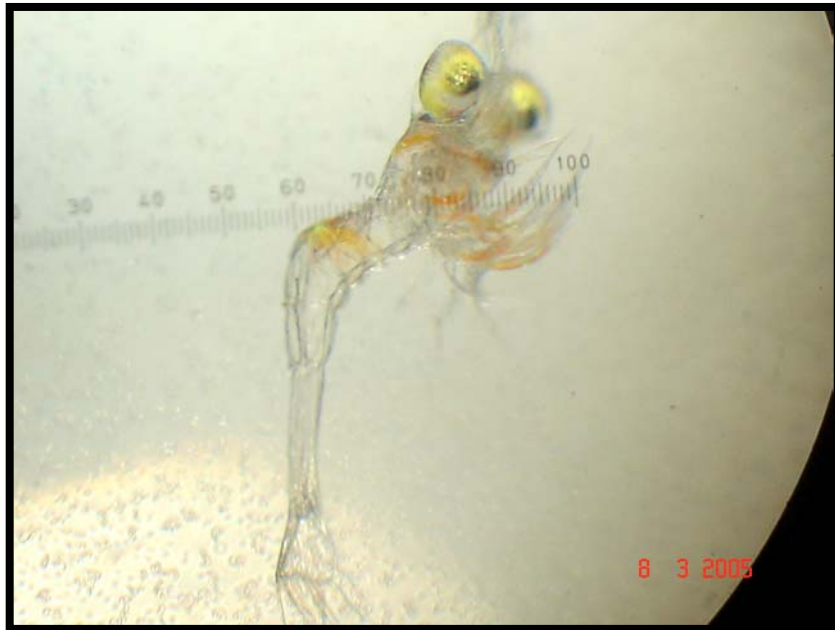


PROYECTO COBODES.

**MANUAL PARA EL CULTIVO DEL LANGOSTINO AUTOCTONO
(*macrobrachium carcinus*) EN LAS BARRAS DE COLORADO, PARISMINA Y
TORTUGUERO EN LA PROVINCIA DE LIMON, COSTA RICA**



Investigador principal: MSc. José Valverde Moya.

Agosto, 2006

MANUAL PARA EL CULTIVO DEL LANGOSTINO AUTOCTONO (*macrobrachium carcinus*) EN LAS BARRAS DE COLORADO, PARISMINA Y TORTUGUERO EN LA PROVINCIA DE LIMON, COSTA RICA

I. INTRODUCCIÓN

La acuicultura se refiere al cultivo de organismos acuáticos durante toda su vida o parte del ciclo de esta. A través de la experiencia en numerosos países ha demostrado ser una práctica importante para el suministro de alimento a la población mundial, el incremento en el nivel de proteína en la dieta básica del pueblo y en la generación de nuevas fuentes de empleo. En el trópico húmedo reviste especial importancia debido a la abundancia de los recursos acuáticos tanto en la forma de lluvias así como ríos, lagos, lagunas, esteros, mares y otros cuerpos naturales de agua.

Dentro de las clases acuáticas más cultivadas con fines comerciales están los crustáceos. Estos comprenden más de 100 especies distribuidas en las zonas tropicales y subtropicales del mundo. Una de ellas es el langostino gigante de Malasia (*Macrobrachium rosenbergii*) que desde tiempos remotos ha sido altamente estimado como alimento por habitantes de los países del sureste asiático de donde es originario. Desde que se descubrieron sus técnicas de cultivo larval en 1969, ha sido el camarón de agua dulce más utilizado con fines comerciales alrededor del mundo. En la actualidad su cultivo podría representar un 5% de la producción camaronera mundial, pudiendo constituirse en una alternativa importante ante los continuos declives de la industria de camarones marinos por el ataque severo de enfermedades virales.

En los países tropicales de Latinoamérica se hace necesario investigar más las especies nativas de langostinos para desarrollar una tecnología de producción similar a la de *M. rosenbergii*. Su reproducción, cultivo larval y engorde en ambientes controlados sería muy importante porque se lograría con ello amortiguar la sobre-explotación de este recurso por parte de los habitantes de las zonas rurales donde predominan. Este es el caso del langostino *Macrobrachium carcinus* Linnaeus 1758 (Decapoda: Palaemonidae) que está en vías de extinción en la zona norte y del Caribe de Costa Rica, en gran medida porque su captura y venta aportan ingresos adicionales para el sustento de los habitantes de estas zonas (La Nación, 5 junio 2005). Por lo tanto, los estudios y los proyectos de cultivo deberían incluir la domesticación y producción de especies nativas considerando sobretodo su importancia biológica para mitigar la sobre explotación de este recurso por la pesca en aguas naturales.

Según conocimientos del autor, pocos han sido los trabajos realizados sobre la reproducción, cultivo larval y en estanques de estos langostinos autóctonos. No obstante, dada la similitud de las características biológicas con respecto al introducido (*M. rosenbergii*), se prevé que debería responder de manera parecida a las condiciones de cultivo con algunas modificaciones como en

la etapa de vivero donde podría necesitar de ajustes en la temperatura y la salinidad del agua (Hernández y Pascual, 2003). Estos se irán haciendo conforme a la experiencia y con la aplicación del método científico hasta lograr la producción deseada de postlarvas en el vivero.

El langostino autóctono, al igual que *M. rosenbergii* asiático, presenta características que lo hacen ser una especie con potencial de cultivo entre las que figuran las siguientes:

- ❖ Alta fecundidad y fertilidad en cautiverio.
- ❖ Alta resistencia al manejo y condiciones de estrés.
- ❖ La semilla se puede tratar de obtener en cautiverio.
- ❖ Tiene un período larval relativamente corto.
- ❖ Es omnívoro y con una rápida tasa de crecimiento.
- ❖ Su carne es de buena calidad y de gran aceptación local, nacional y mundial.

La experiencia que existe en Costa Rica con el cultivo de langostinos se inició a finales de la década de los setentas cuando se introdujeron los primeros reproductores de *M. rosenbergii*. Dentro de las instituciones y empresas que más han contribuido a su cultivo en el país han estado la Corporación Bananera Nacional (CORBANA) dentro de su programa de Diversificación Agrícola en la provincia de Limón y Langostinos KoKo en la provincia de Guanacaste (Valverde y Fernández, 1992)

No obstante, el avance en el cultivo de langostinos en el país ha sido lento. La producción de semilla en los viveros ha sido esporádica e inconsistente. Se ha utilizado un sistema cerrado y en recirculación que requiere del continuo funcionamiento de filtros biológicos de arena y de discos para estar limpiando el agua salobre preparada. Después de cada ciclo de cultivo larval, los filtros deben mantenerse en operación para no perder la carga bacteriana que han desarrollado pues son las encargadas de estar limpiando el agua. Esto ha demandado costos fijos muy elevados por concepto de electricidad.

Otras limitaciones para que hoy en día no exista una industria consolidada de langostinos en Latinoamérica han sido la inconsistencia en la producción de semilla de buena calidad, la competencia intrínseca de la especie, la heterogeneidad de tallas, el rápido deterioro del producto bajo congelación y la competencia en precio con otros mariscos.

A pesar de las limitaciones mencionadas, existe considerable interés en el país por conocer más acerca de la biología de estas especies autóctonas de langostinos y su probable tecnología de cultivo. Esto debido a las siguientes razones:

- ❖ Abundancia del recurso acuático en las zonas Norte y Caribe del país.
- ❖ Alto valor comercial de los langostinos adultos capturados en los ríos (hasta 10 mil colones el kilo, US \$19.20)
- ❖ Interés mostrado por las comunidades aledañas a los principales ríos donde abundan estas especies para tratar de cultivarlas.
- ❖ Capacidad y experiencia mostrada por estos habitantes tanto en las artes de pesca como en las labores de conservación de estas especies cuando se crea conciencia de su importancia biológica.
- ❖ Disponibilidad de terrenos en las zonas para desarrollar este tipo de proyectos.
- ❖ Urgente necesidad de tener otras fuentes de ingreso y de empleo para estos grupos de pescadores artesanales de modo que se evite la captura y venta de los langostinos.
- ❖ Relativa cercanía de los potenciales proyectos de cultivo con centros importantes de población por carretera en buen estado, canales de navegación y campos de aterrizaje.
- ❖ Disponibilidad de servicios públicos en la mayoría de estos sitios como electricidad, agua potable y teléfono.
- ❖ Fuentes de financiamiento y de donaciones internacionales para desarrollar este tipo de proyectos.

