

Capítulo XII. CULTIVO DE CAMARÓN DE AGUA DULCE (*Macrobrachium rosenbergii*)

Luis E. Martínez Silva¹
Martha J. Torres Virviescas²

1. DESCRIPCIÓN ANATÓMICA

El cuerpo del camarón, como todos los artrópodos, está revestido por un exoesqueleto llamado caparazón. Este revestimiento cuticular está constituido principalmente por un componente llamado quitina y en los crustáceos esta película está endurecida por el Carbonato de Calcio.

Su cuerpo se divide en tres partes distintas: Cefalotorax, abdomen y telson. Los dos primeros están formados en total por 19 segmentos (13 en el cefalotorax y 6 en el abdomen), a cada uno de estos corresponde un par de apéndices o estructuras denominadas anténula, antena, mandíbula, primera y segunda maxila; primero, segundo y tercer maxilípodo, quela, patas caminadoras o pereopodos y pleópodos o apéndices natatorios. Las anteriores estructuras cumplen funciones bien distintas, unas como órganos sensitivos, otras como aprensores, trituradores de alimentos, locomoción, actividades sexuales, defensa y órganos natatorios (Fig. 1).

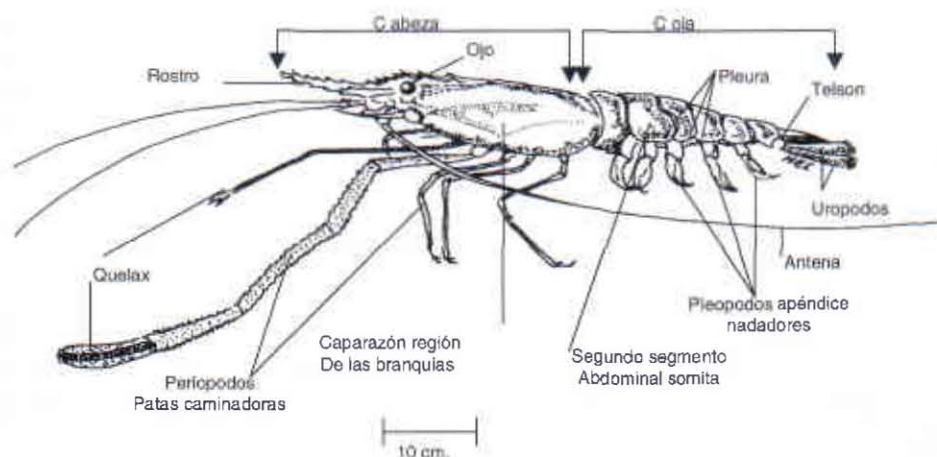


FIGURA 1. Algunas partes del cuerpo del camarón de agua dulce

2. ASPECTOS GENERALES DE SU BIOLOGÍA

En el medio natural cuando los animales van a desovar, bajan con la corriente de los ríos hasta las desembocaduras próximas al mar y allí nacen las larvas, las cuales requieren de agua salada para sobrevivir (en un rango entre 12 y 17 partes por mil de salinidad). Luego, cuando disminuye la corriente en los ríos, las postlarvas y juveniles ascienden por el cauce de éstos y penetran en el agua dulce propiamente dicha para llegar a la madurez sexual (Fig. 2).

¹ Biólogo marino, Gerente técnico laboratorio de producción de semilla Rancho Chico, Cartagena.

² Bióloga marina, Instituto Nacional de Pesca y Acuicultura, INPA, Cartagena.

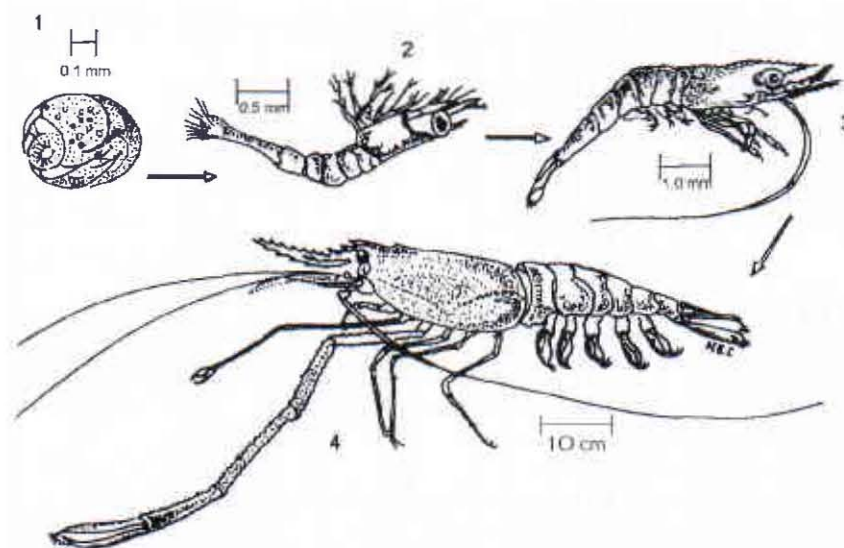


FIGURA 2. Ciclo de vida del camarón de agua dulce. 1. Huevo, 2. Larva, 3. Post-larva, 4. Adulto

2.1 HÁBITOS ALIMENTICIOS

Son de régimen omnívoro, comen frecuentemente y de manera voraz material animal y vegetal. Los alimentos principalmente consisten en trozos de carne, vísceras de peces, pequeños moluscos y crustáceos; insectos acuáticos y larvas de insectos; semillas, granos, pulpa de frutas. Además, en cautiverio aceptan alimento balanceado para camarones, aves y peces. Cuando estos alimentos no están disponibles se nutren de algas, así como de hojas y tallos tiernos de plantas acuáticas.

Bajo condiciones de cultivo cuando la cantidad de alimento que se les proporciona no es suficiente y debido a su voracidad, se convierten en caníbales; esta tendencia no ha sido observada en las hembras.

2.2 MUDA Y DESARROLLO

Al igual que todos los artrópodos, el cuerpo entero del camarón, incluyendo sus apéndices, está cubierto por un caparazón fuerte y duro que impide la expansión del cuerpo del animal. Por esta razón la muda es un proceso necesario que facilita el aumento de su tamaño.

Cuando el camarón ha acumulado la suficiente cantidad de tejido para el crecimiento, un nuevo caparazón delgado, suave y elástico se desarrolla gradualmente debajo de la cutícula vieja. Una vez que está completamente desarrollado, el camarón busca un lugar protegido para mudar. Esto se realiza en forma rápida y generalmente se completa en 5 minutos. El nuevo exoesqueleto tarda de 3 a 6 horas en volverse lo suficientemente duro.

