

Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua

UNAN-León

Facultad de Ciencias y Tecnología

Departamento de Biología

Carrera de Ingeniería Acuícola



Tesis previa para optar el título de Ingeniero Acuícola

Tema:

Efecto de la temperatura del agua en los sistemas de producción: Invernadero y Tradicional, sobre las bacterias Vibrión y el crecimiento de los camarones

Litopenaeusvannamei.

Presentada por:

Br.Vanessa de los Ángeles Martínez Martínez.

Br.Patricia Eliette Ochoa Mercado.

Tutora:

M.Sc Claudia Herrera Sirias.

León, Nicaragua 2013

“A LA LIBERTAD POR LA UNIVERSIDAD”

RESUMEN.

La utilización de los invernaderos es un método de cultivo relativamente nuevo, que surge durante los últimos años para contrarrestar enfermedades infecciosas que atacan el cultivo de camarones. Este método se caracteriza por mantener el calor dentro del invernadero y porque se va obteniendo un alto beneficio, el cultivo de camarón en invernaderos tiene un gran efecto positivo en la preservación del calor dentro del invernadero, con lo cual se puede adelantar o retrasar el tiempo de cultivo por ciclo, así mismo evita en gran medida el contagio de enfermedades bacterianas y la contaminación del agua, lo que se traduce en una mayor calidad del camarón. Este experimento se llevó a cabo en el Laboratorio de investigaciones Marinas y Acuícola (LIMA) de la UNAN-León, ubicado en la comunidad de "Las Peñitas". Con este trabajo experimental se pretendió realizar una comparación del crecimiento de los camarones *Litopenaeus vannamei* cultivados en 2 sistemas de siembra: Tradicional e Invernadero con una densidad de siembra de 45 ind/m², El dispositivo experimental que se utilizó para llevar a cabo nuestra investigación consistió en 6 recipientes plásticos con una área de 0.38 m², donde 3 recipientes eran en sistema Tradicional y 3 en invernadero, semanalmente se sacaba un camarón de cada recipiente y se maceraba para hacerle estudios bacteriológicos en Agar Tiosulfato Citrato Bilis Sacarosa (TCBS). Los rangos aceptables de Vibrio presente en postlarvas son de 50-90 UFC.

DEDICATORIA

Dedico este trabajo de tesis a Dios, por darme la vida, por haberme dado la oportunidad de tener unos padres, que me brindaron todo el apoyo necesario con respecto a mis estudios, que con gran sacrificio me sacaron adelante, por darme salud y por haberme permitido culminar mi carrera exitosamente.

A mi familia, especialmente a mis padres Rosa Argentina Martínez Muñoz y Patricio Raúl Martínez Arcia, que siempre me apoyaron en mis estudios y siempre estuvieron en los buenos y malos momentos de mi vida, por sus buenos consejos y darme toda lo necesario para seguir adelante.

Vanessa Martínez Martínez.

DEDICATORIA

Le dedico este trabajo de tesis:

Primeramente a Dios y la virgen María por bendecirme y acompañarme siempre lo largo de la elaboración de esta tesis.

A los mejores padres, María Lourdes Mercado y Justino Ochoa, por su amor y esfuerzo constante, luchando siempre por nuestro hogar, a pesar de todas las dificultades siendo ellos la fuerza que me impulsa a salir adelante y por la cual seguiré cumpliendo todas mis metas y formarme como persona y profesional de bien.

A ellos y a toda mi familia, por su apoyo y cariño, por todo lo que son y significan en mi vida.

Patricia Ochoa.

AGRADECIMIENTOS

En primer lugar a Dios, que nos ayudó en todo nuestro trabajo dándonos las fuerzas, valor, paciencia y sabiduría durante todo el transcurso de nuestra tesis y lograr culminarla.

A mi familia que siempre estuvieron brindando apoyo en los momentos difíciles que pase durante mi carrera universitaria, siempre dándome ánimos de seguir adelante y apoyándome económicamente, a mi madre Rosa Argentina Martínez Muñoz y a mi padre Patricio Raúl Martínez Arcia, a mis abuelos y a mis tíos que siempre me dieron aliento de seguir adelante y ser una profesional.

A todos los maestros que nos brindaron el apoyo incondicional que así lo requerimos, al coordinador de la carrera de Ingeniería Acuícola de nuestra Alma Mater UNAN-León Dr. Evenor Martínez y a nuestra excelentísima tutora M.Sc Claudia Herrera Sirias por habernos brindado todo el tiempo y conocimientos necesarios en nuestro trabajo de tesis.

A mi compañera de tesis Patricia Elieth Ochoa Mercado por haber estado siempre conmigo y tener paciencia para la elaboración y culminación de nuestro trabajo.

A todos mis compañeros que siempre estuvieron conmigo en los buenos y malos momentos, que siempre me brindaron apoyo y conocimientos en mis estudios cuando lo requería.

Vanessa Martínez Martínez.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco primeramente a Dios que me dio la vida, fuerzas, fortaleza y sabiduría para llegar a culminar mis estudios universitarios con la elaboración de este tema investigativo.

A mis padres por su apoyo incondicional económica y emocionalmente brindándome los recursos necesarios, por su confianza puesta en mí a lo largo de estos años de estudio, ayudándome a cumplir con mis metas y proyectos profesionales.

A mis hermanos quienes de manera comprensiva me han apoyado y han estado presentes acompañándome.

A mis profesores quienes me han transmitido importantes y enriquecedores conocimientos. Especialmente al Dr. Evenor Martínez, por su valiosa colaboración, aporte de sus conocimientos, compromiso y paciencia; a nuestra tutora en la presente Tesis, M.Sc Claudia Herrera, quien ha corregido minuciosamente este trabajo, dándome la posibilidad de mejorarlo. Agradezco sus comentarios, direcciones, sugerencias, correcciones y su infinita paciencia.

Patricia Ochoa.

INDICE.

CONTENIDO.

I.-Introduccion.....	1
II.-Objetivos.....	3
III.-Hipótesis.....	4
IV.-Literatura Revisada.....	5
4.1.- Ciclo de vida del camarón.....	5
4.2.- Sistemas de Producción del camarón.....	6
4.2.1.- Cultivo Artesanal.....	6
4.2.2.- Cultivo Extensivo.....	6
4.2.3.- Cultivo Semi-intensivo.....	7
4.2.4.-Cultivo Intensivo.....	7
4.2.5.-Cultivo Súper-intensivo.....	8
4.3.- Sistema de Invernaderos.....	8
4.3.1.-Rendimientos de producción.....	9
4.3.2.-Nutrición / Alimentación.....	10
4.3.3.-Crecimiento de los camarones en invernadero.....	10
4.4.- Calidad del agua	11
4.5.- Factores fisicoquímicos del agua del cultivo de camarones...	12
4.5.1.-Oxígeno Disuelto.....	12
4.5.2.-Temperatura.....	14
4.5.3.-Salinidad.....	16
4.5.4.- pH.....	17
4.7.- Enfermedades de los camarones.....	18
4.7.1.- Enfermedades producidas por bacterias.....	19
4.8.-Diagnostico bacteriológico para la detección de enfermedades bacterianas en camarones.....	21
4.8.1-AgarTCBS.....	21
4.8.2.-Preparación.....	21

4.8.3.-Siembra bacteriológica en postlarvas.....	22
4.8.5.-Conteo de las Unidades Formadoras de Colonias (UFC).....	24
4.8.6.-Interpretación de los tipos de colonias bacterianas.....	24
4.9.-Alimentación de los camarones.....	25
4.9.1.-Alimentación en Sistema intensivo e Invernadero	27
4.9.2.-BPM del alimento para camarón.....	28
4.10.-Muestreos biológicos en el cultivo del camarón.....	31
4.10.1.-Crecimiento.....	31
4.10.2.-Ritmo de crecimiento.....	31
4.10.3.-Tasa de crecimiento.....	32
4.10.4.-Sobrevivencia.....	33
4.10.5.- Estimación de la biomasa.....	34
4.10.6.-Rendimiento productivo.....	34
4.10.7.-Factor de Conversión Alimenticia.....	35
 V.-MATERIALES Y MÉTODOS.....	 36
5.1.-Descripción del área de estudio.....	36
5.2.-Dispositivo experimental.....	36
5.5.-Diseño experimental.....	37
5.6.-Preparación de los dispositivos para la siembra.....	37
5.7.-Aclimatación de las postlarvas.....	38
5.8.-Monitoreo de los factores físicos-químicos del agua.....	38
5.8.1.-Oxígeno Disuelto.....	38
5.8.2.-Temperatura.....	39
5.8.3.-Salinidad.....	39
5.8.4.-pH.....	39
5.9.1.-Bacteriología en organismos.....	40

5.9.3.-Estimación de Unidades Formadoras de Colonias (UFC).....	41
5.10.-Parámetros poblacionales.....	42
5.10.1.-Crecimiento.....	42
5.10.2.-Ritmo de crecimiento.....	42
5.10.3.-Tasa de crecimiento.....	42
5.10.4.-Biomasa.....	43
5.10.5.-Sobrevivencia.....	43
5.10.6.-Rendimiento Productivo.....	43
5.10.7.-Factor de conversión alimenticia (F.C.A).....	44
VI.-RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	45
5.1.-Oxígeno Disuelto.....	45
5.2.-Temperatura.....	46
5.3.-Salinidad.....	47
5.4.-pH.....	48
5.11.-Crecimiento de colonias.....	49
5.5.-Crecimiento acumulado.....	51
5.6.-Ritmo de crecimiento.....	52
5.7.-Tasa de crecimiento.....	53
5.8.-Sobrevivencia.....	54
5.9.-Factor de Conversión Alimenticia.....	55
5.10.-Rendimiento productivo.....	56
VII.-CONCLUSIÓN.....	57
VII.-RECOMENDACIONES.....	58
X.-BIBLIOGRAFIA.....	59

I.- INTRODUCCIÓN.

La crianza de camarón es uno de los sectores de la acuicultura con más rápido crecimiento en Asia y Latinoamérica, y recientemente en África. La rápida expansión de la crianza de camarón ha generado ingresos substanciales para muchos países en desarrollo, así como para los países desarrollados. La camaronicultura se ha desarrollado en los últimos años como una actividad económica. (Martínez.E. y Herrera. C. 2009).

