

222
2ej



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA
Y ZOOTECNIA

METODOLOGIA PARA EL CULTIVO DEL CAMARON EN SISTEMA SEMI-INTENSIVO

TESIS PROFESIONAL
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE
MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA
P R E S E N T A
ADOLFO SOBERON CHAVEZ

ASESOR:

M. V. Z. LUIS ANGEL PEREZ SALMERON



TESIS CON
FALLA DE ORIGEN

OCTUBRE 1990



UNAM – Dirección General de Bibliotecas Tesis Digitales Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS © PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

CONTENIDO

- I. RESUMEN
- II. INTRODUCCION
- III. DESARROLLO
 1. Biología
 - 1.1. Distribución
 - 1.2. Ciclo Biológico
 - 1.3. Morfología
 2. Requisitos para la ubicación de la granja.
 - 2.1. Hidrografía
 - 2.2. Orografía
 - 2.3. Otros requisitos
 3. Elementos que conforman la granja.
 4. Obtención de Postlarvas.
 - 4.1. Del medio natural
 - 4.2. En el Laboratorio
 - 4.2.1. Instalaciones
 - 4.2.2. Reproducción
 - 4.2.3. Cultivo larvario
 - 4.2.4. Enfermedades
 - 4.3. Transporte
 5. Preengorda
 - 5.1. Preparación de los estanques
 - 5.2. Aclimatación y Siembra
 - 5.3. Seguimiento de la preengorda
 - 5.4. Transferencia
 6. Engorda
 - 6.1. Preparación de los estanques
 - 6.2. Seguimiento de la engorda
 - 6.3. Cosecha
 7. Marco Legal
- IV. CONCLUSIONES
- V. LITERATURA CITADA

I RESUMEN

En el presente trabajo, se describen los puntos más importantes a considerar para llevar a cabo el cultivo de camarón utilizando el sistema semi-intensivo.

Para la mejor comprensión del tema, se parte de las características de este organismo y las condiciones que necesita para vivir. A continuación, se menciona como es en términos generales una granja que utiliza este sistema. Posteriormente se describe el cultivo, incluyendo las diferentes maneras de obtener las postlarvas, la pre-engorda y terminando con la engorda.

Finalmente, se menciona el marco legal bajo el cual se lleva a cabo esta práctica para así poder ubicar de una manera integral la situación de esta actividad en nuestro país.

II. INTRODUCCION

La producción de alimentos para una población en aumento es uno de los grandes retos que enfrenta la humanidad. Debido a esto, en los últimos años las técnicas utilizadas para este fin han tenido una evolución acelerada con el propósito de aumentar la productividad.

Nuestro país, lejos de ser ajeno al déficit en la producción de alimentos, se ve inmerso en este problema y ha tenido que solucionarlo importando comida cada vez en mayor cantidad. De esta manera, se forma un círculo vicioso que provoca la salida de divisas, lo que agrava el problema de la insuficiente producción y que al final de cuentas se traduce en una población cada vez más pobre y desnutrida.

Resolver este problema es, por consiguiente, una alta prioridad por lo que debemos aprovechar al máximo nuestras riquezas naturales.

Al ser la acuicultura una actividad incipiente en nuestro país, muy bien puede ser una herramienta en la búsqueda de la tan anhelada autosuficiencia alimentaria.

Dentro de los organismos marinos potencialmente explotables en esta actividad, el que está cobrando mayor importancia en el mundo es el camarón.

Aunque por su alto costo no puede ser consumido por el total de la población, debemos considerar que es un producto exportable, que puede permitir la entrada de divisas a nuestro país.

Esto ha provocado que el cultivo de camarón sea ya una industria importante en otros países, como es el caso de China y Ecuador, los cuales nos han superado ya como exportadores de camarón basándose prácticamente en el cultivo.

Durante muchos años la captura de camarón ha sido la actividad más importante de la pesquería mexicana. Con una exportación del 80 al 90% de su producción, México forma parte de los diez principales países productores de camarón en el mundo destinando el producto principalmente a los mercados de Estados Unidos y Japón.

Sin embargo, la producción por captura ya no puede aumentar sin poner en peligro al recurso.

Nuestro país, además de tener una gran extensión en cuanto a lugares para el cultivo se refiere, cuenta con una industria de congelación y empaque que no se utiliza todo el año por la época de veda a que está sujeta la capturtura.

En México, el cultivo de camarón comenzó a desarrollarse en Puerto Peñasco, Sonora, donde se estableció un sistema de cultivo de camarón en invernadero, con la asesoría de las Universidades de Arizona, E.E.U.U. y la de Sonora, México, logrando reproducir el cultivo de larvas, juveniles y animales de talla comercial de varias especies, particularmente de Penaeus stylirostris (camarón azul del Pacífico). (20)

El cultivo de camarón en piscinas, estanques o bordos, al estilo iniciado en el Ecuador, tiene antecedentes desde 1972, cuando se construyeron las primeras pozas experimentales en las comunidades de Ensenada de los carros y Laguna de Huizache, Sinaloa. Sin embargo, a partir de 1980, en Nayarit, se dan los primeros pasos para el cultivo en grandes estanques. Actualmente esta práctica tiene mayor auge en el estado de Sinaloa. (2)

En Sonora, donde el autor tuvo contacto con esta actividad, se tiene un gran interés en esta actividad, estando en funcionamiento seis granjas, varias a punto de operar y muchas proyectadas. Al igual que en otras partes del país, se utiliza en su mayoría el sistema semi intensivo. (15)

La acuicultura en general como actividad zootécnica, puede desarrollarse según las capacidades económicas, técnicas y geográficas, en toda una gama de sistemas que van de lo más intensivo a lo más extensivo.

En términos generales, lo más intensivo requiere de un mínimo volumen de agua, un máximo de biomasa, control total y por lo tanto mayor preparación y experiencia.

Del mismo modo, lo más extensivo sería manejar un mínimo de biomasa en un máximo de volumen de agua, menos control, menos riesgos, menos tecnología, pero eso sí, mientras más calificado el técnico, mejores resultados.

Un sistema intermedio es el semi-intensivo que se lleva a cabo en países como Ecuador y Panamá, que además se está poniendo "de moda" en nuestro país y es el que va a ser descrito en este trabajo, usando para este fin, tanto la bibliografía existente, como la experiencia adquirida por el autor.

Es importante señalar que en el caso del camarón, los organismos que se cultivan no son diferentes a los que se encuentran en el océano, por lo que cada labor que se realiza tiene por objeto mantener un medio ambiente que proporcione a los organismos las condiciones que ellos necesitan para vivir. Por esto mismo, el principal propósito de este escrito es dejar abierta cualquier otra alternativa, tomando en cuenta las características y propósitos de las actividades de este sistema, además de contribuir a abrir el panorama a los médicos veterinarios zootecnistas en cuanto a su posible participación en este fenómeno que sacude la acuicultura de todo el mundo.

III. DESARROLLO.

1. Biología.

1.1. Distribución.

La totalidad de las especies comerciales de camarón en América pertenecen al género *Penaeus*. De éstas, sólo serán mencionadas las más importantes de la República Mexicana, poniendo mayor énfasis en los camarones blanco y azul del Pacífico, ya que son los que se cultivan comercialmente. (12)

Las especies nativas sobre las que existen estudios encaminados a su cultivo son en orden de importancia: *Penaeus vannamei*, *P. stylirostris*, *P. setiferus*, *P. occidentalis*, *P. aztecus*, *P. californiensis* y *P. duorarum*, las dos primeras habitan en el Pacífico, mientras que las otras cuatro lo hacen en el Golfo de México y el Caribe. Estas son ahora objeto de estudio para utilizarlas en el desarrollo de la camaronicultura en los estados que tienen sus costas en el Océano Atlántico. (18)

La distribución de los camarones blanco y azul del Pacífico (*P. vannamei* y *P. stylirostris*) se extiende desde América del Sur hasta el norte del estado de Sonora, aunque dependiendo de la zona habrá mayor proporción de uno u otro. Esto se debe a que en cierta etapa de su desarrollo el camarón blanco necesita salinidades más bajas a la oceánica a diferencia del camarón azul, que crece mejor en estas condiciones. Por esto existe más camarón blanco en estados de la república donde hay mayor número de desembocaduras de ríos (Sinaloa y Nayarit por ejemplo) que en los que hay poca agua dulce (Sonora) donde predomina el azul.

1.2. Ciclo de Vida.

En su estado natural, la mayoría de los camarones peneidos se aparean y reproducen en el mar. La cópula entre machos y hembras, normalmente se lleva a cabo después de cada muda de la hembra. El esperma se halla encapsulado en espermátóforos y el macho lo inserta por medio de su órgano copulatorio llamado petasma, en el receptáculo seminal especial de la hembra llamado télico. Esto puede ocurrir en cualquier momento del año, y los espermátóforos no utilizados son rechazados con el exoesqueleto en cada muda. De este modo, hay disponible un abastecimiento de esperma para la hembra cuando se lleva a cabo la reproducción.(4)

El desove de la hembra ocurre de mediados de mayo a finales de septiembre. Durante el acto de la reproducción los espermatozoides depositados en los receptáculos seminales son liberados y cuando los huevos son descargados ocurre la fertilización. Posteriormente eclosionan y las larvas, conforme van desarrollándose emigran hacia la costa. Cuando llegan a su estado postlarval entran en los esteros porque ahí encuentran las condiciones que necesitan para desarrollarse, pasar a juveniles y entonces empezar su regreso al mar, donde alcanzan la fase adulta, se reproducen, y completan el ciclo. (Figura 1).

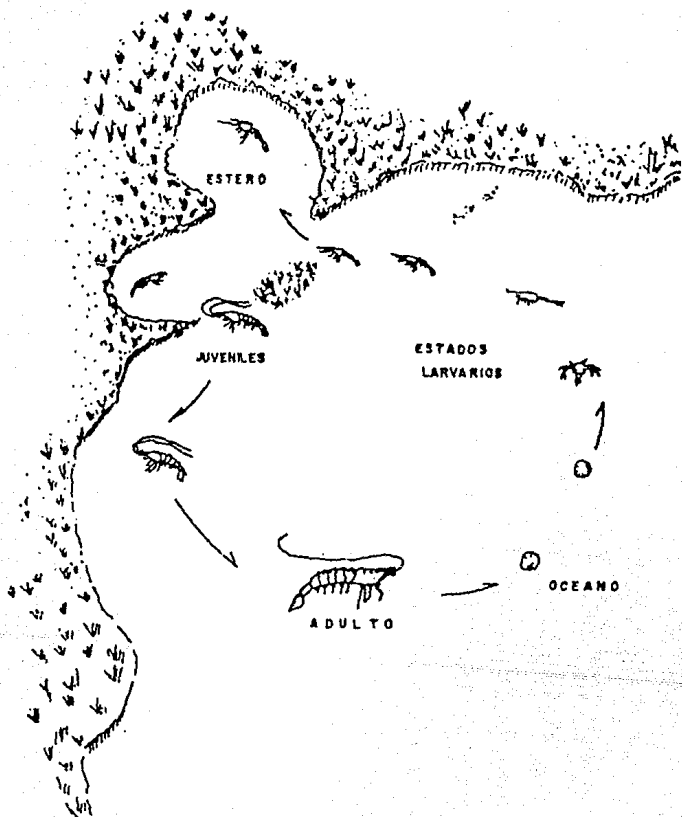
1.3. Morfología.

Desde el momento en que eclosiona el huevecillo y nace la larva del camarón, este va cambiando su morfología hasta llegar a postlarva, punto desde el cual adquiere una forma más definida. Las diferentes etapas por las que pasa el camarón desde su eclosión, son las siguientes:

Larva: El desarrollo larvario del camarón consiste de tres subestadios diferentes: Nauplio, Protozoa y Mysis.

El nauplio presenta un cuerpo piriforme con tres pares de

FIGURA NUMERO 1



CICLO DE VIDA DE *P. VANNAMEI*

(1) De SCPA Biotecmar (1987).

apéndices: Primeras antenas, segundas antenas y mandíbulas que cumplen función natatoria. Este estadio consta de cinco subestadios según algunos autores y seis según otros. contribuyen a caracterizarlos las segundas antenas y las espinas furcales que varían en cada subestadio; de uno en cada lado (1+1) en el primero, a siete (7+7) en el último. Su longitud, (excluyendo espinas furcales) va desde 0.32 mm en Nauplio I hasta 0.58 el subestadio final. (Figura 2).

El segundo estadio larval, protozoa, tiene tres subestadios que se caracterizan por cambios morfológicos y sus respectivas mudas. El cuerpo se divide en dos partes: La cabeza y el resto del cuerpo, compuesto por el torax y abdomen. Dos de los rasgos distintivos entre nauplio y protozoa, es que en este la cabeza está cubierta por un caparazón, además de que posee ojos compuestos.

En el protozoa I, el torax tiene seis segmentos y el abdomen no está segmentado. Mide en longitud 0.96 mm en promedio y presenta 7+7 espinas furcales. A partir de protozoa II aparecen en el rostro, un par de espinas supraorbitales, los ojos se hacen pedunculados y el abdomen está segmentado. Mide 1.71 mm de longitud en promedio y presenta 7+7 espinas furcales.

