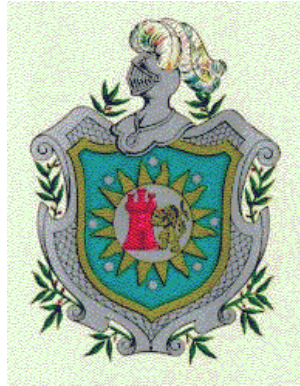


UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE NICARAGUA
UNAN – LEON
FACULTAD DE CIENCIAS
DEPARTAMENTO DE BIOLOGIA



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE NICARAGUA
León, Nicaragua.

TESIS DE LICENCIATURA

Crecimiento de camarones Litopenaeus vannamei, asociado a factores de manejo, cultivados en la granja “Las Golondrinas” en Puerto Morazán, Chinandega, 2001.

Previo a Optar al Título de Licenciado en Biología

Elaborado por:

Br. Francisco Gerardo Barreto Pozo.
Br. Marlon Lainez Aguilera.

Tutor:

Dr. Evenor Martínez G.

León, Nicaragua. 24 de Enero de 2003.

DEDICATORIA

Lic. FRANCISCO G. BARRETO POZO.

A mi madre Isolina pozo Quiroz por haberme apoyado siempre, durante mis estudios universitarios, logrando coronar mi carrera profesional.

A mi hermano José Antonio Barreto Pozo.

Lic. MARLON LAINEZ AGUILERA.

A mi madre Rosalina Martínez Lainez por haberme apoyado siempre de forma incondicional.

A mi hermana Bertha Sonia Lainez Aguilera porque siempre tuve su apoyo.

A mis demás hermanos ya que siempre conté con su apoyo de manera incondicional.

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos a Dios por habernos dado la fortaleza y sabiduría de conducirnos por la senda del bien, para lograr nuestro objetivo ser unos profesionales.

A nuestros padres por habernos apoyado en lo necesario para poder culminar nuestra carrera profesional.

A todas aquellas personas que nos apoyaron de manera incondicional. Entre ellas a nuestro tutor Dr. Evenor Martínez G.

Resumen.

El presente trabajo se llevó a cabo en la granja camaronera las "Golondrinas", la cual cuenta con un solo estanque, de 40 hectáreas, en Puerto Morazán Chinandega. Durante el primer ciclo productivo 2001 de camarones Litopenaeus vannamei. La realización de este trabajo fue con el objetivo de evaluar el efecto que ocasionó el fitoplancton, la vibriosis y conocer la relación entre los signos clínicos externos (ampulas en los uropodos y flacidez), y los ritmos de crecimiento semanales que presentaron los camarones cultivados en un estanque de cultivo extensivo tecnificado tapizado de vegetación muerta. Se realizaron semanalmente a partir de la semana 2, análisis para conocer las densidades de fitoplancton presentes en el estanque, también semanalmente se realizaron a partir de la semana 3, los análisis clínicos internos para conocer los porcentajes de infección por vibrios (vibriosis). Además se realizaron semanalmente a partir de la semana 5, análisis de signos clínicos externos (ampulas en los uropodos y flacidez), para conocer cual causaba más efecto sobre los ritmos de crecimiento. Al analizar los resultados se conoció, que la baja productividad natural, al igual que la infección por vibriosis y la afección que causa la NHP (la flacidez que es un indicador de estrés en los camarones), causaron mayor efecto sobre los ritmos de crecimiento, es decir, bajos ritmos de crecimiento semanales, que la presencia de ampulas en los uropodos. Aunque los ritmos de crecimiento semanales fueron bajos durante casi todo el ciclo productivo, se obtuvo un peso promedio de cosecha de 10.5 gramos, obteniéndose un peso aproximado al peso esperado (12 gramos).

INDICE

◆ Dedicatoria.	
◆ Agradecimiento.	
◆ Resumen.	Pág.
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. OBJETIVOS.....	3
III. LITERATURA REVISADA.....	4
1. Biología.....	4
1.1. Morfología del camarón.....	4
1.2. Fisiología del camarón.....	5
1.3. Clasificación taxonómica.....	7
1.4. Ciclo de vida.....	8
2. Sistema de producción extensivo tecnificado.....	9
2.1. cultivo extensivo tecnificado.....	9
2.2. Aclimatación de las larvas.....	10
2.3. Densidad de siembra.....	12
2.4. Fitoplancton.....	12
2.4.1 . Importancia del fitoplancton.....	13
2.4.2 . Características fundamentales del fitoplancton.....	13
2.4.3. Grupos taxonómicos.....	14
2.5. Alimentación.....	14
2.6. Fertilización.....	15
2.7. Manejo de vibriosis.....	17
2.8. Recambios de agua.....	18
3. Crecimiento.....	19
3.1. Muda.....	19
3.2. Ritmos de crecimiento.....	21
3.3. Biometrías.....	21
3.3.1. Muestreo de crecimiento.....	21
3.3.2. Muestreo de población.....	22
3.4. Cosecha.....	24
IV. MATERIALES Y METODO.....	24
➤ Trabajo de campo.....	24

◆	Muestreo de peso.....	25
◆	Muestreo de población.....	25
◆	Muestreo de fitoplancton.....	26
➤	Trabajo de Laboratorio.....	26
1.	Estudio de fitoplancton.....	26
2.	Examen clínico externo.....	27
3.	Examen clínico interno.....	27
V.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	29
VI.	CONCLUSIONES.....	35
VII.	RECOMENDACIONES.....	37
VIII.	BIBLIOGRAFÍA.....	38

IX. ANEXO

1. Mapa del sitio de estudio.
2. Esquema de la morfología externa de Litopenaeus vannamei.
3. Esquema del ciclo de vida de Litopenaeus vannamei.
4. Cuadro de datos de la granja “Las Golondrinas”.
5. Cuadro de las densidades de los grupos de fitoplancton observados semanalmente.
6. Cuadro de comparación de los ritmos de crecimiento semanales con el fitoplancton total observado semanalmente.
7. Cuadro de los porcentajes de infección semanales causados por las especies de vibrios observados semanalmente.
8. Cuadro de comparación de los ritmos de crecimiento semanales con los porcentajes de infección por vibriosis semanales.
9. Cuadro para conocer la relación entre los signos clínicos externos observados semanalmente y los ritmos de crecimiento semanales.
10. Cuadro de comparación del peso esperado con el peso observado semanalmente.
11. Cuadro de comparación de los ritmos de crecimiento semanales con el alimento suplementario suministrado semanalmente.

12. Cuadro de comparación del fitoplancton y alimento suplementario suministrado semanalmente con los ritmos de crecimiento observados semanalmente.
13. Formato de composición de postlarvas por especie.
14. Formato de análisis fitoplanctónico.
15. Formato de muestreo de peso.
16. Formato de muestreo de población.
17. Formato de análisis de signos clínicos externos.
18. Formato de análisis de vibriosis.

I. INTRODUCCIÓN.

La camaronicultura es una actividad que se inicia en Nicaragua aproximadamente en el año 1988, donde varias cooperativas contaban con financiamiento bancario y asesoría técnica del instituto Nicaragüense de la pesca (INPESCA), a pesar de esta tardía aparición, durante los últimos años ha experimentado un crecimiento vertiginoso (Saborío, A. 2000).

Nicaragua es el país que tiene la mayor cantidad de recursos hídricos en su territorio, presentando las mejores condiciones para la acuicultura. Siendo en los últimos años uno de los principales rubros económicos de exportación del país y desarrollándose principalmente en el sector del Estero Real (Saborío, A. 1998).

El interés por el cultivo de camarones, se debe al reciente aumento en la demanda del mercado. Dado que los mercados en expansión de países desarrollados como Japón y Estados Unidos, las perspectivas de un mercado de exportación y las oportunidades para captar divisas, motivaron el apoyo de los gobiernos de países en desarrollo y atrajeron la inversión de la industria privada. De hecho los camarones peneidos se convirtieron en productos de alto valor en muchos países subdesarrollados. En la actualidad existe mucho interés por la inversión privada en la camaronicultura en los países tropicales (Pillay, T. 1997).

El desarrollo de la camaronicultura a gran escala es un paso necesario para el desarrollo económico de Nicaragua, ya que las costas en el pacífico tienen un potencial ideal para el cultivo del camarón (Martínez, E. 1994).

Las especies más importantes en Centro y Sudamérica son el camarón blanco (Litopenaeus vannamei) y el camarón azul (Litopenaeus stylirostris). Siendo la especie de mayor demanda comercial Litopenaeus vannamei (Pillay, T. 1997).

En Nicaragua existe un gran potencial para el desarrollo del cultivo de camarón, con un área aproximada de 39.250 hectáreas aptas para la camaronicultura. De estas el complejo estuarino del Estero Real, en el Golfo de Fonseca concentra el 72 % (28.150 ha), el resto se distribuye en terrenos cercanos a los esteros Aserradores, Padre Ramos y Río Tamarindo en la costa del pacífico, todos ellos localizados en la zona noroccidental de Nicaragua. En el resto de la costa del pacífico existen otras áreas con potencial más bajo.

En Nicaragua antes del huracán Mitch existían aproximadamente unas 9000 hectáreas en producción, pero a raíz de las pérdidas ocasionadas por el Mitch, el hectareaje de producción se redujo aproximadamente en un 20% lo que equivale a la pérdida en el área de producción de aproximadamente unas 2000 hectáreas. Por lo cual ha disminuido el hectareaje de producción, teniéndose actualmente unas 7000 hectáreas en producción, disminuyendo las exportaciones. Esta industria ha venido a reemplazar lo que antes se tenía como medio generador de ingresos el Mangle. Dedicándose la mayoría de la población actualmente a la crianza de camarones en estanques generando empleo aproximadamente a un 30 % de la población, en Puerto Morazán (Saborío, A.2000).

II. OBJETIVOS.

Objetivo General

Determinar la relación de tres factores de manejo del criadero con los ritmos de crecimiento semanales de camarones Litopenaeus vannamei.

Objetivos Específicos

1. Conocer el efecto que tiene el fitoplancton sobre los ritmos de crecimiento semanales.
2. Evaluar el efecto de la vibriosis sobre los ritmos de crecimiento semanales.
3. Conocer la relación entre los signos clínicos externos (ampulas en los uropodos y flacidez), y los ritmos de crecimiento semanales.

III. LITERATURA REVISADA.

1. Biología.

1.1 Morfología del Camarón.

◆ Cefalotórax.

Este está localizado en la parte anterior del camarón. Entre los apéndices que aquí se encuentran tenemos: rostrum, antenulas, antenas, que son los órganos sensitivos, aparato bucal formado por maxilas, mandíbulas. Además exteriormente se pueden observar los pereopodos que son 5 pares de patas que le sirven para caminar (Martínez, L.1993).

◆ Abdomen.

Se encuentra localizado en la parte posterior del cuerpo, constituye lo que es la masa muscular comestible, posee 6 segmentos los cuales van reduciendo paulatinamente su diámetro hasta llegar al último, que es un poco más largo que los anteriores. Los cinco primeros segmentos tienen un par de apéndices que sirven para nadar llamados pleopodos. En lo que es la parte final del último segmento se encuentra el telson y dos pares de apéndices llamados uropodos que sirven para impulsarse (Nessi,1994, en Berry, G. 2000).

