

Aspectos básicos del
cultivo larvario de
langostino Malayo



Aspectos básicos del cultivo larvario de langostino Malayo

Alfredo Gallado Collí¹

Pablo Torres Hernández¹

Alfonso Cervantes Alcántara¹

César Julio Martínez Castro²

Fátima Karina Delgado Vidal¹

Carlos Iván Pérez Rostro³



1 Instituto de Industrias. Universidad del Mar Campus Puerto Ángel. Ciudad Universitaria, Puerto Ángel, Distrito de San Pedro Pochutla, Oaxaca, México. C.P. 70902.

2 Instituto de Agroingeniería, Universidad del Papaloapan campus Loma Bonita. Av. Ferrocarril s/n Ciudad Universitaria, Loma Bonita, Oaxaca, México. C. P. 68400

3 División de Estudios de Posgrado e Investigación. Instituto Tecnológico de Boca del Río. Km 12, Carr. Veracruz-Córdoba, Boca del, Río, Veracruz, México. C.P. 94290.



Este documento y su publicación fueron financiados por el Consejo Nacional de Humanidades, Ciencia y Tecnología (CONAHCYT) a partir del proyecto 321313 denominado: “Cultivo extensivo del langostino malayo en comunidades rurales de San Pedro Pochutla, Oax., para el autoconsumo y abasto popular”, de la convocatoria Pronaii Soberanía Alimentaria 2021.

Fecha. Noviembre de 2023

Prologo

La alimentación de la población rural asentada a márgenes de ríos, arroyos y lagunas costeras se sustenta de organismos acuáticos como los langostinos. Actualmente este recurso está sobreexplotado y su hábitat deteriorado por variadas actividades antropogénicas, lo anterior repercute negativamente en el abasto de este alimento y acentúa la inseguridad alimentaria de quienes habitualmente lo consumen.

Desde 1970, en México está presente el langostino Malayo *Macrobrachium rosenbergii*, y fue introducido para su cultivo en comunidades rurales para mejorar el acceso de la población a una alimentación saludable. Desafortunadamente, los resultados no han sido los esperados debido al desabasto de cría para la engorda.

Hoy el langostino Malayo se hace visible nuevamente y se reimpulsar su cultivo, pero ahora desde la perspectiva de autoproducción de cría y engorda por acuicultores rurales de pequeña escala. De esta manera se pueden generar circuitos locales que incentiven la producción, procesamiento y comercialización de este producto. Adicionalmente, las experiencias pueden ser replicables a través del intercambio de saberes y prácticas entre acuicultores.

El Consejo Nacional de Humanidades, Ciencia y Tecnología (CONAHCYT), a través de Proyecto de Investigación e Incidencia (PRONAI) 321313 denominado "Cultivo extensivo de langostino Malayo (*Macrobrachium rosenbergii*) en comunidades rurales de San Pedro Pochutla, Oax., para el autoconsumo y abasto popular", apoya a un Colectivo de Investigación e Incidencia para asentar la bases para la implementación de un laboratorio de producción comunitario de postlarvas de langostino Malayo, que sea operado por acuicultores de pequeña escala con la finalidad de autoabastecerse de cría para su posterior cultivo de manera extensiva.

Estamos convencidos de que este documento puede guiar a pequeños acuicultores que deseen comenzar a producir su propia cría para autoabastecerse, la engorda de las crías y su posterior cosecha les permitirá acceder a un alimento saludable para compartirlo con sus familias.

Los autores.

ÍNDICE

Temario

1. Importancia del langostino Malayo y estado actual del cultivo	6
2. Obtención de reproductores de langostino Malayo.	10
a) Recurrir a productores nacionales.	10
b) Intercambio regional entre productores.	12
c) Introducción de un lote de reproductores al país.	13
3. Etapas de vida del langostino Malayo.	15
a) Ciclo de vida del langostino Malayo.	15
b) Estructuras externas del langostino Malayo.	16
c) Identificación de machos.	17
d) identificación hembras.	20
e) Larva y postlarva.	23
4. Áreas básicas de un laboratorio de producción de postlarvas.	29
a) Áreas de un laboratorio de producción masiva de postlarvas (Esquema de Valenti).	29
b) Ejemplos de laboratorios de producción.	30
5. Suministro de agua y aire.	36
a) Fuentes de abastecimiento de agua.	36
b) Almacenamiento del agua.	38
c) Obtención de agua salobre.	39
d) Tratamiento y distribución (marina, salobre y dulceacuícola.	43
e) Sistemas de aireación y suministro.	45
6. Área de reproducción.	46
a) Estanquería.	46
b) Manejo de reproductores.	47
c) Relación hembra macho. (alimentación, refugios y, calidad del agua).	50
d) Cortejo y apareamiento.	52
e) Selección de hembras ovadas y cambio de coloración de ova.	53
7. Área de Incubación.	54
a) Elementos del sistema de incubación (individual y colectivo).	54
b) Monitoreo y calidad de agua.	56
c) Aclimatación al sistema de incubación.	57

ÍNDICE continuación

d) Alimentación de hembras ovadas.	58
e) Seguimiento de hembras ovadas hasta desove.	59
f) Conteo de larvas.	60
g) Retorno de hembras a estanques de reproducción.	62
8. Área de Alimento vivo.	63
a) Artemia: Suministro y almacenamiento.	63
b) Sistemas de incubación de Artemia.	64
c) Proceso de descapsulación de quistes de Artemia	65
d) Tasa de eclosión y conteo.	69
e) Nauplio y metanauplio de Artemia.	70
9. Área de alimento preparado.	71
a) Equipo requerido.	71
b) Insumos del flan de calamar.	72
c) Procedimiento de elaboración del flan de calamar.	73
d) Conservación.	74
10. Área de cultivo larvario.	75
a) Sistema de cultivo.	75
b) Densidad de siembra.	78
c) Tasa de alimentación.	79
d) Manejo del cultivo (sifonero, calidad del agua, refugios, etc.).	81
11. Manejo de postlarvas.	84
a) Aclimatación a agua dulce.	84
b) Conteo.	85
c) Embolsado.	87
d) Transporte.	89
e) Siembra.	90
REFERENCIAS.	91

1. Importancia del langostino Malayo y estado actual del cultivo.

El langostino Malayo *Macrobrachium rosenbergii* es un recurso acuícola procedente de Asia y fue introducido a México en 1973. Es un crustáceo que vive en agua dulce, aunque requiere agua salobre durante la etapa larvaria de su ciclo de vida.

La biotecnología para su cultivo está bien desarrollada, es decir, se conoce la manera en la que obtienen las crías (postlarvas) y la forma en la que se procede para su engorda, tanto en sistemas de cultivo extensivo como semi-intensivo.



Desde el punto de vista nutricional, el langostino Malayo es una fuente de proteína y grasa de excelente calidad para el ser humano, por lo tanto, es un alimento saludable que puede estar al alcance de la población presente en zonas rurales donde sea factible su cultivo.



Actualmente, el cultivo de langostino Malayo esta poco desarrollado debido al desabasto de crías y por que existe una falta de conocimiento para llevar a cabo el cultivo.

Los ambientes tropicales son los más idóneos para su cultivo y en México existen muchas comunidades que cuentan con las condiciones ambientales y con los recursos naturales apropiados para cultivar este crustáceo.



Es de gran importancia promover y rescatar el cultivo de langostino Malayo, por que puede contribuir en la mejora de la alimentación de muchas familias en condiciones de inseguridad alimentaria.



2. Obtención de reproductores de langostino Malayo.

Hay tres alternativas:

a) Recurrir a productores nacionales.



Entre los que encontramos instituciones académicas como la Universidad del Mar, el Instituto Tecnológico de Boca del Río y El Colegio de Posgraduados, campus Veracruz, con quienes es posible conseguir postlarvas para usarlas como pie de cría cuando alcancen la edad adulta.



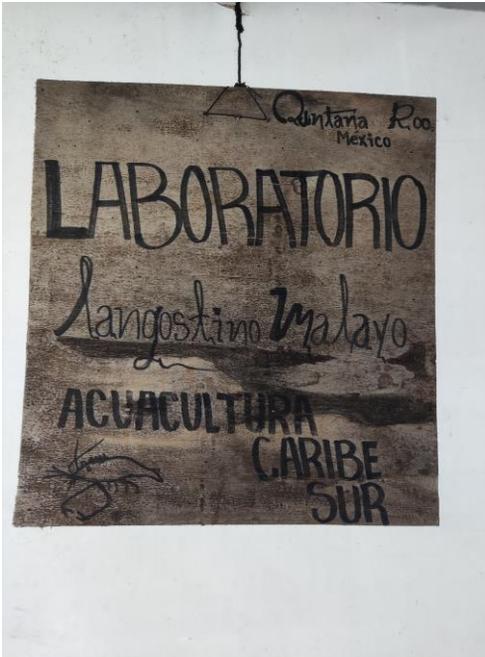
TECNOLÓGICO
NACIONAL DE MÉXICO®



COLPOS VER
Colegio de Posgraduados Campus Veracruz

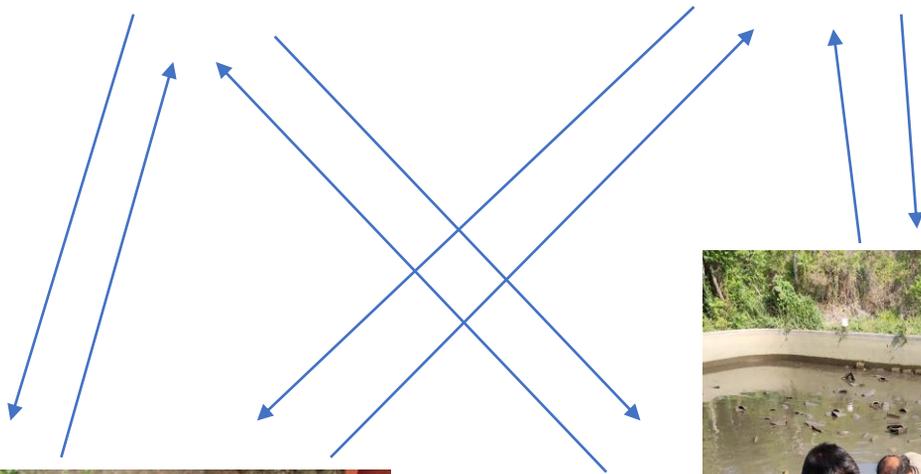
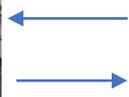


También hay granjas acuícolas que pueden abastecer de postlarvas de langostino para usarlas como reproductores, entre los que destaca la granja Acuicultura Caribe Sur, ubicada en Quintana Roo.



b) Intercambio regional entre productores

Si en el área de influencia donde se encuentra el laboratorio existen otras granjas que cultiven langostinos, se puede recurrir a ellos para la obtención o intercambio de reproductores.



c) Introducción de un lote de reproductores al país

Es una alternativa que involucra la importación de postlarvas a México, para esto es necesario ubicar a un proveedor en algún país vecino ya que por cuestiones de seguridad sanitaria no es posible que el lote proceda de países asiáticos.



Miami Aqua-culture, Inc.
¡Welcome to the Future of Aquatic Farming!



Adicionalmente, para la introducción de postlarvas procedentes del extranjero es necesario cumplir varios permisos y la instalación de una unidad de cuarentena habilitada con instalaciones apropiadas para el cultivo de langostino.

- Certificado de sanidad acuícola para unidad de cuarentena
- Certificado de sanidad acuícola para importación
- Certificado de sanidad acuícola para instalaciones acuícolas
- Certificado de sanidad acuícola para la movilización de especies vivas.
- Cumplir con la medidas de bioseguridad en la unidad de cuarentena.

Para mayores informes es importante acudir a las oficinas del Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria (SENASICA) o al Comité Oaxaqueño de Sanidad e Inocuidad Acuícola, A.C. COSIA.

