



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA
FACULTAD DE CIENCIAS MARINAS



**“COMPARACIÓN DEL CRECIMIENTO Y LA SUPERVIVENCIA
DE LARVAS FILOSOMAS TEMPRANAS DE LA LANGOSTA ROJA,
Panulirus interruptus (Randall, 1842), CULTIVADAS CON MÉTODOS
DIFERENTES, A ESCALA DE LABORATORIO”**

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

OCEANÓLOGO

PRESENTA

FRANCISCO ARTURO ZAMUDIO ANDRADE

ENSENADA BAJA CALIFORNIA, ABRIL 2005

Resumen

La langosta roja *Panulirus interruptus* llamada también langosta espinosa de California, es un recurso pesquero de gran importancia para México. Esta especie de langosta, la cual es potencialmente cultivable, habita en las aguas templadas de California, desde el fondo del océano hasta la zona litoral. Una de las dificultades para el cultivo de esta especie se encuentra en su ciclo larvario, el cual requiere una alimentación especializada y la simulación en laboratorio que propicie las condiciones del ecosistema oceánico.

Este trabajo analiza un cultivo de la larva filosoma de *Panulirus interruptus*, en un método de cultivo oligotrófico modificado, el cual difiere a los tratados en el pasado por diversos autores mexicanos que han cultivado esta especie con métodos de cultivo oligotrófico y eutrófico. El objetivo de este trabajo es comparar los resultados y a su vez encontrar el mejor método para el desarrollo larval de la langosta roja espinosa. Este método oligotrófico modificado, se basa en el diseño del método oligotrófico o azul diseñado por Ritar (2001). Se utilizó una instalación con circulación cerrada con filtros de cartucho y UV para filtración y remoción de partículas y sustancias nitrogenadas. Se utilizaron 6 garrafones invertidos de 16 litros de capacidad cada uno, con una densidad de 107 larvas por litro, con un total de 10,310 larvas. Las larvas fueron alimentadas con *Artemia sp.* enriquecida con la microalga *Isochrysis galvana* y *Chaetoceros mulleri* a razón de 3.5 nauplios por mililitro. Sin embargo, a diferencia del sistema azul, en este trabajo se le agregó al sistema un ozonificador, el cual aseguró una calidad de agua libre de organismos patógenos, se reguló la duración del fotoperíodo a 12 horas de luz y 12 horas de oscuridad, el cual proporcionó un ambiente mas natural imitando el día y la noche, por último una manta negra de polietileno, la cual protegió el sistema evitando la entrada eólica de organismos patógenos.

Los resultados demostraron que existe una mayor supervivencia y crecimiento en el sistema oligotrófico modificado que en los sistemas oligotróficos y eutróficos trabajados con esta especie en el pasado. Se logró llegar al estadio V, con una supervivencia del 1.75% y una longitud máxima promedio de 3.84 mm.

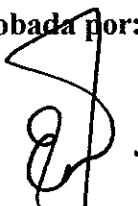
**“COMPARACIÓN DEL CRECIMIENTO Y SUPERVIVENCIA DE
LAS LARVAS FILOSOMAS TEMPRANAS DE LA LANGOSTA
ROJA, *Panulirus interruptus*, (Randall, 1842), CULTIVADAS EN
MÉTODOS DIFERENTES, A ESCALA DE LABORATORIO”**

TESIS

Que presenta:

FRANCISCO ARTURO ZAMUDIO ANDRADE

Aprobada por:



Dr. Eugenio Díaz Iglesias

Director



M.C. Antonio Silva Loera
Sinodal



M.C. Raúl Yepiz Velazquez
Sinodal

DEDICATORIA

Este trabajo va dedicado a lo más importante que existe en el mundo, la familia. A mi madre, la cual me ha aguantado durante 24 duros años y a pesar de todo lo que ha sufrido en la vida tiene fuerzas para apoyarme, aconsejarme y guiarme por el camino correcto. A mi padre, el cual ha tenido momentos difíciles los cuales ha podido superar y me ha brindado el apoyo necesario para completar mi carrera. A mis hermanas Yolanda (Hipo), Kathy (Huevo), y mi hermano José Carlos (Gordo), por aguantarme y darme felicidad en los momentos más difíciles de mi vida y que han ayudado a mantener a esta familia estable a pesar de los problemas a los que se ha enfrentado.

A los Gaspa! mis tíos Fernando y Lety, por estar al lado de nosotros y por hacerme pasar momentos inolvidables, justo cuando uno piensa que todo se ha caído, con ellos me siento reforzado. Al Gabriel, Nene, Fernando, por ser uno “primazos”, los quiero mucho y nunca se olviden que cuentan conmigo para todo. A la “cochas” a ver si así se acuerda de mi nombre.

También quiero dedicarla a mi novia la “pecha” por estar siempre conmigo casi desde el inicio de esta carrera, por apoyarme, ayudarme, aguantarme, hacerme feliz, ser una gran compañera como persona conmigo y que me ayudó a comprender que todo se puede en la vida y que siempre hay una esperanza para todo. Te amo amor, muchas gracias por todo.

Por último, la dedico a una gran persona la cual ha partido de este mundo, a Rolando Andrade, por haber sido una excelente persona, un gran tío, alguien que hacia lo posible para que toda la familia fuera como una misma. Te la dedico cara de violín, a ti y a tus hijos, gracias por todo y espero que en el mas allá nos estés esperando orgulloso de nosotros.

A todos los que van y estudian oceanología, una carrera la cual considero la mas hermosa de todas y a la cual se le debería dar mas crédito, tanto la gente como las demás universidades del país.

AGRADECIMIENTOS

Antes que nada gracias a Dios, por darme la oportunidad de vivir, de ser dichoso al poder estudiar una carrera con la que pueda construir un mejor futuro.

Al Dr. Eugenio Díaz Iglesias, por darme la oportunidad de hacer este trabajo bajo su dirección. Por aguantarme, ayudarme, regañarme, aconsejarme y darme facilidades. Gracias Doc!!!

A mis sinodales M.C. Antonio Silva y M.C. Raúl Yepiz, por las correcciones de este trabajo, consejos que me brindaron y por ser buenos maestros así como personas.

Al departamento de Acuicultura y Biotecnología Marina del CICESE, por darme beca y permitirme trabajar ahí. A Miriam, por ayudarme y aconsejarme. A Adrián, por ayudarme a montar los sistemas del invernadero. A Carmen, por proporcionarme los datos que hicieron esta tesis posible. Sobre todo gracias a todos por su amistad.

Gracias a la UABC por darme la oportunidad de estudiar la carrera y por brindarme todo su apoyo. Muchísimas gracias a las secretarias de la Facultad de Ciencias Marinas, son un amor, el país debería contar con secretarias como ellas. Gracias a todos los profesores que siempre me apoyaron en el transcurso de mi carrera.

Gracias a la familia Orozco, sus amigos y familiares, siempre mostraron amabilidad conmigo y me hicieron sentir como en casa.

Gracias a la policía de Ensenada, la cual mostró ser una de las más ineptas que he visto en mi vida y por darme la experiencia de “no soborno trae como consecuencia golpes”.

A mis amigos de aquí, Chupa, Quintero, Aleph, Pato, Santiago, Poncho, Angie, Jumanji, Aldo, Seco, Nemer, Lalo, Anaís, Mariela y el resto de la facultad. Muchas gracias por su apoyo y su amistad. Ojalá triunfen en la vida y se les quite lo “borrachos”.

Por último, a mis amigos de Mazatlán, Compadre, Joel, Cristian, Motis, Nacho, Cochi, Meza, Pollito, Berna, Beto, Gato, Iguana, Neto, Ale, Picu, Toluco, Uzziel, Chayo, Paúl, Paradela, Luis B., Luisin, Berdege, Cachetes, Escutia, Aristeo, Presi, Millán (y los que me faltan) por dejarme ver que en Mazatlán tengo grandes personas que me brindan su amistad y se preocupa por mí. Gracias a todos ellos.

GRACIAS!!!

CONTENIDO

I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. ANTECEDENTES.....	5
III. HIPÓTESIS.....	10
IV. OBJETIVOS.....	10
V. MATERIALES Y MÉTODOS.....	11
V.1 Sistema de cultivo azul modificado (SAM).....	11
V.2 Sistema de cultivo azul (SA).....	12
V.3 Sistema de cultivo verde (SV).....	12
V. 4 Obtención de hembras ovígeras.....	14
V. 5 Mantenimiento del sistema azul modificado.....	14
V.6 Alimentación.....	15
VI. ANÁLISIS ESTADÍSTICO.....	16
VII. RESULTADOS.....	17
VII. 1 Descripción de los estadios de las filosomas cultivadas.....	17

VII. 2	Condiciones del cultivo en el SAM.....	21
VII. 3	Supervivencia de las larvas en el SAM.....	22
VII. 4	Crecimiento de las larvas en el SAM.....	23
VII. 5	Comparación de datos entre un SAM y un SA.....	25
VII. 6	Comparación en el crecimiento en un SAM y un SV.....	28
VII. 7	Comparación entre un SAM, SA, y un SV.....	29
VIII.	DISCUSIONES.....	30
VIII. 1	Supervivencia de las larvas en el SAM.....	31
VIII.2	Comparación en el crecimiento de la filosoma entre un SAM y SA.....	32
VIII.3	Comparación en el crecimiento de la filosoma entre un SAM y SV.....	35
VIII.4	Comparación de supervivencia entre el SAM, SA y SV.....	36
IX.	CONCLUSIONES.....	38
X.	RECOMENDACIONES.....	39
XI.	LITERATURA CITADA.....	40
XII.	ANEXOS.....	43