Este manual pretende contribuir a esa fuente de información requerida con base en la experiencia del autor después de elaborar un proyecto de investigación sobre el cultivo potencial del langostino autóctono (*M. carcinus*) del Caribe Costarricense. Este proyecto fue financiado por COBODES y contó con el apoyo técnico del Instituto de Pesca y Acuicultura (INCOPECA) en su Estación Acuícola Experimental de Los Diamantes, Limón y La Universidad Nacional en el Parque Marino del Pacífico, Puntarenas.

II. BIOLOGIA DE LOS LANGOSTINOS

Los langostinos del género *Macrobrachium*, también conocidos como camarones de río o de agua dulce, están clasificados en la familia Palaemonidae, orden Decápoda, clase Crustácea y comprenden un grupo de más de 100 especies distribuidas en las bandas tropicales y subtropicales del mundo. Dentro de los que son nativos en América figuran 4 especies que podrían tener importancia comercial por su gran tamaño y abundancia natural como lo son *M. carcinus*, *M. acanthurus*, *M. tenellum* y *M. americanum*. El langostino de río más grande del Caribe costarricense es *Macrobrachium carcinus* y tiene una amplia distribución desde Florida hasta el Sur de Brasil, incluyendo las islas del Caribe (Mago-Leccia, 1996).

Anatómicamente la especie se caracteriza, como todos los artrópodos, por un cuerpo revestido de un exoesqueleto o caparazón formado de quitina y carbonato de calcio que cambian periódicamente mediante mudas para poder

crecer. Se divide en 3 partes que son cefalotórax o cabeza, abdomen o cola y el telson. Esta especie presenta una morfología muy similar a la de otras especies del género como lo son *M. acanthurus*, *M. heterochirus* y *M. olfersi*, pero se diferencia de ellas por tener un rostro corto y curvado, tenazas iguales y una coloración característica formada por tres bandas longitudinales oscuras azuladas sobre un fondo claro o amarillento, en el cefalotórax y el abdomen (Mago-Leccia, 1996). Esta coloración le da el nombre común de camarón rayado o simplemente rayado. Cada estructura cumple funciones distintas relacionadas con órganos sensitivos, captura y masticación, locomoción, actividades sexuales, defensa y natación.

En el medio natural, los adultos bajan con la corriente de los ríos cuando van a desovar ubicándose en las desembocaduras donde nacen y crecen las larvas. Estas flotan en el agua y necesitan de esa mezcla de agua dulce y marina para sobrevivir y desarrollarse. Luego se convierten en un camarón en miniatura cuando pasan a postlarvas logrando nadar y sujetarse a substratos. Tan pronto se da esta metamorfosis, se trasladan al fondo del río y viven bajo piedras, troncos y cualquier sitio donde encuentren refugio y donde abunden materiales orgánicos para alimento. La muda ocurre cada cuatro a seis días. Es muy probable que como juveniles nadan lentamente río arriba, pasados dos o tres meses. Muchos alcanzan lugares del río donde hay solamente agua dulce. Para entonces, los animales jóvenes ya tienen de 6 a 7cm de longitud, pesan alrededor de 6g cada uno y su aspecto es exactamente como el de un animal adulto. El juvenil de langostino de río continúa la migración río arriba, haciéndolo cada vez más rápido; algunos individuos pueden viajar más de 100 km río arriba, desde el área de agua salobre donde nacieron. En este punto, los langostinos juveniles ingieren casi cualquier materia orgánica viva o muerta de tamaño adecuado. En casos extremos pueden recurrir al canibalismo si no existe comida disponible suficiente.

Bajo condiciones favorables, la madurez sexual se alcanza en nueve meses (Craig *et al* 1974). Mago-Leccia, (1996), reporta que este camarón es el más grande entre todas las especies de *Macrobrachium* del Caribe. Los machos adultos pueden llegar a medir hasta 215 mm de longitud total (medido entre la punta del rostro y el extremo posterior del telson) con un peso de 255,4 g, mientras que las hembras ovígeras pueden alcanzar hasta 193 mm de longitud total, con un peso de 130,4 g.

La especie es de hábitos alimenticios omnívoros comiendo de manera voraz y frecuente una amplia variedad de organismos vegetales y animales tanto vivos como en proceso de descomposición. Se incluyen pequeños moluscos, crustáceos, insectos acuáticos, larvas de insectos, semillas, granos, pulpas de frutas, trozos de carne y desechos de peces (Casas-Sanchez,, *et al.*, 1995).

Existe un marcado dimorfismo sexual. Los machos son considerablemente más grandes que las hembras, sus tenazas son más largas y gruesas, el abdomen es compacto y los órganos genitales están en la base de la quinta extremidad torácica. Las hembras son más pequeñas sobretodo porque tienen un período de

incubación en el que deben cargar los huevecillos por espacio de 22-30 días durante el cual casi no se alimentan. El abdomen es más abierto para dar campo a la cámara de incubación y los órganos genitales están en la base de la tercera extremidad torácica.

Durante el apareamiento, el macho deposita una masa gelatinosa blanca conteniendo los espermias en la región ventral del tórax de la hembra. El desove ocurre con la salida de los huevecillos de los ovarios hacia la cámara de incubación a través de los oviductos. Estos se van fecundando al entrar en contacto con la masa de espermias. Se adhieren en masa al abdomen por medio de una sustancia membranosa y ahí permanecen cuidadosamente aireados mediante el movimiento de los apéndices natatorios de la hembra.

Las hembras pueden desovar de 3 a 4 veces por año en condiciones naturales y bajo cultivo unas 2 veces cada 5 meses. La incubación dura de 20 a 30 días realizándose durante este período todo el desarrollo embrionario. Los huevos pasan de un color naranja a uno café grisáceo cuando están listas para nacer las larvas (Granados, A. 1983).

Las larvas al nacer abandonan la hembra y se distribuyen rápidamente por la columna de agua. Estas son planctónicas y nadan activamente en forma invertida con la cabeza hacia abajo. Son estuarinas y se alimentan naturalmente del zooplankton y de pequeñas partículas de origen vegetal con las que entran en contacto. Durante su desarrollo pasan por 11 estadios larvales hasta convertirse en postlarvas. (Graça, & Brossi-García, 2005)

III. CONDICIONES DE CULTIVO

3.1. Selección del sitio de cultivo:

El cultivo de las especies nativas es en todos los aspectos el más indicado no solo para evitar posibles alteraciones en el medio natural sino también para poder destinar una parte de la producción al repoblamiento de aguas adyacentes. Las zonas cerca de la desembocadura de los ríos del Norte y Caribe Costarricense, donde estas especies bajan a desovar, presentan sitios ideales para su reproducción, cultivo larval y engorde.

Las condiciones climáticas, los parámetros físicos, químicos y biológicos del agua y la disponibilidad de terreno a la orilla de la costa donde se puede construir presentan las condiciones adecuadas para instalar este tipo de proyectos. El clima es tropical lluvioso con elevada temperatura ambiental y alta humedad relativa propio de esta zona costera en el Caribe costarricense. La abundancia del agua superficial tanto dulce como marina es inmensa en la zona. El agua subterránea también abunda encontrándose el nivel freático o tabla de agua a escasos 2 metros de profundidad. El uso del agua subterránea presenta varias ventajas con respecto al agua superficial porque está limpia, disponible todo el año, sin peligro

de contaminación y no contiene organismos vivos que podrían no ser deseados en las etapas de cultivo. El terreno costero es plano y solo tiene malezas de baja altura por lo que con únicamente chapeas puede dejarse completamente limpio.

El sitio elegido debería estar accesible en cualquier época del año. Las comunidades cercanas deberían estar concientes de la importancia de este tipo de proyectos como factores de desarrollo por lo que se espera que velen por el cuidado de los materiales, el equipo y los animales cultivados. Se espera también que las actividades turísticas que se promueven en estas zonas se integren a esta actividad observando las etapas del cultivo que además de darle alternativas de producción en la comunidad, buscan proteger especies acuáticas nativas en peligro de sobre explotación. Cuando exista una producción constante de semilla de langostinos nativos, un porcentaje se les puede dar a los turistas para que las liberen en los canales circundantes como medidas de repoblación en aguas naturales. Dentro de las instalaciones se pueden montar también algunos acuarios con especies propias de la zona para que sean observadas por los turistas suministrando su información respectiva en panfletos. En un quiosco de información turística de la comunidad se pueden vender entradas a las instalaciones así como recuerdos relacionados con la actividad.

3.2. Diseño y construcción de las instalaciones:

Las etapas del cultivo de langostinos se pueden dividir en 3 instalaciones independientes: El vivero para la reproducción de las hembras y el cultivo de las larvas, las pilas de almacenamiento o precrías para el desarrollo de las postlarvas y los estanques de engorde hasta tamaño comercial. En este estudio nos referiremos a las 2 primeras instalaciones que deben darse en las zonas costeras, mientras que los estanques pueden construirse tierras adentro o utilizarse los mismos empleados en el cultivo de peces, como las tilapias, en la región.

