

CARRERA TÉCNICA EN ACUACULTURA

Módulo 5. Produce crustáceos

Sexto semestre



Submódulo 2

Dirección General de Educación Tecnológica Agropecuaria y Ciencias del Mar

Créditos

Desarrollo de Contenido

Juan Carlos Espinoza León

Nemorio García Barrera

Zuilma Gissel Mijangos Alquisires

Genny Beatriz Canul Ramírez

Vilma Zuleyda Hernández Cota

Juan Diego Partida Santos

Jorge Soto Hernández

Revisión técnico – pedagógica y edición

Arit Furiati Orta

Itandehui García Flores

Judith Doris Bautista Velasco

México, 2021.

Presentación

Actualmente los procesos de enseñanza y de aprendizaje se han diversificado en las formas, métodos y medios a través de los cuales se realizan para brindar una educación de calidad, por lo que cada día las instituciones educativas deben coadyuvar en dichos procesos a través de estrategias y acciones que favorezcan en los alumnos la adquisición de los aprendizajes tanto con la mediación de un docente de manera presencial como, en ocasiones singulares, a distancia.

Acorde con los principios de la Nueva Escuela Mexicana, los alumnos son sujetos activos y responsables de su propio aprendizaje, por lo que Dirección General de Educación Tecnológica Agropecuaria y Ciencias del Mar (**DGETAyCM**) pone a disposición de los estudiantes el presente material de apoyo que tiene el propósito de brindar elementos teóricos de los módulos profesionales de la carrera técnica en **Acuicultura**, así como el reforzamiento de estos a través de actividades de aprendizaje.

El material está organizado de modo progresivo para abordar los contenidos de la carrera Técnico en Acuicultura en el presente material se analizarán el **Módulo V “Produce crustáceos”** con sus respectivos submódulos:

- Submódulo 1. Produce y desarrolla larvas de crustáceos
- Submódulo 2. Cosecha, transporta y siembra postlarvas de crustáceos
- Submódulo 3. Engorda crustáceos

En este cuadernillo se abordará el **Submódulo 2. Cosecha, transporta y siembra postlarvas de crustáceos**.

El primer apartado de cada lección denominado **“Contextualizando”** se muestra un primer acercamiento a los conceptos que se abordan, articulándolos con escenarios y situaciones de la vida cotidiana, con la intención de realizar asociaciones derivadas de los conocimientos previos de los estudiantes. En el apartado **“Vamos a aprender”** se integra información para analizar los conceptos y características de la temática. En la sección de **“Actividades de aprendizaje”** se proponen actividades para para asimilación de los principales conceptos y características del tema. En el apartado **“Autoevaluación”** se plantean una serie de indicadores de desempeño que buscan evaluar los aprendizajes e identificar los contenidos a reforzar. Finalmente, en la sección **“Para saber más”** se proporcionan recomendaciones para complementar los contenidos como videos y lecturas.

Deseamos que este material apoye la formación académica y sea una herramienta de utilidad en los procesos de aprendizaje para los estudiantes.

Índice

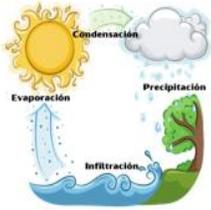
	Pág.
Submódulo 2. Cosecha, transporta y siembra postlarvas de crustáceos.	
Alimenta larvas de acuerdo con su estadio larval----- <i>(Juan Carlos Espinoza León, Juan Diego Partida Santos y Vilma Zuleyda Hernández Cota)</i>	7
Determina la población de cultivo----- <i>(Nemorio García Barrera y Vilma Zuleyda Hernández Cota)</i>	32
Cosecha de postlarvas----- <i>(Zuilma Gissel Mijangos Alquisires y Jorge Soto Hernández)</i>	44
Prepara las condiciones del transporte de postlarvas----- <i>(Genny Beatriz Canul Ramírez y Vilma Zuleyda Hernández Cota)</i>	53

Estructura didáctica

Este material está dividido en submódulos y a lo largo de cada uno de ellos encontrarás diferentes secciones las cuales te facilitarán el abordaje de cada contenido.

En esta sección se delimitarán conceptos y características del tema a revisar, así como articulación de los contenidos con tus conocimientos previos relacionados con el tema y la relevancia de éstos en tu formación profesional/académica.

Contextualizando



o precipita con esas grandes tormentas. ¿Por qué otras cosas se pueden descargar o subir? ¿Y el agua se almacena en las nubes?

¡Vamos a aprender!

En la actualidad has escuchado mencionar el *computación en la nube*, o has oído decir *“colócala en la nube”*, *“subelo en la nube”*, pero ¿sabes qué es la *nube*?

La *nube* es un modelo de soporte tecnológico que brinda acceso a un conjunto de recursos y servicios informáticos compartidos, por ejemplo: servidores, almacenamiento, aplicaciones, etc.

Actividades de aprendizaje

Lee las siguientes oraciones y subraya la respuesta correcta.

- Este tipo de nube se caracteriza por ofrecer estos servicios pueden ser gratuitos o pueden ser de pago.
a) Encriptar b) Pública
- Su uso es exclusivo de una persona o una empresa y los usuarios a los que la empresa les presta el servicio.
a) Híbrida b) Cifrar
- Ofrece servicios donde se comparte información, música, videos, tutoriales, cocina, entre otros.
a) Híbrida b) Pública
- Ocultar el contenido de un mensaje a similitud de un correo electrónico.
a) Cifrar b) Pública
- Si al conectarte a la red no te solicita una contraseña o te solicita una contraseña débil (como 123456789).
a) Cifrar b) Seguridad en la nube

Autoevaluación

Reflexiona y evalúa los conocimientos, habilidades y actitudes que adquiriste en esta lección.

Coloca una X en la columna que corresponda al desempeño que consideras que tienes para cada indicador.

Indicadores	Lo puedo hacer	Tengo dudas	Necesito trabajar más
Comprendo el concepto de computación en la nube.			
Conozco cuáles son las ventajas del uso de la computación en la nube.			
Entiendo cuáles son las desventajas del uso de la computación en la nube.			

Para saber más

- Capacítate para el empleo (2021). *Curso Fundamentos de cómputo en la nube*. Fundación Carlos Slim. <https://capacitateparaempleo.org/pages.php?tema=tagID=8440>
- Surveillance. Self-defense (2018). *Qué debo saber sobre el cifrado*. <https://ssd.eff.org/es/module/3C2%BEq%3%A9-es-el-cifrado>

En esta sección encontrarás información para analizar los conceptos y características del tema con énfasis en las competencias profesionales.

Emplearás los contenidos revisados para asimilar los principales conceptos y promover el desarrollo de las competencias profesionales.

Evaluarás tus aprendizajes sobre los temas abordados e identificarás los contenidos que debes reforzar.

En este apartado se te proporcionan recomendaciones para profundizar en los contenidos.

Submódulo



Cosecha, transporta y siembra postlarvas de crustáceos.

Competencias profesionales

- Alimenta larvas de acuerdo con su estadio larval
- Determina la población en cultivo
- Cosecha poslarvas
- Prepara las condiciones del transporte de postlarvas

Alimenta larvas de acuerdo con su estadio larval



Contextualizando

En muchos casos, donde los laboratorios de postlarvas y las granjas forman diferentes unidades económicas, la calidad de la larva es frecuentemente sacrificada por economizar. Aunque en realidad, la estrategia más económica es producir postlarvas que crezcan rápidamente, que estén libres de enfermedades y que tengan una alta tasa de supervivencia y producción en las instalaciones de engorde. Para alcanzar dichos objetivos, todas las áreas involucradas en la cría de larvas tienen que estar diseñadas para una óptima eficiencia, higiene y productividad. La cría de larvas debe producir postlarvas de la más alta calidad y en el mejor estado sanitario posible, el constante monitoreo de la condición de las larvas es importante para detectar a tiempo una posible enfermedad, retraso en las mudas, la falta de apetito o bien, la falta de alimento, entre otros aspectos.

La calidad del agua tiene un impacto fundamental en la salud y rendimiento de los lotes de larvas. Una baja calidad del agua puede acarrear una baja supervivencia y crecimiento, retraso en la muda/estadio, incremento del fouling epibionte y deformidades. La sobrealimentación es una de las causas más comunes del deterioro de la calidad del agua y debe ser evitada en lo posible. Los recambios de agua deberán realizarse cuando las condiciones del medio presenten condiciones desfavorables para el cultivo normal. Esta metodología es usada para sacar o diluir compuestos no deseados del sistema, ingresar compuestos deseados al sistema y/o proveer flujo mecánico. Por otro lado, la cantidad, calidad y manejo del alimento pueden tener un impacto muy importante en la salud de la larva y su supervivencia. No proveer de suficiente comida de la calidad correcta puede retrasar el crecimiento e incrementar el estrés, la mortalidad, el canibalismo, las deformidades y el nivel de fouling epibionte.

En esta lección, aprenderemos las características de los diferentes estadios larvales del camarón, así como el manejo y monitoreo del cultivo, conoceremos la importancia de administrar alimento vivo y/o artificial complementario su dosificación, los intervalos en que se suministran; y, por último, una pequeña introducción al tema del uso de probióticos para mejorar la producción y reducir o finalizar el empleo de antibióticos en los cultivos de larvas.

Estadios larvales

Estadio de nauplio

A la primera etapa después del nacimiento se le llama fase naupliar. Se desarrollan cinco estadios naupliares y su tamaño comienza desde los 0.3 milímetros hasta llegar al estadio V, en el que medirán 0.45 milímetros.

En esta fase naupliar, el organismo no ha desarrollado la boca, no requieren de ningún tipo de alimento porque se sostienen de sus reservas vitelinas, que las extraen del huevo. La forma del cuerpo de los nauplios es tipo pera y posee un fototropismo positivo, es decir una respuesta positiva a la luz y utilizan sus apéndices para nadar.



Estadio de zoea

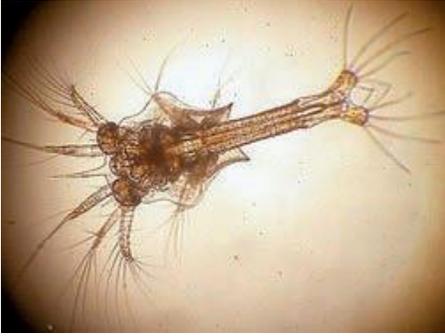


La fase de zoea incluye tres etapas. Después de las 42 horas de las fases naupliares se inicia la de zoea I. La larva necesita del alimento externo para satisfacer sus requerimientos nutricionales y energéticos, por lo que es necesario garantizar un alimento artificial de tamaño adecuado a sus posibilidades o producir un florecimiento de fitoplancton, preferiblemente diatomeas, ya que las microalgas unicelulares producen mejores crecimientos y supervivencias en las larvas. Las

especies de microalgas más frecuentemente usadas son *Chaetoceros gracilis*, *Skeletonema costatum* y *Tetraselmis chuii*

Su tamaño es aproximadamente 1 milímetro y su forma de nado hacia adelante, con el dorso hacia arriba, indica que en esta fase ya acepta el alimento, es decir, las algas, que consumirá en mayor cantidad.

El zoea I se caracteriza por tener un estómago muy corto, por eso siempre se encuentra un hilo de excremento en la parte externa que los organismos cargan. Si los organismos son fuertes, el hilo del excremento puede llegar a ser 6 veces la longitud de su cuerpo.



Durante 36 a 40 horas, cambia a la fase de zoea II. Cuando llega al estadio de zoea II, ha alcanzado una longitud de 1.7 milímetros. Es más activa en su nado, mayor que la fase anterior, y siempre obedece el fototropismo positivo, buscando las áreas donde la intensidad lumínica es mayor. Cuando el organismo es más fuerte, su actividad es mayor, lográndose diferenciar cuando se toma una muestra en vaso de precipitado (o beaker) y se coloca contra la luz (para observarla a través de un microscopio).

Los organismos observados adoptan una forma curva y mantienen una natación fuerte. Al retornar a la pila, los organismos toman su forma normal. La fase de zoea II durará de 36~40 horas pasando a ser zoea III.



En el estadio de zoea III, ha alcanzado una longitud 2.2 milímetros. Su excremento en este nivel es de menor longitud, pero si es un organismo fuerte, se alimenta mucho y su estómago puede diferenciarse por tener color café claro. Su cuerpo es brillante y muy activo.

La fase de zoea III durará de 36 a 40 horas, para cambiar a la siguiente etapa de mysis.

Estadio de mysis



Esta fase de desarrollo se divide en 3 etapas. En la etapa de mysis I, la longitud de su cuerpo es de 3 milímetros. La forma del nado cambia, siendo hacia atrás y requiere contraer su cuerpo para luego impulsarse.

Como consecuencia de los cambios de alimentación de herbívoro a carnívoro que ocurren en el estadio de mysis, la cantidad de microalga puede ser reducida, manteniendo un nivel mínimo suficiente como estabilizador de la calidad del agua (el alimento a base de algas ya no es muy importante,

aunque siempre puede mantenerse una poca cantidad, misma que baja a medida se realizan los recambios). Las larvas eligen células de especies de fitoplancton en función del tamaño de su boca o de la dureza o forma de éstas; después seleccionan partículas orgánicas y pequeños animales planctónicos, adquiriendo de forma progresiva el comportamiento y la fisiología de animales carnívoros (las larvas comienzan a ingerir presas animales en el estadio mysis I). La metamorfosis a mysis II ocurrirá dentro de 36 a 48 horas.

En la etapa de mysis II, ha alcanzado una longitud de 3.6 milímetros. El cuerpo del organismo mantiene una forma curva y su aspecto de nadar se mantiene similar al período de mysis I. Siempre debe realizarse un recambio de agua continuo, porque dentro de las 36 a 48 horas sucederá la metamorfosis a mysis III.



En la etapa de mysis III, la longitud es de 4.2 milímetros. En las etapas de mysis I y II, el cuerpo del organismo mantiene una forma curva, la que se va reduciendo cuando entra en la etapa de mysis III. Se puede observar que el nado comienza a diferenciarse, pero no de manera tan notoria.

Dentro de las 36 a 48 horas se tendrá la metamorfosis a post larva I. Si en la etapa de mysis los organismos están fuertes, éstos se observan brillantes. Si se toma una muestra de éstos en un vaso de precipitado (para observarla en microscopio) y se deja un tiempo en reposo, todos nadarán en la superficie del agua.

Estadio de postlarva



Después de mysis III se obtiene la postlarva, que nada igual que un adulto, y ya ha desarrollado sus pinzas o quelas que le permiten la captura del alimento, como la Artemia o rotíferos.

El desarrollo de la postlarva se calcula por los días que transcurren después de su metamorfosis de mysis a post larva. Por ejemplo, para postlarva de un día se denomina PL1 y para postlarva de ocho días, PL 8.

Manejo del cultivo larvario

Cría y mantenimiento de las larvas

En muchos casos, donde los laboratorios de postlarvas y las granjas forman diferentes unidades económicas, la calidad de la larva es frecuentemente sacrificada por economizar. Aunque en realidad, la estrategia más conveniente económicamente es producir postlarvas que crezcan rápidamente, que estén libres de enfermedades y que tengan una alta tasa de supervivencia y producción en la granja de engorda. Para alcanzar dichos objetivos, todas las áreas involucradas en el laboratorio productor de postlarvas tienen que estar diseñadas para una óptima eficiencia, higiene y productividad. La cría de larvas debe producir postlarvas de la más alta calidad y en el mejor estado sanitario posible.

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

Cada sala debe tener un juego completo de materiales para las operaciones rutinarias (filtros, mallas, cubetas, mangueras, etc.). Se debe habilitar un tanque (500-600 litros) con desinfectante (solución de hipoclorito 20 ppm de ingrediente activo) para sumergir los materiales. Los equipos de uso común se pueden dejar en el tanque de desinfección al final de cada día y aclararse antes de volver a ser usados al día siguiente. El desinfectante de este tanque debe ser sustituido diariamente o cuando se requiera. Todos los materiales y equipos deben ser de uso exclusivo para cada sala, y no deben salir de ella o ser usados en otro lugar.