LISTA DE FIGURAS

<u>Figura</u>	<u>Página</u>
1. Sistema de cultivo oligotrófico o australiano (sistema azul) diseñado por Ritar, (2001).	13
2. Estadio FI de la larva filosoma <i>P. interruptus</i> . al: primera Antena; mxp: maxilipedo; p1, p2 y p3: primer, segundo y tercer par de periópodos.	17
3. Estadio F II donde muestra el brote del exopodito en el tercer periópodo.	18
4. Estadio F II donde muestra la segmentación de los pedúnculos oculares.	18
5. Estadio F III donde muestra el exopodito en el tercer par de periópodos; presenta también setas y el brote del 4to par de periópodos.	19
6. Estadio F IV. Muestra dos segmentos en el 4to par de periópodos y comienza en el mismo periópodo el brote del exopodito.	19
7. A) Estadio F V. Este fue el último estadio alcanzado en el sistema azul modificado. B) La primera antena tiene dos segmentos. C) El 4to par de periópodos contiene 3 segmentos y en el primer segmento presenta un exopodito.	20
8. Variación de temperatura en un sistema de cultivo azul modificado.	21
9. Crecimiento promedio para cada una de las fases larvarias de las filosomas cultivadas en el sistema azul modificado.	24
10. Comparación del crecimiento de las filosomas entre el sistema azul modificado (SAM) y el sistema azul (SA) utilizado por López-Zenteno (2004).	27
11. Comparación del crecimiento de las filosomas entre el sistema azul modificado (SAM) y el sistema verde (SV) utilizado por López-Zenteno (2004) en los primeros tres estadios larvarios de las filosomas.	28

LISTA DE TABLAS

<u>Tabla</u>	<u>Página</u>
1. Porcentaje de supervivencia, días de cultivo, y densidad total en el sistema azul modificado.	22
2. Comparación entre cada estadio larvario para las filosomas durante 64 días de cultivo.	24
3. Comparación de longitud total (mm) entre el sistema azul modificado (SAM) y el sistema azul de Lopez-Zenteno en el 2004 (SA), mediante una prueba de Mann-Whitney.	26
4. Comparación de la longitud total (mm) entre las larvas filosomas provenientes del sistema azul modificado (SAM) y el sistema azul (SA) utilizado por Lopez-Zenteno (2004) mediante una prueba "t" de Student para el V estadio.	26
5. Comparación de longitudes de las filosomas de <i>Panulirus interruptus</i> hasta el V estadio, cultivadas en un sistema azul modificado(SAM) y sistemas azules (SA).	29
6. Comparación de longitudes de las filosomas de <i>P. interruptus</i> cultivadas en un sistema verde (SV) y en el sistema azul modificado (SAM).	29
7. Longitud total (mm) de las filosomas de <i>P. interruptus</i> cultivada en un sistema de cultivo azul modificado. En los estadios del F I al F V, tomando en cuenta el mejor garrafón para cada estadio.	43
8. Continuación de longitud total (mm) de las filosomas de <i>P. interruptus</i> cultivada en un sistema azul modificado en todos los garrafones en estadio F IV	44
9. Comparación entre cada estadio larvario para las filosomas durante 64 días de cultivo, utilizando estadística descriptiva.	45

I. Introducción

Existen 6 familias de decápodos crustáceos marinos conocidos como langostas: *Nephropidae*, *Polychelidae*, *Palinuridae*, *Synaxidae* y la *Scyllaridae* y *Callinassidae* cuya distribución es cosmopolita. (Holthuis, 1991)

En México se cuenta con cuatro especies de la familia Palinuridae en la costa del Pacífico; una de ellas es *Panulirus interruptus*, llamada langosta espinosa de California, o langosta roja. Esta especie habita desde San Luis Obispo, California, EE.UU. hasta las proximidades de Bahía Todos Santos, B.C.S., México (Ayala y Chávez, 1985). Su distribución vertical va desde el fondo del océano, alrededor de los 100 m., hasta la zona litoral (Briones-Fourzan y Lozano-Álvarez, 2000).

P. interruptus es un recurso de gran importancia en la economía de México, por los ingresos que representan para el sector pesquero al ocupar uno de los primeros lugares de explotación pesquera entre los crustáceos.

En Baja California existen 26 sociedades cooperativas pesqueras las cuales se dedican a la pesca de *P. interruptus*. Diez de estas operan en la región central de la Península desde Punta Abreojos, B.C.S hasta Isla de Cedros, B.C. donde se produce alrededor del 80% de la pesca de esta especie (Briones-Fourzan y Lozano-Álvarez,

2000). Su captura se realiza por medio de trampas las cuales son construidas de metal utilizando como carnada peces o moluscos. (Briones-Fourzan y Lozano-Álvarez, 2000).

En zonas litorales se alimentan de especies bentónicas como erizos, almejas y caracoles, sin embargo, son una importante presa de noche para depredadores como tiburones y pulpos (Lipcius, y Eggleston, 2000). Utilizan algas o pasto marino, con un fondo rocoso como refugio (Lipcius y Eggleston, 2000), pero se ha observado que evaden lugares con fondo lodoso y agua muy turbia tanto juveniles como adultos.

El ciclo de vida de la larva de *P. interruptus* consiste en 5 fases: huevo, larva filosoma, puerulo, juvenil y adulto. Antes de la eclosión, los huevos son portados por la hembra de 21-28 días en donde se encuentran adheridos en los pleópodos y poseen cientos de miles de huevos por hembra (López-Zenteno, 2004). Una vez realizada la eclosión, la filosoma permanece en el plancton, de 6 a 9 meses, presentando en este periodo 11 estadios larvales, antes de alcanzar la fase puerulo (Lipcius y Eggleston, 2000). Una vez que alcanzó el estadio de puerulo, después de la metamorfosis, obtiene un largo aproximadamente de 6 a 7 mm, de largo de cefalotórax y vive en el bentos. (Lipcius y Eggleston, 2000).

El cuerpo de la filosoma es translúcido y dorsoventralmente comprimido, el cual esta adaptado al transporte horizontal pasivo de las corrientes, pero con una activa migración vertical (Johnson, 1956; Lipcius y Eggleston, 2000). El principal problema para cultivar langostas espinosas es su ciclo larvario, ya que las filosomas son muy delicadas con gran mortalidad tanto en cultivos como en el medio, por lo tanto requieren

de extremo cuidado debido a sus funciones biológicas y fisiológicas. En Japón se ha practicado el cultivo de filosomas como la *P. japonicus* por mas de 50 años, igual con otros géneros importantes de aguas frías como *Palinurus* y *Jasus* (Kittaka y Booth, 2000)

Los cultivos de filosomas se pueden realizar en sistemas cerrados, abiertos, o semicerrados. No se presenta canibalismo, por lo tanto pueden ser cultivados en densidades pequeñas o grandes. Sin embargo debido a la vida planctónica de las filosomas, un sistema de cultivo con pocos cambios de agua no es muy exitoso, ya que la larva debe quedar en suspensión, debido a que el hundimiento causará la muerte. Kittaka, (2000) utilizó un método de recirculación de agua con un sistema de filtros de arena, los resultados fueron mejor que los de los cultivos semicerrados.

En la actualidad en Japón y Australia se cultivan a escala de laboratorio 5 especies de langosta espinosa donde utilizan para el desove hembras silvestres y en cautiverio. Su cultivo consta desde el huevo hasta la postlarva, cuya biotecnología de cultivo se basa en dos métodos.

Uno de ellos es el método ecosistémico o eutrófico el cual se desarrolló en Japón (Kittaka, 2000). Este sistema se basa en la introducción de microalgas (*Nannochloropsis oculata*), la cual se caracteriza por remover las sustancias nitrogenadas inorgánicas

provenientes de los sobrantes de comida, la excreción de las larvas y deprimir la población bacteriana.

El otro es un sistema oligotrófico de recirculación, que utiliza filtros biológicos, UV, fluidizantes y retrolavado el cual proporciona un ambiente libre de microorganismos patógenos. Este método fue desarrollado en Australia (Ritar, 2001).

Estos tipos de cultivo utilizan instalaciones con recirculación de agua la cual permite un afloramiento en el sistema, impidiendo que las larvas se hundan o se adhieran a las paredes del recipiente.

II. Antecedentes

Se ha logrado realizar el cultivo larval para palinúridos en Japón a escala de laboratorio con especies como *Jasus lalandii*, *J. edwardsii*, *J. verreauxi*, *Panulirus elephas* y *P. japonicus*. (López-Zenteno, 2004). La primera publicación de cultivo de filosoma fue (Kittaka, 2000) con la especie *P. japonicus*, donde se alimentó con nauplios de artemia y se alcanzo la fase II, en un periodo de 178 y 293 días. Sin embargo el primer cultivo realizado de ciclo completo de una filosoma, fue de la especie palinúrido en 1986/87, cuando Kittaka (2000), cultivo *J. lalandii*. La larva fue cultivada con una microalga llamada *Nannochloropsis oculata* y fue alimentada con gónada de mejillón (*Mytilus edulis*). (Kittaka y Booth, 2000)

Igarashi e Kittaka (2000) consideran tres factores para optimizar el crecimiento y una tasa de supervivencia alta para las langostas espinosas:

- 1) Introducción de microalgas en el cultivo para obtener una mayor calidad de agua.
- 2) Alimentación con *Artemia sp.* y *M. edulis*. Debido a su nutrición elemental para las filosomas.
- 3) Introducir corrientes verticales continuas, capaces de generar un efecto de afloramiento.

Se han realizado estudios de cultivos de filosomas para *P. interruptus*, procedentes de hembras tanto silvestres como en cautiverio bajo condiciones controladas, donde las larvas filosomas pueden ser cultivadas en estanques con sistemas cerrados (Kittaka, 2000).