Nicaragua, es uno de los países que presenta mayor disponibilidad de recursos hídricos que prestan las condiciones óptimas para el cultivo de camarón. Destacándose este rubro en los últimos años como uno de los principales aportadores de divisas en la exportación del país, desarrollándose en la zona occidental, en el sector del Estero Real. (Martínez. E. 2009).

Cabe mencionar que las densidades de siembra varían dependiendo del sistema que se utilice y entre más alta sea la densidad, mayores son los costos de capital, puesto que se requiere de tecnología más sofisticada y la producción por unidad de terreno aumenta. El sistema de cultivo artesanal no utiliza ningún tipo de tecnología, el sistema extensivo usa poca tecnología y su nivel de insumos es bajo, contrario al sistema semi-intensivo que emplea un nivel más elevado de insumos. (Anónimos, 2008). Los cultivos intensivos se realizan normalmente en instalaciones separadas del medio natural, en tanques o piscinas aisladas con sistemas técnicos de captación y recirculación de agua, y con un control total del medio y de los individuos. Dado como resultado la introducción de técnicas utilizadas en otros países, así como de equipo y personal calificado. Se han formado técnicos nacionales cuya formación ha sido reciente, y con algunos programas de capacitación, han salido adelante demostrando capacidad, responsabilidad y dedicación al trabajo. (Martínez. E. y Herrera. C. 2009).

La utilización de los invernaderos es un método de cultivo relativamente nuevo, que surge durante los últimos años. Este método se caracteriza por mantener el calor dentro del invernadero y porque se va obteniendo un alto beneficio, presenta una cubierta plástica que permite el paso de los rayos solares y la compresión de los gases dentro del invernadero.

El cultivo de camarón en invernaderos tiene un gran efecto positivo en la preservación del calor dentro del invernadero, con lo cual se puede adelantar o retrasar el tiempo de cultivo por ciclo, así mismo evita en gran medida el contagio de enfermedades bacterianas y la polución del agua, lo que se traduce en una mayor calidad del camarón. Sin embargo, el cultivo en invernaderos requiere de una gran inversión, lo que es una desventaja a la hora de realizar el análisis costo/beneficio. (Navas, L. 2010).

Nicaragua tiene un gran potencial para la camaronicultura, pero actualmente es atacado por diferentes enfermedades infecciosas, principalmente las de origen bacterianas y virales, esta problemática está afectando las producciones de camarón disminuyendo las ganancias de los productores y a la vez disminuyen las divisas del país.

Con esta investigación pretendemos comparar en cuales de las 2 condiciones de sistema de producción: invernadero y tradicional, disminuyen las cantidades de bacterias en el organismo y así disminuir las pérdidas económicas y obtener mejores producciones en el cultivo.

II.- OBJETIVOS

General:

- Evaluar el efecto de la temperatura del agua en los sistemas de producción: invernadero y tradicional sobre las bacterias del género Vibrión y el crecimiento de los camarones *Litopenaeusvannamei*.

Específicos:

- 1.- Monitorear los factores físico-químicos del agua (Oxígeno Disuelto, Temperatura, Salinidad, pH) que influyen en el crecimiento de los camarones *Litopenaeusvannamei*.
- 2.- Comparar las cantidades de las Unidades Formadoras de Colonias (UFC) en los camarones, cultivados en dos sistemas de producción: invernadero y tradicional.
- 3.- Determinar en qué condiciones tiene mayor crecimiento acumulado, ritmo de crecimiento, tasa de crecimiento, sobrevivencia, rendimiento productivo, F.C.A de los camarones *Litopenaeusvannamei* en los dos sistemas de producción: invernadero y tradicional.

III.-HIPÓTESIS.

Ho. Con el sistema de producción invernadero: se pretende disminuir las cantidades de bacterias del género vibrión y obtener un mejor crecimiento de los organismos.

Hi. Con el sistema de producción tradicional, se pretende disminuir las cantidades de bacterias del género vibrión y obtener un mejor crecimiento de los organismos.

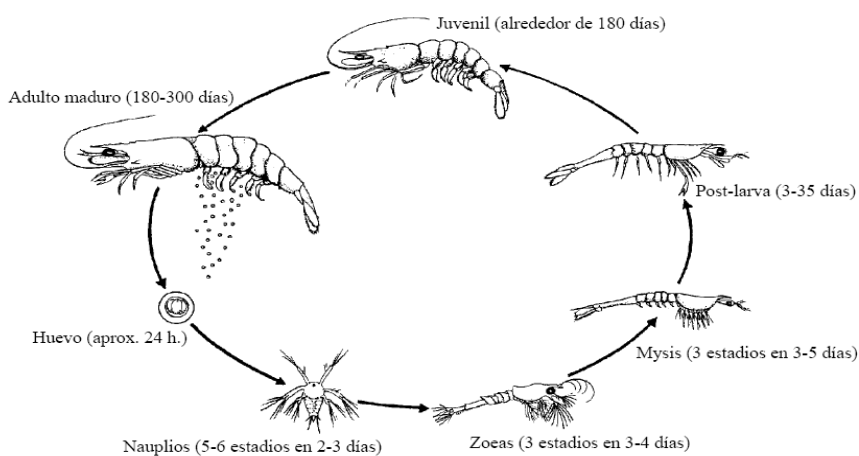
IV.-LITERATURA REVISADA

4.1.- Ciclo de vida del camarón.

El Camarón blanco *Litopenaeus vannamei* pertenecen a la Familia Penaeidae, presentan cuerpo subcilíndrico, alargado, comprimido con abdomen o cuerpo (pleón) más largo que el cefalotórax o cabeza (cefalón y pereión). Todo el animal está recubierto exteriormente por un exoesqueleto o caparazón (cáscara o tegumento quitinoso) y termina en una nadadera caudal constituida por un par de urópodos y el telson o cola. En el estado adulto y fresco, se distingue por su coloración blanco mate.

El desarrollo larval, o sea, los estados por los que pasa el camarón desde huevo hasta camarón adulto, comprende generalmente 10 fases, cinco están incluidas bajo el nombre de Nauplio (larvas), tres con el nombre de Protozoa (larvas) y dos con el de Mysis (larvas). Después de éstas y antes de la forma verdaderamente adulta, existen las llamadas Post-mysis (post-larvas) y por último antes de alcanzar las tallas de adulto se les denomina juveniles. (Herrera. C. 2012).

Imagen N° 1. Ciclo de vida del camarón



(Herrera.C.2012).

El crecimiento y desarrollo de los organismos son procesos fisiológicos de enorme trascendencia práctica, ya que todo tipo de producción animal depende de ellos y su eficiencia determina gran parte del proceso productivo.

4.2.- Sistemas de Producción del camarón.

Las técnicas para el crecimiento del camarón se pueden sub-dividir en 5 grandes categorías: artesanal, extensivas, semi-intensivas, intensivas y súper intensivas, que representan respectivamente, densidades de siembra baja, media, alta y extremadamente alta. (Boone, 1931).

4.2.1.- Cultivo artesanal.

Bajo esta modalidad de cultivo prevalece el sistema de encierros, los tamaños de estos varían de 20 a 100 Ha. Este cultivo depende de las lluvias y de las mareas para su recambio de agua. Las densidades de siembra son muy bajas (varían de 3 a 4 pls/m²) y el alimento para las postlarvas es natural del agua. Este sistema se aplica en granjas construidas a palas con muros que alcanzan un metro de altura. Cuando se detecta la presencia de abundantes crías en las aguas se abren las compuertas de los estanques para dejarlas entrar y encerrarlas. Algunos productores agregan larvas pescadas, pero siempre las densidades son muy bajas. (Anónimo, 2008).

4.2.2.- Cultivo Extensivo.

Esta técnica es común en los países latinoamericanos. Los cultivos extensivos de *Litopenaeus vannamei* desarrollan en las zonas inter-mareales, donde no hay bombeo de agua ni aireación. Los estanques suelen ser de forma irregular, con una superficie de entre 5 y 10 Ha (o hasta 30 Ha) y una profundidad de entre 0.7 y 1.2 m. generalmente, se empleaba semilla silvestre que entraba a los estanques con la marea alta o se adquiría a los recolectores de semillas; desde la década de 1980 se utiliza pls obtenida de las incubadoras, con una densidad de 4-10/m². El camarón se alimenta a base de alimentos producidos naturalmente mediante fertilización y dosis una vez al día de alimentos balanceados de bajas proteínas. A pesar de la baja densidad a los 4 o 5 meses se cosechan camarones pequeños de entre 11 a 12 gr. El rendimiento en estos sistemas extensivos es de 150-500 kg/Ha/cosecha, con una o dos cosechas anuales.

4.2.3.- Cultivo Semi-intensivo.

Los estanques de cultivos semi-intensivos (1-5 Ha) emplean semillas producidas en incubadoras, con densidad de siembra entre 10 y 30 pls/m²; estos sistemas son comunes en América Latina. El agua se bombea para su recambio, los estanques tienen una profundidad de entre 1 a 1.2 m y si acaso, emplean un mínimo de aireación artificial. El camarón se alimenta de productos naturales propiciando su producción mediante fertilización del estanque, complementado con alimentación 2 ó 3 veces al día. Los rendimientos de la producción en estanques semi-intensivos varían entre 500 y 2000 kg/Ha/cosecha, con dos cosechas por año.

4.2.4.-Cultivo intensivo.

Las granjas intensivas comúnmente se ubican fuera de las áreas inter-mareales, donde los estanques puedan drenarse totalmente, secarse y prepararse antes de cada ciclo; cada vez más se ubican lejos del mar, en tierras más baratas y de baja salinidad. Este sistema de cultivo es común en Asia y en algunas granjas de América Latina que están procurando elevar su productividad. Comúnmente los estanques son de tierra, pero también se utilizan membranas de recubrimiento para reducir la erosión y mejorar la calidad del agua. En general los estanques son pequeños (0,1–1,0 Ha) sean cuadrados o redondos. La profundidad suele ser mayor a 1,5 m. Las densidades varían entre 60 y 300 pls/m². Se requiere una aireación continua de 1 HP/400–600 kg de camarón cosechado, para la oxigenación y circulación del agua. La alimentación se basa en dietas artificiales suministradas 4 a 5 veces diarias. Los factores de conversión alimenticia fluctúan entre 1.4 y 1.8.

