

# EXPERIENCIAS DE CRÍA DE LARVAS Y POST-LARVAS DE LANGOSTINOS, *Penaeus kerathurus* (Forsk.)

Por Antonio RODRÍGUEZ M.  
Instituto de Investigaciones Pes-  
queras. Cádiz

## INTRODUCCIÓN

En agosto de 1971 comenzaron los trabajos iniciales de un programa de cultivo del langostino, *Penaeus kerathurus* (Forsk.) en el Laboratorio de Cádiz del Instituto de Investigaciones Pesqueras.

Entre las motivaciones que han conducido al establecimiento de este programa se encuentra el descenso en la cantidad de langostinos desembarcados en los puertos de la región sudatlántica, especialmente comprobado por el autor en Sanlúcar de Barrameda (Cádiz), donde la población está sometida a un esfuerzo de pesca considerable, y probablemente excesivo, que incide sobre un amplio margen de tallas, incluyendo aquellas que no han alcanzado la madurez sexual. Además, el posible aumento en los niveles de contaminación por pesticidas en la desembocadura del Guadalquivir, donde entran en gran parte los juveniles, es un probable factor que tiende a disminuir la población.

En la actualidad casi todas las especies del género *Penaeus* están recibiendo una atención especial por los biólogos dedicados a cultivos marinos desde que el doctor M. HUDINAGA consiguiera el cultivo de *Penaeus japonicus* a escala industrial; HUDINAGA (1942), HUDINAGA y KITAKA (1966, 1967), y cuyos trabajos nos han suministrado ideas sobre los niveles más adecuados de algunos factores físico-químicos a tener en cuenta en la cría de las larvas y post-larvas, así como sobre la alimentación más adecuada para aquéllas.

Para las distintas fases de desarrollo larvario y post-larvario hemos seguido las descripciones de HELDT (1938) sobre el *Penaeus kerathurus*, a la vez que nos ha proporcionado ideas sobre el desarrollo y crecimiento de dicha especie.

Por último, los trabajos de SAN FELÚ (1964, 1965, 1966 a, 1966 b y 1969) sobre *Penaeus kerathurus*, así como numerosas comunicaciones personales sobre el tema, nos han permitido poner a punto algunas de las técnicas y métodos a seguir.

La finalidad del trabajo que se presenta es el desarrollo de una técnica de cultivo conducente a la obtención de post-larvas de *Penaeus kerathurus* en el laboratorio para un traslado posterior a zonas acondicionadas de las salinas existentes en la Bahía de Cádiz para el engorde hasta tamaño comercial.

#### OBTENCIÓN DE HEMBRAS DE *PENAEUS KERATHURUS* PARA EL DESOVE

El cultivo se inició siempre a partir de hembras de langostinos fecundadas y maduras, capturadas cerca de la costa y de la desembocadura del Guadalquivir por barcos pesqueros que nos prestaron su colaboración, utilizando indistintamente artes de arrastre y trasmallo. El calado del trasmallo se realiza al atardecer, y se recoge en las primeras horas de la mañana. Este arte presenta el inconveniente de producir lesiones en los ovarios de cierto número de hembras por los hilos de la malla. Los arrastres, por necesidad de las labores de pesca de los barcos, tuvieron una duración de tres a cuatro horas, y parte de las hembras pescadas presentaban síntomas aparentes de asfixia. Durante la recolección se realizaron medidas de profundidad y temperatura y se tomaron muestras para hallar la salinidad y pH del agua (tabla I). Las hembras fecundadas y maduras que no presentaban lesiones aparentes de cualquier tipo fueron seleccionadas e introdu-

TABLE I  
DATOS FÍSICO-QUÍMICOS DE LA ZONA DE CAPTURA, SANLÚCAR DE BARRAMEDA (CÁDIZ), DE LAS HEMBRAS OVADAS Y FECUNDADAS DEL LANGOSTINO

Lotes	Fecha de captura	Fondo	Profundidad en m.	pH	Temp. aire (°C.)	Temp. agua (°C.)	Salinidad (por 1.000)	Hembras escogidas
1	6-8-71	Arena	8	7,80	21	24	33,00	9
2	30-5-72	Arena-fango	7	7,90	16,5	18	31,50	10
3	17-6-72	Arena-fango	9	7,80	19	20,5	32,00	8
4	4-7-72	Arena	12	7,85	20	22	33,50	15
5	21-6-73	Arena-fango	13	7,90	19	21,5	32,50	16
6	19-7-73	Arena	14	7,80	21,5	23	33,50	12
7	2-8-73	Arena	16	7,75	23	24	34,50	15
8	17-8-73	Arena	11	7,70	22,5	24,5	35,00	9
9	21-8-73	Arena	15	7,65	22	23,5	35,50	14

cidas en un recipiente de plástico con agua de mar constantemente renovada y mantenidas en él durante quince a veinte minutos; las hembras que mostraron recuperación fueron trasladadas a un recipiente de 50 litros de capacidad lleno de agua, hasta su mitad, de la misma zona de pesca, provisto de aireación y mantenido a la sombra para evitar un calentamiento excesivo del agua. En estas condi-

ciones las hembras seleccionadas eran trasladadas al Laboratorio. Durante los meses de primavera y verano de los años 1971, 1972 y 1973, un total de 108 hembras repartidas en nueve lotes fueron llevadas al Laboratorio (tabla I).

## CULTIVO DE FITOPLANCTON

Para poder alimentar a las larvas de langostinos en la fase de protozoa y a los rotíferos (*Brachionus plicatilis*) fue necesario poner a punto una técnica de cultivo algal.

a) *Diatomeas*.—Se realizaron pescas planctónicas en la Bahía de Cádiz, utilizando una manga de plancton con malla de 45  $\mu$ . La pesca obtenida se dejó sedimentar durante una hora aproximadamente, filtrándose el sobrenadante a través de una malla de 71  $\mu$  para separar el fito del zooplancton. 500 ml. del filtrado se sembraron en 500 ml. de medio de cultivo de Woods Hole basado en el medio «f» de GUILLARD y RYTHER (1962) y se incubaron a la temperatura ambiente y con luz constante producida por un panel de tubos fluorescentes. El agua de mar no fue esterilizada, sino sometida a un filtrado a través de carbón activo y perlón. A partir del cultivo obtenido se aislaron cadenas de células o células individuales que fueron sembradas en erlenmeyer de 100 ml. De esta forma se obtuvieron cepas de *Skeletonema costatum*, *Thalassiosira sp.*, *Coscinodiscus decipiens*, *Cyclotella nana* y *Chaetoceros sp.*, y por sucesivas resiembras en volúmenes crecientes se pasaban a cultivos unialgales o mezclados en recipientes de vidrio de 10 litros con aireación. Las tres cuartas partes del volumen de cada recipiente eran sacados cada dos-tres días y reemplazados por nuevo medio de cultivo. Estos se mantuvieron en la fase logarítmica de crecimiento y el régimen de producción osciló entre  $1 \times 10^6$  y  $2 \times 10^6$  cel/ml. Los cultivos se realizaron a temperatura de 22 a 28° C., y la salinidad varió entre 31 y 33 por 1.000. Algunos cultivos presentaron problemas de contaminación y sedimentación, esto último debido a ocasionales aumentos excesivos en la temperatura ambiente.

b) *Algas verdes*.—A partir de una cepa de *Tetraselmis suecica*, cedida por el Laboratorio de Castellón del Instituto de Investigaciones Pesqueras, se realizaron cultivos siguiendo la metodología usada para diatomeas. El medio de cultivo empleado fue idéntico excepto por la sustitución del silicato por cloruro amónico. Fracciones de los cultivos de 10 litros se usaron para sembrar tanques de 100 litros para una producción masiva destinada a cultivar rotíferos. Asimismo se cultivó el alga *Dunaliella sp.* en menor escala.

