



“Por un Desarrollo Agrario
Integral y Sostenible”

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
(UNA)
FACULTAD DE CIENCIA ANIMAL
(FACA)
DEPARTAMENTO DE VETERINARIA**

MONOGRAFIA

**VALORACION DE LA SITUACION SANITARIA DEL CAMARÓN *Litopenaeus
vannamei* EN PUERTO MORAZÁN, CHINANDEGA**

POR:

**HUÁSCAR FRANCISCO MORA LÓPEZ
PABLO ROLANDO LÓPEZ MÉNDEZ**

**TUTOR: DRA. MIREYA LAMPING L. MSC.
ASESORA: LIC. YADIRA MENDOZA**

MANAGUA, NICARAGUA- ABRIL, 2007



“Por un Desarrollo Agrario
Integral y Sostenible”

**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
(UNA)
FACULTAD DE CIENCIA ANIMAL
(FACA)
DEPARTAMENTO DE VETERINARIA**

MONOGRAFIA

**VALORACION DE LA SITUACION SANITARIA DEL CAMARÓN *Litopenaeus
vannamei* EN PUERTO MORAZÁN, CHINANDEGA**

POR:

**HUÁSCAR FRANCISCO MORA LÓPEZ
PABLO ROLANDO LÓPEZ MÉNDEZ**

**TUTOR: DRA. MIREYA LAMPING L. MSC.
ASESORA: LIC. YADIRA MENDOZA**

MANAGUA, NICARAGUA- ABRIL, 2007



**UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA
(UNA)
FACULTAD DE CIENCIA ANIMAL
(FACA)
DEPARTAMENTO DE VETERINARIA**

“Por un Desarrollo Agrario
Integral y Sostenible”

MONOGRAFIA

**VALORACION DE LA SITUACION SANITARIA DEL CAMARÓN *Litopenaeus
vannamei* EN PUERTO MORAZÁN, CHINANDEGA**

Monografía sometida a la consideración del Consejo de Investigación y Desarrollo (CID), de la Facultad de Ciencia Animal (FACA) de la Universidad Nacional Agraria (UNA), para optar al Título profesional de:

MEDICO VETERINARIO

EN EL GRADO DE LICENCIATURA

Por:

Br. Huáscar Francisco Mora López
Br. Pablo Rolando López Méndez

MANAGUA, NICARAGUA- ABRIL, 2007

Esta monografía fue aceptada en su presente forma por el Consejo de Investigación y Desarrollo (CID) de la Facultad de Ciencia Animal (FACA) de la Universidad Nacional Agraria (UNA) y aprobada por el Honorable Tribunal Examinador nombrado para tal efecto, como requisito parcial para optar al Título profesional de:

MEDICO VETERINARIO

EN EL GRADO DE LICENCIATURA

MIEMBROS DEL TRIBUNAL EXAMINADOR:

Dr. José Vivas Garay
Presidente del comité

Ing. Mercedes González
Secretario del comité

Ing. Marcia Doña Nicaragua
Vocal del comité

TUTOR:

Dra. Mireya Lamping

ASESOR:

Lic. Yadira Mendoza

SUSTENTANTES:

Br. Huáscar Mora López

Br. Pablo López Méndez

Dedicatoria

Este trabajo esta dedicado en primer lugar a mis padres Miriam y Francisco por apoyarme en todo y confiar en mi, sin ellos no lo hubiera podido lograr, los amo con todo mi corazón.

A mi tío Oscar quien es como si fuera mi padre, gracias por tus consejos.

A Yahosca, mi hermana querida.

A Marjorie; la otra mitad de mi vida, quien ha estado incondicionalmente a mi lado.

A mi tía Chepi y mi tío Lalo por darle tanto apoyo a mi familia.

A todos los profesores que pasaron por la carrera, que de una u otra forma me enseñaron no solo las letras sino también en la vida.

A todas aquellas personas que influyeron de cualquier manera en toda mi carrera y en mi vida.

Huáscar

Dedicatoria

Este trabajo se lo dedico especialmente a mis padres Esperanza y Pedro, que siempre tuvieron la plena confianza en mí.

A mi abuela, hermanos, sobrinos y a toda mi familia que estuvieron siempre apoyándome para lograr mi meta.

A Eveling por darme el regalo mas maravilloso del mundo.

A mis amigos, José Inés, Jorge, Ruber, Aroldo y a todos mis compañeros de clase que me brindaron su amistad.

A todos los profesores por enseñarme los conocimientos esenciales para que pudiera coronar mi carrera y hacer mi sueño realidad.

Pablo

Agradecimientos

A Dios Padre por darnos sus bendiciones y por ayudarnos a terminar nuestro trabajo.

A todos los amigos de Morazán, que de una u otra forma contribuyeron a la realización de nuestro trabajo en especial a la señora Juana que nos brindó techo y alimentación.

A los biólogos Lic. Byron Mendoza, Lic. Efraín Góngora, Lic. Leonel Peñalba.

Al director del Centro de Investigaciones de Ecosistemas Acuáticos (CIDEA), Ing. Juan Ramón Bravo.

Al Doctor Enrique Sánchez por toda la ayuda que nos brindó.

A la Jefe del Departamento de Veterinaria Dra. Mireya Lamping, por ser como nuestra segunda madre ya que su apoyo ha sido incondicional.

A la Lic. Yadira Mendoza por habernos suministrado información y por tener siempre la amabilidad de atendernos.

Huáscar Mora y Pablo López

López Méndez, PR; Mora López, HF. 2007. Valoración de la situación sanitaria del camarón *Litopenaeus vannamei* en Puerto Morazán, Chinandega. Monografía Médico Veterinario en el grado de licenciatura. Managua, NI. Universidad Nacional Agraria. 84p.

PALABRAS CLAVES: cultivo, cromatóforos, desove, estadios, estanques, esteros, epibiontes, exoesqueleto, fitoplancton, hemolinfa, hepatopáncreas, *Litopenaeus*, mancha blanca, mysis, nauplio, peneidos, petásma, períopodos, pleópodos, protozoa, postlarva, Reacción en Cadena de la Polimerasa, Taura, trasmallo, urópodos, *vannamei*.

RESUMEN

En vista de la situación de enfermedades en la explotación camaronera, se propuso la realización de esta monografía, cuyo título es: Valoración de la situación sanitaria del camarón *Litopenaeus vannamei* en Puerto Morazán, Chinandega, para lo cual se procedió a establecer objetivos como la determinación de las enfermedades que afectaban mayormente a las explotaciones camaroneras de *Litopenaeus vannamei* tanto silvestres como cultivados. Para ello se concentraron 6 meses en trabajo de campo desarrollando las actividades de siembra y cosecha en las granjas camaroneras de Puerto Morazán así como también la información de las diferentes industrias camaroneras de Nicaragua. Con este trabajo monográfico se logró concretar que las patologías más frecuentes en la explotación camaronera para *L. vannamei* silvestre y cultivado son: mancha blanca, virus del síndrome de Taura, virus de la necrosis hipodérmica y hematopoyética infecciosa, Vibriosis, Hepatopancreatitis necrotizante, bacterias del género *Leucothrix*, parásitos como las gregarinas. Identificando únicamente que la diferencia entre los dos tipos: silvestres y cultivados consiste únicamente en que los silvestres presentan mayor resistencia a las condiciones ambientales.

INDICE

	Página
Dedicatoria	i
Agradecimientos	ii
Resumen	iii
I Introducción	1
II Objetivos	4
III Revisión bibliográfica	5
3.1. Generalidades del cultivo de camarón	5
3.2. Situación mundial de la industria camaronera	6
3.3. Situación en Nicaragua	7
3.4. Actividades técnicas de manejo	8
3.5. Ciclo biológico	13
3.6. Descripción de estadios larvales	15
3.7. Comparación de manejo de larvas de laboratorio y larvas Silvestres	19
3.8. Comparación en uso de postlarva producida en laboratorio y postlarva de origen silvestre	20
3.9. Fase de selección de camarón cultivado	21
IV Materiales y métodos	40
4.1. Ubicación del trabajo	40
4.2. Descripción del lugar de trabajo	41
4.3. Metodología del trabajo	41
4.4. Valoración de la salud de la industria camaronera en las granjas de Puerto Morazán	43

V	Descripción de patologías en la explotación camaronera	50
5.1.	Enfermedades virales	50
5.2.	Enfermedades de origen bacteriano	59
5.3.	Enfermedades causadas por epibiontes y protozoos	63
VI	Conclusiones	66
VII	Recomendaciones	67
VIII	Referencias bibliográficas	68
IX	Anexos	71

I. INTRODUCCIÓN

La camaronicultura en Nicaragua es una actividad que se generó en la década de los 60's y 70's en el país. En 1988 la FAO realizó el primer inventario sobre el potencial del terreno en la costa del pacífico de Nicaragua. Se identificó un área total de 39,250 hectáreas para el cultivo de camarones en la región del pacífico y 28,150 hectáreas próximo a Puerto Morazán en el Estero Real, estas áreas son improductivas a cualquier tipo de cultivo agrícola debido a las características pantanosas del terreno, pero se adaptan excelentemente para la explotación en la acuicultura, ya que su contenido de material arcilloso hacen de estos los ideales para la construcción de estanques por la impermeabilidad de los suelos, su topografía plana, abundancia de luz solar, régimen de temperatura, velocidad de viento y al enorme caudal de agua del Estero Real con salinidades que oscilan entre 15-35ppt(partes por mil), convierte a esta área en apropiada para el cultivo de camarón (Bermúdez y Jovel, 1995-).

Esta actividad, según el gobierno de Nicaragua, era muy prometedora y a finales de la década de los 90's se hacían estimaciones de ingresos cercanos a los 50 millones de dólares. Sin embargo, y a pesar de la existencia de un potencial tan importante para el país, no se cuenta en la actualidad con el suficiente financiamiento y aun más no se cuenta con el suficiente personal capacitado para llevar a cabo esta actividad.

Con el huracán Mitch se perdieron cientos de hectáreas de cultivo y muchos productores quedaron en la ruina, debido a que con el huracán se produjo el arribo de la tan temida "mancha blanca" (WSSV-por sus siglas en ingles) y la proliferación de muchas enfermedades virales. Pero aun así, muchos siguieron y los que están ahora quieren que esta industria vuelva a renacer.

La gerente del sector del camarón de la Comisión Presidencial de Competitividad (CPC) de Nicaragua, Arlene De Franco, dijo que producirá ingresos de 28 millones de dólares, frente a los 26 millones del año 2004. Según las cifras preliminares del Centro de Trámite de las Exportaciones de Nicaragua (Cetrex), entre enero y agosto del 2005 las exportaciones del camarón de cultivo sumaban 20,5 millones de dólares, frente a los 14 millones de dólares del mismo período del 2004. (ACAN-EFE, 2005).

Las tecnologías utilizadas en otros países deben pasar por una etapa de validación cuando se apliquen en el país. Es por ello que se hacen esfuerzos para conocer el comportamiento de parámetros ambientales (físicos-químicos) y biológicos para entender el comportamiento de los estanques y su contenido, y de esa manera realizar el manejo correspondiente.

En Guatemala, Honduras, Panamá y Costa Rica, los productores acuícola han llegado al límite de agotar sus tierras aptas para el cultivo del camarón. En Nicaragua y El Salvador el desarrollo de la camaronicultura se ha quedado retrasado, siendo Nicaragua la que cuenta con el mayor potencial sobre el cultivo de camarón marino en el terreno de todo Centroamérica.

Dentro de la subfamilia Pennaeidae de la clase Crustácea, existe un género (*Penaeus*) con dos especies (*vannamei* y *stylirostri*) ampliamente difundidas en la costa del pacífico de Nicaragua y bastante reconocido por su adaptabilidad para crecer bajo condiciones de cautiverio.

Dependiendo de la disponibilidad y costo de la tierra, disponibilidad y costo de la mano de obra, disponibilidad de técnicas avanzadas de manejo de post-larvas natural o de laboratorio, determinan las estrategias de producción para la crianza de camarón (Bermúdez/Jovel, 1995).

Dentro de estas estrategias de producción se encuentran la prevención de enfermedades. Las enfermedades más importantes del cultivo de camarones peneidos, en términos de su impacto económico, son de origen infeccioso. Entre las enfermedades infecciosas del camarón de cultivo, ciertas enfermedades causadas por virus sobresalen entre las más importantes.

Los virus de peneidos como mancha blanca (WSSV) y virus del Taura (TSV), y en menor grado virus de la necrosis hipodérmica y hematopoyética infecciosa (IHHNV) y cabeza amarilla (YHV) le han ocasionado a la industria del cultivo de peneidos, millones de dólares en pérdidas de empleos, e ingresos por exportaciones. El impacto social y económico resultado de estos patógenos en países en donde el cultivo del camarón constituye una industria significativa han sido profundos. La industria ha buscado formas de restaurar los niveles de producción. La aplicación de bioseguridad al cultivo de camarones es clave en estos esfuerzos. (Saborío/Rojas, CIDEA-UCA, 2002)

La industria del cultivo del camarón en América Latina ha desarrollado y emergido como una de las mayores fuentes de ingreso de divisas extranjeras de la región. Inicialmente, los productores de camarón dependían casi por entero de la captura de postlarvas silvestres en estuarios y áreas costeras donde éstos se encuentran de forma natural. Sin embargo, las variaciones estacionales y anuales de las capturas de postlarvas, originaron el desarrollo de laboratorios de postlarvas de camarón donde la producción de postlarvas se podía llevar a cabo bajo condiciones controladas.

En estos laboratorios se usan reproductores silvestres capturados y suministrados por pescadores de alto mar. Las fluctuaciones en las capturas de ambos, postlarvas y reproductores silvestres, debidas al fenómeno de El Niño influyeron enormemente en el desarrollo de los laboratorios. Tanto los bajos precios de las postlarvas en los años en los que la semilla silvestre era abundante, como la impresión de que éstos eran más fuertes que los domesticados, fueron los factores por los que muchos laboratorios se encontraron con dificultades financieras. Por otro lado, en los años en los que las semillas silvestres escaseaban, los producidos en laboratorio podían ser vendidos a un precio superior. A pesar de esto, muchos laboratorios de postlarvas experimentaban problemas debido a la imprevisible situación del mercado.

En los últimos tiempos, las enfermedades, o más concretamente, los problemas sanitarios del camarón, produjeron un renacimiento del interés por las postlarvas producidas en laboratorio. La creencia ampliamente extendida de que el camarón de ciertos países era menos sensible al virus del síndrome de Taura (TSV) que aquellos procedentes de otras áreas, motivó el comercio lucrativo transfronterizo de reproductores, nauplios y postlarvas en la región. Desafortunadamente, la aparición del virus del síndrome de la mancha blanca (WSSV) a finales de la década de los 90`s, reveló a los operarios de laboratorio locales la posibilidad de que la enfermedad podría ser propagada por dichas transferencias si no eran sometidas a una regulación y control apropiado.

Al mismo tiempo, varios productores han estado experimentando con la reproducción de supervivientes de brotes de Taura, en el intento de desarrollar cepas de camarón con mayor resistencia al virus. La epidemia de mancha blanca y el riesgo de transmisión vertical, aceleraron este proceso despertando un mayor interés por estudios de genética y reproducción, así como el reconocimiento de que la dependencia de camarón salvaje representaba un riesgo significativo de enfermedad. Los técnicos de laboratorio sometieron a examen sus operaciones, centrándose en mejorar la bioseguridad y el manejo sanitario de sus sistemas de producción.

En la actualidad, la mayoría de los países latinoamericanos han iniciado programas de domesticación y selección genética, utilizando en los sistemas de maduración, reproductores criados en estanques, con el objetivo de estabilizar las previsiones y de mejorar la resistencia a enfermedades y la tasa de crecimiento de sus poblaciones de camarón. En un principio, se usaron reproductores procedentes de varios países de la región con la intención de asegurar una amplia variabilidad genética en los stocks. Sin embargo, el posterior cierre de fronteras a la importación de camarones vivos ha restringido esta actividad.

La mayor parte de los países de la región se están concentrando en la producción de camarones resistentes a patógenos específicos (SPR) o tolerantes a patógenos específicos (SPF), seleccionando los mejores animales supervivientes (pero no necesariamente libres de enfermedad) de los estanques de engorde para su posterior crecimiento en distintas instalaciones, antes de ser transferidos a los sistemas de maduración. Los camarones Libres de Patógenos Específicos (SPF), por ejemplo, aquellos certificados, libres de uno o más agentes específicos, y mantenidos a lo largo de su vida en sistemas cerrados, también han sido utilizados, aunque con menor frecuencia, siendo generalmente importados de centros de reproducción aislados de los Estados Unidos.

II. Objetivos

Objetivo general

Caracterización de estudios realizados sobre las enfermedades que afectan mayormente al cultivo de camarón “*Litopenaeus vannamei*” en camaroneras de la región de Puerto Morazán, Chinandega

Objetivos específicos

- 1. Caracterizar el cultivo de camarón en granjas de Puerto Morazán, Chinandega.**
- 2. Identificar las enfermedades de mayor incidencia o prevalencia en camarones silvestres (*L. vannamei*).**
- 3. Identificar las enfermedades de mayor incidencia o prevalencia en camarones de laboratorio (*L. vannamei*).**

III-. REVISIÓN BIBLIOGRAFICA

Generalidades y situación del cultivo del camarón *Litopenaeus vannamei*



3.1. Generalidades del Cultivo de Camarón

La producción global de las pesquerías tradicionales alcanzó su máximo nivel en 1989 con unos 90 millones de toneladas métricas(TM), y desde entonces estas pesquerías han continuado siendo explotadas muy cerca de este nivel, que probablemente está próximo al máximo de producción sostenida posible. Es obvio que cualquier producción adicional tiene que ser generada por la actividad de la acuicultura.

En los últimos diez años la acuicultura fue el único sector de las pesquerías que creció, y el desarrollo de los cultivos de camarón ha tenido que ver con este crecimiento.

Tecnológicamente la acuicultura está aún en pañales si se la compara con otras actividades de producción como la agricultura o la ganadería, dentro del proceso de transición de ser cazadores del mar a cultivadores de las aguas, proceso que ocurrió en tierra hace ya varios miles de años. Pero la acuicultura ha venido ganando mayor fuerza, y se anticipa que su contribución a la demanda mundial de productos acuáticos debe seguir en aumento indefinidamente. Varias especies de camarones marinos han sido cultivadas de manera incidental en el Sudeste Asiático por muchos siglos, pero esfuerzos serios para tecnificar esta actividad comenzaron en la década de 1930 en Japón.

La industria sólo comenzó su desarrollo a escala comercial a finales de la década de 1960, y experimentó un tremendo desarrollo comenzando en 1980. En años recientes la camaricultura ha aportado hasta un 25-30% del camarón que se comercializa en los mercados mundiales. El cultivo de camarón está reemplazando rápidamente a las pesquerías tradicionales como proveedores de camarón a los mercados, y se ha estimado que las granjas podrían contribuir hasta el 50% de la demanda global anticipada para la próxima década si las tendencias actuales se mantienen.

3.2. Situación mundial de la industria camaronera

Actualmente existen granjas camaroneras en más de 55 países alrededor del mundo, pero la producción se concentra particularmente en unos 10-12 países del Sudeste Asiático y América Latina. De acuerdo a, la producción global de camarones cultivados en 1999, se estima en unas 814.250 toneladas métricas (TM), lo cual representa un aumento global de un 10% con respecto a la producción de 737.200 TM estimada para 1998. El Hemisferio Oriental produjo 642.750 TM, o un 79% de la producción anual en 1999, un aumento del 21% con respecto al año anterior.

El Hemisferio Occidental produjo unas 71.500TM (21% de la producción mundial), una disminución del 17% en relación a 1998. Tailandia continúa (por octavo año consecutivo) como el primer país productor de camarón cultivado (200.000TM), a pesar de seguir enfrentando serios problemas de enfermedades. Ecuador fue el cuarto productor a nivel mundial con unas 85.000TM (de 130.000TM en 1998).

Para el año 2000 Rosenberg estima que la producción global aumentó a unas 865,000TM, donde el Hemisferio Oriental produjo unas 750,000TM y el Hemisferio Occidental unas 115,000TM. Países como Honduras, Nicaragua, Ecuador, Perú y Panamá tuvieron pérdidas de producción cuantiosas debidas a la acción del WSSV (mancha blanca), mientras que países como Brasil, Venezuela y Colombia (costa Atlántica) – libres de WSSV - tuvieron cosechas record.

La producción de camarón cultivado la dominan unos pocos países; esta tendencia posible mente no va a cambiar significativamente en el futuro inmediato, pero los países más productivos hoy quizás no sean los del mañana. En los países desarrollados como EEUU (que importa anualmente cantidades de camarón con valor superior a los 3 billones de dólares) se llevan a cabo grandes esfuerzos para desarrollar tecnologías de producción súper- intensivas con recirculación de agua, y es posible que en el futuro las granjas de América Latina y Asia tengan que competir con estas granjas superintensivas.

En el 2002 la producción global de la acuicultura alcanzó los 39,8 millones de toneladas con un valor de 53 800 millones de dólares EE.UU. Esto representó un incremento del 5,3 por ciento en la producción por peso y 0,7 por ciento del valor sobre el año anterior. No obstante que los crustáceos cultivados representan solamente el 5,4 por ciento de la producción total en peso, éstos representaron en el 2002 el 20,1 por ciento del valor total de la acuicultura global. A pesar de haberse visto seriamente afectada por enfermedades en América Latina y Asia, la tasa anual de crecimiento del sector de los camarones cultivados creció un 6,8 por ciento (por peso) entre 1999–2000. Si bien hubo una caída al 0,9 por ciento en el 2002, estas tasas de crecimiento son aún elevadas contra otros sectores productores de alimentos.

La producción global de camarones ha decrecido a niveles más modestos en la última década (5 por ciento en promedio) en comparación con el crecimiento de dos dígitos que se observó durante la década de los años setenta (23 por ciento) y los años ochenta (25 por ciento) (base de datos FAO Fishstat, 2003).

De manera global, en el 2002 el camarón marino continuo siendo el crustáceo dominante en la acuicultura, las tres principales especies que rebasan el 75 por ciento del total de la producción acuícola de camarón son: *P. monodon* tigre gigante, *P. chinensis* camarón carnosos, *P. vannamei*, camarón blanco.

La producción acuícola y la comercialización de sus productos continúan creciendo a un ritmo acelerado, que responde a la creciente demanda global de pescados, camarones, moluscos y otros productos acuáticos. En el 2004, la producción de estas especies alcanzó 59 millones de toneladas, con un valor a puerta de granja de US\$ 70 billones.

3.3. Situación en Nicaragua

La industria camaronera en Nicaragua, ha tenido un crecimiento importante a partir de 1990, llegando a un rápido nivel de crecimiento. Para el año 1998, se produjeron más de 8,000 libras de camarón, lo que representaba para el país en ingresos de divisas un poco más de 30 millones de dólares. El huracán Mitch en 1999, detuvo el crecimiento que se venia dando en la camaronicultura, bajándose los niveles de producción y de ingresos de divisas al país, pero en el año 2000, se recuperó la industria y se produjeron mas de 10,000 libras. (CIDEA-UCA, 2002). Según el Banco Central de Nicaragua, en el año 2002, el total de exportaciones de productos pesqueros fueron de US\$ 94.3 millones. De este total US\$ 16 millones corresponden a camarón costero y de profundidad y US\$ 17.1 millones a camarón de cultivo.

Para el año 2004 las exportaciones alcanzaron mas de 21 millones de dólares, en el 2005 llegaron a 35.6 millones de dólares y para el 2006 esperaban alcanzar mas de 40 millones de dólares. Para el año 2005 se produjeron más de 21,000 libras de camarón de cultivo (MIFIC-ADPESCA 2006)(Citado por Centro de Trámites de las Exportaciones-CETREX-).

Sin embargo, esta industria debe tener especial cuidado con las enfermedades causadas por los distintos patógenos (virus, bacterias, parásitos y hongos), debido a que ellos pueden causar pérdidas económicas importantes para la industria.

3.4. Actividades técnicas de manejo



3.4.1. Construcción de estanques

3.4.1.1. Selección de sitio

La selección de un sitio adecuado para establecer una granja acuícola es determinante para el éxito de la operación misma. Se deben tomar en cuenta varios factores tales como las restricciones legales, condiciones políticas y sociales, aspectos económicos y logísticos y facilidades de mercadeo y proceso del producto cultivado.