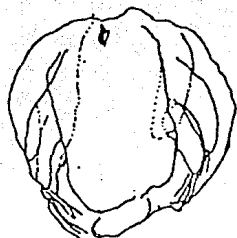
La protozoa III se caracteriza por la presencia de urópodos birrameos y espinas en los segmentos abdominales, mide 2.59 mm de longitud en promedio y presenta 8+8 espinas furcales. (Figura 3).

En el tercer estadio larval, mysis, el cuerpo se alarga y adquiere una apariencia similar a la del camarón adulto. Uno de los rasgos más particulares del estadio mysis es la forma de natación, ésta se realiza con la cabeza hacia abajo y avanzando hacia atrás con el abdomen hacia adelante.

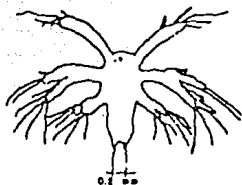
En mysis I el cambio más aparente es el desarrollo de pereiópodos funcionales. En la parte ventral de los cinco

FIGURA NUMERO 2

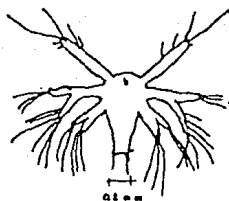
PRIMER ESTADIO LARVAL



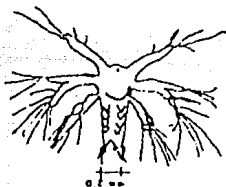
NAUPLIO I



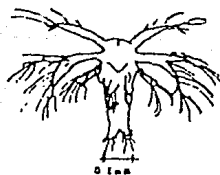
NAUPLIO II



NAUPLIO III

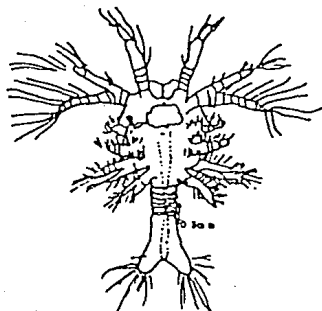


NAUPLIO IV

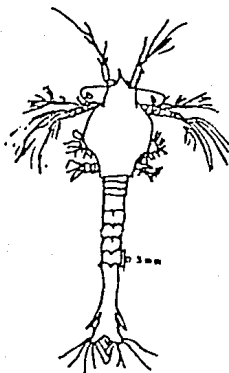


NAUPLIO V

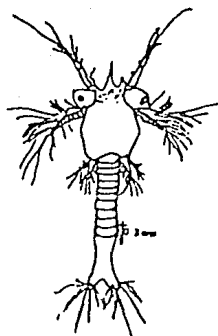
FIGURA NUMERO 3
SEGUNDO ESTADIO LARVAL



PROTOZOE A I



PROTOZOE A III



PROTOZOE A II

(1) De S.C.P.A. Biotecmar (1987).

primeros segmentos abdominales se observan rudimentos de los pleópodos. Los urópodos se encuentran más desarrollados que en protozoa III. El telson presenta un par de espinas laterales y siete pares de espinas terminales, mysis I mide 3.3 mm de longitud en promedio.

Mysis II puede distinguirse de Mysis I por la presencia , en la parte central de los cinco primeros segmentos abdominales, de pleópodos no segmentados. El telson tiene dos pares de espinas laterales y seis pares de pares de espinas terminales, mysis II mide 3.8 mm de longitud en promedio.

En mysis III, los pleópodos están compuestos por dos segmentos que presentan dos o tres setas terminales. Este rasgo sirve para diferenciar éste de los otros subestadios. Mide 4.3 mm de longitud en promedio.

Postlarva: El paso de mysis a postlarva va acompañado de cambios morfológicos muy sutiles, de los cuales los más importantes son: la desaparición de los exopoditos de los pereiópodos y el desarrollo de setas en los pleópodos, principales apéndices nadadores. El tamaño de la primera postlarva es de aproximadamente 5 mm. (Figura 4)

Los primeros estadios de postlarva difieren del adulto en detalles como la ausencia de caracteres sexuales secundarios y que sus branquias son menores en número y tamaño. Se les encuentra en el plancton y son considerados como una fase de transición entre la mysis planctónica y los juveniles bentónicos. (18), (20), (21)

Juvenil y Adulto: El camarón juvenil se diferencia del adulto sólo en su tamaño puesto que su morfología ya está definida.

Las características principales del camarón peneido son su coparazón, seis segmentos abdominales, el rostro y el telson. A

FIGURA NUMERO 4

TERCER ESTADIO LARVAL Y POSTLARVA



POSTLARVA I [tomado de Cook y Murphy, 1971]



MYSIS I



MYSIS II



MYSIS III

cada uno de los primeros cinco segmentos abdominales corresponde un par de apéndices natatorios llamados pleópodos. Del cefalotorax, salen cinco pares de prolongaciones que le sirven para desplazarse en el fondo llamados pereiópodos. Es importante mencionar que los ovarios se encuentran en la parte dorsal del abdomen, esto porque según la coloración que presentan se sabe el grado de la maduración de la hembra. El órgano genital femenino se encuentra entre el último par de pereiópodos y el masculino entre el primer par de pleópodos. En la parte posterior, alrededor del telson o cola, se encuentran los urópodos que le sirven como timón durante la natación. (7), (18), (20) (Figura 5).

2. Requisitos para seleccionar el lugar de la ubicación de granja.

2.1. Hidrografía.

Los camarones peneidos son organismos marinos. Sin embargo, debido a la migración que llevan a cabo durante su ciclo biológico, las características óptimas para su desarrollo pueden variar, lo cual difiere de una especie a otra como se mencionó en la parte referente a su distribución. (6)

Para cualquiera de las especies mencionadas en el capítulo anterior, las condiciones para el cultivo larvario deben ser oceánicas, ya que las larvas nacen y se desarrollan mar adentro hasta que son postlarvas que es cuando penetran a los esteros. Por lo tanto, el agua necesaria para un laboratorio debe ser tomada del mar y no de un canal o estero (18)

Los parámetros más importantes a medir en el agua para criar camarones son la salinidad, la temperatura y el oxígeno disuelto. El agua marina contiene un promedio de 35 ‰ de sal. La temperatura para la cría larvaria debe estar entre los 27 y 29°C, se recomienda que el laboratorio se encuentre en una zona donde esto no varíe mucho ya que modificarla eleva los costos de producción. En cuanto al oxígeno disuelto, éste va a depender del manejo que se le de al agua en los tanques de cultivo (aireadores, recambio, etc.).

Muchas granjas camaroneras toman para la preengorda y engorda, agua de estero o en su defecto, mezclan agua dulce con salada. Esto se recomienda si se cultiva una especie como el *Panaeus vannamei* que debido a su distribución biológica crece mejor en aguas salobres entre las 20 y 30 ‰ de sal. En esta especie el crecimiento disminuye por encima de los 35 ‰, a diferencia del *Panaeus stylirostris* que vive bien en estas condiciones.

Los camarones engordan óptimamente en un rango de temperatura entre los 24 y 27°C, siendo letal debajo de los 19 y encima de los 33°C.

Debido a las cantidades tan grandes de agua que se manejan en el sistema semi intensivo, resulta imposible modificar la temperatura del agua, por lo que si la fuente de donde se toma ésta no cumple con la característica deseada todo el año, no es conveniente manejar este sistema en ese sitio. Es importante tomar en cuenta que las condiciones climáticas repercuten más en los estanques que en el mar por la diferencia tan grande entre el volumen del océano y el de los estanques.

Además de las características anteriores, es importante que el agua utilizada para la granja, provenga de una zona lejana a lugares que viertan al mar desechos urbanos, industriales o rurales, ya que estos pueden causar daños que vayan desde bajar la calidad del producto hasta provocar mortalidad dentro de los estanques.

2.2. Orografía.

Debido a las características del agua para engordar camarón, la ubicación de la granja debe ser cercana a la fuente de ésta, o sea, junto al mar.

Las granjas semi intensivas tienen una extensión que va de cien hectáreas para una pequeña, a más de mil para las grandes. Considerando esto, debemos pensar en una extensión bastante grande de tierra plana, de manera que pueda manejar el declive de los estanques sin la necesidad de remover cantidades de tierra inmensas que harían los costos de construcción inmanejables. Por esto mismo conviene escoger un lugar que no tenga vegetación exuberante.

Es muy importante que el suelo sea limo-arcilloso y no arenoso, para que se pueda compactar y no sea permeable ya que los

estanques no se recubren con ningún otro material. Por todo esto, son ideales las zonas de marismas que retengan agua por largo tiempo.

2.3. Otros Requisitos.

Es importante, además de observar todas las características del agua y el terreno, realizar una investigación con el fin de observar la intensidad de los vientos y frecuencia de tormentas tropicales.

Por otro lado, es importante que el acceso a la granja sea transitable todo el año, además de contar con la fuente de postlarvas (ya sea el estero donde arriban o un laboratorio) cerca, y la proximidad con los centros donde se congela y empaca el camarón y la distribuidora del alimento balanceado.

3. Elementos que conforman la granja.

Si bien es cierto que la distribución y características de los elementos que constituyen una granja de este tipo dependen de muchos factores como son las características del terreno, el capital invertido y el clima (lluvias, viento), se puede en términos generales mencionar estructuras y características comunes para las explotaciones que utiliza este sistema, los cuales a continuación se describen:

Obra de Toma: Es una excavación que se hace en el lugar del cual se quiera obtener el agua (esteros, lagunas costeras, deltas y bocas), de manera que se lleve hacia el canal de llamada. Debe ser construída de manera que conduzca siempre la cantidad de agua suficiente para la explotación, aún cuando la marea esté baja. Se recomienda colocar muros de concreto, piedra o madera para evitar deslaves que azólvén la entrada.

Canal de Llamada: Su función es llevar el agua desde la toma hasta la estación de bombeo. Su capacidad depende del tamaño de la granja.

Estación de bombeo: Contiene las bombas y toda la infraestructura necesaria para su sostén y funcionamiento que consiste en: Bases, tuberías, transformadores y cárcamo. Debe tener la capacidad necesaria para el llenado y recambio de agua de los estanques.

Estanque Reservorio: Recibe directamente el agua de la estación de bombeo para que de ahí se distribuya a los estanques de engorda. Su función es estratégica, ya que vaciándolo en los estanques, se puedan efectuar rápidos y urgentes recambios de agua. Su tamaño debe ser igual al 10% del total de los demás estanques.

Estanques de Engorda: Se distribuyen alrededor del estanque reservorio y adyacente uno de otro. Su dimensión varía, se

recomienda que no sean mayores de diez hectáreas cada uno. Su alimentación es por medio de cajas conectadas al estanque reservorio que deberán contener un marco rígido de malla nylon (de calibre variable) para impedir el paso de competidores depredadores.

Estanques de Pre-engorda: Aquí pasa el camarón el período entre postlarva y juvenil, de manera que a cada uno de estos corresponda uno de pre-engorda. Se alimentan de la misma manera que los de engorda.

Cabe hacer notar que estos dos tipos de estanques se forman por medio de bordos de tierra cortada o apartada de la zona. Las dimensiones de los bordos varían según las características climáticas de la zona.

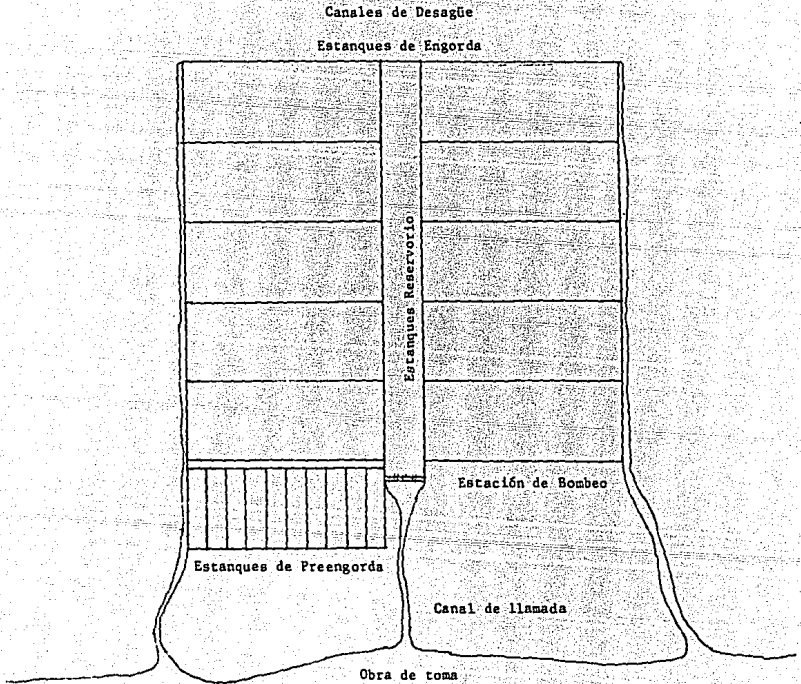
Cajas de desagüe y cosecha: Su función es importante, ya que en esta instalación se captura el camarón de talla comercial. Por lo regular se construyen de mampostería o de concreto, su forma es parecida a la de una boca de captación de agua, donde se colocará la red de captura o cosecha a lo largo de ésta.

Canal de desagüe: Aunque su tamaño puede ser menor al del canal de llamada, debe tener la capacidad necesaria para evacuar un estanque o todos en conjunto aún cuando suba la marea. El agua que conduce no debe desembocar cerca de la obra de toma.