## CULTIVO DE ZOOPLANCTON

El rotífero *Brachionus plicatilis* fue cultivado a partir de una cepa cedida por el Laboratorio de Castellón. Como alimento se utilizó el alga *Tetraselmis suecica*, cultivada como se ha descrito antes. Los cultivos de rotíferos de iniciación se

mantuvieron en recipientes de un litro bajo iluminación constante y provistos de aireación. Estos cultivos fueron usados como inóculos para pasar a recipientes de 10 litros. En ambos tipos de cultivo cada dos días se extraía la mitad del volumen y se reemplazaba por cultivo fresco de *Tetraselmis suecica*, con ligeras modificaciones ocasionales, siguiendo siempre la pauta de la densidad rotíferos/ml. de cultivo. Los volúmenes extraídos de los cultivos de 10 litros se emplearon para sembrar en tanques de 100 litros. Ambos tipos de cultivo, de 10 y 100 litros, se mantuvieron bajo iluminación constante y con aireación, y la temperatura varió dentro de los límites dados para las algas. Diariamente 25 litros de cada tanque eran extraídos para emplearse como alimento de las larvas y post-larvas de langostinos, y se añadía un volumen igual de cultivo de *Tetraselmis suecica*.

La producción de rotíferos osciló entre 100-200 rotíferos/ml. en los cultivos de un litro y 10 litros, y alrededor de 50 rotíferos/ml. en los tanques de 100 litros.

Se usó asimismo como alimento de las larvas de langostinos nauplius de *Artemia salina*, la mayoría de los cuales fueron obtenidos a partir de huevos recogidos en las salinas de San Fernando (Cádiz) y sometidos a una limpieza y separación del material acompañante y su posterior secado y envasado. En algunos casos se usó huevos procedentes del comercio.

## TANQUES Y EQUIPAMIENTO

Como tanques de experiencias de puestas se usaron dos de capacidad 100 litros, con doble fondo y circuito cerrado (SAN FELÍU, 1969), y dos de 200 litros de capacidad, ambos de fibrocemento y pintados interiormente con pintura de caucho atóxica.

En el fondo de estos tanques se puso una capa de arena de unos ocho a diez centímetros de espesor previamente lavada con agua dulce y después con agua de mar.

Como tanques de cría de larvas y post-larvas se usaron dos tanques de 100 litros como los descritos anteriormente, y otros dos situados en las salinas de San Fernando (Cádiz), de dimensiones  $5 \times 1 \times 0,6$  metros, y de capacidad 3.000 litros, con un canal central en el fondo de 15 centímetros de ancho por 12 centímetros de profundidad, sobre el que se colocó una tela de plancton de  $150 \mu$  apoyada sobre una tela metálica agujereada. Cubriendo ésta y todo el resto de la superficie del fondo se colocó una capa de arena de unos dos centímetros de espesor. Este sistema permite renovar el agua filtrándola a través de la arena y de la tela de plancton sin que se produzcan pérdidas de larvas. Todos los tanques fueron convenientemente aireados y provistos de calentadores para obtener las temperaturas deseadas.

El agua de mar usada en las experiencias realizadas en el Laboratorio fue obtenida durante el primer año de la Bahía de Cádiz, transportándola en garrafas de 20 y 25 litros de capacidad, siendo filtrada posteriormente a través de una

malla de plancton de 21  $\mu$  y almacenada en un tanque de 300 litros en completa oscuridad.

En los dos años siguientes se usó agua de un pozo excavado en una zona arenosa cerca del Laboratorio, y que nos permitía tomar agua durante las pleamares y dos o tres horas antes y después de ellas, dependiendo del coeficiente de la marea.

El agua que abastecía a los tanques exteriores, que fueron usados sólo durante el último año, fue bombeada del Caño de Río Arillo (salinas de San Fernando) a través de un sistema de tuberías. Esta toma de agua sólo se pudo hacer en las mismas circunstancias que el agua de pozo, ya que este caño se queda en seco durante la marea baja.

## DESOVE Y ECLOSIÓN

Las hembras capturadas se introdujeron, en los tanques de puesta, generalmente de cuatro a ocho en los de 200 litros, y de dos a cuatro en los de 100 litros. Usualmente, para inducir el desove se sometió a las hembras a un aumento progresivo de la temperatura del agua, desde la ambiente hasta 29-30° C., se añadía 0,01 gr. de EDTA Na<sub>2</sub> por litro de agua de mar (MOCK, C. R., y MURPHY, M. A., 1970) y se bajaba la salinidad desde 35-36 por 1.000 hasta 32-33 por 1.000. Con respecto al pH, hay que señalar que siempre que se midió el del agua contenida en las garrafas de traslado y procedente de la zona de captura resultó tener un pH comprendido entre 7,6 y 7,9 (tabla I), por lo que nos decidimos a bajarlo en nuestros tanques hasta 7,6-7,8 en las últimas puestas.

Los desoves, siempre que se produjeron, ocurrieron entre las veintiuna y veinticuatro horas de la primera a la tercera noche de estancia de las hembras en los tanques de puesta. Aquellas que no desovaron en este período de tiempo permanecieron sin poner, y la inspección de las gónadas al cabo de una semana mostró una disminución del tamaño, perceptible macroscópicamente, in vivo.

Una vez que se producía una puesta, todas las hembras fueron sacadas y trasladadas a otro tanque. Como el desove suele realizarse entre dos aguas, inicialmente el conjunto de huevos producidos se mantuvieron en suspensión ayudados por la turbulencia producida por los difusores que suministran la aireación y terminan por sedimentar en el fondo donde se aglutinan por una sustancia gelatinosa en masas distribuidas irregularmente, por lo que resultó difícil realizar un conteo de ellos. Junto con los huevos es expulsada una sustancia de color anaranjado que a la mañana siguiente aparece en superficie y pegada a las paredes del tanque, y cuya naturaleza desconocemos.

Los huevos son inicialmente de forma más o menos ovoidea, pero terminan por adquirir una forma totalmente esférica (fotos 1 y 2).

Los huevos fueron incubados en los mismos tanques de puesta. Al cabo de las veinticuatro horas de producido el desove, y cuando hemos creído que todos

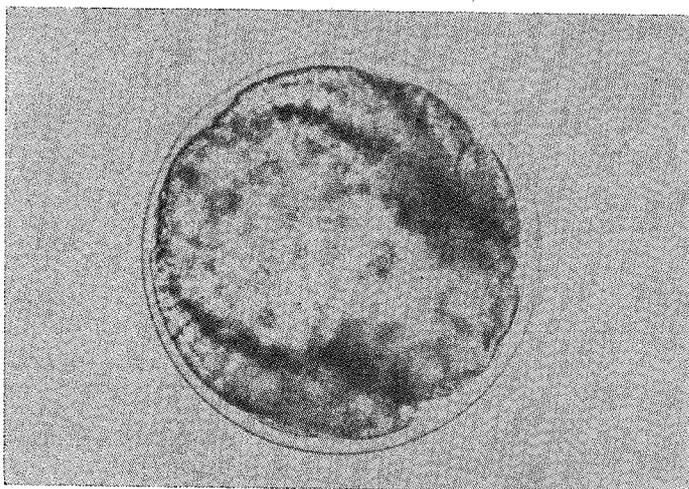


Foto 1.—Huevo de langostino a punto de eclosionar. Obsérvese el ojo naupliar y los apéndices.

