

Buenas Prácticas de Manejo para el Cultivo de Camarón



Prácticas de Desarrollo Sostenible en Ambientes Costeros de
prioridad de los Ecosistemas del Golfo de California
Camaronicultura

Buenas Prácticas de Manejo para el Cultivo de Camarón

**Prácticas de Desarrollo Sostenible en
Ambientes Costeros de prioridad de los
Ecosistemas del Golfo de California
Camaronicultura**

Rojas, A.A., Haws, M.C. y Cabanillas, J.A. ed. (2005). Buenas Prácticas de Manejo Para el Cultivo de Camarón. The David and Lucile Packard Foundation. United States Agency for International Development (Cooperative Agreement No. PCE-A-00-95-0030-05).

Proyecto: Prácticas de Desarrollo Sostenible en Ambientes Costeros de Prioridad de los Ecosistemas del Golfo de California Marinas Recreativas y Maricultura

El Proyecto Buenas Prácticas de Manejo de Marinas es una iniciativa de la Asociación de Marinas Turísticas de México y el Centro de Recursos Costeros. Esta publicación ha sido posible a través del apoyo de la Fundación David y Lucile Packard. Además contó con el apoyo de de la División para Desarrollo Económico, Agricultura y Comercio de la Oficina de Ambiente y Recursos Naturales de la Agencia para el Desarrollo Internacional de los Estados Unidos bajo los términos del Acuerdo Cooperativo No. PCE-A-00-95-0030-05.

Editores

Abelardo A. Rojas Umaña

Centro de Recursos Costeros y Acuicultura del Pacífico (PACRC), Universidad de Hawaii-Hilo

Maria C. Haws. Ph. D.

Centro de Recursos Costeros y Acuicultura del Pacífico (PACRC), Universidad de Hawaii-Hilo

Julio A. Cabanillas Ramos, M.C.

Centro Estatal de Sanidad Acuícola de Sinaloa. A.C. México (CESASIN)

Autores

El presente documento fue preparado en base a información suministrada y/o publicada por los siguientes autores:

Claude Boyd, Ph.D.

Departamento de Pesquerías y Acuaculturas Asociadas, Universidad de Alabama

Chang Kwei Lin, Ph.D.

Consultor de Acuicultura, Instituto Asiático de Tecnología, Tailandia

Carlos Pantoja, Ph.D.

Donald Lightner, Ph.D.

Departamento de Patología Veterinaria, Universidad de Arizona

Jim Brock, Ph.D.

Veterinario Acuático del Estado de Hawai. U.S.

Ken Johnson, Ph.D.

Especialista de Extensión para enfermedades de peces, Departamento de Fauna Silvestre y Ciencias Pesqueras, Universidad de Texas A & M

Granvil Treece Ph.D.

Especialista de Acuicultura, Universidad de Texas A & M

Fotos e ilustraciones

Abelardo Rojas Umaña

Claude Boyd

Julio A. Cabanillas Ramos

Diagramación e Impresión

Graphic Services, Universidad de Hawaii-Hilo

Reconocimientos

La presente publicación ha sido posible a través del patrocinio de la Fundación David y Lucile Packard, la Agencia para el Desarrollo Internacional de los Estados Unidos (USAID) y el apoyo de las siguientes instituciones:

- El Centro de Recursos Costeros de la Universidad de Rhode Island, CRC-URI
- El Centro de Recursos Costeros y Acuicultura del Pacífico de la Universidad de Hawai-Hilo, PACRC-UHH
- El Comité de Sanidad Acuícola Sinaloa, A.C., CESASIN, México
- Conservación Internacional-México (CI-México)



The David and Lucile Packard Foundation



Prefacio

La producción de camarón marino es en la actualidad un rubro de exportación de gran importancia económica para la región del Golfo de California. La industria del cultivo de camarón ha tenido efectos significativos en las economías locales y regionales contribuyendo a la creación de empleo y desarrollo económico general. No obstante, en la medida que el crecimiento de la industria del cultivo de camarón ejerce mayor presión en los recursos naturales costeros, se hace cada vez más necesaria la implementación de técnicas y formas de manejo del cultivo que contribuyan a reducir los impactos ambientales y ayuden a sostener la base natural de recursos. La innovación de mejores prácticas de cultivo y la implementación sostenida de las buenas prácticas ya existentes tienen como objetivo el conducir a la industria de la camaronicultura hacia un estado de sustentabilidad económica y ambiental.

La adopción e implementación de buenas prácticas de cultivo de camarón en la región del golfo de California se hace necesaria no solo por razones económicas y ambientales, pero también por razones de conservación de la diversidad biológica y salud de los ecosistemas costeros dado que estos dos aspectos están íntimamente relacionados. Esta región cuenta con 16 lagunas naturales las que cubren un área de aproximadamente 6,000 kilómetros cuadrados, de los cuales cerca de 2,500 kilómetros cuadrados corresponden a ecosistemas de manglar. Tales ambientes naturales sirven de refugio a aproximadamente 6,000 especies de peces, mamíferos, invertebrados y reptiles, incluidas 20 especies en peligro de extinción.

El desarrollo de una industria del cultivo de camarón basada en el uso y aplicación de prácticas de manejo pobres no solo pone en peligro esta riqueza biológica sino también el éxito económico de la industria del cultivo de camarón de la región ya que un ambiente natural degradado difícilmente contribuirá a una producción de camarón abundante y de calidad. En este sentido, varias instituciones y organizaciones tanto de gobierno como grupos privados de productores y organismos no gubernamentales ya están claros de la necesidad de promover prácticas que sean eficientes y amigables al ambiente y se han dado a la tarea de impulsar diversas iniciativas con el fin de educar y entrenar a los productores de camarón en el uso de buenas prácticas productivas.

Las Buenas Prácticas de Manejo (BPM) constituyen un conjunto general de recomendaciones y métodos de cultivo que persiguen incrementar los beneficios económicos y disminuir los costos de operación para las granjas.

En particular, estas recomendaciones han sido diseñadas para alcanzar dos objetivos:

- Mejorar la eficiencia en el manejo de los costos de producción
- Reducir el impacto de la granja camaronera en el ambiente costero

La presente publicación contiene conjuntos de buenas prácticas de manejo para el cultivo de camarón que han sido desarrolladas en los últimos diez años y están dirigidas al personal técnico y gerentes de las granjas en donde se cultiva camarón. En este manual incluimos parte de las recomendaciones sobre BPM propuestas en tres publicaciones previas: Métodos para Mejorar la Camaronicultura en Centroamérica, Buenas Prácticas de Manejo en el Cultivo de Camarón de Honduras y Manual de Buenas Prácticas de Producción Acuícola de Camarón para la Inocuidad Alimentaria. También se han incluido algunas de las recomendaciones propuestas por los doctores Donald Lightner, Jim Brock y Ken Johnson sobre bioseguridad y medidas sanitarias para las instalaciones de producción acuícola. Es importante mencionar que aunque una parte de estas recomendaciones fueron propuestas para implementarse en las granjas de la región del Pacífico de Centroamérica, esto no les resta validez para su aplicación en la región del golfo de California y en todo caso deben considerarse como complementarias a los conjuntos de buenas prácticas propuestas por CIAD\SAGARPA para el estado de Sinaloa. En el caso específico de Sinaloa se espera que las BMP incluidas en esta publicación sean adoptadas a través de un Código de Conducta que está siendo divulgado por CESASIN a nivel local por medio de sus comités de sanidad acuícola.

El desarrollo de nuevas y mejores prácticas es un proceso dinámico cuyo éxito depende de la adopción voluntaria de las buenas prácticas ya existentes y del aporte de nuevas ideas por parte del personal técnico que labora en la crianza de camarón. Las buenas prácticas sugeridas en este manual ya están siendo adoptadas por los cultivadores de camarón de México y de otros países de la región Centro Americana y muchos de los técnicos y gerentes de granjas ya cuentan con los conocimientos técnicos necesarios para una implementación exitosa de las buenas prácticas de cultivo. Así, el principal propósito de esta publicación es el promover las buenas prácticas entre el personal que labora en las granjas. Esperamos que este manual sirva como una herramienta de campo de fácil consulta y que contribuya al éxito del cultivo y a un mejor cuidado de los ambientes naturales costeros del Golfo de California.

Contenido

I.	Secado y preparación de la unidad acuícola	10
II.	Selección del laboratorio proveedor de postlarva y aseguramiento de la calidad de las postlarvas	13
III.	Aclimatación y siembra de postlarva	19
IV.	Buenas prácticas de manejo durante la cosecha	23
V.	Buenas prácticas de manejo del alimento para camarón	25
VI.	Uso de fertilizantes	29
VII.	Medición de parámetros de calidad de agua	31
VIII.	Manejo y monitoreo de la calidad de agua de los estanques	37
IX.	Manejo de enfermedades.....	39
X.	Fijación de muestras de camarón para el diagnostico de enfermedades	44
	Bibliografía	48

Introducción

El desarrollo de buenas prácticas de manejo en el cultivo de camarón (BPM) surge ante la necesidad de alcanzar mayores niveles de eficiencia en la producción de camarón y como resultado de la toma de conciencia por parte de los productores de camarón de que ciertas prácticas de cultivo aún en uso son dañinas para los ambientes naturales en donde se desarrolla esta actividad. Los productores se dan cuenta que los daños causados por las malas prácticas de cultivo no solo son nocivos para los ecosistemas costeros en donde se cultiva camarón, si no que, a mediano y largo plazo también terminan impactando negativamente las producciones y las ganancias de las empresas. Un ambiente deteriorado y contaminado solo conduce a producciones pobres y pérdidas económicas.

La carencia de legislaciones específicas que regulen la industria del cultivo de camarón en relación a los impactos ambientales de esta actividad ha empujado a diversos grupos de gobierno e industria de varios países a proponer conjuntos de buenas prácticas de cultivo. Estos grupos de interés se han dado a la tarea de identificar y documentar conjuntos de buenas prácticas corrientemente en uso, a como también han propuesto conjuntos de prácticas que han sido generadas a través de la discusión y consenso entre todos miembros de la industria del cultivo de camarón.

Es importante dejar claro que la adopción e implementación del conjunto de buenas prácticas propuesto en esta publicación es de carácter voluntario y de ninguna manera deben verse como un producto final y completo. El desarrollo de buenas prácticas es un proceso dinámico y cambiante que esta determinado por el grado de desarrollo tecnológico alcanzado por la industria. Bajo estas consideraciones proveemos a continuación una serie de recomendaciones a tener presente durante las diversas etapas del ciclo de cultivo de camarón.