Adicionalmente, los vasos de precipitado, las redes, etc. usados en cada tanque se deben mantener en un cubo lleno de una solución de hipoclorito de sodio (20 ppm de ingrediente activo), y se deben dedicar exclusivamente a cada tanque para prevenir contaminaciones cruzadas dentro de la misma unidad.

Se deben tomar muestras de larvas y postlarvas para realizar comprobaciones rutinarias en recipientes de plástico desechable (vasos de papel o vasos de precipitado de plástico de 300 ml) que serán eliminados tras un solo uso. Después de que el chequeo diario ha sido completado, las larvas y postlarvas deben ser desechadas a un recipiente de plástico con hipoclorito de sodio (20 ppm de ingrediente activo) u otro desinfectante apropiado. Las larvas y postlarvas usadas en estos chequeos diarios nunca deben retornar a los tanques o salas de cría de las larvas

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

incluyen: almacenamiento, tratamiento, calentamiento y sistema de distribución de agua; sistema de aireación; instalaciones para la producción de alimento vivo como algas y Artemia (y otros); laboratorios de postlarvas para inspecciones sanitarias, bacteriología y preparación de dietas; oficinas y un área para el empaquetado y transporte de postlarvas.

Calidad del agua

La calidad del agua tiene un impacto fundamental en la salud y rendimiento de los lotes de larvas. Una baja calidad del agua puede acarrear una baja supervivencia y crecimiento, retraso en la muda/estadio, incremento del fouling epibionte y deformidades. El agua para la cría de larvas debe ser filtrada a unos 5 µm y desinfectada con cloro, ozono y/o UV. Las temperaturas deben ser mantenidas entre 28 y 32 °C y la salinidad por encima de 30 ‰, por lo menos hasta que se alcanza la etapa de postlarvas. Los niveles de oxígeno disuelto se deben mantener lo más cercanos a la saturación (6,2 ppm a 30°C) o al menos por encima de 5 ppm. Se debe mantener un pH en tono a 8. La sobrealimentación es una de las causas más comunes del deterioro de la calidad del agua y debe ser evitada en lo posible.

La calidad del agua se mantiene si existe una aireación suficiente que impida que la comida sobrante y las heces se asienten en el fondo del tanque (normalmente se requieren de tanques con el fondo en ángulo). El sifonado regular del tanque previene la formación de un sedimento anaerobio en el fondo.

Generalmente, no se produce ningún intercambio de agua hasta que se alcanza el estadio mysis, aunque habitualmente sí que se incrementa el nivel de agua a lo largo del estadio zoea. Esto se puede llevar a cabo, puesto que los nauplios son normalmente sembrados en tanques que se han rellenado sólo hasta la mitad de su capacidad. Después del estadio mysis, la tasa habitual de renovación de agua es del 20-100% al día, dependiendo de la densidad de siembra y los parámetros de calidad del agua. Se debe asegurar que el agua usada para completar el volumen de los tanques y para la renovación, tenga una temperatura, salinidad y pH similar a la del tanque y que, además, esté libre de cloro para evitar un estrés innecesario a las larvas.

En el esfuerzo por mantener la calidad del agua, prevenir bloom bacteriano y reducir o eliminar las necesidades de antibióticos durante el cultivo de las larvas, los laboratorios de postlarvas están tendiendo al uso de polvos o soluciones probióticas de bacterias beneficiosas y enzimas bacterianas. Para todos estos productos y suplementos se debe tener mucho cuidado en seleccionar cuales no suponen un riesgo sanitario y cuales son eficaces y rentables.

Nutrición de las larvas y manejo alimenticio

Toda la preparación de dietas, especialmente las vivas (algas, Artemia y otros), es un punto crítico de control (CCP), debido a que el alimento puede ser contaminado por un manejo inapropiado. Todas las fuentes de comida viva, fresca o congelada deben ser consideradas como un riesgo de patógenos. Los empleados de estas áreas no deben entrar en ninguna otra zona de producción. En la entrada de cada sala debe colocarse un lavapiés con una solución desinfectante (hipoclorito de calcio o sodio con >50 ppm de ingrediente activo). Esta solución debe reemplazarse tan frecuentemente como sea necesario. Como en otras

áreas, el recipiente(s) de solución desinfectante (20 ppm de iodo-PVP y/o 70% alcohol) debe estar situado en las puertas, para que todos los empleados laven sus manos cada vez que entren o salgan de la sala.

Los protocolos exactos o únicos de alimentación para la cría de larvas, cada laboratorio y su gerente de producción lo establece de acuerdo con la experiencia adquirida y a las características de los alimentos disponibles en el mercado. Las dietas deben estar basadas en los requerimientos específicos de los distintos estadios larvarios y corroboradas en el examen frecuente y detallado de la actividad alimenticia de las larvas en cada tanque (ver tabla). En esta lección se ofrecen indicaciones sobre los puntos significativos que se deben tener en cuenta.

PROTOCOLO DE PRODUCCIÓN												
Estadio	Temperatura Grados Centígrados	H ₂ O		Alga/ml		Artemia		Dietas PL				
		Nivel	Chaeto.	Thalassiossira w.	Quiste/ cocinada	Quiste/ viva	PL#0	PL#1	PL#2	PL#3	PL#4	
					Art/Ind	Art/Ind	10 - 110 micras	100 - 250 micras	250 - 400 micras	300 - 550 micras	500 -800 micras	
Mar				gr/ton/día	gr/ton/día	gr/ton/día	gr/ton/día	gr/ton/día				
N5/Z1	30	12	60,000	15,000	0	0	0	-	-	-	-	
Z1	32	13	80,000	17,000	0	0	0.432 x 6	-	-	-	-	
Z2	33	14	80,000	20,000	0	0	0.56 x 6	-	-	-	-	
Z3	33	15	100,000	20,000	6 x 6	0	1.0 x 8	0.2 x 10	-	-	-	
M1	33	17	100,000	17,000	17 x 6	0	-	2.18 x 10	-	-	-	
M2	33	18	100,000	17,000	13 x 6	8 x 6	-	2.35 x 10	-	-	-	
M3	33	18	80,000	17,000	12 x 6	15 x 6	-	2.4 x 10	-	-	-	
M3/PL1	33	↓13 ↑18	80,000	15,000	0	26 x 6	-	2.5 x 10	-	-	-	
PL1	33	18	60,000	15,000	0	32 x 6	-	2.62 x 10	-	-	-	
PL2	32	↓13 ↑18	40,000	10,000	0	40 x 6	-	2.7 x 10	-	-	-	
PL3	32	18	40,000	10,000	0	45 x 6	-	2.95 x 10	-	-	-	
PL4	32	↓13 ↑18	40,000	10,000	0	51 x 6	-	2.91 x 10	-	-	-	
PL5	32	18	10,000	10,000	0	56 x 6	-	-	2.93 x 10	-	-	
PL6	30	↓13 ↑18	10,000	10,000	0	60 x 6	-	-	3.07 x 10	-	-	
PL7	30	18	10,000	10,000	0	60 x 4	-	-	3.22 x 10	-	-	
PL8	30	↓13 ↑18	10,000	10,000	0	60 x 4	-	-	3.22 x 10	-	-	
PL9	30	18	10,000	10,000	0	60 x 2	-	-	3.5 x 10	-	-	
PL10	30	18	10,000	10,000	0	60 x 2	-	-	3.6 x 10	-	-	
PL11	30	↓13 ↑18	10,000	10,000	0	60 x 2	-	-	-	3.65 x 10	-	
PL12	30	18	10,000	10,000	0	0	-	-	-	3.65 x 10	-	
PL13	30	18	10,000	10,000	0	0	-	-	-	3.65 x 10	-	
PL14	30	18	10,000	10,000	0	0	-	-	-	3.65 x 10	-	
PL15	30	↓13 ↑18	10,000	10,000	0	0	-	-	-	3.65 x 10	-	
PL16	30	18	10,000	10,000	0	0	-	-	-	-	3.75 x 10	

Tabla de referencia. Puede variar dependiendo del manejo técnico o bien de la marca y presentación del alimento. Tomada del Manual de Larvicultura, SKRETTING, 2021.

Es importante que conozcamos como se maneja esta tabla, ya que nos puede servir de referencia en una corrida de cría de larvas. En la primera columna tenemos los estadios larvales del camarón, Nauplio, Zoea, Misys y Postlarvas (N, Z, M y PL, respectivamente); la siguiente columna es la temperatura en que se debe mantener el cultivo; En la columna H₂O es el nivel de agua del estanque, notemos que tiene un máximo de 18 toneladas de agua (18,000 litros), seguidamente tenemos dos especies de microalgas, *Chaetoceros* y *Thalassiossira w.* Con la cantidad de células/ml de cada especie. Enseguida tenemos la dieta carnívora, que consiste en Artemia en quistes descapsulados o congeladas y nauplios de Artemia vivos (el número de Artemias por cada larva cultivada y la cantidad de veces que se debe proporcionar) y tenemos por último las dietas artificiales en las presentaciones

PL#0, PL#1, PL#2, PL#3 y PL#4 con tamaños que van desde las 10-110 micras, hasta las 500-800 micras y los gramos/tonelada/día X la cantidad de veces que se debe de suministrar. Repasemos cuatro situaciones diferentes para entenderlo:

1. En el primer día, al sembrar, tenemos N1/Z1 a 30 grados centígrados, se le agrega al estanque 60,000 células de *Chaetoceros* y 15,000 de *Thalassiosira*, notemos que el estanque de 18,000 litros de capacidad solo contiene 12,000 litros. No se agrega *Artemia* ni alimento artificial.
2. Al quinto día ya se tiene el estadio M1, se debe proporcionar 100,000 células de *Chaetoceros* y 15 de *Thalassiosira*, el estanque debe contener 17,000 litros de agua; se proporcionan 17 *Artemias* congeladas seis veces en el día y 2.18 gramos de alimento, diez raciones durante el día, el alimento PL1 que tiene un tamaño de entre 100-250 micras, apropiado para el tamaño de la boca de la Z1.
3. En el día 8 de cultivo tenemos M3 y P1, 33 grados centígrados, la flecha hacia abajo o hacia arriba indican que debemos hacer un recambio de agua, bajando el nivel hasta los 13,000 litros y luego agregar agua nueva de excelente calidad hasta los 18,000 litros. Mantener una concentración de algas de 80,000 y 15,000 de las especies manejadas en el ejemplo y dar 26 nauplios de *Artemia* viva recién cosechada por larva (notemos que ya no se da *Artemia* congelada) y 2.5 gramos de alimento PL1 den 10 raciones iguales durante el día.
4. Cuando tenemos PL12, se proporciona poca microalga y 3.63 gramos de alimento artificial PL3 de 300-550 micras. El estanque se maneja a su máxima capacidad 18,000 litros y no se le da recambio de agua.

Algas

El cultivo de microalgas requiere de una higiene extrema en las fases de laboratorio, incluyendo una minuciosa desinfección y filtración (a $<0.5 \mu\text{m}$) de todos los suministros de agua y aire, desde el uso de esterilizadores para todo el equipo y el agua, hasta el uso de fertilizantes químicos puros de grado de laboratorio, así como aire acondicionado para mantener temperaturas de entre 18-24°C.

Las algas unicelulares tales como *Chaetoceros*, *Thalassiosira*, *Tetraselmis*, *Isochrysis* y *Dunaliella*, son las más comúnmente utilizadas. De cada especie de alga usada, se deben mantener, cultivar y subcultivar cepas puras, en todos los estados (desde placas de agar y tubos/botellas en el laboratorio para la producción masiva en el exterior). Se deben usar procedimientos sanitarios y microbiológicos apropiados para asegurar la calidad del cultivo. Se deben evitar las contaminaciones por protozoos que se alimentan de algas, otras especies de algas y bacterias (en particular la dañina *Vibrio spp.*). Alternativamente, pueden comprarse cultivos iniciales de cepas puras de laboratorios de postlarvas acreditados especializados para su desarrollo en los tanques de gran tamaño del laboratorio usando los procedimientos habituales. No se recomienda el procedimiento basado en la compra de un lote de cepa pura para sub-cultivarlo continuamente a lo largo de cada ciclo de cultivo larval, puesto que las algas pueden contaminarse fácil y finalmente, contaminar a las propias larvas.

Para la desinfección de los tanques de cultivo de algas se usa una solución de hipoclorito de calcio (sodio). Posteriormente, éstos deben ser enjuagados con agua limpia y tratada, y finalmente lavados con ácido muriático al 10% antes de dejarlos secar.

Es común alimentar a las larvas en los últimos estadios de nauplios con microalgas planctónicas, de forma que durante la metamorfosis hasta el primer estadio de alimentación (zoea 1), las larvas empezarán a alimentarse inmediatamente. Las concentraciones se mantienen usualmente entre 80 000–130 000 células/ml a lo largo de los estadios zoea 1 y mysis, y posteriormente disminuyen a medida que las larvas se van haciendo más carnívoras. Durante el cultivo postlarval y de criadero se usan frecuentemente algas bentónicas ya que las postlarvas comienzan a comer de las paredes de los tanques.

Artemia

Aunque los quistes de *Artemia* pueden no ser portadores de patógenos virales importantes, sí que son fuentes significativas de enfermedades producidas por bacterias, hongos y protozoos. Por tanto, se recomienda la descapsulación de los quistes para evitar contaminar el agua del cultivo de la *Artemia* y la posterior propagación al agua de cría de las larvas. Se debe solicitar un certificado de que todos los quistes de *Artemia* comprados, hayan sido sometidos al análisis por PCR, para asegurar que no son portadores de virus TSV, WSSV y YHV (Síndrome del Taura, Mancha blanca y Cabeza amarilla, respectivamente).

La descapsulación se lleva a cabo usando 40 g de sosa cáustica (hidróxido de sodio, NaOH) y 4 litros de cloro líquido (8-10% de ingrediente activo) en 4 litros de agua de mar por cada 1 kg de quistes de *Artemia*. Durante el proceso, toda esta mezcla tiene que mantenerse por debajo de 20°C usando hielo para evitar daños en los quistes. Tan pronto como los quistes se empiezan a volver a color naranjas (señal de que la descapsulación es correcta), se debe añadir una solución con 100 g de tiosulfato sódico para neutralizar la clorinización. Los quistes ya descapsulados pueden ser lavados con agua dulce limpia y mantenidos en una solución de agua salada super-saturada hasta que se necesiten para ser eclosionados.

Los nauplios de *Artemia* son posteriormente cosechados y desinfectados con una solución de hipoclorito sódico a 20 ppm, o mejor con cloramina-T a 60 ppm durante 3 min, y lavados con agua dulce. Posteriormente, pueden ser ofrecidos como alimento vivo, o bien, ser congelados para utilizarlos cuando sea necesario. Por otro lado, se pueden disponer en tanques separados para ser enriquecidos (durante 3-12 horas), o también pueden ser engordados para alimentar diferentes estadios de las postlarvas. Son usadas diferentes técnicas de bioenriquecimiento (para mejorar el valor nutricional de rotíferos y nauplios de *Artemia* en la larvicultura), incluyendo enriquecimiento con microalgas, el empleo de aceites micro-encapsulados con alto contenido en ácidos grasos polinsaturados y aceites de organismos marinos emulsificador.

La *Artemia* debe ser eclosionada en una proporción de 1-2 kg de quistes/tonelada de agua de mar, bajo una luz constante y aireación fuerte durante 24 horas o hasta la eclosión completa.

Después de cosechar, los tanques usados para eclosionar *Artemia* tienen que ser lavados con detergente y agua, y posteriormente desinfectados usando una esponja mojada en una solución de hipoclorito sódico (20 ppm de ingrediente activo), para posteriormente aclarar con abundante agua tratada (filtrada y esterilizada) y volver a lavar otra vez con una solución al 10% de ácido muriático.

Los nauplios o los adultos de *Artemia* congelados deben ser almacenados en un congelador exclusivo y separado. Los protocolos (procedimientos de operaciones estándar) de higiene básica tienen que ser implementados en todo momento.