El género *Litopenaeus* se caracteriza por tener el cuerpo un poco comprimido, rostro con dientes ventrales y comprimido lateralmente, serrado, pedúnculos oculares moderados a muy grande, antenula con dos flagelos, mandíbula con un proceso incisivo y el palpo con uno o dos artejos, primero tres pares de apéndices similares, quelados, planos, incrementándose en longitud posteriormente, cuarto y quinto par de apéndices bien desarrollados y simples. Caparazón sin suturas longitudinales ni transversales, surco cervical, orbito-antenal y la carina antenal siempre presente. Espina antenal y hepática pronunciadas, ángulo perigostomial redondeado, cresta longitudinal lateral del

sexto s6mite abdominal, interrumpida. Telson con un profundo surco medio, sin espinas subapicales fijas, con o sin espinas m3viles. Primer segmento antenular, sin espinas sobre el borde distomedio ventral. Flagelo antenular, generalmente m3s corto que el caparaz3n. Palpo de la primera maxila con dos o tres segmentos, por lo general tres. Espinas basales sobre el primer y segundo par de pereopodos. Exopoditos sobre los primeros cuatro pares de pereopodos, generalmente tambi3n sobre el quinto. Petasma sim3trico, semejante a una pala, con o sin proyecciones distomedias y con l3bulos laterales por lo general armados con una costilla ventral larga. Ap3ndice masculina de forma subtriangular u ovoidal, provisto de espinas. T3lico frecuentemente con una protuberancia media posterior al margen del esternito 18, abierto por lo general con dos placas que cubre o casi cubren el esternito 14 (Mart3nez, L.1993). **Ver anexo No 2.**

1.2. Fisiolog3a del camar3n.

◆ Aparato Digestivo

Inicia en la boca ubicada ventralmente, donde son llevados los alimentos ayudados por las primeras patas, pasando por el es3fago hacia el est3mago, aqu3 se encuentran dos cavidades, la c3mara cardiaca donde se trituran los alimentos y la c3mara Pil3rica, comunic3ndose con las gl3ndulas digestivas para luego continuar con el intestino que recorre por la parte dorsal del abdomen y termina en el ano (Soluap, 1998, en Berry, G. 2000).

◆ Digesti3n

Inmediatamente despu3s de mudar el exoesqueleto, el animal aumenta de volumen por la absorci3n de agua. Muy blando no podr3 alimentarse por varias horas (incluso d3as) a partir de la muda. S3lo las reservas acumuladas le permitir3n sobrevivir a esta crisis fisiol3gica natural. En los crust3ceos, el crecimiento es discontinuo y se caracteriza por el almacenamiento de reservas

nutritivas. En el huevo las reservas nutritivas están constituidas por el vítelo desarrollado en la ovogénesis. Las reservas nutritivas de los crustáceos adultos se localizan en las células de la glándula digestiva. En decapoda la glándula está situada a nivel del intestino medio suele ser llamada hepatopancreas. Las sustancias de reserva están constituidas por glucógeno, lípidos, vitaminas, pigmentos y sales minerales (Martínez y Sirias, 1999, en Berry, G. 2000).

◆ Aparato Respiratorio.

Los camarones respiran a través de branquias (mediante los filamentos branquiales) localizadas en el interior de la cabeza. El mecanismo consiste en que el animal toma oxígeno del agua y expulsa anhídrido carbónico.

◆ Aparato Circulatorio.

La sustancia que constituye la sangre se bombea desde un gran vaso considerado como el corazón. Desde aquí es enviada a todo el cuerpo del camarón para luego nutrir las células, ser recogida por una vena ventral y llevada a los filamentos branquiales en donde se vuelve a oxigenar y finalmente transportada al seno pericardico para luego dirigirse al corazón y comenzar su nuevo ciclo.

La excreción la realizan por medio de la glándula antenal. Los camarones peneidos son seres de gran poder osmoregulador. Su hemolinfa es hiperosmótica en agua salubre e hipoosmótica en agua de mar.

◆ El Estómago.

Está presente un molino gástrico con función trituradora. En el molino gástrico se encuentran escleritos y un fuerte sistema muscular que ayudado con la

secreción enzimática procedente de la glándula digestiva o hepatopáncreas reduce el alimento a una especie de papilla muy fina. En el interior del estómago pilórico existen pliegues provistos de cerdas que realizan una acción filtradora, a la que contribuye presencia de sistemas musculares que regulan el tamaño de los conductos.

◆ El Cerebro.

Está representado por concentraciones ganglionares que inervan los ojos, las antenas y las piezas bucales. Existe también un anillo nervioso perioesofágico (Soluap, 1998, en Berry, G.2000).

1.3. Clasificación taxonómica del genero Litopenaeus.

◆ Phylum	Arthropodo
◆ Clase	Crustácea
◆ Subclase	Melacostraca
◆ Serie	Eumalastraca
◆ Súper-orden	Eucarida
◆ Orden	Decápodo
◆ Suborden	Natantia
◆ Infra-orden	Litopenaeidae
◆ Súper familia	Litopenaoidea
◆ Familia	Litopenaeidae
◆ Género	<u>Litopenaeus</u>
◆ Especie	Litopenaeus Vannamei

Los camarones penaeus cambiaron a Litopenaeus, debido a la reorganización de todas las especies de camarón (Pérez, F.1998, en Roque,. 2000).

1.4. Ciclo de Vida.

El ciclo de vida de los camarones Litopeneidos, es sabido en la actualidad que tiene una gran complejidad desde el punto de vista ontogénico. Lo que le permite poder adaptarse a diferentes gradientes de salinidad, dependiendo de sus estadíos.

Estos camarones en la naturaleza logran su copula en aguas profundas del océano a salinidades que van de 34 – 36 partes por mil. Los huevos son de características demersales (se van al fondo) y su tamaño varia de 200 – 500 micras, son liberados por las hembras simultáneamente con el esperma para su fecundación, creando corrientes de agua para homogenizar el medio y asegurar la fecundación de los huevos ayudado por sus pleopodos (G.V.C. UCA-CIC. 2000).

Durante este periodo, la larva es arrastrada con las corrientes. Un porcentaje pequeño de ellas es llevada a las bahías y estuarios por estas corrientes. Aquí las postlarvas permanecen mientras maduran a juveniles hasta que ellos también maduran y buscan su área de desove adentro. Se estima que tan solo el uno por ciento de los huevos desovados en el medio natural llegan a una etapa madura (Treece, D y Yate, E. 1993).

Los camarones peneidos tienen un ciclo vital muy complejo el cual conlleva varios estadíos larvarios. El desarrollo del huevo a postlarva tiene las mismas características en todas las especies del género penaeus y consiste en tres estadios larvales básicos: nauplio, zoea y misis antes de alcanzar el estadio de postlarva (Pretto, R.1980, en Martínez, E. 1994).

Nauplio: ocurre de 15 a 20 horas después que el huevo fue depositado por la hembra, mide de 0.30 – 0.40 mm de longitud, de forma ovoide, con tres pares de patas que luego se transformarán en anetas y mandíbulas; esta fase

dura 36 horas y es de hábitos planctónicos (pelágica) por lo que esta expuesta a las corrientes marinas (Martínez, E. 1994).

Protozoa: con siete pares de patas, un tracto digestivo completo y al igual que la fase anterior es pelágica y nadadora alcanzando un tamaño de 2.2 mm (Martínez, E. 1994).

Mysis: es una larva con características muy parecidas a un pequeño camarón, tiene cuatro a cinco sub-estadios y al final del último ya han avanzado hacia la franja costera; esta fase dura 10 días y alcanzan un tamaño de 5 mm de longitud convirtiéndose en postlarva (Martínez, E. 1994).

Postlarvas: comienza a desplazarse hasta las lagunas costeras o esteros, al final de esta fase alcanza tamaño de 12 mm aproximadamente 14 días después de la primera postlarva; para entonces ya se encuentra en las lagunas (Martínez, E. 1994).

Juvenil: en esta fase se comienza a diferenciar el sexo y dura hasta que aparecen otros tipos de características secundarias tales como color y tamaño; para los camarones peneidos esta es una de las etapas más importantes durante su ciclo de vida puesto que es en las lagunas, esteros y marismas donde encontrará las condiciones óptimas para subsistir hasta alcanzar tamaños de 60 a 70 mm y comenzar a viajar hacia el mar donde logrará la etapa adulta, la madurez sexual y comenzar el nuevo ciclo vital (Martínez, E. 1994). **Ver anexo No 3.**

2. Sistema de producción extensivo tecnificado.

2.1. Cultivo extensivo tecnificado.

El sistema extensivo tecnificado, es un sistema que pasa de lo extensivo donde los costos de operación son mínimos pero sin tecnología, a un sistema con

bombas y personal profesional capacitado, intensificándose el sistema de producción desde el punto de vista técnico , conllevando a producciones exitosas. Esto se hace tomando en cuenta la tecnología que se emplea en el sistema semi-intensivo. El tamaño de los estanques de engorde varían desde 20 a 40 hectáreas. Las densidades de siembra se reducen estando entre 8 - 10 pl/m² (Martínez, E. 2002). La dieta se basa en alimento artificial balanceado y se deben de realizar los recambios de agua según la necesidad (mejorar la oxigenación, aumentar la cantidad de nutrientes, bajar la alta salinidad, etc). Las producciones se encuentran en los rangos de 1.100 a 5.000 libras por hectárea por año. Los costos de producción varían entre US\$ 2.00 y US\$ 2.50 por libra de camarón vivo, si se usa larva silvestre y US\$ 2.50 a US\$ 3.00 con larva de laboratorio.

Algunas variantes de este sistema han sido llevadas a cabo este año (2000), como búsqueda de solución a la problemática de enfermedades. Estos cambios han consistido sobre todo en bajar la tasa de siembra a densidades menores de 10 pl/m², recambios menores o ninguno durante el ciclo y en algunos casos se intenta agregar aireación (Saborío, A. 2000).

2.2. Aclimatación de las Larvas.

Al llegar a la granja las post-larvas se deben aclimatar paulatinamente al agua del estanque a sembrar. La aclimatación tiene dos propósitos: permitir que las post-larvas se acostumbren a la calidad del agua del estanque y analizar el comportamiento después del transporte. Los factores mas importantes a observar en el proceso son la salinidad y la temperatura del agua de transporte y del estanque (G.V.C. UCA-CIC. 2000).

Este proceso consiste en añadir o incorporar agua (de un precreadero, estanque o cualquier otra fuente del mismo sistema en donde la post-larva se vaya a sembrar) al tanque de aclimatación hasta que el camarón se encuentre en agua totalmente del mismo sistema. La aclimatación en si comienza una vez que toda la

post-larva ya se depositó en el tanque de aclimatación, el agua del tanque de transporte se aprovecha al 100%.

Hay varios factores a considerar en una buena aclimatación entre los cuales:

❖ Temperatura;

Nunca debemos de subir más que un grado centígrado por hora. El mal efecto de subir más puede o no manifestarse durante la aclimatación. La temperatura es el parámetro de mayor importancia.

❖ Salinidad;

A continuación se presenta una tabla que da el tiempo (en minutos) requeridos para bajar salinidad para distintos rangos. El proceso de bajar salinidad se hace mas lento cuando nos acercamos a salinidades de 0 ppt.

Salinidad	Minutos
40 – 35	15
20 – 10	20
10 – 6	30
06 – 4	60
4 – 0	120

❖ Oxígeno disuelto;

Es importante mantener concentraciones de oxígeno disuelto cerca de una saturación (7 ppm de concentración de oxígeno). También es importante no saturar el agua (Sotomayor, I.1997).

Durante la aclimatación es importante verificar el estado de las post-larvas tomando muestra cada 15 minutos, con la misma frecuencia se debe analizar los parametros para evaluar los cambios y regular el flujo de agua, si es necesario. Se debe administrar alimento cada 2 horas, al finalizar la aclimatación es preciso realizar una ubicación para estimar el número de post-larvas vivas (Yoong y Reinoso, 1982, en Roque, 2000).