Vea (2003) realizó el primer estudio de cultivo larval de *P. interruptus* en México, donde utilizó microalgas, corrientes de afloramiento y una alimentación a base de artemia, logrando alcanzar hasta el estadio tres.

Dexter (1972) alcanzó a llegar a la fase seis de la filosoma de *P. interruptus*, utilizando un sistema cerrado con una lámpara UV, biofiltros de carbonato de calcio, y cartuchos de carbón en 114 días, con una dieta de nauplios de camarón. Parece ser que esta dieta sólo sirve para las fases tempranas de la filosoma y es menos útil en las últimas fases, debido al pequeño tamaño del nauplio (Olst, Carlberg, Huges, 1980).

Se han utilizado diferentes tipos de estanques para el cultivo de filosomas. Inoue (1978) diseñó un tanque circular con flujo continuo para cultivar *P. japonicus*, e hizo orificios en la parte superior e inferior de las paredes del estanque, para poder crear corrientes que mantuvieran a la filosoma en suspensión. Solamente una filosoma llegó a la etapa final de su estadio larvario. (Kittaka, 2000)

Sin embargo (Kittaka y Booth, 2000) considera que un tanque debe mantener en suspensión las larvas sin causar daños físicos (pérdida de apéndices), al igual que estas sean capaces de tener contacto con su alimento. Por lo tanto, su diseño se basó en crear poros en la base del estanque para crear de esta manera corrientes de agua en forma de afloramiento que permitan tener a la filosoma en suspensión, fuera de daño físico y en contacto con su alimento.

Matsuda y Yamakawa (1997), utilizaron un sistema de agua filtrada, y esterilizada con UV, para cultivar la filosoma *Panulirus longipes* hasta su estadio post larval en un tiempo de 281 y 294 días a una temperatura de 26 y 24°C.

Ritar (2001) desarrolló en Australia un sistema oligotrófico, de recirculación con filtros biológicos, UV, fluidizantes y retrolavado el cual proporciona un ambiente libre de microorganismos patógenos. Las ventajas que ofrece este sistema son: 1) costo bajo, 2) se puede montar a mediana escala, 3) permite tener repeticiones y 4) se puede tener un control adecuado sobre el cultivo.

Lopez-Zenteno (2004), utilizó un sistema oligotrófico con lámparas UV, cartuchos de filtración y biofiltro para control de desechos nitrogenados, para cultivar *Panulirus interruptus*, donde llevó la larva hasta el sexto estadio.

Los crustáceos son incapaces de sintetizar 10 aminoácidos, es por eso que la alimentación es uno de los factores mas importantes para el desarrollo larvario de las filosomas. Se ha probado por varios autores diferentes tipos de alimento. (Kittaka, 2000)

Los nauplios de *Artemia sp.* han sido utilizados exitosamente sobre todo en los primeros estadios, debido a su gran valor nutricional, su movimiento y pequeño tamaño lo ha hecho un alimento ideal. (Kittaka, 2000).

Kittaka y Booth (2000), consideran el mejillón satisfactoriamente nutricional para las filosomas, en sus últimos estadios larvarios; ya que la gónada del mejillón contiene los aminoácidos y ácidos grasos esenciales para el desarrollo larval de la filosoma.

Sin embargo artemia ha sido usada extensivamente en los cultivos para las primeras fases de la filosoma. El uso de artemia adulto dio un 80% de supervivencia en el estadio ocho de la filosoma de *J. edwardsii* (Kittaka y Booth, 2000).

Batham (1967) sugiere que *P. interruptus* en los últimos estadios prefiere ctenóforos y larvas de peces mas grandes, ya que se especula que las filosomas se adaptan a consumir organismos mas grandes y blandos (Olst, Carlberg y Huges, 1980).

Una de las causas de mortalidad en los cultivos de filosomas son los agentes patógenos que se presentan en el cultivo (Vea, 2003). La baja calidad del agua y

descuidos del cultivo puede generar enfermedades bacterianas, infecciones por hongos e infecciones por parásitos, entre ellas *V. harveyi*, *Corticella sp.* y *Leucothrix sp.* (López-Zenteno, 2004)

Debido al gran valor comercial que representa *P. interruptus* gran cantidad de científicos, investigadores y acuicultores están interesados en esta especie. Varios autores consideran esta especie como potencialmente cultivable. Una vez que se controle el ciclo de vida por completo en laboratorios con un alto porcentaje de supervivencia, será una gran ventaja, ya que al tener la capacidad de controlar el ciclo larval de las langostas y de esta manera poder hacer granjas, se lograría un gran paso para la acuicultura.

III. Hipótesis

Se considera que se logrará mejorar el crecimiento y la supervivencia de las larvas filosomas de langosta roja *P. interruptus* al cultivarlas en un sistema de cultivo oligotrófico modificado con control del fotoperíodo y agua ozonificada.

IV. Objetivos

Comparar el desarrollo de los estadios larvales tempranos de la langosta roja *Panulirus interruptus*, cultivados en sistemas de cultivo oligotrófico modificado, oligotrófico y eutrófico.

V. Materiales y Métodos

El 1 de octubre del año 2004, se proporcionaron los datos de un experimento de un cultivo larvario en un sistema de cultivo azul u oligotrófico modificado (SAM) de la especie *P. interruptus*. Dicho cultivo se llevó a cabo en las instalaciones del laboratorio húmedo del Departamento de Acuicultura del Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada (CICESE).

V. 1 Sistema de cultivo oligotrófico o azul modificado (SAM).

El sistema de cultivo en este experimento está basado en el sistema Australiano u oligotrófico de Ritar, (2001) llamado también “sistema azul” (SA). Este es un sistema cerrado el cual cuenta con lámparas UV, cartuchos de filtración de 10, 5 y 1 μm , un biofiltro de medio expansible para el control de desechos nitrogenados. Al sistema utilizado en este experimento a diferencia de otros sistemas azules, se le implantó un ozonificador, se reguló el fotoperíodo con 12 horas de luz y 12 horas de oscuridad, con el fin de controlar la iluminación proporcionando un ambiente más natural imitando el día y la noche. También el sistema se cubrió por completo, con una manta negra de polietileno, esto se hizo con el fin de evitar la entrada de organismos patógenos al sistema y aislarlo de las variaciones de la iluminación ajena al experimento.

Se controló la entrada de agua en los recipientes, de tal manera que esta provocara corrientes de afloramiento, manteniendo los organismos en suspensión (Huges *et al.*, 1974). El diseño consistió en un sistema cerrado con 6 garrafrones invertidos con una capacidad de 16 litros. Se utilizó una densidad inicial de 10,310 larvas, utilizando en cada garrafón 107 larvas/lit con un flujo de 800 ml/min. El aire aplicado se hizo pasar por un cartucho de carbón activado.

V.2 Sistema de cultivo oligotrófico o azul (SA)

Este sistema esta basado en lo descrito por Ritar en 2001; utiliza corrientes de afloramiento para la suspensión de larvas, filtros de cartucho, lámpara de UV, proporcionando calidad de agua y ambiente libre de organismos patógenos.

V.3 Sistema de cultivo eutrófico o verde (SV)

Este sistema esta basado en lo descrito por Kittaka en 1994; usa corrientes de afloramiento en forma circular para mantener la larva en suspensión y utiliza la microalga *Nannochloropsis oculata* para la remoción de sustancias nitrogenadas, además coadyuvan al crecimiento bacteriano estableciendo un equilibrio.