Estos son componentes comunes a este sistema, habiendo muchas otras características particulares que existen en diferentes granjas o pueden existir en diferentes proyectos, la orientación de todos los elementos dependerá del lugar específico donde se vaya a poner la granja, combinando la dimensión de la misma, buscando la forma de, a un menor costo, hacerla lo más funcional posible. (10) (Figura 6).

FIGURA NUMERO 6

Esquema de la posible distribución teórica de los principales componentes de una Granja de Camarón



4. OBTENCION Y TRANSPORTE DE POSTLARVAS

4.1. Obtención de Postlarvas del Medio Natural.

Como se mencionó anteriormente, en una época de su ciclo biológico los camarones se acercan a las costas y penetran a los esteros buscando las condiciones que necesitan para sobrevivir en su etapa postlarvaria. Coincidentemente, es el momento en el que conviene empezar a engordar a los camarones en los estanques y por lo mismo, procurar capturarlos en las bocas de los esteros y transportarlos a la granja camaronera.

En la etapa de desarrollo en que se encuentra la camaronicultura nacional, esta es la práctica más frecuente, pero por las necesidades de eficiencia y productividad dicha práctica debe ser substituida por la producción de postlarvas de laboratorio.

Añadido al hecho de ser menos costosa, riesgosa y más fácil de conseguir, el usar postlarvas provenientes del medio natural tiene la ventaja de que éstas son más resistentes y la mortalidad obtenida al final del ciclo es menor. Esto porque al capturarlas ya tuvieron un proceso de selección natural previo y llegaron al estero las más resistentes. De todas formas, las desventajas de usar este método son mayores porque es más difícil tener programada nuestra producción debido a que hay que esperar a que aparezcan, además de que como esto sucede sólo en una época del año, se limita el aprovechamiento óptimo de las instalaciones, las cuales son muy costosas.

Aunque en el estado de Sonora se espera la arribación de postlarvas a partir del mes de mayo, a últimas fechas esto ha sucedido de finales del mes de junio en adelante. En la cantidad de postlarvas que arriban, se nota ya la sobreexplotación que por captura tiene el camarón en el Mar de Cortés.

Las postlarvas aparecen masivamente en las épocas de mayor amplitud de mareas (luna nueva y luna llena) porque se mueven

arrastradas por la corriente y así penetran al estero. Para capturarlas, es necesario hacerlo en el momento en que está subiendo la marea. Es importante mencionar que en la época en que se espera la arribasón hay que hacer muestreos para ver que cantidad de postlarvas están arribando, así como para diferenciar éstas de otros pequeños crustáceos con los que se pueden confundir.

Para su captura, se necesitan tinas para transportarlas (lo ideal es que tengan 1 m³ de capacidad) aireadores o tanques con oxígeno, mangueras de plástico, piedras difusoras, palanganas o cubetas de plástico y coladores. El arte de pesca que se utiliza para capturarlas se llama "chayo", el cual consiste en dos palos que se cruzan, con una malla muy fina entre ellos y plomos para poderlo arrastrar por el fondo.

Lo primero que hay que hacer es buscar el lugar adecuado. Este generalmente se encuentra en algún lugar de baja profundidad en la boca del estero, ya que en estas zonas es donde suele haber mayor concentración de postlarvas. Para capturarlas se pasa el chayo abriéndolo con ambas manos y luego se cierra, se lleva a la cubeta y se separan las postlarvas de basura y otros animales ayudándonos con los coladores. Es necesario mover el agua constantemente con la mano para mantener la oxigenación. Posteriormente, se pasan a la tina de transporte que debe haber sido previamente llenada con agua del estero y con los aireadores o tanques de oxígeno funcionando.

Es importante medir constantemente los parámetros físicoquímicos del agua de la tina de transporte desde que inicia la colecta hasta que las sembramos en la preengorda porque de esto dependerá el criterio que se use para la adaptación. Se deben contar las postlarvas antes de meterse a la tina de transporte para saber el número de ellas que se transportan. Esto se hace revolviendo el agua de la cubeta para que la concentración de postlarvas sea homogénea, luego se toma una muestra de volumen conocido, y extrapolando el

número de organismos que se hayan contado al volumen total de la cubeta se tendrá el número aproximado que se esté transfiriendo.

La cantidad de postlarvas que deben llevarse es de 500 a 750/litro, aunque esto dependerá de las condiciones de transporte y de la lejanía de la granja. Los aireadores o tanques de oxígeno deben mantenerse funcionando todo el tiempo para que la concentración de este se mantenga a nivel de saturación. Así mismo, como en general los caminos para ir a los esteros no son muy parejos, las tinas deben poderse tapar para evitar que se derrame su contenido.

4.2. Obtención de Postlarvas en el Laboratorio.

La maduración y reproducción de camarones en cautiverio no es una actividad nueva en el mundo, aunque su práctica a nivel comercial (como no sea en Japón) sí es muy reciente.

Los primeros trabajos que se desarrollaron sobre maduración y desove en cautiverio fueron realizados por Hudinaga en 1942 con *Penaeus japonicus*, una especie de camarón de Japón. De entonces a la fecha, existen múltiples estudios con una gran variedad de especies diferentes entre las que se encuentran las del Golfo y Pacífico de México.

En cuanto a los camarones del Pacífico, *P. vannamei* y *P. stylirostris*, existen ya, grandes laboratorios comerciales funcionando principalmente en Ecuador y Panamá, por lo que en México se puede adaptar tecnología ya existente, más aún si se repara en que hay empresas mexicanas que operan con éxito laboratorios productores de postlarvas en estos países.

Además, si analizamos el caso de Ecuador, que teniendo más de 100,000 hectáreas abiertas al cultivo, sólo usan 75,000 por falta de laboratorios suficientes debido a que dependían de las postlavas del medio natural y éstas empezaron a escasear por la sobreexplotación a que estuvieron sometidas, podemos predecir

lo que puede suceder en el futuro si no se programa el desarrollo de la camaronicultura nacional con el establecimiento de laboratorios productores de postlarvas, especialmente si tomamos en cuenta que el mercado internacional está cada vez más saturado y competido. (9)

Aunque coincidente en lo básico, hay diferentes maneras de ver el cultivo larvario en México. Lo mismo que para los juveniles y adultos, existen métodos más controlados e intensivos que otros. Para ejemplificar esto, podemos mencionar los métodos del CICTUS de la Universidad de Sonora, que se están aplicando en varias cooperativas del noroeste del país, las técnicas del CET del Mar de la Paz, Baja California, la experiencia que tiene CANASA, empresa mexicana que opera en Panamá, los convenios de France Aquaculture con FONDEPESCA y los estudios de la Universidad de Texas en el Golfo de México. (3), (4), (9), (13), (14), (18), (19), (20).

Lo que se va a hacer en este trabajo, es mencionar las características en común que tienen estos sistemas, los cuales en el fondo coinciden, es decir, todos cultivan microalgas y artemia por ejemplo, para la alimentación de los diferentes estadios larvarios y así mismo todos manejan los mismos criterios para evaluar el desarrollo de los cultivos. Sería imposible describir todos estos sistemas, pero se puede dar una idea de lo que significa cultivar larvas de camarón. Cabe aclarar que la tendencia a describir más ciertos sistemas, se debe a las preferencias del autor, quien no pretende juzgar unos como mejores que otros, puesto que los criterios para hacerlo involucran aspectos socioeconómicos y geográficos que son variables y que no van a ser tratados en este trabajo.

4.2.1. Instalaciones.

Durante su migración por el océano, las larvas de camarón sufren una mortalidad de más del 90%. Atacadas por predadores, enfermedades y toda una variedad de condiciones adversas, del total de huevecillos que eclosionan llegan muy pocas larvas a su destino. (4)

Si queremos producir postlarvas a nivel comercial, debemos cuidar lo más posible el medio ambiente que vamos a poner a disposición de los organismos que queremos cultivar. Para que el cultivo larvario sea un éxito debemos conjuntar además de personal con experiencia que le preste atención las 24 horas del día, instalaciones que permitan facilitar el manejo necesario para que la sobrevivencia y condiciones de los organismos sean los más convenientes para que la empresa sea eficiente y por lo tanto rentable.

Poner a funcionar un laboratorio en las mejores condiciones para abastecer una granja de este tipo es una inversión bastante considerable. Hay muchos gastos muy altos que no se pueden omitir ya que cualquier problema nos puede ocasionar una catástrofe. Precisamente, el diseño y ubicación de las instalaciones debe ser realizado tomando en cuenta que cultivar larvas es una empresa muy delicada. (18) (19)

Básicamente, un laboratorio cuenta con las siguientes salas o secciones:

- Maduración
- Desove y Eclosión
- Cultivo larvario
- Cultivo de algas. (ver cuadro No. 2) (3) (18) (19)

Pudiendo contar además con un barco para pescar reproductores, adaptado para poder tener desoves ahí, ya que se pueden pescar hembras fecundadas.

Maduración: Esta sala es el lugar donde se tiene a los reproductores con el fin de que alcancen su maduración sexual y sean aptos para reproducirse. Los requerimientos para tener una maduración son:

Temperatura: óptima 28°C, rango: 22 a 29°C

Salinidad: 26 a 37‰

Fotoperíodo: 10 a 14 horas

Calidad de agua: Océánica.

Para garantizar la calidad y pureza del agua, se recomienda una filtración de 50µ.

Con el fin de cumplir óptimamente con estos requisitos, es necesario tener estanques tipo "raceway" o canales de corriente rápida, filtros de arena y aireadores. La instalación debe permitir un recambio de 500 a 700% por día. Las dimensiones variarán según el sistema y cantidad de organismos que se quieran tener. En los sistemas que se manejan en México, lo más común es una densidad de seis reproductores por metro cuadrado.

Desove y Eclosión: También llamado "Maternidad". Tiene dos tipos de tanques; los de desove, donde se ponen las hembras fecundadas y los de eclosión, donde se transfieren los huevecillos.

Condiciones Necesarias:

Temperatura: óptima 28°C, rango: 26 a 30°C

Salinidad: 26 a 37‰

Agua filtrada 5 μ , con aireación, sin luz.

Los tanques de desove son cilindro cónicos, con la intención de que los huevecillos se vayan al fondo y se facilite el manejo.

Cultivo Larvario: Aquí es donde van a pasar los organismos desde nauplio a postlarva, no se puede hablar de un tipo de tanques, ya que en la bibliografía existente se han sugerido y utilizado para cultivo larvario, vasos de precipitado de 250 a 400 ml, botellones de vidrio invertidos de 19 litros, tanques de 50 a 500 litros y tanques de gran escala de 1,000 a 200,000 litros haciendo la base de comparación bastante difícil.

Sin embargo, en los laboratorios que se han implementado en Sudamérica, así como los que funcionan o están en planeación en México, se manejan tanques de 5,000 a 10,000 litros.

En esta sección, se ubica también el cultivo de artemia, para el que se utilizan tanques eclosionadores cónicos con capacidad de 500 litros.

Las condiciones para el cultivo larvario son:

Temperatura: 28 \pm 30°C

Salinidad: 27 a 36‰

Agua: Filtrada a 5 μ

Cambios de agua: capacidad para cambiar el 100%.

Cultivo de Algas: Lo más importante a considerar para establecer los requisitos de esta sección es la naturaleza fotosintética de estos organismos por lo que se debe considerar, además de las características del agua, la importancia de una fuente de luz. Esta sala generalmente

consta de tres partes: Un laboratorio con microscopio, donde se hace el recuento de las células y se observan las condiciones de las mismas, una sección donde se encuentran las cepas, las cuales generalmente están en matraces y garrafones y otra donde se produce el "bloom" con la finalidad de alimentar los tanques de cultivo larvario. Esta última consta de tanques o bolsa de plástico, las cuales tienen la ventaja de tener entrada de luz en todo el volumen de agua. En el caso del cultivo tipo japonés, el bloom de algas se realiza en el tanque de cultivo larvario, por lo que no es necesaria esta sección.

Condiciones:

Temperatura ambiental: 24°C

Aire comprimido con CO₂ (0.1% del caudal de aire).

Filtración: 1µ y esterilización con rayos ultravioleta.

Luz: puede ser proporcionada con focos fluorescentes. Es necesaria las 24 horas del día.

Puede ser necesario tener una instalación de aire acondicionado para mantener la temperatura siempre en los niveles indicados.

Es importante recalcar la importancia de que todas las partes del laboratorio productor de postlarvas se mantengan en las mejores condiciones higiénicas y estén ubicadas de manera que en el manejo no se pasen microorganismos de una parte a otra, además de ser fáciles de lavar y desinfectar. (3) (18) (19)

4.2.2. Reproducción.

La reproducción de los camarones es la base de la producción de postlarvas en el laboratorio. Para que este cumpla con su función, debe poner a disposición una cantidad específica de

organismos para ser engordados y para que esto suceda, es necesaria una producción de huevecillos estable tomando en cuenta la merma por huevecillos no viables y por mortalidad en la siguientes etapas. Por esto, tomando en cuenta la biología del camarón, se toman una serie de medidas para propiciar el tener desoves en la época esperada y así poder realizar el cultivo larvario con la cantidad de organismos necesarios y en la fecha previstas.