El estado de las post-larvas debe ser verificado, tomando muestras con un vaso de vidrio graduado y transparente, recogiendo también organismos de fondo. Las post-larvas en buen estado se muestran activas, se distribuyen bien en el agua y tienen un color amarillo cristalino. En mal estado nadan lentamente en el fondo o en forma irregular en la superficie y tiene color blanquecino (Martínez, E.2001).Una vez finalizada la aclimatación se prosigue a la siembra en su nuevo ambiente.

2.3. Densidad de la Siembra.

Las densidades de siembra del (cultivo semi-intensivo) varían entre (10 a 25 pl/m²), con siembra directa (Saborío, A. 2000). Para el sistema extensivo tecnificado, la tasa de siembra es baja, a densidades menores de 10 pl/m² . Pero tomando en cuenta la tecnología que se utiliza en el sistema semi-intensivo, haciendo de este sistema de cultivo que sea más productivo (Martínez, E. 2002).

2.4. Fitoplancton.

Como fitoplancton se conoce a la fracción vegetal de la comunidad que vive sumergida en el agua y a merced de sus movimientos, parcial o totalmente. Está constituido por un conjunto de organismos microscópicos, en su mayoría fotosintéticos, unicelulares o formando filamentos, colonias o cenobios. Siendo la principal fuente de producción de oxígeno en los estanques (Franco, A. 1994).

2.4.1 . Importancia del fitoplancton:

1. Una población estable de fitoplancton enriquece con oxígeno y abate los niveles de dióxido de carbono, amonio, nitrito y sulfuro de hidrógeno.
2. Un bloom de fitoplancton puede reducir sustancias tóxicas, consumiendo el amonio ionizado.
3. Puede prevenir el desarrollo de algas filamentosas, bloqueando la luz solar hacia el fondo de los estanques.
4. Un bloom estable de fitoplancton produce turbidez y subsecuentemente estabiliza y reduce el canibalismo y predación por pájaros.
5. Estabiliza la temperatura.
6. Compite por nutrientes con otros microorganismos, abate poblaciones de bacterias patógenas.
7. Incrementa los niveles de alimento natural, reduciendo los costos de alimentación (Hernández, N. 2001).

2.4.2 Características fundamentales del fitoplancton:

- ❖ Son organismos unicelulares, generalmente autótrofos.
- ❖ Viven en la zona eufótica.
- ❖ Su distribución depende de las condiciones hidrográficas por lo que no está uniformemente distribuido en la masa de agua.

- ❖ Tiene una velocidad de reproducción relativamente alta, lo que significa que una población fitoplanctónica puede crecer considerablemente en corto tiempo (Prado, M. 2000).

2.4.3 Grupos taxonómicos:

El fitoplancton incluye varios grupos de algas que, en su mayor parte, son microscópicos y unicelulares, aunque frecuentemente aparecen formando colonias. Dentro de estos grupos tenemos a las: diatomeas, dinoflagelados, cianofitas y clorofitas (Prado, M. 2000).

2.5. Alimentación.

Esta radica propiamente en que el camarón alcance su máximo crecimiento con cantidades adecuadas de alimento.

Debe estar claro que no debe haber sobrealimentación (en el caso del alimento artificial) pues ello provoca problemas en la condición del estanque (Martínez, E. 1994). Además suministrar alimento a intervalos frecuentes durante la noche cuando la actividad del camarón es mayor no es una estrategia práctica ni costo / efectiva dado que es el mayor costo operacional (Fox et al. 2001). Por lo que va en contra de los recursos económicos de la granja.

El biólogo o camaronero deben de escoger el método de alimentación adecuado. Considerando varios factores. Entre ellos están:

- ◆ Densidad del estanque.
- ◆ Tamaño del estanque.
- ◆ Condición del suelo de los estanques.
- ◆ Clima y cambios de estación.
- ◆ Tamaño del camarón.

◆ Especie del camarón.

La operación adecuada y exitosa de una granja consiste en lograr un equilibrio entre los alimentos naturales y artificiales a fin de obtener un buen crecimiento y un bajo índice de conversión alimenticia, para lo cual es necesario realizar un seguimiento adecuado de la calidad de agua (renovación, fertilización) y un ajuste preciso de las necesidades de balanceado, mismo que representa un rubro importante en los gastos de la camaronera (Martínez, E. 1994).

La alimentación de los camarones varia en las diferentes etapas de su ciclo de vida: en sus primeros estadíos, es decir cuando es nauplio, no requiere alimentación externa ya que se alimenta del vítelo del huevo, durante los estadíos de protozoa y las primeras fases de mysis, se alimenta primordialmente de fitoplancton, sobre todo de diatomeas, en las ultimas fases de mysis y ya como post-larva se alimenta de zooplancton (G.V.C. UCA- CIC.2000).

Los camarones juveniles y adultos son organismos omnívoros, es decir que su dieta esta constituida en forma natural por una gran diversidad de alimentos de diferente origen: animal (copépodo, anélidos, poliquetos, rotíferos); vegetal (macro y microalgas) y detritus orgánicos que consume junto con el sedimento. Sus preferencias alimenticias varían conforme la edad y el estado fisiológico. (G.V.C. UCA-CIC. 2000)

2.6. Fertilización.

La fertilización consiste en facilitar el desarrollo de fitoplancton mediante un aporte de nutrientes (principalmente de nitrógeno y fósforo). Se consideran dos tipos de fertilización.

- Una fertilización inicial para originar la proliferación de microalgas.

- La fertilización para mantener la proliferación de estas durante el ciclo de cultivo (Martínez, E. 1994).

En el caso del pre criadero, se considera adecuado realizar solamente la fertilización de mantenimiento, pasando por alto la fertilización inicial, sobre todo si el suelo y el agua son ricos en materia orgánica (tipo manglar). Cuando por ser el primer ciclo de un pre criadero o bien por sus características naturales, el suelo no tiene una gran riqueza en materia orgánica, se aconseja una fertilización inicial (Martínez, E. 1994).

El aporte de fertilizantes produce afloramiento de fitoplancton el cual al morir junto con el zooplancton y la acumulación de alimento balanceado suministrado y no consumido, aunado a las excretas generan cargas de materia orgánica. El oxígeno disuelto degrada la materia orgánica incorporando nutrientes al agua (G.V.C. UCA-CIC.2000).

El proceso de fertilización es complejo, debiendo conocerse y tomarse en cuenta. Se da una interrelación entre el fondo del agua, o a través de factores como: temperatura, fotosíntesis, naturaleza o; formación del suelo, e intercambio de agua. Se tiene una cadena más compleja de la fertilización en la acuicultura que en la fertilización de la agricultura. Se da en lo que es:

- ◆ Suelo.
- ◆ Columna de agua.
- ◆ Fertilización.
- ◆ Bacterias.
- ◆ Plantas acuáticas (fitoplancton).
- ◆ Zooplancton y zoobentos.
- ◆ Consumidores.

Los tipos de fertilizantes pueden ser orgánicos e inorgánicos. Entre los orgánicos se puede aplicar la gallinaza, estiércol de ganado vacuno y de cerdo. Este tipo de fertilización puede en ocasiones promover mejor el crecimiento que los inorgánicos pues contiene micro elementos que no contienen los otros.

Al aplicar fertilizantes orgánicos no tratados, puede promover el florecimiento de grandes cantidades de bacterias, algunas de las cuales pueden ser dañinas para los organismos cultivados. Es importante comprender que el abono orgánico tiene que ser esterilizado antes de aplicarse a un estanque.

Entre los fertilizantes inorgánicos se tiene que los más usuales son la urea y el superfosfato. Se puede fertilizar al principio del cultivo y durante el mismo o ambos casos (Sotomayor, I. 1997).

2.7. Manejo de Vibriosis.

A fin de comprender mejor el papel de las bacterias como agentes etiológicos de las enfermedades de los camarones es preciso aclarar desde un principio que la mayoría de las bacterias son en condiciones naturales componentes de la bacterioflora normal de los camarones. Al ser sometidos al estrés los camarones experimentan una reducción en su resistencia, la cual favorece a la invasión de los mismos. La enfermedad producida por vibrios es causada por bacilos Gram-negativos (*V. parahemoliticus* ; *V. anguillarum*) , afecta a todos los estadios del camarón esta enfermedad ha sido frecuentemente encontrada como un problema secundario asociado a otras enfermedades o a un estrés severo (G.V.C. UCA-CIC. 2000).

Los signos que se presentan son natación errática, anorexia, letárgia, mortalidad variable, en infecciones internas o sistémicas es del 100%, áreas focales o multifocales de melanización de la cutícula o apéndices, opacidad del músculo, expansión de los cromatóforos estos ocasionan una coloración oscura

del camarón, los pleopodos y pereopodos están rojos, flexión dorsal en el tercer segmento del abdomen, turbidez de la hemolinfa, hemocitopenia, coagulación tardía (Becerra et al.1996).

El diagnóstico se realiza por aislamiento de la bacteria en TCBS, e identificación con pruebas bioquímicas (G.V.C. UCA-CIC. 2000).

Se han desarrollado algunos métodos basados en anticuerpos, como lo son los anticuerpos monoclonales para varias especies de vibrio incluyendo las que son agentes causantes de vibriosis en el camarón (*V. parahemolyticus*, *V. vulnificus* y *V. harvey*), pero no se han hecho accesibles al público (Ligtner y pantoja, 2001).

La transmisión se da desde el ambiente o de camarón a camarón.

Para prevenir la enfermedad se debe tener una apropiada densidad. Buena calidad de agua, adecuada nutrición y correcta sanidad (G.V.C. UCA-CIC. 2000).

2.8. Recambios de Agua.

El recambio de agua en los estanques se hace más necesario dependiendo de la densidad de la población. Las tasas de recambio de agua varían de acuerdo a la necesidad que se tenga con la densidad de la población, biomasa total, nivel de productividad, turbidez, mejorar la oxigenación, alta salinidad etc. Los requerimientos de agua pueden variar dependiendo de la estación del año, días en producción o por análisis de parámetros físico químicos para evaluar la acumulación de metabolitos tóxicos (Hirono y Leslie, 1992, en Jovel, C. 1995).

Un recambio fuerte de agua se hará necesario cuando el color del agua del estanque se torne verde claro u oscuro, así también cuando se torne transparente, además considerando lecturas de turbidez (discos de Secchi). Estos aspectos

chequeados diariamente. Antes del recambio se aplica cal en dosis de 2 a 4 qq/Ha, a la mitad del estanque sin recambio de agua, esto cuando son problemas de coloración verdosa (algas); por la tarde ya se produce el recambio fuerte (Sotomayor, I. 1997).

3. Crecimiento.

Es necesario destacar que una "semilla" de mala calidad (larvas defectuosas por factores de índole genético, nutricional o que ha sido infectada con virus IHHN: infecciosa-hematopoyetica-hipodérmica-necrosis) incide negativamente en el crecimiento posterior del camarón. Otros factores que intervienen en el crecimiento de los camarones, son las condiciones deficientes de pre cría de cultivo, altas concentraciones de materia orgánica, mala circulación de agua, profundidades inadecuadas de los estanques, estos factores estresantes ya sea de forma permanente o temporal pueden provocar en el camarón en cultivo un gasto excesivo de energía con reducción de crecimiento o provocando en el enfermedades virales o bacterianas.

Otro aspecto que puede provocar estancamiento de crecimiento del camarón es el uso de un alimento inorgánico o también por el uso de forma excesiva o deficiente, pero especialmente en el plano nutricional se han desarrollado hipótesis relacionadas con el efecto de algunas algas, las cuales podrían ser causantes de la producción de toxinas, producción de sustancias inhibidoras de la buena digestión del alimento y la producción de bacterias de ciertas predominancia con efectos positivos o negativos (Currie, 1993, en Berry, G. 2000).