La frecuencia de la muda depende de la edad del ejemplar, de la cantidad y calidad del alimento ingerido. Todas las hembras sexualmente maduras mudan antes de que el apareamiento y desove tengan lugar.

2.3 REPRODUCCIÓN

2.3.1 Características de machos y hembras adultos

Los machos son considerablemente más grandes que las hembras, con el segundo par de extremidades torácicas o quelas muy largas y gruesas, cabeza de gran tamaño, abdomen compacto y órganos genitales localizados en la base de la quinta extremidad torácica.

Las hembras son más pequeñas, el segundo par de extremidades o quelas más cortas y delgadas, con un cámara de incubación debajo del abdomen formada por la prolongación de la pleura abdominal y los pleópodos; los órganos genitales están localizados en la base de la tercera extremidad torácica (Fig. 3).



Figura 3. Ejemplares de camarón de agua dulce

2.3.2 Apareamiento y desove

El macho inicia el cortejo y se continúa durante 10 a 30 minutos rodeando a la hembra con sus extremidades más largas y al mismo tiempo limpiándole la región ventral del toráx con otros apéndices; seguidamente ocurre la cópula, que dura unos pocos segundos. Durante el apareamiento el macho transfiere a la hembra una masa gelatinosa blanca, que contiene los espermatozoides, la cual se adhiere a la región ventral del tórax de la hembra.

El proceso de desove se presenta aproximadamente entre 6 a 20 horas después del apareamiento. Durante la puesta de los huevos, el cuerpo de la hembra se encorva hacia adelante lo suficiente para tener un íntimo contacto con la porción ventral de la región torácica; los huevos descienden de los ovarios a través de los oviductos y son expulsados por los poros genitales que se encuentran en la base del tercer par de pereiópodos a la cámara de incubación, ubicada entre el cuarto y primer par de pleópodos. Los huevos se adhieren a las cerdas de éstos por medio de una sustancia membranosa elástica, donde son mantenidos aireados por vigorosos movimientos de los apéndices natatorios.

2.4 INCUBACIÓN

Una hembra de *Macrobrachium rosebergii* puede dar de 5000 a 100000 huevos, desovando tres a cuatro veces al año en condiciones naturales y en laboratorio dos veces en 5 meses.

Los huevos recién puestos son de color naranja brillante y ligeramente ovalados, de un diámetro de 0.6 a 0.7 mm. Luego van cambiando de color gradualmente en la medida que avanza el desarrollo embrionario hasta un gris aceituno, que es cuando la larva completa su formación dentro del huevo.

Después del desove, se inicia la incubación que dura de 18-20 días, dependiendo de la temperatura. La hembra efectúa diariamente la limpieza de los huevos con ayuda del primer par de quelas y reacomodando las masas de aquellos que se desprenden.

2.5 DESARROLLO EMBRIONARIO

Después de fertilizados los huevos, ocurre la primera división del núcleo a las 4 horas, las subsiguientes a intervalos de 1.5 a 2 horas, completándose este proceso a las 24 horas. Al segundo día se forma la placa ventral, los

rudimentos de las diferentes regiones del embrión aparecen al tercer día. En el cuarto día se forman las vesículas o apéndices. Las vesículas ópticas se desarrollan durante el séptimo día y el pigmento de los ojos al finalizar el octavo. Al décimo día aparecen los cromatóforos y se forma el corazón el cual empieza a latir. El embrión está bien formado al doceavo día, alcanzando su desarrollo total entre los 18-20 días.

3. DESARROLLO LARVAL

3.1 GENERALIDADES

Las larvas son estuarinas, en todos sus estadíos son voraces, comen continuamente el alimento disponible. Su alimento natural es el zooplancton y pequeñas partículas de material vegetal y orgánico. En el laboratorio se alimentan con nauplius de artemia y un flan de huevo, levadura, leche, pescado, etc.

Durante su desarrollo pasan por 11 estadíos, después sufren una metamorfosis pasando a postlarva, la cual presenta todas las características de un camarón adulto. Del primero al quinto estadío, cada muda resulta en un nuevo estadío; del sexto a postlarva, dos mudas entre dos estados morfológicamente consecutivos.

Las larvas son planctónicas y nadan activamente en forma invertida, con el telson hacia arriba y el cefalotórax hacia abajo; para desplazarse realizan movimientos en espiral. Son atraídas por la luz, pero evitan la iluminación fuerte y brillante. Al parecer las postlarvas se invierten y nadan en dirección contraria a la corriente buscando el fondo.

3.2 CARACTERÍSTICAS DIFERENCIALES DE LOS ESTADOS LARVALES

Con el propósito de suministrar una idea general para diferenciar los 11 estadíos larvales, se anotan a continuación los rasgos morfológicos más importantes que sirven para identificar cada uno (Figs. 4, 5 y 6).

ZOEA I: Ojos sésiles; telson carente de urópodos con 7 pares de espinas; seis somites abdominales, tres pares de apéndices torácicos. Edad en días: 0-1.

ZOEA II: Ojos pedunculados; espina supraorbital prominente; telson con 8 pares de espinas; en un estado más avanzado presenta señales rudimentarias de los futuros urópodos. Están presentes 5 pares de apéndices torácicos. Edad en días: 3.

ZOEA III: El rostro con 2 dientes dorsales, aparecen las espinas branquiostegales; urópodos birrámeos, endopodito rudimentario, exopodito presenta 6 plumas con setas. Edad en días: 5.

ZOEA IV: Los dos dientes del rostro están claramente definidos; telson rectangular, con cinco pares de espinas posteriores y tres pares laterales, el exopodito de los urópodos tiene más o menos 8 plumas y una pequeña espina lateral, endopodito desarrollado con plumas setosas. Edad en días: 7.

ZOEA V: Telson más largo y estrecho posteriormente, presenta 3 pares de espinas laterales y 5 pares posteriores de las cuales, un par es más largo, 3 pares pequeños y un par diminuto; en los urópodos el número de plumas aumenta en relación al estado anterior. Edad en días: 9.

ZOEA VI: Telson más alargado y angosto, el primer par de espinas posteriores muy desarrolladas; urópodos más alargados que en zoea V aumentando el número de plumas. Edad en días: 12.

ZOEA VII: Pleópodos muy pequeños; telson más alargado y angosto; exópodo de los urópodos con una espina incipiente. Edad en días: 16.

ZOEA VIII: Pleópodos más desarrollados (birrámeos); el exopodito de los urópodos presenta en el margen externo además de las plumas, una espina seguida de cuatro setas y sobre el margen medio interior la presencia de 5 estructuras a manera de pequeñas espinas dispuestas en líneas. Edad en días: 20.