Con el avance en los procesos tecnológicos de elaboración de los alimentos y la incorporación de nuevas materias primas, se ha mejorado la aceptabilidad de micropartículas por las larvas e incrementado de manera general la supervivencia y desarrollo hasta postlarva, de forma tal que el empleo de microdietas ha permitido la sustitución parcial del alimento vivo, fundamentalmente de nauplios de *Artemia*.

El desarrollo futuro en el campo de la nutrición y alimentación de larvas de camarón debe estar dirigido a la sustitución de microalgas vivas, como fuente de alimento. Sin embargo, éstas tienen una función importante en el mantenimiento de las condiciones en la calidad de agua durante la cría larval.

Dietas artificiales

Se dispone de muchos tipos de dietas formuladas o artificiales durante la cría de las larvas. Estos tipos de dietas generalmente no tienen tantos riesgos para la salud como los alimentos vivos, ya que es muy sencillo mantenerlos libres de cualquier contaminación. Dentro de las dietas artificiales se incluyen: algas secas, dietas líquidas y microencapsuladas, hojuelas y pellets desmenuzados, enriquecedores y suplementos de minerales y vitaminas.

Se elegirán tanto el tamaño de éstos, en función del estadio de desarrollo de la larva, como las diferentes combinaciones, dependiendo de las preferencias del laboratorio, la calidad del agua y los requerimientos nutricionales. Sin embargo, se suelen usar principalmente como suplementos para los alimentos vivos.

Generalmente, las dietas de alta calidad no deben representar ningún problema sanitario siempre que, hayan sido seleccionadas y almacenadas correctamente en un ambiente frío y seco, consumidas con celeridad una vez que el recipiente ha sido abierto, y no usadas en exceso (ya que esto puede afectar a la calidad del agua).

Recambios de agua

Los recambios deberán realizarse cuando las condiciones del medio presenten condiciones desfavorables para el cultivo normal. Esta metodología es usada para sacar o diluir compuestos no deseados del sistema, ingresar compuestos deseados al sistema y/o proveer flujo mecánico; no obstante, el o los factores que influirán en la realización de los recambios son:

- Elevada concentración de sólidos disueltos

- Presencia de elevada carga bacteriana $>10^6$ UFC/ml.=106 Unidades Formadoras de Colonias por ml.
- Concentraciones de Amonio $>0,05$ mg/l
- pH $>8,0$
- Niveles de oxígeno $<2,0$ mg/l
- Presencia de metales pesados o toxinas
- Para variaciones en la salinidad de los cultivos.

Tipos de recambios

➤ Dilución

Entra agua al sistema, pero no sale. Se incrementa el nivel. Puede causar cambios no previstos, debido a que no se eliminan sustancias o factores no deseados.

➤ Renovación parcial.

Sale agua del sistema, sacando parte de las sustancias no deseadas; creando un hacinamiento temporal, pero luego se recupera el nivel inicial o un nivel distinto.

➤ Transferencia

Se cambia el medio de cultivo cosechando los organismos en su totalidad. Es muy eficiente, pero requiere más instalaciones y crea un estrés por cambio de condiciones y manipulación.

➤ Recambio dirigido

Basado en la realización de sifón o recolección puntual, generalmente de fondo o de sitios puntuales se extrae parte del medio de cultivo y depende de los factores si se coloca el volumen inicial o no.

➤ Flujo continuo

Entra agua al sistema de cultivo y sale lo necesario para mantener el mismo nivel, bajo este método es difícil cuantificar el recambio real.

Evaluación general de las condiciones de las larvas

La evaluación de las condiciones de las larvas es habitualmente realizada por la mañana, tomándose decisiones sobre la renovación de agua, alimentación y otras actividades, de tal forma que por la tarde puedan llevarse a la práctica. Las larvas de cada tanque deben ser inspeccionadas de dos a cuatro veces cada día. Inicialmente se hace una inspección visual de la larva, de las condiciones del agua y de la comida. Se puede tomar una muestra de larvas con un vaso de precipitado e inspeccionarlas a simple vista. Se hacen observaciones sobre el estadio de la larva, salud, actividad, comportamiento y abundancia de comida y heces en el agua. También se deben guardar registros de los parámetros de calidad del agua y de la cantidad de comida en el tanque.

La misma muestra de larvas u otra diferente, debe ser también llevada al laboratorio para un examen más detallado al microscopio. Esto proporcionará la información sobre el estadio, condición, alimentación y digestión, así como de la presencia de cualquier enfermedad o deformidad física.

Se pueden enviar muestras, una o dos veces durante el ciclo, para el análisis en un laboratorio de PCR (Reacción en Cadena de Polimerasa) para la búsqueda de enfermedades virales.

El tipo de observaciones que se realizan, pueden ser clasificadas en tres niveles, basados en los grados de evaluación del estado sanitario descritos en el siguiente cuadro.

Descripciones del nivel de diagnóstico adaptadas para su uso en los sistemas de laboratorio de camarón. (Tomada de FAO, 2004)	
Nivel 1	Observación del animal y su entorno. Examen basado en características observables a simple vista
Nivel 2	Examen más detallado usando microscopio de luz, montajes en fresco con o sin tinción y bacteriología básica
Nivel 3	Uso de métodos más complejos como técnicas moleculares y de inmunodiagnóstico (Ej. PCR, dot-blots etc.)

Observaciones de Nivel 1

Las observaciones de Nivel 1 están basadas en aspectos visuales de la larva y las condiciones del agua que puedan ser apreciadas fácilmente a simple vista, tomando animales del tanque en un vaso de precipitado de cristal. Hay que prestar especial atención primeramente al comportamiento o actividad de las larvas, comportamiento natatorio (de acuerdo con su estadio), calidad del agua, presencia de comida y heces; y posteriormente, en la disparidad y homogeneidad de tamaño. Estas observaciones y el sistema de puntuación usado se describen en el siguiente cuadro.

1. Actividad natatoria

La actividad natatoria de las larvas cambia espectacularmente a lo largo del ciclo, aunque de forma característica. Los estadios zoea 1 nadarán rápida y constantemente hacia delante, normalmente en círculos, para alimentarse filtrando fitoplancton. El estadio mysis, por comparación, nada hacia atrás mediante sacudidas intermitentes de sus colas, manteniéndose en la columna de agua y alimentándose de fito y zooplancton. PL, de nuevo vuelve a nadar rápida y constantemente hacia delante. Los primeros estadios son planctónicos, aunque por lo menos desde PL4-5 en adelante, migrarán al bentos para buscar alimento, a menos de que sean mantenidos en la columna de agua mediante una fuerte aireación. Dentro de cada uno de estos distintos modos de nadar, si observamos que el >95% de las larvas nadan activamente, entonces son puntuadas con un 10; si están activas del 70-95%, se puntúa 5; y si son <70% las activas entonces se puntúa 0.

Resumen de las evaluaciones de Nivel 1 del estadio sanitario de la larva
(tomada de FAO, 2004)

CRITERIO	PUNTUACIÓN	ESTADIOS	OBSERVACIONES
Actividad natatoria			
Activa (> 95%)	10	Todos los estadios	Observaciones diarias (2-4x)
Intermedia (70-95%)	5		
Débil (en el fondo) (< 70%)	0		
Fototaxis			
Positiva (>95%)	10	Zoea	Observaciones diarias (2-4x)
Intermedia (70-95%)	5		
Negativa (< 70%)	0		
Hilos fecales			
Presente (90-100%)	10	Zoea	Observaciones diarias (2-4x)
Intermedio (70-90%)	5		
Ausente (<70%)	0		
Luminiscencia			
Ausente	10	Mysis	Observación nocturna del estanque
Presente (<10%)	5		
Abundante (>10%)	0		
Homogeneidad del estadio			
Alto (80-100%)	10	Todos los estadios	Observaciones diarias (2-4x)
Intermedio (70-80%)	5		
Bajo (< 70%)	0		
Contenido intestinal			
Lleno (100%)	10	Mysis	Observaciones diarias (2-4x)
Medio lleno (50%)	5		
Vacío (<20%)	0		

2. Fototaxis

El estadio zoea debe mantener una fototaxis (La fototaxis es una respuesta del organismo frente a las señales lumínicas) positiva muy fuerte y moverse hacia la luz. Para comprobar esto, se toma una muestra de larvas y se colocan en un recipiente traslúcido cerca de una fuente de luz y se observa el desplazamiento de los animales. Si el 95% o más de las larvas resultan fuertemente atraídas hacia la luz, las larvas se encuentran en buen estado y se puntúa 10. Si el 70-95% responde, se consideran aceptables y se anota 5; para menos del 70% se consideran débiles y se puntúa 0.

3. Hilos fecales

Durante el estadio zoea 1, cuando se alimenta a los zoea casi exclusivamente con algas, se pueden observar largos hilos fecales colgándoles del ano y suspendidos en la columna agua. Cuando el 90-100% de las larvas tienen esos hilos largos y continuos a lo largo de todo su tubo digestivo, y continuando fuera de su cuerpo, se les considera bien alimentados y se puntúa 10. Cuando entre el 70-90% tienen esos hilos, o son cortos o discontinuos, se anota 5; y cuando son <70% de las larvas las que carecen de este hilo, significa que no están comiendo y se considera 0.

4. Luminiscencia

Este factor se observa directamente en el tanque de cría de las larvas estando en completa oscuridad. La luminiscencia de las larvas es debida a la presencia de bacterias luminiscentes como *Vibrio harveyi*. Si no se aprecia este fenómeno, se puntúa con 10, si se observa de una forma baja (hasta el 10% de la población) se anota 5; y para poblaciones con luminiscencia por encima del 10% se puntúa 0.

5. Homogeneidad del estadio

Este factor indica la uniformidad de los estadios larvarios en el tanque. Si el 80% o más de la población está en el mismo estadio, se les puntúa con 10, si están entre un 70-80%, la puntuación es 5; y para situaciones de menos del 70%, la puntuación es 0.

Se debe tener en cuenta que cuando se produce la muda en las larvas, es normal apreciar un decrecimiento en la homogeneidad, por lo tanto, hay que considerar el momento en el cual se determina. Esta consideración también es cierta para las postlarvas cuando están mudando.

6. Contenido intestinal

Los contenidos intestinales pueden ser observados en los estadios larvarios tardíos. El intestino se aprecia como una línea oscura que sale desde el hepatopáncreas, situado en la región de la cabeza de la larva y que es fácilmente visible en las larvas si éstas son observadas en recipientes limpios, como un vaso de precipitado de cristal. Esto sirve como una guía muy útil de la dieta de la larva y la disponibilidad de alimento. Si se observa que la mayoría de las larvas están llenas, se puntúa 10, si la mitad de las larvas tienen comida en el intestino, se anota 5; y para situaciones con <20% la puntuación es cero.

Observaciones de Nivel 2

Las observaciones de nivel 2 están basadas en el examen microscópico y de montaje en fresco, si es necesario, se toma una muestra aleatoria de al menos 20 larvas por tanque (más para tanques mayores). Se debe prestar especial atención: al estado del hepatopáncreas y los contenidos intestinales, necrosis y deformidades de los miembros, organismos del fouling y la presencia de *Baculovirus* en las heces o hepatopáncreas de las larvas de los estadios superiores. Estas observaciones y el sistema de puntuación usado se recogen en el siguiente cuadro.

Resumen de las evaluaciones de Nivel 2 del estadio sanitario de la larva
(tomada de FAO, 2004)

CRITERIO	PUNTUACIÓN	ESTADIOS	OBSERVACIONES
Hepatopáncreas (vacuolas lipídicas)			
Alto (>90%)	10	Todos los estadios	Observaciones diarias (2-4x)
Moderado (70-90%)	5		
Bajo (< 70%)	0		
Contenido intestinal			
Lleno (>95%)	10	Todos los estadios	Observaciones diarias (2-4x)
Moderado (70-95%)	5		
Vacío (< 70%)	0		
Necrosis			
Ausencia (0%)	10	Todos los estadios	Observaciones diarias (2-4x)
Moderado (<15%)	5		
Severo (>15%)	0		
Deformidades			
Ausencia (0%)	10	Todos los estadios	Observaciones diarias (2-4x)
Moderado (<10%)	5		
Severo (>10%)	0		
Epibiontes			
Ausencia (0%)	10	Todos los estadios	Observaciones diarias (2-4x)
Moderado (<15%)	5		
Severo (>15%)	0		
«Bolitas» ●			
Ninguna	10	Todos los estadios	Observaciones diarias (2-4x)
1 a 3	5		
>3	0		
<i>Baculovirus</i>			
Ausencia (0%)	10	Mysis	Observaciones diarias (2-4x)
Moderado (<10%)	5		
Severo (>10%)	0		

● Células epiteliales desprendidas del hepatopáncreas y/o del intestino expresadas como número de «bolitas» en el tracto digestivo.

1. Condiciones del hepatopáncreas y contenido intestinal

Las condiciones del hepatopáncreas ofrecen una indicación de la alimentación y la digestión. Esto se observa haciendo un montaje en fresco de una muestra de larvas sobre un portaobjetos y observándola en el microscopio con un aumento de 40X. En larvas sanas que muestran una alimentación y digestión activa, el hepatopáncreas e intestino medio estarán llenos de pequeñas burbujas muy visibles (vacuolas digestivas o «lipídicas») y se apreciará una fuerte peristalsis en el intestino. Si el 90% o más de los animales muestreados presenten abundantes vacuolas lipídicas y/o el intestino lleno, se puntúa 10; si el porcentaje de individuos con vacuolas y/o el intestino moderadamente lleno está comprendido entre el 70-90%, se anota 5; y si son menos del 70% y/o el intestino está vacío, se puntúa 0.

2. Necrosis

La necrosis del cuerpo y miembros de las larvas, la cual es una indicación de canibalismo o una posible infección bacteriana, se puede observar a la luz de un microscopio de baja potencia. Si no presentan necrosis se puntúa 10; donde <15% de los animales presenten alguna necrosis se anota 5; y donde >15% muestren necrosis, lo que indica que existe una infección severa, se puntúa 0.

3. Deformidades

Las deformidades pueden indicar una baja calidad de los nauplios, si aparecen en los primeros estadios, e infecciones bacterianas o manejo inapropiado y estrés si lo hacen en estadios posteriores. Típicamente las finas setae de los miembros o del rostrum pueden aparecer torcidas, rotas o no estar presentes; la cola puede estar doblada; o el intestino terminarse antes de llegar al ano. Normalmente no existen remedios para estos problemas (salvo para el manejo descuidado), y las larvas deformes morirán. En determinados casos severos, puede ser preferible desechar todo el tanque lo más pronto posible y prevenir la propagación a otros tanques. Cuando no existan deformidades se puntúa 10, para <10% de casos se anota 5; y si son >10% entonces se puntúa 0.

4. Fouling epibionte

Las larvas pueden hospedar un amplio rango de organismos que pueden ser desde bacterias y hongos hasta protozoos de muchas especies. Estos atacarán normalmente el exoesqueleto de la cabeza y el cuerpo, y especialmente alrededor de las branquias de las larvas. Cuando las infecciones son ligeras, en la siguiente muda puede deshacerse del fouling sin mayores problemas, pero en casos severos el fouling persistirá o reaparecerá en el siguiente estadio, siendo indicativo de una baja calidad del agua y siendo necesario tomar medidas. Cuando el fouling está ausente se puntúa 10; si <15% tienen temporal o permanente fouling, se anota 5; y si son >15% de los organismos que están colonizados permanentemente, se puntúa 0.

5. *Baculovirus*

Los *Baculovirus* pueden ser normalmente detectados en preparaciones de hepatopáncreas enteros o aplastados (teñido con verde malaquita para el *Monodon*

baculovirus) o de hilos fecales en el caso de larvas de mayor tamaño. Se usan microscopios de luz de alta potencia para identificar los cuerpos virales característicos (los cuales, en el caso de MBV, son tetraédricos y de color oscuro). La aparición de *Baculovirus* está frecuentemente asociada al estrés, y vemos, que la reducción de los niveles de estrés puede hacer disminuir con frecuencia, la prevalencia y los problemas asociados a la depresión del crecimiento. Cuando los *baculovirus* están ausentes se puntúa 10; si <10% lo tiene, se anota 5; y si >10% están infectados, puntúa 0.