3.1 Muda.

La textura suave del carapacho es un indicador de la etapa postmuda. La muda o ecdisis tiene cuatro estados:

Proecdisis: El camarón para la ingestión de alimento y el caparazón se pone muy fino y blando.

Ecdisis: la muda de la cutícula vieja incluyendo la del intestino anterior (esófago, estómago) y del intestino posterior.

Metecdisis: Endurecimiento del caparazón nuevo.

El periodo sin muda: el camarón come de nuevo y sus órganos trabajan normalmente (Lehmann, J. 2001)

Los camarones tienen diecdisis, por que hay mudas repetidas por año (al contrario de la anecondisis solamente una muda por año). El número de las mudas en la mayoría de Natantia no es limitado y es terminado con la muerte del animal. Durante las mudas las extremidades perdidas pueden ser sustituidas (Lehman, J. 2001).

La preparación de la ruptura de la cutícula vieja durante la proecdisis. Las capas de quitina y de calcio están disueltas desde adentro. Probablemente el hepatopáncreas produce las materias primas para la quitina del caparazón nuevo. El calcio particularmente es absorbido del agua por las branquias. Previamente la capa exterior de quitina del caparazón nuevo ya esta desarrollada debajo del caparazón viejo. La muda esta controlada por las hormonas desencadenantes e inhibidoras (Lehmann, J. 2001).

Una vez que el camarón haya desechado su caparacho, queda vulnerable ya que carece de su exoesqueleto protector. Durante esta fase, el camarón generalmente se entierra en el lodo. El proceso completo de muda desde que el cuerpo se encoge hasta el endurecimiento final del nuevo exoesqueleto dura dos días (Villalón, 1994).

3.2 Ritmo de Crecimiento.

Es el crecimiento en peso de los organismos en un periodo de tiempo determinado por ejemplo una semana (Martínez Y Sirias, 1999, en Berry,G .2000).

3.3 Biometrías.

Los muestreos biométricos durante el cultivo permiten observar periódicamente el estado de salud y el incremento en peso por organismo reflejándose a la población (G.V.C. UCA-CIC. 2000).

Se recomienda realizar estos muestreos con una periodicidad mínima semanal. Los muestreos deben efectuarse por lo menos 6 horas después de la ultima dosis de alimento para que los camarones se encuentren dispersos en el estanque y la muestra sea mas homogénea, se recomienda 1 – 2 lances/ha debidamente distribuidos (G.V.C. UCA-CIC. 2000)

3.3.1 Muestreo de peso :

El muestreo de peso nos permite, conocer el comportamiento del camarón en cuanto a su desarrollo, condiciones de muda y su respuesta a la relación alimenticia. Los muestreos de peso deben hacerse semanalmente. La cantidad de camarones recomendada para el muestreo de peso va de 25 – 50 unidades por estanque. La red a utilizar dependerá de la edad y talla del camarón.

Se espera que el camarón crezca 1 gramo por semana, como mínimo.

Para calcular el ritmo de crecimiento se procede de la siguiente manera: El peso promedio calculado de la semana actual, debe de restarse del peso

promedio de la semana anterior, este último valor es el peso promedio de ganancia en una semana (Martínez y Lin, 1994).

3.3.2 Muestreo de población:

Con el muestreo de población podemos determinar el número de camarones que posee cada estanque, a través, de tomas de muestras con la atarraya en todo el estanque. Se debe tener un atarrayador bueno, tratando de cubrir el área del estanque lo más uniformemente posible. El primer muestreo debe realizarse entre 30 – 50 días después de la siembra total. Son dos personas, una persona atarraya y cuenta los camarones atrapados, otra persona hace las anotaciones para obtener la cantidad de camarones del estanque, entonces podemos calcular la sobrevivencia de camarones de dicho estanque (Martínez y Lin, 1994).

3.4 Cosecha.

La operación de cosecha tiene el objeto de sacar los camarones del estanque de engorde. La cosecha se realiza durante uno o dos días durante la marea baja. El nivel del agua se va bajando lentamente durante los días anteriores por medio del cambio de los tablones en las compuertas de drenaje (Sampson, 1994, en Berry, G. 2000).

La cosecha se realiza al término de cada ciclo de producción; por efecto de gravedad utilizando las estructuras de descargue, en donde se instala un arte de cosecha denominado “chango” que consiste en una red cónica de aproximadamente 12 metros de longitud, construida con red “tipo sardinera”, con abertura de malla de 0.3 pulgadas (G.V.C. UCA-CIC. 2000).

El mejor momento para cosecha es en los periodos de luna nueva o de luna llena, ya que en este tiempo los camarones son más activos (Pillay, T. 1997).

No se recomienda la cosecha durante la etapa de muda o inmediatamente después cuando el caparazón está blando, ya que se reduce la calidad y peso del producto (G.V.C. UCA-CIC. 2000).

Es mejor realizar las capturas por la noche, y a una luz colocada sobre la compuerta atraerá a los camarones (Pillay, T. 1997).

IV. MATERIALES Y METODOS.

El presente estudio se llevó acabo en la granja camaronera “Las Golondrinas”, la cual cuenta con un solo estanque, con un área de 40 Ha, tapizado de vegetación muerta (troncos secos de arbustos los cuales no compiten por los nutrientes presentes en el estanque con el fitoplancton), presenta muros de tierra, teniendo un nivel operativo de 1 metro de profundidad en el canal de préstamo y 0.90 metro de profundidad en el centro (la playa), quedando ubicado este en las riveras del Estero Real, zona de Puerto Morazán, Departamento de Chinandega. **Ver anexo No 1.**

Puerto Morazán está ubicado a 30 Km. de la ciudad de Chinandega. Con una población de aproximadamente 3,000 habitantes. Presenta una temperatura de 28⁰ c, precipitación de 2,000 mm anual. Puerto fluvial su población se dedica al corte del mangle para vender leña, la pesca y crianza de camarones en estanques (Incer, 1998).

Se trabajó con un sistema de producción extensivo tecnificado (es un sistema que pasa de lo extensivo donde los costos de operación son mínimos , sin tecnología , a un sistema con la utilización de bombas y personal profesional capacitado, intensificándose el sistema de producción desde el punto de vista técnico) de camarones marinos Litopenaeus vannamei, durante el primer ciclo de producción. Para este ciclo productivo las postlarvas fueron sembradas en dos fechas, sembrándose el 5 de junio del 2001, 866.000 postlarvas y el 6 de junio del 2001, 3.018.000 postlarvas, para un total de 3.884.000 postlarvas, teniéndose una densidad de siembra de 9.71 postlarvas/m². **Ver anexo No 4.**

El estudio se realizó en dos etapas:

- ◆ Trabajo de campo.
- ◆ Trabajo de laboratorio.

Trabajo de Campo.

El trabajo de campo consistió en visitar semanalmente la granja por dos días, durante las visitas en el estanque se hicieron muestreos de peso, muestreos de población, toma de muestras de agua para realizar análisis de fitoplancton, toma de muestras de camarones para realizar análisis patológico, además se observó en que condiciones se encontraban los muros, las compuertas, nivel de agua, si se encontraban camarones muertos, alimentar, fertilizar y realizar recambios de agua.

Se comenzó a suministrar alimento suplementario (PURINA) a partir de la semana siete, las cantidades suministradas fueron irregulares. **Ver anexo No 12.**

La fertilización del estanque se realizó utilizándose urea y superfosfato.

Los recambios de agua se realizaron según la necesidad que se tuviera en el estanque como es (mejorar la oxigenación, aumentar la cantidad de nutrientes, bajar las altas salinidades, sacar desechos del fondo del estanque etc).

Muestreo de Peso.

El muestreo de peso se llevó a cabo semanalmente, después del primer mes de haberse sembrado las postlarvas. Para el recorrido se utilizaba un bote de madera de 7.5 varas de eslora movido por remo y utilizando una atarraya, se realizaban lances en diferentes partes del canal de préstamo, y se recogieron al azar 100 camarones. Los camarones fueron depositados en un "bidón" blanco con agua y posteriormente fueron transportados a uno de los muros del estanque, para tomarle el peso a cada uno de los individuos con una balanza eléctrica marca (OHAUS) con capacidad de 200 gramos, después de esto los camarones fueron devueltos al estanque. Para determinar el peso promedio semanal, se sumó el peso de cada camarón y la suma total de todos los pesos se dividió entre el

número de individuos, sacando de esta manera el peso promedio del camarón, El incremento semanal, se calculó restando el peso actual, menos el peso de la semana anterior, obteniendo así el incremento semanal del peso de los camarones.

Muestreo de la Población.

Este se realizó semanalmente a partir del primer mes. Al igual que en el muestreo de peso, se utilizó un bote de madera de 7.5 varas de eslora, realizando el recorrido en diferentes partes del estanque y una atarraya con un factor de corrección de 0.6, para esto se tiene que tomar en cuenta (el viento, la profundidad del estanque, el atarrayador), teniéndose un área total de la atarraya de 7.89 metros y un área útil de la atarraya de 4.74 metros, con la cual se realizaron una serie de lances (tres lances /ha). En este muestreo en cada lance se contó el número de camarones capturados con la atarraya y todos se tomaron en cuenta. Posteriormente fueron devueltos al estanque. Todos los camarones capturados se sumaron y el total se dividió entre la cantidad de lances realizados para obtener individuos por atarrayazo.

Muestreo de Fitoplancton.

La toma de muestra de fitoplancton se realizó semanalmente, por las mañanas (6 AM), por lo cual se siguieron realizando a la misma hora para llevar un control del horario, con un tubo de PVC de un metro de largo y 2 pulgadas de diámetro. Los muestreos de fitoplancton se pueden realizar a cualquier hora del día, lo cual no va a incidir en las densidades de algas encontradas una vez realizado el estudio fitoplanctónico (conteo de algas), ya que el fitoplancton se va a encontrar siempre en la columna de agua, ya sea en el fondo o en la superficie del estanque dependiendo de la radiación solar. El tubo utilizado presentaba un mecanismo para el cierre, constituido por una pelota de tenis y un mecate, sacándose la muestra de agua de tres partes del estanque, la compuerta de

entrada, de salida y el centro (la playa). Para conocer la cantidad de fitoplancton presente en el estanque el tubo de PVC se introduce de forma vertical en el agua, ya que el fitoplancton está distribuido en los diferentes niveles del agua. Al obtenerse las muestras fueron vertidas en un balde blanco y posteriormente fueron trasladadas al laboratorio.

Trabajo de Laboratorio.

El trabajo de laboratorio se realizó semanalmente y consistió, en realizar estudio de fitoplancton para conocer las densidades de algas presentes en el estanque; realizar examen clínico externo a los camarones mediante una revisión minuciosa; y examen clínico interno con el propósito de conocer el estado de salud de los camarones.

Para realizar los análisis patológicos semanales (examen clínico externo e interno), se utilizaron 10 camarones, los cuales se obtuvieron al realizarse los muestreos de población semanales. Una vez capturados los camarones del muestreo de población se procedió a obtener al azar los 10 camarones, y de esta forma poder realizar los análisis y conocer el estado de salud de los camarones.

Estudio de Fitoplancton.

