

55774

17 FEB 1993

UNIVERSIDAD DEL VALLE DE GUATEMALA

Facultad de Ciencias y Humanidades

EVALUACION DE DIFERENTES TASAS DE ALIMENTACION
DE Artemia salina PARA LARVAS DE CAMARON DE
AGUA DULCE Macrobrachium rosenbergi (de Man)

Rodolfo Artilles Guillen

BIBLIOTECA
DE LA
UNIVERSIDAD DEL VALLE DE GUATEMALA

Guatemala

1986

EVALUACION DE DIFERENTES TASAS DE ALIMENTACION
DE Artemia salina PARA LARVAS DE CAMARON DE
AGUA DULCE Macrobrachium rosenbergii (de Man).

UNIVERSIDAD DEL VALLE DE GUATEMALA
Facultad de Ciencias y Humanidades

EVALUACION DE DIFERENTES TASAS DE ALIMENTACION
DE Artemia salina PARA LARVAS DE CAMARON DE
AGUA DULCE Macrobrachium roseobergii (de Man).


Rodolfo Artilles Guillén

Trabajo de investigación presentado para
optar al Grado Académico de
LICENCIADO EN BIOLOGIA

Guatemala

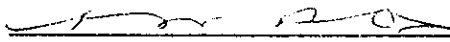
1986

Vo. Bo.:

(f) 

Doctora Margaret Dix
Asesor

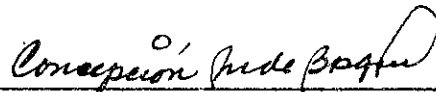
Tribunal:

(f) 

Doctora Margaret Dix
Departamento de Biología
Universidad del Valle de Guatemala

(f) 

Licenciado José M. Ridelman M.Sc.

(f) 

Licenciada Concepción de Bosque M.Sc.
Departamento de Biología
Universidad del Valle de Guatemala

Fecha de aprobación:

Guatemala, 10 de Noviembre 1986

AGRADECIMIENTO

Deseo expresar mi agradecimiento a todas las personas que hicieron posible la realización de este trabajo.

Al Lic. José Miguel Ridelman M.Sc., por sus valiosos y oportunos consejos y por su paciente asesoramiento.

A la Lic. Concepción de Bosque M.sc., por sus orientaciones y críticas.

A los Doctores Michael y Margaret Dix por sus enseñanzas.

En especial a mi familia y a mi novia Carmen Aída González por su constante apoyo.

A todas las personas que de una u otra forma dieron su aporte para la culminación de este trabajo.

A mi patria: Nicaragua

A mis padres: Ligia Guillén V.
Alfredo Artiles L.

A mis hermanos: Alfredo Javier
Ana Cecilia
Ligia Patricia
Adriana Yolanda

A mi novia: Carmen A. González

A mi gran amigo: José M. Ridelman

A todos mis amigos y compañeros.

RESUMEN

Se evaluaron tres diferentes tasas de alimentación de Artemia salina adicionadas a un cultivo de larvas de camarón de agua dulce, Macrobracium rosenbergii. Se tomó como tratamiento control la tasa de alimentación de A. salina propuesta por AQUACOP (1981) y a partir de ésta se redujo en un 25 y 50% la cantidad de Artemia adicionada con el objeto de determinar la posibilidad de reducir la cantidad de Artemia utilizada.

La densidad (larvas/litro) y el crecimiento de las larvas (Índice de Estadio Larval según Ling 1969a) en el día 35 (final del experimento) no mostraron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre los tratamientos considerados. El valor promedio de la densidad final para el tratamiento 1 fue de 37.4 ± 23.0 larvas/litro, para el tratamiento 2 fue de 41.9 ± 18.8 larvas/litro, y para el tratamiento 3 fue de 26.3 ± 7.7 larvas/litro. El valor promedio del L.S.I. final para el tratamiento 1 fue de 7.54 ± 0.31 , para el tratamiento 2, 7.51 ± 0.40 y para el tratamiento 3, 7.52 ± 0.16 .

Los resultados obtenidos se discutieron en base a las producciones obtenidas por unidad de volúmen, crecimiento y en términos económicos.

Los resultados sugieren la posibilidad de reducir la cantidad de Artemia utilizada hasta en un 50% respecto al tratamiento control.

CONTENIDO

	Páginas
RESUMEN	
I. INTRODUCCION	1
II. REVISION BIBLIOGRAFIA	8
1. Historia del Cultivo	8
2. Biología del Camarón de Río	10
3. Prácticas de cultivo	12
3.1 Factores Ambientales	13
3.2 Crianza de larvas	16
3.3 Aspectos nutricionales	20
III. MATERIALES Y METODOS	30
IV. RESULTADOS	34
V. DISCUSION	39
VI. CONCLUSIONES	55
VII. RECOMENDACIONES	57
VIII. LITERATURA CITADA	58
APENDICES	
A. Estimación de la densidad de larvas.	33b
B. Determinación de la densidad de nauplii de <u>Artemia salina</u>	35a
C. Determinación del Índice de Estadio Larval (L.S.I.)	35b
D. Características predominantes para la determinación de los estadios larvales.	39a

LISTA DE CUADROS

Cuadro		Página
1.	Composición de la dieta artificial utilizada por AQUACOP en la crianza de larvas de <u>M. rosenbergii</u>	26
2.	Variaciones en la cantidad de nauplii de <u>A. salina</u> adicionados por cada larva de <u>M. rosenbergii</u> según edad.	27
3.	Número de nauplii de <u>A. salina</u> adicionados por cada larva de <u>M. rosenbergii</u> .	32
4.	Valores máximos y mínimos de la densidad (larvas/litro) en las réplicas de los diferentes tratamientos alimenticios.	33a
5.	Densidad (larvas/litro) e Índice de Estadio Larval (L.S.I.) de <u>M. rosenbergii</u> después de 35 días de crianza con tres tratamientos alimenticios.	38a
6.	Media y desviación estandard del Índice de Estadio larval (L.S.I.) durante el período de crianza con tres tratamientos alimenticios.	40a
7.	Producciones (post-larvas/litro) obtenidas por diferentes autores, utilizando diferentes condiciones de cultivo.	44b

INTRODUCCION

En la mayoría de los países latinoamericanos el consumo de mariscos está limitado por dos factores: su precio y su disponibilidad. En primer lugar, los precios de los mariscos en los centros de mercadeo son sumamente elevados, a tal punto que únicamente un pequeño porcentaje de la población puede consumir estos productos. En segundo lugar, la cantidad de centros de abastecimiento de mariscos es muy reducida si la comparamos en los centros de abastecimiento de carne de res, cerdo y aves. Estos pocos centros ofrecen al público diversos tipos de mariscos, tales como camarones (de mar y de río), varias especies de pescado, conchas, caracoles y ostras. Adicionalmente, la existencia de estos productos depende de la época del año y en algunos meses resulta difícil encontrar algunos de ellos, en particular camarones de mar y de río.

En Guatemala, el consumo de camarón marino se ha incrementado debido al establecimiento de cevicherías y restaurantes especializados en este tipo de alimento. A pesar de esto, la disponibilidad de camarón marino para consumo local ha venido representando una proporción constante de casi el 20% de la producción total; esto equivale actualmente a un consumo interno per cápita de 0.1 libras/año. Esta situación de bajo consumo es ocasionada principalmente por una limitada oferta, y consecuentemente, por los altos precios a que se venden al

consumidor final (Banco de Guatemala, 1970). Este no es un fenómeno reciente, Guatemala se inició como país productor y paralelamente como exportador de camarón marino desde hace aproximadamente 25 años, con el objeto de vender su producto a un mejor precio y consecuentemente captar divisas en el país.

Hoy en día, poco más del 80% de la cantidad total de camarones marinos capturados se destina a mercados externos, principalmente hacia los Estados Unidos (Banco de Guatemala, 1970). Esta cifra representa aproximadamente 3.5 millones de libras anuales, equivalente a 13 millones de dólares (Dirección General de Servicios Pecuarios, 1981).

En contraste con la gran industria del camarón marino, que cuenta con embarcaciones especializadas, plantas procesadoras, empacadoras, etc., se encuentra la explotación artesanal del camarón de agua dulce o camarón de río, cuya captura es realizada estacionalmente por personas de escasos recursos, quienes venden su producto a precios bastante favorables. Su consumo es limitado, no por la escasa demanda, sino más bien por la baja oferta. A pesar de ello, el camarón de río es muy apetecido en algunas regiones del país, principalmente en los departamentos de Escuintla, Santa Rosa y Guatemala, zonas tradicionales de captura artesanal. Similarmente, a nivel internacional, el camarón de agua dulce tiene una gran demanda, principalmente en los Estados Unidos, Japón y algunos países de Europa. En los Estados Unidos, las importaciones de camarón (camarón marino y de río), en agosto de 1984 eran de 211.1 millones de libras, lo cual representa un incremento del 7% en relación con el volúmen importado durante el mismo periodo de 1983. Es interesante hacer notar que la mayoría

de las importaciones camaroneras de Estados Unidos son de productos provenientes de América Latina (Centro de Comercio Internacional, 1983).

El consumo de camarón (de mar y de río) de enero a agosto de 1984 en Estados Unidos fue de 331.8 millones de libras, lo cual representa un incremento del 16% con relación al consumo registrado durante el mismo período de 1983 (Angarita, 1985).

En Japón, las importaciones totales de camarones (de mar y de río) aumentaron, de 126,501 toneladas en 1977 (por valor de 799 millones de dolares) a 165,431 toneladas en 1981 (por un valor de 1,273 millones de dólares). El consumo total pasó de 178,287 toneladas en 1977 a 217,242 toneladas en 1981. El consumo por habitante ha llegado a más de 1.8 kg/semana, uno de los más elevados en el mundo (Centro de Comercio Internacional, 1983).

Por último, las importaciones de camarones que realiza Europa Occidental han aumentado notoriamente en los últimos años y se considera que continuarán creciendo (Angarita, 1985). Todo parece indicar que el consumo y la importación de camarones tiene una dirección ascendente, lo cual beneficia significativamente a los países exportadores de este producto. Esta creciente demanda de camarones de mar y de río a nivel mundial puede verse obstaculizada por el insuficiente abastecimiento de parte de los países exportadores. Esto se debe principalmente a la escasez del producto en los habitats naturales, ocasionada por la sobre-explotación, la captura de hembras grávidas, destrucción de los sitios de reproducción y crecimiento (áreas de manglares) y otros factores que indirectamente contribuyen a la escasez del producto.

Todos estos problemas traen como consecuencia que el esfuerzo pesquero sea cada vez mayor y que la captura en mar abierto sea menos rentable.

Afortunadamente, con el desarrollo de la acuicultura en nuestro país, se han presentado alternativas viables para incrementar la disponibilidad de algunas especies acuáticas a través del establecimiento de granjas dedicadas a la crianza de peces y camarones. Esta actividad en Guatemala está dirigida básicamente hacia cultivos intensivos o extensivos de camarones (de mar y de río), carpas, tilapias y truchas. Los cultivos intensivos demandan una mayor atención y cuidado de parte de los acuicultores e incluyen la utilización de raciones alimenticias, fertilización, aereación, manejo continuo y cuidadoso de los estanques, supervisión sistemática y control general de toda la actividad. El cultivo de los camarones de río y de mar en nuestro país ha tenido un gran auge en los últimos tiempos, realizándose generalmente a niveles extensivos, en estanques que varían desde 1,000 m hasta más de 20 hectáreas. Estos cultivos no requieren de un manejo muy cuidadoso y su período de crecimiento es mayor que en los cultivos intensivos. De la cantidad total de granjas que cultivan camarón, una gran mayoría se dedican a cultivar camarón de mar por la facilidad con que se obtiene en los esteros la "semilla" o post-larva de camarón de mar para su siembra posterior en estanques.

Por otro lado el camarón de río cultivado en nuestro país (Macrobrachium rosenbergii) no es nativo de Guatemala y su semilla no puede ser encontrada en los ríos.

Una serie de características hace a M. rosenbergii

particularmente atractivo para la acuicultura (Sandifer y Smith, 1974; Miyajima, 1977). Este camarón crece hasta un gran tamaño en un tiempo relativamente corto, es fácil de desovar y cultivar, es menos agresivo que otras clases de crustáceos, permitiendo cultivarlo a altas densidades y es poco susceptible a enfermedades (Newman, 1981). La técnica de cultivo para esta especie es relativamente sencilla e incluye dos fases: la cría de larvas y el engorde. Cada una de las fases se realiza bajo condiciones ambientales y de manejo específicas, para garantizar el éxito del cultivo.

La cría de larvas consiste en el cuidado general de las larvas a través de su período de crecimiento y metamorfosis, que da como resultado la transformación de las larvas en post-larvas o "semilla". Esta fase se lleva a cabo en un laboratorio especializado y diseñado para este propósito, al cual son traídas hembras grávidas para la obtención de larvas.

La fase de engorde consiste en la siembra de las post-larvas en estanques para su engorde. La cosecha se realiza a los 4-6 meses después de la siembra.

La etapa más delicada es la cría de larvas, en la cual se han presentado los mayores problemas en el cultivo de camarón de río. Básicamente, los problemas son de tipo nutricional y de calidad de agua. Los primeros están relacionados con la disponibilidad y calidad de los productos alimenticios y los últimos, con las concentraciones de los compuestos nitrogenados que son tóxicos para las larvas.

Existe una gran variedad de dietas sugeridas para la

alimentación de larvas de M. rosenbergii que tratan de satisfacer sus requerimientos nutricionales y proporcionar una alta sobrevivencia. Artemia salina es un pequeño crustáceo, Brachiopodo, que ha sido reconocido durante mucho tiempo como un ingrediente indispensable en las dietas para larvas. Existen industrias a nivel mundial dedicadas a enquistar y empacar al vacío huevos de A. salina para abastecer la creciente industria del camarón de río y otros cultivos.

Para los acuacultores de Guatemala, esto representa un problema serio ya que este producto debe ser comprado en el extranjero y pagado en dólares, lo cual incrementa sustancialmente los costos de producción de larvas. Entre las empresas que han obtenido buenos resultados en la crianza de larvas de camarones de río con dietas artificiales se encuentra AQUAFAUNA, S.A.. La dieta utilizada consiste de huevo, hígado de res, y leche en polvo y es suplementada con A. salina. Una disminución en la cantidad de Artemia utilizada podría representar una reducción significativa en los costos de producción, disminuyendo el precio de venta de las post-larvas y haciendo accesible la crianza de camarones a una mayor proporción de la población. Es por esto que se ha planteado el objetivo de determinar el efecto de diferentes tasas de alimentación de A. salina para larvas de camarón de agua dulce M. rosenbergii, de tal manera que se logre

1. Desarrollar una técnica de cultivo para larvas de camarón de agua dulce, M. rosenbergii, que provea un buen crecimiento y una alta sobrevivencia, a un costo menor que el actual.
2. Disminuir en gran medida la dependencia que existe respecto a las dietas para larvas de camarón de agua dulce, específicamente

con A. salina, cuyo precio tiene una tendencia alcista y es un poco accesible para los acuacultores guatemaltecos.