De igual modo, se deben considerar las necesidades biológicas de la especie a cultivar, condiciones del clima y del tiempo, contaminación y necesidades de tierra y agua.

El próximo paso es hacer un reconocimiento personal del sitio y recoger tanta información topográfica, hidrológica, meteorológica y biológica como sea posible. Debe obtenerse además una descripción general de la zona y del sitio e información adicional sobre la ubicación específica, tipos de vegetación, calidad del agua, carreteras y potencial de drenaje.

Lo siguiente sería obtener información de campo: mapas, accesos, oleaje, salinidad del agua, turbidez, potencial de inundación, energía eléctrica, fuentes de agua dulce, estaciones lluviosa y seca, tipo de flora y fauna del lugar, disponibilidad de combustible, poblado más cercano, fuerza laboral, entre otros.

3.4.1.2. Calidad del agua

La calidad del agua, juega un papel esencial en la salud, calidad e inocuidad de los productos de acuicultura, así como en el desarrollo de los camarones durante el cultivo. Aguas contaminadas en los estanques pueden producir la muerte del camarón o producir camarones con residuos que pueden provocar enfermedades en los humanos.

La fuente de agua debe inspeccionarse constantemente. Las fuentes de agua dulce o salobre (ríos, pozos, lagunas) son generalmente más riesgosas por que están expuestas a muchas fuentes de contaminación del suelo y de los desarrollos urbanos y agrícolas cercanos. Las opciones para controlar la cantidad de contaminación química y microbiana deben tener en cuenta la cantidad y frecuencia de los recambios de agua en la granja o considerar la posibilidad de establecer un sistema de cultivo de cero recambios de agua, esto va a depender del sistema aplicado por el productor.



La abundancia de bacterias coliformes es una variable importante en las fuentes de agua, porque la contaminación del producto puede ocurrir durante o después de la cosecha, si el agua dulce usada en el proceso y el manipuleo está contaminada. Los coliformes totales pueden provenir de varias fuentes, pero los coliformes fecales indican que ha habido contaminación por heces provenientes de animales de sangre caliente. El agua usada en el proceso (lavado, enhielado), debe tener los estándares del agua potable cuyo valor es de 10 NMP/100ml de coliformes totales y 0 NMP/100ml de coliformes fecales. (NMP-número mas probable-).

Los roedores, los pájaros y otros animales silvestres pueden ser una fuente de contaminación microbiana, por lo tanto deben ser alejados de las áreas de los estanques, los alimentos o el camarón. Los pájaros pueden acarrear muchas enfermedades a través de sus heces fecales al estanque, así como causar problemas económicos debido al consumo del camarón en los estanques (depredación).

3.4.1.3. Diseño y ubicación general

Antes de construir el primer estanque, el acuicultor debe definir un bosquejo de los estanques que incluya la orientación y posicionamiento de los mismos sobre el terreno en el que se piensa construir, a como también otros detalles como la profundidad que van a tener los estanques.

El viento tiene tres efectos principales sobre el agua de los estanques:

1. Hace circular el agua y mezcla las capas de diferente densidad que tienden a formarse en el estanque (estratificación).
2. aumenta el enfriamiento por evaporación y tiende a bajar la temperatura del agua.
3. genera olas que causan erosión en los muros del estanque.

Como regla general el viento viene de la dirección en la que está la mayor fuente de agua (océano, bahía, etc.).

Las lluvias dificultan el cultivo de camarón de diversas formas:

1. Diluyen el agua de los estanques y bajan la salinidad.
2. Causan la erosión de los muros, caminos y otras obras de tierra.
3. Promueven el crecimiento de plantas que previenen la erosión de los diques.
4. Baja la temperatura del agua.

3.4.1.4. Tipos de suelo

El área comúnmente utilizada para las camaroneras son las áreas de albinas, zonas desprovistas de vegetación arbórea y con tan solo algunos arbustos de mangle negro y en casos esporádicos árboles de mangle blanco; se le puede considerar como zona desértica que es bañada por las grandes mareas. Estos suelos son medianamente ácidos y con valores de ph que fluctúan entre 5.5 y 7.0. son suelos potencialmente ácidos por lo cual debe tenerse mucho cuidado en la fase de secado entre cultivos sucesivos.

Suelo arenoso: este tipo de suelo tiene gran habilidad para absorber agua, puede así separar los materiales contaminantes, y al camarón le gusta vivir en este tipo de suelo. Su desventaja es que los diques pueden ser fácilmente destruidos y es necesario utilizar cemento; el fondo puede ser demasiado permeable, dificultando la retención de agua necesaria para el nivel deseado.

Suelo arcilloso: es muy pegajoso, su ventaja es que los diques construidos con el no son fácilmente destruidos. Por otro lado no puede absorber contaminantes del agua y después de algún tiempo el fondo tiende a acidificarse, lo que tiende a incrementar el problema de enfermedades en el camarón.

Suelos de mangle: este es el peor de los suelos, su acidificación es muy fuerte y da muy mala productividad. Sus diques por lo general no son muy seguros. No se recomienda talar área de bosque para camaroneras.

Suelo arcilloso-arenoso: este es el más deseable de los suelos para el cultivo de camarón. Presenta el mejor potencial para un rápido crecimiento, el ph generalmente es el ideal (7.0).

3.4.1.5. Preparación para la siembra

La preparación del estanque comienza después de la cosecha, los filtros son removidos de ambas compuertas (entrada y salida) donde se permite la entrada de una fuerte corriente de agua para el lavado del estanque. Este paso es importante, ya que es la única oportunidad para remover depósitos de materia orgánica que se acumula durante el ciclo.



El siguiente paso luego del enjuague es cerrar y sellar compuertas para luego dejar secarlo (mínimo 7 días, máximo 3 semanas); hasta que la superficie del fondo sea capaz de soportar el peso de una persona y el suelo se haya abierto en profundas grietas, posteriormente el terreno debe ararse a una profundidad de 10 a 15cm; esto asegura una completa desintegración de los aglomerantes del suelo, generalmente se aplica cal agrícola luego de rastrillar.

Si la acumulación de materia orgánica no es removida, aireada o mantenida en suspensión en el agua, eventualmente se convierte en material anaeróbico y reducido puede producir metabolitos tóxicos como sulfito de hidrogeno, hierro ferroso, nitrito, amonio y metano, los cuales afectan la calidad del agua y pueden incrementar la susceptibilidad de lesiones bacterianas o canibalismo.

La desinfección de los estanques inicia un día después que han sido cosechados. Un día después de que el estanque ha sido cosechado abra todas las entradas y salidas para drenar el estanque completamente.

Enjuague los canales internos vigorosamente para remover el lodo antes que se seque y se solidifique. La remoción del lodo eliminara los sedimentos anaeróbicos los que pueden afectar negativamente la calidad de agua.

Las áreas bajas con aguas encharcadas tienen que drenarse ya sea con bombas o haciendo zanjas pequeñas hacia la salida de los estanques. Estas áreas permanecerán húmedas aun durante la estación seca requiriendo una desinfección extra. Selle las entradas con bolsas viejas de alimento, o una mezcla de arena, aserrín, y arcilla entre las tablas para evitar que el agua entre al estanque.

El secado es importante por que expone y airea las capas del suelo superficial, lo cual acelera la oxidación de componentes reducidos que son tóxicos para los camarones y los organismos bentónicos del estanque. Se deben recoger mediciones de ph del suelo una vez que los fondos estén lo suficientemente duros como para caminar sobre ellos.

3.4.1.6. Actividades de manejo preventivo de la salud de los camarones

Siete días después del secado del estanque, aplique una solución fuerte de cloro HTH (80gr. en 15 L de agua) a todas las estructuras de concreto bajo la marca de agua o donde quiera que haya agua o lodo.

Desinfección para prevención de enfermedades.

- Si se desarrollan infecciones virales, bacterianas o micóticas en los estanques, una práctica general preventiva de manejo de la salud se establece en el lugar. Lo siguiente será implementado para limitar la introducción de enfermedades a la granja.
- Se establecerá un procedimiento de manejo revisado para el fondo de los estanques; que contemple la revisión de sedimentos, secado y gradeado del suelo cuando sea posible y la aplicación de desinfectante.
- Fumigar la granja entera con la aspersión de un insecticida que no sea peligroso para los humanos, pájaros, peces, cangrejos, jaibas, mamíferos grandes, etc.
- Elimine toda forma de vida del canal de distribución de agua que supe a los estanques. Esto es para inhibir cualquier hospedero intermediario que este potencialmente infectado de entrar al sistema e infecte a los camarones.
- Limite el acceso a las instalaciones, esto incluye la desinfección de todas las cajas de postlarvas, camiones que transportan alimento, maquinaria, etc., antes de permitir su acceso a las cercanías de las instalaciones incluyendo la planta de proceso.
- Mantenga buenos registros de todos los estadios del ciclo de vida del camarón de tal forma que si ocurre un problema, pueda rastrearse su origen específico; incluso hasta llegar al sitio de donde provienen los padrotes.
- Al momento de la siembra, coloque muestras de postlarvas en algún tipo de jaula de sobrevivencia, para determinar la tasa de sobrevivencia a 24 y 48 horas después de la siembra. Se deben de examinar las mortalidades para determinar su causa.
- Disminuya la cantidad de recambio de agua tanto como sea posible.
- Evite el escape de camarones durante la cosecha y nunca libere camarones al ambiente por ninguna razón.

3.4.1.7. Encalado

Existen tres tipos de cal: la agrícola (CaCO_3), la hidratada ($\text{Ca}(\text{HO})_2$) y la viva (CaO_2). Esta aplicación al fondo de los estanques ayuda a la descomposición de la materia orgánica y como medida profiláctica. Se emplean comúnmente de 500 a 1,000 Kg./ha de cal hidratada o 500 Kg./ha de cal viva disuelta en agua y esparcida lo más homogéneamente posible, dividida en dos aplicaciones de igual proporción (una antes del secado y la otra después del volteado del suelo). Una vez aplicada la cal se deja reposar hasta que el suelo esté seco a una profundidad de 20 cm.

3.4.1.8. Fertilización

El objetivo de la fertilización es promover el crecimiento de plantas (fitoplancton y algas). Estos organismos constituyen el primer escalón en la cadena alimenticia del ecosistema del estanque.

El fitoplancton es responsable de convertir la energía solar y los nutrientes, en biomasa y este proceso es referido como productividad primaria. El fitoplancton y la meiofauna constituyen las fuentes de alimento para la productividad secundaria, organismos tales como el zooplancton que a su vez son comidos por los camarones.

El plancton es mas importante en los sistemas extensivos donde se agrega poco o ningún alimento adicional. Los semi-intensivos dependen parcialmente de la productividad primaria, mientras que en los intensivos esta puede jugar un papel insignificante. La presencia de zooplancton (principalmente copépodos, cladóceros y rotíferos) es beneficiosa. La presencia de protozoos ciliados es un indicador negativo, dado que puede ser señal de altos niveles de materia orgánica.

La fertilización es una actividad rutinaria durante el ciclo de cultivo, ya que sirve para restituir nutrientes y organismos alimenticios que se pierden durante el recambio de agua y la cosecha. El alimento también actúa como un fertilizante y una vez que la alimentación se inicia se requiere de menos aplicaciones de fertilizante. Los fertilizantes orgánicos pueden ser beneficiosos en la preparación de estanques, ya que contienen una población microbiana y substrato detrítico para su desarrollo. Los mas comúnmente usados son el estiércol (de pollo, ganado, cerdo, pato), semolina de arroz, harina de semilla de algodón, desperdicios del proceso de la caña de azúcar, cáscara de arroz quemada, entre otros. (Métodos para mejorar la camaricultura en Centroamérica).

Los fertilizantes orgánicos generalmente tienen bajos niveles de N, P₂O₅ y K₂O. Por esa razón grandes volúmenes son necesarios para suministrar las cantidades requeridas (Arnulfo Franco).

3.5. Ciclo biológico

La cópula generalmente ocurre en aguas oceánicas donde son liberados los huevos fecundados. La fecundación de los huevos ocurre en el momento del desove. La distancia a la costa y la profundidad difiere entre las especies. Los huevos generalmente eclosionan a 28 °C después de 18-24 horas de haber sido liberados.

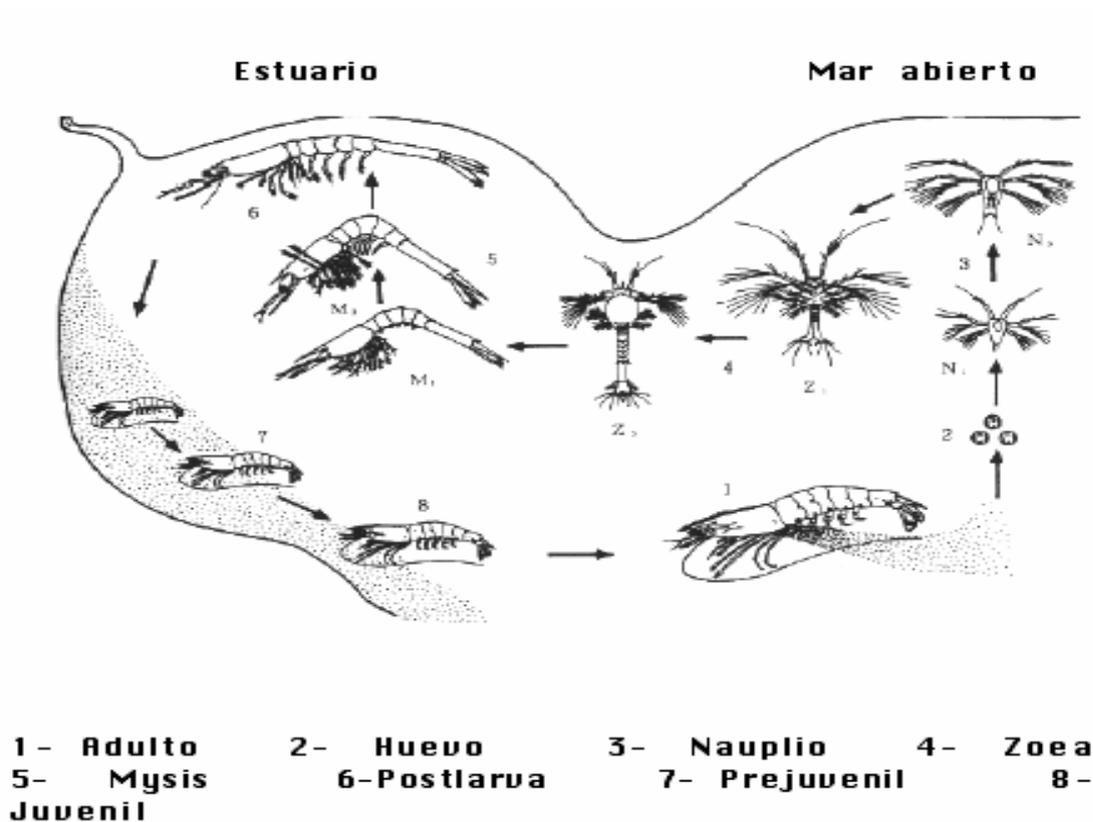
Una vez eclosionados, las larvas pasan por 5 estadios de nauplios, tres de protozoa y tres estadios mysis, antes de llegar a ser postlarva. El desarrollo larval frecuentemente toma entre 14 y 18 días, dependiendo de la temperatura del agua y de la cantidad y calidad del alimento disponible. Las postlarvas migran de las áreas de desove hacia los estuarios y lagunas costeras donde crecerán en las áreas de crianza. Las postlarvas utilizan una gran variedad de habitats como las zonas de pastos sumergidos, áreas de manglares, camas de algas, etc. Las postlarvas crecen a los estadios de subadultos en los estuarios y lagunas costeras ricas en nutrientes, desde donde inician la migración hacia las áreas de reproducción en aguas abiertas oceánicas.

En las áreas templadas por lo general las migraciones de los adultos se llevan a cabo estacionalmente mientras en las zonas tropicales estas migraciones se realizan prácticamente todo el año. En síntesis el ciclo de vida puede ser caracterizado por los siguientes conceptos:

La maduración, la cópula, el desove y el desarrollo larval ocurren en aguas oceánicas las cuales generalmente presentan aguas transparentes y alta estabilidad ambiental.

El crecimiento de las postlarvas a tamaños subadultos tiene lugar en el ambiente estuarino donde los organismos están expuestos a variaciones de temperatura, salinidad, turbidez, oxígeno disuelto, nutrientes, etc. Los Peneidos son extremadamente fértiles y pueden producir de cien mil a un millón de huevos por desove en ambientes naturales. Existe una correlación positiva entre el tamaño de la hembra y el número de huevos producidos. En cautiverio los desoves generalmente son de cincuenta mil a trescientos mil huevos.

El ciclo de vida de los camarones peneidos, es sabido en la actualidad que tiene una gran complejidad desde el punto de vista ontogénico, lo que le permite poder adaptarse a diferentes gradientes de salinidad, dependiendo de sus estadios.



Estos camarones en la naturaleza logran su copula en aguas profundas (mayores de 17m) del océano, a salinidades que van de 34-36 partes por mil (o/oo). Los huevos son liberados por la hembra, simultáneamente con el esperma para su fecundación, creando corrientes de agua para homogenizar el medio y asegurar la fecundación de los huevos ayudado por sus pleópodos.

En la cópula intervienen el petásma en el macho y el télico en la hembra, la cantidad de huevos dependerá de la especie, edad y el tamaño de la hembra. Los huevos son de características demersales (se van al fondo) y su tamaño varía de 200-500 micras, en esto tiene mucho que ver la especie de que se trata, de los cuales de un 60-70% eclosionarán. No todos los camaroncitos nacidos podrán completar su ciclo de vida puesto que la depredación, enfermedades y su captura como postlarvas para ser cultivados se encargarán de disminuir la población, así mismo, los variantes factores ambientales tendrán un efecto negativo en la sobrevivencia.

3.6. Descripción de estadios larvales

Las postlarvas de camarón, son organismos que tienen una talla que fluctúa entre 5 y 13 mm de longitud total, esto hace difícil su identificación por especies a simple vista, salvo que se tenga mucha experiencia, de ahí la necesidad de usar microscopio para la identificación.

El estadio larvario tiene una duración de 2-3 semanas aproximadamente dependiendo de la especie y las condiciones ecológicas predominantes, durante su trayectoria hacia las áreas costeras tendrán que ir variando tanto sus hábitos alimenticios y su morfología (hepatopáncreas, antenas, anténulas) y su producción enzimática para poder asimilar los diferentes tipos de alimentos que ingerirá. Las postlarvas ingresan en los esteros con una talla aproximadamente de 7mm; para ello necesitan la ayuda de las mareas, lo cual le da impulso para colonizar las zonas estuarinas.

En este momento el animal ya presenta las características morfológicas externas de un camarón adulto. El manglar cumple una función importante ya que la biomasa de la fauna de los estuarios depende principalmente de la materia orgánica producida por ellos, lo cual se distribuye en toda el área por acción de las corrientes y mareas.

Los estadios larvales son tres: NAUPLIO, ZOEIA Y MYDIA, que de acuerdo a los cambios morfológicos se subdividen en sub-estadios.

Nauplio.

De 15 a 20 horas después de la oviposición ocurre la oclusión de los huevos y la aparición del primer estadio larvario o NAUPLIO, con una longitud aproximada de 0.30 a 0.40mm, de forma ovoide presentando tres pares de patas las cuales se transformaran posteriormente en antenas y mandíbulas, esto aproximadamente tiene una duración de 36 horas. El animal es de hábito planctónico y no depende del exterior para su alimentación ya que lo hace del vitelo del huevo.



Los sub-estadios de NAUPLIO se subdividen en cinco de acuerdo a los cambios que experimentan, que son fundamentalmente los siguientes:

Cuadro 1.

SUB-ESTADIO	CARACTERISTICAS
NAUPLIO 1	PRESENCIA DE SETAS (SIN SÉTULAS) Y DOS ESPINAS FURCALES (1PAR)
NAUPLIO 2	PRESENCIA DE SETAS CON SÉTULAS VISIBLES AL MICROSCOPIO BIOLÓGICO CON 40 AUMENTO AL MENOS Y DOS ESPINAS FURCALES (1 PAR)
NAUPLIO 3	3 PARES DE ESPINAS FURCALES VISIBLES AL MICROSCOPIO ESTEREOSCOPIO(AL MENOS CON 20 AUMENTOS)
NAUPLIO 4	5 PARES DE ESPINAS FURCALES
NAUPLIO 5	7 PARES DE ESPINAS FURCALES

Protozoa.

Esta ya posee un tracto digestivo completo y mantiene el mismo hábito pelágico del nauplio, alcanza una longitud de 2.2mm, además posee siete pares de patas, se alimentan de fitoplancton preferentemente (*Skeletonema* y *tetraselmis*).



Los cambios en esta etapa larval son los siguientes:

Cuadro 2.

SUB-ESTADIO	CARACTERISTICAS
PROTOZOE A 1	ABDOMEN ALARGADO SIN SEGMENTOS. ORGANOS FRONTALES, AUN NO PRESENTAN OJOS VISIBLES. DOS PROCESOS FURCALES CON 7 ESPINAS CADA UNO.
PROTOZOE A 2	OJOS PEDUNCULADOS. SIN UROPODOS. DOS PROCESOS FURCALES CON 7 ESPINAS CADA UNO.
PROTOZOE A 3	OJOS PEDUNCULADOS. SIMPLIFICACION DE LAS ESPINAS SUPRA ORBITALES. PRESENCIA DE UROPODOS.

Mysis.

En esta fase ya presenta características semejantes a un camarón adulto, presentando de 4 a 5 sub-estadios, al final del quinto sub-estadio ya se encuentra muy avanzado hacia las zonas costeras, esto tiene una duración de 10 días y ya alcanza un tamaño de 5mm de longitud, alcanzando la fase de post-larva (el periodo larvario tiene una duración de 2-3 semanas).

Cuadro 3.

SUB-ESTADIO	CARACTERISTICAS
MYSIS 1	APARIENCIA YA DE UN CAMARÓN ADULTO CON MOVIMIENTOS INTERMITENTES HACIA ATRÁS. PERIOPODOS COMPLETAMENTE FORMADOS. COMIENZO DEL DESARROLLO DE LOS FUTUROS PLEOPODOS EN LOS PRIMEROS 5 SEGMENTOS DEL ABDOMEN.
MYSIS 2	ROSTRUM MAS PEQUEÑO QUE MYSIS 1. DESARROLLO DE LOS PLEOPODOS AUNQUE AUN NO ESTÁN COMPLETAMENTE FORMADOS.
MYSIS 3	PLEOPODOS COMPLETAMENTE FORMADOS, CON 3 SEGMENTOS Y SETAS TERMINALES.

3.6.1. Estadio de postlarva

En esta etapa se desplaza hacia la franja litoral en busca de las lagunas costeras o esteros que tienen gran importancia en su ciclo vital, ya al fin de este periodo los individuos alcanzarán tamaños de 11mm, aproximadamente 14 días después de post-larva teniendo como ambiente natural las lagunas costeras o esteros.

En esta etapa sus características morfológicas son las siguientes:

- Espinas en la parte dorsal del rostrum.
- Espinas supraorbitales muy reducidas.
- Natación semejante a un camarón adulto, siempre hacia delante.

3.6.1.2. Sitios de captura de postlarvas

El hecho que los camarones migren hacia las orillas de los océanos, hace de su captura más fácil para quienes se dedican a este tipo de actividad.

Semilleros: Estos pueden ser naturales o contruidos por el hombre.

Naturales: Estos son producto de la naturaleza, son sitios influenciados por los efectos de los marejones a aguajes que al coincidir con grandes cantidades de postlarvas en el ambiente, las lleva consigo depositándolas en ellos quedando disponible a los dedicados a su captura.

Artificiales: Estos son hechos por el hombre, excavando en forma de canales o bien especies de pozas que garantizaran la estadía de la semilla para posterior utilización.

Esterillos: Son lugares de mucha importancia por la disponibilidad de postlarvas, por tanto lo son para su captura. Son sitios de poca profundidad, que al descenso de la marea quedan en un mínimo de agua, principalmente en el final o cogollo donde es mas abundante la semilla.

Esteros: También prestan las facilidades para la captura de postlarvas.

Bajos: Son lugares formados por efecto de la sedimentación que acompaña a las mareas producidas en la estación lluviosa.

Pozas: Estas son lugares naturales de poca profundidad que normalmente se encuentran mas a lo interno del área del manglar (playones) que tienen una influencia casi permanente de las mareas.

