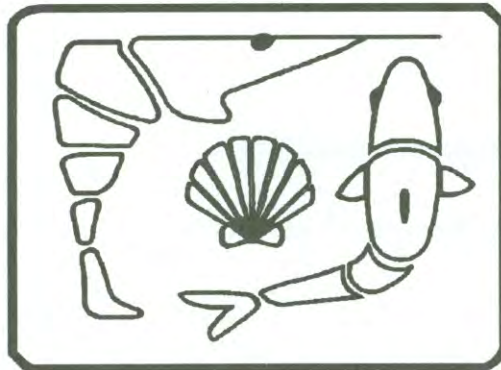




EL SABER DE MIS HIJOS
HARÁ MI GRANDEZA

UNIVERSIDAD DE SONORA
DIVISIÓN DE CIENCIAS BIOLÓGICAS Y DE LA SALUD
DEPARTAMENTO DE INVESTIGACIONES CIENTÍFICAS Y TECNOLÓGICAS

PROGRAMA REGIONAL DE POSGRADO EN ACUACULTURA



**RESPUESTA REPRODUCTIVA, EFICIENCIA DEL CULTIVO LARVARIO
Y PRECRÍA EXPERIMENTAL DEL CAMARÓN AZUL *Penaeus
stylirostris*, Stimpson, 1874; (Crustacea: Decapoda)
INFECTADO CON EL VIRUS IHHN.**

TESIS

que para cubrir parcialmente los requisitos necesarios para obtener el grado de
MAESTRO EN CIENCIAS, con especialidad en Cultivo de Crustáceos presenta:

ING. RAFAEL JAVIER CASTREJÓN LÓPEZ

Universidad de Sonora

Repositorio Institucional UNISON



"El saber de mis hijos
hará mi grandeza"



Excepto si se señala otra cosa, la licencia del ítem se describe como openAccess

CONTENIDO.

	Página
RESUMEN.	i
ABSTRACT.	iii
ÍNDICE DE FIGURAS.	v
ÍNDICE DE TABLAS.	vii
I.- INTRODUCCIÓN Y ANTECEDENTES.	1
I.1.- Aspectos generales de la especie.	5
I.2.- Aspectos generales de las técnicas de cultivo y la experiencia del DICTUS con <i>P. stylirostris</i> .	5
I.2.1.- Reproducción en cautiverio.	5
I.2.1.1.- Temperatura.	7
I.2.1.2.- Recambio de agua.	7
I.2.1.3.- Fotoperíodo.	8
I.2.1.4.- Alimentación.	8
I.2.1.5.- Ablación del pedúnculo ocular.	9
I.3.- Cultivo larvario.	10
I.4.- Precria.	11
II.- OBJETIVOS.	15
II.1.- Objetivo general.	15
II.2.- Objetivos particulares.	15
III.- MATERIAL Y MÉTODOS.	16
III.1.- Evaluación de la respuesta reproductiva de <i>P. stylirostris</i> .	16
III.1.1.- Origen de los organismos.	16
III.1.2.- Descripción del acuario de maduración.	17
III.1.3.- Condiciones experimentales.	18
III.1.3.1. Densidad de organismos y proporción de sexos.	18

Continuación...

III.1.3.2.- Condiciones ambientales y alimentación.	18
III.1.4.- Obtención de las hembras grávidas e inducción al desove.	20
III.1.5.- Manejo del desove y cosecha de nauplios.	21
III.2.- Evaluación de la eficiencia en el cultivo larvario.	22
III.2.1.- Experimento No. 1. Condiciones experimentales.	22
III.2.1.1.- Estructuras de cultivo.	22
III.2.1.2.- Densidad de siembra.	22
III.2.1.3.- Condiciones ambientales.	23
III.2.1.4.- Alimentación.	23
III.2.1.5.- Cosecha de postlarvas.	24
III.2.2.- Experimento No. 2. Condiciones experimentales.	25
III.2.2.1.- Estructuras de cultivo.	25
III.2.2.2.- Densidad de siembra.	25
III.2.2.3.- Condiciones ambientales.	26
III.2.2.4.- Alimentación.	26
III.2.2.5.- Cosecha de postlarvas.	26
III.2.3.- Cultivo de <i>Artemia</i> spp.	27
III.2.4.- Monitoreo bacteriológico.	27
III.2.5.- Análisis de los datos para el cultivo larvario.	28
III.3.- Evaluación de la eficiencia en la precría.	28
III.3.1.- Estructuras de cultivo.	28
III.3.2.- Siembra de organismos.	29
III.3.3.- Condiciones ambientales.	29
III.3.4.- Alimentación.	29
III.3.5.- Registro del crecimiento de los organismos.	30
III.3.6.- Cosecha.	30
III.3.7.- Análisis de los datos para la precría.	31
IV.- RESULTADOS.	32
IV.1.- Maduración y desove.	32
IV.2.- Cultivo larvario.	35
IV.2.1.- Experimento 1.	35
IV.2.1.1.- Variables ambientales.	35
IV.2.1.2.- Desarrollo larvario.	36
IV.2.1.3.- Sobrevivencia.	38
IV.2.1.4.- Monitoreo bacteriológico.	41

Continuación...

IV.2.2.- Experimento 2.	42
IV.2.2.1.- Variables ambientales.	42
IV.2.2.2.- Desarrollo larvario.	43
IV.2.2.3.- Supervivencia.	45
IV.2.2.4.- Monitoreo bacteriológico.	46
IV.3.- Precria.	46
IV.3.1.- Variables ambientales.	46
IV.3.2.- Crecimiento.	47
IV.3.3.- Supervivencia.	55
V.- DISCUSIÓN.	58
V.1. Maduración y desove.	58
V.2.- Cultivo larvario.	60
V.3.- Precria.	63
VI.- CONCLUSIONES.	65
VII.- RECOMENDACIONES.	66
VIII.- LITERATURA CITADA.	67

RESUMEN.

Se llevó a cabo un trabajo de investigación para reevaluar el potencial acuicultural del camarón azul *Penaeus stylirostris* del Alto Golfo de California, mediante la evaluación de la respuesta reproductiva de un lote de progenitores infectados con el virus IHHN, y mediante el análisis del desarrollo, el crecimiento y la sobrevivencia de su progenie, en el cultivo larvario y en la precría experimental.

En un acuario de maduración se sembraron 361 organismos adultos silvestres infectados con el virus IHHN (según el diagnóstico histológico y de una sonda genética), se indujo su maduración mediante el calentamiento de la temperatura del agua y la aplicación de una dieta compuesta de un 60% de carnes frescas de calamar y mejillón, y un 40% de alimento balanceado con un alto contenido proteico. Durante un total de 34 fechas de muestreo se registró un valor promedio de 4.4 cópulas diarias, y en promedio una producción de 167,142 huevos/hembra, con un porcentaje de eclosión de 70.1% para el total de desoves fértiles, correspondiente a 117,894 nauplios/hembra.

El cultivo larvario se realizó en dos escalas diferentes con el mismo criterio de alimentación en base a las microalgas *Skeletonema costatum* y *Chaetoceros gracilis*. El experimento 1 se llevó a cabo en tanques de 90 l de capacidad, y se trabajó con densidades de siembra de 50 y 100 pls./l, además bajo las mismas condiciones se cultivaron también postlarvas de *P. vannamei* para corroborar la eficiencia del sistema. El experimento 2 se realizó en tanques con una capacidad de 3500 l, y en él se utilizaron cuatro densidades de siembra que fueron de 280, 260, 200 y 120 pls./l. En los resultados del experimento 1 se registraron sobrevivencias promedio de 19.53% para los tratamientos con *P. stylirostris* con menor densidad de siembra, y de 32.83% para los de densidad mayor; y de 43 y 54.85% para los tratamientos con *P. vannamei* respectivamente. Estas diferencias en la sobrevivencia entre las especies y entre las densidades de siembra fueron estadísticamente significativas (ANDEVA; $p < 0.05$). En el experimento 2 se registraron sobrevivencias de 31.26, 47.17, 63.61 y 58.33% para las diferentes densidades de siembra utilizadas respectivamente; estas diferencias no fueron estadísticamente significativas (ANDEVA; $p > 0.05$).

La precría se realizó con una densidad de siembra de 1500 orgs/m³ bajo tres modalidades, un monocultivo de *P. stylirostris*, uno de *P. vannamei*, y un bicultivo con el 50% de cada especie. Los pesos promedios finales de los organismos fueron de 0.8084, 0.2990 y 0.3556 g para los diferentes cultivos respectivamente, con diferencias estadísticamente significativas (ANDEVA; $p < 0.05$). Al final del cultivo la sobrevivencia de *P. stylirostris* fue de 20.3%, mucho menor que la registrada para *P. vannamei* y el bicultivo, que fueron de 90.6 y 66.82%.

Aunque la respuesta reproductiva del camarón azul infectado con el virus IHHN no difiere de la observada en la década pasada en organismos libres de este virus, los resultados de la sobrevivencia de los mismos en el cultivo larvario y sobre todo en la precría, hacen concluir que los organismos de esta especie infectados con el virus IHHN no pueden ser aun considerados para fines acuiculturales.

ABSTRACT.

A research of the blue shrimp *Penaeus stylirostris* from the High Gulf of California was carried out in order to reevaluate its aquaculture potential. An assessment of the reproductive response from a broodstock infected with the virus IHHN was made. Analysis was undertaken of the development, growth and rate of survival of the offspring in the larvae culture and experimental nursery.

361 wild adult organisms, infected with the virus IHHN according to the histology diagnosis and a genetic probe, were stocked in an aquarium for maturation. The subjects were induced to mature through warming of the water temperature and the application of a diet composed of 60% fresh squid and mussel and 40% high protein meal. 34 samplings of the organisms registered, an average of 4.4 daily mating, a production rate of 167,142 eggs per female and a 70.1% hatching from spawns corresponding to 117,894 nauplii per female.

The cultivation of the larvae was accomplished on two different scales with the same criteria for nourishment based on the microalgae *Skeletonema costatum* and *Chaetoceros gracilis*. The first experiment was carried out in 90 l tanks with a stocking density of 50 and 100 pl/l. In order to corroborate the efficiency of the system a sample of postlarvae *P. vannamei* was cultivated under the same conditions. The second experiment was carried out in 3500 l tanks using four stocking densities of 280, 260, 200 and 120 pls/l. The results of the first experiment registered an average survival rate for *P. stylirostris* of 19.53% in the lower stocking density tank and 32.83% for those in greater density. (And 43% and 54.85% for the *P. vannamei* treatments, respectively).

The differentiation between species and stocking density for survival of the samples proves statistically significant (ANOVA $p < 0.05$). The second experiment registered survival rates of 31.26, 47.17, 63.61 and 58.33% for the treatments in the different stocking densities, respectively. These differences have not proved statistically significant (ANOVA $p > 0.05$). The experimental nursery was established using a stocking density of 1500 organisms per m³ under three criteria; a monoculture of *P. stylirostris*, another of *P. vannamei* and a biculture with 50% of both species. The final average weights of the different treatments were 0.8084 g, 0.2990, and 0.3556 g, for each, respectively. The differences prove statistically significant (ANOVA $p < 0.05$).

The final survival rates; *P. stylirostris* 20.3%, *P. vannamei* 90.6% and the biculture 66.82% *P. stylirostris* clearly registering a far lower survival rate in its monoculture environment. The reproductive response of the blue shrimp infected with the virus IHHN does not differ significantly from observations made of organisms free of this virus over the past decade. The results of the experiment, examining the rates of survival of the larvae culture and, above all, the nursery

conclude that organisms of this specie infected with the virus IHHN cannot yet be considered for aquacultural ends.

ÍNDICE DE FIGURAS.

Figura		Página
1.	Esquema de la acuacelda para la maduración de <i>P. stylirostris</i> utilizada durante el experimento realizado en la UEP.	18
2.	Temperatura promedio (\pm d. e.) del agua de los tanques del cultivo larvario de <i>P. stylirostris</i> durante el experimento 1 realizado en la UEP.	36
3.	Velocidad del desarrollo de los estadios larvales durante el cultivo larvario de <i>P. stylirostris</i> y <i>P. vannamei</i> durante el experimento 1 realizado en la UEP. Se señalan los tanques que presentaron un desfaseamiento en la velocidad de metamorfosis.	37
4.	Sobrevivencia promedio de los organismos del experimento 1, durante del cultivo larvario. Tratamientos con letras diferentes denotan diferencias significativas entre ellos ($p < 0.05$). T1=Azul (50 org/l); T2= Blanco (50 org/l); T3= Azul (100 org/l) y T4= Blanco (100 org/l).	41
5.	Variación promedio diaria de la temperatura durante el cultivo larvario del experimento 2, realizado en la UEP.	43
6.	Velocidad del desarrollo de los estadios larvales durante el cultivo larvario en el experimento 2 realizado en la UEP. Se señala el tanque 2 que fue el que presentó un desfaseamiento en la velocidad de metamorfosis.	44
7.	Variación promedio diaria de la temperatura en los tanques 1, 2 y 3 durante el cultivo de la precría de <i>P. stylirostris</i> , Bicultivo y <i>P. vannamei</i> realizado en la UEP.	47
8.	Peso total promedio de los organismos de los diferentes tratamientos al final de la precría; tratamientos con letras diferentes denotan diferencias significativas, entre ellos ($p < 0.05$).	50

9.	Variación del peso total promedio (\pm d. e.) de <i>P. stylirostris</i> obtenido durante la precría realizada en la UEP.	52
10.	Variación del peso total promedio (\pm d. e.) de el Bicultivo obtenido durante la precría realizada en la UEP.	52
11.	Variación del peso total promedio (\pm d. e.) obtenido por <i>P. vannamei</i> durante la precría realizada en la UEP.	53
12.	Histograma de frecuencias y distribución esperada para el peso total de <i>P. stylirostris</i> al final de la precría realizada en la UEP.	53
13.	Histograma de frecuencias y distribución esperada para el peso total del bicultivo al final de la precría realizada en la UEP.	54
14.	Histograma de frecuencias y distribución esperada para el peso total de <i>P. vannamei</i> al final de la precría realizada en la UEP.	54
15.	Curva teórica del crecimiento (línea continua) y valores observados ($^{\circ}$), obtenidos durante la precría de <i>P. stylirostris</i> realizada en la UEP.	56
16.	Curva teórica del crecimiento (línea continua) y valores observados ($^{\circ}$) obtenidos durante la precría del Bicultivo realizada en la UEP.	56
17.	Curva teórica del crecimiento (línea continua) y valores observados ($^{\circ}$) obtenidos durante la precría de <i>P. vannamei</i> realizada en la UEP.	57

ÍNDICE DE TABLAS.

Tabla		Página
I.	Régimen alimenticio para la maduración de <i>P. stylirostris</i> en la UEP.	19
II.	Diseño experimental del cultivo larvario del experimento 1 realizado en la UEP.	23
III.	Régimen alimenticio y de recambio de agua en el cultivo larvario del experimento 1 realizado en la UEP.	24
IV.	Diseño experimental de cultivo larvario del experimento 2 realizado en la UEP.	25
V.	Rutina de alimentación para 50,000 pl. de camarón en tanques de precría en la UEP.	30
VI.	Registro de las cópulas de <i>P. stylirostris</i> durante el experimento de maduración realizado en la UEP de febrero a abril de 1997.	33
VII.	Producción de huevos y nauplios de las hembras de <i>P. stylirostris</i> durante el experimento de maduración realizado en la UEP.	34
VIII.	Sobrevivencia de las postlarvas de <i>P. stylirostris</i> y <i>P. vannamei</i> al final de los cultivos larvarios desarrollados, durante el experimento 1 realizado en la UEP.	39
IX.	Análisis de varianza de dos vías para la sobrevivencia entre especies y densidades del cultivo larvario en el experimento 1 realizado en la UEP.	40
X.	Unidades Formadoras de Colonias (UFC) por etapa de cultivo para cada especie cultivada a diferentes densidades durante el experimento 1 realizado en la UEP.	42
XI.	Valores de sobrevivencia para postlarvas de <i>P. stylirostris</i> al final de los cultivos larvarios del experimento 2 realizado en la UEP.	45

XII.	Análisis de varianza de una vía para la sobrevivencia entre tanques del cultivo larvario del experimento 2 realizado en la UEP.	45
XIII.	Unidades Formadoras de Colonias (UFC) por etapa de cultivo para cada especie cultivada a diferentes densidades durante el experimento 2 realizado en la UEP.	46
XIV.	Pesos promedios en gramos (\pm d. e.) de los organismos en las diferentes fechas de muestreo de los cultivos de precría realizados en la UEP.	48
XV.	Pesos promedios (\pm d. e.) de los organismos al final del cultivo de la precría realizado en la UEP.	49
XVI.	Análisis de varianza de una vía entre tanques para el peso de los organismos en la precría realizada en la UEP.	49
XVII.	Análisis de varianza de una vía entre especies para el peso final de los organismos en la precría realizada en la UEP.	50
XVIII.	Sobrevivencia y biomasa al final de la precría realizada en la UEP.	57

I.- INTRODUCCIÓN Y ANTECEDENTES.

La explotación de las pesquerías para todas las especies de camarón ha alcanzado desde 1989 cerca de 90 millones de toneladas, niveles probablemente muy cercanos a sus valores máximos sustentables (Jory, 1995).

México se ha mantenido en el ámbito mundial entre los diez principales capturadores de este crustáceo. Debido a la explotación que este recurso ha sufrido y tomando en cuenta a la acuicultura como una alternativa para la producción del mismo, se ha incursionado en la camaronicultura desde hace algunas décadas. La variedad de especies nativas con potencial acuicultural con que cuenta nuestro país es relativamente rica, y aunque de ellas ocho especies de los subgéneros *Farfantepenaeus* y *Litopenaeus* tienen posibilidades de manejo, son más bien dos las preferidas por los acuicultores, que son el camarón blanco *Penaeus vannamei* y el camarón azul *Penaeus stylirostris* (Arredondo-Figueroa, 1990).

La camaronicultura en los últimos seis años ha cubierto cerca del 25% de la demanda global de camarón y probablemente contribuya en los próximos años con arriba del 50% dentro de los mercados mundiales; al respecto Jory (1995) destaca que México se situó dentro de los diez primeros productores de camarón vía la acuicultura, con aportaciones del 1.5% de la producción mundial en 1994.

La camaronicultura en México representa una actividad de alto potencial productivo cuya práctica comercial se inició en nuestro país hace una década. Actualmente esta actividad se practica en cerca de 15,000 hectáreas de estanquería donde se produjeron en 1995 alrededor de 16,000 toneladas de camarón anualmente (Reyes-Quintero y Reyes-Moreno, 1996).

En México el cultivo de camarón se inició en la década de los setenta. Fue en 1973, cuando el Departamento de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de la Universidad de Sonora (DICTUS, antes CICTUS), en colaboración con la Universidad de Arizona, inició en la Unidad Experimental Peñasco (UEP), en Puerto Peñasco,

Sonora, los estudios necesarios para establecer un esquema de producción apropiado para las condiciones áridas y templadas del Noroeste de nuestro país, y aunque inicialmente el sujeto experimental fue el camarón café *P. californiensis*, fue finalmente el camarón azul *P. stylirostris* la especie con la que se desarrolló un sistema de producción intensiva (Mahler *et al.*, 1974; Salser *et al.*, 1978). Posteriormente en la Unidad Experimental Kino, de la misma UNISON, en Bahía de Kino, Sonora, se incursionó en el desarrollo de sistemas semiintensivos de cultivo de esta especie (Arredondo-Figueroa, 1990; Dugger, 1990; Gómez-Eternod y De la Lanza-Espino, 1992, Martínez-Córdova *et al.*, 1993). En términos de crecimiento, sobrevivencia, talla final y la relativa facilidad del cultivo, *P. stylirostris* fácilmente logró desplazar a la primera especie probada en Puerto Peñasco, obteniendo un rendimiento de 5 kg./m² mediante el manejo intensivo y una dieta con alimento balanceado (Aguirre-Hinojosa, 1990; Martínez-Córdova *et al.*, 1993; Garmendia-Nuñez, 1996).