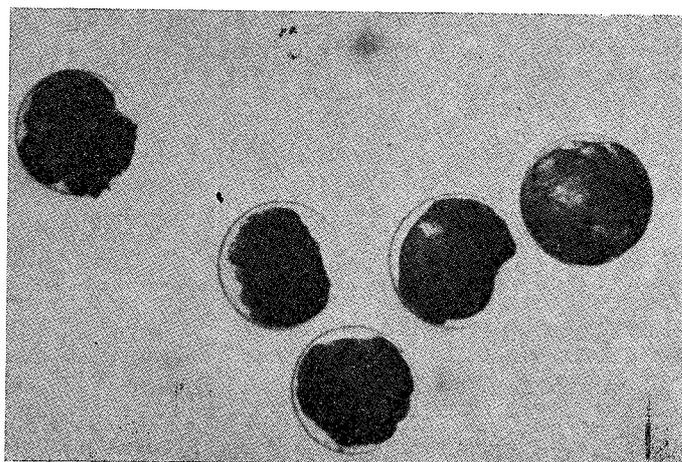


Foto 2.—Huevos de langostino vistos desde diferentes planos. Obsérvese la esfericidad.

los huevos en buen estado habían eclosionado, hemos realizado un conteo del número de larvas producidas (tabla II). Sólo en una ocasión se recogieron huevos en suspensión provenientes de una sola hembra, que fueron sembrados a temperatura ambiente en recipientes de un litro de capacidad, con aireación suave y salinidad de 35-36 por 1.000, resultando ser la media de los porcentajes de eclosión de un 79 por 100. De esta puesta se obtuvieron 230.000 nauplius (tabla II), por lo que aproximadamente el número de huevos expulsados fue del orden de 400.000. La máxima emisión de huevos en acuario, para *Penaeus kerathurus*, es la señalada por HELDT (1938), de 800.000. Otros autores (F. LUMARE, C. M. BLUNDO y P. VILLANI (1971) señalan 278.000 huevos para una hembra de 182 mm., y SAN FELÍU

TABLA II  
DATOS FÍSICO-QUÍMICOS DE LOS TANQUES DE DESOVE DEL LANGOSTINO

Fecha	Capacidad del tanque	Salinidad (por 1.000)	Temperatura (°C.)	pH	Hembras introducidas	Hembras que desovaron	Núm. de nauplius
6-8-71	100	35,00	30	7,80	2	1	150.000
6-8-71	100	34,50	29	7,90	2	—	—
30-5-72	100	33,00	30	7,85	4	2	225.000
30-5-72	100	38,00	27	8,00	4	—	—
17-6-72	100	36,00	30	8,00	4	—	—
17-6-72	100	38,00	29	7,90	4	—	—
4-7-72	100	32,00	30	7,90	4	3	675.000
4-7-72	100	32,00	30	7,85	3	3	725.000
4-7-72	200	31,50	29	7,90	8	5	No se cont.
21-6-73	100	35,00	35	7,90	3	1	—
21-6-73	100	35,00	31	7,90	3	1	100.000
21-6-73	200	32,00	32	7,80	5	2	225.000
21-6-73	200	33,00	32	7,80	5	1	125.000
19-7-73	200	37,00	29	7,90	4	—	—
19-7-73	200	35,00	30	7,70	3	1	230.000
2-8-73	200	33,00	29	7,70	5	2	225.000
2-8-73	200	33,00	27	8,00	6	1	100.000
21-8-73	200	33,50	29	7,60	6	2	250.000
21-8-73	200	33,50	29	7,60	8	2	450.000

(1974) habla de una media de 200.000 huevos por hembra. A la vista de los resultados de la tabla II, nuestros datos no difieren mucho de estos autores.

#### CULTIVO DE LARVAS Y POST-LARVAS

El procedimiento de cultivo seguido en el Laboratorio fue algo distinto del de los tanques exteriores, durante la primera etapa de cultivo, hasta finalizar la fase de protozoa. Una vez que se realizó un desove, los tanques de cría del Laboratorio fueron llenados de agua hasta un tercio de su capacidad, y sembrados con un cultivo de algas, abonados y puestos bajo iluminación. Los tanques exteriores fueron llenados con unos 2.000 a 2.500 litros de agua filtrada previamente a través de una malla de plancton de 100  $\mu$  y abonados con 3 gr. de  $\text{NO}_3\text{K}$  y 0,3 gr. de  $\text{PO}_4\text{H}_2\text{K}$ . Una vez realizadas estas operaciones, los nauplius fueron sifonados desde los tanques de puesta y trasladados a los de cría en densidades conocidas (de 50 a 100 larvas por litro).

Los nauplius (fotos 3 y 4) se alimentan de su propio vitelo y tardan unos dos días en pasar a la fase de protozoa. Durante este tiempo, en los tanques exteriores se produjo una proliferación de algas, fundamentalmente de diatomeas, *Skeletonema costatum*, *Thalassiosira sp.* y *Chaetoceros sp.*, y flagelados: *Tetraselmis suecica* y *Chlamydomonas sp.*, que permitió el total desarrollo de la fase protozoa (fotos 5, 6 y 7). Con esta forma de cultivo eliminamos el tener que producir las

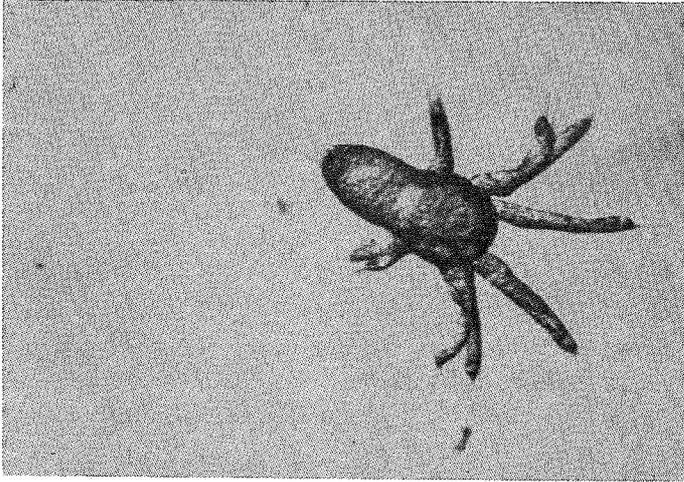


Foto 3.—*Nauplius I*, de forma piriforme y con bastante vitelo nutritivo.

