, tamaño y ubicación de los tanques de cultivo y el agua con la que se llenan los estanques.
- ◆ La disminución del pH afectó la sobrevivencia de las larvas, aumentando la mortalidad.
- ◆ De los parámetros fisicoquímicos, el pH fue el parámetro más inestable, reacciono muy rápido ante los cambios de salinidad y temperatura.
- ◆ La variación de los parámetros fisicoquímicos en los estanques cultivados favoreció a la presencia de organismos oportunistas en las larvas cultivadas.
- ◆ La presencia de vacuolas y fagosomas se debe a una respuesta inmunológica de defensa en las larvas ante la presencia de agentes extraños como bacterias, hongos y virus.

- ◆ La alta densidad de siembra en los estanques afecta a la sobrevivencia de los organismos a cultivar, ocasiona contaminación del agua por comida y excremento, así como la presencia de organismos oportunistas, enfermedades y canibalismo entre las larvas.
- ◆ El aumento y disminución en la tasa de sobrevivencia no solo es consecuencia de la mortalidad, también es resultado de eclosiones posteriores y a mudas de un estadio a otro.
- ◆ La mortalidad registrada se debe al manejo de los estanques, a la disminución en los parámetros fisicoquímicos, al estrés provocado por el manejo de las larvas al estarlas pasando de un estanque a otro, del espacio en que se encuentran y de las condiciones en que están un larvario y otro.
- ◆ La presencia de espuma en los estanques se debe a la eutrofización originada por la descomposición de las microalgas o el alimento.
- ◆ La disminución en las dosis de alimento y químicos, la filtración del agua, la limpieza en la cisterna y el control de parámetros fisicoquímicos mejoro notablemente la sobrevivencia de las larvas.

PROPUESTAS Y RECOMENDACIONES

Es importante mantener limpios y desinfectados todo el material que se va utilizar en los estanques, así como éstos últimos.

Se recomienda mantener lavada la cisterna de captación de agua, además de clorar el agua.

Se debe efectuar un tratamiento adecuado al agua que se va utilizar en el cultivo.

Hacer un monitoreo continuo de los parámetros fisicoquímicos como temperatura, pH, turbidez, salinidad, niveles de oxígeno, concentración de amonio, nitritos y nitratos, entre otros.

Realzar muestreos en fresco de las larvas como prevención de la presencia de agentes patógenos que afecten la producción.

Es recomendable llevar un registro clínico de las larvas procedentes de otro laboratorio para prevenir la presencia de enfermedades de transmisión viral.

También es importante hacer un historial clínico de los organismos a cultivar a partir de los reproductores.

Revisar que la microalga con la que se esta alimentando no esté contaminada, ni este acompañada de otros organismos.

No se debe sobrepasar la capacidad de densidad de siembra en los estanques, porque afecta al consumo de oxígeno, provoca canibalismo, estrés, hay mayor competencia por el alimento, además que afecta el crecimiento y desarrollo de los organismos.

Para no afectar las fuentes naturales como el estero y mar con el agua que se desecha de los estanques de cultivo del laboratorio, es aconsejable construir un pozo o foza de residuos o un estanque donde se cultiven bivalvos para la filtración de desechos.

Se hace énfasis en llevar acabo un seguimiento continuo para controlar, en lo posible la diseminación de enfermedades y epizootias, es importante aplicar los métodos y técnicas que permitan el diagnóstico temprano de estas enfermedades. Debido a que solo en caso de saber diagnosticar le enfermedad, se puedan adoptar medidas de prevención y control pertinentes.

Síntesis Diagnostica

Características que prevalecieron en un Laboratorio de Producción de Postlarvas en el Estado de Nayarit durante el período de Mayo a Julio del 2002

PARAMETROS FISICOQUIMICOS

FECHA	HORA	LARV	TQ	NIV	TEMP °C			pH		SALINIDAD		Turbidez	NO2
		No.	No.	N	TQ	E. A.	AMB	TQ	E. A.	TQ	E. A.	t	
22/05/02	16:00	3	5	5	31.0	ND		8.0		35		0	
22/05/02	16:01	3	6	5	31.0	ND		8.0		35		0	
23/05/02	09:13	3	5	6	29.5	ND	26.9	8.0		35		50%	
23/05/02	09:14	3	6	4	29.1	ND	26.9	8.0		35		50%	
23/05/02	10:00	3	5	5	29.6	ND	28.0	8.0		35		50%	
23/05/02	10:01	3	6	4	29.5	ND	28.0	8.0		35		50	
23/05/02	13:11	3	5	6	32.0	ND	33.8	8.1		35		70%	
23/05/02	13:12	3	6	6	31.9	ND	33.8	8.1		35		70%	
23/05/02	14:04	3	5	6	32.5	ND	34.2	8.1		35		70%	
23/05/02	14:05	3	6	6	32.5	ND	34.2	8.2		35		70%	
23/05/02	15:07	3	5	6	33.2	ND	36.0	8.2		35		70%	
23/05/02	15:08	3	6	6	32.8	ND	36.0	8.2		35		70%	
23/05/02	16:17	3	5	6	32.8	ND	33.0	8.2		35		70%	
23/05/02	16:19	3	6	6	32.2	ND	33.0	8.2		35		70%	
23/05/02	18:00	3	5	6	32.0	ND	32.0	8.2		35		80%	
23/05/02	18:01	3	6	6	32.0	ND	32.0	8.2		35		80%	
23/05/02	19:00	3	5	6	29.5	ND	32.0	8.2		35		80%	
23/05/02	19:01	3	6	6	32.9	ND	32.0	8.2		35		80%	
24/05/02	08:30	3	5	6	29.5	ND	28.8	8.2		35		60%	< 1.0 mg/L
24/05/02	08:32	3	6	6	29.8	ND	28.8	8.2		35		60%	< 1.0 mg/L
24/05/02	09:16	3	5	6	30.0	ND	29.0	8.2		35		60%	< 1.0 mg/L
24/05/02	09:19	3	6	6	29.8	ND	29.0	8.2		35		60%	
24/05/02	10:22	3	5	7.5	30.0	ND	32.2	8.2		35		80%	
24/05/02	10:20	3	6	7	30.0	ND	32.2	8.3		35		80%	
24/05/02	11:19	3	5	7.5	30.5	ND	32.2	8.2		35		80%	
24/05/02	11:18	3	6	7	30.0	ND	32.2	8.3		35		80%	
24/05/02	12:10	3	5	11	31.1	ND	33.1	8.1		35		90%	
24/05/02	12:13	3	6	10	30.5	ND	33.1	8.1		35		90%	
24/05/02	13:13	3	5	11	31.0	ND	31.1	8.1		35		90%	
24/05/02	13:12	3	6	11	31.0	ND	31.1	8.1		35		90%	
24/05/02	14:22	3	5	11	31.5	ND	36.0	8.2		35		95%	
24/05/02	14:20	3	6	11	32.0	ND	36.0	8.2		35		95%	
24/05/02	15:25	3	5	12	32.0	ND	35.1	8.3		35		100%	
24/05/02	15:21	3	6	12	31.5	ND	35.1	8.2		35		95%	
24/05/02	16:05	3	4	1	34.0	ND	33.0	8.1		35		0%	
24/05/02	16:08	3	5	10	32.1	ND	33.0	8.1		35		90%	
24/05/02	16:12	3	6	10	32.0	ND	32.0	8.1		35		85%	
24/05/02	16:14	3	7	1.5	32.8	ND	33.0	8.2		35		5%	
24/05/02	17:01	3	4	4	33.0	ND	30.0	8.1		35		15%	
24/05/02	17:08	3	5	6	31.2	ND	30.0	8.1		35		30%	
24/05/02	17:10	3	6	5	31.1	ND	30.0	8.1		35		30%	
24/05/02	17:12	3	7	5	31.1	ND	30.0	8.1		35		30%	
24/05/02	18:01	3	4	5	33.0	ND	32.0	8.2		35		20%	
24/05/02	18:04	3	5	10	30.9	ND	32.0	8.2		35		80%	

Síntesis Diagnóstica

Características que prevalecieron en un Laboratorio de Producción de Postlarvas en el Estado de Nayarit durante el período de Mayo a Julio del 2002

