



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DEL LITORAL

Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias del Mar

“Estudio de varias características biológicas en larvas de *Penaeus vannamei* provenientes de nauplios de maduración y sus alteraciones en presencia de luminiscencia”



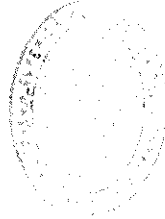
Tesis de Grado
Previa a la Obtención de Título de
Acuicultor

ESCUELA
ING. MARÍTIMA
MARCINA

Presentada por:
Gina Elizabeth Maldonado Florencia

Guayaquil - Ecuador
1996

AGRADECIMIENTO



BIBLIOTECA
FAC. ING.
MARITIMA

Agradezco de manera personal al Centro Nacional de Investigaciones Marinas (CENAIM) por todas las facilidades brindadas para la elaboración y ejecución de este trabajo.

Un agradecimiento especial para todas las personas que me ayudaron de una u otra forma para el desarrollo de ésta tesis, incluyendo a .mis compañeros y amigos de Cenaim.

DEDICATORIA



BIBLIOTECA
FAC. MED.
CIEGO DE AVILA

A mis padres quienes ha más de brindarnos cariño han dedicado su vida para que cada una de nosotras salga adelante día a día.

A mis abuelos por el amor y aliento que he conseguido siempre a su lado.

A mis tíos porque sin su ayuda no hubiera sido fácil el camino.

A mis hermanas a quienes quiero muchísimo y quisiera que éste sea un ejemplo de superación para ellas.

DECLARACIÓN EXPRESA

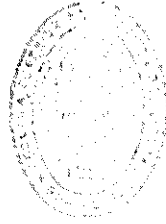
“La responsabilidad por los hechos, ideas y doctrinas expuestos en esta tesis, me corresponden exclusivamente; y, el patrimonio intelectual de la misma, a la Escuela Superior Politécnica del Litoral”.

(Reglamento de Exámenes y Títulos profesionales de la ESPOL).




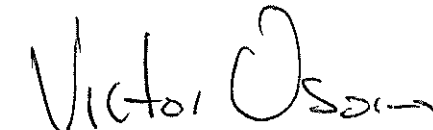
Gina Maldonado Florencia

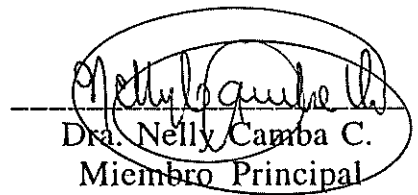

Ing. Raúl Coello
Presidente del Tribunal



BIBLIOTECA
FAC. ING.
LIMA


Ac. Henry Alvarez A.
Director de Tesis


M.Sc Víctor Osorio C.
Miembro Principal


Dra. Nelly Camba C.
Miembro Principal



BIBLIOTECA
FAC. ING.
MARITIMA

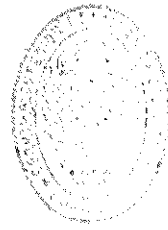
RESUMEN

Las características biológicas observadas fueron: Ritmo peristáltico, ritmo cardíaco, longitud total y del sexto segmento, desarrollo branquial, tamaño del hepatopáncreas y peso seco. Todas estas características generales pueden utilizarse para observar el desarrollo de un organismo, sin embargo la información actual carece de datos que nos indiquen estos parámetros para las especies de *Peneidos*.

Los estadios utilizados para el presente trabajo se encuentran entre postlarvas de un día y postlarvas de 10 días, debido a que estos estadios postlarvales son los comúnmente utilizados por las personas dedicadas al cultivo de camarones para realizar diferentes pruebas y análisis antes de hacer alguna compra de larvas.

Un total de seis tanques fueron analizados, cada uno con una capacidad de 1000 litros, a una densidad promedio de 100 larvas por litro, en algunos de los cuales se presentó una infección de origen bacteriana produciéndose "luminiscencia", haciéndose las respectivas comparaciones entre uno y otro se observaron algunas diferencias que pueden existir cuando se presenta esta infección.

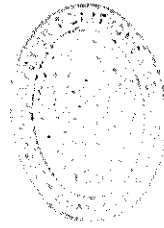
INDICE



BIOTECNOLOGIA
FAC. C.C.
MAR DEL PLATA

RESUMEN	VI
INDICE GENERAL	VII
INDICE DE TABLAS	IX
INDICE DE GRAFICOS	XI
INTRODUCCION	12
2. CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS GENERALES DE LOS PENEIDOS	
1.1 Sistema digestivo	14
1.1.1 Función	14
1.2 Sistema circulatorio	15
2.2.1 Latidos cardiacos	16
1.3 Sistema respiratorio	16
2. PROCESOS DE CRECIMIENTO.	
2.1 Crecimiento	17
2.2 Métodos generales de crecimiento	17
3. LUMINISCENCIA	
3.1 Agentes causantes	19
3.2 Desarrollo de la enfermedad	20

4. METODOLOGÍA	
4.1 Descripción del experimento	22
4.2 Ritmo cardiaco	25
4.3 Ritmo peristáltico	26
4.4 Tamaño del Hepatopáncreas	26
4.5 Longitud total y del sexto segmento	27
4.6 Peso seco	28
4.8 Desarrollo branquial	29
5. RESULTADOS	30
CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	42
ANEXOS	45
BIBLIOGRAFÍA	65



INDICE DE TABLAS

UNIVERSIDAD DE LAS AMÉRICAS
FAC. DE
MÉRIDA

TABLA # I.I	Análisis de varianza del ritmo cardíaco en postlarvas de seis días.....	52
TABLA # I.II	Análisis de varianza del ritmo cardíaco en postlarvas de siete días.....	52
TABLA # I.III	Análisis de varianza del ritmo cardíaco en postlarvas de ocho días.....	52
TABLA # I.IV	Análisis de varianza del ritmo peristáltico en postlarvas de tres días.....	53
TABLA # I.V	Análisis de varianza del tamaño del hepatopáncreas en postlarvas de cinco días.....	53
TABLA # I.VI	Análisis de varianza del tamaño del hepatopáncreas en postlarvas de seis días.....	53
TABLA # I.VII	Análisis de varianza del tamaño del hepatopáncreas en postlarvas de siete días.....	54
TABLA # I.VIII	Análisis de varianza de la longitud total en postlarvas de seis días.....	54
TABLA # I.IX	Análisis de varianza de la longitud total en postlarvas de siete días.....	54
TABLA # II	Resumen de los análisis de varianza para las postlarvas	55

TABLA # III	Resultados de los análisis microbiológicos	56
TABLA # IV	Tabla de Alimentación	57
TABLA # V	Resultado de los análisis de la relación Longitud Total - Peso	58



INDICE DE GRAFICOS

BILLETJES
FAC. 1975
MARIKANA

GRAFICO # 1	RITMO CARDIACO	60
GRAFICO # 2	RITMO PERISTALTICO	61
GRAFICO # 3	LONGITUD TOTAL	62
GRAFICO # 4	LONGITUD DEL SEXTO SEGMENTO	63
GRAFICO # 5	RELACION LONGITUD TOTAL - PESO	64

INTRODUCCIÓN

A pesar de que el cultivo de camarones en el Ecuador se ha intensificado en los últimos años, el estudio fisiológico del *Penaeus vannamei* no ha sido completado, ya que con frecuencia nos encontramos con interrogantes sobre el comportamiento de ciertas características particulares de la especie.

Si conocemos todas las características fisiológicas y morfológicas de los organismos que cultivamos bajo condiciones artificiales, sería mucho más fácil encontrar soluciones a los problemas que puedan presentarse dentro de un sistema de cultivo en funcionamiento, al igual que sería más sencilla la manipulación de estos organismos.

Actualmente el cultivo de camarones en el Ecuador atraviesa por serios inconvenientes los cuales se ven reflejados en la disminución de la producción, estos problemas son básicamente de tipo patológico y fisiológico que han aumentado a tal punto de paralizar ciertos sectores productivos del país, donde la actividad camaronera se ha reducido notablemente.

Sumándose a lo anteriormente dicho podemos agregar que la información sobre la biología de los Peneidos es limitada y más aún en la especie que principalmente se cultiva en el país (*Penaeus vannamei*), cabe destacar entonces que es necesario que la investigación se acentúe también en este

campo con el fin de contar con mayores conocimientos para el desarrollo del cultivo.

Con la continúa escasez de larvas y nauplios de origen silvestre al parecer la próxima alternativa para el cultivo de camarones estará limitado a la producción de nauplios de maduración, razón por la cual decidimos hacer este trabajo con nauplios de maduración.

Con la estimación de estos parámetros tendremos datos referenciales a cerca de la biología y comportamiento de esta especie en un sistema de cultivo, los cuales servirán a las personas que a diario manejan esta actividad, sea en el campo de la producción y quizás más aún en el de la investigación.



BIBLIOTECA
FAC. ING.
MALLORCA

1. CARACTERISTICAS BIOLÓGICAS DE LOS PENEIDOS.

1.1 Sistema digestivo.

El sistema digestivo de los Peneidos ha sido estudiado por Young & Dall (1959), la morfología de este sistema es similar al resto de los decápodos (Dall & Moriarty, 1983) . (Fig.1).

El sistema digestivo está compuesto por el intestino anterior que contiene la boca y el esófago, el intestino medio que comprende una glándula digestiva compacta llamada hepatopáncreas, seguida de una región tubular y el intestino posterior compuesto principalmente por el recto, cuya función primaria parece ser mover el hilo fecal y expulsarlo(Young, 1959).

1.1.1 Función.

El alimento se comprime y se fracciona en el estómago debido a sus rápidas contracciones, los componentes solubles pasan al intestino anterior, luego las partículas menores a 10 μm se dirigen a los divertículos y las más grandes se dirigen hacia el intestino medio(M. Abubark, 1992).

Los fluidos y partículas pueden dirigirse hacia el lumen del divertículo, hacia el intestino medio o entrar a otros lóbulos del hepatopáncreas.

Cuando el alimento no esta disponible se observan las partículas moviéndose desde la parte posterior del intestino medio de regreso a la parte anterior, siendo retenida en los lóbulos del hepatopáncreas, el cordón fecal es terminado cuando el nuevo alimento es digerido (M.Abubark; D.Jones, 1992). El cordón fecal es raspado por las paletas del recto y extruído a intervalos de longitudes iguales a las del intestino medio (Dall, 1967).

1.2 Sistema Circulatorio.

El sistema circulatorio en los Peneidos es abierto ya que la sangre baña a los tejidos y retorna al corazón a través de los canales hemocélicos abiertos (Donald M.). Los Peneidos al igual que otros crustáceos tienen un corazón triangular compacto, poseen tres pares de ostias, dos dorsales y una ventral (Young, 1959; McLaughlin, 1980, 1983). Al microscopio se puede observar su localización en la cavidad pericardial en el borde posterosuperior del cefalotórax, sobre el hepatopáncreas. (Fig. 2).

La sangre proveniente de los apéndices y órganos internos fluye hacia el cefalotórax, algo de sangre entra a las branquias y luego toda la sangre entra al pericardio y después al corazón a través de las ostias y finalmente recircula.

La función del corazón de los Peneidos no ha sido muy estudiada, pero el corazón es presumiblemente similar a los corazones de otros decápodos (Donall Maynard , 1960). La circulación puede ser fácilmente observada en los senos de los urópodos bajo un estereomicroscópio.

1.2.1 Latidos cardíacos.

El ciclo cardíaco de los crustáceos al igual que en los humanos consta de una sístole y una diástole. En la diástole el miocardio que es el músculo del corazón se encuentra relajado, las válvulas de las ostias laterales se encuentran cerradas mientras que la ostia dorsal se encuentra abierta permitiendo el paso de la hemolinfa hasta llenar el corazón. Cuando el corazón se ha llenado el miocardio se contrae y la ostia se cierra, la presión aumenta abriendo las válvulas laterales, entonces el corazón es vaciado debido a que la presión dentro del lumen es mayor que la presión de las arterias, repitiéndose una y otra vez el ciclo.

1.3 Sistema respiratorio.

El principal componente del sistema respiratorio son las branquias, por medio de las cuales los organismos toman el oxígeno del medio produciéndose el intercambio gaseoso en las membranas de las branquias. La estructura de las agallas para los Peneidos según su forma se clasifican como dendrobranquias según Foster y Howse (1978), quienes han estudiado la morfología de las branquias con mayor detalle, cada agalla dendrobranquiada consiste en un eje con una serie de branquias apareadas a lo largo de su extensión.

Cada branquia luego proyecta filamentos verticales, la mayoría de los cuales se bifurcan dos veces. La sangre entra al eje de la agalla por un vaso aferente primario, luego los vasos secundarios dirigen la sangre hacia las branquias pareadas y de allí hacia los filamentos individuales.

2. PROCESOS DE CRECIMIENTO

2.1 Crecimiento.

Como otros crustáceos su crecimiento depende tanto del sexo y la talla, así como también de los factores ambientales como son la luz, temperatura y salinidad; calidad del alimento y densidad poblacional.

2.2 Métodos generales de crecimiento.

Existen pocas descripciones del crecimiento de los Peneidos, mientras que para otros crustáceos estos procesos son relevantes.

La manera más común de registrar el tamaño de un crustáceo es verificando el número de mudas y el incremento en cada muda; con estos datos se elaboran curvas de edad y tamaño con las cuales se puede estimar el crecimiento.

El crecimiento en los crustáceos dotados con integumento rígido como los branquiuros, presenta dimensiones lineales constantes en intervalos de dos mudas, luego estos se incrementan abruptamente en la ecdysis para permanecer sin alteración hasta la siguiente muda. (Teissier G.).

No existe una descripción completa para ninguna especie de Peneido, pero con diferentes descripciones de su ciclo de vida se ha determinado que el patrón de crecimiento se ajusta al del resto de los crustáceos, es decir una curva "sigmoidea" (Modelo de crecimiento de Vong Bertalanfi, 1938), sin embargo estos datos han sido obtenidos de animales adultos.

En la práctica debido a que los datos son difíciles de coleccionar los investigadores han sido preparados para considerar el crecimiento como un proceso esencialmente continuo.