3. Etapas de vida del langostino Malayo.

a) Ciclo de vida del langostino Malayo

AGUA DULCE

AGUA SALOBRE



JUVENIL



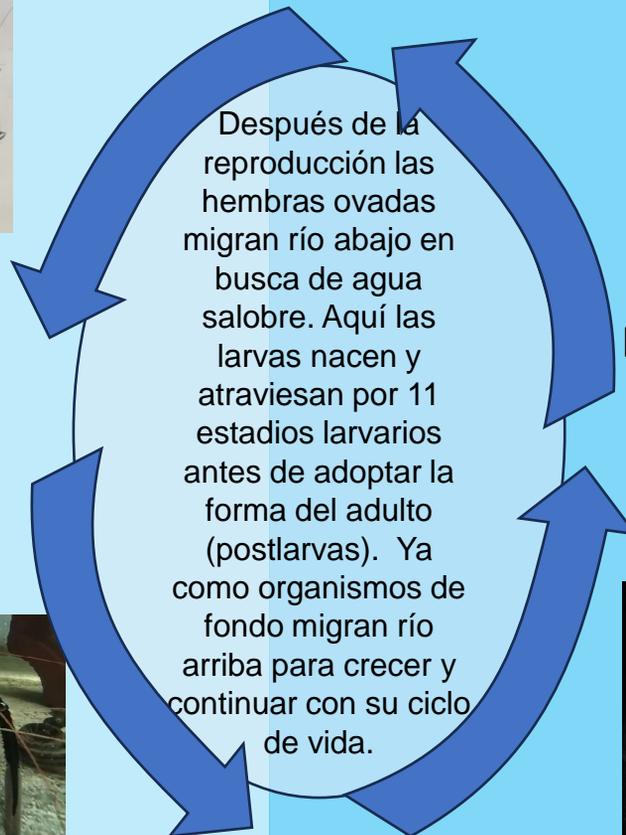
ADULTO



POSTLARVA



REPRODUCCIÓN

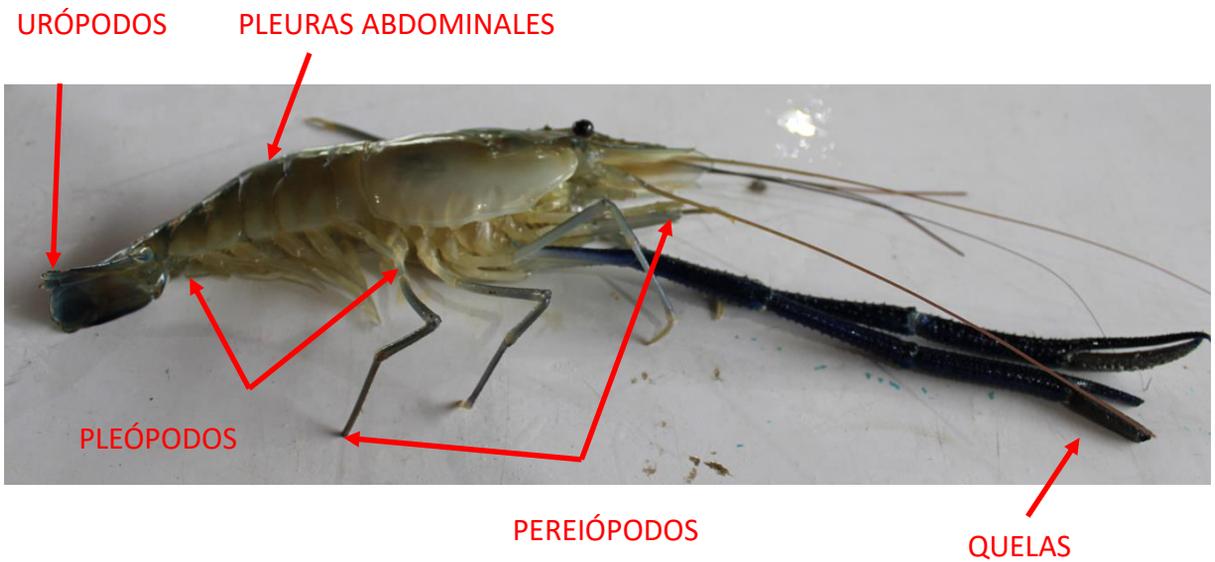
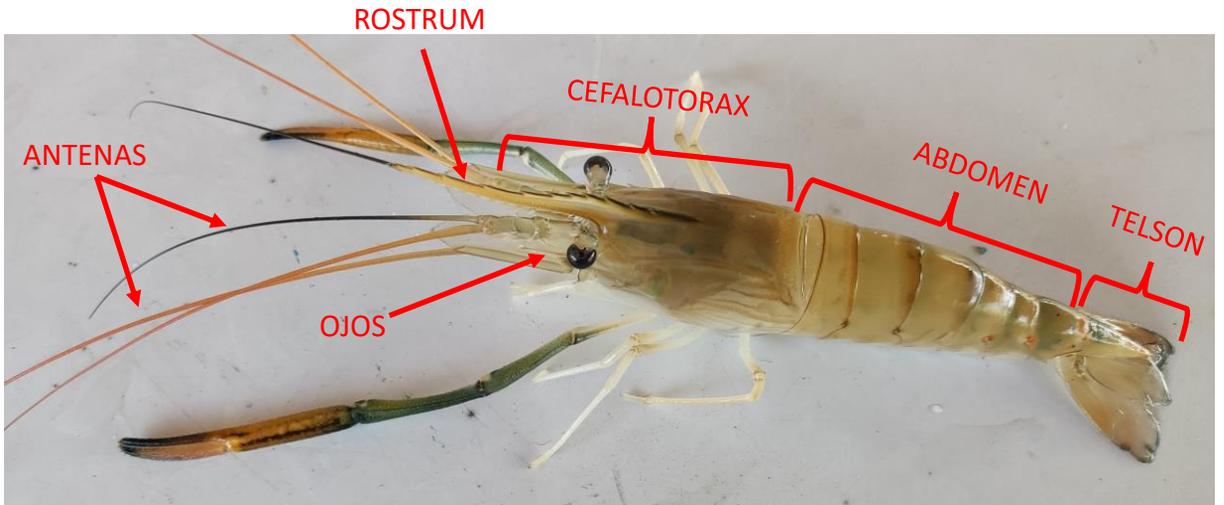


LARVA



HEMBRA OVADA

b) Estructuras externas del langostino Malayo.



c) Identificación de machos.

En el medio ambiente como en los estanques de cultivo es posible encontrar tres tipos de langostinos macho:



**MACHOS ALFA O
QUELAS AZULES**

**MACHOS
QUELAS
NARANJA**

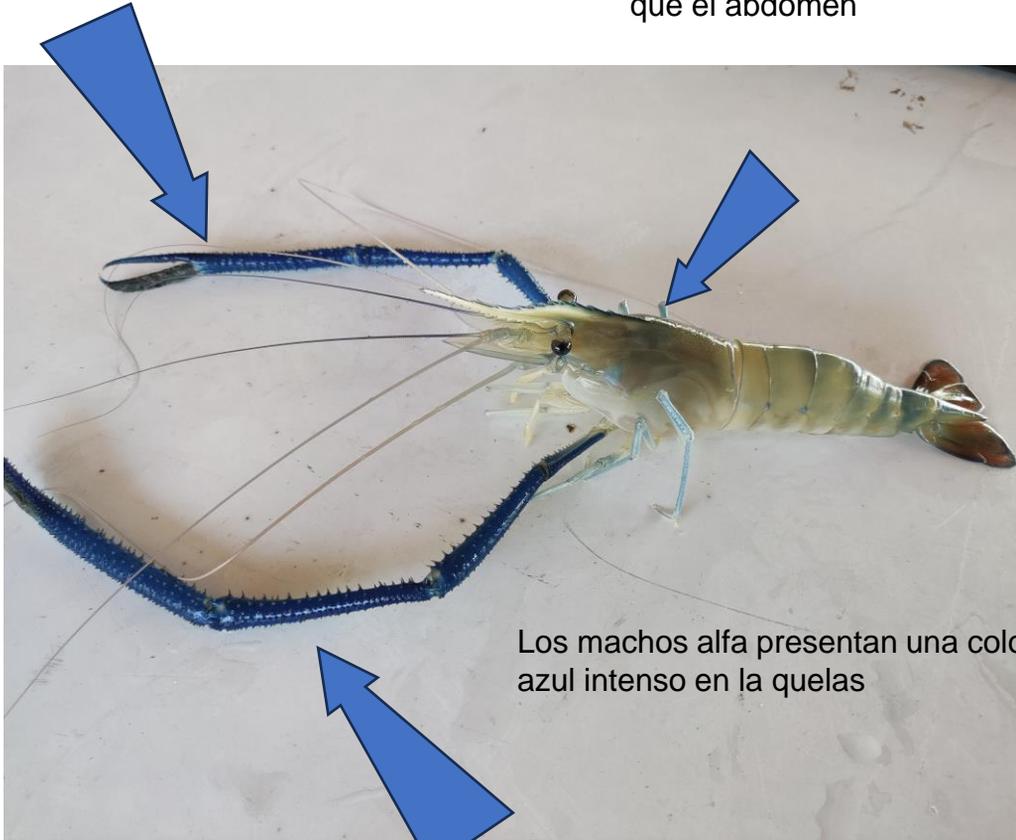
**MACHOS
PEQUEÑOS**

Esto ocurre por que los machos alfa inhiben el crecimiento de los otros machos. Es necesario que el macho quelas azules muera para que los otros machos continúen con su crecimiento

Los machos son de mayor tamaño que las hembras

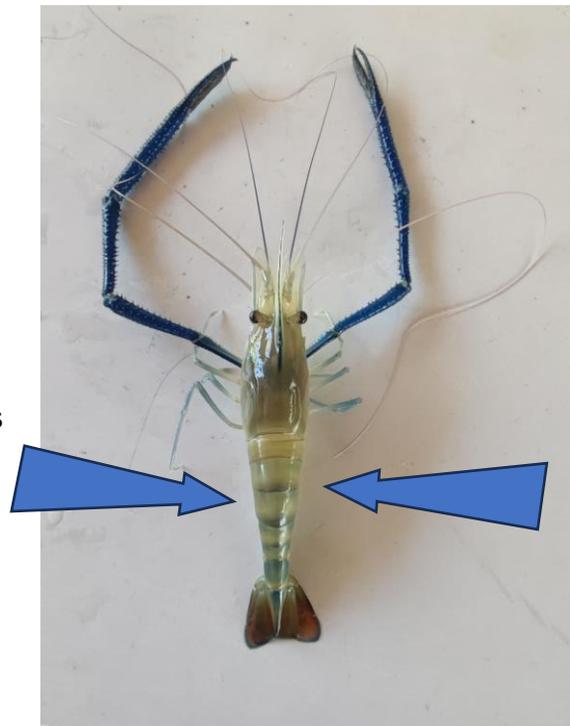
El segundo par de pereiópodos está más desarrollado

El cefalotórax es más largo que el abdomen



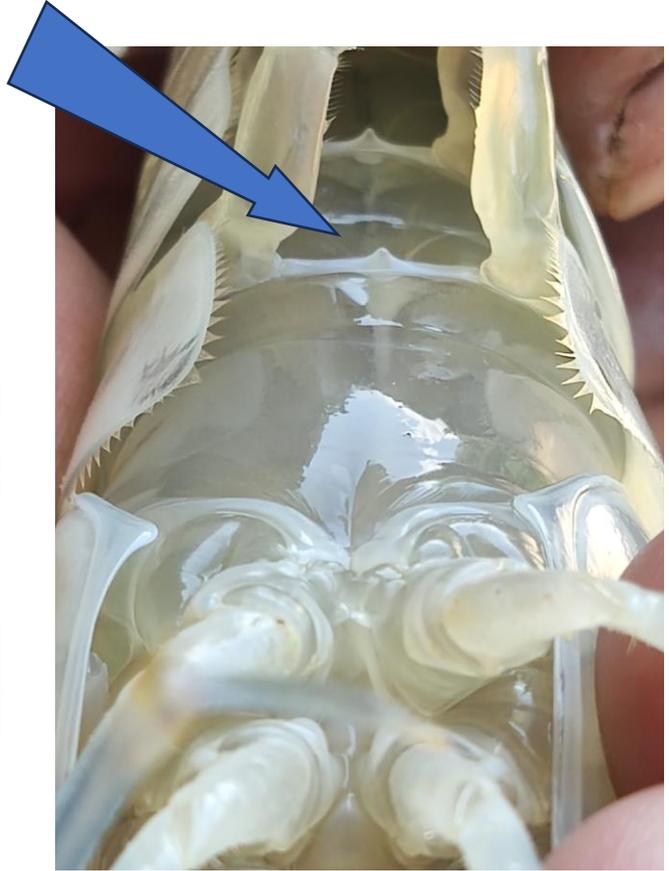
Los machos alfa presentan una coloración azul intenso en la quelas