I. Secado y preparación de la unidad acuícola

Un buen secado y preparación de los estanques contribuye a un desarrollo saludable de los camarones, garantizando estanques libres de sustancias nocivas, patógenos y predadores que pudieran incrementar las mortalidades afectando el rendimiento final de las cosechas. El drenado, secado, limpieza, desinfección y encalado, son actividades que también contribuyen a disminuir los riesgos de diseminación de enfermedades a otras granjas vecinas y al ambiente costero. La limpieza general de los estanques y sus alrededores también ayuda a eliminar posibles fuentes de contaminación de la cosecha asegurando la inocuidad del producto final.

Drenado total

El estanque debe ser drenado totalmente una vez finalizada la cosecha. Luego se debe realizar la limpieza y desinfección de compuertas de entrada y salida, tuberías, tablas y bastidores. Las áreas que no puedan ser drenadas totalmente deben ser desinfectadas con hipoclorito de sodio u oxido de calcio (cal viva). Una vez finalizado el drenaje, las compuertas de entrada y salida de agua de los estanques deben sellarse completamente para evitar la entrada de agua durante las mareas altas. En seguida, los suelos de los estanques deberán dejarse secar bajo el sol por diez a quince días o hasta que presenten grietas de 10 cm. de profundidad.



Fig. 1. Los fondos de los estanques deben dejarse secar por diez a quince días o hasta que se formen grietas de aproximadamente 10cm de profundidad.

Limpieza de los estanques

Basura y todo resto de material plástico, metal, o vidrio usado durante el ciclo de cultivo deberá desecharse o incinerarse en un lugar de la granja destinado para este propósito. Los restos de camarón, jaiba y pescados muertos deberán ser quemados y/o enterrados en fosas alternando capas de cal (aproximadamente 1 Kg./m²) con capas de restos de animales muertos. Esta clase de desechos deben enterrarse a por lo menos medio metro de profundidad para evitar que sean desenterrados por animales silvestres y no se debe permitir que sean devueltos al medio acuático.

Evaluación del estado del fondo de los estanques.

Los principales parámetros que determinan el estado del fondo de los estanques son el porcentaje de materia orgánica presente y el pH del fondo del estanque. Si el suelo del estanque presenta condiciones ácidas (pH < 7), se deberá aplicar cal agrícola para corregir la acidez presente. La metodología recomendada para efectuar la medición del pH, es la siguiente:

Equipos y reactivos:

- Medidor de pH
- Soluciones para calibración de pH 4, 7 y 10

Procedimiento:

1. Se toman muestras de suelo de varias partes del estanque y se mezclan hasta obtener una muestra homogénea. Luego de esta mezcla se toma una cantidad aproximada de 15 gramos a la que se le agrega una cantidad similar de agua destilada y se agita hasta obtener una solución homogénea.
2. Enseguida se deja reposar la solución durante 20 minutos.
3. Posteriormente se agita de nuevo la solución para efectuar la medición.

Las siguientes tablas detallan cantidades recomendadas de cal agrícola a aplicar en dependencia de los resultados de las mediciones de pH.

Tabla 1. Requerimiento de cal agrícola para el tratamiento del fondo de los estanques (Lin, 2004)

pH (Suelo)	Carbonato de calcio CaCO ₃ (Kg/ha)
> 6	< 1,000
5-6	< 2,000
< 5	< 3,000

Aplicación de cal agrícola

El mejor tiempo para la aplicación de cal es mientras el suelo aun conserva cierta humedad ya que esto ayuda a una mejor reacción neutralizadora y a una mejor incorporación de la cal al fondo. Una vez que el encalado ha finalizado y cuando las condiciones del suelo lo permitan se recomienda remover el suelo usando arados o rastras mecánicas. Esto permitirá la oxidación y degradación de la materia orgánica que se ha acumulado en los fondos.



Figura 2. El arado facilita la descomposición de la materia orgánica presente en los suelos lo cual ayuda a mejorar la condición general de los fondos.

Llenado del estanque

El agua que entra al estanque debe ser filtrada través de filtros con luz de malla de 500 micras o menor. Estos filtros deben dejarse en las compuertas durante los primeros 30 días de cultivo con el fin de evitar la fuga accidental de las postlarvas. Estos filtros podrán ser cambiados por otros de luz de malla de 1000 micras los que se podrán mantener hasta el final de ciclo de cultivo.

Figura 3. Los filtros en las compuertas de entrada y salida de los estanques deben ser limpiados, revisados y reparados frecuentemente para evitar la fuga de camarones o la entrada de predadores.



II. Selección del laboratorio proveedor de postlarvas y verificación de la calidad de la postlarva

El asegurar la obtención de postlarvas saludables y vigorosas es condición necesaria para un buen inicio del ciclo de cultivo. Contar con una fuente confiable de postlarvas contribuye a asegurar el éxito económico de la cosecha. La compra de postlarvas de dudosa salud y calidad constituye un alto riesgo tanto económico como ambiental dado que la introducción a las granjas de animales enfermos o portadores de agentes infecciosos facilita la transmisión y dispersión de enfermedades contagiosas pudiendo hasta llegar a contagiar a las poblaciones naturales de camarones.

Las postlarvas de buena calidad deben estar libres de organismos infecciosos y presentar un buen estado de salud general. Además, deben presentar un buen desarrollo y estado nutricional acorde con su edad. A continuación se detallan algunos procedimientos y recomendaciones que ayudarán a evaluar el estado de las postlarvas y asegurar la compra de postlarvas de buena calidad.

El laboratorio proveedor de postlarvas de camarón debe:

- Contar con procedimientos estrictos y bien definidos de bioseguridad y asegurar su implementación efectiva, (Ej. estrictas medidas sanitarias tales como el uso de lavamanos, desinfección de materiales y equipos por los trabajadores, uso de “pediluvios y vados sanitarios”, restricción de acceso por áreas, etc.)
- Barda o cerca perimetral para controlar el acceso de personas, animales y vehículos.
- Disponibilidad de agua oceánica de buena calidad que haya sido filtrada y desinfectada de forma adecuada (Ej. filtros de arena, filtros de malla de diferentes medidas, luz ultravioleta, ozono y carbón activado).
- Un diseño del laboratorio que permita que las diferentes etapas de la crianza de postlarvas estén aisladas unas de otras para un mejor control e implementación de medidas de exclusión de patógenos.
- Apoyo de un laboratorio de diagnóstico reconocido por las autoridades de SAGARPA-CONAPESCA que lleve el control de la salud de los reproductores, larvas y postlarvas, mediante métodos de diagnóstico aprobados.

- Extender al comprador de postlarva un certificado de salud que especifique que las postlarvas están libres de agentes infecciosos tales como WSSV, YHV, TSV.
- Resultados de los análisis de diagnóstico del lote de reproductores que fueron utilizados para la obtención de las postlarvas que están vendiendo.
- Mostrar registros de los químicos y productos terapéuticos que utilizan y procedimientos que han sido establecidos para su uso.

Figura 4. Las instalaciones de crianza de postlarvas deben facilitar la implementación de procedimientos de bioseguridad.



Otras consideraciones

El abastecimiento de postlarvas de importación es altamente riesgoso. En caso de considerar la importación de postlarvas, primero solicite permiso a las autoridades competentes de SAGARPA las que deberán tomar las medidas de análisis de riesgos, exigir certificados de salud, conocer el historial del laboratorio de procedencia y aplicar medidas de cuarentena siguiendo los protocolos aceptados internacionalmente.

Verificación de la calidad de la postlarva

- Es necesario conocer la historia clínica de cada lote de postlarvas a comprar. Para esto se sugiere buscar el apoyo del técnico a cargo del cultivo larvario. El comprador debe estar en contacto con los proveedores al menos 7 días antes de que se efectúe la compra de postlarva.

- El responsable deberá informar a la granja cuales son las características de la calidad del agua en que serán enviadas las postlarvas (salinidad, temperatura, pH, etc.) para así preparar él o los estanques de aclimatación y el tanque reservorio.
- Algunos días antes de la compra, el técnico responsable debe ir al laboratorio a supervisar el muestreo de las postlarvas para su evaluación en el laboratorio de diagnóstico.

Para aceptar o rechazar el envío de postlarva, se deberán hacer diagnósticos de nivel I (simple observación). A este nivel se debe evaluar el grado de actividad de la larva, fototropismo, hilo fecal, presencia/ausencia de bioluminiscencia, uniformidad de tallas y contenido intestinal. Posteriormente se debe continuar con una evaluación de nivel II (observación al microscopio). El diagnóstico de grado II incluye la determinación del grado, presencia o ausencia de:

- cantidad de gotas de grasa presentes en el hepatopáncreas
- contenido intestinal
- deformidades
- necrosis
- presencia de epibiontes
- enfermedad de las bolitas
- BP (*Baculovirus pennei*)
- grado de desarrollo branquial

Finalmente, se deberá realizar una evaluación de nivel III (Diagnóstico molecular: análisis de PCR). Antes de la compra el responsable deberá conocer los resultados de los 3 tipos de diagnóstico incluyendo el análisis de PCR.

Evaluación macroscópica de la calidad de la postlarva

Se debe de tomar una muestra al azar de 20 PL y observar bajo el microscopio las siguientes características:

- **Actividad.** Al menos el 95% de las PL deben estar activas. Las postlarvas saludables, nadan activamente en contra de la corriente generada por la aeración en el tanque de aclimatación o manualmente.
- **Presencia de deformidades.** No se deben aceptar postlarvas con el rostrum deforme o doblado, daños de apéndices causados por bacterias,

problemas de muda y pérdida de apéndices etc. La presencia de cuerpos torcidos es evidencia del uso de diversos medicamentos. El rostrum y los apéndices deben ser de forma normal, sin erosiones ni deformidades. No se deben aceptar postlarvas que presenten más de un 5% de deformidades.