Al haberse obtenido la cantidad suficiente de agua, se puso en una probeta (250 ml), la cual se rotuló con el nombre de la granja, fecha y color del agua. Una vez puesto el etiquetado se procedió a la fijación del fitoplancton usando lugol. A la probeta se agregaron 6 – 8 gotas según la turbidez. La muestra se dejó de 18-24 horas para su precipitación. Posteriormente de los 250 ml de agua de la probeta, se extrajeron 200 ml de una manera que no se agitara el agua quedando solamente 50 ml, los que se agitaron y se tomó un gota del agua colocándose en una cámara llamada hematocitometro procediendo al conteo de las células, con ayuda del microscopio. El hematocitometro presentando forma de H con sus

cuatro cuadrantes cada uno con 16 cuadros de 250 micras se utilizó para el conteo de organismos de tamaños menores a 25 micras. Se contaron todos los microorganismos que se encontraron en los 16 cuadros de cada cuadrante, una vez contados todos los microorganismos que se encontraron en los cuatro cuadrantes, fueron sumados por especies y el total se multiplicó por 2500 obteniendo de esta manera el porcentaje de células por mililitro, semanalmente presentes en el estanque.

Para cada uno de los grupos de algas (fitoplancton), existe un estándar mínimo y un máximo de Cel/ml semanal. A partir de estos estándares se logró conocer si las densidades de fitoplancton producidas semanalmente en el estanque eran las óptimas para el crecimiento de los camarones.

Grupos	CODIGO Estándar mínimo	CODIGO Estándar máximo
DIATOMEAS	20.000	-----
CLOROFITAS	50.000	-----
CIANOFITAS	10.000	40.000
DINOFLAGELADOS	-----	500
FITOPLANCTON TOTAL	80.000	180.000

Examen Clínico Externo.

Para realizarlo, se utilizaron 10 camarones tomados al azar del estanque, llevándose a cabo con el propósito de conocer el estado de salud de los organismos. Mediante la realización del examen externo se pudo conocer por medio de una revisión minuciosa el estado de la textura para ver si se encontraban o no en estado de flacidez, la revisión de las antenas para ver si estas se encontraban quebradizas o no, cola para ver su coloración (normal, fluorescente, roja) y si presentaban ampulas en los uropodos o no. También se observó el tracto

digestivo para ver si se encontraba lleno o vacío pudiendo conocer de esta manera si el camarón se estaba o no alimentando. **Ver anexo No 17.**

Examen Clínico Interno.

En la realización de este examen, se utilizaron los mismos 10 camarones que ya habían sido examinados externamente.

Previamente se tuvo que hacer la preparación del medio de cultivo de agar TCBS (Tiosulfato-Citrato-Sales Biliares-Sacarosa), para cada plato, utilizándose 0.89 gr. (agar TCBS) y 10 ml de agua destilada que posteriormente se pusieron a hervir, colocándose luego en el plato Petri y condensándose. Una vez preparado el medio de cultivo, se procedió a inoculaciones de hemolinfa, las cuales se realizaron abriendo el plato Petri cerca del calor de la llama de un mechero para evitar la contaminación y se colocó la muestra en el plato petri. El medio de cultivo, es específico para el crecimiento de bacterias del género vibrio spp. Después de 24 horas de incubación se procedió a observar si hubo crecimiento o no de Vibrio parahemolicus a demás el porcentaje de infección. **Ver anexo No 18.**

V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

Comparación para conocer el efecto del fitoplancton sobre los ritmos de crecimiento.

Al comparar las densidades semanales de los grupos de algas (fitoplancton), que predominaron durante el primer ciclo productivo, se observó que las diatomeas en las semanas 6, 8, 9, 10, y 11 presentaron densidades de 22.000, 30.000, 35.000, 29.000 y 32.000 Cel/ml respectivamente siendo superior al estándar mínimo (20.000 Cel/ml), mientras que en las semanas 2, 3, 4, 5, 7, 12 y 13 las densidades fueron de 2000, 18.000, 12.000, 14.000, 12.000, 10.000 y 10.000 Cel/ml respectivamente siendo inferior al estándar mínimo. Las clorofitas durante todo el ciclo se mantuvieron con densidades por debajo del estándar mínimo (50.000 Cel/ml). Con respecto a las cianofitas, durante el ciclo productivo se mantuvieron las densidades por arriba del estándar mínimo (10.000 Cel/ml), pero al mismo tiempo no sobrepasando el estándar máximo (40.000 Cel/ml), a excepción de la semana 7 donde la densidad que se presentó fue de 6000 Cel/ml, estando por debajo del estándar mínimo. En cuanto a los dinoflagelados, solamente se observaron en la semana 3, teniendo una densidad de 50 Cel/ml, no sobrepasando el estándar máximo (500 Cel/ml), los cuales son de poca importancia para la alimentación de los camarones, ya que son considerados tóxicos. **Ver anexo No 5.**

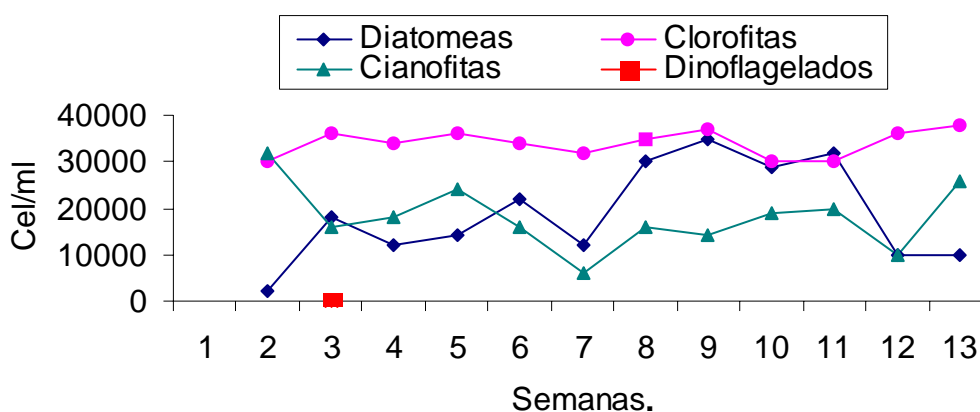


Grafico No 1. Densidades de los grupos de fitoplancton observados semanalmente durante el primer ciclo productivo 2001.

Al comparar los ritmos de crecimiento semanales con el fitoplancton total observado semanalmente, se pudo conocer a través del estudio fitoplanctónico, que no se obtuvieron las densidades necesarias de fitoplancton total (80.000 – 180.000 cel/ml) semanalmente, para la alimentación del camarón esto sucedió durante casi todo el ciclo productivo, a excepción de las semanas 8, 9 y 11, lo cual produjo un efecto negativo en el crecimiento del camarón. **Ver anexo No 6.**

Cuando las densidades de algas en los estanques son bajas podríamos aducirlo a una disminución de la cantidad de nutrientes en el estanque; sin embargo, también podría ser debido a bajo pH que limita la disposición del carbono inorgánico para la fotosíntesis. Pero puede ser también alto pastoreo (Martínez, E. 2002).

En las semanas 5 y 6 los ritmos de crecimiento fueron de 1.7 y 0.4 gramos respectivamente, la productividad natural (alimento natural), presentó densidades de 74.000 y 72.000 (cel/ml) durante esas semanas. **Ver anexo No 6.**

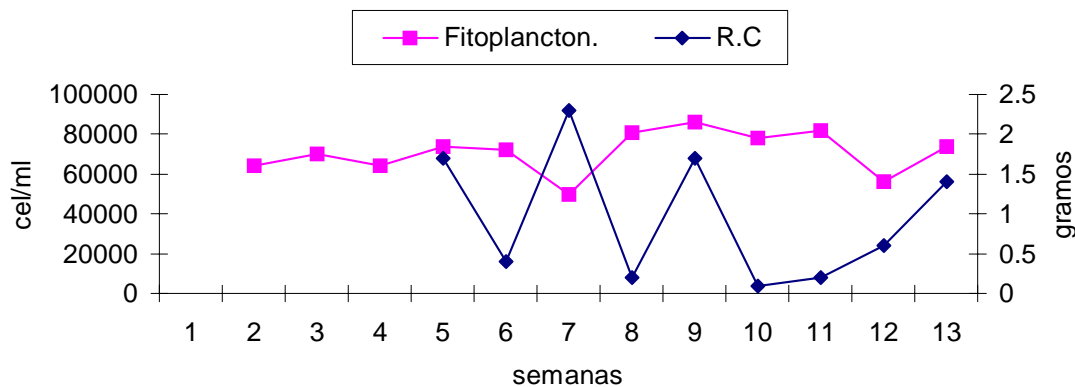


Grafico No 2. Comparación para conocer el efecto del fitoplancton total observado semanalmente sobre los ritmos de crecimiento semanales de camarones Litopenaeus vannamei de la granja “Las Golondrinas” durante el primer ciclo productivo 2001.

A partir de la semana 7, se comenzó a suministrar alimento suplementario, dando lugar a obtenerse un ritmo de crecimiento de 2.3 gramos, siendo el más alto durante todo el ciclo productivo, **Ver anexo No 11**. El promedio de los ritmos de crecimiento semanales, obtenido en el ciclo productivo fue de 0.9 gramos. Se obtuvo una sobrevivencia del 13.5 % y una biomasa de 12. 096 libras de camarón entero.

Las cantidades de alimento suplementario (PURINA) suministradas de la semana 7 a la 13 no fueron iguales, **ver anexo No 11**. Puede provocar estancamiento del crecimiento del camarón el uso de alimento en forma deficiente (Currie, 1993, en Berry, G. 2000)

La suplementación alimenticia del camarón se realiza cuando el estanque posee una población de camarón, que la productividad del estanque ya no es capaz de llenarle sus requerimientos nutricionales para que se desarrolle en forma normal (González, 1997, en Berry, G. 2000).

En las semanas 6, 8, 10, 11, 12 los ritmos de crecimiento semanales fueron menores a 0.7 gramos, **ver anexo No 6**. Considerándose que hubo una subalimentación, ya que los camarones deben crecer 1 gramo como mínimo semanalmente. Se espera que el camarón crezca 1 gramo por semana, como mínimo (Martínez y Lin, 1994).

Comparación para evaluar el efecto de la vibriosis sobre los ritmos de crecimiento.

Durante el primer ciclo productivo se observó que la especie de Vibrio, que afectó fue Vibrio parahemoliticus (siendo diagnosticada ésta especie de vibrio, al usarse como medio de cultivo Agar TCBS, después de la incubación, si la especie está presente se observan colonias pequeñas con centro verde azulado),

presentó en las semanas 4, 8, 9, 10, 11 y 12 porcentajes de infección de 4, 10, 5, 4, 3, y 0.5 respectivamente, sin embargo en las semanas 3, 5, 6 y 7 no se observó la presencia de ninguna especie de Vibrio causante de la infección. **Ver anexo No 7.** Además en el medio de cultivo se observaron colonias amarillas, que podrían ser Vibrio alginoliticus (colonias de color amarillo no han sido clasificadas en especies ya que tienden a mutar CAMANICA, 2002). Según el cual no es considerado como un agente patógeno en la camaronicultura, sino más bien es usado como un probiotico.

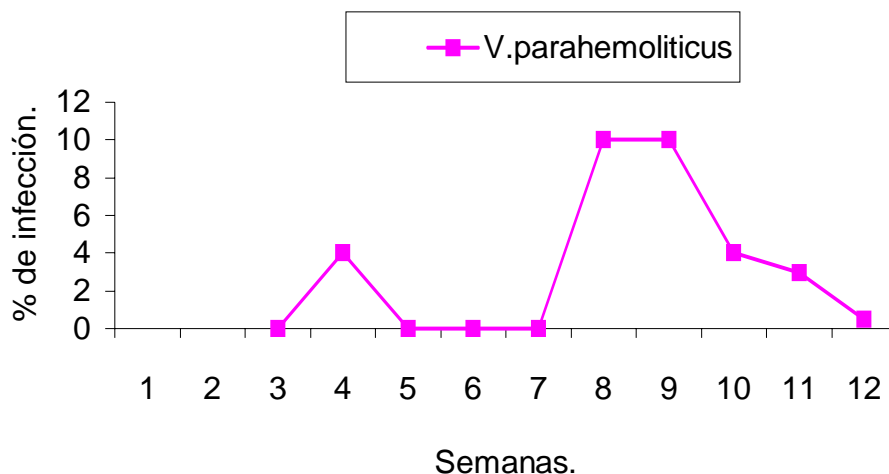


Grafico No 3. Porcentajes de infección observados semanalmente de la especie de Vibrio parahemolyticus, que afectó durante el primer ciclo productivo 2001.