3. Contribuir al desarrollo de la acuacultura en Guatemala por medio de la implementación de técnicas adecuadas a sus recursos.

REVISION BIBLIOGRAFICA

1. HISTORIA DEL CULTIVO

El término acuicultura ha sido definido de una manera amplia como el cultivo y manejo de los organismos marinos y de agua dulce (Bardach et al, 1972). Aunque esta actividad no es familiar para muchas personas, varias formas de acuicultura han sido practicadas durante miles de años, las más antiguas conocidas han quedado plasmadas en los escritos chinos del año 475 antes de Cristo. Las actividades e instalaciones relacionadas con la acuicultura también se encuentran plasmadas en los trabajos artísticos literarios de los antiguos Orientales. Algunos antiguos autores Griegos y Romanos hacen referencia a cultivos de ostras y otras actividades acuícolas.

Actualmente, la acuicultura es practicada a diferentes escalas en casi todos los países del mundo, con la posible excepción de la región Antártica, en donde las condiciones adversas del clima y sus características biológicas y geográficas no permiten su desarrollo (Wheaton, 1977). Posteriormente a la segunda Guerra Mundial, la necesidad de incrementar la producción de alimentos, reestableció el interés de desarrollar nuevas prácticas acuícolas en muchos países asiáticos. Muchas de estas actividades fueron dirigidas hacia el cultivo de peces, y contaban con técnicas específicas bien determinadas que permitieron su rápida implementación.

Los camarones recibieron menor atención debido probablemente

a que las condiciones necesarias para su cultivo no estaban claramente definidas. Inicialmente, los estudios sobre camarones fueron principalmente dirigidos hacia la biología natural, hábitos y el ciclo de vida de las especies económicamente importantes (Ling y Costello, 1976).

Las primeras técnicas o prácticas de cultivo de los camarones (de río y de mar) consistían en la recolección de post-larvas en cuerpos de agua de diferentes tipos (lagunas, presas, campos de arroz, etc.), con propósitos de consumo familiar o interno. Posteriormente, las investigaciones realizadas en diferentes países en relación con la biología de los camarones y condiciones necesarias para su cultivo permitieron mejorar las técnicas de crianza. De esta manera, fue posible criar camarones de agua dulce desde sus etapas iniciales de desarrollo, a través de la obtención de hembras grávidas las cuales eran mantenidas en medios adecuados y controlados. En estos medios las larvas nacen, crecen y se transforman en post-larvas que son sembradas en estanques de engorde.

Por otra lado, el cultivo de los camarones de agua salada quedó casi restringido a las prácticas de recolección de post-larvas y su siembra.

Han existido muchos problemas nutricionales y de manejo que han obstaculizado el establecimiento de sitios en donde se cierre su ciclo biológico desde la etapa de huevo hasta su estado adulto.

Adicionalmente, los sitios o laboratorios especializados para la cría de larvas de camarón de mar resultan ser muy caros, debido a la tecnología utilizada y al personal altamente especializado que se requiere. Al compararse estos costos de producción de

post-larvas con los costos de recolección de post-larvas y la facilidad con que generalmente se encuentran las post larvas en la naturaleza, se comprende claramente la inclinación hacia la práctica sencilla de recolección.

El cultivo del camarón de agua dulce, M. rosenbergii, con técnicas modernas se ha desarrollado en los últimos 25 años (Ling, 1977), y el interés en su cultivo a escala comercial se ha incrementado constantemente a partir de la determinación de su ciclo de vida (Ling, 1962 Sandifer y Smith, 1974), y del establecimiento de técnicas de cultivo en masa (Fujimura, 1974 en Sandifer y Smith, 1974).

Por otro lado, el cultivo del camarón de agua dulce adquirió importancia internacional desde su introducción a Hawaii en el año 1965, (Ling y Costello, 1976). Actualmente se cultiva en Hawaii, Honduras, Mauricio, Taiwán, Tailandia, Costa Rica, Indonesia, Israel, Malasia, México, Filipinas, Zimbawe, Panamá, Estados Unidos, Colombia y Guatemala (New y Singholka, 1984).

2. BIOLOGIA DEL CAMARON DE RIO

Existen muchas especies de camarones de agua dulce de las cuales unas pocas de la familia Palaemonidae han sido estudiadas a profundidad y son utilizadas a nivel mundial para su cultivo comercial. Algunas especies pertenecen a los géneros Leander y Palaemon, pero la mayoría pertenecen al género Macrobrachium (Ling y Costello, 1976), representado por más de 100 especies y distribuidas a través de las aguas tropicales y subtropicales del

mundo (Hedgepeth, 1949 Glude 1978). De las especies conocidas, 26 se encuentran en América (Holthuis, 1952, Glude 1978).

La especie más cultivada comercialmente, el camarón gigante, *M. rosenberggi*, es nativo a las áreas tropicales y subtropicales de la región Indo-Pacífica, incluyendo el este de Pakistán, India, Sire Lanka, Tailandia, Malasia, Indonesia, Filipinas, Camboya y Vietnam, en donde puede encontrarse durante todo el año, en aguas dulces y salobres. Generalmente, los adultos habitan los ríos, especialmente las regiones bajas influenciadas por las mareas, pero también se puede encontrar en las partes altas, hasta 200 kms de la costa, en los lagos, reservorios de agua, canales de irrigación y en algunos campos de arroz que tienen conexión con los ríos (Ling, 1969a). Para su reproducción, los adultos emigran río abajo, cerca de los esteros en donde ocurre la cópula. El macho le deposita a la hembra en la parte abdominal una masa gelatinosa que contiene el sémen. La hembra excreta sus huevos y los fertiliza con este sémen. Los huevos fertilizados permanecen en la parte abdominal de la hembra, entre los pleópodos, los cuales son agitados constantemente para proporcionarles aereación. Después de un tiempo de incubación de 19 a 21 días, las larvas eclosionan. En un período de 30 a 50 días las larvas planctónicas pasan a través de 11 estadios de los cuales 8 son fácilmente diferenciables (Ling, 1969a). Miden desde 0.5 mm en sus primeras etapas de desarrollo hasta un poco menos de 1 cm en las etapas finales. Estas larvas nadan con la cola hacia adelante y el vientre hacia arriba, y se alimentan de zooplancton, protozoos, rotíferos, copépodos y larvas de invertebrados (Ling, 1969a). Después de la metamorfosis las post-larvas bentónicas, emigran

hacia ambientes de agua dulce en donde se desarrollarán hacia juveniles y, posteriormente, a adultos (George, 1969; Ling 1969a). El cambio de larvas hacia post-larva (metamorfosis) es un cambio radical que involucra aspectos fisiológicos y anatómicos. Las post-larvas miden aproximadamente 1 - 1.5 cm. mudan frecuentemente y nadan con la cabeza hacia adelante y el vientre hacia abajo, similar a los adultos.

Los juveniles y adultos comen peces vivos o muertos, caracoles, frutas, materia vegetal y desechos orgánicos (Ling, 1969a). Recientemente, Lee et al (1980) reafirman cuantitativamente la clasificación omnívora del camarón, desarrollando un perfil enzimático y mostrando que la actividad de la proteasa y la amilasa era aproximadamente igual.

3. PRACTICAS DE CULTIVO

Las prácticas de cultivo están sujetas a los parámetros que afectan el crecimiento de los camarones, entre ellos se encuentran los aspectos nutricionales (horario de alimentación, tipo de dieta, formas de adición de los alimentos, etc.), aspectos fisico-químicos del agua, y diseño de los estanques.

El conocimiento de las condiciones ambientales naturales, en las cuales crece el camarón de agua dulce, permite un mayor control del sistema de cultivo y además, permite optimizar su crecimiento y sobrevivencia para obtener una mayor productividad. Varios autores han investigado los parámetros ambientales que afectan el cultivo, y aunque no aportan conclusiones absolutas, existe cierto traslape en cuanto a los valores que cada uno

sugiere. Es importante hacer notar que las diferencias existentes en cuanto a los valores de los parámetros ambientales de deben principalmente a los sistemas y prácticas de cultivo que los autores realizaron. La fase más crítica en el cultivo de camarón de agua dulce es la cría de larvas, debido a que los rangos de tolerancia hacia ciertos parámetros físico-químicos del agua son muy estrechos.

3.1 Factores Ambientales

Los camarones de agua dulce, al igual que los demás invertebrados son organismos poiquiloterms, en los cuales la temperatura del cuerpo está influenciada y determinada por la temperatura ambiental. Fujimura (1966) estableció que las larvas de camarón crecen mejor en un rango de 24.4 - 30.6 grados C. Sick y Beaty (1974) reportan mejor sobrevivencia de larvas a una temperatura de 28 - 30 grados C; en cambio, Ling y Costello (1976) recomiendan temperatura entre 26 y 30 grados C. De acuerdo con las investigaciones realizadas por Sandifer (1976), Glude (1978), en laboratorios de incubación, las temperaturas requeridas para el desarrollo larval varían entre 24 y 32 grados C.

Recientemente, New y Singholka (1984), establecieron que dentro de una determinada gama de temperaturas, cuanto mayor es la temperatura las larvas crecen más rápidamente y mudan antes. Según ellos, la temperatura óptima está entre 26 y 31 grados C. A menos de 24 - 26 grados C., las larvas no crecen bien y tardan más en llegar a la metamorfosis. Análogamente, las temperaturas por encima de 33 grados C son letales.

La salinidad, al igual que la temperatura, es otro factor que influye en el estado fisiológico del organismo. Sin embargo, su influencia es menos determinante que la temperatura, ya que el estado larval del camarón de agua dulce es eurihalino. Las larvas recién eclosionadas en aguas de 3-6 partes por mil (ppt) de salinidad pueden ser trasladadas hacia aguas que contengan salinidad igual o menor que 21 ppt sin sufrir serias pérdidas (Fujimura, 1967). En el laboratorio de AQUAFAUNA, S.A., las larvas recién eclosionadas se trasladan desde aguas de 0 ppt hacia aguas de 13-15 ppt sin morir. Ling (1969b) recomienda que la salinidad en los tanques de crianza debe ser mantenida entre 12 y 13 ppt, y Sandifer et al (1976) recomiendan un rango de 8-17 ppt. New y Singholka (1984) consideran que la salinidad no es tan importante durante el crecimiento larval como creían los primeros técnicos de los criaderos, y recomiendan una salinidad de 10-14 ppt.

McSweeny (1977, Glude, 1978), reportó que, aunque los requerimientos mínimos de oxígeno disuelto, no han sido determinados para Macrobrachium, los niveles bajos pueden tener efectos crónicos nocivos. Los camarones no necesariamente mueren en concentraciones bajas de oxígeno disuelto, pero la reducción en la actividad respiratoria provoca tensiones fisiológicas (Sharp, 1976), Glude 1978), que repercuten en su crecimiento. Con este factor el oxígeno disuelto no representa un problema serio en la crianza de larvas, ya que existen generalmente sistemas de aereación o flujo continuo de agua que oxigenan efectivamente el medio de crianza.

Otro parámetro de interés en la crianza de larvas es el nitrógeno. El nitrógeno se presenta de varias formas en los sistemas acuáticos, las más comunes son: nitratos (NO_3^-), nitritos (NO_2^-), amoníaco (NH_3), amonio (NH_4^+), gas nitrógeno (N_2) y en formas orgánicas.

Las conversiones de una forma u otra pueden ocurrir debido a reacciones químicas simples, pero generalmente, son el resultado de la actividad biológica (Wheaton, 1977). El amoníaco (NH_3) es la principal forma de excreción de nitrógeno en los crustáceos, y su nitrificación da como resultado la formación de nitratos (NO_3^-) que no son particularmente tóxicos. Sin embargo, los nitritos (NO_2^-), producto intermedio de esta nitrificación, son altamente tóxicos para los invertebrados y si durante el cultivo de M. rosenbergii los niveles de nitritos aumentan sobre 1 mg/l (Glude, 1978), representan un alto riesgo.

El ambiente químico para los organismos acuáticos está fuertemente influenciado por el pH. Si el pH se desvía mucho de su posición neutral (pH=7) el ambiente acuático puede ser muy tóxico para algunos organismos (Wheaton, 1977). Las larvas de camarón de agua dulce prefieren aguas un tanto alcalinas, aunque los niveles muy altos de pH pueden causar depósitos de carbonatos de calcio sobre el exoesqueleto (Glude, 1978). Esto obstaculiza los procesos de muda y dificulta el intercambio gaseoso entre el organismo y el medio. Goodwin y Hanson (1975), recomiendan un rango de 8.0-8.3 para obtener altas productividades. AQUAFAUNA, S.A., ha criado larvas de camarón de agua dulce bajo rangos de 7.5-9.0.

Las larvas de Macrobrachium son muy sensibles a la dureza del

agua (Glude, 1978). La dureza del agua se define como la concentración total de iones de calcio y magnesio, expresados como carbonato (Wheaton, 1977). Sick y Beaty (1974), encontraron que los primeros estadios larvales eran menos tolerantes a concentraciones de 50 a 100 ppm de CaCO_3 que larvas más desarrolladas; Glude (1978) recomienda que la dureza del agua para la cría de larvas, no sea menor de 50 ppm., ni mayor que 100 ppm. de CaCO_3 .

3

3.2 Crianza de Larvas

Existen básicamente dos sistemas de incubación en uso alrededor del mundo para la crianza de larvas de M. rosenbergii: el sistema de agua recirculante y el sistema de agua estática.

El sistema de agua recirculante consiste básicamente en el mantenimiento de un flujo de agua constante en el medio de crianza, el cual pasa a través de un sistema de filtros para purificar y desintoxicar el agua que luego, nuevamente es introducida al medio de crianza. Muchos sistemas incorporan métodos de filtración físico, químico y/o biológico para remover o desintoxicar los productos de desecho, previo al cambio de agua. El grado de reciclaje del agua depende principalmente de la acumulación de varios productos y de la densidad de siembra de las larvas de M. rosenbergii. En el sistema de agua recirculante, las condiciones óptimas de cultivo son fácilmente mantenidas, obteniéndose una buena prevención y control sobre la introducción de contaminantes, parásitos, predadores, y competidores (Sandifer y Smith, 1974). Este sistema tiene la gran ventaja de poder

establecerse lejos del mar, debido a que los sistemas de filtración permiten reutilizar el agua salobre durante mucho tiempo. Por otro lado, para poder implementarlo es necesaria una gran inversión de capital ya que la infraestructura necesaria es de un costo elevado (Sandifer y Smith, 1974). En este sistema los riesgos de operación son altos, ya que el sistema debe ser mantenido en óptimas condiciones de operación para evitar altas mortandades por acumulación de desechos tóxicos.