Los logros alcanzados por el programa de cultivo intensivo en la UEP fueron tales que se consideró a la tecnología del cultivo del camarón azul como una de las más avanzadas del mundo, de esta manera *P. stylirostris* se convirtió en una de las especies sobre las que se ejercía un alto dominio tecnológico en nuestro país y si bien durante la década de los años ochenta el camarón blanco *P. vannamei* fue el favorito de los acuicultores del continente, el camarón azul *P. stylirostris* era una sólida alternativa, y se consideraba además como la especie con mejores perspectivas de cultivo en zonas templadas y en sistemas de producción altamente intensificados, cuyas primeras expresiones comerciales se trataron de establecer a finales de dicha década (Martínez-Córdova *et al.*, 1993) tanto en el estado de Sonora como en Hawái en los Estados Unidos.

Sin embargo a principios de la década de los noventa el cultivo de esta especie fue excluido por un problema de enfermedad viral en que *P. stylirostris* parecía particularmente ser susceptible (Aguirre-Hinojosa, 1990; Dugger, 1990). A

consecuencia de la introducción accidental del virus de la necrosis infecciosa hipodérmica y hematopoyética (IHHNV, por sus siglas en inglés), la alta porción de la industria camaronícola que se dedicaba al cultivo y producción de camarón azul *P. stylirostris*, tuvo que renunciar a las ventajas que significaba trabajar con esta especie debido a que su salud fue afectada severamente por la infección con este virus (Pantoja, 1996).

El IHHN es una enfermedad aguda que ocasiona altas mortalidades en juveniles de *P. stylirostris*; las larvas infectadas por herencia y postlarvas tempranas no presentan la enfermedad, pero aproximadamente en pl. 35 o mayores se presentan fuertes signos de cambios en el comportamiento y apariencia. Los camarones comienzan nadando suavemente sobre la superficie de los estanques de cultivo, posteriormente sus movimientos se vuelven más lentos y comienzan a girar lentamente y se hunden (con la parte ventral hacia arriba) hacia el fondo del estanque. Este proceso se puede repetir por varias horas hasta que se vuelven muy débiles para continuar, o hasta que son canibalizados por otros camarones menos enfermos. *P. stylirostris* en esta etapa de infección a menudo presenta manchas blancas o coloreadas con brillo en la epidermis cuticular, especialmente en las placas terminales del abdomen, dándole al camarón una apariencia moteada. Este moteado posteriormente se desvanese en *P. stylirostris*. Muchas veces, el camarón moribundo se torna de un color azulado y con una musculatura abdominal opaca (Bell y Lightner, 1984).

A diferencia de *P. stylirostris*, el camarón blanco *P. vannamei* es menos sensible al virus IHHN, aunque en todas las etapas de su vida se presume que es susceptible a la infección. La expresión de la enfermedad es notablemente diferente entre estas dos especies y en sus estadios de vida particulares. Aunque *P. vannamei* llega a infectarse en la exposición al virus durante la etapa postlarval hasta adulto, el impacto de IHHN es mínimo, en esta especie el IHHN es típicamente una enfermedad crónica. El síndrome de enano deformidad (RDS, Runt Deformity

Syndrome, por sus siglas en inglés) en esta especie ha sido ligado a IHHN. En camarones juveniles con RDS se despliegan rostrums torcidos o deformes, flagelos antenales arrugados, aspereza cuticular y otras malformaciones cuticulares. Poblaciones de camarones juveniles con RDS exhiben una relativamente amplia variación de tamaños (Kalagayan *et al.*, 1991; Lightner, 1996).

El IHHN produce mortalidades superiores al 90% de *P. stylirostris* en cultivo intensivo. Por otro lado se piensa que en poblaciones cultivadas en sistema semiintensivo de camarón blanco *P. vannamei*, el IHHN es causante del síndrome de enano deformidad (RDS) que arroja deformidades y enanismo hasta en un 30% del total de la población cultivada, así como una alta variabilidad en la talla de los organismos de una misma población (Kalagayan *et al.*, 1991). El virus IHHN es huésped en *P. vannamei*, que puede sin embargo portarlo y transmitirlo aún sin presentar sintomatología (Lightner, 1984b). El virus no solamente ha afectado a poblaciones en nuestro país, desde hace más de diez años se le detectó en otras áreas del continente americano. Ecuador no cultiva *P. stylirostris* fundamentalmente por los problemas que causa este patógeno a las poblaciones en cultivo. En Hawai su presencia convirtió en no rentables los cultivos de algunas grandes empresas camaronícolas. Entre 1987 y 1988 se encontraron muestras positivas en granjas de cultivo de camarón en los estados de Sinaloa, Sonora y Baja California Sur. En muchos casos fue posible determinar el origen de los posibles portadores los cuales fueron adquiridos por acuicultores en el extranjero, y parece fuera de toda duda que el virus fue importado a México por falta de precauciones sanitarias adecuadas (Lightner *et al.*, 1990; Lightner, 1990).

La presencia generalizada del virus IHHN en el camarón azul *P. stylirostris*, que infectó tanto a poblaciones silvestres como cultivadas, determinó su colapso y por consiguiente su exclusión como sujeto de acuicultura comercial a principios de los años noventa. Sin embargo la aparición del síndrome de Taura en los cultivos de camarón blanco *P. vannamei*, así mismo las dificultades de su cultivo y por otro lado,

la aparente recuperación de las pesquerías de camarón azul, y en todo caso el reporte informal de su reintroducción exitosa en algunos cultivos, demandan una reevaluación de su potencial de cultivo así como la determinación de los niveles de severidad del virus IHHN, y la estimación de su efecto en las diferentes fases de cultivo.

I.1.- Aspectos generales de la especie.

El camarón azul *P. stylirostris* es una especie estuarina marina que se distribuye en la costa este del Océano Pacífico desde Punta Abreojos, B. C. S. y el norte del Golfo de California hasta las costas de Perú. Habita en aguas costeras desde los 4 hasta los 45 m de profundidad, generalmente en fondos fangosos y fangoarenosos. Esta especie tiene un tónico abierto y se encuentra clasificada dentro del subgénero *Litopenaeus* (Hendrickx, 1996).

I.2.- Aspectos generales de las técnicas de cultivo y la experiencia del DICTUS con *P. stylirostris*.

I.2.1.- Reproducción en cautiverio.

En términos generales las técnicas establecidas para lograr el control de la reproducción en cautiverio de *P. stylirostris* al igual que otros camarones penaeideos incluyen el manejo de aspectos ecológicos, nutrimentales y endocrinológicos de los organismos. Dentro de las condiciones medioambientales necesarias para inducir la reproducción en cautiverio, además de aquellas que requieren ser reguladas, como son la temperatura y la calidad de agua, ó las condiciones de luz, existen otras que son dadas por las características físicas de los sistemas de cultivo como son la forma, el tamaño y el color de los tanques o reservorios de maduración.

Básicamente para *P. stylirostris*, como para la mayoría de las especies de camarones sometidos a sistemas de maduración, las estructuras de cultivo utilizadas son generalmente tanques circulares preferentemente con fondos oscuros, de no

menos de 60 centímetros de profundidad y lo suficientemente grandes para permitir se den libremente los movimientos propios del cortejo previos a la cópula y cuyo tamaño a la vez permita la fácil operación del tanque. Las estructuras rectangulares como son por ejemplo el uso de estanques de corriente rápida (raceways) también son apropiadas para estos fines (Primavera, 1985; Browdy, 1992; Martínez-Córdova, *et al.*, 1993).

En cuanto a los aspectos nutrimentales, hasta la fecha no se ha definido completamente la relación de requerimientos para promover la maduración gonadal de los camarones penaeideos, de ahí que no exista una formulación artificial que por si sola la promueva, por lo que el uso de los insumos frescos, básicamente la carne de organismos marinos, continua formando la parte más importante en las dietas de maduración de los camarones en cautiverio. El alto costo de los insumos frescos, su disponibilidad y la variación estacional de su composición bioquímica, así como los costos de almacenaje que generan, ponen de manifiesto la importancia del reconocimiento de los requerimientos nutrimentales de los camarones, así como las vías de su metabolismo, durante el proceso de maduración gonadal.

Por otro lado, igualmente importante es el conocimiento de la regulación endócrina de los procesos reproductivos, desde la maduración, hasta el cortejo y la cópula, y finalmente el desove.

Aunque se ha avanzado mucho al respecto, aún se considera que el conocimiento en el campo endocrinológico es todavía incompleto, y aún a pesar de haber generado frutos prácticos con buenos resultados, como es la práctica de la técnica de la ablación del pedúnculo ocular para promover la maduración gonadal de las hembras e incluso de los machos, se requiere de más investigaciones que permitan la proposición de técnicas menos severas para los mismos fines, como podría ser el uso de hormonas.

A continuación se presentan brevemente los factores más importantes para inducir la reproducción de organismos cautivos de camarón.

I.2.1.1.- Temperatura.

Sin duda alguna la manipulación de la temperatura ha sido un método muy utilizado para estimular o inhibir la maduración y el desove de los camarones en cautiverio (Shigueno, 1975; Kelemec y Smith, 1984; Lumare, 1985; Bray y Lawrence, 1991).

Para el caso particular del camarón azul es una práctica común el mantener a los organismos bajo condiciones de temperatura adecuadas para su maduración sólo durante los períodos necesarios para la producción de nauplios, con lo cual se logra alargar la vida útil de los mismos (Garza-Aguirre, Com. Per.¹).

Penaeus stylirostris puede reproducirse dentro de un rango relativamente amplio de temperaturas, sin embargo investigaciones al respecto han demostrado que las temperaturas entre 27 y 29°C producen un mayor porcentaje de cópula, por lo cual se consideran como las óptimas para lograr la reproducción en cautiverio de *P. stylirostris* y *P. vannamei* (Robertson *et al.*, 1991, Ogle, 1992).

I.2.1.2.- Recambio de agua.

El recambio de agua de flujo abierto se considera un aspecto importante debido a que permite el control de los factores fisicoquímicos del agua. El recambio recomendado para tanques de maduración en los cuales se mantiene a los organismos destinados a la reproducción es de 100 a 400% diario según condiciones particulares (ACUACOP, 1983a; Chamberlain, 1985; Galgani *et al.*, 1989; Holtsmich y Romero, 1991; Garza-Aguirre y Aguirre-Hinojosa, 1993a; Ramos *et al.*, 1995).

¹ Garza-Aguirre, Ma. del C., 1997. D.I.C.T.U.S. UEP Apdo. Postal 79 Puerto Peñasco, Sonora, México.

I.2.1.3.- Fotoperíodo.

La calidad e intensidad de la luz se han reconocido como factores importantes en los sistemas de maduración de camarones. Así por ejemplo, la utilización de la luz artificial de color verde ha producido buenos resultados en cuanto a la promoción de la maduración de algunas especies como *P. indicus* (Emmerson, *et al.*, 1983) o *P. monodon* (Primavera y Caballero, 1992).

Con respecto a la intensidad luminosa, los niveles recomendados son más bien bajos (alrededor de $12 \mu\text{W}/\text{cm}^2$) en un intento por simular las condiciones naturales de estos organismos en su medio ambiente (Wurts y Stickney, 1984). Para el caso del camarón azul, se ha logrado inducir favorablemente su maduración bajo condiciones de luz artificial o natural y la utilización de sombráculos para disminuir la intensidad luminosa (Chamberlain y Lawrence, 1981; ACUACOP, 1983a; Martínez-Córdova *et al.*, 1993).

De manera general se considera también que el control del fotoperíodo es promotor del proceso de maduración en los organismos. Chamberlain y Lawrence (1981), confirmaron que con *P. stylirostris* la reproducción fuera de temporada puede ser más exitosa manipulando el control del fotoperíodo y la temperatura, contra la práctica de la enucleación del pedúnculo ocular. De esta manera, en la UEP se considera que el período pico de reproducción es en verano cuando el fotoperíodo natural es de 14 horas luz por 10 de obscuridad, sin embargo durante el invierno es posible inducir a la maduración sin problemas manipulando este factor con luz artificial (Duarte-Moreno, 1990; Martínez-Córdova *et al.*, 1993).

I.2.1.4.- Alimentación.

En términos generales se considera que la utilización de dietas apropiadas es muy importante en el proceso de maduración gonadal de los camarones, entre las que se han probado con mayor éxito destacan las que incluyen organismos marinos, los cuales son ofrecidos en forma fresca y entre éstos los más utilizados son: el calamar,

poliquetos, mejillón, *Artemia* adulta, camarón, ostión, almeja y pescado entre otros, combinados con alimento balanceado de un alto contenido proteico (ACUACOP, 1977; Chamberlain y Lawrence, 1981; ACUACOP, 1983a; Luiz de Siqueira, 1990; Robertson *et al.*, 1991; Garza-Aguirre y Aguirre-Hinojosa, 1993b; Báez-Dueñas *et al.*, 1993; Martínez-Córdova *et al.*, 1993; Menasveta *et al.*, 1993; Ramos *et al.*, 1995; Barajas-Frías, 1997).

La importancia de la utilización de organismos marinos en forma fresca como ingredientes de las dietas aplicadas en la maduración de hembras de camarón radican en la calidad, contenido proteico y la alta proporción de ácidos grasos poliinsaturados (PUFA, por sus siglas en inglés) de las familias omega-6 y omega-3, los cuales son esenciales en la reproducción de un gran número de organismos marinos (Báez-Dueñas *et al.*, 1993).

En la UEP del DICTUS se ha logrado la maduración en cautiverio de *P. stylirostris* mediante la utilización solamente de calamar fresco y alimento balanceado como dieta de maduración (Rodríguez-Marín y Reprieto-García, 1984; Martínez-Córdova *et al.*, 1993).

I.2.1.5.- Ablación del pedúnculo ocular.

Al respecto de la maduración gonadal de los camarones penaeideos, se han encontrado evidencias de que existe un factor inhibitorio de la maduración sexual en estos organismos proveniente del pedúnculo ocular. Tanto en las hembras como en los machos la hormona inhibitoria de la gónada (GHI), es producida en el órgano X por las células neurosecretoras y es transportada hacia la glándula del seno donde es liberada a la hemolinfa.

La ablación del pedúnculo ocular es un proceso ampliamente utilizado con diferentes especies de camarones penaeideos para promover la maduración de hembras en cautiverio. Básicamente este método se utiliza en sistemas comerciales. En el caso de *P. stylirostris* se han realizado trabajos con organismos ablacionados,

percibiéndose un incremento en el número de huevos por desove, así como en el índice de desoves por hembra (ACUACOP 1983a; Ottogalli *et al.*, 1988; Galgani *et al.*, 1989; Bray *et al.*, 1990). Según la experiencia de épocas pasadas hasta finales de los años ochenta, desarrollada en la UEP con progenitores cultivados y silvestres de *P. stylirostris* libres del virus IHHN, el manejo de reproductores para la producción de huevos y larvas no requirió de la práctica de la ablación del pedúnculo ocular en hembras ni la utilización de la inseminación artificial, debido a que las poblaciones respondían confiablemente durante una considerable parte del año con un porcentaje de maduración predecible y con un alto nivel de copulación, obteniendo resultados con hembras de 50 a 123 g de hasta 94,000 nauplios por hembra para poblaciones cultivadas y 134,000 para poblaciones silvestres y con porcentajes de cópula de 7 a 12% (Rodríguez-Marín y Reprieto-García, 1984; Martínez-Córdova *et al.*, 1993; Aguirre-Hinojosa, Com. Per.²). Previamente a este estudio no se hizo ninguna evaluación del efecto sobre el potencial reproductivo de la infección con el virus IHHN.

I.3.- Cultivo larvario.

Las técnicas de cultivo larvario de los camarones penaeideos de manera general se basan en la alimentación inicial con fitoplancton, esto es hasta que la larva alcanza la etapa de mysis, luego se introduce la alimentación en base a zooplancton, principalmente con nauplios de *Artemia* spp. en la gran mayoría de los procesos industriales, aunque en algunos laboratorios se utilizan complementos balanceados particulados (microencapsulados) (Lumare, 1990).

ACUACOP (1983b) reporta en el cultivo larvario de *P. stylirostris* sobrevivencias desde el estadio de nauplio hasta postlarva IV del 65 al 80% para organismos libres de este virus cultivados a una densidad de 100 a 120 org/l,

² Aguirre-Hinojosa, E., 1997. D.I.C.T.U.S. UEP Apdo. Postal 79 Puerto Peñasco, Sonora, México.

alimentados con las microalgas *Isochrysis* sp. y *Chaetoceros gracilis* a densidades iniciales de 100,000 cel/ml hasta 300,000 cel/ml en la etapa de postlarva I.

Según los estudios llevados a cabo en el DICTUS hasta finales de los años ochentas con nauplios provenientes de progenitores cultivados y silvestres libres del virus IHHN, en la UEP se obtuvieron sobrevivencias del 50 al 60%, las cuales se consideran buenas durante el período de cultivo que comprende las etapas de nauplio a postlarva V-VII, en densidades de siembra de 100 org/l. Además con una alimentación con *Skeletonema costatum* utilizando el sistema de fertilización escalonada (bicultivo) hasta la etapa de protozoa III, con concentraciones que alcanzan las 200,000 cel/ml y posteriormente con la utilización de nauplios de *Artemia* spp. en concentraciones de 0.5 a 3 nauplios/ml para la alimentación de los estadios de mysis y postlarva (Duarte-Moreno, 1990; Martínez-Córdova *et. al.*, 1993). La presencia del virus IHHN en las poblaciones experimentales de la UEP determinó que la eficiencia del cultivo larvario disminuyera en un 50% en promedio por cada ciclo de producción de larvas.

Con respecto a las enfermedades bacterianas, el agente bacteriano más mencionado causante de enfermedades infecciosas en el cultivo de camarón desde sus inicios es *Vibrio* spp. Altas epizootias han sido reportadas para diferentes especies en cultivo causadas por bacterias tipo *Vibrio* (Lightner, 1984a). El género *Vibrio* comprende microorganismos anaerobios facultativos en forma de bacilos gramnegativos, los cuales no crecen en medios que carezcan de cloruro de sodio, el medio más utilizado para su detección es el agar con tiosulfato, citrato, sales biliares y sacarosa (TCBS) (S.S.A, 1992).

I.4.- Precría.

Con relación a la precría intensiva de camarones penaeideos existen diversos informes, con respecto a estudios realizados en cultivo de juveniles de *P. stylirostris*, Goxe *et al.* (1988) reportan haber obtenido una sobrevivencia final de hasta 81% con

densidades de siembra de entre 20 y 125 org/m² logrando un crecimiento de 0.5 a 2 g en 160 días, con una temperatura de entre 17 y 34°C y una salinidad de entre 37 y 40‰.

Ottogalli *et al.* (1988), reportaron haber tenido con *P. stylirostris* un crecimiento de pl. 8 hasta 1 g de peso en un período de 25 días, a una densidad promedio de 7.5 org/m² con sobrevivencias de hasta el 80%.