Desde la irrupción de síndromes virales, se ha generalizado el uso de cepas domesticadas libres o resistentes de patógenos específicos (SPF) o (SPR) respectivamente; la implementación de medidas de bioseguridad y sistemas de bajo recambio de agua. Sin embargo la alimentación, la calidad y recambio del agua, aireación y el florecimiento del fitoplancton requieren de un cuidadoso monitoreo y manejo. Los rendimientos de la producción varían entre 7 y 20 000

kg/Ha/cosecha, pudiéndose lograr de 2 a 3 cosechas por año, con un máximo de 30 a 35000 kg/Ha/cosecha. (Boone, 1931).

4.2.5.-Cultivo Súper-intensivo.

La investigación desarrollada recientemente en Estados Unidos de Norteamérica se ha enfocado al crecimiento del *Litopenaeus vannamei* en sistemas de canales de flujo rápido súper-intensivos en invernaderos, sin recambio de agua (salvo el reemplazo de pérdidas por evaporación) o la descarga, utilizando larvas de cepas SPF. Por lo tanto son bioseguros, sustentables, con poco impacto ecológico pudiendo producir camarón de alta calidad con eficiencia costo-beneficio. El cultivo en canales de 282 m² con 300–450 juveniles/m² de entre 0,5 y 2 gr para su crecimiento entre 3 y 5 meses, ha logrado obtener producciones de entre 28,000 y 68,000 kg/Ha/cosecha a tasas de crecimiento de 1,5 gr/semana, tasas de sobrevivencia de 55–91 por ciento, con un peso promedio de entre 16 y 26 gr y factores de conversión alimenticia de 1,5–2,6:1. (FAO, 2009).

4.3.- Sistema de Invernaderos.

La utilización de los invernaderos es un método de cultivo relativamente nuevo, que surgió durante los últimos años. Este método se caracteriza por mantener el calor dentro del invernadero y porque se ha obtenido un alto beneficio, presenta una cubierta plástica que permite el paso de los rayos solares y la compresión de los gases dentro del invernadero.

Los estudios realizados por el CENAIM, durante el año 2001, demostraron que a temperaturas del agua de 33°C el virus de la Mancha Blanca no provoca la muerte del *Litopenaeus vannamei*.

Una de las alternativas propuestas para alcanzar estas temperaturas es el empleo de invernaderos. Su utilización implica el empleo de sistemas de cultivos intensivos. Los invernaderos tradicionalmente empleados en agricultura no son directamente aplicables a los cultivos acuícolas. Las características de la atmósfera

dentro del invernadero y la temperatura y humedad altas nos enfrentan a nuevos retos tecnológicos para hacer posible su manejo a escala comercial.

4.3.1.-Rendimientos de producción en invernadero.

A la fecha se han realizado 27 cultivos de camarón bajo invernaderos combinados entre cultivos de precría, engorde en invernadero con transferencia y engorde directo sin transferencia. Se resumen las condiciones de cultivo y resultados obtenidos para los varios sistemas de producción (a) precría invernadero, (b) precría invernadero-engorde, estanque abierto, (c) precría invernadero-engorde, invernadero y (d) ciclo completo en invernadero. Los rendimientos del cultivo en invernaderos registrados durante la fase de precría presentan una dependencia directa con la densidad de siembra. El mayor rendimiento registrado durante la fase de precría fue de 5,255Kg/Ha, con una densidad de siembra de 275 camarones por m² y un peso final de 3.3gr en 75 días. Las supervivencias registradas a la transferencia por el contrario no presentan relación con la densidad de siembra. Los rendimientos en la fase engorde bajo invernadero también muestran una dependencia directa con la densidad de siembra. El máximo rendimiento obtenido fue de 5,149Kg/Ha. Los rendimientos en estanques abiertos luego de permanecer bajo invernadero en una fase de precría por 45 a 50 días y pesos a transferencia entre 2.5 a 3.5gr, resultaron ser buenos en el cultivo realizado entre marzo y fines de abril del 2002, y significativamente menores en el cultivo realizado entre septiembre a diciembre del 2002. Para el primer caso el rendimiento promedio fue de 1,450Kg/Ha, mientras que en el segundo cultivo el rendimiento promedio fue de 282Kg/Ha. (Calderón. Jorge V. et al.).

En los últimos meses se ha incrementado la construcción de invernaderos para cultivar camarón. Las diferencias más notables en los diseños están basadas en los materiales de construcción, los cuales varían en tipo y calidad. Estamos aún lejos de tener un diseño estándar que garantice una operación adecuada del sistema con una amortización razonable de la inversión. Dentro de la gama de invernaderos, los más económicos de construir son los que tienen estructuras de

caña gradúa. Sin embargo, la durabilidad de los mismos y los costos de mantenimiento está por ser determinada en los próximos meses. En el extremo más alto de inversiones se encuentran los invernaderos cuyas estructuras son de hormigón armado o metálicas. Estos invernaderos presentan la ventaja de permitir templar y mantener los plásticos con mayor facilidad que las otras opciones. A pesar de que la inversión es más alta, se estima que la amortización se realizará en un período mayor. (Calderón, Jorge V. et al.).

La productividad actual alcanzada en los cultivos intensivos invernaderos, es consecuencia de un proceso de permanente replanteo de los procesos productivos. A la fecha se reconoce la necesidad de afinar algunas prácticas de manejo que permitan obtener de manera sostenida los resultados: Densidad = 70 l/m², Supervivencia = 90%, Peso = 28 g, Biomasa = 18 TM/ha, FCA = 2.4. (Quispe, Máximo 1; Berger, Christian 2).

4.3.2.-Nutrición / Alimentación en invernadero.

Los argumentos en este tema de nutrición no son exclusivos a los sistemas de producción con invernaderos, sino más bien son generales a los sistemas intensivos. El rubro alimento balanceado, en los sistemas intensivos, puede significar más del 40% de los costos de producción, por lo que su manejo demanda especial cuidado. La alimentación de los sistemas con invernaderos si exige atención particular, dado que las condiciones de calor y humedad en el invernadero impone serias restricciones al método manual tradicional de distribuir el alimento.

4.3.3.-Crecimiento de los camarones en invernadero.

De acuerdo con los datos obtenidos por un grupo privado (en invernaderos) en todas las pruebas realizadas entre el 2001 y el 2002, el crecimiento semanal promedio nunca fue inferior a 1 gr/ semana. Sin embargo, los datos no soportan tal afirmación, sólo en dos oportunidades el crecimiento semanal fue superior a 1 gr. Los datos del CENAIM en los invernaderos de PESGLASA, por otro lado, muestran un crecimiento promedio semanal no mayor a 0.8 gr. Un análisis de

todas las piscinas con manejo semi-intensivo, de un grupo camaronero con aproximadamente 1,000 Ha, muestra que la tasa de crecimiento promedio de las cuatro últimas semanas previas a la cosecha (ciclos de 41 a 90 días) aumenta desde mediados de febrero alcanzando su máximo (> 1 gr/semana) en abril. Esto nos induce a pensar que bajo condiciones de altas temperaturas las tasas de crecimiento de los últimos 30 días (70–100 días en nuestro caso) pueden ser superiores a 1gr / semana. (Calderón JorgeV. et al.).

4.4.- Calidad del agua en cultivo de camarón.

El agua es esencial para la vida de los organismos. Es el elemento que suministra o sostiene todas sus necesidades, especialmente aquellas de respirar, nutrirse, reproducirse y crecer.

El agua del estanque contiene sustancias disueltas conformadas por gas, minerales y compuestos orgánicos, partículas en suspensión integrada por partículas muertas de plantas y animales muy pequeños y el plancton. La composición del agua de un estanque cambia continuamente, dependiendo de los cambios climáticos y de la estación del año y la manera en que se utiliza el estanque.

La calidad de agua en acuicultura puede definirse como la conveniencia del agua para el desarrollo de un cultivo acuícola. La calidad del agua incluye todos los parámetros físicos, químicos y biológicos que caracterizan un cuerpo de agua. Todas las especies cultivables requieren de normas de calidad de agua para asegurar su supervivencia, crecimiento o maduración sexual.

Esta calidad, estará fuertemente influenciada por las prácticas del manejo realizado en los estanques; donde se incluye, por ejemplo, la densidad de siembra, las estrategias adoptadas para su fertilización, la alimentación suplementaria ofrecida, la toma de datos sobre las variables físicas y químicas, etc. O sea, que los cultivos pueden manipularse, así como las variables ambientales y químicas, en función de la producción a obtener; impidiendo su limitación por medio de procesos físicos o químicos como la aireación, el encalado o el recambio de agua. Es decir, que la manipulación en el manejo, es la mejor

herramienta en una producción semi-intensiva en camarones y peces y significa una importante limitante de no efectuarse correctamente.

Algunas características propias del agua de cultivo, limitan fuertemente la producción de camarones y peces, como por ejemplo, la calidad de los minerales disueltos, el pH del agua, la alcalinidad, la dureza; que serán influenciados según el origen de la fuente de agua de abastecimiento e influida por los suelos que esta atraviesa; y por los suelos; así como por los aspectos geológicos y climáticos del sitio elegido.

Una mantención inadecuada de la calidad de agua o el deterioro de la misma, puede traer consecuencias negativas para el cultivo como la reducción de las tasas de crecimiento de un organismo, el aumento de la susceptibilidad a enfermedades, la interrupción de la maduración sexual o inclusive la muerte de los organismos cultivados.

En la definición de un perfil de calidad de agua para el desarrollo del cultivo, los parámetros críticos y los intervalos de valores de dichos parámetros puede variar de acuerdo con los diferentes estados de desarrollo de las especies (larva, juvenil, maduración, desove, etc.). Con respecto al cultivo de los organismos acuáticos, cualquier característica del agua que afecte de un modo u otro el comportamiento, la reproducción, el crecimiento, los rendimientos por unidad de área, la productividad primaria y el manejo de las especies acuáticas, es una variable de la calidad del agua. (Herrera.C. 2012).

4.5.- Factores fisicoquímicos del agua del cultivo de camarones.