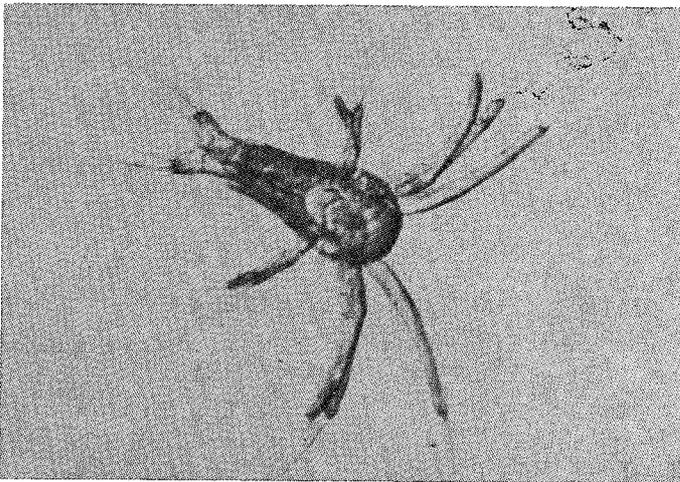


Foto 4.—*Nauplius VIII*, con mucho menos vitelo, puede observarse el borde del carapazón.

algas fuera de los tanques de cría (HUDINAGA y KITAKA, 1967). Además, junto con las algas entraron copepoditos, larvas de *Balanus* y otros pequeños organismos que sirvieron como alimento posterior a las mysis. El abonado de estos tanques se continuó diariamente durante toda la fase protozoa con la misma cantidad de nutrientes constatados para el primer día, y se dejó de abonar cuando aproximadamente un 10 por 100 de las larvas habían pasado a la fase de mysis.

En los tanques del Laboratorio las protozoas fueron alimentadas con las algas de los cultivos algales realizados por nosotros, y el procedimiento seguido varió según las circunstancias de una experiencia a otra, llevándose un control de la densidad algal.

Hasta el total desarrollo de la fase de protozoa el agua del cultivo no fue

Foto 5.—*Protozea I*. Obsérvese el caparazón transparente.

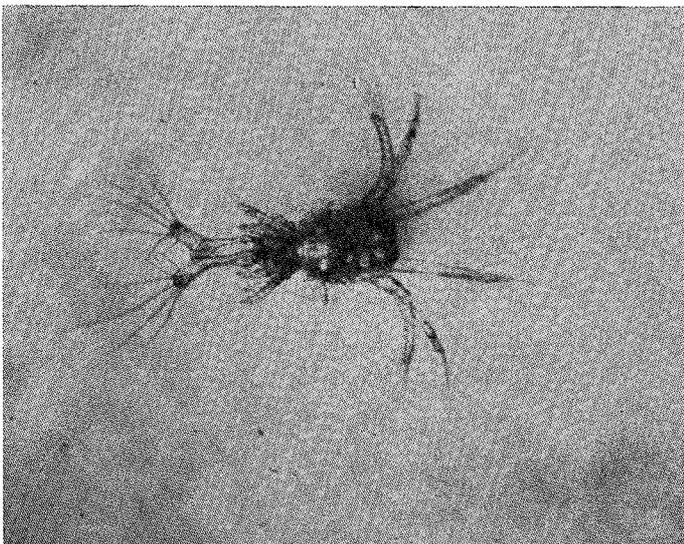
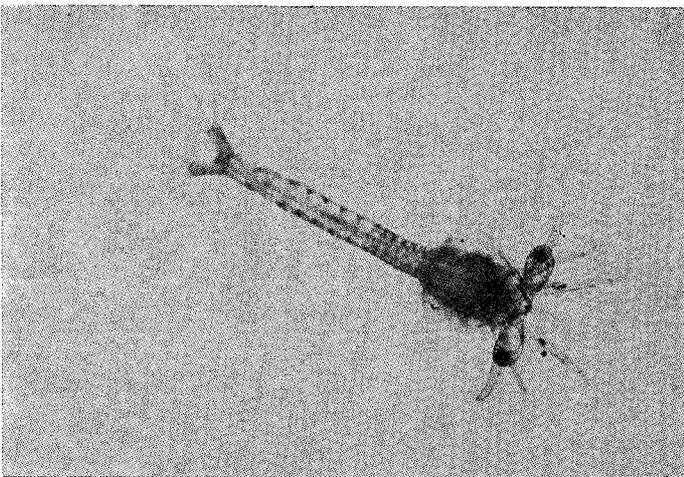


Foto 6.—*Protozoea II*. Aparecen los ojos compuestos pendunculados y el rostro.



cambiada. Sólo cuando alcanzaron el estado de mysis II se comenzó a cambiar el agua, sacando aproximadamente un tercio de la capacidad de los tanques y echando otro tanto de agua fresca de pozo para los tanques del Laboratorio y filtrada a través de una malla de  $150 \mu$  para los tanques exteriores.

Para las demás fases larvarias y post-larvarias el alimento suministrado fue el mismo para los tanques del Laboratorio que para los tanques exteriores, salvo el suplemento que pudiera entrar en éstos por las mallas del filtrado.

Durante la fase de mysis (fotos 8 y 9) se las alimentó con rotíferos (*Brachionus plicatilis*), nauplius de *Artemia* y carne de bivalvo (*Venus gallina*) triturada.

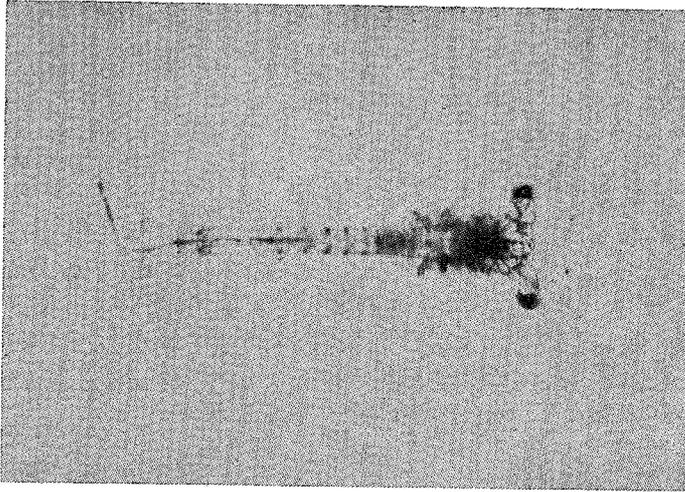


Foto 7.—*Protozoa III*. Se observa un gran alargamiento de la región abdominal y la aparición de los periópodos.

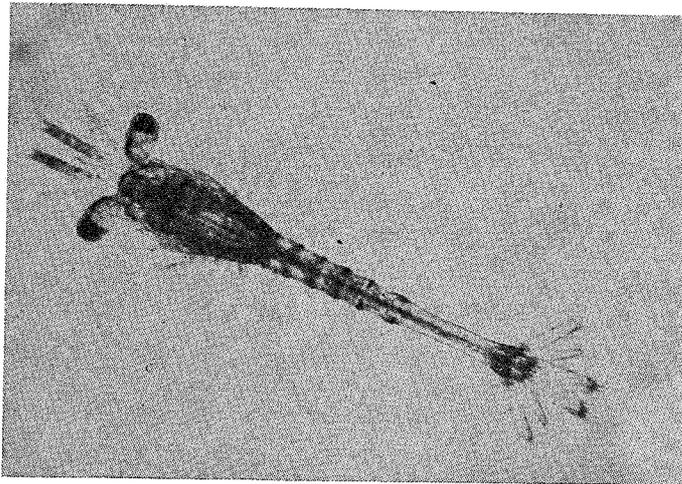


Foto 8.—*Mysis I*. Obsérvese el abanico caudal formado por el telson y los urópodos, el desarrollo de los pereiópodos y la no existencia de los pleópodos.