Así mismo, mediante la tecnología utilizada en el DICTUS hasta antes de la aparición del virus IHHN a principios de los noventa, en la UEP se practicaba un modelo de precría intensiva para *P. stylirostris* (Martínez-Córdova, *et al.*, 1993), dividido en una etapa de maternidad en tanques de 3,000 l, y una de pre-engorda en acuarios del tipo raceway de diferentes dimensiones. En la etapa de maternidad las postlarvas V-VI eran sembradas en una densidad de 15 org/l, para obtener después de 30-35 días de cultivo organismos de aproximadamente 200 mg y sobrevivencias de al menos el 80%. Los organismos eran transferidos a los raceways de pre-engorda donde se sembraban en densidades hasta de 1,500 org/m², donde permanecían 5 a 7 semanas hasta que alcanzaban 1.5 gr de peso total promedio con una sobrevivencia semanal de al menos 97%. Una vez que en el DICTUS fue detectada la presencia del virus IHHN a principios de los años noventa, las poblaciones provenientes de progenitores afectados con la enfermedad, presentaban una sobrevivencia no mayor del 1-2 % en la maternidad, o incluso moría el 100% de sus individuos (Aguirre-Hinojosa, 1990; Martínez-Córdova *et al.*, 1993).

Sandifer *et al.* (1987), reportaron haber trabajado con *P. vannamei* de 1.3 g en densidades de hasta 40 org/m², ellos obtuvieron, después de 116 días de cultivo un peso promedio de 20.65 g con una sobrevivencia promedio de 89%. Durante el cultivo la temperatura promedio fue de 25.4°C y la salinidad de 32‰, y obtuvieron así un promedio de 700 g/m².

Wyban y Sweeney (1989), mencionan que en experimentos realizados con organismos de *P. vannamei* en un sistema intensivo, a una densidad de 800 org/m²

con un peso promedio de 0.27 g, y alimentados con alimento peletizado (42%, proteína) en una ración diaria correspondiente al 10% de la biomasa total, obtuvieron una sobrevivencia del 90% al final del cultivo (85 días), con una ganancia de peso de 0.7 g/semana.

En sistemas de engorda Aguirre-Hinojosa (1990), en un estudio con *P. stylirostris* libres de virus IHHN, realizado en estanques a cielo abierto, reporta que en sistemas de cultivo de tipo hiperintensivo con un alto recambio de agua de hasta 200%, se obtuvieron cosechas de hasta 4.3 kg/m² con una sobrevivencia al final del cultivo del 70%.

Kalagayan *et al.* (1991), compararon el crecimiento de *P. vannamei* infectados con el virus IHHN y organismos no infectados. Ellos trabajaron con juveniles (pl. 6) en densidades que fueron de 900 a 1,500 org/m², con condiciones de salinidad de 33‰ y una temperatura promedio de 27.3°C. Después de 45 días obtuvieron en organismos positivos un peso promedio de 0.35 g con una sobrevivencia del 94% y un coeficiente de variación de los pesos individuales del 94%, mientras que en los organismos no infectados, obtuvieron un peso promedio final de 1.2 g con una sobrevivencia del 90% y un coeficiente de variación del 28%. Demostraron así que el virus IHHN presenta un factor etiológico (RDS Runt Deformity Syndrome), el síndrome de enano deformidad, caracterizado por la variación y a menudo el altamente reducido crecimiento de arriba del 30% de la población total, así como la presencia de deformidades en la cutícula del rostrum, apéndices anteriores y otras partes del cuerpo.

Reid y Arnold (1992), en un estudio realizado con *P. vannamei* (pl. 8), bajo un sistema intensivo y cerrado, trabajaron con densidades de hasta 2,132 org/m³, con una temperatura de 26 a 30°C y una salinidad de 16 a 35‰. Ellos reportaron haber tenido un crecimiento de hasta 10.8 g en 146 días con una sobrevivencia final del 48%.

Bray *et al.* (1994), reportan haber trabajado con juveniles de *P. vannamei* con un peso promedio inicial de 1.63 g, los cuales fueron cultivados a una densidad de 14

org/m² y mantenidos con alimento peletizado (45%, proteína). Al cabo de 35 días de cultivo con una salinidad de 25‰, obtuvieron un peso final promedio de 10.30 g y de 8.48 g para un cultivo con salinidad de 49‰, con una sobrevivencia del 100 y el 99% respectivamente. Sin embargo, el 55.2% de los individuos al término del experimento presentaron deformidades en el rostrum. La ocurrencia de anomalías en el rostrum ha sido asociada con la presencia del virus IHHN en los organismos de cultivo (Kalagayan, op. cit.).

Dada la importancia de conocer actualmente el estado que guarda el camarón azul silvestre infectado con el virus IHHN al respecto de su uso en los sistemas acuiculturales, se planteó la siguiente investigación.

II.- OBJETIVOS.

II.1.- Objetivo general.

Hacer un análisis preliminar del potencial acuicultural del camarón azul *P. stylirostris*, mediante el estudio de una población de progenitores silvestres infectados con el virus IHNV, capturados en el Alto Golfo de California.

II.2.- Objetivos particulares.

- Determinación de la respuesta reproductiva en cautiverio del lote de reproductores.
- Determinación de la eficiencia del cultivo larvario intensivo del camarón azul a diferentes densidades y escalas.
- Determinación del crecimiento y la sobrevivencia de las postlarvas mantenidas en una precría intensiva.

III.- MATERIAL Y MÉTODOS.

El presente trabajo se llevó cabo en las instalaciones de la Unidad Experimental Peñasco del Departamento de Investigaciones Científicas y Tecnológicas de la Universidad de Sonora (DICTUS), localizada en Puerto Peñasco, Son., México. La Unidad se ubica geográficamente a 31° 17' latitud norte y 113° 34' longitud oeste. El período de estudio comprendió de noviembre de 1996 a agosto de 1997 cuando se llevaron a cabo una serie de experimentos para evaluar la respuesta reproductiva de un lote de progenitores silvestres de camarón azul, y la eficiencia del cultivo larvario y la precría con individuos descendientes de dicho lote.

III.1.- Evaluación de la respuesta reproductiva de *P. stylirostris*.

III.1.1.- Origen de los organismos.

Fuera de la época de reproducción natural de la especie bajo estudio, a finales de noviembre de 1996 fue capturado en la zona marina del Alto Golfo de California ubicada frente a la UEP, un lote de 500 adultos silvestres de camarón azul *P. stylirostris* que fueron introducidos a un acuario de tipo raceway en la UEP del DICTUS, donde después de la mortalidad producida por el manejo sobrevivieron al menos el 90% de los individuos.

Cien organismos de estos fueron seleccionados aleatoriamente para un estudio de prevalencia del virus IHNV (Morales-Covarrubias, *et al.*, en revisión), mediante el uso de una sonda genética (DNA Dot Blot Hybridization; Nunan, *et al.*, 1994) y análisis histopatológico, con resultados de alta prevalencia del virus, 86% en hembras y 56% en machos; por lo que se estimó que el virus estaba presente en el 100% de la población muestreada.

De finales de noviembre de 1996 hasta el inicio del presente estudio, la población fue mantenida en el acuario, la cual se alimentó a base de alimentos frescos y alimento balanceado, según la metodología del DICTUS (Martínez-Córdova, *et al.*,

1993), con la salinidad del agua a 38‰ y con la temperatura de la misma entre los 23 y 24°C, que son los valores más bajos que se detectan durante el ciclo anual en el agua del pozo de la UEP.

A principios de enero de 1997, 361 organismos sobrevivientes de esta población, fueron transferidos a un acuario experimental donde se desarrolló un experimento para evaluar la respuesta reproductiva en condiciones de cautiverio por un período de 3 meses con 34 fechas efectivas de muestreo, sin considerar el tiempo de preparación, durante el que se estimaron el porcentaje diario de hembras maduras, el porcentaje de cópula de la población total, y el número de nauplios y huevos producidos en los desoves.

III.1.2.- Descripción del acuario de maduración.

Durante el experimento los organismos se mantuvieron en uno de los acuarios que forman una acuacelda de maduración del tipo invernadero, la cual consta de dos acuarios rectangulares de dimensiones de 22 × 3 × 0.50 m (largo, ancho y alto respectivamente), con una profundidad funcional de 40 cm, cubiertos sus fondos y sus paredes con lona plástica. Dicha acuacelda fue cubierta con polietileno transparente pintado con pintura vinílica blanca con la finalidad de reducir la incidencia de luz solar, el cual se mantuvo inflado con un ventilador de 60 cm de diámetro con un motor de 1 H. P., lo que permitió tener condiciones experimentales más controladas con respecto a la temperatura, ya que las condiciones de invernadero contribuyeron a disminuir el rango diario de fluctuación de la misma, además la disminución de la luz incidente controló el crecimiento de macroalgas, lo que contribuyó a la salud del sistema. El sistema de circulación de agua fue de flujo continuo, el cual alimentó al acuario por medio de una tubería con agua de mar caliente y otra con agua de mar fría, la cual se suministró al acuario por medio de un tubo de PVC perforado, colocado a lo largo del mismo, lo cual logró una serie de chorros que oxigenó el agua, evitando así el uso de aireadores.

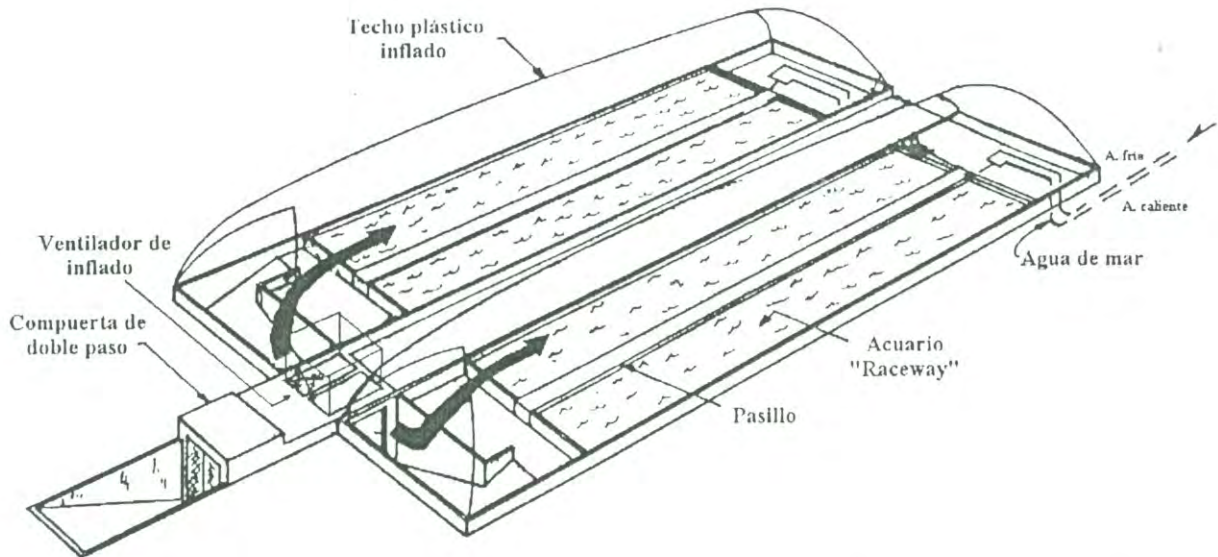


Figura 1. Esquema de la acuacelda para la maduración de *P. stylirostris* utilizada durante el experimento realizado en la UEP.

III.1.3.- Condiciones experimentales.

III.1.3.1. Densidad de organismos y proporción de sexos.

El número total de organismos al inicio del experimento fue de 361, de estos 169 fueron hembras y 192 machos, con un peso total promedio para las hembras de 43.3 ± 4.58 g y de 40.2 ± 3.61 g para los machos, con una relación entre sexos de 1:1.2, hembras y machos respectivamente. Se manejó una densidad de 5 camarones por m^2 , y se realizó un registro diario de la mortalidad de los organismos.

III.1.3.2.- Condiciones ambientales y alimentación.

Una vez sembrados los camarones en el acuario, la temperatura del agua se incrementó en un grado centígrado diario mediante la mezcla de agua fría y agua caliente proveniente de un intercambiador de calor conectado a una caldera, hasta que alcanzó un valor de $27-28^{\circ}C$, temperatura que se mantuvo hasta el final del experimento y que se registró diariamente cada cuatro horas.

Desde la fecha en que empezó a incrementarse la temperatura del agua, la dieta de maduración consistió en un 30% de alimento balanceado comercial para maduración (Rangen, 50% de proteína) y 70% de una mezcla de carne fresca picada de calamar (*Loliolopsis diomedae* y *Loligunculla panamensis*) (78.3% de humedad) y mejillón (*Modiolus* sp.) (82.4% de humedad) en una proporción de 3 a 1. El alimento se dividió en 6 raciones diarias, 2 de alimento balanceado y 4 de la mezcla de carne fresca, que se ofrecieron a los organismos cada 4 horas (Tabla I).

Tabla I. Régimen alimenticio para la maduración de *P. stylirostris* en la UEP.

Hora	Alimento.
04:00	Balanceado.
08:00	Carne fresca.
12:00	Carne fresca.
16:00	Carne fresca.
20:00	Carne fresca.
24:00	Balanceado.

La cantidad de alimento se calculó en base a una ración diaria correspondiente al 3% en peso seco de la biomasa húmeda de la población experimental, y se ajustó según el consumo.

Se trabajó con una salinidad de 38 ‰ que es el valor correspondiente al agua del pozo profundo (30 m) que alimenta a la UEP. Los 27 m³ de agua que contiene cada acuario se recambiaron a una tasa diaria del 200% diario. Se trabajó bajo condiciones naturales de fotoperíodo, que fue de 11 y 13 horas de luz y oscuridad respectivamente para el primer mes (febrero) y de 13 y 11 horas al final del experimento (abril), los cuales son intervalos promedios naturales para esos meses en esta zona.

Los acuarios contaron también con estructuras de madera cubiertas con polietileno negro suspendidas a 30 cm de la superficie del agua, que cubrieron el 60% del total del espejo de agua, bloqueando así la luz solar. Esto contribuyó también a

propiciar un mejor ambiente a la población de los camarones durante las horas diurnas, ya que éstos prefieren los sitios sombreados. La limpieza de los acuarios se realizó cada 3 días, con la utilización de una motobomba de 1 H. P., con cepillado de las paredes y el piso del acuario. Se realizaron también tratamientos profilácticos consistentes en cerrar el flujo del acuario durante 4 a 6 hrs y aplicar formol hasta alcanzar una concentración de 25 ppm, una sola vez por mes.

III.1.4.- Obtención de las hembras grávidas e inducción al desove.

El estadio de madurez de las hembras fue evaluado visualmente en base al color y tamaño del ovario según la escala de King (1948) (G1, Inmadurez; G2, Madurez Temprana; G3, Madurez Tardía; G4, Madurez y G5, Desove) (citado por Chamberlain y Lawrence, 1981).

Una vez que el lote de reproductores fue aclimatado y se observó que al menos el 30% de las hembras se encontraban en los estadios G3 y G4 de desarrollo ovárico se muestreó la población durante 34 fechas, para registrar el número de hembras maduras y apareadas. Se determinó el porcentaje diario de hembras maduras. De las hembras en estado de madurez se seleccionaron al oscurecer de cada día de muestreo aquellas que presentaban un espermátforo adherido, con la utilización de una lámpara sumergible que permite ver a contraluz y distinguir la madurez. Luego se llevaron al área de desove dentro de transportadores construidos de tubos de PVC de 5 cm de diámetro y 30 cm de longitud. Las hembras obtenidas fueron inducidas al desove en forma individual, para lo cual se colocaron en tanques de fibra de vidrio cuadrados de 50 × 50 × 50 cm (largo, ancho y alto) con un volumen funcional de 100 l y en tanques redondos de 1.10 m de diámetro por 44 cm de alto, con un volumen funcional de 320 l. Antes de la recepción de las hembras, los tanques fueron lavados con detergente y enjuagados con agua dulce, se llenaron con agua de mar filtrada y se colocaron dos mangueras de plástico para el suministro de aireación. Previamente a la introducción a los tanques, las hembras se sometieron a

un proceso profiláctico, consistente en una desinfección externa sumergiéndolas por 3 minutos en agua de mar filtrada que contenía una dilución de formol en una concentración de 100 ppm y un alguicida comercial (Cutrine Plus), a una concentración de 10 ppm.

La temperatura del agua se mantuvo a $28 \pm 1^\circ\text{C}$ (Mcvey y Fox, 1983; Rodríguez-Marín y Reprieto-García, 1984), por medio de calentadores de resistencia equipados con termostato. Durante el proceso de desove los tanques fueron tapados con una cubierta de plástico negro para evitar la fuga y el estresamiento de las hembras. Así mismo dentro de la habitación de desove se mantuvo encendido un calentador ambiental de gas L. P.

III.1.5.- Manejo del desove y cosecha de nauplios.

A la mañana siguiente de ocurrido el desove, se retiraron las hembras correspondientes de cada tina y antes de ser devueltas al acuario de maduración se pesaron, se marcaron con una anillo plástico o metálico (acero inoxidable) numerado colocado en un pedúnculo ocular, y se les evaluó la descarga del ovario (pobre, parcial o completo, escala meramente empírica).

Después de retiradas las hembras de los tanques de desove, se procedió a extraer las heces fecales, mediante su separación con un tamiz para evitar la generación de colonias bacterianas. Los huevecillos se dejaron en los tanques hasta la eclosión de las larvas nauplios y su posterior desarrollo hasta el estadio de nauplio IV o V. Alcanzada esta etapa, los nauplios se cosecharon con la ayuda de un sifón después de ser concentrados en un extremo del tanque mediante el uso de una fuente de luz, aprovechando el fototropismo positivo natural de estos organismos.

Se estimó el número total de nauplios producidos por cada hembra mediante el conteo de los nauplios contenidos en 3 alícuotas obtenidas de un concentrado de los mismos en un volumen conocido. Posteriormente se retiró la aireación, permitiendo así la sedimentación en el tanque de los huevos que no eclosionaron, se

colectaron, y se determinó su número de la misma manera utilizada para los nauplios.

III.2.- Evaluación de la eficiencia en el cultivo larvario.

El cultivo larvario se realizó en dos niveles de experimentación, el experimento 1, se llevo a cabo a pequeña escala y el experimento 2 se realizó a una escala mayor, propia de un laboratorio de producción comercial.

III.2.1.- Experimento No. 1. Condiciones experimentales.

III.2.1.1- Estructuras de cultivo.

El primer experimento se llevó a cabo en 10 tanques de fibra de vidrio de 50 × 50 × 50 cm (largo, ancho y alto) con un volumen funcional de 100 l, los cuales previamente fueron lavados con detergente y cloro, y enjuagados con agua dulce. Los tanques se llenaron con agua de mar filtrada y se les colocó una manguera plástica para proporcionar la aireación necesaria. El sistema de iluminación consistió en la suspensión por encima de los tanques experimentales de un par de lámparas de 40 Wats de luz de día de 120 cm de longitud, se colocaron dos barras para cada par de tanques. El drenaje que se ubicó en el centro de los tanques, y funcionó por rebosamiento, consistió en un tubo de PVC de 2 cm, en el extremo del cual se colocó un filtro a manera de tambor con un trozo de tubo de PVC de 5 cm de diámetro y malla plástica de 200 µm, para evitar la fuga de las larvas.

III.2.1.2.- Densidad de siembra.

Se experimentó con diez tanques en los cuales se trabajó con 2 densidades diferentes que fueron 50 y 100 org/l con tres repeticiones por tratamiento para el camarón azul *P. stylirostris*. Como control y para corroborar la eficiencia del sistema el mismo experimento se realizó con larvas de camarón blanco *P. vannamei* solo que con dos repeticiones por tratamiento (Tabla II), dichas larvas se obtuvieron de un

laboratorio de producción comercial en la misma etapa que las demás provenientes de lotes saludables utilizados en la producción masiva de postlarvas. Previamente a la siembra en los tanques, los nauplios se sometieron a un enjuague con agua de mar corriente, con el fin de disminuir la carga bacteriana.

Tabla II. Diseño experimental del cultivo larvario del experimento 1 realizado en la UEP.