Estanques de salina: Son también sitios de captura de postlarvas, aquellos lugares que durante el verano son utilizados para la producción de sal.

Los principales lugares de captura de postlarva en el pacifico los constituyen las playas de Jiquilillo, Aserradores, Los Clavos, Comarca de Alemania Federal en Corinto, El Realejo, Los Brasiles en Ponedoya, Salinas Grandes entre las mas importantes.

3.6.1.3. Captura y manejo de postlarva

La captura de la semilla esta directamente ligado a los aguajes de luna nueva y aguaje de luna llena o marea viva (vaciante), las horas de realización de la captura dependerán del arte de pesca utilizado y la procedencia de la semilla a sitios de captura.

Captura: en los cogollos de los esteros y pozas naturales en mareas bajas, esta se realiza siempre de acuerdo a las horas del descenso de la marea de 2 a 3 horas antes. En este caso se utiliza el chayó como arte de pesca.

En esteros en marea alta creciente otra forma de captura es la que se realiza aprovechando la subida de la marea en los esteros, en estas se utilizan trasmallos, aunque este tipo de captura provoca alto estrés y mortalidad. En todas las diferentes formas de captura nos encontraremos entre otras especies de camarones de mar, larvas de jaiba, chiquirín, peces de diferentes especies, misidáceos, etc. Es importante que la persona que se dedique a la actividad de captura tenga la suficiente experiencia para poder diferenciar las especies que nos son de *Litopenaeus*.

Todo lo capturado será depositado en recipientes o baldes plásticos de 5 galones con tapadera que será llevado hasta $\frac{1}{3}$ ó $\frac{1}{2}$ de su capacidad para facilitar el traslado hacia el lugar de recepción y limpieza.

Se debe tener especial cuidado de no sobrepasar la capacidad del recipiente de postlarvas (1,500 PL), debido a que el agua no está oxigenada, la temperatura es alta, tiene mucha basura y el tiempo puede ser fatal, por lo que el recambio de agua no es aconsejable.

Limpieza de la semilla: posteriormente que la PL es capturada, es transportada hacia el lugar de limpieza y acopio de la misma, aquí las PL son transferidas del recipiente de cinco galones a tinas de unos quince galones.

La limpieza consiste en la eliminación de todo lo que agarre el arte de pesca, además de las PL; en primer lugar se eliminan las hojas, madera, semilla de mangle, etc., teniendo sumo cuidado de no llevarse consigo la PL. en segundo lugar se elimina la arcilla en conjunto con peces muertos y partes de la mortalidad de PL que hasta ese momento se dé; especialmente de la especie californiensis que no resiste tanta manipulación.

Calidad de la semilla.

Para determinar la calidad de la semilla; sobre todo cuando se trata de postlarvas de laboratorio, es necesario hacer pruebas de resistencia a los cambios de salinidad, preferentemente en el laboratorio antes de proceder al embarque.

Fuentes de postlarvas.

La postlarva silvestre es a menudo utilizada para sembrar estanques y tiene la ventaja de estar disponible localmente en algunos lugares. Sin embargo, el uso de esta postlarva conlleva muchos problemas potenciales, entre estos: la composición multi-especies de las capturas, amplias fluctuaciones en abundancia y disminución de las poblaciones debido a la destrucción de habitats.

La industria del camarón, se dirige hacia la casi total dependencia en la postlarva producida en laboratorios pues tiende a un abastecimiento más regular, evita cualquier controversia sobre las pesquerías de las poblaciones silvestres y garantiza la obtención de la especie de interés.

Las enfermedades son una de las principales amenazas a la industria, por eso para una siembra altamente ventajosa se procuran organismos “Resistentes a Enfermedades Específicas” (SPR). “Libres de Patógenos Específicos” (SPF) o de Alta Salud Mejorada Genéticamente (HHGI).

3.7. Comparación del manejo de larvas de laboratorio y larvas silvestres

La industria del camarón está enfrentando una creciente preocupación por el impacto ambiental. La industria internacional del camarón se encuentra bajo una creciente presión para reducir la dependencia en postlarva de camarón silvestre. Promoviendo una mayor dependencia en líneas de camarón domesticado y generalmente mejorado.

La siembra de una semilla libre de patógenos y de gran vitalidad asegura una mayor sobrevivencia. Sin embargo, la larva de laboratorio tiene un precio mayor lo que la hace pocas veces accesible a los pequeños productores de camarón, los que al no poder pagar estos precios recurren a la larva silvestre. La postlarva de laboratorio tiene un proceso que inicia con los padotes los que posteriormente generan los nauplios hasta llegar a la postlarva.

La domesticación de camarones a través de selección genética que de cómo resultado la producción de animales más resistentes a enfermedades como la de la mancha blanca es una de las metas a alcanzar a mediano plazo, lo que vendrá a mejorar la rentabilidad y sostenibilidad a largo plazo para la producción de camarón. Los altibajos en la captura de la semilla no permiten la sostenibilidad de la producción en las granjas.

3.8. Comparación en uso de postlarva producida en laboratorio y postlarva de origen silvestre

Los aspectos a comparar entre el uso de una postlarva u otra son muchos, pero los de mayor importancia son los siguientes:

Costo económico.

La postlarva producida en un laboratorio, cuesta el triple del costo de la larva silvestre. La diferencia entre ellas reside en los gastos que hay que incurrir para adquirirla. Lógicamente que un laboratorio requiere de mayores recursos para la producción al contrario de los costos que conlleva la captura de la postlarva silvestre.

Disponibilidad.

Históricamente la postlarva silvestre se ha comportado de diferente manera al punto de poder establecerse patrones de aparición en determinados periodos. El comportamiento es muy variado y no siempre se puede contar con suficientes larvas. La postlarva silvestre es capturada en los esteros en los periodos de aguaje; cada 15-20 días, durante seis días se puede capturar lo que el medio natural tenga, es decir existe una dependencia del medio natural.

La postlarva de laboratorio es producida en base a programas establecidos en determinados periodos. Las cantidades se pueden establecer de acuerdo a un promedio de sobrevivencia alcanzado en el laboratorio, que generalmente es mayor al 50%. Así mismo debe existir una programación la cual se desarrolla tomando en cuenta el abastecimiento de nauplios del laboratorio proveedor a como también las fechas de cosecha de postlarvas.

Cepas mejoradas.

Existen proveedores de nauplios encaminados a mejorar genéticamente líneas o cepas de animales con el objeto de alcanzar mayores rendimientos. Los procedimientos para alcanzar estas mejoras han sido exponer a animales adultos (padrotes) directamente con las enfermedades y de los cuales se obtiene el 1% de sobrevivencia, luego son llevados a laboratorios de maduración bajo condiciones controladas, en donde son apareados para inducirlos a copular y posteriormente obtener los huevos. Se supone que de esta forma los nauplios desarrollan resistencia a determinadas enfermedades y sus rendimientos serán mayores, aun bajo condiciones difíciles.

3.9. FASE DE SELECCIÓN DE CAMARÓN DE LABORATORIO

3.9.1. Fase de laboratorio

3.9.1.2. Requisitos para una producción de laboratorio efectiva

Con la intención de ofrecer guía técnica práctica y adecuada para la gestión de los laboratorios de postlarvas de camarón, es necesario primeramente revisar algunos requisitos básicos para un sistema efectivo de producción en laboratorio. Estos requisitos incluyen: la presencia de una infraestructura básica, el desarrollo de unos Procedimientos de Operaciones Estándar (SOP) (incluyendo el Análisis de peligro y de puntos críticos de control [HACCP]), el mantenimiento de la bioseguridad, el aprovisionamiento de las cantidades adecuadas de agua limpia, el uso responsable de productos químicos, y la garantía del estado sanitario de las poblaciones de camarón a través de pruebas de laboratorio. Muchos de estos componentes son examinados con mayor detalle en secciones posteriores de este documento.

3.9.1.3. Infraestructura

Los laboratorios de postlarvas deben ser diseñados (o en el caso de los ya existentes, modificados) para asegurar una buena bioseguridad, eficiencia, efectividad de costes e implementación de Procedimientos de Operaciones Estándar (SOP) Los requisitos de la infraestructura para una bioseguridad satisfactoria en el funcionamiento del laboratorio serán discutidos bajo los encabezamientos pertinentes a lo largo de esta sección.

Un laboratorio de camarón bien diseñado constará de unidades separadas de cuarentena, aclimatación, maduración, desove y eclosión, cría de larvas y nursery, cultivo de algas interior y exterior, y para la eclosión (y enriquecimiento, cuando sea oportuno) de *Artemia*. Adicionalmente, habrá infraestructura de soporte para el manejo del agua (instalaciones de toma de agua, almacenaje, filtración, aireación, calefacción, y distribución), y de la alimentación (laboratorios de postlarvas para el análisis e instalaciones para la preparación y el almacenaje), así como áreas de mantenimiento, áreas de embalaje de nauplios y PL, oficinas, almacenes, y áreas destinadas al personal.

La separación física o aislamiento de las diferentes instalaciones de producción es significativo de un buen diseño de laboratorio y debe ser incorporado en las nuevas construcciones. En diseños existentes de laboratorio sin separación física, se puede conseguir también el aislamiento efectivo a través de la construcción de barreras y la implementación de controles de los flujos de procesos y de productos. Las instalaciones deben contar con una pared o cerca alrededor de la periferia de la propiedad, con la altura suficiente para evitar la entrada de animales y personas no autorizadas. Esto ayudará a reducir el riesgo de introducción de patógenos por esta vía, así como a mantener la seguridad general de las instalaciones.

Los laboratorios de postlarvas tienen que estar bien diseñados y tener la infraestructura adecuada, puesto que éstos tienen un impacto importante en la cantidad y la calidad de las postlarvas producidas. Los laboratorios de postlarvas de camarón deben estar constituidos por varias unidades, cada una disponiendo de la infraestructura apropiada.

Un buen diseño de laboratorio debe incluir la separación física o aislamiento de las diferentes instalaciones de producción y un perímetro de seguridad efectivo.

La cuarentena de todos los animales que van a ser introducidos por primera vez en el laboratorio es una medida esencial de bioseguridad. Antes de pasar al sistema de producción, los reproductores tienen que ser chequeados en busca de niveles sub-clínicos de patógenos (Ej. Vía dot-blot, PCR, inmunoblot, etc.) Los reproductores con enfermedades graves sin posible tratamiento deben ser destruidos inmediatamente y sólo los animales libres de patógenos serán introducidos en la unidad de maduración.

Debe existir una unidad de cuarentena para las nuevas introducciones de reproductores para minimizar las posibilidades de infectar los reproductores existentes a través de los nuevos animales.

3.9.1.4. Bioseguridad de la larva de camarón cultivada

La bioseguridad ha sido definida como «...*el conjunto de prácticas que reducirán la probabilidad de introducción de patógenos y la subsiguiente propagación de un sitio a otro...*» (Lotz, 1997)(Citado por la FAO). Los elementos básicos de un programa de bioseguridad comprenden los métodos físicos, químicos y biológicos necesarios para proteger el laboratorio de las consecuencias de todas aquellas enfermedades que representan un alto riesgo. Una bioseguridad efectiva supone tener en cuenta un rango de factores, tanto específicos como no específicos de enfermedades, desde los puramente técnicos hasta aspectos económicos y de gestión. Pueden ser empleados distintos niveles y estrategias de bioseguridad dependiendo de las instalaciones de laboratorio, del tipo de enfermedad y del grado de riesgo percibido. El nivel apropiado de bioseguridad aplicado será función generalmente de la facilidad y coste de su implementación, y relativo al impacto de la enfermedad en las operaciones de producción (Fegan y Clifford, 2001)(Citado por la FAO). Un funcionamiento responsable del laboratorio tiene que considerar también el riesgo potencial de propagación de enfermedades al medio natural, y sus efectos en los cultivos acuícolas colindantes y de la fauna salvaje.

3.9.1.5. Selección de reproductores de camarón cultivado

Se cree que algunas enfermedades virales como la necrosis infecciosa de la hipodermis y tejido hematopoyético (IHHN), son transmitidas verticalmente desde los progenitores a su descendencia (Motte *et al.*, 2003)(Citado por la FAO). Dichas enfermedades transmitidas verticalmente pueden ser eliminadas del sistema de producción de laboratorio mediante el uso de camarón domesticado que esté libre de estos patógenos a través de un programa apropiado libre de patógenos específicos (SPF).

Si no se dispone de camarón SPF (o «high health») libre de virus conocidos, los reproductores deben pasar un test apropiado de diagnóstico para comprobar si son portadores de alguna infección y los individuos infectados deben ser destruidos. El camarón que tengan un resultado negativo en el test de enfermedad o patógenos, se debe aún así considerar un riesgo y si es posible, se debe situar en la instalación de cuarentena hasta que su estado de salud sea completamente comprobado.

Incluso después de que los reproductores hayan sido transferidos desde la unidad de cuarentena, algunos laboratorios mantienen un chequeo sanitario rutinario mediante un seguimiento mensual de las postlarvas producidas. Se realizan los tests de PCR y hemolinfa sobre las muestras recogidas de una proporción de la población (Ej. 0.1%), y en función de los resultados de estos tests, se toman las medidas apropiadas. El número de animales sometidos a este proceso debe ser determinado de acuerdo con una cuadro de muestreo que incluye el tamaño de la población y la supuesta prevalencia de los patógenos (ver, por ejemplo, OIE [2003]).

Donde sea posible, los animales seleccionados como reproductores deben proceder de un ciclo cerrado, de forma que su historial y su estado sanitario puedan ser conocidos. Lo ideal sería que éstos procedieran de granjas de camarón situadas en áreas con características físico-químicas (salinidad, temperatura, etc.) similares a aquellas donde las postlarvas serán sembradas. Los criterios utilizados para la selección de los reproductores dependen de la fuente de los reproductores (salvajes o domesticados). Se han de seleccionar reproductores saludables que no sean portadores de patógenos importantes para conseguir una producción de laboratorio satisfactoria.

3.9.1.6. Selección de reproductores silvestres

Anteriormente se preferían los reproductores de origen silvestre debido a la creencia de que engendraban nauplios mejores y más fuertes. Sin embargo, en los últimos tiempos, la cría de reproductores en cautividad se ha visto potenciada por las siguientes razones: por un lado, no se disponen de registros del rendimiento y crecimiento de los stocks salvajes por lo que no es posible mejorarlos, y se ha demostrado que su utilización conlleva un alto riesgo de introducción de patógenos víricos; y por el otro, existe un creciente reconocimiento del necesario papel que los stocks domesticados desempeñan en la mejora de la maduración, la cría larvaria y el rendimiento en los estanques. En el caso de *Penaeus vannamei*, son preferidos los reproductores salvajes pescados mediante las redes de barcos pequeños, puesto que los capturados por pesqueros de arrastre sufren daños mayores. Las hembras salvajes para las instalaciones de maduración deben tener un peso corporal de 60 gramos y los ovarios desarrollados, mientras que los machos deben tener un peso corporal de 40 a 50 gr. aproximadamente.

3.9.1.7. Selección de reproductores domesticados

En los últimos 10 años, las fuentes de camarón domesticado se han hecho más comunes, estando ahora disponibles comercialmente los stocks tanto de *P. vannamei* como de *P. stylirostris*. La talla de los reproductores de ciclo cerrado es generalmente menor que la de los de animales salvajes, con machos de 30 g de peso aproximadamente y hembras de no menos de 30-35 g y normalmente >40 g. Las hembras que son normalmente suministradas no están fecundadas. Los stocks domesticados pueden proceder de una o varias fuentes.

Algunos países tienen programas de domesticación bien establecidos mientras que otros dependen de stocks importados.

Los stocks domesticados pueden ser bien mejorados genéticamente mediante un programa específico de mejora genética para seleccionar los rasgos deseables o bien simplemente seleccionados de stocks que están libres de, o se sospecha su resistencia o tolerancia a, patógenos específicos.

Se han desarrollado varios tipos de reproductores domesticados para reducir los riesgos de enfermedad. Los stocks Libres de Patógenos Específicos (SPF) son mantenidos generalmente en instalaciones de alta bioseguridad y su descendencia (denominada «high health» en vez de SPF) es suministrada a la industria. Los camarones Resistentes a Patógenos Específicos (SPR) son aquellos no propensos a infectarse por uno o varios patógenos específicos, mientras que los Tolerantes a Patógenos Específicos (SPT), son aquellos que han sido criados intencionadamente para desarrollar resistencia a enfermedades causadas por uno o varios patógenos específicos pero pueden ser infectados por estos. Por ejemplo, se puede disponer de cepas de camarón (*P. stylirostris*) resistentes al IHHNV.

Se tienen que obtener los detalles de las diferentes familias o de los orígenes de los stocks, ya sean locales o procedentes de otra zona, para evitar los problemas genéticos potenciales y el bajo crecimiento y grado de supervivencia asociados a la consanguinidad.

Es igualmente útil disponer de un registro con datos sobre el rendimiento y el desarrollo de las familias o cepas candidatas, bajo un rango de condiciones ambientales. El protocolo de selección utilizado es también importante, como por ejemplo, que los stocks sean seleccionados bien de los estanques con mejor rendimiento, o bien que hayan sobrevivido a un brote de enfermedad. Al mismo tiempo es preciso tener en cuenta el momento escogido para el proceso de selección.

Algunos criterios que son usados para la selección fenotípica (que se realiza en un principio en función de la talla en el momento de la cosecha y posteriormente cuando las hembras tienen >30g y los machos >25 g), son los siguientes: talla relativa, apariencia física general, ausencia de necrosis u otros signos (clínicos o sub-clínicos) de enfermedad o mal estado de los músculos y el exoesqueleto, pleópodos limpios, sin deformidades en rostrum o un cuerpo translúcido.

3.9.1.8. Procedimientos de cuarentena de los reproductores

Las instalaciones de cuarentena son esencialmente áreas de mantenimiento cerradas, donde los camarones son depositados en tanques individuales hasta que se conozcan los resultados del chequeo para la detección de virus (y de bacterias, cuando sea oportuno).

La unidad de cuarentena de reproductores debe ser aislada físicamente del resto de las instalaciones del laboratorio. Si esto no es posible, el diseño del laboratorio debe ser alterado de manera que no haya posibilidad de contaminación desde el área de cuarentena o mantenimiento a otras áreas de producción. Se debe tener especial cuidado con la eliminación de residuos y el tratamiento de efluentes. A los empleados que trabajan en este área no se les debe permitir entrar en otras secciones de producción y deben seguir los protocolos sanitarios en todo momento.

3.9.1.9. La unidad de cuarentena deben tener las siguientes características:

- Debe estar aislada adecuadamente de todas las áreas de cría y producción para evitar cualquier tipo de contaminación cruzada.
- Debe estar en un edificio cerrado y cubierto con acceso no directo al exterior.
- Se deben suministrar medios de desinfección para los pies (lavapies con solución de hipoclorito a >50 ppm de ingrediente activo) y las manos (botellas con yodo-PVP de 20 ppm y/o 70% de alcohol) para su uso a la entrada y salida de la unidad.
- La entrada al área de cuarentena se debe restringir exclusivamente al personal asignado.
- Los empleados de la unidad de cuarentena deben entrar a través de un vestuario, donde deben quitarse las ropas de calle y ducharse antes de entrar en otro vestuario, donde ya se vistan con la ropa de trabajo y las botas. Al terminar el turno de trabajo, se invierte la secuencia.
- Un número adecuado de cubos de plástico y/o contenedores similares deben estar disponibles en la sala de cuarentena para facilitar el movimiento rutinario de camarones dentro y fuera del área.
- Las instalaciones de cuarentena deben disponer de un suministro independiente de agua y aire con sistemas de tratamiento y desinfección separados y un sistema para el tratamiento de efluentes, para prevenir cualquier escape potencial de patógenos al medio.
- El agua de mar usada en las instalaciones tiene que entrar a un tanque de almacenamiento donde será tratada con una solución de hipoclorito (20 ppm de ingrediente activo durante un mínimo de 30 minutos) antes de ser inactivada mediante tiosulfato sódico (1 ppm por cada ppm de cloro residual) y una fuerte aireación.
- Todo el agua residual tiene que ser recogida en otro tanque para su cloración (20 ppm durante un mínimo de 60 minutos) y de cloración antes de ser vertida al medio.
- Todos los animales muertos o infectados tienen que ser incinerados o eliminados de otra manera que haya sido aprobada.
- Los contenedores de plástico y las mangueras tienen que ser lavadas y desinfectadas con una solución de hipoclorito (20 ppm) antes de volver a ser utilizadas.
- Todos los utensilios empleados en la unidad de cuarentena tienen que ser claramente marcados y deben permanecer siempre en este área. Se debe facilitar medios para la desinfección de todo el equipo al final de cada día.

A la llegada al laboratorio, los reproductores potenciales deben ser mantenidos en aislamiento hasta que su estado de salud sea determinado.

3.9.1.10. Aclimatación en el laboratorio

Durante la aclimatación, la cual dura de siete días a unas pocas semanas, los reproductores deberán ser acostumbrados a las condiciones ambientales de las instalaciones de maduración y a los tipos de dieta que les serán proporcionados. Esto es especialmente importante cuando las dietas formuladas vayan a sustituir a las dietas naturales.

Tales instalaciones también permitirán la optimización de la producción en el sistema de maduración. Los camarones bien aclimatados deben estar preparados para empezar pronto a producir nauplios justo después de su introducción en el sistema de maduración, evitando períodos delicados excesivamente largos (el número de días entre la introducción de la hembra en el sistema de maduración y el primer desove). Durante este período cualquier diferencia de temperatura y/o salinidad entre el área de cuarentena y la de maduración es reducida gradualmente. Los protocolos de alimentación también son ajustados de manera que los camarones se acostumbren a aquellos utilizados en las instalaciones de maduración. Es necesario tener en cuenta el estadio de muda de manera que sólo las hembras en un período de entre-mudas sean sometidas a la ablación cuando estén preparadas.

De esta manera, se habrá realizado ya la ablación a las hembras que son transferidas a la unidad de maduración, pudiendo empezar a producir nauplios casi de inmediato. Los camarones que pasan la inspección inicial de cuarentena tienen que ser aclimatados a las nuevas condiciones de las instalaciones de maduración. Las instalaciones de aclimatación tienen que tener suficiente espacio en el tanque para mantener a los camarones que serán introducidos en las instalaciones de maduración.

Los reproductores deben emplear un período mínimo de siete días (y hasta varias semanas) en aclimatarse antes de ser almacenados en tanques de maduración.

3.9.1.11. Maduración de las larvas en el laboratorio

El primer paso en la producción de larvas es la maduración y cruce de los camarones maduros. Los protocolos que se adoptan, dependen en cierta medida de si el procedimiento es parte de un programa controlado de cruce, o de si su intención prioritaria es la de producir postlarvas para el cultivo comercial en estanques.

Dependiendo de esta distinción, el sistema de maduración será diseñado bien para maximizar la producción de nauplios para la producción comercial de postlarvas o bien para permitir un control máximo sobre el apareamiento y los cruces genéticos.

Es posible controlar las parejas en una unidad de maduración convencional. No obstante, para conseguir un buen control de padrotes se precisa de cultivos unisex e inseminación artificial, con cultivos de larvas y sistemas de criaderos diseñados para un número elevado de lotes con relativamente pocas larvas en cada uno de ellos. Esto presenta retos técnicos muy diferentes de los encontrados en laboratorios de postlarvas comerciales o sistemas de criaderos.

La infraestructura apropiada para el manejo de los reproductores consiste en instalaciones de cuarentena, de aclimatación y las principales de producción (maduración, desove y eclosión), con sus correspondientes sistemas de soporte.

Los factores que se han de considerar en el diseño de las instalaciones son: el nivel requerido de producción de nauplios, la densidad de siembra y la proporción de sexos de los reproductores usados, la tasa estimada de desove de las hembras, la tasa estimada de eclosión, el número estimado de huevos y nauplios por hembra, y el sistema de producción empleado (lotes o continuo).

La sala de maduración debe ser mantenida bajo una luz tenue, preferiblemente con un sistema para controlar el foto período. Dicho foto período debe constar de unas 10-12 horas de oscuridad y 12-14 horas de luz, con una transición gradual entre ambos en un período de una a dos horas.

El acceso a la sala de maduración debe ser restringido, y el ruido (particularmente alto o intermitente), los movimientos y otras molestias reducidos al mínimo.