- **Tamaño homogéneo.** Las postlarvas más desarrolladas tienen una mayor resistencia a enfermedades, desarrollo branquial completo y capacidad para tolerar cambios relativamente bruscos de salinidad y temperatura. Las edades de siembra recomendadas para *L. vannamei* y *L. stylirostris* son por lo general alrededor de PL-9 a PL-11 (postlarvas de nueve a once días). No es recomendable aceptar postlarvas mayores a PL-11 ya que esto requerirá de bajar considerablemente las densidades de empaque (# postlarvas por litro en cada bolsa) incrementando los costos de envío. De no hacerlo, se corre el riesgo de sufrir altas mortalidades durante el envío.

Figura 5. Es importante asegurar una densidad de envío (# PL/Litro) adecuada al tamaño o edad de las postlarvas para garantizar una buena sobrevivencia al momento de su arribo a la granja.



- **Contenido intestinal.** La postlarvas con buena salud por lo general se alimentan de manera continua y agresiva y deberían presentar el intestino lleno. Las postlarvas bajo estrés usualmente dejan de comer.
- **Movimiento intestinal (peristalsis):** Los movimientos rítmicos del cordón intestinal indican un buen funcionamiento del sistema digestivo de los animales. De igual modo, un color oscuro del hepatopáncreas es un indicio de que las postlarvas se han estado alimentando adecuadamente.
- **Presencia de epibiontes:** Las postlarvas saludables al ser observadas al microscopio no presentan organismos adheridos al exoesqueleto

(caparazón), apéndices o branquias, pues están mudando normalmente. Las postlarvas que presentan una cantidad abundante de epibiontes son un indicio de la existencia de pobres condiciones de calidad de agua. Bajo estas condiciones las postlarvas usualmente no mudan con regularidad y presentan un pobre estado de salud general. Se aconseja no aceptar envíos de postlarvas que presenten más de un 5% de epibiontes.

- **Opacidad muscular.** La presencia de camarones con opacidad en su musculatura es también indicio de estrés causado por condiciones ambientales pobres. Los envíos de postlarva con más del 10% de los animales presentando esta condición se consideran inaceptables.
- **Desarrollo branquial:** Un buen desarrollo branquial se observa cuando las lamelas o filamentos branquiales de las postlarvas se ramifican como en forma de árbol de navidad. Generalmente las postlarvas alcanzan este desarrollo entre los días 9 y 10 de desarrollo de las postlarvas (PL- 9 ó PL-10). Un buen desarrollo branquial permite a las postlarvas el tolerar con mayor facilidad cambios rápidos de salinidad y otros parámetros durante la aclimatación.
- **Cambios en el color y melanización.** El color rojizo de las postlarvas puede ser ocasionado por nutrición deficiente, manejo inapropiado, infecciones y estrés. La melanización (manchas de color oscuro) indica infecciones bacterianas. En animales no saludables las células pigmentarias (cromatóforos) se expanden generando bandas continuas de pigmento. La inspección del estado de los cromatóforos debe hacerse a la brevedad inmediatamente después de que las muestras han sido sacadas del agua, ya que los cromatóforos tienden a expandirse aún en postlarvas saludables a causa del estrés generado por la manipulación excesiva.

Pruebas de estrés

La calidad de las postlarvas se puede evaluar mediante una prueba de estrés, la cual mide la resistencia de los animales a un parámetro conocido. Para realizar estas pruebas unas 100-200 postlarvas son sometidas a un choque térmico, osmótico y/o químico para luego determinar el número de postlarvas que sobreviven a la prueba. Una prueba ampliamente usada es la de someter a los animales a una reducción de temperatura de 10-12 °C por 1-2 horas, o a salinidades de 0-2 partes por mil durante 30 minutos. A continuación se detallan los procedimientos para la realización de una de estas pruebas.

Prueba de estrés a baja salinidad:

Esta prueba de estrés consiste en lo siguiente:

- Se prepara agua (500 ml) a salinidad de 5 partes por mil (ppt.)
- Se toman al azar 100 Post-larvas del tanque de cultivo y se depositan en el recipiente con agua a 5 partes por mil de salinidad.
- Se espera 30 minutos.
- Luego se llevan las postlarvas a la salinidad en que se encontraban originalmente.
- Se dejan transcurrir otros 30 minutos.
- Al final de este segundo periodo se cuentan las postlarvas vivas y muertas. El resultado se expresa en porcentajes del total.

Tabla 2. Evaluación de la prueba de estrés

Porcentaje de supervivencia	Evaluación
90 a 100%	Excelente
85%	Aceptable
80%	Regular
< 80%	No aceptable

III. Aclimatación y siembra de postlarva

Las postlarvas de camarón constituyen uno de los insumos más costosos en la producción de camarón de cultivo. La manipulación y manejo cuidadoso de las postlarvas iniciando desde su empaque en el laboratorio, transporte, recepción en granja, aclimatación, hasta el momento de su siembra en los estanques son sumamente críticos para su sobrevivencia. Durante el proceso de aclimatación todos los esfuerzos del personal técnico deben enfocarse en reducir al máximo el estrés y la mortalidad de las postlarvas mientras estas se adaptan gradualmente a las nuevas condiciones de calidad de agua de los estanques. Una aclimatación exitosa contribuye a asegurar el éxito económico del ciclo de cultivo.

Las variables más importantes a monitorear durante el proceso de aclimatación de postlarvas de camarón son salinidad y temperatura. Evitar el estrés y los rápidos cambios ambientales son fundamentales durante la aclimatación. Las siguientes recomendaciones ayudarán a obtener mejores resultados durante el proceso de aclimatación de las postlarvas.

Instalaciones de aclimatación

Las instalaciones de aclimatación deben proveer sombra, aire, agua filtrada y permitir que se mantengan condiciones higiénicas. Densidades de 500 postlarvas por litro son adecuadas durante la aclimatación. Si se piensa mantener las postlarvas por más de 24 horas, esta densidad debe reducirse. De igual modo, postlarvas de edades PL-8 a PL-12 deben aclimatarse a densidades menores aun cuando no se vayan a mantener por un tiempo mayor a 24 horas.

Preparación de tanques de aclimatación

Toda la instalación de aclimatación debe ser lavada y desinfectada varios días antes del arribo de la postlarva. Los tanques, superficies y tuberías se deben lavar y desinfectar con cloro. Luego se deben enjuagar con abundante agua y dejar secar asegurándose de eliminar todo residuo de cloro.

El tanque reservorio debe llenarse con el agua del estanque a ser sembrado. Filtre el agua a usarse en la aclimatación a través de un filtro de 500 micrómetros (0.5mm). Coloque cerca de 200 litros de agua del tanque reservorio en el tanque de aclimatación y use hielo en bolsas plásticas para enfriarla a 26-27 °C. El agua de los tanques de aclimatación debería ajustarse a la salinidad y temperatura promedio del agua usada para el transporte de las postlarvas.

Apertura de las bolsas de transporte del laboratorio

Al momento del arribo de las postlarvas, mida y anote la temperatura y concentración de oxígeno. Huela el agua de transporte y observe la actividad y porcentaje de mortalidad. Si observa mortalidad en las bolsas, anote el porcentaje aproximado. Si el oxígeno está bajo el nivel de saturación (<15 mg/L), inyecte inmediatamente oxígeno al agua de transporte hasta que se sature o alcance una lectura mínima de 12 mg/L.

Transferencia de postlarvas a los tanques de aclimatación

Inmediatamente después que las postlarvas han sido transferidas a los tanques de aclimatación, bombee suavemente oxígeno a la columna de agua para reducir los niveles de amonio. Riegue aproximadamente 50 g de pelets de carbón activado en cada tanque. Ajuste esta cantidad dependiendo del tamaño del tanque.

Use un recipiente de vidrio de 500-1000 ml para evaluar a simple vista el estado de las postlarvas. Observe y anote en una hoja de registro la llenura del intestino, señales de muda, señales de canibalismo, presencia de camarones muertos y opacidad de la cola. El personal de laboratorio debería realizar conteos volumétricos para estimar la mortalidad ocurrida durante el transporte, lo que a su vez permitirá determinar el número de postlarvas vivas al inicio de la aclimatación. Este conteo debe ser hecho antes que se agregue agua del estanque a los tanques de aclimatación.

Manejo del oxígeno durante la aclimatación

Durante las primeras horas de aclimatación los niveles de amonio son altos, por lo que los niveles de oxígeno deben mantenerse arriba del nivel de saturación (12 mg/L - 15 mg/L). Durante la aclimatación se deben de mantener niveles óptimos de 8-12 mg/L de oxígeno. Durante toda la aclimatación, los niveles de oxígeno no deben bajar nunca de 6 mg/L. El nivel de oxígeno debe elevarse a 10 mg/L en los tanques de aclimatación justo antes de la siembra para compensar la pérdida durante el transporte.

Procedimiento de aclimatación y programa para postlarva 5 a 11 (PL- 5 a PL-11)

Inmediatamente después de finalizado el traslado de las postlarvas, se debe agregar lentamente agua de los tanques reservorios a través de un sistema de flujo continuo de tal forma que el volumen del tanque no cambie. El cambio en la salinidad debe ser cuidadosamente monitoreado. Mida la temperatura, el oxígeno y la salinidad cada 30 minutos, y el pH cada hora. Anote los

resultados en la hoja de registro de la aclimatación. La tasa de cambio de salinidad no debería exceder la proveída en la siguiente tabla.

Tabla 3. Tasas recomendadas de cambio de salinidad para aclimatación

Salinidad (ppt)	Tasa de incremento de la salinidad (ppt/minuto)
34-25	1 ppt/30 minutos
25-20	1 ppt/30 minutos
20-15	1 ppt/30 minutos
15-10	1 ppt/40 minutos
10-5	1 ppt/45 minutos
5-0	1 ppt/60 minutos

Para aclimatar la temperatura se recomienda una tasa de cambio de 1°C/hora. Una buena estrategia es mantener la temperatura constante a 25°C por el primer 75% del tiempo de aclimatación (mientras se ajusta la salinidad) y luego ajustar lentamente la temperatura hacia el final del periodo de aclimatación. La velocidad de aclimatación debería disminuir si las postlarvas muestran síntomas de muda o estrés. La coloración opaca o blancuzca, comportamiento de nado errático, intestinos vacíos, o canibalismo creciente son todos indicadores de estrés.

Alimentación durante la aclimatación

Proveer alimentación durante la aclimatación ayudará a las postlarvas a tener más energía para soportar el estrés ocasionado por la aclimatación. Para esto se recomienda el uso de nauplios vivos de *Artemia*, yema de huevo (cocida) tamizada finamente, hojuela comercial, o *artemia* congelada.