ZOEA IX: Se inicia la formación de quelas, claramente visibles en los pereiópodos I y II; pleópodos con setas en los exopoditos; aumenta la formación de estructuras en los exopoditos de los urópodos. Edad en días: 24.

ZOEA X: Pereiópodos I y II con quelas claramente visibles; pleópodos con setas en los endo y exopoditos; el primer par de espinas laterales se observan dorsalmente sobre el telson. Edad en días: 27.

ZOEA XI: Los pleópodos están más desarrollados; el rostro presenta dorsalmente formaciones dentales incipientes; la estructura setosa de los urópodos aumenta considerablemente. Edad en días: 30.

POST-LARVA: Pleópodos completamente desarrollados; el rostro dentado completamente ventral y dorsalmente; en el telson se observan 2 pares de espinas en posición dorsal; el exopodito de los urópodos presenta una división horizontal a la altura de la espina lateral. Edad en días: 33.

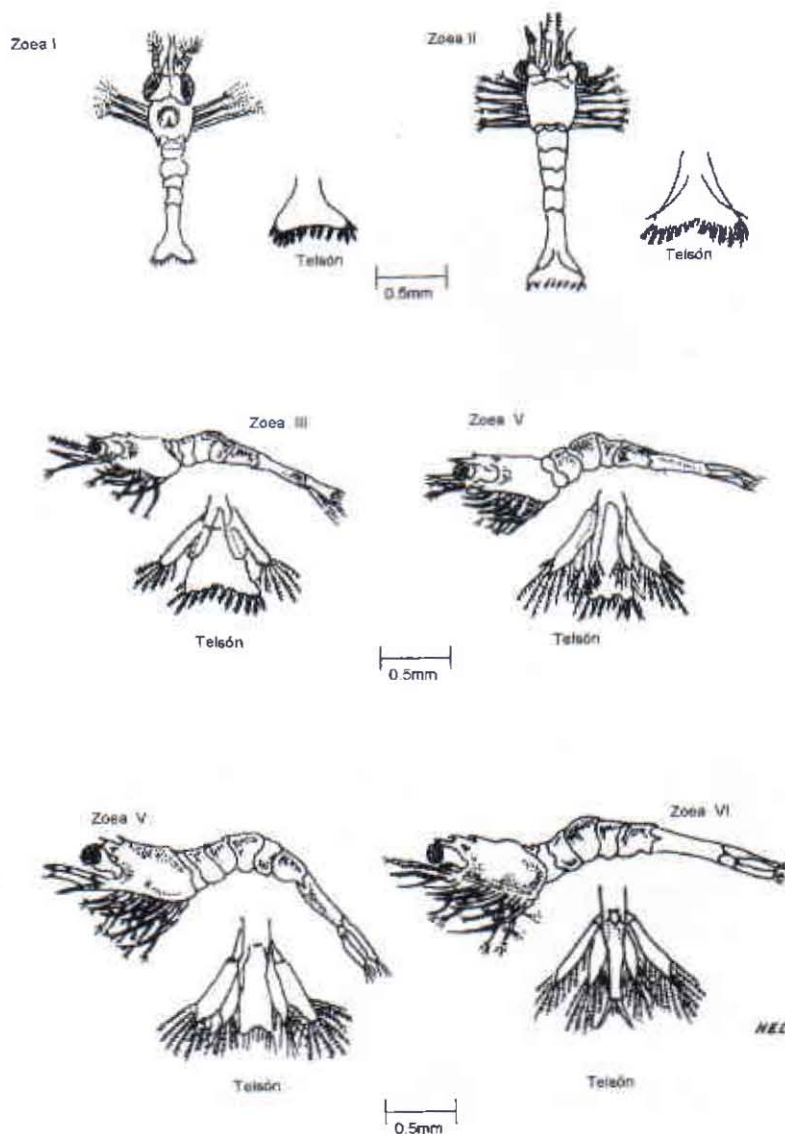


FIGURA 4. Esquemas del desarrollo larval (zoeas) del camarón de agua dulce del género *Machrobrachium* (zoeas I a VI, vista dorso-lateral)