Pleuras abdominales cortas



Abdomen más estrecho

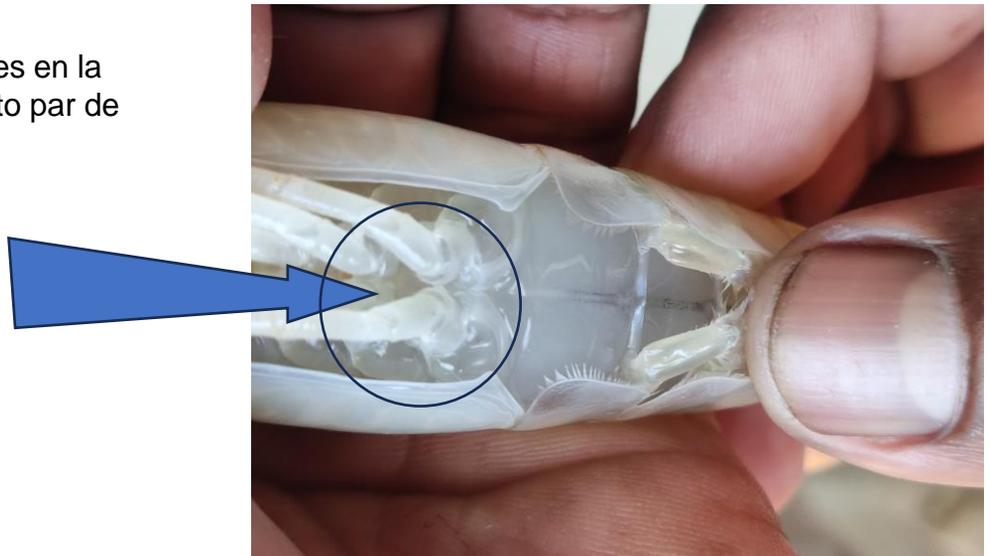
Los machos presenta una protuberancia en el primer segmento abdominal que es detectable al tacto



Las pleuras abdominales cubren en mayor medida el abdomen

Poros genitales en la base del quinto par de pereopodos

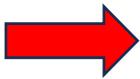
Distancia de separación entre último par de pereopodos es muy estrecha



d) Identificación de hembras.

En el medio ambiente como en los estanques de cultivo es posible encontrar tres tipos de langostinos hembra:

**HEMBRA
VIRGEN**



**HEMBRA
OVADA**

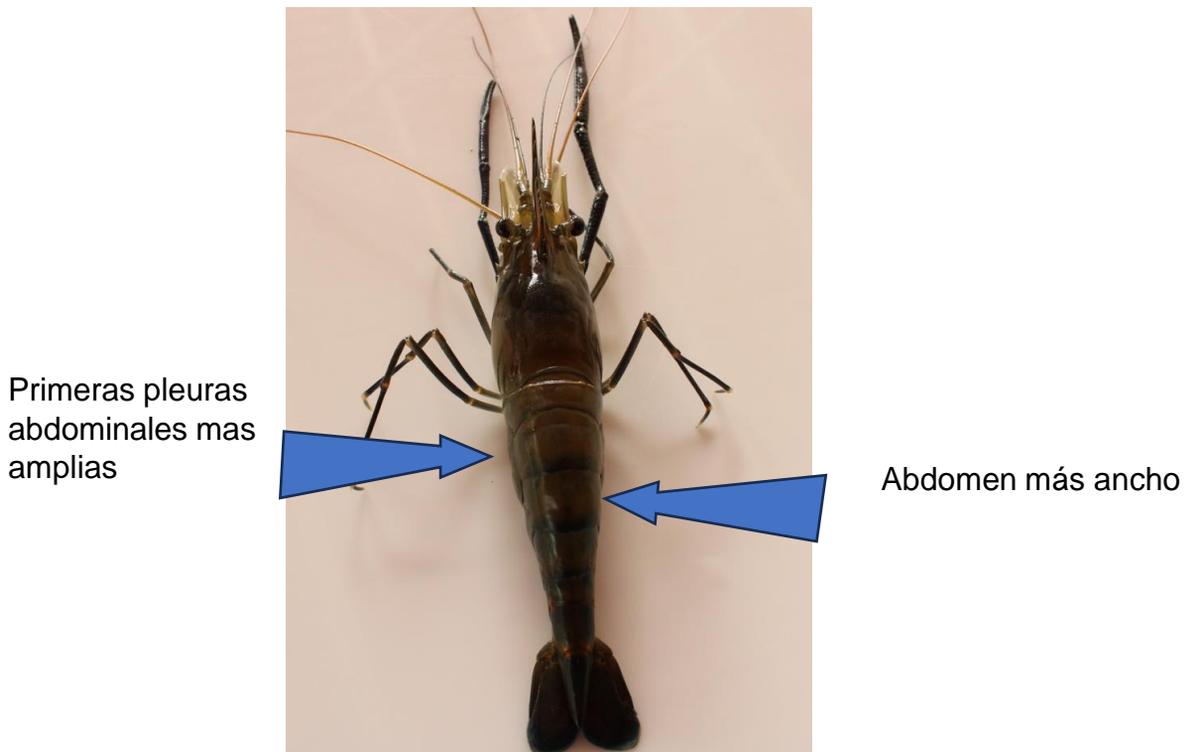
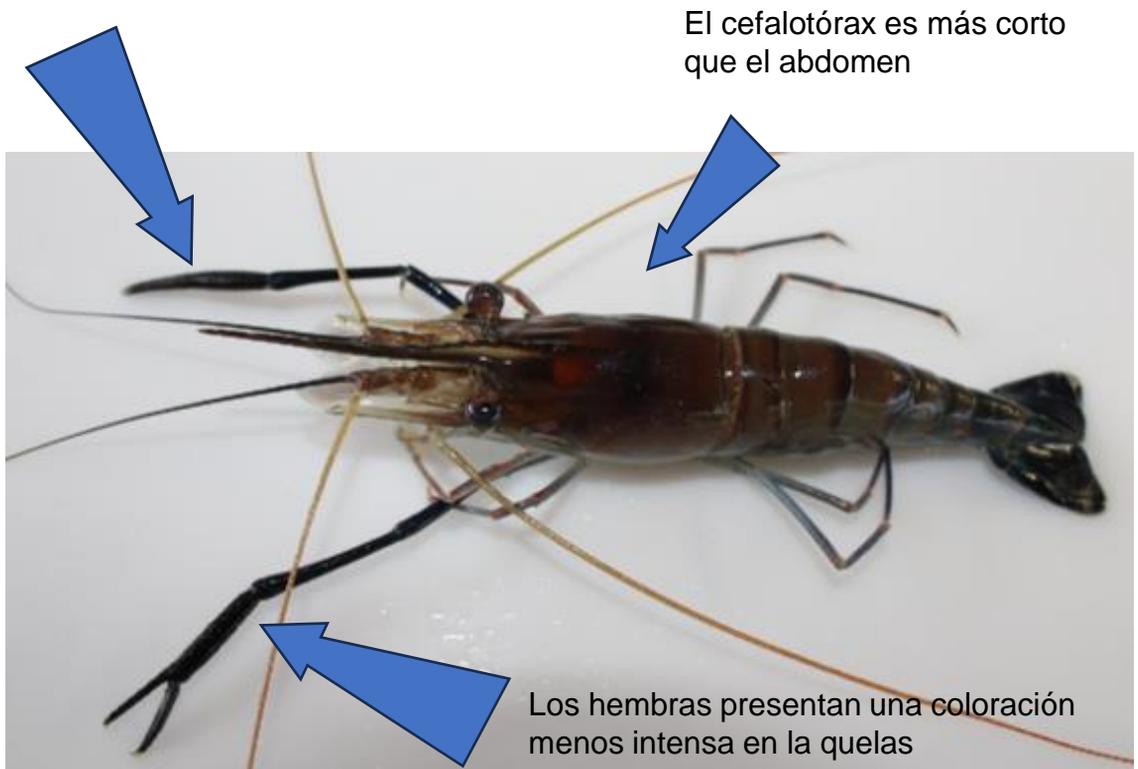


**HEMBRA
CON
CÁMARA
ABIERTA
(AGOTADA)**

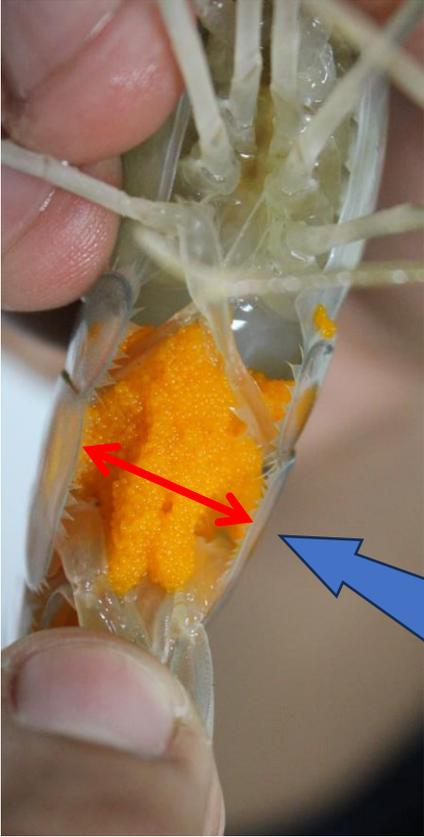
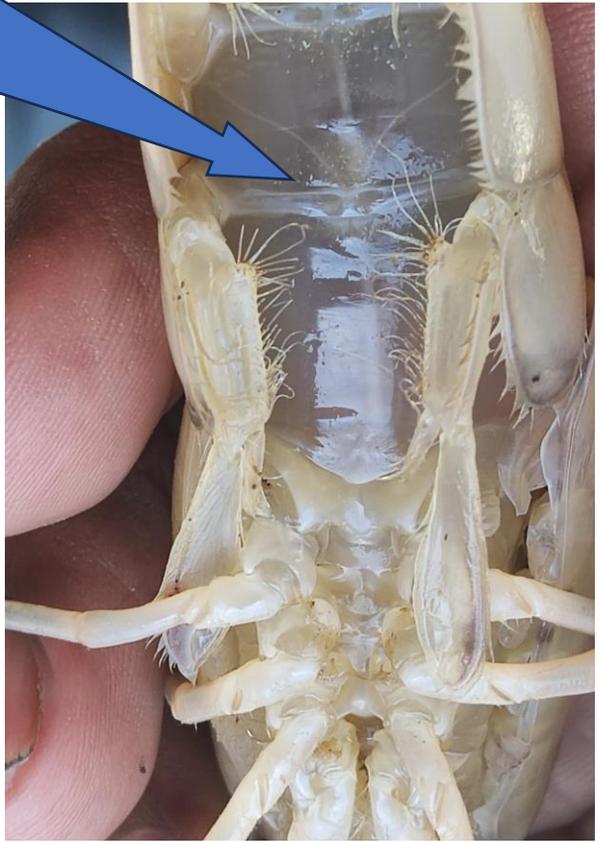


Las hembras son de menor tamaño que los machos

El segundo par de pereiópodos están menos desarrollados, delgados y cortos.