La primer labor consiste en la captura de reproductores, la cual se realiza con un barco con redes de arrastre. Lo ideal es que el laboratorio cuente con su propio barco con el fin de que éste se encuentre equipado para realizar su función de manera óptima. El equipo necesario, además del que se necesita para pescar camarón consiste en: Tinas para selección de los camarones, tanto para los machos como para las hembras, tanques de desove, mangueras para recambiar el agua, cubetas con red de malla de 500 y 200 μ , compresores, mangueras para el aire y piedras difusoras. todo esto porque se pueden obtener desoves en el barco.

La captura se realiza de las 8:00 P.M. en adelante porque es cuando es más probable encontrar hembras fecundadas ya que el apareamiento se realiza al anochecer. Los arrastres deben durar de 10 a 15 minutos, no más porque se puede producir mortalidad y pérdida del espermátforo en las hembras fecundadas.

En cuanto sale la red del agua y se suelta su carga. Se deben buscar los camarones y ponerlos de inmediato en una tina ubicada en cubierta. Ahí se seleccionan los reproductores por su talla y sexo, las hembras fecundadas se separan y se ponen en los tanques de desove. En cuanto a la talla, aunque los datos reportados son variables, el peso mínimo para los machos en el caso de *Penaeus vannamei* y *P. stylostris* parece estar entre los 30 y 35 grs. y para las hembras

alrededor de los 40 grs. En todo caso, esta selección suele hacerse de acuerdo a la experiencia del encargado.

Los desoves ocurren durante la noche, las hembras que ya desovaron deben ser sacadas y llevada a los tanques donde están las hembras no fecundadas. En la mañana se deben limpiar y traspasar los huevecillos a bolsas de plástico infladas con oxígeno para llevarlos al laboratorio. Para limpiarlos se usan las cubetas con red de malla de 200 y 500 μ tomando en cuenta que los huevecillos pasan por la de 500, pero no por la de 200. Hay que lavar perfectamente el tanque porque hay huevecillos que quedan pegados en las paredes. Los huevecillos y reproductores deben ser llevados lo más rápidamente y con el mayor cuidado posible al laboratorio para ponerlos en los tanques de eclosión y canales de maduración respectivamente.

Aunque el agua que se usa en el laboratorio debe ser oceánica, pudiera haber diferencias en las características del agua de este con la del transporte de los huevecillos y reproductores, por lo que se recomienda hacer una pequeña adaptación cambiando el agua de las bolsas y tinas por la del laboratorio poco a poco y durante un tiempo que generalmente no excede los 15 minutos.

Está en estudio el cultivo de reproductores procurando seleccionar hembras provenientes de madres muy prolíficas, sin embargo no se han podido obtener buenos resultados en cuanto a la cantidad de huevecillos por desove de hembras nacidas en cautiverio.

Existen varios aspectos desde el punto de vista biológico para lograr la maduración y reproducción en cautiverio, tales como proporción sexual, biomasa por unidad de área; control ambiental como intensidad de la luz y fotoperíodo, salinidad y temperatura, nutrición y finalmente requerimientos

nutricionales, algunos de los cuales se pueden lograr practicando la ablación o extirpación ocular unilateral.

Lo más común es tener a los reproductores en una relación sexual del 1:1 y una densidad de seis reproductores por m².

La conveniencia o no de realizar la ablación ocular dependerá de si se tiene un barco, y por lo tanto la facilidad de ir por los reproductores. Esto porque si bien la ablación es muy útil para lograr la maduración, reduce la vida de los reproductores. En las especies *P. vannamei* y *p. stylostris* ya se ha logrado por parte del CICTUS la maduración sin ablación, sin embargo los principales laboratorios de Ecuador y Panamá la usan porque es la forma en que mejores resultados obtienen.

En cuanto a la dieta, lo más común es el uso del calamar combinado con alimento balanceado. En Panamá se utiliza además el poliqueto, un gusano largo que habita en las playas de centroamérica, con tan buenos resultados que se exporta con mucho éxito a Ecuador. Quizá esta variación en la dieta cause en parte la diferencia en cuanto a los huevos por desove reportados entre estos países y el CICTUS y las cooperativas con laboratorio en México. Mientras aquellos reportan de 200,000 a 800,000 huevecillos por desove, aquí mencionan de 40,000 a 200,000. (18) (19)

La ablación suele realizarse 10 a 15 días después del arribo de los reproductores para darles tiempo de adaptarse al nuevo medio ambiente antes de someterlos a un nuevo factor de "stress",

Cada noche se selecciona a las hembras fecundadas y se les lleva a los tanques de desove. Estos deben de haber sido preparados desde horas antes. Hay que desinfectarlos lavándolos con cloro al 5% y enjuagarlos perfectamente. En caso de que existan metales pesados en el agua, ésta se puede

tratar con EDTA a razón de 10 miligramos por litro. Los tanques deben poder taparse para evitar la entrada de luz. El manejo es el mismo que en el barco, con la diferencia de que las hembras que desovaron se pasan directamente al tanque de maduración.

Antes de poner los huevecillos en el tanque de eclosión, se deben de muestrear con el fin de ver qué porcentaje de huevos son viables. La muestra se revisa al microscopio. El signo más importante para reconocer un huevo bueno es la integridad de la doble membrana que lo rodea. Como parámetro para aceptar como bueno un desove, el CICTUS menciona un 30% de huevos buenos por desove, CANASA menciona el 40%. Es importante saber la cantidad aproximada de huevecillos buenos para distribuirlos en los tanques de eclosión. Si pensamos en 50 a 80 larvas por litro en el tanque de cultivo larvario, conociendo el volumen de éste, sabiendo el número de huevecillos por desove y considerando en que conviene, para facilitar el manejo, usar un tanque de eclosión por cada tanque de cultivo larvario para poder transferirlo íntegro, entonces se tendrán los elementos para saber si se pone un desove completo, se mezclan dos, etc. en el tanque de eclosión. Este debe ser preparado con las mismas características que el de desove. Los huevecillos eclosionan 12 a 15 horas después del desove.

4.2.3. Cultivo Larvario.

Como se mencionó en el capítulo sobre biología, el primer estadio larval, nauplio no necesita de alimentación ya que toma los nutrientes que necesita de su propio vitelo, la duración de esta etapa es de aproximadamente 40 horas. Los nauplios permanecen en los tanques de eclosión hasta aproximadamente 20 horas después de eclosionar (32 horas después del desove) que corresponde con el cuarto subestadio según la clasificación que usan los productores de centro y sudamérica (N IV) y con el quinto de acuerdo a la que usa el

CICTUS (N V) y entonces son transferidos a los tanques de cultivo larvario. Para colectarlos se cubre el tanque con un plástico negro y se coloca una fuente de luz para reunir a los nauplios gracias a su fototropismo positivo, cuando se han reunido se colectan por medio de un sifón, vertiéndolos en cubetas, de donde, una vez finalizada la colecta, se toman muestras para cuantificarlos y observarlos al microscopio antes de transferirlos a los tanques de cultivo larvario donde va a transcurrir el resto de su desarrollo larvario. En este proceso se debe procurar que la temperatura del agua del tanque de desove de la cubeta de cosecha y del tanque de cultivo larvario sea la misma o que por lo menos no difiera en más de un grado.

El conteo de los nauplios se realiza tomando una muestra de volumen conocido, contandolos y extrapolando la cuenta al volumen total.

Antes de pasar las larvas a los tanques de cultivo larvario, estos tienen que haber sido lavados y preparados. Hay que llenarlos con agua de mar y agregar cloro al 5% a una concentración de 150 ppm durante 12 horas, vaciarlos y enjuagarlos completamente, las piedras aireadoras también deben lavarse en una solución con cloro, después se llena el tanque hasta la mitad y se colocan las piedras aireadoras asegurando así la oxigenación y el que el alga, cuando sea añadida, se encuentre en suspensión.

En caso de que se vaya a hacer el cultivo tipo japonés, el tanque se fertiliza. Si va a ser tipo Galveston no se hace así ya que el alga se suplementa conforme la van consumiendo las larvas y el cultivo se hace aparte. Lo más común es la combinación de ambas en la que según el CICTUS se hace el cultivo de alga aparte y se fertiliza para provocar su crecimiento también en el tanque de cultivo larvario y agregar solo en caso de que vaya haciendo falta. Según CANASA, el tanque de cultivo larvario no se fertiliza pero si

se le proporciona luz para lograr cierto crecimiento del fitoplancton administrado. (20)

El cultivo de algas se realiza porque es el alimento óptimo para el estadio larvario de protozoa. Según el método del CICTUS se adiciona el agua desde antes de traspasar los nauplios y según CANASA, cuando los nauplios están en el último subestadio, ya que la presencia de alimento al parecer ayuda a acelerar el paso de nauplio a protozoa.

Los géneros de microalgas más usados en el desarrollo larvario del camarón son *Chaetoceros sp* y *Skeletonema sp*. Para cultivarlas, lo primero es contar con la cepa, la cual se puede comprar u obtener de un cultivo. Es común que se realice esto último, por el alto costo de las cepas. Si el cultivo no es puro, se puede aislar en un medio sólido de Agar-agar 36 gr/l en cajas de petri.

El alga *Skeletonema costatum* es una especie marina pequeña de distribución muy amplia en todo el mundo. Se ha reportado que ésta, es más productiva que otras especies utilizadas en acuicultura.

Además de tener un buen crecimiento, ésta especie tiene un tamaño aceptable (20μ) para que las larvas de camarón puedan deglutirla; es de flora pelágica y de movimientos suaves; de fácil digestión, altamente nutritiva y finalmente su técnica de cultivo y la preparación de los medios es ampliamente conocida y fácil de aplicar.

Existen varios medios de cultivo utilizados con éxito para el cultivo de *Skeletonema*, la bibliografía al respecto es abundante por lo que no es necesario describirlos, lo importante es que con ellos se trata de aportar los nutrientes necesarios para el crecimiento óptimo del alga.

Las siguientes observaciones son fundamentales para tener éxito en el cultivo:

Todos los medios ya preparados, desde cajas de petri hasta matraces deben esterilizarse. Los garrafones, tinas y bolsas deben lavarse antes de usarse con HCl. Los pisos y tuberías con cloro. Es muy importante mantener el área siempre limpia.

Para poder crecer, el agua debe mantenerse siempre en suspensión, por lo tanto los matraces deben agitarse con la mano tan frecuentemente como sea posible. El alga en los garrafones y tinas o bolsas, se mantienen en suspensión por burbujeo de aire.

Si se inyecta CO₂ en el aire el crecimiento es mejor, además de que esto ayuda a mantener el pH.

El agua que se utiliza en el cultivo debe ser sedimentada, filtrada a 1 micra o menos, tratada con cloro y E.D.T.A. y esterizada con rayos ultravioleta.

Los mejores rendimientos utilizando algas del género *Skeletonema* y *Chaetóceros* son con rango de salinidad de 25 a 30‰.

Para cultivar el alga, se van logrando altas concentraciones en volúmenes cada vez más grandes de manera de que se logre una concentración final alta en las tinas o bolsas.

Primero se logra en los matraces con 500 ml. una concentración de 6×10^6 células/ml, en la que se considera que llegó el crecimiento al máximo en ese volumen, después estos se inoculan en garrafones de 16 litros (2 matraces por cada garrafón). Los garrafones alcanzan 6×10^6 células/ml en unos 4 días, momento en que se deben inocular los tanques en una concentración de 1:10. Estos alcanzarán la misma concentración de algas en 4 días. Si el alga no es utilizada la concentración a partir de esta tenderá a bajar, por lo que se tendrá que desechar el cultivo e iniciar otro. (13)

Para alimentar los tanques de cultivo larvario, es necesario saber cuantas células por ml tiene nuestro cultivo de algas y cuantas tiene el cultivo larvario. Para esto, se toma una muestra del agua de ambos lados y se cuenta con un microscopio y un hemocímetro. Si por ejemplo no se quiere que el tanque baje de cierta concentración, es necesario saber cuantos litros de cultivo de algas agregar. Se debe hacer el recuento de alga cada seis horas para saber si la concentración es la correcta. El alga no se suministra tomando en cuenta el número de larvas, sino tomando en cuenta el volumen ya que lo que se pretende es poner el alimento a disposición evitando que las larvas lo tengan que buscar. Para esto se maneja un mínimo de 5×10^4 cel/ml en el tanque de cultivo larvario.

Aproximadamente al séptimo día después del desove el camarón pasa del subestadio protozoa III a mysis. En este momento se descontinúa el cultivo del alga y se inicia la alimentación a base de Artemia salina procurando mantener una concentración de 2 nauplios de Artemia por mililitro de agua de cultivo.

La *Artemia* es un pequeño crustáceo que apenas alcanza los 15 a 17 mm de talla máxima y que, a través de notables adaptaciones fisiológicas, no sólo soporta los extremos de salinidad de las salinas (que oscilan entre 35 y 180 gramos por litro), sino que crece y se reproduce en abundancia.

La *Artemia* se ha convertido en esta fase de la camaronicultura en el alimento por excelencia. Este organismo se reproduce a través de una de dos maneras. Bajo condiciones favorables, produce crías o nauplios libre nadadores que miden aproximadamente 0.4 mm. sin embargo, en condiciones adversas, las hembras depositan huevecillos llamados "quistes". Estos contienen embriones parcialmente desarrollados, los cuales son extremadamente resistentes a

cambios en el ambiente y, en efecto, se acumulan en grandes cantidades en las orillas de las salinas donde se deshidratan por el alto contenido de sal y pueden ser fácilmente cosechados. Es en esta forma que la *Artemia* es de gran atractivo para los acuacultores. Mientras que se procesen rápida y adecuadamente, almacenándose secos y al vacío, los quistes pueden guardarse indefinidamente. Cuando se requieren los nauplios para usarlos como alimento, estos son fácilmente eclosionados después de rehidratarlos en agua marina durante 24-48 horas.