Preferiblemente, la sala de maduración debe tener tanques redondeados, de colores oscuros, de paredes lisas, y con un diámetro aproximado de 5 metros. Los reproductores deben ser mantenidos con una tasa de renovación de agua (nueva y/o reciclada) de 250-300% al día y un suministro de aire continuo aunque no demasiado vigoroso. La profundidad del agua es generalmente de 0.5-0.7 metros. Los camarones son sembrados a una tasa de unos 6-8 camarones por metro cuadrado de superficie de fondo con una proporción de macho a hembra de 1-1.5:1.

Por tanto, un tanque de 5 metros de diámetro puede acomodar unas 60-80 hembras y unos 60-100 machos. Las temperaturas del agua son controladas normalmente para que se mantengan en un rango de 28-29°C, con una salinidad de 30-35 ‰ y un ph de 8.0-8.2. Debe estar equipada con los utensilios para la preparación de los alimentos (cuchillos, cucharas, cuencos/cubos, cuadros para cortar, mezcladores, peletizadores, etc.) y un frigorífico y un congelador para almacenar los ingredientes de la comida.

Debido a las altas tasas de alimentación empleadas, los tanques de maduración precisan de un sifonado diario de la comida no ingerida, las heces y las mudas. El sifón consiste de dos partes, un tubo de PVC y una manguera. Cada tanque de maduración debe tener su propio tubo de PVC, pero la misma manguera puede ser usada para todos los tanques. La manguera debe ser enjuagada con agua limpia tratada antes de que cada tanque sea sifonado. Los sedimentos y los residuos sifonados de los tanques pueden ser recogidos en una bolsa de malla situada al final de la manguera e incinerada después de la operación de limpieza. Al final del día de trabajo, la manguera debe ser lavada y permanecer inmersa en un tanque con una solución de hipoclorito sódico (20 ppm).

Así mismo, se tiene que realizar un frotado periódico de las paredes y los fondos de los tanques si existe una excesiva acumulación de algas y otros organismos del fouling, incluyendo protozoos. Este proceso de limpieza se puede efectuar a menudo mediante el descenso de los niveles del agua del tanque sin sacar a los reproductores, aunque en ocasiones, es necesario transferirlos a nuevos tanques. Es recomendable dejar por lo menos un tanque vacío para este tipo de procedimientos, lo cual puede ser programado para llevarse a cabo de forma regular. Durante estas operaciones de limpieza se tiene que intentar que los reproductores sean manipulados lo menos posible, ya que una alteración excesiva de los individuos maduros interferirá en los ritmos de desove.

Las redes de mano usadas para capturar las hembras maduras deben ser mantenidas en recipientes con soluciones de yodo-PVP y/o hipoclorito (20 ppm de ingrediente activo).

La densidad de población preferida para el apareamiento natural de los reproductores de *P. vannamei* es de unos 6-8 animales por metro cuadrado.

Si se va a realizar inseminación artificial, el número puede ser incrementado a 16 animales por metro cuadrado. Es importante considerar también la biomasa en peso, mejor que en número de reproductores por metro cuadrado que pueden ser mantenidos en un tanque sin causar deterioro en la calidad del agua por las dietas usadas. Se recomienda una biomasa por unidad de área de 0.2-0.3 kg por metro cuadrado.

La mayoría de los sistemas sembrarán las hembras y los machos juntos, normalmente con una proporción de 1-1.5:1. Ocasionalmente, los dos sexos son mantenidos por separado. Esto tiene ventajas, incluyendo: la reducción de costes de alimentación en los tanques únicamente con machos, puesto que pueden ser criados mediante dietas más baratas (inicialmente calamares y con dietas artificiales enriquecidas); el incremento de la calidad del esperma a través del mantenimiento de los machos en temperaturas más bajas (25-27 °C) cuando sea posible; el aumento de la densidad de machos; y la facilitación de la inseminación artificial, si esta técnica es usada.

Sin embargo, la separación de machos y hembras conlleva la captura y movimiento de las hembras dos veces por cada noche de desove (la primera para transferirlas al tanque de los machos, y la segunda para pasarlas al tanque de desove), lo que ocasiona un estrés excesivo durante una etapa muy vulnerable.

Adicionalmente, el apareamiento tiende a ser mejor en tanques mixtos, debido a la excitación de los camarones producida por las altas concentraciones hormonales existentes. Como dato orientativo, los reproductores salvajes producen normalmente tasas de desove de un 4-8% de hembras por noche, mientras que los stocks domesticados tienden a ser más productivos, generando un 10-15% o más, de hembras por noche.

3.9.1.12. Desove

El desove debe tener lugar en una sala separada del área de maduración con el objeto de mantenerla limpia y de posibilitar el lavado y desinfección diarios de los tanques sin molestar a los reproductores. La sala de desove debe tener una infraestructura apropiada y suficiente para el nivel requerido de producción de nauplios.

Esto reducirá el riesgo de transferencia horizontal de enfermedades entre hembras. Ha sido demostrado que los tejidos exudados durante el desove y las heces, pueden contener altos niveles de algunos virus (IHHNV, HPV, BP, MBV, etc.) que pueden infectar a hembras sanas durante el desove colectivo. Si este desove colectivo tiene que llevarse a cabo, el número de hembras por tanque debe ser lo más bajo posible para limitar la cantidad de hembras expuestas a infecciones potenciales (Ej. una hembra en 200-300 litros de agua).

Los tanques pueden ser de fondo plano, aunque si son ligeramente cónicos, o al menos inclinados hacia el desagüe, permiten un cosechado de los huevos más fácil y menos agresivo. Los tanques deben permitir la cosecha de los huevos de una forma en la que después de su recolección puedan ser sometidos a un lavado o baño de desinfección con formalina (100 ppm durante 30 seg.), o yodo-PVP (50-100 ppm durante 1-3 min). Se puede añadir también Treflan a 0,05-0,1 ppm para combatir las infecciones por hongos. Esta desinfección ayudará a reducir los riesgos de transmisión de enfermedad.

Se debe realizar la purificación del agua para los tanques de desove y eclosión. Este proceso incluye normalmente el tratamiento con luz UV, el paso a través de carbón activado, y la filtración de cartucho a $<1 \mu\text{m}$. Preferiblemente, la calidad del agua debe ser mantenida a una temperatura de 28-29 °C y una salinidad de 30-35‰, como en los tanques de maduración.

Con frecuencia, al agua del tanque de desove se le añade EDTA como agente quelante, en la dosis recomendada según la carga de metales pesados del lugar.

La persecución excesiva de camarones individuales debe ser evitada. Al manejar los reproductores, se sujetan con el abdomen doblado de manera que los urópodos y el telson estén metidos entre los periópodos para minimizar su flexión y el riesgo de caída del animal. Evitar que los reproductores sean mantenidos fuera del agua por extensos períodos de tiempo. Por ejemplo, cuando las hembras son transferidas al tanque de desove, deben ser sujetas de la manera descrita manteniéndolas en vasos de precipitados o cubos llenos con agua del tanque de maduración.

Las hembras fecundadas deben ser seleccionadas al final de la tarde o en la tarde/noche (tan pronto como oscurezca), o en el momento más apropiado según el foto-período empleado.

Durante la búsqueda, utilizar una linterna fuerte, preferiblemente impermeable, para ver qué hembras del tanque parecen estar fecundadas (aquellas con los ovarios más desarrollados o en estadio IV). Cuando una hembra fecundada es localizada, usar la red para capturarla lo más delicadamente posible y llevarla a un lateral. La hembra es entonces inspeccionada para comprobar si tiene un espermatóforo en el telicum. Si el espermatóforo está presente, la hembra es situada en un recipiente y transferida a la sala de desove. Si el espermatóforo no está presente, la hembra es situada en otro recipiente y llevada a otro lugar para practicarle la inseminación artificial (si ésta es empleada) antes de ser transferida a los tanques de desove.

Para evitar el deterioro en la calidad de los nauplios, las hembras sometidas a ablación deben ser normalmente retiradas de la unidad de maduración después de un período máximo de 3 meses ó 15 desoves, dependiendo del régimen de alimentación usado y de la salud de las hembras. Las hembras no sometidas a la ablación pueden desovar durante todo un año. Esto requiere normalmente, que las hembras sean identificadas individualmente mediante etiquetado o con algún otro método.

Como dato orientativo, la cantidad de huevos por puesta y por hembra debe estar en un rango de 100,000 a 140,000 huevos por hembra de 30 a 35 g de peso corporal, y hasta 150,000 a 200,000 huevos para hembras de 40 a 45 g.

Para asegurar una buena fertilización, el esperma debe ser observado y cuantificado regularmente mediante recuentos de esperma utilizando un microscopio de luz de alta resolución.

El desove debe ser recogido, bien de forma colectiva, con dos o más hembras en el tanque de desove, o bien de forma individual. En cualquiera de los dos casos, es necesario un sistema apropiado para la recogida de los huevos, excluyendo las heces de los reproductores y los tejidos de los ovarios (usando por ejemplo, un prefiltro de 300-500 μm de malla).

Los huevos deben ser recogidos en un receptáculo con una malla grande, sumergida en su mayor parte, de un tamaño de poro de $<100 \mu\text{m}$, con el objeto de retenerlos sin causarles daño. Una vez cosechados, los huevos deben ser lavados con agua de mar tratada adecuadamente (filtrada y esterilizada) y luego desinfectados usando yodo-PVP (50-100ppm/10-60sg) antes de enjuagarlos de nuevo con abundante agua de mar limpia en otro recipiente.

Seguidamente a la recolección, los huevos deben ser transferidos a los tanques de eclosión en la unidad de eclosión. Una muestra de huevos cosechados debe ser examinada para determinar la tasa de fertilización y se debe realizar un recuento para permitir una estimación de la tasa de eclosión. La tasa de fertilización debe ser al menos de un 50% y es normalmente $>75\%$. Cuando las tasas de fertilización estén por debajo del 50%, se debe considerar la posibilidad de descartar el lote completo y empezar una investigación para determinar la causa del problema.

3.9.1.13. Eclosión

Los tanques de eclosión (300-1 000 litros) tienen normalmente unos fondos cónicos pronunciados para permitir la buena circulación del agua y aireación y facilitar el cosechado. Los tanques varían en tamaño desde decenas de litros a 1mt, y se pueden sembrar hasta 4 millones de huevos/mt. La calidad del agua debe ser mantenida a 29-32 °C y 32-35 ‰ de salinidad para conseguir una óptima cosecha. Se añaden normalmente EDTA (hasta 20 ppm) y Treflan (0,005- 0,1 ppm) al agua de los tanques de eclosión, por las mismas razones que a los de desove.

Se le suministra al tanque la suficiente aireación para mantener los huevos en suspensión. Los nauplios deben aparecer aproximadamente ocho horas después de la siembra de los huevos.

Después de este punto (normalmente después de 12-15 horas), se para la aireación con el objeto de cosechar los nauplios. Se sitúa entonces, una cubierta oscura o tapa con un pequeño agujero en el centro sobre el que se suspende una bombilla. Durante un período de 20-30 minutos, los nauplios saludables van concentrándose debajo de este agujero y son luego recogidos mediante un cubo o un sifón y se pasan a otro cubo o colector de nauplios, donde éstos son lavados y desinfectados. Posteriormente, son mantenidos en tanques o cubos separados con aireación o enviados directamente a las instalaciones de cría de larvas. Los huevos no cosechados y los nauplios más débiles que permanecen en el tanque son desechados y el tanque es limpiado y desinfectado. Los tanques de desove y eclosión son lavados diariamente con una solución de hipoclorito de calcio (sodio) (30 ppm de ingrediente activo), y enjuagados con abundante agua tratada antes de volver a ser rellenados.

3.9.1.14. Chequeo sanitario de los reproductores

Cuando exista un número elevado de reproductores, los tests se deben realizar en lotes de 10 individuos procedentes de diferentes grupos de reproductores. Se debe llevar a cabo un muestreo mínimo de 150 animales por cada grupo de 1 000 camarones y dividirlos en grupos de 10 camarones para cada análisis. Cuando son seleccionados para programas genéticos, se realiza un chequeo de enfermedades más riguroso, para asegurar la no existencia de patógenos.

Aunque el test PCR se debe efectuar sobre los reproductores a su llegada durante la cuarentena, compensa repetir este test (por lo menos para WSSV) después del desove.

Esto es debido a que existen evidencias de que los reproductores con un test PCR negativo para WSSV durante la cuarentena pueden dar positivo si son analizados seguidamente a una situación de estrés como la del desove.

3.9.1.15. Proceso de postdesove

Los procesos de postdesove incluyen: mantenimiento de las instalaciones, manejo de la calidad del agua; manejo de los reproductores; lavado, selección, mantenimiento y transporte de los nauplios; cría de las postlarvas, mantenimiento, manejo sanitario, evaluación del estado, selección y valoración del riesgo para la siembra, transporte y transferencia; y documentación y recogida de datos.

3.9.1.16. Mantenimiento de las instalaciones

Las instalaciones deben ser mantenidas de forma que se optimicen las condiciones para el crecimiento, supervivencia y salud de los reproductores, larvas y PL de camarón, minimizando el riesgo de brotes de enfermedad. Para facilitar esto, deben ser redactados por la dirección del laboratorio, una serie de protocolos como parte del Procedimientos de Operaciones Estándar (SOP) y seguidos estrictamente por todos los empleados en todo momento. Los SOP del laboratorio deberán incluir el procedimiento de secado sanitario que sigue a cada ciclo de cultivo (para la cría de larvas), o al menos cada tres o cuatro meses (para las instalaciones de maduración), con un período mínimo de secado de siete días. Esto ayudará a prevenir la transmisión de agentes infecciosos de un ciclo a otro.

Los tanques usados para el desove de los reproductores, la eclosión de huevos, y el manejo de los nauplios y postlarvas deben ser minuciosamente limpiados después de cada uso. Los procedimientos usados para la limpieza y desinfección serán básicamente los mismos para todos los tanques y equipos. Estos incluirán un frotado con agua limpia y detergente hasta retirar toda la suciedad y sedimentos, la desinfección se realizará con una solución de hipoclorito (20-30 ppm de ingrediente activo) y/o una solución de ácido muriático (ph 2-3), aclarando con abundante agua limpia para eliminar cualquier traza de cloro y/o ácido, y después dejar secar. Las paredes de los tanques también pueden ser limpiadas con ácido muriático; tanto los tanques exteriores como los pequeños pueden esterilizarse secándose al sol.

Los siguientes puntos deben ser considerados:

- Los tanques deben ser lavados y desinfectados al final de cada ciclo de producción.
- Todo el equipo de laboratorio debe ser regularmente limpiado y desinfectado.
- Los tanques de cemento pintados con epoxi marino o forrados con plástico son más fáciles de limpiar y mantener que los de los tanques de cemento sin tratar.
- Después de cosechar las larvas de su tanque de cría, éste y todo el equipo debe ser desinfectado. De igual forma, una vez que todos los tanques de una sala hayan sido cosechados, la propia sala y todos los equipos deben ser desinfectados.

- Los tanques pueden ser llenados al máximo y añadir una solución de hipoclorito hasta alcanzar una concentración mínima de 20-30 ppm de ingrediente activo. Después de 48 horas, los tanques pueden ser vaciados y se deben dejar secar hasta el comienzo del siguiente ciclo.
- Todos los equipos y cualquier otro material usado en una sala (filtros, mangueras, vasos conducciones de agua y aire etc.), después de una primera limpieza con una solución al 10% de ácido muriático, pueden ser introducidos en uno de los tanques que contengan la solución de hipoclorito.
- Los tanques de maduración de los reproductores y todos sus equipos asociados, deben ser limpiados y desinfectados siguiendo el procedimiento típico cada tres o cuatro meses.
- Las tuberías de agua, conducciones de aire y sus piedras etc., deben ser lavados cada mes (o durante el secado) con la misma concentración de cloro y/o una solución al 10% de ácido muriático (pH 2-3) mediante el bombeo desde un tanque central.
- Todos los edificios del laboratorio (suelos y paredes) se deben desinfectar periódicamente (se recomienda una vez por ciclo).
- Todo el resto del equipo debe ser minuciosamente limpiado entre ciclos.
- Antes de sembrar los tanques para un nuevo ciclo, estos deben ser de nuevo, lavados con detergente, aclarados con agua, limpiados con ácido muriático al 10% y otra vez aclarados con agua tratada antes del llenado.
- Los procedimientos de desinfección pueden requerir ajustes de acuerdo con las necesidades especiales de la instalación.
- Se deben tomar medidas de seguridad apropiadas cuando se manejen productos químicos para la desinfección. Los procedimientos acerca el uso y almacenamiento de productos químicos, tales como llevar equipos de protección, etc. deben estar incluidos en los Procedimientos de Operaciones Estándar (SOP).

Los productos, concentraciones y frecuencias recomendados para la desinfección de varios elementos de laboratorio también han sido definidos en la OIE (2003).

3.9.1.17. Manejo de la calidad del agua en el laboratorio

El agua entrante debe ser limpiada y desinfectada mediante cloración y filtración antes de ser distribuida a las diferentes áreas de trabajo (laboratorio, cultivo de algas, *Artemia*, etc.). La distribución debe ser diseñada para evitar el riesgo de contaminación cruzada. Los sistemas de distribución de agua y aire a su vez, deben ser instalados de manera que permitan el bombeo de soluciones desinfectantes a través del sistema así como permitir un completo secado al final del ciclo.

No obstante, es posible el uso de agua de mar traída a las instalaciones desde otro lugar, así como de agua de mar subóptima sometida a las técnicas apropiadas de filtración y desinfección. En general, un sistema de recirculación cerrado es más bioseguro que un sistema de agua abierto, aunque requiere adicionalmente, de filtración biológica y mecánica, y de desinfección para mantener una calidad óptima de agua. El sistema de filtración más común del agua marina sin tratar, que entra en el laboratorio desde el mar, es a través del uso de pozos excavados en la arena en la playa. Éstos consisten en una serie de galerías de filtración, pozos, etc. que permiten una filtración primaria antes de la entrada al laboratorio.

Además limitan el paso de organismos del fouling, patógenos portadores, mareas rojas y otros patógenos, que en sistemas de toma directa no serían detenidos. Se requiere un mínimo de capacidad de almacenaje del 50% sobre la capacidad total, cuando los reservorios puedan ser rellenados dos veces al día.

Se debe usar hipoclorito de calcio o de sodio (con 10 ppm de ingrediente activo durante por lo menos 30 min.), y/u ozono, o luz UV, para desinfectar el agua entrante después de la filtración inicial y la sedimentación. Después del tratamiento con cloro, se tiene que examinar el agua del reservorio con Orto-toluidina (3 gotas en 5 ml de agua de muestra) para asegurar que no existe cloro residual (indicado por un color amarillo) antes de usar el agua. La fecha y duración de los tratamientos así como, los resultados de dichos tests, se tienen que registrar en un gráfico o cuadro y ser firmados por el responsable del tratamiento del agua.

Una vez que el cloro se ha disipado o neutralizado con tiosulfato de sodio (1 ppm por cada 1 ppm de cloro restante), se puede adicionar EDTA para inducir la quelación de los metales pesados presentes en el agua (las cantidades dependen de las concentraciones de metales pesados y del uso).

Puede ser necesaria una caldera y un sistema de intercambio de calor, cuya localización típica es entre el reservorio y las unidades de producción, para ajustar las temperaturas del agua dentro del rango requerido (generalmente entre 28 y 32 °C dependiendo del área y la etapa, ver Cuadro 4).

El sistema de filtración de agua que sigue a los reservorios, debe estar constituido por filtros de arena, carbón activo, y otros elementos como filtros de cartucho o de membrana, en el caso de que el agua requiera una filtración más fina.

Los filtros de arena tienen que ser lavados en sentido contrario por lo menos dos veces al día (o según se requiera en función de la carga de sólidos en suspensión del agua entrante) por un período suficiente de tiempo que asegure el limpiado del filtro. Es una ventaja poder abrir los filtros para chequear la canalización y realizar un retrolavado minucioso. Al principio de cada ciclo de producción, la arena debe ser sustituida por otra limpia que haya sido previamente lavada con una solución de hipoclorito sódico a 20ppm de ingrediente activo o una solución al 10% de ácido muriático (pH 2-3). El carbón activo debe ser cambiado por lo menos una vez cada ciclo del laboratorio para mantener su eficiencia.

En el caso de los filtros de cartucho, se tiene que disponer de dos juegos de elementos filtradores, que se deben recambiar diariamente. Los filtros usados son lavados y desinfectados en una solución de hipoclorito de calcio (sodio) con 10ppm de ingrediente activo o en una solución al 10% de ácido muriático durante una hora. Algunos materiales de los filtros son sensibles al ácido muriático, de manera que, se tiene que tener sumo cuidado cuando este desinfectante es usado.

Los filtros son posteriormente aclarados con abundante agua tratada y sumergidos en un recipiente con una solución 10ppm de tiosulfato de sodio para neutralizar el cloro (si ha sido utilizado). En cada ciclo del laboratorio, se deben usar dos o más juegos de filtros, en función de la carga de sólidos en suspensión del agua de mar.

El tamaño final de filtración recomendado depende de los usos del agua que se muestran en la Cuadro 4.

Cuadro 4. Estándares recomendados para la filtración y temperatura del agua según los diferentes usos.

USO DEL AGUA	TAMAÑO DEL FILTRO (μM)	TEMPERATURA ($^{\circ}\text{C}$)
Maduración	15	28 a 29
Cría larvaria	5	28 a 32
Desove y eclosión	0,5-1,0	29 a 32
Cultivo de algas (interior/puro)	0,5	18 a 24

Para prevenir una posible contaminación cruzada entre diferentes áreas del laboratorio, se deben usar sistemas de recirculación separados para cada área que lo requiera. Los sistemas de recirculación son los más eficientes para la maduración de los reproductores, ya que reduce la necesidad de recambio de agua y las descargas de agua residual. Por otro lado, ayudan a mantener estables los parámetros físico-químicos del agua, mantiene la concentración de hormonas de apareamiento, y además ofrecen una mejor bioseguridad.

Si se requiere recircular el agua del mar para cualquier área del laboratorio, se precisará de una filtración biológica adicional para la retirada de cualquier material orgánico disuelto. Hay muchos tipos de biofiltros, todos ellos incorporan elementos vivos (bacterias desnitrificadoras) que tienen que ser cultivados o añadidos al filtro antes de su uso, de manera que sus efectos sean óptimos en todas las etapas del ciclo. Hay que considerar que estos filtros requieren limpiezas periódicas, de tal forma que no se maten a dichas bacterias beneficiosas.

Los tanques de desove y eclosión y las instalaciones de cultivo puro de algas tienen que recibir agua de la misma calidad y tratada de la misma forma que la usada en las unidades de maduración y cría de larvas (Ej. esterilización por luz UV y filtración al 0,5 o 1 μm). Adicionalmente, para la eclosión y desove, es frecuente el uso de EDTA de hasta 20-40 ppm, para asegurar la quelación de los metales pesados, de manera que no estén disponibles. También se usa Treflan al 0,05-0.1 ppm para combatir los hongos.

La distribución del agua desde el reservorio hasta las distintas áreas del laboratorio debe estar diseñada de tal forma que cada zona pueda ser desinfectada sin comprometer otras áreas. De esta forma, se pueden programar desinfecciones regularmente, según convenga en cada zona y se evite el riesgo de contaminación cruzada. La regulación de temperatura y salinidad puede variar entre diferentes sectores y será facilitada por un sistema de distribución bien diseñado. Además, cada área tiene sus requerimientos específicos de filtración, los cuales pueden ser establecidos anteriormente al punto de uso.

Las bombas, tuberías y equipos de filtración deberán ser dimensionados para asegurar que la tasa máxima de intercambio de agua esperada, pueda ser mantenida en óptimas condiciones en todo momento.

Después de retirar las hembras que hayan desovado de los tanques correspondientes, estas deben ser inmersas en yodo-PVP (20 ppm/15 sg) antes de devolverlas al tanque de origen.