Siembra de las postlarvas

Los estanques de cultivo deben ser cuidadosamente inspeccionados antes de sembrarlos. Estos deben contar con un buen afloramiento de algas y estar libres de peces, jaibas, cangrejos u otros organismos que suelen buscar refugio y alimento dentro o a las orillas de los estanques.

Se recomienda liberar las postlarvas en los estanques tan pronto como sea posible. Idealmente la siembra se debe realizar durante la parte más fresca del día (6-8am) o durante las horas de la noche. Cada tanque de transporte debería tener una densidad final máxima de 800 postlarvas por litro, y deben ser oxigenados continuamente.

Las postlarvas deben ser liberadas a intervalos de 50 metros desde los tanques de transporte al estanque con la ayuda de una manguera parcialmente sumergida. También se debe tener el cuidado de liberar las postlarvas del lado del estanque que está a favor del viento pues así el viento y las olas ayudan a dispersarlas después de la siembra.

Para monitorear la sobrevivencia post-siembra se pueden usar jaulas forradas con tela de filtro. Se usan dos por estanque y se las coloca cerca del borde a una profundidad mínima de 50 cm. Se siembran 100 postlarvas en cada jaula y 48 horas después se las retira y se calcula el porcentaje de sobrevivencia. Promedios de sobrevivencia de 85% son considerados aceptables. Si se obtienen promedios menores se debe realizar siembras adicionales hasta completar la densidad de siembra planeada.

IV. Buenas prácticas de manejo durante la cosecha

La calidad que los camarones presentan al momento de su llegada a la planta de proceso depende de los cuidados y precauciones tomadas en los días previos a la cosecha a como también durante la realización de esta. Un mal manejo del producto durante la cosecha puede dañar seriamente su calidad y con ello causar graves pérdidas económicas a la empresa. Todo el esfuerzo y cuidados de meses de duro trabajo para asegurar un producto de la más alta calidad pueden echarse a perder en cuestión de horas si no se ejecutan las acciones necesarias que aseguren que la calidad del camarón no disminuya al momento de la cosecha. A continuación se proveen algunas recomendaciones que se deben tener presente durante el proceso de preparación y ejecución de la cosecha las que contribuirán a garantizar la máxima calidad del producto cosechado.

Procedimientos sanitarios del material y equipo

- Se debe asegurar un buen abastecimiento de agua dulce potable y hielo elaborado con agua potable
- Contar con suficiente material y equipos para llevar a cabo la cosecha adecuadamente (redes, chinchorros, recipientes, cubetas, mangueras, etc.)
- Todos los recipientes a usarse en la cosecha deben ser fáciles de limpiar y no deben de tener dobleces o esquinas pronunciadas que dificulten su limpieza y desinfección o que faciliten la acumulación de basura u otros materiales de desecho.
- Todo el material y los recipientes en donde se va a almacenar el producto debe de ser desinfectado apropiadamente
- Cerca del lugar de la cosecha no debe de haber materiales que puedan contaminar tales como residuos de diesel, aceite, gasolina, cal, basura, etc.
- La aplicación de metabisulfito de sodio debe hacerse teniendo en cuenta las concentraciones máximas permitidas y tomando las precauciones señaladas por el fabricante o distribuidor autorizado. La concentración recomendada no debe exceder las 100 partes por millón en la granja (100 miligramos por kilogramo de producto).

- Se debe evitar totalmente la presencia de animales domésticos en la granja durante el cultivo y la cosecha de camarón.
- Durante la cosecha u otro proceso que conlleve la manipulación directa de camarón, se debe evitar la participación de trabajadores enfermos o con heridas en sus manos u otras partes del cuerpo. Es necesario que el personal se lave las manos para evitar una posible contaminación bacteriana durante el manejo. Es importante que los operarios porten ropas limpias y eviten el uso de implementos que puedan ser vehículos de contaminación.

Manejo del camarón durante la cosecha

El camarón cosechado se debe manejar de manera rápida y eficiente para congelarlo cuando aún esté vivo a fin de que su calidad no se deteriore. Una vez extraído del estanque, el producto se vacía en recipientes limpios para pesarlo y posteriormente pasarlo a recipientes con suficiente hielo para mantenerlo a una temperatura menor a los 5° C mientras se transporta a la planta procesadora. Se recomiendan dos porciones de hielo por una de camarón.

Si se sospecha que los camarones pudieran estar contaminados con bacterias patógenas, estos deben ser desinfectados lavándolos con cloro. El cloro debe de utilizarse siguiendo las normas establecidas por los oficiales de sanidad acuícola para evitar dañar el producto. Se debe tener cuidado al usar cloro ya que puede ser peligroso si entra en contacto con los ojos. Para que el cloro actúe adecuadamente como desinfectante, el agua que se usa para preparar la solución debe de tener un pH de 6 a 7.5. A un pH de 5 el cloro se vuelve corrosivo, y a un pH de 7.5 pierde su acción bacteriana. El uso de cloro es más efectivo a bajas temperaturas.

La concentración residual que se recomienda para desinfectar camarón para consumo humano es de 10 ppm (partes por millón). Una vez que están preparadas las soluciones de cloro en agua y hielo, el camarón se coloca en el recipiente para darle un baño de inmersión. El cloro pierde su poder desinfectante conforme se disuelve el hielo. Por esta razón, es necesario medir constantemente como se encuentra la concentración de cloro y agregar más de ser necesario.

V. Buenas prácticas de manejo del alimento para camarón

Una mala administración de las raciones de alimento de camarón daña el ambiente y ocasiona pérdidas económicas a la empresa. El mal manejo del alimento afecta el crecimiento y la sobrevivencia de los camarones en cultivo a la vez que incrementa los costos de producción. Además, proveer más alimento del necesario daña la calidad del suelo del fondo del estanque. De igual modo, los nutrientes en el alimento artificial que no son aprovechados directamente por los camarones entran a la columna de agua a fertilizar el estanque convirtiendo el alimento en un fertilizante caro. En relación al almacenamiento, manipulación, y manejo general del alimento, el personal técnico a cargo de la operación de la granja debe considerar las siguientes recomendaciones:

- **El alimento para camarón debe almacenarse en un sitio fresco, seco y conservado lejos del alcance de roedores y otras plagas**

Para proteger el alimento de las plagas y evitar que se descomponga, este debe ser almacenado en un lugar seco y con buena ventilación. Los objetivos del diseño de la bodega de alimento para camarón son evitar la humedad y facilitar la remoción del calor. El piso del almacén debe estar revestido de concreto y permitir un fácil lavado y limpieza. Debe ser lo suficientemente alto para garantizar un almacenamiento y circulación de aire adecuado y así evitar el calor excesivo.

- **El personal de la granja debe estar preparado a la espera del arribo del contenedor de alimento para evitar la exposición de los sacos de alimento al sol o la lluvia.**

Las siguientes recomendaciones deben tenerse presente en relación al almacenamiento y manipulación del alimento de camarón:

- Se debe tener cuidado en la manipulación de los sacos para evitar la desintegración de los pelets
- Se debe llevar un inventario ordenado del alimento que asegure el uso de los sacos antiguos antes que los nuevos
- Los sacos de alimento que ingresan deben ser almacenados sobre polines. Las estibas deben de estar separadas unas de otras por al menos 15-20 cm. para permitir una adecuada ventilación.

- **Debe usarse solo alimento paletizado de alta calidad y con un mínimo de partículas finas**
 - Los pelets de alimento deben mantener sus forma y consistencia (hidroestabilidad) por al menos un par de horas a partir del momento en que entran en contacto con el agua del estanque. El alimento peletizado que se desintegra rápidamente no es consumido por el camarón además que contamina el suelo y conduce al deterioro de la calidad de agua.
 - El alimento debe ser periódicamente evaluado por técnicos para asegurar su calidad. Se deben tomar muestras al azar de todos los embarques de alimento enviados a la granja y realizar inspecciones para determinar la presencia de humedad u hongos. Las muestras de alimento para camarón deben ser enviadas periódicamente a laboratorios independientes para determinar su composición química aproximada y así compararlas con los valores dados por el fabricante.
 - Todo alimento contaminado con hongos debe ser retornado de inmediato a la fábrica de donde proviene. No use alimento enmohecido para alimentar a los camarones. No es recomendable alimentar a los camarones con alimento que tenga más de tres meses de haber sido elaborado.
- **El bajar el contenido de proteína en el alimento para camarón podría ser de mucho beneficio**

Los alimentos con alto contenido de proteínas representan un costo más alto para la producción de camarón. En el caso de *L. vannamei* cultivado bajo el sistema semi-intensivo, se ha determinado que el contenido de proteína puede reducirse a 20% sin dañar el rendimiento productivo.

- **No se debe usar carne fresca de pescado para alimentar a los camarones**

El uso de carne de pescado como alimento para camarón causa más problemas de calidad de agua que los causados por los alimentos peletizados y podría transmitir enfermedades.
- **Los requerimientos de alimento deben ser calculados en base a estimaciones regulares de población, biomasa y con la ayuda de tablas de alimentación**

Se deben hacer ajustes semanales en cada estanque de acuerdo a la tasa de crecimiento observada. La determinación de la ración diaria debe ser determinada por personal experimentado y debe ser basada en datos

confiables de sobrevivencia y peso total de todos los camarones presentes en el estanque (biomasa).

- Es necesario averiguar si el incremento semanal de peso promedio es el esperado. Incrementos de entre 0.85 a 1.20 gramos por semana son considerados adecuados. Si el promedio de peso semanal cae por debajo de 0.7 gramos, existe la posibilidad de que el estanque en cuestión este siendo subalimentado como resultado de una mayor sobrevivencia de la estimada o un error en la siembra.
- Si el incremento de peso promedio esta entre 1.3 y 2.0 gramos, se debe estar pendiente de una sobrealimentación resultado de una densidad de camarones más baja posiblemente debida a un error de cálculo al momento de la siembra, errores de cálculo en los muestreos de población o a mortalidades de camarones que no fueron detectadas.
- **Disperse el alimento uniformemente por toda la superficie del estanque evitando aplicaciones grandes y repetidas sobre áreas pequeñas**

Los camarones pueden encontrar el alimento de manera más fácil si el alimento se distribuye de manera uniforme por todo el estanque. Esto también evitará la acumulación de alimento sin consumir en ciertas áreas. Alimentar en áreas pequeñas del fondo del estanque en donde la biomasa del camarón es alta puede generar estrés en los camarones como resultado de la competencia por el alimento. La excepción a esta regla son las áreas en donde el nivel de agua es muy bajo. Los camarones evitan estos lugares especialmente durante el día cuando la temperatura y la iluminación son mayores.