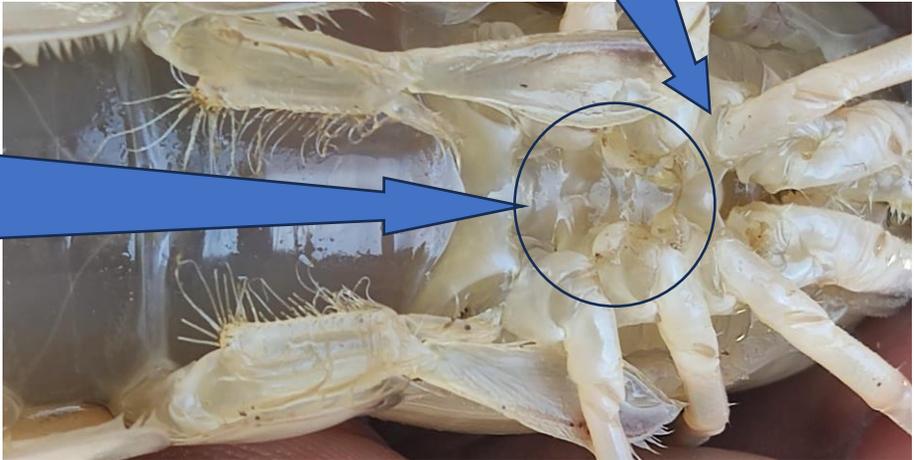
Las hembras sin protuberancia en el primer segmento abdominal NO es detectable al tacto



Las pleuras abdominales No cubren tanto el abdomen

Distancia de separación entre último par de pereiópodos es muy amplia

Poros genitales en la base del tercer par de pereiópodos



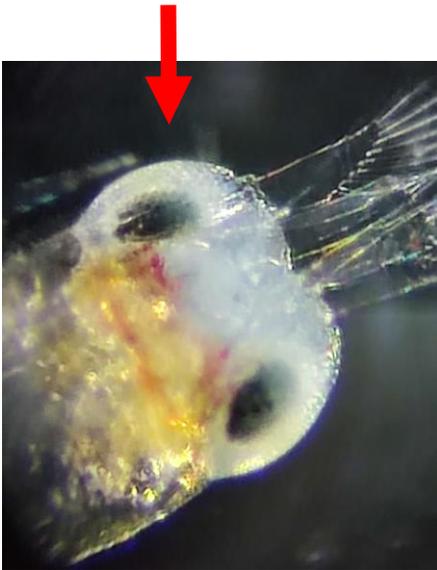
Receptáculo seminal entre los últimos tres pares de pereiópodos

e) Larva y postlarva

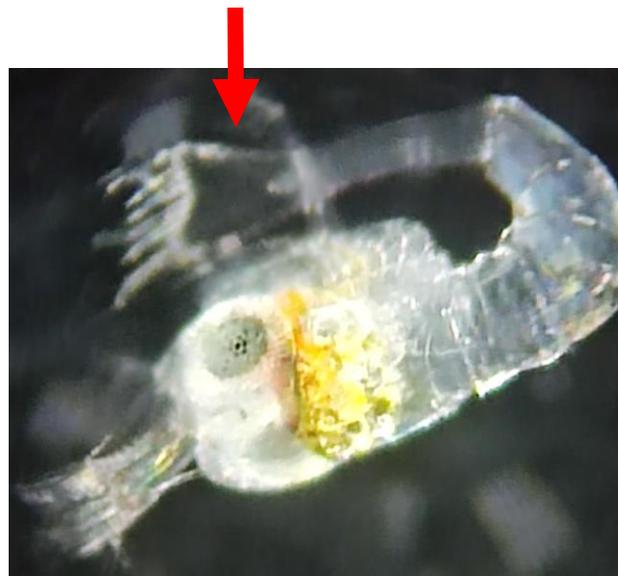
Una vez que nacen, las larvas de langostino atraviesan por 11 estadios larvarios antes de tomar la forma del adulto.

Estadio I. Larva con 1 día de nacida.

Presenta ojos sésiles

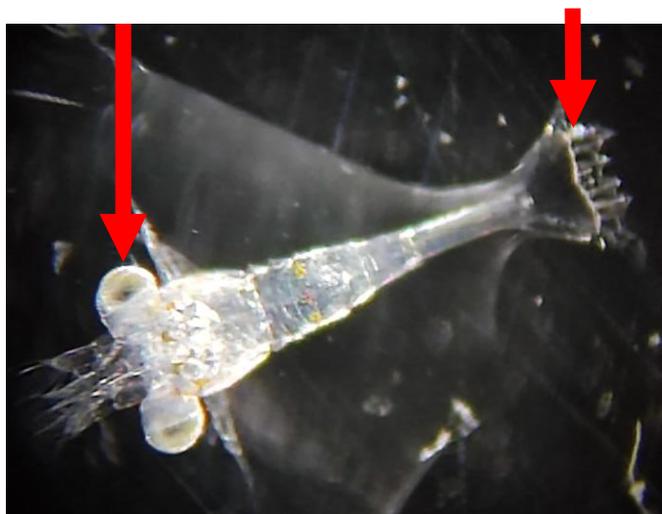


Telson sin urópodos

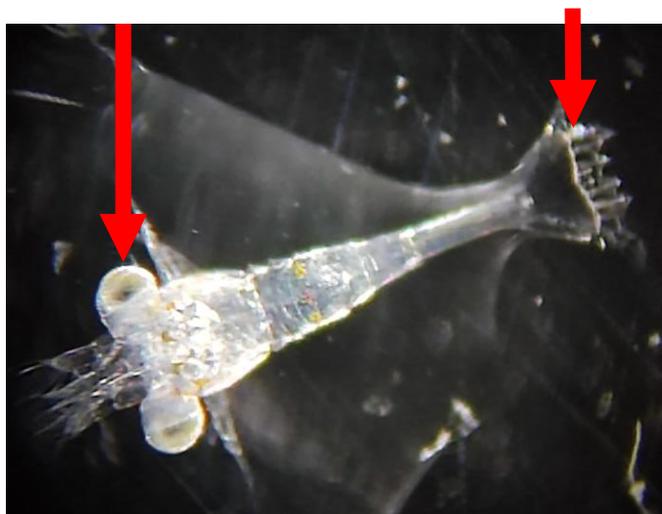


Estadio II. Larva con 2 días de nacida

Presenta ojos pedunculados



Telson sin urópodos



Estadio III. Larva con 3 a 4 días de nacida.

Un diente dorsal en el rostrum



Telson con urópodos



Estadio IV. Larva con 4 a 6 días de nacida.

Dos dientes dorsales en el rostrum



Urópodos birrámeos con setas



Estadio V. Larva con 5 a 8 días de nacida.

Flagelo antenal con dos o tres segmentos

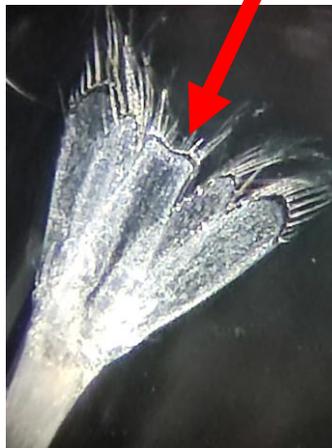
Telson puntiagudo y elongado



Estadio VI. Larva con 7 a 10 días de nacida.



Telson más puntiagudo

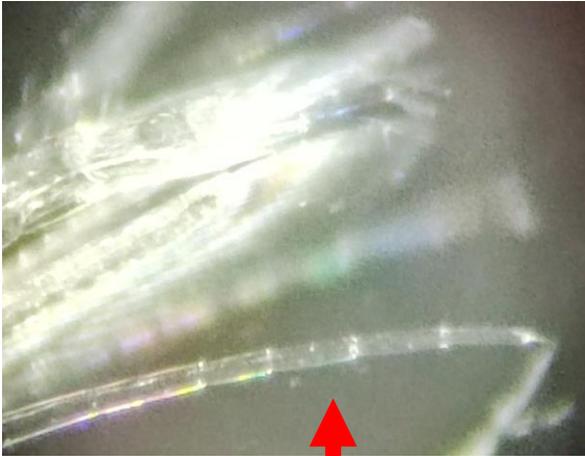


Pleópodos como muñones en el abdomen



Flagelo antenal con cuatro segmentos

Estadio VII. Larva con 11 a 17 días de nacida.



Flagelo antenal con cinco segmentos



Pleópodos birrámeos desnudos

Estadio VIII. Larva con 14 a 19 días de nacida.



Flagelo antenal con siete segmentos



Pleópodos birrámeos con setas

Estadio IX. Larva con 15 a 22 días de nacida.



Flagelo antenal con nueve segmentos



Endopoditos de pleópodos con apéndices internos

Estadio X. Larva con 17 a 24 días de nacida.

Flagelo antenal con doce segmentos



Tres a cuatro dientes dorsales en el rostrum

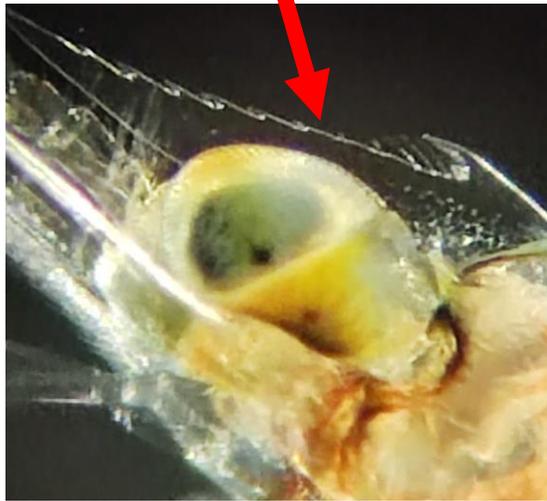


Pereiópodos con quelas (1º y 2º par)



Estadio XI. Larva con 19 a 26 días de nacida.

Muchos dientes dorsales en el rostrum



Postlarva.

Rostrum con dientes ventrales y dorsales, comportamiento bentónico como en adultos

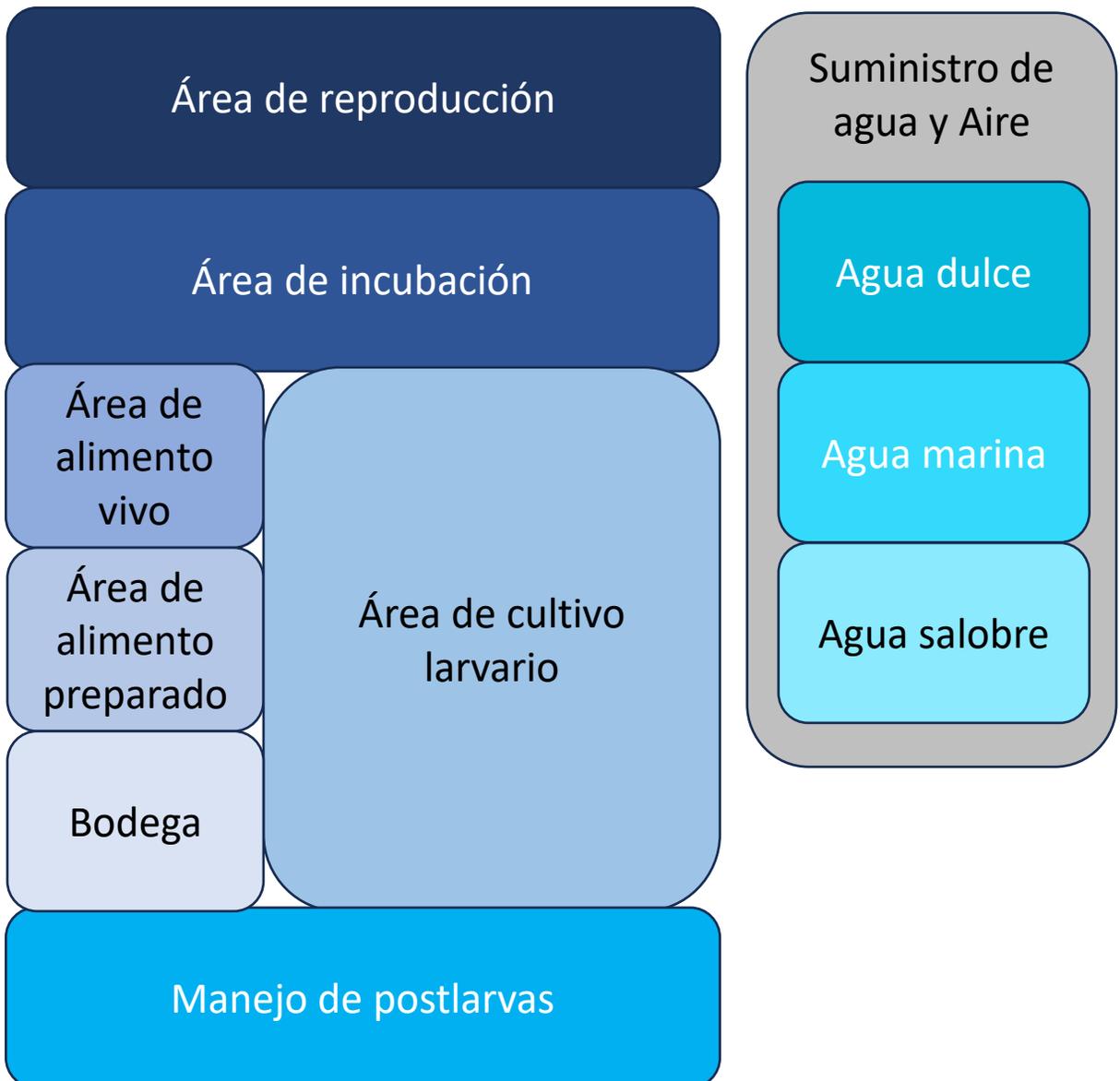


La duración de los estadios larvales depende de la alimentación y condiciones ambientales presentes en el sistema de cultivo

4. Áreas básicas de un laboratorio de producción de postlarvas.