3.9.1.18. Lavado de los nauplios en el laboratorio

Los nauplios cosechados en el estadio 4 pueden ser tratados mediante un baño en Treflan (0.05-0.1 ppm) para prevenir la contaminación por hongos, seguido por un minucioso lavado en agua filtrada y esterilizada y volverlos a sumergir en una solución yodo-PVP (50-100 ppm durante 1-3 min) o en una solución de cloramin a-T (60 ppm durante 1 min). Inmediatamente a continuación, son lavados en agua de mar limpia. Se han descrito otras rutinas de lavados usando formalina y yodo-PVP. Chen *et al.*, (1992) y Brock y Main (1994) también describieron un método en el cual los nauplios son sumergidos durante 30 segundos en formalina (300 ppm) y yodoforo (100 ppm) y posteriormente aclararlos con agua de mar filtrada y esterilizada durante tres minutos antes de la siembra. Esto puede ser efectivo para retirar sedimentos y organismos del fouling como bacterias y protozoos, y pudiendo minimizar la transmisión de enfermedades virales.

3.9.1.18.1. Selección de los nauplios

Como los nauplios presentan una fuerte fototaxis positiva, aquellos que están sanos, pueden ser cosechados usando una luz para atraerlos hasta la superficie del agua. Aquellos que permanezcan en el fondo del tanque son descartados, reduciendo el porcentaje de nauplios débiles y deformes.

Después de la cosecha, se efectúa el recuento de los nauplios aptos, para establecer la tasa de eclosión. En un buen lote, la tasa de eclosión debe ser >70%. Si nos encontramos ante una tasa menor se considerará la posibilidad de desechar todo el lote e iniciar investigaciones para hallar la causa del problema.

Una tasa de deformidad <5% se considera generalmente aceptable. Se estima el estado de los nauplios a partir del alcance de la fototaxis positiva. Para llevar a cabo este test, una muestra de larvas es situada en un recipiente translúcido junto a una fuente de luz y se observa el desplazamiento de los animales. Si el 95% o más de las larvas se mueven claramente hacia la luz, el lote se considera bueno, intermedio si el 70% o más responden, y pobre si menos del 70% se dirige hacia la luz. Los lotes pobres pueden ser descartados, dependiendo de los criterios de selección de cada laboratorio.

3.9.1.18.2. Mantenimiento de los nauplios

Los nauplios cosechados pueden ser mantenidos a una densidad de 20 000-40 000/litro, con luz continua, agua limpia y aireación hasta que estén preparados para ser sembrados en los tanques del laboratorio. Como con los huevos, los nauplios (estadio 4) pueden ser tratados con Treflan y/o desinfectados.

El material y equipo usado para cosechar nauplios debe ser lavado diariamente con una solución de hipoclorito de calcio o sodio (30 ppm de ingrediente activo) para prevenir la contaminación en los siguientes lotes. Si es posible, el vehículo de transporte debe ser primero desinfectado, antes de entrar a las instalaciones del laboratorio. Después de desempaquetar los nauplios, el material de embalaje tiene que ser incinerado.

3.9.1.19. Cría y mantenimiento de las larvas

En muchos casos, donde los laboratorios de postlarvas y las granjas forman diferentes unidades económicas, la calidad de la larva es frecuentemente sacrificada por economizar. Aunque en realidad, la estrategia más económica es producir postlarvas que crezcan rápidamente, que estén libres de enfermedades y que tengan una alta tasa de supervivencia y producción en las instalaciones de engorde. Para alcanzar dichos objetivos, todas las áreas involucradas en la cría de larvas tienen que estar diseñadas para una óptima eficiencia, higiene y productividad.

La entrada a las instalaciones de cría de larvas, debe estar restringida al personal que trabaja en dichas áreas. Se tienen que colocar alfombras sanitarias o lavapies con soluciones desinfectantes (Ej. hipoclorito de calcio o sodio con >50 ppm de ingrediente activo) a la entrada de cada sala del laboratorio. La solución desinfectante tiene que ser reemplazada cuando sea necesario. En cada entrada a la sala(s) de cría de larvas debe estar disponible un recipiente(s) con iodo-PVP (20 ppm) y/o 70% alcohol para que todo el personal tenga que lavarse las manos con la solución(es) desinfectante cada vez que entre o salga de las salas.

Cada sala debe tener un juego completo de materiales para operaciones rutinarias (filtros, mallas, cubos, etc.). Se debe habilitar un tanque (500-600 litros) con desinfectante (solución de hipoclorito 20 ppm de ingrediente activo) para sumergir las mangueras, cubos, etc. Los equipos de uso común se pueden dejar en el tanque de desinfección al final de cada día y aclararse antes de volver a ser usados al día siguiente. El desinfectante de este tanque debe ser sustituido diariamente o cuando se requiera. Adicionalmente, los vasos de precipitado, las redes, etc. usados en cada tanque se deben mantener en un cubo lleno de una solución de hipoclorito de sodio (20 ppm de ingrediente activo), y se deben dedicar exclusivamente a cada tanque para prevenir contaminaciones cruzadas dentro de la misma unidad.

Se deben tomar muestras de larvas y postlarvas para realizar comprobaciones rutinarias en recipientes de plástico desechable (vasos de papel o vasos de precipitado de plástico de 300 ml) que serán eliminados tras un solo uso.

Después de que el chequeo diario ha sido completado, las larvas y postlarvas deben ser desechadas a un recipiente de plástico con hipoclorito de sodio (20ppm de ingrediente activo) u otro desinfectante apropiado. Las larvas y postlarvas usadas en estos chequeos diarios nunca deben retornar a los tanques o salas de cría de las larvas.

Las infraestructuras para el cultivo de larvas consisten principalmente en una o más unidades de tanques de cría de forma cónica o en «V» (los tanques a veces se encuentran en dos fases: una de nauplios a PL4-5, y después, tanques mayores de fondo plano, o «raceways», para las postlarvas o el cultivo en criadero).

Las infraestructuras de soporte (comentadas con más detalle en otros apartados) incluyen: almacenamiento, tratamiento, calentamiento y sistema de distribución de agua; sistema de aireación; instalaciones para la producción de alimento vivo como algas y *Artemia* (y otros); laboratorios de postlarvas para inspecciones sanitarias, bacteriología y preparación de dietas; oficinas y un área para el empaquetado y transporte de postlarvas.

3.9.1.20. Manejo sanitario de las larvas

Hay muchos factores involucrados en el manejo sanitario de las larvas en el laboratorio. Para producir una elevada cantidad de larvas de alta calidad, es preciso mantener un estricto control de todos éstos, a lo largo de todo el ciclo de cría de la larva. En el Cuadro 5 (ver anexos) son expresados algunos de los factores más comunes que afectan al estado sanitario de la larva durante el ciclo de su cultivo (asumiendo que nauplios de alta calidad han sido sembrados de acuerdo con los métodos definidos anteriormente).

3.9.1.21. Transporte de los nauplios

El transporte se realiza normalmente en bolsas dobles de plástico, conteniendo 10-15 litros de agua y rellenas con oxígeno puro. Las bolsas son posteriormente empaquetadas en cajas de cartón o styrofoam, aunque a veces se usan tanques y cubos de plástico. La temperatura del agua en el empaquetado y transporte es ajustada desde 28-30 °C hasta un rango de entre 18 a 25 °C (aunque a veces no es necesario), según el tiempo y la distancia del viaje hasta el laboratorio receptor. La salinidad es mantenida a 32-35 ‰. A la llegada del laboratorio comprador, los nauplios deben ser desinfectados de nuevo.

3.9.1.21. Selección y Densidad de siembra

Un exceso en la densidad de siembra puede aumentar el estrés y en posteriores etapas, puede degenerar en canibalismo y disminución de la calidad del agua, especialmente cuando las tasas de supervivencia son altas. En general, las densidades de siembra para los nauplios deben encontrarse en un rango de 100-250 nauplios/litro de agua (100 000-250 000 por tonelada). Se usan densidades menores si las larvas van a crecer hasta el tamaño de cosecha en el mismo tanque, mientras que se puede aumentar la densidad si se utiliza un sistema de dos tanques. En este último sistema, las larvas son cultivadas generalmente en tanques cónicos o «V» o también en tanques de fondo plano o «U», a altas densidades hasta el estadio PL4-5 y posteriormente transferidos a tanques planos para los siguientes estadios bentónicos, reduciendo la densidad hasta los 100 PL/litro.

Una baja supervivencia puede reducir la densidad de larvas en el tanque hasta un nivel donde el coste por alimentación deje de ser rentable (debido a que los tanques de cría de larvas son alimentados según el volumen de agua más que por el número de larvas).

3.9.1.22. Selección de las postlarvas para la siembra

Muchos factores afectan a la calidad de las PL. Pueden tener un impacto en la calidad de las postlarvas producidas por el laboratorio: la calidad y cantidad de alimento, mudas, calidad de agua (temperatura, salinidad, amonio, sólidos en suspensión, heces), el uso de antibióticos, enfermedades y prácticas de manejo deficientes.

Estos factores pueden ser regulados mediante buenas prácticas en el laboratorio, y esto tendrá un importante impacto en la calidad de las postlarvas producidas.

Como se ha mencionado anteriormente, el plan de producción de larvas debe estar enfocado a la producción de animales de la máxima calidad posible, lo cual está directamente relacionado con el posterior rendimiento en la fase de engorde. Es por tanto, en esta fase donde la calidad de la postlarva es de la mayor importancia. Hay muchos indicadores sanitarios y de calidad que pueden ser usados para determinar la selección de la postlarva.

3.9.1.23. Evaluación de riesgos para la siembra

Al igual que en la evaluación de la calidad de las larvas, se debe realizar una tabla resumen de los tres niveles de calidad de las postlarvas y de los puntos del sistema empleado (usando algunos o todos los indicadores anteriores, dependiendo de las circunstancias). Esta tabla es usada entonces para determinar los tanques de postlarvas que serán seleccionados para el engorde, los que pueden precisar de tratamiento antes de la selección, y los que serán rechazados. Como antes, el responsable seleccionará según su propia experiencia, los indicadores y el límite de puntuación por debajo del cual, el lote de postlarvas puede ser tratado o rechazado.

La decisión de sembrar o no un lote de postlarvas, es en última instancia, una evaluación de riesgo. No se pueden ofrecer directrices o estándares fijos, puesto que esto generalmente viene determinado por la experiencia, aunque se puede usar la siguiente guía para reducir el riesgo de mortalidad o de bajo crecimiento del cultivo en estanque de *Penaeus vannamei*. En este análisis de riesgo, el orden de importancia de la evaluación es Nivel 3 > Nivel 2 > Nivel 1.

Se pueden usar los siguientes criterios:

- Las postlarvas tienen que pasar la evaluación de Nivel 3:
- Las postlarvas tienen que dar negativo en el PCR o dot-blot para YHV, IHNV, WSSV y TSV.
- En el supuesto de que las postlarvas pasen la evaluación de Nivel 3, se puede usar la siguiente guía para el Nivel 2:
- Una puntuación superior a 100 representa un bajo riesgo de problemas severos de enfermedad, y por tanto, se recomienda.
- Una puntuación de 65-100 representa un riesgo moderado de problemas severos de enfermedad.
- Una puntuación menor de 65 representa un alto riesgo de problemas severos de enfermedad, y por tanto, no se recomienda.
- En el supuesto de que los animales pasen la evaluación de Nivel 2, se puede usar la siguiente guía para el Nivel 1:
- Una puntuación mayor de 30 representa un bajo riesgo de problemas severos de enfermedad, y por tanto, se recomienda.
- Una puntuación de 20-30 representa un riesgo moderado de problemas severos de enfermedad.
- Una puntuación menor de 20 representa un alto riesgo de problemas severos de enfermedad, y por tanto, no se recomienda.

3.9.1.24. Transporte y transferencia de postlarvas

Las postlarvas pueden ser transportadas en tanques grandes o en cajas con bolsas de plástico, en densidades que pueden variar de 500 a 1200 PL/litro, dependiendo de la duración y del método de transporte. Se utilizan normalmente dos bolsas de plástico (una dentro de la otra) de 25-30 litros de capacidad, conteniendo 10-15 litros de agua filtrada, y tras añadir la cantidad deseada de postlarvas, se rellenan con oxígeno puro mediante inyección en el agua.

Como fuente alimenticia, se añaden normalmente, unos 15-20 nauplios vivos de *Artemia* por cada postlarva, por cada 4 horas de transporte. Se pueden añadir también en cada bolsa, unos pocos gránulos nuevos, lavados, de carbón activado, para ayudar a mantener bajos niveles de amonio en los transportes de larga duración. Posteriormente, las bolsas son selladas con bandas elásticas e introducidas en cajas selladas de cartón para las distancias cortas y/o poliestireno con el que se consigue un mejor aislamiento para las distancias largas.

La temperatura usada y las densidades de siembra empleadas durante el transporte variarán de acuerdo con la distancia y duración del traslado. Normalmente, no se necesita descender la temperatura si el laboratorio está cerca de la granja, mientras que se reducirán a 25-28 °C para transportes de 3-12 horas de duración, y a 18-23 °C para los de más de 12 horas. Dicha reducción de temperatura es usada para descender la tasa metabólica de las larvas, de manera que éstas consuman menos oxígeno, excreten menos residuos y permanezcan en calma durante el transporte. La salinidad del agua debe ser aquella en la cual las postlarvas hayan sido aclimatadas, que debe ser parecida a la esperada en las instalaciones de engorde.

Los recipientes y el equipo de transporte (redes, piedras de aireación, tubos de aireación, etc.) deben ser desinfectados antes y después de su uso (ver las secciones apropiadas para los procedimientos en este documento). Si las bolsas de plástico son utilizadas, deben de ser incineradas a continuación; y no se deben reutilizar para transportar postlarvas o reproductores de camarón.

Los vehículos de reparto de las postlarvas son una fuente potencial de contaminación, puesto que pueden visitar varias granjas y laboratorios de postlarvas en su recorrido para realizar las entregas.

Si es posible, el empaquetado de las larvas se debe realizar en un lugar aislado de las instalaciones de producción, y los camiones de transporte (por lo menos las ruedas y neumáticos) deben ser desinfectados antes de entrar en el laboratorio.

IV. MATERIALES Y METODOS



Esta monografía se produjo como parte de recopilación de información y datos obtenidos de documentos sobre el quehacer de las camaroneras en Nicaragua y revisión bibliográfica electrónica, así como también experiencia en las unidades de producción de camarones de un periodo de 6 meses en la siembra y cosecha de camarones tanto *vannamei* como *stylirostris* y otros silvestres y cultivados de la especie *Litopenaeus vannamei*.

4.1. Ubicación del trabajo

El estero real esta ubicado en el extremo sureste del Golfo de Fonseca, correspondiente al departamento de Chinandega, región nor-occidental de Nicaragua y pertenece al gran Sistema Estuarino denominado como Golfo de Fonseca. Es el río mas largo del occidente de Nicaragua y recorre 137Km. desde su nacimiento cerca de El Sauce y Achuapa; también drena el 95% de las lluvias del occidente de Managua.

El área alrededor acoge a varias comunidades que subsisten de una combinación de pesca, extracción de productos manglares y agricultura artesanal. Puerto Morazán es la comunidad más grande del área.

El trabajo monográfico se realizó en la comunidad de Puerto Morazán, la cuál esta ubicada a 17Km de la ciudad del viejo, con las coordenadas 12° 50' latitud norte y 87° 10' longitud oeste.

4.2. Descripción del lugar de trabajo

El pueblo de Puerto Morazán es pequeño y gran parte de la población trabajan en el área de pesca artesanal o en granjas camaroneras para mantener a sus familias, las granjas camaroneras se encuentran ubicadas en los alrededores del río Estero Real el cual pasa por el pueblo. La mayoría de estas granjas son de tipo artesanal, algunas tienen otro de técnicas de cultivo pero son muy pocas debido a la falta de ingresos de la mayoría de los productores.

En cada granja hay pilas artesanales las cuales son construidas, o sea, remueven el suelo y lo van apilando hasta hacer un muro perimetral lo que va a constituir cada estanque. Y pueden hacer esto por que el suelo es de tipo arcilloso, como barro, lo que permite que cuando se seca quedé sólido y se pueda andar sobre el.

Cada granja varía los tamaños de los estanques; esto va en dependencia del tamaño del terreno que posean. Los estanques mas pequeños son de 10 hectáreas y los mas grandes pueden llegar hasta 13-14 hectáreas, algunos productores tienen hasta 4 estanques como máximo la mayoría tiene entre 2 y 3.

La época más propicia para sembrar en esta zona es en los meses de invierno entre mayo y diciembre y por lo general, cuando tienen un cultivo de tipo artesanal, siembran en dos ciclos. Generalmente se siembran dos tipos de larva de camarón, una de tipo silvestre capturada a la orilla de las playas por los “larveros” y llevada inmediatamente a las granjas y otra de laboratorio la cual pasa por un proceso de purificación antes de ser llevada a las granjas.

Cada ciclo de cultivo dura entre 100 y 120 días; esto depende del peso del camarón y de las demandas del mercado; ya que el peso que andan buscando los productores es de 13gr ó más, pero el peso mínimo para comercializarlo es de 8gr, sin embargo con ese peso no reciben muchas ganancias.

4.3. Metodología del trabajo

Siembra de la larva para el cultivo.

Una vez programada el día de la siembra; todo esto después de haber preparado el estanque para recibir a la larva, todos los productores contratan personal extra para sembrar ya que es un trabajo muy pesado que va desde la hora en que llegan los camiones con la larva de laboratorio hasta la siembra, esto puede llevar de 15 a 18 horas si se logra hacer una buena y rápida aclimatación en los bines de 1000lb o tinas más grandes.

Instalaciones de aclimatación.

Lo más recomendado para hacer una buena aclimatación debe ser en una ubicación central y no al lado del estanque. Las instalaciones deben proveer un lugar techado, ventilación y abundante agua filtrada y fácil acceso. La cantidad y capacidad de tanque para aclimatación o bines, deben basarse en las rutinas de siembra. La densidad recomendada para aclimatación es 500 postlarvas/litro.

En general, en las granjas de Puerto Morazán utilizan Bines; que son unos tanques cuadrados de plástico duro (de 50lts), los cuales les sirven para aclimatar a las larvas, estos también poseen un pequeño desagüe para ir sacando el agua que hay de mas. Cuando llegan los camiones a Puerto cada productor va y los encargados del laboratorio le dan la cantidad que solicito al laboratorio, después este toma las cajas en donde vienen las larvas; empacadas en bolsas plásticas con agua oxigenada y después son llevadas en botes hasta cada granja. Para algunos botes esto tomara varios viajes eso dependerá del tamaño de este.

Una vez que llegan a la granja son llevadas hasta los estanques en donde el técnico del laboratorio se encargara de ellas hasta que se de la siembra. Las larvas son depositadas en los bines y se les hace recambio de agua, poco a poco hasta alcanzar la temperatura, oxígeno y salinidad del estanque donde se va a sembrar; esta agua es proveniente del estanque en el cual se sembrarán, hasta que pueden resistir la salinidad del agua del estanque, una vez que esto sucede ya están aptas para ser llevadas al estanque seleccionado.

Esto lleva su tiempo ya que el periodo de recambio de agua es de 1 hora o más; debido a que tienen que aclimatar la larva lentamente de lo contrario esta puede sufrir un estrés y morir, entonces cada hora se trae agua del estanque y se le echa al bin donde esta la larva. En total se hacen como 7 u 8 recambios de agua en el proceso. Una vez que están en el bin para realizar el recambio de agua estas están oxigenadas ya que los técnicos deben de proveerles el oxígeno para que estas larvas no mueran y es cuando mas se alimentan.

Antes de realizar la siembra se hace el conteo, el cual consiste en lo siguiente: en un recipiente de 390ltr se echa toda la larva y con un cerebro se le suministra aireación posteriormente se



introduce un blower en el recipiente el cual tiene 3 orificios, después con un beaker de 90ml se introduce dentro de los orificios del blower obteniendo la larva y luego se echa en unos platitos para posteriormente realizar el conteo, que consiste en sumar las cantidades de cada plato dividirlas entre 3 y multiplicarla por 1000. Se supone que el resultado de las tres debe de dar igual a la cantidad de larvas que al técnico le comunican que van en las bolsas, una vez hecho esto se procede a sembrar la larva y así lo hacen en cada estanque a sembrar.

En cuanto son sembradas ya al que le toca velar por ellas es al biólogo de la granja; el cual esta desde la recepción hasta la siembra pendiente de todo lo que pasa con la larva. Después de la siembra se hace el primer muestreo poblacional a los siguientes 15 ó 20 días desde la siembra y después de eso se hace igual cada 15 días; aunque hay algunos biólogos que lo hacen semanal para llevar un mejor control de la población y de las enfermedades que pueden atacar y también de la cantidad de algas que hay en el estanque además de la toma de parámetros que se hace diariamente (T^o, oxígeno, salinidad).

Las muestras para el peso se hacen con una atarraya y los puntos donde se toman van a ser indicados por el biólogo, en el muestreo se toma el peso y talla y se revisa macroscópicamente los especímenes que sacaron. Lo ideal sería que en cada granja hubiera un equipo de laboratorio de campo para controlar mejor las enfermedades que pueden atacar al camarón.

4.4. Valoración de la salud de la industria camaronera en las granjas de Puerto Morazán

4.4.1. Aspectos generales

En el Estero Real de Puerto Morazán, principalmente se encuentran las siguientes especies de camarón:

- 1.- *Penaeus Vannamei*
- 2.- *Penaeus Stylirostris*
- 3.- *Penaeus Occidentales*
- 4.- *Penaeus Californiensis*.

Las dos primeras son especies de mayor rendimiento para el cultivo, debido a su rápido crecimiento. Las proporciones promedio de especies en el cultivo bajo estanques son de 100% *Penaeus vannamei* (Empresa Camarones S.A.)

4.4.2. Estudios realizados

Aunque las autoridades gubernamentales recomiendan realizar análisis periódicos en los cultivos de camarón son pocas las granjas que se someten a esto; ya sea por que es muy caro o por que no quiere. A continuación detallamos 2 estudios realizados en las zonas del estero real y litoral del pacífico por parte del Centro de Investigación de Ecosistemas Acuáticos (CIDEA) y el Ministerio Agropecuario y Forestal a través de la Dirección de Sanidad Acuicola.

El primer estudio hecho por el CIDEA fue de julio a octubre del 2001, se analizaron tres granjas en tres puntos del Estero Real: Boca del estero, parte media y parte alta con los resultados siguientes: se encontró la presencia y prevalencia de los virus WSSV y TSV en las tres granjas muestreadas, el virus de YHV no se encontró en ninguna.

No se encontró presencia de los virus IHHNV ni BP. Se presentaron los epicomensales y parásitos intestinales que corresponden a las especies *Epistylis sp.*, *Zoothamnium sp.*, y *Gregarina sp.* Se detecto la presencia de *Vibrio sp.*, y *NHP*.

El segundo estudio hecho por la Dirección de Sanidad Acuícola fue hecho entre los años 2003 al 2006, se muestrearon 35 granjas en las zonas altas, media y baja del Estero Real y el litoral del pacifico, los resultados fueron los siguientes: se encontraron casos positivos de TSV y WSSV en camarones juveniles, el 31.4% de las granjas dieron positivo de TSV y WSSV.

4.4.3. Producto principal, propiedades y uso

El camarón pertenece al género de los *Penaeus*, son crustáceos decápodos que habitan en fondos arenosos, fangos o combinaciones de ambos y aguas relativamente poca profunda de 4 a 9mts. Su tamaño oscila entre 6 y 25 cm., de longitud, según la especie y alcanzan su madurez sexual a los seis meses. El camarón es omnívoro, su alimentación está constituida por detritos de animales y plantas (decápodos, crustáceos, anélidos, copépodos, moluscos, algas, foraminíferos, heliozoarios y otros) (Empresa Camarones S.A.).