- **Administre la ración de alimento diaria en más de una aplicación cuando las condiciones de la granja lo permitan**

La medida anterior permite una mejor utilización del alimento por el camarón a la vez que evita el desperdicio de alimento.

A pesar de que los camarones son más activos en la búsqueda de alimento durante la noche, no es recomendable alimentar de noche a menos que se cuente con iluminación y supervisión confiable al momento de administrar el alimento.

Resulta más práctico alimentar por lo menos dos veces al día. La primera alimentación debe dar inicio no antes de las 4 de la tarde y debe concluir cerca de las 6 de la tarde. La segunda ración se debe administrar bien temprano en la mañana (antes de las 8 AM), no sin antes haber tomado

mediciones de oxígeno en los estanques para asegurarse de no administrar alimento bajo condiciones de oxígeno no óptimas. Si las condiciones de la granja lo permiten, es deseable distribuir la ración diaria de alimento en 2 a 4 subraciones a lo largo del día.

- **No alimente cuando las concentraciones de oxígeno sean menores a 2.5 mg/L**

Los camarones no comen cuando las concentraciones de oxígeno en el estanque caen por debajo de 2.5 mg/L. Es un desperdicio aplicar alimento bajo estas condiciones. Espere a que las concentraciones de oxígeno disuelto suban a por lo menos 3 o 4 mg/L. Si las concentraciones de oxígeno son crónicamente bajas, las tasas de alimentación en uso son probablemente excesivas para la capacidad asimilativa del estanque. El personal que alimenta debe ser supervisado de cerca mientras administra el alimento para asegurar que el alimento sea debidamente aplicado

- **Considere el uso de bandejas de alimentación para monitorear el comportamiento alimenticio de los camarones**

Las bandejas de alimentación son una manera simple de determinar cuanto están comiendo los camarones y así evitar la sobrealimentación ya que los camarones no comen cuando están bajo estrés como resultado de enfermedades o condiciones ambientales pobres en el estanque.

VI. Uso de fertilizantes

La aplicación de fertilizantes ayuda a incrementar las densidades de algas, la productividad natural y de forma indirecta a mejorar los niveles de oxígeno del agua de los estanques. Sin embargo, las aplicaciones excesivas de fertilizantes incrementan los costos de producción de la operación y pueden producir desequilibrios en las condiciones de calidad de agua tanto en el sistema del estanque como en el medio natural a donde son liberadas las aguas de descarga durante los recambios. Al igual que en el caso del alimento para camarón, se debe hacer uso moderado de los fertilizantes.

- Use fertilizantes solo cuando sea necesario para incrementar la abundancia de fitoplancton. Se debe evitar el uso de urea y fertilizantes que contienen amonio. La urea en contacto con el agua se convierte en amonio el cual es tóxico para los camarones si alcanza concentraciones altas. El amonio también impone una demanda de oxígeno y acidifica el agua (baja el pH del agua).
- Es preferible el uso de fertilizantes líquidos. Si se usan fertilizantes en forma granular, se recomienda poner el fertilizante en un recipiente grande con abundante agua por 4-6 horas para que se disuelva. Una vez disuelto, el fertilizante se aplica del mismo modo que con los fertilizantes líquidos.
- No se recomienda el uso de fertilizantes orgánicos especialmente gallinaza y otros de origen animal ya que pueden contener residuos de medicamentos (antibióticos), pesticidas y metales pesados. Si decide usar fertilizantes orgánicos prefiera el uso de harinas vegetales como semolina de arroz o harina de soya
- Las aplicaciones sin control de fertilizantes pueden causar florecimientos excesivos de algas las que pueden sufrir mortalidades masivas y repentinas ocasionando con esto un consumo alto de oxígeno. El eliminar el uso desmedido e innecesario de fertilizantes contribuye a bajar los costos de producción y reduce la cantidad de sustancias dañinas liberadas a los ambientes naturales a través de las aguas de descarga de los estanques

Uso de cal agrícola

El uso de cal es beneficioso cuando se presentan problemas de pH (acidez), baja dureza y baja alcalinidad en las aguas de los estanques acuícolas. En estos casos, las aplicaciones de cal mejoran la sobrevivencia y el crecimiento

de los animales en cultivo y contribuyen a una mejor respuesta de la productividad natural del estanque al uso de fertilizantes. Sin embargo, la aplicación de cal a las aguas salobres de los estanques de camarón es raras veces de utilidad dado que normalmente presentan dureza y alcalinidad total altas. Si se toma la decisión de encalar, tenga presente las siguientes recomendaciones:

- Usar solo cal agrícola de buena calidad. La cal agrícola de textura bien fina como de talco se prefiere para uso en estanques de cultivo de camarón. La cal viva y la cal hidratada por ser mas reactivas y cáusticas solo deben ser usadas para desinfectar el fondo de los estanques, especialmente aquellas zonas con drenaje pobre
- El encalado es muy efectivo en neutralizar la acidez del suelo (además es relativamente barato)
- Las aguas con alcalinidades totales mayores a 50-60 mg/l no deberían ser encaladas ya que es improductivo ya que la cal no se disolverá en el agua.

VII. Medición de parámetros de calidad de agua

La mayoría de las labores culturales que se emplean en el cultivo de camarón tiene un impacto directo en la calidad de agua de los estanques de cultivo. El deterioro de la calidad de agua en los estanques puede afectar severamente la salud de los camarones a tal punto de poner en riesgo la cosecha entera. De ahí la necesidad de implementar un sistema de monitoreo diario de los parámetros físicos y químicos de agua que permita anticipar y corregir el desarrollo de condiciones adversas de calidad de agua con el fin de reestablecer condiciones óptimas en el sistema de cultivo.

Las actividades de monitoreo de la calidad de agua en estanques de cultivo de camarón inician con la selección de sitios apropiados para la medición de parámetros físicos y químicos. Usualmente se construye una estación de muestreo por estanque. Esta consiste de un pequeño muelle de madera que se extiende 4-5 metros hacia dentro del estanque. El muelle se construye del lado del estanque en donde se encuentra ubicada la compuerta de salida. Generalmente estos son los lugares mas preferidos por los camarones ya que cuentan con una profundidad suficiente y condiciones favorables de calidad de agua.

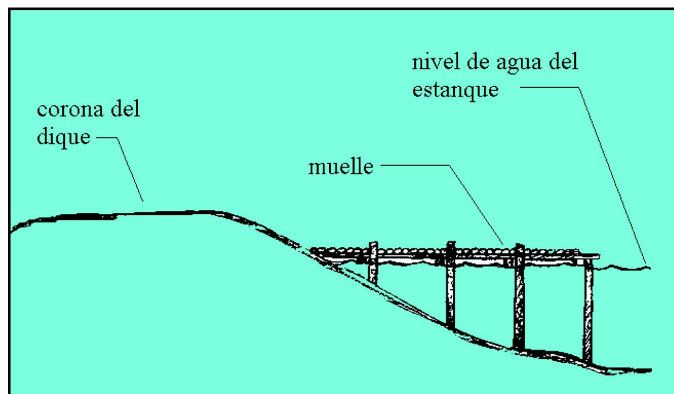


Figura 6. Vista lateral de un muelle para toma de parámetros de calidad de agua

Oxígeno disuelto

Se recomienda medir los niveles de oxígeno en el agua de los estanques por la mañana antes de la salida del sol y por la tarde entre 2 y 4PM. Para mantener consistencia en el monitoreo del oxígeno, se recomienda medir el oxígeno de cada estanque siempre en el mismo orden y a la misma hora todos los días. La foto siguiente muestra un modelo de medidor de oxígeno de uso común en estanques de camarón.



Figura 7. Medidor de oxígeno de la marca YSI de uso común en granjas camaroneras

Cuidados en el uso del medidor de oxígeno

Las sondas de los medidores de oxígeno se dañan con facilidad por lo cual se deben manipular con mucho cuidado. Para proteger la sonda de entrar en contacto con el lodo del fondo del estanque, se debe atar a una regla de madera o trozo de tubo PVC de metro y medio de largo a como se muestra en la figura siguiente.

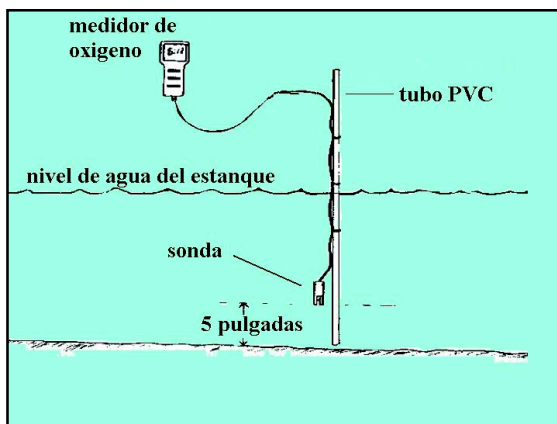


Figura 8. Protección de la sonda del medidor de oxígeno. Figura no a escala.

Note que la sonda se coloca algunas pulgadas arriba del extremo del tubo. Esto evita que la sonda llegue a tocar el fondo del estanque.

Procedimiento de medición

Calibre la sonda del medidor de oxígeno siguiendo las instrucciones del fabricante. El medidor de oxígeno debe calibrarse antes y después de haber realizado una serie de mediciones. Sumerja la sonda a una profundidad de un metro o un poco mas. Mueva suavemente la sonda y espere a que el medidor de oxígeno se estabilice y tome nota de la lectura de oxígeno. La siguiente tabla resume los efectos de las concentraciones de oxígeno sobre los camarones.

Tabla 4. Efectos de diferentes concentraciones de oxígeno en los camarones

Concentración de oxígeno disuelto	Efecto
Menor de 1 o 2 mg/L	mortal si la exposición dura más que unas horas
2-5 mg/L	Crecimiento será lento si la baja de oxígeno disuelto se prolonga
5 mg/L- 15mg/L (saturación)	Mejor condición para crecimiento adecuado
Sobresaturación (> 15 mg/L)	Puede ser dañino si las condiciones existen por todo el estanque. Generalmente, no hay problema.