En los estados post-mysis se les continuó alimentando de la misma forma que a las mysis, aumentando el nivel de la dieta de bivalvo y disminuyendo gradualmente las dietas de rotíferos y nauplius de *Artemia*. Con los estados post-larvarios se ensayaron diversas dietas alimentarias, *Artemia salina* mediana y adulta, carnes trituradas de cangrejos (*Carcinus maenas*), de pescado (*Merluccius sp.*), de bivalvo (*Venus gallina*), piensos compuestos y rotíferos (M. POZUELO, 1975).

La supervivencia en los tanques exteriores fue prácticamente del 100 por 100 para los estados nauplius, y del 98 por 100 para toda la fase de protozoa. Durante la fase de mysis los dos primeros estados tuvieron una supervivencia del 90 por 100; en mysis III la supervivencia fue sólo del 70 por 100; en mysis IV la mortalidad fue casi total. En los tanques del Laboratorio la supervivencia en los mejores casos fue parecida a la de los tanques exteriores (fig. 1) en las fases



Foto 9.—*Mysis* IV. Se observa el total desarrollo de los pleópodos.

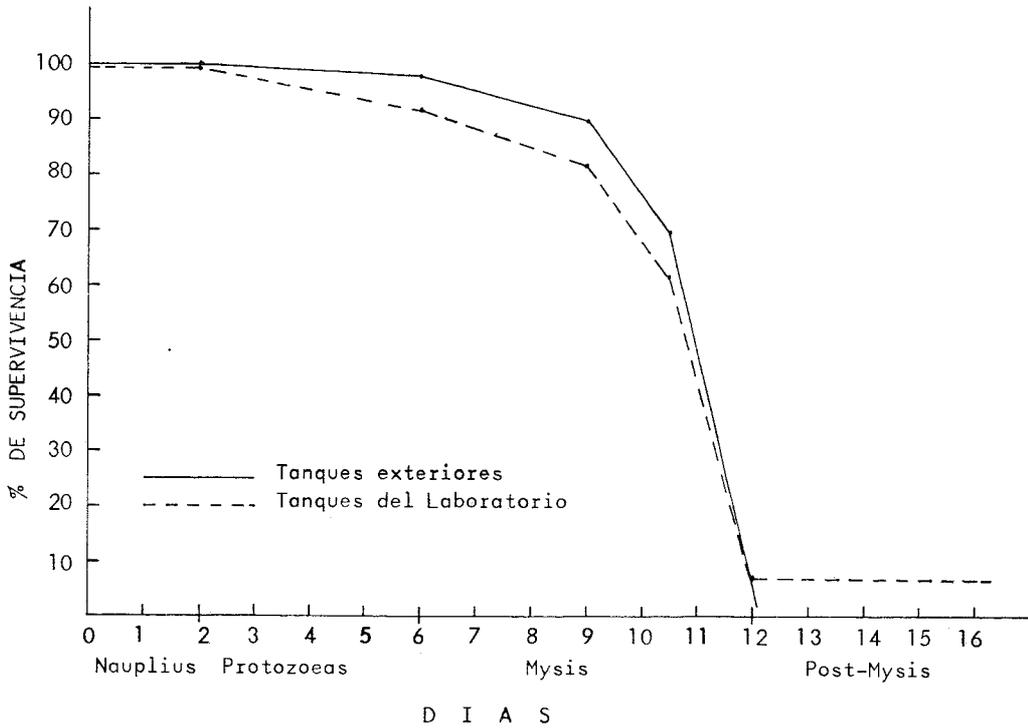


Fig. 1.—Tantos por ciento de supervivencia de las diferentes fases larvarias observadas en los tanques de cría.

larvarias, pero la mortalidad no fue total en el estado de mysis IV, dándose una supervivencia del 7 por 100.

Pasada esta etapa de brusca mortalidad (mysis IV), la supervivencia de las post-larvas fue prácticamente del 100 por 100.

## FACTORES LIMITANTES

### a) *Densidad larval*

Se realizaron una serie de experiencias en acuarios de cristal de unos siete litros de capacidad destinadas a conocer la unidad óptima de contenido inicial de larvas en el cultivo. Durante la fase naupliar este contenido puede ser elevado si se las provee de una aireación adecuada y de una luminosidad uniforme para impedir la concentración de las larvas en puntos más iluminados aprovechando su fototropismo positivo. Durante la fase de protozoa, cuando comienzan a alimentarse, la aparición de largos cordones de excrementos hace que las larvas se enreden entre sí y caigan al fondo, muriendo (SAN FELÍU, 1969). En nuestras experiencias hemos encontrado que los más altos índices de supervivencia de las protozoas alimentadas con *Skeletonema costatum* se dan cuando la concentración inicial de larvas no sobrepasa de las 100 por litro, manteniéndose entre 50 y 100 larvas por litro (fig. 2). Con estas concentraciones podemos asimismo tener un cultivo algal de no muy alta densidad, con lo que forzaremos menos el sistema. Tampoco es conveniente tener una densidad demasiado baja, ya que se obtendrían pocas post-larvas, al ser el índice de supervivencia aún demasiado bajo en las fases larvarias.

### b) *Densidad algal*

Un exceso de algas en el cultivo lleva como consecuencia una posible utilización de alimento por las larvas en exceso, parte del cual no va a ser digerido, y una sedimentación de parte de las algas sin ser previamente utilizadas.

Se han realizado experiencias para determinar las concentraciones más adecuadas de *Skeletonema costatum* para alimentar a las protozoas en sus diferentes estados a una concentración inicial de 100 protozoas por litro. Los resultados de dichas experiencias se encuentran expresados en el cuadro siguiente:

Concentración (cel/ml.)	Protozoa I	Protozoa II	% de supervivencia
50.000	300	225	75,00
100.000	300	232	77,33
200.000	300	146	48,66
400.000	300	115	38,33

Concentración (cel./ml.)	Protozoa II	Protozoa III	% de supervivencia
100.000	300	185	61,66
200.000	300	265	88,33
400.000	300	213	71,00
800.000	300	117	39,00
Concentración (cel./ml.)	Protozoa III	Mysis I	% de supervivencia
100.000	300	114	38,00
200.000	300	241	80,30
400.000	300	270	90,00
800.000	300	126	42,00