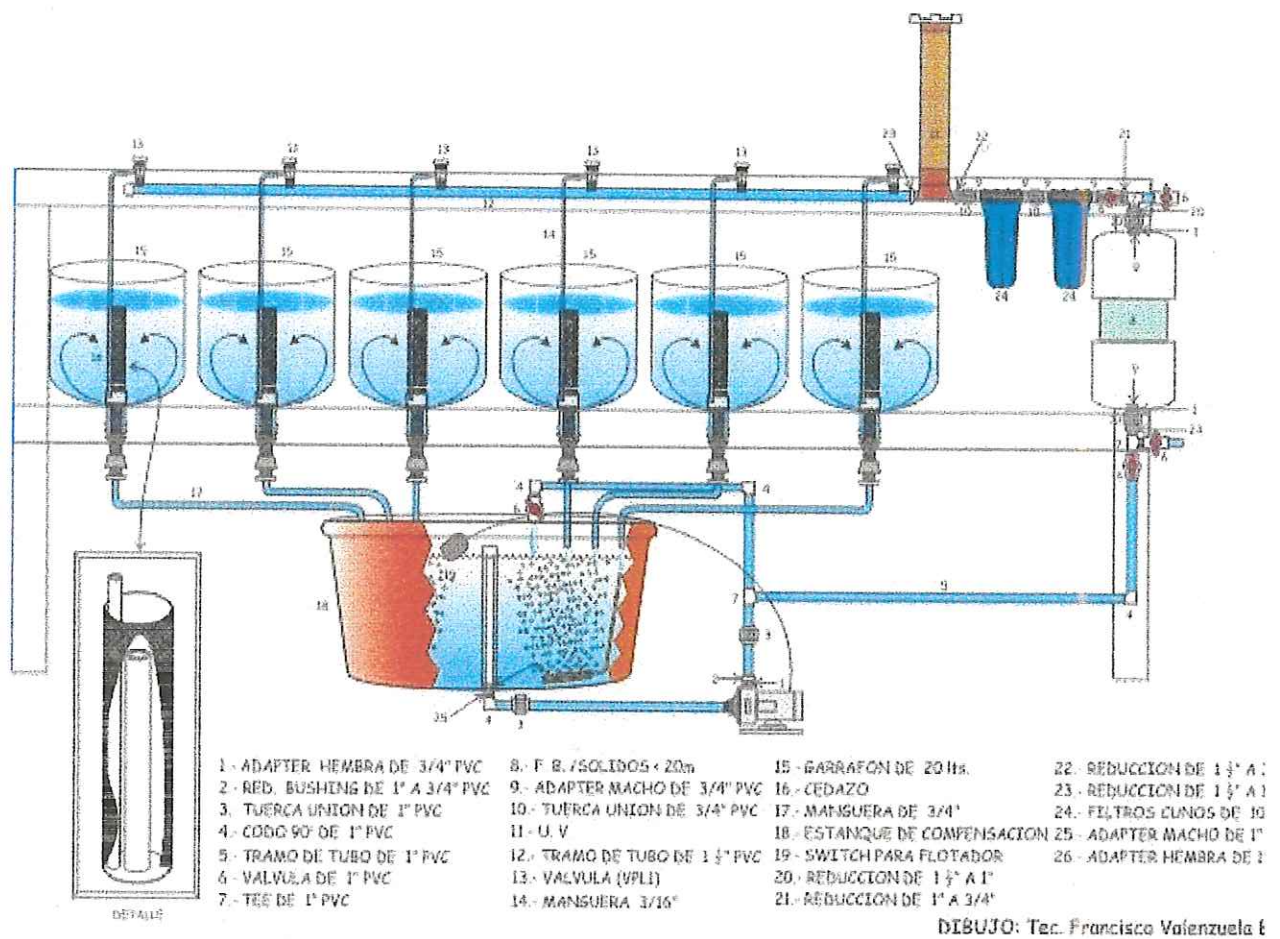


Figura 1. Sistema de cultivo oligotrófico o australiano (sistema azul) diseñado por Ritar, (2001).

V.4 Obtención de hembras ovígeras

La obtención de hembras ovígeras, de las cuales se obtuvieron las larvas filosomas, fue posible gracias a la Cooperativa de Producción Pesquera “Productores Nacionales de Abulón, SCC” y “Leyes de Reforma, SCC” las cuales donaron las langostas capturadas en Isla Cedros B.C y en Bahía Asunción, B.C.S., respectivamente.

V. 5 Mantenimiento del sistema azul modificado

Se realizó diariamente un cambio de tamaño de las mallas que se encontraban dentro de los garrafones. Dicha malla impedía la salida de las filosomas y del alimento; el cambio consistió en colocar una malla de mayor tamaño a la que se encontraba en el garrafón dependiendo de la edad del cultivo y tamaño del nauplio, con la finalidad de eliminar las mudas y el alimento envejecido, ya con bajo valor nutricional por haber transcurrido 24 horas sin alimentarse.

Diariamente se registraron los factores físicoquímicos: temperatura y salinidad. Sin embargo pH, oxígeno, amoníaco y nitritos fueron determinados mas esporádicamente, siendo que el cultivo contaba con buena calidad de agua. El nitrógeno amoniacal total y nitritos fueron determinados mediante el uso de un aparato el cual toma lecturas de desechos orgánicos “HACH”. También se realizaron cambios diarios de agua entre 20-35 litros para mantener la calidad de agua en el sistema.

Cada 2 días se hizo una limpieza general por medio de un sifón para cada garrafón, esto con el fin de desechar los sobrantes de nauplios de artemia, desechos acumulados, mudas y larvas muertas. Una vez que se hacía una limpieza total al sistema, las larvas vivas atrapadas en el sifón eran regresadas a los garrafones.

V.6 Alimentación

Se alimentó con nauplios de *Artemia sp.*, la cual fue enriquecida con la microalga *Isochrysis galvana* y *Chaetoceros mulleri*. Los nauplios utilizados como alimento para las larvas filosomas, se hacían crecer utilizando un determinado tamaño de malla (μm), dependiendo del tamaño y estadio de la filosoma. Los nauplios fueron alimentados durante los primeros 5 días después de la eclosión a una temperatura de 28 °C y luz constante. La densidad inicial fue de 3.5 nauplios/ml en cada garrafón, esta densidad se mantuvo durante el resto del cultivo.

VI. Análisis Estadístico

Se utilizó el programa Excel para la elaboración de gráficas y Sigma plot 2.0 para la elaboración de los análisis estadísticos. Primero se realizó un análisis estadístico descriptivo para cada estadio larvario y para determinar el % de supervivencia. Posteriormente se aplicó estadística no paramétrica, ya que los datos no pasaron la prueba de homogeneidad de varianza, por lo que se aplicó una Anova de 1 vía, utilizando el método de Kruskal-Wallis, en caso de presentar diferencia significativa, se realiza un análisis a posteriori de Dunn's para las longitudes totales de las larvas para todos los estadios del sistema azul modificado. Después se hizo una prueba no paramétrica de Mann-Whitney al comparar cada uno de los estadios del sistema azul modificado.

Para la comparación de las longitudes de los estadios utilizados en el sistema azul modificado con todos los datos primarios de los estadios obtenidos en el sistema azul utilizado por López-Zenteno (2004) se utilizó nuevamente estadística no paramétrica con un análisis a posteriori de Dunn's, ya que los datos fueron significativamente diferentes.

Por último, se aplicó el método de Mann-Whitney, entre los datos primarios utilizado por López-Zenteno (2004) y los obtenidos en el sistema azul modificado utilizado en este experimento para encontrar diferencia significativa entre cada uno de los estadios larvario.

VII.2 Condiciones de cultivo en el sistema azul modificado.

La temperatura varió durante el cultivo con una mínima de 22 ° C y una máxima de 26 ° C (Fig. 8). La salinidad fue de 35 ppm, sin tener variaciones considerables. En el caso del pH, este osciló entre 8-8.5 siendo estos los valores adecuados para el crecimiento larvario de las langostas espinosas. En relación a la concentración de nitrógeno amoniacal, ésta se mantuvo siempre en un nivel inferior a lo recomendado de 0,2 ppm según la alarma de amoniacal instalada en el interior de los garrafones.

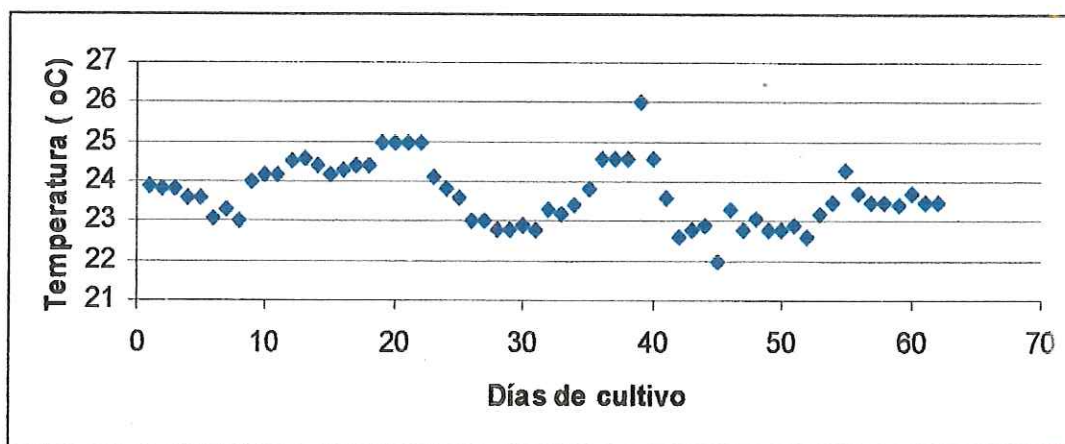


Figura 8.- Variación de temperatura en el sistema de cultivo azul modificado.

VII. Resultados

VII. 1 Descripción de los estadios cultivados

Se obtuvieron los primeros cinco estadios larvares de la langosta roja *P. interruptus*, mediante un sistema de cultivo azul modificado. La figura 2 muestra la filosoma en el primer estadio.

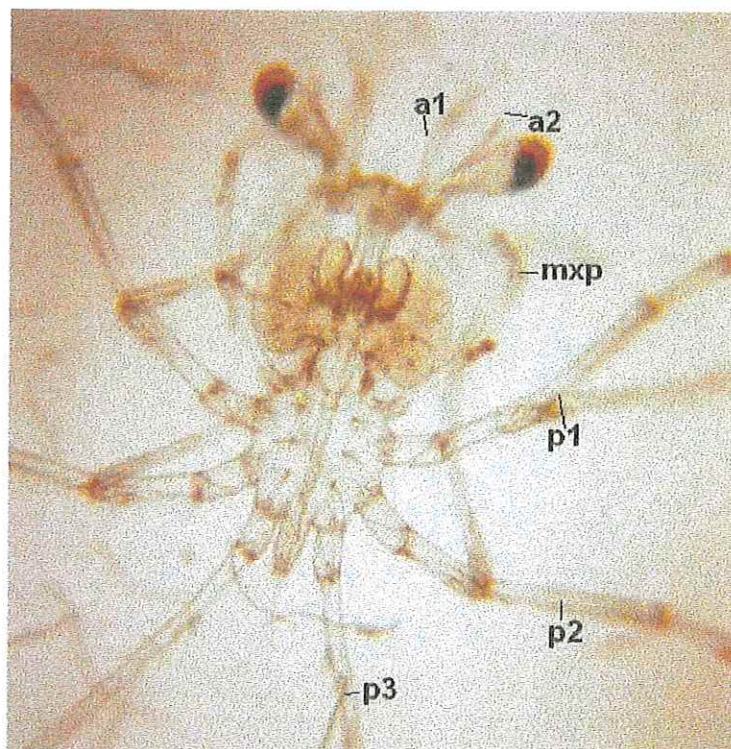


Figura 2. Estadío F I de la larva filosoma *P. interruptus*. a1: primera antena, a2: segunda antena, mxp: maxilipedo, p1, p2 y p3: primer, segundo y tercer par de periópodos.