6. «Bolitas»

Las «Bolitas» es el nombre que recibe el síndrome en el que las células epiteliales del intestino y hepatopáncreas se desprenden y aparecen como pequeñas esferas dentro del tracto digestivo. Se cree que está causado por bacteria y puede ser letal. Para prevenir dicho síndrome han tenido éxito determinadas prácticas tales como sembrar rápidamente todo el laboratorio (entre tres y cuatro días), uso de probióticos y un manejo sanitario y alimenticio correcto.

La importancia de las puntuaciones de Nivel 1 y 2

Cuando se realizan todas estas observaciones de Nivel 1 y 2 y son recogidas para cada estadio de cada tanque de larvas y se puntúa apropiadamente en cada caso, podemos describir una visión general del estado sanitario de las larvas, con las puntuaciones más altas para aquellas larvas más sanas y viceversa. Con la experiencia, se hace más fácil juzgar la salud general de cada tanque y así poder recomendar el curso de las acciones para combatir los problemas encontrados, dependiendo de las puntuaciones obtenidas.

Observaciones de Nivel 3

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

Probióticos en el cultivo de camarones

En la producción a gran escala, donde los animales están expuestos a condiciones de estrés, el deterioro de las condiciones óptimas de cultivo conduce a la aparición de enfermedades que provocan pérdidas económicas considerables. El control de enfermedades en la acuicultura, tanto profiláctico como terapéutico, se basó históricamente en el uso de antimicrobianos; sin embargo, esta práctica es ampliamente criticada en la actualidad por su impacto en la acumulación de residuos en el ambiente y el desarrollo de resistencia, lo que también afecta la aceptación de los productos por parte de los consumidores. Por otro lado, se requiere de buenas prácticas acuícolas que garanticen un mejor aprovechamiento del alimento por parte de los animales con el fin de incrementar la productividad del proceso.

La administración de microorganismos para aumentar la resistencia a enfermedades y mejorar el estado nutricional de los camarones es un método amigable con el medio ambiente y más seguro. Los probióticos son microorganismos vivos que ejercen un efecto beneficioso sobre el hospedero, modifican la comunidad microbiana asociada a este o la del ambiente, y permiten un mejor aprovechamiento del alimento o potencian su valor nutricional, estimulan su respuesta hacia enfermedades o mejoran la calidad de su entorno.

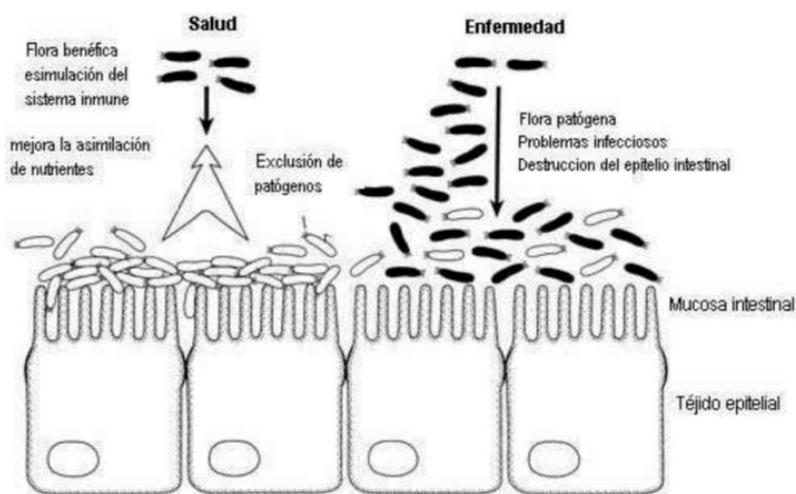
En la actualidad existen varios productos comerciales que se emplean como probiótico; no obstante, el aislamiento y caracterización de nuevas cepas constituye un campo de investigación activo, en particular, aquellas aisladas del ambiente y/o del hospedero de interés.

Mecanismos de acción

Los probióticos ejercen su efecto beneficioso mediante múltiples mecanismos, no sólo sobre el organismo de interés sino también sobre el ambiente que le rodea. Entre los principales mecanismos de acción descritos para probióticos que se emplean en la acuicultura se incluyen: la capacidad para colonizar y adherirse al tracto intestinal, la modulación del sistema inmune, la producción de compuestos benéficos, la producción de sustancias antagónicas contra patógenos y la mejora de la calidad del medio acuático.

a) Colonización y adhesión en el tracto gastrointestinal

La habilidad de las bacterias para adherirse y sobrevivir en el mucus entérico es decisiva en el establecimiento de la microbiota intestinal. La capacidad de adherencia es una característica que es aprovechada de igual manera, tanto por las bacterias probióticas como por las patógenas. En el caso de las probióticas, es uno de los criterios más importantes para su selección y aplicación en acuicultura, mientras que para las patógenas la habilidad para adherirse se relaciona con la virulencia y se considera como el primer paso para una infección.



Adhesión de bacterias benéficas y patógenas en la mucosa intestinal y sus efectos (tomada de Monroy, et. al., 2012)

b) Producción de antimicrobianos y compuestos antivirales

Los microorganismos con actividad probiótica también pueden tener la capacidad de generar productos extracelulares que inhiben o matan otras bacterias potencialmente patógenas: sustancias antimicrobianas, ácidos orgánicos y bacteriocinas. Los probióticos no sólo tienen capacidad antibacteriana, también se describe actividad antiviral de algunos aislados como *Pseudomonas sp.*, *Vibrio sp.* y *Aeromonas sp.*, contra el virus de la necrosis hematópoyética (IHNV).

c) Producción de compuestos benéficos

Las bacterias marinas y las levaduras pueden llegar a constituir una fuente de proteínas importante en el mejoramiento del aporte nutricional de algunas especies acuáticas cultivadas. De forma similar, los lípidos producidos por microorganismos marinos se indican como sustancias de gran importancia para la nutrición de especies acuáticas. La producción de enzimas por parte de microorganismos seleccionados, pueden contribuir al proceso digestivo de los organismos cultivados e impactar, positivamente, en su comportamiento productivo.

d) Mejora de la calidad del agua

Las bacterias Gram positivas, principalmente del género *Bacillus*, seleccionadas como probióticos pueden convertir la materia orgánica en CO₂; en contraste, las bacterias Gramnegativas se caracterizan por convertir materia orgánica en biomasa bacteriana o limo. Por ejemplo, se aplicaron aislados *Bacillus sp.* y *Vibrio sp.* como aditivos a la dieta y al agua de cultivo de *Macrobrachium rosenbergii* a diferentes dosis y frecuencias de administración, lo que resultó en la reducción de la concentración de amonio y nitrato del medio, el incremento significativo de la supervivencia, el crecimiento y la estimulación del sistema inmune. Al aplicar el producto comercial EM (EM®, Japón), compuesto por bacterias ácido-lácticas y levaduras, al agua de un cultivo intensivo de *L. vannamei*, se encontró que el tratamiento redujo la materia orgánica, la concentración de nitratos, reguló el pH e incrementó la disponibilidad de fósforo en el agua y mejoró indicadores de productividad como la supervivencia y el factor de conversión alimentaria.

Adicionalmente, se han propuesto nuevas tecnologías basadas en microorganismos que contribuyen al mantenimiento de condiciones óptimas de cultivo, entre ellas, el "Biofloc" propone estimular el desarrollo y prevalencia de comunidades microbianas heterotróficas en el medio de cultivo capaces de remover la materia orgánica mediante la adición de fuentes de carbono. También se explota el potencial de esta tecnología en la generación de biomasa microbiana como fuente alternativa de proteínas.

e) Inmunomodulación

La defensa frente a patógenos en crustáceos se basa fundamentalmente en mecanismos de la inmunidad innata. El sistema inmune de los camarones involucra a hemocitos (para la encapsulación, formación de nódulos y fagocitosis), a varios componentes plasmáticos y sistemas multiméricos. La incidencia cada vez más frecuente de brotes de enfermedades y las pérdidas económicas que traen consigo, motivan el estudio de estos mecanismos de defensa, pues ofrecen novedosas alternativas para el manejo de enfermedades. Ensayos

de infección experimental de *L. vannamei* con *V. harveyi* demostraron que los animales resistentes mostraban una respuesta inmune más rápida, de mayor magnitud y efectividad en la eliminación del patógeno respecto a animales normales. Lo que sugiere que la estimulación del sistema inmune mediante el incremento de los niveles basales de algunos de sus componentes puede ser relevante en la eliminación del agente infeccioso y el mantenimiento de la homeostasia. La aplicación de probióticos en la camaronicultura con el fin de estimular el sistema inmune es una de las áreas investigativas que más se explora.

La inmunidad celular es otro de los parámetros de interés en relación con el estado inmunológico de los peneidos, pues el incremento del número de hemocitos circulantes se relaciona con una mayor capacidad para fagocitar y eliminar agentes extraños. Se encontró que al administrar la cepa *Arthrobacter sp. CW9* al agua de cultivo de *L. vannamei* en un ensayo que duró 24 días, detectaron incremento en la actividad fagocítica, mayor efectividad en la eliminación de patógenos, así como mejor crecimiento y sobrevivencia comparado con el grupo control.

f) Actividad anti-Quorum sensing

El antagonismo contra patógenos es uno de los criterios de selección más empleados para la obtención de nuevas cepas con potencial probiótico; no obstante, algunos investigadores proponen un enfoque alternativo que consiste en reducir la virulencia del patógeno sin comprometer directamente su crecimiento. Esta perspectiva, denominada terapia antivirulencia, se basa en que la expresión de muchos de los genes involucrados en la patogenicidad en bacterias está regulada por el quorum sensing (QS): un proceso de comunicación bacteriana célula-célula mediado por moléculas señales de bajo peso molecular que provocan respuestas dependientes de la densidad poblacional. La interferencia del QS o quorum quenching podría permitir el control de las enfermedades bacterianas con una menor tendencia al desarrollo de resistencia y a la alteración de la microbiota normal del hospedero, respecto a los antimicrobianos.

Modos de administración

Los probióticos ejercen sus efectos benéficos, principalmente a nivel del tracto gastrointestinal, de ahí que muchos de los modos de administración desarrollados estén dirigidos a incrementar su estabilidad y facilitar su asimilación. La adición de los probióticos en la dieta es una de las formas más empleadas; por esta vía los probióticos se incorporan simultáneamente con el alimento, lo que está relacionado con una contribución enzimática a la digestión y mejor aprovechamiento de los nutrientes ingeridos. También debe tenerse en cuenta que la periodicidad de la aplicación del probiótico permite mantener un balance favorable de microorganismos benéficos en el intestino del camarón que compiten con otros colonizadores intestinales como *Vibrio spp.* y otros patógenos; no obstante, este tipo de administración expone a los microorganismos probióticos a condiciones físicas y químicas extremas que podrían afectar su viabilidad y disminuir su efecto en el hospedero.

La microencapsulación es un método alternativo que consiste en recubrir las células con una matriz de polímeros, principalmente alginatos, lo que permite extender los periodos

de almacenamiento de los cultivos, mejorar su viabilidad en los alimentos y en el tracto intestinal de sus hospederos, así como protegerlos de bacteriófagos. Algunos alimentos vivos de alto valor nutritivo y amplio uso en la camaronicultura como los rotíferos y *Artemia spp.* también se han evaluado como vehículo para la administración de probióticos. Este proceso, denominado bioencapsulación, aprovecha la capacidad filtradora de estos organismos que incorporan los probióticos al ser agregado al medio de cultivo. Por otro lado, los probióticos pueden ser agregados directamente al agua donde se cultivan los animales, sobre todo para el caso de aquellos capaces de remover la materia orgánica y sustancias tóxicas que mejoran la calidad del medio acuático.

Influencia de probióticos en parámetros productivos del cultivo de camarón

La prevención y control de enfermedades en el cultivo de camarón, sobre todo en estadios larvales, constituye uno de los puntos críticos del proceso productivo. En tal sentido, la actividad antagónica de los probióticos ha ganado aceptación en el mejoramiento de la supervivencia de los animales. Por otro lado, se ha evaluado el efecto de la inclusión de un probiótico en la dieta de *P. monodon* a nivel productivo en estanques de fondo de tierra durante 100 días en las estaciones caliente y fría. La administración de la comida suplementada resultó en mayor supervivencia y talla de los animales tratados, respecto al control en ambas estaciones. La aplicación del probiótico como aditivo alimentario en el ensayo resultó en 30 % más de ganancia de peso diaria (GPD) y 28 % más de supervivencia, respecto al control. La mejora de estos parámetros permitió que el rendimiento anual estimado (dos ciclos de cultivo de 100 días) fuera 49 % superior en camarones alimentados con la dieta suplementada.

Se puede concluir que los probióticos intervienen en los parámetros productivos del camarón relacionados con un mayor aprovechamiento de nutrientes, un sistema inmune potenciado y mayor supervivencia de los animales. La fácil manipulación y seguridad hacen de la aplicación de probióticos una práctica cada vez más aceptada, pues mejora las condiciones del medio de cultivo y ofrecen ventajas para la expansión y perfeccionamiento de una camaronicultura sostenible.

Fuentes

- Arellano, E. 1993. Guías Técnicas en el cultivo de larvas de camarón. Boletín de la Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias del Mar. CENAIM 1: 35-86p.
- Castillo, N. M., Carrillo, O. y Arenal, A. 2018. "Probióticos: una realidad en el cultivo de camarones. Artículo de revisión." Rev. prod. anim., 30 (2), 57-71, 2018.
- FAO. 2004. Manejo sanitario y mantenimiento de la bioseguridad de los laboratorios de postlarvas de camarón blanco (*Penaeus vannamei*) en América Latina. FAO Documento Técnico de Pesca. No. 450. Roma, FAO. 2004. 66p.
- García-Galano, T. 2000. Nutrición de larvas de camarón. pp 42-52 En: Civera-Cerecedo, R., Pérez-Estrada, C.J., RicqueMarie, D. y Cruz-Suárez, L.E. (Eds.) Avances en Nutrición Acuícola IV. Memorias del IV Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. Noviembre 15-18, 1998. La Paz, B.C.S., México.

- Hsien-Tsang, S y Aguilón, C., 2008. Manual sobre “Reproducción y cultivo del camarón blanco (Litopenaeus vannamei)”. Centro de Desarrollo de la Pesca y la Acuicultura CENDEPESCA.. El Salvador, Centroamérica. 44pp.
- Manual de Larvicultura, Skretting a Nutreco company. Consultado el 13 de agosto del 2021.<https://libreriaskretting.ec/admin/public/uploads/catalogos/manual-larvicultura-skretting.pdf>
- Monroy D., T. Castro B., J. Castro M., G. Castro M., y R. Lara A. 2012. Beneficios del uso de probióticos en la flora bacteriana intestinal de los organismos acuáticos.