Al comparar los ritmos de crecimiento semanales con la vibriosis, se observó que los porcentajes de infección estuvieron entre 0 – 10%, de la semana 3 a la 13, periodo en el cual se llevaron a cabo los análisis clínicos internos. Con porcentajes de infección de 10% en la semana 8, siendo el porcentaje de infección más alto. Durante todo el ciclo productivo los porcentajes de infección fueron bajos, siendo menores al 6% a excepción de la semana 8. Observándose que los

porcentajes de infección no fueron significativos, por lo cual la Vibriosis no produjo un efecto negativo sobre los ritmos de crecimiento semanales del camarón. **Ver anexo No 8.**

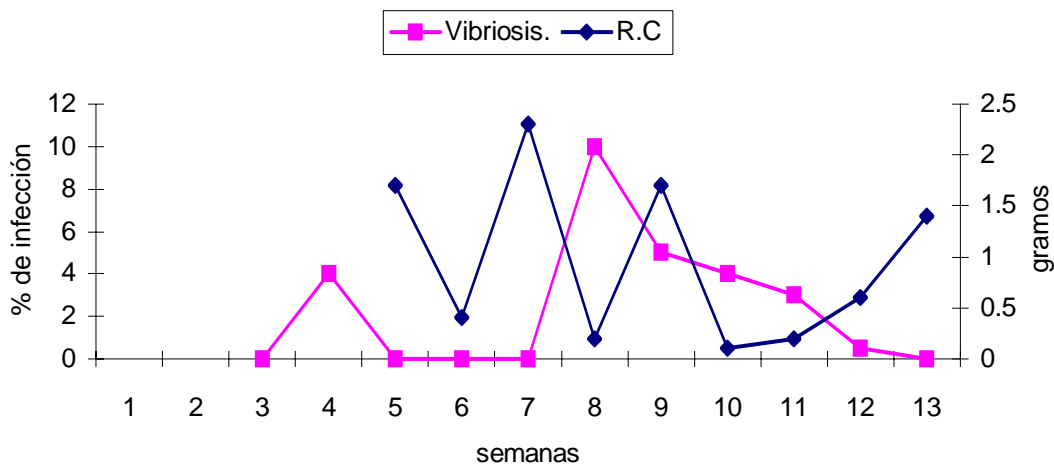


Grafico No 4. Comparación para evaluar el efecto de la vibriosis sobre los ritmos de crecimiento semanales de camarones Litopenaeus vannamei de la granja “Las Golondrinas” durante el primer ciclo productivo 2001.

Algunos de los factores que intervienen en el crecimiento de los camarones son: mala circulación del agua, profundidades inadecuadas de los estanques (Currie, 1993, en Berry, G. 2000). Cambios de temperatura del agua, oxígeno disuelto, pH (Akiyama, 1995, en Berry, G. 2000). Estos factores estresantes ya sea de forma permanente o temporal pueden provocar en el camarón en cultivo un gasto excesivo de energía con reducción de crecimiento o provocando enfermedades bacterianas (currie, 1993, en Berry, G.2000).

Relación entre los signos clínicos externos y los ritmos de crecimiento.

Los signos clínicos externos (ampulas en los uropodos y flacidez) al ser comparados, con los ritmos de crecimiento semanales, pudimos conocer que son indicadores del estrés al cual los camarones estuvieron expuestos. Los valores bajos del pH (3 – 5) causan estrés al camarón, reblandecimiento de la concha y pobre sobrevivencia (Martínez, 1994, en Berry, G.2000), **ver anexo No 9**. Al encontrarse estresados los camarones dejan de alimentarse. Durante los periodos de estrés o muda, los camarones pierden el apetito (Akiyama, 1995, en Berry, G. 2000). Por lo que se afectan los ritmos de crecimiento de los camarones.

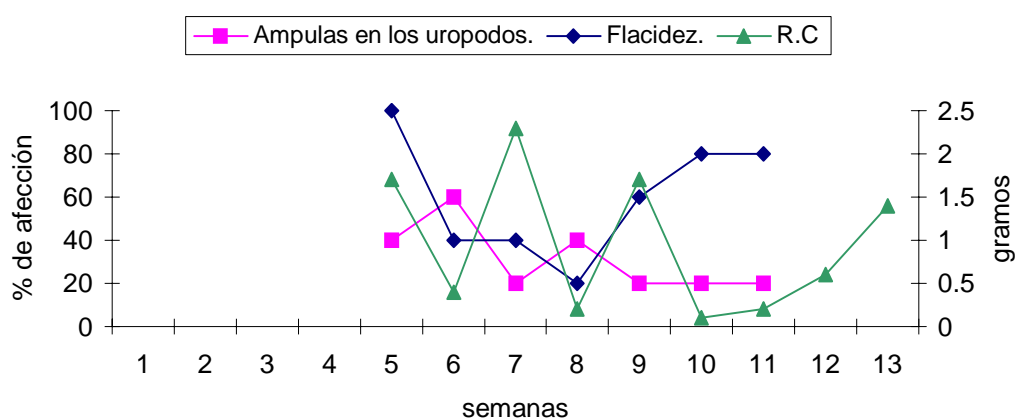


Grafico No 5. Comparación para conocer la relación entre los signos clínicos externos (ampulas en los uropodos y flacidez) y los ritmos de crecimiento semanales de camarones Litopenaeus vannamei de la granja “Las Golondrinas” durante el primer ciclo productivo 2001.

Los camarones presentaron el mayor porcentaje de estrés debido a la flacidez, en comparación en cuanto a la presencia de ampulas en los uropodos. La flacidez es causada por la enfermedad bacteriana conocida como NHP (Hepatopancreatitis necrotizante). Por lo que no solamente se vieron afectados los

ritmos de crecimiento, sino que ésta enfermedad fue la mayor causante de la mortalidad de los camarones estudiados, ya que del 35 % de sobrevivencia que se esperaba solamente se obtuvo el 13.5 %.

VI. CONCLUSIONES.

1. Durante la mayor parte del ciclo productivo las densidades de fitoplancton total observadas en las semanas 2, 3, 4, 5, 6, 7, 10, 12, y 13 fueron menores a 78.000 cel/ml, a excepción de las semanas 8, 9 y 11 donde las densidades fueron de 81.000, 86.000 y 82.000 cel/ml respectivamente. Teniendo efecto sobre los ritmos de crecimiento. Estas densidades bajas de fitoplancton pudieron ser por la falta de nutrientes, un pH bajo o a un alto pastoreo.
2. Al evaluar el efecto que tuvo la vibriosis sobre los ritmos de crecimiento semanales, se pudo observar que los porcentajes de infección fueron bajos durante todo el ciclo productivo menores al 6%, a excepción de la semana 8. Teniéndose en cuenta los porcentajes de infección se logró evaluar que la vibriosis no causó efecto sobre los ritmos de crecimientos semanales de los camarones cultivados durante este ciclo productivo.
3. La relación que existe entre la presencia de signos clínicos externos (ampulas en los uropodos; flacidez), y los ritmos de crecimiento semanales, radica en que los signos clínicos externos, son indicadores de afecciones provocadas en los camarones por factores estresantes, como factores Físico-químicos y enfermedades. Siendo la flacidez el mayor indicador de estrés en los camarones, en las semanas 5, 10 y 11, con porcentajes del 80, 80 y 100 % de la población. Esta flacidez fue provocada por la enfermedad NHP (Martínez, E.2001). Mientras que la presencia de ampulas en los uropodos fue el mayor indicador de estrés en la semana 6 con un 60 % de la población. En el resto de las semanas ambos signos clínicos externos fueron indicadores de estrés en un porcentaje menor de la población. Debido al estrés que sufrieron los camarones dejaban de alimentarse, afectando los ritmos de crecimiento semanales.

VII. RECOMENDACIONES.

1. Cuando las densidades del fitoplancton son bajas en los estanques provoca que los ritmos de crecimiento de los camarones sean bajos, por lo cual se debe fertilizar para estimular su crecimiento, y otros organismos que el camarón pueda utilizar para su crecimiento. Además se deben de realizar recambios de agua según la necesidad (para renovar los nutrientes).
2. Para evitar las afectaciones de los estanques por vibriosis, se debe mantener una calidad adecuada del agua, el uso de filtros, uso adecuado de alimentos suplementarios, evitar altas densidades y reducir otras causas de estrés como son cambios en la temperatura de agua, oxígeno disuelto, pH, salinidad. Todo esto implica que se deben tener las condiciones óptimas en un estanque lo cual se logra con un buen manejo. Además no solamente se debe de usar el TCBS como medio para el diagnóstico de vibriosis, sino que se deben de realizar pruebas bioquímicas.
3. Se debe llevar un control de los factores físico-químicos ya que al no encontrarse las condiciones óptimas, provoca estrés en los camarones, lo que implica que no se alimenten afectando de esta manera los ritmos de crecimiento semanales.

VIII. BIBLIOGRAFÍA.

- ◆ G.V.C. UCA-CIC.2000. Capacitación a cooperativas camaroneras de Puerto Morazán. (Manual). Managua, Nicaragua, páginas 8, 9, 12, 15, 19, 33, 43 y 44.
- ◆ CAMANICA, 2002. Manual de procedimiento del laboratorio de larvas. Chinandega. Nicaragua. Página 8,21.
- ◆ Berry, G.2000. Dinámica de crecimiento de los camarones *Litopenaeus Vannamei* en el estanque No2 de la cooperativa COPROMAR en el primer ciclo productivo 1999 (Tesis). UNAN-León. Páginas 17, 19, 22; 33-36; 39, 43.
- ◆ Becerra, L y colaboradores.1996. Curso teórico práctico sobre patología de camarones peneidos. (Manual). San Lorenzo, Honduras. Página 36.
- ◆ Franco, A. 1994. Manejo Técnico de granjas camaroneras (Manual), Managua, Nicaragua. Páginas 52.
- ◆ Fox, J. 2001. Nutrición y manejo del alimento. En métodos para mejorar la camaronicultura en Centroamérica. (Manual). UCA. Managua-Nicaragua. Página 76.
- ◆ Hernández, N. 2001. Importancia del plancton en estanques camaroneros. UCA-CIC. Página 10.
- ◆ Incer, C. 1995. Geografía Dinámica de Nicaragua. Managua, Nicaragua. Páginas 221 – 223.