En las figuras 3 y 4 se muestra los cambios morfológicos que se presentan en el segundo estadio.

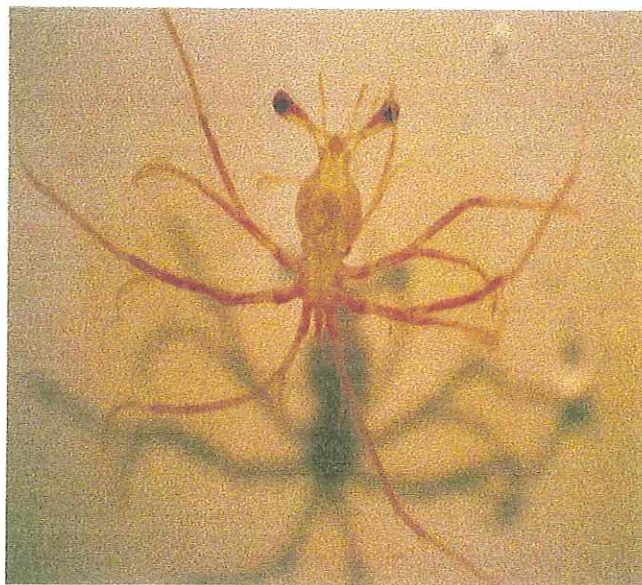


Figura 3. Estadio F II donde muestra el brote del exopodito en el tercer periópodo

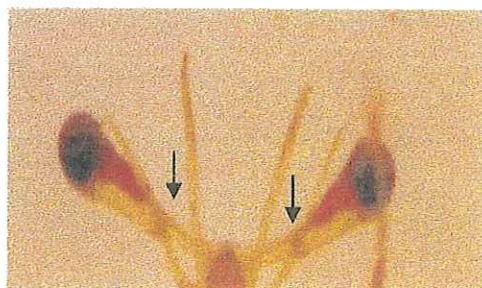


Figura 4. Estadio F II donde muestra la segmentación de pedúnculos oculares.

En la figura 5 y 6 se muestran los cambios morfológicos presentados en el tercer y cuarto estadio larvario.

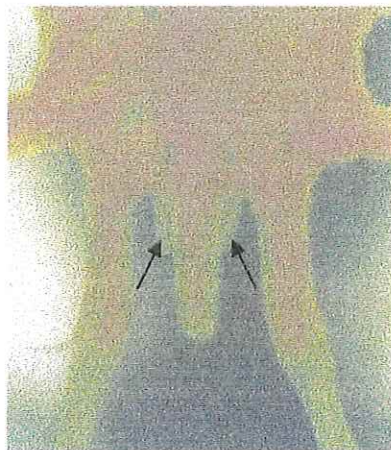


Figura 5. Estadio F III donde muestra el exopodito en el 3er par de periópodos; presenta también setas y el brote del 4to par de periópodos

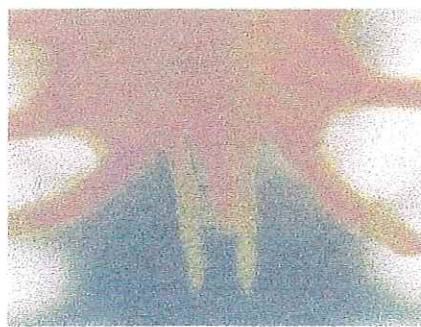


Figura 6. Estadio F IV. Muestra dos segmentos en el 4to par de periópodos y comienza en el mismo periópodo el brote del exopodito

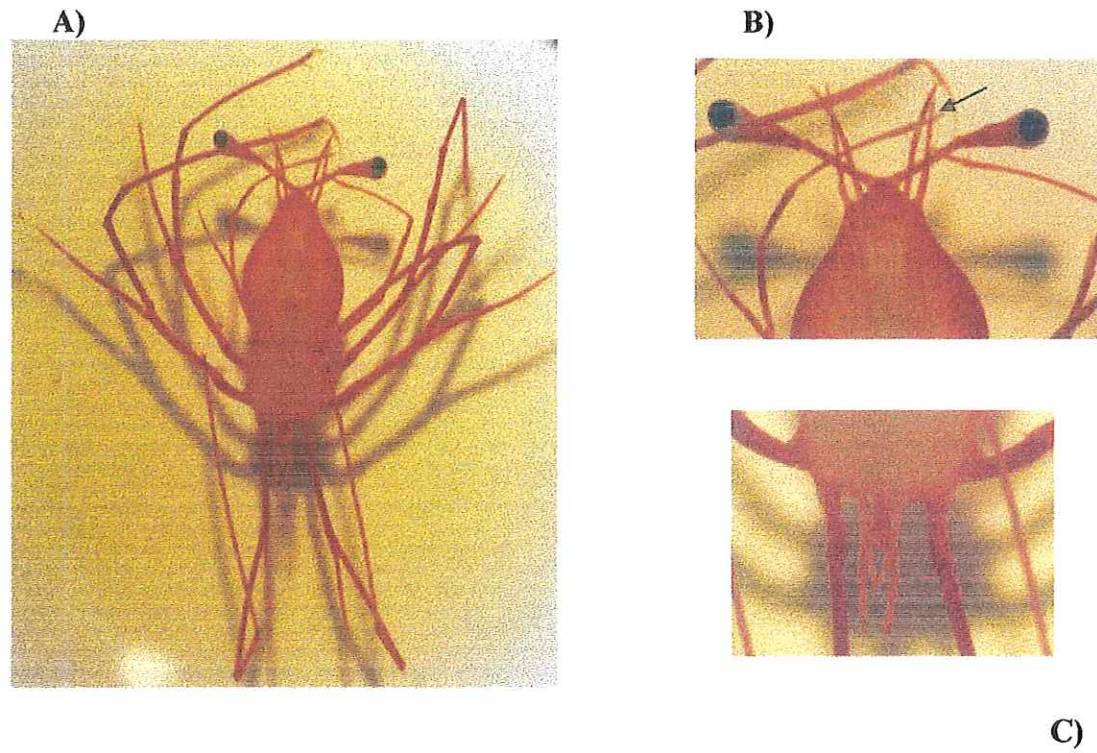


Figura 7. A) Estadio F V. Este fue el último estadio alcanzado en el sistema azul modificado. B) La primera antena tiene dos segmentos. C) El 4to par de periópodos contiene 3 segmentos y en el primer segmento presenta un exopodito.

VII.3 Supervivencia de las larvas en el sistema azul modificado

La duración del cultivo en el sistema azul modificado fue de 64 días, donde los organismos llegaron hasta el estadio F V con una supervivencia de 1.75% (Tabla I). A partir del tercer estadio larvario, se obtuvo un bajo porcentaje de supervivencia, debido a variaciones que se presentaron en el laboratorio. A los 26 días de cultivo, el aire acondicionado dejó de funcionar por un tiempo aproximado de 24 horas, como consecuencia de esto la temperatura subió a 26 °C, lo que provocó un incremento de la concentración de bacterias en el cultivo, por lo que se dio poco alimento y un tratamiento en el cual se añadió oxitetraciclina a .0156 mg/l hasta finalizar el experimento. Doce días después hubo escasez de agua oceánica, al parecer las tuberías del laboratorio no contaban con flujo de agua oceánica. Esto duró aproximadamente 24 horas, por lo que no hubo cambios ni sifoneo en los garrafones, incrementando la mortalidad en el cultivo.

Tabla I.- Porcentaje de supervivencia, días de cultivo y densidad total en el sistema azul modificado.

Estadio larvario	Días de cultivo	Densidad total en el cultivo	Supervivencia (%)
F I	0	10310	100
F II	14	7237	70.2
F III	25	4800	46.56
F IV	46	2000	19.4
F V	64	180	1.75

VII.4 Crecimiento de las larvas en el sistema azul modificado

Se hizo un análisis de la abundancia a través de una estadística descriptiva tomando el garrafón con mejor promedio de longitud total para cada estadio (Tabla II), ya que solo los datos del estadio F IV pasaron la prueba de homogeneidad de varianza y se tomaron como uno solo.

También se realizó una comparación total de todos los estadios con una Anova de 1 vía, utilizando un análisis a posteriori con el método de Dunns, mostrando una diferencia significativa entre los estadios ($p < .001$). Sin embargo, al comparar los estadios entre si con el método de Mann-Whitney, se encontró que existió diferencia significativa entre todos, excepto entre los estadios IV y V.

La longitud inicial promedio fue de 1.65mm y la final fue de 3.84mm, la cual correspondió al estadio F V (Fig.8). El mayor crecimiento se detectó en el estadio II- III, ya que la filosoma creció 1mm más en un tiempo de 11 días. El menor crecimiento registrado fue en el estadio IV-V, donde solo tuvo un incremento de 0.3mm en un total de 18 días.

Tabla. II .Comparación entre cada estadio larvario para las filosomas durante 64 días de cultivo.