El sistema de agua estático consiste en el mantenimiento de un volumen constante de agua en el tanque de crianza, a través de cambios parciales o totales cada cierto tiempo. En este sistema, se debe controlar periódicamente la calidad del agua ya que los parámetros físico-químicos pueden alterarse fácilmente y además, algunos organismos parásitos o predadores pueden introducirse, debido a que los cambios periódicos de agua incrementan el riesgo de introducir algunos organismos indeseables. Su localización debe ser preferiblemente cercana al mar, ya que el agua puede ser acarreada con mucha facilidad desde el mar hasta el sitio de crianza.

Ling (1969b) recomienda para sistemas de agua estáticos, un cambio parcial de agua cada 10 días y si el tanque es bien manejado, un cambio completo de agua no es necesario.

AQUAFAUNA, S.A. realiza cambios de agua parciales (5% de su volumen total) diariamente y cambios totales cada 15 - 20 días.

El uso de algas en el cultivo de larvas (cultivo de agua verde) es una variación de cultivo de agua estático y fue desarrollado por Fujimura (1966) en el laboratorio de Anuenue

(Hawaii), donde el agua de mar es mezclada con agua municipal y la mezcla es mantenida en tanques exteriores expuestos a la luz del sol. Estos tanques son sembrados con Tilapia, que promueven el crecimiento del plankton. Luego, el agua verde es transferida a los tanques de crianza de larvas. El agua verde se cambia diariamente durante los primeros 10 días, después de los cuales, los tanques se mantienen en agua clara. La limpieza y drenaje de los tanques es también parte de las prácticas diarias de este sistema. El uso de agua verde está restringido a sistemas de cultivo estáticos donde el agua es periódicamente cambiada.

Cohen et al (1976) encontraron que las algas no eran ingeridas por las larvas pero facilitan indirectamente su crecimiento por medio de la remoción de material tóxico, principalmente amoníaco, del medio.

Chineah 1980, Glude 1978 realizó una comparación entre el sistema de agua verde y el sistema de agua clara. La técnica de agua clara no necesita mantener un cultivo de fitoplankton, y las larvas pueden ser criadas a altas densidades (100 larvas/litro) en comparación con el cultivo en agua verde (40 larvas/litro). La producción de post-larvas por unidad de volumen en agua clara, es por consiguiente mayor (más de 50 post-larvas/litro) comparado con la producción en el sistema de agua verde (15 post-larvas/litro aproximadamente).

Existen básicamente tres formas de tanques de crianza para larvas de camarón de agua dulce. Tanques rectangulares, tanques cilíndricos con fondo plano y tanques cilíndricos con fondo cónico.

Investigaciones preliminares realizadas por Sandifer et al

(1976); Goodwin y Hanson (1975); Mock et al (1980) han indicado que los tanques cilindricos con fondo cónico son más eficientes para la crianza de larvas. Sandifer et al (1976) mencionan que los mayores niveles de producción (62 post-larvas/litro) fueron obtenidos por AQUACOP en tanques de este tipo.

Zielinsky y Castro (1974) evaluaron el uso de tanques rectangulares y circulares. En los tanques circulares el alimento se encontraba disponible en todo momento para las larvas, eliminándose los espacios "muertos", donde el alimento que no era consumido se depositaba y descomponía, tal como ocurre en las esquinas de los estanques rectangulares. En la actualidad, los tanques rectangulares han sido modificados, para eliminar las áreas muertas, redondeando las esquinas y diseñando el fondo en forma de "U".

Recientemente, AQUACOP (1981), ha logrado obtener producciones de más de 60 post-larvas/litro en tanques de este tipo. Similarmente New Singholka (1984), recomiendan tanques rectangulares con fondo en forma de "U" para la crianza de larvas de camarón de agua dulce. Además, establecen que los tanques rectangulares son más fáciles de manejar que los circulares, cuando se trabaja con tanques de gran volumen (5,000 litros o más).

El color de las paredes interiores del tanque es otro de los factores que incide en el éxito de la cría de larvas. AQUACOP (1977) obtuvo mejores resultados en tanques que tenían un color verde oscuro en su interior y colocados con iluminación, en comparación con los tanques que se encontraban en condiciones de

semioscuridad, en donde las larvas no se desarrollaron más allá del estadio No. 5. Este mismo fenómeno fue observado en tanques con paredes interiores de color blanco y colocados en sitios con luz adecuada.

3.3 Aspectos Nutricionales

Quizás uno de los aspectos más importantes a considerar en la larvicultura de M. rosenbergii es el aspecto alimenticio, que involucra las prácticas alimenticias y la formulación de dietas.

Una mala práctica alimenticia puede tener graves consecuencias y pérdidas significativas para el cultivo. Las prácticas alimenticias deben ser bien diseñadas y organizadas, llevándose a cabo con una cuidadosa supervisión, si es posible por el mismo personal y a la misma hora. Una sobre-alimentación implica la acumulación de desechos orgánicos y descomposición bacteriana, y como consecuencia de esto, una reducción en la cantidad de oxígeno y un aumento en el riesgo de enfermedades. Por otro lado, una subalimentación puede traer como consecuencia lento crecimiento, canibalismo y poner a las larvas bajo un estado de tensión fisiológica que puede hacerlas susceptibles a ciertas enfermedades.

La formulación de dietas y el costo de labor asociado a su elaboración representa uno de los más grandes gastos en las granjas camaroneras. Es conveniente que los costos de las raciones alimenticias sean moderados y que las dietas elaboradas mejoren las razones de conversión alimenticia, satisfaciendo siempre los requerimientos nutricionales de camarones (Glude,

1978). Goodwin y Hanson (1975) sugieren que para poder establecer una dieta adecuada a un sistema de cultivo de camarón, ésta debe proveer un buen crecimiento, permanecer estable en el agua por 24 horas sin pérdida de nutrientes, ser fabricada de materiales cuyo costo y abastecimiento no varíe significativamente, y cuya fabricación se realice por métodos sencillos. Además, deberá ser atractiva a los camarones y estar libre de organismos patógenos. Algo muy importante a considerar en la elaboración de dietas, son los requerimientos nutricionales del organismo, para proveerlo de los nutrientes adecuados.

Los requerimientos nutricionales de las larvas de camarones de agua dulce no son plenamente conocidos, por lo que existe insuficiente información para proveer las bases para la formulación de dietas nutricionalmente balanceadas (Glude, 1978).

Es comúnmente aceptado que a medida que el animal incrementa su tamaño, las necesidades proteínicas decrecen proporcionalmente a las necesidades energéticas (Millikin et al 1980; New, 1976).

Las proteínas y los aminoácidos son parte importante y la más cara de una dieta para crustáceos (Farmafarmaian y Lauterio, 1979).

En los trabajos publicados sobre nutrición de camarón, existe un consenso de opinión en que los niveles óptimos de proteína para los camarones juveniles de varias especies están entre 27 y 35% de la dieta, y que los requerimientos para camarones más jóvenes es mucho mayor (New, 1976).

En el caso de los camarones peneidos y de agua dulce, los requerimientos óptimos de proteína son altos (40% y más de la

dieta) en los más jóvenes y decrece hasta 30% o menos a medida que el animal crece (Covin y Bran, 1977; Balazs y Ross, 1976; Andrews y Sick, 1973; Clifford y Brick, 1978).

Reporte de los niveles de lípidos en la composición del cuerpo de camarones juveniles M. rosenbergii (15.8% del peso seco), sugiere que las proteínas son la fuente principal de energía para los crustáceos (New, 1976).

Watenabe (1975), determinó los requerimientos cualitativos de aminoácidos para las larvas de M. rosenbergii por medio de técnicas radiométricas. La distribución de los aminoácidos esenciales y no esenciales es acorde con los requerimientos de aminoácidos clásicos de los animales domésticos. Los requerimientos cuantitativos son todavía desconocidos.

Stahl y Ahearn (1978) concluyeron que lisina, arginina, metionina y triptófano, son aminoácidos no esenciales para larvas de M. rosenbergii, aunque se desconoce hasta el momento si es el camarón mismo, microbios intestinales simbióticos o bacterias ambientales las responsables de la producción de estos aminoácidos no esenciales.

Los carbohidratos, como los almidones de cereales, dextrina y glicógeno son generalmente bien digeridos por las larvas de camarones (New, 1976). Los almidones de maíz y trigo son mejor utilizados que los almidones de papas. Biddle (1977) recomienda incorporar estos ingredientes en niveles del 30 - 40% de la dieta seca.

La glucosa pura provee una excelente fuente de energía, pero la glucosa proveniente de los polisacáridos digeridos es asimilada más rápidamente en los tejidos. El almidón da como resultado un

crecimiento más rápido que la glucosa pura (New, 1976). Por lo tanto, los crustáceos son capaces de utilizar más eficientemente los polisacáridos complejos (almidones) que simples azúcares (glucosa) (Glude, 1978).

Los lípidos son otra fuente de energía para las larvas de camarón de agua dulce y forman parte de los fosfolípidos y esteroides que a su vez son componentes indispensables de algunos órganos vitales.

La adición de grasas neutras suplementadas (aceites libres) no debe exceder el 5-7% de la dieta, y el contenido total de lípidos (lípidos residuales más los suplementados) no debe exceder del 10% (Biddle, 1977).

Sick y Beaty (1974) condujeron una serie de experimentos con diferentes dietas para calcular los presupuestos energéticos a partir de resultados obtenidos en estudios de ingestión y respiración en larvas, y para evaluar por medio de comparación calórica la habilidad de las dietas para sustentar el crecimiento de las larvas.

Los estadios larvales 7 y 8 incorporaron relativamente altas cantidades de la ración congelada y deshidratada conteniendo 15% de Artemia, y en general, se desarrollaron mejor con dietas que contenían Artemia.

Murai y Andrews (1978) encontraron que el menor tiempo de metamorfosis, cambio de larva hacia post-larva, (37 días) y la razón de sobrevivencia más alta (78%) fueron alcanzadas al alimentarlas con ostras congeladas y deshidratadas suplementadas con Artemia viva. Por el contrario, la sobrevivencia y desarrollo

de larvas que se alimentaron con ostras o truchas sin suplemento de Artemia viva fueron extremadamente pobres con menos del 2% de las larvas que obtuvieron metamorfosis en 50 días.

Artemia salina puede ser incluida de dos maneras en las dietas para larvas de camarón: viva, a manera de suplemento o como un ingrediente de las raciones. Artemia viva se obtiene a través de la eclosión de quistes que son empacados y vendidos comercialmente. Cuando se incluye como ingrediente en las raciones, se utilizan los adultos, los cuales son deshidratados y considerados como cualquier otro ingrediente agregado a la mezcla.

De varias dietas para larvas que se evaluaron en un estudio de crecimiento realizado por Sick y Beaty (1975), las larvas que fueron alimentadas con A. salina viva y con pescado deshidratado y congelado, alcanzaron el estadio 8 significativamente más rápido que los otros grupos de larvas alimentadas con otras dietas. Por otro lado, Matsuoka (1975) encontró una gran mortalidad de larvas de Macrobrachium que fueron alimentadas sólo con Artemia viva.

Morizane et al (1974) encontraron que es posible criar larvas de Macrobrachium sin alimento vivo, proveyendo partículas de alimento que se puedan suspender en el agua y que la calidad del agua se mantenga adecuada. Sin embargo, Morizane et al (1974) no describen a cabalidad los resultados obtenidos con este tipo de alimento. No reportan datos de sobrevivencia, crecimiento, calidad de agua, etc. Por lo tanto el informe del estudio está incompleto, lo cual no ofrece confiabilidad.

El Centro Oceanológico del Pacífico en Tahití, ha desarrollado una técnica ampliamente usada para la crianza de larvas de camarón de agua dulce M. rosenbergii obteniendo

resultados muy satisfactorios (AQUACOP, 1981). Las densidades de siembra son de más de 100 larvas/litro y las de post-larvas obtenidas, de más de 60/litro. Toda la tecnología está diseñada de manera que los parámetros más importantes para la crianza (temperatura, luz, alimentación, calidad de agua y enfermedades) estén bajo un control constante y estricto y que sean independientes de las condiciones ambientales. La crianza de larvas se realiza con dos sistemas: sistema de agua recirculante y sistema de agua estático. En el sistema de agua recirculante se utilizan tanques rectangulares con fondo inclinado en forma de "U", de 5 metros cúbicos de capacidad y color obscuro. La aereación es constante a través de un tubo PVC perforado y dispuesto en el fondo del tanque.

El agua recircula en el sistema y pasa a través de dos filtros (uno mecánico y otro biológico) colocados junto al tanque de crianza. De esta manera la calidad del agua se mantiene durante todo el período de crianza. La alimentación consiste de una dieta artificial peletizada (Cuadro 1) suplementada con nauplii de A. salina



Cuadro 1. Composición de la dieta artificial utilizada por
AQUACOP en la crianza de larvas de M. rosenbergii
(AQUACOP, 1981)

<u>Fórmula</u>	<u>Porcentaje</u> (peso seco)
Calamar	27.6
Camarón	27.6
Huevo de Pez	6.9
Huevo de gallina	6.9
Aceite de pescado	14.0
Vitaminas	1.0
Sales	1.0
Algina	<u>15.0</u>
TOTAL	100.0

Esta dieta se adiciona de manera "ad libitum" a partir del segundo día de crianza y la cantidad de A. salina adicionada varía en relación a la edad de las larvas (Cuadro 2).

Cuadro 2. Variaciones en la cantidad de nauplii de Artemia salina adicionados por cada larva de M. rosenbergii según su edad (AGUACOP, 1981).

<u>Día</u>	<u>Número de nauplii/larva</u>
3	5
4	10
5-6	15
7	20
8	25
9	30
10-11	35
12	40
13-14	45
15-24	50
25-30	45
30 - +	40

Los primeros dos días de crianza, las larvas no son alimentadas con A. salina. Los resultados obtenidos son sorprendentes, ya que las primeras post-larvas son observadas al día 19-22 y la sobrevivencia promedio es del 91% al día 35 y del 87% al día 39. De esta manera se producen más de 60 post-larvas/litro.

En el sistema de agua estático se utilizan tanques cilindrocónicos de 2 metros cúbicos de capacidad y de color

oscuro. La aereación es constante por medio de piedras aereadoras dispuestas en el fondo del tanque.

El agua es renovada diariamente al final del día para mantener su calidad y evitar acumulación de desechos nitrogenados. La alimentación es similar a la descrita para el sistema de agua recirculante y los resultados obtenidos son igualmente sorprendentes.

También con este sistema se obtienen sobrevivencias de cerca del 80% y producciones de más de 60 post-larvas/litro.

AQUACOP reporta que para los dos sistemas utilizados y descritos anteriormente, existen tres rubros que elevan significativamente los costos de producción: mano de obra, depreciación de la inversión y A. salina.