4.5.1.-Oxígeno Disuelto.

El oxígeno disuelto es la variable más crítica para la calidad del agua en un estanque. Los granjeros deben entender muy bien qué factores afectan la concentración de oxígeno disuelto en el agua y cómo influye una baja concentración de oxígeno disuelto en el camarón.

Afortunadamente, sus mediciones son fáciles de hacer usando sensores amperométricos o polarográficos y medidores electrónicos.

La luz que pasa a través del agua se reduce rápidamente, y la tasa en que disminuye su penetración crece con el aumento de la turbidez.

Como resultado, la fotosíntesis ocurre en la superficie y la concentración de oxígeno disminuye con la profundidad. También los "blooms" de plancton reducen la penetración de luz; su disponibilidad a distintas profundidades es proporcional a la cantidad de plancton. Dado que en estanques con mucho plancton el oxígeno disuelto puede reducirse hasta 0 mg/L a una profundidad de 1.5 o 1.2 m, resulta mejor utilizar estanques relativamente poco profundos. El ciclo que sigue la concentración de oxígeno disuelto es diario. La concentración más baja corresponde a la madrugada, durante el día aumenta por efecto de la fotosíntesis y la máxima concentración de oxígeno disuelto es por la tarde. Por la noche la fotosíntesis se detiene, pero como las necesidades de oxígeno de los organismos del estanque continúan, las concentraciones de oxígeno disminuyen. El ciclo diario del oxígeno disuelto es más pronunciado en estanques con brotes fuertes de fitoplancton. El efecto del ciclo diario del oxígeno sobre los camarones es poco conocido, pero un buen crecimiento se logra cuando las concentraciones de oxígeno no descienden más de 30 ó 40% de saturación durante la noche, y siempre que esté bajo nivel de concentración de oxígeno no perdure más de 1 ó 2 horas.

Las nubes pueden tener influencia en la concentración de oxígeno disuelto. Esto porque, aunque el efecto en la respiración es menor, en un día nublado se reduce la producción de la fotosíntesis. Un clima nublado influye más en un estanque con un Bloom fuerte de fitoplancton, que en un estanque con menos fitoplancton.

El oxígeno es la variable más crítica en el cultivo del camarón y especialmente en sistemas semi-intensivos, donde la disponibilidad del agua no es muy alta y donde no disponemos de aireadores. La pérdida de oxígeno ocurre principalmente por la respiración de todos los organismos aeróbicos del estanque y la producción se

hace por las algas en el momento de la fotosíntesis. Rangos a mantener entre los 3mg/L a 8mg/L.

Factores que disminuyen el nivel de oxígeno disuelto:

- Descomposición de la materia orgánica.
- Alimento no consumido.
- Heces.
- Animales muertos.
- Desgasificación: salida del oxígeno del agua hacia la atmósfera.
- Nubosidad: en días opacos las algas no producen el suficiente oxígeno.
- Aumento de sólidos en suspensión: residuos de sedimentos en el agua, heces, etc.
- Densidad de siembra.

Consecuencias de las bajas prolongadas de oxígeno:

- Disminuye la tasa de crecimiento del animal.
- Aumenta la conversión alimenticia
- Se produce inapetencia y letargia.
- Causa enfermedad a nivel de branquias.
- Produce inmunosupresión y susceptibilidad a enfermedades.
- Disminuye la capacidad reproductiva.
(Herrera.C. 2012).

4.5.2.-Temperatura.

La temperatura es un factor abiótico que regula los procesos vitales para los organismos vivos, así como también afecta las propiedades químicas y físicas de otros factores abióticos en un ecosistema. El proceso de descomposición de la materia se acelera al aumentar por encima de 25°C. La temperatura afecta la solubilidad del oxígeno en el agua y su consumo por los organismos aumentando o disminuyendo su actividad biológica.

La temperatura es el factor ambiental más importante en la vida de cualquier organismo, los ajustes bioquímicos o fisiológicos que ocurran en cualquier

adaptación, dependerán de reacciones metabólicas que involucren enzimas dependientes totalmente de este factor para su desarrollo. (Martínez. E. 2011).

Las especies de camarón de aguas cálidas crecen mejor a temperaturas entre 25°C y 30 °C. Los procesos biológicos como crecimiento y respiración se duplican, en general por cada °C que aumenta la temperatura, consume el doble de oxígeno disuelto es más crítico en temperaturas cálidas que en las frías. El crecimiento y la respiración de otros organismos que comparten el estanque, así como las reacciones químicas en su agua y suelo conforme aumentan la temperatura. Por ello los factores ambientales y en particular las variables de la calidad de agua, son más críticos conforme aumenta la temperatura (Herrera.C. 2012).

La temperatura es una magnitud que refleja el nivel térmico de un cuerpo (su capacidad para ceder energía calorífica) y el calor es la energía que pierde o gana en ciertos procesos (es un flujo de energía entre dos cuerpos que están a diferentes temperaturas).

Los peces y crustáceos son poikilotérmicos (temperatura del medio interno es fluctuante) y su temperatura está controlada por el ambiente; que varía diario y estacionalmente.

La tasa de procesos bioquímicos está controlada por la tasa de consumos de O₂ o ley de Van Hoff que expresa: “un aumento de 10°C en temperatura provoca velocidad de reacción elevando de dos a tres veces más el consumo de O₂. Entonces la necesidad de oxígeno disuelto del camarón y de los demás órganos aeróbicos del estanque es mucho más crítica en agua caliente, que en agua más fría.

El consumo de O₂ decrece relativamente a medida que la temperatura va incrementándose. Una temperatura letal es alcanzable decreciendo totalmente el consumo de O₂. (Herrera.C. 2012).

La temperatura del agua afecta el desarrollo y crecimiento del camarón; aumentando el metabolismo, al aumentar la temperatura del agua e influenciar sobre una serie de procesos biológicos. Cada especie de camarón tiene

capacidad para resistir un rango específico de temperatura y dentro de este mismo rango tiene una temperatura óptima para su crecimiento y reproducción. Estos rangos óptimos pueden cambiar a medida que crecen los camarones.

En general la temperatura por encima de 25 °C es considerada adecuada para su cultivo. Sin embargo, si la temperatura cae por debajo de 25 °C o sube por encima de 30 °C, la temperatura es estresante para el camarón, afectando el consumo de alimento en 30 a 50% ya sea disminuyendo o aumentando, respectivamente; y en estas circunstancias tampoco es aprovechado el alimento eficientemente en el crecimiento en peso (para convertirlo en músculo) y afectando el factor de conversión. La temperatura afecta la solubilidad del oxígeno en el agua y su consumo por los organismos aumentando o disminuyendo su actividad biológica.

Las crías afectadas en agua caliente son más delicadas de controlar y ocurre frecuentemente una disminución importante de oxígeno que puede llevar a una mortalidad masiva. Para evitar lo anterior, falta realizar un recambio de agua mayor o sembrar a densidades más bajas. (Martínez. E. y Herrera. C. 2009).

4.5.3.-Salinidad.

La salinidad es la concentración total de los iones disueltos. La salinidad depende básicamente de siete iones, cuyo valor promedio de concentración en el agua de mar es: Sodio, 10,500 mg/L; Magnesio, 1,450 mg/L; Calcio, 400 mg/L; Potasio, 370 mg/L; Cloruro, 19,000 mg/L; Sulfato, 2,700 mg/L; Bicarbonato, 142 mg/L. La salinidad promedio del agua de mar es 34.5 partes por mil (ppm). La salinidad del agua de mar es de 35 mg/L sin embargo, la salinidad encontrada en los estanques de cría puede variar mucho, sea subir con la evaporación o bajar con la lluvia.

En agua salobre, la salinidad varía de acuerdo a la salinidad de la fuente de agua. La salinidad en las aguas estuarinas puede ser similar a la del agua dulce durante la época de lluvia y aumentar durante la sequía. Los estuarios con acceso limitado al mar tienen mayor salinidad que éste durante la temporada de sequía ya que los iones se concentran a causa de la evaporación. La salinidad disminuye conforme

se aleja de la boca del estuario y la salinidad puede estratificarse de acuerdo a la profundidad en el estuario.

Los intervalos de tolerancia de la salinidad para los camarones es muy amplia y pueden sobrevivir de 0 ppm hasta 50 ppm, los organismos que soportan amplias fluctuaciones de salinidad se conocen como eurihalinos, sin embargo, el intervalo de crecimiento óptimo con un promedio de 15 a 25 ppm. Por otro lado, si el camarón puede vivir en agua con salinidades muy diferentes, él no puede soportar un cambio muy brusco de salinidad dentro del rango de 0 a 70 ppm (Herrera. C. 2009).

Se deben tener salinidades entre 10-40S‰ no se debería usar aguas con salinidades mayores de 35 S‰, debido a que siempre hay siempre fluctuaciones de fitoplancton que producen sobre floraciones bien rápidas, las cuales pueden terminar en mortalidad o floración algal de manera más continua y rápida. Si la salinidad es muy baja se podría terminar con problemas de agua de baja alcalinidad y problemas con algas de agua dulce, que pueden producir floraciones de algas que producen mal olor y mal sabor. (Martínez. E. yHerrera. C.2009)

4.5.4.- pH.

Se define como el logaritmo negativo de la concentración de iones de hidrógeno (H⁺): $\text{pH} = -\log [\text{H}^+]$. El pH indica cuán ácida o básica es el agua. De una manera más práctica, el agua con un pH de 7 no se considera ni ácida ni básica sino neutra. Cuando el pH es inferior a 7 el agua es ácida, y cuando el pH es superior a 7 el agua es básica. La escala de pH es de 0 a 14, mientras más lejano sea el pH de 7 el agua es más ácida o más básica.

Los intervalos óptimos del pH son de 6.5-9 La fluctuación diaria del pH en los estanques resulta de los cambios en la fotosíntesis del fitoplancton y otras plantas acuáticas. (Herrera.C. 2012).

El pH del agua del estanque depende de la concentración en O₂ y de los demás elementos ácidos. La fotosíntesis con un consumo de CO₂ conduce a un aumento del pH y la producción de CO₂ con la respiración conduce a una baja del pH. Agua con pH de 7,5 hasta 8.5 es considerada como buena para el cultivo de camarones.