PARAMETROS FISICOQUIMICOS

FECHA	HORA	LARV	TQ	NIV	TEMP °C			pH		SALINIDAD		t	NO2
		No.	No.	N	TQ	E. A.	AMB	TQ	E. A.	TQ	E. A.		
24/05/02	18:06	3	6	10	30,8	ND	32.0	8.2		35		80%	
24/05/02	18:08	3	7	6	32.0	ND	32.0	8.2		35		50%	
24/05/02	19:00	3	4	7.5	32.0	ND	32.5	8.3		35		70%	
24/05/02	19:04	3	5	12	30,5	ND	32.5	8.2	8.0	35		90%	
24/05/02	19:07	3	6	12	30,5	ND	32.5	8.2		35		90%	
24/05/02	19:10	3	7	10	31.0	ND	32.5	8.3	8.1	35		85-90%	
24/05/02	20:10	3	4	12	31.0	ND	32.5	8.2		35			
24/05/02	20:12	3	5	12	30,5	ND	32.5	8.2		35			
24/05/02	20:14	3	6	12	30,5	ND	32.5	8.1		35			
24/05/02	20:16	3	7	12	31.0	ND	32.5	8.1		35			
25/05/02	09:24	3	4	10	29.8	ND	31.9	8.2		35		1 00%	
25/05/02	09:26	3	5	11	29.2	ND	31.9	8.2		34		98%	
25/05/02	09:28	3	6	11	29.2	ND	31.9	8.1		34		95%	
25/05/02	09:30	3	7	11	29.9	ND	31.9	8.1		34		95%	
25/05/02	10:14	3	4	11	30.0	ND	33.0	8.1		34		1 00%	
25/05/02	10:22	3	5	11.5	30.0	ND	33.0	8.1		34		1 00%	
25/05/02	10:23	3	6	12	29.2	ND	33.0	8.1		33		1 00%	
25/05/02	10:25	3	7	12	30.0	ND	33.0	8.2	8.0	33		1 00%	
25/05/02	11:18	3	4	11	31.0	ND	33.0	8.3		34		1 00%	
25/05/02	11:20	3	5	12	30.5	ND	33.0	8.3		34		1 00%	
25/05/02	11:22	3	6	12	30.5	ND	33.0	8.2		34		1 00%	
25/05/02	11:24	3	7	12	30.8	ND	33.0	8.2		34		1 00%	
25/05/02	12:02	3	7	12	31.0	ND	32.0	8.2		34		1 00%	
25/05/02	12:04	3	6	12	31.0	ND	32.0	8.2		34		1 00%	
25/05/02	12:05	3	5	12	30.8	ND	32.0	8.3		34		1 00%	
25/05/02	12:08	3	4	11	31.0	ND	32.0	8.3		34		1 00%	
25/05/02	13:08	3	4	11	31.7	ND	35.0	8.3		34		1 00%	
25/05/02	13:10	3	5	12	31.2	ND	35.0	8.3		34		1 00%	
25/05/02	13:14	3	6	12	31.2	ND	35.0	8.2		34		1 00%	
25/05/02	13:15	3	7	12	31.1	ND	35.0	8.3		34		1 00%	
25/05/02	14:01	3	4	11	31.9	ND	31.0	8.3		34		1 00%	
25/05/02	14:03	3	5	12	31.5	ND	31.0	8.2		34		1 00%	
25/05/02	14:05	3	6	12	31.2	ND	31.0	8.2		34		1 00%	
25/05/02	14:07	3	7	12	31.8	ND	31.0	8.2		34		1 00%	
25/05/02	15:03	3	4	11	32.5	ND	32.0	8.3		34		1 00%	
25/05/02	15:05	3	5	12	32.0	ND	32.0	8.3		34		1 00%	
25/05/02	15:06	3	6	12	31.9	ND	32.0	8.2		34		1 00%	
25/05/02	15:08	3	7	12	32.0	ND	32.0	8.3		34		1 00%	
25/05/02	16:01	3	4	11	31.5	ND	32.8	8.3		34		1 00%	
25/05/02	16:02	3	5	12	31.5	ND	32.0	8.3		34		1 00%	
25/05/02	16:03	3	6	12	31.5	ND	32.0	8.3		34		1 00%	
25/05/02	16:04	3	7	12	31.5	ND	32.0	8.3		34		1 00%	
26/05/02	10:08	3	4	7	30.2	ND	31.0	8.2		34		90%	
26/05/02	10:11	3	5	12	30.2	ND	31.0	8.2		34		1 00%	

Síntesis Diagnóstica

Características que prevalecieron en un Laboratorio de Producción de Postlarvas en el Estado de Nayarit durante el período de Mayo a Julio del 2002

PARAMETROS FISICOQUIMICOS

FECHA	HORA	LARV	TQ	NIV	TEMP °C			pH		SALINIDAD		t	NO2
		No.	No.	N	TQ	E. A.	AMB	TQ	E. A.	TQ	E. A.		
26/05/02	10:12	3	6	12	30.2	ND	31.0	8.2		34		1 00%	
26/05/02	10:13	3	7	12	30.2	ND	31.0	8.2		34		1 00%	
26/05/02	11:01	3	4	6	31.0	ND	30.0	8.2		35		80%	
26/05/02	11:02	3	5	10	31.0	ND	30.0	8.2		35		95%	
26/05/02	11:05	3	6	9	31.0	ND	30.0	8.2		35		65-70%	
26/05/02	11:06	3	7	12	30.5	ND	30.0	8.2		34		1 00%	
26/05/02	12:06	3	4	6	31.5	ND	31.0	8.2		35		90%	0.3 mg/L
26/05/02	12:09	3	5	6.5	31.5	ND	31.0	8.2		35		65-70%	0.5 mg/L
26/05/02	12:10	3	6	6	31.3	30.2	31.0	8.2	8.1	35		60-65%	0.3 mg/L
26/05/02	12:13	3	7	7	31.1	ND	31.0	8.2		35		80%	0.3 mg/L
26/05/02	13:17	3	4	7.5-8	32.1	30.2	30.8	8.0	7.9	35		90%	
26/05/02	13:21	3	5	7	32.5	30.5	30.8	8.0	7.9	35		85%	
26/05/02	13:24	3	6	7.5-8	32.2	30.5	30.8	8.2	7.9	35		80-85%	
26/05/02	13:26	3	7	8	32.0	30.5	30.8	8.2	8.1	35		80%	
26/05/02	14:04	3	4	10	32.2	ND	32.0	8.1		35		95%	
26/05/02	14:06	3	5	10	32.0	ND	32.0	8.1		35		85%	
26/05/02	14:08	3	6	9	32.0	ND	32.0	8.1		35		80%	
26/05/02	14:10	3	7	9	32.0	ND	32.0	8.1		35		80%	
27/05/02	10:36	3	4	6	31.0	30	34.0	8.0	8.1	33		50%	
27/05/02	10:45	3	5	6	30.0	ND	34.0	7.9		33		50%	
27/05/02	10:48	3	6	7	30.3	30	34.0	8.0	8.1	33		50%	
27/05/02	10:50	3	7	5	30.5	ND	34.0	7.9		31		30%	
27/05/02	12:47	3	4	10	31.0	ND	32.0	7.9		29		50%	
27/05/02	12:55	3	5	10	31.0	ND	32.0	7.9		28.8		50%	
27/05/02	12:56	3	6	11	31.5	ND	32.0	8.1		29.2		60%	
27/05/02	12:57	3	7	10	31.0	ND	32.0	8.0		29		80%	
27/05/02	15:28	3	4	11	32.8	ND	33.5	7.8		29		90%	
27/05/02	15:32	3	5	11	32.0	ND	33.5	7.8		29		85%	
27/05/02	15:36	3	6	11.5	32.0	ND	33.5	7.9		29		90%	
27/05/02	15:40	3	7	11	32.0	ND	33.5	7.8		29		95%	
28/05/02	09:31	3	4	7	30.0	ND	30.5	7.6		29		60%	0.3mg/L
28/05/02	09:33	3	5	10	30.0	ND	30.5	7.6		29		80%	< 1.0 mg/L
28/05/02	09:35	3	6	11	30.0	ND	30.5	7.7		29		85%	< 1.0 mg/L
28/05/02	09:37	3	7	10	30.0	ND	30.5	7.6		29		90%	0.3 mg/L
28/05/02	10:26	3	4	5	30.5	30.5	31.0	7.6	7.7	29		10%	
28/05/02	10:30	3	5	6	30.5	ND	31.0	7.6		29		10-15%	
28/05/02	10:33	3	6	11	30.0	ND	31.0	7.7		29		90%	
28/05/02	10:34	3	7	11	30.0	ND	31.0	7.6		29		100%	
28/05/02	11:50	3	4	9	31.2	30.9	31.5	7.8	7.9	30		70%	
28/05/02	11:53	3	5	8	31.0	31	31.5	7.9	7.9	30		65%	
28/05/02	11:56	3	6	4.5	31.0	31	31.5	8.0	7.9	31		60%	
28/05/02	11:58	3	7	9	30.5	ND	31.5	7.9		30		100%	
28/05/02	12:37	3	4	10	31.5	ND	34.0	8.0		31		85%	
28/05/02	12:45	3	5	11.5	31.0	ND	34.0	7.9		30		80%	

Síntesis Diagnóstica

Características que prevalecieron en un Laboratorio de Producción de Postlarvas en el Estado de Nayarit durante el período de Mayo a Julio del 2002