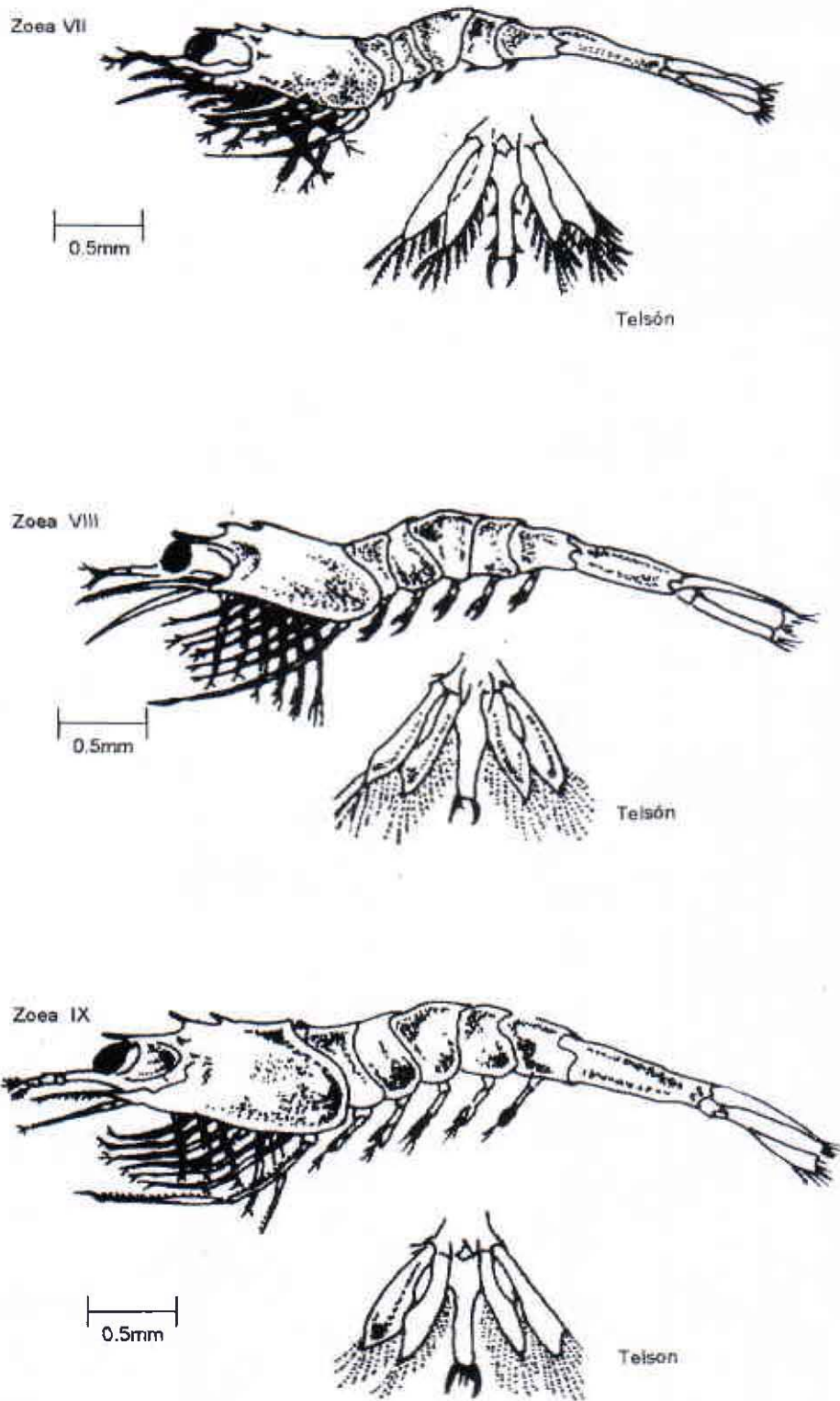


FIGURA 5. Esquemas del desarrollo larval (zoeas) del camarón de agua dulce del género *Macrobrachium* (zoeas VII a IX, vista lateral)

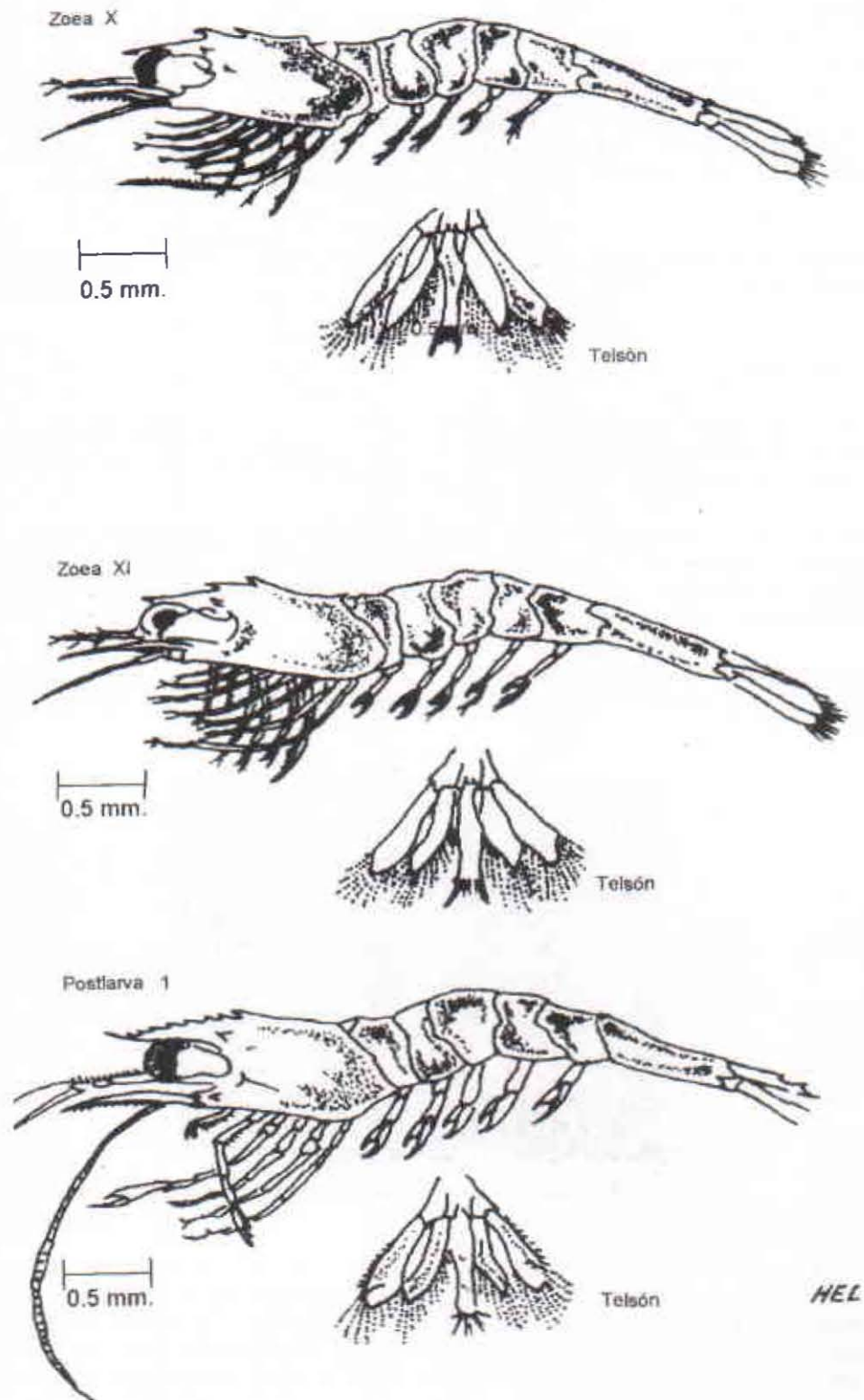


FIGURA 6. Esquemas del desarrollo larval (zoeas) del camarón de agua dulce del género *Machrobrachium* (zoeas X a XI, vista lateral)

4. JUVENILES

La diferencia de este estadio con respecto a las post-larvas está dado por el tamaño del animal y se considera que en un período de 60 días los ejemplares ya se denominan juveniles, los cuales son transparentes, haciéndose difícil observarlos rápidamente, pero en la noche su presencia es fácilmente detectada con la luz de una linterna. Su alimentación está constituida básicamente por pequeños crustáceos, larvas de insectos y una gran variedad de partículas de material orgánico (vegetal y animal). Se desarrollan de una manera muy rápida mudando entre el 5º y 10º día.

En condiciones naturales permanecen en áreas de aguas salobres por 1 ó 2 semanas para migrar luego en contra de la corriente a aguas dulces.

5. CRIA Y CULTIVO

Los camarones de agua dulce del género *Macrobrachium* presentan características apropiadas para cultivo. Los ejemplares adultos son relativamente fáciles de mantener en cautiverio, se pueden reproducir bajo condiciones sencillas de laboratorio y se adaptan fácilmente a amplios rangos de temperaturas.

De los reproductores que se obtengan del medio natural o de una cosecha, se seleccionan machos y hembras que presenten las mejores características morfológicas para formar el pie de cría, los cuales se transportan en recipientes adecuados (tanques transportadores) que contengan agua limpia hasta un nivel de un 50 % de su capacidad, con aireación permanente.