	F I	F II	F III	F IV	F V
Media	1.629	2.33	3.35	3.82	3.84
Moda	1.628	2.25	3.35	3.82	3.59
Mínimo	1.471	2.179	3.1219	3.43	3.51
Máximo	1.786	2.96	3.6721	4.14	4.14
Des.std.	0.0671	0.223	0.129	0.155	0.208

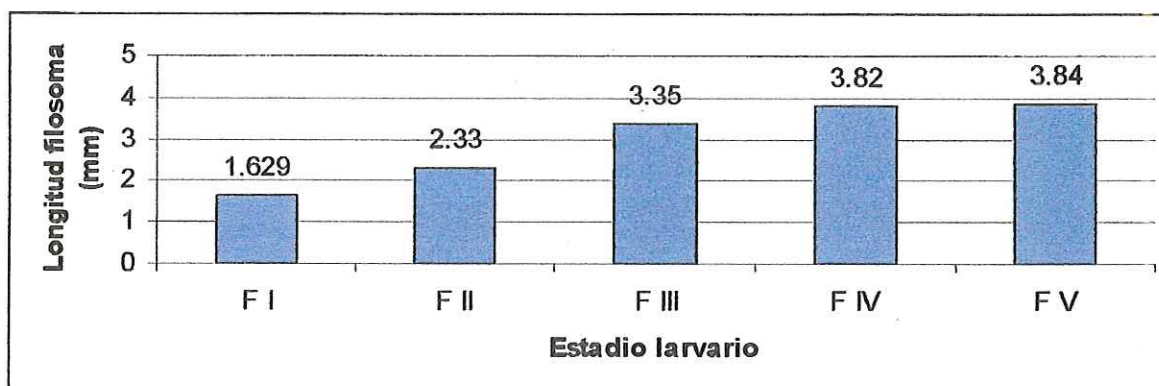


Figura 9.- Crecimiento promedio para cada una de la fases larvarias de las filosomas cultivadas en el sistema azul modificado.

VII.4 Comparación de datos entre el sistema azul modificado y el sistema azul

Se realizó una comparación estadística entre el sistema azul y el sistema azul modificado utilizado en este experimento; ambos cultivos tuvieron factores fisicoquímicos similares como temperatura, salinidad, oxígeno, pH, concentraciones de nitritos y nitrógeno amoniacal.

Se aplicó la prueba de Mann-Whitney entre los datos de crecimiento primarios de López-Zenteno (2004) y los obtenidos en el sistema azul modificado para encontrar diferencia significativa entre cada uno de los estadios, con excepción del primer estadio (Tabla III). Este estadio no se tomó en cuenta debido a la diferencia en la longitud inicial de las filosomas de Lopez-Zenteno (*op.cit.*), la cual fue mayor a las utilizadas en este experimento. Nuevamente, para comparar los datos primarios del sistema azul modificado, se tomo en cuenta para cada estadio el garrafón con el mejor promedio de longitud de las filosomas con excepción de los datos del estadio F IV, ya que estos pasaron la prueba de homogeneidad de varianza, por lo tanto se tomaron todos los garrafones como uno solo.

Se obtuvo una diferencia significativamente mayor en el crecimiento larval de los estadios del sistema azul modificado que en el sistema de López-Zenteno (*op.cit.*) excepto en el estadio V, ya que en este se utilizó una prueba “t” de Student debido a que los datos no presentaron una diferencia entre ellos (Tabla IV).

También se realizó una comparación a posteriori entre los estadios de López-Zenteno (*op.cit.*) y los obtenidos en el sistema azul modificado. En este caso se utilizó nuevamente el método de Dunns, ya que los datos eran significativamente diferentes. Dando como resultado una diferencia significativa de ($p<.001$) y una H de 264.350 entre ambos sistemas. Por lo tanto el crecimiento larval obtenido en el sistema azul modificado es significativamente mayor al obtenido por López-Zenteno (*op.cit.*).

Tabla III.- Comparación de la longitud total (mm) entre el sistema azul modificado (SAM) y el sistema azul de López-Zenteno (2004) (SA), mediante una prueba de Mann-Whitney.

Estadio	N	Media	T	P
SAM - F II	30	2.33	1363	< 0.001
SA - F II	30	2.1		
SAM- F III	30	3.35	1365	< 0.001
SA - F III	30	2.6		
SAM - F IV	180	3.82	2216	< 0.002
SA - F IV	30	3.73		

Tabla IV.- Comparación de la longitud total (mm) entre las larvas filosomas provenientes del sistema azul modificado (SAM) y el sistema azul (SA) utilizado por López-Zenteno (2004), mediante una prueba "t" de Student para el V estadio.

Estadio	N	Media	t	gl	P
SAM – F V	12	3.84	-2.09	40	> 0.051
SA – F V	30	4			

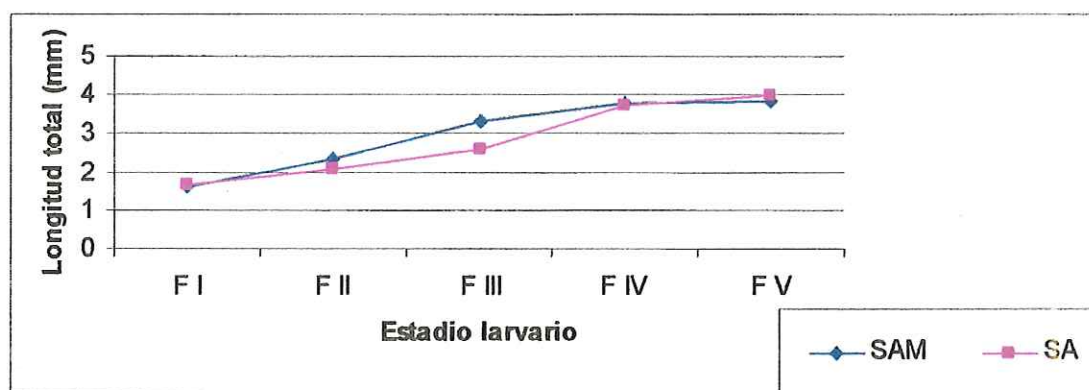


Figura 10.- Comparación del crecimiento de las filosomas entre el sistema azul modificado (SAM) y el sistema azul (SA) utilizado por López-Zenteno (2004).

VII. 5 Comparación en el crecimiento de un sistema azul modificado y un sistema verde.

López-Zenteno realizó un cultivo eutrófico como lo describe Kittaka (1994), llamado también sistema eutrófico. Este cultivo fue realizado con *P. interruptus*, donde se alcanzó el estadio F III con factores fisicoquímicos similares al sistema azul modificado, como se mencionó anteriormente, dando como resultado un menor crecimiento de las filosomas en el sistema verde que en el sistema azul modificado utilizado en este experimento (Figura 10).

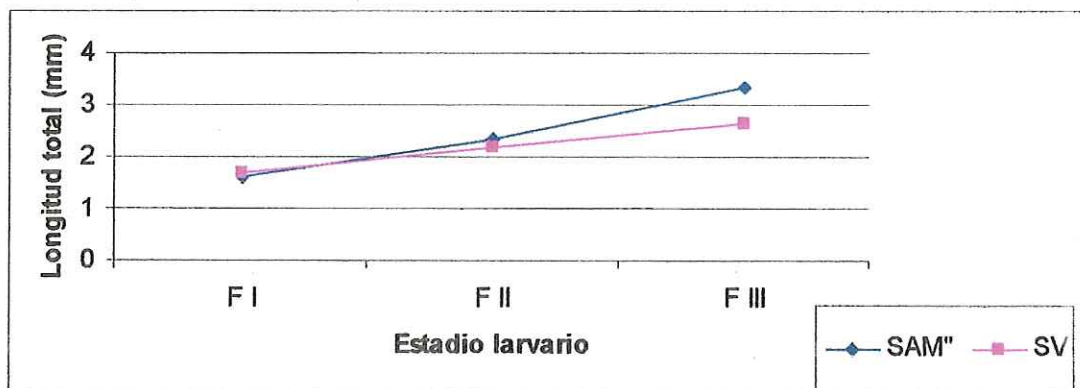


Figura 11.- Comparación del crecimiento de las filosomas entre el sistema azul modificado (SAM) y el sistema verde (SV) utilizado por López-Zenteno (2004) en los primeros tres estadios larvarios de la filosoma.

V II. 6 Comparación en el crecimiento de las filosomas entre un sistema azul

modificado, azul y verde utilizados por diferentes autores.

Tabla V.- Comparación de longitudes totales (Lt) de filosomas de *P. interruptus* hasta el V estadio, cultivadas en un sistema azul modificado (SAM) y sistemas azules (SA).

Estadio	Ramage 1971 Lt (mm)	Dexter 1972 Lt (mm)	López-Zenteno, (2004) Lt (mm)	Este trabajo (SAM) Lt (mm)
F I	1.2-1.7	1.44	1.69	1.657
F II	1.5-2.1	1.81	2.08	2.33
F III	2.1-3	2.14	2.59	3.35
F IV	2.9-3	3.01	3.73	3.82
F V	3.5-3.7	3.57	4	3.84

Tabla VI.- Comparación de longitudes totales (Lt) de filosomas de *P. interruptus* hasta el III estadio, cultivadas en un sistema verde (SV) y en el sistema azul modificado (SAM).

Estadio	Vea, 2003 (SV) Lt (mm)	López-Zenteno, 2004 (SV) Lt (mm)	Este trabajo (SAM) Lt (mm)
F I	1.60	1.69	1.65
F II	2.18	2.08	2.33
F III	2.49	2.65	3.35

VIII. Discusiones

Los retos a resolver en los cultivos larvarios de las filosomas de langosta roja espinosa, son las bajas tasas de supervivencia, calidad del agua, fluctuaciones de salinidad, variabilidad de oxígeno y contaminación bacteriana (Dexter, 1972). Un aumento drástico de temperatura y un déficit de flujo de agua oceánica pueden ser causantes de un bajo porcentaje de supervivencia y mortalidad en un sistema de cultivo azul modificado de la larva filosoma *P. interruptus*

Dexter (1972), indica que el alimento adecuado para el crecimiento y supervivencia de las filosomas se hace a base de *Artemia sp.*, debido a su fácil cultivo en laboratorio y su contenido nutricional. Otros tipos de alimento como gónada de *Mytilus*, *Tubifex*, huevos de *Lytechinus* no son lo suficientemente completos, nutricionalmente, para el desarrollo larvario (Dexter, 1972). En este experimento se aplicó como alimento *Artemia sp.*, enriquecida con *Isochrysis galvana* y *Chaetoceros mulleri*. Por lo tanto se descartó el factor de la alimentación como un factor de mortalidad.