Mediciones de pH en estanques

Dado que las mediciones de pH cambian con rapidez, este parámetro debe medirse directamente en el campo.

Procedimiento de medición

1. Calibre el medidor de pH de acuerdo a las instrucciones del fabricante. Use dos soluciones estándar, una solución estándar neutro (pH 7) y una solución ácida o básica en dependencia de si va a medir pH en agua dulce o en aguas salobres.
2. Tome una muestra de agua en un recipiente plástico o de vidrio limpio. La muestra de agua debe ser suficiente para que la sonda quede sumergida al momento de hacer la medición. Enjuague la sonda con un poco de agua de la muestra a medir y luego coloque la sonda en el recipiente que contiene la muestra moviéndola suavemente.
3. Espere a que el medidor de pH se estabilice y luego registre la medición. No agite la muestra de agua vigorosamente ya que esto puede afectar la exactitud de la medición.

Cuidados con el medidor de pH

Para evitar daños a la sonda del medidor de pH, una vez concluidas las mediciones, enjuague la sonda con agua destilada. Dentro de la tapa protectora de la sonda se recomienda poner un trozo de algodón o esponja impregnado con solución calibradora de pH 4. Esta solución impedirá el crecimiento de bacterias en la superficie de la sonda y la mantendrá húmeda mientras no este en uso.

Temperatura

La temperatura de agua se mide directamente en el agua del estanque usando un termómetro común o a través de sondas incorporados a los medidores de oxígeno, pH y similares.

Coloque el termómetro en el estanque de tal forma que el extremo de este quede unas pocas pulgadas sumergido en el agua o tome una muestra de agua en un recipiente y mida la temperatura de esta. Espere por un momento a que el termómetro se estabilice antes de registrar la medición. También recuerde anotar la hora de la medición. Asegúrese de usar siempre el mismo termómetro para asegurar consistencia en las mediciones.

Disco Secchi

La visibilidad de disco Secchi es la profundidad en centímetros a la cual el disco deja de ser visible cuando este es sumergido en el agua del estanque. Usualmente existe una relación inversa entre la visibilidad del disco y la abundancia de plancton. A medida que el plancton aumenta la visibilidad disminuye. Al tomar decisiones de manejo en base a las lecturas de disco Secchi, hay que asegurarse que la turbidez es realmente debida a fitoplancton y no a otro tipo de materiales suspendidos en la columna de agua tales como arcilla, sedimentos o detritus.

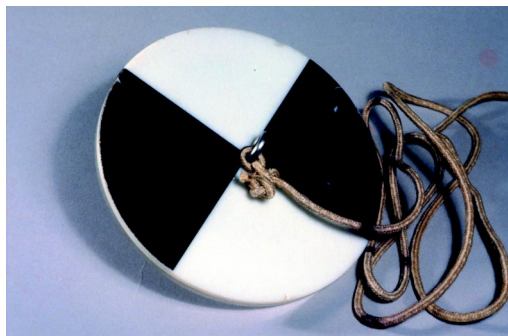


Figura 9. Disco Secchi

El oleaje excesivo, fuertes vientos, o luz solar pueden afectar las mediciones de disco Secchi. Se aconseja tomar mediciones en días calmos y soleados a medio nublados. Si va a tomar mediciones de disco Secchi desde un bote, trate de anclarlo a una estructura sólida para evitar que el viento lo mueva al momento de tomar la medición. El técnico debe evaluar en el sitio si existen o no las condiciones adecuadas para realizar esta medición. Usualmente la hora más adecuada para realizar esta medición es entre las 9 y las 11 de la mañana.

Sumerja el disco Secchi del lado del bote donde da la sombra de tal forma que la persona que va a realizar la medición quede parcialmente de espaldas al sol, que la sombra del bote no tape el disco, y que el brillo del sol no afecte la visión del observador. Trate de agregar peso adicional bajo el disco para que se sumerja más rápido al momento de la medición.



Figura 9. Forma de medir turbidez del agua usando un disco Secchi

Las mediciones o lecturas de disco Secchi son subjetivas dado que varían en dependencia de la agudeza visual del que ejecuta la medición y de las condiciones del tiempo. Por esta razón, la misma persona debe realizar estas mediciones diariamente.

Procedimiento de medición

1. Lentamente deje que el disco se sumerja exactamente hasta la profundidad en que desaparece
2. Coloque un colgador de ropa o algo similar a la cuerda que sostiene el disco exactamente al nivel de la superficie del agua para señalar esta primera profundidad

3. Deje que el disco continúe descendiendo unas cuantas pulgadas mas para luego elevar la cuerda lentamente deteniéndose de inmediato en el punto exacto en que el disco se vuelve visible nuevamente. Coloque otro colgador de ropa para señalar esta nueva profundidad.
4. El punto medio entre las dos marcas representa la lectura promedio de disco Secchi. Se aconseja graduar la cuerda que sostiene el disco para una lectura más rápida.

Tabla 5. Interpretación de la lectura del disco Secchi.

Profundidad (cm.)	Condición del florecimiento de plankton
<25	Estanque demasiado turbio. Si es turbio por fitoplancton, habrá problemas de concentración baja de oxígeno disuelto por la noche o antes de la salida del sol. Cuando la turbidez resulta por partículas suspendidas de suelo la productividad será baja.
25-30 cm.	Turbidez llega a ser excesiva.
30-45 cm.	Si la turbidez es por fitoplancton, el estanque está en buenas condiciones.
45-60 cm.	Fitoplancton se vuelve escaso
> 60	El agua es demasiado clara. La productividad es inadecuada y pueden crecer plantas acuáticas en el fondo de los estanques.

VIII. Manejo de la calidad de agua

La calidad de las aguas descargadas de los estanques camaroneros son reflejo de las prácticas de manejo del alimento y fertilizantes que se usan durante el cultivo. El deterioro de la calidad de agua en los estanques de cultivo de camarón puede ser causado por excesivas densidades de siembra, excesivas tasas de alimentación y por el uso desmedido de fertilizantes. Mejorar las prácticas de manejo en estas áreas tendrá un impacto positivo en la calidad de agua de los estanques y ayudará a reducir las cargas de contaminantes liberados al ambiente estuarino.

- Aunque las aguas de descarga de los estanques no están tan altamente concentradas en contaminantes si se comparan con los efluentes municipales e industriales, a menudo tienen concentraciones más altas de sólidos suspendidos, nutrientes, y materia orgánica que las aguas estuarinas que las reciben. Las cantidades de estos elementos puede ser reducida sembrando a bajas densidades, racionando el uso de fertilizantes y alimento y reduciendo los recambios de agua.
- El ultimo 10-15% del agua descargada durante la cosecha de un estanque tiene mayores concentraciones de nutrientes, materia orgánica, y sólidos suspendidos que el 80-85% de agua descargada al inicio. Por esta razón, el último 10-15% del agua drenada al final de la cosecha debe ser descargada más lentamente para minimizar la suspensión de sólidos por el agua saliente.
- El agua de estanques que ha sido tratada con cloro u otros químicos que comúnmente se usan en el cultivo de camarón debe permanecer en el estanque el tiempo suficiente para permitir que estos químicos se biodegraden antes de ser descargados en las aguas del estero.
- En la actualidad no se aconseja el uso de recambios de agua como método rutinario de manejo de la calidad de agua ya que al recambiar agua de manera continua se pierden los fertilizantes y la productividad natural de los estanques.
- Los fertilizantes artificiales y otros nutrientes que se pierden con las aguas de recambio son dañinos al ambiente costero por que causan el enriquecimiento anormal de sus aguas (eutrofización). También, el recambio de agua puede facilitar la entrada de contaminantes, patógenos, y predadores a los estanques de cultivo.

- El recambio de agua de rutina es de poco beneficio salvo en aquellos casos en que se quiera bajar la salinidad del agua del estanque en la estación seca o para diluir un excesivo florecimiento de algas.
- Algunas de las técnicas de manejo más recientes incluyen el reciclaje o recirculación de agua a través de un sistema de estanques que permite que el agua se depure y pueda volver a ser usada. Recicle el agua de los estanques cuando las condiciones de la granja lo permitan. Entre los posibles beneficios de esta práctica se mencionan:
 - La reducción de efluentes de los estanques
 - Disminución de la entrada de agua proveniente del estero lo cual reduce el riesgo de introducción de predadores, camarón silvestre y la posible diseminación de enfermedades
 - evita la pérdida de la productividad natural que se produce dentro de los estanques

Pon en marcha un programa de monitoreo de la calidad de agua

El monitoreo incluye

- la frecuente medición de parámetros físicos y químicos de calidad de agua
- el llevar registros cuidadosos de estas mediciones
- el análisis de los datos recogidos
- usar los resultados interpretados para modificar y mejorar las prácticas de manejo
- Realice mediciones diarias de los parámetros de calidad de agua de tus estanques temprano en la mañana y por la tarde.
- Realiza mediciones frecuentes de parámetros físicos y químicos de la calidad de agua del estero (sitios de toma de agua y descarga) para darle seguimiento a los parámetros ambientales a través del tiempo. La calidad de agua de los efluentes que se liberan de los estanques debe ser evaluada en relación a la calidad de agua de las aguas estuarinas receptoras. Esto es especialmente importante en regiones en donde también se realizan actividades agrícolas e industriales a la par de la actividad de cultivo de camarón.

IX. Manejo de enfermedades

Uno de los aspectos de mayor relevancia en el cultivo de camarón es el relacionado al cuidado de la salud de los animales en cultivo. La ausencia de evaluaciones frecuentes de la salud de los camarones puede facilitar la diseminación de enfermedades entre estanques de la misma granja y de una granja a otra de la misma zona o región. La pérdida casi total de una población de camarones a causa de un contagio pudiera incluso pasar desapercibida si no se realizan evaluaciones semanales meticulosas del estado de salud de los camarones.