Actividad de aprendizaje

Con la información proporcionada, llena las casillas del siguiente cuadro

Estadio	Características	Como nadan	Que comen
Nauplio V			
Zoea I			
Zoea II			
Zoea III			
Mysis I			
Mysis II			
Mysis III			

PL			
----	--	--	--

Describe detalladamente la situación que encuentras en los dos escenarios solicitados, puedes guiarte en los ejemplos compartidos

<p>Ejemplo: "Al quinto día ya se tiene el estadio M1, se debe proporcionar 100,000 células de Chaetoceros y 15 de Thalassiosira, el estanque debe contener 17,000 litros de agua; se proporcionan 17 Artemias congeladas seis veces en el día y 2.18 gramos de alimento, diez raciones durante el día, el alimento PL1 que tiene un tamaño de entre 100-250 micras, apropiado para el tamaño de la boca de la Z1"</p>	
M2	
PL8	

Escribe la(s) palabra(s) correcta(s) en la línea de los siguientes enunciados

Transferencia Deformidades Probióticos Las «Bolitas»
Observaciones de Nivel 1 Luminiscencia Necrosis
Fototaxis

1. La _____ de las larvas es debida a la presencia de bacterias luminiscentes como *Vibrio harveyi*.
2. El estadio zoea debe mantener una _____ positiva muy fuerte y moverse hacia la luz.
3. La _____ es una indicación de canibalismo o una posible infección bacteriana, se puede observar a la luz de un microscopio de baja potencia.
4. Las _____ pueden indicar una baja calidad de los nauplios, si aparecen en los primeros estadios, e infecciones bacterianas o manejo inapropiado y estrés si lo hacen en estadios posteriores.
5. Las larvas pueden hospedar un amplio rango de organismos que pueden ser desde bacterias y hongos hasta protozoos de muchas especies _____. Estos atacarán normalmente el exoesqueleto de la cabeza y el cuerpo, y especialmente alrededor de las branquias de las larvas.
6. _____ es el nombre que recibe el síndrome en el que las células epiteliales del intestino y hepatopáncreas se desprenden y aparecen como pequeñas esferas dentro del tracto digestivo.
7. Los _____ son microorganismos vivos, ejercen un efecto beneficioso sobre el hospedero, modifican la comunidad microbiana asociada a este o la del ambiente, y permiten un mejor aprovechamiento del alimento o potencian su valor nutricional, estimulan su respuesta hacia enfermedades o mejoran la calidad de su entorno.
8. _____ Esta metodología es usada para sacar o diluir compuestos no deseados del sistema, ingresar compuestos deseados al sistema y/o proveer flujo mecánico
9. _____ Se cambia el medio de cultivo cosechando los organismos en su totalidad. Es muy eficiente, pero requiere más instalaciones y crea un estrés por cambio de condiciones y manipulación.
10. _____ Observación del animal y su entorno. Examen basado en características observables a simple vista
11. _____ Examen más detallado usando microscopio de luz, montajes en fresco con o sin tinción y bacteriología básica



Autoevaluación

Indicadores	Lo puedo hacer	Tengo dudas	Necesito trabajar más
Conozco la importancia de la alimentación natural en la cría de larvas.			
Soy capaz de identificar cada estadio larval del camarón, así como los requerimientos de la alimentación.			
Puedo explicar cómo emplear una tabla de referencia del fabricante de alimentos complementarios en la dieta de los diferentes estadios larvales.			
Comprendo la importancia de la observación del animal y su entorno a simple vista y más a detalle empleando un microscopio de las larvas cultivadas.			
Comprendo la importancia del uso de probióticos en la cría de larvas.			



Para saber más

Recomendaciones para complementar tus aprendizajes.

- Cuidado larvario (densidad y dieta), siembra y calidad de las postlarvas de camarón https://www.youtube.com/watch?v=_jj5FM1igTI
- Camarón: maduración y manejo de reproductores <https://www.youtube.com/watch?v=znr7PXTjc2Q>
- Manejo Microbiológico En El Cultivo De Camarón: Nuevos Hallazgos <https://www.youtube.com/watch?v=4oub-v3aUJU>
- Webinar Series Edición Latinoamérica- Hablando de Postlarvas de camarón <https://www.youtube.com/watch?v=X5sMmDI9eIQ>

Determina la población en cultivo



Contextualizando

En México existen diferentes especies de crustáceos con alto potencial para ser cultivados y todos ellos tienen un ciclo de vida similar que se resume en el nacimiento, desarrollo, reproducción y muerte dentro de este ciclo de vida la reproducción y el crecimiento (desarrollo) son los aspectos más importantes para la acuicultura.

El crecimiento es el aumento de volumen e incremento de células, así como de las estructuras internas de los organismos lo cual lleva a un aumento del tamaño total. En los organismos existen dos tipos de crecimiento, el crecimiento somático (desarrollo del exoesqueleto y síntesis proteica) y crecimiento en masa. En los crustáceos el crecimiento somático es el progreso del organismo en dimensiones longitudinales a partir del resultado de la multiplicación celular y la aparición de sustancias celulares mientras que el crecimiento en masa es el aumento en volumen debido a la acumulación de reservas energéticas y formación de órganos reproductores.

En las larvas de crustáceos, está destinada una gran cantidad de recursos energéticos al desarrollo de órganos asociados con el consumo y locomoción con el objetivo de incrementar su probabilidad de supervivencia; mientras que en etapas de juvenil el crecimiento somático toma mayor importancia, con crecimientos exponenciales. Por otro lado, por ser organismos poiquiloterms, es decir que no regulan su temperatura corporal les permite ser más eficientes (1-2 kg de alimento por 1 kg de biomasa) ya que no designan energía para regular su temperatura permitiéndoles factores de conversión alimenticias más bajos que organismos terrestres (3 a más por 1 kg de biomasa).

De ahí la importancia del conocimiento de la biomasa siendo un elemento esencial en el sistema productivo. Su conocimiento permite determinar la cantidad de alimento, la tasa de intercambio de agua y evaluar la situación de los estanques. Estos datos permiten además decidir si un estanque puede o no ser cosechado.

El proceso de muestreo consiste en sacar del estanque de cultivo una muestra de organismos representativa de la población total de camarones que permita realizar la evaluación de la población determinado el crecimiento y reproducción de los organismos sembrados.

La importancia de los muestreos radica en la estimación del incremento de la masa de los organismos en cultivo (biomasa) que permite observar el desarrollo de los organismos, planteamiento de procesos de alimentación, tasas y raciones para llegar a buen término el cultivo, además de que se puede realizar el seguimiento del cultivo en cuestiones sanitarias y de inocuidad.



¡Vamos a aprender!

Los crustáceos carecen de una estructura ósea que registran una serie de variaciones del ambiente capaz de permitir una lectura directa de la edad. En este tipo de artrópodos con exoesqueleto el crecimiento es discontinuo vinculándose directamente con el proceso de muda ya que durante el ciclo de vida se presentan mudas (ecdisis) separadas por intermudas que son frecuentes en las primeras etapas de vida y disminuyen o están totalmente ausentes durante la adultez.

En cada muda el viejo exoesqueleto es eliminado y tiene lugar un súbito incremento de tamaño como resultado de la absorción de agua, que ocurre antes de que el nuevo tegumento se endurezca por incorporación de sales de calcio que se concentran en la hemolinfa, y en algunas especies en los gastrolitos, glándulas digestivas u otros depósitos, durante el período de muda.

En el caso particular de los crustáceos, el crecimiento se observa como un proceso discontinuo que ocurre por saltos, debido a que el exoesqueleto o caparazón rígido que lo recubre no permite que el aumento en largo o peso se manifieste en forma continua.

El sistema usual para estudiar el crecimiento absoluto en crustáceos decápodos es emplear una única dimensión del exoesqueleto, como la longitud del caparazón o longitud total, que suma la del caparazón a la del pleon, o el peso, como índice de crecimiento. Cuando se trata de determinar el crecimiento relativo se suele medir el largo y ancho de los quelípedos, largo y ancho del caparazón o cualquier otra estructura que refleje mejor los cambios morfológicos relacionados con el crecimiento y la edad.

En los crustáceos la determinación de la edad ofrece serias dificultades, como se ha mencionado, debido a que no existen estructuras duras permanentes que registren marcas indicadoras del crecimiento. Aunque ninguno de los métodos brinda absoluta seguridad, es necesario realizar distintas verificaciones y comparaciones antes de tomar una decisión sobre la edad de la especie en estudio. Los procedimientos que más se prestan para el estudio del crecimiento de los crustáceos decápodos se indican a continuación.

Hay dos maneras de estimar el crecimiento a partir de la biomasa de los cultivos en estanques.

La primera estimación es deducida de la mortalidad o supervivencia teórica, la segunda es calculada según los resultados del muestreo realizado en un tiempo determinado, ninguna de las dos metodologías es satisfactoria por sí sólo, también para mejorar la estimación de la biomasa es muy aconsejable trabajar con las dos metodologías en conjunto.

En la práctica distinguimos estos dos tipos de muestreos con funciones diferentes:

- El muestreo, que debe realizarse cada semana o de manera quincenal para todos los estanques en producción permite estimar la biomasa y calcular la ración de alimento, hace falta sacar por lo menos muestreos por triplicado.

- El muestreo de población que es mucho más largo de realizar se hace antes de la cosecha, para todos los estanques y para los estanques que presenten problemas de crecimiento o mortalidad.

Los datos de la biomasa obtenidos con los dos tipos de estimación pueden presentar diferencias y causa problemas en la interpretación de los resultados porque existe un rango de error. Es por ello, que si después de un muestreo señalan o quincenal, hace falta realizar un muestreo de población, que permita estimar la biomasa los organismos.

Para realizar un muestre es necesario:

1. **Plantear la periodicidad**, se entiende como el ciclo medido en tiempo que trascurren entre una biometría y la siguiente, idealmente debemos hacer biometrías cada semana o 15 días, es recomendable hacerla el mismo día cada semana, esto crea una sana rutina, la mejor hora es la de la mañana, antes de la primera ración, preferiblemente un par de horas antes, esto permite que los organismos manipulados descansen y puedan alimentarse luego de la biometría.
2. **Determinar la muestra de la población a la que deberemos realizar la biometría**, la cual consiste en sacar la raíz cuadrada de la población existente en el estanque.

$$M = \sqrt{P}$$

donde

M = Muestra poblacional

P = Población en el estanque

3. **Confiabilidad en los equipos**, es muy importante que los datos sean recolectados de manera correcta, la balanza utilizada debe tener una apreciación adecuada se recomienda 0,001 o que sea capaz de pesar 1 g, también es muy importante la TARA del recipiente que se utiliza, y cuidar de que este no contenga agua durante el pesado, por otro lado, no se deben promediar grupo de animales ni tomar muestras sucesivas del mismo tanque.



Balanza digital con sensibilidad de 0.1 g con capacidad de 400 g



lctiometro para la medición de los organismos.

4. **Procedimiento**, las biometrías generan estrés a los crustáceos, y hasta podemos presentar mortalidades luego de ellas, por lo tanto, es muy importante afinar un procedimiento expedito y rápido que permita extraer la muestra con un mínimo impacto a la población total, posteriormente, esta muestra debe ser tratada con cuidado, utilizando preferentemente guantes de goma para no afectar la mucosa de los organismos y conservarlos en agua bien limpia y oxigenada, en líneas generales no es necesario utilizar anestésicos a menos que la muestra sea muy grande. Realizar de forma individual el pesado y la medición de cada uno de los organismos de la muestra tomada y finalmente realizar el registro de cada uno de los datos.



Proceso de biometría, toma de la longitud total (cm) y peso en (g) de los organismos.

5. **Procesamiento de datos**, para ello es importante la obtención de los promedios de peso y longitud ya que son de suma importancia para la aplicación en las fórmulas que se utilizarán en la interpretación de resultados. Para ello se recurre a las siguientes formulas:

$$\bar{L} = \frac{\sum x}{n} \quad \text{donde:} \quad \begin{array}{l} \bar{L} = \text{Longitud promedio} \\ \sum x = \text{Suma de los valores de longitud} \\ n = \text{Número total de datos} \end{array}$$

$$\bar{w} = \frac{\sum x}{n} \quad \text{donde:} \quad \begin{array}{l} \bar{w} = \text{Peso promedio} \\ \sum x = \text{Suma de los valores de peso} \\ n = \text{Número total de datos} \end{array}$$

6. **Interpretación de los datos**, en este proceso se pueden tomar diferentes modelos como:
- a) **Índice de crecimiento específico**, SGR (Specific growth ratio). Relaciona el peso alcanzado en el periodo de estudio. Es una medida del crecimiento medio diario.

El índice de crecimiento específico responde a la fórmula:

$$SGR = \frac{\ln Pf - \ln Pi}{T(\text{días})} \quad \text{donde:} \quad \begin{array}{l} \text{SRG} = \text{índice de crecimiento Específico.} \\ \ln Pf = \text{Logaritmo natural de peso final.} \\ \ln Pi = \text{Logaritmo natural de peso inicial} \\ T = \text{Tiempo en días} \end{array}$$

- b) **Factor de condición, K.** Es una medida de densidad, del estado nutricional del organismo partiendo del grado de engorde. Se define como el peso dividido por el cubo de la longitud y se suele expresar en tanto por ciento. Índices mayores a 1 presentan buen crecimiento; índices menores 1 crecimiento deficiente.

$$K = \frac{W}{L^3} * 100$$

donde:

K = Índice de condición

W = Peso

L³ = Longitud al cubo

- c) **Biomasa,** se considerarse como la materia orgánica originada en un proceso biológico, espontáneo o provocado, utilizable como fuente de energía. Se determina con la medida del peso promedio más actualizada que se tenga, y se calcula a partir del número de crustáceos presentes en el estanque (población) al momento de realizarse el muestreo.

$$B = \bar{w} * No$$

donde

B = Biomasa

\bar{w} = Peso promedio

No = Numero de organismos en el estanque

- d) **Índice de conversión alimenticia FCA,** ("FGR" Feed gain ratio). Tiene el significado del aprovechamiento o transformación del alimento ingerido por el animal en masa corporal. Es una medida de la eficacia de la alimentación.

$$FCA = \frac{AC}{Bf - Bi}$$

donde:

FCA = Factor de conversión alimenticia

AC = Alimento consumido en el periodo de muestreo

Bf = Biomasa Final

Bi = Biomasa inicial

Para dar mejor referencia a los datos se ejemplifica un ejercicio.

En un estanque de desarrollo de reproductores de crustáceos se tiene una población de 400 camarones, a los cuales se les realizó una biometría previa 15 días antes (15 de abril de 2020) donde se obtuvo los siguientes datos longitud promedio de 4.1 cm, peso promedio de 20.7 g y una biomasa de 8280 g. También durante este periodo de tiempo los organismos se consumieron 4608 g de alimento. En la biometría correspondiente al periodo del 30 de abril de 2020 se obtuvieron los siguientes datos:

Toma de datos biométricos peso y longitud en camarones.

Muestreo del 30 de abril 2021		
No.	Longitud (cm)	Peso (g)
1	5.0	25
2	4.6	23
3	7.0	35
4	6.4	32
5	4.8	24
6	5.5	27
7	6.1	30
8	4.5	24
9	5.6	28
10	5.4	26
11	4.8	23
12	5.9	28
13	6.0	30
14	6.2	32
15	6.6	33
16	5.4	26
17	5.7	28
18	4.3	22
19	4.9	22
20	4.8	24

Con los datos realizar los siguientes cálculos.

- Calcular la muestra necesaria para la biometría
- Determinar el peso y longitud promedio de la segunda biometría.
- Determinar el índice de crecimiento específico.
- Calcular el factor de condición
- Calcular la biomasa
- Determinar el factor de conversión alimenticia

a. Calcular la muestra necesaria

$$M = \sqrt{P} \quad M = \sqrt{400} \quad M = 20 \text{ camarones}$$

b. Determinar el peso y longitud promedio de la segunda biometría.