INSTITUTO
FAC. III
MARTINA

3. LUMINISCENCIA

3.1 Agentes causantes.

La bacteria luminiscente causante de mortalidades masivas en los tanques de cultivo de la mayoría de los laboratorios de larvas en el Ecuador ha sido identificada como *Vibrio harveyi* (Carvaca F.,1989), pero además de esta existen otras especies marinas como *Vibrio fischeri*, *Photobacterium phosphoreum*, *Photobacterium leignathi* y *Xenorhabdus luminiscens* que pueden producir luminiscencia.

Los vibrios pertenecen al género de bacilos gran negativos, la mayoría son marinos caracterizandose por la fermentación de glucosa y por crecer en condiciones aeróbicas y anaeróbicas. Entre los vibrios patógenos para el camarón figuran el *Vibrio parahemolítico*, *Vibrio alginolítico* y el *Vibrio harveyi*, este último caracterizado por la producción de luz y por vivir como patógeno oportunista de organismos marinos.

Las bacterias luminiscentes son capaces de producir luz gracias a la reacción de oxidación de la luciferasa, que es una enzima presente en dichas bacterias la cual cataliza la reacción de oxidación de una flavina y un aldehído, produciendo una flavina óxida, un ácido graso y la producción de luz.

3.2 Desarrollo de la enfermedad.

Las especies patógenas reportadas para camarones, especialmente vibrios, han sido reportadas también como parte de su microflora normal, debido a esto no es sorprendente que las especies de vibrios sean frecuente y aparentemente patógenos oportunistas de camarones penicidos. (Lightner et.al.,1992).

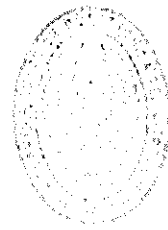
Los agentes patógenos oportunistas pueden causar infecciones letales como resultado de condiciones primarias, las mismas que pueden ser: Otras enfermedades infecciosas, condiciones nutricionales, condiciones ambientales extremas o lesiones (Lightner y Lewis, 1975). Sin embargo en muchas ocasiones se presenta que los vibrios causantes de enfermedades en los camarones se comportan más como verdaderos patógenos que como oportunistas. (Lightner,1992).

La luminiscencia es asociada con el síndrome de las "bolitas" registrado en laboratorios de cultivo de larvas por Ileana Morales (1993), ya que aparece antes de la infección bacteriana que produce luminiscencia. Primero se observan algunas bolitas en el hepatopáncreas, correspondientes a una descamación del tejido epitelial, luego estas larvas pueden morir y volverse luminiscentes, dando origen a la "enfermedad de la luminiscencia". (Morales I.,1993).

Observaciones realizadas al microscopio electrónico revelan que los vibrios colonizan las zonas como los apéndices masticadores y la cavidad oral, lo que sugiere la ruta de infección de estas bacterias. En los casos más avanzados se observó una placa bacteriana delgada en la región oral y tracto digestivo, la

formación de ésta placa indica que la multiplicación de las bacterias tubo lugar en las larvas.(C.Lavilla-Pitogo et.al.,1990).

Las larvas moribundas cambian de color, haciendose blanquecinas, especialmente en la región del cefalotorax, estas se asientan en el fondo de los tanques y presentan movimientos lentos y erráticos, cuando la infección se encuentra avanzada se observa que los movimientos peristálticos son muy débiles.(Lavilla-Pitogo et. al.,1990)



BIBLIOTECA
FACULTAD
DE CIENCIAS

4. METODOLOGÍA.

4.1 Descripción del experimento.

Las pruebas se realizaron en el Departamento de Larvicultura del Centro Nacional de Investigaciones Marinas (CENAIM), a partir de septiembre de 1993, en el cual se efectuó una corrida de larvas de *Penaeus vannamei* procedentes de nauplios de maduración, de donde se obtubieron las muestras para realizar el presente trabajo.

Un total de seis tanques fueron utilizados para tomar las muestras. Los tanques tienen una capacidad de 1.000 lt (1 Tonelada), de forma rectangular con base cóncava y una altura de 90 cm. En el centro del tanque se situó el sistema de aireación que consistía en una tubería de PVC de 1/2 pulgada de diametro, provista de ranuras para el suministro de aire a los tanques de cultivo. Los tanques fueron colocados junto a las ventanas exteriores para proporcionar luz natural al cultivo.

En esta prueba la densidad utilizada fue de 100 nauplios por litro y se alimentó en base a un programa de alimentación planteado en la tabla # IV del anexo B.

El cultivo de larvas se efectuó bajo las mismas condiciones que se emplean en un laboratorio comercial, con los habituales recambios y la rutina de alimentación se basó en los protocolos para larvicultura, utilizada en el

CENAIM. (Anexo B). La alimentación utilizada consta de alimento natural y alimento artificial. Como parte del alimento natural dos especies de fitoplancton fueron suministradas: *Chaetoceros* sp. y *Tetraselmis* sp. y en cantidades menores *Isocriopsis* sp. y *Chlorella* sp., producidas en el Departamento de Fitoplancton del CENAIM. Además de artemia en estadios de Instar I fue suministrada a los tanques. Las concentraciones de algas y de artemia se mantuvieron según las descripciones de la tabla general de alimentación para cada estadio, mediante inoculaciones a los tanques de larvas.

Alimento microencapsulado, ojuelas de artemia y un balanceado de tipo comercial con el 45% de proteínas preparado en la Planta Piloto del CENAIM fueron utilizados para la alimentación artificial de las larvas. La alimentación se suministró en dosis aplicadas cada tres y cuatro horas de dietas artificiales y manteniendo constantes las cantidades de algas en los tanques de cultivo. La aplicación de artemia se la realizó cada seis horas. La salinidad del agua empleada se mantuvo en 35 ppt, correspondiente a la del agua de mar. La temperatura fue de 28°C y mantenida con calentadores de barra de titanio sumergidos dentro de los tanques. El agua utilizada era pasada por un caldero antes de hacer los recambios y en la entrada a los tanques se colocó un filtro de 5µm. El agua no fue clorinada. Los recambios diarios figuran en un rango del 30 al 50%, a partir de Mysis I, los tanques fueron sifoneados cuando se notó la presencia de materia orgánica acumulada en el fondo.

Los nauplios de maduración para este experimento fueron concedidos por el Departamento de Maduración del Laboratorio Noramac, ubicado en San José de Curia, al Norte de la provincia del Guayas.

Las muestras fueron tomadas consecutivamente a partir de postlarvas de un día hasta postlarvas de 10 días de cultivo. Se ha denominado a las postlarvas por el número de días en el cultivo a partir del primer estadio de postlarva. Las muestras eran obtenidas de los tanques de cultivo con la ayuda de un beacker desde el centro del sistema sobre la línea de aire, asegurandonos que la muestra sea sacada de forma homogénea.

Una vez obtenida la muestra de los tanques de cultivo pasaban inmediatamente a la sala de microscopios donde se realizaban las observaciones. Un microscopio estándar (Olympus BH2) fue utilizado para realizar las observaciones microscópicas, utilizando el aumento de 10X o de 20X, que para los objetivos planteados servían de igual manera.

La muestra consistió en tomar 10 larvas por tanque diariamente, y cada una fue analizada en forma individual. Las primeras observaciones se las realizó en el microscopio, procediéndose a contabilizar en primer lugar el ritmo cardíaco, luego el ritmo peristáltico y finalmente se observó el desarrollo de las ramificaciones branquiales. Posteriormente cada postlarva pasaba al proyector de perfiles (Mitutoyo, Profile PJ-300) donde se realizaban las mediciones.

Para inmovilizar a los organismos no se utilizó lugol, alcohol o formol ya que ellos podían alterar las funciones normales del animal, como el ritmo peristáltico o cardíaco.

La muestra para realizar peso seco se las obtubieron despues de realizar todas las mediciones de los tanques de cultivo. Las muestras obtenidas se las colocaba en una estufa de calor seco (Isuzu Constant Temperature, oven model 2-2132) y luego las muestras secadas se las pesó en una balanza analítica

(Mettler-AE240). Los valores que se presentan en los cuadros corresponden a los pesos expresados en μg .

4.2 Determinación del ritmo cardíaco.

Como se mencionó un número de 10 larvas eran obtenidas de cada uno de los tanques diariamente para observar sus contracciones cardíacas. Las larvas eran tomadas en un beacker con suficiente agua para mantenerlas mientras se realizaba las mediciones.

Se considera como latido a la "manifestación visual" detectada por el observador en la zona cardíaca.(Garcia V.,1992).

Para las mediciones del ritmo cardíaco fue necesaria la ayuda de un cronómetro para determinar el tiempo de la observación. Este tiempo fue estandarizado, previa experimentación, en 10 segundos. Luego las mediciones fueron transformadas a latidos por minuto.

Para evitar la muerte de las larvas éstas eran analizadas una a una evitando que exista alguna alteración por la falta de oxígeno, las larvas se colocaron en una lámina portaobjeto con abundante agua para evitar la resequedad que se produce por el calor de la luz del microscopio, luego se enfocaba la región del cefalotórax y se procedía a contar las contracciones cardíacas durante 10 segundos, para verificar dicha observación se repetía el conteo en el mismo animal dos y tres veces.



UNIVERSIDAD
FAC. ING.
MARTINA

4.3 Determinación del ritmo peristáltico.

El ritmo peristáltico considerado en el presente estudio, es contabilizado observando las contracciones sucesivas del tubo del intestino medio. La observación para la medición del ritmo peristáltico se la efectuó en el primer segmento abdominal, considerandose para esta medición todas las ondulaciones completas provenientes del recto, hacía el hepatopáncreas. Al igual que en el ritmo cardíaco, se contabilizaron las ondulaciones en 10 segundos y luego se transformo en contracciones por minuto.

Se escogió el primer segmento abdominal para contabilizar el ritmo peristáltico debido a que es el segmento de mayor tamaño, lo cual facilita la observación de este parámetro. Las ondulaciones peristálticas fueron contabilizadas después del ritmo cardíaco, en el microscopio.

4.4 Tamaño del hepatopáncreas.

La medición del hepatopáncreas fue dada en función de su área. El tamaño del hepatopáncreas puede considerarse importante al examinar larvas, ya que podría reflejar si el animal se está alimentando y su sistema digestivo está funcionando normalmente, ya que afecciones intestinales causadas por gregarinas o amebas por ejemplo, dañan con facilidad este sistema y uno de los órganos más vulnerables es el hepatopáncreas que tiende a perder tamaño y luego se epitelio se destruye.

Para la medición del tamaño del hepatopáncreas se consideraron dos mediciones, el ancho y el largo, con estas dos parámetros se determinó el área.

En la figura # 5 se muestra las distancias tomadas para la medición, el ancho comprende desde el borde distal superior en la parte más prominente hasta el borde inferior en la parte más baja del hepatopáncreas.

Las mediciones fueron realizadas en el proyector de perfiles utilizando el lente de 100X. Antes de efectuar las mediciones de la longitud total y del sexto segmento, el hepatopáncreas en el proyector es fácilmente distinguible ya que es el órgano que ocupa el mayor volumen en el cefalotórax por lo cual es fácil identificar sus bordes. Respecto al tamaño del hepatopáncreas no se ha encontrada referencias para ningún tipo de crustáceos y menos aún para *Penaeus vannamei*. Las mediciones estan dadas en milímetros (mm) y el área resulta de la multiplicación de las dos mediciones.

4.5 Determinación de la longitud total y del sexto segmento.

Las mediciones lineales más usadas son la longitud total, que comprende desde la punta del rostrum hasta el extremo final del telson (Fielder et al.,1975), la longitud del cefalotórax (Arellano, 1983), que es la distancia medida desde el margen postorbital y la terminación media del carapacho y la longitud del cuerpo, que es la longitud total menos la longitud del rostrum. Se escogió la longitud total como medida de referencia para observar el crecimiento de los animales analizados. Además de la longitud total se utilizó la longitud del sexto segmento abdominal que es la longitud dorsal desde la unión de los urópodos hasta la unión del quinto segmento abdominal utilizada en otros reportes. En la figura 6 del anexo A se observa las distancias asumidas.

La mayoría de las relaciones de tamaño han sido determinadas para los estadios adultos de Peneidos y a pesar de que una relación lineal parece adecuada en este rango de tamaño, la extrapolación regresiva a estadios juveniles parece producir resultados erróneos para varias especies.

La longitud total al igual que la longitud del sexto segmento fueron consideradas como medidas para determinar el desarrollo de los animales durante el transcurso de las corridas, estas fueron tomadas durante los diez días establecidos de la toma de muestra.

Las larvas luego de ser observadas al microscopio para determinar su ritmo cardíaco y ritmo peristáltico se observaban y medían en el proyector de perfiles, utilizando el lente de 100X.

4.6 Determinación del peso seco.

Cuando se trata de camarones adultos la medida de peso más utilizada es el peso humedo total, donde se emplea un método de secado estandarizado con papel secante, pero para las larvas, que son de tamaño reducido, podría encontrarse un nivel alto de error si no se utiliza el peso seco.

Para la determinación del peso seco se tomó 3 muestras de cada tanque de 20 larvas cada una, se las colocaba en una malla con el fin de lavarlas con agua destilada para eliminar las sales presentes en el agua de mar que podrían afectar las mediciones, luego se secaba el exeso de agua y se las colocó en conitos de papel aluminio, preparados especialmente para pesar estas muestras. (Susana Peña, Comunicación personal).

Los conitos son elaborados con papel aluminio y secados totalmente antes de utilizarse. Se deben secar durante 1 hora a 60°C en una estufa para eliminar la máxima humedad posible, después del secado los conitos fueron pesados en una balanza analítica y luego se procede a colocar las muestras.

Las muestras son secadas a la misma temperatura usada para secar los conitos pero por un período de 24 horas. Al sacar los conitos de la estufa las muestras fueron pesadas nuevamente y por la diferencia de los dos pesos se obtiene el peso seco de la muestra.

4.7 Desarrollo Branquial.

Las branquias en las larvas de *Penaeus vannamei* presentan ramificaciones que crecen paralelamente a los lados de cada eje branquial principal (Lightner, 1988), estas ramificaciones son llamadas en este trabajo ramificaciones branquiales secundarias, las cuales fueron contabilizadas en los estadios analizados, es decir desde postlarva 1 a postlarva de 10 días. Figuras 4A, 4B y 4C del anexo A.