El tamaño del laboratorio dependerá de capacidad de producción prevista por año, su diseño puede ser simple o complejo, y deberá contener las siguientes áreas básicas:

a) Áreas de un laboratorio de producción masiva de postlarvas (propuesta de New y Valenti)



b) Ejemplos de laboratorios de producción de postlarvas

Laboratorio de producción de postlarvas de la Universidad del Mar.

Esta habilitado con fines de docencia, pero también es factible usarlo como laboratorio de producción demostrativo para la capacitación de productores.



Suministro, almacenaje y análisis de agua



Área de reproducción



Área de incubación



Área de alimento vivo



Área de alimento preparado



Área de cultivo larvario



Manejo de postlarvas

Laboratorio de producción de postlarvas de la granja Acuicultura Caribe Sur (Quintana Roo).

Es un laboratorio con capacidad de producción aproximada de 1,000,000 a 1,500,000 postlarvas al año.



Infraestructura tipo invernadero



Suministro de agua



Área de reproducción



Área de incubación



Área de alimento vivo



Área de alimento preparado



Área de cultivo larvario



Manejo de postlarvas

Laboratorio de producción de postlarvas de pequeña escala Granja de Salvador Zendejas (Veracruz)

Es un laboratorio con capacidad de producción aproximada de 100,000 postlarvas al año.



Área de cultivo larvario



Área de alimento vivo

5. Suministro de agua y aire.

a) Fuentes de abastecimiento de agua

Si el laboratorio esta cerca del mar, el agua marina se obtiene por bombeo directo a la cisterna de almacenamiento, previo paso por filtro mecánico o tamiz para impedir el paso de larvas o posibles depredadores.



Si el laboratorio se encuentra lejos del mar, entonces es posible transportar agua marina usando vehículos con contenedores para agua. A su llegada al laboratorio el agua también debe filtrarse.



En el caso del agua dulce es preferible obtenerla de pozo artesanal o profundo. Si se recurre a agua superficial procedente de un arroyo o río, es necesario cerciorarnos de que no esté contaminada. El agua obtenida de ambas fuentes deberá filtrarse previo a su ingreso al laboratorio.



b) Almacenamiento del agua

El agua dulce, marina y salobre deberá almacenarse en cisternas o recipientes que permitan su fácil acceso, procurando que la luz del sol no incida directamente sobre el agua para evitar la proliferación de microalgas.



c) Obtención de agua salobre

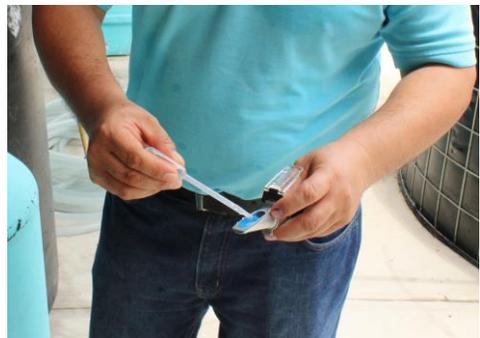
Para verificar la salinidad del agua marina y del agua salobre recurrimos a un refractómetro.



Es importante calibrar el equipo con agua destilada antes de su uso y ajustando la lectura a cero de salinidad.



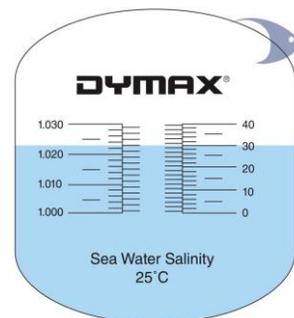
Calibración a cero de salinidad



Colocar la muestra de agua a evaluar



Tomar la lectura dirigiendo el equipo hacia una fuente de luz



Registrar la salinidad

Para obtener agua salobre a la salinidad deseada, preferentemente a 12 partes por mil (ppt), se recurre a la siguiente formula y se debe conocer el volumen de agua salobre a preparar.

$$C1V1=C2V2$$

C1 = Es la salinidad en el agua marina

C2 = Es la salinidad en el agua salobre a preparar

V1 = Es el volumen de agua marina necesario

V2 = Es el volumen de agua salobre a preparar

Ejemplo. Se debe preparar 1,000 L de agua salobre a 12 ppt. El agua marina tienen una salinidad de 36 ppt.

Datos:

$$C1 = 36 \text{ ppt}$$

$$C2 = 12 \text{ ppt}$$

$$V2 = 1,000 \text{ L}$$

$$C1V1=C2V2$$

$$36 \text{ ppt } V1 = 12 \text{ ppt } \times 1000 \text{ L}$$

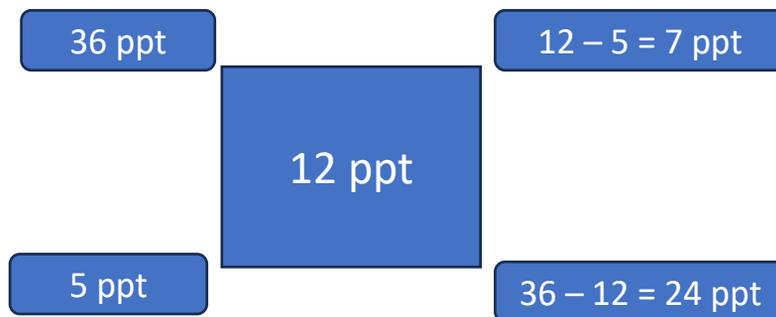
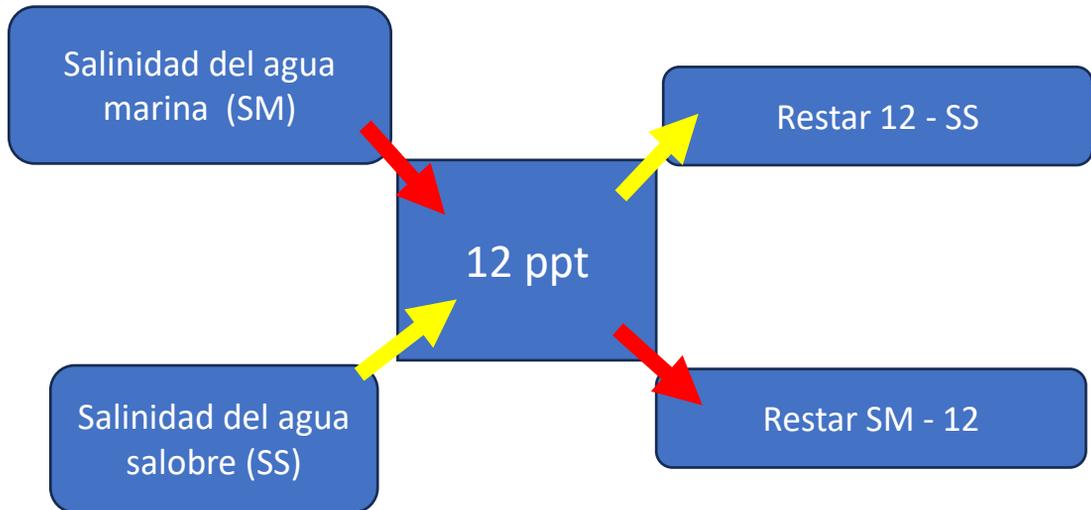
$$V1 = (12 \text{ ppt } \times 1,000 \text{ L}) / 36 \text{ ppt}$$

$$V1 = 12,000 / 36$$

$$V1 = 333.3 \text{ L}$$

El resultado indica que se requieren 333.3 L de agua marina, la cual se coloca en un contenedor y posteriormente éste se debe llenar hasta 1,000 L con agua dulce para obtener como resultado agua salobre a 12 ppt. Es importante mezclar bien el agua antes de hacer la lectura final de salinidad.

Si en el laboratorio se cuenta con el abasto de agua salobre a una salinidad menor a 12 ppt, se utiliza la siguiente formula



Sumar el resultado de ambas restas
 $24 \text{ ppt} + 7 \text{ ppt} = 31 \text{ ppt}$, el resultado equivale al 100 %.

31 es el 100%
 $7 \quad X = (7 \times 100) / 31 = 22.6\%$

31 es el 100%
 $24 \quad X = (24 \times 100) / 31 = 77.4\%$

Por lo tanto, para preparar agua salobre a 12 ppt se requiere 22.6% de agua marina (a 36 ppt) y 77.4% de agua salobre (a 5 ppt). Los porcentajes calculados se aplican al volumen del recipiente donde se va a preparar el agua salobre y se procura una buena mezcla.

Después de hacer los cálculos procedemos a la práctica mezclando las dos fuentes de agua.



Ingresar el agua marina en la cantidad o porcentaje estimado



Llenar el contenedor con agua dulce al volumen o porcentaje estimado y mezclar



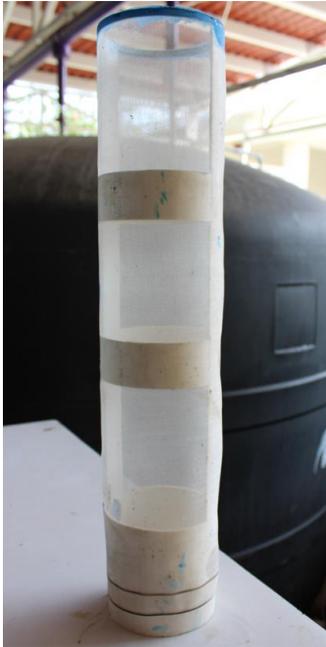
Hacer la lectura de la salinidad del agua salobre preparada

d) Tratamiento y distribución de agua marina, salobre y dulce.

El agua que ingrese al laboratorio es importante que pase por tratamiento de limpieza y desinfección

Como se mencionó anteriormente, el agua dulce y marina se debe filtrar para evitar el ingreso de basura, partículas y posibles depredadores.

Tamices



Filtro rápido de arena



Para desinfectar el agua se puede recurrir al uso de cloro comercial

Para esto se utilizan 350 ml de cloro por cada 1000 litros de agua, se aplica aireación moderada para mezclar e ir desgasificando el cloro



Después de 24 horas se neutraliza el cloro con tiosulfato de sodio a razón de 45.5 ml por cada 1000 litros de agua



También se puede recurrir al uso de filtro de luz ultravioleta y al uso de ozono, en este último caso es necesario verificar que no haya residuos de ozono en el agua

Luz ultravioleta (UV)



Ozono



La distribución del agua en el laboratorio se hace a través de la tubería instalada (sistema hidráulico) o con el uso de mangueras



e) Sistemas de aireación y suministro

El suministro de aire se realiza con un equipo de aireación o “blower”, que se conecta a una red de distribución hacia las diferentes áreas del laboratorio. La capacidad del equipo, uno o varios, dependerá del tamaño del laboratorio y nivel de producción.