Los tanques para el desove de las hembras de langostinos y el cultivo de las larvas pueden ser de una amplia variedad de formas y materiales de construcción. Por efectos de economía y eficiencia en el manejo se prefieren los de plástico o fibra de vidrio, de forma circular, fondo plano y con capacidad para 1000 litros de agua (Figura 1). Se equipan debidamente con piedras de aireación en el fondo ubicando una cada 30 cm. El aire proviene de un compresor o "blower" que debe permanecer en funcionamiento durante todo el ciclo de cultivo. Además, se ocupa tubería plástica y mangueras para llenar y drenar por sifón, respectivamente, el agua del tanque durante cada recambio de un 80% diario. El agua se drena previa instalación de un filtro en la manguera para evitar la succión de las larvas.

El agua que se utiliza para el cultivo de las larvas es una mezcla de agua dulce y salada conocida como agua salobre. En viveros a la orilla de la costa, la del mar se toma directamente con bombas, se almacena y se pone a sedimentar en una pila de donde se extraerá al día siguiente para ser mezclada. Si es necesario limpiarla más, se pasa por una bolsa de fieltro de una micra cuando se

está vertiendo al tanque de la mezcla. El agua dulce es preferible obtenerla de un pozo para evitar cualquier riesgo de contaminación. Se extrae con bomba y se mezcla con el agua salada. Para obtener una salinidad optima de 13 ppt (gramos por litro) hay que mezclar aproximadamente un 40% de agua salada (normalmente a 34-35 ppt de salinidad) con un 60% de agua dulce. En todo caso, la salinidad debe medirse con un refractómetro antes de introducirla al tanque de cultivo.



Figura 1. Tanque de cultivo larval

Las postlarvas producidas en el vivero bajo condiciones controladas de manejo y alimentación son más débiles que las que sobreviven en el ambiente natural. Por lo tanto, no están lo suficientemente capacitadas como para adaptarse de manera inmediata a las condiciones de vida que tendrán en los estanques definitivos de cultivo. Es conveniente establecer un período intermedio de precría entre el vivero y la finca para que se adapten a ese tipo de vida y sobrevivan las más resistentes. La precría se lleva a cabo en pilas pequeñas cerca del vivero donde se depositan las postlarvas en alta densidad, se realizan recambios fuertes de agua y se alimentan con el alimento artificial que se les suministrará en los estanques. Así se le asegura mayores probabilidades de éxito al productor y lógicamente el precio de venta es más alto.

La construcción del vivero se considera en un costo aproximado de 700000 colones (tipo de cambio actual= 520 colones por US\$) sin tomar en cuenta el costo del terreno. Otros costos de inversión (materiales y equipo, herramientas, cristalería, utensilios de limpieza, sistema eléctrico y de aire, tuberías y otros) se presentan en el Cuadro 1.

El vivero ha sido diseñado para que salga económica y técnicamente factible. Utiliza recursos del lugar como troncos para darle soporte a la nave del vivero y pilas excavadas en el suelo arenoso recubiertas con plástico para retener el agua. Estará forrado con plástico grueso transparente y las láminas para el techo pueden ser usadas pero en buen estado. Su tamaño (7.5 X 13.5 m) será el suficiente para que se trabaje cómodamente y su altura será baja (máximo 2 m) por donde pueda movilizarse una persona sin problemas.

Cuadro 1. Costos de inversión de un vivero para langostinos a orillas del mar

I. INVERSIÓN	COLONES	Vida útil (años)	Depreciación anual
Nave del vivero	700000	10	70000
Tanques	500000	10	50000
Compresor	200000	5	40000
Bomba gasolina	100000	5	20000
Bombas eléctricas	150000	5	30000
Mangueras	20000	2	10000
Tuberías y accesorios	100000	5	20000
Tubería de aire	20000	5	4000
Tubería desde el pozo	100000	5	20000
Herramientas	50000	2	25000
Equipo menor	50000	2	25000
Sistema eléctrico	100000	5	20000
Piso	30000	5	6000
Refractómetro	60000	10	6000
Mallas y bolsas de filtros	80000	2	40000
Pilas de precría	240000	10	24000
	-----		-----
TOTAL	2500000		410000

Dos pilas de precría son necesarias. Las mismas se pueden construir de cemento con un área de 3X8m y una profundidad de 0.5m cada una. Se instalarán en el terreno de uno de los socios del proyecto donde existe un nacimiento de agua. Esta se introduce a la pila debidamente filtrada con un malla de una micra para evitar que ingresen otros organismos. Es conveniente mantener al menos un 10% de recambio diario de agua. Las postlarvas se pueden poner en una densidad de 1500-2000/m². Ahí permanecen por espacio de 20-30 días hasta convertirse en juveniles alimentados con concentrado para camarones. Luego se colectan y transportan al cliente de cultivo final.

El cronograma para la construcción es el siguiente:

1. Chapear y limpiar completamente el terreno donde se va a construir.
2. Se hace la lista para los materiales de construcción.
3. Se compran y se llevan los materiales de construcción al sitio.
4. Se lleva la electricidad y el agua potable al sitio.
5. Se construye una bodega provisional para guardar herramientas y cuidar los materiales.
6. Se marca el terreno con cuerda y se define donde irán los equipos.
7. Se construye la nave del vivero.
8. Se construyen las pilas adentro y el estanque de tratamiento del agua afuera.
9. Se hace la caseta para el compresor.

10. Se hace la instalación eléctrica.
11. Se ponen las tuberías de agua y de aire.
12. Se pone a funcionar el sistema haciendo los ajustes necesarios.

Se estima que con condiciones climáticas apropiadas, este vivero debería quedar listo en 2 meses.

3.3. Operación del sistema:

Con el sistema funcionando se procede a llevar las hembras grávidas de langostinos (Figura 2) hasta el vivero. Estas se pueden obtener del medio natural en la desembocadura de los ríos, contando para ello con el debido permiso del MINAE, o de estanques ya sea de producción o para reproductores.



Figura 2. Hembra de langostino

En un estudio realizado por el autor, con financiamiento de COBODES y la supervisión de INCOPECA (Valverde, 2004), se logró cultivar en estanques este langostino autóctono. El mismo se realizó en la Estación Acuícola Experimental de INCOPECA ubicada en finca Los Diamantes de La Rita de Pococí, Limón. Los resultados preliminares indicaron que la especie es capaz de sobrevivir, crecer y reproducirse sin problemas bajo condiciones de confinamiento. Al cabo de 3 meses de cultivo se logró una sobrevivencia del 100%, un crecimiento mensual de 6.78 gramos y reproducción en una de las hembras que ya cargaba su masa de huevecillos color naranja. La observación por parte del autor indicó que en todos los muestreos mensuales, desde que maduró la primera hembra de langostinos, siempre se encontraron por espacio de 1 año hembras grávidas en el estanque. Esta observación fue importante porque permitió predecir que siempre existirían hembras listas para desove, dentro del estanque de los reproductores, con el fin de realizar los cultivos larvales.

Hembras conteniendo huevecillos de color gris, casi listas para desovar se transportan en tanques especiales provistos con aireación y se ponen en los tanques de cultivo larval con el agua salobre que usarán las larvas. Ellas son capaces de adaptarse a este cambio de salinidad. Todas deberían tener una coloración de huevos similar para que desoven casi al mismo tiempo evitando mucha diferencia en la edad y tamaño de las larvas. Se mantienen con aireación y cuando todas hayan desovado se extraen del tanque. Los residuos del desove y excretas de la hembras en el fondo también se extraen y se inician las labores de cultivo con las larvas. No hay necesidad de alimentarlas ya que en poco tiempo eclosionan las larvas. La cantidad de hembras en el tanque debe ser la suficiente como para empezar con 100 larvas por litro.

En otro estudio posterior realizado por Valverde (2005) y financiado por COBODES, se logró establecer la producción de larvas por hembra de acuerdo a su tamaño. Los datos se resumen en el Cuadro 2.

Cuadro 2. Producción de larvas por las hembras de langostinos

# tanque	Peso de hembra (g)	Peso total (g)	Cantidad de de larvas	Larvas por gramo
1	84 y 142	226	10.800	47.8
2	66 y 156	222	7.796	35.1
3	94 y 110	204	4.513	22.1
Total Promedio			23.109	35.0

Un promedio de 35 larvas por gramo de peso corporal de la hembra podría considerarse sumamente bajo. Probablemente las hembras perdieron muchos huevos durante la captura en los estanques, el empaque y el transporte en un viaje de más de 5 horas de duración dentro de bolsas plásticas con oxígeno. Esto parece evidente al observar la poca masa de huevecillos que cargaban las hembras en relación al tamaño de sus cuerpos. Así mismo, se logró observar que un gran porcentaje de huevecillos (70-90%) quedaban adheridos a la hembra después de los desoves.