Tipo	Talla (No. C/ Lb)
Camarón especial	8-13
Camarón grande	14-20
Camarón mediano	21-27
Camarón pequeño	28-35

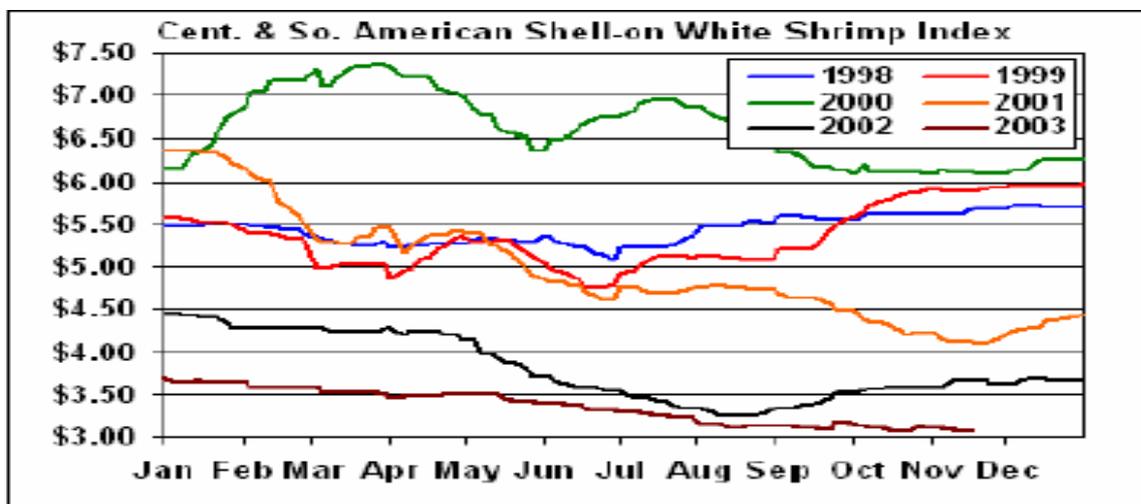
Los usos principales son como alimento humano y la utilización como materia prima para producir Quinina y Quitosana, que son sustancias tipo celulosa y derivados como aditivo en la elaboración de papel y control de exceso de herbicidas e insecticidas, todo orientado a la Industria Química. Se utilizan sus residuos para producir harina de camarón como aditivo en la alimentación de otras especies de animales.

Desde el punto de vista del consumo humano el producto tiene como sustituto la carne de res, carne de pollo, carne porcina y las otras especies marinas de consumo humano. Sin embargo, debido a la disminución del hato ganadero así como la baja en la producción avícola y las dificultades para la importación de los diversos componentes de los alimentos balanceados, la población se ve sometida a un desabastecimiento en la oferta de alimentos cárnicos de alto contenido proteínicos. Aunque por su alto precio no esta al alcance de la mayor parte de la población en Nicaragua.

4.4.4. Precio

La característica más notoria del negocio del camarón es que su precio ha caído en más de un 50% de lo que se cotizaba en el año 2000, las variaciones en los precios a través de los últimos seis años y la estacionalidad de ellos, se pueden observar en el siguiente gráfico, obtenido de Urner Barry Publications, Inc2 (Empresa Camarones S.A.)

Comportamiento del precio del camarón blanco entre Enero de 1998 a Noviembre del 2003. Precios en Dólares.



Este índice de camarón blanco es un indicador del valor promedio para todos los cortes en relación al valor pesado para cada tamaño, como proporción al total de los países seleccionados que lo importan, según lo reporta el departamento de comercio de Estados Unidos. Actualmente se atraviesa una de las más profundas crisis en cuanto a precios internacionales del camarón a nivel mundial, sin embargo hay países que continúan con importantes producciones, e incluso que la exportación de este insumo sigue siendo uno de los mayores y más importantes rubros para la economía nacional, como es el caso del Ecuador. También es notable la sobreoferta en el mercado ocasionada por la producción de países principalmente asiáticos. (Empresa Camarones S.A.)

Estas condiciones provocan que muchos actores del negocio del camarón tengan que salir, como muestra podemos señalar que en el Ecuador, para el año 2002, el 36% de las compañías exportadoras de camarón cerraron sus operaciones. En el año 99 los volúmenes totales exportados desde el Ecuador fueron de 209 millones libras, la producción total estimada para el año 2002 estaría en el orden de las 100 millones de libras. El tema de los precios también está relacionado con las diferentes calidades del camarón, de las estrategias y particularidades de su producción del país productor. Así pues, hay países que han exportado grandes cantidades de producto con baja calidad y que inundan el mercado con precios muy bajos.

4.4.4. Compradores y competidores

Los principales mercados de exportación son Europa (especialmente Francia, España, Holanda e Italia), Asia (China, Taiwán y Japón), Estados Unidos y otros países de América (Canadá, México, Chile y Argentina).

Las presentaciones predominantes generalmente han sido camarón cola y valor agregado para Estados Unidos, camarón con cabeza y valor agregado para Europa y cola para los países asiáticos y americanos.

Para muchos países latinoamericanos el principal mercado lo constituye Estados Unidos que, con el paso de los años, se ha venido incrementando paulatinamente. En cambio, el mercado europeo ha sido muy estable y, por el contrario, en el continente asiático las ventas han disminuido empujadas por las altas producciones de los gigantes Tailandia, Vietnam y China.

Los productores de camarón han tenido que enfrentar esta crisis siendo más productivos, trabajando con los costos. Estos han estado buscando como reducir costos de larvas, alimento, insumos, etc. Volviéndose más eficientes y también aprendiendo a manejar las enfermedades.

El negocio está en un proceso de transición de la industria a nivel mundial, donde por un lado existen industrias maduras como la ecuatoriana, mexicana, centroamericana, colombiana, peruana, tailandesa, que ya tienen una inversión realizada, una infraestructura, un conocimiento y un posicionamiento en el mercado, por otro lado vienen nuevos participantes como Brasil, Venezuela, Vietnam, China que son productores nuevos que vienen a buscar su espacio a empujones y la única forma de hacerlo es bajando el precio, así tenga un mejor producto. Adicionalmente a eso, la astucia de algunos compradores en el exterior ha permitido que se compre a consignación con un mercado a la baja. En las economías orientales el gobierno participa activamente en fomentar el cultivo de camarón porque genera trabajo, genera exportaciones y eso es lo que esos gobiernos aspiran, a diferencia de nuestros países latinoamericanos donde si el gobierno hace algo es muy poco para fomentar la producción. En el caso específico de Vietnam, busca convertirse en la nueva potencia mundial y va a ser sin lugar a dudas el segundo productor -exportador de camarón en cautiverio en pocos años.

Brasil, es uno de los nuevos competidores principalmente en los mercados europeos y, en alguna escala, en el estadounidense. Esto se debe a que ellos producen camarón blanco *L. Vannamei*, el cual venden a bajo precio en el mercado y además, al escaso desarrollo en la industria de empaque, que los obliga a colocar casi toda su producción con cabeza, característica principal del mercado europeo.

En general, el crecimiento de la producción mundial de camarones es mucho mayor que el crecimiento de la demanda. Mientras se mantenga esta desproporción seguirán bajando los precios. Los precios bajos obligaran a muchos productores a nivel mundial a abandonar la actividad, dándose una contracción en la producción, nivelando oferta-demanda y los precios.

Las restricciones sanitarias (antibióticos) y la ley antiterrorismo son otros factores que deben influir en la reducción de la oferta. Se estima que con los precios actuales la mayoría de productores de camarón lo están haciendo con precios por debajo de su punto de equilibrio y eso solo puede durar un reducido tiempo, hay empresas a nivel latinoamericano que no van a poder continuar.

Esto podría significar que se va a dar un incremento en los precios internacionales debido a un incremento en la demanda como resultado de los precios actuales que han empujado a un mayor consumo en Estados Unidos, viéndose más espacio de camarón en los supermercados y más platos de camarón en los restaurantes. En Europa se ha dado un fenómeno parecido pero no en la misma magnitud que en USA.

Hay mercados emergentes, cercanos a Centroamérica, como el caso de México que creció en más del 80% entre 1999 y el 2002. Sin embargo, la mayor parte de la utilidad que genera estos precios bajos se queda en el intermediario, es decir en el supermercado de los países importadores. De acuerdo a la información de los clientes en el 2002, las cadenas de supermercados y restaurantes no han bajado los precios con relación a la caída general de precios. Hay algunas promociones particulares, pero no hay una disminución firme de precios que sea un verdadero incentivo para aumentar el consumo general de camarón. En el 2003 se ha visto una tendencia de ciertas cadenas de supermercados que ya trasladan con mayor estabilidad la baja del precio al consumidor.

El camarón se percibe como un producto de lujo y muchos médicos lo relacionan con altos contenidos de colesterol; aunque se ha demostrado que es del tipo de buen colesterol. El consumo aumentaría si esta percepción cambiara y permitiera poner al camarón, más frecuentemente, en la mesa del consumidor como ocurrió con el salmón. Las perspectivas a mediano plazo es que los precios en el mercado internacional tiendan a mejorar. Se espera una contracción de la oferta y una mejora en los precios como también un mayor porcentaje de ventas de productos con valor agregado, mayor diversificación y la exigencia de altos estándares de calidad, como la certificación ISO y HACCP. También la demanda podría ser influenciada por la salida de la recesión económica mundial, en especial en países consumidores como Estados Unidos y Europa.

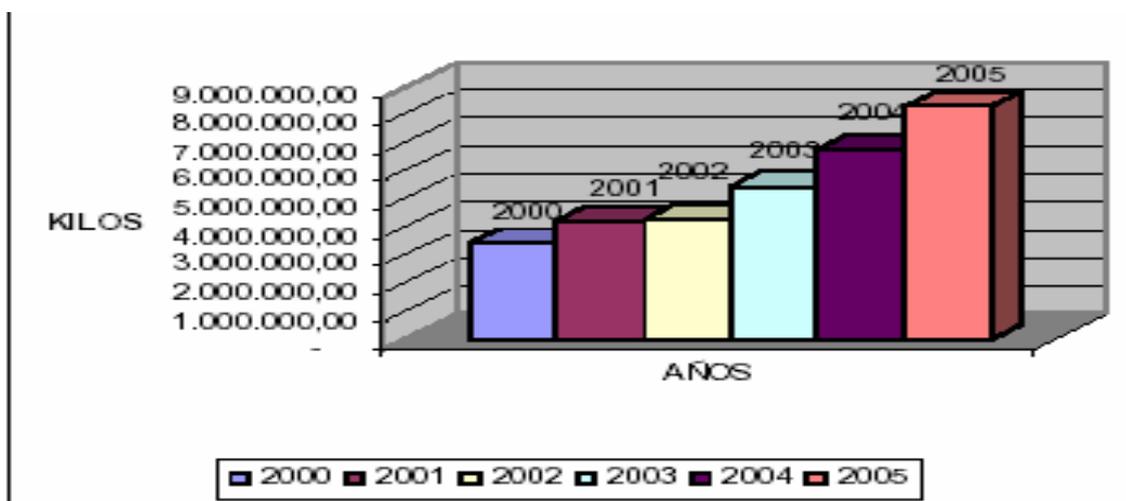
El Dr. Addison Lawrence, un experto en el tema, opina que: “el porcentaje de contribución de alimento para acuicultura contra las pesquerías naturales se duplicará dentro de los próximos veinte años con la industria del camarón, repitiéndose la historia de la industria del pollo ocurrida en los 50’s y los 60’s, cuando el desarrollo de la tecnología en la producción de pollo, cambiando los costos de éste que venía siendo más caro que la carne, hasta que dejó de ser un lujo para convertirse en un alimento común. Yo espero que el camarón venga a ser el “pollo del mar”. Entre las metas a corto plazo están: Incrementar el nivel de tecnología para la producción de camarón, desarrollar tecnologías para la producción de alimento para camarón esperando que la tendencia sea a que no perjudiquen el medio ambiente, desarrollar tecnologías para las granjas camaroneras reduciendo a cero los cambios de agua y favorecer a la comercialización de la acuicultura marina.”

4.4.5. Mercado nacional

Resumen de las exportaciones por año. (Fuente: NicaExport).

AÑOS	KILOS
2000	3,440,433.70
2001	4,217,116.60
2002	4,290,918.24
2003	5,459,192.02
2004	6,736,509.18
2005	8,276,749.07
Total	32,420,918.81

Exportaciones de camarón de cultivo por año



Analizando las exportaciones por país de destino refleja que los principales compradores del Camarón de Cultivo de Nicaragua son: Estados Unidos (58%) y España (30%) respectivamente.

En Nicaragua existe una marcada costumbre al consumo de carne de res y no existe un hábito al consumo de camarón en forma sistemática en la dieta de la población nacional, prácticamente este producto es un alimento de lujo debido que la mayor parte de la captura del camarón se destina a la exportación, quedando pequeñas cantidades que no cumplen con los requisitos y normas de calidad exigidas en el Mercado Internacional.

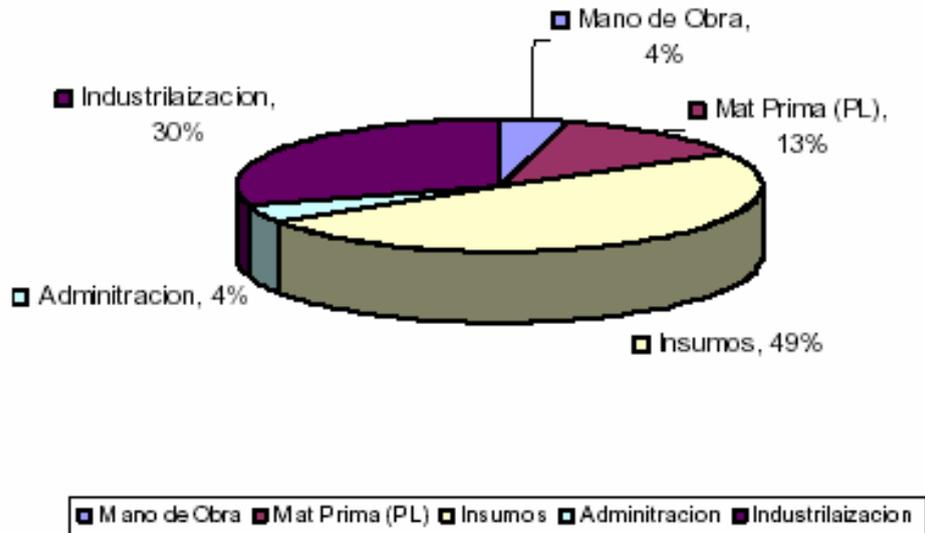
Precios principales del camarón

Lb/Cola - FOB/Dólares

TALLA	EXPORTACION	NACIONAL
61-70	1.95	2.54
51-60	2.10	2.73
41-50	2.20	2.86
36-40	2.45	3.19
PROMEDIO	2.18	2.83

Según la Dirección de Monitoreo, vigilancia y Control de ADPESCA en Nicaragua, la producción del cultivo de camarón ha tenido una tendencia ascendente, hasta en 2004, se explotaban un total de 10,335 has., de las cuales desde 1995 a 1999 el nivel de modalidad semi-intensivo aumentó hasta en un 68%, luego del Huracán Mitch, esta modalidad fue duramente afectada la que vio una participación de un 43%.

Estructura de costos del camarón de cultivo



Distribución de la inversión en la producción de camarón en granja de explotación del tipo artesanal en nuestro País.

V. DESCRIPCION DE PATOLOGIAS EN LA EXPLOTACION CAMARONERA

La mayor preocupación en el cultivo del camarón, son las patologías que atacan durante todo el ciclo; de la prevención y control de estas dependerá el éxito o fracaso al final del ciclo. Los productores y biólogos prestan mayormente su atención a los microorganismos presentes al momento del recambio de agua; cuando hablamos de cultivos con este tipo de manejo. Las peores enfermedades que pueden atacar al cultivo a nivel mundial y nacional son las enfermedades virales; específicamente el virus del síndrome de Taura (TSV) y la llamada mancha blanca (WSSV) que son con las cuales los productores tienen mayores pérdidas económicas, entre las más importantes en segundo lugar están las enfermedades bacterianas y de origen parasitario las cuales tienen más influencia en el desarrollo y crecimiento del camarón durante el cultivo de este. (CIDEA-UCA).

5.1. Enfermedades virales

El conocer aspectos de su biología, mecanismos de ataque y factores ambientales que los favorecen son de gran importancia en el diseño de estrategias de erradicación de estos organismos.

Previo a la aparición de el virus de Taura (TSV) en los primeros meses de 1995, la producción de camarón de cultivo en Nicaragua venía experimentando un rápido y prometedor crecimiento. En general, los mayores problemas que se presentaban eran de enfermedades de origen bacteriano como la Vibriosis, manejo inadecuado de estanques y afecciones parasitarias y de epibiontes.

El virus de Taura, bajó los porcentajes de sobrevivencia desde un 40-60% en las granjas más exitosas, hasta un 20-25% en casi todas las granjas que trabajaban bajo el sistema semiintensivo. En los años siguientes a 1995 los porcentajes de sobrevivencia experimentaron una recuperación lenta, pero no lo esperado.

La aparición del virus de la mancha blanca (WSSV) posterior al paso del huracán Mitch vino a golpear de nuevo a la camaronicultura. Este virus demostró ser muchas veces más destructivo pudiendo exterminar poblaciones enteras de camarones en estanques de cultivo en periodos de tiempo de entre 3-10 días. Las otras enfermedades que se consideraban algo común como la Hepatopancreatitis necrotizante (NHP), enfermedades parasitarias, Vibriosis, TSV, pasaron a segundo plano debido a la rapidez y grado de daño de este nuevo virus.

5.1.1. Virus del síndrome de TAURA (TSV)

El síndrome de Taura, fue reconocido por primera vez como una enfermedad en granjas camaronerías en las cercanías de la boca del río Taura en Guayaquil, Ecuador en Junio de 1992. A partir de esa fecha, se ha dispersado a muchas de las regiones del continente americano, en donde ha sido observado tanto en camarones silvestres como en cultivados.

Casos documentados de esta enfermedad ocurrieron en el Golfo de Fonseca en las regiones de Honduras y el Salvador desde 1994. En Nicaragua, esta enfermedad fue reportada inicialmente en 1995. Es posible que el TSV, continúe expandiéndose debido a que la industria depende en gran parte de las poblaciones silvestres de nauplios, post-larvas y reproductores, los cuales son transportados a diferentes regiones geográficas e incluso países.

✓ **Especies afectadas**

El rango de especies afectadas no se conoce completamente. Se han documentado infecciones en poblaciones silvestres de *P. vannamei*, *P. stylirostris* y *P. setiferus*. En el estadio de post-larva (de PL-12 en adelante) y de juvenil de *P. vannamei*, el TSV causa infecciones serias y altas mortandades en poblaciones de camarón de cultivo. Por el contrario, aunque el TSV puede infectar a juveniles de *P. stylirostris*, esta especie parece ser menos susceptible a la infección. (CIDEA-UCA).



Figura 1. Se puede observar una coloración negruzca debido a la necrosis producida en los tejidos. Tienen la caparazón suave y los urópodos de color rojo.

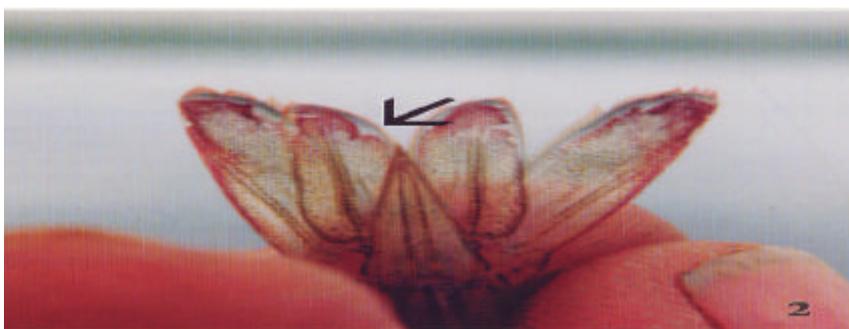


Figura 2. Una vista macroscópica a mayor magnificación de los urópodos muestra sus bordes erosionados de l epitelio de la cutícula que indican una necrosis focal en proceso. (flecha)

✓ **Síntomas clínicos externos en los camarones**

El síndrome de Taura, es muy conocido como una enfermedad que se presenta durante la fase de crianza de *P. vannamei*; entre los 14 y 40 días después de la siembra de las post-larvas en los estanques. Los camarones afectados son típicamente juveniles, con un peso entre 0.05gr a menos de 5gr. Los camarones más grandes también pueden ser afectados, especialmente si nunca han sido expuestos al virus.



Figura 3. Juveniles *P. vannamei* cultivados en estanques en la fase crónica o de recuperación de TSV. Se pueden observar múltiples focos melanizados (necróticos)

✓ Fases de desarrollo de la enfermedad

La enfermedad exhibe una fase aguda y otra de recuperación (crónica), las cuales pueden distinguirse a simple vista.

Fase aguda: los síntomas observables a simple vista que presentan los camarones moribundos en esta primera fase de la enfermedad, incluyen expansión de los cromatóforos, lo cual le da a los camarones afectados un color rosado a rojizo y a los urópodos una coloración roja (de ahí el nombre de la enfermedad de la cola roja). Los animales en esta fase tienden a morir durante el proceso de muda (ecdisis). Cuando se examinan al microscopio muestras de tejido epitelial (capa de tejido protector que se encuentra inmediatamente debajo del exoesqueleto del camarón), y de las extremidades (la punta de los urópodos o pleópodos por ejemplo) es posible observar evidencia de necrosis dispersa o muerte del tejido la que es identificada por una coloración negruzca.

Los camarones que muestran estos síntomas agudos, generalmente tienen también el exoesqueleto suave y el intestino vacío. Los animales con infección aguda severa generalmente mueren durante la ecdisis, lo que indica que el proceso de muda es una parte importante de esta enfermedad. (CIDEA-UCA).

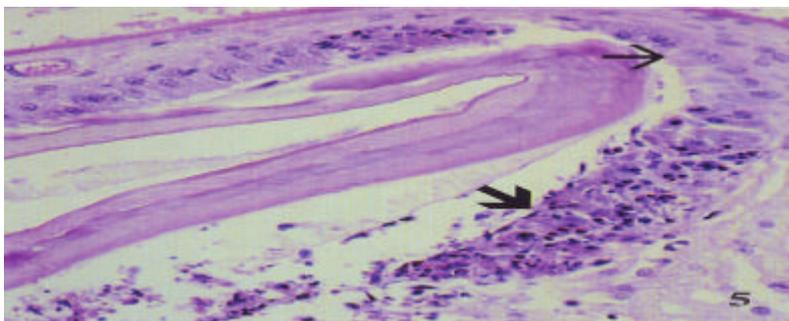


Figura 4. En el tejido histológico podemos observar algunos puntos necróticos.

Fase crónica: en los estanques, cantidades bajas a moderadas de camarón presentan abundantes lesiones necróticas en diversas partes de su exoesqueleto similares a las del tipo de la enfermedad de la concha.

Los camarones en esta fase, pueden o no que presenten su exoesqueleto blando y expansión de los cromatóforos (pigmentos, puntos o cuerpos de color en la epidermis del camarón observables a través del exoesqueleto a simple vista o con la ayuda del microscopio).

Estos camarones son sobrevivientes de la fase aguda de la enfermedad, los cuales al haber mudado exitosamente muestran las lesiones o manchas negras ya mencionadas en vías de recuperación. Es posible observar a estos camarones alimentándose y comportándose normalmente.

Aunque una epizootia de TSV puede resultar en mortalidades acumuladas que van del 80% al 90% de la población en un estanque, los sobrevivientes comúnmente muestran sobrevivencias de 60% o más al momento de la cosecha. (CIDEA-UCA).

✓ **Diagnóstico presuntivo**

- a. Presencia de los síntomas clínicos característicos descritos.
- b. Historial de la especie, granja o región que indique la posibilidad de infección por TSV.
- c. Montajes húmedos de apéndices (urópodos, escamas antenales, pleópodos, etc.) que muestren necrosis multifocal del tejido epitelial cuticular en animales juveniles durante la fase aguda de la enfermedad.

✓ **Diagnóstico definitivo**

Para llegar a un diagnóstico definitivo del TSV tanto en camarones individuales como en poblaciones enteras se pueden solicitar a un laboratorio de patología calificado la realización de pruebas de diagnóstico para la detección del virus por cualquiera de los siguientes métodos:

- a. Métodos de histología de rutina.
- b. Diagnóstico de TSV, usando sondas genéticas (dot blot).
- c. Hibridación *in situ*.
- d. Detección de TSV por medio de RT-PCR (Transcriptasa reversa-Reacción en cadena de la polimerasa).

✓ **Prevención**

Todavía no se cuentan con estrategias efectivas para la prevención y control de TSV. En áreas en donde el TSV ya esta establecido, el uso de post-larva silvestre o post-larva resistente a TSV proveniente de reproductores sobrevivientes a mortandades ocasionadas por TSV en conjunto con la manipulación de las densidades de siembra pueden ofrecer resultados satisfactorios en algunos casos.

5.1.2. Virus del síndrome de la mancha blanca (WSSV)

Los primeros reportes en relación a esta enfermedad generalmente hacen mención a tres tipos diferentes de mancha blanca dentro del complejo del síndrome de la mancha blanca. En un inicio se creyó que se trataba de un virus del grupo de los *báculovirus*. Hoy sabemos que se trata de un virus totalmente diferente, con características propias.