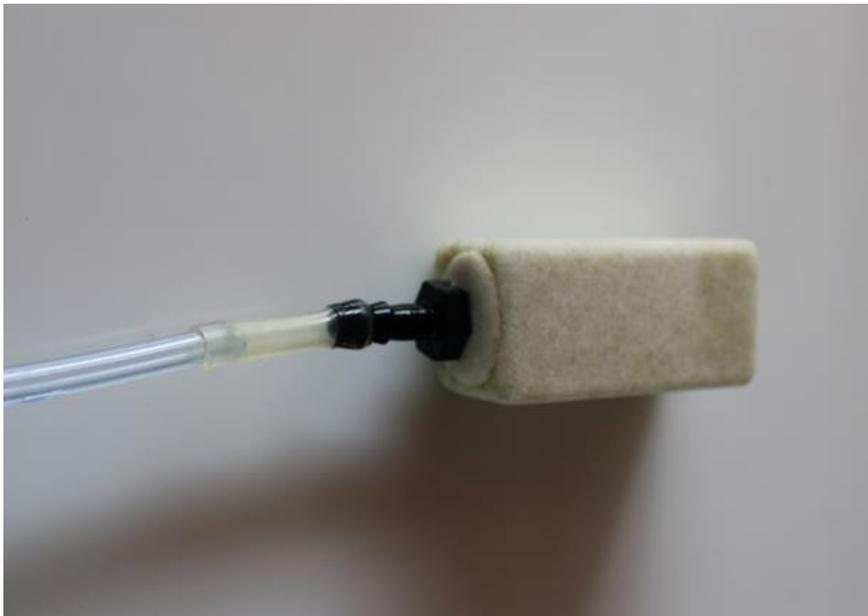
Aireador “Blower”



Tubería de distribución de aire



Piedras aireadoras



6. Área de reproducción

a) Estanquería

Para el área de reproducción es posible usar estanques de concreto, estanques de geomembrana, y tinas de fibra de vidrio. Las cuales deben contar con abasto de agua y desagüe.

Estanque de concreto



Estanque de geomembrana



Tinas de fibra de vidrio



b) Manejo de reproductores.

En el área de reproducción se mantiene lo ejemplares que se usaran como reproductores. Es conveniente seleccionar los mejores ejemplares.



Preferentemente organismos que tenga entre 4 a 6 meses de edad, y que no presenten signos de enfermedad o afectación externa



Por ejemplo este organismo aparentemente sano tiene dañadas sus extremidades y lo pone en desventaja respecto a ejemplares completos.



Por lo tanto, es mejor seleccionar organismos con buena coloración y extremidades completas



Es mejor seleccionar machos alfa quelas azules, aunque también puede servir los machos quelas naranja.



Es mejor seleccionar hembras vírgenes y maduras, aunque también se pueden usar hembras con cámara abierta, es decir, que ya hayan tenido desoves.

c) Relación hembra: macho, alimentación, refugios y calidad del agua

La distribución de los reproductores en las estanques o tinas de reproducción se hace usando una relación hembra: macho de 3:1, procurando dos organismos por metro cuadrado para evitar estrés y encuentros agresivos.



Para la alimentación de los reproductores se puede usar alimento balanceado para camarón con un alto contenido de proteína y lípidos.

Proteína 40%

Lípidos (grasa) 10%

Ceniza 9%

Fibra 8%

Energía bruta 4.3 k cal/g (18 kJ /g)

La cantidad de alimento se calcula considerando 1 a 3 % de la biomasa presente y se suministra en dos raciones, una por la mañana y otra por la tarde.

Es necesario colocar refugios en las tinas de reproducción, para esto se puede recurrir a pedazos de tubería de PVC o palma.

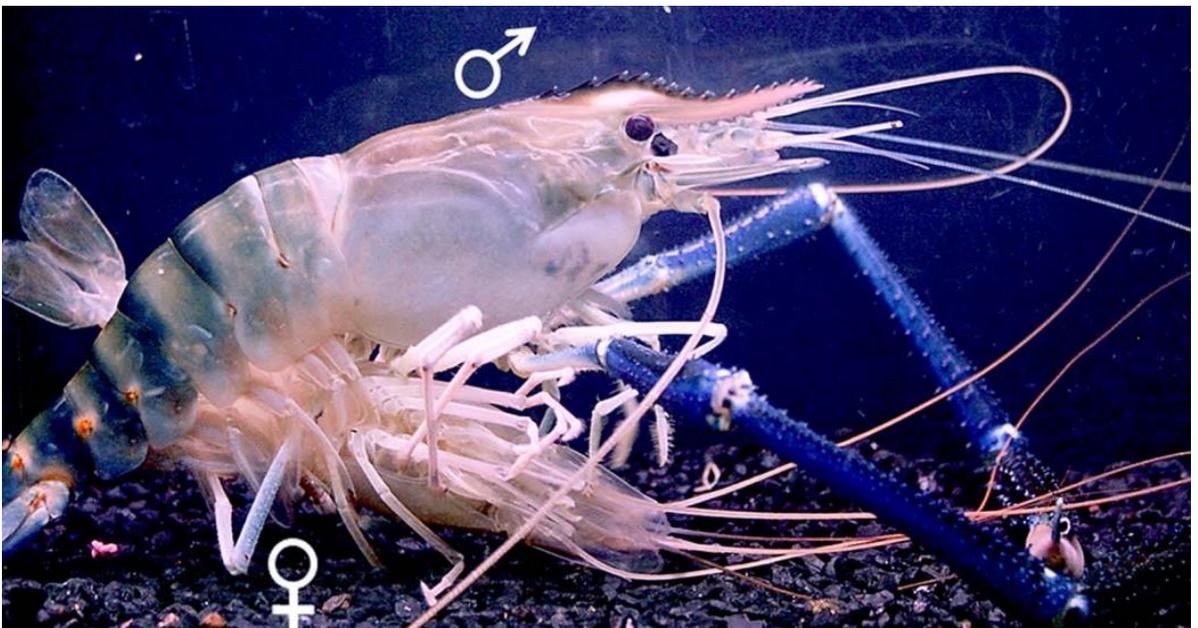


La calidad de agua en las tinas de reproducción debe ser buena, con recambios de agua constante y de preferencia se mantenga transparente para ubicar con facilidad a las hembras ovadas. El pH 7.0 – 8.5, amonio menor a 1.5 mg/L, amoniaco menor a 0.1 mg/L



d) Cortejo y apareamiento.

Para que ocurra el apareamiento las hembras maduras deben mudar su exoesqueleto. Después el macho inicia el cortejo acariciando a la hembra, moviendo las antenas y quelas para tocar a la hembra, alzando el cuerpo hasta que la hembra lo acepta. Posteriormente, el macho gira a la hembra y ocurre el apareamiento.



e) Selección de hembras ovadas y cambio de coloración

Cada semana se debe bajar el nivel de agua en los estanques de reproducción para buscar hembras ovadas. La coloración de la ova es indicativo del nivel de desarrollo embrionario de las larvas.

La ova recién fertilizada es de color naranja y se va tornando en color pardo a grisáceo. Las hembras con ova color grisáceo eclosionaran entre 1 a 3 días.



Es necesario seleccionar hembras ovadas saludables y activas



7) Área de incubación

a) Elementos del sistema de incubación (individual y colectivo).

El sistema de incubación puede diseñarse como un sistema de recirculación de agua, con tinas para recibir hembras de manera individual o colectiva, separador de sólidos, filtro biológico y filtro UV.



Sistema de incubación con recirculación de agua y con tinas individuales por hembra.



Como sistema de incubación también se pueden usar tinas mas grandes para albergar a muchas hembras. Las tinas pueden no estar conectadas a un sistema de recirculación de agua, por lo tanto se procuran recambios de agua frecuentes para evitar la concentración de sustancias tóxicas



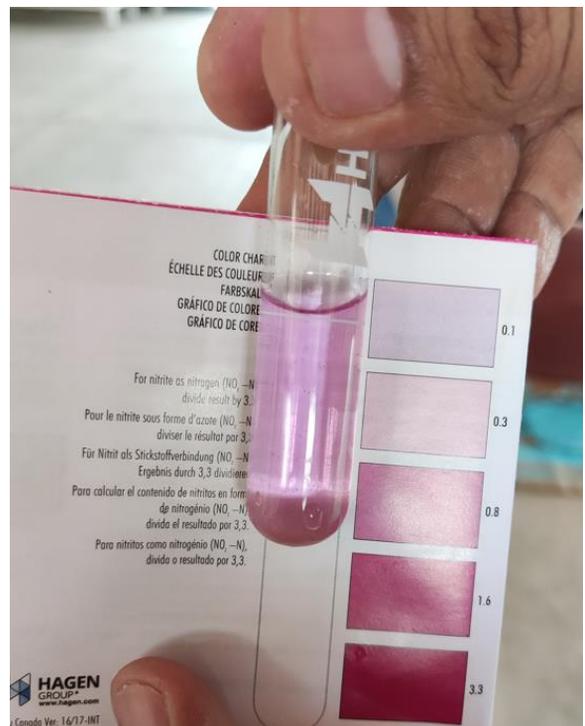
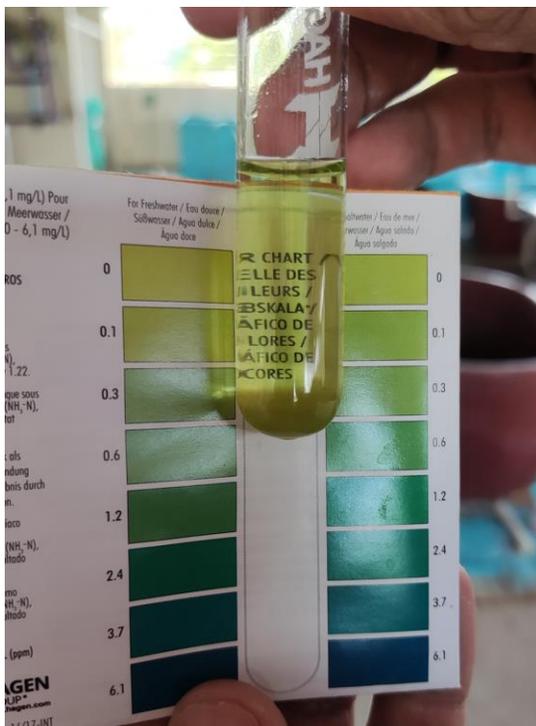
En ambos sistemas, individual y colectivo, es necesaria una fuente de aireación que termine en piedras difusoras para fraccionar la burbuja de aire y oxigenar el agua.



El agua salobre en el sistema de incubación puede estar entre 7 y 12 ppt.

b) Monitoreo y calidad de agua.

La temperatura del agua debe estar entre 25° - 30°C, pH entre 7 – 7.5. Cada semana se debe monitorear el amonio y nitritos , procurando valores menores a 1.5 mg/L y 1 mg/L respectivamente.

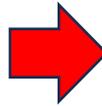


c) Aclimatación al sistema de incubación.

Como las hembras ovadas proceden del área de reproducción donde se maneja agua dulce, es importante aclimatarlas lentamente al agua salobre. La aclimatación debe ser lenta procurando un periodo mínimo de 3 horas y además proveer aireación.



Hembra ovada procedente del área de reproducción



Acimatación de hembra ovada al agua salobre



Suministro de aireación durante acimatación



Hembra acimataada y en sistema de incubación

d) Alimentación de hembras ovadas.