Se puede inferir de lo anteriormente expuesto que A. salina es un alimento importante en las dietas para larvas de camarón de agua dulce. De hecho, los nauplii y los adultos son ampliamente usados como raciones principales para las larvas y juveniles de otras especies entre las que se encuentran especies que tienen un gran potencial para la maricultura comercial, por ejemplo: camarones marinos (Penaeus sp.), langostas (Homarus americanus) y varias especies de peces (Manzi y Maddox, 1980).

Actualmente, el cultivo de camarones de río depende de un abastecimiento continuo de quistes de Artemia salina también llamados "huevos". El cultivo local de este pequeño crustáceo, como alternativa a su importación, no se ha desarrollado con gran éxito, ya que las condiciones de cultivo del estadio nauplii son bastante críticos (Hanson y Goodwin, 1977). Sin embargo, con la

expansión de la maricultura, la demanda de este quiste está excediendo el abastecimiento, lo cual resulta en un incremento en el precio y un serio obstáculo para el desarrollo de la acuicultura (Sorgeloos, 1976).

El costo se incrementó desde \$15/kg. en 1974 a \$70/kg en 1977 (Manzi y Maddox, 1980), y actualmente se está cotizando aproximadamente a \$100/kg. Para el sistema larvicultural utilizado en AQUAFAUNA, S.A., en donde se producen 150,000 a 200,000 post-larvas/ ciclo, se utilizan 2kg/ciclo de A. salina con un costo de aproximadamente US\$200 cada ciclo (30-35 días).

Debido a su precio tan elevado, en algunos sitios, Artemia es usada principalmente durante la primera semana de la crianza de larvas y después se sustituye parcialmente con una variedad de alimentos preparados y disponibles localmente a un bajo costo.

MATERIALES Y METODOS

El presente estudio se llevó a cabo en las instalaciones de la Compañía AQUAFAUNA, S.A. ubicadas en el municipio de Amatitlán, Guatemala, en donde se ha instalado un laboratorio para la crianza de larvas de camarón de agua dulce Macrobrachium rosenbergii. El laboratorio posee un sistema de cultivo estático con agua clara e intercambio periódico de agua y las producciones oscilan entre 100,000 y 200,000 post-larvas por ciclo (30-40 días).

Para la crianza de larvas se utilizaron 12 tinacos plásticos, color blanco, recubiertos con plástico negro, de forma circular con fondo plano y una capacidad de 500 litros. El volumen de agua utilizado fue de 400 litros. En cada uno de éstos se sumergió un calentador de 200 watts para mantener la temperatura adecuada para las larvas. Cada tinaco se abasteció de aire a través de mangueritas plásticas perforadas, conectadas a compresores de aire de 1/2 HP.

Hembras grávidas con huevos grisáceos se trasladaron desde la granja de engorde (propiedad de la Compañía) hacia el laboratorio y se mantuvieron en piletas cuadradas de duralita de 1,200 litros con aereación constante. Después de 24-48 horas, dependiendo de la madurez de los huevos, eclosionaron las larvas. Con una red de nylon fina se sacaron las larvas nacidas en un día y se trasladaron a los tinacos de crianza. Previo a la siembra de las larvas cada tinaco se llenó con agua de mezcla (agua dulce + agua salada hasta una salinidad de 15 partes por mil). Cada tinaco se sembró con larvas de 1 día de edad a razón de 100 larvas/litro (Apéndice A).

La limpieza se hizo diariamente por medio de sifoneo, previo a la alimentación vespertina. El agua sucia extraída era repuesta con agua de mezcla limpia y las pocas larvas accidentalmente sifoneadas eran devueltas al tinaco de crianza.

Los cambios de agua totales se realizaron cada 7 días, sifoneando el agua del tinaco hasta un volúmen de 30-50 litros, sacando las larvas con una red y trasladándolas hacia otro tinaco con agua limpia debidamente mezclada.

Durante el período de crianza se hicieron estimaciones diarias de la densidad de los tinacos para determinar la mortalidad y ajustar las tasas de alimentación con Artemia salina.

Al existir una cantidad considerable de post-larvas (35 días después de la siembra) se contaban una a una y se trasladaban a piletas de duralita. Asimismo, se contaban las larvas restantes en el tinaco (las que no habían sufrido metamorfosis) para determinar la densidad total.

La dieta artificial utilizada en AQUAFAUNA, S.A. se adicionó a cada tinaco de manera "ad libitum" dos veces/día (8 y 13 horas). Esta dieta consiste de huevo (68%), leche en polvo (15%), e hígado de res (17%). Además, Artemia salina fue adicionada diariamente después de la limpieza (17 horas) de acuerdo a lo especificado en cada tratamiento. Para esto, las densidades de nauplii de Artemia en los recipientes de eclosión fueron determinados diariamente. (Ver Apéndice B).

Se escogió como tratamiento control la tasa de alimentación de A. salina utilizada por AQUACOP (1981).

Las tasas de alimentación de Artemia a evaluar de acuerdo al

tratamiento proporcionado se especifican en el Cuadro 3. De cada tratamiento se hicieron cuatro réplicas.

Cuadro 3. Número de nauplii de Artemia salina adicionados por cada larva de Macrobrachium rosenbergii

Días	Tratamiento 1 (propuestos por AQUACOP, 1981)	Tratamiento 2 (25% reducción respecto al Tratamiento 1)	Tratamiento 3 (50% reducción respecto al Tratamiento 1)
3	5	3.75	2.5
4	10	7.50	5.0
5-6	15	11.25	7.5
7	20	15.00	10.0
8	25	18.75	12.5
9	30	22.50	15.0
10-11	35	26.25	17.5
12	40	30.00	20.0
13-14	45	33.75	22.5
15-24	50	37.50	25.0
25-30	45	33.75	22.5
30+	40	30.00	20.0

Se controló y estandarizó diariamente la temperatura, la cual se midió por medio de un termómetro con escala de 0 a 100 grados C a las 8 horas (se mantuvo en 29 ± 2 grados C) y la salinidad, que se midió por medio de un densímetro con escala de 0 a 1.020 gramos/cm cubico (se mantuvo en 15 ± 1 partes por mil).

El pH y la concentración de nitritos fueron medidos con Hach kit modelo FF-2 una vez por semana antes de cada cambio de agua.

La densidad de larvas se determinó por medio de conteo diario, utilizando el método descrito en el Apéndice A.

La razón de crecimiento se evaluó cada 5 días por medio del Índice de Estadío Larval (L.S.I.) propuesto por Ling (1969a). Este índice representa el estadio aproximado en que se encuentran las larvas de un tinaco en un momento determinado. Las larvas M. rosenbergii pasan a través de 11 estadios larvales, de los cuales sólo 8 son diferenciables, por lo que el L.S.I. tiene un rango de 1-8. Para la determinación del L.S.I. ver Apéndice C.

La densidad y el crecimiento de las larvas fueron analizados estadísticamente aplicando el método de regresión lineal simple (Zar, 1974). Luego, para determinar si las rectas en los diferentes tratamientos tenían la misma pendiente, se aplicó la prueba de homogeneidad para coeficientes de regresión, y para determinar si estas rectas tenían la misma elevación, se aplicó la prueba de rangos múltiples de Newman-Keuls (Zar, 1974).

Los valores de la densidad y el L.S.I. en el día 35 fueron analizados estadísticamente aplicando el Análisis de Varianza por Rangos de Kruskal-Wallis (Zar, 1974).

Finalmente, se calculó una curva de regresión promedio para los valores del L.S.I. de los tres tratamientos, con el objeto de visualizar su comportamiento general a través del periodo de crianza.

CUADRO 4. Valores maximos y minmos de densidad (larvas/litro) en las relicas de los diferentes tratamientos alimenticios.

TRATAMIENTO	D I A S D E C R I A N Z A					
	INICIO	7	14	21	28	35
Dieta artificial						
+	100-110.4	83.4-103.8	54.2-66.6	45.6-48.8	37.4-60.0	18.4-67.8
(A. salina (segun AQUACOP)	(10.4)	(20.4)	(12.4)	(32)	(22.6)	(49.4)
Dieta artificial						
+	100-107.6	78.8-119.3	59.2-73.6	28.6-78.0	49.4-61.4	25.8-57.8
(A. Salina (25% reduccion)	(76)	(41)	(16.4)	(49.4)	(12)	(32)
Dieta Artificial						
+	94.4-100	83.4-86.0	44.0-65.4	19.6-61.4	19.4-44.6	20.4-35.4
(A. Salina (50% reduccion)	(5.6)	(2.6)	(21.8)	(41.8)	(25.2)	(15)

() rango

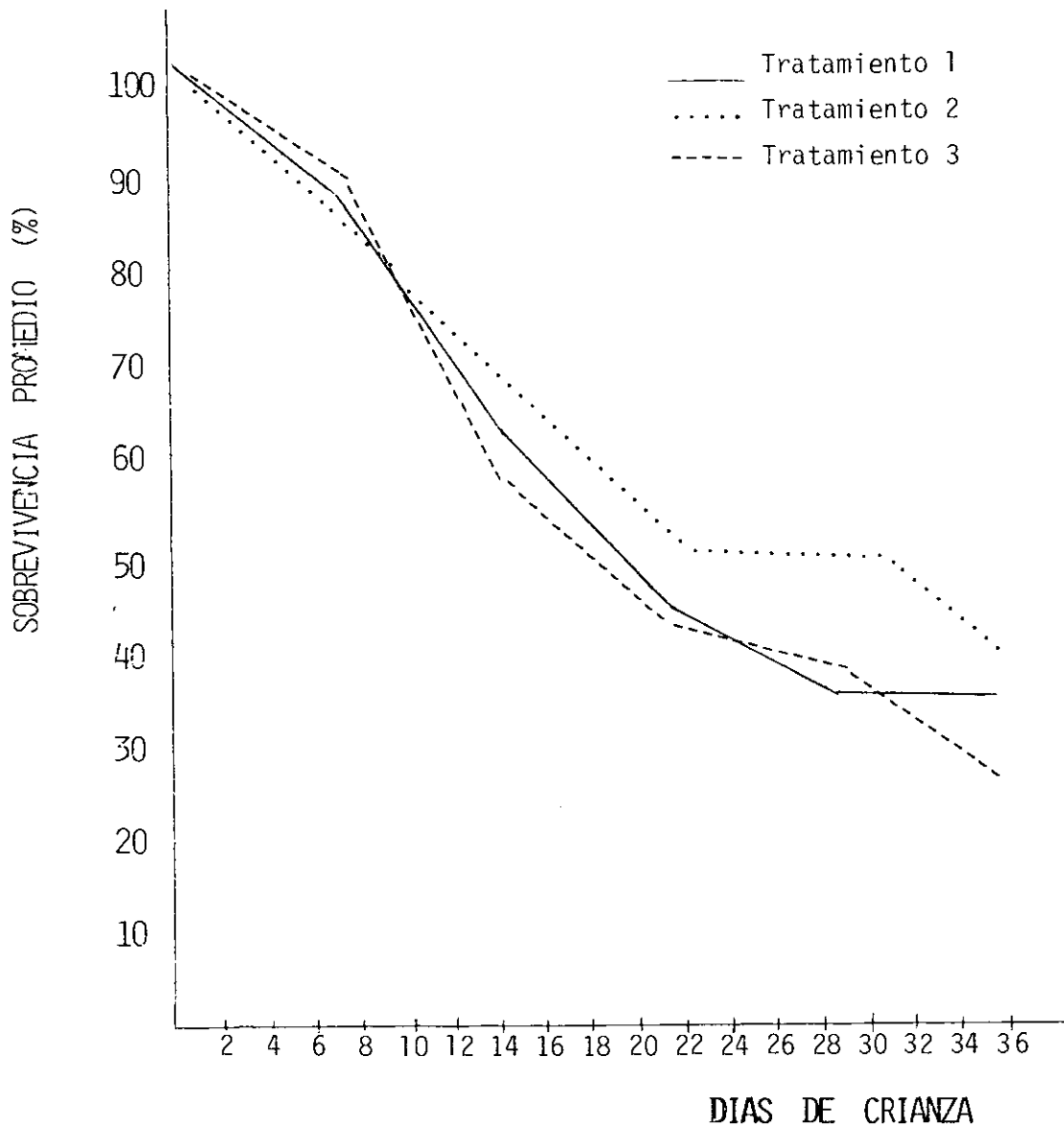


Figura 1. Sobrevivencia promedio durante el período larval de M. rosenbergii al alimentar con tres diferentes -
tasas de A. salina

RESULTADOS

Uno de los aspectos importantes durante el experimento lo constituyen los factores químicos del agua, específicamente el pH y la concentración de nitritos. El pH del agua durante el experimento fue de 8.37 ± 0.40 para los tres tratamientos. La concentración de nitritos (NO_2^-) tuvo un valor de 11.56 ± 4.55 mg/lit para los tres tratamientos considerados durante el experimento. La concentración de nitritos tuvo un comportamiento similar en los tres tratamientos, siendo cercana a 0 mg/lit después de cada cambio de agua y de 17 mg/lit aproximadamente momentos antes del cambio de agua.

Los rangos de densidad correspondientes a los diferentes tratamientos durante el periodo de crianza de larvas se encuentran tabulados en el Cuadro 4, en éste se ilustra el valor más bajo y el más alto entre las cuatro réplicas consideradas para cada tratamiento. Rangos bastante amplios demuestran la variabilidad encontrada entre las réplicas de cada tratamiento, por ejemplo el tratamiento 1 en sus días 28 y 35, el tratamiento 2 en sus días 21 y 35 y el tratamiento 3 en sus días 21 y 28. El valor más alto observado el día 35 fue de 67.8 larvas/litro en el tratamiento 1 y el mas bajo de 18.4 larvas/litro en el mismo tratamiento. Para los otros tratamientos, los valores más altos observados al día 35 fueron de 57.8 larvas/litro y 35.4 larvas/litro para los tratamientos 2 y 3 respectivamente. Las variaciones pudieron ser ocasionadas por descensos repentinos en la densidad de una de las réplicas, provocados por grandes mortalidades dentro de un tinaco particular. Estas mortalidades pudieron ocasionarse por un mal

manipuleo de las larvas, acumulación de desechos tóxicos, mudas, canibalismo, aparecimiento de post-larvas, lo que involucra metamorfosis (un cambio anatómico y fisiológico muy drástico), etc. Por otro lado, otro factor que pudo influir en la extensión del rango de densidad fue el error de muestreo cometido en ese día en uno de los tinacos. Este error puede presentarse por una mala extracción de la muestra, ya sea prejuiciada o simplemente por defectos en la metodología seguida.

Fallas en la aplicación del método de determinación de la densidad pudieron ocasionar una lectura muy baja o muy alta. Si se desprecian estas variaciones intrínsecas de cada tratamiento y se observan las tendencias generales en las densidades, se puede notar que los rangos son bastante similares para los tres tratamientos en cada uno de los muestreos.