También pueden ser llevados a distancias más largas en bolsas dobles de plástico transparentes que contengan agua filtrada y oxígeno, (Fig. 7). Para evitar que las bolsas sean perforadas por el rostrum, quelas y/o el telson de los



FIGURA 7. Transporte de postlarvas de camarón de agua dulce

animales, éstas se recubren con un tubito de caucho; la temperatura del agua de transporte puede ser disminuida hasta 20°C, haciendo uso de cubos de hielo. La proporción de los reproductores en el tanque debe ser de 1 macho por cada 3 hembras. La temperatura del agua debe ser mantenida entre 27 y 30°C y una salinidad entre 0 y 5 ‰, asegurando una buena aireación mediante el uso de un compresor. El número de camarones a utilizar dependerá del tamaño del estanque, recomendando por cada metro cúbico la proporción anteriormente anotada.

Es necesario proveer en estos estanques medios de protección para los camarones que muden, como pedazos de tubos de plástico, ladrillos con huecos, tejas de barro, etc., con el fin de proporcionar refugios y evitar canibalismo.

Una vez ocurrida la cópula, se drena parcialmente el estanque para que por medio de una red de mano se recolecten las hembras grávidas (portadoras de huevos) que se depositan en tanques especiales de desove.

Los reproductores se alimentan diariamente con dos raciones de carne de calamar, espinacas, trocitos de pescado, en proporción equivalente al 3 % del peso de su cuerpo.

El pie de cría o reproductores debe ser reemplazado oportunamente para evitar el deterioro genético, y por consiguiente la fecundidad de las hembras. Es recomendable reponerlas después de cada segundo desove y a los machos cada 4 meses.

El período de incubación de los huevos es de aproximadamente 19 días. Aunque el nacimiento de las larvas puede efectuarse en agua dulce o salobre, la salinidad recomendable es la de 5 ‰.

Una vez han nacido las larvas o zoeas, las hembras son retiradas de los tanques de eclosión. Si el desove es total y para coleccionar las larvas, se sitúan mallas colectoras en forma de copo que quedan suspendidas de los bordes internos del tanque y equipadas con un sistema de circulación del agua denominado «Air Lift», que permite mover el agua en una sola dirección y del fondo hacia arriba, que además de capturar las larvas mediante su absorción, las depositan en dichos copos (Fig. 8).

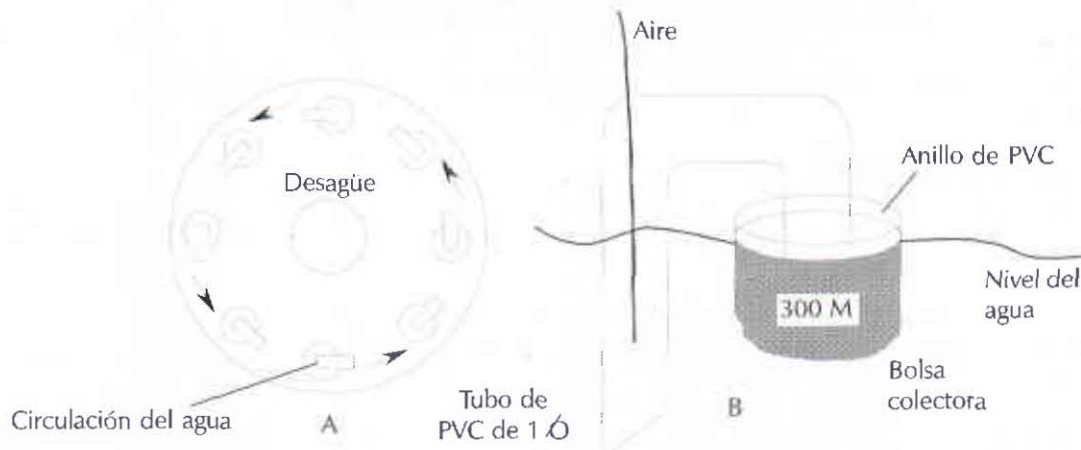


FIGURA 8. A. Diagrama del sistema colector de larvas del tanque de eclosión. B. Detalle de la instalación del sistema Air lift

La revisión de estas mallas colectoras, se debe realizar dos veces al día con el fin de retirar las zoeas, contarlas y colocarlas en el tanque de cría. Las larvas recién nacidas son altamente eurihalinas (toleran amplio rango de salinidad) y se adaptan rápidamente al incremento de una mayor salinidad. Para nuestro caso la salinidad óptima de desarrollo es de 13 ‰, a la cual se debe llegar lentamente en un tiempo no mayor de 2 horas.

5.1 RECIPIENTES UTILIZADOS PARA LA CRIA DE LARVAS

Los tanques empleados en la reproducción del camarón de agua dulce varían mucho de acuerdo a la tecnología que se tenga, haciendo un tanto difícil efectuar comparaciones del manejo de cada uno de ellos; en éstos, se incluyen recipientes de diversas formas como cilíndricas, de fondo plano, cónicas, rectangulares, cuadradas y de gran variedad de materiales: fibra de vidrio, concreto, ladrillo, plástico, materiales acrílicos, etc.

Los construidos en cemento, recubiertos con granito blanco, de forma circular y fondo plano, de volúmenes no mayores a 1000 l, son económicos y eficientes. Estos tanques de cría estarán debidamente equipados con aireadores

(piedras aireadoras), colocadas a una distancia de 30 cm que permiten la oxigenación del agua proveniente de un aireador o compresor; además de tubería plástica de llenado de 2 pulgadas y drenajes mediante un sifón de 3 pulgadas de diámetro, previa utilización de un sistema de filtro para evitar el escape de las larvas (Fig. 9).



FIGURA 9. Tanques circulares en cemento para producción de larvas en laboratorio.

5.2 TIPOS DE AGUA EMPLEADAS EN LARVICULTURA

Diferentes clases de aguas son utilizadas en la cría de las larvas: agua de mar, agua dulce, agua salobre y agua de mar artificial.

El agua de mar es tomada directamente, almacenada y decantada en un tanque abierto para ser utilizada al día siguiente, previo filtrado a través de un filtro biológico y/o mallas de tela de fieltro de 1 micra para evitar el ingreso de organismos planctónicos.

El agua dulce obtenida de los ríos, arroyos y/o lagos, requiere de una filtración previa mediante telas filtro de diferentes micras antes de su uso. El agua potable que usualmente tiene cierta cantidad de cloro debe ser envejecida y aireada por 24 - 48 horas en recipientes abiertos.