PARAMETROS FISICOQUIMICOS

FECHA	HORA	LARV	TQ	NIV	TEMP °C			pH		SALINIDAD		t	NO2
		No.	No.	N	TQ	E. A.	AMB	TQ	E. A.	TQ	E. A.		
28/05/02	12:46	3	6	9	31.0	ND	34.0	8.1		33		90%	
28/05/02	12:48	3	7	8.5	31.0	30	34.0	8.0	7.9	33			
28/05/02	13:43	3	4	10	32.0	ND	33.0	8.0		33		98%	
28/05/02	13:45	3	5	12	32.0	ND	33.0	8.0		33		98%	
28/05/02	13:47	3	6	10	31.9	ND	33.0	8.2		33		98%	
28/05/02	13:48	3	7	8	31.8	ND	33.0	7.9		31		100%	
28/05/02	14:55	3	4	10	32.5	ND	32.5	7.9		31		98%	
28/05/02	14:58	3	5	12	32.0	ND	32.5	7.9		31		95%	
28/05/02	14:59	3	6	10	32.0	ND	32.5	8.1		33		98%	
28/05/02	14:59	3	7	11	31.0	ND	32.5	7.9		31		100%	
28/05/02	16:41	3	4	10	32.0	ND	33.5	7.8		31		100%	
28/05/02	16:45	3	5	12	32.5	ND	33.5	7.9		31		100%	
28/05/02	16:46	3	6	10	32.0	ND	33.5	8.1		33		100%	
28/05/02	16:46	3	7	11	31.5	ND	33.5	7.9		31		100%	
29/05/02	09:27	3	4	6	30.0	ND	29.0	7.9		31		60%	
29/05/02	09:29	3	5	12	30.0	ND	29.0	7.8		31		95%	
29/05/02	09:30	3	6	10	30.0	ND	29.0	7.8		31		98%	
29/05/02	09:31	3	7	11	30.0	ND	29.0	7.7		31		98%	
29/05/02	10:17	3	4	4	30.0	30	28.5	7.9	7.9	31		30%	
29/05/02	10:21	3	5	8	30.0	ND	28.5	7.8		31		30%	
29/05/02	10:24	3	6	10	30.0	ND	28.5	7.9		31		98%	
29/05/02	10:27	3	7	10	30.0	ND	28.5	7.8		31		100%	
29/05/02	12:11	3	4	8	31.2	ND	31.2	7.8		31		60%	
29/05/02	12:13	3	5	7	31.0	30	31.2	7.8	7.8	31		30%	
29/05/02	12:15	3	6	4	31.0	30	31.2	7.9	7.8	31		50%	
29/05/02	12:16	3	7	6	30.9	ND	31.2	7.7		31		50%	
29/05/02	13:30	3	4	9	32.2	ND	32.5	7.8		31		60%	
29/05/02	13:31	3	5	10	32.0	ND	32.5	7.8		31		40%	
29/05/02	13:32	3	6	9	32.0	30	32.5	7.9	7.9	31		70%	
29/05/02	13:33	3	7	3.5	32.0	30.2	32.5	7.7	7.8	31		50%	
29/05/02	14:21	3	4	9	32.5	ND	31.0	7.8		31		60%	
29/05/02	14:22	3	5	9	32.5	ND	31.0	7.8		31		50%	
29/05/02	14:23	3	6	8	32.0	ND	31.0	7.9		31		70%	
29/05/02	14:24	3	7	5	32.0	ND	31.0	7.7		31		60%	
29/05/02	15:23	3	4	9	33.0	ND	31.0	7.8		31		60%	
29/05/02	15:25	3	5	10	33.0	ND	31.0	7.8		31		60%	
29/05/02	15:27	3	6	10.5	32.0	ND	31.0	8.1		33		95%	
29/05/02	15:30	3	7	6	32.0	30.1	31.0	7.9	7.9	31		90%	
29/05/02	16:26	3	4	10	33.0	30.5	33.0	7.9	7.9	31		100%	
29/05/02	16:28	3	5	10	33.0	31	33.0	7.9	7.9	31		95%	
29/05/02	16:30	3	6		32.5	31	33.0	8.0	7.9	32			
29/05/02	16:32	3	7		32.0	30.2	33.0	7.9	7.9	32			
30/05/02	13:37	3	4	9	32.0	ND	33.0	7.9		32		60%	
30/05/02	13:39	3	5	10	31.5	ND	33.0	7.8		31		60%	

Síntesis Diagnóstica

Características que prevalecieron en un Laboratorio de Producción de Postlarvas en el Estado de Nayarit durante el período de Mayo a Julio del 2002

PARAMETROS FISICOQUIMICOS

FECHA	HORA	LARV	TQ	NIV	TEMP °C			pH		SALINIDAD		t	NO2
		No.	No.	N	TQ	E. A.	AMB	TQ	E. A.	TQ	E. A.		
30/05/02	13:40	3	6	5	31.0	ND	33.0	8.0		33		98%	
30/05/02	13:42	3	7	5	31.0	ND	33.0	7.6		31		80%	
30/05/02	14:29	3	4	9.5	32.2	ND	33.0	7.8		31		60%	
30/05/02	14:31	3	5	11	32.0	ND	33.0	7.8		31		60%	
30/05/02	14:33	3	6	6	32.0	ND	33.0	8.1		33		98%	
30/05/02	14:35	3	7	4	32.0	ND	33.0	7.7		29		80%	
30/05/02	15:37	3	4	10	32.5	30	32.0	7.9	8.0	30		90%	
30/05/02	14:40	3	5	11	32.2	30.5	32.0	7.9	8.0	30		90%	
30/05/02	15:45	3	6	9	32.2	30.2	32.0	8.1	8.0	30		100%	
30/05/02	15:46	3	7	9	32.0	30.2	32.0	7.8	8.0	30		90%	
30/05/02	16:45	3	4	10	32.5	30.5	31.0	7.9	7.9	30		90%	
30/05/02	16:46	3	5	11	32.0	ND	31.0	7.8		30		80%	
30/05/02	16:47	3	6	10	32.0	31	31.0	8.0	7.9	30		100%	
30/05/02	16:49	3	7	9	32.0	31	31.0	7.8	7.9	30		98%	
31/05/02	08:29	3	4	11	29.8	ND	28.0	7.8		30		85-90%	
31/05/02	08:30	3	5	11	29.5	ND	28.0	7.8		30		95%	
31/05/02	08:31	3	6	11	29.5	ND	28.0	7.8		30		98%	
31/05/02	08:32	3	7	11	29.0	ND	28.0	7.8		30		85-90%	
31/05/02	09:12	3	4		29.5	ND	29.0	7.8		30		40%	
31/05/02	09:13	3	5		29.5	ND	29.0	7.8		30		60%	
31/05/02	09:14	3	6		29.5	ND	29.0	7.8		30		80%	
31/05/02	09:15	3	7		29.0	ND	29.0	7.8		30		70%	
31/05/02	10:16	3	4	7	30.0	30	30.1	7.8	7.9	30		60%	
31/05/02	10:18	3	5	5	30.0	ND	30.1	7.8		30		20%	
31/05/02	10:19	3	6	11	30.0	ND	30.1	7.4		29		100%	
31/05/02	10:21	3	7	11	30.0	ND	30.1	7.8		30		80%	
31/05/02	11:16	3	4	10	30.5	30	31.0	8.0	8.0	30		85%	
31/05/02	11:17	3	5	9	30.5	30	31.0	7.9	8.0	30		85%	
31/05/02	11:18	3	6	4	30.0	30	31.0	8.0	8.0	30		85%	
31/05/02	11:19	3	7	10	29.9	ND	31.0	7.9		30		80%	
31/05/02	12:14	3	4	11	31.0	ND	31.5	7.9		30		70%	
31/05/02	12:17	3	5	11	31.0	ND	31.5	8.0		30		60%	
31/05/02	12:18	3	6	9	31.0	30.5	31.5	8.0	7.9	30		85-90%	
31/05/02	12:19	3	7	5	30.5	30	31.5	7.9	8.0	30		70%	
31/05/02	13:18	3	4	11	31.5	ND	31.0	7.9		30		60%	
31/05/02	13:19	3	5	11	31.0	ND	31.0	8.0		30		80%	
31/05/02	13:20	3	6	11	31.0	ND	31.0	8.1		30		95%	
31/05/02	13:21	3	7	10	31.0	30	31.0	7.9	7.9	30		85-90%	
31/05/02	14:32	3	4	11	32.5	ND	30.0	7.9		30		60%	
31/05/02	14:33	3	5	11	32.0	ND	30.0	8.0		30		80%	
31/05/02	14:35	3	6	11	32.0	ND	30.0	8.1		30		95-100%	
31/05/02	14:36	3	7	11	31.0	ND	30.0	8.0		30		90%	
31/05/02	15:24	3	4	11	32.5	ND	31.0	8.0		30		60%	
31/05/02	15:25	3	5	11	32.2	ND	31.0	8.0		30		70%	

Síntesis Diagnóstica

Características que prevalecieron en un Laboratorio de Producción de Postlarvas en el Estado de Nayarit durante el período de Mayo a Julio del 2002