En un estudio realizado por el autor y una estudiante de la Universidad Nacional en La Estación de Biología Marina en Puntarenas (Morossi, 2006), como parte de la investigación promovida por COBODES, se logró determinar en 7 hembras cargando huevecillos de diferente coloración, que el número de larvas por hembra oscilaba de 40000 a 178000 con un promedio de 75000. Las hembras con huevecillos color naranja duraron de 5 a 7 días en desovar mientras que las de

huevecillos color gris lo hicieron en 1-2 días. La eclosión se daba principalmente durante la noche (6:00 PM- 9:00 PM) y cerca del 95% de los huevos cargados por la hembra eclosionaban. Se encontró un 30% de desprendimiento de los huevecillos de la masa que los mantenía adheridos a la hembra producto de la manipulación y el movimiento brusco de los animales.

Las labores rutinarias del cultivo de larvas inician todas las mañanas cuando se miden los principales parámetros que determinan la buena calidad del agua. Esta se mantiene mediante la medición diaria y la corrección oportuna de los principales parámetros físico-químicos.

La temperatura debe mantenerse entre 28-32 °C con fluctuaciones no mayores a 2 °C entre el día y la noche. La Figura 3 resume las variaciones de temperatura encontradas por Valverde (2005) en su estudio sobre el cultivo larval del langostino autóctono *M. carcinus*.

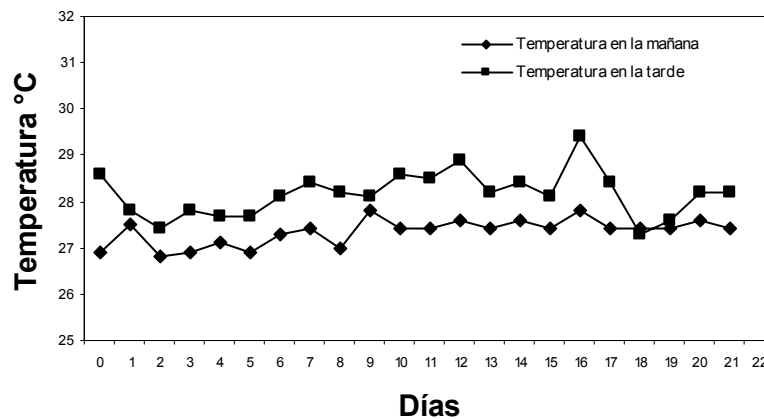


Figura 3. Comportamiento de la temperatura del agua durante el levante larval de langostinos

El oxígeno disuelto debe estar en niveles de saturación (6-8 mg/L). El pH debe ser neutro) y el nitrito así como el amoníaco no deberían superar valores de 0.5 y 0.1 mg/L, respectivamente. No obstante, las condiciones del cultivo descritas por Valverde (2005) revelaron que el pH del agua (Figura 4) fue tuvo un promedio de 8.2 tanto en las mañanas como en las tardes durante el período de estudio. En el sexto y séptimo día se trató de bajar adicionado 150 ml de ácido clorhídrico al agua (1.350 L) durante la preparación de la misma el día antes, pero después se dejó que fluctuara de manera natura.

A pesar de los recambios diarios del agua, el amoníaco antes de los mismos fue considerablemente alto y pudo ser el causante de contaminación y mortalidad de las larvas en uno de los tanques. Esto significa que se debe tener mucho cuidado en las labores de alimentación, extracción de restos de alimento, heces y larvas muertas del fondo, limpieza de las paredes del tanque y otras labores que permitan mantener en óptimas condiciones la calidad del agua. Niveles altos de amoníaco son perceptibles por el olor, la coloración amarillenta que toma el agua y la formación de burbujas o espuma en la superficie del agua. Las larvas de este langostino fueron sumamente sensibles a niveles relativamente altos de amoníaco si se comparan con las del langostino introducido que parecen ser más resistentes

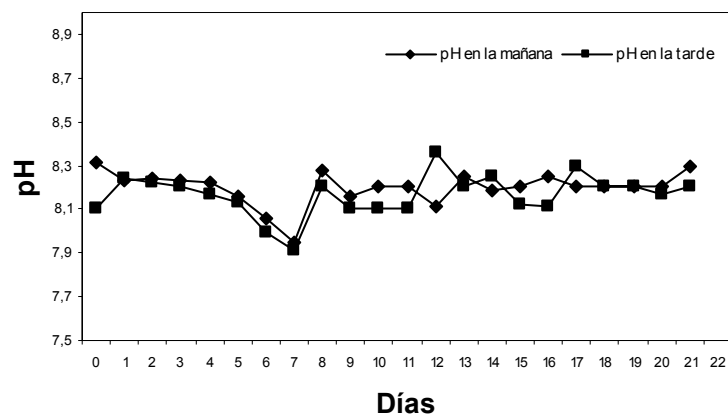


Figura 4. Valores de pH del agua durante el levante larval de langostinos

En términos generales, la salinidad debe mantenerse en valores promedios de 13 ppt Sin embargo, para *Macrobrachium carcinus* existe información contradictoria en relación con los requerimientos de salinidad para el desarrollo larvario. En diferentes documentos científicos (Graziani et al., 1998.y Gisèle, *et al* 2004) se dice que la salinidad óptima de las larvas es de 15 ppm y que en agua dulce mueren mucho antes de completar su desarrollo. Por otro lado, los pobladores del río San Juan aseguran que capturan hembras con huevos a punto de eclosionar a más de 200 km de la desembocadura del río, y que las larvas de este langostino crecen sin necesidad de salinidad (Hernández y Pascual, 2005). Según Chung (2001), las larvas de *M. carcinus* tienen una preferencia de salinidades bajas de 5-15 ppt. Sin embargo, los juveniles y preadultos cambian su preferencia a salinidades más bajas (0-5 ppt). Mago-Leccia (1996), reporta que un buen desarrollo larval se da en aguas salobres de 8-22 ppt.

En el estudio citado anteriormente (Morossi, 2006) y financiado por COBODES se trató de determinar las condiciones óptimas de salinidad y temperatura para el desarrollo larval de *Macrobrachium carcinus*. Una breve reseña del experimento y de los resultados obtenidos se presenta a continuación:

Hembras maduras fueron obtenidas del medio natural en la zona norte de Costa Rica. Aquellas conteniendo huevecillos de color naranja o gris fueron trasladadas en un taque con aireación hasta los laboratorios de Biología Marina de la Universidad Nacional en Puntarenas. Se pusieron en tanques de desove provistos con refugios artificiales (tubos de pvc). La salinidad para el desove se llevó hasta 12 g/L introduciendo lentamente agua marina a los tanques de agua dulce. Se mantuvieron con buena aireación. Cuando desovaron, las hembras fueron extraídas de los tanques. Los mismos se limpiaron de los residuos de desoves y excretas con sifón. Solamente quedarán las larvas que se recogieron y depositaron en peceras de fibra de vidrio, forma rectangular, fondo plano y con capacidad para 500 litros de agua. El aire provenía de un compresor que permaneció funcionando durante todo el ciclo de cultivo. Se ocupó una tubería plástica y manguera para llenar y drenar por sifón, respectivamente, el agua del tanque durante los recambios diarios de un 80%. El agua se drenó previa instalación de un filtro en la manguera para evitar la succión de las larvas.

El agua de mar se tomó directamente con bombas, se almacenó y se puso a sedimentar en una pila. Con el fin de una mejor limpieza, se pasó por filtros de sílica de 1,5 y 10 μm , además de luz ultravioleta. El agua dulce potable se almacenó y dejó en aireación en estado de saturación para evitar residuos de cloro. Para obtener las salinidades óptimas, se mezcló agua dulce y salada en sus respectivas proporciones y se midió con un refractómetro antes de introducirla en el tanque de cultivo.

Las temperaturas se mantuvieron constantes por medio de un termostato. En las mañanas se midieron los parámetros fisico-químicos como la temperatura y salinidad. El oxígeno no se midió por estar en su punto de saturación.

A las larvas se les proporcionó distintos tratamientos de desarrollo, principalmente variando temperaturas y salinidades. La pecera # 1 a 28°C, la # 2 a 30°C y la # 3 a 32°C. Para controlar las salinidades se usaron botellas plásticas en cada pecera con distintas salinidades y tres replicas. Las salinidades fueron de: 0 g/L, 6 g/L, 12 g/L y 18 g/L. La densidad de las larvas fue de 50/L.