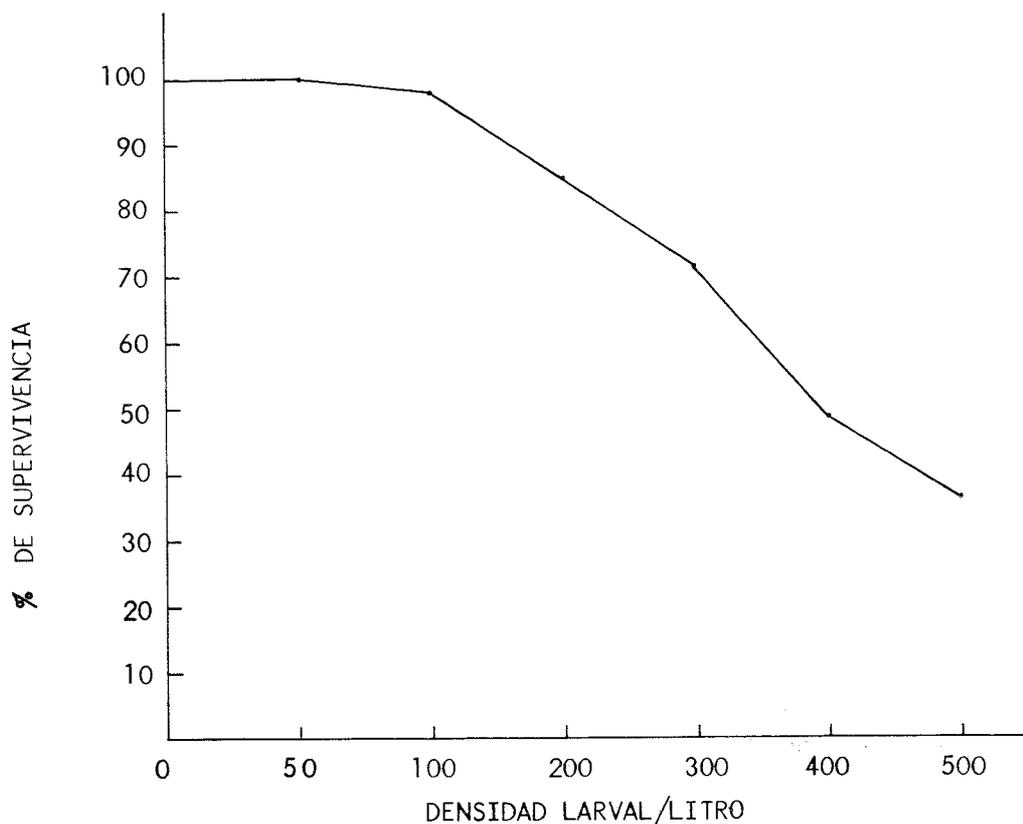


Fig. 2.—Tanto por ciento de supervivencia de las protozoas en función de la densidad, alimentadas con *Skeletonema costatum*.

Se emplearon recipientes de vidrio con tres litros de agua de salinidad de 35 por 1.000 a temperatura de 25 a 27° C., con iluminación y suave aireación.

c) *Temperatura y salinidad*

La temperatura parece tener efecto tanto para la puesta como para el desarrollo de los huevos y larvas.

Las mejores puestas las hemos obtenido aumentando la temperatura hasta 29-30° C. A partir de los 33° C. las hembras comienzan a desenterrarse y no efectúan la puesta, y si lo hacen sueltan un paquete de huevos que no eclosionan, comenzando a morir cuando la temperatura sobrepasa los 35° C.

El desarrollo de los huevos se acelera con el aumento de la temperatura hasta los 29-30° C. A partir de aquí el desarrollo parece retardarse o entrar en fase crítica, no eclosionando si la temperatura sobrepasa los 34-35° C. En la figura 3

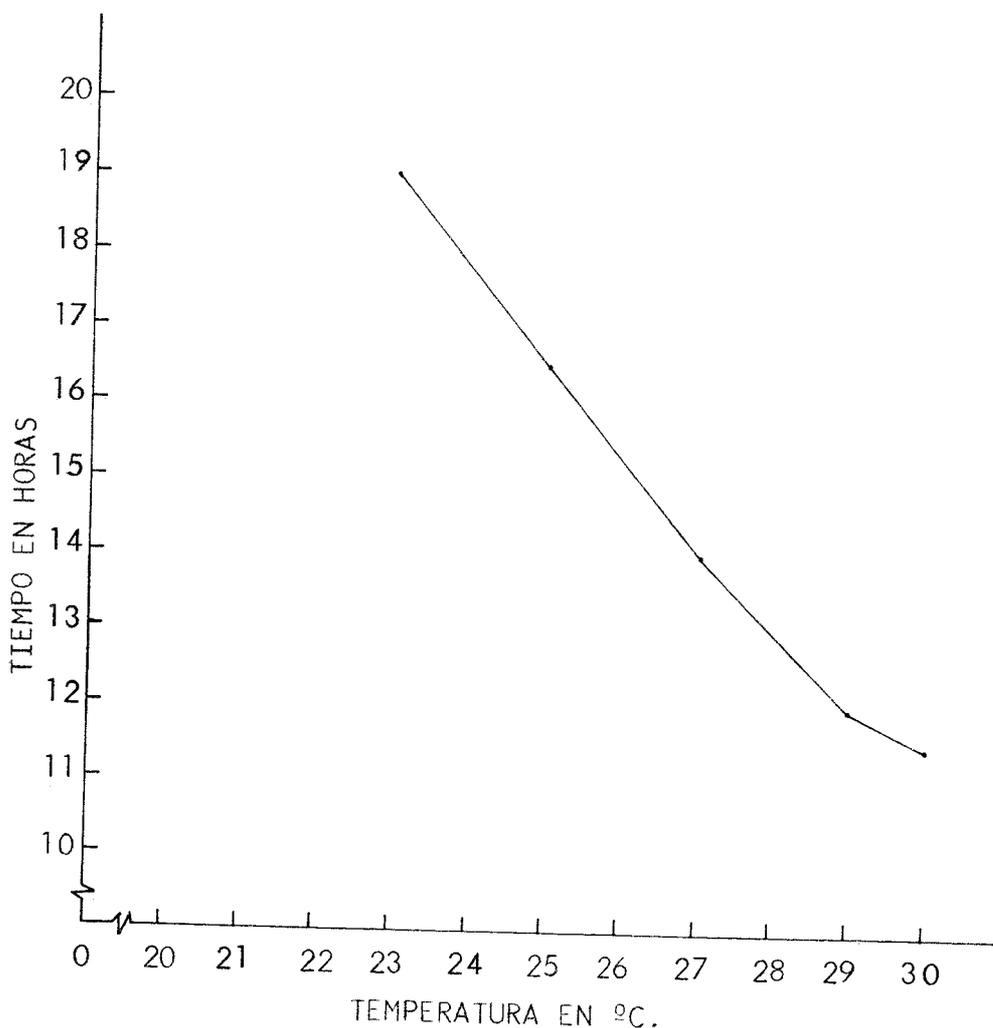


Fig. 3.—*Diferentes tiempos de eclosión de los huevos en función de la temperatura.*

están representados los diferentes tiempos de eclosión para diferentes temperaturas de incubación.

Los nauplius no tienen unos límites muy restringidos de temperatura, y se desarrollan bien entre los 22° y 28° C. El índice de desarrollo de las protozoas aumenta con la temperatura, no permiten cambios bruscos de ella y no es conveniente bajar de los 22° C. ni subir por encima de los 34° C., dándose el óptimo de desarrollo entre los 26 y 29° C.

Las mysis y los estados post-larvarios tienen un mayor poder de adaptabilidad, resistiendo cambios bruscos de temperatura, aunque su desarrollo se acelera con el aumento de ella.

Aunque no hemos efectuado experiencias para determinar los efectos de la salinidad sobre la puesta, eclosión y desarrollo de las larvas, nunca hemos obtenido puesta con salinidades por encima de 36 por 1.000, y el desarrollo larvario se hace precario por encima de 40 por 1.000. Los estados post-larvarios presentan una mayor resistencia a las bajas salinidades que se ve incrementada con el aumento de la temperatura.

#### d) Alimentación

Se ensayaron diversas dietas de algas para alimentar a las protozoas, así como rotíferos y algas y rotíferos mezclados. El mejor alimento para el desarrollo de las protozoas resultó ser *Skeletonema costatum* mezclada con *Thalassiosira sp.*

En el cuadro siguiente se encuentran constatados los porcentajes de supervivencia de las larvas protozoas alimentadas con diversas dietas.