El agua salobre es el producto de combinar a voluntad el agua de mar con agua dulce al grado de salinidad requerido (Tabla 1).

El agua de mar artificial se puede preparar en aquellos lugares distantes del mar con las principales sales que componen la de origen natural, pero presenta el inconveniente de su alto costo en los cultivos de gran escala (Tabla 2).

5.3 ALIMENTACIÓN DURANTE EL ESTADO LARVAL

Las partículas de alimento muy finas y disueltas no son utilizadas por las larvas y si pueden contaminar el agua. Aquellas lo suficientemente ligeras para permanecer suspendidas, o las que se hunden lentamente son las que más atraen a las zoeas.

Por el contrario las que tienen un mayor tamaño tienden a arrastrar las larvas al fondo, causando mortalidad, por lo tanto es conveniente que las partículas de alimento tengan un tamaño aproximado al de la región torácica del animal que va a ser alimentado. La dosificación del alimento preparado se da en 4 raciones por día y en cantidades que estarán de acuerdo con el número de animales.

TABLA 1. Preparación de mezclas de agua dulce y agua de mar

% de agua dulce	% de agua de mar	salinidad (%)
0	100	34.0
10	90	30.6
20	80	27.2
30	70	23.8
40	60	20.4
50	50	17.0
60	40	13.6
70	30	10.2
80	20	6.8
90	10	3.4
100	0	0.0

TABLA 2. Preparación de agua de mar artificial (fórmula 1 y 2)

(Fórmula 1)

NaCl	10000 g	KBr	20 g
MgSO ₄ ·6H ₂ O	3000 g	H ₃ BO ₃	120 g
CaCl ₂	360 g	AGUA	1000 kg
KCl	180 g	—	—

(Fórmula 2)

NaCl	10000 g	Na ₂ S ₂ O ₃ ·5H ₂ O	0.4 g
MgSO ₄ ·H ₂ O	3000 g	KBr	9.7 g
CaCl ₂	500 g	Na ₂ MgO ₄ ·2H ₂ O	0.4 g
KCl	200 g	Al ₂ (SO ₄) ₃ ·18 H ₂ O	0.3 g
NaHCO ₃	70 g	RbCl	0.05 g
SrCl ₂ ·6H ₂ O	7.2 g	ZnSO ₄ ·7H ₂ O	0.04 g
H ₃ BO ₃	120 g	KI	0.03 g
MnSO ₄ ·H ₂ O	1.4 g	CuSO ₄ ·5H ₂ O	0.04 g
NaH ₂ PO ₄ ·7H ₂ O	1.4 g	AGUA	1000 kg

5.3.1 Alimento natural

Lo constituyen diminutos organismos planctónicos, siendo uno de los más importantes un microcrustáceo llamado artemia, el cual ha demostrado ser un alimento de un alto valor nutricional.

Las zoeas deben ser alimentadas con larvas recién nacidas de artemia (nauplios) en una concentración constante de 5 a 10 por mililitro de agua, por lo menos durante los primeros 10 días de desarrollo. Posteriormente la dosificación de artemia puede ser disminuida y la cantidad de alimento preparado se incrementa gradualmente.

La artemia se puede obtener en el mercado como un producto enlatado, ya que son muchas las firmas que así la ofrecen. Su presentación es en forma de quistes o huevos secos que al contacto con el agua de mar y buena aireación nacen entre 24 y 36 horas, dependiendo de la temperatura del agua.

5.3.2 Alimento suplementario

Este alimento en lo posible debe ser de origen animal, ya que garantiza un mayor desarrollo y crecimiento. Entre los diferentes alimentos a utilizar podemos citar: carne de pescado cocida, molida y tamizada, huevo de gallina, gónadas de pescado, leche en polvo, levadura y harina de soya. Estos deben ser mezclados y cocinados al baño María para obtener un flan, el cual es tamizado al tamaño deseado para ser dado en raciones adecuadas a las larvas (Tabla 3).

TABLA 3. Tipos de dietas que pueden ser utilizadas como alimento suplementario en la cría larval del camarón de agua dulce

DIETA No. 1		DIETA No. 2		DIETA No. 3	
HARINA DE PESCADO	100 G	HARINA DE CALAMAR	27.6%	CARNE DE PESCADO	200 g
LECHE EN POLVO	250 G	HARINA DE CAMARON	27.6%	LECHE EN POLVO	30 g
HUEVOS DE PATO	10 UND	HUEVOS DE PESCADO	6.9%	YEMA DE HUEVO	2 UND.
HARINA DE TRIGO	250 G	HUEVOS DE GALLINA	6.9%	HUEVOS DE GALLINA	6 UND.
VITAMINA C	5 TABL	ACEITE DE PESCADO	14.0%	LEVADURA	30 g
COMPLEJO VITAMINA B	5 TABL	VITAMINAS	1%	HARINA DE SOYA	30 g
TETRACICLINA	5 CAP.	SALES MINERALES	1%	AGUA DULCE	500 ml
CALCIDOL	10 ml	ALGINATO	15.0%		
AGUA DULCE	250 ml	AGUA DULCE	250 ml		

ANÁLISIS BROMATOLÓGICO %		ANÁLISIS BROMATOLÓGICO %		ANÁLISIS BROMATOLÓGICO %	
PROTEÍNAS	22.8	PROTEÍNAS	54.9	PROTEÍNAS	30.5
GRASAS	4.5	LÍPIDOS	19.7	LÍPIDOS	10.7
CARBOHIDRATOS	49.0	CARBOHIDRATOS	8.0	CARBOHIDRATOS	52.5
CENIZAS	3.3	CENIZAS	7.7	CENIZAS	4.8

5.4 CALIDAD DE AGUA Y SU MANTENIMIENTO

El agua a utilizar en la reproducción de agua dulce debe ser de buena calidad y mantener ciertas condiciones fisico-químicas tales como: la temperatura debe fluctuar entre los 26 y 32 °C; salinidad con valores promedio de 13 ‰; oxígeno disuelto, alrededor de 6 mg/l, que dependerá su concentración a varios factores entre los cuales podemos citar, la temperatura, salinidad y material en suspensión. El pH, que varía en un rango entre 7.5 y 8.5; el amoníaco y los nitritos en niveles no superiores a 0.5 y 0.1 ppm, respectivamente.

Para el mantenimiento de estas variables se requiere de la optimización de los recambios diarios de agua de los tanques, cuyo porcentaje variará entre un 20-60 %, dependiendo del estadio y densidad de población. Así mismo, se deben retirar del fondo por medio de sifoneo los restos de alimento preparado y no consumido por las zoeas, suspendiendo la aireación por unos pocos minutos y devolviendo posteriormente al tanque las larvas que salgan durante esta operación.