PARAMETROS FISICOQUIMICOS

FECHA	HORA	LARV	TQ	NIV	TEMP °C			pH		SALINIDAD		t	NO2
		No.	No.	N	TQ	E. A.	AMB	TQ	E. A.	TQ	E. A.		
31/05/02	15:26	3	6	11	32.0	ND	31.0	8.2		30		85-100%	
31/05/02	15:27	3	7	11	32.0	ND	31.0	8.0		30		90%	
31/05/02	16:26	3	4	11	32.8	ND	31.0	8.0		30		70-80%	
31/05/02	16:27	3	5	11	32.5	ND	31.0	8.0		30		85-90%	
31/05/02	16:28	3	6	11	32.5	ND	31.0	8.2		30		100%	
31/05/02	16:29	3	7	11	32.0	ND	31.0	8.0		30		95%	
31/05/02	17:10	3	4	11	33.0	ND	30.5	7.9		30			
31/05/02	17:12	3	5	11	32.5	ND	30.5	8.0		30			
31/05/02	17:14	3	6	11	32.0	ND	30.5	8.3		30			
31/05/02	17:16	3	7	11	32.0	ND	30.5	8.0		30			
31/05/02	18:12	3	4	11	32.0	ND	30.0	8.9		30			
31/05/02	18:14	3	5	11	32.0	ND	30.0	8.0		30			
31/05/02	18:16	3	6	11	32.5	ND	30.0	8.2		30			
31/05/02	18:18	3	7	11	32.0	ND	30.0	8.0		30			
31/05/02	19:20	3	4	11	32.5	ND	29.5	8.0		30		95-100%	
31/05/02	19:21	3	5	11	32.0	ND	29.5	8.0		30		90%	
31/05/02	19:23	3	6	11	32.0	ND	29.5	8.2		30		100%	
31/05/02	19:24	3	7	11	31.9	ND	29.5	8.0		30		95%	
31/05/02	20:12	3	4	11	32.0	ND	28.0	8.0		30		95-100%	
31/05/02	20:14	3	5	11	32.0	ND	28.0	8.0		30		90%	
31/05/02	20:15	3	6	11	32.0	ND	28.0	8.2		30		100%	
31/05/02	20:17	3	7	11	31.2	ND	28.0	8.0		30		95%	
31/05/02	21:39	3	4	11	31.5	ND	26.0	8.0		30			
31/05/02	21:40	3	5	11	31.9	ND	26.0	8.0		30			
31/05/02	21:42	3	6	11	31.0	ND	26.0	7.9		30			
31/05/02	21:42	3	7	11	31.5	ND	26.0	8.1		30			
31/05/02	22:26	3	4	11	32.0	ND	26.0	7.9		30			
31/05/02	22:28	3	5	11	31.5	ND	26.0	8.0		30			
31/05/02	22:30	3	6	11	31.5	ND	26.0	8.1		30			
31/05/02	22:32	3	7	11	31.2	ND	26.0	7.4		29			
31/05/02	23:20	3	4	11	31.2	ND	26.0	7.9		29			
31/05/02	23:21	3	5	11	31.5	ND	26.0	8.0		30			
31/05/02	23:22	3	6	11	31.5	ND	26.0	8.2		30			
31/05/02	23:23	3	7	11	31.0	ND	26.0	7.9		30			
01/06/02	00:15	3	4	11	30.0	ND	24.5	7.9		30			
01/06/02	00:16	3	5	11	30.0	ND	24.5	7.9		30			
01/06/02	00:17	3	6	11	31.0	ND	24.5	8.1		31			
01/06/02	00:18	3	7	11	30.0	ND	24.5	7.9		30			
01/06/02	01:33	3	4	11	31.5	ND	26.0	7.9		30			
01/06/02	01:34	3	5	11	31.0	ND	26.0	7.9		30			
01/06/02	01:35	3	6	11	31.0	ND	26.0	8.1		31			
01/06/02	01:36	3	7	11	31.0	ND	26.0	7.9		30			
01/06/02	02:29	3	4	11	31.0	ND	25.0	7.9		30			
01/06/02	02:31	3	5	11	31.0	ND	25.0	7.9		30			

Síntesis Diagnóstica

Características que prevalecieron en un Laboratorio de Producción de Postlarvas en el Estado de Nayarit durante el período de Mayo a Julio del 2002

PARAMETROS FISICOQUIMICOS

FECHA	HORA	LARV	TQ	NIV	TEMP °C			pH		SALINIDAD		t	NO2
		No.	No.	N	TQ	E. A.	AMB	TQ	E. A.	TQ	E. A.		
01/06/02	02:33	3	6	11	31.0	ND	25.0	8.1		31			
01/06/02	02:35	3	7	11	31.0	ND	25.0	7.9		30			
01/06/02	03:20	3	4	11	31.0	ND	24.0	8.0		30			
01/06/02	03:21	3	5	11	31.0	ND	24.0	8.0		30			
01/06/02	03:22	3	6	11	31.0	ND	24.0	8.1		31			
01/06/02	03:23	3	7	11	31.0	ND	24.0	7.9		30			
01/06/02	04:28	3	4	11	31.0	ND	25.0	7.9		30			
01/06/02	04:29	3	5	11	30.7	ND	25.0	7.9		30			
01/06/02	04:31	3	6	11	30.5	ND	25.0	8.0		30			
01/06/02	04:32	3	7	11	30.1	ND	25.0	7.9		30			
01/06/02	05:10	3	4	11	31.0	ND	25.0	7.8		30			
01/06/02	05:10	3	5	11	31.0	ND	25.0	7.8		30			
01/06/02	05:10	3	6	11	31.0	ND	25.0	7.9		30			
01/06/02	05:10	3	7	11	30.0	ND	25.0	7.8		30			
01/06/02	06:16	3	4	11	30.5	ND	25.0	7.8		30		95-100%	
01/06/02	06:17	3	5	11	30.5	ND	25.0	7.8		30		90%	
01/06/02	06:18	3	6	11	30.1	ND	25.0	7.9		30		100%	
01/06/02	06:19	3	7	11	30.0	ND	25.0	7.8		30		90%	
01/06/02	07:16	3	4	11	30.0	ND	25.0	7.8		30			
01/06/02	07:17	3	5	11	30.0	ND	25.0	7.8		30			
01/06/02	07:18	3	6	11	30.0	ND	25.0	7.9		30			
01/06/02	07:19	3	7	11	29.9	ND	25.0	7.8		29			
01/06/02	08:07	3	4	11	30.0	ND	26.0	7.8		30			
01/06/02	08:08	3	5	11	30.0	ND	26.0	7.8		30			
01/06/02	08:09	3	6	11	30.0	ND	26.0	7.9		30			
01/06/02	08:10	3	7	11	30.0	ND	26.0	7.8		30			
01/06/02	10:15	3	4	11	31.0	ND	27.0	7.9		30			
01/06/02	10:16	3	5	11	31.0	ND	27.0	7.9		30			
01/06/02	10:17	3	6	11	31.0	ND	27.0	7.9		30			
01/06/02	10:18	3	7	11	30.0	ND	27.0	7.8		30			
01/06/02	12:18	3	4	11	32.0	ND	27.0	7.9		30			
01/06/02	12:19	3	5	11	32.0	ND	27.0	8.0		33			
01/06/02	12:20	3	6	11	32.0	ND	27.0	8.0		33			
01/06/02	12:21	3	7	11	31.0	ND	27.0	7.8		30			
01/06/02	14:10	3	4	11	30.0	ND	28.0	7.8		30			
01/06/02	14:11	3	5	11	30.0	ND	28.0	7.8		30			
01/06/02	14:13	3	6	11	30.0	ND	28.0	7.9		30			
01/06/02	14:14	3	7	11	30.0	ND	28.0	7.8		30			
02/06/02	08:05	3	4	11	30.0	ND	28.0	7.8		30			
02/06/02	08:06	3	5	11	30.0	ND	28.0	7.8		30			
02/06/02	08:07	3	6	11	30.0	ND	28.0	7.8		30			
02/06/02	08:08	3	7	11	30.0	ND	28.0	7.8		30			
02/06/02	10:00	3	4	10	31.0	ND	29.0	7.9		30			
02/06/02	10:01	3	5	11	31.0	ND	29.0	7.9		30			

Síntesis Diagnóstica

Características que prevalecieron en un Laboratorio de Producción de Postlarvas en el Estado de Nayarit durante el período de Mayo a Julio del 2002.

PARAMETROS FISICOQUIMICOS

FECHA	HORA	LARV	TQ	NIV	TEMP °C			pH		SALINIDAD		t	NO2
		No.	No.	N	TQ	E. A.	AMB	TQ	E. A.	TQ	E. A.		
02/06/02	10:02	3	6	11	31.0	ND	29.0	7.9		30			
02/06/02	10:03	3	7	11	30.0	ND	29.0	7.9		30			
02/06/02	12:05	3	4	11	32.0	ND	32.0	8.0		31			
02/06/02	12:06	3	5	10	32.0	ND	32.0	8.0		31			
02/06/02	12:07	3	6	6	32.0	ND	32.0	7.9		30			
02/06/02	12:08	3	7	10	31.0	ND	32.0	8.0		31			
02/06/02	14:00	3	4	11	33.0	ND	32.0	8.0		31			
02/06/02	14:01	3	5	11	33.0	ND	32.0	8.0		31			
02/06/02	14:02	3	6	11	32.0	ND	32.0	8.0		31			
02/06/02	14:03	3	7	10	31.5	ND	32.0	8.0		31			
03/06/02	08:00	3	4	11	31.0	ND	29.0	7.9		30			
03/06/02	08:02	3	5	11	31.0	ND	29.0	7.9		30			
03/06/02	08:03	3	6	11	31.0	ND	29.0	7.7		30			
03/06/02	08:04	3	7	11	30.0	ND	29.0	7.8		30			
03/06/02	10:04	3	4	11	31.0	ND	29.0	7.8		30			
03/06/02	10:05	3	5	11	31.0	ND	29.0	7.8		30			
03/06/02	10:06	3	6	11	31.0	ND	29.0	7.8		30			
03/06/02	10:07	3	7	11	30.0	ND	29.0	7.9		30			
03/06/02	12:08	3	3	9	33.0	ND	35.0	7.9		30			
03/06/02	12:09	3	6	5	33.0	ND	35.0	8.0		31			
03/06/02	12:10	3	7	11	33.0	ND	35.0	8.0		31			
03/06/02	14:00	3	3	9	33.0	ND	32.0	7.9		31			
03/06/02	14:01	3	7	8	32.0	ND	32.0	8.1		31			
04/06/02	08:15	3	3	10	31.0	ND	29.0	7.6		29			
04/06/02	08:16	3	7	10	30.0	ND	29.0	7.9		29			
04/06/02	10:10	3	3	10	32.0	ND	30.0	7.6		29			
04/06/02	10:11	3	7	4	31.0	ND	30.0	8.0		30			
04/06/02	12:15	3	3	9	33.0	ND	33.0	7.7		29			
04/06/02	14:00	3	3	11	33.0	ND	31.0	7.7		29			
05/06/02	08:15	3	3	11	32.0	ND	30.0	7.6		29			
05/06/02	10:00	3	3	11	32.0	ND	34.0	7.6		29			
05/06/02	12:00	3	3	11	33.0	ND	34.0	7.6		29			
05/06/02	14:00	3	3	11	34.0	ND	36.0	7.4		28			
06/06/02	08:10	3	3	11	32.0	ND	29.0	7.5		28			
06/06/02	10:17	3	3	11	33.0	ND	32.0	7.6		28			
06/06/02	2:00 p.m.	3	3	11	33.0	ND	33.0	7.6		28			
06/06/02	14:00	3	3	11	34.0	ND	33.0	7.7		28			
08/06/02	08:15	3	3	11	31.0	ND	30.0	7.7		28			
08/06/02	10:16	3	3	11	31.0	ND	32.0	7.6		28			
08/06/02	12:20	3	3	5	32.0	ND	33.0	7.8		28			
08/06/02	14:00	3	3	8	33.0	ND	34.0	7.6		28			
09/06/02	08:00	3	3	11		ND		7.3		29			
09/06/02	10:16	3	3	4		ND		7.3		29			
09/06/02	12:10	1	2b	40		ND		7.7		29			