Se realizaron pruebas de estrés en las cuales se sometía a las larvas a salinidades de 5 y 10 ppt durante 30 minutos y luego se las regresaba a la salinidad normal, estimándose con esto un porcentaje de supervivencia.



BIBLIOTECA
FAC. ING.
MARITIMA

5. RESULTADOS.

Durante la prueba efectuada se presentaron problemas de “luminiscencia” en tres tanques por lo tanto los resultados fueron separados para determinar las diferencias entre estos organismos.

Se realizaron análisis de varianza o Anova; como serán denominados de aquí en adelante, para determinar si existió o no diferencias entre las larvas que presentaron luminiscencia y las que no tuvieron este problema.

La tabla # II contiene el resumen de la corrida, en la cual se señalan todos los estadios en los que se encontró diferencias significativas entre los tanques analizados, para los parámetros muestreados.

Las tablas que contienen los resultados de Anova han sido detalladas únicamente para los estadios que presentaron alguna diferencia.(Anexo B). Las diferencias encontradas para larvas con luminiscencia se concentraron en los estadios intermedios analizados, como se muestra en la tabla II, comprendidos entre Pl 5 y Pl 8.

En la tabla # III se muestran los resultados de los análisis microbiológicos realizados al agua de los tanques de cultivo.

A continuación se detalla uno a uno los resultados de los parametros analizados, para las tres corridas.

RITMO CARDÍACO: El corazón se encuentra en la parte superior del hepatopáncreas, al microscopio se lo observa de forma triangular y de color totalmente transparente, posee tres pares de ostias las cuales no son visibles para los estadios larvales, pero sí en organismos adultos. Los fluidos sanguíneos son fácilmente observables en algunas regiones del cuerpo, como son el sexto segmento abdominal, los urópodos y en la cavidad pericardial.

En cada latido las paredes del corazón se contraen hacia el centro en el vaciado sistólico, luego el corazón se llena de hemolinfa y vuelve a expandirse, de esta manera sucede repetidamente el movimiento cardíaco

Podemos decir que para los estadios larvales analizados el ritmo cardíaco aumenta con el tamaño del animal. Existe una fórmula descrita por Schawartzkopff (1955), para determinar el latido cardíaco, " $F = K * \omega^{-0.12}$ ". La cual relaciona el peso del animal (ω), con una constante (K) que equivale al valor ideal de la frecuencia cardíaca para un gramo de peso y es igual a 160 l/min., con esta fórmula, la frecuencia cardíaca disminuye a mayor peso.

Esta fórmula ha sido descrita para organismos adultos, razón por la cual no se adapta a los resultados obtenidos en el presente estudio, pero si se relaciona a los datos obtenidos para organismos adultos de la especie, ya que en los estudios realizados en CENAIM (García V. y Gómez L.), se encontró que para un adulto de 42 gramos de peso promedio el ritmo cardíaco es de 193.7 +- 10.10 latidos por minuto, cantidad que es menor a la observada para los estadios postlarvales en referencia. Con esto podemos suponer que la frecuencia cardíaca para los estadios larvales aumentan hasta llegar a un "límite", que no se conoce, luego del cual el ritmo cardíaco disminuye.

En el cuadro 1 se presentan los promedios del ritmo cardíaco con respecto al estadio junto con los promedios de la longitud total y el peso. Los latidos cardíacos están representados en latidos por minuto cuya abreviatura es L/min. En este cuadro se puede observar además que el peso es mucho menor para los animales que presentaron luminiscencia.

Los análisis de Anova demuestran que existe diferencia en algunos de los estadios, entre las larvas que no presentan luminiscencia y las que sí la presentan. (Anexo B).

Se encontró diferencias significativas ya que el ritmo cardíaco fue menor en larvas con luminiscencia para los estadios PL 6, PL 7 y PL 8.

Según lo observado en el análisis individual del presente estudio el ritmo cardíaco puede disminuir por algunos factores como por ejemplo infecciones en el caso de la luminiscencia, también en caso de necrosis severas y principalmente al pasar por el período de ecdysis. Cuando las larvas atraviesan por el período de ecdysis el ritmo cardíaco disminuye en un 15 % aproximadamente, estas larvas presentan contracciones cardíacas menores a las cantidades anotadas para larvas del mismo estadio que no estaban pasando por el período de ecdysis.

En el gráfico 1 que representa las curvas del ritmo cardíaco, se muestra una tendencia ascendente y descendente mientras aumentan los valores con el incremento de días para las larvas sin luminiscencia, en cambio para larvas con luminiscencia la curva se muestra más bien constante de manera creciente, dando la impresión de que las larvas que tuvieron luminiscencia presentan el ritmo cardíaco más bien pasivo.

CUADRO # 1

RITMO CARDIACO, LONGITUD TOTAL Y PESO

Promedios de la longitud total (LT), ritmo cardiaco (RC) y Peso (μg), con sus respectiva desviación estándar (DS)

ESTADIO	LUMINISCENCIA					SIN LUMINISCENCIA				
	RC (L/min)	DS	PESO (μg)	LT (mm)	DS	RC (L/min)	DS	PESO (μg)	LT (mm)	DS
PL 1	294	26.4	-	4.92	0.16	306	25.2	-	4.87	0.20
PL 2	294	18.6	108.00	4.93	0.17	-	-	137.83	4.9	0.21
PL 3	300	18.6	120.00	5.15	0.23	318	19.2	153.33	5.14	0.27
PL 4	312	13.8	148.67	5.33	0.27	324	21.6	198.00	5.28	0.27
PL 5	330	19.2	160.33	5.46	0.22	330	18.6	191.67	5.53	0.27
PL 6	324	28.8	189.33	5.46	0.16	372	30	230.67	5.88	0.30
PL 7	354	28.8	232.03	5.72	0.31	318	23.4	267.83	6.05	0.34
PL 8	396	24	276.33	6.13	0.25	372	29.4	306.33	6.27	0.28
PL 9	408	27.6	293.17	6.36	0.31	372	23.4	337.00	6.36	0.44
PL 10	444	25.2	336.17	6.68	0.39	456	25.8	377.33	6.77	0.35



BIBLIOTECA
FAC. ING.
MARITIMA

RITMO PERISTÁLTICO: El ritmo peristáltico es producido por las contracciones sucesivas del intestino medio (Abubark, 1992), este movimiento se produce al tratar de evacuar el hilo fecal hacia el exterior. Se puede observar claramente al microscopio la dirección que posee dicho movimiento, usualmente se dirige hacia la parte anterior es decir desde el recto hacia el hepatopáncreas.

El recto posee también movimientos giratorios de derecha a izquierda para ayudar a expulsar el hilo fecal, estos movimientos pueden observarse al microscopio.

La dirección de el ritmo peristáltico varía exclusivamente cuando las larvas cambian de mysis a postlarvas.

El movimiento común de las ondulaciones peristálticas proviene del sexto segmento, pero al pasar por este cambio de estadio las ondulaciones se presenta en sentido contrario y mucho más lento a lo usualmente observado.

La explicación a esto puede estar en el hecho de que los animales no se alimentan cuando atraviesan por el período de edysis, entonces se producen movimientos “antiperistálticos”, causados por las contracciones antiperistálticas del intestino medio, descritos por Abubakr(1992).

Los movimientos “antiperistálticos” se producen al no contar con una cantidad suficiente de alimentos, entonces las partículas que estaban siendo expulsadas regresan a la parte más anterior del intestino medio, luego al lumen del hepatopáncreas y a los divertículos con el fin de recircular el alimento y utilizarlo nuevamente. Aquí permanecen hasta que la formación del hilo fecal termina cuando el nuevo alimento es ingerido.



El movimiento peristáltico se presenta cuando el animal se encuentra procesando el alimento y varía a condición de la cantidad de alimentos ingeridos. Debido a que las condiciones en que se llevó el cultivo brindaba alimentos perennemente, el ritmo peristáltico se mantuvo constantemente sin presentar coincidencias para los estadio analizados y como consecuencia no se presentaron diferencias para este parámetro.

Los resultados de Anova demuestran que no existe una diferencia significativa en las variaciones del ritmo peristáltico para las larvas con luminiscencia, a excepción de un solo estadio.(Anexo B).

Lo que nos hace suponer que un animal que cuenta con una cantidad suficiente de alimentos tendrá un ritmo peristáltico permanente. Prueba de esto son los resultados que se presentan en las tablas y gráficos, se observó que siempre existe niveles de ritmo peristáltico para todos los estadios larvales, salvo en excepciones en las que se observó que el ritmo peristáltico fue de 0.0, en larvas en las cuales se presentaba el tracto semivacío o completamente vacío, o cuando el tracto se encontraba totalmente llenos de células epiteliales en el caso especial de larvas que presentaron el "Síndrome de las bolitas".

En el cuadro 2 se presentan los resultados del ritmo peristáltico para los diferentes estadios. Estos datos están representados en el grafico 2 del anexo C. El ritmo peristáltico está expresado como ondulaciones por minuto(O/min).

Además se señalan los valores máximos y mínimos del ritmo peristáltico, que equivalen además a los rangos en que se presentó el ritmo peritáltico. Este rango fluctua entre 5 y 20 ondulaciones por minuto.

CUADRO # 2**RITMO PERISTALTICO (O/min)**

ESTADIO	LUMINISCENCIA		SIN LUMINISCENCIA	
	MEDIA	DESV.	MEDIA	DESV.
PL 1	9.00	5.74	9.81	7.51
PL 2	11.33	7.72	11.20	8.07
PL 3	14.28	12.30	+	6.42
PL 4	10.20	9.30	10.40	12.29
PL 5	10.60	11.03	8.90	9.27
PL 6	10.71	7.91	11.28	11.92
PL 7	10.50	8.53	11.00	10.44
PL 8	18.64	12.25	16.07	12.83
PL 9	14.42	14.58	20.28	16.02
PL 10	14.60	12.74	15.00	15.47
Max.	18.64		20.28	
Min.	9.00		5.28	

DESARROLLO BRANQUIAL: El desarrollo branquial obedece a un crecimiento en tamaño y en número de ramificaciones branquiales secundarias, las cuales se incrementan a medida que los animales crecen. En el estadio de Mysis III aparecen los arcos branquiales principales, en un número máximo de 5 a cada lado del cefalotórax. los cuales van cambiando su forma y ramificándose.

Al inicio son estructuras rectas con extremos redondeados a manera de pequeños túbulos, cuando los animales pasan a postlarvas de 1 día el extremo inferior de estas estructuras crece tomando la forma de un bastón. Al llegar a postlarva de 2 días el extremo inferior ha crecido de tal forma que ha

alcanzado en tamaño al extremo superior apareciendo entonces en forma de "U". La primera ramificación secundaria aparece en postlarvas de 3 días, se observa entonces dos pares de estas ramificaciones por cada arco principal que tiene forma de "U", las demás ramificaciones van creciendo día a día. Figura 4.

El desarrollo branquial se vio afectado al no mostrar un desarrollo normal, ya que hubo retraso en el crecimiento de las ramificaciones branquiales secundarias comparadas entre un tanque y otro e incluso en larvas de un mismo tanque. Se observó también deformaciones de branquias en larvas que presentaron luminiscencia.

El cuadro 3 muestra el número de ramificaciones branquiales secundarias junto a los porcentajes de supervivencia de las pruebas de estrés que se efectuaron. Ocurriendo mayores supervivencias en larvas sin luminiscencia.

CUADRO # 3

DESARROLLO BRANQUIAL

Tanque	PL 5 Supervivencia (%)			PL 10 Supervivencia (%)		
	RBS	5 ppt	10 ppt	RBS	5 ppt	10 ppt
1*	1-2	0	10	5	50	100
2*	1-2	0	30	4-5	70	90
3*	2-3	0	20	4-5	70	100
4	2-3	0	30	6	100	100
5	1-2	0	10	4-5	100	100
6	2-3	0	30	5-6	100	100

RBS: Ramas branquiales secundarias.

*El área sombreada corresponde a los tanques que presentaron luminiscencia durante la corrida.



LONGITUD TOTAL Y DEL SEXTO SEGMENTO: La longitud total al igual que el peso son parámetros morfométricos utilizados para representar el crecimiento de los organismos. La longitud total indica entonces cómo se presenta el crecimiento en las larvas durante un ciclo de cultivo, la cual aumenta con el estadio del animal como se muestra en el cuadro 1.

El crecimiento larval ha sido medido en laboratorio por algunos autores, pero debido al amplio rango de las condiciones ambientales usadas se hace difícil su comparación.

El tiempo no representa una gran diferencia entre dos especies, pero sí el tamaño para cada estadio larval, ya que en mediciones realizadas para *Penaeus esculentos* demuestran que el menor tamaño de longitud total alcanzado por una postlarva de 1 día es de 4 mm (Fielder et al., 1975), mientras que para *Metapenaeus* fue de 3.5 mm.

En un reporte presentado por Arellano los valores correspondientes para postlarvas de 1 día se encuentran en un promedio de 4.5 mm, para densidades de 80 larvas por litro utilizando larvas de *Penaeus vannamei* provenientes de maduración (Memorias de Edgar Arellano, 1993), estos valores son similares a los obtenidos en este trabajo. Los valores presentados por Arellano se encuentran detallados en el gráfico # 3 junto con los valores del presente estudio. Y los valores promedios para la longitud total se encuentran en el cuadro 1.

El crecimiento del sexto segmento se presentó de manera escalonada como se muestra en el gráfico # 4, los animales conservan su tamaño durante un período de tiempo y luego “aparentemente al mudar” presenta un nuevo

tamaño, en ocasiones se presenta que dos animales de diferente tamaño o longitud total poseen la misma longitud del sexto segmento. En el cuadro 4 se encuentran los promedios para el sexto segmento (Ls).

Se ha encontrado que la longitud total guarda relación directa con el peso. En la tabla # V se señalan el análisis de la relación longitud-peso encontrado en esta prueba, junto con la ecuación final descrita para larvas de *Penaeus vannamei*. Los valores de b se muestran similares en ambos casos, pero estos valores son mucho mayores que los encontrados por Blanca Reinoso y Bone en donde b fluctúa entre 0.032 - 0.034 para camarones de 0.3 a 34 gr aproximadamente, lo cual nos indica que existe un crecimiento acelerado en las primeras etapas de vida, lo que es común para organismos marinos. En el gráfico # 5 se puede apreciar la relación de estos dos parámetros.