En general, la sobrevivencia se redujo paulatinamente a lo largo del período de crianza desde un 100% hasta 34.41%, 38.84% y 27.54% para los tratamientos 1, 2 y 3 respectivamente (Figura 1). La mayor mortandad en los tres tratamientos se presentó entre el día 7 y el 14. Para el tratamiento 1 la sobrevivencia se redujo de 86.5% a 61.25%, lo que equivale a un 38.43% de la mortandad total, en el tratamiento 2 se redujo de 85.13% a 62.63% equivalente a un 36.78% de la mortalidad total y en el tratamiento 3 se redujo de 87.93% a 57.3% equivalente a un 42.27% de la mortandad total. La menor mortandad en los tres tratamientos se presentó entre el día 21 y 28. Para el tratamiento 1 la sobrevivencia se redujo de 43.63% a 34.41%, equivalente a un 13.75% de la mortandad total, en el tratamiento 2, no se registró

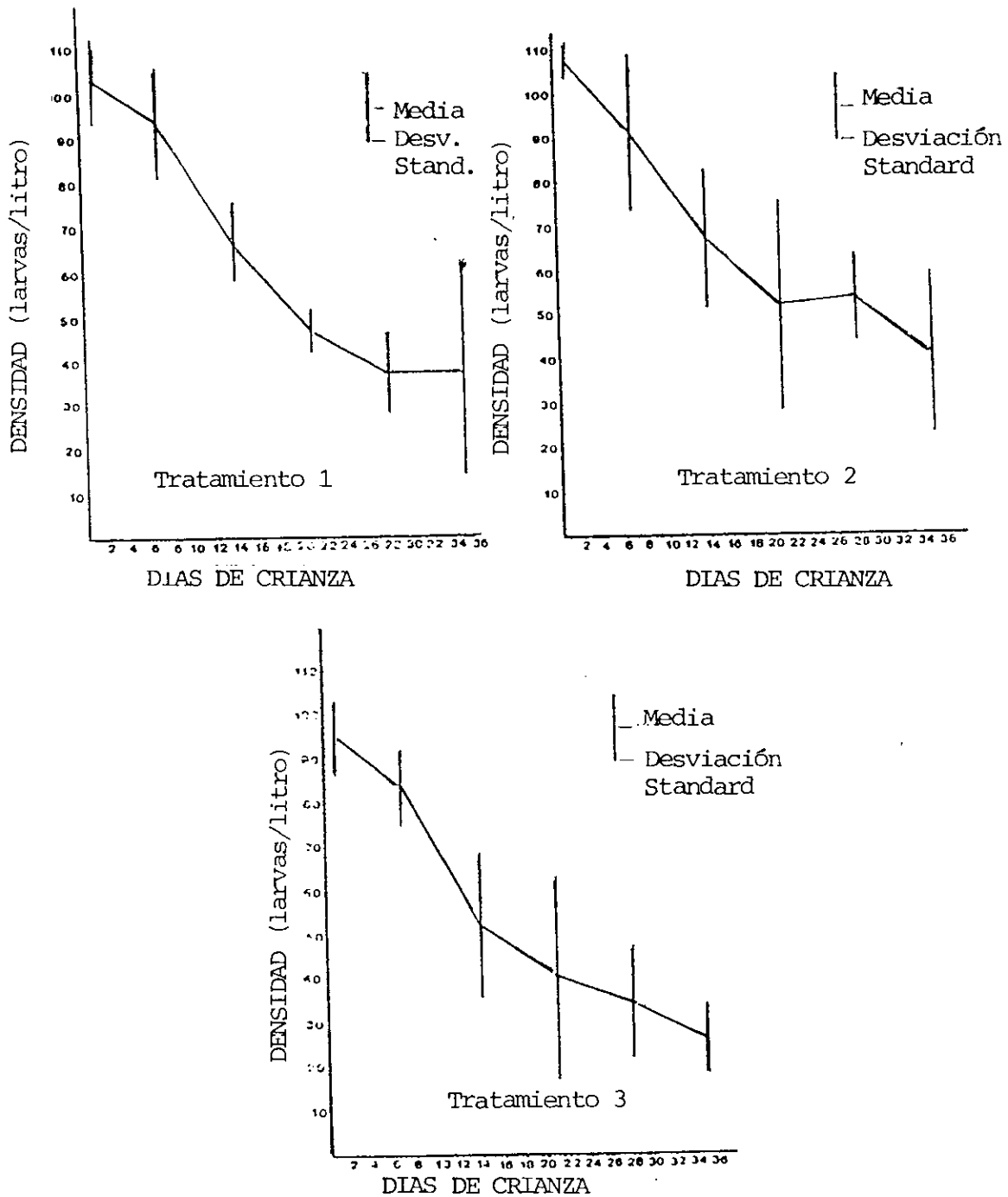


Figura 2: Densidad (larvas/litro) durante el período larval de M. rosenbergii al alimentar con tres diferentes tasas de A. salina.

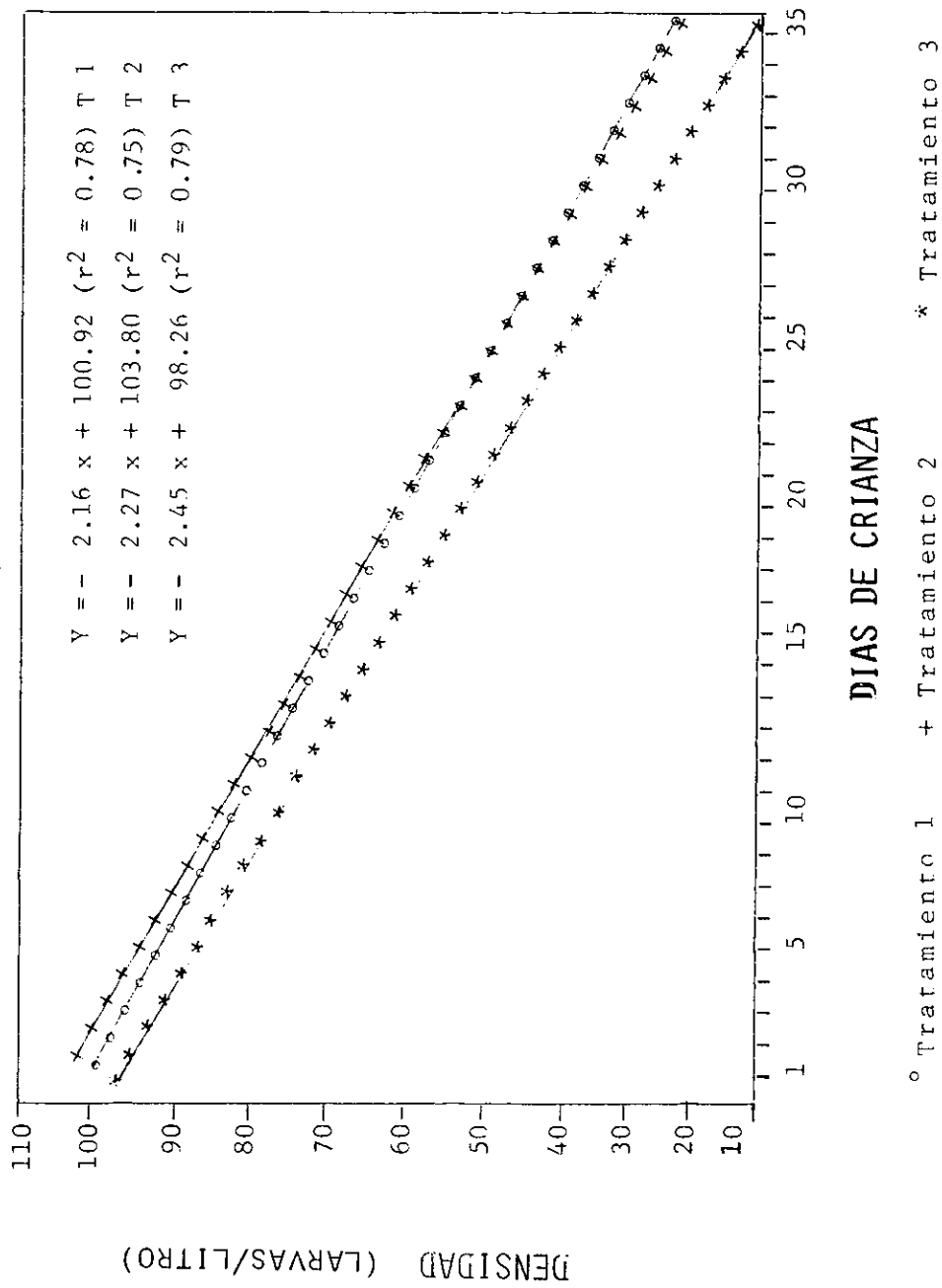


Figura 3. Rectas y ecuaciones de regresión lineal para la densidad en los diferentes tratamientos alimenticios.

mortandad alguna y en el tratamiento 3 se redujo de 42.45% a 36.60%, equivalente a un 8.11% de la mortalidad total. Sin embargo, la razón de la mortandad no varió significativamente durante el período experimental.

La Figura 2 muestra el comportamiento de la densidad de larvas para los tratamientos 1, 2 y 3. En términos generales, la densidad de larvas observada en los tres tratamientos durante el experimento fue similar, decreciendo diariamente a una razón promedio de 2.16 larvas/litro para el tratamiento 1, 2.27 larvas/litro para el tratamiento 2 y 2.45 larvas/litro para el tratamiento 3.

Las rectas de regresión lineal para la relación entre el tiempo de crianza y la densidad de larvas de los diferentes tratamientos se presenta en la Figura 3. Las ecuaciones de las rectas trazadas para cada tratamiento no difieren significativamente ($p > 0.05$) al aplicar la prueba de homogeneidad para coeficientes de regresión y la prueba de rangos múltiples de Newman-Keuls (Zar, 1974). Los valores del coeficiente de determinación (r^2) de las tres líneas de regresión son similares, indicando que la densidad diaria obtenida en los tres tratamientos está en función de los días de crianza en un 75.29 - 79.51%.

La densidad de larvas en el día 35 (final del muestreo) se presenta en el Cuadro 5. La mayor fue observada en el tratamiento 2 (41.8 ± 18.80), y la menor en el tratamiento 3 (26.26 ± 7.74). Estas densidades son similares y no existen diferencias significativas entre los tres tratamientos ($p > 0.05$) al aplicar el Análisis de Varianza por rangos de Kruskal Wallis (Zar, 1974).

Los rangos del Índice de Estadío Larval (L.S.I.) y la curva de

regresión promedio de los tres tratamientos se dan en la Figura 4. Con excepción de los valores encontrados en el día 5, los valores del L.S.I. tienen rangos que difieren entre tratamientos a lo largo del experimento. Para los tratamientos 1 y 2, los rangos son bastante amplios en los extremos del período de crianza y para el tratamiento 3 se registraron rangos de pequeña amplitud después del día 10, con excepción del día 20 del experimento. Para la curva de regresión se consideraron todos los valores del L.S.I. de los tres tratamientos. Esta curva ilustra la tendencia general de crecimiento de los tres tratamientos y su valor de r^2 denota un alto poder de predicción en cuanto a las variables consideradas.

La media y la desviación standard de las diferentes determinaciones del L.S.I. para cada tratamiento están tabuladas en el Cuadro 6. Los tres tratamientos presentan un crecimiento similar en el valor del L.S.I. iniciando con un valor promedio de 2.81 (para los tres tratamientos) y finalizando con un valor promedio de 7.52. La lectura más baja durante todo el período de crianza se encuentra en el tratamiento 3 y es de 2.73, mientras que la más alta, de 7.54, se encuentra en el tratamiento 1. Al final del experimento (Cuadro 3) los valores del L.S.I. obtenidos no difieren significativamente ($p > 0.05$), al aplicar el Análisis de Varianza por rangos de Kruskal-Wallis (Zar, 1974). Independiente del incremento no cuantificado en L.S.I. desde el inicio del experimento al día 5, el mayor incremento promedio en los valores del L.S.I. para los tres tratamientos se dió entre los días 5 y 10, o sea entre la primera y segunda determinación, y el menor incremento promedio se dió entre los días 30 y 35, es decir

entre la sexta y última determinación.

Las primeras post-larvas aparecieron en el día 29 para los tres tratamientos.

CUADRO 5. Densidad (larvas/litro) e Índice de Estadio Larval (L.S.I.) de *M. rosenbergii* después de 35 días de crianza con tres tratamientos alimenticios (x + SD)

Tratamiento	Densidad	L.S. I.
Dieta artificial + A. salina (segun AQUACOP)	37.4 + 23.0 -	7.54 + 0.31 -
Dieta artificial + A. salina (25% reduccion)	41.8 + 18.8 -	7.51 + 0.40 -
Dieta Artificial + A. salina (50% reduccion)	26.3 + 7.7 -	7.52 + 0.16 -

DISCUSION

A partir del día 35 se notó un descenso repentino en la densidad de larvas para todos los tratamientos. Esto sucedió debido a la transformación de las larvas en post-larvas, proceso que anatómica y fisiológicamente es muy delicado. Para evitar que los muestreos afectaran aún más a las larvas y esto pudiera ocasionar mayores mortandades y lecturas no representativas del tratamiento, los muestreos se suspendieron el el día 35. Para este día ya existía una cantidad considerable de post-larvas en los diferentes tinacos, por lo tanto, se asume que las densidades obtenidas al día 35 para los tres tratamientos son de post-larvas y no de larvas. No es posible determinar el número de post-larvas en un tinaco antes de la finalización del periodo de crianza debido a que las post-larvas se adhieren a las paredes del tinaco y no flotan como las larvas. Esto dificulta la determinación de la densidad por medio del método utilizado para el conteo de larvas.

Hay factores extrínsecos al experimento que pudieron afectar los resultados y que es conveniente mencionar. Uno de estos factores es el error cometido durante las determinaciones de la densidad y L.S.I. (error de muestreo). Este factor se presenta de manera involuntaria, ocasionando que la muestra no se extraiga de la manera adecuada o que sea prejuiciada, con lo cual será una muestra no representativa de la población. Otro de los factores es el error humano en el manejo de los tinacos. Este incluye la posibilidad de haber realizado una mala limpieza, falta de cuidado en el transporte de las larvas, sobrealimentación, etc.