Síntesis Diagnóstica

Características que prevalecieron en un Laboratorio de Producción de Postlarvas
en el Estado de Nayarit durante el período de Mayo a Julio del 2002

PARAMETROS FISICOQUIMICOS

FECHA	HORA	LARV	TQ	NIV	TEMP °C			pH		SALINIDAD		t	NO2
		No.	No.	N	TQ	E. A.	AMB	TQ	E. A.	TQ	E. A.		
09/06/02	14:16	1	2b	40		ND		7.7		29			
10/06/02	08:05	1	2b	40		ND		7.5		29			
10/06/02	10:17	1	2b	40	31.0	ND	31.0	7.4		29			
10/06/02	12:10	1	2b	40		ND		7.4		29			
10/06/02	14:15	1	2b	35		ND		7.5		26			
11/06/02	08:00	1	2b	40	31.0	ND	30.0	7.4		23			
11/06/02	12:05	1	2b	40	30.0	ND	30.0	7.4		23			
11/06/02	14:18	1	2b	40	30.0	ND	28.0	7.4		23			
11/06/02	16:12	1	2b	40	30.0	ND	30.0	7.4		23			
11/06/02	18:23	1	2b	40	29.8	ND	28.0	7.4		23			
11/06/02	20:05	1	2b	40	30.5	ND	29.0	7.4		23			
12/06/02	08:00	1	2b	40	30.0	ND	29.0	7.4		25			
12/06/02	10:00	1	2b	32	30.0	ND	29.0	7.4		31			
12/06/02	12:00	1	2b	21	30.0	ND	30,5	7.3		31			
12/06/02	14:26	1	2b	37	29,5	ND	30,5	7.5		31			
12/06/02	16:01	1	2b	37	31.0	ND	30.0	7.5		31			
12/06/02	18:28	1	2b	37	29,5	ND	29,8	7.4		31			
13/06/02	10:24	1	2b	37	29.0	ND	28,5	7.2		30		30	
13/06/02	12:14	1	2b	28	29,1	ND	28,9	7.2		30		24	
13/06/02	14:03	1	2b	25,5	29,2	28.5	29.0	7.4	7.6	30	30	35	
13/06/02	16:07	1	2b	37	29.0	ND	29,2	7.4		30		34	
13/06/02	18:05	1	2b	37	29.0	ND	28,5	7.3		30		29	
13/06/02	20:05	1	2b	37	29.0	ND	28,7	7.3		30		28	
14/06/02	08:21	1	2b	35	28,8	ND	28,5	7.2		30		15,5	
14/06/02	10:01	1	2b	22	29,1	ND	28,5	7.2		30		28	
14/06/02	12:31	1	2b	33	28.0	ND	32.0	7.7		30		30,5	
14/06/02	14:09	1	2b	40	29.0	ND	32.0	7.7		30		26	
15/06/02	08:30	1	2b	40	29.0	ND		7.1		30			
15/06/02	10:25	1	2b	25	29.0	ND		7.1		30			
15/06/02	12:20	1	2b	20	29.5	ND		7.2		30			
15/06/02	14:00	1	2b	23	29.5	ND		7.3		30			
17/06/02	08:15	1	2b	40	29.0	ND	31.0	7.2		30			
17/06/02	10:25	1	2b	23	29.0	ND	32.0			30			
17/06/02	12:00	1	2b	26	29.0	ND	33.0	7.4		30			
17/06/02	14:30	1	2b	40	29.0	ND	35.0	7.4		30			
18/06/02	08:30	1	2b	35	28.0	ND	29.0	7.2		20			
18/06/02	10:00	1	2b	25	28,2	ND	32.0	7.2		20			
18/06/02	12:05	1	2b	35,5	28.0	ND	30.8	7.3		17,5			
18/06/02	14:51	1	2b	40	28.0	ND	30.0	7.2		24			
18/06/02	16:39	1	2b	40	28.0	29	31.5	7.2	7.6	25	30		
19/06/02	08:00	1	2b	40	28.0	ND	27.0	7.0		30		20	
19/06/02	10:15	1	2b	40	28.0	ND	30.5	7.2		31		20	< 1.0 mg/L
19/06/02	12:01	1	2b	30	28,5	ND	32.5	7.1		30		20	
19/06/02	14:00	1	2b	40	28.0	ND	34.0	7.4		30			

Síntesis Diagnóstica

Características que prevalecieron en un Laboratorio de Producción de Postlarvas en el Estado de Nayarit durante el período de Mayo a Julio del 2002

PARAMETROS FISICOQUIMICOS

FECHA	HORA	LARV	TQ	NIV	TEMP °C			pH		SALINIDAD		t	NO2
		No.	No.	N	TQ	E. A.	AMB	TQ	E. A.	TQ	E. A.		
19/06/02	16:00	1	2b	40	28,2	ND	33.5	7.5		30		23	
20/06/02	10:00	1	2b		29.0	ND	30.5	7.3		30			
21/06/02	10:00	1	2b		29.0	ND	30.0	7.2		30			
22/06/02	10:16	1	2b	15	28,9	ND	30.0	7.0		31		30	
22/06/02	12:04	1	2b	35	29.0	ND	30.0	6.8		34		21	
22/06/02	16:20	1	2b	35	29.0	ND	31.0	7.7		31		29	
23/06/02	10:08	1	2b	35	29.0	ND	31.0	7.4		31		20	
23/06/02	12:18	1	2b	35	29.0	ND	31.0	7.6		31		29	
23/06/02	14:37	1	2b	24	29,5	ND	31.0	7.6		31		24	
23/06/02	14:29	1	2b	25	29,8	31	34.5	7.6	8.2	31	31	26.5	
24/06/02	10:05	1	2b	40	29,5	ND	31.0	7.6		31		36	
24/06/02	12:00	1	2b	33	29,5	ND	30,5	7.6		31		27	
24/06/02	14:00	1	2b	23	30.0	ND	31,8	7.6		31		48	
25/06/02	10:07	1	2b	40	29,8	ND	30,8	7.6		31		39	
25/06/02	12:01	1	2b	24	29,9	ND	30.0	7.6		32		27	
25/06/02	14:02	1	2b	35	30.0	ND	31.0	7.8		32		41	
25/06/02	16:00	1	2b	35	30.0	ND	32,3	7.8		31		65,5	
26/06/02	10:05	1	2b	23	30.0	ND	30,5	7.6		31		32	
26/06/02	12:05	1	2b	19	30.0	30	30,5	7.8	7.8	31	34	47	
26/06/02	14:04	1	2b	40	30.0	ND	32,2	7.8		33		52,2	
26/06/02	16:05	1	2b	40	30.0	ND	30,5	7.8		33		55,5	
27/06/02	10:05	1	2b	15	30,2	ND	30,5	7.8		33		44	
27/06/02	12:47	1	2b	20	30,5	ND	31.0	7.8		33		53	
28/06/02	10:08	1	2b	20	29,7	ND	30,5	7.7		34		34	
28/06/02	12:47	1	2b	20	30.0	ND	32,2	7.8		34		41	
29/06/02													
02/07/02													
13/06/02	20:05	1	2b	37	29.0	ND	28,7	7.3		30		28	
14/06/02	08:21	1	2b	35	28,8	ND	28,5	7.2		30		15,5	
14/06/02	10:01	1	2b	22	29,1	ND	28,5	7.2		30		28	
14/06/02	12:31	1	2b	33	28.0	ND	32.0	7.7		30		30,5	
14/06/02	14:09	1	2b	40	29.0	ND	32.0	7.7		30		26	
15/06/02	08:30	1	2b	40	29.0	ND		7.1		30			
15/06/02	10:25	1	2b	25	29.0	ND		7.1		30			
15/06/02	12:20	1	2b	20	29.5	ND		7.2		30			
15/06/02	14:00	1	2b	23	29.5	ND		7.3		30			
17/06/02	08:15	1	2b	40	29.0	ND	31.0	7.2		30			
17/06/02	10:25	1	2b	23	29.0	ND	32.0			30			
17/06/02	12:00	1	2b	26	29.0	ND	33.0	7.4		30			
17/06/02	14:30	1	2b	40	29.0	ND	35.0	7.4		30			
18/06/02	08:30	1	2b	35	28.0	ND	29.0	7.2		20			
18/06/02	10:00	1	2b	25	28,2	ND	32.0	7.2		20			
18/06/02	12:05	1	2b	35,5	28.0	ND	30.8	7.3		17,5			
18/06/02	14:51	1	2b	40	28.0	ND	30.0	7.2		24			