Muestreo del 30 de abril de 2021.

$$\bar{w} = \frac{\sum x}{n}$$

$$\bar{W} = \frac{25 + 23 + 35 + 32 + 24 + 27 + 30 + 24 + 28 + 26 + 23 + 28 + 30 + 32 + 33 + 26 + 28 + 22 + 22 + 24}{20}$$

$$\bar{W} = \frac{542}{20} \quad \bar{W} = 27.1 \text{ g}$$

$$\bar{L} = \frac{\sum x}{n}$$

$$\bar{L} = \frac{5 + 4.6 + 7 + 6.4 + 4.8 + 5.5 + 6.1 + 4.5 + 5.6 + 5.4 + 4.8 + 5.9 + 6 + 6.2 + 6.6 + 5.4 + 5.7 + 4.3 + 4.9 + 4.8}{20}$$

$$\bar{L} = \frac{163.5}{20} \quad \bar{L} = 8.1 \text{ cm}$$

c. Determinar el índice de crecimiento específico.

$$SGR = \frac{\ln Pf - \ln Pi}{T(\text{dias})}$$

$$SGR = \frac{\ln 27.1 \text{ g} - \ln 20.7 \text{ g}}{15 \text{ dias}}$$

$$SGR = \frac{3.29 \text{ g} - 3.03 \text{ g}}{15 \text{ dias}}$$

$$SGR = \frac{0.26 \text{ g}}{15 \text{ dias}}$$

$$SGR = 0.017 \text{ g/día}$$

d. Calcular el factor de condición.

$$K = \frac{W}{L^3} * 100$$

$$K = \frac{27.2}{8.1^3} * 100$$

$$K = \frac{27.2}{531.4} * 100$$

$$K = 0.051 * 100$$

$$K = 5.11$$

e. Calcular la biomasa.

$$B = \bar{w} * N_0$$

$$B = 27.1 \text{ g} * 400 \text{ org}$$

$$B = 10840 \text{ g}$$

f. Determinar el factor de conversión alimenticia

$$FCA = \frac{A C}{Bf - Bi}$$

$$FCA = \frac{4608 \text{ g}}{10840 \text{ g} - 8280 \text{ g}}$$

$$FCA = \frac{4608 \text{ g}}{2560 \text{ g}}$$

$$FCA = 1.8$$

Fuentes

- Arellano, Edgar; Leslie, M.; Mock, C.; Boeing, P.; Maugle, P., 1989. *El Papel de los Laboratorios en la Industria del Cultivo del Camarón en Piscina*. In A Sustainable Shrimp Mariculture Industry for Ecuador, editado por Olsen, Stephen; Arriaga, Luis. Technical Report Series TR-E-6.276 pp.
- Ayala B.,L; Bucheli, P.; Chiang, X.;Hirono Y. 1991. *Contribución para el mejoramiento de la eficiencia de utilización de alimentos formulados en piscinas camaroneras, con énfasis en la densidad de siembra, el flujo de agua y la fertilización química*. PENTEC. Comunidad Económica Europea (Progr.PEC-ALA/87/21) 81 pp.
- Gómez, Luis; Arellano, Edgar; 1990. *Guías Prácticas Preliminares para la Maduración y Deseve en Cautiverio del Camarón Penaeido en el Ecuador*. Guayaquil, Ecuador. ESPOL. 45 pp.
- Arellano, Edgar. 1990. *Guías Técnicas en el Cultivo de Larvas de Camarón*. Guayaquil, Ecuador. ESPOL. 42 pp.



Actividad de aprendizaje

Realiza el siguiente ejercicio para practicar lo aprendido durante el proceso.

Realice la siguiente biometría de un cultivo de langosta australiana (*Cherax quadricarinatus*) considerando que cuenta con una población de 4000 organismos y 3 meses de cultivo en un estanque de 250 m² a una densidad de 20 org/m², previo a esta biometría se realizó un muestreo donde se obtuvo el peso promedio de 5.4 g, talla promedio de 10.9 cm, biomasa de 21777g, alimento consumido durante los 15 días de 37.02Kg.

En esta biometría se realizó la toma de peso y longitud individual de los organismos obteniéndose los siguientes datos:

No.	Peso (g)	Longitud (cm)
1	6	12
2	5	10
3	6	11
4	7	13
5	6	11
6	8	14
7	7	13
8	6	12

No.	Peso (g)	Longitud (cm)
37	8	14
38	7	13
39	6	9
40	6	10
41	5	9
42	6	11
43	6	9
44	6	10

9	5	10
10	6	11
11	7	13
12	6	11
13	8	14
14	7	13
15	6	9
16	6	10
17	5	9
18	6	11
19	6	9
20	6	10
21	6	12
22	5	10
23	6	11
24	7	13
25	6	11
26	8	14
27	7	13
28	6	9
29	6	10
30	5	9
31	6	12
32	5	10
33	6	11
34	7	13
35	6	11
36	8	14

45	6	12
46	5	10
47	6	11
48	7	13
49	6	11
50	8	14
51	7	13
52	6	9
53	6	10
54	5	9
55	6	12
56	5	10
57	6	11
58	7	13
59	6	11
60	8	14
61	5	12
72	7	13
63	6	13
64	5	9
65	5	12
66	7	13
67	6	12
68	5	10
69	6	11
70	7	13
71	6	11
72	8	14

Calcula la muestra necesaria

$$M = \sqrt{P}$$

Determina el peso y longitud promedio de la segunda biometría.

$$\bar{w} = \frac{\sum x}{n}$$

$$\bar{L} = \frac{\sum x}{n}$$

Determina el índice de crecimiento específico.

$$SGR = \frac{\ln Pf - \ln Pi}{T(\text{dias})}$$

Calcula el factor de condición.

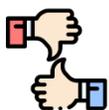
$$K = \frac{W}{L^3} * 100$$

Calcula la biomasa.

$$B = \bar{w} * N_o$$

Determina el factor de conversión alimenticia

$$FCA = \frac{A C}{B_f - B_i}$$



Autoevaluación

Indicadores	Lo puedo hacer	Tengo dudas	Necesito trabajar más
Identifico el tiempo necesario para iniciar y realizar un muestreo de organismos.			
Soy capaz de identificar los pasos necesarios para evaluar la población de crustáceos en un estanque en cultivo.			
Reconozco los diferentes instrumentos que se utilizan para llevar a cabo la estimación de la población y biomasa.			
Comprendo la importancia de realizar la evaluación del crecimiento en la población.			
Puedo explicar cuáles son los métodos para realizar un muestreo y su evaluación.			



Para saber más

Recomendaciones para complementar tus aprendizajes.

- Aprenda a calcular la biomasa en los estanques.
<https://www.youtube.com/watch?v=VgVR-Rzq0R4>
- Factor de conversión alimenticia en tilapias.
<https://www.youtube.com/watch?v=LZei8G9ee88>
- Relación longitud-peso, y factor de condición relativa de postlarvas epibentónicas y de jóvenes, del camarón rosado *Farfantepenaeus duorarum* (Crustacea: Penaeidae) en Laguna de Términos, México.
https://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0034-77442019000300585&lng=en&nrm=iso

Cosecha de postlarvas



Contextualizando

El conocimiento de la biomasa es un elemento esencial en el sistema productivo. Su conocimiento permite determinar la cantidad de alimento, la tasa de intercambio de agua y para evaluar la situación de los estanques para preparar la cosecha de los organismos, tanto en la fase larvaria como en la del fin del ciclo de producción, ya que estos datos permiten además decidir si un estanque puede o no ser cosechado.

La cosecha es un tema primordial en el cultivo de crustáceos, ya que se realiza en dos momentos durante el ciclo, pero en este submódulo hablaremos sobre la cosecha de las postlarvas, y si te preguntas para que cosecharlas, la respuesta es muy sencilla, esto se realiza para llevarlas a un estanque de crecimiento y engorda.

En esta sección, el muestreo es muy importante y por ello será parte de la lección, ya que necesitarán conocer la biomasa del estanque, la cual se determina con la medida de peso o volumen más actualizada que se tenga, y se calcula a partir del número de organismos presentes en el momento de realizar el muestreo.



¡Vamos a aprender!

Los siguientes factores son fundamentales durante la cosecha:

- Tiempo
- Densidad de organismos
- Temperatura
- Evitar estresar a la postlarva
- Aclimatación lenta y progresiva

Hay varias maneras de estimar la biomasa de los cultivos en estanques de postlarvas, en esta lección se explicarán dos métodos comunes para evaluar la cantidad de postlarvas: el método Volumétrico y el método Gravimétrico.

Volumétrico

Lo primero que debemos hacer es bajar el nivel de agua del estanque donde tenemos a las postlarvas.



Alumnos preparando la maniobra de reducción del nivel de agua

Estanque con bajo nivel de agua

Con una red de cuchara, que también se conoce como “Chayo”, comenzamos a cosechar las postlarvas.



Cosecha de postlarvas
Fotografías: Rito Palomares Francisco

Las postlarvas cosechadas son concentradas en botes de 200 litros, los cuales deben contar con aireación continua, es muy importante cuidar la oxigenación. En estos mismos botes se empieza a bajar la temperatura para lo cual suele emplearse hielo, la cual se igualará al agua que tienen los contenedores que se usarán para el transporte a la granja o estanque de cultivo donde serán sembradas las postlarvas.



Concentrado las postlarvas recolectadas con la red de cuchara



Aireación en los botes de concentración de postlarvas

Nuevamente se llevará a cabo una disminución del volumen de agua a manejar en estos botes, será de 50 litros, cuando se considera que existe una alta concentración de postlarvas en este volumen, podemos ahora sí, hacer una estimación poblacional.



Disminución del volumen a 50 litros



Recipiente con aireación listo para la determinación poblacional,

Fotografías: Rito Palomares Francisco

Estimación Poblacional

Es una actividad que se realiza en el mismo momento que se cosechan las postlarvas, tiene dos finalidades: conocer el porcentaje de sobrevivencia de los organismos y que la cantidad de postlarvas solicitada por la granja (comprador), se cumpla al 100 %.

La toma de la muestra se hace de la siguiente manera: una persona agita con cuidado el agua del bote, el cual tiene un volumen de 50 litros y otra persona toma cinco muestras con una jeringa de 10 mililitros.



Agitar con cuidado el agua con las postlarvas

De las cinco muestras obtenidas, tres son contadas en charolas para obtener el número total, puedes dividir en sectores la charola para facilitar el conteo. Posteriormente, se obtiene el promedio de las tres muestras y se hace una extrapolación a los 50 litros, en caso de que encuentren que hay disparidad en el conteo de las tres muestras, se procede a contar las otras dos, eliminando los valores extremos, el valor más alto y el más bajo.



Charolas para conteo de postlarvas



Conteo manual de postlarvas

Fotografías: Rito Palomares Francisco

Gravimétrico

Se aplica cuando las postlarvas son grandes, es decir de 10 miligramos o más. Debemos preparar el equipo, material e instrumentos necesarios para realizar la cosecha sin contratiempos, para este método se recomienda una balanza analítica con una precisión de 0.01 g, calibrada y verificada regularmente. Los pasos son los siguientes:



Balanza analítica.

El primer paso es disminuir el nivel del agua del tanque larvario, hasta un 50% o un poco menos, de acuerdo con lo que sea posible, del volumen total. Después, con una red de cuchara puedes comenzar a cosechar las postlarvas (cómo vimos en el método volumétrico), para posteriormente vaciar las postlarvas de los chayos son vaciadas en otro recipiente con una malla para retenerlas.



Vaciado en otro recipiente con ayuda de una malla

Fotografías: Rito Palomares Francisco

Una vez que terminen el vaciado, debes concentrar las postlarvas en la malla con cuidado y tratar de eliminar el exceso de agua (sin apretar, ni exprimir) con toques suaves y con ayuda de una toalla o servilleta de papel.



Obtención del concentrado de postlarvas



Eliminación del exceso de agua

El siguiente paso, es pesar el concentrado de postlarvas con ayuda de un recipiente y una balanza digital (normal), toma nota del peso total y después debes tomar una muestra pequeña con ayuda de una cuchara. Posteriormente, con la ayuda de la balanza analítica, determinas el peso de la muestra y el número de postlarvas en la misma.



Pesado de las postlarvas



Toma de muestra



Pesado de la muestra



Conteo de las postlarvas de la muestra

Conociendo el número de postlarvas de la muestra, puedes calcular el peso promedio de cada postlarva, y conociendo el peso total del concentrado de postlarvas, del cual ya habías tomado nota, puedes determinar el número total de postlarvas. Finalmente, puedes transferir las postlarvas al transporte.



Concentrado de las postlarvas

Para confirmar que el proceso fue claro hagamos unos ejercicios.

Supongamos que, una vez obtenido el concentrado de tus postlarvas, obtuviste un peso total de 1.8 kilogramos. El peso de la muestra que tomaste es de 65 gramos y contaste 103

$$\frac{65 \text{ gr}}{103 \text{ pl}} = 0.63 \text{ gramos por postlarva.}$$

gr=gramos

pl=postlarvas

Si el peso total del concentrado es de 1.8 kilogramos, eso equivale a 1,800 gramos. Entonces para determinar la cantidad total de postlarvas en el concentrado, usamos el valor obtenido de peso promedio de postlarva, 0.63gr.

$$\frac{1800}{0.63} = 2,857.14$$

Por lo tanto, podemos inferir que el estanque contaba con 2857 postlarvas en total, lo que nos ayudará para determinar el costo de estas.



Actividad de aprendizaje

Selecciona la respuesta correcta.

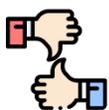
1. **Conocer la biomasa en un cultivo de postlarvas es útil para:**
 - a) Saber cuánto alimento brindarles
 - b) Determinar cada cuanto cambiarles el agua
 - c) Preparar a cosecha
 - d) Todas las anteriores

2. **El Tiempo, la densidad de organismos, la temperatura, evitar estresar a las postlarvas y la aclimatación lenta y progresiva son:**
 - a) Factores para considerar en la cosecha de postlarvas
 - b) Factores físicos
 - c) Elementos de un cultivo saludable.
 - d) Condiciones óptimas para comenzar el cultivo de postlarvas.

3. **La principal diferencia entre el método volumétrico y el gravimétrico es:**
 - a) Uno se realiza en húmedo y otro con la menor humedad posible
 - b) El tamaño de las muestras
 - c) Muestra húmeda y muestra seca
 - d) La técnica para el cálculo del peso total.

4. **La reducción final del volumen de agua para tomar las muestras en el método volumétrico es de:**
 - a) 200 litros
 - b) 50 litros
 - c) 5 litros
 - d) 100 litros

5. Si el peso de las postlarvas en una muestra es del 0.35 gr y el peso del concentrado total de las mismas es de 2 kg. ¿Cuántas postlarvas aproximadamente hay en el concentrado?
- 2358 postlarvas
 - 5714 postlarvas
 - 235 postlarvas
 - 4679 postlarvas



Autoevaluación

Indicadores	Lo puedo hacer	Tengo dudas	Necesito trabajar más
Identifico los factores requeridos para la cosecha de postlarvas			
Conozco los elementos para realizar la cosecha de postlarvas			
Puedo realizar una determinación poblacional a partir de los métodos volumétrico y gravimétrico			



Para saber más

Conteo de postlarvas de camarón:

https://www.youtube.com/watch?v=gYw9cvsj_WQ

Cómo sembrar camarón de granja o de criadero

<https://www.youtube.com/watch?v=l4qJuSTv9hc>

Prepara las condiciones del transporte de postlarvas



La etapa de Postlarvas es un estadio del ciclo biológico del camarón, el cual se alcanza después de haber pasado por los diferentes estadios larvales, es un estadio sensible en donde el organismo tendrá un tamaño de 5 a 12 mm, y estará listo para ser utilizado para el cultivo en estanques de producción. Sin embargo, durante su traslado, requiere de manipulación y manejo adecuado para evitar altas mortalidades e inadecuado crecimiento.

La disponibilidad regular y estable de postlarvas sanas, es uno de los factores de los cuales depende el cultivo comercial de camarón. Sin embargo, con frecuencia, los laboratorios de producción de larvas se encuentran lejos de los estanques de cultivo, por lo cual, los organismos deben ser transportados largas distancias en las mejores condiciones y con el menor estrés posible.

El paso de los organismos de condiciones de criadero a un sistema de crecimiento/engorde sea un tanque o estanque, requiere una transición gradual que disminuya el estrés. Para ello, se deben utilizar procedimientos adecuados de aclimatación, lo cual tendrá un efecto importante en la producción y rentabilidad de cualquier granja de camarón.

En este submódulo conocerás aspectos fundamentales relacionados con las condiciones necesarias para el transporte de postlarvas, el acondicionamiento, así como las variables fisicoquímicas del agua, las cuales forman parte de las competencias profesionales a desarrollar. Las actividades te permitirán reforzar competencias genéricas como el ser crítico y reflexivo, capaz de generar tu autoaprendizaje, por otro lado, algunas competencias disciplinares relacionadas son matemáticas, biología y química.



Postlarvas de camarón, Fotografía: Barra González, 2021.