Por otro lado la temperatura es muy importante para el crecimiento de las filosomas, ya que afecta el crecimiento y supervivencia de las larvas (Lopez-Zenteno, 2004). Un aumento en la temperatura traerá como resultado un mayor y rápido crecimiento (Dexter, 1972), pero también es más propenso el cultivo al crecimiento de

otros tipos de microorganismos patógenos los cuales atacan y producen gran mortalidad al cultivo.

Dexter (1972) cultivó *P. interruptus* utilizando dos temperaturas diferentes, 20 °C, y 25 °C, consiguiendo en esta última un crecimiento de las filosomas mayor y acelerado, llegando hasta el estadio VI en un lapso de 60 días.

VIII.1 Supervivencia de las larvas en el sistema azul modificado.

Dos factores afectaron el desarrollo y supervivencia de las filosomas cultivadas en el sistema azul modificado. A principios del segundo estadio la supervivencia se encontraba alrededor del 70%. Una vez que se llegó al estadio III la supervivencia del cultivo era aproximada al 50%. Sin embargo hacia el final del cultivo la mortalidad cubrió grandes densidades, dejando solo un porcentaje aproximado de 1.75 % para el estadio V (Tabla I).

El primer factor fue la temperatura, ya que las larvas se cultivaron a una temperatura promedio de 23.7 °C, pero en el transcurso del cultivo entre los estadios III-IV, la temperatura subió drásticamente en un par de horas de 22.8 a 26 °C a los 40 días de cultivo (Fig 8). Una falla del aire acondicionado en el laboratorio el cual tardó 1 día en reparar, fue la causa del aumento de temperatura, lo que provocó la aparición de manchas rosas en el cultivo y manchas cafés en las filosomas, probablemente bacteria del genero *Vibrio sp.*, por lo que se dio poca comida y se aplicó un tratamiento con

oxitetraciclina a 0.0156 mg/l, por cinco días. Después de los cinco días las bacterias no desaparecieron por lo que se aplicó el tratamiento hasta el final del cultivo.

El segundo factor que afectó el cultivo fue la falta de agua. Doce días después del problema del aire acondicionado, hubo una escasez de agua oceánica en el laboratorio por un tiempo de 24 horas, teniendo como consecuencia un sistema sin recambios y mantenimiento de los garrafones, afectando a la supervivencia y desarrollo del cultivo.

VIII.2 Comparación en el crecimiento de la filosoma entre un sistema azul modificado (SAM) y sistemas azules (SA).

Se tuvo una media máxima de 3.84 mm para el estadio V de la filosoma durante un tiempo de 64 días, con una temperatura promedio de 23.7 °C. El estadio donde se presentó un mayor crecimiento fue del II-III, donde la larva filosoma creció de 2.33-3.37 mm, siendo esto aproximadamente un 45% de longitud total ganada, en un periodo de 11 días entre estadios (Fig. 8). Sin embargo, el menor crecimiento se registró en los últimos estadios, entre el IV-V, ya que éste solo fue de 3.82-3.84 mm en un periodo de 18 días entre cada estadio (Tabla II). Dexter (1972) a cambio obtuvo crecimiento de 3.57-3.73 mm de los estadios IV-V (Tabla V). A diferencia de este autor el poco crecimiento en los últimos dos estadios del SAM pudo ser debido a dos factores

1) Una temperatura de 25 °C en el cultivo de filosomas, provoca un mejor, mayor y rápido crecimiento en el desarrollo larval. 2) El estrés y la baja densidad provocada por los problemas que se presentaron en el cultivo, relacionados con la temperatura, calidad de agua y presencia de organismo patógenos, da como resultado un menor crecimiento en el desarrollo larval.

Se han obtenido resultados de poco crecimiento en los últimos estadios con *P. interruptus*. Dexter (1972) obtuvo un crecimiento en los estadio V-VI casi nulo, ya que ambos estadios tuvieron una media de 3.73mm, este autor menciona que el fin de su cultivo se debió a variaciones en el sistema.

López-Zenteno (2004) obtuvo resultados diferentes en el crecimiento de los últimos estadios de *P. interruptus*, su crecimiento fue de 4.0-4.56mm, entre los estadios V-VI. Sin embargo, el cultivo de filosomas con las que trabajó se infectaron al iniciar el sexto estadio, por lo cual aplicó una solución de formaldehído para los organismos patógenos y su resultado fue contraproducente, dando fin al cultivo.

Díaz-Iglesias *et. al.* (1991), han realizado experimentos en donde se pone de manifiesto que cultivos con altas densidades presentan mudas, crecimiento y longitudes mayores a los tratamientos que se hacen con densidades bajas de postlarva de langosta, pero con una menor tasa de supervivencia. Mientras que el estrés se considera como un

factor el cual afecta el crecimiento larval. Esto nos dice que tanto la densidad como el estrés, pueden tener una influencia significativa en el crecimiento y supervivencia de las larvas filosomas de langosta roja espinosa. Por consiguiente, una baja densidad expuesta a cierto estrés debido a fluctuaciones en la temperatura y el oxígeno en el cultivo, puede dar como resultado un menor crecimiento y una baja supervivencia en las larvas filosomas.

Posiblemente debido a la calidad de agua y el mantenimiento del sistema, en este trabajo se obtuvo un mayor crecimiento en los estadios de la larva filosoma de *P. interruptus*, comparado con otros trabajos realizados con esta especie. Solo se obtuvieron longitudes menores en el primer estadio y en el quinto, siendo este último el estadio final del cultivo. Estas diferencias de tamaño pueden variar respecto a ciertos factores abióticos, como la procedencia del organismo, ya sea del medio natural o larvas eclosionadas y cultivadas en laboratorio (Vea, 2003).

López- Zenteno (2004), obtuvo longitudes menores con el SA en comparación con el SAM utilizado en este experimento (Fig 9). La diferencia fue que esta autora alcanzó una longitud de 4.56mm, para su sexto y último estadio. Mientras que el SAM solo alcanzó a llegar al estadio V con una longitud promedio de 3.87mm. (Tabla V) y una máxima de 4.1mm. Se asume que el crecimiento y supervivencia en el SAM, hubiera sido mayor y más eficiente que los sistemas utilizados por la autora, de no haber sido por los problemas técnicos que se presentaron en el laboratorio.

El mismo resultado se presentó al comparar el SAM con el SA utilizado por Ramaje (1971) y Dexter (1972). Sus mayores longitudes fueron de 3.5mm en el estadio V y 3.7mm en el estadio VI. Para el SAM la longitud promedio en el estadio V fue de 3.84mm (Tabla V), lo cual indica que fue aun mayor que el presentado por Dexter (*op. cit*) y Ramage (*op. cit*), en su último estadio larvario.

VIII.3 Comparación en el crecimiento de la filosoma entre un sistema azul modificado y sistemas verdes.

Vea (2003) alcanzó a llevar la larva filosoma de *P. interruptus* en un sistema verde a base de microalgas hasta el estadio III, con una longitud final de 2.49mm. En el sistema azul modificado la longitud inicial del estadio III fue de 3.35mm (Tabla VI), con una mejor supervivencia y crecimiento total que el sistema verde de Vea (*op. cit*).

Lopez-Zenteno (2004), también utilizó un sistema verde o eutrófico, pero los resultados fueron similares a los de Vea (2003) al compararlo con el sistema oligotrófico modificado (Fig. 10). Esta autora cultivó a una temperatura de 25.7 °C, obteniendo longitudes de 3.27mm, en su último estadio y tercer estadio (Tabla VI).

VIII.4 Comparación de supervivencia entre el sistema azul modificado, azul y verde.

El sistema azul modificado también presentó mayor supervivencia que la de los demás autores que han trabajado con esta especie. Lopez-Zenteno (2004) obtuvo una supervivencia hasta el estadio III en un sistema verde de .002% y de .007% para un sistema azul, el cual llegó hasta el VI estadio. Sin embargo, la autora realizó un tercer experimento con el sistema azul, en donde obtuvo una supervivencia de 3.5% para el estadio VI en un lapso de 95 días. Este porcentaje de supervivencia resultó ser mayor al que se obtuvo en el SAM la cual fue de 1.75% para el quinto estadio; ya que en este último sistema hubo factores que afectaron las larvas filosomas a mitad del cultivo provocando baja supervivencia y finalmente acabando con el cultivo, el cuál duró 64 días.

En comparación con López-Zenteno (2004), en este caso se suprimió el enriquecimiento de los nauplios de artemia con aceite de ácidos grasos altamente polisaturados (HUFA), lo que coadyuvó a disminuir el crecimiento bacteriano en el sistema.

Una ruptura del aire acondicionado y un déficit de suministro de agua fueron los causantes de la mortalidad y final del cultivo de las larvas filosomas. La diferencia entre el sistema azul modificado utilizado y los sistemas azules comunes fue debido a 3

factores. 1) Un ozonificador, el cual aseguró una calidad de agua mucho mejor, libre de organismos patógenos al sistema, prolongando el desarrollo larvario de las filosomas. 2) La regulación del fotoperíodo proporcionó a las filosomas un ambiente más natural, sincronizando mayoritariamente el proceso de muda. 3) Una manta negra de polietileno la cual cubrió el sistema por completo, evitando la entrada eólica de organismos patógenos o cualquier tipo de contaminación al sistema, asegurando la calidad del agua.