Si el pH es inferior a 5 todo el tiempo, generalmente el agua contiene ácido sulfúrico de la oxidación del sedimento con sulfuros. Hay que hacer un tratamiento del suelo con cal. (Martínez. E. y Herrera. C.2009).

4.7.- Enfermedades de los camarones.

La industria del cultivo de camarón en América Latina, ha surgido como una de las fuentes de mayor generación de divisas en la región. Sin embargo, las enfermedades principalmente de origen viral y bacteriano, han ocasionado pérdidas de los cultivos, empleos e ingresos por caídas de las exportaciones. Especialmente desde la aparición de la enfermedad de la mancha blanca; la producción ha disminuido significativamente en muchos países y los productores de camarón están encontrando serias dificultades para continuar el negocio.

Los patógenos se encuentran en el medio ambiente acuático generalmente en forma natural, muchos de ellos son oportunistas, es decir que mientras los camarones se encuentren en buenas condiciones, los patógenos no atacan, de tal manera que su presencia no necesariamente significa que los organismos se encuentren enfermos. Sin embargo, factores como los genéticos, contaminación del medio ambiente e intensificación de los métodos de producción, estresan a los camarones reduciendo o perturbando el funcionamiento normal del organismo, haciéndolos altamente sensibles a las enfermedades y reduciendo las oportunidades de supervivencia. (Morales, V. y Cuéllar-Anjel, 2008).

El camarón tiene como parte de su flora microbiana natural y su ambiente acuático, una gran diversa población de microorganismos, algunos son patógenos facultativos listos a atacar cuando el camarón está sometido a gran número de estresantes. (Herrera. 2012).

El monitoreo de la salud de los camarones permite una temprana detección de enfermedades. A la par del monitoreo también se deben diseñar e implementar procedimientos que ayuden a controlar los contagios cuando estos se presenten.

(Rojas, et al, 2005).

4.7.1.- Enfermedades producidas por bacterias.

Las bacterias del género *Vibrio*, se han reportado a menudo como patógenas oportunistas para camarón, tanto en la fase de larvicultura como en la engorda.

Vibriosis: se puede definir como una enfermedad ocasionada por bacterias del género *Vibrio* en organismos acuáticos. Esto, por consiguiente, también es válido para infecciones ocasionadas por este género en camarones, independientemente del estadio de desarrollo de éstos. (González, J. 2003)

Las bacterias principalmente las del género *Vibrión*, son consideradas como patógenos oportunistas, localizadas principalmente en el tracto digestivo, branquias y cutícula de camarones penaeidos y ocasionalmente en hemolinfa, ya que en presencia de otros factores estresantes, pueden desencadenar el desarrollo de infecciones en los organismos tales como Vibriosis, hepatopáncreas edematoso y necrótico con un alto grado de vacuolización en las células B en larvicultura y engorda. Las especies causantes de altas mortalidades en las granjas camaronícolas son: *Vibrión parahaemolyticus*, *V. alginolyticus*, *V. harveyi*, y *Photobacterium daunselaey* las especies que tienen cepas patógenas reportadas en los laboratorios causantes de mortalidades en larvas y postlarvas son: *V. harveyi*, *V. splendidus* y *Vibrión* sp. Aunque también son reportadas pero de manera ocasional en laboratorios y granjas de camarón *Photobacterium damsela*, *V. fluvialis* *Vibrión* sp. nas (Rojas, et al, 2005).

4.7.2.-NHP (Necrosis del Hepatopáncreas).

Agente causal.

La bacteria tipo rickettsia más predominante y patógena en esta enfermedad es un pequeño cocobacilo Gram-negativo con un diámetro en promedio de 0.36 µm, la cual infecta y se multiplica en el citoplasma de las células epiteliales de los túbulos del hepatopáncreas. Estas bacterias se reproducen por fusión binaria en la célula huésped ya que carecen de un sistema enzimático que les ayude a generar energía para la reproducción.

Se asocia con factores medioambientales como temperatura y salinidad alta durante períodos prolongados ya que se tienen reportes que esta enfermedad se hace presente cuando se tienen temperaturas de 29°C a 35°C, así como de salinidades entre 20 a 38 ppm en los sistemas de cultivo. Es una enfermedad que rápidamente causa mortalidades en los camarones si no es detectada a tiempo ya que ataca a uno de los principales órganos del camarón (hepatopáncreas), el cual se encarga de la digestión del alimento, absorción. (Morales, V. y Cuéllar-Anjel, 2008).

4.7.3.-Vibriosis sistémica.

La Vibriosis sistémica en algunas regiones de América Latina también se le conoce como el “Síndrome de la Gaviota”; esto, debido a la presencia de gaviotas en los estanques de engorda. Esta enfermedad se encuentra ampliamente distribuida en las instalaciones de cultivo alrededor del mundo. La Vibriosis afecta a todas las especies de camarón usadas en acuicultura ya que estas pueden ser susceptibles a la infección cuando se encuentran en condiciones de estrés. Esta enfermedad se considera una infección generalizada, ya que involucra a la cutícula, hepatopáncreas, órgano linfóide, glándula antenal, corazón, hemolinfa y músculo. Los agentes causales son *Vibrio parahaemolyticus*, *V. vulnificus*, *V. alginolyticus*, *Photobacterium daunselae*, *V. campbellii*, *V. sp* y *V. harveyi*.

Se observan mortalidades altas (hasta un 90%), en postlarvas y juveniles tempranos.

Los camarones moribundos son encontrados en la superficie y nadando en las orillas de los estanques, con presencia de aves alimentándose de ellos. Cuando la enfermedad se encuentra en fase inicial se observan algunos organismos con opacidad muscular y tracto digestivo vacío y en la fase grave es posible observar organismos con expansión de los cromatóforos, hepatopáncreas inflamado y en algunos camarones luminiscencia. (Morales, V. y Cuéllar-Anjel, 2008).

4.7.4.-Bacterias filamentosas (Leucothrixmucor).

Son organismos Gram-negativos. Estrictamente aeróbicos, constituidos por largos filamentos no ramificados compuestos de pequeñas células ovoides o cilíndricas fuertemente adheridas a substratos vivos o inertes. Esta bacteria de longitud variable y dos micrómetros de diámetro, no penetra en la cutícula del crustáceo. Estos organismos se fijan principalmente en la cutícula, branquias, pleópodos y pereiópodos de larvas, juveniles y adultos. Estos organismos en grandes cantidades llegan a generar dificultades en la respiración, alimentación, locomoción, muda, reproducción y provocan la muerte de larvas, postlarvas, juveniles y adultos. Las bacterias filamentosas, causan altas mortalidades principalmente en larvas y postlarvas ya que estas se enredan en los filamentos, haciendo difícil su movimiento. (Morales, V. y Cuéllar-Anjel, 2008).

4.7.5.-Bacteria *Parahaemolyticus*.

El *Vibrión parahaemolyticus* es una bacteria entérica, cuyo hábitat natural son las costas marinas, pues requiere sal para su desarrollo.

Vibrio parahaemolyticus es un bacilo gramnegativo, levemente curvo, aerobiofacultativo, halofílico, oxidasa positiva, fermentador de glucosa, pero no desacarosa, y ureasa variable. Requiere de medios selectivos para su desarrollo, con una concentración de NaCl de 1%. En medio TCBS las colonias se observan de color verde, a diferencia de *V. cholerae* que es de color amarillo.

4.8.-Diagnostico bacteriológico para la detección de enfermedades bacterianas en camarones.

4.8.1-Agar TCBS. (Medio tiosulfato citrato bilis sacarosa)

Agar TCBS es un medio selectivo y diferenciación recomendado para aislamiento y cultivo de *Vibrio cholerae* y otras especies de *Vibrio* a partir de muestras clínicas.

4.8.2.-Preparación.

Suspender 88 gramos del medio en un litro de agua destilada. Mezclar de 10 a 15 minutos. Calentar agitando frecuentemente. Hervir durante un minuto o hasta disolución completa, no esterilizar en autoclave. Enfriar hasta una temperatura de

45 a 50°C, se mide el pH el cual debe ser de 8.6 más o menos ± 0.2 y luego vaciar en platos Petri (aproximadamente 20ml a cada plato de 90*10). Las placas preparadas deben almacenarse entre 8-15°C. EL medio preparado es de color verde. El medio deshidratado debe ser homogéneo, libre de flóculos y de color beige claro. Si hay algún cambio físico no utilizar el medio.

4.8.3.-Siembra bacteriológica en postlarvas.

Toma de Muestras: Se deberán tomar las postlarvas vivas y colocar en una bolsaestéril con agua del tanque (o estanque) y transportarla hacia el laboratorio de análisis a una temperatura alrededor de los 24°C.

Procedimiento:

1. Las postlarvas deberán de estar vivas y siempre son medidas y pesadas de manera individual.
2. Se toma una larva con una pinza y se coloca en una malla de 150 μ , se comienza el lavado que consiste en pasar sobre la larva un chorro de agua destilada estéril, alcohol al 70% y solución salina estéril al 2.5%. Este lavado se puede hacer ayudándose de una jeringa estéril.
3. Se realiza una disección. Se extrae el hepatopáncreas, se pone en un micro tubo previamente tarado y se pesa. Después se le agregan 1000 μ l de solución salina y se macera.
4. Se homogeniza bien macerado y se colocan 100 μ l de éste en un tubo con 900 μ l de solución salina estéril. Se homogeniza la solución.
5. Teniendo ya los pasos 3 y 4 se procede a sembrar ambas muestras en diferentes cajas de Petri. Se colocan 100 μ l de cada muestra en agar TCBS

como en agar Marino a fin de obtener conteo de bacterias dentro de los rangos de 30-300 UFC.

6. Ambas placas se incuban a 30°C durante un periodo de 18 a 24 horas.
7. Pasado el tiempo de incubación se procede a realizar el conteo de colonias para establecer las Unidades Formadoras de Colonias por gramo (UFC/gr).

4.8.4.-Siembra bacteriológica en hepatopáncreas.

Toma de Muestras: Se deberán tomar los organismos vivos y colocar en una bolsa estéril con agua del estanque y transportarla hacia el laboratorio de análisis a una temperatura alrededor de los 24 °C.