El nauplio de la *Artemia* es muy codiciado por otras múltiples cualidades de importancia para la cría de larvas de camarón. Al nacer, su locomoción, que depende de un sólo par de apéndices les proporciona un movimiento natatorio errático un tanto débil que resulta un atractivo visual para las larvas del camarón. El tamaño del nauplio es también adecuado (alrededor de 0.5mm) para el tamaño de la boca de las larvas en estadios desde protozoa-III. También, dado que la *Artemia* tiene un exoesqueleto relativamente delgado, es fácilmente digerida y su composición de nutrientes esenciales es adecuado para el desarrollo del camarón.

Los quistes de artemia son explotados industrialmente, por lo que pueden ser comprados empacados en latas al vacío. Existen distintas marcas con diferentes calidades y diversos precios.

Se colocan en los tanques de cultivo de *Artemia*, lo ideal es descapsularlos utilizando una solución de hipoclorito de sodio o de calcio para disolver químicamente las capas que cubren a los embriones. Esta técnica no sólo agiliza la preparación del alimento, sino que también esteriliza el material y promueve un incremento en el porcentaje de eclosión.

La ración de *Artemia* se controla por medio del mantenimiento de una concentración constante de nauplios.

Esta concentración generalmente debe oscilar entre 2 y 5 nauplios/ml y se revisa una o dos veces al día dependiendo de la etapa de desarrollo. Es conveniente deducir cuantos nauplios de artemia come cada larva al día, según el subestadio en que se encuentre para así programar la cantidad de quistes que se van a emplear para mantener la concentración. Para esto, se debe tomar en cuenta la calidad del producto que se esté usando, para hacer los cálculos tomando en cuenta el porcentaje de eclosión esperado. (1)

Debido a los riesgos que representa proporcionar alimento vivo, se está creando una nueva industria que se encarga de producir alimento inerte. Hasta ahora, no se ha logrado que este substituya 100% al alimento vivo ya que a nivel de experimentación no se han conseguido buenas tazas de sobrevivencia hasta PL5 (postlarva 5) utilizando únicamente alimento inerte. Pero éste se usa ya como complemento del alimento vivo con muy buenos resultados.

El reto para los fabricantes de este tipo de alimento es lograr una micropartícula o una microcápsula capaz de mantenerse en suspensión sin deshacerse durante largos períodos de tiempo. Los resultados van siendo cada vez mejores por lo que es posible que en poco tiempo no sea necesario realizar cultivos de microalgas y artemia para cultivar larvas de camarón.

Durante el desarrollo del cultivo larvario es necesario revisarlo dos veces al día, para lo cual se toman muestras de cada tanque en vasos de precipitado generalmente de 250 ml. Los datos que se registran de cada muestra son: estadio larvario y número de larvas, cantidad de alimento, parámetros fisicoquímicos y cualquier otra observación que se crea necesaria. Es muy importante estar al tanto de los cambios morfológicos de las larvas para así saber qué labores es necesario realizar. Además, cada 6 y 8 horas se deben revisar la temperatura, el oxígeno disuelto y el pH.

El décimo día aproximadamente se da el cambio a postlarva. A partir de aquí, cada día se le añade un número a las postlarvas para indicar su edad; de esta forma una postlarva en su primer día se denomina postlarva 1 (pl 1), en el segundo pl 2 y así sucesivamente.

4.2.4. Enfermedades.

Se incluye este tema en este capítulo debido a la importancia que ha ido cobrando en la industria del cultivo larvario de camarón, ya que no es común tener problemas de este tipo en la engorda y preengorda del sistema semi-intensivo y si se tuvieran sería imposible resolverlos por la gran extensión y cantidad de agua que este utiliza.

Debido a las altas densidades de cultivo que se manejan en el cultivo larvario, así como al comercio de cepas de microalgas y reproductores, la aparición y distribución de diferentes enfermedades ha ido aumentando conforme esta práctica ha ido difundiéndose por todo el mundo.

Existen diferentes factores que predisponen a la aparición de enfermedades infecciosas, como cambios en el medio ambiente y sobrepoblación, las cuales pueden ser prevenidas con un buen manejo de los tanques de cultivo.

A continuación se mencionan los agentes que más comúnmente aparecen como causantes de enfermedades de larvas de camarón.

Hongos.

Las micosis informadas como causantes de mortalidad en larvas de camarón peneido, son de los géneros *Lagenidium* y *Sirospidium*. La infección por el primero puede provocar una mortalidad de 100% en 12 horas si no se toman medidas inmediatas

Se han informado varios tratamientos para el control de hongos, siendo dos sustancias químicas las que mejores resultados han tenido. Una es el oxalato de verde malaquita a una concentración de 0.01 ppm. Para prevenirlos se pasa el agua de mar por luz ultravioleta para asegurar la ausencia de zoosporas.

Virus.

A últimas fechas, las enfermedades virales se han ido convirtiéndolo en el más terrible enemigo del cultivo larvario. Tanto, que por esta causa se ha abandonado en Hawaii el cultivo de *Panaeus japonicus*.

Las cuatro enfermedades virales más importantes, las especies que afectan y los lugares en que han sido informadas son los siguientes:

VIRUS	CAMARON	SITIO
1. <u>Baculovirus penaei</u> (BP)	<u>P. duorarum</u> , <u>P. setiferus</u> , <u>P. aztecus</u> , <u>P. yannamei</u> , <u>P. stylostris</u>	Florida, Texas, Ecuador, Hawaii, Centro América.
2. Infectious hypodermal and hemaropietic necrosis virus (IHNV)	<u>P. stylostris</u> , <u>P. yannamei</u> , <u>P. monodon</u>	Centro América, Ecuador, Asia, Golfo de México, Hawaii.
3. <u>Monodon baculovirus</u> (MBV)	<u>P. monodon</u>	Asia.
4. Baculoviral midgut gland necrosis virus (BMNV)		

No se ha informado tratamiento para estas enfermedades virales. La única manera de controlarlas consiste en eliminar a los animales afectados. Bajar la densidad de cultivo algunas veces disminuye la mortalidad.

Los virus BP y MBV, pueden ser detectados por observación de cuerpos de inclusión en hepatopancreas de camarones sintomáticos. Los otros dos virus (IHNV y BMNV) sólo se pueden detectar por medio del aislamiento en cultivo de tejidos.

Bacterias.

Por lo general las bacterias no se presentan como agente primario de la enfermedad, sin embargo es frecuente que produzcan infecciones secundarias aprovechando la acción de algún otro agente etiológico o por estrés producido por malas condiciones medioambientales.

Para prevenir este tipo de infecciones, algunos productores agregan con fines preventivos antibióticos al agua de cultivo, situación que los puede ir llevando a seleccionar cepas resistentes. Lo mejor es adherirse estrictamente a medidas sanitarias antes y durante el desarrollo del cultivo larvario y tener bajo control las características del agua de cultivo.

4.3. Transporte de Postlarvas.

Esta labor depende de la procedencia de las postlarvas, del medio de transporte (tinas o bolsas), de la distancia a recorrer y del criterio del productor.

En caso de que la fuente de postlarvas esté junto a la granja, el transporte se hace en tinas de 1 m³ de capacidad con una densidad de hasta Un millón pl/m³.

Si el viaje es largo, algunos productores proporcionan alimento microencapsulado o vivo (artemia), en cambio otros les bajan la temperatura del agua a 19°C para reducir su metabolismo de manera de que no necesiten alimento y no produzcan metabolitos que puedan intoxicarlas.

En todos los casos es necesario usar aireadores o incluso tanques de oxígeno con piedras difusoras para mantener el medio ambiente saturado de oxígeno. Algunos laboratorios las "empacan" en bolsas que llenan a la mitad y luego inflan con oxígeno y sellan.

La densidad recomendada es de 500 a 800 organismos por litro, dependiendo de la longitud del viaje y condiciones del transporte.

Es importante medir cada 40 ó 45 minutos el oxígeno y la temperatura a la que están las postlarvas para evitar mortalidad o debilidad en los organismos. Así mismo, se debe llenar un registro con estos datos que debe ser entregado al encargado de la pre-engorda o a quien reciba las postlarvas para que en caso de que existan problemas posteriores se tengan mayores datos.

Generalmente las postlarvas se trasladan del laboratorio a la preengorda cuando llegan a pl 5, porque mantenerlas en el laboratorio sale caro, sobre todo si se quiere usar los tanques de cultivo para obtener dos cosechas al mes y por otro lado, ya son lo suficientemente resistentes para soportar el traslado.

5. PREENGORDA.

A continuación se describe el sistema semi intensivo, incluyendo pre-engorda y engorda, desde el punto de vista de France Acuaculture.

5.1. Preparación de los Estanques.

Debido a la necesidad de aprovechar el tiempo al máximo, la mayoría de los productores descuidan este punto, lo que los va llevando a tener cada vez una menor producción ya que por la naturaleza de este método de cultivo es muy importante mantener las características en nuestros estanques para así ofrecer a los camarones un medio ambiente adecuado para su desarrollo y libre de competidores y predadores.

Después de terminada la cosecha, se deben cerrar las compuertas de entrada y salida del estanque lo más herméticamente posible.

A continuación, se puede hacer un análisis de su composición para tomarlo como referencia cuando fertilicemos en el próximo ciclo.

Para calcular el pH, basta con poner la muestra dos o tres días en agua destilada y después medir con papel indicador.

El grado de reducción anaeróbica del suelo se determina por medio de la observación del color y olor de este.

Si el pH es ácido debemos lavar el fondo del estanque y si existe reducción lo solucionaremos removiendo para oxigenarlo.

A continuación, se debe secar el suelo, es decir eliminar lo más posible el agua que haya quedado atrapada después de la cosecha, para lo cual se pueden poner bombas y guiar el agua hacia éstas por medio de pequeños canales.

En caso de que el suelo tenga una buena cantidad de materia orgánica, conviene removerlo. Solo se debe dejar de realizar esta labor si es pobre en este sentido. Esto se puede hacer con cualquier tipo de arado o máquina para labrar. En este momento se puede además, revisar que la pendiente del estanque sea la adecuada para que desagüe perfectamente en la próxima cosecha y si es necesario nivelarlo.

Si por lluvias o cualquier otro factor no se puede desaguar el estanque, será imposible labrar el suelo. Pero el problema mayor será el de eliminar los predadores y competidores, para lo cual se usa generalmente la rotenona líquida, a una concentración del 5% y a razón de 15 ml/m³. La razón del uso de este compuesto químico es la gran resistencia que tienen los camarones a altas concentraciones a diferencia de otros organismos. Por su alto precio se debe reducir la cantidad de agua lo más posible.

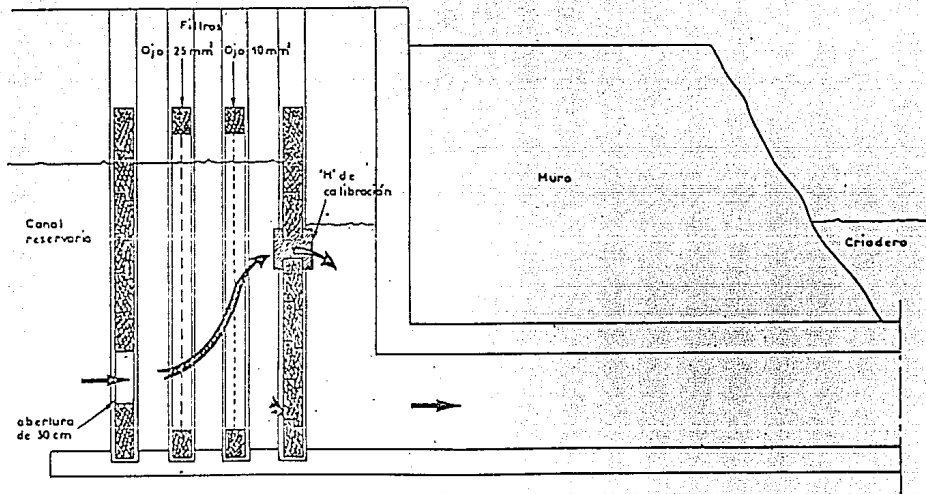
Es aconsejable lavar el estanque cuando no se ha labrado el suelo, en caso de pH ácido o cuando se ha recurrido a un agente químico (como la rotenona). Para esto, se cubre el estanque con una delgada capa de agua y se vacía, pudiéndose realizar esta faena varias veces.

Antes de llenar el estanque, se deben tener listas las estructuras de control que se encuentran tanto en la entrada como en la salida, deben estar ordenadas para hacer el recambio de agua lo más eficiente posible, permitiendo que se renueven los estratos que tienden a formarse en la columna de agua (Figuras 7 y 8).

Antes de la entrada deben colocarse dos filtros con una malla de 1 y 5 mm respectivamente y antes de las salidas otros dos con malla de 1 mm para evitar que entren depredadores y salgan los camarones.