IX. Conclusiones

- Se logró cultivar la larva filosoma de langosta roja *P. interruptus* en un sistema azul modificado, hasta el quinto estadio con una longitud promedio máxima de 3.84mm y una supervivencia de 1.75%.
- El uso de agua de mar ozonificada, la regulación del fotoperíodo y una manta de polietileno negra que cubra por completo un sistema azul u oligotrófico, y una temperatura promedio de 23.7°C favorece el resultado, incrementando el crecimiento y la supervivencia de las larvas filosomas de la langosta roja espinosa, presentando a su vez una menor mortalidad y presencia de organismos patógenos al sistema.

X. Recomendaciones

Se recomienda la utilización de sistemas azules modificados con un flujo de agua constante para continuar con experimentos, con el objetivo de lograr el desarrollo completo de la larva filosoma que va desde el primer estadio larvario hasta puerulo. También se recomienda tener control termostático de la temperatura utilizando sistemas que calienten y enfríen integralmente.

XI. Bibliografía

1. Ayala, M.Y. y H. Chávez. 1985. Notas sobre la colecta de larvas y juveniles de langosta roja, *Panulirus interruptus* (Randall), en la costa occidental de Baja California, Mexico. Ciencias Mar. 11(2):93-100.
2. Briones, F.P. Y Lozano, A.E. (2000). The spiny lobster fisheries in Mexico. Phillips, F. B. y J. Kittaka. (Ed). En: Spiny lobster: Fisheries and culture. Fishing New Books. USA: 173-175.
3. Dexter, M.D., (1972). Molting and growth in laboratory reared phyllosomes of the California spiny lobster, *Panulirus interruptus*. Calif. Fish and Game 58(2). 107-115 pp.
4. Díaz, I., P. Brito, y H. M. Baez. (1991). Cría de postlarvas de langosta *Panulirus argus* en condiciones de laboratorio. Rev. Investiga. Mar., 12 (13):323-331 pp.
5. Holthuis, L.B. (1991) FAO species catalogue. Marine lobsters of the world. *FAO Fisheries Synopsi*.
6. Huges, J., Shleser, R. y Tchobanoglous, G. (1974). A rearing tank for lobster larvae and other aquatic species. The progress Fish-Culturist.36:3, 129-135 pp.
7. Igarashi, M.A. and Kittaka, J. (2000) Water quality and microflora in the culture water of phyllosomas. Fisheries and culture. Fishing news books, Blackwell scientific publication, London. 533-553pp.

8. J. Kittaka and J.D. Booth. (2000). Prospectus for aquaculture: Fisheries and culture. Fishing news books, Blackwell scientific publication, London. 465-473 pp.
9. Johnson, M. W. (1956). The larval development of the California spiny lobster, *Panulirus interruptus* (Randall), with notes on *Panulirus gracilis* streets. Proceedings of the California Academy of Sciences. Vol. XXIX, No. 1. 1-19 pp.
10. Kittaka, J. (2000) Culture of larval Spiny Lobsters. Fisheries and culture. Fishing news books, Blackwell scientific publication, London. 508-531 pp.
11. Lipcius R. N. y Eggleston (2000). Ecology and fishery biology of spiny lobster. Spiny lobsters: Fisheries and culture. Fishing news books, Blackwell scientific publication, London.
12. López-Zenteno, M. (2004). Comparación de dos sistemas de cultivo de la larva filosoma de la langosta *Panulirus interruptus*, a escala de laboratorio. Tesis de Maestría. Centro de Investigación Científica y Superior de Ensenada. Ensenada, Baja California, México. 77pp.
13. Phillips, B.F. and Kittaka J. (2000). Spiny lobsters: Fisheries and culture. Fishing news books, Blackwell scientific publication, London.
14. Ramaje, M.J. (1971). Food preferences, feeding mechanisms, and related behavior in phyllosoma larvae of the California spiny lobster, *Panulirus interruptus* (Randall). Tesis de Maestría en Ciencias. Faculty of San Diego State College. 110 pp.

15. Ritar, A. J., (2001). The experimental culture of phyllosoma larvae of southern rock lobster (*Jasus edwardsii*) in a Flow-through system. Aquaculture engineering. 24:149-156 pp.
16. Van Olst, J., Calberg, J. y Hughes T. Aquaculture. En: J.S. Cobb, J.S. Y Phillips, B.F. (1980). The biology and management of lobsters. Vol. II. Ecology and Management. Academic press. USA. 463pp.
17. Vea, C. D. (2003). Cultivo experimental de los estadios larvarios tempranos de la langosta roja *Panulirus interruptus* (Randall) en un sistema cerrado con microalgas. Tesis de Licenciatura, Facultad de Ciencias Marinas, Unidad Ensenada, Baja California, México. 52pp.

XII. ANEXOS

XII.1 Longitud total de las filosomas de *P. interruptus*

Tabla VII. Longitud total (mm) de las filosomas de *P. interruptus* cultivada en un sistema azul modificado. En los estadios del FI al F V, tomando en cuenta el mejor garrafón (GP) para cada estadio y un solo garrafón para el F IV (G1).

FI (GP)	FII (GP)	FIII (GP)	FIV (G1)	FV (GP)
1.7071	2.1787	3.3577	3.5935	3.5935
1.5499	2.9637	3.5935	3.8293	3.5149
1.7071	2.4931	3.1219	3.6721	3.5935
1.4713	2.2573	3.3577	3.9079	3.8293
1.6285	2.3359	3.5149	3.9079	3.8686
1.6285	2.4145	3.4363	3.7507	4.0651
1.5892	2.2573	3.2005	3.9079	3.9079
1.5892	2.3359	3.2005	3.5935	3.9079
1.6285	2.3359	3.6721	3.7507	3.6721
1.6678	2.2573	3.5149	3.9865	4.0651
1.6285	2.2573	3.3577	3.6721	4.1437
1.7071	2.2573	3.3577	3.6721	3.9865
1.7071	2.9637	3.2791	3.6721	
1.7857	2.2573	3.4363	3.9079	
1.6285	2.2573	3.2791	3.5935	
1.7464	2.2573	3.4363	3.6721	
1.7071	2.3359	3.4363	3.7507	
1.7071	2.4145	3.4363	3.7507	
1.6285	2.2573	3.3577	3.5149	
1.7857	2.1787	3.2005	3.8293	
1.6285	2.3359	3.2005	3.9079	
1.7071	2.1787	3.5935	3.5149	
1.7071	2.3359	3.3577	3.8293	
1.6285	2.2573	3.3577	3.7507	
1.6285	2.4145	3.3577	3.6721	
1.6285	2.3359	3.2791	4.1437	
1.6285	2.4145	3.3577	3.5935	
1.6285	2.4145	3.4363	3.7507	
1.6678	2.3359	3.2791	3.7507	
	2.2573	3.2005	3.6721	

Tabla VIII. Continuación de longitud total (mm) de las filosomas de *P. interruptus* cultivada en un sistema azul modificado en todos los garrafones en estadio F IV.

FIV (G2)	F IV (G3)	F IV (G4)	F IV (G5)	F IV (G6)
3.9865	4.1437	3.8293	3.9079	3.7651
3.8293	4.0651	3.9079	3.9079	3.7651
3.5149	3.8293	3.4363	3.7507	4.0807
3.8293	3.9079	3.9865	3.6721	4.0807
3.9079	3.5935	3.6721	3.6721	3.9229
3.7507	3.6721	4.0651	3.5935	3.9229
3.9865	3.8293	3.7507	3.6721	3.844
3.8293	3.9865	3.7507	3.8293	4.0018
3.5935	3.9865	3.9079	4.0651	3.844
3.6721	3.8293	3.6721	3.7507	3.844
3.6721	3.8293	3.9865	3.8293	3.6073
3.6721	4.0651	3.9079	3.7507	3.6073
3.8293	4.1437	3.7507	3.6721	3.6862
3.9865	3.7507	3.8293	3.6721	4.0018
3.6721	3.9865	3.6721	3.5935	3.844
3.7507	3.5935	3.9079	3.8293	3.6073
3.9079	4.1437	3.8293	3.6721	3.7651
3.5149	3.9865	3.7507	3.8293	3.9229
4.0651	3.9079	3.9865	3.5935	4.0018
4.0651	4.0651	3.9079	3.9865	3.844
3.8293	3.7507	3.7507	3.5149	3.844
3.7507	3.8293	3.5149	3.8293	3.7651
3.7507	4.1437	3.8293	3.6721	3.844
3.9865	3.9865	3.9079	3.8293	3.844
3.8293	4.0651	3.8293	3.7507	3.7651
3.9079	3.9865	3.5935	3.8293	4.0018
3.4363	3.9865	3.6721	3.8293	3.6862
3.7507	3.7507	3.8293	3.7507	3.6862
3.9079	3.9865	3.7507	3.9079	3.6862
3.9865	3.9865	3.5935	3.5935	3.7651

XII.2 Estadística descriptiva aplicada a la longitud de *P. interruptus*.

Tabla. IX .Comparación entre cada estadio larvario para las filosomas durante 64 días de cultivo

	F I	F II	F III	F IV	F V
Media	1.629	2.33	3.35	3.82	3.84
Moda	1.628	2.25	3.35	3.82	3.59
Mínimo	1.471	2.179	3.1219	3.43	3.51
Máximo	1.786	2.96	3.6721	4.14	4.14
Des.std.	0.0671	0.223	0.129	0.155	0.208