Procedimiento:

1. Los organismos deberán de estar vivos y ser medidos y pesados de manera individual.
2. Se limpia el camarón con una torunda con etanol al 96 %.
3. Se realiza una disección. Se extrae el hepatopáncreas, se pesa y se coloca en un tubo con 10 ml de solución salina estéril al 2.5%; se macera y se extrae 1 ml para transferirlo a un tubo con 9 ml de solución salina estéril.
4. Se homogenizan bien los inóculos y se procede a sembrar ambas muestras en diferentes cajas de Petri. Se colocan 100 µl de cada muestra en agar TCBS.
5. Ambas placas se incuban a 30°C durante un periodo de 18 a 24 horas.
6. Pasado el tiempo de incubación se procede a realizar el conteo de colonias para establecer las Unidades Formadoras de Colonias por gramo (UFC/gr).

4.8.5.-Conteo de las unidades formadoras de colonias (UFC).

Procedimiento:

Una vez transcurrido el tiempo de incubación de las bacterias (18-24 h), se cuenta el número total de colonias de cada caja de agar. El cálculo de las unidades formadoras de colonias (UFC), se describe a continuación:

Postlarvas: En este caso las larvas se maceran completas. Las UFC se reportan por ml, gr o larva.

UFC/gr = Número de colonias x dilución / peso en gramos de la pl.

UFC/ml = Número de colonias x dilución / ml

UFC/larva = Número de colonias x dilución / # larvas.

Hepatopáncreas: En este caso se considera el peso en gramos del hepatopáncreas y la dilución a la que se hizo la siembra de éste.

UFC/gr = Número de colonias x dilución / peso en gramos del HP

Ejemplo: Cuando un HP de 0.28 gr se diluye en 10 ml de solución salina al 2.5%, la dilución es 10-2

$25 \times 100 / 0.28 = 8,928 \text{ UFC/gr.}$ (González, J. 2003).

4.8.6.-Interpretación de los tipos de colonias bacterianas.

Tipos de UFC en agar TCBS	(UFC/Postlarvas)	
	Verdes luminiscentes 100%	>103
Verdes > 50%	Grave	Serio
Verdes < 50%	Serio	Serio- elevado
Amarillas	Normal – elevado	Normal

Fuente:(González, J. 2003).

HEPATOPÁNCREAS-RANGOS (UFC/gr)			
Rangos	Vibrión		
	Amarillas	Verdes	
Bajo	90,000	<50,000	
Medio	100-150,000	50,000	
Alto	>150,000	>100,000	

Fuente:(González, J. 2003).

4.9.-Alimentación de los camarones.

La nutrición del camarón está basada en alimentos artificiales suministrados por el granjero y, por una importante variedad de organismos (algas, pequeños invertebrados bentónicos, etc.) y detritos orgánicos, que son parte de la productividad natural y del ambiente marino.

El alimento para los camarones debe estar en óptimas condiciones; todo alimento contaminado con hongos (enmohecido) que se detecte en el depósito de la granja, debe ser retirado y destruido. En caso de que la contaminación se encuentre en alimento que está siendo descargado en la granja, debe suspenderse esta labor y devolverse a la fábrica en su totalidad de inmediato.

El suministro de alimento para camarones, debe ser racional, medido y bajo una buena distribución, para evitar el deterioro de las condiciones físico-químicas y microbiológicas del agua y del fondo del estanque. Esto conduciría a pérdidas económicas para la empresa y a un impacto importante al ambiente.

La calidad del alimento es importante para asegurar la salud y el crecimiento de los camarones; los pellets de alimento deben mantener su forma y consistencia (hidroestabilidad) por lo menos un par de horas a partir del momento en que entran en contacto con el agua. Sin embargo, se ha reportado que la acción de las bacterias del medio (agua y fondo) sobre el alimento, afecta notablemente la

palatabilidad, haciendo que sea difícilmente consumido por los camarones más allá de 60 a 120 minutos. Además, el alimento peletizado que se desintegra rápidamente, no es consumido por el camarón convirtiéndose en una carga importante de materia orgánica y en un “fertilizante” costoso.

Se debe considerar durante los cálculos de las raciones diarias de alimento, que los camarones en estadios de pre-muda, muda y post-muda, disminuyen notablemente el consumo y, por consiguiente, la dosis diaria debe estar sujeta a la población que se encuentra en inter-muda, para evitar el desperdicio de parte de la ración.

En el cultivo semi-intensivo, las tasas de alimentación son usualmente bajas y la fertilización por esta vía no debería ser un problema. Los problemas pueden ocurrir sin embargo, en casos en que los granjeros intensifican el cultivo. La sobrealimentación, pueden llevar a niveles abundantes de fitoplancton, zooplancton y microorganismos no benéficos y a una alta demanda de oxígeno disuelto (OD) durante la noche. Esto ocurre como consecuencia de la respiración o procesos biológicos de estos organismos, así como por la oxidación de la materia orgánica. También se puede contaminar el fondo del estanque con alimento descompuesto y causar deterioro de la calidad del fondo y consecuentemente del agua.

El uso de tablas de alimentación ha sido uno de los métodos más utilizados para el control del suministro de alimento, debe ser hecha con responsabilidad y conocimiento por personal bien entrenado. El uso adecuado de las mismas, permitirá evitar la sub y sobrealimentación. Pueden ser utilizadas como testigo o se pueden utilizar al 100% (sólo bandejas) para la alimentación. Esta última práctica exige un gran despliegue logístico y de personal capacitado, lo cual se podría compensar con el ahorro en alimento, la optimización (pro-ambiental) de su uso y los eventuales beneficios en producción al tener agua con menor carga orgánica.

La alimentación debe realizarse cuando la temperatura no sea baja (mín. 26°C) y las concentraciones de OD en el agua del estanque sean adecuadas (mín. 4.5 mg/L). Suministrar alimento con temperaturas bajas (disminuye el metabolismo del camarón) y/o con concentraciones bajas de OD, puede significar un desperdicio de la ración, porque los camarones en estas condiciones reducen el consumo de alimento. Adicionalmente, los procesos bioquímicos que sufre el alimento en el agua del estanque, consumen oxígeno y, por consiguiente, se agravaría el problema si se alimenta durante episodios de hipoxia. Si las concentraciones de OD son bajas durante un tiempo prolongado (días o semanas), las raciones diarias de alimentación son probablemente excesivas para la capacidad basada en muestreos de crecimiento y de supervivencia para determinar la biomasa del estanque. De esta manera, se determina la cantidad de dieta artificial a ofrecer, considerando el peso individual del camarón y el porcentaje de la biomasa establecido en la tabla usada como guía. (Cuéllar-Anjel, et al 2010).

4.9.1.-Alimentación en Sistema intensivo e Invernadero.

En este sistema se utilizarán fertilizantes, alimento artificial y aireación dentro de los estanques por medio de aireadores que permitan mantener condiciones adecuadas de oxígeno en el cultivo. La densidad final esperada de este sistema es de 10 pls/m²; la mortalidad prevista es del 25% en los 105 días de cultivo. El uso de fertilizantes oscilará entre 20–40 kg/Ha/mes, estimando una utilización de 20 kg/ha/aplicación, el alimento será suministrado dos veces por día, se realizará un recambio de agua del 10 al 20% y se utilizarán aireadores 24 horas al día (Hernández, A.R.1991).

La alimentación de los camarones depende en su mayor parte de una dieta artificial suministrada por el productor y complementada por alimento natural flocc.(Saborío, A.2003).

Debido a que la productividad natural es muy limitada en el cultivo intensivo es recomendable alimentar con mayor frecuencia para obtener un mejor crecimiento.

Es muy común en el cultivo intensivo de *P. vannamei* alimentar 6 veces al día, de esta manera el alimento balanceado puede ser dividido en pequeñas dosis que pueden ser consumidas rápidamente aprovechándose mejor la fórmula del alimento balanceado. Debemos tener en cuenta que existe una variabilidad en la cantidad de alimento consumido por dosis a diferentes horas del día debido a los factores antes mencionados. Varias camaroneras de Latinoamérica han reportado que existe un mayor consumo de alimento por parte del camarón de 1 a 8 gramos durante el día y las tallas mayores de 8.0 gramos consumen más alimento de noche.

La calidad del alimento balanceado es muy importante en el cultivo intensivo debido a la poca productividad natural de los estanques y como la única fuente estable de proteínas, grasas y vitaminas para el camarón. Algunas camaroneras usan alimento de baja proteína cuando logran un floc bacteriano que sirve de alimento al camarón durante el cultivo, pero la mayoría usan alimento con 35 o 40 % de proteína. Otro factor importante en la alimentación, es el proceso de muda, haciendo que el consumo disminuya al inicio de este proceso y luego se incremente drásticamente una vez que la población de camarón ha terminado de mudar. La frecuencia de alimentación también se puede alterar durante estos días.

La mayoría de camaroneras con cultivo intensivo alimentan de noche, pero es recomendable tener iluminación, motores fuera de borda (en zonas de fuerte viento) y una buena supervisión para que sea efectiva y tenga sus frutos. (Carlos A, et al).

4.9.2.-Buenas prácticas de manejo del alimento para camarón.

Es muy importante distribuir el alimento de manera uniforme, principalmente por las orillas y aprovechar toda el área disponible del estanque. El camarón se distribuye uniformemente por todo el estanque si es que el alimento es distribuido de igual manera. También es de gran importancia, bajar los comederos lo másantes posible (a los diez días o menor número de días después de la siembra), ya que permitirá la observación del estado de los animales y mejorar el control del consumo del alimento. (Talavera, E. 1997).

El mal manejo del alimento afecta el crecimiento y la sobrevivencia de los camarones en cultivo a la vez que incrementa los costos de producción. Además, proveer más alimento del necesario daña la calidad del suelo del fondo del estanque. De igual modo, los nutrientes en el alimento artificial que no son aprovechados directamente por los camarones entran a la columna de agua a fertilizar el estanque convirtiendo el alimento en un fertilizante caro.