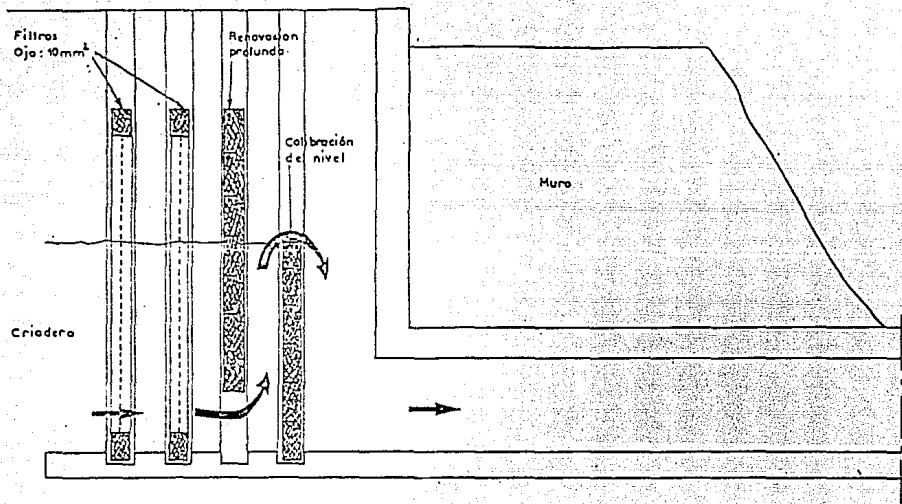
Debido al declive del estanque, no se cubren de agua todas sus partes simultaneamente. Para tener un control del llenado del estanque, se puede poner una escala métrica en la compuerta de salida, coincidiendo el cero, con el nivel del agua cuando se haya cubierto aproximadamente el 70% del estanque.

FIGURA NUMERO 7



SECCION LONGITUDINAL DE UNA COMPUERTA DE ENTRADA

FIGURA NUMERO 8



SECCION LONGITUDINAL DE UNA COMPUERTA DE SALIDA

Para que el estanque esté en las condiciones deseadas en el momento de la siembra, conviene llenarlo por lo menos una semana antes.

El combinar la productividad fitoplanctónica del estanque con la adición de alimento balanceado para alcanzar un equilibrio de rendimiento y rentabilidad es una de las características principales de este sistema.

Para estimular el crecimiento de fitoplancton, es necesario hacer un aporte de nutrientes, para lo cual se efectúan dos tipos de fertilización. La inicial para originar la proliferación de microalgas y la de mantenimiento para tener una cantidad constante de estas durante el cultivo.

En el caso de la pre-engorda, debido a que no es posible renovar el agua en los primeros 10 ó 15 días de cultivo por el tamaño tan pequeño de las postlarvas, el hacer una fertilización inicial no se recomienda. La de mantenimiento debe hacerse tomando en cuenta la turbidez y la cuenta de células/mililitro que tenga el agua del estanque. Un ejemplo de una dosis de fertilización para la pre-engorda es la siguiente: 5 kg/Ha Urea Urea (46%) y 1 kg/Ha de superfosfatotriple (39%P₂O₅), que se aplica en el transcurso de 3 días. La dosis diaria puede administrarse dividida por medio de un recipiente colocado encima de la compuerta de entrada, vertiéndola paulatinamente durante el transcurso de la mañana.

5. 2. Adaptación y Siembra.

Debido al stress que puede ser causado a los organismos al ser transferidos de un medio ambiente a otro diferente, antes de sembrar las postlarvas a los estanques tenemos que proceder a la adaptación, que consiste en igualar gradualmente y hasta donde sea posible los parámetros físicoquímicos del agua en que vienen transportadas con los del estanque al que van a ser

transferidas para evitar una alta mortalidad posterior a la siembra.

Los criterios y formas de adaptación y conteo de organismos vivos varían de acuerdo a la fuente y también de acuerdo a la diferencia de medios con los que se cuente.

Lo más recomendable, es hacer la adaptación antes del conteo debido a que se pueden considerar los organismos que murieron durante la misma. Para esto, es necesario contar con tinas de alimentación, mangueras, etc., (ver dibujo), material que no siempre se tiene en las granjas que existen en México, en cuyo caso se tendría que calcular el número de animales antes de aclimatarlos. Esto es más difícil si aparte vienen en bolsas. El sistema en general consiste en, previa estimación del volumen de agua, y tomando en cuenta que las postlarvas tienden a distribuirse en toda la columna de agua, coger una muestra de volumen conocido, numerarla y extrapolar la cifra al volumen completo que estemos manejando.

También en este último caso (el de que vengan en bolsas), para aclimatarlos podemos sumergir la bolsa en el estanque, evitando que el agua se mezcle, buscando con esto que la temperatura se iguale gradualmente. Cabe recalcar que la temperatura es el factor más determinante en la adaptación de las postlarvas al ser transferidas, además de que cuando viajan durante muchos kilómetros es conveniente disminuir la temperatura del agua para así bajar su metabolismo y reducir la cantidad de desechos orgánicos que pueden ser tóxicos.

Si las postlarvas provienen de un laboratorio, lo mejor es que ahí se realice la adaptación a la salinidad, cambiando gradualmente ésta en los estanques de cultivo larvario. Por otro lado, si la aclimatación se hace en el estanque y tenemos los medios necesarios, lo recomendable es cambiar la temperatura a razón de $1.5^{\circ}\text{C}/\text{hora}$, cuidando sobre todo los aumentos de temperatura.

Cuando las postlarvas son transportadas en tinas y no contamos con una de aclimatación, ésta se realiza cambiando gradualmente el agua de la tina por la del estanque, lo cual se puede realizar con cubetas o mangueras.

La manera ideal de hacerlo es con una tina de adaptación y una reservorio, de manera que pongamos a las postlarvas en la tina de aclimatación con el agua en que venían transportadas y agua del estanque en el tanque reservorio. (Figura 9).

Paulatinamente se va dejando salir agua del tanque de aclimatación y se va dejando entrar la del reservorio, la graduación de la entrada y salida depende de la diferencia de condiciones tomando en cuenta que el cambio no debe ser mayor a 1,5°C/hora de temperatura y entre 2 y 3 ‰ de salinidad.

Debido a que las microalgas se desarrollan durante el día, provocan un aumento del pH, por lo que se recomienda sembrar en la tarde, hay que revisar el pH antes de sembrar. Por esta misma razón, si el agua es rica en nutrientes es preferible no fertilizar durante el llenado.

Para ayudar a una rápida recuperación de las postlarvas debemos poner a disposición de ellas alimento, proporcionándolo poco antes o inmediatamente después de la siembra. Si la adaptación es tardada, se puede administrar microencapsulado o artemia a la tina de adaptación.

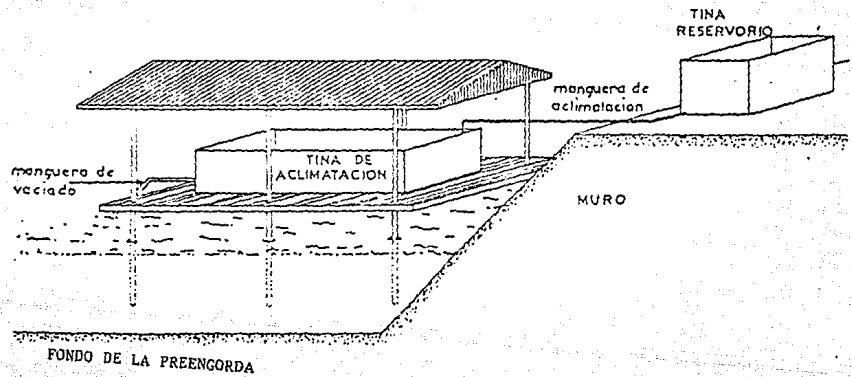
5.3. Seguimiento de la Preengorda.

Cambio de Filtros.

Durante los 10 días posteriores a la siembra no se debe renovar el agua porque por su pequeño tamaño las postlarvas pueden adherirse en los filtros. Esta es la razón por la que hay que llenar sólo hasta 50 cm el estanque. Por un lado la biomasa es tan pequeña que no se necesita mucha agua y las

FIGURA NUMERO 9

UBICACION DE LA TINA DE ACLIMATACION



(1) FONDEPESCA (1988).

características de ésta se van a mantener prácticamente sin cambios si todo transcurre normalmente. Además, si se tiene algún problema, todavía existe la posibilidad de llenar el estanque sin tener que cambiar el agua. Después de 10 días, se sube el nivel hasta 80 cm y se hace una renovación superficial.

Después de 20 días, se pueden cambiar los filtros de salida por unos de abertura de 3 mm^2 para evitar que se tapen. Los de entrada se dejan de 1 mm^3 porque su función es la de evitar la entrada de predadores y competidores.

Parámetros del Agua.

Se deben medir la temperatura y el oxígeno al amanecer y estos mismos, mas la salinidad y turbidez en la tarde. Se hace así ya que durante la noche el fitoplancton utiliza oxígeno para respiración, por lo que en la madrugada el nivel de este se encuentra en su punto mas bajo además es la hora en qque la temperatura también está mas baja. Se deben volver a medir en la tarde porque es cuando están más altas, con lo que se obtendrá el rango en el fluctuan.

La turbidez y la salinidad se miden en la tarde porque para hacerlo necesitamos luz.

Es importante recalcar que el éxito dependerá en su mayor parte de que se mantengan las condiciones del agua dentro de los rangos de aceptación del camarón, por lo que esta labor no debe de dejar de hacerse por ningún motivo. La mayoría de las actividades a realizar (aumentar el recambio, alimentar, no hacerlo, fertilizar o no, etc.) dependerá de estos valores.

Para saber el crecimiento de los camarones, se debe hacer un muestreo semanal, a partir de los 20 días después de la siembra, ya que antes de este tiempo los juveniles todavía son muy pequeños.

Para realizarlo, se pasa el chayo por unos veinte metros aproximadamente, los juveniles atrapados se pesan en una balanza y se cuentan para poder calcular el peso individual aproximado, se recomienda hacerlo en tres puntos diferentes de cada estanque de pre-engorda (1 hectárea).

Cuando se realicen estos muestreos se puede aprovechar para revisar su estado y calcular la sobrevivencia, ya que está relacionada directamente con el crecimiento. Se menciona en la literatura, por ejemplo, que si se considera una siembra de 100 postlarvas de *P. vannamei* por m² y una sobrevivencia de 70%, el peso será alrededor de 0.5 g. a los 30 días, 1 g. a los 45 días o 1.5 g. a los 60 días.

Para complementar el alimento que constituye el plancton que crece debido a la fertilización del estanque, se adiciona alimento balanceado, con lo cual el crecimiento de los juveniles será más rápido.

Aún cuando la formulación del balanceo varía según la materia prima del país o región, varios autores coinciden en que debe tener un mínimo de 35% de proteína. El pelet, para poder ser consumido por los camarones en esta etapa, debe ser de menos de 1 cm. de largo.

No es necesario alimentar los primeros días. Se recomienda hacerlo cuando los juveniles han alcanzado aproximadamente 0.2 g. de peso. La cantidad de balanceado a suministrar varía según la fuente que se consulte, el rango va del 50 al 20% de la biomasa durante las primeras dos semanas, coincidiendo más o menos en un 10% de la biomasa hasta la cosecha de los juveniles.

Es importante mencionar que estos criterios de alimentación dependen de que la turbidez se encuentre entre los 30 y 40 cm. en la lectura del disco Secchi. (11) (17)

5.4 Transferencia de los juveniles a la Engorda.

En el Estado de Sonora, la mayoría de la producción se basa en postlarvas provenientes del medio natural. El hecho de que no se puedan atrapar todas las postlarvas juntas en una sola "arribasón", sino que se tenga que recurrir a varias, provoca que tengamos postlarvas de diferentes edades. Si se ponen unas más grandes con otras más chicas, estas últimas servirán de alimento para las primeras. Por eso, generalmente no se usan las preengordas como tales, sino como engordas directamente y por lo tanto no hay transferencia. El hecho de sembrar las PI en todos los estanques para poder repartirlas lo mejor posible "por edades", propicia una completa falta de control sobre los organismos porque están en un volumen de agua demasiado grande para poder siquiera observarlos. Es por esto que se necesitan laboratorios suficientes para cubrir la demanda de las granjas camaroneras.

El traspaso de juveniles de la preengorda generalmente se hace cuando estos alcanzan un peso de 0.5-1 g. (30 a 40 días según la densidad). Esto es porque todavía no se alcanza una biomasa crítica en la preengorda que ponga en peligro las condiciones óptimas del estanque para su sustento. Además, a este peso y edad los juveniles son más resistentes que cuando son más grandes y sería absurdo pasarlos más chicos porque se perdería la intención de usar la preengorda (mayor control sobre nuestro sistemas por tener mayor volumen de agua).

Se cosecha a través de las compuertas de salida, colocando en estas una bolsa de colecta sobre la que se acomoda una canasta o un contenedor con aereación portátil para recibir a los camarones. Se recomienda realizar la cosecha preferentemente en la noche o en la madrugada, con temperaturas por abajo de los 26 grados C. a una temperatura mayor existe una alta probabilidad de que se presenten altas mortalidades. Se debe verificar al mismo tiempo, los niveles de oxígeno y temperatura

en el estanque de engorda a donde los juveniles seran trasladados.