En noviembre de 1995 ocurrió el primer caso confirmado de WSSV en América. El brote contagioso se presentó en camarones de cultivo de la especie *P. setiferus* en una granja del estado de Texas.

A finales de 1999 ocurrió el primer caso confirmado de WSSV en Centroamérica. En la actualidad la enfermedad se ha dispersado a México, Nicaragua, Honduras, Costa Rica, Panamá, Ecuador y Colombia.

◆ Especies afectadas

Se han observado infecciones naturales en las siguientes especies: *P. monodon*, *P. japonicus*, *P. chinensis*, *P. indicus*, *P. merguensis*, *P. setiferus* y *P. vannamei*. No se ha observado resistencia significativa a la enfermedad en ninguna de las especies de camarones peneidos.



Figura 5. Observamos en el cefalotorax del camarón pequeñas manchas o puntos blancos de ahí el nombre característico.

◆ Síntomas clínicos en los camarones

Fase aguda: en esta fase los camarones tienden a mostrar una reducción en el consumo de alimento, se vuelven letárgicos, el exoesqueleto se les desprende fácilmente y presentan manchas blancas de aproximadamente 0.5-2mm de diámetro; las cuales son más fácilmente visibles en la parte interna de la concha. En el caso de *P. vannamei* estas manchas no se manifiestan o de presentarse son muy pequeñas (<1mm) pasando desapercibidas en muchos casos.

En muchos casos, los camarones moribundos presentan una coloración rosada a rojiza debida a la expansión de los cromatóforos del epitelio cuticular. Las poblaciones de camarones que presentan estos síntomas clínicos tienden a exhibir altas tasas de mortalidad acumulada alcanzando hasta el 100%; en un lapso de 3-10 días después de la aparición de los primeros síntomas.

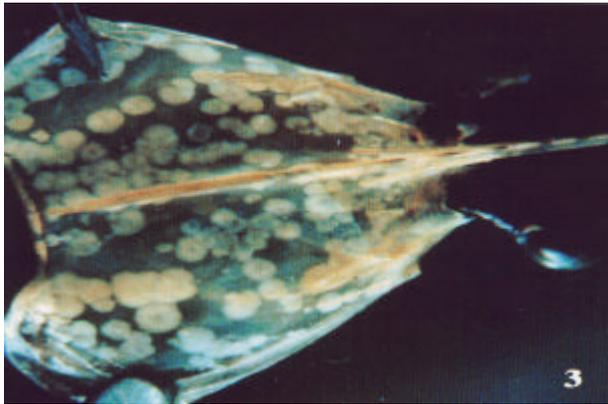


Figura 6. Corte del caparazón del camarón donde se muestran los puntos blancos. Depósitos calcareos por debajo de la caparazón son causantes de las manchas blancas.

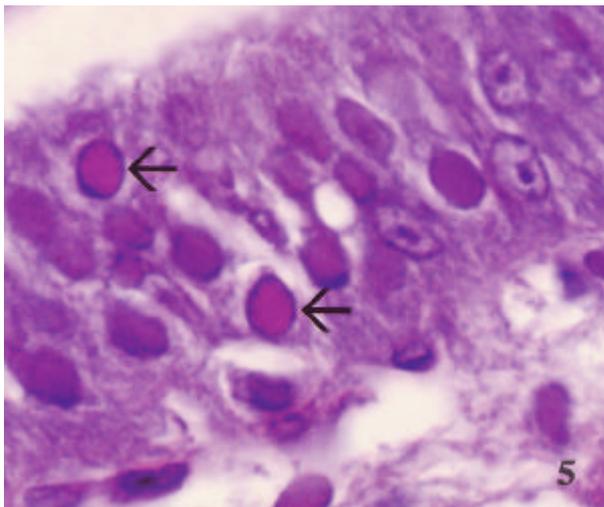


Figura 7. Expansión de los cromatóforos del epitelio cuticular.

◆ Diagnóstico presuntivo

El diagnóstico presuntivo puede determinarse a través de:

- a. Identificación de síntomas clínicos presentes.
- b. Historial de enfermedades de las instalaciones de cultivo, de la especie cultivada, o de la región que indique la posibilidad de infección por WSSV.
- c. Demostración de núcleos hipertrofiados y vacuolizados visibles en preparaciones de tejido de las branquias procedentes de camarones que presentan los síntomas clínicos de la enfermedad.

◆ Diagnóstico definitivo

Para llegar a un diagnóstico definitivo de WSSV se pueden solicitar cualquiera de las siguientes pruebas:

- a. Métodos de histopatología de rutina.
- b. Método rápido de campo para la tinción de montajes en húmedo.
- c. Diagnóstico de WSSV usando sondas genéticas.
- d. Detección de WSSV por medio de la reacción de anticuerpos monoclonales.
- e. Detección de WSSV por medio de PCR.
- f. Hibridación *in situ*.

◆ Prevención

Las estrategias de control de enfermedades virales en la actualidad se basan en la prevención a través de la exclusión. Estas estrategias van desde el uso de técnicas de manejo mejoradas, hasta el uso de semilla SPF (libre de patógenos específicos-por sus siglas en ingles-) y SPR (resistente a patógenos específicos –por sus siglas en ingles-). Las siguientes recomendaciones fueron propuestas por HAWS et al., para prevenir enfermedades virales, específicamente WSSV y YHV:

1. Realizar una cuidadosa preparación de estanques.
2. Aplicar cal viva (CaO) a razón de 1000-2000kg/ha (20 a 40qq por hectárea) al fondo del estanque después de la cosecha. El tratamiento con cal viva o cal hidratada matará a los organismos que causan las enfermedades y a sus portadores.
3. Permitir el secado y la exposición a la luz solar del fondo del estanque antes de iniciar el siguiente ciclo de producción.
4. Eliminar de los estanques y reservorios todos aquellos animales que sean conocidos por ser potenciales portadores de estos virus tales como camarón silvestre, cangrejos, misidaceos y otros crustáceos pequeños, al igual que peces y bivalvos que pueden ser acarreadores mecánicos del virus.
5. Siembre a bajas densidades para reducir estrés en los camarones.
6. Inspeccione la salud de los camarones por medio de PCR, especialmente si los animales dejan de comer, crecer, se muestran letárgicos o muestran los síntomas externos de la enfermedad.
7. No alimente a los camarones con carne o desperdicios de pescado de ningún tipo.
8. De ser posible recircule y dé algún tipo de tratamiento químico al agua.
9. No se debe recambiar agua cuando hay problemas de enfermedad, especialmente si se sospecha que un nuevo patógeno es el causante.
10. No descargue el agua de estanques afectados o sospechosos con la enfermedad. El agua de estos estanques primero debe de ser desinfectada con hipoclorito de calcio (40ppm) o un compuesto químico similar.
11. No bote los animales infectados en los cuerpos de agua naturales como esteros, cañadas, ríos, etc., en vez quémelos o rocíelos con cal y entiérrelos o deséchelos de manera apropiada.

5.1.3. Virus de la necrosis hipodérmica y hematopoyética infecciosa (IHHNV)

El IHHNV tiene una amplia distribución en América y Asia. Su presencia se ha documentado en Estados Unidos, América Central, Ecuador, Perú, Brasil y numerosas islas del caribe, Hawai, Tahití, Nueva Caledonia, Singapur, Filipinas, Tailandia, Malasia e Indonesia.

▪ Especies afectadas

Se han observado infecciones naturales en *P. stylirostris*, *P. vannamei*, *P. occidentalis*, *P. californiensis*, *P. monodon*, *P. semisulcatus* y *P. japonicus*. Aparentemente los miembros sobrevivientes de poblaciones que han sido infectadas por IHHNV pueden volverse portadores del virus de por vida y transmitirlo a su progenie y a otras poblaciones.

▪ Manifestaciones clínicas en los camarones

Penaeus vannamei: en esta especie, el IHHN es típicamente una enfermedad de tipo crónico. El RDS (Síndrome de las deformaciones y enanismo); que afecta a esta especie, ha sido ligado a IHHNV. Los juveniles de esta especie afectados por RDS muestran rostrums doblados o deformes, antenas arrugadas, caparazón áspera o rugosa y otras deformidades. Las poblaciones de juveniles con RDS exhiben típicamente una distribución de tallas relativamente amplias con una proporción de tallas pequeñas (enanías) mucho mayor de lo normal.



Figura 8. Ejemplos de subadultos vivos de la especie *P. vannamei* mostrando síntomas externos de IHHNV causando RDS (síndrome de la deformidad y enanismo).



Figura 9. Se observan los camarones con deformidades en su etapa adulta, y con menor tamaño del deseado.

▪ Diagnóstico presuntivo

Un diagnóstico presuntivo se determina a través de:

1. Presencia e identificación de los síntomas clínicos.
2. Historial de las instalaciones de cultivo, de las especies cultivadas, o de la región, que indique la posibilidad de infección por IHHNV.



Figura 10. Produce deformación del rostrum, del cuerpo, produce enanismo debido a la reducción drástica de la alimentación.

▪ Diagnóstico definitivo

A través de los siguientes métodos es posible alcanzar un diagnóstico definitivo tanto a nivel individual como a nivel de poblaciones:

- a. Histopatología directa.
- b. Pruebas de hibridación con sondas genéticas específicas para IHHNV.
- c. Bioensayos utilizando *P. stylirostris* libres de patógenos específicos (SPF) como la especie indicadora.
- d. Sondas genéticas u otras sondas adecuadas en los siguientes formatos: Hibridación de dot-blot, Hibridación *in situ* (histología).
- e. PCR, el que también puede ser usado para la detección del virus en muestras de hemolinfa o de tejidos tomados de camarones sospechosos.

▪ Prevención

No existen tratamientos para IHHNV. La enfermedad es prevenible con el uso de post-larva SPF para IHHNV. Si el virus está presente en el estanque, el drenaje inmediato de ese estanque y la resiembra del mismo con post-larvas libres de IHHNV o post-larva silvestre puede ser una mejor opción económica que terminar de cultivar una población ya infectada.

5.2. Enfermedades de origen bacteriano

5.2.1. Vibriosis

Con este término se conoce a la enfermedad de origen bacteriano causada por bacterias del género *Vibrio*. En las instalaciones de crianza y engorda, las especies que se reportan con mayor frecuencia son: *V. parahaemolyticus*, *V. alginolyticus*, *V. harveyi*, y *V. vulnificus*, al igual que en los laboratorios de producción de post-larvas. Las especies que se reportan ocasionalmente son: *V. damsela* y *V. fluvialis*.

Esta enfermedad es de distribución amplia alrededor del mundo y se presenta con mayor frecuencia en instalaciones de producción de post-larvas, sin embargo brotes de enfermedad de engorda no son raros (CIDEA-UCA).

✓ Especies afectadas

Cualquier especie de camarón de cultivo puede ser susceptible a la infección si se encuentra bajo condiciones de estrés.



Figura 11. Podemos observar en la grafica la hipoxia causada por la Vibriosis.

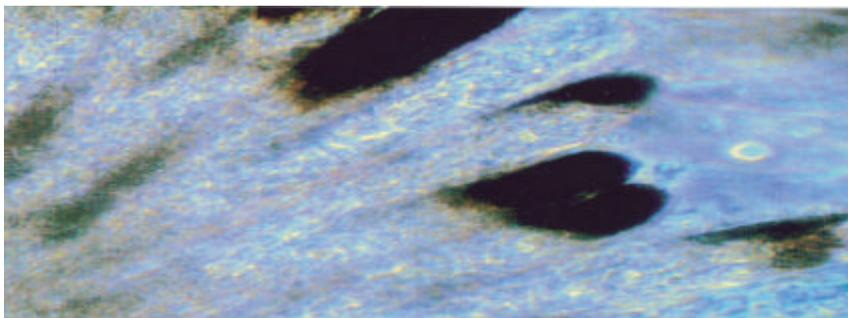


Figura 12. Esta infección produce fluorescencia, manchas oscuras en el caparazón y ampollas terminales en pleópodos y urópodos.

✓ Síntomas clínicos

Se caracteriza por causar alta mortalidad; especialmente en post-larvas y juveniles tempranos. Los camarones moribundos se muestran hipóxicos y se acercan con frecuencia a la superficie y a las orillas de los estanques. Otra característica es la presencia de camarones mostrando bioluminiscencia durante la noche.

Otros síntomas típicos asociados con esta enfermedad son:

- a. Nado errático.
- b. Anorexia.
- c. Letargia.
- d. Opacidad del músculo.
- e. Expansión de cromatóforos.
- f. Enrojecimiento de pleópodos y periópodos.
- g. Turbidez de la hemolinfa.
- h. Flexión dorsal a la altura del tercer segmento abdominal.



Figura 13. En la figura podemos observar un leve enrojecimiento de pleópodos y periópodos y camarones un poco flexionados

✓ Diagnóstico presuntivo

Podemos dar un diagnóstico presuntivo observando la presencia de los síntomas clínicos característicos, concentraciones altas de bacterias en la hemolinfa (de acuerdo a observaciones de preparaciones en húmedo, frotis de hemolinfa o examen húmedo directo de larvas o post-larvas con objetivos de 40,60 ó 100x).

✓ Diagnóstico definitivo

La vibriosis se puede confirmar a través de los procedimientos siguientes:

- a. Aislamiento de la bacteria a partir de tejidos o hemolinfa del camarón.
- b. Purificación de la bacteria usando los medios de cultivo apropiados.
- c. Identificación de la bacteria.
- d. Uso de pruebas de sensibilidad.

✓ **Prevención**

La prevención de la Vibriosis, se logra proveyendo condiciones de cultivo balanceadas con una calidad de agua adecuada y alimentos de buena calidad. Esta estrategia puede reducir las amenazas de infección por patógenos oportunistas y limitar la abundancia de patógenos primarios no permitiéndoles alcanzar concentraciones peligrosas.

La aplicación de alimentos con antibióticos (1.6gr/Kg. de alimento por 10-14 días) también ha sido exitosa para disminuir las pérdidas causadas por Vibriosis en camarones de cultivo.

5.2.2. Hepatopancreatitis necrotizante (NHP)

Esta enfermedad fue reconocida por primera vez en camarones peneidos cultivados en Texas. Reportes de contagio causados por bacterias NHP similares; sino idénticas, se han originado en granjas de Perú, Ecuador, Venezuela, Brasil, Panamá y Costa Rica.

◆ **Especies afectadas**

En la actualidad las infecciones de NHP han sido reportadas únicamente en camarones peneidos americanos. NHP ha sido diagnosticada en *P. vannamei*, *P. aztecas*, *P. setiferus*, *P. stylirostris* y *P. californiensis*.

◆ **Síntomas clínicos**

Los síntomas externos que se pueden observar en camarones enfermos de NHP pueden incluir combinaciones de los siguientes:

- a. Reducción en el consumo de alimento.
- b. Factores de conversión alimenticia muy elevados.
- c. Reducción marcada del crecimiento.
- d. Proporción longitud/peso muy elevada (colas muy delgadas).
- e. Cutícula blanda y cuerpos flácidos.
- f. Branquias oscuras o negras.
- g. Expansión de cromatóforos en las orillas o puntas de los pleópodos o urópodos dándoles una apariencia oscura.
- h. Colonización severa de las superficies de la concha por organismos epicomensales.
- i. Enfermedad bacteriana del exoesqueleto (lesiones mecanizadas o manchas negras de los apéndices o lesiones ulcerativas en el exoesqueleto).
- j. Letargia.
- k. Hepatopáncreas severamente dañado (atrofiado) mostrando uno o más de los siguientes signos: centro blanquecino o pálido acompañado de vetas negras (túbulos mecanizados), consistencia blanda y acuosa con fluido en el centro.
- l. Tasas de mortalidad elevadas, que si no se resuelven pueden llegar a alcanzar más del 90% en un plazo de 30 días, desde el momento en que aparecen los primeros síntomas.



Figura 14. Se observa en la figura la delgadez del espécimen debido a la enfermedad. Los cromatóforos de los pleópodos mostrados aquí de color negro producto de la enfermedad.



Figura 15. Produce necrosis en el hepatopáncreas y muerte por anorexia.

◆ Factores ambientales

La temperatura y la salinidad son dos factores ambientales que talvez jueguen un papel importante en el desarrollo de la enfermedad. Estudios realizados en Texas mostraron que los contagios causados por esta enfermedad son precedidas por periodos prolongados de temperaturas altas ($>29^{\circ}\text{C}$ a 31°C) y salinidades altas entre 20-40ppt.

Cuando los animales se encuentran severamente afectados de NHP, es común que se presenten infecciones bacterianas secundarias, principalmente por *Vibrio* sp, dentro de los túbulos del hepatopáncreas las que con el tiempo pueden avanzar hacia otras partes del sistema interno de los animales.

◆ **Diagnóstico a través del análisis de muestras en húmedo**

Preparaciones en húmedo hechas en hepatopáncreas de camarones con infección de NHP temprana o avanzada pueden mostrar los siguientes signos de relevancia diagnóstica:

- Reducción o ausencia de gotas lipídicas (cuerpos grasos).
- Presencia de túbulos mecanizados en cantidades variables.

La presencia de estos signos puede ser de utilidad para formular un diagnóstico tentativo de NHP cuando las condiciones ambientales favorecen la aparición de la enfermedad.

◆ **Diagnóstico presuntivo**

El diagnóstico presuntivo lo podemos alcanzar a través de la identificación en animales afectados de la presencia de una combinación de cualquiera de los síntomas encontrados en los montajes húmedos con la ayuda de un microscopio compuesto.

◆ **Métodos de diagnóstico definitivo**

1. Análisis histopatológico del hepatopáncreas mostrando atrofia del órgano, lesiones granulares y la presencia de cantidades masivas de bacterias muy pequeñas, intracelulares y gram-negativas dentro de las células epiteliales de los túbulos del hepatopáncreas.
2. Hibridación *in situ* o en “dot-blot” con sondas genéticas específicas para la detección de NHP.
3. Método de tinción de Steiner modificado, demostrando la presencia de masas de bacterias intracelulares y/o libres en el lumen de los túbulos del hepatopáncreas.
4. Reacción en cadena de polimerasa (PCR).

◆ **Prevención**

Las pérdidas debidas a NHP, pueden ser reducidas con una detección temprana de la enfermedad, realizando chequeos semanales de la salud de los animales de estanques en alto riesgo (estanques con altas temperaturas y salinidades). Si se detecta a tiempo, la rápida administración de alimento fortificado con Oxitetraciclina (1.5gr del principio activo/Kg. de alimento) disminuirá las mortalidades.

5.3. Enfermedades causadas por epibiontes y protozoos.

Los camarones peneidos que son cultivados bajo sistemas semi-intensivos, intensivos o superintensivos o en sistemas con pobre calidad de agua, a menudo desarrollan enfermedades causadas por ectoparásitos y otros organismos que ocupan la concha de los camarones como sitio para su desarrollo y crecimiento provocando a menudo daños o amenazas a la salud de grupos de individuos o poblaciones bajo cultivos.

Todos o casi todos los organismos que llegan a parasitar y a desarrollarse sobre el exoesqueleto, apéndices o branquias de los camarones, son organismos de vida libre y no son

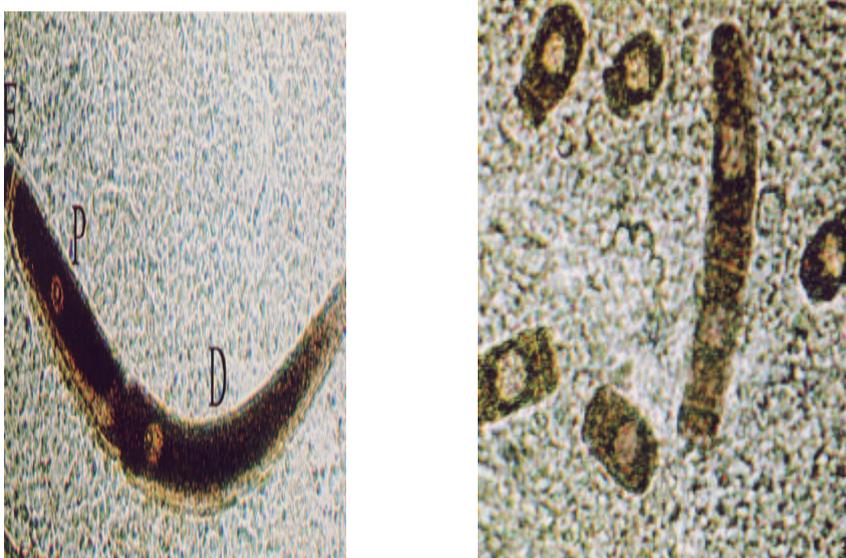
patógenos verdaderos. Pero dado que usan a los camarones como sitios de anclaje o sustrato sobre el cual crecer, estos son llamados epicomensales o epibiontes (que viven sobre los camarones, beneficiándose de estos y sin brindar ningún beneficio en retorno).

Estos organismos por lo general no causan daños directos a los camarones, pero causan daños indirectos adhiriéndose a las branquias o superficie cuticular de los camarones. Pueden causar la muerte de los camarones a través de la obstrucción del flujo de agua hacia las branquias, interfiriendo con el intercambio gaseoso que se da a través del tejido superficial de las branquias o interfiriendo en el proceso de muda, alimentación o movimiento.

- **Agentes causantes**

Numerosas especies de bacterias, algas y protozoos son los causantes de esta condición. Entre las especies de protozoos más comunes de encontrar están las gregarinas; un protozoario parásito de muchos grupos de invertebrados, aparecen inter e intracelulares. Las especies de parásitos que afectan los camarones penidos son: *Nematopsis* sp., *Cephalolobus* sp., *Paraophioidina* sp. Que aunque no son organismos patógenos propiamente si se dejan proliferar afectan el intercambio de oxígeno en los camarones.

Figura 16. Imágenes agrandadas de gregarinas. Las podemos encontrar en el ciego intestinal



Los camarones severamente afectados con frecuencia mueren durante la muda y son encontrados muertos y con una cutícula limpia pero suave. Estos camarones pudieron estar comportándose y alimentándose normalmente hasta que empezaron a mudar.

Hipoxia debida a bajos niveles de oxígeno por las mañanas puede agravar este problema. En este sentido se debe tener cuidado en la selección o en el establecimiento de límites mínimos de niveles de oxígeno en los protocolos de manejo técnico de los estanques.

Camarones sanos y con sus branquias limpias y libres de epibiontes pueden tolerar niveles tan bajos de oxígeno como 2.5-3mg/L. Por el contrario, camarones afectados fuertemente por epibiontes pueden llegar a tener sus branquias tan sucias que niveles de oxígeno de 4mg/L., pueden causarles sofocación, asfixia y en algunos casos mortalidades considerables.

- **Métodos de diagnóstico**

Se logra a través del análisis de montajes húmedos de animales enteros con la ayuda de un microscopio compuesto, a baja intensidad de luz, en casos de larvas y post-larvas. En casos de camarones juveniles y adultos, a través del análisis de montajes húmedos de segmentos de branquias, exoesqueleto y cutícula; con la ayuda de un microscopio compuesto.

- **Prevención**

Para prevenir los problemas causados por epibiontes es necesario garantizar un ambiente de cultivo saludable, para que los camarones puedan crecer. No existen reglas o procedimientos concretos para prevenir este problema. De manera que un cambio en las condiciones ambientales debe ser determinado de manera empírica. Los factores básicos que pueden ser efectivos en la reducción de grados de infestación por epibiontes son: el recambio de agua, mejoramiento de la circulación de agua, disminución de la densidad de animales o reducción de la biomasa y el uso de alimentos nutritivamente balanceados.

VI. CONCLUSIONES

1. En este trabajo monográfico se logró determinar que la explotación camaronera en Nicaragua, es una cultura que cada día crece su mercado a nivel nacional e internacional.
2. La especie que mayormente se explota en las granjas camaroneras de Nicaragua es la *Litopenaeus vannamei*. Debido a que se adapta mejor a las condiciones ambientales.
3. Se pudo constatar que los diferentes tipos de camarones según su procedencia (silvestre y cultivada a nivel laboratorial) presentan cambios sustanciales en cuanto a su manejo y explotación.
4. La susceptibilidad a enfermedades en los camarones explotados en aguas del estero Real de la zona de Chinandega, donde se da mayormente la explotación camaronera, se debe principalmente al estrés causado por mala calidad del agua y mal monitoreo de sus parámetros.
5. Se estableció que las enfermedades que se presentan con más frecuencia para los dos tipos de cultivo de camarones son: mancha blanca (WSSV), virus del síndrome de Taura (TSV), virus de la necrosis hipodérmica y hematopoyética infecciosa (IHNV), Vibriosis, Hepatopancreatitis necrotizante (NHP), epibiontes (gregarinas).
6. Las aguas del Estero Real fueron contaminadas por que ningún productor acumuló sus aguas de recambio y no les dio tratamiento químico o biológico sabiendo que tenían alguna enfermedad viral, esto poco a poco hicieron florecer las enfermedades virales.