	Tratamientos									
	1			2		3			4	
Especie	<i>P. stylirostris</i>			<i>P. vannamei</i>		<i>P. stylirostris</i>			<i>P. vannamei</i>	
Densidad (org/l)	50	50	50	50	50	100	100	100	100	100
Tanque	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10

III.2.1.3.- Condiciones ambientales.

La temperatura del agua de los tanques se mantuvo a $28 \pm 1^\circ\text{C}$ la cual fue controlada por el calentamiento de la misma mediante un sistema de caldera e intercambiador de calor y por el uso de un calentador ambiental de gas L. P.; la salinidad fue de 38 ‰. La exposición a la fuente de luz fue constante durante las 24 horas del día durante todo el cultivo. Al inicio del experimento se efectuó un régimen estático, esto es sin recambio en las primeras etapas de cultivo, el cual se mantuvo hasta lograr el estadio de protozoa, a partir del cual se realizaron recambios diarios en cada tanque, los cuales consistieron en 30% hasta un 100% a medida en que se alcanzaban las etapas subsecuentes en el desarrollo del experimento (Tabla III).

III.2.1.4.- Alimentación.

Desde el inicio del cultivo se proporcionaron las microalgas *Chaetoceros gracilis* e *Isochrysis galbana*, las cuales se ajustaron diariamente a una concentración de 100,000 cel/ml cada una, utilizando para su conteo un hematocitómetro (cámara de Neubauer). A partir del estadio de protozoa III y hasta el final del cultivo se

sustituyeron paulatinamente las microalgas por nauplios de *Artemia* spp. en concentraciones que fueron incrementándose desde 0.5 nauplios/ml hasta 3 nauplios/ml (Tabla III). El régimen de alimentación se realizó de acuerdo a las tablas presentadas por Rodríguez-Marín y Reprieto-García, (1984). El ajuste de *Artemia* sp. se realizó dos veces al día mediante el conteo rápido por medio de una pipeta modificada de 25 ml, estimando el número de nauplios por mililitro de muestra

Tabla III. Régimen alimenticio y de recambio de agua en el cultivo larvario del experimento 1 realizado en la UEP.

Etapa	Alimentación	Recambio (%)
Nauplio V	Microalgas 10^5 cel/ml	Estático
Protozoa I	Microalgas 10^5 cel/ml	30
Protozoa II	Microalgas 10^5 cel/ml	40
Protozoa III	Microalgas 10^5 cel/ml + <i>Artemia</i> 0.5 n/ml	50
Mysis I	Microalgas 10^5 cel/ml + <i>Artemia</i> 1 n/ml	100
Mysis II	Microalgas 10^5 cel/ml + <i>Artemia</i> 2 n/ml	100
Mysis III	Microalgas 10^5 cel/ml + <i>Artemia</i> 3 n/ml	100

Diariamente durante el transcurso del cultivo se tomaron muestras de las larvas de cada tanque para determinar su estadio larval.

III.2.1.5.- Cosecha de postlarvas.

Al alcanzar la etapa de postlarva III y IV, todos los organismos de cada tanque fueron cosechados y concentrados en un volumen conocido (18 l) para estimar su número mediante la obtención de alícuotas (3 muestras) y calcular así el porcentaje de sobrevivencia por tanque.

III.2.2.- Experimento No. 2. Condiciones experimentales.

III.2.2.1.- Estructuras de cultivo.

El segundo experimento se llevo a cabo en 4 tanques rectangulares de fibra de vidrio de $2.50 \times 2.10 \times 0.90$ m (largo, ancho y alto) de 3,500 l de capacidad, los cuales previamente fueron lavados con detergente y cloro, enjuagados con agua dulce y posteriormente llenados a un nivel inicial de 1,500 l con agua de mar filtrada. A cada tanque se les colocaron 8 mangueras plásticas para proporcionar aireación; la fuente de iluminación consistió en 8 lámparas por tanque de 120 cm de longitud y 40 Wats de potencia colocadas a unos 30 cm de la superficie del agua. El drenaje se colocó en una esquina del tanque, el cual consistió en un tubo de 5 cm de diámetro cubierto por otro de 10 cm de diámetro ranurado y forrado con malla plástica de 200 μ m para evitar la fuga de larvas al realizar los recambios de agua.

III.2.2.2.- Densidad de siembra.

Se experimentó con cuatro densidades de siembra diferentes, una por tanque, las cuales fueron 280, 260, 200 y 120 org/l (Tabla IV), previamente a la siembra, los nauplios fueron enjuagados varias veces con agua de mar filtrada para reducir al mínimo la carga bacteriana.

Tabla IV. Diseño experimental de cultivo larvario del experimento 2 realizado en la UEP.

Tanque	Densidad (org/l)
1	280
2	260
3	200
4	120

III.2.2.3.- Condiciones ambientales.

La temperatura del agua del cultivo se mantuvo en $28 \pm 1^\circ\text{C}$ en los cuatro tanques mediante la utilización de un calentador ambiental de gas L. P., y la mezcla de agua fría y caliente; la salinidad fue de 38‰. La iluminación se mantuvo durante las 24 horas del día. El cultivo se llevó a cabo bajo condiciones estáticas en las primeras etapas del desarrollo larvario y se aumentó el volumen paulatinamente de 1,500 l iniciales hasta alcanzar 3,000 l durante la etapa de protozoa III y hasta el final del cultivo.

III.2.2.4.- Alimentación.

La alimentación de las larvas fue igual que la del experimento 1. Se utilizaron las dos mismas especies de microalgas a una concentración de 100,000 cel/ml en promedio para cada una, la cual fue reduciéndose hacia las etapas avanzadas del cultivo, ya que fueron sustituidas paulatinamente por *Artemia* spp. bajo el mismo criterio que en el experimento 1 (Tabla III).

III.2.2.5.- Cosecha de postlarvas.

La cosecha de postlarvas se realizó cuando el camarón tuvo de 4 a 5 días en el estadio de postlarva. Para la cosecha, al tubo de drenado se le conectó una extensión de tubo de PVC, por donde pasaron las postlarvas a una caja cosechadora; durante el drenado las paredes y el fondo del tanque fueron enjuagados ocasionalmente para evitar que los organismos se adhirieran a su superficie. Una vez concentradas en un volumen conocido (60 l) fueron tomadas 5 alícuotas con un vaso de precipitado de 100 ml, se determinó el número en cada muestra y el promedio fue extrapolado al volumen de agua de la caja cosechadora.

III.2.3.- Cultivo de *Artemia* spp.

Los nauplios de *Artemia* spp. se obtuvieron a partir de quistes incubados durante 24 a 36 hrs, a una densidad de 1 g/l, en tanques cilíndricos de fibra de vidrio de 0.52 m de diámetro y 0.75 m de alto de 150 l de capacidad. Se trabajó con agua de mar a una temperatura de $28 \pm 1^\circ\text{C}$, salinidad de 15 ‰ y con una aireación vigorosa.

Previamente a la incubación, los quistes fueron desinfectados con una solución de hipoclorito de sodio al 5% durante 15 minutos. Después de la eclosión de los nauplios se procedió a su cosecha, para lo cual se colocó una fuente de luz en la parte superior del tanque, la cual consistió en una lámpara incandescente de 100 Wats, aprovechando así el fototropismo positivo que tiene este organismo para ser cosechado. Después de ser cosechados los nauplios fueron lavados con abundante agua de mar filtrada para disminuir la carga bacteriana de los mismos y así evitar introducirla a los tanques de cultivo.

Posteriormente fueron concentrados en un volumen conocido y se tomaron 3 alícuotas para estimar su número y así proporcionar la cantidad requerida para las larvas. En el estadio de protozoa III, los nauplios fueron proporcionados muertos, para lo cual después del proceso antes descrito, se sometieron a congelación y previamente al suministro de los mismos se descongelaron, disolviendo éstos en una cubeta con agua a un volumen conocido.

III.2.4.- Monitoreo bacteriológico.

Durante el transcurso de los cultivos se monitorearon los tanques de los mismos para la detección de unidades formadoras de colonias que crecen en el medio selectivo TCBS. Las placas fueron sembradas con tres criterios de dilución, los cuales fueron de la muestra directa, 10^{-1} y 10^{-2} , e incubadas por 48 hrs en una estufa a 37°C . El muestreo se realizó aleatoriamente en los tanques para obtener una muestra de cada uno de los tratamientos.

III.2.5.- Análisis de los datos para el cultivo larvario.

En el diseño del trabajo se realizaron dos experimentos, por lo cual el análisis de los datos se realizó por experimento. En ambos el análisis se realizó con los datos generados por las sobrevivencias, reportadas en porcentajes. Debido a que los datos en porcentajes no presentan una distribución normal sino binomial los datos generados de ambos experimentos fueron transformados a su forma angular (arcones) para su mejor ajuste a la distribución normal (Zar, 1974).

A todos los datos generados se les aplicó la prueba de homogeneidad de varianzas de Bartlett (Zar, 1974) y bondad de ajuste de Kolmogorov-Smirnov (Daniel, 1993), los datos presentaron ajuste a la distribución normal y homogeneidad de varianzas, por lo que se les aplicó estadísticos paramétricos. El análisis paramétrico fue un ANDEVA de dos vías, para el primer experimento, para determinar diferencias entre densidades y especies, y en el segundo experimento se realizó el ANDEVA de una vía para determinar diferencia entre tanques.

III.3.- Evaluación de la eficiencia en la precría.

III.3.1.- Estructuras de cultivo.

La precría se llevó a cabo en tanques largos de fibra de vidrio con forma de U en un corte transversal de $2.82 \times 1.04 \times 1.04$ m (largo, ancho y alto respectivamente), con una profundidad funcional de 0.75 m y 2000 l de capacidad. Previamente a la siembra de los organismos, los tanques fueron lavados con agua de mar corriente y cepillados con una solución diluida de hipoclorito de sodio comercial de tal manera que en el piso y paredes quedara una ligera cubierta de algas verdes, las cuales cumplen una función de sustrato durante el cultivo. El drenaje de estos tanques consistió en un tubo de PVC de 3.5 cm de diámetro y 75 cm de altura, alrededor del cual se instaló un filtro de una armazón de PVC forrado con tela plástica de luz de malla de 300 μ m. El sistema de circulación fue un tubo perforado de PVC colocado a

lo largo de los tanques lo cual lograba una serie de chorros a 45°, oxigenando el agua y evitando así el uso de aireadores.

III.3.2.- Siembra de organismos.

Se llevaron a cabo tres cultivos sin repeticiones con postlarvas 10-11, a una densidad de 1500 org/m³. En el primero se sembró una población de *P. stylirostris*, en el segundo una población de *P. vannamei*, y en el tercero una población compuesta del 50% de cada especie.

III.3.3.- Condiciones ambientales.

La temperatura del agua de los tanques se dejó fluctuar de acuerdo a las condiciones del ambiente, y fue registrada cada cuatro horas. El cultivo se llevó a cabo a una salinidad de 38‰, y se manejó un recambio del agua superior al 300% según lo descrito por Aguirre-Hinojosa (1990), para controlar las variables fisicoquímicas en su nivel óptimo. Se dispusieron en los tanques unas estructuras de madera y plástico oscuro a manera de sombráculos, las cuales se encontraban abiertas a 45° lo cual permitía el ingreso de un alto porcentaje de luz natural. La limpieza de los tanques se llevó a cabo mediante sifoneo cada tercer día y los filtros se limpiaron periódicamente con un cepillo de cerdas suaves para evitar que se taparan por la acumulación de desechos orgánicos, partículas de alimento y heces fecales.

III.3.4.- Alimentación.

La alimentación se realizó con alimento balanceado para crecimiento (35% de proteína) en un régimen de seis veces al día a intervalos de cuatro horas. La cantidad diaria y el tamaño de la partícula se calcularon en base a la tabla presentada por Martínez-Córdova *et al.*, (1993) (Tabla V). Esta manera de suministrar el alimento fue solo un punto de partida de una estrategia que incluyó el observar continuamente el

consumo de los organismos para aumentar o disminuir la cantidad, según ameritara el caso de acuerdo al consumo observado.

Tabla V. Rutina de alimentación para 50,000 pl. de camarón en tanques de precría en la UEP.

Días	Cantidad (g)	Malla No.
09-12	10	60
13-16	13	60
17-18	18	45
19-22	25	45
23-	Según consumo	35 o más

III.3.5.- Registro del crecimiento de los organismos.

Para determinar el crecimiento, cada dos semanas se registró el peso húmedo de 80 organismos para cada tanque de cultivo. Este número de organismos de cada muestra se determinó durante el primer muestreo, graficando el número de organismos de muestras de diferente tamaño contra el peso individual promedio de los mismos, hasta observar un comportamiento lineal constante de la media. Los pesos se obtuvieron *in vivo* en una balanza semianalítica (METTLER AJ100). Después de pesados todos los organismos fueron devueltos a su tanque correspondiente.

III.3.6.- Cosecha.

La cosecha de los organismos se realizó el día 91 del cultivo, para lo cual se disminuyó el nivel del agua de cada tanque para facilitar así la captura de los camarones. Todos los animales de cada tanque fueron contados manualmente uno a uno, para obtener así el número exacto de organismos sobrevivientes en cada uno. Los organismos del bicultivo fueron separados por especie según la descripción de Hendrickx (1996) y se contabilizaron por separados para obtener la proporción de organismos por especie.

III.3.7.- Análisis de los datos para la precría.

A los datos de crecimiento en peso del camarón, se les aplicó las pruebas de homogeneidad y de bondad de ajuste anteriormente mencionadas. El crecimiento en peso se sometió a un análisis de ajuste exponencial por medio del paquete estadístico STATISTICA vers. 5.0, con el objeto de determinar la ecuación de crecimiento obtenida para cada tratamiento. El crecimiento fue comparado al final del cultivo, realizándose un análisis de varianza para el peso final de los organismos (Zar, 1974).

Los datos obtenidos de todos los análisis fueron procesados en una PC-Pentium empleando los paquetes estadísticos STATISTICA vers. 5.0 para Windows (StatSoft, Inc.), SYSTAT vers. 5.04 para Windows (SYSTAT, Inc.) y Microsoft Excel para Windows vers. 97 (Soft-Art, Inc.).

IV.- RESULTADOS.

IV.1.- Maduración y desove.

A los 20 días de iniciarse el incremento gradual de la temperatura del agua, es decir a los 16 días de estabilizar la temperatura en los 27-28°C, se detectó por primera vez un promedio del 30 % de la población de hembras maduras, con lo que se dio inicio a los muestreos. Ese valor promedio se mantuvo durante todo el experimento. El valor promedio del número de cópulas por día obtenido durante los 34 días de muestreo fue de 4.4 diarias, las cuales correspondieron aproximadamente al 3.25% del total de las hembras en la población. El valor mínimo observado fue de 1 cópula/día y el valor máximo fue de 13 cópulas/día, correspondiendo este último al 11% del total de las hembras aproximadamente (Tabla VI). Cabe mencionar que en el cómputo de las cópulas no se consideraron aquellos casos en que se observaron espermátosforos mal colocados en el télico de las hembras o completamente fuera de lugar.

Al analizar en el tiempo los valores promedios del porcentaje de cópula diaria se observó un incremento de éste hacia el último mes de muestreo (abril), al doble del valor observado en febrero y marzo (2.3-2.5 cópulas/día) (Tabla VI).

Durante los 34 fechas de muestreo se indujeron al desove un total de 138 hembras, de las cuales 8 no desovaron, y de los desoves de las 130 restantes 23 resultaron infértiles, esto es un 17.69%.

El peso promedio de las hembras sometidas al proceso de inducción al desove fue de 56.9 ± 8.7 g.

Del total de desoves registrados, considerando también aquellos infértiles, se obtuvo un valor promedio de 167,142 huevos/hembra/desove, con un valor máximo registrado de 356,858 huevos para una hembra con un peso de 74.2 g.

Tabla VI. Registro de las cópulas de *P. stylirostris* durante el experimento de maduración realizado en la UEP de febrero a abril de 1997.

Días de registro	No. de cópulas/día			Porcentaje diario de cópulas		
	Promedio	Mínimo	Máximo	Promedio	Mínimo	Máximo
Febrero (8)	2.3	1	7	2.34	0.64	4.54
Marzo (16)	2.5	1	9	2.47	0.66	6.42
Abril (10)	5.0	1	13	4.98	0.84	11.01
Febrero-abril (34)	4.4	1	13	3.25	0.64	11.01

Con relación a la producción de nauplios, y tomando en consideración todos los desoves, incluso los infértiles, se registró un valor promedio de $91,213 \pm 75,811$ nauplios/hembra/desove. Considerando sólo los desoves fértiles el valor promedio registrado fue de 117,894 nauplios/hembra/desove, con un valor máximo correspondiente a una hembra de 42.3 g de peso cuya producción fue de 292,500 nauplios (Tabla VII).

Con respecto al porcentaje de eclosión, el valor promedio calculado en base a los desoves fértiles fue de $70.1 \pm 19.1\%$ con un valor máximo registrado de 98.23% para una hembra cuyo peso fue de 48.5 g.

Tabla VII. Producción de huevos y nauplios de las hembras de *P. stylirostris* durante el experimento de maduración realizado en la UEP.

Meses	Peso de las Hembras (g)		No. de Desoves		Huevos por Hembra		Nauplios por Hembra		Nauplios por Hembra Des. Fért.		(%) de Eclusión
	Fért.	Infért.	Tot.	Hembra	Hembra	Hembra	Hembra	Hembra	Hembra	Hembra	
Febrero	55.3 ± 9.2	20	4	24	150,650 ± 84,820	85,648 ± 64,355	111,343.2 ± 64,355	76.5 ± 20.1			
Marzo	57.9 ± 8.9	40	9	49	155,946 ± 86,137	92,204 ± 87,603	122,171.1 ± 87,603	77.2 ± 15.8			
Abril	57.6 ± 10.9	47	10	57	206,615 ± 85,210	92,775 ± 81,950	116,462.3 ± 70,740	57.6 ± 17.3			
Feb-Abr	56.9 ± 8.7	107	23	130	167,142 ± 87,430	91,213 ± 75,811	117,894.5 ± 77,811	70.1 ± 19.1			

En general, la apariencia de los huevecillos fue saludable, así como la de los nauplios, los cuales se observaron siempre muy activos, siendo muy poco frecuente el observar deformidades notorias en ellos. Con respecto al estado de salud de los reproductores, no se registraron mortalidades masivas entre ellos, solo se detectaron algunos organismos con ligeras irritaciones de la piel, principalmente en el telson y urópodos. En los machos se observó ocasionalmente melanización de las ámpulas terminales, aunque no en estados muy avanzados.

La sobrevivencia del lote de reproductores al final del experimento fue de 81.4%, lo cual corresponde a un 98.6% de sobrevivencia semanal. Se registró una mayor sobrevivencia en los machos, ya que éstos últimos registraron 87.5% y las hembras un 74.3%.

Durante el experimento no se presentó problema en el funcionamiento de la caldera utilizada para introducir agua caliente al acuario, por lo que la temperatura no tuvo fuertes fluctuaciones, ésta se mantuvo entre los 27 y 29°C.

IV.2.- Cultivo larvario.

IV.2.1.- Experimento 1.

IV.2.1.1.- Variables ambientales.

Durante el transcurso del cultivo larvario del primer experimento, la temperatura diaria del agua de todos los tanques varió de manera muy similar entre ellos, con un promedio de diferencia máxima diaria de 0.5°C. La mayor diferencia de temperatura entre los tanques se registró solamente un día, la cual fue de un grado y únicamente entre dos tanques. Por la razón anterior se graficó el promedio diario de la temperatura del agua para todos los tanques, la cual fluctuó entre 25.4 y 27.8°C durante los catorce días del cultivo (Fig. 2).