La sincronía y eficacia de las maniobras de cosecha son las que pueden evitar que se presente una alta mortalidad de los juveniles. Junto a la bolsa y a la canasta se debe tener una báscula para pesar a los que van saliendo. Por cada 45 kilogramos, se debe tomar una muestra, contarla y así deducir el peso promedio y número de animales. (si tal cantidad pesa tanto, cuantos hay en 45 kilogramos).

Despues de esto, se transportan a la engorda, ya sea en transportadores con oxígeno (si está lejos) o en gavetas (si está a 100 metros o menos). La siembra debe hacerse lentamente, teniendo cuidado de que los juveniles se distribuyan homoganeamente. (11) (17)

6. ENGORDA.

6.1 Preparación de los Estanques.

La preparación de los estanque de engorda, se hace con las mismas características que la preengorda en cuanto a aislamiento, análisis del suelo, secado y lavado.

En cuanto a los filtros, estos deben ser con una malla más grande; en la compuerta de entrada se coloca uno con malla de 10 mm² y hacia el canal reservorio otro con 25 mm², el primero puede ser quitado cuando los camarones pesen 5 gramos. Las tablas de la compuerta de entrada deben ser colocadas de forma que el agua que entre, venga de la parte superficial del estanque reservorio, para que la renovación sea con el agua más limpia.

En la compuerta de salida, se coloca un filtro con una malla de 10 mm². A diferencia de la entrada, conviene que la renovación sea profunda para eliminar los desechos orgánicos y evitar la decomposición rápida del suelo.

La fertilización debe realizarse entre una y dos semanas antes del traspaso de los juveniles. Se debe hacer tomando en cuenta las características del suelo. Las dosis mencionadas para este sistema van de 7 a 16 Kg por hectarea de urea (45-0-0) y 2 a 7 Kg por hectarea de superfosfato triple (0-45-0).

Se dosifica en el estanque después de que este ha sido llenado hasta 10 ó 20 cm., se deja así dos días y luego se va llenando poco a poco hasta que alcance 80 cm. dos días antes de la siembra. En este punto el agua debe empezar a rebosar por la salida. (11) (17)

6.2. Seguimiento del estanque de engorda.

Para tomar las medidas necesarias que permitan tener en óptimas condiciones de crecimiento y mortalidad el cultivo, se

revisa por un lado, la calidad del agua y por el otro, el peso promedio aproximado y la cantidad de organismos que se tienen. Mientras nuestros conocimientos acerca de estos aspectos sean mayores, las decisiones serán mas acertadas para obtener un mayor rendimiento, con un menor índice de conversión alimenticia y por lo tanto menores costos.

Del agua se miden los siguientes parámetros:

Temperatura: El rango de temperatura en el cual pueden vivir los camarones va desde los 15° C a los 33° C, pero su crecimiento normal ocurre entre los 24 y 33° C por lo que debemos mantenerla en estos parámetros. En el caso del estado de Sonora, en invierno no se ha podido sembrar camarón porque la temperatura del agua desciende por debajo de los 20° C, situación a la que no se ha podido encontrar solución. En caso de que la temperatura suba por encima de los 33° C, se debe aumentar la renovación del agua, haciendo ésta superficial (arreglando las tablas de la compuerta de entrada), para evitar la estratificación del agua.

Oxígeno: Debido a que el fitoplancton que crece en nuestros estanques utiliza para obtener energía, la fotosíntesis, el nivel de oxígeno tiende a disminuir durante la noche, llegando a su nivel más bajo justo antes de amanecer, por lo que es importante que cuidemos a esta hora este parámetro.

La concentración de oxígeno empieza a ser letal para los camarones cuando baja de 3 partes por millón, por lo que en este caso, debemos de aumentar la renovación, no alimentar, no fertilizar, además de revisar el estado de los camarones. No se puede tomar una decisión definitiva sin antes revisar la turbidez. Es preciso aclarar que a menor temperatura, mayor concentración de oxígeno y viceversa.

Turbidez: Se mide cuando haya sol, usando el Disco de Secchi. La turbidez normal es la que nos permite una lectura de Secchi a

30 ó 40 cm de profundidad, una lectura menor a ésta, indica que el crecimiento de algas ha sido excesivo (lo que nos provocará una baja de oxígeno en las mañanas). La situación se vuelve crítica si la lectura baja de 25, en cuyo caso se debe aumentar la renovación, no alimentar y no fertilizar.

En caso de que la lectura sea mayor de 40 cm, se debe bajar la renovación y fertilizar para disminuir la conversión alimenticia y aumentar el crecimiento.

pH: El pH óptimo para los camarones es de neutro a un poco alcalino, siendo más crítico el pH ácido, lo cual nos indica descomposición del suelo por lo que habrá que hacer una renovación profunda del agua y si es posible tomar una muestra para análisis. Un pH tirando a neutro nos podría indicar que hay pocas algas, por lo que podría fertilizarse (previa medición de la turbidez). Si el pH sube de nueve, puede ser por un bloom de algas y aumento de amoníaco, por lo que se debe aumentar la renovación.

Salinidad: Las dos especies que se cultivan en el Océano Pacífico de México, tanto el camarón blanco (*Penaeus vannamei*), como el camarón azul (*Penaeus stylirostris*), crecen bajo condiciones diferentes en cuanto a salinidad se refiere. El camarón blanco habita preponderantemente en donde haya agua dulce (desembocaduras de ríos) y el azul donde hay mayor salinidad. Por esto, en Nayarit y Sinaloa, es mayor la cantidad de camarón blanco y en Sonora de camarón azul.

La literatura menciona para el camarón blanco una salinidad óptima de entre 15 y 20 partes por mil. El camarón azul crece mejor en una salinidad alrededor de la marina (35 partes por mil).

Sin embargo, en la práctica ocurren casos que no se apegan a lo que la literatura señala; en los muestreos efectuados en la cosecha del mes de noviembre de 1987 en la granja de la

cooperativa "Totoliboquí", el 10% aproximadamente correspondió a camarón blanco y el resto a camarón azul. Aunque no se tienen datos acerca de en qué proporción se sembraron, para saber cual de las dos especies tuvo mayor mortalidad, ésta es la proporción normal en esta zona. Cabe aclarar que se sembraron postlarvas del medio natural.

La sorpresa fue que el promedio de peso en gramos fue claramente mayor para el camarón blanco, siendo que la salinidad se mantuvo durante todo el cultivo en 45 partes por mil, concentración considerada letal para el camarón blanco y peligrosa para el camarón azul.

En 1988 en el estanque de la cooperativa "Corralitos", con una salinidad de 50 partes por mil y aún más, la mortalidad no fue elevada, pero si fue bajo el crecimiento. En este caso no se puede saber cómo se comportó el camarón blanco, porque el total fue azul, lo cual puede haber sido normal porque este estanque se encuentra entre el centro y el norte de Sonora donde prácticamente no hay camarón blanco.

En caso de que la salinidad suba (esto sucede en forma normal por la evaporación del agua), hay que aumentar la renovación, lo mismo se debe hacer si por causa de las lluvias baja mucho. Como el agua salada y la dulce tienen diferente densidad, en este caso la renovación debe ser superficial para evitar la estratificación.

Como se puede ver, los parámetros del agua se relacionan entre sí, de manera que si cambia uno, muy probablemente cambien otros. Además, cualquier medida que se tome afectará estos parámetros. Por ejemplo, si se aumenta la renovación por haber mucha salinidad, la concentración de algas bajará, por lo que probablemente se tenga que fertilizar.

FERTILIZACION DE MANTENIMIENTO

Despues de haber llevado a cabo la fertilización inicial, se observa la proliferación de algas. Esta se puede corroborar por medio de la medición al amanecer y al atardecer del oxígeno disuelto, ya que debido a la fotosíntesis durante el día y a la respiración durante la noche, los datos de nuestras dos mediciones se irán separando cada vez mas.

El nivel óptimo de oxígeno disuelto para tener en buen estado a los camarones es de 4-5 ppm en la mañana y 9-12 ppm en la tarde, con una turbidez de entre 30-40 cm a la lectura del disco de Secchi.

A partir de que el estanque se encuentre con estas características, el manejo consiste en controlar los parámetros para que permanezcan en los rangos adecuados, alternando la renovación y fertilización,

Aunque el mantenimiento de la cantidad de algas no solo depende del manejo (renovación), sino por ejemplo de las características del suelo, es común que la fertilización de mantenimiento se lleve a cabo cada dos semanas. De todas formas, es importante mencionar que no se debe hacer si se mantienen estables los parámetros del estanque (oxígeno disuelto y turbidez). Según las características del estanque, la dosis de fertilizante será de 2-5 Kg/Ha de urea (45-0-0) Y 1 A 2 Kg/Ha de superfosfato (0-45-0).

Nunca se debe fertilizar el estanque reservorio porque es la solución para cambiar el agua en caso de una proliferación excesiva de algas. (11) (17)

MUESTREOS.

Si los parámetros del estanque son los adecuados, las condiciones de los camarones deben ser óptimas y que por lo

tanto, la sobrevivencia y crecimiento en los estanques, se comportarán de acuerdo a las curvas teoricas ya establecidas o a las que de acuerdo a la experiencia se esperen.

Así, parte del éxito de la granja dependerá de que se sepan lo más exactamente posible estos datos, sobre todo desde el punto de vista de la cantidad de alimento balanceado que se va a proporcionar a los camarones, ya que este dependerá de la biomasa que exista en el estanque.

Para realizar esta labor se utiliza la atarraya (red circular de 2 metros de diametro). Es recomendable que la maneje una persona con experiencia para que la atarraya quede completamente abierta.

Para fijar los lugares de muestreo, se recomienda un mínimo de 25 por cada estanque de diez hectareas. Tomando en cuenta que el area de la atarraya es de 3.1416 metros, se debe extrapolar el número de camarones al area total del estanque.

Dentro de los sitios de muestreo que se establezcan habrá algunos en el perímetro, estos se pueden utilizar para pesar a los camarones y por lo tanto saber como se comporta su crecimiento. Se pueden pesar en grupos de diez, hasta completar diez grupos. Si se acaban los puntos de muestreo en las orillas antes de juntarlos, se puede seguir lanzando la atarraya en la orilla hasta completar el número. En este caso, lo que importa es el peso promedio de los camarones, por lo que hay que tomar el peso total y dividirlo entre el número de camarones que se hayan pesado. (11) (17)

RECAMBIO DE AGUA

Como se mencionó anteriormente, para tener un buen crecimiento y sobrevivencia de los camarones, es necesario mantener ciertos mínimos o máximos de los siguientes

factores: oxígeno disuelto, salinidad, amoníaco, temperatura y turbidez, los cuales además interactúan entre sí.

Para lograr esto, es necesario cambiar el agua en una cantidad relacionada con la biomasa existente y con las características del estanque, esa capacidad de recambio debe ser suficiente para resolver emergencias. Para lo mismo, es fundamental el buen diseño del estanque reservorio.

Las bombas deben tener la capacidad de cambiar de un 20 a un 25% del agua, aunque no se llegue nunca a la necesidad de utilizar toda su capacidad.

En términos generales, estando las características del estanque dentro de los rangos esperados, en función de la biomasa se recomienda hacerlo como sigue:

Biomasa g/m ²	% diario de recambio
2	0
2-10	2
10-20	4
20-40	6
40-60	8
60-80	12
80-100	15
100-120	20
120-140	25

Debido al diseño y posible acomodo de las estructuras de control, tanto en las compuertas de entrada como en las de salida, se puede hacer el recambio profundo o superficial.

Para la eliminación de desechos, se recomienda un recambio profundo.

En época de lluvias, se recomiendan ambos tipos para evitar la estratificación del agua.

Es importante recalcar, que en un gran número de casos en que granjas camarónicas no han tenido rendimiento esperados o no han podido solucionar grandes problemas, se debe en gran parte a no tener instalaciones de recambio de agua con capacidad o funcionalidad suficiente.

ALIMENTACION.

A diferencia de sistemas más extensivos, una de las características de este método es la de proporcionar alimento balanceado a los camarones, con lo que se logra mantener una mayor densidad de estos, obteniendo un buen crecimiento. Al ser el alimento el mayor costo de operación de la granja, debe ser manejado de una manera óptima, tomando en cuenta los muestreos de crecimiento y población y cuidando la productividad de algas.

La dosis diaria se calcula por porcentajes de la biomasa estimada. Este porcentaje va disminuyendo conforme los camarones crecen y se debe hacer un ajuste según los resultados de los muestreos.

En nuestro país, al no haber competencia entre empresas productoras de alimento balanceado para camarones, la calidad de éste es baja y su precio es alto, siendo difícil tener conversiones adecuadas.

Una tabla que indica como se dosifica el alimento en Ecuador puede ser la siguiente:

Peso de los camarones	% de biomasa a distribuir
1 g	20 %
3 g	15 %
5 g	5 - 10 %
8 g	3 - 5 %
12 g	2 - 4 %
Más de 12 g	2 - 3 %

Se da un 20 % la primera semana para poner el alimento a disposición de los juveniles.

El manejo varía de una granja camaronera a otra debido a la experiencia de los productos y características particulares de cada lugar.

Los muestreos semanales de población se comparan con una curva de sobrevivencia esperada que no varía mucho de una granja a otra. Considerando que no se tuvieron problemas, la curva puede ser así:

Semana	Mortalidad semanal en porcentaje	Población
0	0	100
1	7	93
2	5	88.4
3	4	84.3
4	3	82.6
5	2	80.8
6	1	79.8
7	1	79
-	1%	-

hasta la cosecha

El crecimiento de los camarones depende de la densidad que haya sido sembrada. La siguiente tabla indica crecimientos probables con diferentes densidades.