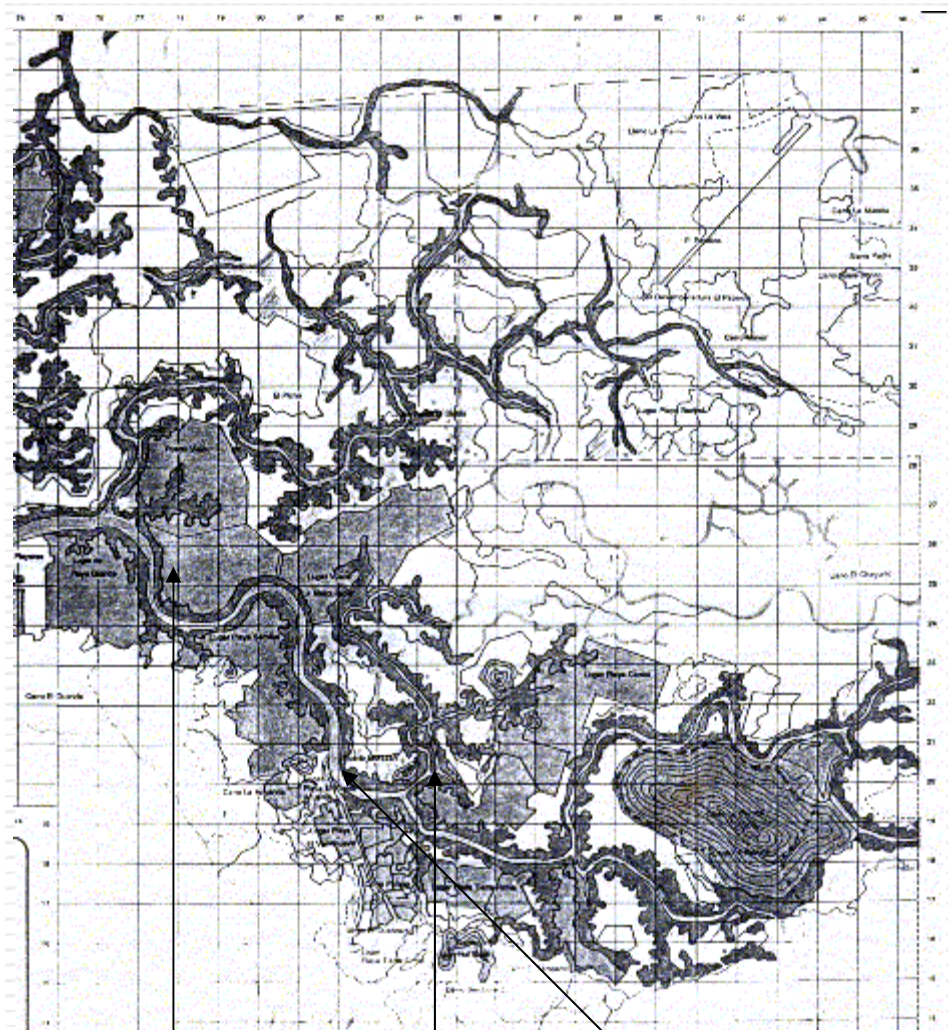
- ◆ Jovel, C. 1995. Crecimiento de camarones penaeus en cultivo semi-intensivo en la zona de Puerto Morazán, Estero Real, Nicaragua (Tesis). UNAN-León. página 31.
- ◆ Lehmann, J. 2001. Manuscrito para el curso “Enfermedades de Peces y de Camarones”. UNAN-León. Páginas 1, 2, 5.
- ◆ Ligtner y Pantoja, 2001. Bioseguridad en el cultivo de camarones. En métodos para mejorar la camaronicultura en Centroamérica. (Manual). UCA. Managua-Nicaragua. Página 131.
- ◆ Martínez, E. 1994. Manual para el cultivo de camarones marinos del genero penaeus. León, Nicaragua. Páginas 6, 7, 34, 49.
- ◆ Martínez y Lin,1994. Manual para el cultivo de camarones peneidos. León, Nicaragua. UNAN- León. Páginas 32 y 33.
- ◆ Martínez, L. 1993. Camaronicultura: Bases técnicas y científicas para el cultivo de camarones peneidos. CICTUS. México, D.F. página 3.
- ◆ Martínez, E. 2002. Apuntes para una camaronicultura responsable y sostenible. UNAN-León. páginas 1, 13 y 17.
- ◆ Pillay, T. 1997. Acuicultura principios y practicas. Editorial Limusa, S.A. de C.V. México, DF. páginas 288, 523, 524.
- ◆ Prado, M. 2000. Plancton (manual). Departamento de Biología. UNAN-León. Página 4.
- ◆ Roque, C. 2000. Dinámica de signos patológicos y ritmos de crecimiento presentado en camarones Litopenaeus Vannamei, bajo sistema de cultivo

extensivo, en el estanque numero 1 de la cooperativa Herrera Membreño, puerto Morazán, Chinandega (Tesis). UNAN-León. Páginas 5, 8, 9, 13, 14.

- ◆ Saborío, A, 1998. La camaronicultura en Nicaragua. Managua, Nicaragua. Medepesca. Página 7.
- ◆ Saborío, A. 2000. La camaronicultura en Nicaragua. UCA. En memoria del sexto encuentro de pequeños productores de camarón de cultivo. Chinandega 21 de septiembre del 2001. páginas 7, 8, 9 y 11.
- ◆ Sotomayor, I. 1997. Guía de manejo de granjas camaroneras. Chinandega, Nicaragua. Páginas 16, 17, 24, 25, 32.
- ◆ Treece y Yate, 1993. Manual de laboratorio para el cultivo de larvas de camarones peneidos. Texas A & M University Sea Grant Collage Program. Página 10.
- ◆ Villalón, 1994. Manual practico para la producción comercial semí-intensiva de camarón marino. Página 109.

A N E X O S

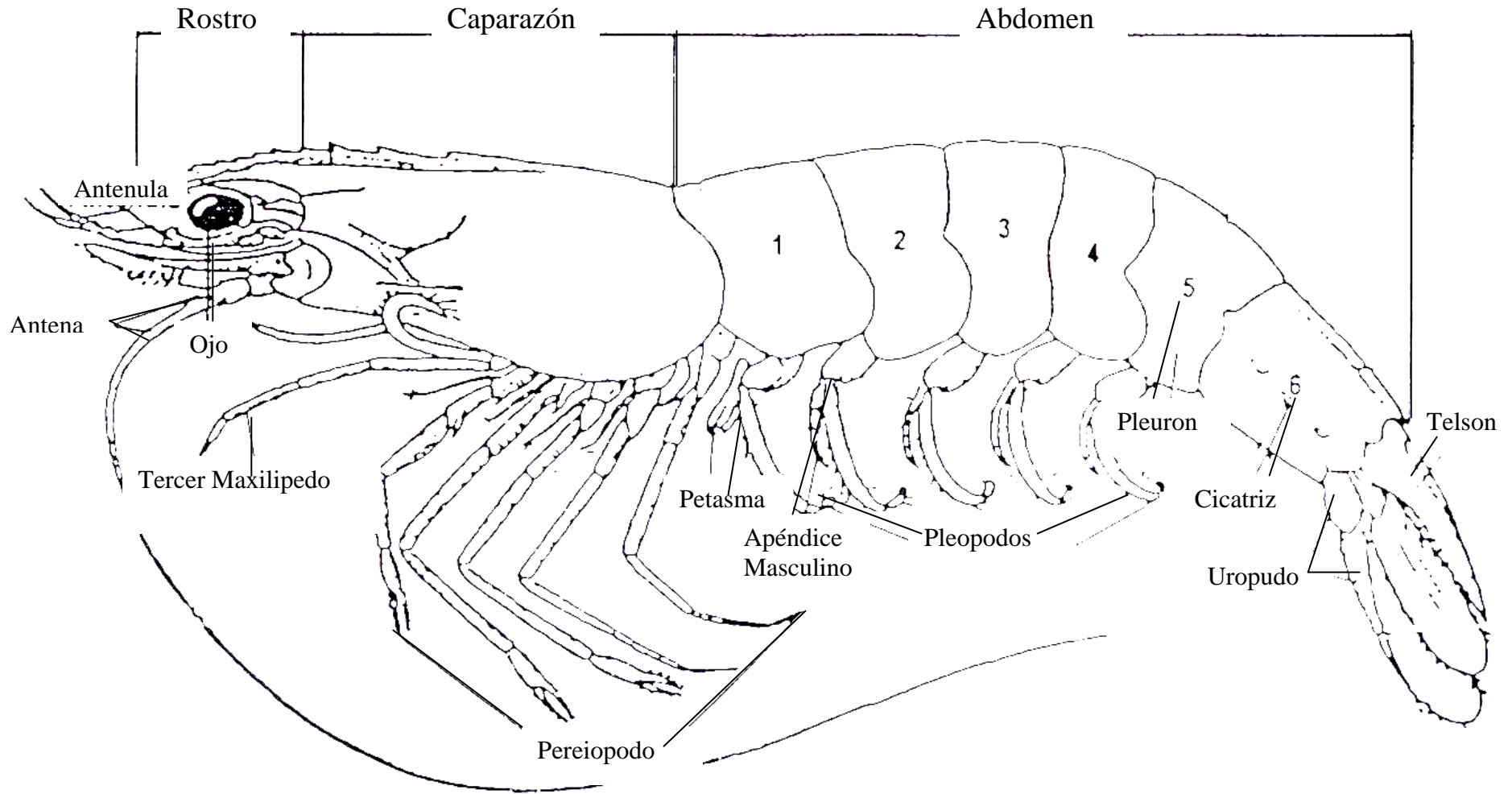
ANEXO No 1. Mapa de la zona de estudio, granja camaronera “Las Golondrinas”, ubicada en las riveras del Estero Real, zona de Puerto Morazán, Chinandega.



Estero Real.

Puerto Morazán
Chinandega

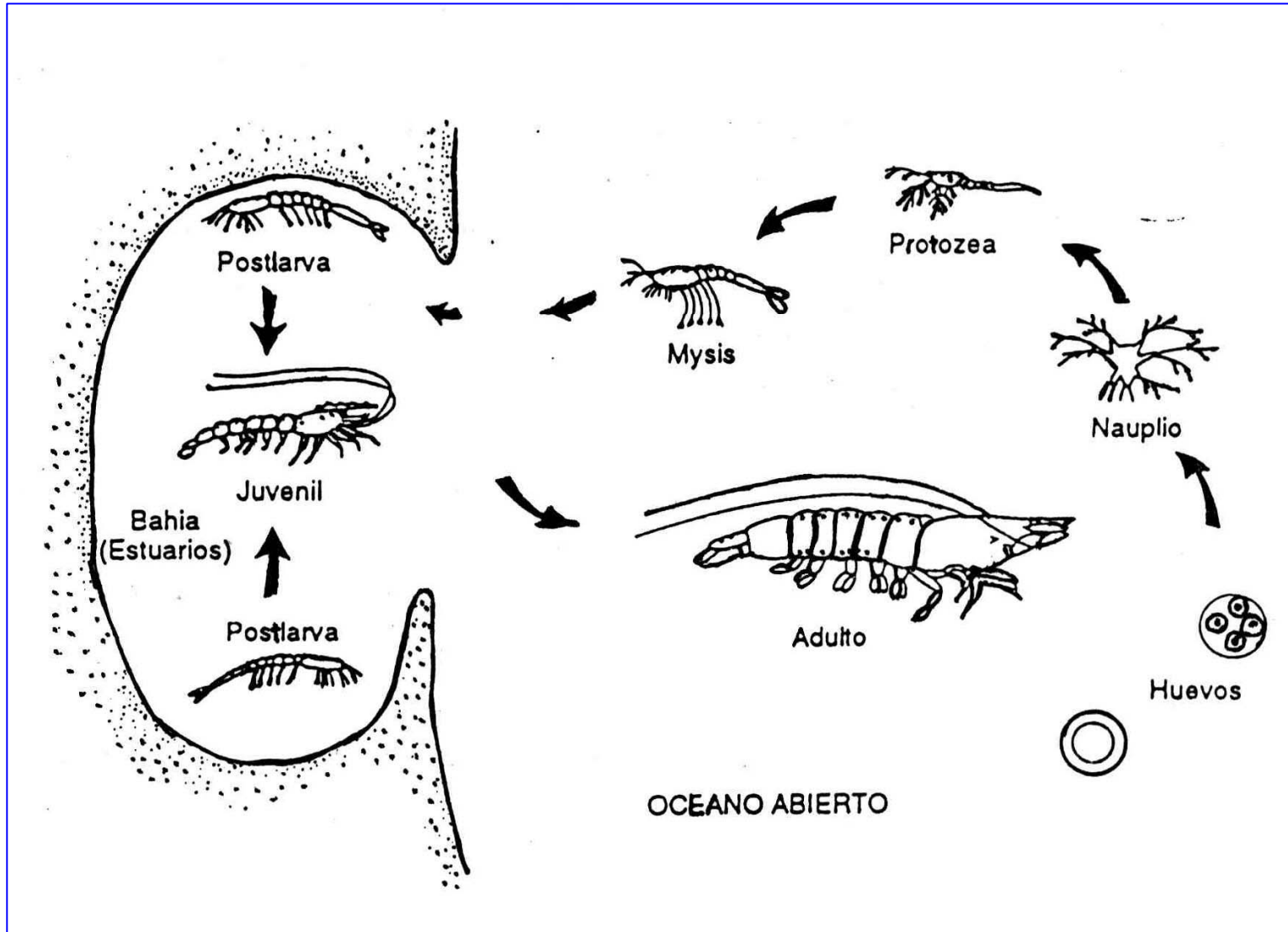
Granja camaronera
“Las Golondrinas”