LITERATURA CITADA

- Alcaraz, G., Espinoza, V., Vanegas, C. y Carrara, X.C. 1999. Acute Effect of Ammonia and Nitrite on Respiration of *Penaeus setiferus* Postlarvae under Different Oxygen Levels. *Journal of the World Aquaculture Society*, 30: 98-106.
- Alfonso, E., E. Beltrame, E. Andreatta, y J. Quaresma air.1997. Manejo del agua en Larvicultura Intensiva del Camarón Blanco *Penaeus schmitti*. *Revista de Investigaciones marinas* 18 (1).
- Alvarez, J.D., B. Austin, Álvarez A. M., Quintero B., Reyes H. 2002. Estudio bacteriológico en camarones peneidos silvestres y bajo cultivo en Venezuela. Universidad de Venezuela.
- Anónimo.1999. Shrimp Aquaculture: Chracterisation of Immune Effectors for Further Applications to Disease Prophylaxis and Selection of Disease Resistant Shrimp. *Shrimp culture bulletin* vol 12 N° 4. December.
- Anónimo. 2001. Cultivo de Camarón en Agua Dulce: La Nueva Frontera. *Panorama Acuícola*. Vol. 6 N° 3. 32-33.
- Arredondo, F., J. L. y G. De la Lanza-Espino., 1990, Análisis de Cultivo de Camarón en México al Término de 1989. La Acuicultura en México de los Conceptos a la Producción. *Instituto de Biología. U.N.A.M. México. 77-104*.
- Athiè, L. M., 1987. Calidad y Cantidad de Agua en México. Cap 2. Editorial Universo Veintiuno. México.
- Auró, A., 2000. Manual de Producción de Camarón. Patología de los Camarones Peneidos. Facultad de Veterinaria. U.N.A.M. México.
- Bachère, E., E. Mialhe & J. Rodríguez, 1995. Identification of Defence Effectors in the Haemolymph of Crustaceans with Particular reference to the Shrimp *Penaeus japonicus* (Bate): Prospects and Applications. *Fish and Shellfish Immunology*, 5:597-612.
- Bailey-Brock, J.H. y Moss, S.M. 1992. Chapter 2. Penaeid Taxonomy, Biology and Zoogeography. In: Fast, A.W. y Lester, L.J. (Eds.). *Marine shrimp culture: Principles and practices*. Elsevier Science Publishers, B.V., Amsterdam. p. 9-27.
- Bell, T.A. and D. V. Lightner., 1988. A Handbook of Normal Penaeid Shrimp Histology. World Aquaculture Society. USA. 114 pp.
- Bell, T.A.1991. Overview of Diseases and Drugs needs for Major Aquaculture Species: Shrimp. *Veterinary and Human Toxicol.* 33: 19-23.
- Boas, J.E.V. (1880). Studies over Decapoderns Slaegtskabsforhold. *Vidensk. Selsk. Kristianaia*, 5 (6): 25-210.
- Bonami, J.R. 1997. The Crustacean Viral Diseases: Recent Developments. *Bull. Eur. Ass. Fish. Pathology*.17 (6):1-3.
- Bortollini, J.L., 1994. Diagnostico de algunos patógenos que afectan al Camarón Cultivado en las Granjas de Sinaloa, México. Tesis de Licenciatura Biología. Facultad de Ciencias. U.N.A.M. México. 54 pp.
- Boyd, C.E. 1990. Water Quality in Ponds for Aquaculture. Alabama Agricultural Experiment Station, Auburn University, Alabama. 481 pp.
- Boyd, C. E., Ph.D. Professor. 1996. Water Quality in Ponds for Aquaculture. Hatyai, Songkhla, Thailand: Shrimp Mart (Thai) Co. Ltd.
- Boyd, C. and J. Clay. 1998. "Shrimp Aquaculture and the Environment" *Scientific American Magazine*. June. 59.
- Boyd, C., Hargreaves and J.W Clay., 2002. "Codes of Practice and Conduct for Marine Shrimp Aquaculture" Report prepared under the World Bank, NACA, WWF and FAO consortium program on Shrimp Farming and the Environmental Work; Consortium Pub. 31 pp.
- Brito Bermúdez Abelardo, 2002. Sustitución de los Nauplios de Artemia Por dos Dietas Microencapsuladas Para la Alimentación de Camarón Blanco del Pacífico *L. vannamei* (BONNE:1931). Tesis Profesional. Facultad de Ciencias, U.N.A.M. México.
- Brock, J.A. y LeaMaster, B. 1992. A Look at the Principal Bacterial, Fungal and Parasitic Diseases of Farmed Shrimp. In: Wyban, J. (Ed.). *Proceedings of the special session on shrimp farming*. World Aquaculture Society, Baton, Rouge. p. 212-226.
- Cano Renteria Ricardo. 2003. Evaluación del Crecimiento de Camarones Peneidos en Condiciones de Cultivo Semiintensivo. Análisis Bioenergético de los Costos de Alimentación y su Optimización. Tesis Profesional. Facultad de Ciencias U.N.A.M. México 43pp
- CIBNOR. 2002. Proyecto PAC 15 Indicadores Bioquímico-Fisiológicos del desempeño reproductivo y de la calidad larvaria del Camarón Blanco (*L. vannamei*). *Proyectos de Investigación del Año 2002*. CIBNOR. México.

- Chamberlain, G. 1988. A Rethinking Shrimp Pond Management, Aquaculture Coastal. Texas Agricultural Extension Service Volume V, N° 2, Sea Grant College.
- Chauvin, W.D. (1983). Ecuador shrimp moves to second largest export. The Fish Boat, 28 (8):41, 66-70.
- Christensen, H. B. 1996. Estadística Paso a Paso. Editorial Trillas. México. 682 pp.
- Conroy, D. A. y Conroy ., 1990. Manual de Patología de los Camarones Peneidos. 2° Edición, Maracay Venezuela, 197 pp.
- Contreras, F. 1988. Las Lagunas Costeras Mexicanas. Centro de Ecodesarrollo. Secretaria de Pesca. México. 263 pp.
- Couch, J. A., 1974. Free and Occluded Virus, Similar to Baculovirus, in Hepatopancreas of Pink Shrimp. Nature. 247:229-231.
- Courtland, S., 2000. Finalmente, La Tecnología de la Recirculación está al Alcance de los Camaronicultores. Aquaneering. Panorama Acuicola. Vol. 5 N° 6. 56-57.
- De la Cerda Zamora José Gerardo, 1999. Caracterización Físico Química del Agua en el Parque Acuicola el Siari, Sonora y Alternativas Para su Tratamiento. ; Tesis Profesional. Facultad de Ciencias Biológicas. UANL. Monterrey, Nuevo León. 57 pp.
- De Walt, B., J. R. Ramírez Zavala., L. Noriega y R. E. Gonzáles., 2002. Shrimp Aquaculture, the people and the Environment in Coastal México. Report prepared under the Word Bank, NACA, WWF, and FAO Consortium Program on Shrimp Farming and the Environment. 73 pp.
- Díaz-Granda, E., A. De la Cruz, G. Arencibia y J. C. Martínez., 1995. Efecto de la Densidad de Siembra en la Precria del camarón *Penaeus schmitti*. Revista de Investigaciones Marinas 16 (1-3).
- DMAAD. 2000. Infectious Hypodermal and Haematopoietic Necrosis. Diagnostic Manual for Aquatic Animal Diseases. Chapter 4.2.3. <http://www.oie.int/>
- Fernández Salazar Beatriz., 2001. Descripción Histopatológica del Síndrome de Taura (TSV), Enfermedad Viral que Afecta al Camarón Cultivado en Sinaloa, México. Tesis Profesional. U.N.A.M. México. 64 pp.
- Flores, T. A. y E. Gamenda Nuñez. En: Sandler Paul A. 1991. World Aquaculture in Northamerica and the Caribbean. Advances in World Aquaculture vol 4. World Aquaculture Society. Lousiana, EUA 235 pp.
- Frías- Espericueta, M.G, M Harfush-Melendez y F Páez Osuna., 2000. Effect of ammonia on Mortality and feeding of Postlarvae shrimp *Litopenaeus vannamei*. Environmental Contamination and Toxicology 65. 98-103pp.
- Focken, U., A. Groth, R. M. Colosso and K. Becker, 1998. Contribution of Natural Food and Supplemental Feed to the gut content of *Penaeus monodon Fabricius* in a Smi-intensive Pond System in the Phillipines. Aquaculture, 164: 105.116.
- Gayosso Vargas, Rosalba Nely., 1993. Estudio de Algunas Variables Hidrológicas y de la Meiofauna en un Estanque de Cultivo Experimental del Camarón *Penaeus vannamei* en San Blas NAYARIT. Tesis Profesional. Facultad de Ciencias. U.N.A.M. México 56 pp.
- Gartson, G. (1986). Personal correspondence. Aquaculture Digest, 11.8.38. p. 20.
- Gómez, G. B., A. Roque y A. Guerra Flores., 2001. Enfermedades Infecciosas más Comunes en la Camaronicultura en México y el Impacto de Uso de Antimicrobianos. Cáp. 14 Camaronicultura y Medio Ambiente. Instituto de Ciencias del Mar y Limnología. U.N.A.M. México. 452 pp.
- González, M. I. y F. M. Gómez., 1996. Evaluación de la Abundancia y Algunos Índices Fisiocologicos de las Postlarvas y Juveniles de Camarones Peneidos y su Aplicación en el Desarrollo de un Cultivo Semiintensivo en las Áreas Aledañas al Sistema Lagunar Chacahua-Pastoría, Tututepec, Oaxaca. Biología de Campo, Departamento de Biología. Facultad de Ciencias. U.N.A.M. México. 30 pp.
- Gustaf, L. C., 1995. Global Attempts to Adress Shrimp Disease. Land, Water and Natural Habitats Division Environment Department, The World Bank. October.
- Hasson, K.W., D.V. Lightner, B.T. Poulos, B.L. White, J.A. Brock, J.R. Bonami 1995. Taura Syndrome in *Penaeus vannamei*: Demonstration of Viral Etiology. Dis. Aquatic Organisms. 23: 115-126.
- Hasson, K., J. Hasson, H. Aubert, R. Redman, D. V. Lightner., 1997. A new RNA-friendly Fixative for Preservation of Penaeid Shrimp Samples for Virological Detection Using cDNA Genomic Probes. Journal of Virological Methods 66. 227-236