ALIMENTO	Protozoa I	Mysis I	% de supervivencia
<i>Skeletonema costatum</i> ... ..	300	276	92
<i>Skeletonema costatum</i> + <i>Thalassiosira</i> ... ..	300	294	98
<i>Tetraselmis suecica</i> ... ..	300	0	0
<i>Dunaliella</i> + Rotíferos ... ..	300	276	92
Rotíferos ... ..	300	81	27

*Tetraselmis suecica* parece ser la menos indicada, ya que no pasaron de protozoa II (SAN FELU, 1974).

La mejor alimentación para las mysis resultó ser una mezcla de rotíferos y nauplius de *Artemia*.

Para un desarrollo total de las mysis alimentadas con nauplius de *Artemia* fue necesario suministrarles a razón de dos nauplius por mysis y por día a la mysis I; cuatro a la mysis II; seis a la mysis III, y ocho a la mysis IV. Estas can-

tidades fueron suficientes, ya que se observó siempre un remanente de nauplius no excesivo en el cultivo.

La alimentación con carne de bivalvo (*Venus gallina*) triturada fue bastante bien a lo largo de todos los estados post-larvarios, alcanzando éstos un mayor desarrollo que cuando se le suministró carne de cangrejo (*Carcinus maenas*) y de pescado (*Merluccius* sp.). Los piensos compuestos fueron el peor alimento para los estados post-larvarios.

## DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES

Sin ánimo de entrar en especulaciones, pero para una mayor comprensión y evitar posibles confusiones a futuros biólogos o lectores que se interesen por el tema haremos una breve reseña comparando la pauta seguida por diversos autores en la denominación de los diferentes estados de desarrollo larvario y post-larvario de tres especies de peneidos.

<i>Penaeus kerathurus</i> HELDT (1938)	<i>Penaeus japonicus</i> HUDINAGA (1942)	<i>Penaeus duorarum</i> DOBKIN, S. (1961)
Nauplius (8) *	Nauplius (6)	Nauplius (5)
Protozoceas (3)	Protozoceas (3)	Protozoceas (3)
Mysis I	Mysis I	Mysis I
Mysis II	Mysis II	Mysis II
Mysis III	Mysis III	Mysis III
Mysis IV		
1. <sup>a</sup> post-mysis	1. <sup>a</sup> post-larva (P-1)	1. <sup>a</sup> post-larva (P-1)
2. <sup>a</sup> post-mysis	2. <sup>a</sup> post-larva (P-2)	2. <sup>a</sup> post-larva (P-2)
3. <sup>a</sup> post-mysis	3. <sup>a</sup> post-larva (P-3)	3. <sup>a</sup> post-larva (P-3)
1. <sup>a</sup> post-larva	4. <sup>a</sup> post-larva (P-4)	4. <sup>a</sup> post-larva (P-4)
2. <sup>a</sup> post-larva	5. <sup>a</sup> post-larva (P-5)	5. <sup>a</sup> post-larva (P-5)
	6. <sup>a</sup> post-larva (P-6)	6. <sup>a</sup> post-larva (P-6)

\* Los números entre paréntesis significan el número de estados que se dan en cada fase.

Los primeros estudios sobre el cultivo de *Penaeus kerathurus* fueron iniciados por HELDT (1938), que hace un estudio detallado de los diferentes estados larvarios y post-larvarios. Como se vé por el cuadro anterior, al estado que HELDT denomina mysis IV, todos los demás autores por nosotros estudiados le llaman primera post-larva o primer estado post-larvario, para las especies de peneidos por ellos estudiadas, y de desarrollo paralelo al de *Penaeus kerathurus*, existiendo sólo diferencias en el número de estados en la fase nauplius (HUDINAGA, 1942; DOBKIN, S., 1961; TABB, D. C., y al., 1942).

La mysis IV se diferencia fundamentalmente de los tres primeros estados mysis por el total desarrollo larvario de los apéndices torácicos y de los pleópodos. Es precisamente en este estado cuando hemos encontrado las mayores difi-

cultades para criarlos, y la mortalidad ha sido prácticamente total, sobre todo en nuestras experiencias a gran escala (tanques exteriores). Las causas de esta mortalidad nos son hasta ahora desconocidas, aunque argumentaremos algunas posibles hipótesis que pudieron explicarla:

- 1.<sup>a</sup> El plancton producido en exceso y sedimentado junto con los excrementos y restos de cadáveres que se han ido acumulando en el fondo de los tanques durante toda la fase de protozoa y mysis produce un consumo alto de oxígeno y una acumulación de  $\text{NO}_2$  perjudicial para la larva que hasta mysis III lleva una vida pelágica y que en mysis IV comienza a acercarse al fondo.
- 2.<sup>a</sup> Un posible aumento de metabolitos producido por lo continuado del cultivo de fitoplancton.
- 3.<sup>a</sup> Que el alimento suministrado en este momento no sea el adecuado.

Se observó cuidadosamente durante el desarrollo del cultivo que los langostinos pasan por tres etapas bien diferentes, y en las cuales el comportamiento es distinto:

- 1.<sup>a</sup> etapa, de libre natación o pelágica, hasta mysis III.
- 2.<sup>a</sup> etapa, de transición, que comienza con la mysis IV.
- 3.<sup>a</sup> etapa, béntica, que comienza aproximadamente con las primeras post-larvas.

Esta forma de desarrollo parece darse igualmente en el *Penaeus japonicus* (HIROKO ISHIOKA, 1973).

El cultivo en la fase pelágica no parece presentar muchas dificultades, ni tampoco en la fase béntica; es la etapa de transición la que presenta características biológicas inestables y complicadas.

Desde el primer estado post-larvario la cría se hace fácil, y la supervivencia es prácticamente del 100 por 100 hasta el final del estado de post-larva, aproximadamente cuando alcanzan una talla de tres centímetros. En esta fase la mortalidad es accidental, y se produce fundamentalmente por quedar las larvas en seco al dar saltos y quedar pegadas a las paredes de los tanques de cría; parece ser que estos saltos los dan debido a estímulos luminosos (LIAO, I. C., y HUANG, T. L., 1970). Para evitar esta mortalidad, COOK, H. L. (1969) emplea tanques de poliuretano que no son mojados.

En la fase de protozoa, algunos autores han señalado el peligro que representa para las larvas el estar expuestas a las radiaciones solares. Este peligro deja de existir al hacer proliferar en el tanque de cría un cultivo de fito que alcance una densidad adecuada que atenuará las radiaciones solares por una absorción y difusión por las algas.

F. LUMARE, C. M. BLUNDO y P. VILLANI (1971) señalan que una intensidad luminosa insuficiente impide que las larvas protozoas mudén; ellos indican asimismo que los mejores resultados los consiguieron trabajando con tanques a cielo abierto, con una intensidad luminosa de alrededor de 10.000 lux. En nuestras experiencias con los tanques exteriores las larvas estuvieron sometidas al ciclo día-noche y la supervivencia en la fase protozoa fue del 98 por 100.

Nuestros resultados respecto a la densidad larval y algal deberán ser sometidos a una nueva revisión por lo limitado del espacio en el que se realizaron las experiencias. SAN FELÍU (1974) obtiene los mejores resultados con una densidad larval de alrededor de 100 por litro.

COOK y MURPHY (1969) señalan que aun concentraciones muy altas de algas fueron demasiado bajas para el desarrollo de las protozoas de seis especies de camarones nativos del golfo de Méjico. En nuestras experiencias observamos un aumento de los requerimientos algales de las protozoas conforme avanzan en su estado de desarrollo.