Los resultados obtenidos no fueron los esperados ya que no se lograron obtener postlarvas en ninguno de los experimentos. A los 12 días de cultivo se dio un 100% de mortalidad en todas las botellas después de venir muy bien en los días anteriores. En efecto, a los 10 días había un 80% de sobrevivencia en las botellas con salinidades de 6 y 12 g/L y un 90% en las de 18 g/L. La principal razón de la total mortalidad fue un debilitamiento en las larvas y posterior infestación de parásitos epicomensales. Los parámetros fisico-químicos se mantuvieron constantes y adecuados durante este período. Estos resultados

negativos indicaron que estudios posteriores deberían considerar la posibilidad de ir cambiando gradualmente la salinidad de las larvas conforme se desarrollan y este es el experimento que se está llevando a cabo en la actualidad. En uno de ellos se empieza con una salinidad de 10 g/L y se va incrementando hasta llegar a 20 g/L, en el otro se inicia con 15 g/L y se incrementa a 20 g/L y en último se comienza con 15 g/L pero, en lugar de aumentar, se va reduciendo hasta los 0 g/L.

Los valores de salinidad reportados por Valverde (2005) se presentan en la Figura 5.

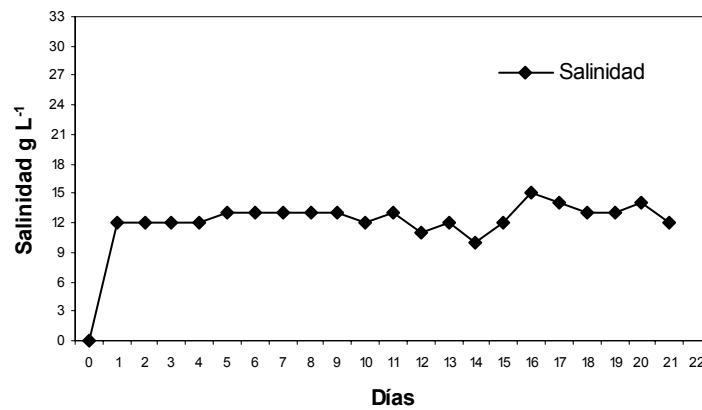


Figura 5. Valores de salinidad del agua durante el levante larval de langostinos

Varios autores han sugeridos los siguientes valores óptimos y medidas correctivas para el cultivo larval de langostinos:

PARÁMETRO	VALOR OPTIMO	CORRECCIONES
Temperatura	26-32 C	Poner calentadores si es menor Ventilar más si es mayor Impedir variaciones mayores a 2C entre el día y la noche
Salinidad	13 g/L	Mezclar bien el agua
Oxígeno disuelto	6-7 mg/L	Subir y distribuir mejor el aire si es menor Bajar la aireación si es mayor
pH	7-8	Bajar la alimentación si es menor Agregar ácido muriático si es mayor Agregar carbonato de calcio si es menor
Amoníaco	0.5 ppm	Bajar alimento y subir aire si es menor
Nitritos	0.1 ppm	Igual que anterior

.Dentro de las labores del cultivo se deben retirar del fondo restos de animales muertos y sobros de alimento mediante una limpieza diaria de los tanques antes del recambio. Esta consiste en suspender la aireación por unos minutos, girar el agua para que las partículas se depositen en el centro del fondo del tanque y extraer con sifón. Larvas vivas extraídas se regresan posteriormente al tanque.

Posteriormente se hacen los conteos de las larvas. Se distribuyen bien aumentado la aeración y se sacan 10 muestras de diferentes partes del tanque. Se cuentan, se saca el promedio y este se extrapola a todo el volumen de agua en el tanque. Algunas se observan al microscopio para analizar su estado de salud. Se empieza con 100 larvas/L para tratar de llegar a unas 20-25 postlarvas/L al final del cultivo. Larvas en estadio VI no deberían estar en una densidad mayor a 40-50/L para evitar el canibalismo y la presencia de enfermedades.

Luego se baja el nivel del agua en el tanque hasta en un 60% extrayéndola con la bomba. Se pone un filtro en la manguera para no succionar las larvas. Las paredes del tanque, las mangueras y las piedras de aireación se limpian y desinfectan con formalina. Se suspende la aireación y se hace girar el agua circularmente con la mano para concentrar en el centro del fondo del tanque larvas muertas y residuos de alimento. Estos se extraen con sifón y las larvas vivas que salgan se devuelven al tanque. El agua extraída se repone con agua limpia proveniente de la pila de mezcla. Se pone la aireación y se alimentan las larvas.

El alimento de las larvas consiste en partículas ligeras vivas o inertes que puedan mantenerse en suspensión y entren en contacto con las larvas. La aireación fina desde el fondo ayuda a mantener tanto al alimento como a las larvas en suspensión. El tamaño de las partículas es importante para que sean capturadas e ingeridas por las larvas. Si son muy finas se disuelven mientras que si son muy grandes se van al fondo arrastrando las larvas que se adhieren. En ambos casos causan mucha contaminación con el eminente peligro de mortalidad de las larvas. El alimento se aplica 4 veces diarias procurando que existan de 4 a 5 partículas disponibles para cada larva después de la alimentación.

El alimento natural y más utilizado alrededor del mundo en los viveros de peces y crustáceos son los nauplios de Artemia. La Artemia se compra como un producto enlatado al vacío conteniendo quistes o huevecillos secos. Al contacto con agua de mar y aireación eclosionan en término de 24-36 horas con un porcentaje de eficiencia de un 80-90%. Como la Artemia es cara y de difícil acceso, se complementa con otro tipo de alimentos preparados a base de huevos de gallina, leche en polvo, carne de pescado molida y otros. Se mezclan y se cocinan a baño maría hasta formar un flan el cual se tamiza para darle el tamaño deseado en la alimentación.

La Artemia para la alimentación de las larvas se ha de haber puesto a eclosionar desde el día anterior. Se ponen 20g de cistos en un tanque con 50L de agua mezclada. Se dejan con fuerte aireación y se agrega una pizca de carbonato

de calcio al agua. Se calcula y ajusta el peso de los cistos para tener de 5 a 10 nauplios de *Artemia* recién eclosionados por cada larva al menos al inicio. Después esta cantidad se va bajando conforme se va subiendo la aplicación de alimento preparado. Los nauplios se separan de las cascarillas de cistos y se concentran en el fondo del tanque atrayéndolos con luz. De ahí se recogen en una bolsa de franela y se ponen en agua limpia.

A pesar de que los nauplios de *Artemia* se consideraron el mejor alimento para las larvas, deben de manejarse con cuidado porque podrían constituirse en foco de contaminación si se trata de fuentes de baja calidad (poca eclosión), si han permanecido enlatados por mucho tiempo o si no se han puesto a eclosionar apropiadamente. Las cascarillas de los cistos o huevos que no eclosionaron dentro del agua de cultivo deterioran rápidamente la calidad de la misma. Además, la *Artemia* es un micro crustáceo vivo que se alimenta y produce desechos dentro del tanque con las larvas por lo que su exceso causa un considerable daño de contaminación. Hay que dar la cantidad correcta de nauplios de *Artemia* extraídos de una manera higiénica de acuerdo a la densidad de larvas que permanezcan en el tanque de cultivo

El alimento suplementario se prepara a base de yemas de huevo de gallina, leche en polvo, carne de pescado de origen marino cocida, molida y tamizada, aceite de bacalao y vitamina C. Todo se mezcla con agua en una licuadora y se cocina a baño María hasta obtener un flan. Este se tamiza hasta obtener el tamaño deseado según el estadio de las larvas. Debe considerarse que las partículas no pueden ser muy finas que se disuelvan ni muy gruesas que se hundan y arrastren hacia el fondo las larvas que se adhieren a ellas. Los nauplios y el alimento suplementario se agregan de manera alternada durante 4 veces al día. El segundo se agrega hasta que se vea que todas las larvas están adheridas y comiendo de alguna partícula de alimento.

La alimentación a base de huevo con leche no fue la más recomendada en el estudio de Valverde (2005). Quizás el lento desarrollo de las larvas fue el motivo para que no alcanzaran un tamaño suficiente que les permitiera adherirse a estas partículas y alimentarse. No obstante, el alimento preparado sigue siendo una buena alternativa que debe estudiarse mejor para tratar de reducir los costos y las potencialidades de contaminación por parte de los nauplios de *Artemia* en los cultivos de larvas de langostinos.