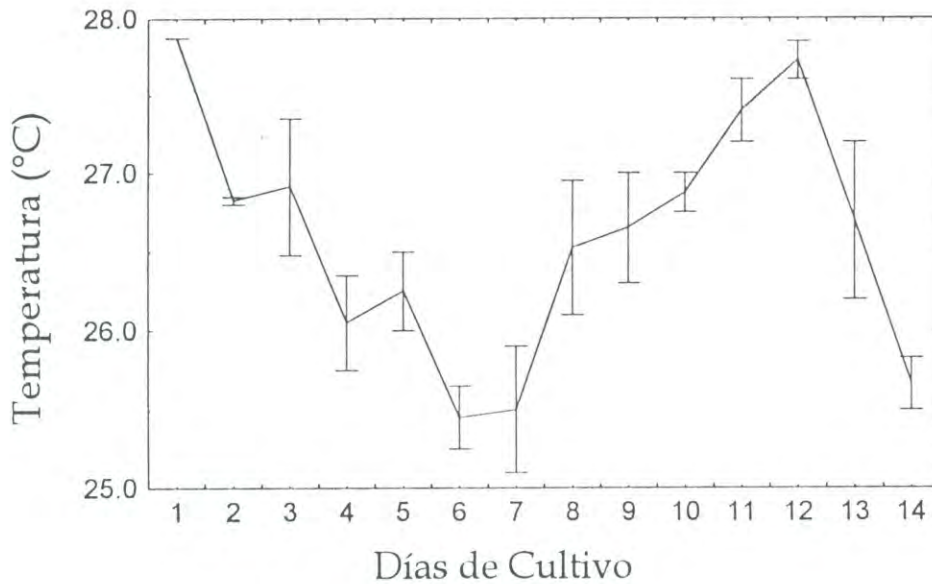


Figura 2. Temperatura promedio (\pm d. e.) del agua de los tanques del cultivo larvario de *P. stylirostris* durante el experimento 1 realizado en la UEP.

IV.2.1.2.- Desarrollo larvario.

Durante el desarrollo larvario la velocidad de los cambios durante la metamorfosis fue casi igual entre los tanques, y en muy pocas ocasiones se observaron durante los muestreos diarios desfases en el cambio de un estadio larval a otro entre ellos, en las dos especies, sin embargo en todos los tanques se alcanzó el estadio de postlarva al día 11 del cultivo (Fig. 3).

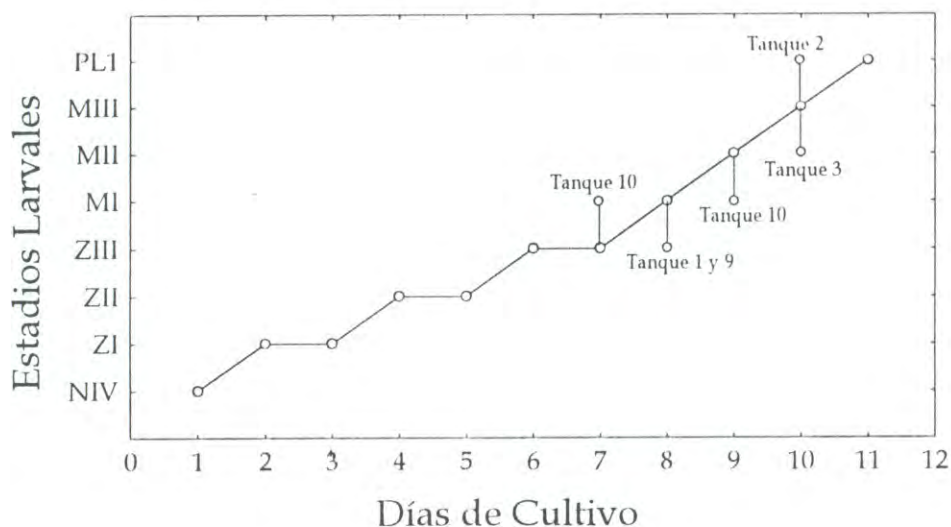


Figura 3. Velocidad del desarrollo de los estadios larvales durante el cultivo larvario de *P. stylirostris* y *P. vannamei* durante el experimento 1 realizado en la UEP. Se señalan los tanques que presentaron un desfase en la velocidad de metamorfosis.

En todos los tanques se presentó el estadio de protozoa I al segundo día de cultivo, y salvo las desfases mencionadas anteriormente la duración de cada uno de los estadios de protozoa (I, II, y III) fue de aproximadamente 48 hrs, y la de los estadios de mysis (I, II y III) de un día aproximadamente (Fig. 3).

Durante los primeros ocho días de cultivo, cuando las larvas alcanzaron en la mayoría el estadio de mysis II, los niveles de microalgas se ajustaron diariamente como se indicó en la metodología sin producirse durante el experimento desabasto de alguna de las microalgas.

Al igual que en el caso de la alimentación con microalgas, los niveles de *Artemia* spp. se mantuvieron también sin problemas de abasto a partir de la presencia de los estadios de protozoa III (séptimo día) y hasta el final del experimento.

Al respecto del estado de salud de las larvas se observó en general una mayor actividad en las larvas de camarón blanco. Fue también más común el observar larvas de camarón azul con cromatóforos distendidos, sobre todo hacia los últimos

días del cultivo. En general, las larvas de ambas especies se observaron con alimento en sus tubos digestivos y la producción de heces fecales fue siempre notoria.

IV.2.1.3.- Sobrevivencia.

La sobrevivencia de los organismos hasta el final del cultivo, esto es hasta el día 14, varió entre las especies y entre los diferentes tratamientos. El valor mínimo de sobrevivencia para los tanques con *P. stylirostris* fue de 10.6% y el máximo alcanzado fue del 39.2%, correspondiente a los tratamientos con densidades de 50 y 100 org/l respectivamente. Para el caso de *P. vannamei* la sobrevivencia mínima registrada fue de 42.0% y la máxima fue de 60.8% correspondiente también a 50 y 100 org/l (Tabla VIII).

En general se observó una mayor sobrevivencia en los tanques de cultivo de camarón blanco que de camarón azul, independientemente de la densidad, y para ambas especies fue mayor en los tratamientos con mayor densidad de organismos (Tabla VIII). Estas diferencias observadas, estadísticamente fueron corroboradas con los resultados obtenidos al aplicar el análisis de varianza de dos vías (Tabla IX), con el cual se encontraron diferencias significativas en la sobrevivencia entre las especies y entre las densidades de cultivo, sin existir una interacción significativa entre ambos factores ($P < 0.05$; Tabla IX).

Tabla VIII. Supervivencia de las post-larvas de *P. stylirostris* y *P. vannamei* al final de los cultivos larvarios desarrollados, durante el experimento 1 realizado en la UEP.

No. del Tanque	<i>P. stylirostris</i>		<i>P. vannamei</i>		<i>P. stylirostris</i>		<i>P. vannamei</i>	
	(50 Org/l) T1	(50 Org/l) T2	(50 Org/l) T3	(50 Org/l) T4	(100 Org/l) T5	(100 Org/l) T6	(100 Org/l) T7	(100 Org/l) T8
1	4,500	4,500	4,500	4,500	4,500	4,500	4,500	4,500
No. Inicial de Org.	480	1,620	1,980	1,890	2,700	2,640	3,528	4,404
No. Final de Org.	12	36	44	42	30	29.3	39.2	48.9
Sobrevivencia (%)	19.53	43	32.83	54.85				

Tabla IX. Análisis de varianza de dos vías para la sobrevivencia entre especies y densidades del cultivo larvario en el experimento 1 realizado en la UEP.

Fuente de variación	Suma de Cuadrados	Grados de libertad	Cuadrados medios	F	p
Especie	1,493.120	1	1,493.120	43.222	0.000001
Densidad	482.644	1	482.644	13.971	0.000923
Especie × Densidad	14.730	1	14.730	0.426	0.519495
Error	898.175	26	34.545		
Total	2,888.67	29			

Valores de p menores de 0.05 son significativamente diferentes.

La prueba *a posteriori* de Tukey denotó diferencias significativas ($P < 0.01$) en la sobrevivencia de las postlarvas entre las dos especies de camarón para las dos densidades de cultivo experimentadas. En cuanto a las diferencias intraespecíficas, solo resultaron estadísticamente significativas las diferencias de la sobrevivencia de las postlarvas de camarón azul cultivadas bajo las dos condiciones de densidad de cultivo. Para el caso de los organismos de *P. vannamei* estas diferencias no fueron estadísticamente significativas (Fig. 4).

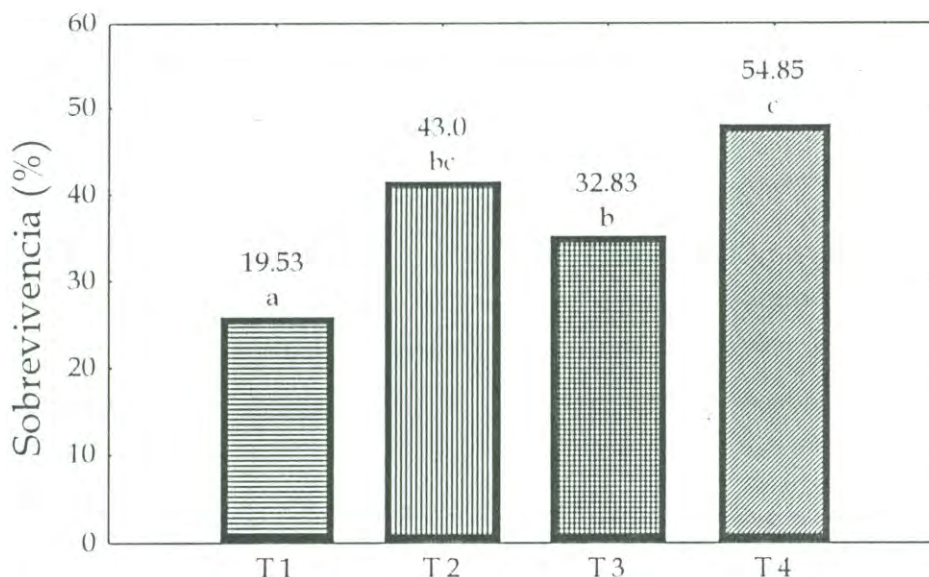


Figura 4. Sobrevivencia promedio de los organismos del experimento 1, durante del cultivo larvario. Tratamientos con letras diferentes denotan diferencias significativas entre ellos ($p < 0.05$). T1=Azul (50 org/l); T2= Blanco (50 org/l); T3= Azul (100 org/l) y T4= Blanco (100 org/l).

IV.2.1.4.- Monitoreo bacteriológico.

En cuanto al monitoreo bacteriológico para bacterias que crecen en el medio TCBS realizado en las diferentes etapas del cultivo, los resultados se presentan en la Tabla X. Se encontró una mayor concentración de bacterias para los tanques de *P. stylirostris* al inicio del cultivo, así mismo se observó un crecimiento en el número de unidades formadoras de colonias a medida que avanzó el cultivo registrándose un valor máximo de 31,000 UFC. Al final del cultivo se registraron valores muy similares en los tanques muestreados de los cuatro tratamientos.

Tabla X. Unidades Formadoras de Colonias (UFC) por etapa de cultivo para cada especie cultivada a diferentes densidades durante el experimento 1 realizado en la UEP.

Etapa del Cultivo	<i>P. stylirostris</i> (50 org/l)	<i>P. stylirostris</i> (100 org/l)	<i>P. vannamei</i> (50 org/l)	<i>P. vannamei</i> (100 org/l)
Inicio del Cultivo.	60	60	17	17
Alim. solo con Microalgas (Protozoa).	150	3,450	100	4,000
Alim. c/ Microalgas y <i>Artemia</i> sp. (Mysis).	7,050	29,500	14,500	11,000
Antes de la Cosecha.	28,000	22,500	31,000	25,000

IV.2.2.- Experimento 2.

IV.2.2.1.- Variables ambientales.

Durante el transcurso del cultivo larvario del segundo experimento, el valor de la temperatura diaria del agua se mantuvo con una variación muy similar en los 4 tanques de cultivo con un promedio de diferencia máxima de 0.5°C. La mayor diferencia de temperatura fue de un grado y entre dos tanques únicamente, la cual se registró solamente en dos días durante el cultivo. En general el promedio diario de la temperatura del agua para todos los tanques, fluctuó entre 26 y 29°C durante los 15 días de cultivo (Fig. 5).

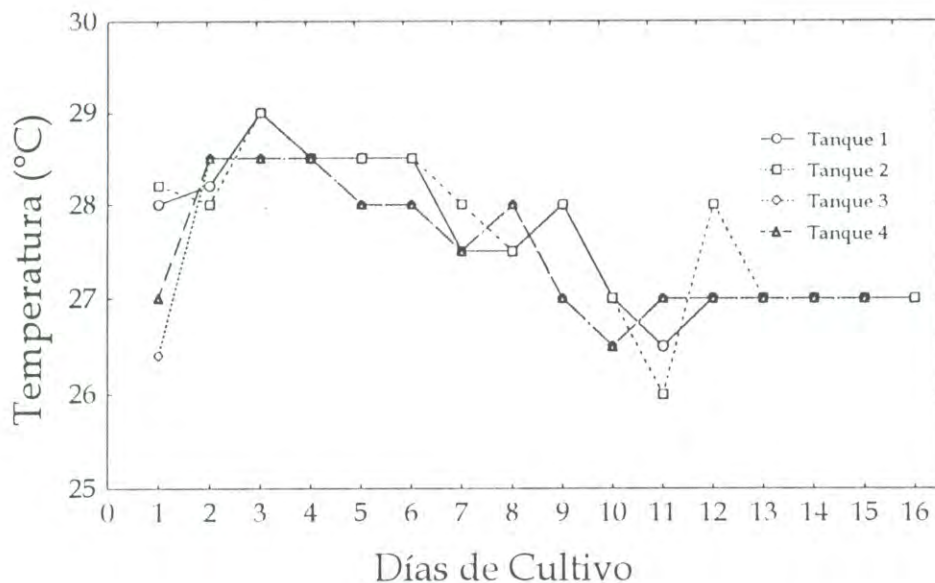


Figura 5. Variación promedio diaria de la temperatura durante el cultivo larvario del experimento 2, realizado en la UEP.

IV.2.2.2.- Desarrollo larvario.

Durante el cultivo larvario, la velocidad de los cambios de estadios durante el desarrollo de la metamorfosis, se presentó casi igual entre los 4 tanques, y solo se observaron desfases en el cambio de una etapa larval a otra en el tanque 2 durante la evaluación diaria, sin embargo en todos los tanques se alcanzó la etapa de postlarva hacia el día 11 del cultivo (Fig. 6).

En todos los tanques se presentó el estadio de protozoa I al segundo día del cultivo y salvo los desfases mencionados anteriormente la duración de cada una de las etapas de protozoa (I, II y III) fue de aproximadamente 48 hrs, y la de los estadios de mysis de 24 hrs aproximadamente (Fig. 5), muy similar al experimento 1.

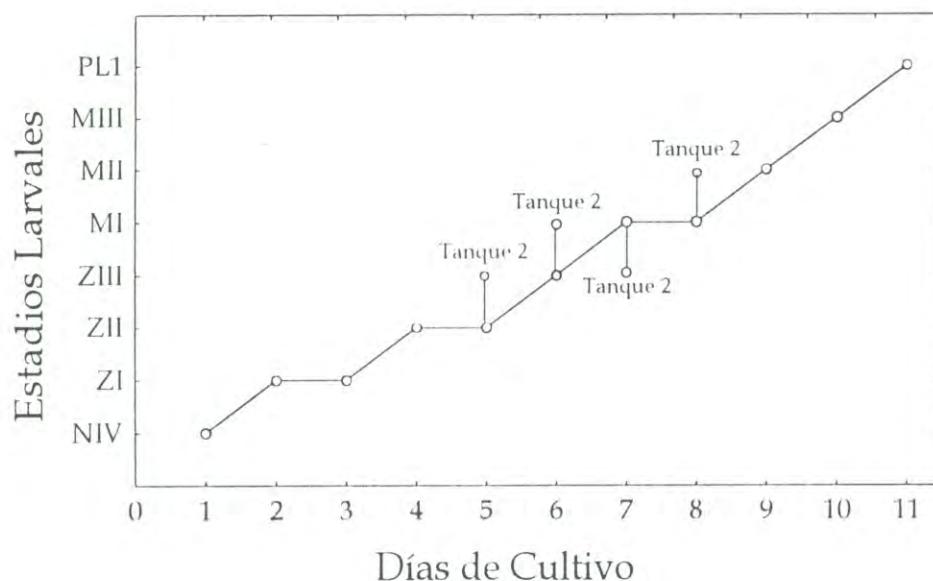


Figura 6. Velocidad del desarrollo de los estadios larvales durante el cultivo larvario en el experimento 2 realizado en la UEP. Se señala el tanque 2 que fue el que presentó un desfaseamiento en la velocidad de metamorfosis.

Durante los ocho primeros días del cultivo, esto es hasta que las larvas hubieron alcanzado en su mayoría el estadio de mysis, los niveles de microalgas se mantuvieron según lo requerido sin que se presentara ningún problema de desabasto de las mismas, e igualmente sucedió con los niveles requeridos hasta el final del cultivo.

De la misma manera que en el caso de la alimentación con microalgas, los niveles de *Artemia* sp. se mantuvieron también sin problema alguno de desabasto de los mismos, a partir de la presencia de los estadios avanzados de protozoa III (séptimo día) hasta la culminación del experimento.

Respecto al estado de salud de las larvas, se registró de manera general una buena actividad en las mismas, las cuales se presentaron también con el tracto digestivo siempre lleno y una notoria producción de heces fecales.

IV.2.2.3.- Supervivencia.

La supervivencia de los organismos cultivados para cada uno de los tanques, despu es de 15 días, al final del experimento, se muestra en la Tabla XI.

En general se observó una mayor supervivencia en los tanques de cultivo que contaban con una menor densidad (Tanques 3 y 4; Tabla XI). La menor supervivencia (31.26%) se presentó en el tanque donde se manejó la mayor densidad de cultivo.

Estas diferencias observadas no fueron corroboradas estadísticamente con los resultados obtenidos al aplicar el análisis de varianza de una vía, con el cual no se encontraron diferencias estadísticamente significativas en la supervivencia entre los tanques de cultivo ($P > 0.05$; Tabla XIII).

Tabla XI. Valores de supervivencia para postlarvas de *P. stylirostris* al final de los cultivos larvarios del experimento 2 realizado en la UEP.

Etapa del cultivo	Tanques de cultivo			
	Tanque 1	Tanque 2	Tanque 3	Tanque 4
No. Org. Iniciales	420,000	390,000	300,000	180,000
Supervivencia (No. Org.)	131,333	184,000	190,833	105,000
Supervivencia (%)	31.26	47.17	63.61	58.33

Tabla XII. Análisis de varianza de una vía para la supervivencia entre tanques del cultivo larvario del experimento 2 realizado en la UEP.

Fuente de Variación	Suma de cuadrados	Grados de libertad	Cuadrados medios	F	p
Tanques	162.1593	3	54.05310	0.79554	0.52999
Error	543.559	8	67.9449		

Valores de p menores de 0.05 son significativamente diferentes.

IV.2.2.4.- Monitoreo bacteriológico.

Los resultados del monitoreo bacteriológico realizado para la detección de bacterias que crecen en el medio selectivo TCBS realizado en los cuatro tanques, durante las diferentes etapas del cultivo, se presentan en la Tabla XIV. En ella se puede apreciar un incremento en el número de unidades formadoras de colonias conforme transcurre el desarrollo del cultivo, registrándose un valor máximo de 42,600 UFC en el tanque 4 al momento de la cosecha. Para el final del cultivo se registraron valores muy similares en los cuatro tanques.