- Hendrickx, M., 1995. Los Camarones Penaeoidea Bentónicos Crustacea. Decapoda: Dendrobrnquiata del Pacífico Mexicano. Comisión Nacional Para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Instituto de Ciencias del Mar y Limnología. U.N.A.M. México.
- Hendrickx, M., 2001. Taxonomía, Biología y zoogeografía de los Peneidos de importancia comercial del Pacífico Mexicano. Cáp. 2 Camaronicultura y Medio Ambiente. Instituto de Ciencias del Mar y Limnología. U.N.A.M. México. 452 pp.
- Hohendoom, H. 1983. Growth and Production of the African Catfish, *Sirias Lazera* (C. & V.)III. Bioenergetic Relations of Body Weight and Feeding level. Aquaculture, 35: 1-17.
- Hui-Peng, L., P. Thuet, J. P. Trilles, R. Mounet Guillaume y Charmantier., 1993. Effects of Ammonia on Sourvival and Osmoregulation of Various Development Stages of the Shrimp *Penaeus japonicus*. Marine Biology 117. 591-598 pp.
- Ibarra Gamez José Cuauhtemoc., 1999. Epizootiología de las Enfermedades Detectadas en el Cultivo de Camarón Azul *Litopenaeus stylirostris*, en el Parque Acuicola el Siari, Sonora México. Tesis Maestría. Facultad de Ciencias Biológicas. UANL. Monterrey, Nuevo León 64 pp.
- I-Chui, L., S. Huei-Meci and L. Jaw-Hwa. Larval Foods For Penaeid Prawns. En: McVey J. P. (a)y R. Moore., 1986. CRC HANDBOOK OF MARICULTURE. 1st Edition. Vol 1.CRC Press. USA 275 pp.
- INEGI. 200. 1Anuario Estadístico de Nayarit Edición 2001. México. 368 pp.
- Instituto Nacional de Pesca de Ecuador. Presencia de *Vibrio parahaemolyticus* y *Vibrio vulnificus* en el Cultivo y Pesca de Camarón en el Ecuador. 2002. Ecuador.
- Johnson, S.K. 1989. Handbook of Shrimp Diseases. Texas A & M University, 25 pp.
- Kautsky, N., P. Ronnback, M. Tedengren and M. Troell. 2000. Ecosystem perspectives on Management of Disease in Shrimp Pond Farming. Aquaculture 191: 145-161.
- Kitani, M. H., 1984. Guía Ilustrada Del Cultivo de Camarón. SEP/ SEIT. Serie de Textos Didácticas en Ciencia y Tecnología del Mar. México. 35 pp.
- Kitani, H. 1986. Larval Development of the Blue Shrimp *Penaeus vannamei* Boone Reared in the Laboratory and the Statistical Observation of its Naupliar Stages. Bulletin of the Japanese Society of Scientific Fisheries, 52 (7): 1131-1139.
- Kleinholz Conrad. Water Quality Management fo Fish Farmers. Langston University. Langston, Oklahoma 73050.
- Lawrence, A.L. 1985. Marine Shrimp Culture in the Western Hemisphere. In: Rothlisberg, P.C., Hill, B.J. y Staples, D.J. (Eds.). Second Australian National Prawn Seminar, NPS2, Cleveland, Australia. p. 327-336.
- Lightner, D.V., B. R. Sasler and R.S. Wheler, 1974. Gas Bubble disease in the Brown Shrimp (*Penaeus aztecus*). Aquaculture. 4: 81-84.
- Lightner, D.V., R. M. Redman, T.A. Bell and J.A. Brock., 1983. Detection of IHNV virus in *Penaeus stylirostris* and *P. vannamei* imported into Hawaii. Journal World Mariculture Society, 14:212-225.
- Lightner, D.V., 1985. A Review of the Diseases of Cultured Penaeid Shrimp and Prawns with Emphasis on Recent Discoveres and Developments. Proc. First Int. Cont. Culture of Penaeid Prawns/ Shrimp Filipinas. 56-68 p.
- Lightner, D.V., 1988. Disease Diagnosis and Control in North American Marine Aquaculture. Elsevier. Amsterdam. 169 pp.
- Lightner, D. V., R. M. Redman and J.P. Bonami. 1992 a. Morfological Evidence for a Single Bacterial Etiology in Texas Necrotizing Hepatopancreatitis in *Penaeus vannamei* (Crustacea: Decapoda): Diseases of Aquatic Organisms. Vol 13: 235-239.
- Lightner, D. V., R. R. Williams, T. A. Bell, R. M. Redman and L. A. Pérez. 1992b. A collection of case histories documenting the introduction spread of the Virus Disease IHNV in Penaeid Shrimp Culture Facilities in Northwestern México. ICES Mar Scr. Symp. 19497-105.
- Lightner, D.V., 1993. Diseases of Cultured Penaeid Shrimp. In: McVey, J.P. (Ed.). CRC Handbook of Mariculture. Volume I: Crustacean Aquaculture. CRC Press, Boca Raton, Florida. p. 393-486.
- Lightner, D.V. y R.M Redman, K.W. Hasson and C.R. Pantoja.1995. Taura Syndrome in *Penaeus vannamei* (Crustacea: Decapoda): gross signs, histopathology and Ultraestructure. Diseases of Aquatic Organisms. Vol 21: 53-59.
- Lightner, D. V., Ph.D. 1996. A Handbook of Shrimp Pathology and Diagnostic Procedures for Diseases of Culture Penaeid Shrimp. World Aquaculture Society.
- Lightner, D.V. y R.M Redman., 1998. Shrimp Diseases and Current Diagnostic Methods. Aquaculture. 164: 201-220.