HEPATOPÁNCREAS: En lo que concierne a hepatopáncreas se notó que la calidad de alimento influye notablemente en la cantidad de ácidos grasos o lípidos presentes, ya que cuando se aplicaba el microencapsulado comercial, (Fripack) utilizado en la alimentación diaria los niveles de lípidos aumentaban notablemente, mientras que cuando se nutrian sólo con algas estos niveles no eran mayores.

El color del hepatopáncreas varió dependiendo del alimento que se estaba suministrando. En la primera corrida se presentó un agrandamiento del hepatopáncreas en los dos últimos estadios, presentándose además una melanización de color marrón oscuro en el borde superior del hepatopáncreas,

no se pudo determinar a qué se debía esta afección pero las larvas con estas características pasaron sin problemas las pruebas de éstres.

El tamaño del hepatopáncreas continúa incrementandose en los estadios postlarvales; estan compuestos por 7 lóbulos en Pl 3 y de 8 lóbulos en Pl 5 (M.A Abubakr & Jones),

El tamaño del hepatopáncreas fue aumentando con cada estadio y en los resultados de Anova se determinó algunas diferencias entre los tanques analizados, presentándose que estas diferencias se encuentran entre los estadios intermedios.(Tabla # II).

En el cuadro # 4 se observan los promedios obtenidos del área del hepatopáncreas, junto con la longitud del sexto segmento (Ls). Los promedios del tamaño del hepatopáncreas estan dados en μM^2 .

CUADRO # 4

ÁREA DEL HEPATOPÁNCREAS ($\mu\text{M}^2 \times 10^3$)

ESTADIO	LUMINISCENCIA				SIN LUMINISCENCIA			
	Área	Ds	Ls(mm)	Ds	Área	Ds	Ls(mm)	Ds
PL 1	231.95	32	1.14	0.07	263.07	52	1.13	0.06
PL 2	240.00	33	1.14	0.07				
PL 3	214.14	28	1.23	0.07	240.56	32	1.24	0.08
PL 4	230.08	36	1.28	0.08	249.28	43	1.30	0.08
PL 5	229.45	49	1.30	0.09	275.17	42	1.34	0.08
PL 6	266.66	51	1.33	0.07	331.87	45	1.39	0.01
PL 7	309.61	45	1.37	0.077	382.96	48	1.41	0.08
PL 8	402.41	63	1.43	0.07	386.31	56	1.48	0.06
PL 9	411.17	63	1.47	0.07	425.11	75	1.49	0.08
PL 10	486.59	93	1.55	0.08	531.05	98	1.56	0.06

PESO SECO: En el cuadro # 1 se presentan los promedios del peso seco junto con la longitud total y el ritmo cardíaco, el cual al igual que los otros parámetros analizados se incrementa con la edad del animal. Al peso se lo ha relacionado con el tamaño de los organismos, es decir con la longitud total, encontrándose relación directa de estos dos parámetros, en el grafico # 5 consta esta relación.

En las larvas con luminiscencia a pesar de ser del mismo tamaño de aquellas que no presentaron luminiscencia promediaron los valores más bajos de peso.

La supervivencia final fue la siguiente:

Luminiscencia	Sin luminiscencia
33.5 %	47.5%



BIBLIOTECA
FAC. ING.
MARITIMA

Hay que señalar que no se utilizó antibióticos para contrarrestar la infección, debido a que el objetivo era estudiar el comportamiento fisiológico y morfológico en condiciones normales de cultivo y frente al problema de luminiscencia.

5. RESULTADOS.

Durante la prueba efectuada se presentaron problemas de “luminiscencia” en tres tanques por lo tanto los resultados fueron separados para determinar las diferencias entre estos organismos.

Se realizaron análisis de varianza o Anova; como serán denominados de aquí en adelante, para determinar si existió o no diferencias entre las larvas que presentaron luminiscencia y las que no tuvieron este problema.

La tabla # II contiene el resumen de la corrida, en la cual se señalan todos los estadios en los que se encontró diferencias significativas entre los tanques analizados, para los parámetros muestreados.

Las tablas que contienen los resultados de Anova han sido detalladas únicamente para los estadios que presentaron alguna diferencia.(Anexo B). Las diferencias encontradas para larvas con luminiscencia se concentraron en los estadios intermedios analizados, como se muestra en la tabla II, comprendidos entre P1 5 y P1 8.

En la tabla # III se muestran los resultados de los análisis microbiológicos realizados al agua de los tanques de cultivo.

A continuación se detalla uno a uno los resultados de los parametros analizados, para las tres corridas.



RITMO CARDÍACO: El corazón se encuentra en la parte superior del hepatopáncreas, al microscopio se lo observa de forma triangular y de color totalmente transparente, posee tres pares de ostias las cuales no son visibles para los estadios larvales, pero sí en organismos adultos. Los fluidos sanguíneos son fácilmente observables en algunas regiones del cuerpo, como son el sexto segmento abdominal, los urópodos y en la cavidad pericardial.

En cada latido las paredes del corazón se contraen hacia el centro en el vaciado sistólico, luego el corazón se llena de hemolinfa y vuelve a expandirse, de esta manera sucede repetidamente el movimiento cardíaco

Podemos decir que para los estadios larvales analizados el ritmo cardíaco aumenta con el tamaño del animal. Existe una fórmula descrita por Schawartzkopff (1955), para determinar el latido cardíaco, " $F = K * \omega^{-0.12}$ ". La cual relaciona el peso del animal (ω), con una constante (K) que equivale al valor ideal de la frecuencia cardíaca para un gramo de peso y es igual a 160 l/min., con esta fórmula, la frecuencia cardíaca disminuye a mayor peso.

Esta fórmula ha sido descrita para organismos adultos, razón por la cual no se adapta a los resultados obtenidos en el presente estudio, pero si se relaciona a los datos obtenidos para organismos adultos de la especie, ya que en los estudios realizados en CENAIM (García V. y Gómez L.), se encontró que para un adulto de 42 gramos de peso promedio el ritmo cardíaco es de 193.7 ± 10.10 latidos por minuto, cantidad que es menor a la observada para los estadios postlarvales en referencia. Con esto podemos suponer que la frecuencia cardíaca para los estadios larvales aumentan hasta llegar a un "límite", que no se conoce, luego del cual el ritmo cardíaco disminuye.

En el cuadro 1 se presentan los promedios del ritmo cardíaco con respecto al estadio junto con los promedios de la longitud total y el peso. Los latidos cardíacos están representados en latidos por minuto cuya abreviatura es L/min. En este cuadro se puede observar además que el peso es mucho menor para los animales que presentaron luminiscencia.

Los análisis de Anova demuestran que existe diferencia en algunos de los estadios, entre las larvas que no presentan luminiscencia y las que sí la presentan. (Anexo B).

Se encontró diferencias significativas ya que el ritmo cardíaco fue menor en larvas con luminiscencia para los estadios PL 6, PL 7 y PL 8.

Según lo observado en el análisis individual del presente estudio el ritmo cardíaco puede disminuir por algunos factores como por ejemplo infecciones en el caso de la luminiscencia, también en caso de necrosis severas y principalmente al pasar por el período de ecdysis. Cuando las larvas atraviesan por el período de ecdysis el ritmo cardíaco disminuye en un 15 % aproximadamente, estas larvas presentan contracciones cardíacas menores a las cantidades anotadas para larvas del mismo estadio que no estaban pasando por el período de ecdysis.

En el gráfico 1 que representa las curvas del ritmo cardíaco, se muestra una tendencia ascendente y descendente mientras aumentan los valores con el incremento de días para las larvas sin luminiscencia, en cambio para larvas con luminiscencia la curva se muestra más bien constante de manera creciente, dando la impresión de que las larvas que tuvieron luminiscencia presentan el ritmo cardíaco más bien pasivo.

RITMO PERISTÁLTICO: El ritmo peristáltico es producido por las contracciones sucesivas del intestino medio (Abubark, 1992), este movimiento se produce al tratar de evacuar el hilo fecal hacia el exterior. Se puede observar claramente al microscopio la dirección que posee dicho movimiento, usualmente se dirige hacia la parte anterior es decir desde el recto hacia el hepatopáncreas.

El recto posee también movimientos giratorios de derecha a izquierda para ayudar a expulsar el hilo fecal, estos movimientos pueden observarse al microscopio.

La dirección de el ritmo peristáltico varía exclusivamente cuando las larvas cambian de mysis a postlarvas.

El movimiento común de las ondulaciones peristálticas proviene del sexto segmento, pero al pasar por este cambio de estadio las ondulaciones se presenta en sentido contrario y mucho más lento a lo usualmente observado.

La explicación a esto puede estar en el hecho de que los animales no se alimentan cuando atraviesan por el período de edysis, entonces se producen movimientos “antiperistálticos”, causados por las contracciones antiperistálticas del intestino medio, descritos por Abubakr(1992).

Los movimientos “antiperistálticos” se producen al no contar con una cantidad suficiente de alimentos, entonces las partículas que estaban siendo expulsadas regresan a la parte más anterior del intestino medio, luego al lumen del hepatopáncreas y a los divertículos con el fin de recircular el alimento y utilizarlo nuevamente. Aquí permanecen hasta que la formación del hilo fecal termina cuando el nuevo alimento es ingerido.



El movimiento peristáltico se presenta cuando el animal se encuentra procesando el alimento y varía a condición de la cantidad de alimentos ingeridos. Debido a que las condiciones en que se llevó el cultivo brindaba alimentos perennemente, el ritmo peristáltico se mantuvo constantemente sin presentar coincidencias para los estadio analizados y como consecuencia no se presentaron diferencias para este parámetro.

Los resultados de Anova demuestran que no existe una diferencia significativa en las variaciones del ritmo peristáltico para las larvas con luminiscencia, a excepción de un solo estadio.(Anexo B).

Lo que nos hace suponer que un animal que cuenta con una cantidad suficiente de alimentos tendrá un ritmo peristáltico permanente. Prueba de esto son los resultados que se presentan en las tablas y gráficos, se observó que siempre existe niveles de ritmo peristáltico para todos los estadios larvales, salvo en excepciones en las que se observó que el ritmo peristáltico fue de 0.0, en larvas en las cuales se presentaba el tracto semivacío o completamente vacío, o cuando el tracto se encontraba totalmente llenos de células epiteliales en el caso especial de larvas que presentaron el "Síndrome de las bolitas".

En el cuadro 2 se presentan los resultados del ritmo peristáltico para los diferentes estadios. Estos datos están representados en el grafico 2 del anexo C. El ritmo peristáltico está expresado como ondulaciones por minuto(O/min).

Además se señalan los valores máximos y mínimos del ritmo peristáltico, que equivalen además a los rangos en que se presentó el ritmo peritáltico. Este rango fluctua entre 5 y 20 ondulaciones por minuto.

CUADRO # 2**RITMO PERISTALTICO (O/min)**

ESTADIO	LUMINISCENCIA		SIN LUMINISCENCIA	
	MEDIA	DESV.	MEDIA	DESV.
PL 1	9.00	5.74	9.81	7.51
PL 2	11.33	7.72	11.20	8.07
PL 3	14.28	12.30	+	6.42
PL 4	10.20	9.30	10.40	12.29
PL 5	10.60	11.03	8.90	9.27
PL 6	10.71	7.91	11.28	11.92
PL 7	10.50	8.53	11.00	10.44
PL 8	18.64	12.25	16.07	12.83
PL 9	14.42	14.58	20.28	16.02
PL 10	14.60	12.74	15.00	15.47
Max.	18.64		20.28	
Min.	9.00		5.28	

DESARROLLO BRANQUIAL: El desarrollo branquial obedece a un crecimiento en tamaño y en número de ramificaciones branquiales secundarias, las cuales se incrementan a medida que los animales crecen. En el estadio de Mysis III aparecen los arcos branquiales principales, en un número máximo de 5 a cada lado del cefalotórax. los cuales van cambiando su forma y ramificándose.

Al inicio son estructuras rectas con extremos redondeados a manera de pequeños túbulos, cuando los animales pasan a postlarvas de 1 día el extremo inferior de estas estructuras crece tomando la forma de un bastón. Al llegar a postlarva de 2 días el extremo inferior ha crecido de tal forma que ha

alcanzado en tamaño al extremo superior apareciendo entonces en forma de "U". La primera ramificación secundaria aparece en postlarvas de 3 días, se observa entonces dos pares de estas ramificaciones por cada arco principal que tiene forma de "U", las demás ramificaciones van creciendo día a día. Figura 4.

El desarrollo branquial se vio afectado al no mostrar un desarrollo normal, ya que hubo retraso en el crecimiento de las ramificaciones branquiales secundarias comparadas entre un tanque y otro e incluso en larvas de un mismo tanque. Se observó también deformaciones de branquias en larvas que presentaron luminiscencia.

El cuadro 3 muestra el número de ramificaciones branquiales secundarias junto a los porcentajes de supervivencia de las pruebas de estrés que se efectuaron. Ocurriendo mayores supervivencias en larvas sin luminiscencia.

CUADRO # 3

DESARROLLO BRANQUIAL

Tanque	PL 5 Supervivencia (%)			PL 10 Supervivencia (%)		
	RBS	5 ppt	10 ppt	RBS	5 ppt	10 ppt
1*	1-2	0	10	5	50	100
2*	1-2	0	30	4-5	70	90
3*	2-3	0	20	4-5	70	100
4	2-3	0	30	6	100	100
5	1-2	0	10	4-5	100	100
6	2-3	0	30	5-6	100	100

RBS: Ramas branquiales secundarias.

*El área sombreada corresponde a los tanques que presentaron luminiscencia durante la corrida.



BIBLIOTECA
FAC. ING.
MARITIMA

LONGITUD TOTAL Y DEL SEXTO SEGMENTO: La longitud total al igual que el peso son parámetros morfométricos utilizados para representar el crecimiento de los organismos. La longitud total indica entonces cómo se presenta el crecimiento en las larvas durante un ciclo de cultivo, la cual aumenta con el estadio del animal como se muestra en el cuadro 1.

El crecimiento larval ha sido medido en laboratorio por algunos autores, pero debido al amplio rango de las condiciones ambientales usadas se hace difícil su comparación.