VII. RECOMENDACIONES

1. Debido a la fuerte contaminación de las aguas; con enfermedades virales, bacterias y otros, se debe promover el desarrollo de proyectos de saneamiento del Estero Real, principalmente en la de Puerto Morazán, en el cual están altamente contaminadas.
2. Proponer a todos los productores que no viertan las aguas de sus estanques al mismo estero, sin antes darles tratamiento para limpiarla y desinfectarla.
3. Para el establecimiento de diagnósticos definitivos, se sugiere la instalación de laboratorios equipados adecuadamente en cada una de las granjas camaroneras que permitan el control, vigilancia y monitoreo de la salud de los camarones.
4. Capacitar al personal de laboratorio para detectar con mayor rapidez y veracidad dichas enfermedades.
5. En vista de que el manejo y la explotación de los tipos de camarones (silvestres y cultivados) no son similares, el alimento debe de ser guardado en instalaciones seguras, de tal manera que evite la penetración de roedores, los cuales se convierten en portadores de patógenos.
6. Debido a que la alimentación del agua marina que llega hasta cada una de las pilas normalmente no es tratada, será conveniente tratar el agua del canal de reservorio antes de ingresarla a los estanques, lo que permitiría mantener un ambiente más seguro contra los patógenos.
7. Realizar lavados de redes de pesca, lanchas y utensilios utilizados para la distribución de alimento y muestreo utilizado en otros estanques.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

ARNULFO FRANCO / MEDEPESCA. 1995. Manejo técnico de granjas camaroneras. Managua, NI. 87p.

Bermúdez Alemán., R.; Jovel Castillo, C. 1995. Crecimiento de camarones *Penaeus* en cultivo semi-intensivo en la zona de Puerto Morazán, Estero Real, Nicaragua. León, NI. Páginas: 3-7, 9-13, 20-33.

Brock, J., K.L. Main. 1995. A guide to the common problems and diseases of cultured *Penaeus vannamei*. United States of America, USA. World Aquaculture Society. Baton Rouge, Louisiana.

CIDEA-UCA. 2002. Bioseguridad en el cultivo de camarones. 1 ed. Editorial Imprenta UCA. Managua, NI. Páginas: 2-6

CIDEA-UCA. 2006. Línea de base y referencia de Governance, Puerto Morazán. 1 ed. Editorial Imprenta UCA. Managua, NI. 45p.

CIDEA-UCA. 2002. Manual sobre enfermedades de camarón de cultivo. 1 ed. Editorial Imprenta UCA. Managua, NI. 50p.

CIDEA-UCA. 2002. Manual técnico para el cultivo de camarones marinos en Nicaragua. 1 ed. Editorial Imprenta UCA. Managua, NI. 2002. 51p.

CIDEA-UCA. 2002. Estudio de prevalencia de organismos patógenos en tres granjas camaroneras, por métodos histológicos, microbiológicos y PCR. Editorial Imprenta UCA. Managua, NI. 42p.

Empresa “CAMARONES S.A.”. 2004-2005. Análisis de la rentabilidad del cultivo de camarón. Chinandega, NI. 2004-2005. 38p.

FAO-Documento Técnico de Pesca. No. 450. 2004. Manejo sanitario y mantenimiento de la bioseguridad de los laboratorios de postlarvas de camarón blanco (*Penaeus vannamei*) en América Latina. Roma, IT. 66p.

Lightner, D., Pantoja, C. 2001. Bioseguridad en el cultivo de camarones. United States of América. USA. 60p.

MIFIC-ADPESCA. 2005. Anuario Pesquero y Acuícola de Nicaragua. Managua, NI. 57p.

Rivera Rodríguez, MC. 1998. Tesis. Efecto de la salinidad sobre el crecimiento y sobrevivencia en postlarvas y juveniles de camarón blanco *Penaeus vannamei* bajo condiciones de laboratorio. Manzanillo, MX. 64p.

Valoración de la situación sanitaria del camarón *Litopenaeus vannamei* en Pto. Morazán, Chinandega

Sánchez Rodríguez, Ovidio. Comparación actual del manejo de larvas de laboratorio y larvas silvestres. Biólogo –Universidad de Panamá. Gerente Técnico del laboratorio de larvas LARVINIC-CAMANICA.

Sandino Méndez, Xitlali Cristina. 2003. Aprovechamiento Sostenible de Larva de Camarón. León, NI.

Soza Valdivia, G / Valencia Picado, D. 1994. Contribución al conocimiento del crecimiento de *Penaeus vannamei* en estanques en la zona de Puerto Morazán. León, NI; Centroamérica. Páginas: 1-3, 5-17.

UCA. 2001. Métodos para mejorar la camaronicultura en Centroamérica
Conglomerado de autores/United States Department of Agriculture - USDA
1ª edición. Editorial Imprenta UCA. Managua, NI. 295p.

USDA-United States Department of Agriculture. 2001. Memorias del sexto encuentro de pequeños productores de camarón de cultivo. Chinandega, NI

DIRECCIONES ELECTRONICAS

ACAN-EFE. 2005. Industria del camarón mejora sus estadísticas en Nicaragua (en línea). Consultado 28 de mayo 2006. Nicaragua. Disponible en:
<http://www.terra.com/noticias/articulo/html/act245764.htm>

MAGFOR. 2003. Cadena de producción y comercialización de mariscos (en línea). Consultado 28 de Mayo 2006. Nicaragua. Disponible en:
http://www.magfor.gob.ni/servicios/descargas/cadenas_productos/mariscos.pdf.

MIFIC-ADPESCA. 2006. Anuario pesquero y acuícola de Nicaragua 2005. (en línea). Consultado 15 de Enero 2007. Nicaragua. Disponible en:
<http://www.mufic.gob.ni/docushare/dsweb/view/collection-168-43k>

NUNEZ SALMERON, L.. 2005. Camaronicultura en crecimiento. (en línea). Consultado 12 de Noviembre 2006. Nicaragua. Disponible en:
<http://www.laprensa.com.ni/archivo/2005/septiembre/20/economia>

ORACULO. 2006. Demanda mundial de mariscos aumentará (en línea). Consultado 18 de Septiembre 2006. Nicaragua. Disponible en:
<http://www.competitividad.org.ni/monitoreo%20camaron.html>

REVISTA AQUATIC. 1998. Diccionario de los principales conceptos de ecología y epidemiología relacionados con el estado de salud o enfermedad en las poblaciones acuícolas. (en línea). Consultado 21 de Septiembre 2006. Universidad de Zaragoza. Disponible en.
<http://www.revistaaquatic.com/aquatic/index.asp?c=2>

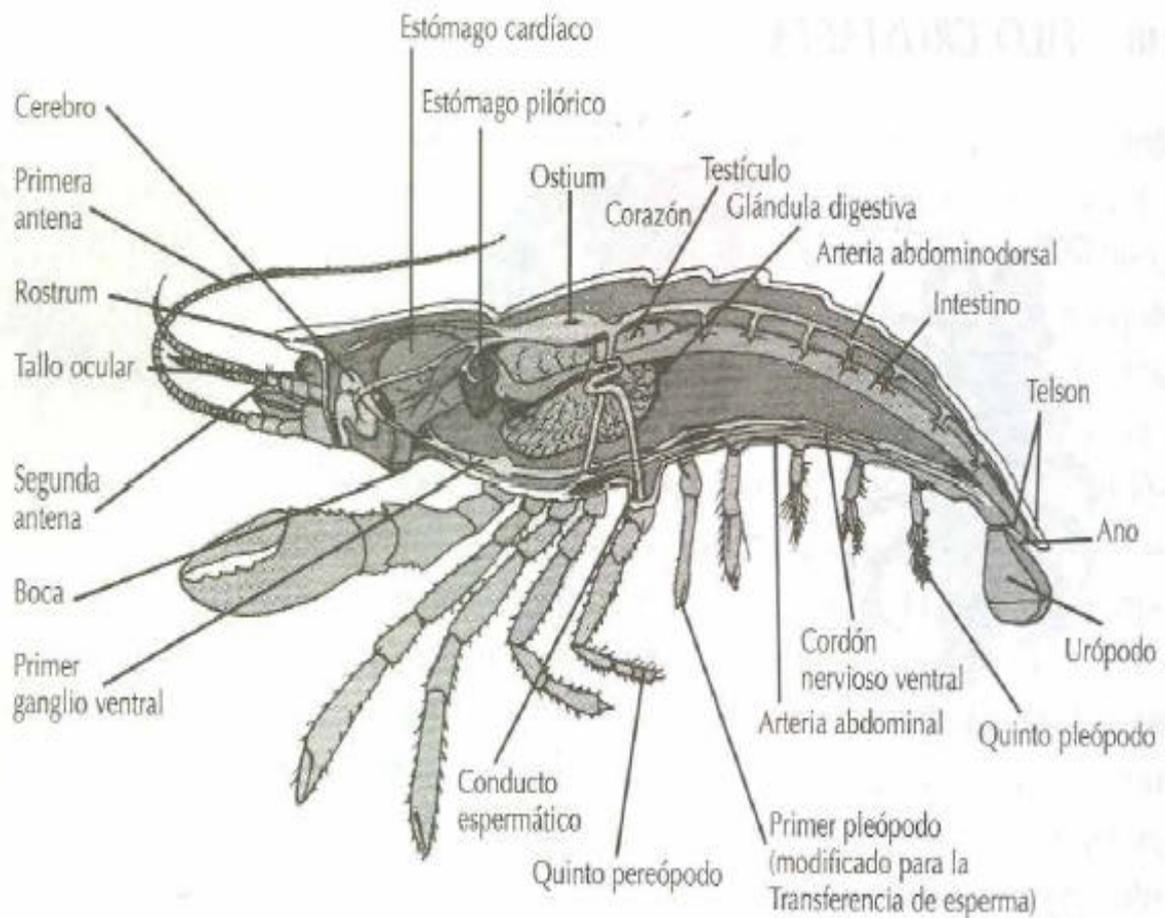
SANDINO MENDEZ, X. 2003. Consultoria. Aprovechamiento sostenible de larva de camarón (en línea). Consultado 15 de Octubre 2006. Nicaragua. Disponible en:
<http://www.agronegocios.gob.sv/comoproducir/guias/guiapesca%20camaron%20marino.pdf>

IX. Anexos

1 A. POSICION TAXONOMICA

Reino: Animal
Phylum: Artropoda
Clase: Crustáceo
Subclase: Malacostrácea
Series: Eumalacostraca
Superorden: Eucarida
Orden: Decapoda
Suborden: Dendobranchiata
Infraorden: Penaidea
Superfamilia: Penaeoidea
Familia: Penaidae
Genero: Litopenaeus
Especie: vannamei-stylirostris-californiensis-occidentalis

2 A. ANATOMIA DEL CAMARON



3 A. ANATOMIA FUNCIONAL DEL CAMARON

Órgano/estructura	Función principal
Músculo abdominal estriado	Movimiento de retroceso rápido para escape de predadores
Antena	Sensor táctil (Detección predatora)
Complejo glandular antenal	Excreción y balance osmótica
Anténulas	Quemo recepción
Ceca anterior y posterior del intestino medio	Desconocida
Exoesqueleto	Soporte externo y barrera protectora
Intestino anterior (boca, esófago y estomago)	Ingesta, masticación y almacenamiento temporal del alimento
Branquias	Respiración, excreción, osmoregulación y fagocitosis
Hepatopáncreas	Digestión, absorción y almacenamiento de nutrientes
Órgano linfoide	Posible entrapamiento de antígenos, fagocitosis
Mandíbulas, palpos mandibulares y palpos branquiales	Sensores táctiles, escojo de partículas alimenticias movimiento del agua sobre las branquias
Intestino medio	Absorción y excreción
Periópodos y pleópodos	Locomoción, quemo recepción

4 A. FUNCIONES FISIOPATOLOGICAS DE LAS ENFERMEDADES/SINDROMES DE CAMARONES PENEIDOS

ORGANO	ENFERMEDAD/ SINDROME	CARACTERÍSTICAS DE LOS ORGANOS AFECTADOS	SINTOMAS
Músculo estriado abdominal	Enfermedad algodonosa, Vibriosis y oxígeno bajo	Opacidad difusa	Débil o letárgico, muerte
	Acalambamiento muscular	Flexado rígidamente	Deterioro muscular, muerte
	Necrosis muscular	Opacidad moteada	Deterioro muscular, muerte
	Astillas negras	Lesiones marrones a negras en el músculo abdominal	Ninguno, pero pérdida del valor del producto
Cutícula exoesqueletica del cuerpo y cola	Enfermedad de las manchas negras	Erosiones negruzcas sobre la superficie de la cutícula	Disminución del valor del producto, muerte ocasional
	Fusariosis	Nódulos negruzcos sobre la cutícula	Muerte
	Enfermedad por epicomensales intestinales	Apariencia sucia	Se perjudica la muda
	TSV	Cutícula blanda, múltiples erosiones negruzcas	Muerte
	Enfermedad algodonosa	Coloración oscura	Sin continuación de mudas
Intestino anterior (esófago y estomago)	Subalimentación, depósitos negros en estómagos de larvas	Intestino anterior vacío, masas negras en tracto digestivo	Crecimiento reducido, otros síntomas desconocidos
Branquias	Enfermedad epicomensales infestantes Enfermedad de las branquias negras IHHNV Vibriosis	Decoloración de las branquias de blanco difuso a amarillo-marrón Decoloración negruzca moteada de las branquias Ninguna Nódulos negros diminutos dentro de la lamela branquial	Pérdidas de funciones respiratorias y/o osmoregulatorias Otros signos desconocidos y muerte

Corazón	Vibriosis (sistémica)	Áreas opacas diminutas	Falla del corazón
	IHHNV	Ninguna	ninguna
Hepatopáncreas	Baculovirus penaei	Ninguna	Varia desde ninguno hasta la muerte
	HPV	Ninguna	Desconocidos
	Vibriosis	Órgano encogido áreas moteadas negruzcas	Crecimiento reducido y muerte
	Hepatopancreatitis necrotizante	Órgano encogido áreas moteadas negruzcas	Crecimiento reducido y muerte
	Subalimentación	Órgano encogido	Crecimiento reducido
Órgano linfoide	Vibriosis	disminución en el tamaño del órgano, pequeñas manchas negras	Desconocidos
	RPS	Tamaño aumentado del órgano	
	LOVV	Tamaño aumentado del órgano	
Intestino medio	HE	Intestino opaco, grueso, carente de hebra fecal uniforme	Crecimiento reducido y muerte
	Gregarinas	Variable, ninguno a hinchado, decoloración amarillenta	
Testículos	Enfermedad de los espermatóforos negros	Espermatóforo negro y decoloración del tracto reproductivo	Fertilización disminuida
Cordón nervioso ventral	IHHNV	Ninguna	Crecimiento reducido

5 A. RESUMEN DE LAS EVALUACIONES DE NIVEL 1 DEL ESTADO SANITARIO DE LAS LARVAS

Criterio	Puntuación	Estadio	Observaciones
Actividad natatoria			
Activa (>95%)	10	Todos los estadios	Observaciones diarias (2-4x)
Intermedia (70-95%)	5		
Débil (en el fondo)(<70%)	0		
Fototaxis			
Positiva (>95%)	10	ZOE A	Observaciones diarias (2-4x)
Intermedia (70-95%)	5		
Negativa (<70%)	0		
Hilos fecales			
Presente (90-100%)	10	ZOE A	Observaciones diarias (2-4x)
Intermedio (70-90%)	5		
Ausente (<70%)	0		
Luminiscencia			
Ausente	10	MYSIS	Observación nocturna del tanque
Presente (<10%)	5		
Abundante (>10%)	0		
Homogeneidad del estadio			
Alto (80-100%)	10	Todos los estadios	Observaciones diarias (2-4x)
Intermedio (70-80%)	5		
Bajo (<70%)	0		
Contenido intestinal			
Lleno (100%)	10	MYSIS	Observaciones diarias (2-4x)
Medio lleno (50%)	5		
Vacío (<20%)	0		

6 A. RESUMEN DE LAS EVALUACIONES DE NIVEL 2 DEL ESTADO SANITARIO DE LAS LARVAS

Criterio	Puntuación	Estadios	Observaciones
Hepatopáncreas (vacuolas lipídicas)		Todos los estadios	Observaciones diarias (2-4x)
Alto (>90%)	10		
Moderado (70-90%)	5		
Bajo (<70%)	0		
Contenido intestinal		Todos los estadios	Observaciones diarias (2-4x)
Lleno (>95%)	10		
Moderado (70-95%)	5		
Vacío (<70%)	0		
Necrosis		Todos los estadios	Observaciones diarias (2-4x)
Ausencia (0%)	10		
Moderado (<15%)	5		
Severo (>15%)	0		
Deformidades		Todos los estadios	Observaciones diarias (2-4x)
Ausencia (0%)	10		
Moderado (<10%)	5		
Severo (>10%)	0		
Epibiontes		Todos los estadios	Observaciones diarias (2-4x)
Ausencia (0%)	10		
Moderado (<15%)	5		
Severo (>15%)	0		
<Bolitas> •		Todos los estadios	Observaciones diarias (2-4x)
Ninguna	10		
1 a 3	5		
>3	0		
Báculo virus		MYSIS	Observaciones diarias (2-4x)
Ausencia (0%)	10		
Moderado (<10%)	5		
Severo (>10%)	0		

- Células epiteliales desprendidas del hepatopáncreas y/o del intestino expresadas como número de “bolitas” en el tracto digestivo.

7 A. Observaciones de Nivel 3

Las observaciones de Nivel 3 consisten en la utilización de técnicas moleculares e inmunodiagnósticos y no son normalmente requeridas hasta que las postlarvas no están preparadas para ser transferidas a las instalaciones de engorde. Las técnicas de PCR y/o dot-blot son las más comunes para realizar tests de la mayoría de los patógenos virales. No obstante, se recomienda el PCR por ser más sensible que el dot-blot.

8 A. Cuadro No. 5. ALAGUNOS FACTORES QUE AFECTAN AL ESTADO SANITARIO DE LAS LARVAS Y SUS POSIBLES MEDIDAS DE CONTROL

Factor	Efectos	Medidas de control	Estándar
Densidad de siembra excesiva	Estrés, canibalismo, baja calidad del agua	Reducir la densidad de la siembra	100-200 nauplios/ltr
Baja calidad del agua Agua de mar (A) Agua de tanques (B)	Mortalidades Muda tardía Deformidades	Mejorar la calidad del agua pos filtración, cloración y/o esterilización (A) Incrementar la tasa de renovación del agua (B)	Filtro <5micras Carbón activado Cloración (10ppm) seguida de neutralización Ozono y UV 20-100% renovación de agua por día
Periodos largos de siembra	Incremento de las tasas de infección en las ultimas larvas sembradas	Limitar el numero de días de siembra en laboratorio	3-4 días por unidad
Dieta pobre (Calidad y/o frecuencia)	Canibalismo Desnutrición Fouling epibionte Baja calidad del agua	Programa de alimentación apropiado Chequeos frecuentes en el consumo de alimento y la calidad del agua	Alimentar cada 2 ó 4 horas hasta la saciedad con dietas de alta calidad
Calidad y/o cantidad de algas	Mortalidad en estadio zoea Fouling de las larvas	Recuentos rutinarios y controles de calidad	Chaetoceros o Thalassiosira 80,000 a 130,000 cél/ml
Nauplios de <i>Artemia</i>	Fuente de bacterias con incremento de la mortalidad	Desinfección de los nauplios de <i>Artemia</i>	Hipoclorito 20ppm de ingrediente activo

9 A. HECTAREAS EN EXPLOTACION

Camarón de cultivo						
Hectareas en explotación						
Año	Extensivo	Semi intensivo	Intensivo	Artisanal	Total	
1989				771	771	
1990				914	914	
1991				1,283	1,283	
1992				1,502	1,502	
1993		563		1,249	1,812	
1994	634	780		1,115	2,529	
1995	1,262	2,070		700	4,032	
1996	1,447	2,252		964	4,663	
1997	1,782	3,720		566	6,068	
1998	1,491	4,221		581	6,293	
1999	1,871	5,668		759	8,298	
2000	3,845	3,880		1,205	8,930	
2001	3,915	3,880		1,205	9,000	
2002	Total	3,658	4,132	50	1,556	9,396
	Empresas	1,799	3,524	50	184	5,557
	Cooperativas	1,859	608		1,372	3,839
2003	Total	2,101	6,041	50	1,568	9,760
	Empresas	639	4,575	50	300	5,564
	Cooperativas	1,462	1,466		1,268	4,196
2004	Total	1,775	7,024	38	1,498	10,335
	Empresas	363	5,559	38	244	6,204
	Cooperativas	1,412	1,465		1,254	4,131
2005	Total	2,132	6,627	38	1,648	10,444
	Empresas	363	5,162	38	240	5,802
	Cooperativas	1,769	1,465		1,409	4,642

Fuente: AdPesca, Dir. MVC/AdPesca y Dir. de Fomento y Desarrollo: Datos según encuesta a granjas camaronerías.

10. A. PRODUCCIONES REGISTRADAS POR AÑO

Camarón de cultivo								
Historial de la producción registrada								
Año	Miles de libras							
	Extensivo	Semi intensivo	Intensivo	Artisanal	Subtotal	N/I	Total	
1993	547			162	709		709	
1994	697	1,476		167	2340		2,340	
1995	1,199	3,726		145	5070		5,070	
1996	1,148	4,065		193	5406		5,406	
1997	5,362			2,225	7587		7,587	
1998	2,478	6,412		366	9,256	1,269	10,526	
1999	Total	907	5700		553	7160	2075	9,235
	Empresas	121	5576		141	5838		
	Cooperativas	786	124		412	1322		
2000	Total	1,466	7,191		2,210	10,867	1,062	11,929
	Empresas	132	6,827		1,219	8,177		
	Cooperativas	1,335	365		991	2,690		
2001	Total	124	8,146		1,299	9,570	2,966	12,535
	Empresas	64	7,442		493	7,999		
	Cooperativas	60	705		806	1,571		
2002	Total	3,355	6,068	1,197	229	10,869	2,556	13,425
	Empresas	2,496	6,059	1,197	45	9,797		
	Cooperativas	859	29		185	1,073		
2003	Total	666	12,873	358	215	14,114	1,329	15,443
	Empresas	304	12,360	358	41	13,063		
	Cooperativas	363	513		174	1,050		
2004	Total	658	13,761	1,111	210	15,740	1,529	17,269
	Empresas	165	13,390	1,111	150	14,816		
	Cooperativas	493	371		60	924		
2005	Total	625	14,726	747	216	16,314	4,879	21,193
	Empresas	400	14,331	747	140	15,617		
	Cooperativas	226	396		76	697		

N/I: No identificada ni por tipo de organización ni por sistema de cultivo.

Fuente: Dir. MVC/AdPesca.

11 A. PRODUCCION MUNDIAL DE CAMARÓN

Principales Países Productores	2001			2005		
	Producción (T)	Área en Prod. (ha)	Productividad (Kg./ha/año)	Producción (T)	Área en Prod. (ha)	Productividad (Kg./ha/año)
Tailandia	300,000	80,000	3,750	350,000	100,000	3,500
China	250,000	220,000	1,136	350,000	320,000	1,094
Indonesia	168,000	151,000	1,113	441,000	336,375	1,113
Vietnam	120,000	240,000	500	200,000	350,000	571
India	100,000	150,000	667	200,000	170,000	1,176
BanglaDesh	63,000	140,000	450	90,000	200,000	450
Ecuador	45,000	80,000	563	90,000	150,000	600
Brasil	40,000	8,500	4,706	150,000	25,000	6,000
México	26,000	28,000	929	40,000	40,000	1,000
Honduras	15,000	14,000	1,071	16,000	16,000	1,000
Otros	139,840	170,711	819	250,366	278,185	900
Total	1,266,840	1,282,211	988	2,177,366	2,045,560	1,064