Morfología externa de un camarón del género *Litopenaeus*
 (Tomado de Martínez 1999)

CIAPDO 13 N.º 11 JULIO 1977

ANEXO No 3. Ciclo de vida del camarón (Trecece y Yates. 1993).



Anexo No 4. Datos de la granja “Las Golondrinas” durante el primer ciclo productivo 2001.

CARACTERISTICAS	CANTIDAD
Área del estanque	40 hectáreas
Fechas de siembra	05/06/01 y 06/06/01
Total de postlarvas sembradas	3.884.000
Densidad de siembra	9.71 Pl/m ²
Fecha de cosecha	16/09 – 21/09/01
Cantidad cosechada	12.096 Lb.
Cantidad cosechada de Lb/Ha	302.4 Lb.
Peso promedio cosechado	10.5 gramos
Alimento utilizado	54 quintales
Duración del ciclo productivo	101 días
Inversión	25.000 dólares

Anexo No 5. Densidades de los grupos de fitoplancton observados semanalmente durante el primer ciclo productivo 2001.

Semana	Diatomeas	Clorofitas	Cianofitas	Dinoflagelados
2	2.000	30.000	32.000	-----
3	18.000	36.000	16.000	50
4	12.000	34.000	18.000	-----
5	14.000	36.000	24.000	-----
6	22.000	34.000	16.000	-----
7	12.000	32.000	6.000	-----
8	30.000	35.000	16.000	-----
9	35.000	37.000	14.000	-----
10	29.000	30.000	19.000	-----
11	32.000	30.000	20.000	-----
12	10.000	36.000	10.000	-----
13	10.000	38.000	26.000	-----

Anexo No 6. Comparación de los ritmos de crecimiento con el fitoplancton total observado semanalmente durante el primer ciclo productivo 2001.

Semana.	R.C gramos	Fitoplancton Cel/ml
2	-----	64.000
3	-----	70.050
4	-----	64.000
5	1.7	74.000
6	0.4	72.000
7	2.3	50.000
8	0.2	81.000
9	1.7	86.000
10	0.1	78.000
11	0.2	82.000
12	0.6	56.000
13	1.4	74.000

Anexo No 7. Porcentajes de infección observados semanalmente de las especies de vibrios que afectaron durante el primer ciclo productivo 2001.

Semana	V. parahemoliticus.	
	U.F.C	% de infección.
3	-----	-----
4	400	4
5	-----	-----
6	-----	-----
7	-----	-----
8	1000	10
9	1000	10
10	400	4
11	300	3
12	50	0.5

Anexo No 8. Comparación de los ritmos de crecimiento con los porcentajes de infección por vibriosis observados semanalmente durante el primer ciclo productivo 2001.

Semana.	R.C gramos.	Vibriosis % de infección.
3	0	0
4	0	4
5	1.7	0
6	0.4	0
7	2.3	0
8	0.2	10
9	1.7	5
10	0.1	4
11	0.2	3
12	0.6	0.5
13	1.4	0

Anexo No 9. Comparación entre los signos clínico externos observados semanalmente y los ritmos de crecimiento semanales durante el primer ciclo productivo 2001.

Semana.	R.C gramos.	Signos clínicos externos.	
		Flacidez % de afección.	Ampulas en uropodos % de afección.
5	1.7	100	40
6	0.4	40	60
7	2.3	40	20
8	0.2	20	40
9	1.7	60	20
10	0.1	80	20
11	0.2	80	20
12	0.6	-----	-----
13	1.4	-----	-----

Anexo No 10. Comparación del peso esperado con el peso observado semanalmente durante el primer ciclo productivo 2001.

Semana	Peso esperado	Peso observado
4	3	1.9
5	4	3.6
6	5	4
7	6	6.3
8	7	6.5
9	8	8.2
10	9	8.3
11	10	8.5
12	11	9.2
13	12	10.5

Anexo No 11. Comparación de los ritmos de crecimiento con el alimento suplementario suministrado semanalmente durante el primer ciclo productivo 2001.

Semana	Ritmo de crecimiento (gr.)	Alimento semanal
4	-----	-----
5	1.7	-----
6	0.4	-----
7	2.3	12 q.q.
8	0.2	5 q.q.
9	1.7	10 q.q.
10	0.1	4 q.q.
11	0.2	5 q.q.
12	0.6	8 q.q.
13	1.4	10 q.q.

Anexo No 12. Comparación del fitoplancton y alimento suplementario suministrado con los ritmos de crecimientos observados semanalmente durante el primer ciclo productivo 2001.

Semana	Ritmo de crecimiento (gr.)	Fitoplancton/sem	Alimento semanal
2	-----	64.000	-----
3	-----	70.050	-----
4	1.9	64.000	-----
5	1.7	74.000	-----
6	0.4	72.000	-----
7	2.3	50.000	12 q.q.
8	0.2	81.000	5 q.q.
9	1.7	86.000	10 q.q.
10	0.1	78.000	4 q.q.
11	0.2	82.000	5 q.q.
12	0.6	56.000	8 q.q.
13	1.4	74.000	10 q.q.

ANEXO No 13. LABORATORIO DEL CAMARON CODECAM

A. INFORME DE COMPOSICIÓN POR ESPECIE POSTLARVA DE CAMARON

EMPRESA O COOPERATIVA: _____

FECHA: _____

ESTANQUE N₀: _____

NUMERO DE POSTLARVAS: _____

VENDEDOR DE POSTLARVAS: _____

RESULTADOS DEL ESTUDIO

B. PORCENTAJE

Litopenaeus vannamei: _____

Litopenaeus stylirostris: _____

Otros: _____

OBSERVACIONES

Elaborado por

C. INFORME DEL ESTUDIO FITOPLANCTONICO

EMPRESA: _____

ESTANQUE: _____

FECHA: _____

GRUPOS	DENSIDADES ENCONTRADAS	CODIGO Estándar mínimo	CODIGO Estándar máximo
DIATOMEAS		20.000	-----
CLOROFITAS		50.000	-----
CIANOFITAS		10.000	40.000
DINOFLAGELADOS		-----	500
TOTAL FITOPLANT		80.000	300.000
PROTOZOOS		10	150
ZOOPLANCTON		2	50

D.**E.****F. ESPECIES MÁS IMPORTANTES**

_____	_____	_____
_____	_____	_____
_____	_____	_____

OBSERVACIONES

Elaborado por

G. ANEXO No 15.

CODECAM

MUESTREO DE PESO

EMPRESA:----- AÑO:-----

ESTANQUE:----- FECHA:-----

No <i>IND</i>	PESO gr	Muda	ESP	No <i>IND</i>	PESO gr	Muda	ESP	No <i>IND</i>	PESO gr	Muda	ESP
1				34				67			
2				35				68			
3				36				69			
4				37				70			
5				38				71			
6				39				72			
7				40				73			
8				41				74			
9				42				75			
10				43				76			
11				44				77			
12				45				78			
13				46				79			
14				47				80			
45				48				81			
16				49				82			
17				50				83			
18				51				84			
19				52				85			
20				53				86			
21				54				87			
22				55				88			
23				56				89			
24				57				90			
25				58				91			
26				59				92			
27				60				93			
28				61				94			
29				62				95			
30				63				96			
31				64				97			
32				65				98			
33				66				99			
								100			

	vannamei
PESO MEDIO	
INCREMENTO SEMANAL	

**ANEXO No 16. LABORATORIO DEL CAMARON CODECAM
H. INFORME DE POBLACIÓN**

Cooperativa: _____ Estanque No: _____ Fecha: _____

Diámetro de la atarraya: _____ Área de atarraya: _____

Fecha de siembra: _____ Siembra total: _____

Población sembrada: _____ Supervivencia total: _____

Peso promedio: _____ Libras total entero: _____

Lance	No. Ind	Lance	No. Ind	Lance	No. Ind	Lance	No. Ind	Lance	No. Ind	Lance	No. Ind
1		26		51		76		101		126	
2		27		52		77		102		127	
3		28		53		78		103		128	
4		29		54		79		104		129	
5		30		55		80		105		130	
6		31		56		81		106		131	
7		32		57		82		107		132	
8		33		58		83		108		133	
9		34		59		84		109		134	
10		35		60		85		110		135	
11		36		61		86		111		136	
12		37		62		87		112		137	
13		38		63		88		113		138	
14		39		64		89		114		139	
15		40		65		90		115		140	
16		41		66		91		116		141	
17		42		67		92		117		142	
18		43		68		93		118		143	
19		44		69		94		119		144	
20		45		70		95		120		145	
21		46		71		96		121		146	
22		47		72		97		122		147	
23		48		73		98		123		148	
24		49		74		99		124		159	
25		50		75		100		125		150	
SUMA											

Muestreado por: _____ Vo/Bo _____

INFORME DEL ESTUDIO PATOLÓGICO

Cooperativa: _____
Fecha: _____

Estanque No: _____
Edad cultivo: _____

Peso: _____

Tiempo de coagulación

0-6 _____
7-13 _____
13 a + _____

Color cola

Normal _____
Fluorescente _____
Anormal _____

Ampulas en uropodos

Si _____
No _____

Textura

Flácido/muda _____
Normal _____

I. Necrosis

Cuerpo _____
Cabeza _____

Antenas

Quebradizas _____
Normal _____

J. Branquias

Epibiontes
Si _____
No _____

Heces

Algas _____
Gregarinas _____

K. Hepatopancreas

Normal _____
Delgados _____
Deformes _____

Vacuolas Lipídicas

Abundantes _____
Pocas _____
Ausentes _____

OBSERVACIONES:

Elaborado por

1. Anexo No 18.

CODECAM

a) INFORME DE VIBRIOSIS

Cooperativa: _____

Estanque No: _____

Fecha: _____

RESULTADOS DEL ESTUDIO

U.F.C

Vibrio Alginoliticus _____

Vibrio Parahemoliticus _____

_____ *Otros* _____

Referencia: Porcentaje de infección

Menores de 3000 U.F.C 30 %

Mayores de 3000 a 6000 U.F.C. 45 %

Mayor de 6000 U.F.C. 60 %

Observaciones:

Elaborado por