El monitoreo de la salud de los camarones permite una temprana detección de enfermedades. A la par del monitoreo también se deben diseñar e implementar procedimientos que ayuden a controlar los contagios cuando estos se presenten. Ante el surgimiento de un brote infeccioso se recomienda seguir los siguientes pasos:

- 1) **Contención.** Si se detecta un brote contagioso, se deben imponer de inmediato restricciones al movimiento de personas y animales hacia dentro y fuera del área afectada mientras el contagio está en desarrollo
- 2) **Investigación y confirmación.** Se debe determinar la causa o agente causante del contagio, así como también su naturaleza y extensión. Se debe designar a una sola persona para coordinar las investigaciones. Es sumamente necesario confirmar con certeza la naturaleza del agente causante de las mortalidades para así definir una estrategia de manejo a seguir.
- 3) **Análisis y decisión.** Una vez que se conoce la naturaleza y la extensión del problema, se deben definir un plan de acción a seguir. Este plan debe servir a los gerentes de la operación para decidir sobre la mejor alternativa o solución al problema.
- 4) **Evaluación.** Cualquier contagio infeccioso (en el caso de virus, bacterias y otros parásitos) se debe activar a la brevedad una reevaluación minuciosa de las medidas de bioseguridad en uso y del programa de control sanitario de la granja. Esto ayudará a identificar las condiciones que facilitaron el surgimiento del brote infeccioso. A continuación, se deben desarrollar y ejecutar acciones concretas para reducir o eliminar la vulnerabilidad en estas áreas.

Limpieza y desinfección de las instalaciones de cultivo

La limpieza y saneamiento conlleva la eliminación total de todos los camarones vivos o refrigerados y luego la desinfección total de toda la instalación. Antes de proceder a la desinfección total de las instalaciones, se deben tomar en cuenta lo siguientes aspectos:

1) Acuerdo sobre la operación de desinfección total de las instalaciones:

Una vez que se ha tomado la decisión de realizar una desinfección total, los gerentes deben asegurarse de que esta se realice de manera completa ya que las desinfecciones parciales son de poco beneficio. Si no se logra la eliminación total del agente causante de la enfermedad, posiblemente este volverá a reaparecer para causar nuevos contagios.

2) Optimizar la fecha de cosecha: Planifique un programa de cosecha que permita que los camarones en cultivo alcancen una talla comercial razonable antes de ser cosechados y defina una fecha después de la cual no se realizaran nuevas siembras de postlarvas. Una vez cosechados, los estanques deben dejarse vacíos para así dar inicio al proceso de limpieza y desinfección.

3) Manejo apropiado de los camarones a desechar:

Todos los camarones deben ser desechados de cualquiera de las formas siguientes:

- Incineración
- Entierro
- Cosecha y cocción para consumo

Las enfermedades infecciosas de los camarones se dispersan más comúnmente de camarón a camarón. Los camarones vivos o congelados son fuentes potenciales de infección y deben ser removidos permanentemente de las instalaciones de crianza antes de iniciar el proceso de desinfección.

Limpieza y desinfección

Una vez que todos los camarones han sido eliminados de las instalaciones se debe proceder a la desinfección de toda la instalación. Durante esta fase todo objeto o animal que se sospeche sea acarreador del agente infeccioso debe ser removido de las instalaciones o totalmente desinfectado. Todas las áreas que han sido expuestas a los camarones deben ser limpiadas y desinfectadas. En general, se debe asumir que toda la granja esta

contaminada. Los desinfectantes siguientes son de uso común en la desinfección de instalaciones de crianza de camarones.

- Cloro (como hipoclorito de calcio o como hipoclorito de sodio al 5.25%)
- Yodo
- Cal (como oxido de calcio o hidróxido de calcio)
- Luz UV (ultravioleta)
- Desecación (luz solar)
- Detergentes

Cada sección de la granja debe ser desinfectada de acuerdo a un orden lógico para así evitar la re-infección de áreas previamente desinfectadas. Las secciones de la granja que están mas alejadas del centro de la instalación deben de ser desinfectadas de primero, y las áreas de mayor actividad deben de desinfectarse de último.

Estanques de tierra

Drene el estanque por completo. En seguida y mientras el fondo del estanque aún mantiene cierta humedad, cubra toda la superficie del fondo con cal a razón de 1,000 Kg/ha (si se usa óxido de calcio), o 1,500 Kg/ha (si se usa hidróxido de calcio). Se debe tener cuidado de distribuir la cal de manera uniforme sobre todo el fondo del estanque. El estanque debe dejarse reposar por varias semanas o al menos hasta que el fondo del estanque se haya secado hasta el punto de presentar grietas de al menos 20 centímetros de profundidad. El estanque debe permanecer seco hasta que la instalación entera ha sido totalmente desinfectada.

Tanques

Todos los tanques de plástico, concreto o fibra de vidrio deben ser drenados, y dejados secar. Después, toda superficie interior y exterior debe ser rociada con una solución de 1600 ppm de cloro y dejadas así por varias horas. Después, estas superficies deben restregarse hasta dejarlas limpias de todo material adherido a sus paredes. Luego, los tanques deben llenarse totalmente con agua limpia a la cual se debe agregar hipoclorito de calcio hasta lograr una concentración mínima de 200 ppm de cloro libre. Los tanques deben ser dejados así por toda una noche. Finalmente, el agua debe ser drenada totalmente y los tanques deben ser enjuagados y dejados secar.

Al preparar una solución química a una concentración en partes por millón (ppm) se debe tener presente que un litro de agua pura pesa 1000 gramos (un kilogramo) y es equivalente al volumen de 1000 cc o 1000 ml. También hay que recordar que un metro cúbico de agua contiene 1000 litros de agua y tiene un peso de 1000 kilogramos, o una tonelada. Dado que en un metro cúbico de agua hay mil litros, entonces, un metro cúbico de agua tendrá un peso aproximado de un millón de gramos, o será equivalente a un millón de mililitros, o un millón de centímetros cúbicos (cc) de agua. Por consiguiente:

$$\frac{1 \text{ ml}}{1000 \text{ L}} = \frac{1 \text{ g}}{1000 \text{ kg}} = \frac{1 \text{ ml}}{1 \text{ m}^3} = \frac{1 \text{ cc}}{1000 \text{ L}} = \frac{1 \text{ g}}{1000,000 \text{ g}} = \text{una parte en un millón de partes} = 1 \text{ ppm}$$

De este modo, si se desea preparar una solución de cloro a una concentración de 200 ppm, se deberán agregar 200 gramos de cloro puro en polvo (1 libra contiene aproximadamente 454 gramos) a un metro cúbico de agua dulce. Sin embargo, se debe tener presente que la mayoría de sustancias químicas raras veces son comercializadas en forma pura. Así, antes de preparar una solución a una concentración deseada se debe determinar a que concentración o grado de pureza se encuentra la sustancia química que nos interesa y así compensar por el porcentaje de impureza a la hora de hacer los cálculos de las cantidades a usar.

Desinfección de equipos

Los equipos pueden agruparse en dos categorías: desechables y no desechables. Se consideran desechables los equipos y utensilios relativamente baratos y de fácil adquisición tales como mallas, redes, y mangueras aireadoras. Todos estos equipos deben ser desechados.

Todo implemento que se pueda poner en remojo tales como tuberías removibles, piezas plásticas de plomería, jaulas para transferencia, cajas de cosecha, mesas de cosecha, discos Secchi, cristalería de laboratorio, etc., debe ser puesto en remojo en una solución de 200 ppm de cloro por 24-48 horas. El equipo usado en actividades de cultivo a campo abierto debe también ser puesto en remojo en una solución de 200 ppm de cloro, y luego secados al sol.

Los equipos eléctricos y motorizados tales como tractores, camiones, herramientas eléctricas, deben ser limpiados con soluciones limpiadoras comunes. Primero remueva toda suciedad de las superficies de estos equipos tales como alimento de camarón, lodo, grasa, etc. Después, estos equipos deben ser rociados con una solución de 200 ppm de yodo. Equipos pequeños

tales como balanzas, básculas, instrumentos de medición y pequeñas herramientas eléctricas deben ser limpiados con una esponja impregnada con yodo. Los equipos de medición electrónicos de alta precisión no deben ser expuestos al cloro ya que la corrosión puede dañarlos.

Desinfección de oficinas

La contaminación de oficinas comúnmente ocurre a través del tráfico de personas a pie desde áreas contaminadas hacia áreas administrativas. Por esta razón, la desinfección de edificios de oficinas debería concentrarse en los pisos. Todos los pisos deben ser lavados con detergentes comunes y después enjuagados con una solución de 200 ppm de yodo. Elimine todo objeto desechable. De igual modo, paredes, escritorios, baños, instalaciones eléctricas, refrigeradoras, congeladores, deben ser limpiados usando soluciones limpiadoras y desinfectantes corrientes.

Otros edificios

Se debe aceptar como un hecho el que todo edificio que ha entrado en contacto con los camarones está contaminado. Para iniciar la desinfección primero se debe barrer el edificio para eliminar todo material orgánico e inorgánico. El siguiente paso consiste en la cloración. La persona que aplique el cloro debe de usar un traje impermeable, máscara anti-gas para cloro, y anteojos protectores. El personal a cargo de esta parte de la desinfección debe asegurarse de sellar todas las paredes y secciones del techo del edificio que pudieran permitir el escape al ambiente del cloro a usar durante la fumigación.

Las superficies que no admitan limpieza con cloro deben ser limpiadas con una esponja impregnada con una solución de 200 ppm de yodo antes de empezar la desinfección con cloro. Antes de iniciar la fumigación, estas superficies deben ser protegidas con plástico u otro material para evitar el contacto con el cloro. Durante la cloración, superficies verticales y techos deben ser fumigadas de primero con una solución de 1600 ppm de cloro. Luego, los pisos pueden ser inundados hasta una profundidad de 5 centímetros con una solución de 200 ppm de cloro. Esta solución debería dejarse reposar por al menos 48 horas, para después ser enjuagada con agua dulce.

X. Procedimientos para la fijación de muestras de camarón

Una adecuada fijación de muestras de camarón permite a los técnicos de los laboratorios de patología identificar el tipo de lesiones en los tejidos de los camarones y los agentes patógenos causantes de las mismas, así como una pronta obtención de diagnósticos. La confirmación temprana de las causas de la enfermedad ayudará a tomar medidas correctivas de forma inmediata para evitar que enfermedades contagiosas se dispersen hacia otros estanques y hacia otras granjas. A continuación se resumen algunos de estos procedimientos.