Tabla XIII. Unidades Formadoras de Colonias (UFC) por etapa de cultivo para cada especie cultivada a diferentes densidades durante el experimento 2 realizado en la UEP.

Etapa del Cultivo	Tanque 1	Tanque 2	Tanque 3	Tanque 4
Inicio del Cultivo.	72	53	77	48
Alim. solo con Microalgas (Protozoa).	5,650	8,200	10,500	4,310
Alim. c/ Microalgas y <i>Artemia</i> sp. (Mysis).	21,600	37,600	41,375	35,500
Antes de la Cosecha.	37,400	38,500	39,500	42,600

IV.3.- Precría.

IV.3.1.- Variables ambientales.

El cultivo experimental correspondiente a la precría del camarón azul (tanque 1) y camarón blanco (tanque 3), así como un bicultivo de ambas especies (tanque 2) se realizó durante 3 meses. Dentro de este período de tiempo la temperatura fue incrementándose paulatinamente desde un valor de 20.6°C los días iniciales del experimento hasta 25.6°C en los días finales debido a las condiciones naturales del ambiente (Fig. 7).

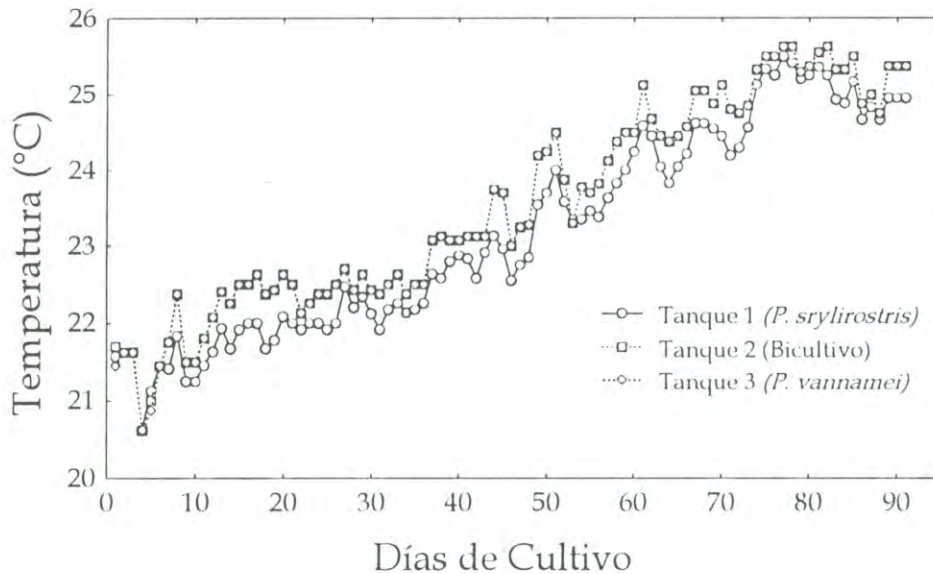


Figura 7. Variación promedio diaria de la temperatura en los tanques 1, 2 y 3 durante el cultivo de la precría de *P. stylirostris*, Bicultivo y *P. vannamei* realizado en la UEP.

Durante el experimento la diferencia en los valores de la temperatura del agua entre los 3 tanques de cultivo fue mínima, con un promedio de diferencia máxima de 0.3°C (Fig. 7). La variación diaria de la temperatura del agua no excedió de 2.5°C en los tres tanques.

IV.3.2.- Crecimiento.

Al respecto del crecimiento de los organismos durante el cultivo, en la Tabla XIV se muestran los pesos promedios individuales registrados en las diferentes fechas de muestreos.

Tabla XIV. Pesos promedios en gramos (\pm d. e.) de los organismos en las diferentes fechas de muestreo de los cultivos de precría realizados en la UEP.

Día	<i>P. stylirostris</i>	Bicultivo	<i>P. vannamei</i>
01	0.0046 \pm 0.0032	0.0072 \pm 0.0032	0.0099 \pm 0.0055
17	0.0178 \pm 0.0297	0.0353 \pm 0.0281	0.0301 \pm 0.0193
32	0.0351 \pm 0.0701	0.0914 \pm 0.0800	0.0917 \pm 0.0596
46	0.0752 \pm 0.1019	0.1886 \pm 0.1515	0.1855 \pm 0.1187
58	0.1392 \pm 0.1291	0.2678 \pm 0.1633	0.2046 \pm 0.1102
74	0.4217 \pm 0.4395	0.3483 \pm 0.1937	0.2229 \pm 0.1272
91	0.8084 \pm 0.8782	0.3556 \pm 0.2267	0.2990 \pm 0.1444

Durante los primeros 46 días de cultivo el incremento en peso fue mayor para los organismos de los tanques mixto y de camarón blanco con respecto a los del tanque de camarón azul. A partir de entonces los camarones azules incrementaron su tasa de crecimiento hasta casi igualar al final del cultivo el crecimiento de los camarones del tanque mixto. Por su parte los camarones blancos registraron un crecimiento menor con respecto de los otro dos tratamientos.

Al final del cultivo los pesos individuales promedio registrados para los organismos de cada uno de los tanques fueron de 0.8084, 0.3556 y 0.2990 g para los tanques azul, bicultivo y blanco respectivamente. Los pesos individuales promedio al final del cultivo calculado para cada especie fueron de 0.6575 y 0.3259 g, para *P. stylirostris* y *P. vannamei* respectivamente (Tabla XIV).

Tabla XV. Pesos promedios (\pm d. e.) de los organismos al final del cultivo de la precría realizado en la UEP.

Tratamientos.	Peso (g).	Especie.	Peso (g).
Tanque 1 (<i>P. stylirostris</i>)	0.8084 \pm 0.8782	Especie 1 <i>P. stylirostris</i>	0.6576 \pm 0.7742
Tanque 2 (Bicultivo)	0.3556 \pm 0.2267		
Tanque 3 (<i>P. vannamei</i>)	0.2990 \pm 0.1444	Especie 2 <i>P. vannamei</i>	0.3260 \pm 0.1566

El análisis de varianza de una vía aplicado a los pesos individuales alcanzados al final del cultivo por los organismos de los tres tanques, registró diferencias significativas entre ellos ($P < 0.00001$; Tabla XVI). La prueba *a posteriori* de Tukey denotó diferencias significativas ($P < 0.0001$) entre los pesos individuales promedio de los organismos del tanque con camarón azul con respecto de los organismos del tanque mixto y del de camarón blanco, pero no así entre los organismos del tanque de camarón blanco con respecto a los del tanque mixto (Fig. 8).

Tabla XVI. Análisis de varianza de una vía entre tanques para el peso de los organismos en la precría realizada en la UEP.

Fuente de Variación	Suma de Cuadrados	Grados de libertad	Cuadrados Medios	F	p
Tanques	12.47201	2	6.236003	22.1796	1.48E-09
Error	66.63478	237	0.281159		

Valores de p menores de 0.05 son significativamente diferentes.

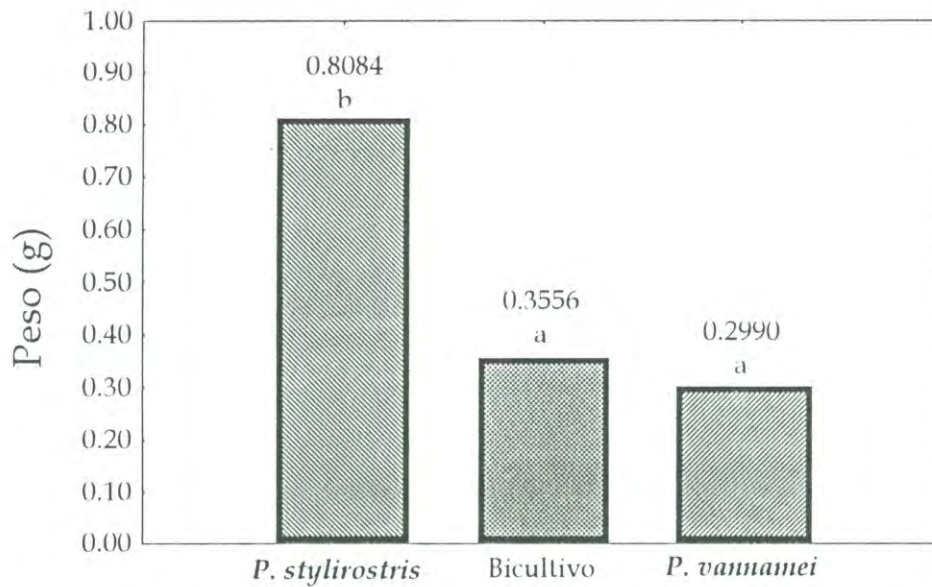


Figura 8. Peso total promedio de los organismos de los diferentes tratamientos al final de la precría; tratamientos con letras diferentes denotan diferencias significativas, entre ellos ($p < 0.05$).

Un segundo análisis de varianza, aplicado a los valores de los pesos individuales de los organismos alcanzados al final del cultivo pero ahora entre las dos especies de camarón, esto es, sin tomar en consideración a que tanque pertenecían, sino a que especie (lo cual implica la separación de los organismos del tanque mixto), dio por resultado diferencias altamente significativas entre ambas especies ($P < 0.00001$; Tabla XVII).

Tabla XVII. Análisis de varianza de una vía entre especies para el peso final de los organismos en la precría realizada en la UEP.

Fuente de Variación	Suma de Cuadrados	Grados de libertad	Cuadrados Medios	F	p
Especie	6.59338	1	6.59338	21.6405	5.4583E-06
Error	72.5134	238	0.30468		

Valores de p menores de 0.05 son significativamente diferentes.

La velocidad de crecimiento en el tanque 1 se presentó más rápida que en los tanques 2 y 3 en los cuales fue muy similar. Los camarones del tanque 1 registraron un peso promedio más bajo con respecto a los otros dos tanques hasta el día 58 de cultivo y hacia el final del cultivo un peso promedio de más del doble con respecto de los otros dos tanques, entre los cuales solo existió una diferencia mínima en los pesos promedio durante las fechas de muestreo del cultivo (Fig. 9, 10 y 11). Por otra parte en las gráficas del crecimiento en peso para cada uno de los tanques, se puede observar como se fue dando una mayor dispersión de los pesos individuales conforme transcurrió el tiempo, siendo esta dispersión más notoria en los tanques con camarón blanco y mixto a partir del inicio del segundo mes de cultivo. Los organismos de *P. stylirostris* del tanque 1 mostraron una mayor dispersión en sus pesos a partir del penúltimo muestreo (día 74).

Una distribución de frecuencias de los pesos registrados al final de la precría de los organismos de cada tanque se ilustra en las Figuras 12, 13 y 14, en las cuales se puede observar claramente la variabilidad en los pesos de los organismos al final de la precría, siendo ésta más marcada en el tanque de *P. stylirostris* y un poco menos en el bicultivo, y mucho menos dispersa en el tanque de *P. vannamei*.

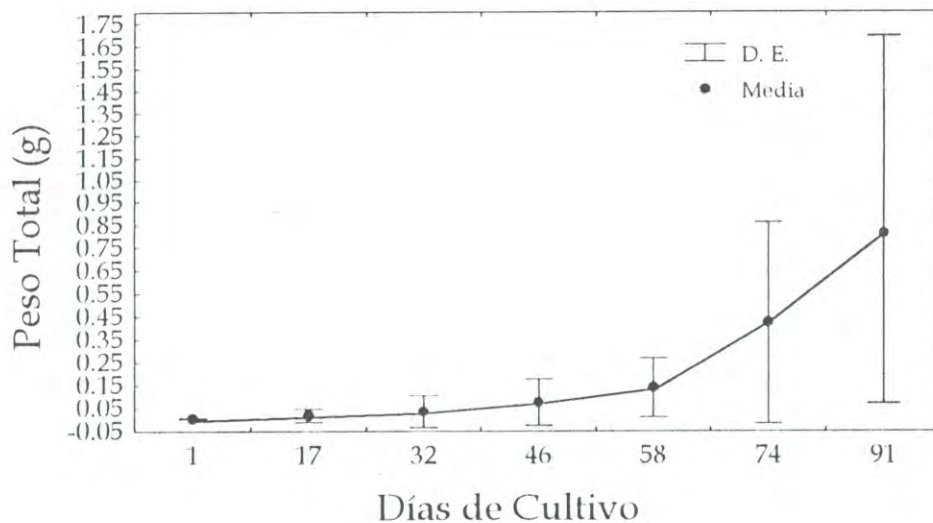


Figura 9. Variación del peso total promedio (\pm d. e.) de *P. stylirostris* obtenido durante la precría realizada en la UEP.

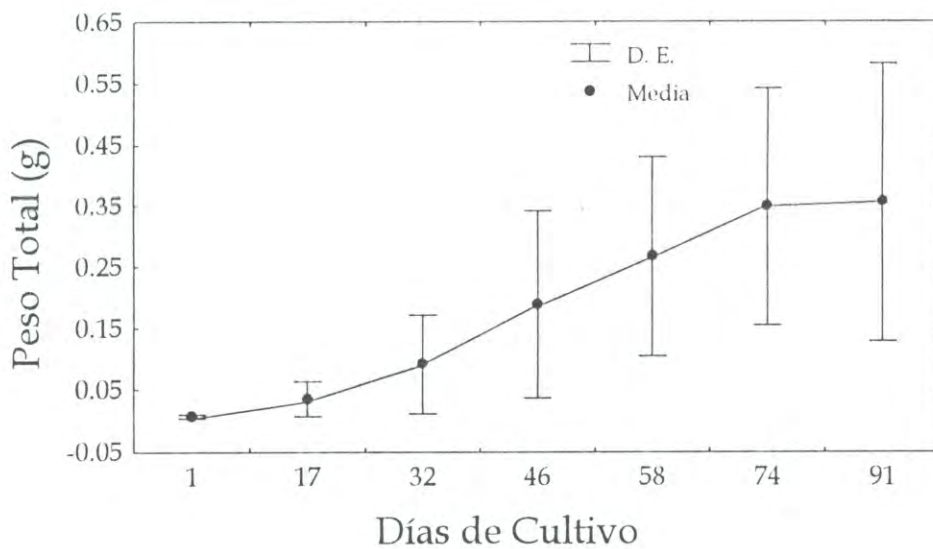


Figura 10. Variación del peso total promedio (\pm d. e.) de el Bicultivo obtenido durante la precría realizada en la UEP.

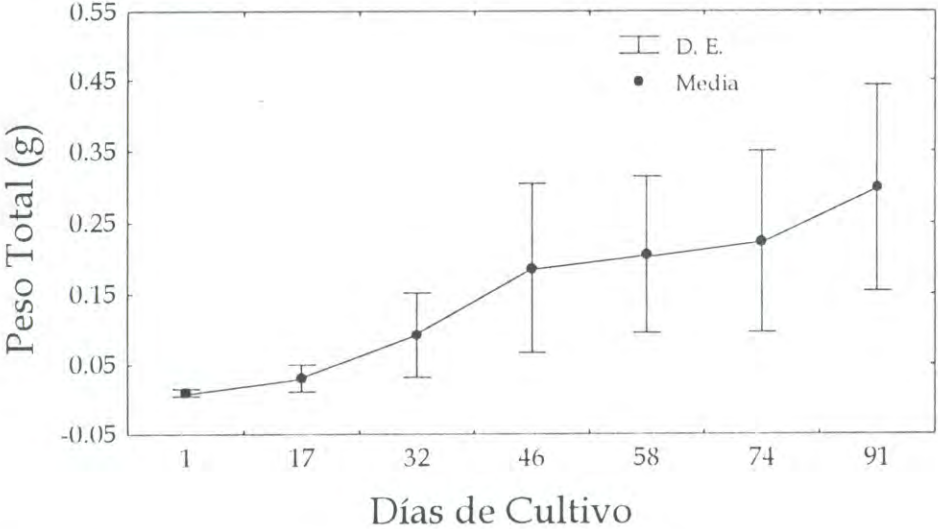


Figura 11. Variación del peso total promedio (\pm d. e.) obtenido por *P. vannamei* durante la precría realizada en la UEP.

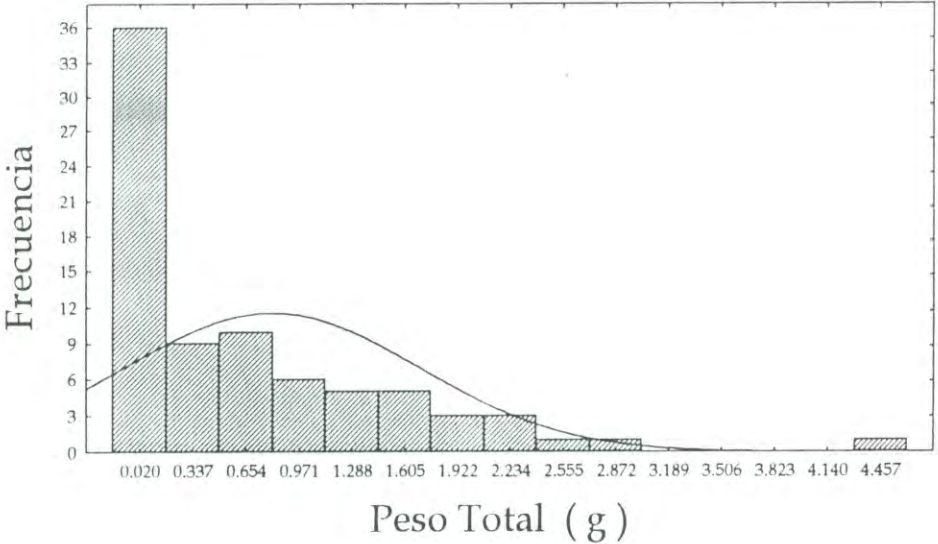


Figura 12. Histograma de frecuencias y distribución esperada para el peso total de *P. stylirostris* al final de la precría realizada en la UEP.

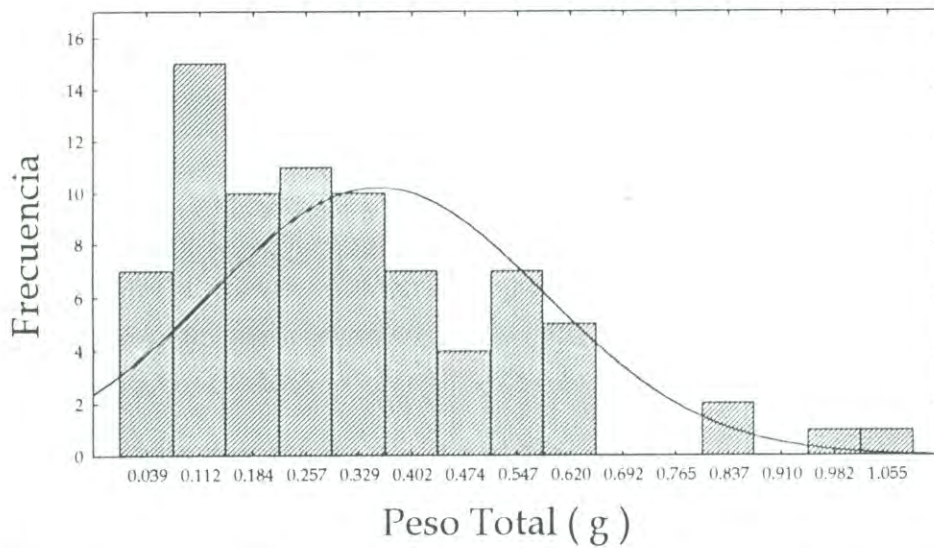


Figura 13. Histograma de frecuencias y distribución esperada para el peso total del bicultivo al final de la precría realizada en la UEP.