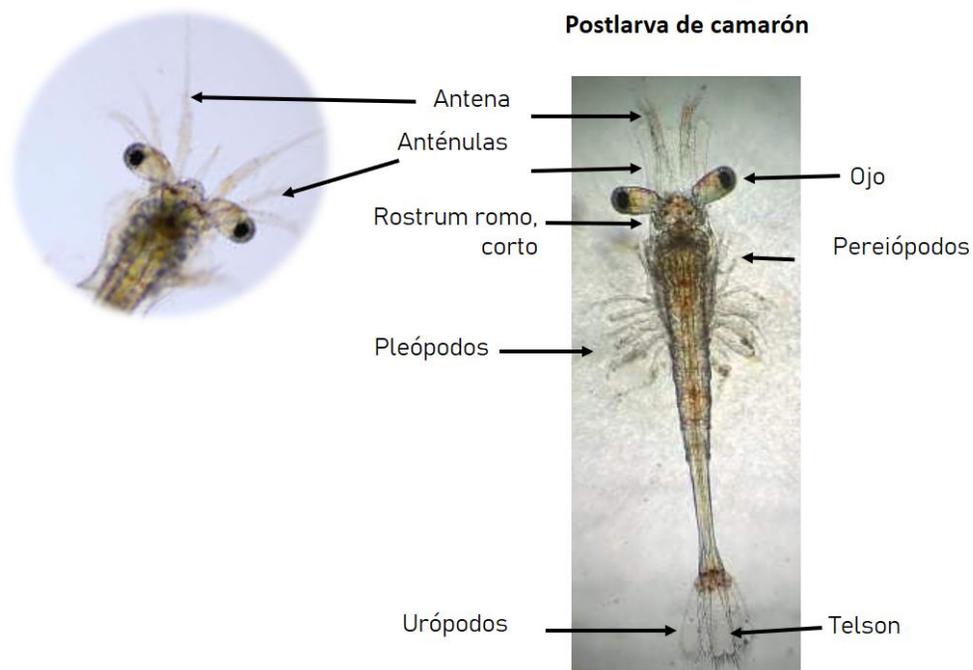
¡Vamos a aprender!

¡Conozcamos acciones previas al transporte!

1. Selección y evaluación de las postlarvas.

La obtención de postlarvas saludables es un aspecto necesario para iniciar un cultivo de camarón. Por lo que el laboratorio del que proceden debe ser confiable, lo cual, asegura mayor éxito en la producción. Se consideran postlarvas de buena calidad cuando están libres de organismos infecciosos, tienen buen estado de salud, desarrollo y estado nutricional.

En esta etapa, la postlarva, se asemeja a un camarón en miniatura, presenta un cuerpo transparente, que puede medir entre 5 y 12 mm, el rasgo morfológico más notorio es la presencia de un rostrum como muy corto, presentan anténulas, antenas, maxilípedos, pereiópodos, pleópodos, urópodos y telson. La natación la realiza hacia adelante como los juveniles y adultos, empleando los pleópodos para avanzar. Conforme aumentan de talla, se reduce el comportamiento planctónico y se esconde en el sustrato blando del fondo, especialmente en horas de elevada intensidad luminosa.



El laboratorio proveedor de postlarvas debe contar con:

- Medidas sanitarias rigurosas en la desinfección de materiales y equipo.
- Tener delimitado el acceso para un buen manejo y control en las áreas.

- El personal debe tener accesibilidad al aseo de manos.
- Cerca perimetral que controle el acceso de personas, animales y vehículos.
- Agua de buena calidad filtrada y desinfectada.
- Laboratorio de diagnóstico reconocido por las autoridades de SAGARPA-CONAPESCA.
- Certificado de salud que asegura al comprador organismos libres de patógenos y/o agentes infecciosos.
- Diagnóstico de los reproductores utilizados para obtener las postlarvas.
- Bitácora de los productos químicos utilizados.

2. Verificar la calidad de las postlarvas.

Algunos aspectos que el comprador necesita conocer sobre el lote de postlarvas, debe ser comunicado por el proveedor, con la finalidad de verificar la calidad de las postlarvas que se adquieren:

- El responsable debe informar a la granja a que salinidad, temperatura y pH serán enviadas las postlarvas, para que la granja que adquiere las postlarvas lo considere al momento de preparar los estanques de aclimatación.
- Si la granja cuenta con un técnico, es quien de preferencia debe supervisar el muestreo de las postlarvas.
- Es necesario hacer diferentes diagnósticos: 1) **Por simple observación**, para evaluar el grado de actividad, fototropismo, hilo fecal, presencia/ausencia de bioluminiscencia, uniformidad de tallas y contenido intestinal en las postlarvas. 2) **Por observación al microscopio**, para determinar la cantidad de gotas de grasa presentes en el hepatopáncreas, el contenido intestinal, deformidades, necrosis, presencia de epibiontes, enfermedad de las bolitas, BP (*Baculovirus penne*), grado de desarrollo branquial. 3) Por último un **diagnóstico molecular por PCR**, para determinar la presencia o ausencia de infecciones virales.
- **Realizar una prueba de estrés**, la cual, permite conocer la resistencia de los animales a un parámetro de salinidad o temperatura conocido. Para realizar estas pruebas unas 100-200 postlarvas son sometidas a un choque térmico, osmótico y/o químico para determinar el número de postlarvas que sobreviven a la prueba. Una prueba ampliamente usada es la de someter a los animales a una reducción de temperatura de 10-12 °C por 1- 2 horas, o a salinidades de 0-2 partes por mil durante 30 minutos.
- **Observación al microscopio**. Como puedes ver, debido a las características morfológicas en esta etapa de postlarva, los organismos son aún frágiles, por lo que es necesario verificar a partir de un muestreo, si cumplen con los requerimientos mínimos para ser utilizada para la etapa de engorda. Con el microscopio es posible conocer aspectos importantes de la morfología de las postlarvas que puede asegurar un traslado y producción exitosa, como los siguientes:

Parámetros recomendados para la evaluación de la postlarva				
Criterio	Inaceptable	Aceptable	Óptimo	Observaciones
Edad	Menor a PL 12	PL 12	Mayor a PL 12	
Tamaño	Menor a 8 mm	8 mm	Mayor a 8 mm	Del ojo a los urópodos
Peso	Menor a 3 mg	3 a 3.5 mg	Mayor a 3 mg	
Variación de tamaños	Mayor a 15 %	0.15	Menor al 15 %	Deben ser homogéneos en más del 85 %
Desarrollo branquial	Menos de 4 lamelas	4 o 5 lamelas completas	Más de 5 lamelas completas	Las lamelas se observan ramificadas . Un buen desarrollo branquial permite a las postlarvas tolerar con mayor facilidad cambios bruscos de salinidad .
Actividad	Inactivas, nado lento o irregular	Activas en agua sin movimiento	Nado rápido a contracorriente	Al menos el 95 % activas
Intestino	Vacío	Lleno	Muy lleno	Se alimentan de manera continua .
Cordón intestinal	Sin movimiento	Movimientos rítmicos	Movimientos rítmicos	
Hepatopáncreas	Sin coloración	Color oscuro	Color oscuro	El color oscuro es indicio de una buena alimentación
Transparencia muscular	Opaco, blanquecino	Traslúcido, cristalino	Traslúcido, cristalino	
Epicomensales	Cuando están adheridos en el exoesqueleto, apéndices y branquias	Ausencia	Ausencia	Si más del 5% lo presenta, indica condiciones pobres en la calidad de agua
Deformidades	Mayor a 5 %	0.05	Menor a 5 %	Rostrum, anténulas, 6to segmento
Color	Si las postlarvas presentan color rojizo	Traslúcido cristalino	Traslúcido cristalino	El color rojizo muestra nutrición deficiente, manejo inapropiado, infecciones y estrés.
Melanización	Manchas de color oscuro	Sin manchas oscuras	Sin manchas oscuras	Las manchas son indicio de

				infecciones bacterianas
Excoriaciones	Con presencia	Ausencia	Ausencia	
Necrosis	Con presencia	Ausencia	Ausencia	
Virus	Con presencia	Ausencia	Ausencia	Certificado de salud libre de virus WSSV, YHS, TSV

Fuente: Bancomext, 1999, COSAES 2004, modificada por CESAIBC 2007.



Postlarva observada al microscopio. Fotografía: Barra González, 2021.

¡Ahora sí! ¿Cómo se lleva a cabo el transporte de las postlarvas?

Por lo general el transporte de postlarvas está a cargo del laboratorio proveedor, el cual se encarga de todos los aspectos que intervienen en el envío, el lote de organismos viaja acompañado de un técnico o biólogo como responsable de la entrega. Sin embargo, en muchos casos el productor decide ir por sus propias postlarvas, para lo cual, es recomendable contar con el equipo necesario que otorgue las mejores condiciones a las postlarvas y se evite contratiempos.

Al ser una actividad intermedia entre la obtención y la siembra, **el transporte de postlarvas** representa una acción delicada dentro del proceso de producción, por el estrés y mortalidad que pueden tener los organismos. Por ello, es necesario tomar en cuenta todas las medidas de seguridad en este proceso que conlleve a la entrega de un lote de organismos sanos, con las condiciones idóneas para la siembra, que asegure después de la aclimatación una producción exitosa.

Principales medidas para el transporte de postlarvas

1) Desinfección

- Los materiales y el equipo deben ser desinfectados antes y después de su uso.

Materiales y/o equipos	
Mallas, redes, mangueras aireadoras, bolsas de plástico.	Desechar después de usar, se debe incinerar las bolsas de plástico utilizadas y evitar reusarlas.
Cristalería de laboratorio, piedras difusoras, otros.	Desinfectar poniendo a remojar en solución de 2ml/l (200 ppm) de cloro o yodo por 24 a 48 horas, posteriormente deben ser secados al sol.
Vehículos	Se limpian con solución común para quitar la suciedad de la superficie como lodo, grasa o alimento. Posteriormente, se rocía una solución de 200 ppm (2ml/l) de yodo.
Equipo como balanzas, básculas, instrumentos de medición (termómetro, oxímetro, potenciómetro)	Se deben limpiar con una esponja impregnada de yodo a 2 ml/L (200 ppm).

- El vehículo por utilizar se debe limpiar y desinfectar antes de entrar al área de carga con cloro, yodo o hipoclorito de sodio, de igual forma, desinfectar después de transportar a las postlarvas.

2) Empaque

El empaque de las postlarvas debe llevarse a cabo en un área exclusiva y aislada del área de producción. Cada área debe estar delimitada, con las medidas estrictas de control sanitario.

3) Parámetros fisicoquímicos.

Los parámetros fisicoquímicos son fundamentales para evitar la mortalidad de los organismos durante el transporte y se logren los rendimientos de producción esperados. Para ello, el laboratorio proveedor debe informar a la granja compradora las características fisicoquímicas del agua en el que serán enviadas las postlarvas, dado que de ello depende el acondicionamiento de los estanques de aclimatación.



Selección de postlarvas. Fotografía: Barra González, 2021.



Estanque de geomembrana y tanques reservorios. Fotografías: Escobar Pérez, 2021.

Los parámetros fisicoquímicos de mayor importancia durante el traslado de las postlarvas son:

a) **La temperatura**

La temperatura es el parámetro físico más importante, debido a que tiene una fuerte influencia en el retraso o aceleración de la actividad biológica y la absorción de oxígeno en los organismos. El rango de temperatura para el transporte puede oscilar entre 20° y 32° C. Sin embargo, esto depende de la especie, la distancia y el tiempo de traslado.

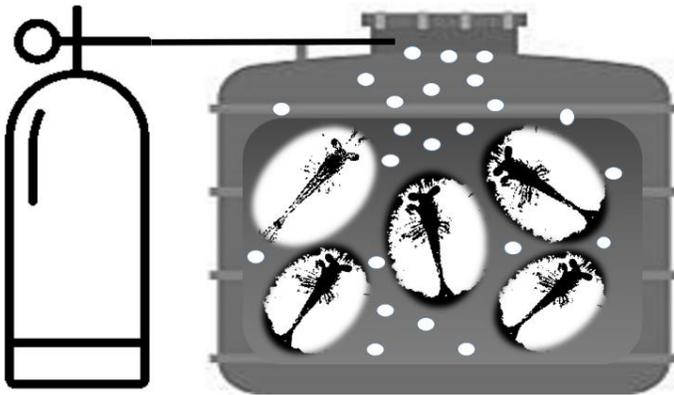
Si las postlarvas serán transportadas por avión se disminuye la temperatura a 17 o 18°C y se empacan en hieleras para evitar el aumento de temperatura.

Si la granja está cerca del laboratorio no se reduce la temperatura; sin embargo, si el tiempo para el transporte es de 3 a 12 horas se reducirán de 25 a 28°C y de 18 a 23° C para transportes de más de 12 horas.

La reducción de temperatura es usada para descender la tasa metabólica de las larvas, de manera que éstas consuman menos oxígeno, excreten menos residuos y permanezcan en calma durante el transporte. Es importante señalar que las mismas condiciones de temperatura utilizadas para el transporte deberá ajustarse el estanque de aclimatación en la granja donde se entregará el lote de postlarvas.

b) El oxígeno disuelto

Durante el traslado de postlarvas el oxígeno no debe ser menor a 5 ppm, lo recomendado oscila en un nivel de 7 a 10 mg/l. Es necesario contar con equipo suficiente de aireación como los tanques con oxígeno puro para mantener los niveles de oxígeno disuelto.



Tanque con oxígeno puro



Bolsas o fundas con oxígeno puro

c) pH

El pH o potencial de hidrógeno, indica la concentración de ión hidrógeno en una solución. La escala de pH oscila entre 0 a 14 e indica que tan ácida o básica es el agua de un estanque. Valores menores de 7 indican soluciones ácidas y mayores a 7 soluciones básicas, siendo 7 un valor neutro

El rango óptimo de pH del agua para el transporte de camarones debe oscilar entre 7 a 8.5.

Si el pH cambia significativamente, las postlarvas pueden sufrir un shock, se debiliten y dejen de comer.



d) **Salinidad**

El agua para transportar a las postlarvas debe tener la salinidad en la que fueron aclimatadas en el laboratorio. De igual forma, debe estar ajustada la salinidad y temperatura del tanque de aclimatación en las instalaciones de siembra, considerando el nivel de salinidad y temperatura del agua utilizada para transportar a las postlarvas. La salinidad considerada en promedio es mantenida a 32-35 ‰.



Uso del refractómetro para medición de salinidad. Fotografía: Canul Ramírez, 2021.

Debido a las características de las bolsas de plástico, los factores fisicoquímicos son difíciles de controlar por lo que el tiempo de traslado debe ser previamente planeado para asegurar la llegada de las postlarvas en óptimas condiciones para la siembra. A diferencia de un tanque en el que es posible agregar aireación.

3. El tiempo de desplazamiento de las postlarvas

En este aspecto se estiman todos los tiempos que se ocupan hasta llegar al sitio de siembra. Entre ellos, el tiempo que se utiliza para colocar las postlarvas en los contenedores, el tiempo para cargar los contenedores en el transporte, la duración en horas para llegar al sitio y el tiempo que se ocupa para descargar los contenedores para la aclimatación, antes de la siembra.