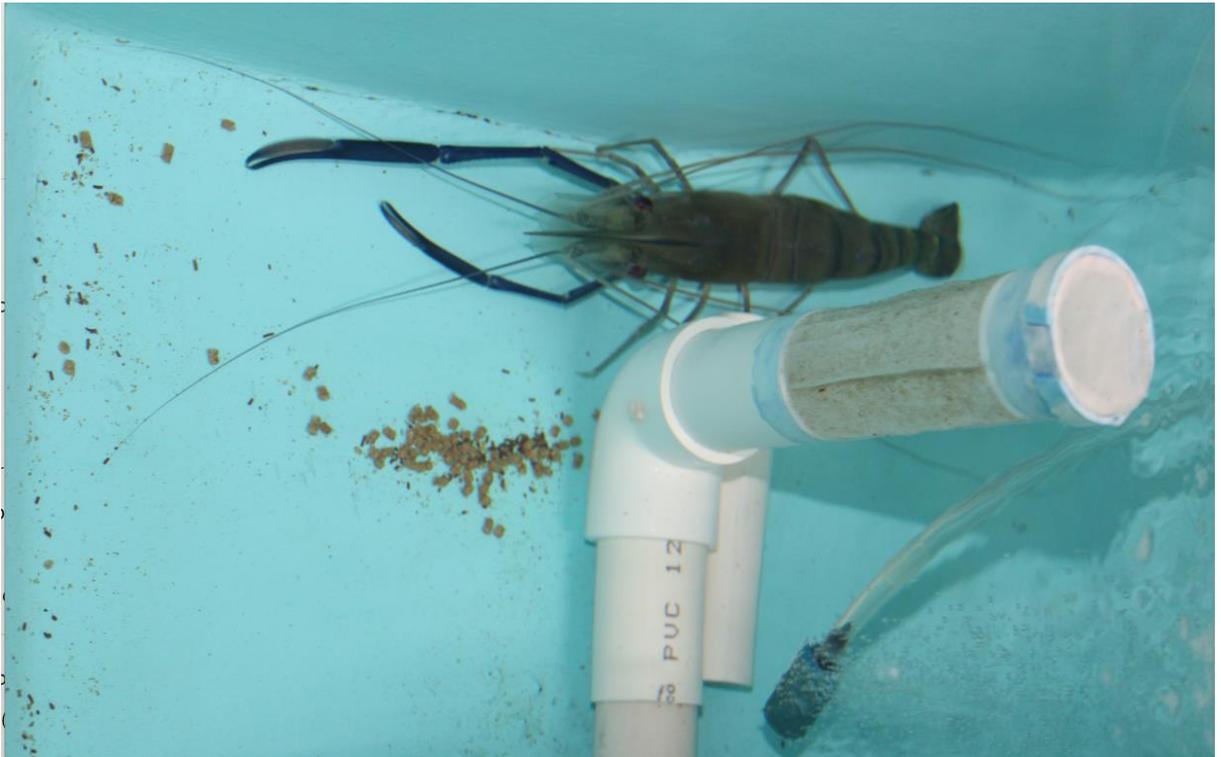
Las hembras ovadas deben alimentarse mientras se encuentran en el sistema de incubación. Se les puede suministrar flan de calamar o alimento balanceado en pequeñas cantidades, es conveniente dar un poco en la mañana y otro tanto en la noche. Cada mañana el alimento no consumido debe retirarse del sistema por sifoneo.



Es conveniente que el sistema de incubación sea un lugar tranquilo y sin mucha iluminación para que las hembras ovadas se sientan seguras.

e) Seguimiento de hembras ovadas hasta desove.

Los desoves regularmente ocurren durante la noche, por lo tanto cada mañana es importante revisar la tinas de incubación en busca de larvas. Si la hembra todavía no desova se debe verificar que aún conserve la masa de huevos bajo el vientre, ya que en ocasiones suelen comérsela, si este es el caso, la hembra se debe retirar del sistema.



f) Conteo de larvas.

Una vez que desova la hembra, esta se retira del sistema y se procede a contar la cantidad de larvas.

Para esto se concentran todas las larvas en un volumen de agua conocido, se suministra aireación suave para dispersar de manera homogénea las larvas en el agua, se procede tomar tres muestras pequeñas de agua y se cuentan las larvas.



Concentración de larvas



Sifoneo de larvas



Toma de muestra



Conteo de larvas



Elementos para conteo larval

Para poder contar las larvas estas se sacrifican agregando unas gotas de cloro al agua, una vez que dejan de moverse se extraen las larvas con una pipeta y se colocan en un plato. Con apoyo de un contador manual se cuentan el total larvas para cada muestra. Posteriormente, del conteo larval de las tres muestras se saca un promedio y con ese valor se estima la cantidad de larvas concentradas en el recipiente original.



g) Retorno de hembras a estanques de reproducción.

Las hembras que se retiran del sistema de incubación se regresan al área de reproducción y se procede a aclimatarlas a agua dulce, procurando suministro de aireación. El periodo mínimo de aclimatación debe ser de tres horas.



8. Área de Alimento vivo.

a) *Artemia*: Suministro y almacenamiento.

A las larvas de langostino se les alimenta con *Artemia* como alimento vivo. La *Artemia* se consigue en el mercado en la presentación de quistes que después de un proceso de descapsulación e incubación nacen como nauplios que son lo que se suministran a las larvas



Una vez abierta la lata con quistes de *Artemia* ésta se debe mantener en un lugar fresco y seco, preferentemente en refrigeración, para evitar que se hidraten los quistes, lo que puede dar lugar a una mala eclosión.

b) Sistema de incubación de *Artemia*.

El sistema de incubación para obtener nauplios de *Artemia* consta de varios contenedores cilindro cónicos, fuente de iluminación y fuente de aireación. El agua que se utiliza en el sistema deber se marina y estar desinfectada.



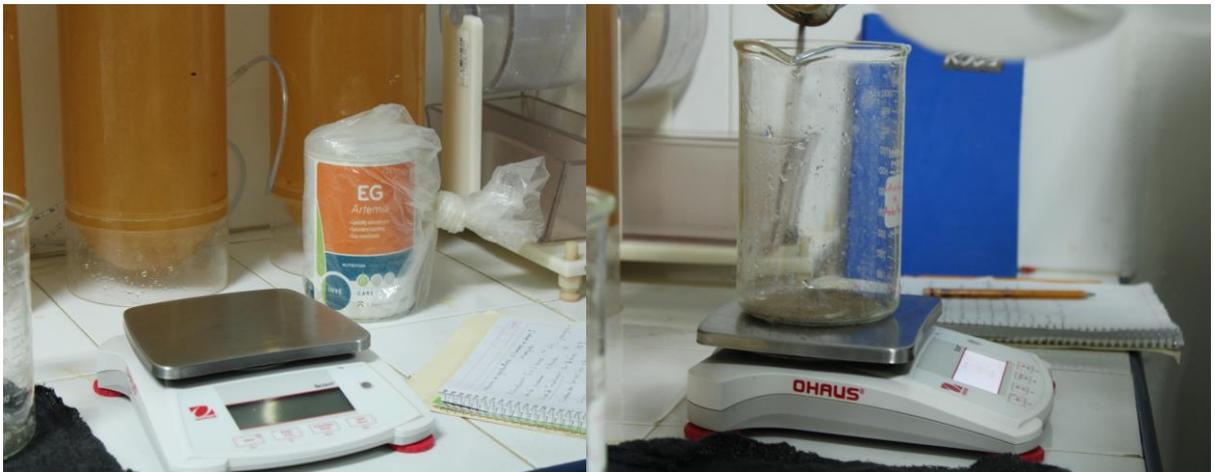
Si no se cuenta con recipientes diseñados para la incubación de *Artemia* se puede recurrir a garrafones o jarras tipo macdonals.



c) Proceso de descapsulación de quistes de *Artemia*

Los quistes presenta un capsula que los protege del medio ambiente, esta capsula debe retirarse para acelerar el proceso de nacimiento de los nauplios.

Para descapsular la *Artemia* lo primero que se debe hacer es hidratar los quistes con agua dulce por una hora para que adquieran una forma esférica.

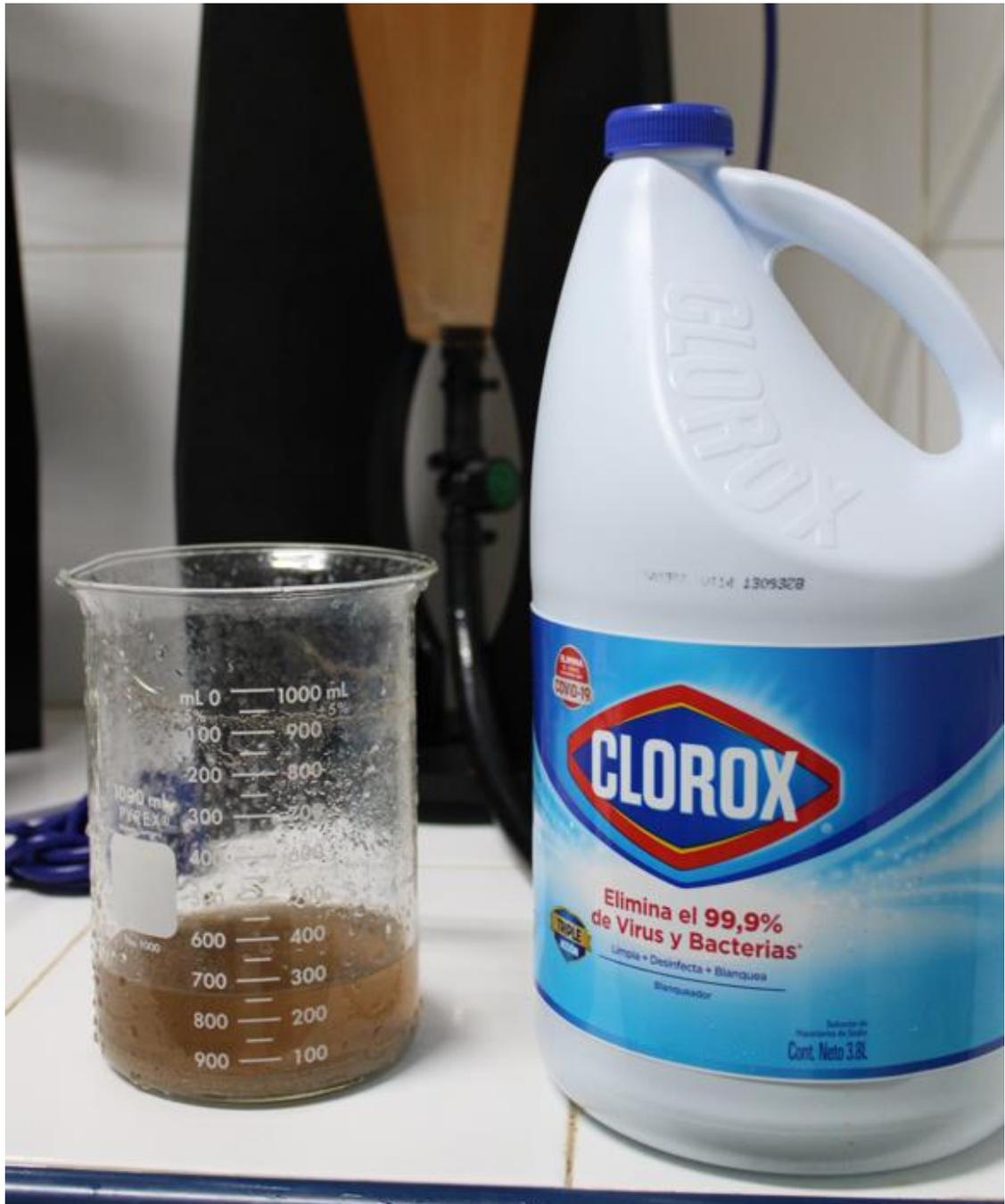


Pesar la cantidad de quistes a hidratar



Hidratar los quistes por una hora y suministrar aireación para mantener los quistes suspendidos en el agua

Una vez hidratado el quiste se procede a la descapsulación. Para esto se utiliza cloro comercial con 5% de sustancia activa (cloro) y se prepara una solución descapsuladora 1:1, es decir, una parte de cloro comercial por una parte de agua. Para 20 gramos de quiste se requiere un volumen de 300 ml de solución descapsuladora.



Durante el proceso de descapsulación se observará un cambio de coloración en el quiste, pasando de color marrón a color naranja brillante en un lapso de 5 a 7 minutos, el color naranja indica que la capsula que cubre al embrión de *Artemia* fue degradada y debe concluir el proceso.



Los quites descapsulados se enjuagan con abundante agua para retirar el exceso de cloro

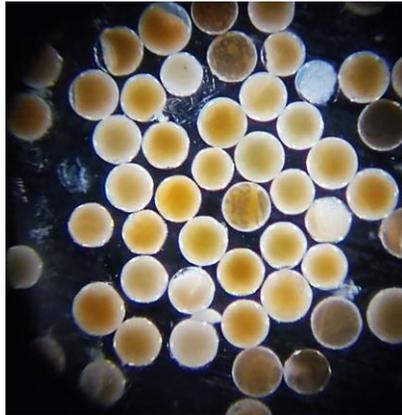


Los quites libres de cloro se colocan en los recipientes para incubación. Se debe colocar un litro de agua marina por cada dos gramos de quiste descapsulado.