5.5 DENSIDAD POBLACIONAL

En los estadios iniciales de zoea (I-V) se puede trabajar con una densidad larval hasta de 100 animales/l, pero a partir del estadio VI es necesario reducirla a 40-50 zoeas/l, pues de lo contrario el porcentaje de supervivencia se hace significativamente muy bajo, pues aumenta el canibalismo y la presencia de enfermedades.

El conteo de larvas se hace por volumetría, aumentando la aireación y por consiguiente la distribución de las larvas; luego se toman 10 alícuotas en diferentes partes del tanque, se cuentan los animales y una vez obtenido el promedio por muestra se pondera este valor al volumen total del tanque.

5.6 SEPARACIÓN DE POSTLARVAS Y ACLIMATACIÓN

No todas las larvas en el Estadio XI llegan a postlarvas, su aparición es gradual. Cuando se observa una buena cantidad de postlarvas en el tanque, se suspende la aireación por unos pocos minutos, las zoeas forman grupos en la superficie y las postlarvas nadan activamente alrededor del tanque.

Con una nasa de mano se colectan el mayor número de postlarvas, pero también se capturan zoeas, entonces se colocan en un tanque separador de forma circular, basado en un fenómeno de corrientes producidas dentro de éste. Esta práctica se hace apoyada en la característica natural de las postlarvas de migrar contra la corriente buscando las orillas de los ríos y arroyos (Fig. 10).

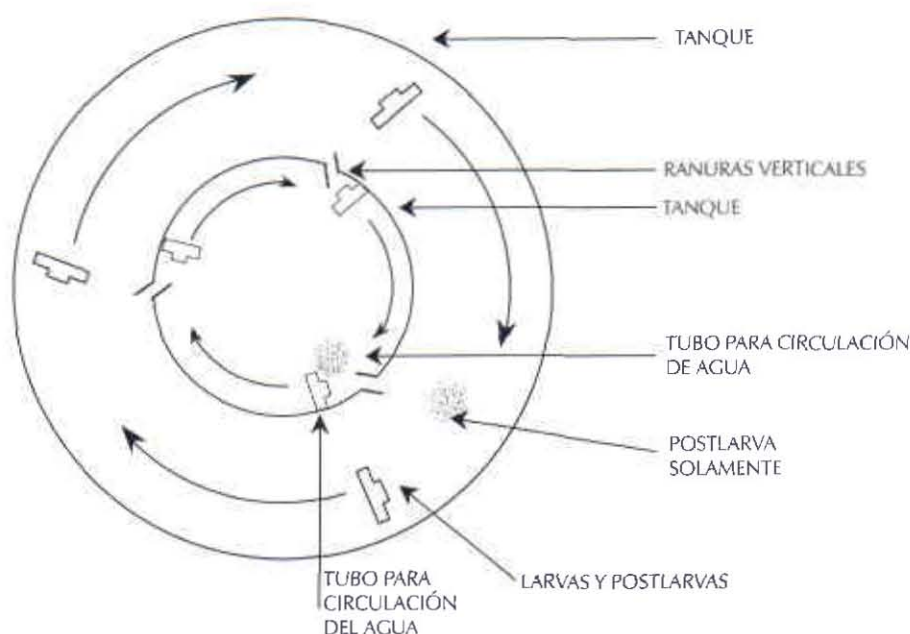


FIGURA 10. Diagrama del tanque separador de larvas-postlarvas de *Machrobrachium*, cultivadas en laboratorio (Tomado de Martínez Silva, 1977)

La zoeas se devuelven al tanque de larvicultura y las postlarvas se colocan en otro tanque para iniciar su aclimatación al agua dulce. En el tanque se depositan sustratos como hojas de palma, anejo, tejas, etc., que aumentan las superficies de fijación reduciendo el canibalismo.

El proceso de aclimatación se lleva a cabo en 48 horas normalmente, pero se puede realizar en 8-10 horas. La adición de agua dulce es gradual hasta que llegue la salinidad a cero. Las postlarvas pueden ser alimentadas con concentrado para camarones, carne de pescado molida, artemia y flan de huevo. En esta etapa se pueden mantener hasta por 20 días a una densidad de 5.000 post-larvas por metro cuadrado.

5.7 COSECHA Y TRANSPORTE DE POSTLARVAS

La colecta de postlarvas se efectúa 3 horas antes del transporte, preferiblemente en la madrugada para evitar el stress por alta temperatura. Inicialmente se reduce el volumen del tanque y en la boca del drenaje se coloca una caja de malla (cosechadora) a donde se reciben las postlarvas, luego se pescan con una nasa de mano y se colocan en tanques de 80-100 litros para su conteo, que se realiza de la misma manera que en el conteo de larvas por alicuotas. Los tanques deben estar provistos de buena aireación y alimento.

TABLA 4. Crecimiento promedio del camarón de agua dulce

LONGITUD PROMEDIO (mm)			
TIEMPO EN EL ESTANQUE	EXTREMO DEL ROSTRO AL EXTREMO DEL TELSON	EXTREMO DE LA ESCAMA ANTENA AL EXTREMO DEL TELSON	PESO PROMEDIO (g)
1 ^{er} DÍA (Muestreo)	55	50	2.0
1 MES	76	65	4.5
2 MESES	110	95	10.0
3 MESES	140	125	25.0
4 MESES	180	165	60.0
5 MESES	210	195	100.0
6 MESES	225	205	125.0

La producción en los estanques varía por diferentes factores como: densidad de siembra, supervivencia, crecimiento, tipo de cosecha y la calidad puntual de la tierra. Para obtener una máxima producción es necesario sacar los ejemplares más grandes, pues éstos retardan el crecimiento de los más pequeños. En términos generales los rangos de producción normales oscilan entre 2000-4000 kg/ha/año.

7. ALGUNAS ENFERMEDADES QUE AFECTAN EL CAMARÓN DE AGUA DULCE

Las enfermedades de los camarones de agua dulce pueden ser causadas por agentes bióticos y abióticos. Los bióticos son aquellos que comprenden bacterias, hongos, virus y parásitos (protozoos y gusanos). Los abióticos corresponden a efectos producidos por bajo nivel de oxígeno, alta concentración de amoníaco, baja temperatura, límites extremos de dureza, contaminación y fenómenos naturales no predecibles.

El manejo inadecuado del cultivo, como falta de asepsia, calidad de la semilla y de los insumos, ineficiencia en los recambios de agua, etc, inducen al desarrollo y proliferación de anomalías y enfermedades.