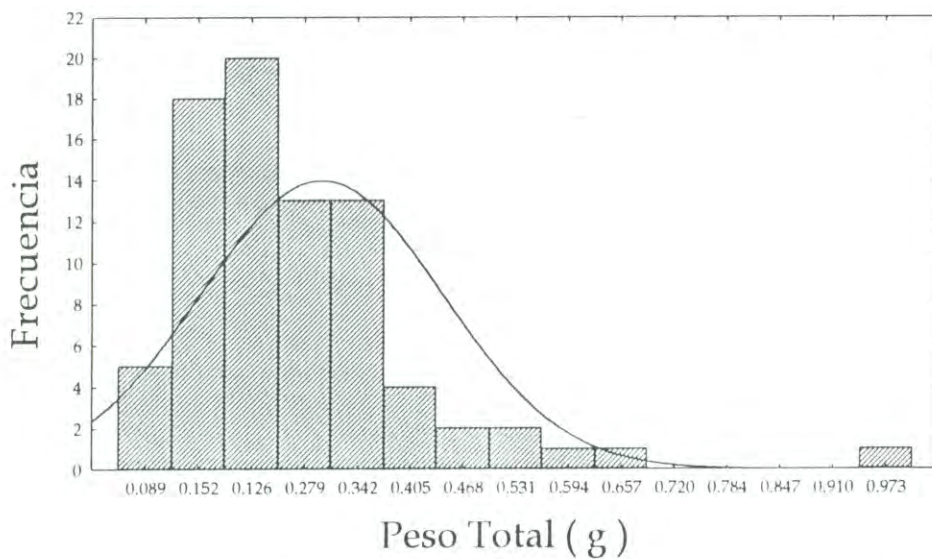


Figura 14. Histograma de frecuencias y distribución esperada para el peso total de *P. vannamei* al final de la precría realizada en la UEP

Las ecuaciones de crecimiento de los organismos en cada uno de los tanques, ajustadas a una regresión del tipo potencial fueron las siguientes: *P. stylirostris* (Tanque 1) = $P = (1.259414E-07) \times \text{Días}^{3.476722}$, Bicultivo (Tanque 2) = $P = (8.573857E-06) \times \text{Días}^{2.527083}$ y *P. vannamei* (Tanque 3) = $P = (0.003196758) \times \text{Días}^{1.006581}$. Las curvas teóricas correspondientes se muestran en las Figuras 15, 16 y 17.

Se realizó la prueba de significancia de la regresión, obteniéndose una alta significancia ($p < 0.00001$).

IV.3.3.- Sobrevivencia.

En relación con la sobrevivencia alcanzada al final del cultivo se registró un valor de 90.6% para el tanque de camarón blanco, de 66.82% para el bicultivo, y la menor sobrevivencia fue registrada para el camarón azul, 20.3%. Fue evidente la mayor mortalidad en el tanque del cultivo de *P. stylirostris* durante los primeros días del cultivo.

En el tanque de bicultivo el camarón azul representó el 46.25% del total de organismos sobrevivientes, y el camarón blanco el 53.75% (Tabla XVIII).

Al respecto de la biomasa final obtenida en cada uno de los tanques (Tabla XVIII), ésta fue muy similar en los tanques de camarón blanco y bicultivo; 1,079.9 y 1,037.1 g respectivamente, y fue mucho menor en el tanque de camarón azul, 642.8 g.

En cuanto al estado de salud de los organismos, se observó un alto porcentaje ($\approx 30\%$) de camarones azules que presentaban deformidades en el rostrum, lo cual fue menos notorio en los camarones blancos (menor del 10%).

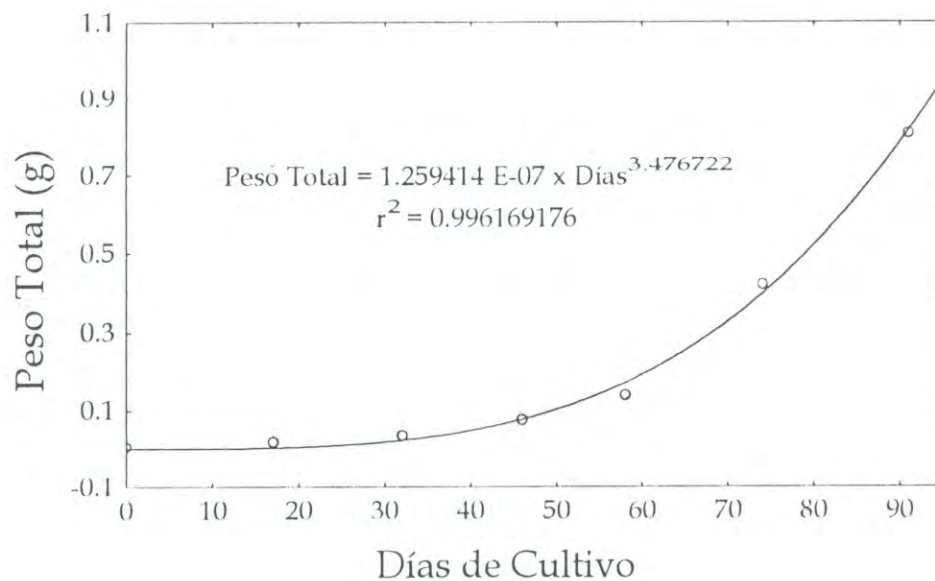


Figura 15. Curva teórica del crecimiento (línea continua) y valores observados (°), obtenidos durante la precría de *P. stylirostris* realizada en la UEP.

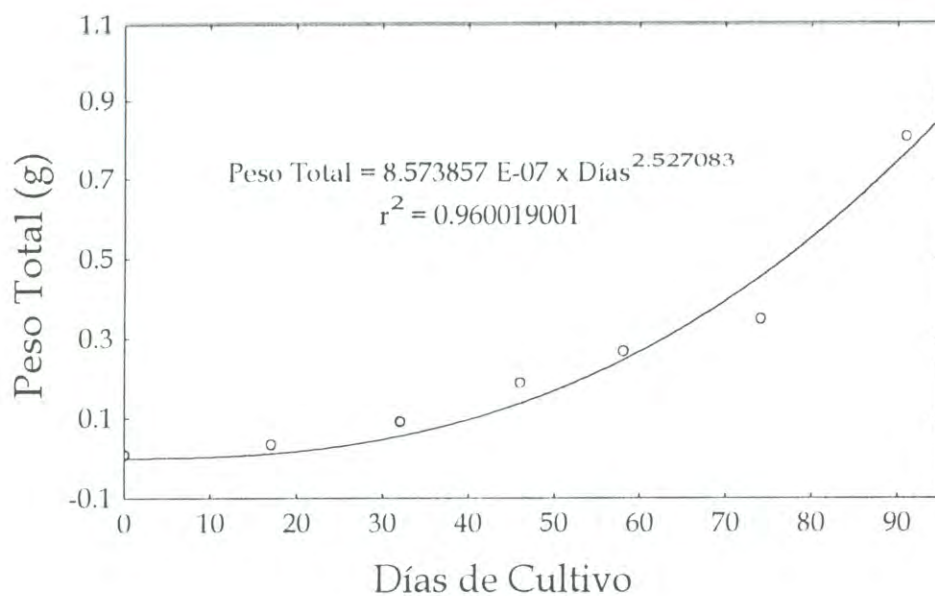


Figura 16. Curva teórica del crecimiento (línea continua) y valores observados (°) obtenidos durante la precría del Bicultivo realizada en la UEP.

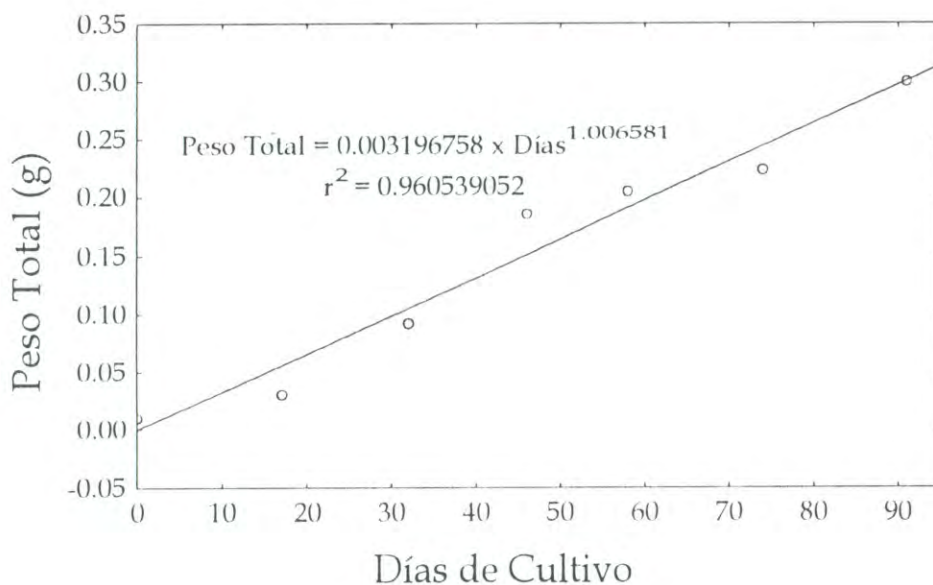


Figura 17. Curva teórica del crecimiento (línea continua) y valores observados (°) obtenidos durante la precría de *P. vannamei* realizada en la UEP.

Tabla XVIII. Supervivencia y biomasa al final de la precría realizada en la UEP.

	<i>P. stylirostris</i>	Bicultivo	<i>P. vannamei</i>
No. Inicial	3886	3886	3886
No. Final	789	2597	3521
Sobrevivencia (%)	20.3	66.82	90.6
Biomasa final (g)	642.8	1037.1	1079.9

V.- DISCUSIÓN.

V.I. Maduración y desove.

A pesar del breve período de tiempo en que se desarrolló este experimento, en términos generales, la respuesta reproductiva del lote de progenitores silvestres de camarón azul *P. stylirostris* utilizados en este estudio puede considerarse normal.

El incremento gradual del porcentaje diario de población madura hasta alcanzar al menos valores del 30% se logró en un breve período de tiempo, similar al utilizado en la preparación de lotes de reproductores de esta misma especie antes de la presencia del virus IHHN (Aguirre-Hinojosa, comunicación personal) y de lotes de reproductores de *P. vannamei* (Garza-Aguirre y Aguirre-Hinojosa, 1993a), por lo que puede considerarse que la respuesta inicial de maduración del lote, que fue colectado sin desarrollo gonadal aparente y mantenido por dos meses en esa condición, fue relativamente rápida.

El promedio del porcentaje de cópula diario observado en la población reproductora, corresponde a los valores considerados como aceptables, según los resultados del pasado reciente obtenidos en la UEP con poblaciones de esta especie libres del virus, lo que sucede en granjas comerciales para otras especies como *P. vannamei* (Ogle, 1991).

El incremento progresivo del porcentaje diario de cópula desde el inicio hasta el final del período de los muestreos, debe su explicación posiblemente a que los organismos fueron inducidos a su maduración gonadal desde un valor prácticamente nulo de la misma debido a la época en que fueron colectados, la cual no corresponde a su época de reproducción en el medio ambiente natural. Este lote, que continuó su explotación después de este experimento, mantuvo esta tendencia al incremento al menos 30 días más (Garza-Aguirre y Aguirre-Hinojosa, en preparación).

Las amplias fluctuaciones del porcentaje de cópula diario son comunes en estos sistemas, e incluso ocurren en poblaciones sometidas a la ablación del pedúnculo ocular las cuales tienden a madurar más rápidamente. Los factores a los que se deben estas fluctuaciones no están aún bien dilucidados.

La proporcionalidad del incremento en la producción de huevos y nauplios, conforme se incrementa el peso de la hembra que desova, es una relación conocida ampliamente para los camarones penaeideos. Los resultados de la producción de huevos y nauplios reportados para las hembras utilizadas en este experimento no difieren de los que se conocían para hembras de similar tamaño de esta misma especie en la UEP, en poblaciones no infectadas con el virus IHHN (Martínez-Córdova *et al.*, 1993).

Estos resultados demuestran además que para lograr una respuesta reproductiva satisfactoria del camarón azul, no es necesario ablacionar el pedúnculo ocular del progenitor, y no se requiere de dietas de maduración muy caras.

Tomando en consideración que las irritaciones del telson y otros apéndices observadas en algunos progenitores durante el transcurso del experimento no fueron tan importantes como para atribuirles a un cuadro patológico, sino más bien fueron producto del mismo mantenimiento en el acuario y la manipulación, puede considerarse como bueno el estado de salud de los reproductores, sobre todo si se hace una inferencia indirecta en relación a la sobrevivencia semanal, la cual fue alta a pesar de la manipulación y explotación del lote, y con valores similares a los registrados en engordas en este tipo de sistemas (Aguirre-Hinojosa, 1990; Martínez-Córdova *et al.*, 1993). La mayor sobrevivencia de los machos se debió seguramente a que éstos no fueron manipulados durante el experimento.

De acuerdo a lo reportado en literatura diversa señalada en la sección de antecedentes, la temperatura y la salinidad del agua durante el desarrollo del experimento fueron las apropiadas.

En términos generales puede decirse entonces que la respuesta reproductiva correspondió a las expectativas, de acuerdo a lo observado en la misma UEP en la pasada década cuando se explotaban reproductores que aún no habían sido infectados con el virus IHHN.

V.2.- Cultivo larvario.

Las condiciones generales de temperatura del experimento 1 se registraron dentro de los valores recomendados para esta especie (AQUACOP, 1983b; Martínez-Córdova, *et al.*, 1993) la cual es una variable de importancia en el cultivo larvario de *P. stylirostris*. Debido a que no existieron diferencias importantes entre las condiciones de temperatura de los diferentes tanques de cultivo, no pueden atribuirse las diferencias de la sobrevivencia de los organismos de los diferentes tratamientos a condiciones desiguales de cultivo que pudieran haber favorecido o afectado a alguno de los tanques.

En este mismo experimento, la velocidad de la metamorfosis se registró dentro de los tiempos señalados por otros autores para *P. stylirostris* (AQUACOP, 1983b; Kitani, 1986). Los desfases en el desarrollo del cultivo larvario sólo ocurrieron en algunos tanques, que se atrasaron o adelantaron por un día, lo cual puede ser atribuido al muestreo.

Aunque anteriormente en la UEP las larvas de camarón azul se alimentaban inicialmente con células de *Skeletonema* sp., en este experimento se alimentaron con *Chaetoceros* sp. e *Isochrysis* sp., que son las células de uso común en diversos laboratorios comerciales que producen larvas de camarón blanco o azul (ACUACOP, 1983b; Martínez-Córdova *et al.*, 1993), y además porque en un trabajo precedente a éste (Aguirre-Hinojosa y Garza-Aguirre, en preparación), se demostró que no existían diferencias en el cultivo larvario atribuibles a cualquiera de los dos métodos de alimentación, utilizando larvas hermanas a las utilizadas en este experimento.

Al respecto del uso de *Artemia* spp. como alimento de larvas mysis y postlarvas de camarón, este es universal.

Por lo anterior, puede considerarse que la alimentación fue adecuada para ambas especies, tanto en el tipo en general, como en el abasto en particular.

Aunque en un diseño experimental óptimo podría exigirse el uso paralelo de nauplios de camarón azul provenientes de progenitores libres e infectados con el virus IHHN, la imposibilidad de conseguir los primeros determinó que el camarón blanco *P. vannamei* fuera el elegido como testigo del experimento para comprobar la efectividad de la ingeniería del sistema.

Las sobrevivencias registradas en este trabajo para el camarón blanco corresponden a las registradas en su laboratorio de procedencia y corresponden a las registradas en la literatura para esta especie (Sandifer, *et al.*, 1987).

Por lo tanto, puede inferirse indirectamente que la sobrevivencia más baja registrada en el cultivo larvario de *P. stylirostris* sea un efecto atribuible al virus IHHN, ya que es mucho menor a la registrada en poblaciones de larvas provenientes de progenitores libres de este virus, como puede apreciarse en los antecedentes del DICTUS.

En relación a las sobrevivencias más altas registradas para cada una de las dos especies, y que se dieron en las densidades de siembra más altas, pudiera especularse que un sistema con una población inicial disminuida, y en el que la concentración de alimento no se disminuye proporcionalmente sino que se mantiene en los niveles propios para el mantenimiento de una población sembrada a mayor densidad, pudiera tender a descompensarse más rápidamente por el exceso de alimento. Sin embargo, en este caso, aunque las poblaciones bacterianas asociadas a estos tanques de menor densidad fueron relativamente más elevadas, los valores no son tan grandes como para respaldar el juicio anterior.

La importancia del monitoreo de la concentración de bacterias en los sistemas de camarón tomó auge a partir de la detección del virus IHHN como agente causante

de epizootias en la producción de postlarvas de camarón. En este experimento, la concentración de bacterias se presentó en aumento a medida que avanzó el desarrollo del cultivo larvario, lo cual puede ser causado por el aumento en la producción de heces por parte de las larvas y por la introducción de los nauplios de *Artemia* spp. en la alimentación de las mismas, sin embargo los niveles registrados se encontraron por debajo de los niveles reportados por López-Torres (1992), Hammed-Sahul (1993), y López-Torres (1997), en cultivos larvarios de camarones penaideos.

Al respecto del experimento 2, el registro de los valores de la temperatura fue muy similar en los cuatro tanques de cultivo, cuyos promedios al igual que en el experimento 1, se encontraron dentro del intervalo recomendado; sin embargo fueron ligeramente mayores a los registrados en el experimento 1. Al inicio del cultivo existió una diferencia de dos y de un grado centígrado entre los tanques tres y cuatro respectivamente, lo cual se debió a que el llenado de estos dos tanques se llevó a cabo con un día de diferencia al respecto de los tanques 1 y 2, sin embargo dicha variación se mantuvo dentro de los valores apropiados para el cultivo.

La velocidad de la metamorfosis se dio de manera similar que en el experimento 1, es decir dentro de los tiempos esperados según la literatura, con ligeros desfases de los organismos del tanque 2 en algunos de los días intermedios del cultivo, pero que después se igualaron a los de los otros tanques.

La sobrevivencia de los animales al final del cultivo fue mejor que en el experimento 1, lo cual puede ser atribuido al tamaño del sistema empleado en este experimento. Sin embargo las sobrevivencias no fueron tan altas como las reportadas para este tipo de sistemas con esta misma especie antes de la presencia del virus IHHN. Por otro lado, la sobrevivencia fue ligeramente más alta en los tanques con menor densidad, sin embargo estas diferencias aparentes no fueron corroboradas estadísticamente.

La concentración de bacterias fue más alta que la concentración detectada en el experimento 1, lo cual puede ser atribuido al tamaño del sistema por la mayor

cantidad de larvas contenidas en éste, así como a las condiciones más estables de temperaturas cercanas al punto crítico de 30°C, que es la temperatura en el que el crecimiento bacteriano se incrementa notablemente (López-Torres, 1997).

V.3.- Precría.

Definitivamente, el crecimiento de *P. stylirostris* y de *P. vannamei* en los tanques de precría resultó ser bastante bajo en relación a los valores del crecimiento de ambas especies en trabajos que se mencionaron en la sección de antecedentes de este escrito.

Es posible que este bajo crecimiento se produjera porque al menos en los 40 días iniciales de la precría experimental se dispuso de temperaturas muy bajas en el agua del cultivo, que produjeron que ésta no se desarrollara en las condiciones óptimas requeridas por ambas especies, que presentan su mejor crecimiento después de los 24°C (ACUACOP, 1983b, Ottogalli *et al.*, 1988; Martínez-Córdova *et al.*, 1993)

Sin embargo, después de tomar en cuenta estas consideraciones, deben destacarse ciertos aspectos de la sobrevivencia y el crecimiento de ambas especies en este trabajo, que pudieran ser atribuibles a la relación de *P. stylirostris* con el virus IHHN.