El tiempo no representa una gran diferencia entre dos especies, pero sí el tamaño para cada estadio larval, ya que en mediciones realizadas para *Penaeus esculentos* demuestran que el menor tamaño de longitud total alcanzado por una postlarva de 1 día es de 4 mm (Fielder et al., 1975), mientras que para *Metapenaeus* fue de 3.5 mm.

En un reporte presentado por Arellano los valores correspondientes para postlarvas de 1 día se encuentran en un promedio de 4.5 mm, para densidades de 80 larvas por litro utilizando larvas de *Penaeus vannamei* provenientes de maduración (Memorias de Edgar Arellano, 1993), estos valores son similares a los obtenidos en este trabajo. Los valores presentados por Arellano se encuentran detallados en el gráfico # 3 junto con los valores del presente estudio. Y los valores promedios para la longitud total se encuentran en el cuadro 1.

El crecimiento del sexto segmento se presentó de manera escalonada como se muestra en el gráfico # 4, los animales conservan su tamaño durante un período de tiempo y luego “aparentemente al mudar” presenta un nuevo

tamaño, en ocasiones se presenta que dos animales de diferente tamaño o longitud total poseen la misma longitud del sexto segmento. En el cuadro 4 se encuentran los promedios para el sexto segmento (Ls).

Se ha encontrado que la longitud total guarda relación directa con el peso. En la tabla # V se señalan el análisis de la relación longitud-peso encontrado en esta prueba, junto con la ecuación final descrita para larvas de *Penaeus vannamei*. Los valores de b se muestran similares en ambos casos, pero estos valores son mucho mayores que los encontrados por Blanca Reinoso y Bone en donde b fluctúa entre 0.032 - 0.034 para camarones de 0.3 a 34 gr aproximadamente, lo cual nos indica que existe un crecimiento acelerado en las primeras etapas de vida, lo que es común para organismos marinos. En el gráfico # 5 se puede apreciar la relación de estos dos parámetros.

HEPATOPÁNCREAS: En lo que concierne a hepatopáncreas se notó que la calidad de alimento influye notablemente en la cantidad de ácidos grasos o lípidos presentes, ya que cuando se aplicaba el microencapsulado comercial, (Fripack) utilizado en la alimentación diaria los niveles de lípidos aumentaban notablemente, mientras que cuando se nutrian sólo con algas estos niveles no eran mayores.

El color del hepatopáncreas varió dependiendo del alimento que se estaba suministrando. En la primera corrida se presentó un agrandamiento del hepatopáncreas en los dos últimos estadios, presentándose además una melanización de color marrón oscuro en el borde superior del hepatopáncreas,

no se pudo determinar a qué se debía esta afección pero las larvas con estas características pasaron sin problemas las pruebas de éstres.

El tamaño del hepatopáncreas continúa incrementandose en los estadios postlarvales; estan compuestos por 7 lóbulos en Pl 3 y de 8 lóbulos en Pl 5 (M.A Abubakr & Jones),

El tamaño del hepatopáncreas fue aumentando con cada estadio y en los resultados de Anova se determinó algunas diferencias entre los tanques analizados, presentándose que estas diferencias se encuentran entre los estadios intermedios.(Tabla # II).

En el cuadro # 4 se observan los promedios obtenidos del área del hepatopáncreas, junto con la longitud del sexto segmento (Ls). Los promedios del tamaño del hepatopáncreas estan dados en μM^2 .



BIBLIOTECA
140. ING.
MARITIMA

CUADRO # 4

ÁREA DEL HEPATOPÁNCREAS ($\mu\text{M}^2 \times 10^3$)

ESTADIO	LUMINISCENCIA				SIN LUMINISCENCIA			
	Área	Ds	Ls(mm)	Ds	Área	Ds	Ls(mm)	Ds
PL 1	231.95	32	1.14	0.07	263.07	52	1.13	0.06
PL 2	240.00	33	1.14	0.07				
PL 3	214.14	28	1.23	0.07	240.56	32	1.24	0.08
PL 4	230.08	36	1.28	0.08	249.28	43	1.30	0.08
PL 5	229.45	49	1.30	0.09	275.17	42	1.34	0.08
PL 6	266.66	51	1.33	0.07	331.87	45	1.39	0.01
PL 7	309.61	45	1.37	0.077	382.96	48	1.41	0.08
PL 8	402.41	63	1.43	0.07	386.31	56	1.48	0.06
PL 9	411.17	63	1.47	0.07	425.11	75	1.49	0.08
PL 10	486.59	93	1.55	0.08	531.05	98	1.56	0.06

PESO SECO: En el cuadro # 1 se presentan los promedios del peso seco junto con la longitud total y el ritmo cardíaco, el cual al igual que los otros parámetros analizados se incrementa con la edad del animal. Al peso se lo ha relacionado con el tamaño de los organismos, es decir con la longitud total, encontrándose relación directa de estos dos parámetros, en el gráfico # 5 consta esta relación.

En las larvas con luminiscencia a pesar de ser del mismo tamaño de aquellas que no presentaron luminiscencia promediaron los valores más bajos de peso.

La supervivencia final fue la siguiente:

Luminiscencia	Sin luminiscencia
33.5 %	47.5%

Hay que señalar que no se utilizó antibióticos para contrarrestar la infección., debido a que el objetivo era estudiar el comportamiento fisiológico y morfológico en condiciones normales de cultivo y frente al problema de luminiscencia.

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Con los resultados logrados hemos podido obtener algunos puntos para concluir, los cuales se detallan a continuación.

1. El número de contracciones cardíacas aumenta con el tamaño de las postlarvas, lo que difiere con los datos registrados para organismos adultos (García, 1992), en los cuales las contracciones cardíacas son menores y disminuyen a mayor tamaño.
2. El ritmo peristáltico depende de la cantidad de alimento que se le proporcione a los organismos, este posee una dirección anterior es decir desde el ano hacia el hepatopáncreas, variando de dirección cuando los animales no se están alimentando correctamente, causando movimientos antiperistálticos.
3. El ritmo peristáltico se mantuvo para los estadios de PL 1 a PL 10 en un rango promedio de 5.3 a 20.3 ondulaciones por minuto. No se presentó diferencias significativas para del ritmo peristáltico entre larvas sanas y las que presentaron luminiscencia, por lo que puede decirse que aun cuando las larvas atravesaron por un período de infección continuaron alimentándose.

4. La aparición de las ramas branquiales secundarias empiezan en postlarvas de 3 días y luego estas ramas se comienzan a desarrollar poco a poco hasta alcanzar de 4 a 6 ramificaciones cuando alcanzan el estadio de Pl 10. Estas ramas luego comienzan a bifurcarse en los estadios posteriores.
5. La longitud total, la longitud del sexto segmento, peso seco y el tamaño del hepatopáncreas demuestran que mantienen una relación creciente con el tiempo o edad de los animales, como sucede en otras especies marinas.
6. Los tanques que presentaron “Luminiscencia” mostraron diferencias significativas en algunos estadios intermedios de la corrida.
7. Cuando las larvas se ven afectadas por la “Luminiscencia”, se puede apreciar una reabsorción del hepatopáncreas, la cual se ve reflejada en la reducción en los promedios del área del hepatopáncreas.
8. A igual longitud total, el peso seco para las larvas que presentaron “Luminiscencia” fue menor que el registrado para larvas sin este problema.
9. Se presentaron diferencias en el ritmo cardíaco para las larvas con “Luminiscencia” solamente en estadios en los cuales la infección tubo una mayor influencia.

Por medio de esta investigación sobre el seguimiento biológico de larvas de *Penaeus vannamei* se pueden citar algunas recomendaciones que ayudarán a quien desee obtener más información sobre esta especie.

1. Se deben realizar más estudios sobre el comportamiento biológico de esta especie, tratando de alterar los métodos de cultivo y concentrándose a la vez en uno sólo de los parámetros analizados, lo que ayudaría a reforzar los datos obtenidos y ha encontrar nuevas pautas sobre las características biológicas del *Penaeus vannamei*.
2. Es necesario para quienes quieran introducir nuevas especies de cultivos, empiecen siempre por el conocimiento biológico de dicha especie, para luego encontrar las condiciones óptimas de su crecimiento en cautiverio. Se debe tener claro entonces que la investigación es un recurso que ayuda a fomentar el desarrollo productivo.
3. Es conveniente realizar otros tipos de estudios comparativos entre larvas provenientes de nauplios silvestres y de maduración, tanto en laboratorio como en camaroneras con el fin de obtener más información que sirva de apoyo para las personas que se dedican al cultivo de camarón.

Como última recomendación es importante señalar que nuestro medio se deteriora cada día por lo cual debemos encontrar la forma de renovarlo, la mejor manera sería ocupando recursos que no afecten el medio, para este caso en particular sería el uso de larvas provenientes de nauplios de maduración, para la cual se necesitan más estudios y pruebas.

ANEXOS



BIBLIOTECA
IAS, INS,
MARITIMA

ANEXO A

(Figuras)

Fig. # 1

SISTEMA DIGESTIVO.

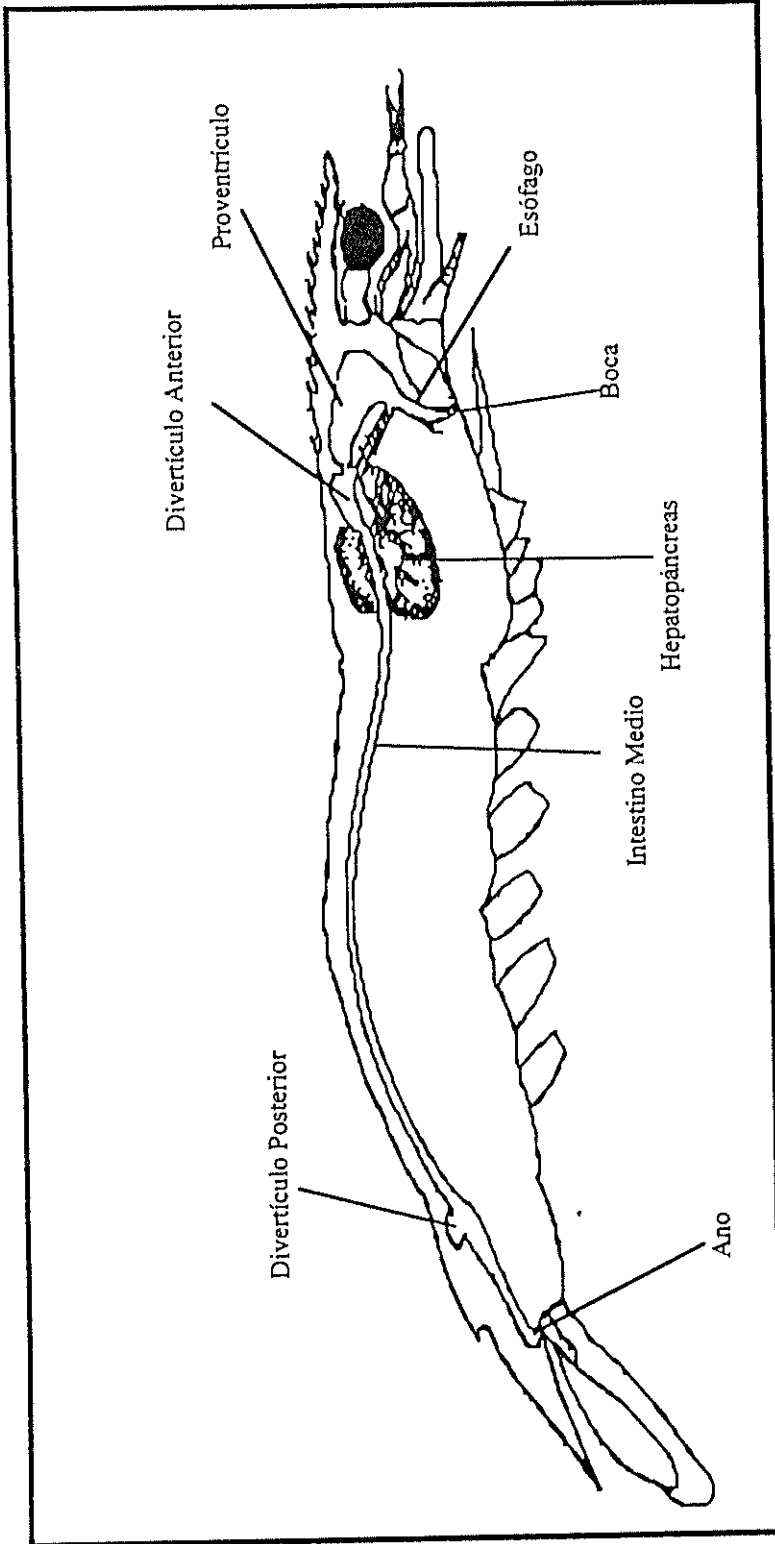


Fig. # 2.

Posición del corazón en el cefalotórax.