Otra de las labores es la preparación del agua para el día siguiente. El agua de mar sedimentada en la pila de almacenamiento desde el día anterior se pasa a la pila de mezcla. Al verterla en esta se puede filtrar aún más pasándola por una bolsa de fieltro de 1 micra. Luego se va agregando agua dulce proveniente de un pozo cercano ya construido y se van mezclando con fuerte aireación. Se considera que el agua de mar con una salinidad promedio de 35 g/L requiere aproximadamente un 60% de agua dulce para bajar esa salinidad a 13 g/L deseada para el cultivo larval. Seguidamente, se repone el agua de mar extrayéndola con bombeo. Es conveniente tener una puntera y enterrarla en la

arena del mar para que el agua venga previamente filtrada eliminando así cualquier organismo no deseado en el agua del vivero.

Un resumen del protocolo de producción descrito anteriormente se presenta en la Figura 6.

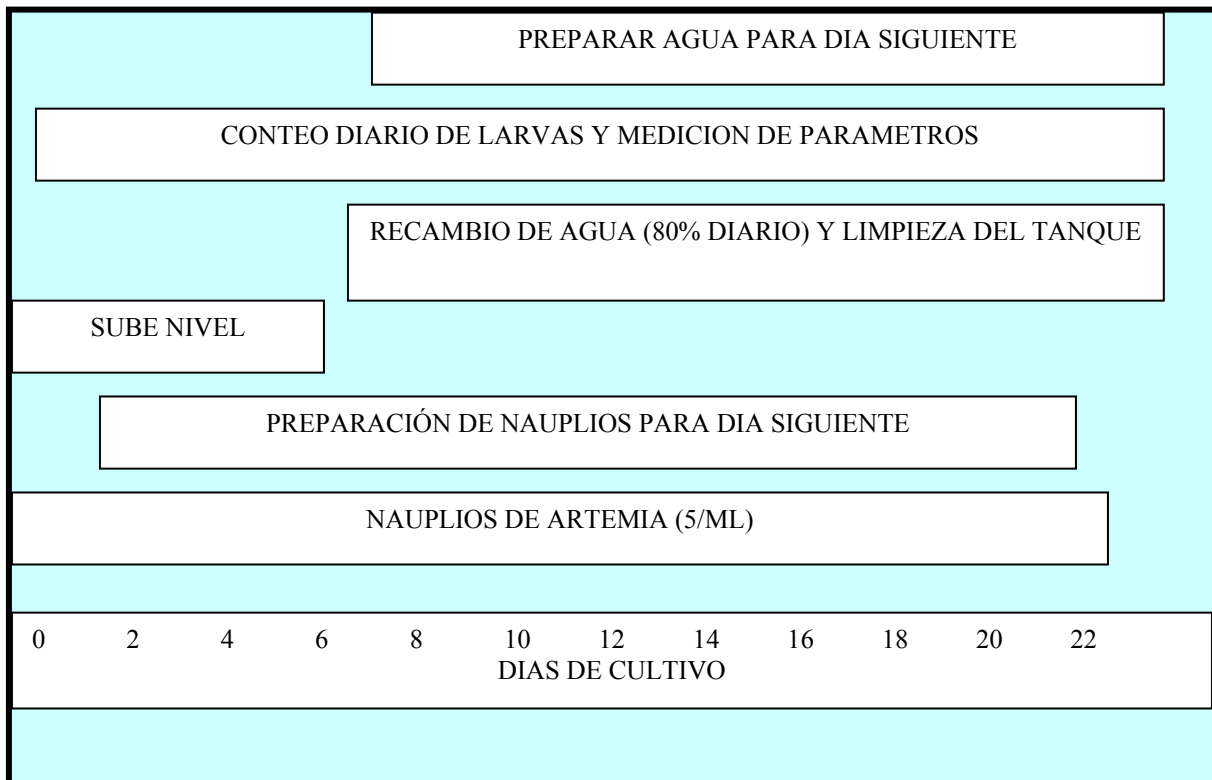


Figura 6. Protocolo de producción de larvas de langostinos

El tamaño del tanque, su forma, ubicación, y coloración interna juegan un papel importante en el grado de adaptación y desarrollo de las larvas. La aireación desde el fondo y la forma en que se distribuya el aire también son aspectos importantes para mantener tanto larvas como alimento en suspensión sin causar mayores daños físicos. Por lo tanto, aún quedan muchos aspectos por investigar y mejorar en este sentido para el adecuado desarrollo de las larvas de este langostino.

Valverde (2005) observó el desarrollo de las larvas durante 22 días pero no pudo distinguir el paso a postlarva. Cada día o cada 2 días iban apareciendo cambios morfológicos en las principales estructuras anatómicas de las larvas que permitieron diferenciar un estadio del otro. A continuación se presentan fotografías (de Figura 7 a Figura 13) de algunos de los principales cambios observados:

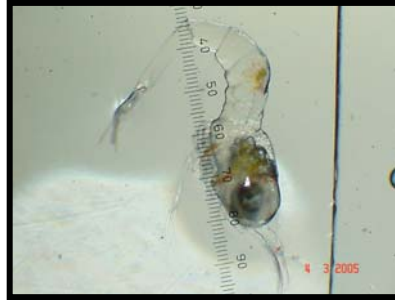


Figura 7. Larva del primer día. Longitud promedio = 2,2 mm. Ojos sésiles, suficiente reserva nutritiva en el hepatopáncreas y abundante pigmentación de cromatóforos



Figura 8. Larva del cuarto día. Longitud promedio = 2.3 mm. Ojos aun sésiles, rostrum con las primeras espinas dorsales y pleópodos únicamente como yemitas.



Figura 9. Larva del quinto día. Longitud promedio = 2.4 mm. Ojos pedunculados, apéndices de alimentación (periópodos) más alargados y mayor longitud del abdomen.



Figura 10. Larva del décimo día. Longitud promedio = 2.6 mm. Apariencia más conspicua de la larva con una elongación manifiesta de sus principales apéndices. .



Figura 11. Larva del día diecinueve. Longitud promedio = 3.5 mm. coloración fuerte de los cromatóforos sobretodo en los apéndices bucales, de tactación y locomoción en el cefalotórax. .

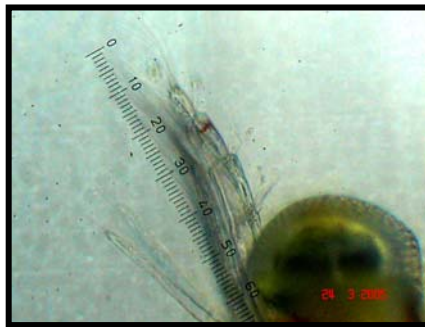


Figura 12. Larva del día veinte. Longitud promedio = 3.6 mm Aunque presenta características similares a las del día anterior, aparece la primera formación de un quelípodo o pequeña tenaza.



Figura 13. Larva del día veintiuno. Longitud promedio = 3.6 mm. Presenta las mismas características a la larva del día anterior tanto en su forma en general como en sus principales apéndices.

El crecimiento y sobrevivencia de las larvas en el estudio mencionado se presentan en las figuras 14 y 15, respectivamente. :

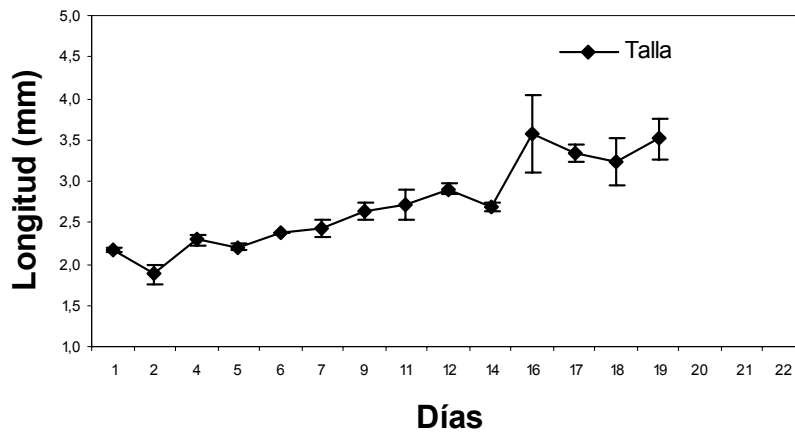


Figura 14. Tasa de crecimiento de las larvas de langostinos

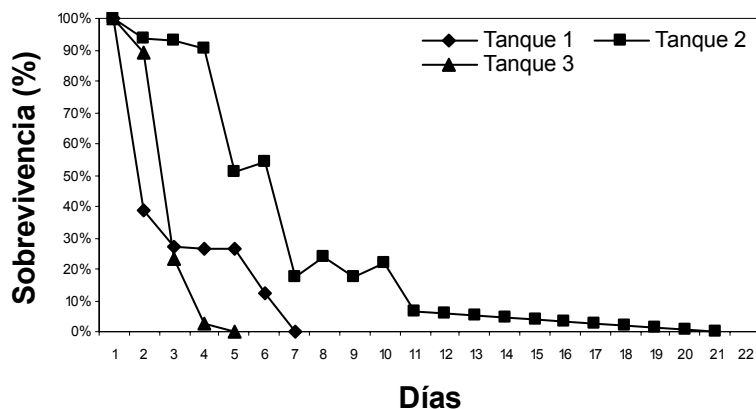


Figura 15. Tasa de sobrevivencia de las larvas de langostinos

Las bajas sobrevivencias se atribuyeron a la presencia de parásitos que invadieron las larvas. Los parásitos son el resultado de un pobre manejo en la calidad del agua y la alimentación. Son organismos oportunistas que siempre están presentes en bajas concentraciones en los medios de cultivo, pero que aprovechan un imbalance en las condiciones del medio, el deterioro de la calidad del agua o la debilidad de las larvas para convertirse en patógenos. La prevención mediante el manejo de la buena calidad del agua es la mejor medida para evitar el contagio. Cualquier medida curativa posterior podría no ser suficiente como sucedió en este estudio con la aplicación de formalina.