- López, M. 1998. El género *Vibrio* y su importancia en Acuicultura. Boletín del Programa Nacional de Sanidad Acuícola y la Red de Diagnostico. CNSA, UANL. Vol. 1, Núm 3.
- López, M. 1999. Inmunología en camarones Peneidos. Boletín del Programa Nacional de Sanidad Acuícola y la Red de Diagnostico. CNSA, UANL. Vol. 2, Núm 7.
- López-Torres, M. A., L.A Pérez Alvídez y Murgia López A. 2000. Niveles de Bacterias Crecidas en el Medio Selectivo TCBS en Diferentes Estadios de Desarrollo Larvario de Camarones Peneidos. Dictus Puerto Peñasco.
- Lotz, J.M. 1997. Special Topic Review: Viruses, Biosecurity and Specific Pathogen-Free Stocks in Shrimp Aquaculture. World Journal of Microbiología & Biotecnología 13: 405-413.
- Macías-Regalado, E. 1975. Informe Final de la Contraparte Mexicana del Convenio UNAM-Consejo Británico sobre Ecología y Pesquería de Camarón *Penaeus* en un Sistema Lagunar Costero en el Occidente de México. Estación "Mazatlán" del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología. U.N.A.M. 60 p.
- Macías, R. E., 2001. El Dominio del Ciclo Biológico de los Camarones Penaeidos y la Camaronicultura, Cáp. 3 pp. 47-48 Camaronicultura y Medio Ambiente. Instituto de ciencias del mar y Limnología. U.N.A.M. México.
- Mair, McD. J. 1980. Salinity and Water Type Preferences of Four Species of Postlarval Shrimp (*Penaeus*) From West Mexico. Journal of Experimental Marine Biology and Ecology, 45: 69-82.
- Manzano Sarabia Mercedes Marlene., 2001. Principales enfermedades que afectan a los camarons pendidos de la Región El Oro, Ecuador. Tesis Profesional. Facultad de Ciencias. U.N.A.M. México. 85pp.
- Martínez Córdova, L. R., 1998. Ecología de los Sistemas Acuícolas. AGT Editor. México. 227 pp.
- Martínez Córdova, L. R., 1999. Cultivo de Camarones Peneidos Principios y Prácticas. AGT Editor. México. 283 pp.
- Martínez Córdova, L. R., 2002. Camaronicultura Avances y Tendencias. AGT Editor. México. 167 pp.
- Martínez González José Evenor. 1996. Condiciones para el Crecimiento del Camarón Blanco *Penaeus setiferus* Modelos para su Cultivo. Tesis de Doctorado. Facultad de Ciencias. U.N.A.M. México.
- Matsui, N. 1996. Practice of Shrimp Culture. A.A. Balkema/Róterdam/Brookfield. 156pp.
- Matsunaga, N., M. Yoshida y J. Atienzo., 1987. Introducción al Conocimiento del Medio Acuático. Manual de practicas Número Cuatro Producción de Larvas de Abulón y Camarón. SEP. Subsecretaría de Educación e Investigación Tecnológica. JICA. México.
- McVey J. P. (a) y R. Moore., 1986. CRC HANDBOOK OF MARICULTURE. 1st Edition. Vol 1. CRC Press. USA 275 pp.
- McVey, J. P.(b), 1993. CRC HANDBOOK OF MARICULTURE. 2ND Edition. Vol 1. CRC Press. USA.
- Millamena, O. M., 1990. Organic Pollution Resulting From Excess feed and Metabolite Build up: effect on *Penaeus monodon* Postlarvae. Aquaculture Engineering., 9, 143.
- Millamena, C., C. Casalamir and P. Subosa. 1991. Performance of Recirculating systems for Prawn Hatchery and Boodstock Madurations Tanks. Aquacultural Engineering, Barking, (10): 161-171.
- Molina, C. y P. Orellana. 2001. Efecto de la Salinidad y la Relación Proteína/Energía en el Rendimiento de *Litopenaeus vannamei*. Panorama Acuícola Vol 6 N° 5. 52-55pp
- Morales. 1992. en Zhedermant, M. T., 991 Caracterización de una cepa bacteriana de *Vibrio harveyi* considerada agente causal del Síndrome de Bolitas en larvas de *Penaeus vannamei* y Estudio in Vitro con una cepa de *Vibrio alginolyticus* utilizada como probiótico. Tesis de Grado para la obtención del Título de Acuicultor, Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias del Mar. Escuela Superior y Politécnica del Litoral, Guayaquil, Ecuador. 80 pp.
- Muir, P. R., D.C. Sutton and L. Owens. 1991. Nitrate Toxity to *Penaeus monodon* protozoa. Marine Biology, 108: 67-71.
- Muñoz Neder, M. d. L. 1989. Determinación de los Principales Tipos de Bacterias que Afectan el Cultivo de Larvas de *Penaeus vannamei* en sus Diferentes Estadios Larvarios. México. Resumen de proyecto de investigación.
- Ogle, J.T., Beaugez, K. y Lotz, J.M. 1992. Effects of Salinity on Survival and Growth of Postlarval *Penaeus vannamei*. Gulf Research Report, 8 (4): 415-421.
- Olin, P.G. y Fast, A.W. 1987. Acclimation to pH and Salinity of Postlarval *Penaeus marginatus* and *Penaeus vannamei* in Tropical Aquaculture Ponds. Abstract. Journal of the World Aquaculture Society, 18 (1): 17 A.

- Olin, P.G. y Fast, A.W. 1989. Acclimation of Postlarval *Penaeus vannamei* and *Penaeus monodon* to Abrupt Change in Salinity and Temperature. Abstract. Journal of the World Aquaculture Society, 20 (1): 60.
- Páez, Osuna F., 2001. La Interacción Camaronicultura Medio Ambiente, Camaronicultura y Medio Ambiente, Cáp. 1 Instituto de Ciencias del Mar y Limnología. U.N.A.M. México.
- Páez, Osuna F. y A. Ruiz Fernández., 2001. La calidad del agua en la Camaronicultura: Conceptos, manejo y normatividad. Cáp. 6 Camaronicultura y Medio Ambiente. Instituto de Ciencias del Mar y Limnología. U.N.A.M. México.
- Pérez, Farfante & Kensley B. 1997. Penaeoid and Sergestoid Shrimps and Prawns of the World. Keys and Diagnoses for Families and Genera. Editions Du Museum Paris. 233pp
- Prager E. & S., Earle., 2001. Los Océanos. Cáp. 2 Editorial Mc Graw Hill. México. 382 pp.
- Prieto, A. y M. C. Rodríguez., 1993. Diagnostico y Control de Enfermedades Bacterianas en Camarón de Cultivo. Documento Desarrollado por el Proyecto GCP/RLA/102/ITA " Apoyo a las Actividades Regionales de Acuicultura en América Latina y el Caribe" AQUILA II. FAO. Octubre.
- Pretto, R.M. 1982. Breve Descripción de la Tecnología de la Cría de Camarones Peneidos en Panamá. IV Simp. Lat. Acuc. Atlalpa. Panamá 25-29 enero 1981.
- Rodríguez, de la Cruz, M.C. 1981. Descripción de los Estadios Larvales de *Penaeus stylirostris* Stimpson y sus Diferencias con *Penaeus californiensis* Holmes. Anales de la Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, México, 25: 9-38.
- Rodríguez, Gutiérrez M., M. Linne Azueta, G. Rodríguez Cazares, Y. Monroy García, J. A. Mata Sotres., 2001. Manual de Enfermedades de Camarones Peneidos en México. Boletín del Programa Nacional de Sanidad y la Red de Diagnostico. Año 4, Volumen 2, Numero 14, Junio 2001. México.
- Rosas, C., L. Ocampo, G. Gaxiola, A. Sánchez & L. Soto. 1999. Effect o Salinity on Survival, Growth and Oxygen Consumption of Postlarvae (PL10-PL21) of *Litopenaeus setiferus*. Journal of Crustacean Biology. 19(2). 244-251.
- Ruangpan, L. y Kitao, T. 1992. Minimal Inhibitory Concentration of 19 Chemotherapeutants Against *Vibrio* Bacteria of Shrimp, *Penaeus monodon*. In: Proceedings of the First Symposium on Diseases in Asian Aquaculture. 26-29 November 1990, Bali, Indonesia. Fish Health Section. Asian Fisheries Society, Manila, Philippines. p. 135-142.
- SEMARNAT; Subsecretaría de Pesca, Dirección General de Acuicultura. 2000. PROGRAMA DE CONTINGENCIA PARA LA PREVENCIÓN DE ENFERMEDADES VIRALES DE CAMARONES PENAIDOS EN MEXICO. Dirección de Control y Sanidad Acuicola. México D.F.
- SEPESCA. 1990. Acuicultura, la nueva oportunidad. Secretaría de Pesca. México. 47pp.
- Stumer, L.N. y Lawrence, A.L. 1987. Intensive Pond Management Strategies for Nursery Production of *Penaeus vannamei* Juveniles. Abstract. Journal of the World Aquaculture Society, 20 (1): 60A-61A.
- Tebbutt, T. 1994. Fundamentos de Control de la Calidad del Agua. Editorial Limusa. México. 239 pp.
- Treece Granvil. 2002. Shrimp Maturation and Spawning. UJNR Technical Report N° 28. Texas, USA.
- Tsai, C.K.1990. Water Quality Management. In: D.M Akiyama (Ed), Proc. Southeast Asia Shrimp Farm Management Workshop, Phillipines, Indonesia, Thailand. 26 July-11 August 1989. American Soyban Association. Singapore: 56.63.
- Wheaton, F. W., 1993. Acuicultura, Diseño y construcción de sistemas. AGT Editor. México D;F. 704 pp.
- Vandenberg, J., L. Verdinck, R. Robles-Arozarena, G. Rivera, A. Bolland, M. Balladares, B. Gómez Gil, J. Calderon, P. Sorgeloon y J. Swings., 1999. Vibrios Associated with *Litopenaeus vannamei* Larvae, Postlarvae, Broodstock and Hatchery Probiotics. Applied and Enviroment Microbiology. Junio. Vol 65. N° 6. 2592-2597.
- Villalón, J. R. 1991. Practical Manual for Semi-intensive Commercial Production of Marine Shrimp. NOAA/ESDC, USA. 89 p.
- Zarain, Herzberg M. y J. Gastélum Escalante., 1995. Reporte de Avances: Estudio del Desarrollo del Síndrome de Taura en Granjas Acuicolas de Sinaloa, México. Centro de Ciencias de Sinaloa, Dirección de Investigación y Desarrollo. Diciembre. Sinaloa, México.
- Ziemann, D., W. Walsh, E. Saphore & K. Fulton-Bennett. 1992. A survey of Water Quality Characteristics of Effluent from Hawaiian Aquaculture Facilities. Journal of the World Aquaculture Society. Vol 23. N° 3. Septiembre.