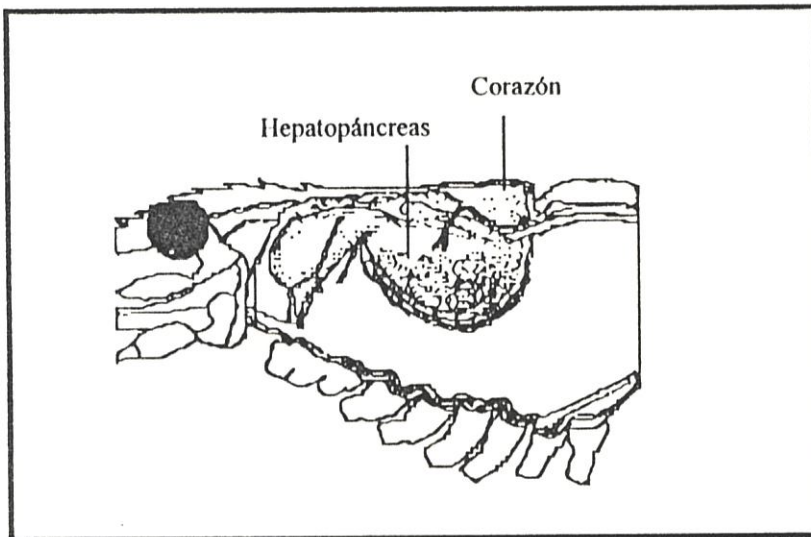


Fig. # 3

Forma del corazón

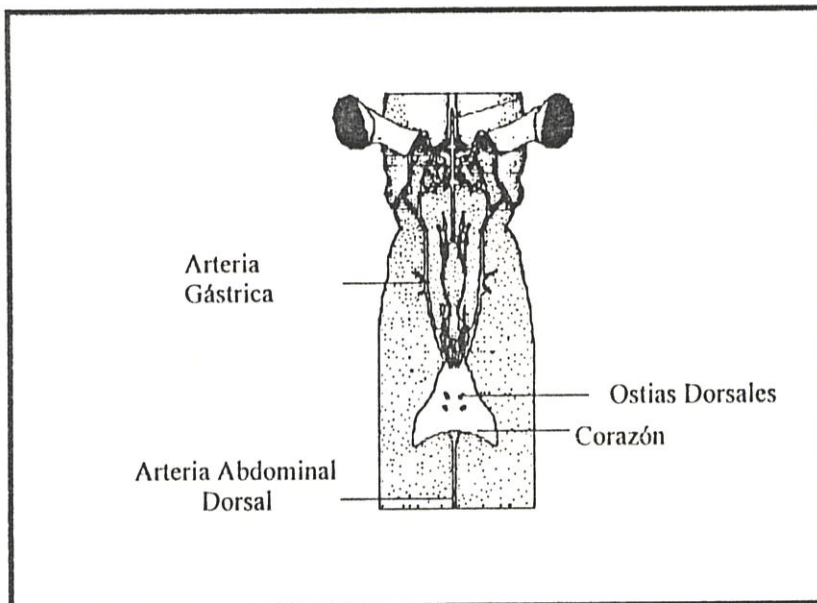


Fig. # 4

Desarrollo Branquial.



BIBLIOTECA
FAC. ING.
MARITIMA

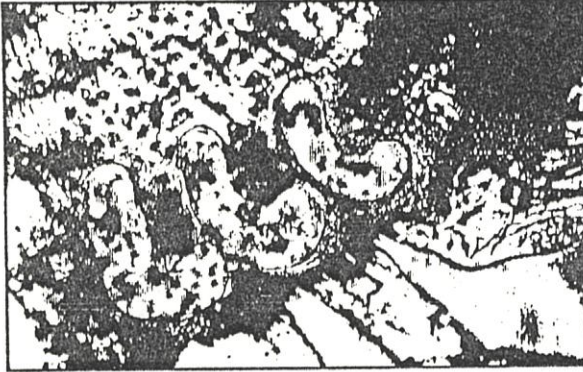


Fig. 4A: Arcos branquiales en forma de pequeños bastones.



Fig.4B: Arcos branquiales en forma de "U".



Fig. 4C: Ramificaciones branquiales secundarias (RBS).

Fig # 5

Tamaño del Hepatopáncreas

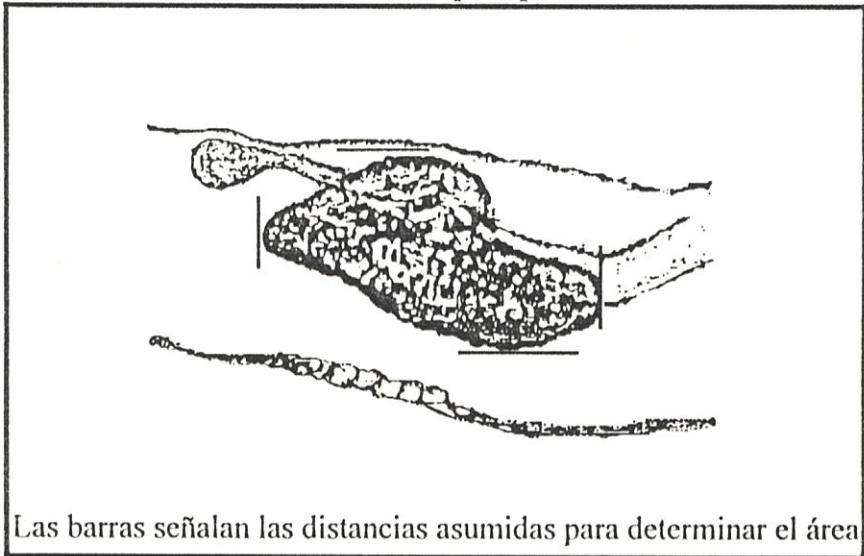
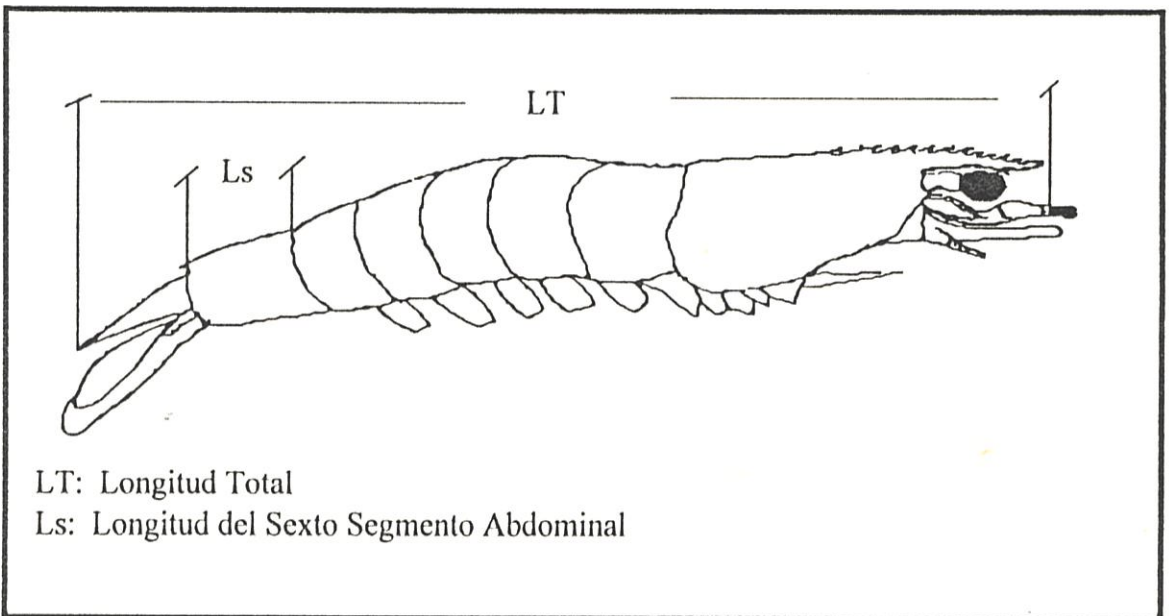


Fig # 6

Longitud del sexto Segmento y Longitud Total



ANEXO B

(Tablas)



TABLA # I.I
ANÁLISIS DE VARIANZA DEL RITMO CARDIACO
PARA LA PRIMERA CORRIDA.

Ho: No hay diferencia en el ritmo cardíaco para larvas con luminiscencia.
(Para postlarvas de 6 días).

Nivel de Significancia: 0.10

	GL	SC	CM	F
Tratamientos	1	8.540604043	8.540604043	33.42
Error	51	13.03147143	0.255519048	
Total	52	21.572075473	$F_{0.1}$:	7.31

Ho: Rechazada

TABLA # I.II
ANÁLISIS DE VARIANZA DEL RITMO CARDIACO
PARA LA PRIMERA CORRIDA.

Ho: No hay diferencia en el ritmo cardíaco para larvas con luminiscencia.
(Para postlarvas de 7 días).

Nivel de Significancia: 0.10

	GL	SC	CM	F
Tratamientos	1	2.2445	2.2445	10.46
Error	28	6.009166667	0.214613095	
Total	29	8.253666667	$F_{0.1}$:	7.77

Ho: Rechazada

TABLA # I.III
ANÁLISIS DE VARIANZA DEL RITMO CARDIACO
PARA LA PRIMERA CORRIDA.

Ho: No hay diferencia en el ritmo cardíaco para larvas con luminiscencia.
(Para postlarvas de 8 días).

Nivel de Significancia: 0.10

	GL	SC	CM	F
Tratamientos	1	7.261013645	7.261013645	37.70
Error	55	10.59407407	0.192619529	
Total	56	17.855087715	$F_{0.1}$:	7.31

Ho: Rechazada

TABLA # I.IV
ANÁLISIS DE VARIANZA DEL RITMO PERISTÁLTICO
PARA LA PRIMERA CORRIDA.

Ho: No hay diferencia en el ritmo peristáltico para larvas con luminiscencia.
(Para postlarvas de 3 días).

Nivel de Significancia: 0.10

	GL	SC	CM	F
Tratamientos	1	0.28125	0.28125	10.05
Error	48	1.3428	0.027975	
Total	49	1.62405	$F_{0.1}$:	7.31

Ho: Rechazada

TABLA # I.V
ANÁLISIS DE VARIANZA DEL TAMAÑO DEL HEPATOPÁNCREAS
PARA LA PRIMERA CORRIDA.

Ho: No hay diferencia en el tamaño del hepatopáncreas para larvas con
luminiscencia. (Para postlarvas de 5 días).

Nivel de Significancia: 0.10

	GL	SC	CM	F
Tratamientos	1	0.02873284	0.02873284	13.26
Error	53	0.11484031	0.0021668	
Total	54	0.14357315	$F_{0.1}$:	7.31

Ho: Rechazada

TABLA # I.VI
ANÁLISIS DE VARIANZA DEL TAMAÑO DEL HEPATOPÁNCREAS
PARA LA PRIMERA CORRIDA.

Ho: No hay diferencia en el tamaño del hepatopáncreas para larvas con
luminiscencia. (Para postlarvas de 6 días).

Nivel de Significancia: 0.10

	GL	SC	CM	F
Tratamientos	1	0.05197322	0.05197322	21.84
Error	47	0.11183316	0.00237943	
Total	48	0.16380638	$F_{0.1}$:	7.31

Ho: Rechazada

TABLA # I.VII
ANÁLISIS DE VARIANZA DEL TAMAÑO DEL HEPATOPÁNCREAS
PARA LA PRIMERA CORRIDA.

Ho: No hay diferencia en el tamaño del hepatopáncreas para larvas con luminiscencia. (Para postlarvas de 7 días).

Nivel de Significancia: 0.10

	GL	SC	CM	F
Tratamientos	1	0.03874054	0.038740544	17.81
Error	28	0.06089666	0.00217488	
Total	29	0.09963719	F_{0.1}:	7.77

Ho: Rechazada

TABLA # I.VIII
ANÁLISIS DE VARIANZA DE LA LONGITUD TOTAL
PARA LA PRIMERA CORRIDA.

Ho: No hay diferencia en la longitud total para larvas con luminiscencia. (Para postlarvas de 6 días).

Nivel de Significancia: 0.10

	GL	SC	CM	F
Tratamientos	1	1.455153022	1.455153022	25.12
Error	45	2.606974638	0.05793277	
Total	46	4.06212766	F_{0.1}:	7.31

Ho: Rechazada

TABLA # I.IX
ANÁLISIS DE VARIANZA DE LA LONGITUD TOTAL
PARA LA PRIMERA CORRIDA.

Ho: No hay diferencia en la longitud total para larvas con luminiscencia. (Para postlarvas de 7 días).

Nivel de Significancia: 0.10

	GL	SC	CM	F
Tratamientos	1	0.773555556	0.773555556	7.90
Error	28	3.141111111	0.11218254	
Total	29	3.914666667	F_{0.1}:	7.77

Ho: Rechazada

TABLA # II

RESUMEN DE LOS ANÁLISIS DE VARIANZA

ESTADIO	PL 1	PL 2	PL 3	PL 4	PL 5	PL 6	PL 7	PL 8	PL 9	PL 10
RITMO CARDIACO					*	*	*	*		
RITMO PERISTÁLTICO			*							
ÁREA DEL HEPATOPÁNCREAS				*	*	*	*			
LONGITUD TOTAL						*	*			
LONGITUD DEL SEXTO SEGMENTO										

* Diferencia entre larvas con luminiscencia y sin luminiscencia.



UNIVERSIDAD NACIONAL DE MAR DEL PLATA
FACULTAD DE CIENCIAS EXACTAS Y NATURALES
SECRETARÍA DE INVESTIGACIONES CIENTÍFICAS

TABLA # III

RESULTADO DE LOS ANÁLISIS MICROBIOLÓGICOS

Muestras: Agua
Resultados en ufc/ml

<u>Tanque</u>	PL 1		PL 5		PL 10	
	<i>Bacterias Totales</i>	<i>Vibrios</i>	<i>Bacterias Totales</i>	<i>Vibrios</i>	<i>Bacterias Totales</i>	<i>Vibrios</i>
1	12×10^3	3×10^3	18×10^4	14×10^3	20×10^4	3×10^3
3	19×10^3	3.5×10^3	12×10^4	20×10^3	12.5×10^4	10×10^3
*6	120×10^3	2.5×10^3	11×10^4	12×10^3	75×10^3	3×10^3

* Tanque sin luminiscencia.