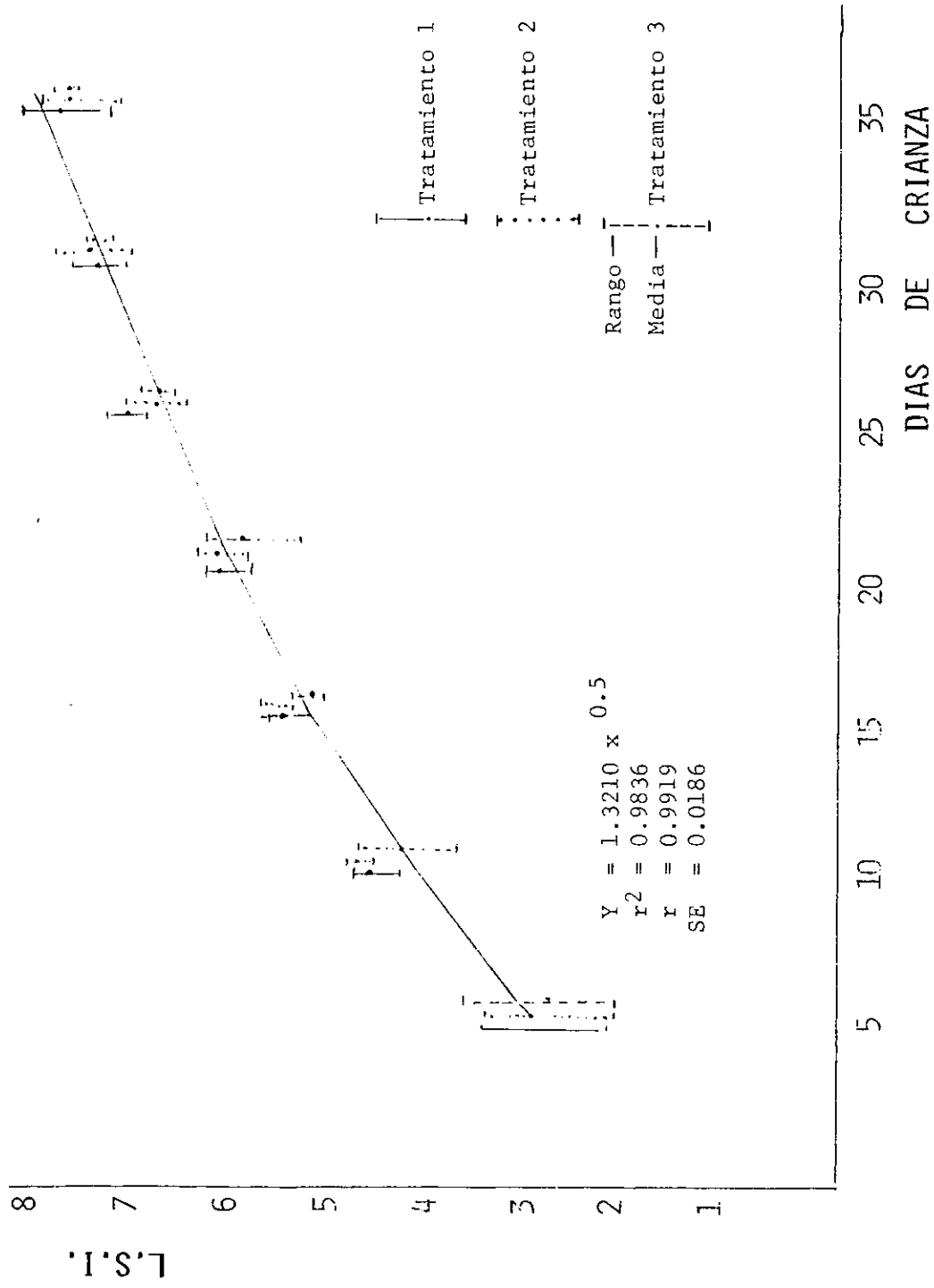


Figura 4. Valores del índice del estadio larval (L.S.I.) por rangos y curva de regresión promedio de los tres tratamientos alimenticios.

Desafortunadamente, no existe un método de cuantificar el daño que estos factores extrínsecos pudieron haber ocasionado al experimento, lo que si se puede hacer es tomarlos en consideración cuando se quiere concluir o predecir algo respecto a los resultados obtenidos.

El mayor valor de los rangos de la densidad final obtenido para los diferentes tratamientos (Cuadro 4) indica que se pueden obtener hasta 67.8 post-larvas litro aplicando las condiciones del tratamiento 1, 57.8 post-larvas/litro para el tratamiento 2 y 35.4 post-larvas/litro para el tratamiento 3. Aún éste último valor es aceptable si lo comparamos con las producciones obtenidas por otros autores (Cuadro 7).

AQUACOP (1981) reporta producciones de más de 60 post-larvas/litro empleando un sistema de agua recirculante, con filtro mecánico y biológico, tanques rectangulares de 5 metros cubicos de capacidad y aereación constante. La densidad de siembra fue de 75 larvas/litro y la alimentación consistió de Artemia salina suplementada con alimento artificial (Cuadro 1). Artemia se adicionó en cantidades similares a las especificadas en el tratamiento 1, una vez por día e iniciando desde el segundo día y el alimento artificial se adicionó de manera "ad libitum", dos veces al día e iniciando desde el décimo día. La temperatura del agua se mantuvo entre 28.5 y 31 grados C y la salinidad en 12 partes por mil (ppt). Es claro que el valor más alto del rango obtenido en el tratamiento 1 concuerda con las producciones obtenidas por AQUACOP (1981) de más de 60 post-larvas/litro. Es importante hacer notar que en el tratamiento 1 se aplicó una tasa de alimentación con Artemia igual a la de AQUACOP (1981) pero el

CUADRO 6. Media y desviación estandar del indice de Estadío Larval (L.S.I.) durante el periodo de crianza con tres tratamientos alimenticios.

TRATAMIENTO	5	10	15	20	25	30	35
Dieta artificial (1)							
+	$\bar{X}=2.75$	$\bar{X}=4.42$	$\bar{X}=5.27$	$\bar{X}=5.86$	$\bar{X}=6.87$	$\bar{X}=7.14$	$\bar{X}=7.54$
(A. salina (segun AQUACOP))	$s=0.54$	$s=0.18$	$s=0.15$	$s=0.19$	$s=0.15$	$s=0.24$	$s=0.31$
Dieta artificial (2)							
+	$\bar{X}=2.95$	$\bar{X}=4.60$	$\bar{X}=5.43$	$\bar{X}=6.01$	$\bar{X}=6.67$	$\bar{X}=7.23$	$\bar{X}=7.51$
(A. Salina (25% reduccion))	$s=0.57$	$s=0.14$	$s=0.14$	$s=0.19$	$s=0.25$	$s=0.31$	$s=0.40$
Dieta Artificial (3)							
+	$\bar{X}=2.73$	$\bar{X}=4.22$	$\bar{X}=5.05$	$\bar{X}=5.78$	$\bar{X}=6.72$	$\bar{X}=7.12$	$\bar{X}=7.52$
(A. Salina (50% reduccion))	$s=0.60$	$s=0.44$	$s=0.11$	$s=0.42$	$s=0.16$	$s=0.16$	$s=0.16$
PROMEDIO	$\bar{X}=2.81$	$\bar{X}=4.41$	$\bar{X}=5.25$	$\bar{X}=5.89$	$\bar{X}=6.72$	$\bar{X}=7.16$	$\bar{X}=7.52$
	$s=0.12$	$s=0.19$	$s=0.19$	$s=0.11$	$s=0.13$	$s=0.05$	$s=0.01$
INCREMENTO							
PROMEDIO	1.6	0.84	0.64	0.83	0.41	0.36	

alimento artificial era diferente, así como el sistema de cultivo utilizado. Con todo esto los resultados son muy similares en cuanto a la producción obtenida.

Sandifer y Smith (1974) obtuvieron producciones de 30 post-larvas/litro utilizando un sistema de agua recirculante, con filtro biológico y mecánico, tanques cilíndricos con fondo cónico de 380 litros de capacidad y monitoreo constante de la calidad del agua. La densidad de siembra utilizada era de 65-70 larvas/litro, y la alimentación consistía de pescado suplementado con Artemia salina. A medida que las larvas crecían, la cantidad de Artemia adicionada decrecía gradualmente desde 5-10 nauplii/ml/día hasta 2 nauplii/ml/día y la cantidad y tamaño del pescado aumentaba. La temperatura del agua fue mantenida en 28.1 ± 1 grado C y la salinidad en 17 ppt. La producción obtenida por Sandifer y Smith (1974) (30 post-larvas/litro) está por debajo de los valores máximos mencionados anteriormente para los tres tratamientos considerados en este estudio. Sin embargo, hay que tomar en cuenta que los sistemas de cultivo utilizados para ambos estudios son diferentes y las densidades de siembra difieren (100 larvas/litro y 65-70 larvas/litro). Por otro lado, la cantidad de Artemia en ambos casos varía de acuerdo a la edad de las larvas. Sandifer y Smith (1974) disminuyen la cantidad de nauplii/volumen de agua a medida que crecen las larvas y en nuestro estudio la cantidad de nauplii por volumen de agua se mantiene casi constante, aunque la cantidad de nauplii por larva se incrementa, debido a las mortandades diarias de larvas.

En un estudio más reciente, Sandifer y Smith (1977) han obtenido niveles de producción entre 20-60 post-larvas, utilizando

un sistema de agua recirculante similar al anterior, pero con una densidad de siembra de 100 larvas/litro y una salinidad de 12-13 ppt.

Si tomamos en consideración el mayor valor de este rango (60 post-larvas/litro), los niveles de producción obtenidos por Sandifer y Smith (1977) son un poco más altos que los de Sandifer y Smith (1974), pero similares a los valores más altos de los rangos observados para este estudio. No es posible delucidar el origen de las discrepancias entre los dos estudios de Sandifer y Smith, ya que la diferencia en salinidad y densidad de siembra pudieron haber influido en la sobrevivencia a lo largo del período de crianza.

Manzi y Maddox (1980) obtuvieron producciones de 61 post-larvas/litro utilizando un sistema de cultivo estático de cambios de agua cada 2-3 días y tanques cilíndricos de fibra de vidrio con fondo redondeado, con una capacidad de 60 litros. La densidad de siembra fue de 75 larvas/litro y la alimentación consistió de Artemia salina suplementada con huevos de peces. Artemia fue adicionada a razón de 8 nauplii ml/día durante todo el período de crianza, en cambio, los huevos de peces fueron adicionados hasta el día 12 de crianza. La temperatura se mantuvo en 26.5 ± 1 grado C y la salinidad en 13 ppt. La producción obtenida por Manzi y Maddox (1980) es similar al valor reportado para el tratamiento 1, aún cuando la densidad de siembra fue más baja (75 larvas/litro). Es probable que la cantidad de Artemia adicionada haya tenido un efecto positivo sobre estos resultados ya que ellos utilizaron 8 nauplii/ml/día comparado con un promedio de 0.5-1 nauplii/ml/día,

administrado escalonadamente tal y como se realizó en el presente estudio (Cuadro 3). Sin embargo, la diferencia en la densidad de siembra no es tan importante económicamente como lo es el gasto de Artemia utilizada. Esto indica que es preferible sembrar 25 larvas/litro adicionales, que aumentar la densidad de Artemia en un promedio de 7 nauplii/ml/día cuando se obtiene la misma cantidad de post-larvas; aunque sería interesante realizar un experimento con una densidad de siembra de 75 larvas/litro y con una tasa de alimentación de Artemia similar a la utilizada en este estudio, con el objeto de determinar si es posible reducir tanto la densidad de siembra como la densidad de nauplii a alimentar.

El administrar la Artemia escalonadamente, tal y como se efectuó en el presente estudio, permite cubrir los requerimientos nutricionales y energéticos de las larvas de manera gradual y de acuerdo a las necesidades del organismo, según su desarrollo. La partícula alimenticia durante los primeros estadios larvales deben ser lo suficientemente pequeña y nutricionalmente balanceada como para que la larva pueda capturarla y cubrir sus necesidades alimenticias. Esto es difícil de lograr con una partícula artificial de alimento. En una administración escalonada de Artemia, las larvas tienen a su disposición durante este periodo crítico la cantidad justa de un alimento de dimensiones aceptables y que cumple con los requerimientos nutricionales. En base a la similitud entre la producción obtenida por Manzi y Maddox (1980) y el tratamiento 1 de este estudio se deduce que con una administración escalonada de Artemia durante todo el periodo larval la alimentación es más eficiente desde el punto de vista económico y se obtienen iguales rendimientos.

Recientemente New y Singholka (1984) reportan producciones de 10-20 post-larvas/litro utilizando un sistema de agua recirculante con filtro biológico y mecánico, tanques rectangulares de 10 metros cubicos de capacidad y aereación constante. La densidad de siembra era de 30-50 larvas/litro y la alimentación consistía de Artemia salina suplementada con alimento artificial (carne de pescado y mezcla de huevo y mejillón). En ese estudio Artemia se adicionó a razón de 1-5 nauplii/ml/día dos veces al día a partir del quinto día, después del cual se les dio una sola vez. El alimento artificial se adicionó a partir del tercer día de manera "ad libitum". La temperatura se mantuvo en un rango de 28-30 grados C y la salinidad en 12 ppt. Las producciones obtenidas por New y Singholka (1984) son menores que los menores valores del rango de la densidad de larvas para este experimento. Debe considerarse, sin embargo, que la densidad de siembra es también menor y que las densidades obtenidas representan el 50% aproximadamente de las densidades sembradas, similar a lo que se obtuvo en el presente estudio. La cantidad de Artemia adicionada por New y Singholka (1984) es mayor que la utilizada en este experimento, aunque ésto no representa una mejor sobrevivencia. Es más importante enfocar el análisis desde el punto de vista de las producciones obtenidas y no de los porcentajes de sobrevivencia, ya que es preferible obtener altas producciones de post-larvas que altos porcentajes de sobrevivencia con bajas producciones de post-larvas debido a la facilidad y bajo costo de la obtención de larvas.

La sobrevivencia promedio obtenida en los tres tratamientos

CUADRO 7. Producciones (post-larvas/litro) obtenidas por diferentes autores utilizando diferentes condiciones de cultivo.