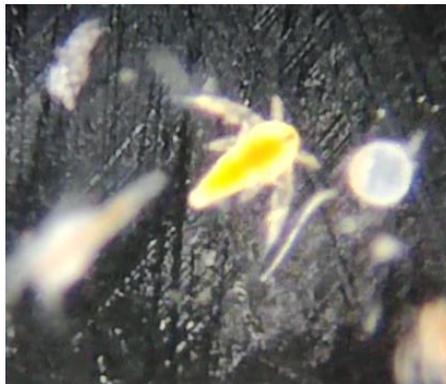


d) Tasa de eclosión y conteo

Después de colocar los quistes decapsulados en el recipiente de incubación, se toman cuatro muestras de un mililitro y se cuentan los quistes con apoyo de un microscopio



Después de que eclosionaron los nauplios se toman cuatro muestras de un mililitro y se cuentan los nauplios



Con lo datos se calcula la tasa de eclosión con la siguiente fórmula

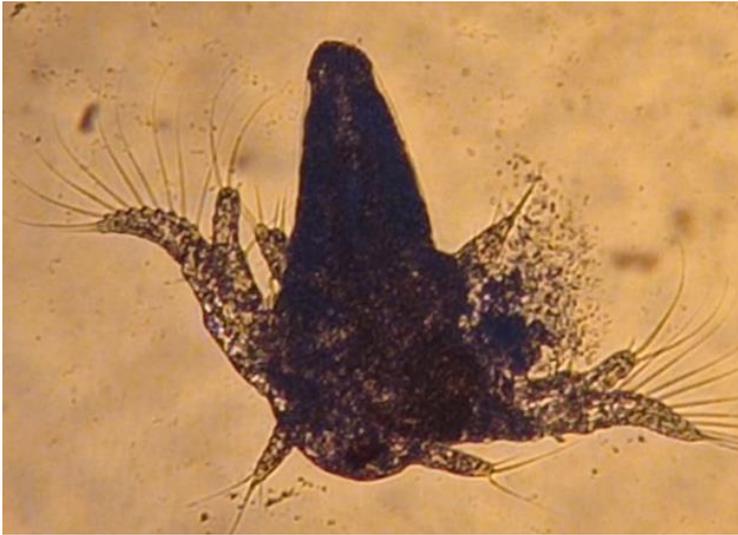
Tasa de eclosión = (suma de las cuatro muestra de nauplios / suma de las cuatro muestras de quistes) x 100

Regularmente un 75% de eclosión se considera bueno, y los valores por abajo o por encima depende de la técnica de incubación.

e) Nauplio y metanauplio de *Artemia*.

Los primeros nauplios de *Artemia* nacen a las 16 horas de incubación y mas del 90% a las 24 horas.

A las larvas de langostino es mejor alimentarlas con nauplio de *Artemia*, ya que los nauplios aun conservan su saco de vitelo y su nado es lento, esto los convierte en un alimento muy nutritivo y fácil de atrapar por las larvas



El metanauplio es el segundo estadio larval de la *Artemia*, el cual no es tan bueno como alimento vivo, comparado con el nauplio, debido a que ya absorbió el vitelo y ahora su nado es más rápido, por lo tanto es menos nutritivo y mas difícil de capturar por las larvas



9. Área de alimento preparado.

a) Equipo requerido

El área de alimento preparado debe contar con estufa, licuadora batidora, juego de cuchillos, tabla para corte, báscula, y utensilios para mezclar y cocinar el flan.



b) Insumos para preparar flan de calamar

La receta del flan de calamar involucra los siguientes insumos para preparar 500 g de producto:

Receta para 500 g de flan

Calamar en trozo	185 g
Huevo	150 g (3 piezas)
Harina de arroz	33 g
Leche en polvo	24 g
Mezcla de vitaminas	5.0 g
Mezcla de minerales	5.0 g
Lecitina de soya	3.1 g
Grenetina	2.5 g
Vitamina C	1.3 g



c) Procedimiento de elaboración del flan de calamar.

Pesar los ingredientes. La carne es necesario fraccionarla para una mejor molienda en la licuadora.



Batir los ingredientes secos en un poco de agua tibia. Licuar la carne, agregar el huevo y la mezcla de los ingredientes previos



Poner la mezcla en un recipiente para su cocción en baño María.



d) Conservación.

Una vez que se enfría el flan, se distribuye en pequeños recipientes para un mejor manejo, y posteriormente se somete a congelación. Es importante descongelar con anticipación para su suministro a las larvas



10. Área de cultivo larvario.

a) Sistema de cultivo.

a) El sistema de cultivo larvario puede diseñarse como un sistema con recirculación de agua, con tinas, separador de sólidos y biofiltro. Es posible anexas a este sistema un fraccionador de proteína y un filtro de luz ultravioleta. El tamaño del sistema de cultivo depende de la proyección de producción del laboratorio.



El sistema de cultivo larvario con recirculación de agua también es posible operarlo mediante sistemas individuales, donde cada tina de cultivo tiene su propio filtro biológico.



El sistema de cultivo larvario también puede conformarse como un sistema abierto, es decir, con entrada y salida de agua sin recirculación. Esto es viable en laboratorios que cuentan con agua salobre en grandes cantidades.



b) Densidad de siembra.

Cuando se tienen múltiples desoves y la cantidad de larvas es alta, las larvas se pueden sembrar en las tinas de cultivo a una densidad inicial de 90 a 100 larvas por litro. Esta densidad se puede mantener hasta el estadio V o VI, lo que facilita el trabajo en los primeros 8 a 10 días de cultivo. Posteriormente, se realiza un desdoble para reducir la densidad a 50 - 70 larvas por litro.



c) Tasa de alimentación.

Las larvas se deben alimentar con nauplio de *Artemia* a partir del segundo día de nacidas o estadio II. Pueden recibir solo nauplio hasta los ocho o diez días de nacidas o estadio V a VI.

Los naupios de *Artemia* se deben suministrar tres o cuatro veces al día, procurando una densidad de 3 a 7 nauplios por ml de agua presente en las tinas de cultivo.



Cosecha de nauplio



Lavado de nauplio



Suministro de nauplios a larvas

Posteriormente, la alimentación se complementa con flan de calamar, y se puede empezar a suministrar a partir de los estadios IV o VI. El flan se suministra dos o tres veces al día. La cantidad de flan a suministrar no es fija, sino que depende de la aceptación de las larvas y comúnmente de la observación del técnico.



Fraccionar el flan con un amalla de 500 micras



Mezclar el flan con agua y desechar el sobrenadante



Suministro del flan a las larvas

d) Manejo del cultivo (sifonero, calidad del agua, refugios, etc.).

Las tareas rutinarias durante el cultivo larvario involucran la extracción de sedimentos de las tinas de cultivo, limpieza del fondo y pared de las tinas.



Los sedimentos se extraen con ayuda de un sifón que puede fabricarse con un tubo de PVC de ½ pulgada al que se le añade una manguera.



Los sedimentos se concentran en un recipiente para su posterior observación al microscopio en busca de protozoarios, mudas o larvas muertas.

Después del sifoneo se deben limpiar las paredes de la tina que quedaron expuestas con un franela, procurando no remojar la tela en el agua.



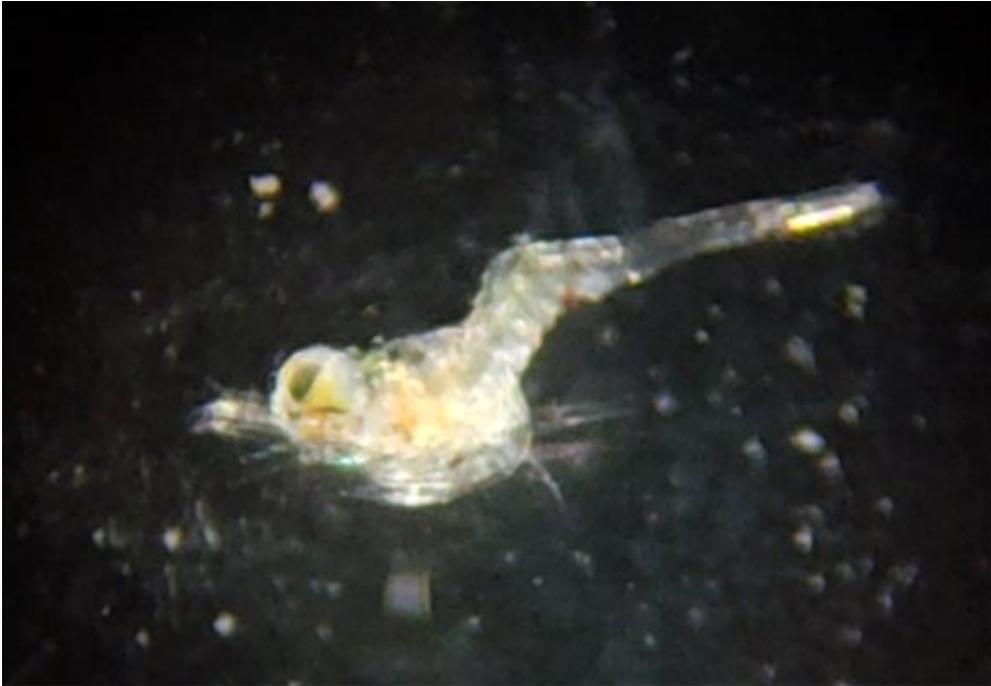
La cantidad de agua que se pierda del sistema por efecto de la limpieza hay que reponerla inmediatamente.



EL agua del sistema debe monitorearse diariamente para registrar temperatura, pH y oxígeno disuelto, y la determinación de amonio y nitritos se puede realizar cada tres días.



Es importante dar seguimiento a los estadios larvales para ver si el desarrollo va de acuerdo a los días de nacida de la larva, y también para verificar si las larvas se están alimentando o si están siendo parasitadas.



Cuando se empiecen a observar las primeras postlarvas se debe colocar refugios, se puede utilizar palma o mallas de plástico extendidas.



11. Manejo de postlarvas.

a) Aclimatación a agua dulce.

Una vez que se alcanza la fase de postlarva es necesario comenzar la aclimatación a agua dulce, es recomendable bajar 2 o 3 partes de salinidad al día para evitar que el cambio osmótico mate a los langostinos



b) Conteo.

Las larvas se pueden contar por el método del pesaje, de la siguiente manera.

Se requiere una balanza, una malla y un recipiente con agua.

El recipiente se pesa y tara usando la balanza, las postlarvas se capturan con la malla y se escurre el agua en la mayor cantidad posible, entonces las postlarvas se transfieren al recipiente con agua y registra el peso. Posteriormente, se cuentan las postlarvas y se obtiene el peso promedio.

Esta acción se repite al menos tres veces, y con los valores de peso promedio se obtiene un peso promedio general.

Es peso promedio general se usa para estimar la cantidad de postlarvas presente en la tina.



Otra alternativa y mas precisa, pero que involucra más tiempo y personal es contar de manera individual las postlarvas usando un contador y varios recipientes con agua para ir transfiriendo las postlarvas contadas.



c) Embolsado.

El embolsado de postlarvas ocurre cuando se van a trasladar a otro sitio para su engorde.

Es importante contar con bolsas de 60 x 80 cm calibre grueso, ligas o material de hule elástico y resistente como el que se obtiene de cortar cámaras de llanta de bicicleta. Se requiere gas oxígeno grado industrial para el embolsado.



La cantidad de larvas por litro de agua depende de la duración del trayecto del viaje, si el viaje es corto se pueden poner hasta 100 postlarvas por litro y si el viaje es largo, hasta 18 horas, 50 postlarvas por litro.



En viajes largos también es recomendable usar contenedores con aireación y refugios para el transporte, es más seguro que usar las bolsas de plástico



d) Transporte.

Las bolsas o el recipiente se deben transportar en una camioneta y cubrirlo con una lona para evitar la luz directa del sol



e) Siembra.

Las postlarvas deben aclimatarse con el agua del estanque donde serán sembradas. Es recomendable una densidad entre 6 y 10 postlarvas por metro cuadrado.



Referencias

Nandlal, S., and Pickering, T. 2005. Freshwater prawn *Macrobrachium rosenbergii* farming in Pacific Island countries. Volume one. Hatchery operation. Noumea, New Caledonia: Secretariat of the Pacific Community.

New, M. B. (2002). Farming freshwater prawns: a manual for the culture of the giant river prawn (*Macrobrachium rosenbergii*) (No. 428). Food & Agriculture Org.

New, M. B., Valenti, W. C., Tidwell, J. H., D'Abramo, L. R., & Kutty, M. N. (Eds.). (2009). Freshwater prawns: biology and farming. John Wiley & Sons.

Reyes Campos, R. 2023. Granja Acuicultura Caribe Sur, Quintana Roo.