TABLA DE ALIMENTACION # IV

Dia	Estadio.	Algas*	Tetras. cel/ml	Spirul+.	FRIPAPAK				Artemia	Flake	Higashimaru 1 + g/100 2+
					C 1+	C 2+	C 3+				
1	N3-4	80-100									
2	N5-Z1	150-200									
3	Z1-2	200-300									
4	Z2	200-300	10.000		0.3						
5	Z2-3	150-200	20.000		0.5						
6	Z3	150-200	30.000		0.5						
7	Z3-M1	50-100	40.000	0.5-0.7		0.5-0.7		25-			
8	M1-2	50-100	40.000	1-1.5		1-1.5		25-			
9	M2-3	50-100	40.000	1.5-2-2.52			1.5-2	25-			
10	M3	50-100	40.000	3			2-2.5	25-			
11	PL1	50-100	40.000	3.5			3	50-			
12	PL2	50-100	40.000	4			3.5	50-	3.5	3.5	
13	PL3	50-100	40.000	4.5			4	50-	4	4	
14	PL4	50-100	40.000					50-	4.5	4.5	
15	PL5	50-100	40.000					50-	5	5	
16	PL6	50	40.000					50-	5.5		5.5
17	PL7	50	40.000					50-	6		6
18	PL8	50	40.000					50-	6.5		6.5
19	PL9	50	40.000					50-			7.5
20	PL10	50	40.000					50-			8
21	PL11	50	40.000					50-..			8

(*) Chaetoceros Gracilis + Chaetoceros Calcitrans X 10³

- + Dosis cada 4 horas.
- Artemias congelada cada 4 horas
- Artemia viva cada 3 horas

TABLA #_V

RELACIÓN ENTRE PESO Y LONGITUD TOTAL

		b	R²
1	TANQUES CON LUMINISCENCIA	3.91	0.95
2	TANQUES SIN LUMINISCENCIA	3.17	0.97

La fórmula que relaciona el peso y la longitud ésta dada por: $W = aL + b$

W = Peso

Lt = Longitud Total

b = Pendiente de la recta

a = Intersección



BIBLIOTECA
FAC. ING.
MARITIMA

ANEXO C

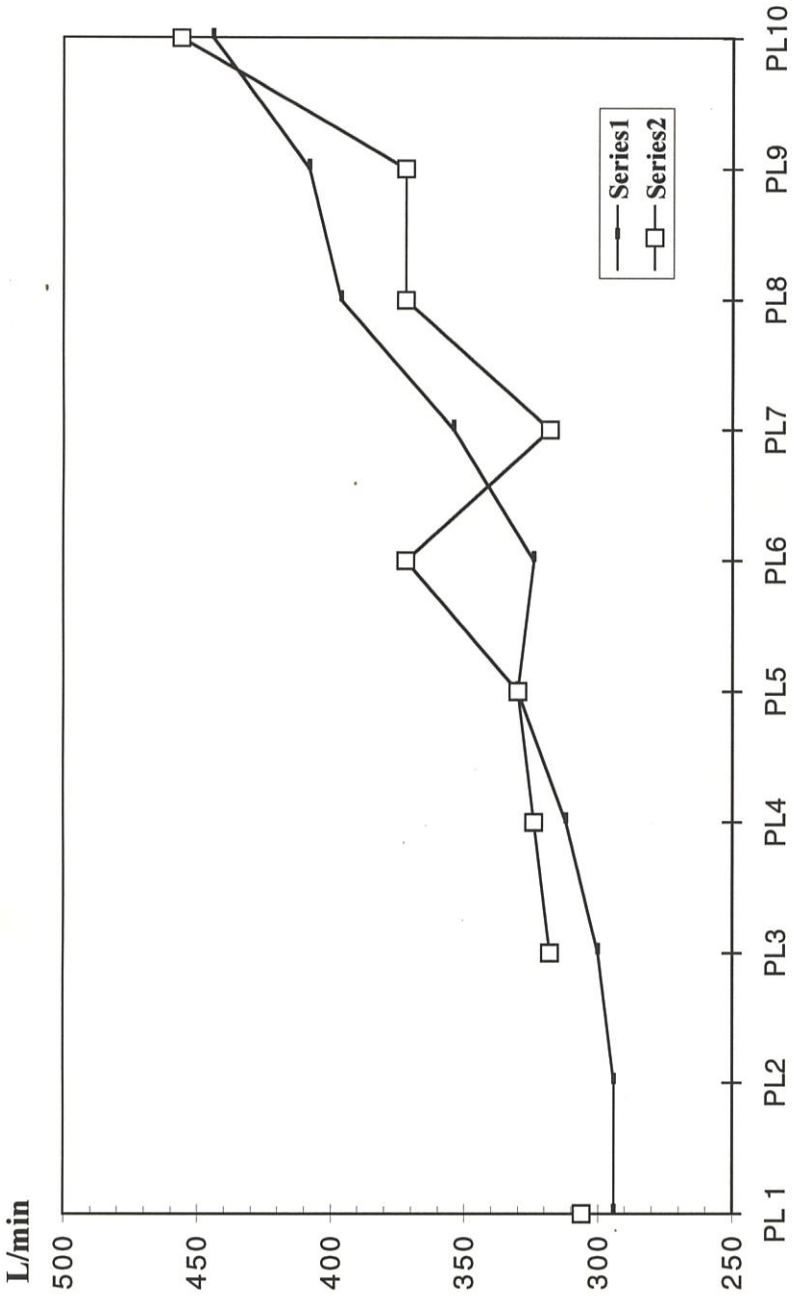
(Gráficos)



BIBLIOTECA
FAC. ING.
MARITIMA

GRÁFICO # 1

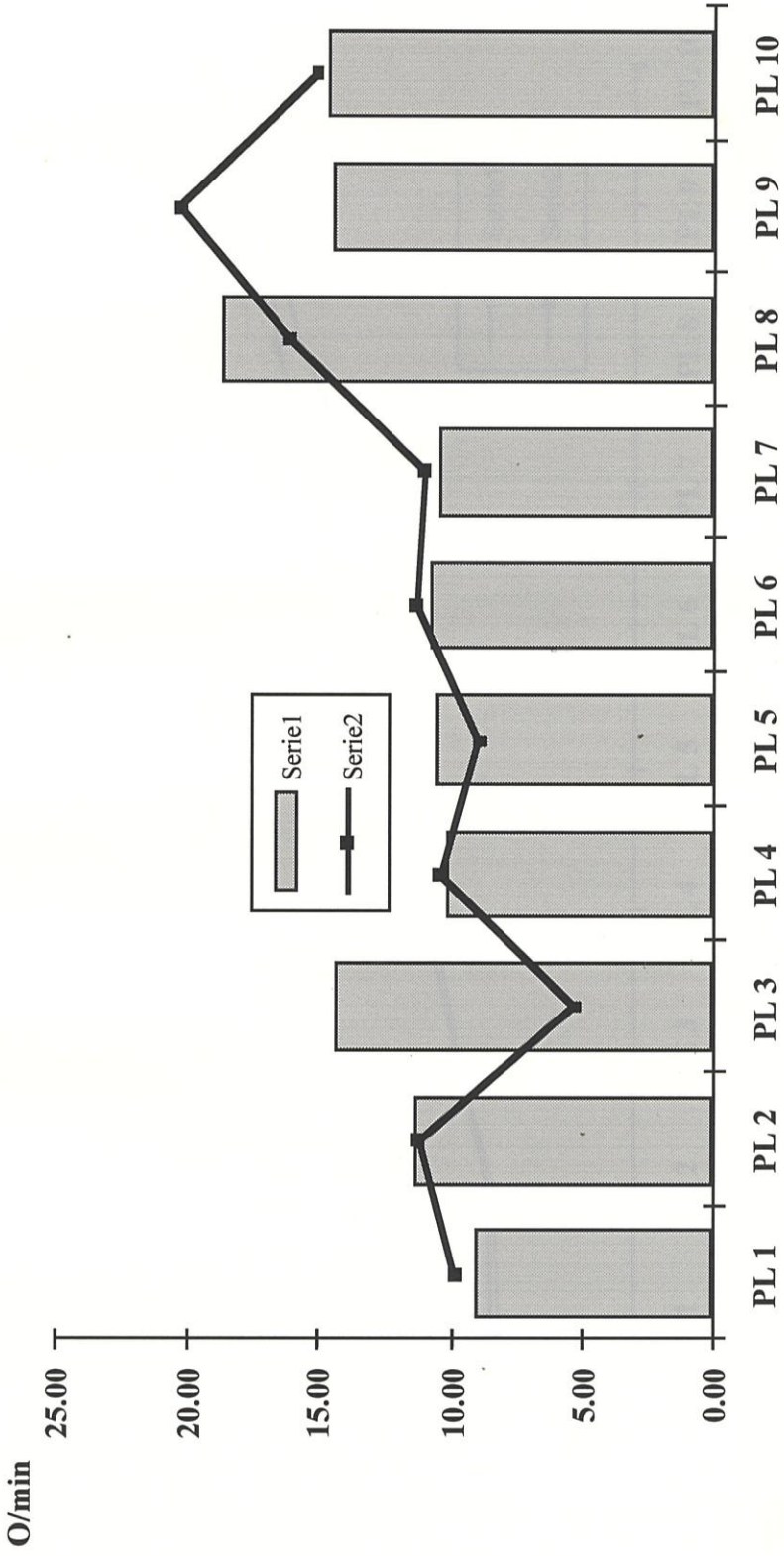
RITMO CARDÍACO



Serie 1: Luminiscencia
Serie 2: Sin luminiscencia

GRAFICO # 2

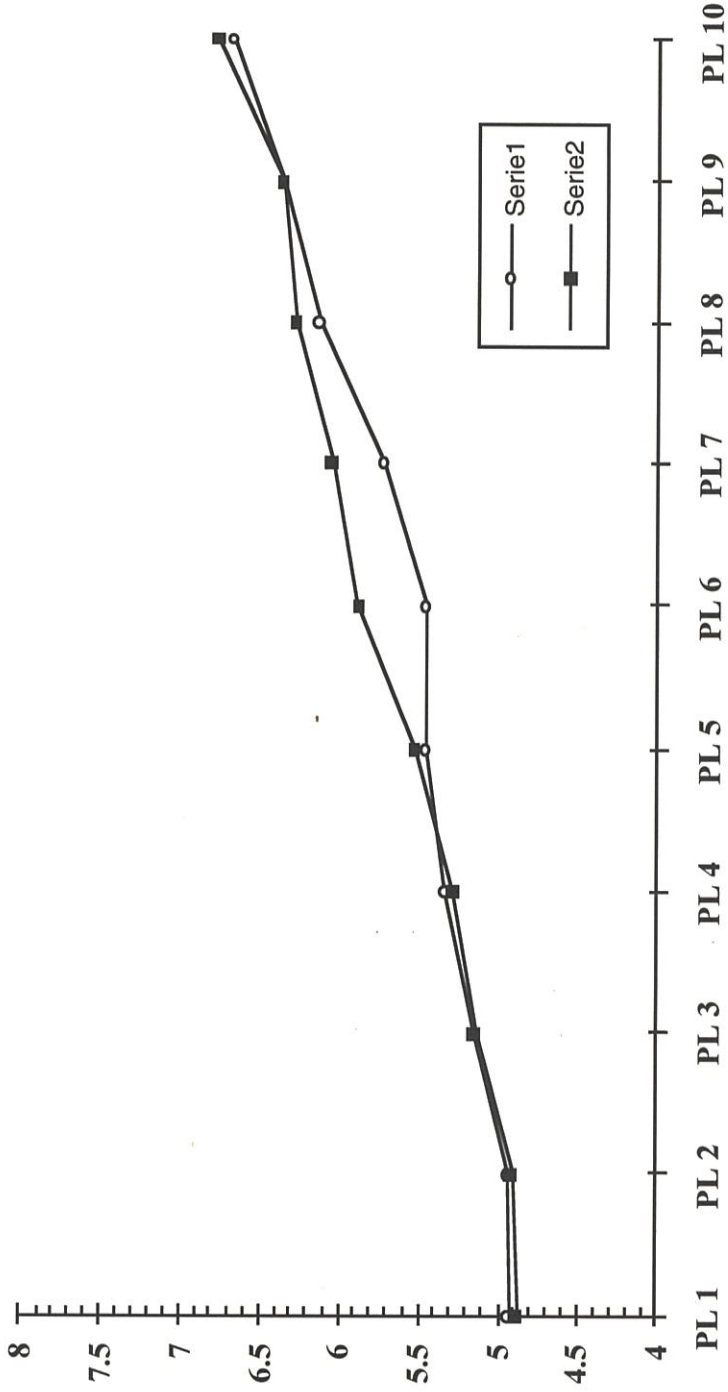
RITMO PERISTÁLTICO



Serie 1: Luminiscencia
Serie 2: Sin Luminiscencia

GRAFICO # 3

LONGITUD TOTAL

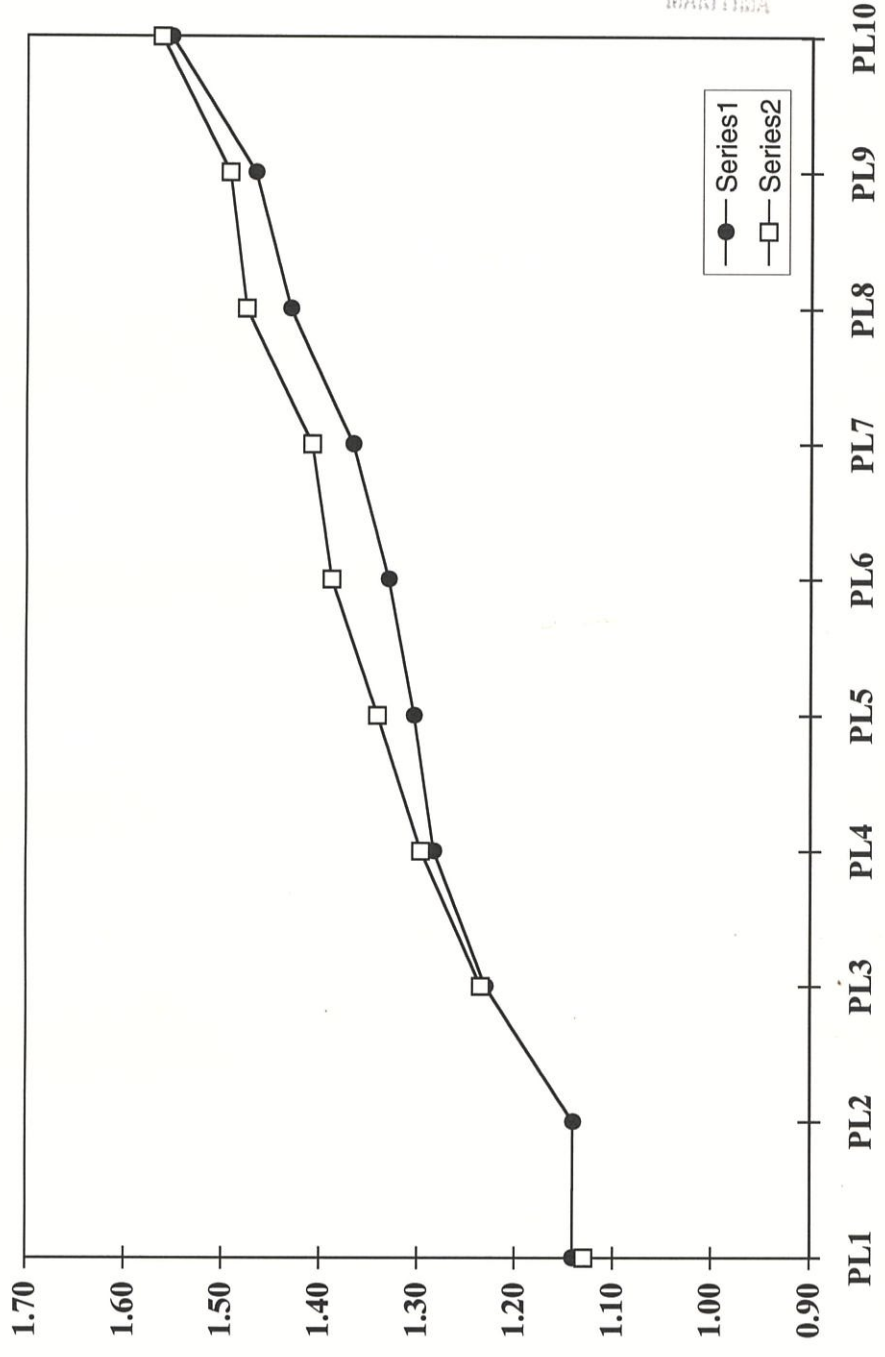


(mm)
Serie 1: Luminiscencia
Serie 2: Sin Luminiscencia

CUADRO # 4

LONGITUD DEL SEXTO SEGMENTO

(mm)