Cuando aproximadamente el 80% ha pasado a postlarva, se suspende la aireación por unos minutos para que se separen. Las larvas flotan en la superficie y las postlarvas nadan activamente por el fondo y las paredes del tanque. Con una red se van recogiendo las postlarvas y se depositan en un recipiente para devolver al tanques las larvas accidentalmente capturadas. Las larvas se continúan cultivando mientras que las postlarvas entran a un período de aclimatación al agua dulce. Este consiste en ir adicionando lentamente agua dulce al agua salobre para que término de 8-10 horas estén en agua con 0 de salinidad. Después se dejan en este tipo de agua, se les ponen substratos para que se fijen y se protejan del canibalismo y se alimentan con concentrado molido para camarones. Los recambios con agua dulce continúan y se pueden mantener en densidades de 5000 postlarvas/m² hasta su colecta y transporte.

Los juveniles se colectan vaciando la pila y recogiéndolos con una malla a la salida del agua. Se colocan en agua limpia con aireación dentro de un tanque de 80-100L para su conteo por medio de muestras. Se ponen en bolsas plásticas dobles conteniendo 12L de agua y 2/3 de oxígeno puro a razón de 1000-2000 por litro de agua. Se cierran fuertemente con un hule y se introducen dentro de sacos

o cajas para que durante el transporte no se rompan las bolsas. Para viajes largos con más de 6 horas de duración, la temperatura del agua debe reducirse a 21 C con hielo en el agua del tanque para subir la solubilidad del oxígeno y bajar su demanda por parte de los organismos. En este caso se usan cajas de icopor conteniendo bolsas con hielo para mantener la temperatura baja durante el viaje.

3.4. Estudio de factibilidad socio-económica

El mercado de los langostinos en Costa Rica es sumamente amplio. Según un único estudio realizado por Ivankovich y Aguilar en 1992 (citado por Valverde, 1995), las pescaderías y los restaurantes de lujo del Valle Central del país estaban en capacidad de consumir 457 y 192 toneladas métricas anuales de langostinos, respectivamente, para un total de 649 toneladas métricas por año. Lógicamente, ese consumo es varias veces mayor en nuestros días considerando el aumento en la población y la amplia distribución de restaurantes de lujo por todo el país. Lo que ha faltado desde ese estudio es disponibilidad de producto en el mercado quejándose los clientes potenciales de ser un producto escaso y de ocasión con el que no siempre se podía contar. La mayoría de establecimientos lo preferían en entregas semanales para contar con producto fresco. Esto significa una demanda semanal de 13.5 toneladas métricas.

Considerando que la capacidad instalada de producción en el vivero está en expansión, se hará este estudio de factibilidad para abastecer una demanda sumamente conservadora de 500 kilos de langostinos enteros y frescos por mes. Esto significa entregas semanales de 125 kilos capturando selectivamente los más grandes con peso promedio de 40 gramos. Se abastecerían únicamente restaurantes de lujo de las comunidades en las Barras de Colorado, Tortuguero y Parismina.

Se establece la siguiente escala de operaciones:

- ❖ El 70% de los langostinos en el estanque reúnen ese tamaño.
- ❖ Se obtienen de estanques de 3000 m² al cabo de 4 meses
- ❖ Se siembran a una densidad de 3.0/m² con un peso de 0.5 g.
- ❖ La sobrevivencia en los estanques es del 60%
- ❖ Se siembran juveniles provenientes de pilas de precría de 24m²
- ❖ Los juveniles se pusieron en las pilas a 1000/m²
- ❖ Al cabo de 2 meses en las pilas, sobrevivió el 70%
- ❖ Las postlarvas sembradas en las pilas provenían del vivero
- ❖ En la aclimatación y traslado de las postlarvas se murió un 20%
- ❖ Las postlarvas venían de tanques de cultivo larval de 1000L c/u.
- ❖ El cultivo larval duró 45 días obteniéndose 12 postlarvas por litro
- ❖ La densidad inicial de las larvas fue de 100/L
- ❖ Las hembras grávidas para el desove se obtuvieron de los estanques de la Universidad Nacional en 28 Millas de Matina, Limón
- ❖ El peso promedio de las hembras fue de 25g y se estimó que cada una cargaba 1000 huevecillos por gramo de peso.

- ❖ El porcentaje de eclosión de los huevecillos fue del 80%.

Con esos datos se establece el número de animales que deben entrar y salir de cada estadio para obtener la cantidad deseada y satisfacer así la demanda. También se conoce la cantidad de espacio o volumen disponible que se necesita y el número de recipientes o recintos con tamaños ya definidos. Para el caso del vivero y las pilas de precría se necesitarían 33 hembras grávidas, 7 tanques de 1000L cada uno para las larvas y 2 pilas para producir los casi 64000 juveniles que se deben sembrar. En un lapso de un año se pueden realizar 4 ciclos de cultivo larval dejando un mes de reposo entre uno y otro para desinfectar adecuadamente las instalaciones y el equipo. Durante ese mes también se le dará atención cuidadosa a las postlarvas en las pilas de precría. Con ese cronograma se realizarán 3 etapas de precría y venta de juveniles en el primer año. Los costos de producción en colones (US \$ = 520 colones) se presentan en el Cuadro 3.

Cuadro 3. Costos de producción en un vivero de langostinos

Mano de obra en vivero	432000
(1 hombre X 8 h/día X 45 días/ciclo X 4 ciclos/año X 300 colones/h)	
Mano de obra en precría	108000
(1 hombre X 2 h/día X 60 días X 3 ciclos/año X 300 colones /h)	
Alimento de Artemia	540000
(5 nauplios/larva día X 80000 postlarvas X 45 días/ciclo X 4 ciclos X 80% eclosión X 0.15 mg/quiste X 40 colones/gramo)	
Alimento preparado	100000
(4 cartones de huevos de gallina, 4 bolsas de leche en polvo, 1 L aceite de bacalao, 3 Kg pescado X 25000 colones estimado X ciclo X 4 ciclos)	
Consumo eléctrico	600000
(100000colones/mes X 1.5 mes/ciclo X 4 ciclos)	
Mantenimiento y reparación	120000
Reposición de materiales	70000
TOTAL	1970000

La vida económica del proyecto se hará únicamente para el primer año de operación realizando 3 ventas de juveniles de langostinos en ese lapso. El precio de venta actual del juvenil de *M. rosenbergii* en el vivero de la Universidad Nacional en 28 Millas de Matina, Limón, es de 30 colones cada individuo. Para ser

competitivos y considerando que los costos de producción son más bajos en la costa, el precio se puede bajar a 25 colones cada uno.

Por lo tanto, los ingresos por ciclo serían de:

$$\begin{aligned} 64000 \text{ juveniles} \times 25 \text{ colones} &= 1600000 \text{ colones} \\ &\times 3 \text{ ciclos/ año} = \\ &4800000 \text{ colones} \end{aligned}$$

El flujo de caja para el primer año es el siguiente:

Ganancias por año (colones)	4800000
Costos de producción por año (colones)	1970000
Utilidad antes de impuesto	2830000
Utilidad después de impuesto (30%)	1981000
Depreciación	410000
Efectivo	1571000

. Debe considerarse que en años posteriores pueden realizarse más ciclos de producción y que los costos se pueden ir disminuyendo conforme aumente la economía de escala.

En el país se ha cultivado desde su introducción el langostino gigante de Malasia (*M. rosenbergii*) sobretodo por el conocimiento de su tecnología de cultivo. Hoy en día, sin embargo, despierta mayor interés por su importancia no solo comercial sino también biológica la investigación y el desarrollo de técnicas para la producción de los langostinos nativos.