AUTOR	Post-larvas/ litro	Densidad de siembra (larvas/ litro)	Sistema de Cultivo	Fact. Amb.	Alimentación
ABUACOP (1981)	+60	75	Agua recirculante filtro mecánico y biológico. Tanques de 5 mt.cub	T grados=28.5 - 31 grados C S = 12 ppt	Artemia=similar al tratamiento 1 Alimento artificial
Sandifer & Smith (1974)	30	65-70	Agua recirculante filtro mecánico y biológico. Tanques de 380 lts.	T grados=28.1 + 11 grado C S = 17 ppt	Artemia= 5-10 nauplii/ml/día hasta 2 nauplii/ml/ día. Carne de pescado
Sandifer & Smith (1977)	20-60	100	Igual al anterior	T grados= 28 - 30 grados C S = 12-13 ppt	Igual al anterior
Manzi y Maddox (1980)	61	75	Estático. Recambio de agua c/2-3 días Tanques de 60 lts.	T grados=26.5 + 11 grado C S = 13 ppt	Artemia= 8 nauplii/ ml/día Huevos de pez
New y Singholka (1984)	10-20	30-50	Agua recirculante filtro mecánico y biológico. Tanques 10 m.cub.	T grados= 28 - 30 grados C S = 12 ppt	Artemia = 1-5 nauplii/ml/día Alimento artificial

(Figura 1) es similar entre ellos y difiere muy poco de las sobrevivencias reportadas por los diferentes autores. AQUACOP (1981) reporta una sobrevivencia promedio de 87% bajo las condiciones especificadas anteriormente. Este valor difiere de los valores reportados en este estudio: 34% para el tratamiento 1, 39% para el tratamiento 2 y 28% para el tratamiento 3. Esta discrepancia probablemente se debe a las diferencias que existen en los sistemas de cultivo utilizados, ya que la tasa de alimentación de Artemia para ambos experimentos es similar. AQUACOP (1981) utiliza un sistema de cultivo de agua recirculante con tanques rectangulares de 5 metros cubicos. En este sistema la renovación del agua es periódica, así como su purificación, que se lleva a cabo a través de filtros biológicos. Este aspecto le da una mayor capacidad de carga al tinaco y optimiza las condiciones del cultivo, en cambio, con el sistema de cultivo utilizado en este estudio el intercambio de agua era cada 7 días, aspecto que permite una acumulación de nitritos hasta niveles tóxicos. El cambio de agua cada 7 días es una fuente probable de error en las determinaciones de la densidad de larvas, ya que puede aumentar la mortandad por excesivo manipuleo.

Suharto et al (1982) utilizando un sistema de agua estático con cambio diario de agua y tanques cónicos de 500 litros, obtuvieron una sobrevivencia de 61.7%. La densidad de siembra fue de 100 larvas/litro y la alimentación consistía de Artemia salina y alimento artificial (carne de pescado). La Artemia era adicionada una vez diaria y a razón de 5 nauplii/ml/día durante los primeros 20 días de crianza, después de los cuales aumentaba a 10 nauplii/ml/día. El alimento artificial era adicionado 3 veces

al día en cantidades que variaban desde 0.75-1 gramo en los primeros 10 días hasta 6-10 gramos durante los últimos 20 días. No reportan datos de temperatura ni de salinidad.

Las condiciones de cultivo utilizadas por Suharto et al (1982) son similares a las utilizadas en este estudio, aunque hay ciertas diferencias importantes tales como la cantidad de Artemia utilizada y el sistema de cambio de agua. Ellos adicionan una mayor cantidad de Artemia que la utilizada en este estudio y los cambios de agua diarios efectuados por ellos no permitían que los desechos tóxicos se acumularan en el medio, evitando así altas mortandades. En el presente estudio los cambios de agua cada 7 días tuvieron como consecuencia un aumento de la concentración de nitritos en el agua, el cual por su toxicidad fue un factor determinante en las mortandades reportadas.

Manzi y Maddox (1980) realizaron un experimento para determinar la posibilidad de reducir la cantidad de Artemia adicionada a un cultivo de larvas. Las condiciones de cultivo fueron especificadas anteriormente y el diseño experimental consistía en asignar una cantidad de Artemia diferente a cada tratamiento para determinar la posibilidad de reducirla. Las concentraciones de Artemia experimentadas eran 10, 8, 6, 4 y 2 nauplii/ml/día. Estas cantidades fueron constantes durante todo el experimento y se adicionaron a partir del primer día de crianza. Se suplementó con huevos de peces, que fueron adicionados a partir del día 12. La sobrevivencia hasta el día 12 no mostró diferencias significativas ($p > 0.05$) entre tratamientos (sobrevivencia 91.1%). En este aspecto existe una diferencia muy

marcada con este estudio ya que para el día 12 se reportó una sobrevivencia menor del 70% para los tres tratamientos considerados. Desde el día 12 hasta el final del experimento de Manzi y Maddox (1980) todos los tratamientos sufrieron un 10% de mortandad (90% sobrevivencia) con excepción del tratamiento al que se le adicionó 2 nauplii/ml/día, el cual presentó una sobrevivencia del 71.6%. Ninguno de los tratamientos considerados en el presente estudio tuvo una sobrevivencia tan alta como esta. Es importante hacer notar que las tasas de alimentación de Artemia en el presente estudio eran menores que las usadas en el estudio de Manzi y Maddox (1980), lo cual puede ser una explicación para tales diferencias. Además, las prácticas de cultivo eran un poco diferentes, principalmente con los cambios de agua, los cuales son muy importantes para desintoxicar el medio.

La mayor mortalidad en los tres tratamientos, ocurrida entre el día 7 y el 14 (Figura 1) coincide con el primer cambio de agua realizado. Es probable que este cambio en las condiciones de cultivo haya provocado un trastorno fisiológico a las larvas, teniendo como consecuencia una alta mortalidad. Posteriormente, las larvas posiblemente asimilaron de una mejor manera estos cambios, reflejado en el hecho que entre el día 21-28 se obtuvo la menor tasa de mortandad en los tres tratamientos. A partir del día 28, la mortandad fue similar a los otros días, lo cual pudo ser resultado del apareamiento de las post-larvas, fenómeno que involucra un cambio drástico en la anatomía y fisiología del organismo.

La relación entre la densidad diaria obtenida en los diferentes tratamientos y los días de crianza es de

aproximadamente 80% (basada en r^2 de aproximadamente = 0.77)² (Figura 3). Esta relación significa que bajo las condiciones de cultivo utilizadas, la densidad de larvas puede ser predicha para cualquier día del periodo de crianza con un 80% de seguridad, independiente de la tasa de alimentación de *Artemia* utilizada. Además, el hecho de que no existan diferencias significativas entre las rectas de regresión para los tres tratamientos significa que la densidad de larvas se va reduciendo durante el periodo de crianza de manera similar en los tres tratamientos.

Los rangos de L.S.I. (Figura 4) indican el menor y el mayor valor del índice de las cuatro réplicas consideradas en un día determinado. La amplitud de este rango depende de la variabilidad en el tamaño de las larvas, reflejada en las diferencias en el crecimiento. En términos generales, se pueden encontrar de 2-5 estadios larvales dentro de un cultivo de larvas en un día determinado y durante todo el periodo de crianza existe un pequeño porcentaje de individuos de gran tamaño que se encuentran en el período más avanzado de crecimiento (Malecha, 1981). Esto explica el hecho de encontrar rangos amplios en algunas de las determinaciones. Malecha (1981) establece que el número de estadios larvales durante la primera etapa de crecimiento (1-5 días) es de 2-3, mientras que en la etapa final (16 ±) el número de estadios es de 3-5. Esto sugiere que en la primera parte del ciclo (1-15 días) los rangos del L.S.I. tendrían que ser menores que en la última parte. Los resultados obtenidos en el experimento no concuerdan con lo anterior, ya que los tratamientos 1 y 2 tienen rangos amplios en los extremos del experimento, es

decir, al inicio y al final. Además, el tratamiento 3 presenta rangos más amplios al inicio del experimento.

Esta discrepancia con los resultados de Malecha (1981) pudo ser ocasionada por diferencias de hasta 24 horas en el tiempo de eclosión de las larvas, lo cual resultó en diferencias en tamaño y en desarrollo al inicio del experimento.

El crecimiento de las larvas, evaluado en base al L.S.I. (Cuadro 4) presenta valores similares para los tres tratamientos. En el día 34 el L.S.I. promedio fue de 7.52, no existiendo diferencias significativas ($p > 0.05$) entre los tres tratamientos, indicando esto que el ritmo de crecimiento durante todo el periodo de crianza fue similar para los tres tratamientos. En base a esto se puede inferir que las tasas de alimentación utilizadas no influyen sobre el crecimiento de las larvas, ya que alcanzaron el mismo valor del L.S.I. en el mismo número de días. El mayor incremento promedio (1.6) se dió entre los días 5 y 10, es decir, en las primeras etapas del desarrollo larvario para los tres tratamientos. A partir de este día, el incremento promedio va disminuyendo a lo largo del periodo de crianza hasta llegar a un valor de 0.36 entre los días 30 y 35. Esto concuerda con uno de los principios fisiológicos básicos, que establece que mientras más joven es un organismo, más alta será su razón metabólica y por lo tanto su crecimiento será más acelerado (Barnes, 1977).

El aparecimiento de las primeras post-larvas se dió en el día 29 para los tres tratamientos. Es difícil establecer un rango único para el día de aparecimiento de las post-larvas ya que según New y Singholka (1984) el tiempo que tardan las larvas en llegar a la metamorfosis varía según los factores ambientales,

particularmente la temperatura, y las prácticas de manejo, particularmente la alimentación, densidad de siembra, cambio de agua, etc. Varios autores sugieren rangos que están determinados por las condiciones de cultivo imperantes en sus experimentos y que unas veces difieren y otras no de las reportadas en esta investigación; por ejemplo: Dugan et al (1975) en Glude (1978) reportan metamorfosis a los 30-35 días utilizando un sistema de cultivo de agua recirculante, con filtros biológicos y mecánicos y tanques cónicos. La densidad de siembra era de 250 larvas/litro durante la primera fase de desarrollo, después de la cual fue reducida a 30 larvas/litro. La temperatura del agua fue mantenida entre 28-32 grados C y la salinidad en 12 ppt. En este caso, las prácticas de cultivo utilizadas fueron muy diferentes a las de este estudio, sin embargo, los factores ambientales sí son similares, así como el día de aparecimiento de las primeras post-larvas, lo cual pone de manifiesto la importancia de los factores ambientales en el aparecimiento de las post-larvas.

McSweeny (1972) en Goodwin y Hanson (1975) sugieren que las primeras post-larvas pueden aparecer a los 17-18 días, utilizando una temperatura del agua de 29 grados C y una salinidad de 12 ppt. McSweeny (1972) no describe las condiciones de cultivo bajo las cuales se pueden obtener estos resultados, por lo tanto, es difícil explicar las diferencias entre su estudio y el presente.

New y Singholka (1984) establecen que las primeras post-larvas aparecen a los 16-18 días utilizando las condiciones de cultivo descritos anteriormente. La presencia de filtros, aereación

constante, temperatura de 28-30 grados C y salinidad de 12 ppt caracterizan al sistema. Evidentemente, existe una gran diferencia entre el día de aparición de las post-larvas en el presente estudio y en el de New y Singholka (1984). La mayor diferencia entre estos estudios radica en el sistema de cultivo y la tasa de alimentación de Artemia, ya que los factores ambientales son similares. Por otro lado, AQUACOP (1981) ha observado las primeras post-larvas en el día 19-22, utilizando las condiciones de cultivo descritos anteriormente. En este caso, la tasa de alimentación de Artemia y los factores ambientales son similares a este estudio, mientras que el sistema de cultivo es diferente, pero similar al de New y Singholka (1984). No se puede establecer una relación directa entre una de las condiciones del cultivo y el apareamiento de las primeras post-larvas, como lo demuestran los resultados anteriormente presentados, por lo tanto, lo único que se puede inferir es que el apareamiento de las primeras post-larvas está en función de varios factores o de la combinación de estos. El valor de pH reportado para este experimento concuerda con los valores sugeridos en la literatura. Goodwin y Hanson (1975) sugieren valores de pH entre 8.0-8.3 para obtener altas productividades. Apoyando esto, Glude (1978) establece que las larvas de camarón de agua dulce prefieren aguas poco salinas, con rangos de 8.0-8.5. Por otro lado, los niveles de nitritos reportados en este experimento son excesivamente altos, si se toma en cuenta que los nitritos (NO_2^-) son altamente tóxicos para los invertebrados (Glude, 1978), a tal punto que Glude (1978), recomienda mantener los niveles de nitritos por debajo de 1 mg/lit. Esta alta concentración de nitritos obviamente

tuvo un efecto reductor en la sobrevivencia de larvas para cada tratamiento y fue ocasionada por el sistema de cultivo utilizado: sistema de agua estática. Este sistema no permite la renovación continua del agua ya que los cambios de agua se realizan cada cierto tiempo, en este caso cada 7 días. Esto permitió acumulación de desechos nitrogenados, excretados por las larvas y descomposición orgánica del alimento, que a su vez contribuyó a la contaminación del medio.

Partiendo del hecho de que no existen diferencias significativas ($p > 0.05$), pero sí reconocibles en la sobrevivencia obtenida para los tres tratamientos alimenticios, podemos asumir que una reducción del 25% (tratamiento 2) y 50% (tratamiento 3) en la cantidad de Artemia salina utilizada no altera significativamente las densidades finales. Un análisis económico de estos resultados presentará una visión diferente de los beneficios que se pueden obtener al realizar estas reducciones. Uno de los indicadores económicos útiles en la evaluación de rendimientos, es el punto de equilibrio de precio y de producción. El análisis del punto de equilibrio nos permite determinar el nivel de precio y producción en el cual el proyecto cubre exactamente sus costos de operación. El punto de equilibrio del precio (PEQ) está definido de la siguiente manera:

$$\text{PEQ} = \frac{\text{Costos de operación Totales}}{\text{cantidad de producción}}$$

y el punto de equilibrio de la producción (PEP) se define así:

$$\text{PEP} = \frac{\text{Costos de operación totales}}{\text{Precio de venta de cada unidad}}$$

En un laboratorio de crianza de larvas que produzca 1,050,000

post-larvas anuales, los costos de operación totales (COT) son:

$$COT = CV + CF$$

donde

CV = Costos variables

CF = Costos fijos

En el caso particular del experimento realizado, el consumo de Artemia en el tratamiento 1 contribuye en Q. 3,384.42 del costo variable (a). Al reducir en un 25% y en un 50% la cantidad de Artemia adicionada, estos costos contribuyen en Q.2,808.68 y Q. 1,597.12 respectivamente en los costos variables.

Si se reduce la cantidad de Artemia en un 25%, se obtiene una reducción del 17.01% en los gastos anuales de Artemia y una reducción del 2.36% en los costos de operación totales (incluyendo Artemia). En cambio, si se reduce la cantidad de Artemia en un 50%, se obtiene una reducción del 52.80% en los gastos anuales de Artemia y una reducción del 7.33% en los costos de operación totales (incluyendo Artemia). Obviamente, por no haberse encontrado diferencias significativas en la producción, lo más conveniente en este caso resulta ser una reducción del 50% en la cantidad de Artemia utilizada. Al reducir en un 50% la tasa de alimentación de Artemia disminuye en más de un 50% los requerimientos de dolares para su obtención en el extranjero lo cual es muy beneficioso, dada la dificultad de adquisición de dolares y la fluctuación de su valor.

Con una reducción del 25% en la cantidad de Artemia adicionada, el punto de equilibrio del precio disminuye en Q.0.61/millar y con una reducción del 50% el punto de equilibrio

del precio disminuye Q.1.70, respecto al tratamiento 1. Esto significa que en un laboratorio con una producción de 10 millones de post-larvas anuales la ganancia se incrementa en Q.17,000.00.

(a) El precio actual de Artemia es \$30/libra (1US\$=Q.3.00).