Densidad Sembrada Promedio (Juveniles/Ha) producción (g/semana)	Crecimiento Semanal (a los 140 días de
70,000	1.00
50,000	1.10
35,000	1.32
25,000	1.44

Se recomienda reducir la ración alimenticia con las siguientes alternativas en el cultivo:

Temperaturas demasiado bajas (24° C)

Temperaturas demasiado bajas (24° C)

Temperaturas demasiado altas (33° C).

Enfermedades.

Alteración de la calidad del agua (disminución de oxígeno disuelto, aumento de amoníaco, aumento de turbidez, etc.).

El alimento se reparte lo mejor posible desde una panga dos veces al día. En sistemas más intensivos que no se apoyan en la producción de algas se hace más veces al día, porque de esta manera se aprovecha mejor. En este sistema no se puede hacer lo anterior ya que debido al tamaño de la granja se tendría que estar alimentando todo el día.

Se puede ver que tanto se aprovecha el alimento por medio del buceo para observar si hay cantidad abundante de granulado en el fondo. Si se quiere saber si estamos dando poco alimento, se debe observar el tubo digestivo de los camarones en los muestreos, el cual puede estar lleno o vacío según el caso.

En cuanto a la calidad del alimento, todos parecen estar de acuerdo en que el punto más importante es el porcentaje de proteínas. Se maneja como óptimo un 30 a 35% para *Penaeus Vannamei* y *P. stylirostris* en sistemas de este tipo.

6.3. Cosecha.

Con las condiciones y manejo que se han mencionado, el crecimiento de los camarones disminuye en alrededor de 20 semanas. A partir de este momento, el costo por cada gramo de ganancia de peso aumenta por lo que es el momento de la cosecha. Al llegar a este punto, los camarones tienen un peso de entre 19 y 23 gramos promedio, dependiendo de la densidad.

La cosecha se realiza por medio del desagüe completo del estanque, capturando a los camarones por medio de una red que embona perfectamente con la compuerta de salida. Por esto, es muy importante que el estanque esté bien construido para poder realizar esta labor lo mas eficientemente posible.

Algunos productores recomiendan bajar el nivel del agua hasta 50 cm. desde el día anterior a la cosecha y a nivel 0 (70% del estanque cubierto) el día de la cosecha.

Al bajar el nivel, los camarones buscarán el sitio más profundo, el cual es junto a la compuerta de salida. Para aglomerarlos aún más, se aprovecha su fototropismo positivo y poniendo junto a la compuerta un reflector.

Cuando disminuye la profundidad del agua, la temperatura varía produciendo estrés en los camarones. Estos responden mudando su caparazon o exoesqueleto. Si se cosechan los camarones en este proceso, su valor disminuirá en el mercado. Por esto, se debe revisar el camarón conforme se va cosechando y si se detecta 10% o mas de camarón "blando", se debe suspender la cosecha inmediatamente y esperar a que terminen de mudar (probablemente una semana) antes de reanudarla.

Al final, por más bién que estén construidos los estanques, van a quedar charcos donde va a haber camaron, este debe ser cosechado a mano lo mas rapidamente posible. (11) (17)

Todas las actividades pesqueras, son reguladas y fomentadas por la Ley Federal de Pesca, la cual fue ideada para el uso y aprovechamiento óptimo de la flora y fauna acuáticas, ya sea por captura o por cultivo.

Esta ley, decía dentro de su artículo 24 que la Secretaría de Pesca sólo expediría concesiones para la captura y cultivo de las especies reservadas a las sociedades cooperativas de producción pesquera y a las sociedades cooperativas pesqueras, ejidales y comunales.

El artículo 55, menciona las especies reservadas y dentro de éstas, incluye al camarón.

Por lo mismo, hasta ahora, la política para lograr la incursión de nuestro país en esta actividad consistió en promoverla entre las cooperativas pesqueras y permitiendo la formación de las sociedades cooperativas de producción acuícola.

A pesar del esfuerzo de la pasada administración por lograr la consolidación de esta industria por parte del sector social, esto no se logró en parte por la lentitud de los trámites para la adquisición de concesiones, ya que en esto participan varias dependencias. Lo anterior causó un lento desarrollo de la camaronicultura nacional, situación que internacionalmente se agravó, ya que otros países, al no tener semejantes restricciones, favorecieron la participación de grandes capitales, desarrollándose en ellos el cultivo de estas especies de manera muy favorable. Esto adquiere importancia por que el mercado a conquistar es el de otros países.

Sin embargo, en el Diario Oficial de la Federación expedido el 30 de diciembre de 1989, aparece un decreto que reforma el artículo 24 de la Ley Federal de Pesca en el cual se incluye el siguiente párrafo: "cualquier persona física o moral" dentro de los posibles a otorgarles

concesiones para el cultivo de especies reservadas en aguas de jurisdicción federal".¹

De esta manera, se espera un incremento en el desarrollo de esta actividad en nuestro país, ya que puede representar una opción bastante atractiva para los inversionistas privados.

¹ Diario Oficial de la Federación, Tomo CDXXXV, No. 21

IV. CONCLUSIONES.

El cultivo de camarón por medio del sistema semi-intensivo en el estado de Sonora se enfrenta a problemas que al parecer no han sido debidamente analizados y que afectan la rentabilidad económica del mismo. Debido a las grandes cantidades de dinero que están a punto de ser invertidas en el estado, es el momento de hacer un cuestionamiento serio desde todos los puntos de vista (técnico, económico y social) para encontrar soluciones aún cuando éstas cambien de manera radical estrategias y métodos.

Este trabajo ha sido una especie de ilustración de los métodos zootécnicos que se llevan a cabo en este sistema. De ninguna manera se trata de decir qué es lo mejor y qué funciona en todas las condiciones climáticas, topográficas, socioculturales y económicas .

Por un lado se tiene que el camarón es un bien otorgado por la ley al sector social, por lo que debe de estar orientado a un beneficio de las comunidades que se busca que lo pongan en práctica, lo que hace necesario que quede dentro de los recursos económicos y posible manejo que éstas puedan aportar.

Por otro lado, la experiencia del autor en el estado de Sonora, lo lleva a poner en duda el que se puedan obtener dos cosechas con altos rendimientos al año ya que la temperatura del agua en invierno descende por debajo de los 20°C.

Tomando en cuenta estos dos factores, lo recomendable sería encausar a las cooperativas a hacer cultivos extensivos, los cuales aún cuando tienen rendimientos menores en cuanto a producción se refiere, no necesitan de alimentación complementaria que es el costo variable más alto. Por otro lado, sabiendo que sólo se va a intentar sacar una cosecha, se puede dar el tiempo suficiente para obtener la talla deseada. (Siempre y cuando exista un laboratorio que pueda vender las postlarvas, si no, se estará supeditado a la aparición de éstas en los

esteros, lo cual ha sido a últimas fechas muy variable). Además, tener un técnico calificado todo el año cuando no se puede producir durante la mitad de éste, es un gasto fuerte también.

En el caso del cultivo extensivo, como no necesita tanto control (lo cual no quiere decir que no lo requiera), se puede tener una asesoría por parte de algún técnico, ya sea privado o del gobierno para que posteriormente la misma comunidad se encargue del manejo de sus estanques.

En cuanto a los inversionistas, a los cuales se les está dejando formar cooperativas para este fin, posiblemente lo que más les convenga sea el sistema intensivo, que por manejar un menor volumen de agua puede ser controlado más eficazmente, pudiendo contratar para ello técnicos calificados para su manejo.

El hecho de que esto tampoco haya funcionado en el estado de Sonora, se puede deber a que, por un lado se está exagerando en tratar de hacer lo que ya se ha logrado experimentalmente (como el cultivo hiperintensivo que practica la unidad experimental del CICTUS en Puerto Peñasco, Sonora), pudiendo buscar un sistema que ofrezca menos riesgos a la hora de hacerlo funcionar a la escala de una empresa productiva rentable.

Por otro lado, hay que estar concientes de que todo dominio de una alta tecnología necesita un proceso de aprendizaje que debe estar contemplado en el proyecto de viabilidad en que haya sido sustentado.

Esto en cuanto al estado de Sonora y las condiciones socioeconómicas y políticas que engloban esta actividad en el país, porque el cultivo semi-intensivo es una tecnología que, bajo condiciones de inversionistas fuertes y clima tropical, ofrece un equilibrio de seguridad y rentabilidad que la pueden hacer la opción más atractiva.

VI. LITERATURA CITADA.

1. Abreu A.: El uso de la *Artemia* en criaderos de larvas de camarón. Seminario Nacional de Cultivo Larvario de Camarón Peneido (Memorias), San Blas, Nayarit, 1988. Fideicomiso Fondo Nacional para el Desarrollo Pesquero, México, D. F. (1989).
2. Ayala R., Valencia R.: Engorda del camarón en estanquería rústica. *Acuavisión. Revista Mexicana de Acuicultura* 8.: 4-7 (1987).
3. Ayala R.: Esquematzación y funcionamiento de un laboratorio de cultivo larvario para camarones peneidos. Estrategia FONDEPESCA France Aquaculture. Seminario Nacional de Cultivo Larvario (Memorias). San Blas, Nayarit, 1988. *Fideicomiso Fondo Nacional para el Desarrollo Pesquero*. Mexico, D. F. (1989)
4. Bardach J. E., Ryther J. H., McLaren W. O.: *Acuicultura. Crianza y Cultivo de Organismos Marinos de Agua Dulce*. A.G.T. Editor. México, D. F., 1986.
5. Barrera B.: La Camaronicultura, práctica reciente en México. *Acuavisión. Revista Mexicana de Acuicultura*, 8. 4-7 (1987).
6. Bautista C.: Crustáceos. Tecnología de Cultivo. *Ediciones Mundi Prensa*. Madrid, 1987.
7. Bliss O. E.: The Biology of Crustacea. Vol. 2. *Department of Biological Science. Florida State University*.
8. Eys van S.: World Shrimp production. *Infish Marketing Digest*, 3: 19-24 (1986),
9. Flores A.: Aspectos generales de la producción larvaria de camarón. Seminario Nacional de Cultivo Larvario de Camarón Peneido (Memorias). San Blas, Nayarit, 1988 *Fideicomiso Fondo Nacional para el Desarrollo Pesquero*. México, D. F. ,(1989).

10. FONDEPESCA: Formulación de Proyectos. Guía para Camaronicultura. *Litográfica Mexico*. México, D. F., 1988.
11. FONDEPESCA: Manual de Engorda de Camarón. Cultivo Semiintensivo del Camarón Blanco del Pacífico Mexicano. *Litográfica México*. México, D. F., 1988.
12. García H.: La camaronicultura en México. *Técnica Pesquera*, 18: 6-11, (1985).
13. Gutiérrez A.: Cultivo de Microalgas. Seminario Nacional de Cultivo Larvario de Camarón Peneido (memorias). San Blas, Nayarit, 1988, *Fideicomiso Fondo Nacional para el Desarrollo Pesquero*. México, D. F., (1989).
14. Iversen E. S.: Cultivos Marinos. Peces, Moluscos y Crustáceos. *Editorial Acribia*. Zaragoza, España, 1982.
15. Ochoa G.: En Sonora el cultivo de camarón es una realidad. *Acuavisión. Revista Mexicana de Acuicultura* 8. 36-37 (1987).l
16. Pérez L. A.: Sanidad y Prevención de Enfermedades en Caronicultura. Seminario Nacional de Cultivo Larvario de Camarón Peneido (Memorias). San Blas, Nayarit, 1988. *Fideicomiso Fondo Nacional para el Desarrollo Pesquero*. México, D. F., (1989).
17. Rodríguez M. C.: Manual Técnico para la Operación de Granjas Camaroneras. *Secretaría de Pesca. Comisión Nacional Consultiva de Pesca*. México, D. F., 1988.
18. S.C.P.A. Biotecmar: Diseño y requerimientos de un laboratorio productor de postlarvas de camarón blanco. *Penaeus vannaneí*; en el Pacífico Mexicano Sur (Chiapas-Oaxaca). *Secretaría de Pesca. Dirección General de Acuicultura*. México, D. F., 1987.
19. Tapia R., Zepeda R.: Evaluación Financiera de Proyectos en el caso de la Producción de Postlarvas de Camarón. *Fideicomiso Fondo Nacional para el Desarrollo Pesquero*. México, D. F., 1988.

20. Universidad de Sonora. Centro de Investigaciones Científicas y Tecnológicas (C.I.C.T.U.S.): El Cultivo de Camarón Azul *Pennaeus stylirostris*. Stimpson. México, D. F., 1985.
21. Vergara V.: Biotecnología para el Cultivo Larvario del camarón peneido. *Acuavisión. Revista Mexicana de Acuicultura*, 8:32-33 (1987).
22. Wheaton F.: Acuicultura. Diseño y Construcción de Sistemas. A.G.T. Editor. México, D. F., 1982.
23. Yap W.G., Apud F.D., Primavera J.H.: Manual de Cultivo de Camarón. Departamento de Acuicultura. Centro de Desarrollo de las pesquerías del Sudeste Asiático (SEAFUEC). Tigbuan, Iloilo, Filipinas.