Los protozoarios son la causa más común de las enfermedades de los camarones, y generalmente están representados por *Epystilis*, *Zoothamium* y en menor escala la *Vorticella*. Todos ellos atacan la superficies del cuerpo y las branquias, especialmente cuando mudan de caparazón, afectándolos en sus movimientos para desplazarse o alimentarse. La fijación de estos individuos y proliferación impiden el proceso normal de la muda.

Otra agente bien importante que origina enfermedades en los camarones son las bacterias. Normalmente las del tipo «**Quitinolíticas**» atacan el caparazón del animal causándole agrietamiento y produciendo la denominada «**mancha negra**». A diferencia de las anteriores existen las del tipo «**filamentoso**» que afectan el sistema respiratorio o branquial del animal impidiendo su respiración.

La presencia de este tipo de bacterias en los camarones es una puerta abierta para el ingreso de otras bacterias que afectan seriamente la salud del animal como *Aeromonas*, *Pseudomonas*, *Acinetobacter* y *Vibrio*.

Cuando la higiene de los tanques de cría larval es muy deficiente se presentan los hongos, que al proliferar causan grandes mortalidades. Atacan frecuentemente estructuras como la cola o el telson, patas caminadoras y los pleópodos impidiendo su movilidad y busca de alimento. De los más conocidos podemos señalar *Aphanomyces* y *Fusarium*.

Se han reportado ciertos problemas de una variedad de hidrozooarios, la cual en su estado de medusa es un depredador activo de artemia y larvas de camarón.

Por los bajos niveles de oxígeno que se presentan algunas veces en los estanques, se produce una alteración a nivel muscular de los camarones, la cual se reconoce por una coloración blanquecina y opaca; manifestándose físicamente por inmovilizar parte del abdomen; en la mayoría de los casos se vuelve letal.

La acumulación de lodos ricos en materia orgánica en las piscinas de cultivo, debido a la adición de alimentos, produce la proliferación de «**ectocomensales protozoarios**», que son parásitos que atacan la superficie del cuerpo y branquias de los camarones. En la tabla 5 se mencionan algunos tratamientos utilizados para el control de las enfermedades producidas por hongos y protozoarios.

TABLA 5. Tratamientos para controlar las enfermedades producidas por hongos y protozoarios en los diferentes estados larvales

ORGANISMO CONSTANTE DE LA ENFERMEDAD	ESTADO LARVAL PRINCIPALMENTE AFECTADO	TRATAMIENTO	TIEMPO DE DURACIÓN DEL TRATAMIENTO	DOSIFICACIÓN
Zoothamnium ...	II - V	SULFATO DE COBRE	6 - 12 HRS.	0.4 ppm
HONGOS NO IDENTIFICADOS	IV - VIII	VERDE DE MALAQUITA FORMAL	0.5 HR / DIA	0.2 - 200.0
PROTOZOARIOS INTERNOS	VI - VIII	SULFATO DE COBRE	3 - 6 HR/DÍA	0.6 ppm
Aeromonas y OTRAS BACTERIAS (ESPECIALMENTE LAS QUE SE PRODUCEN CUANDO SE UTILIZAN ALIMENTOS PREPARADOS)	I - VIII	PENICILINA g (2200 UNIDADES /mg) CLOROMICETINA ESTREPTOMICINA	24 HRS	2.0 DOBLE DOSIS 5.0 PARA LOS ESTADOS VI A VIII

BIBLIOGRAFÍA

- BARRETO, C.; LOURINALDO, E. de S. CORREIA y E. A. CORDEIRO. 1986. Camarao. Manual de cultivo de *Macrobrachium rosebergii*. Aquaconsult. Recife. 142 p.
- CENDES. 1981. Cultivo del camarón de agua dulce *Macrobrachium rosebergii*. Centro de Desarrollo Industrial del Camarón. UEAT. Ecuador. 152 p.
- GRUPO ACUICULTURA MARINA. 1982. Producción masiva de postlarvas del camarón gigante malasio *Macrobrachium rosebergii* (De Man) y la influencia de la densidad poblacional. Centro Investigaciones Pesqueras-INDERENA, Cartagena.
- GRUPO ACUICULTURA MARINA. 1983. Descripción de la metodología empleada para la obtención masiva de postlarvas de camarón de agua dulce *Macrobrachium acanthurus* (Weigman, 1936) en el laboratorio. Centro Investigaciones Pesqueras-INDERENA, Cartagena.
- GRUPO ACUICULTURA MARINA. 1985. Análisis de la interacción del camarón gigante malasio *Macrobrachium rosebergii* (De Man) con relación a la especie nativa *Macrobrachium acanthurus* (Weigman) en estanques en tierra. Centro Investigaciones Pesqueras -INDERENA, Cartagena. 12 p.
- GRUPO COLOMBO-CHINO. 1978 Obtención de estados larvales y postlarvales del camarón de agua dulce *Macrobrachium carcinus* (Linnaeus) en el laboratorio. Proyecto para el Desarrollo de la Acuicultura Marina. INDERENA-República de China (Taiwan). Vol. II, Nº1. 25 p.

XII. CULTIVO DE CAMARÓN DE AGUA DULCE (*Macrobrachium rosebergii*)

GRUPO COLOMBO-CHINO. 1987 Técnica de reproducción del camarón de agua dulce *Macrobrachium rosebergii*. Centro Investigaciones Pesqueras -INDERENA. Cartagena.

GRUPO COLOMBO-CHINO. 1988 Cultivo intensivo del camarón de agua dulce *Macrobrachium rosebergii* (De Man). Trianea. Act. Cientif. INDERENA 1:45(55).

JOHNSON, S.K. 1984. Crawfish and fish water shrimp diseases." Texas A. & M. University. Sea Grant College Program. 30 p.

MARTÍNEZ, L. E. 1975. Biología del camarón de agua dulce *Macrobrachium acanthurus* (Wiegman, 1936) (Crustácea Palemonidae) de la Ciénaga de el «Totumo» y su cultivo experimental en estanques. Divulgación Pesquera. INDERENA, Vol. IX, Nº 3. 73 p.

MARTÍNEZ, L. E. 1977. Desarrollo embrional y larval del camarón de agua dulce *Macrobrachium acanthurus* (Weigman, 1936), bajo condiciones de laboratorio. Divulgación Pesquera. INDERENA. Vol. XVII, Nº 3. 16p.

MARTÍNEZ, L. E.; M. PEDINI y M. NEW. 1977. Cultivo experimental del camarón de agua dulce *Macrobrachium acanthurus* en la costa Atlántica, Colombia.» Proc. Wor. Maricult. Soc. Costa Rica.

NEW, M. B. 1982. Freshwater prawn farming. A manual for the culture of *Macrobrachium rosebergii*». FAO Fisheries Technical paper. Nº 225. 116 p.