Las siguientes recomendaciones deben tenerse presente en relación al almacenamiento y manipulación del alimento de camarón:

- Se debe tener cuidado en la manipulación de los sacos para evitar la desintegración de los pelets.
- Debe usarse solo alimento peletizado de alta calidad y con un mínimo de partículas finas.
- Los pelets de alimento deben mantener sus forma y consistencia (hidroestabilidad) por al menos un par de horas a partir del momento en que entran en contacto con el agua del estanque. El alimento peletizado que se desintegra rápidamente no es consumido por el camarón además que contamina el suelo y conduce al deterioro de la calidad de agua.
- Los requerimientos de alimento deben ser calculados en base a estimaciones regulares de población, biomasa y con la ayuda de tablas de alimentación.

Se deben hacer ajustes semanales en cada estanque de acuerdo a la tasa de crecimiento observada. La determinación de la ración diaria debe ser determinada por personal experimentado y debe ser basada en datos.

- Es necesario averiguar si el incremento semanal de peso promedio es el esperado. Incrementos de entre 0.85 a 1.20 gr por semana son considerados adecuados. Si el promedio de peso semanal cae por debajo de 0.7 gr, existe la posibilidad de que el estanque en cuestión este siendo subalimentado como resultado de una mayor sobrevivencia de la estimada o un error en la siembra.
- Si el incremento de peso promedio esta entre 1.3 y 2.0 gr, se debe estar pendiente de una sobrealimentación resultado de una densidad de camarones más baja posiblemente debida a un error de cálculo al momento de la siembra, errores

de cálculo en los muestreos de población o a mortalidades de camarones que no fueron detectadas.

Los camarones pueden encontrar el alimento de manera más fácil si el alimento se distribuye de manera uniforme por todo el estanque. Esto también evitará la acumulación de alimento sin consumir en ciertas áreas. Alimentar en áreas pequeñas del fondo del estanque en donde la biomasa del camarón es alta puede generar estrés en los camarones como resultado de la competencia por el alimento. La excepción a esta regla son las áreas en donde el nivel de agua es muy bajo. Los camarones evitan estos lugares especialmente durante el día cuando la temperatura y la iluminación son mayores.

Resulta más práctico alimentar por lo menos dos veces al día. La primera alimentación debe dar inicio no antes de las 4 de la tarde y debe concluir cerca de las 6 de la tarde. La segunda ración se debe administrar bien temprano en la mañana (antes de las 8 AM), no sin antes haber tomado mediciones de oxígeno en los estanques para asegurarse de no administrar alimento bajo condiciones de oxígeno no óptimas. Si las condiciones de la granja lo permiten, es deseable distribuir la ración diaria de alimento en 2 a 4 subraciones a lo largo del día.

- No alimente cuando las concentraciones de oxígeno sean menores a 2.5 mg/L

Los camarones no comen cuando las concentraciones de oxígeno en el estanque caen por debajo de 2.5 mg/L. Es un desperdicio aplicar alimento bajo estas condiciones. Espere a que las concentraciones de oxígeno disuelto suban a por lo menos 3 o 4 mg/L. Si las concentraciones de oxígeno son crónicamente bajas, las tasas de alimentación en uso son probablemente excesivas para la capacidad asimilativa del estanque.

- Considere el uso de bandejas de alimentación para monitorear el comportamiento alimenticio de los camarones

Las bandejas de alimentación son una manera simple de determinar cuánto están comiendo los camarones y así evitar la sobrealimentación ya que los camarones

no comen cuando están bajo estrés como resultado de enfermedades o condiciones ambientales pobres en el estanque.(Chávez, S. e Higuera, C. 2003).

4.10.-Muestreos biológicos en el cultivo del camarón.

4.10.1.-Crecimiento.

Es el aumento de peso y volumen de las células, órganos e individuos. Seguido por un incremento del tamaño acompañado de su diferenciación, un proceso en el que desempeña una importante función las interacciones celulares dadas durante el desarrollo del organismo.

Los muestreos de crecimiento deben realizarse con 2 objetivos fundamentales uno para determinar el peso promedio de la población y el segundo es de estar en contacto directo con los camarones y hacer una evaluación objetiva de su condición basada en la observación de los camarones.

Al realizar los muestreos se deberá tomar en cuenta lo siguiente:

- Utilizar siempre los mismos atarrayadores.
- La atarraya deberá ser la adecuada para el tamaño de los organismos.
- Iniciar los muestreos de crecimiento 3 semanas después de la siembra.
- Realizarlo a temprana hora desde las 10 de la noche hasta a las 8 de la mañana.
- No realizarlo a temperaturas menores 20°C sin presencia de viento entre otros. (Loaisiga, Y. y Rugama, E. 2012).

4.10.2.-Ritmo de crecimiento.

Es el crecimiento en peso de los organismos en un periodo de tiempo determinado.

El crecimiento semanal promedio en peso de los camarones puede ser obtenido a partir de camarones capturados en los comederos o extrayendo muestras mediante atarraya, una vez por semana.

Para encontrar el ritmo de crecimiento del camarón se realiza la siguiente fórmula:

R.C= peso actual del camarón – peso anterior del camarón. (Loaisiga, Y. y Rugama, E. 2012).

4.10.3.-Tasa de crecimiento.

La tasa de crecimiento es una poderosa herramienta que sirve como indicador del estado de la población de camarón dentro de un estanque. La tasa de crecimiento se debe estimar semanalmente a partir de los muestreos de crecimiento (peso y/o longitud), tanto para camarones juveniles como camarones en la etapa de engorde, hasta la cosecha. La precisión de la medida del peso promedio puede ser afectada por el tamaño de la muestra, es decir, si se toma una muestra pequeña de aproximadamente 30 camarones, indudablemente que la precisión va a ser pobre. Esta precisión puede ser mejorada si se miden los pesos individuales y se obtiene el peso promedio, desviación estándar en muestras de 100 a 200 camarones. Aunque este procedimiento es laborioso, tiene mucha validez para descartar problemas en la población de camarones dentro del estanque.

La tasa de crecimiento de los camarones es influenciada por factores ambientales, genéticos, biológicos y nutricionales. La temperatura del agua, es el principal factor que afecta las tasas de crecimiento estacional; y por lo tanto, afectará las ganancias semanales en peso durante los meses calurosos y fríos del año.

En *Litopenaeus vannamei* se consideran que tasas de crecimiento de 1.5-2.0 gr. /semana, son bastante excepcionales; pero no difíciles de alcanzar. Esta tasa se logra en los primeros 30 a 60 días después de haber transferido los juveniles desde el estanque de pre-cría hacia el de engorde. Luego de ese periodo, se logran tasas de crecimiento de 1.0 a 1.2 gr. /semana (que son bastante buenos) hasta llegar a la talla de cosecha. Cuando se tienen valores de 0.5 gr. /semana

como está sucediendo actualmente, se considera que la tasa de crecimiento es pobre o mala. Es muy común que ocurra retardo del crecimiento al llegar a pesos de 8-12 gr; estos pueden ser atribuidos al manejo de los estanques (falta de recambios de agua, toxicidad de desechos orgánicos acumulados, disminución de la productividad natural del bentos sobre el fondo del estanque, etc.); e indudablemente también como ahora, a la temporada de frío, en la cual se observa que el retraso de la tasa de crecimiento es mayor.

El registro de temperatura del agua de abastecimiento, así como de los estanques tanto en la mañana como la tarde; permitirá en cualquier momento desarrollar perfiles de temperatura, que permitirán diferenciar las variaciones diurnas y estacionales. A la vez descartar si este parámetro está afectando la tasa de crecimiento, durante el periodo de cultivo. (Talavera, E.1998).

4.10.4.-Sobrevivencia.

El estudio de la población se realiza para conocer la sobrevivencia del estanque así como su biomasa. Para calcular población, biomasa y sobrevivencia se procede como:

- 1- Se determina la atarraya teórica, $A = \pi * r^2$. El radio se mide con la atarraya extendida, el área de la atarraya real se calcula a partir del área teórica multiplicado con un factor de corrección de 0.65 está determinado por:
 - a. Viento imperante.
 - b. La eficiencia del hombre que tire la atarraya en abrirla en 100%.
 - c. Profundidad del estanque.
 - d. Peso de la atarraya, este factor de corrección de la atarraya trata de corregir la eficiencia de la atarraya al momento de caer al fondo del estanque.
- 2- Se realiza de 3-5 lances por hectáreas y se promedia el número de camarones entre el número de lances y se obtiene individuo por lances.
- 3- Se obtiene un número de camarones por m^2 , para ello se debe tomar en cuenta el factor de corrección de la atarraya.

- 4- Se aplica el factor de corrección este factor corrige el cálculo de números de camarones que se encuentran al momento de caer la atarraya abierta al 100% en la superficie del estanque, los camarones que se encuentran en ese en el fondo del estanque en el área donde cae la atarraya (Loaisiga, Y. y Rugama, E. 2012).

4.10.5.-Estimación de la biomasa.

Hay dos maneras de estimar la biomasa de los camarones del estanque:

La primera estimación es deducida de la mortalidad o supervivencia teórica, la segunda es calculada según los resultados del muestreo realizado cada semana, ninguna de las dos metodologías es satisfactoria por sí solo, también para mejorar la estimación de la biomasa es muy aconsejable trabajar con las dos metodologías en conjunto. En todo caso la estimación se mejorará con la experiencia.

Falta insistir sobre la importancia de los muestreos semanales que además de permitir estimar la biomasa permite observar los camarones (muchas, enfermedades, etc.).

El conocimiento de la biomasa es un elemento esencial en el sistema productivo. Su conocimiento permite determinar la cantidad de alimento, la tasa de intercambio de agua y evaluar la situación de los estanques y de la camaronera. Estos datos permiten además decidir si un estanque puede o no ser cosechado (FAO, 1988).

4.10.6.-Rendimiento productivo.

Este se basa en el buen manejo del FCA para que de esta manera la biomasa esperada a la hora de la cosecha sea parecida a la proyección de cosecha inicial que hacemos antes para saber si nos va a rendir o no la producción es decir si es rentable o no.

Biomasa final= peso promedio * números de individuos sobrevivientes final (Loaisiga, Y. y Rugama, E. 2012).

4.10.7.-Factor de Conversión Alimenticia.