El punto de equilibrio de la producción indica la cantidad de post-larvas que se deben producir y vender anualmente para cubrir exactamente los costos de producción, al precio de mercado del producto. Con una reducción del 25% y del 50% en la cantidad de Artemia la producción necesaria para cubrir los costos de producción se reduce en 12.8 millares y 39.72 millares respectivamente si el precio de venta es de Q.45.0/millar.

En resumen podemos decir que una reducción del 50% en la cantidad de Artemia utilizada resulta en un cambio significativo en el rendimiento económico de un laboratorio de producción de post-larvas. El impacto de los tratamientos utilizados en el presente estudio bajo diferentes sistemas de cultivo deberá ser evaluado cuidadosamente para evitar llegar a conclusiones erróneas. En análisis general de los resultados obtenidos parece indicar que es posible efectuar una reducción de hasta el 50% en la cantidad de Artemia adicionada a un cultivo de larvas bajo las condiciones especificadas en el trabajo y obtener una densidad final similar al cultivo que contenga un 100% de Artemia de la recomendada por AQUACOP 1981.

CONCLUSIONES

1. Al final del experimento las densidades para los tres tratamientos (37.4 larvas/lit para el tratamiento 1, 41.8 larvas/litro para el tratamiento 2 y 26.26 larvas/litro para el tratamiento 3), no presentaron diferencias significativas ($p > 0.05$) pero si reconocibles.
2. El crecimiento de las larvas (L.S.I.) al final del experimento no mostró diferencias significativas para los tres tratamientos, lo cual indica que la tasa de crecimiento fue igual durante todo el periodo experimental en los tres tratamientos.
3. El apareamiento de las primeras post-larvas se dió en el mismo día para los tres tratamientos y es un aspecto que depende de las condiciones de cultivo utilizadas.
4. Las concentraciones de nitritos fueron muy altas en relación con las sugeridas en la literatura, contribuyendo en la reducción de la densidad de larvas.
5. Es posible efectuar una reducción de hasta el 50% en la cantidad de Artemia salina adicionada a un cultivo de larvas de camarón de agua dulce, Macrobrachium rosenbergii, bajo las condiciones especificadas en el trabajo y obtener una densidad final similar al cultivo que contenga un 100% de Artemia salina de la recomendada por AQUACOP (1981).

6. Una reducción del 50% en la cantidad de Artemia salina utilizada resulta en un cambio significativo en el rendimiento económico de un laboratorio de producción de post-larvas.

RECOMENDACIONES

En este estudio se plantea la necesidad de una reducción en la cantidad de Artemia salina adicionada a un cultivo de larvas de camarón de agua dulce y se comprueba la factibilidad de realizar dicha reducción bajo condiciones muy específicas.

Sería muy útil realizar una evaluación similar a la de este trabajo bajo un sistema en donde el agua sea periódicamente filtrada y desintoxicada, ya que esto permite la posibilidad de trabajar con altas densidades de siembra, sin problemas de acumulación de nitritos y en general un medio de crianza con mayor capacidad de carga. Esto podría resultar en la obtención de mayores producciones o en mayores reducciones de la cantidad de Artemia utilizada.

Por otro lado, se recomienda enfocar nuevas investigaciones hacia la posibilidad de sustituir Artemia salina por otro tipo de invertebrados, que puedan ser cultivados con facilidad y que posean una calidad nutricional similar a la de Artemia, debido a la tendencia alcista de su precio de venta y la dificultad en la obtención de divisas.

LITERATURA CITADA

Andrews, J.W. y L.V. Sick. 1973. Studies on the nutritional requirement of penaeid shrimp. Proceedings World Mariculture Society. 3:404-414.

Angarita, E. 1985. Guia para el cultivo del camarón. Departamento de información y publicaciones PROEXPO. Editorial Panamericana. Bogota, Colombia.

AQUACOP. 1977. Macrobrachium rosenbergii (de Man), culture in Polynesia: progress in developing a mass intensive larval rearing technique in clear water. Proceedings World Mariculture Society. 8:311-326.

AQUACOP. 1981. Intensive larval rearing in clear water of Macrobrachium rosenbergii (de Man) at the Centre Oceanologique du Pacifique Tahiti. En J.P. McVey ed Handbook of Mariculture. CRC Press, Inc. Boca Raton, Florida. 179-187.

Balazs, G.H. y E. Ross. 1976. Effect of protein source and level on growth and performance of the captive freshwater prawn Macrobrachium rosenbergii. Aquaculture. 7:299-313.

Banco de Guatemala, 1970. Informe Economico: Mercado del camaron. Guatemala.

Bardach, J.E. J. H. Ryther, y W.D. McLarney. 1972. Aquaculture. The farming and husbandry of freshwater and marine organisms. Wiley Interscience, New York.

Barnes, R.D. 1977. Zoología de los Invertebrados. 3a. Edición. Nueva Editorial Interamericana, New York.

Biddle, G.N. 1977. The nutrition of Macrobrachium species. En J. A. Hanson and H.L. Goodwin eds. Shrimp and Prawn Farming in the Western Hemisphere. Dowden, Hutchinson and Ross, Inc. Stroudsburg, Pennsylvania. 272 - 291.

Centro de Comercio Internacional. 1983. mercado mundial de camarones, gambas y langostinos. UNCTAD/GATT, Ginebra.

Clifford, H.C. III y R.W. Brick. 1978. Proteing utilization in the freshwater shrimp (Macrobrachium Rosenbergii). Proceedings World Mariculture Society. 9:195.208.

Cohen, D.A., A. Finkel, y M. Sussman. 1976. On the role of algae in larviculture of Macrobrachium rosenbergii. Aquaculture. 8:199-207.

Colvin, L.B. y C.W. Bran. 1977. The protein requirement of penaeid shrimp at various life cycle stages in controlled environment systems. Proceedings World Mariculture Society. 8:821.840.

Dirección General de Servicios Pecuarios. 1981. Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación. Boletín de Pesca #14. Guatemala.

Farmafarmaian, A. y T. Lauterio. 1979. Aminoacid supplementation of feed pellets of the giant prawn Macrobrachium rosenbergii. Proceedings World Mariculture Society. 10:674-688.

Fujimura, T. 1966. Notes on the development of a practical mass culture technique of the giant prawn Macrobrachium rosenbergii. Proceedings Indo-Pacific Fisheries Council, 12th Session, Honolulu, Hawaii. 12:22-25.

Fujimura, T. 1967. Development of a rearing technique for the giant longlegged prawn Macrobrachium rosenbergii. Quarterly Progress Report under the Commercial Fisheries Development Act. National Marine Fisheries Service. U.S.A.

George, M.I. 1969. Genus Macrobrachium. En "Prawn Fisheries of India". Bulletin of the Central Marine Fisheries Research Institute. Mandapan Camp, India.14:178-216.

Hanson, J.A. y J.L. Goodwin. 1977. Shrimp and prawn farming in Western Hemisphere. Dowden, Hutchinson and Ross, Inc. Stroudsburg, Pennsylvania.

Lee, P., N. Blake, y G. Rodrick, 1980. A quantitative analysis of digestives enzymes for the freshwater prawn Macrobrachium rosenbergii. Proceedings World Mariculture Society. 11:392-402.

Ling. S.W. 1969a. The general biology and development of Macrobrachium rosenbergii (de Mann). FAO Fisheries Report 3:589-606.

Ling. S.W. y T. Costello. 1976. Culture of Freshwater Prawns: a Review. FAO Technical Conference of Aquaculture, Kyoto, Japan. 168-176.

Ling. S.W. 1977. Aquaculture in Sotheast Asia. A Historial Overview. Washington Sea Grant Publications. University of Washington Press. Washington.

Ling. S.W. 1979a. Methods of rearing and culturing Macrobrachium rosenbergii (de Man). FAO Fisheries Report 3:607 - 619.

Malecha, S. 1981. Commercial Seed Production of the Freshwater Prawn, Macrobrachium rosenbergii in Hawaii. En J.F. McVey ed. Handbook of Mariculture. CRC Press, Inc. Boca Raton, Florida. 205-230.

Manzi, J.J. y M.B. Maddox. 1980. Requirements of Artemia nauplii in Macrobrachium rosenbergii (de Man) larviculture. The brine shrimp: Artemia Vol. 3. Universal Press. Wetterem, Belgium.

Matusuoka, Y. 1975. Culture of the Giant Prawn. Fish Culture: 12:48:52.

Millikin, M.A. P.H. Fortner y L. Sick. 1980. Influence of dietary Protein Concentration of growth, feed Conversion and General Metabolism of Juvenile Prawn. Macrobrachium rosenbergii). Proceedings world Mariculture Society. 11:382:391.

Miyajima, L.S. 1977. Prawn species for culture. En J.A. Hanson and H. L. Goodwin eds. Shrimp and Prawn Farming in the Western Hemisphere Dowden, Hutchinson and Ross, Inc. Stroudsburg, Pennsylvania. 201-206.

Mock, C.R. y C.T. Fontaine y D.B. Revera. 1980. Improvements in rearing larval penaeid shrimp by the Galveston Laboratory Method. The Brine Shrimp: Artemia. 3:331-342.

Murai, T. y W. Andrews. 1978. Comparison of feeds for larval stages of the giant prawn (Macrobrachium rosenbergii). Proceedings World Mariculture Society. 9:189-193.

Morizane, T.M. Nakamura y T. Yamada. 1974. Notes on mass production of the Giant Prawn. Aquaculture. 3:110-116.

New, M.B. 1976. A review of Dietary Studies with Shrimp and Prawns. *Aquaculture*. 9:101-114.

New, M. B. y S. Singholka. 1984. Cultivo del camaron de agua dulce. Manual para el cultivo de Macrobrachium rosenbergii. Documento Tecnico de Pesca. FAO. Roma.

Newman, M.W. 1981. Temperature effects on feed ingestion and assimilation efficiency of nutrients by the Malasyan Prawn, Macrobrachium rosenbergii. M.Sc. Thesis, University of Miami, Florida.

Sandifer, F.A. y T. I. J. Smith. 1974. Progress in developing a recirculating synthetic seawater hatchery for rearing larvae of Macrobrachium rosenbergii. Proceedings of Food Drugs from the Sean. 167-181.

Sandifer, F.A., J. G. Hopkins y T.I.J. Smith. 1976. Review of production of juveniles of Macrobrachium rosenbergii. En J.A. Hanson and H.L. Goodwin eds. Shrimp and Prawn Farming in the Western Hemisphere. Dowden, Hutchinson and Ross, Inc. Stroudsburg, Penssylvania. 4:220-229.

Sick, V. y H. Beaty. 1974. Culture techniques and nutrition studies for larval stages of the giant prawn Macrobrachium rosenbergii. Technical Report Series. Georgia Marine Science Center. University of Georgia. Savannah, Georgia.

Sick, V. y H. Beaty. 1975. Development of formula foods designed for Macrobrachium rosenbergii larval and juvenile shrimp. Proceedings World Mariculture Society. 6:89:102.

Stahl, M.S. y G.A. Ahearn. 1978. Aminoacid studies with juvenile Macrobrachium rosenbergii. Proceedings World Mariculture Society. 9:209:216.

Sorgeloos, P. 1976. The brine shrimp Artemia salina: a bottleneck in mariculture. FAO Technical Conference on Aquaculture, Kyoto, Japan. 321-324.

Suharto, H.H. A. Ismail y A. Poernomo. 1980. Breeding Technique of Macrobrachium rosenbergii (de Man) in conical fiber glass tanks. En M. B. New ed. Giant Prawn Farming. England. 118-125.

Watanabe, W.O. 1975. Identification of the essential aminoacids of the freshwater prawn Macrobrachium rosenbergii. Thesis, University of Hawaii. Honolulu, Hawaii.

Wheaton, F.W. 1977. Aquacultural engineering. Wiley-Interscience Publication. John Wiley & Sons, New York.

Zar, J.H. 1974. Biostatistical Analysis. Prentice-Hall, New Jersey.

Zielinsky, P.B. y W.E. Castro. 1974. Evaluation and optimization of Macrobrachium shrimp larvae: tank design and support systems. Proceedings World Mariculture Society. 5:42-50.

APENDICE A. Estimación de la densidad de larvas

Para la estimación de la densidad de larvas, se abrió completamente la válvula del aire, de manera que existió una distribución homogénea de las larvas en el tinaco. Se sacaron 4 muestras de agua de diferentes partes del tinaco con un beacker de 250 ml y se colocaron en una palangana de 10 litros. Se procedió a contar las larvas obtenidas en ese volumen de agua (1 lt.). Este procedimiento se repitió cinco veces.

APENDICE B. Determinación de la densidad de nauplii de Artemia Salina.

Se agitó bien el recipiente de eclosión (balde de 15 litros). Con una pipeta graduada de 0.5 ml se sacaron 2 muestras y se pasaron a 2 frascos de 10 ml. cada uno que ya contenían alcohol al 70%. Con la ayuda de un estereoscopio, se contaron los nauplii que había en los dos frascos y el resultado obtenido se extrapoló al volumen de agua que había en la cubeta, determinándose así la densidad de nauplii en el balde de eclosión.

APENDICE C. Determinación del Índice de Estadío larval (L.S.I.)
(basado en Ling 1969a.).

Para la determinación del L.S.I. se siguieron los siguientes pasos:

1) Extracción de la muestra de larvas: se abrió la válvula del aire para provocar un movimiento agitado del agua con el fin de distribuir de manera homogénea las larvas en el tinaco. Con un beaker de 500 ml se sacó una muestra de agua (del centro del tinaco) que tuviera larvas. Se extraían 15 larvas y se preservaban en un frasco con alcohol al 70%. Este procedimiento se repetía 2 veces más, de tal manera que de cada tinaco se obtenían 3 muestras de 15 larvas cada una, es decir 45 larvas por tinaco.

2) Examen de la muestra: con la ayuda de un estereoscopio se examinaron las larvas obtenidas y se determinó, de acuerdo a ciertas características predominantes, el estadio en que se encontraba cada larva (Ver Apéndice D).

3) Método para analizar el L.S.I.: para analizar el L.S.I. se debió seguir la metodología propuesta por Ling (1969a). Este propone la construcción de un cuadro en el que se van anotando el estadio larval, el número de larvas en determinado estadio y el producto matemático entre el estadio larval y el número de larvas en cada estadio. Luego se suman los productos matemáticos obtenidos de cada estadio y el resultado se divide entre el número total de larvas analizadas.

4) Frecuencia de determinación: El L.S.I. se determinó cada 5 días.

APENDICE D. Características predominantes para la determinación de los estadios larvales.

<u>Estadio</u>	<u>Característica Predominante</u>
I	Aparición de ojos y sésiles.
II	Aparición de ojos pedunculados
III	Aparición de un par de urópodos
IV	Aparición de dos pares de urópodos
V	Aparición de telson alargado y estrecho.
VI	Brotos de pleópodos
VII	Pleópodos birramios y desnudos, con sedas
VIII	Dientes en el margen dorsal superior del rostrum.