La comunidades cercanas a las Barras del Colorado, Parismina y Tortuguero se han dedicado desde su existencia a la pesca artesanal tanto en los canales, ríos y lagunas de agua dulce como en los esteros y el mar Caribe. Ante el declive de las pesquerías por la sobreexplotación y la contaminación de los recursos naturales en los últimos años, hoy buscan afanosamente otras alternativas de producción que les dé sustento, ingresos económicos y fuentes de empleo. Un artículo del periódico La Nación (Mora y Hernández, 2005) describió muy bien, aunque crudamente, esta situación de pobreza en que viven los pescadores con el título: "Pescadores de langostinos al filo de la ley y el hambre". Afortunadamente, en el turismo ecológico se ha encontrado una interesante forma de obtener dividendos económicos porque en lugar de explotar los recursos naturales más bien los conservan. Este es el caso del desove de las tortugas marinas y de las iguanas. Sin embargo, estas son actividades de temporada que abarcan algunos meses al año y el resto del tiempo quedan prácticamente sin empleo. Muchos abandonan la comunidad para dedicarse a otras actividades en ciudades cercanas. Los pocos negocios existentes de consumo y para el turismo también ven seriamente amenazada su rentabilidad durante épocas de poca actividad. Por lo tanto, las comunidades ven con optimismo este tipo de proyectos que estarían realizando varios ciclos de producción de larvas de langostinos y desarrollo de postlarvas para la venta.

IV. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

1. La especie de langostino autóctono (*M. carcinus*) del norte y el caribe costarricense es capaz de sobrevivir, crecer y reproducirse sin problemas bajo condiciones de confinamiento en estanques. Al cabo de 3 meses de cultivo se logró una sobrevivencia del 100%, un crecimiento mensual de 6.78 gramos y reproducción en una de las hembras que ya cargaba su masa de huevecillos color naranja.
2. Desde que maduró la primera hembra de langostinos en los estanques, siempre fue posible encontrar hembras grávidas lo cual permite predecir que bajo condiciones de cultivo se pueden tener hembras listas para desove con el fin de realizar los cultivos larvales.
3. Las hembras grávidas del estanque deben capturarse con sumo cuidado, no deben empacarse en bolsas plásticas con oxígeno sino en tanques especiales con aireación y su transporte no debería durar más de 2 horas para que no se estresen demasiado y evitar la pérdida de sus huevecillos.
4. Las condiciones de cultivo y las prácticas de manejo para las larvas fueron crudas y sin control en las fluctuaciones ambientales y los parámetros físico químicos. Estudios posteriores requieren mayor control en estos parámetros hasta encontrar los valores óptimos para el cultivo. Especial importancia hay que brindarle a la salinidad que parece debe ir cambiando conforme se va dando el desarrollo de las larvas.
5. El efecto del pH, la alcalinidad y la dureza del agua sobre las larvas de langostinos también requiere ser investigado en mayor detalle en estudios posteriores.
6. El amoníaco del agua y la presencia de parásitos en las larvas son el resultado de un pobre manejo en la calidad del agua y la alimentación. Por lo tanto, la prevención mediante el manejo adecuado de la buena calidad del agua y la buena higiene en el cultivo es fundamental para mantener las larvas creciendo saludables.
7. Hay que dar la cantidad correcta de nauplios de *Artemia* extraídos de una manera higiénica de acuerdo a la densidad de larvas que permanezcan en el tanque de cultivo
8. Aún faltan muchos detalles técnicos por resolver sobretodo en lo que se refiere al manejo y control de los principales parámetros físicos y químicos del agua para lograr el cultivo de las larvas.
9. La producción de larvas es fundamental para el desarrollo de una tecnología de cultivo en estanques porque se ocupa un abastecimiento de semilla de buena calidad y en el momento oportuno. No se puede depender del medio natural para esos fines al tratarse de una actividad que más bien busca mitigar el impacto negativo de la sobre explotación de la especie en su ambiente.

V. BIBLIOGRAFIA

- Casas-Sanchez R, Vaillard-Nava Y & Re-Araujo A. D. 1995. Nutrition of juvenile prawn *Macrobrachium carcinus* (Crustacea: Decapoda) with diets of vegetable and marine residues. *Rev Biol Trop.* 43(1-3):251-257.
- Chung K. S. 2001. Ecophysiological adaptability of tropical water organisms to salinity changes. *Rev Biol Trop.* 49(1):9-13
- Craig, B. Kensler, A. Weller de Restori, J. & Grande, V. 1974. El desarrollo y cultivo del langostino de río en Michoacán y Guerrero, Mexico. Programa de Investigación y fomento pesquero, Mexico-PNUD-FAO. 38 p.
- Gisèle, P. Signoret, B. David & S. Brailovsky. 2004. Adaptive Osmotic Responses of *Macrobrachium Acanthurus* (Wiegmann) and *Macrobrachium Carcinus* (Linnaeus) (Decapoda, Palaemonidae) From the Southern Gulf of Mexico. [Crustaceana](#). 77 (4): 455-465.
- Graça, S. & Brossi-Garcia, A. 2005. Larval development of *Macrobrachium birai* Lobão, Melo & Fernandes (Decapoda, Caridea, Palaemonidae), under laboratory conditions. *Rev. Bras. Zool.* 22(1): 1-27
- Granados, A. 1983. Aspectos reproductivos del “camarón prieto” *Macrobrachium acanthus* (Wiegman, 1836) en la cuenca del río Gonzáles, Tabasco, Mexico (Crustacea: Decapoda: Palaemonidae). Trabajo presentado en el VII Simposio Latinoamericano Sobre Oceanografía Biológica, Acapulco, Gro., México. 20 p.
- Graziani, C. A., K. S. Chung & M. De Donato. 1993. Comportamiento reproductivo y fertilidad de *Macrobrachium carcinus* (Decapoda: Palaemonidea) en Venezuela. *Rev. Biol. Trop.* 41: 657-665.
- Graziani, C.A. & De Donato, M. 1994. Culture experiences on *Macrobrachium carcinus* L. en Venezuela. Congreso Mundial de Acuicultura. Malaga, España. Resumen.
- Graziani, C. A. De Donato, M. & M.Chung, K.S. 1998. Optimal salinities in the larval rearing of the freshwater prawn *Macrobrachium carcinus* (Decapoda: Palaemonidae). *Bol. Inst. Oceanogr. Venez.* 34 (1-2): 33-40.
- Graziani, C. A., M. De Donato & K. S. Chung. 1995. Salinidades óptimas en larvas y postlarvas de *Macrobrachium carcinus* (L.) (Decapoda: Palaemonidae). *Bol. Inst. Oceanogr. Venezuela* 34: 33-40.

- Hernández, N. & Pascual, J. 2005. Requerimientos de salinidad en larvas de camarón de río *Macrobrachium carcinus*. Asociación de cooperación rural de Africa y America Latina. 17 p.
- Mago-Leccia, F. 1996. El cultivo del camarón de río *Macrobrachium carcinus*, un potencial desestimado en Venezuela. FONAIAP Centro de Investigaciones Agropecuarias del Estado Anzoátegui. Estación Local Barcelona.
<http://www.ceniap.gov.ve/bdigital/fdivul/fd50/camaron.htm>
- Mora, E. & Hernández, C. 2005. Pescadores de langostinos al filo de la ley y el hambre. Periódico la Nación. San José, Costa Rica. Domingo 5 de junio del 2005. Noticias Nacionales.
- Morossi, S., 2006. Rangos óptimos de salinidad y temperatura para el langostino autóctono *Macrobrachium carcinus* del Caribe Costarricense. Investigación para licenciatura, Escuela de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional. Sin publicar.
- New, M. 2002. Farming freshwater prawns. A manual for the culture of the giant river prawn (*Macrobrachium rosenbergii*). FAO Fisheries Technical Papers - T428. 212 p.
- Román-Contreras, R. & Campos-Lince, L. 1992. Aspectos reproductivos y aproximación a un modelo de crecimiento para una población de *Macrobrachium acanthurus* (Wiegman, 1836) en el río Palizada, Campeche, Mexico. Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, Universidad Nacional Autónoma de México. 26 p.
- Valverde, J., Fernández, M., 1992. Producción y exportación de langostinos en la provincia de Limón. Estudio de factibilidad para núcleos de 10 hectáreas. San José, 91p.
- Valverde, J., 1995. Análisis y comentario: El mercado de los langostinos. CORBANA, (20): 33-43.
- Valverde, J. 2004. Estudio sobre el cultivo en estanques del langostino autóctono *Macrobrachium carcinus*. Proyecto de investigación (COBODES). Sin Publicar.
- Valverde, J. 2005. Cultivo larval del langostino autóctono *Macrobrachium carcinus* del Caribe Costarricense. Proyecto de investigación (COBODES). Sin Publicar.