Selección y colección de las muestras para análisis de tejidos (Histopatología)

Al momento de capturar los camarones se debe tener cuidado de no exponerlos a excesiva manipulación. Idealmente la preparación de las muestras debería realizarse en el sitio de captura a fin de evitar el estrés causado por el transporte. Si esto no es posible, procure transportar los animales vivos en un recipiente provisto con aireación portátil hasta el sitio en donde serán preparados. Estos no se deben transportar en seco al sitio de fijación.

No colecte ni fije especímenes muertos. Seleccione solamente aquellos animales que estén moribundos, con coloración inusual y mostrando comportamiento anormal, o que presenten alguna manifestación externa diferente de los que se considera normal.

Fijación de camarones

Los especímenes se deben fijar inmediatamente después que han sido sacados del agua y de ser posible en el mismo sitio de captura. Una fijación adecuada se logra usando 10 veces el volumen de solución fijadora por volumen del espécimen (proporción 10:1) por 24 a 72 horas. Para la fijación de camarones se prefiere la solución Davidson AFA (normal) la cual se obtiene mezclando los siguientes componentes:

Componentes del fijador	Cantidad
Alcohol etílico al 95%	330 ml
Formalina comercial (37%)	220 ml
Ácido acético (glacial)	115 ml
Agua destilada (o potable)	335 ml
Total	1000 ml (un litro)

Inyecte a cada camarón vivo 1 a 5 cc. de solución fijadora usando una jeringa de tuberculina. La cantidad a inyectar debe ser distribuida en diversas regiones del cuerpo del animal inyectando una cantidad abundante en el cefalotórax, especialmente en la región anterior y posterior del hepatopáncreas. Luego, corte el caparazón a lo largo de la región mid-dorsal de la cola antes de su inmersión en la solución fijadora. Haga una incisión lateral en la región cefalotorácica a la par de la línea dorsal hasta llegar a la base del rostrum. Para realizar este corte se debe tener cuidado de no cortar muy profundo en la carne del animal.

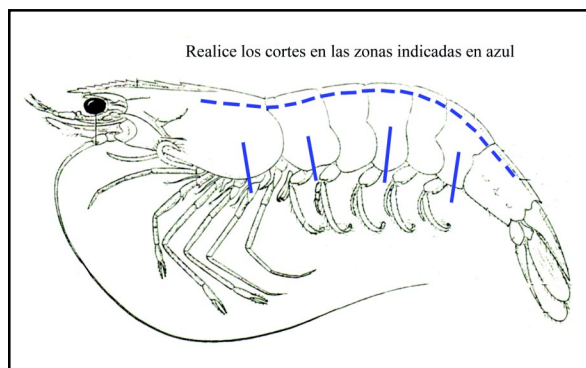


Figura 10. Use un bisturí o tijeras pequeñas para realizar los cortes en las muestras de camarón.

A camarones mayores de 12 gramos se les debe hacer al menos un corte transversal ligeramente atrás de donde se unen el cefalotórax y la cola y cortes en la parte media del abdomen.

Después de inyectar la solución fijadora, coloque las muestras en recipientes limpios de plástico con su tapa y agregue el resto de la solución fijadora. Deje reposar las muestras en la solución a temperatura ambiente por 24 a 72 horas. Los camarones más grandes se deben dejar por más tiempo. Pasado

este tiempo, los camarones deben ser cambiados a alcohol etílico al 50-70% en donde pueden permanecer por tiempo indefinido. Una vez puestos en alcohol, los camarones pueden ser empacados para su envío al laboratorio de Patología.

Usando un lápiz de grafito suave y papel, prepare una historia completa de las muestras al momento de la fijación que incluya:

- fecha en que fueron colectados las muestras
- breve descripción de la condición externa de los camarones o señales anormales indicativas de enfermedad
- especie
- edad
- peso
- fuente (laboratorio o silvestre)
- número o identificación del estanque
- cualquier otra información de utilidad

Empaque y envío de las muestras

1. saque las muestras del alcohol etílico al 50-70%
2. Envuelva bien las muestras en papel toalla (no use algodón)
3. Luego coloque las muestras en bolsas plásticas tipo “zip lock®” y agregue un poco de alcohol para mantener el papel de empaque humedecido.
4. Coloque etiquetas con la historia de la muestra dentro de las bolsas
5. Coloque la bolsa conteniendo la muestra dentro de una segunda bolsa zip lock®
6. Finalmente, empaque todas las bolsas con muestras en una sola bolsa plástica grande.

Nota: si las muestras van a ser enviadas a un laboratorio en el extranjero, se debe obtener permiso zoosanitario que autorice la salida de las muestras. Usualmente este permiso es emitido por la agencia de gobierno a cargo de regular el movimiento de animales y muestras biológicas. Al mismo tiempo, se debe contactar al laboratorio que va a realizar los análisis para solicitar

instrucciones de como hacerles llegar las muestras de la forma más segura. Esto se hace para evitar que las muestras no sean decomisadas y desechadas por las autoridades de aduana del país a donde serán enviadas.

Fijación de muestras para la prueba de Reacción en Cadena de Polimerasa (PCR)

Varios tipos de muestras de camarón han sido usadas con éxito en PCR. Estos incluyen hemolinfa, tejidos homogenizados frescos, congelados o fijados en etanol al 95%. Cuando se usa etanol, el radio postlarva : etanol debe ser de 1:9, volumen : volumen. Las muestras de hemolinfa son fijadas en etanol al 95% en una proporción de 1:1 hemolinfa : etanol.

Es importante tener el cuidado de usar guantes de goma y desinfectarse las manos con alcohol cada vez que se va a fijar una muestra diferente, especialmente cuando se trate de animales grandes, esto para evitar una contaminación accidental entre las mismas.

Preparación de muestras para análisis microbiológico (bacteriano)

Colectar una muestra de 10-15 animales aún vivos y con apariencia de estar enfermos para luego colocarlos en un termo con agua y aireación o en bolsas plásticas con oxígeno. Las muestras deben ser transportadas al laboratorio inmediatamente después de que los animales han sido colectados procurando mantener los camarones vivos hasta el momento de su análisis.

Si las muestras son transportadas en bolsas, no es aconsejable colocar hielo alrededor de las bolsas, o de hacerlo, colocar solo un poco. No colectar animales muertos para este tipo de análisis. Adjunte a las muestras un historial con la siguiente información:

- Especie (*L. vannamei*, *L. stylirostris*, etc.)
- Identificación del estanque de donde se tomaron las muestras
- Anotar alguna particularidad observada
(Ej., bioluminiscencia)
- Tiempo de duración del contagio
- Anotar si se han usado antibióticos.

Bibliografía

- Boyd, C.E. (1990). Water quality in ponds for aquaculture. Alabama Agricultural Extension. Auburn University.
- Boyd, C.E. (1992). Shrimp pond bottom soil and sediment management, pp. 166-181. In: J.A. Wyban, (ed.), Proceedings Special Session on Shrimp Farming. World Aquaculture Society, Baton Rouge, Louisiana, USA.
- Brock, J. A., Kevan L. M. (1974). A guide to the common problems and diseases of cultured *Penaeus vannamei*. World Aquaculture Society, Baton Rouge, Louisiana, USA. 242 pp.
- Chanratchakool, P., et al. (1998). Health Management in Shrimp Ponds. Aquatic Animal Health Research Institute. Department of Fisheries, Kasertat University. Jatujak, Bangkok Thailand. 152pp.
- Chávez, S.M.C., Higuera, C.I. (2003). Manual de Buenas Prácticas de producción Acuícola de Camarón para la Inocuidad Alimentaria. Elaborado por Encargo del SENASICA en el Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A.C. Unidad Mazatlán en Acuicultura y Manejo Ambiental. Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria, SAGARPA, México. 92 pp.
- Clifford III, H.C. (1992). Marine Shrimp Pond Management: A Review. In: Proceedings of the Special Session on Shrimp Farming. (Ed. J. Wyban). World Aquaculture Society, 1-29
- Comité Estatal de Sanidad Acuícola de Sinaloa (CESASIN). (2004). Protocolo sanitario propuesto para las Juntas locales en el estado de Sinaloa. CESASIN. Culiacán, Sinaloa, México.
- Haws, M.C., Boyd, E.C., Green, W.B. (2001). Buenas Prácticas de Manejo en el Cultivo de Camarón de Honduras. Una guía para incrementar la eficiencia y reducir los impactos ambientales de la acuicultura del camarón. Evaluación de las prácticas actuales en Honduras. Asociación Nacional de Acuicultura de Honduras (ANDAH). Centro de Recursos Costeros de la Universidad de Rhode Island. Universidad de Auburn, Departamento de Pesquerías y Acuicultura. 101 pp.
- Haws, M.C., Boyd, E.C. Eds. (2001). Métodos para mejorar la camaronicultura en Centroamérica. AQ-1, Hurricane Mitch reconstruction Project. United States Department of Agriculture.

- Johnson, S.K. (1989). Handbook of Shrimp Diseases. Texas A&M Sea Grant College Program, Department of Wildlife and Fisheries Sciences. Texas Agricultural Extension Service.
- Lightener, D.V., Pantoja, C.R. (2001). Biosecurity in Shrimp Farming. In: Methods for improving Shrimp Culture in Central America. AQ-1 Project. United States Department of Agriculture, Hurricane Mitch Reconstruction Project.
- Lin, C. K. (2004). Preparación de Estanques. En: Taller sobre Manejo de Estanques. CESASIN, CREDES, URI, UHH, UAS. Del 09 al 12 de marzo. Mazatlán, Sinaloa, México.
- Michaud, J.P. (1991). A citizen's guide to understanding and monitoring lakes and streams. Puget Sound Water Quality Authority. Washington State Department of Ecology.
- Villalón, J.R. 1991. Manual práctico para la producción comercial semi-intensiva de camarón marino. Texas A&M University Sea Grant College Program Publication # 91-501. 104p.

Centro de Recursos Costeros, Universidad de Rhode Island

CRC-URI

www.crc.uri.edu

Phone: (401) 874-6224

Email: info@crc.uri.edu

Comité Estatal de Sanidad Acuícola de Sinaloa

CESASIN

Teléfono: (667) 7609025

(667) 7609026

Email: Luis.Aguiar@cesasin.org

Centro de Recursos Costeros y de Acuicultura del Pacífico de la
Universidad de Hawai-Hilo

PACRC-UHH

(808) 933-0706

Email: hopkins@hawaii.edu

UHH Graphic Services

200 West Kawili St.

Hilo, Hawaii

Impresión, Junio 2005