BIBLIOTECA
FAC. ING.
MARITIMA

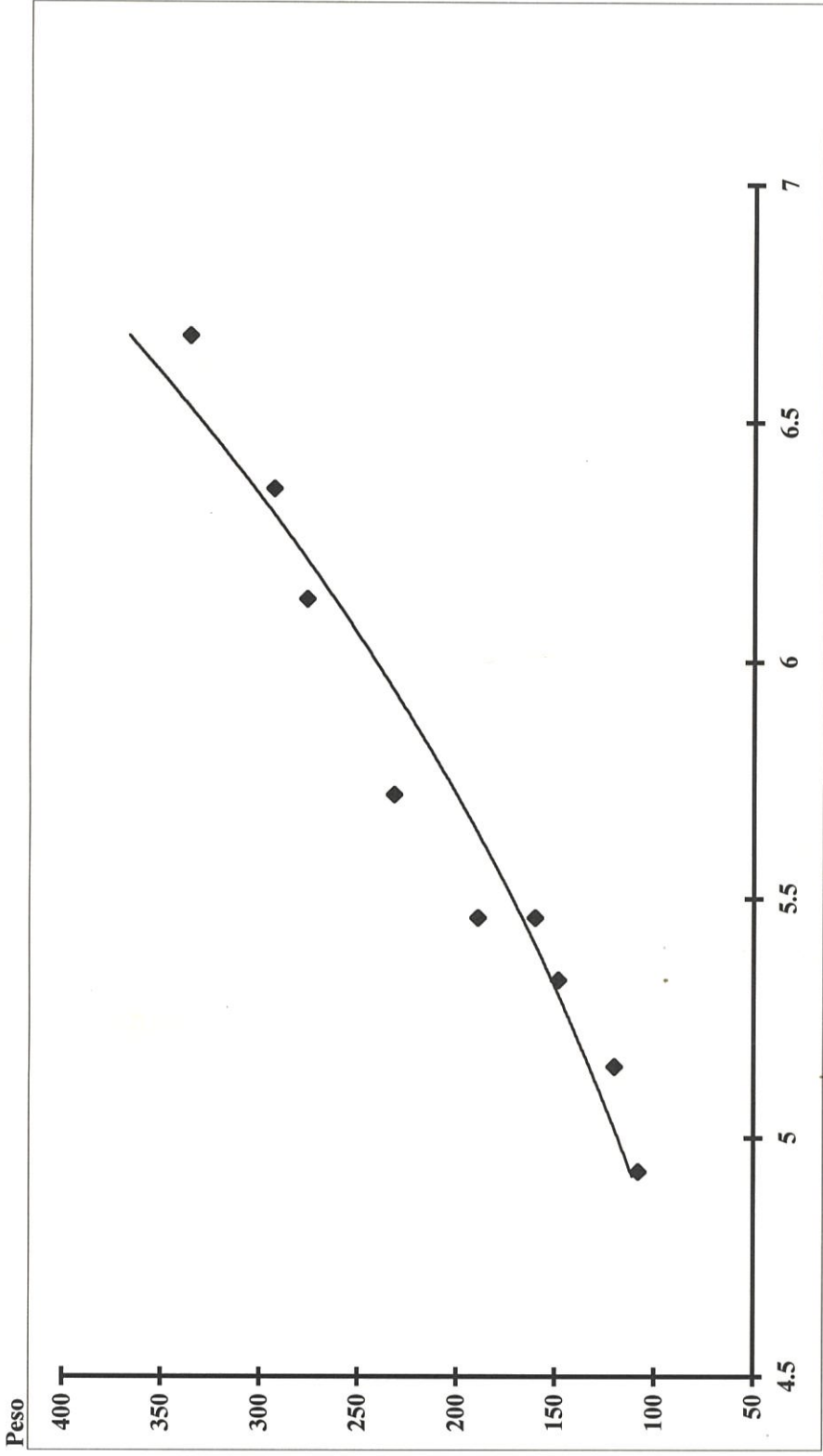


Serie 1: Luminiscencia
Serie 2: Sin luminiscencia

GRAFICO # 5

Longitud vs. Peso

$$W = aL^b$$

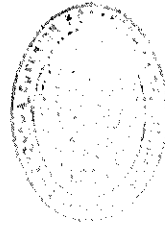


(mm)

Peso en microgramos

BIBLIOGRAFÍA

1. ABUBARK AND D.A. JONES. "Functional Morphology and ultrastructure of the anterior Mid-Gut diverticulae of larvae of *Penaeus monnodon Fabricius*", 1978 (Decapoda, Natantia). *Crustaceana* (62)2. 1992, E. J. Brill, Leiden.
2. AKAMINE YASUHICO. "Historia del cultivo de larvas en el Ecuador y su futuro". *Memorias I Congreso Ecuatoriano de Acuicultura*(1992) 75-80 © Escuela Superior Politécnica del Litoral, 1993. Guayaquil, Ecuador.
3. ARELLANO EDGAR, GARCIA VINICIO, VANEGAS GONZALO. "Importancia de las dietas naturales comparadas con dietas artificiales en larvas de camarón *Penaeus Vannamei* en el Laboratorio de la Espol-Ecuador". *Memorias de Edgar Arellano*. Publicado por el Centro Nacional de Investigaciones Marinas (CENAIM). Ecuador.1993.
4. ARELLANO EDGAR. "Estudio Preliminar sobre el crecimiento de camarones en el Ecuador". *Memorias de Edgar Arellano*. Publicado por el Centro Nacional de Investigaciones Marinas (CENAIM). Ecuador 1993
5. BELL T., LIGHTNER D. "A Handbook of Normal Peneid Shrimp Histology". Publicado por World Aquaculture Society. Baton Rouge, Louisiana(1988)



BIBLIOGRAFÍA

BIBLIOTECA
UNIVERSIDAD
DE GUAYAQUIL

1. ABUBARK AND D.A. JONES. "Functional Morphology and ultrastructure of the anterior Mid-Gut diverticulae of larvae of *Penaeus monnodon Fabricius*", 1978 (Decapoda, Natantia). *Crustaceana* (62)2. 1992, E. J. Brill, Leiden.
2. AKAMINE YASUHICO. "Historia del cultivo de larvas en el Ecuador y su futuro". *Memorias I Congreso Ecuatoriano de Acuicultura*(1992) 75-80 © Escuela Superior Politécnica del Litoral, 1993. Guayaquil, Ecuador.
3. ARELLANO EDGAR, GARCIA VINICIO, VANEGAS GONZALO. "Importancia de las dietas naturales comparadas con dietas artificiales en larvas de camarón *Penaeus Vannamei* en el Laboratorio de la Espol-Ecuador". *Memorias de Edgar Arellano*. Publicado por el Centro Nacional de Investigaciones Marinas (CENAIM). Ecuador.1993.
4. ARELLANO EDGAR. "Estudio Preliminar sobre el crecimiento de camarones en el Ecuador". *Memorias de Edgar Arellano*. Publicado por el Centro Nacional de Investigaciones Marinas (CENAIM). Ecuador 1993
5. BELL T., LIGHTNER D. "A Handbook of Normal Peneid Shrimp Histology". Publicado por World Aquaculture Society. Baton Rouge, Louisiana(1988)

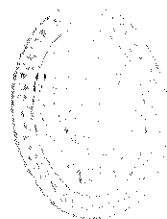
6. BLAXTER AND A.J.SOUTHWARD. "Advances in Marine Biology", vol.27. Edited Academic Press. San Diego, CA.USA, 1990.
7. BOONE. "Metabolism and Growth". The Physiology of crustacea. Vol.1. Edited by Departamente of Zoology, Yale University.
8. CARVACA FERNANDO. "Optimización del cultivo de larvas de camarón.OCULAR". Informe Final. Auspicio: FONAPRE y CAF. ESPOL. 1989
9. DALL WILLIAN AND DAVID J. W. MORIARTY. "Funcional Aspects of Nutrición and Digestion". The biology of crustacea, Vol.5 E.ED Linda H. Mantel,(1983). Acd. Press, New York, USA.
10. DALL WILLIAN AND DAVID J. W. MORIARTY. "Internal Anatomy and Physiological Regulation". The biology of crustacea, Vol.8. E.ED Linda H. Mantel,(1983). Acd. Press, New York, USA.
11. DONALD MAYNARD. "Circulación y función del corazón". The Physiology of the crustacea. Edited by Departament of Zoology, Yale University. Vol.1.
12. FOSTER,J.R.M. Y BEARD, T. W. "Growth experiments with the prawn palaemon serratus fed with fresh foods". British Ministry of Agriculture and Fisheries Investigation. Series II, 27. 16 pp.(1973)
13. FOSTER, C.A., HOWSE. H.D. "A morphological study on gills of the brown shrimp, *Penaeus aztecus*". Tissue & Cell. 10,77-92. (1978).

14. FIELDER, R.P., PARADE - ESTEPA.F.D., DE JESUS.E.G. AND LADJA,J.M. "Osmotic and chloride regulation in the hemolymph of the tiger prawn *Penaeus monodon* during molting in various salinities" *Marine Biology* 95, 377-385. (1987).
15. GARCIA M. VINICIO Y GOMÉZ LUIS. "Frecuencia cardíaca en el *Penaeus Vannamei* y el *Penaeus Stylirostris* en cautiverio bajo condiciones normales y de estímulo". Informe de avance parcial. Cenaim, San Pedro-Ecuador. Sin fecha.
16. HIROSHI KITANI. "Morphology of postlarvae of whitely shrimp *Penaeus vananmei*". *Nippon Suisan Gakkaishi*. 59(2), pp 223 - 227 (1993)
17. JOHNSON S. "Handbook of shrimp Diseases". Produced by Texas A & M Univ. Extension Health Specialist. (1989).
18. LAVILLA-PITOGO CELIA, BATICADOS C., CRUZ-LACIERDA y DE LA PENA LEOBERT. "Occurrence of luminous bacterial disease of *Penaeus monodon* larvae in the Philippines". *Aquaculture*, 91(1990) 1-13. Elsevier Science Publisher B.V,Amsterdam.
19. LIGHTNER D., "Diseases of Cultured of Penaeid Shrimp", Edited by Mcvey J.P. *Crustacean Aquaculture*. CRC Press. Boca Ratón. Florida, Vol. 1. pp. 289 -320, 1983.
20. McCUEN PEGGY, PhD AND POWER DAVID A. "Manual of BBL Products and Laboratory procedures". Sixth Edition. Becton Dickinson

- Microbiology Systems. P.O Box 243,250 Schilling Circle, Cockeysville-Maryland 12030.
21. MCLAUGHLIN PATSY. "Anatomía interna". The Biology of the crustacea. Vol. 5. E. Ed Linda H. Mantel, (1983). Acd. Press, New York, USA, pp 27 - 35.
 22. MILLER I, FREUND J. Y JOHNSON R. "Probabilidad y Estadística para Ingenieros". Cuarta Edición. Traducido al español. Prentice - Hall Hispanoamericana. S.A. Mexico .1992
 23. MORALES ILEANA. "Observaciones sobre el síndrome de descamación del epitelio digestivo Bolitas" en larvas de *Penaeus vannamei* en Ecuador". Memorias I Congreso Ecuatoriano de Acuicultura(1992)75-80 © Escuela Superior Politécnica del Litoral, 1993. Guayaquil, Ecuador.
 24. REINOSO NARANJO BLANCA. "Boletín Científico y Técnico". Vol.XII. Nº 7. Estudio Biométrico, Estructura Poblacional y Habitud del camarón *Penaeus vannamei*, en criaderos". 1993.
 25. SARANGANL AQUACULTURE HATCHERY INC. "Tabla comparativa de los promedios de longitud para *Penaeus stilyrostris*". Dole Seafood Division, 1991.
 26. SCHEFLER WILLIAM C. "Bioestadística". Versión en español. Editado por el Fondo Educativo Interamericano.
 27. SINDERMAN CARL J. AND LIGHTNER DONALD V. Edited By. "Disease Diagnosis and Control in North American Marine Aquaculture".

Developments in Aquaculture and Fisheries Science, 17. Elsevier Science Publishers B.V., 1988.

28. TEISSIER GEORGES. "Crecimiento Relativo". The Physiology of the crustacea. Ed. Departament of zoology, Yale University. Vol. 1. pp539 - 557.
29. VON BERTALANFFY, L. "A quantitative theory of organic growth". Human Biology 10, 181-213. (1938).
30. YOUNG B. FRANCISCO AND REINOSO N. BLANCA. "Manual práctico para la identificación de postlarvas y juveniles de cuatro especies de camarones marinos". Instituto Nacional de Pesca, Ecuador. Boletín Científico 6, N° 2, 1-42 (1983).
31. Young J. H. Morphology of the white shrimp *Penaeus setiferus* . Fish. Bull. 59 (145), pp 1-168, (1959)



INSTITUTO NACIONAL DE PESCA
C.A. 1973
MANABIA