Fue muy notable que al menos hasta el día 58 el peso individual promedio registrado en los camarones del tanque donde se manejó el monocultivo de *P. stylirostris* se mantuvo bastante bajo en relación a los tanques donde se manejaron el bicultivo y el monocultivo de *P. vannamei*.

El súbito incremento del peso individual promedio de *P. stylirostris* que se registró posteriormente pudo deberse al incremento de la temperatura, que para esos días dejó de registrar valores menores a los 23°C.

De hecho, la diferencia estadísticamente significativa encontrada entre los pesos individuales promedio de ambas especies registrados al final del experimento,

puede explicarse por el hecho de que *P. stylirostris* es un organismo que en temperaturas frías crece mejor que *P. vannamei*.

Por último, debe destacarse, en relación a los pesos individuales promedio, que la amplia dispersión de éstos en el caso de *P. stylirostris*, tenga relación con la presencia del virus IHHN, similar a la relación que han encontrado algunos investigadores entre la amplia dispersión de los pesos y el bajo crecimiento de *P. vannamei* y la infección con el virus IHHN (Kalagayan *et al.*, 1991).

Al final de la precría se registró una biomasa de *P. stylirostris* mayor que la de *P. vannamei*, lo que se debió más bien a los pesos finales que alcanzó *P. stylirostris*, los cuales fueron notablemente mayores a los de *P. vannamei*, ya que por el contrario, en relación a la sobrevivencia, la de esta última especie tuvo un valor alto, y en contraparte la de *P. stylirostris* fue sumamente baja, aspecto que también se ha relacionado con la infección con el virus IHHN, según se indicó en la sección de antecedentes. Puede decirse entonces que la sobrevivencia del camarón azul infectado con el virus IHHN resultó muy baja, en relación a las expectativas que pudieran tenerse para cualquier proceso de tipo comercial.

VI.- CONCLUSIONES.

En términos cuantitativos, la respuesta reproductiva del lote de progenitores silvestres de *P. stylirostris* infectados con el virus IHHN resultó ser similar a la obtenida en el pasado reciente en la UEP en poblaciones de esta misma especie no infectadas con el virus IHHN. Es decir, que al parecer la infección con el virus IHHN no afectó la respuesta reproductiva del camarón azul. Sin embargo, en términos cualitativos puede decirse lo contrario, según los resultados de la sobrevivencia en el cultivo larvario y la precría, como se indica a continuación.

La sobrevivencia del camarón azul en el cultivo larvario fue lo suficientemente baja como para no permitir, de ser un estándar poblacional, el planteamiento de una operación comercial.

Exactamente el mismo juicio puede aplicarse a la sobrevivencia obtenida durante la precría del camarón azul, es decir que estaría fuera de cualquier expectativa comercial.

Sin embargo, aunque desde esta perspectiva se considera baja a la sobrevivencia, se aprecia cierta mejoría en relación a los resultados obtenidos en el pasado en la UEP con poblaciones infectadas, lo que sugiere que es posible pensar en cierta resistencia desarrollada naturalmente, dicho sea esto como un juicio muy preliminar.

Como conclusión general puede aseverarse, desde las perspectivas de este trabajo, que en las condiciones actuales, el camarón azul *P. stylirostris* del Alto Golfo de California no está en condiciones de ser considerado como sujeto de operaciones acuiculturales comerciales.

VII.- RECOMENDACIONES.

- Dada la importancia del camarón azul en el ámbito pesquero, y la que aún mantiene en el ámbito de la camaronicultura, se recomienda la realización de monitoreos periódicos de las poblaciones naturales para determinar el estado de salud que guardan con respecto al virus IHHN y realizar a la par trabajos experimentales para determinar su respuesta en los sistemas de cultivo.
- Se recomienda también llevar a cabo estudios de la variabilidad genética de las poblaciones naturales de esta especie, y en el caso de encontrarse diferencias entre ellas, evaluar también sus respuestas a condiciones de cultivo.

VIII.- LITERATURA CITADA.

- ACUACOP. 1977. Observations on the maturation and reproduction of penaeid shrimp captivity in a tropical medium. Aquaculture Workshop ICES Mayo 10-13, France 157-178.
- ACUACOP. 1983a Constitution of broodstock maturation, spawning and hatching systems for penaeids shrimps in the Centre Oceanologique du Pacifique. En: P. J. Mcvey y J. R. Moore (Eds). CRC Handbook of Mariculture Vol. 1 Crustacean Aquaculture. CRC Press, Boca Raton. 441 pp.
- ACUACOP. 1983b. Penaeid larval rearing in the Centre Oceanologique du Pacifique. *In*: P. J. Mcvey y J. R. Moore (Eds). CRC Handbook of Mariculture Vol. 1 Crustacean Aquaculture. CRC Press, Boca Raton. 441 pp.
- Aguirre-Hinojosa, E. 1990. Desarrollo y estado actual del sistema de cultivo intensivo del camarón azul *Penaeus stylirostris* en la U.E.P. del C.I.C.T.U.S. Reporte interno. UEP CICTUS-UNISON 130 pp.
- Aguirre-Hinojosa, E. y Garza-Aguirre Ma. del C. Reevaluación del potencial de cultivo del camarón azul *Penaeus stylirostris* del Alto Golfo de California, infectado con el virus IHHN. En preparación.
- Arredondo-Figueroa, J. L. 1990. Análisis del cultivo de camarón en México al término de 1989. *In*: La acuicultura en México: de los conceptos a la producción. G. De la Lanza E. y J. L. Arredondo (Eds). Instituto de Biología, UNAM, México, D.F. 77-104.
- Báez-Dueñas, M. C., J. A. López-Elías, L. Bringas-Alvarado y S. Galavíz-Moreno. 1993. Nutrición. *In*: Camaronicultura: Bases Técnicas y Científicas para el Cultivo de Camarones Penaeideos. L. R. Martínez-Córdova (Ed.) A. G. T. Ed. México, D. F., 233 p.
- Barajas-Frías, J. D. 1997. Análisis histológico del desarrollo gonadal de hembras cultivadas de camarón blanco *Penaeus vannamei*, alimentadas con dietas frescas congeladas compuestas de organismos marinos. Tesis de Maestría. DICTUS-UNISON. Hermosillo, Sonora, México. 95 pp.
- Bell, T.A. y D.V. Lightner. 1984. IHHN virus: Infectivity and pathogenicity studies in *Penaeus stylirostris* and *Penaeus vannamei*. Aquaculture 38: 185-194.

- Bray, A. W. y A. L. Lawrence. 1991. Reproduction of *Penaeus* species in captivity. pp. 93-170. En: W., Fast y L. J. Lester, Eds. Marine Shrimp Culture: principles and practices. Elsevier Science Publishers, B. V. Amsterdam, The Netherlands.
- Bray, A. W., A. L. Lawrence y L. J. Lester. 1990. Reproduction of eyestalk-ablated *Penaeus stylirostris* fed various levels of dietary lipid. *Journal of the World Aquaculture Society*, 21(1): 41-51.
- Bray, A. W., A. L. Lawrence y J. R. Leung-Trujillo. 1994. The effect of salinity on growth and survival of *Penaeus vannamei*, with observations on the interaction of IHVN virus and salinity. *Aquaculture*, 122: 133-146.
- Browdy, C. 1992. A review of reproductive biology of *Penaeus* species: Perspectives on controlled shrimp maturation for high quality nauplii production. Proceedings of Special Session on the Shrimp Farming. World Aquaculture Society. Wyban (Eds.). Baton Rouge, L. A. USA. p 22-38.
- Chamberlain, G. W. y A. L. Lawrence. 1981. Effect of light intensity and male and female eyestalk ablation on reproduction of *Penaeus stylirostris* and *P. vannamei*. *Journal of the World Mariculture Society*, 12(2): 357-372.
- Chamberlain, G. W. 1985. Biology and control of shrimp reproduction. En: G. W. Chamberlain, M. G. Haby y R. J. Miget (Eds.). Texas Shrimp Farming Manual: of Updated on Current Technology Sec III. Hatchery Technology. Texas A & M University, Corpus Christie, 1-42 pp.
- Daniel, W. W. 1993. Biostatística. Base para el Análisis de las ciencias de la salud. Ed. Limusa, México. 878 pp.
- Dugger, D. 1990. Shrimp farming in Mexico yesterday, today and tomorrow. *Aquaculture Magazine*, Julio/Agosto: 38-54.
- Duarte-Moreno, H. 1990. Optimización de la tasa de alimentación de larvas de camarón azul *Penaeus stylirostris* con nauplios de *Artemia* spp. Reporte Técnico, UEP CICTUS-UNISON 143 pp.
- Emmerson, W. D., D. P. Hayes y M. Ngonyame. 1983. Growthh and maturation of *Penaeus indicus* under blue and green light. *S. Afr. J. Zool.*, 18: 71-75.

- Galgani, M. L., y AQUACOP (J. Goguenheim, F. Galgani, y G. Cuzon). 1989. Diets in relation to reproduction of *Penaeus vannamei* y *Penaeus stylirostris* in captivity. *Aquaculture*, 80: 97-109.
- Garmendia-Nuñez, E. A. 1996. Las granjas acuícolas y su participación en el desarrollo regional. En: *Memorias de Camaronicultura '96, Foro Internacional*. Mazatlán, Sin., 1 a 3 de agosto 189-205.
- Garza-Aguirre, Ma. del C. y E. Aguirre-Hinojosa. 1993a. Evaluación de la respuesta reproductiva de un lote de progenitores cultivados intensivamente de camarón blanco *P. vannamei*. Reporte interno. UEP CICTUS-UNISON. 92 pp.
- Garza-Aguirre, Ma. del C. y E. Aguirre-Hinojosa. 1993b. Evaluación de la respuesta reproductiva de un lote de reproductores de dos años de edad del camarón blanco *P. vannamei*. Reporte interno. UEP CICTUS-UNISON. 92 pp.
- Garza-Aguirre, Ma. del C. y E. Aguirre-Hinojosa. Respuesta reproductiva del camarón azul *Penaeus stylirostris* infectado con el Virus IHNV. En preparación.
- Gómez-Eternod. S. y G. De la Lanza-Espino. 1992. Análisis del estado de la camaronicultura en México hasta el año 1991. *Boletín* 48 pp.
- Goxe, D., C. Galinie y L. Ottogalli. 1988. Semi-intensive culture of *Penaeus stylirostris* in New Caledonia. *Journal of Aquaculture in the Tropics*. 3:139-151.
- Hammed-Sahul, A. S. 1993. A study of the aerobic heterotrophic bacterial flora of hatchery-reared eggs, larvae and post-larvae of *Penaeus indicus*. *Aquaculture*, 117:195-204.
- Hendrickx, M. E. 1996. Los camarones penaeoidea bentónicos (Crustacea: Decápoda: Dendrobranchiata) del Pacífico Mexicano. CONABIO y Ins. Cien. Mar. y Lim. UNAM. 147 pp.
- Holtsmich, K. H. y J. M. Romero. 1991. Maturation and spawning of blue shrimp *Penaeus stylirostris* (Stimpson) under hypersaline conditions. *Journal of the World Aquaculture Society*. 22(1): 45-50.
- Jory, D. E. 1995. Global situation and current megatrends in marine shrimp farming. *Aquaculture Magazine*, 74-83.

- Kalagayan, H., D. Godin, R. Kanna, G. Hagino, J. Sweeney, J. Wyban y J. Brock. 1991. IHNV Virus as an etiological factor in Runt-Deformity Syndrome (RDS) of juvenile *Penaeus vannamei* cultured in Hawaii. *Journal of the World Aquaculture Society*, 22(4): 235-243.
- Kelemec, J. A. y I. R. Smith. 1984. Effects of low temperature storage and eyestalk enucleation of gravid eastern king prawns, *Penaeus plebejus*, on spawning, egg fertilization and hatching. *Aquaculture* 40(1): 67-76.
- Kitani, H. 1986. Larval development of the blue shrimp *Penaeus stylirostris* Stimpson reared in the laboratory. *Bulletin of the Japanese Society of Scientific Fisheries*. 52(7) 1121-1130.
- Lightner, D. V. 1984a. Diseases of culture shrimp. En: P. J. Mcvey y J. R. Moore (Eds). *CRC Handbook of Mariculture Vol. 1 Crustacean Aquaculture*. CRC Press, Boca Raton, Florida. 441 pp.
- Lightner, D. V. 1984b. A review of the diseases of cultured penaeid and prawns with emphasis on recent discoveries and developments. *Proceedings of the First Conference on the Culture of Penaeid Prawns Shrimps*; Cd. Hoilo, Filipinas
- Lightner, D. V. 1990. Virus en camarones cultivados en México (Costa del Pacífico). En: *Memorias de la Reunión Sobre Patología Regional de Camarón*. CICTUS, Mayo, 1990.
- Lightner, D. V., T. A. Bell, R. M. Redman y L. A. Pérez A. 1990. A collection of case histories documenting the introduction of the virus disease IHNV in penaeid shrimp culture facilities in northwestern Mexico *J. World Maricul. Soc.* 16:267-274.
- Lightner, D.V. 1996. *A Handbook of Shrimp Pathology and Diagnostic Procedures for Disease of Cultured Penaeid Shrimp*. World Aquaculture Society, Baton Rouge.L. A. USA. 160 pp.
- López-Torres, M. A. 1992. Desarrollo bacteriano en tanques de cultivo larvario de camarón azul, *Penaeus stylirostris*, contaminado con el virus IHNV en la Unidad Experimental Peñasco. Reporte Interno, CICTUS-UNISON. 120 pp.
- López-Torres, M. A. 1997. Bacterias asociadas con quistes comerciales de *Artemia franciscana* cultivadas en el medio selectivo TCBS. Tesis de Maestría. CICESE 113 pp.

- Luiz de Siqueira-Bueno, S. 1990. Maturation and spawning of the white shrimp *Penaeus schmitti* Burkenroad, 1936, under large scale rearing conditions. *Journal of the World Aquaculture Society*. 21(3): 170-179.
- Lumare, F. 1985. Marine shrimp culture in the world and present state and trends of kuruma prawn culture in Italy. Tercer Coloquio-Mediterrabneo-Crustacea-Decapoda.-Barcelona,-25 de Marzo de 1985. Sarda, F. (ed.) 1987. Vol. 51, No. 1 p. 531.
- Lumare, F. 1990. Worldwide shrimp culture: Current situation and development problems. *IL-PESCE*. no. 3, pp. 13-23.
- Mahler, L. E., J. E. Groh y C. N. Hodges. 1974. Controlled Environment Aquaculture. *Proceedings of the World Mariculture Society*, 4:379-384.
- Martínez-Córdova, L. R., E. Aguirre-Hinojosa y H. Duarte-Moreno. 1993. Sistemas de cultivo de camarón. En: *Camaronicultura: Bases Técnicas y Científicas para el Cultivo de Camarones Penaideos*. L. R. Martínez-Córdova (Ed.) A. G. T. Ed. México, D. F., 233 p.
- Mcvey J. P. y J. Fox, 1983. Hatchery Techniques for penaeid shrimp utilized by Texas A&M-NMFS Galveston Laboratory Program. Pags 127-154. En: J. P. McVey, (ed). *CRC Handbook of Mariculture, Vol I, Crustacean Aquaculture*. CRC Press, Inc. , Florida. 441 pp.
- Menasveta, P., S. Piyatiratitivorakul, S. Rungsupha, N. Moree y A. W. Fast. 1993. Gonadal maturation and reproductive performance of giant tiger prawn (*Penaeus monodon* Fabricius) from the Andaman Sea and pond-reared sources in Thailand. *Aquaculture*, 116: 191-198.
- Morales-Covarrubias, M. S., M. L. Nunan, D. V. Lightner, J. C. Mota-Urbina, Ma. del C. Aguirre-Garza y M. C. Chávez-Chávez. Prevalence of IHHNV in wild broodstock of *Penaeus stylirostris* from the upper Gulf of California, Mexico *Aquaculture* (en revisión)
- Nunan, L. M., T. Poulos B., D. V. Lightner. 1994. Detection of the infectious hypodermal and hematopoietic necrosis virus (IHHNV) in *Penaeus* shrimp issue homogenate and hemolymph using polymerase chain reaction (PCR) *Inter. Symp. on Aqua. Anim. Health, Seattle, WA (USA), 4-8 Sep.*

- Ogle, J. T. 1992. A review of the current (1992) state of our knowledge concerning reproduction in open thelycum Penaeid shrimp with emphasis on *Penaeus vannamei*. Invertebrate Reproduction and Development. 22:1-3 pp 267-274.
- Ottogalli, L., C. Galinie y D. Goxe. 1988. Reproduction of *Penaeus stylirostris* over ten generations in New Caledonia. Journal of Aquaculture in the Tropics. 3: 111-125.
- Pantoja, C. R. 1996. Principales enfermedades del camarón en México. En: Memorias de Camaronicultura '96, Foro Internacional. Mazatlán, Sin., 1 a 3 de agosto 57-65.
- Primavera, J. H. 1985. A review of maturation and reproduction in closed thelycum penaeids. Proceedings First International Conference on the Culture of Penaeid Prawns/ Shrimps, Lolilo City, Philippines.
- Pimavera, J. H. y R. M. V. Caballero. 1992. Light color and ovarian maturation in unablated giant tiger prawn *P. monodon*. (Fabricius). Aquaculture, 108:247-256.
- Ramos, L., M. Espejo, S. Samada y L. Pérez. 1995. Maturation and reproduction of pond-reared *Penaeus schmitti*. Journal of the World Aquaculture Society. 26(2): 187-187.
- Reid, B. y C. R. Arnold. 1992. The intensive culture of the penaeid shrimp *Penaeus vannamei* Boone in a recirculating raceway system. Journal of the World Aquaculture Society, 23(2): 146-153.
- Reyes-Quintero, T. y J. Reyes-Moreno. 1996. Esquemas de financiamiento y apoyo a la camaronicultura en México. En: Memorias de Camaronicultura '96, Foro Internacional. Mazatlán, Sin., 1 a 3 de agosto 1996
- Robertson, L., W. Bray y A. Lawrence. 1991. Reproductive response of *Penaeus stylirostris* to temperature manipulation. Journal of the World Aquaculture Society, 22(2): 109-117
- Rodríguez-Marín, Ma. F. y J. F. Reprieto-García (eds). 1984. El cultivo del Camarón Azul *Penaeus stylirostris* Stimpson. CICTUS. Sonora, México. 126 pp.

- Salser, B., L. Mahler, D. Lightner, J. Ure, D. Donald, C. Brand, N. Stamp, D. Moore y B. Colvin. 1978. Controlled environment aquaculture of penaeids. pp. 345-355. En: P. N. Kaul y C. J. Sinderman, (Eds), *Drugs and Food from the Sea; Myth or Reality?*, The University of Oklahoma Press, Norman Oklahoma.
- Sandifer, P. A., J. S. Hopkins, y A. D. Stokes. 1987. Intensive potential of *Penaeus vannamei*. *Journal of the World Aquaculture Society*. 18(2): 95-100.
- Shigueno, L. M. 1975. Shrimp culture in Japan. *Association for International Technical Promotion*. 15:17, 38-39.
- S. S. A., 1992. Manual de técnicas y procedimientos para la investigación de *Vibrio cholerae* en agua y alimentos. Secretaría de Salud. México, D. F., 32 pp.
- Wyban, J. A. y J. N. Sweeney. 1989. Intensive growout trials in a round pond. *Aquaculture*. 76: 215-225.
- Wurts, W.A. and R.R. Stickney. 1984. An hypothesis on the light requirements for spawning penaeid shrimp, with emphasis on *Penaeus setiferus*. *Aquaculture* 41: 93-98.
- Zar, H. J. 1974. *Biostatistical analysis*. Prentice-Hall, Inc. Englewood Cliffs N. J. E.U.A. 619 pp.