La temperatura parece ser un factor importante en la puesta, eclosión y desarrollo de las larvas. La temperatura óptima para el cultivo está comprendida entre 25 y 30° C. Las temperaturas elevadas inciden desfavorablemente sobre el cultivo, y, por otra parte, destruirían parcialmente el mecanismo de fotosíntesis, por lo que no es aconsejable pasar de los 30° C. Por el estudio de la tabla I observamos que las salinidades de la zona de captura de las hembras ovadas y fecundadas nunca pasaron de 36 por 1.000, y en la tabla II encontramos que nunca se produjo una puesta por encima de esta salinidad.

Parece ser que las diferentes especies de peneidos tienen unos requerimientos alimenticios diferentes, y que éstos en los estados larvarios y postlarvarios son mucho más variados de lo que pudiera creerse. Durante el estado de transición deben de recibir alimento adecuado a su ecología y fisiología, quizá la comida más adecuada para esta fase fuera a base de nematodos libres y copepodos de fondo arenoso del grupo de los harpacticoides, pertenecientes a la mesofauna. Una forma de comprobar si se está dando una alimentación adecuada es observar las anomalías cromáticas que se pudieran producir, ya que la pigmentación depende fundamentalmente del alimento (MARGALEF, 1962).

Las vitaminas y las sustancias particularmente activas parecen jugar un papel importante en los procesos de cultivo. El papel del EDTA Na<sub>2</sub> es aún discutido (Cook, H. L., 1969), aunque su presencia parece favorecer el desarrollo de los huevos y larvas, actuando, por otra parte, como agente quelante.

En los procesos de cultivo hay que tener siempre en cuenta tanto la comida como la calidad del agua, por lo que habría que hacer un estudio fisiológico y ecológico de la posible incidencia de estos factores sobre un cultivo en masa. Indiscutiblemente, la cantidad y calidad de las fuentes de alimentación ejerce un gran control sobre el número de individuos.

Si tiene éxito el cultivo experimental a gran escala, será obligado antes de desarrollarlo industrialmente, comprobar si es rentable económicamente, aunque todos los indicios hacen suponer que sí lo será, ya que el precio de los langostinos no parece tener techo.

## AGRADECIMIENTO

Quiero agradecer al doctor Rodríguez-Roda, director del Laboratorio de Cádiz del Instituto de Investigaciones Pesqueras, la ayuda prestada en todo momento, así como al señor San Felú, director del Laboratorio de Castellón del Instituto de Investigaciones Pesqueras, todas las sugerencias e indicaciones sobre el tema y el habernos suministrado las cepas de rotíferos y algas verdes.

## BIBLIOGRAFIA

- COOK, Harry, L., 1969: «A method of rearing penaeid shrimp larvae for experimental studies». *FAO. Fish. Rep. Rep.*, 57 (3), 709-714.
- COOK, Harry L., and MURPHY, M. Alice, 1969: «The culture of larval penaeid shrimp». *Trans. Amer. Fish. Soc.*, 98 (4), 751-754.
- DOBKIN, S., 1961: «Early development stages of pink shrimp, *Penaeus duorarum* from Florida Waters». *Fishery Bull.*, 190 (61), 317-349.
- GUILLARD, R. R. L., and RYTHER, J. H., 1962: «Studies on marine planktonic diatoms I». *Cyclotella nana* Hustedt and *Detonula confervacea* (Cleve) Gran Can. *J. Microbiol.*, 8, 229-239.
- HELDT, J. H., 1938: «La reproducción chez les Crustacés Décapodes de la famille des Péneídes». *Ann. Inst. Océan. Monaco*, 18, 31-206.
- HIROKO ISHIOKA: «The studies on some Ecological and Physiological characteristics of Artificial Seedlings of Prawn, *Penaeus japonicus*». *Bull. Nansei Reg. Fish. Res. Lab.*, 6, 59-84.
- HUDINAGA, M., 1942: «Reproduction, development and rearing of *Penaeus japonicus* (Bate)». *Jap. J. Zool.*, 10 (2), 305-393.
- HUDINAGA, M., and KITTAKA, J., 1966: «Studies on food and growth of larval stage of a prawn, *Penaeus japonicus*, with reference to the application of practical mass culture». *Inform. Bull. Planktol. Jap.*, 13, 83-94.
- HUDINAGA, M., and KITTAKA, J., 1967: «The large scale production of the young Kuruma prawn, *Penaeus japonicus* Bate». *Inform. Bull. Planktol. Jap.*, December issue Commemoration No. of Dr. Y. Matsue, 35-46.
- LIAO, I. C., and HUANG, T. L., 1970: «Experiments on propagation and culture of prawns in Taiwan». *FAO Indo-Pacific Fisheries Council. 14th Session, Bangkok, Thailand, 18-27 November 1970. IP:FC/C70/SYM 24.*
- LUMARE, F.; BLUNDO, C. M., y VILLANI, P., 1971: «Riproduzione ed allevamiento intensivo di *Penaeus kerathurus* (Forsk., 1775) dall'uovo alla post-larva». *Boll. Pesca Piscic. Idrobiol.*, 1971, 26 1 e 2.
- MARGALEF, R., 1962: «Comunidades naturales». *Instituto de Biología Marina. Universidad de Puerto Rico, Moyaguez.*
- MOCK, C. R., and MURPHY, M. Alice, 1970: «Techniques for raising penaeid shrimp from the egg to postlarvae». *Proceedings of the first annual Workshop World Mariculture Society. Held at Louisiana State University Baton Rouge, Louisiana, February, 9-10.*
- POZUELO, M., 1974: «Cultivo del rotífero *Brachionus plicatilis*: Obtención de un "zooplancton artificial"». *Publ. Téc. de la Dir. Gen. Pesca Marítima* (en prensa).
- SAN FELÚ, J. M., 1964: «Primeras consideraciones sobre la biología del langostino *Penaeus kerathurus* (Forsk., 1775)». *Publ. Téc. Jun. Est. Pes.*, 3, 151-173.

- SAN FELÍU, J. M., 1965: «Consideraciones sobre el estudio del langostino del delta del Ebro». *V Reun. Prod. Pesq. Inst. Inv. Pesq.*, 61-64.
- SAN FELÍU, J. M., 1966 a: «Observaciones sobre la muda y el crecimiento del langostino *Penaeus kerathurus* (Forsk., 1775) en acuario». *Inv. Pesq.*, 30, 685-705.
- SAN FELÍU, J. M., 1966 b: «Nuevas observaciones sobre el comportamiento del langostino». *Publ. Téc. Jun. Est. Pesca*, 5, 157-177.
- SAN FELÍU, J. M., 1967: «El langostino y sus costumbres». *Ibérica*, 65, 394-396.
- SAN FELÍU, J. M., 1969: «Experiencias de cría del langostino en tanques». *Publ. Téc. Jun. Est. Pesca*, 8, 213-225.
- SAN FELÍU, J. M., 1974: «Conditions écologiques dans l'élevage des crustacés». *Informes Técnicos del Instituto de Invest. Pesq.*, 14, 87-98.
- TABB, D. C.; YANG, W. T.; HIRONO, Y., and HEINEN, J., 1972: «A manual for culture of pink shrimp *Penaeus duorarum* from eggs to postlarvae suitable for stocking». *University of Miami. Sea Grant Special Bulletin*, 7, 1-59.