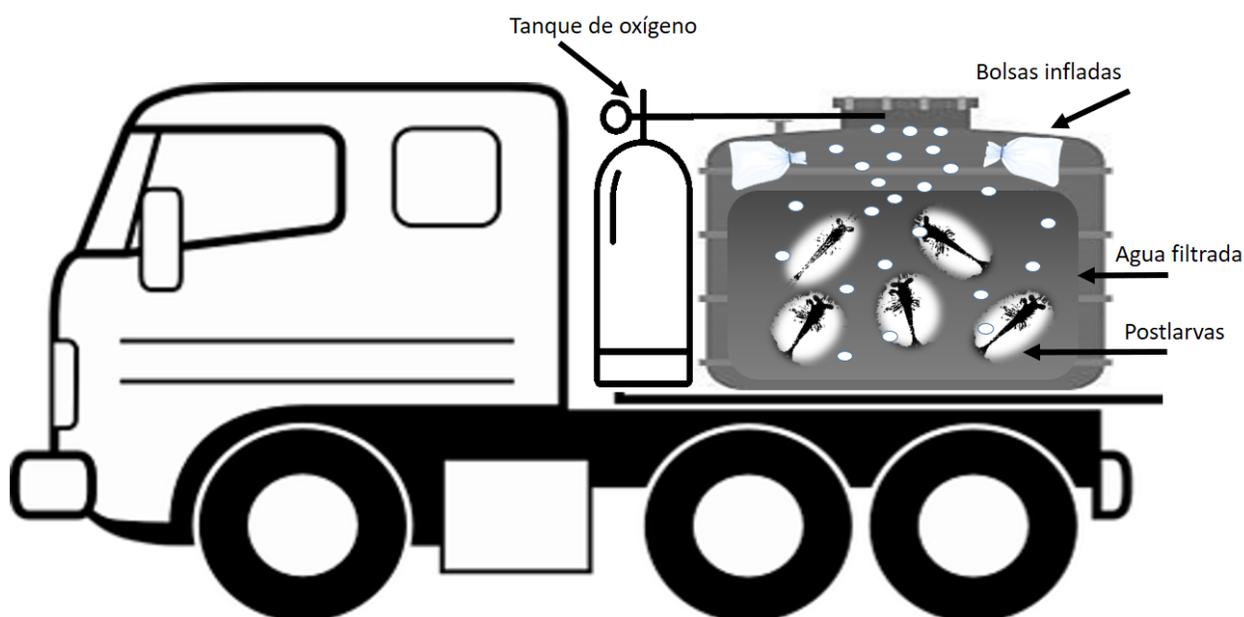
4. Tipo de contenedores para el transporte

El contenedor va a depender de las condiciones a las que se someterán las postlarvas durante el transporte.

a) Tanques

Los tanques se consideran el mejor contenedor de traslado, sobre todo, cuando es posible transitar por carretera en buenas condiciones, y existe algún punto específico para su entrega.

Transporte de postlarvas de camarón en tanques



Características:

- El tanque debe ser resistente y estable.
- Pueden ser de fibrocemento, fibra de vidrio o plástico de 200 o 600 litros.
- No debe tener golpes o filtraciones.
- Debe estar libres de químicos, sea por la limpieza o por el almacenamiento.
- El material de fabricación no debe liberar tóxicos para las postlarvas.
- Deben ser llenados a un 75 % de su capacidad.
- Para amortiguar la turbulencia durante el traslado se colocan en su interior bolsas infladas.
- Debe tener aireación constante, por lo que se adapta un tanque de oxígeno durante el transporte. Lo anterior, dado el volumen de agua, tipo de contenedor y la cantidad de postlarvas colocadas.

b) Bolsas o fundas de plástico

A pesar de que los tanques son excelentes contenedores, cuando el terreno es terracería o muy pedregoso de tal forma que se produce mucho movimiento y/o es necesario mover los contenedores de un transporte a otro, el contenedor más práctico para estas condiciones son las bolsas de plástico introducidas en cajas de cartón o uniel.



Características:

- Las bolsas son de polietileno de baja densidad # 60.
- Su característica principal es la flexibilidad, buena resistencia al calor y a los impactos.
- Se pueden utilizar transparentes o de color lechoso.
- Tiene capacidad para 25 a 30 litros.
- Para mayor resistencia, se utilizan dos bolsas, una dentro de la otra.
- La bolsa interior puede contener de 10 a 15 litros de agua filtrada.
- Una vez que las postlarvas son depositadas, se inyecta oxígeno puro al agua.
- La boca de la bolsa interior se mantiene cerrada para permitir que se llene hasta un promedio total del 75 % de su capacidad.
- Una vez llena con oxígeno, se sella con ligas para evitar que el oxígeno se escape, se sella la bolsa exterior y se coloca en la caja quedando listo para su traslado.



+

*Empaque de postlarvas en bolsas o fundas de plástico para el transporte.
Fotografía: Escobar Pérez, 2021.*



Postlarvas en bolsas o fundas, acomodadas en cajas de unicel, para su transporte por vía terrestre. Fotografía: Escobar Pérez, 2021.

5. La densidad para el transporte

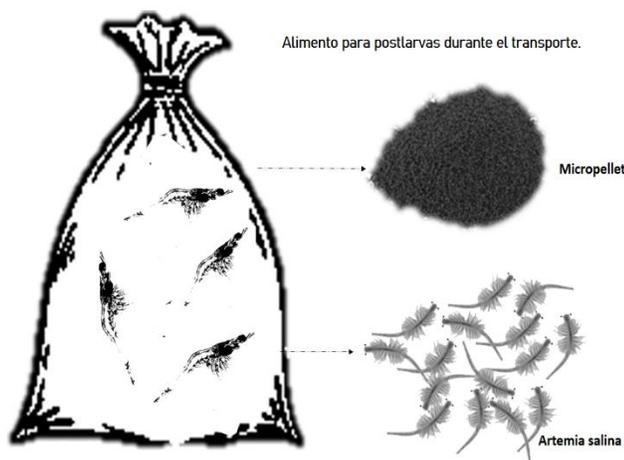
La determinación de la cantidad de postlarvas colocadas en el contenedor definirá la tasa de sobrevivencia durante el traslado, ya que la cantidad de organismos colocados determinan la calidad, y el tiempo en el que el agua se mantiene en óptimas condiciones, siendo parámetros fisicoquímicos importantes la temperatura, el oxígeno y el pH.

La densidad de organismos promedio es de 500 a 1200 postlarvas por litro de agua, sea utilizando un tanque o bolsas de agua. Sin embargo, para postlarvas de mayor tamaño se recomienda disminuir la densidad por litro de agua en cada contenedor. De igual forma, si el envío es por vía terrestre o aérea.



6. La alimentación durante el traslado

Las postlarvas requieren alimento durante el traslado hasta el sitio final, para ello, se utiliza artemia o micropellet de alimento balanceado, lo cual, evita el canibalismo y la mortalidad en el contenedor. La cantidad de alimento debe estar en proporción a la densidad de postlarvas colocadas en el contenedor, así como la duración por el tiempo de traslado. Se recomienda añadir de 15-20 nauplios vivos de Artemia por cada postlarva, por cada 4 horas de transporte (FAO, 2004).



7. Uso del carbón activado

El carbón activado es un producto de origen vegetal, su aspecto poroso tiene la capacidad de atrapar metales pesados, desechos y toxinas, compuestos orgánicos presentes en un gas o en un líquido. Al no modificar la calidad del agua, su utilidad está en que permite

desintoxicar el contenedor de transporte de las postlarvas, permitiendo que no se produzca un efecto tóxico por los desechos orgánicos de las postlarvas. Principalmente reduce los niveles de amonio que se van produciendo en el agua, durante el transporte. El carbón activado se agrega en forma de gránulos en los contenedores.

8. Apertura de las bolsas de transporte de las postlarvas

- Cuando el transporte llega a la granja de inmediato se debe medir la temperatura y concentración de oxígeno de cada uno de los contenedores.
- A través del olor se debe percibir las condiciones del agua.
- Se observa la actividad y estima el porcentaje de mortalidad.
- Si el oxígeno está por debajo del nivel de saturación < 5 mg/L se debe inyectar inmediatamente oxígeno al agua de transporte hasta que se sature o alcance una lectura mínima de 12 mg/L.

9. Evaluación del porcentaje de sobrevivencia

El porcentaje de sobrevivencia de las postlarvas durante el traslado depende en conjunto de la calidad de la misma postlarvas que haya sido producida en laboratorio, el tiempo que dure la transportación hasta el sitio de siembra, sea que se traslade por tierra en distancias cortas, largas o por vía aérea donde las distancias pueden acortarse, así como el nivel óptimo de los parámetros fisicoquímicos durante el transporte.

Sin embargo, las postlarvas que son acondicionadas, considerando los parámetros óptimos, siguiendo los protocolos establecidos para el transporte, permite una sobrevivencia de un **85 % a 98 % dependiendo de tipo de transporte elegido**, esto, a la vez permite estimar la eficiencia del método de transportación utilizado.

Recepción de las postlarvas en la granja.

La granja que recibe a las postlarvas debe contemplar las siguientes acciones para realizar una aclimatación y siembra exitosa.

- El técnico encargado deberá revisar que las postlarvas transportadas cuente con el certificado de sanidad extendido por el laboratorio y/o Comité de Sanidad Acuícola del estado procedente.
- Las postlarvas deben mostrar un nado constante en sentido contrario a la corriente, al menos el 95% deben estar activas.
- Debe realizar la prueba de estrés osmótica para evaluar la resistencia de las postlarvas, tomando una muestra de 100 a 200 postlarvas, someténdolas a un choque térmico para determinar el número de postlarvas que sobreviven a la prueba.
- Con la observación al microscopio se debe evaluar el estado de las branquias, detectar parásitos y deformidades que deben ser menor al 5%.

- Con un análisis de muestras por PCR se determina la presencia o ausencia de infecciones virales.
- Si las postlarvas no cumplen con los requerimientos mínimos, no deberá sembrarse, y es responsabilidad de la granja informar para que se tomen las medidas sanitarias correspondientes.



Verificación de postlarvas al microscopio. Fotografía: Barra González, 2021.

Aunque la aclimatación consiste en la transición gradual de las postlarvas del agua de transporte al nuevo medio en el que crecerán, dando tiempo necesario a las postlarvas para adaptar su metabolismo. Lo ideal, es que las postlarvas sean trasladadas con las características fisicoquímicas como la salinidad, temperatura y PH requeridas por el comprador, de tal forma, que la transición al estanque de engorde sea lo menos estresante y se evite la mortalidad de los organismos.



Aclimatación y siembra de postlarvas. Fotografías: Escobar Pérez: 2021.

Fuentes

- FAO. (2004). Manejo sanitario y mantenimiento de la bioseguridad de los laboratorios de postlarvas de camarón blanco (*Penaeus vannamei*) en América Latina. Documento Técnico de Pesca. No. 450. organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Roma, 66 p.
- Rojas, A.A., Haws, M.C. y Cabanillas, J.A. ed. (2005). Buenas Prácticas de Manejo Para el Cultivo de Camarón. The David and Lucile Packard Foundation. United States Agency for International Development (Cooperative Agreement No. PCE-A-00-95-0030-05
- Moreno Alva, M., Sáenz Gaxiola, L. Ma., González Alcalá, H. Protocolo sanitario para el cultivo de camarón blanco (*litopenaeus vannamei*) en el Estado de Baja California, México. SAGARPA, CESAIBC, CONAPESCA.
- Anaya Rosas, R. A. 2005. Cultivo de camarón blanco, *Litopenaeus vannamei*, Boone (1931), en sistema cerrado a alta densidad. CICESE. 45 p.
- Díaz Jiménez, L., Pérez Rostro, Carlos I., Hernández Vega, M. P., Pérez Legaspi, I. A. Efecto de la dieta y el sistema de cultivo en la supervivencia y desarrollo larval del camarón bandeado *Stenopus hispidus*. Revista Mexicana de Biodiversidad 88 (2017) 163–172.
- Pixabay.com

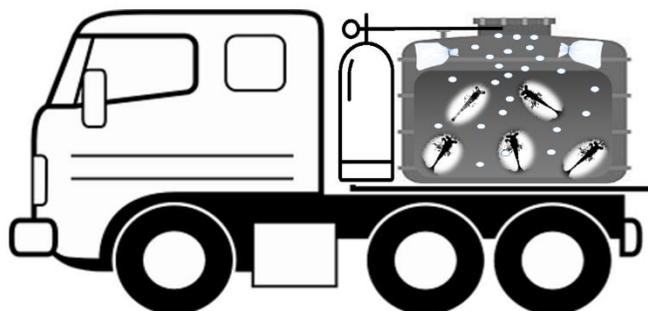


Actividad de aprendizaje

Menciona algunas características que definen a una postlarva de camarón.

	<p style="text-align: center;">Característica</p> <ol style="list-style-type: none">1.2.3.4.5.
---	--

Menciona cinco aspectos generales de mayor importancia para el transporte de postlarvas.



- a. _____
- b. _____
- c. _____
- d. _____
- e. _____

Enlista tres diferencias entre el uso de un tanque y una bolsa o funda para el transporte de postlarvas.

Tanques	Bolsas o fundas

Analice la siguiente situación-caso y realice lo que se le solicita.

“Un productor desea adquirir un lote de postlarvas, para utilizar en su granja que se encuentra a una distancia de 5 horas del laboratorio productor de postlarvas, en un poblado con difícil acceso de vehículos. Dado que desea hacerse cargo del traslado de los organismos, ¿Qué recomendaciones le darías para que realice con éxito la transportación de las postlarvas?”

	Recomendación	Argumente su respuesta
Tipo de contenedor		
Densidad		
Temperatura		
Oxígeno		
Salinidad		
Alimentación		

Responda las siguientes preguntas según se solicita.

Para el transporte de postlarvas todos los siguientes tiempos se consideran, **excepto**:

- a) Colocar las postlarvas en los contenedores.
- b) Cargar el contenedor en el transporte.
- c) Tiempo para llegar al sitio.
- d) Descargar los contenedores.
- e) Aclimatación antes de la siembra.

Coloque una X en las medidas de seguridad con las que debe contar un laboratorio productor de postlarvas:

- () Medida sanitarias estrictas y efectivas.
- () Cerca únicamente en el área de larvas.
- () Agua de buena calidad filtrada y desinfectada.
- () Certificado de salud de las postlarvas.
- () Contar con alimento balanceado.
- () Diagnóstico del lote de reproductores.
- () Prueba de estrés.

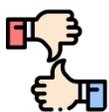
En la verificación de larvas es necesario considerar lo siguiente, coloque en la línea si el enunciado es Falso o Verdadero:

- a. En la compra de postlarvas no es necesario que el comprador tenga comunicación con el proveedor _____
- b. El responsable del laboratorio debe informar a la granja a que salinidad, temperatura y pH serán enviadas las postlarvas _____
- c. Cualquier técnico puede supervisar el muestreo de las postlarvas _____
- d. Se recomienda hacer un diagnóstico de observación, al microscopio y a nivel molecular por PCR _____

De acuerdo con los parámetros recomendados para la evaluación de las postlarvas, coloque en la línea en blanco la información que completa las frases del párrafo.

branquias, continua, 95 %, activas, 5%, rostrum, ramificadas, apéndices, intestino, exoesqueleto, apéndices, rítmicos, cordón intestinal, hepatopáncreas, lamelas, salinidad, microscopio, muda.

Las postlarvas al ser observadas al _____ deben mostrar que al menos el _____% deben estar _____. Las postlarvas con buena salud suelen alimentarse de manera _____ y presentan el _____ lleno; el _____ debe mostrar movimientos _____ y el _____ de color oscuro es indicio de la buena alimentación; por otro lado, no deben presentar organismos adheridos al _____ o _____. Y las _____ o filamentos branquiales de las postlarvas se deben observar _____ lo que ayuda a soportar con mayor facilidad cambios rápidos de _____ y otros parámetros durante la aclimatación. No se deben aceptar postlarvas que presenten más de un _____ % de deformidades como el _____ deforme o doblado, daño o pérdida de _____ y problemas de _____.



Autoevaluación

Indicadores	Lo puedo hacer	Tengo dudas	Necesito trabajar más
Identifico las características principales de una postlarva.			
Comprendo las acciones previas al transporte de postlarvas.			
Identifico las principales medidas para el transporte de postlarvas.			
Comprendo la importancia de los parámetros fisicoquímicos para el transporte de postlarvas.			
Puedo explicar las diferencias entre los tipos de contenedores utilizados para el transporte.			
Comprendo la importancia de preparar las condiciones para el transporte de postlarvas.			



Para saber más

Recomendaciones para complementar tus aprendizajes.

- Técnicas de siembra de larvas de camarón
<https://www.youtube.com/watch?v=MSizxRr2rvo>
- TEXCUMAR <https://www.youtube.com/watch?v=hcv3oJsKpms>.
- Cría y proceso de #camarón en #Sinaloa,
<https://www.youtube.com/watch?v=S6SvytcgcQs>
- Il de Lerma Dona 10 Mil Postlarvas de Camarón al CETMAR
<https://www.youtube.com/watch?v=23pcfNXCu34>
- Video Institucional Centro Desove de Postlarva del Camarón
<https://www.youtube.com/watch?v=-kUwJ1bPaWM>
- FITMAR, laboratorio de larva de camarón,
<https://www.youtube.com/watch?v=BBDIarnRTsA>