La comparación de la cantidad de alimento abastecido y el crecimiento del camarón permite que sea calculado la tasa o factor de conversión alimenticia (T.C.A). La T.C.A es una medida del peso del camarón producido por kg. De alimento abastecido. La T.C.A. varía dependiendo de la densidad de siembra, calidad del alimento y tamaño del camarón cosechado. También el factor o T.C.A. puede ser influenciado por otras razones tales como:

- a) Mortalidad repentina del camarón durante la fase de cultivo, sin poder recuperar biomasa posteriormente;
 - b) Subalimentación del camarón, quizás debido a densidades mayores de lo programado y/o competencia de alimento por otros organismos (caracoles, peces, jaibas); que generalmente se presenta cuando se alimenta una sola vez al día con escaso número de comederos viéndose reflejado en el crecimiento lento del camarón;
 - c) Aporte de alimento suplementario junto con el balanceado y/o gran producción de alimento primario en el estanque;
 - d) Robo del camarón o pérdida del alimento antes de suministrarlo al estanque.
- Asumiendo que al alimentar con comederos y empleando métodos de muestreo acertados, hallamos que la T.C.A. semanal es alta, esto nos indicaría crecimiento lentos o subalimentación; mientras que una T.C.A. baja, indica que el camarón está haciendo buen uso del alimento. La T.C.A. varía durante el ciclo de producción y entre las poblaciones, pero es una guía muy buena y debería ser entre 0.6-1.0 en camarones de hasta 10 gr de peso y entre 1.0 y 1.3 para tallas mayores. Idealmente la T.C.A. no debe ser mayor de 1.5. En años pasados, alimentando al boteo y con densidades de siembra de 5-10 ind/m² se obtenían valores de conversión de 2.5-3.0, donde gran parte del alimento no consumido era mal utilizado como fertilizante. Actualmente, en nuestro medio con el uso de comederos, estos valores pueden llegar a ser menores (1.1-1.3) inclusive con densidades de 40 ind/m². (Talavera, E. 1997).

V.-MATERIALES Y MÉTODOS

5.1.-Descripción del área de estudio.

El presente trabajo de investigación se realizó en el Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuícolas (LIMA), con una extensión de 1.3 Ha. Se encuentra ubicado en la región noroccidental de Nicaragua en las costas de Océano Pacífico, en la localidad de las Peñitas, municipio de León. El LIMA se comunica por carretera asfaltada a la ciudad de León (20Km). Es una instalación académica de la UNAN-León, donde se desarrollan investigaciones científicas y tecnológicas, además se realizan las prácticas profesionales de los estudiantes de la carrera de Ingeniería Acuícola. Esta instalación se encuentra ubicada en las coordenadas UTM: X:0496476 Y:1367311.

5.2.-Dispositivo experimental.

Nuestro dispositivo experimental consistió en un reservorio con una capacidad de 300Lts de agua la cual funcionó como reservorio de agua que abasteció a los 6 recipientes plásticos.

Para cada experimento se realizaron tres repeticiones y la capacidad de los recipientes fue de 200 litros. El mecanismo de la circulación del agua se hizo utilizando manguerillas de $\frac{1}{4}$ de pulgada de diámetro con sus respectivos mecanismos de regulación que nos permitieron controlar el flujo de entrada y salida de agua.

5.3.-Toma de agua.

El agua que se utilizó en este experimento fue extraída de la costa del océano Pacífico de la zona de la comunidad de las Peñitas por medio de una tubería de 3 pulgadas y de 110 metros de longitud, termina con una válvula de cheque. El agua fue extraída por medio de bomba de agua de 3 pulgadas de diámetro Marca STARITE, Modelo JHHG-53HL de 5HP y pasa por un filtro de arena, la cual libera el agua de toda materia sólida que pasa por el cheque. Luego fue almacenada en un reservorio de concreto, de forma rectangular, dividido en dos secciones cada una con una longitud de 11.35 metros y 4.8 metros de ancho, esto representa una

capacidad de almacenamiento de agua de 54m³. Esta agua almacenada en el reservorio fue impulsada con una bomba sumergible de 2 pulgadas de diámetro hacia todo el sistema del laboratorio por medio de una tubería de PVC de 2 pulgadas.

5.4.-Toma de aire.

El suministro de aireación fue mediante un soplador o blower marca BALDOR Industria Motors de 3HP, conectado a una tubería de 1 pulgadas de diámetro, y se conectaron a este, se le adhirieron 12 manguerillas plásticas transparentes de 1/4 de pulgada de diámetro, al final de cada manguerilla se les unió una piedra difusora, esta piedra le introdujo oxígeno a toda la columna de agua de los recipientes plásticos durante las 24 horas del día.

5.5.-Diseño experimental.

En este trabajo se compararon 2 tipos de experimentos: E1. Sistema de cultivo Invernadero y E2. Sistema de cultivo Tradicional con 3 repeticiones por cada experimento, con una densidad de siembra de 120pls/m², cada recipiente tenía 0.38 m² de diámetro y con 45 pls de camarones en cada recipiente de nuestro experimento.

E1. El sistema de invernadero consistió en la recepción, aclimatación y cultivo de postlarvas en sistemas de temperatura alrededor de 32°C controlados, bajo medidas de bioseguridad.

E2. El sistema de cultivo tradicional consistió en la recepción, aclimatación y cultivo de postlarvas a temperatura ambiente, bajo medidas de bioseguridad.

5.6.-Preparación de los dispositivos para la siembra.

Se lavó el reservorio con un cepillo y agua a presión, luego se aplicó cloro homogéneamente por todo el reservorio y se dejó por 10min, transcurrido los minutos se lavó bien con agua y se colocaron filtros de mallas finas de mosquitero en la entrada del agua al reservorio, luego se realizó el llenado, después se procedió a darle un tratamiento al agua utilizando los siguientes químicos: negubón y sulfato de cobre para reducir la carga bacteriana que trae el agua del mar,

cuándo el agua del reservorio estaba inocua se hizo el llenado de los recipientes de plásticos para los 2 sistema de producción: invernadero y tradicional.

En el E1. Se realizó un tratamiento para mejorar la calidad del agua utilizando el siguiente compuesto: probiótico y se mantuvo el agua con este tratamiento durante 3 días para una buena calidad como periodo de resguardo previo a la introducción de las postlarvas de camarones.

En el E2. Se aplicó fertilizante y este se dejó por 3 días esperando que el agua de una coloración verde amarillenta para proceder a la siembra de las postlarvas de camarones.

5.7.-Aclimatación de las postlarvas.

Las postlarvas que utilizamos para nuestro experimento son procedentes de la empresa Camanica. El estadio en el que llegaron las postlarvas fue de pl12, con un peso de 0.03gr.

Al momento que llegaron la postlarvas se procedió a realizar un análisis externo e interno, luego se tomaron cada 30 minutos los parámetros físico-químicos del agua en la que vienen las postlarvas y se registraron los datos, se tomó una muestra para ser evaluada a través del microscopio, después se procedió a chayar la postlarvas y transferirla a los recipientes.

5.8.-Monitoreo de los factores físicos-químicos del agua.

La toma de los factores físicos-químicos del agua (oxígeno disuelto, temperatura salinidad, pH,) de los 2 sistemas de producción experimental, se tomaron a las 6:00am, 9:00am, 12:00pm, 3:00pm, 6:00pm, 9:00pm de la siguiente manera:

5.8.1.-Oxígeno disuelto.

Para realizar la medición del oxígeno disuelto (OD) se utilizará el oxigenómetro Marca YSI 500. Para calibrarse enjuaga con agua dulce, se enciende y se le introduce el dato de salinidad para obtener un dato más exacto de este, luego se busca la opción de oxígeno disuelto en mg/L, se introduce el electrodo hasta unos

25 centímetro debajo de la superficie del agua del dispositivo y se realizó la medición esperando que la lectura de OD se detenga y así poder obtener el dato de OD.

5.8.2.-Temperatura.

Para obtener el dato de temperatura se utilizó el oxigenómetro Marca YSI 500 después de tomar el oxígeno disuelto (OD) se introdujo el sensor térmico del oxigenómetro para determinar la temperatura del agua.

5.8.3.-Salinidad.

La salinidad se midió con un refractómetro Marca ABMTC salinity 0-100%, primeramente se calibró enjuagándolo con agua dulce de manera que quedara en cero, se procedió a agregarle una gota de agua de los experimentos y luego se observó a través del lente graduado la cantidad que marca este. (Se recomienda hacerlo en dirección a la luz solar).

5.8.4.-pH.

Para obtener la medida del pH se utilizó un peachimetro marca ByHanna, primeramente se calibró con agua dulce luego se introdujo al agua del recipiente para evaluar el dato que nos muestra la pantalla.

5.9.-Monitoreo de las bacterias vibrión presente en el hepatopáncreas de los camarones.

AGAR TCBS

Medio diferencial para el género *Vibrión sp.*

Procedimiento:

- a) Se pesó la cantidad requerida de acuerdo al número de cajas que se deseaba elaborar, y se disolvió en agua destilada en un matraz.
- b) Se puso a calentar en un termo agitador hasta que hierva (dos veces); se dejó enfriar hasta una temperatura de 45 °C.
- c) Se midió el pH el cual debe ser de 8.6 ± 0.2

d) Posteriormente se vació en cajas de Petri (aproximadamente 20 ml/caja de 90x10). Se esperó a que gelifique y se metió a secar en un horno a 30°C durante 24 horas.

5.9.1.-Bacteriología en organismos.

Toma de Muestras: Se tomaron las postlarvas vivas y se colocaron en una bolsa estéril con agua del tanque (o estanque) y se transportaron hacia el laboratorio de análisis a una temperatura alrededor de los 24°C.

Procedimiento:

1.- Las postlarvas estaban vivas y siempre fueron medidas y pesadas de manera individual.

2.- Se tomó una larva con una pinza y se colocó en una malla de 150 μ , se realizó el lavado que consistió en pasar sobre la larva un chorro de agua destilada estéril, alcohol al 70% y solución salina estéril al 2.5%. Este lavado se hizo ayudándose de una jeringa estéril.

3.- Se realizó una disección. Se extrajo el hepatopáncreas, se colocó en un micro tubo previamente tarado y se pesó. Después se le agregaron 1000 μ l de solución salina y se maceró.

4.- Se homogenizó bien macerado y se colocó 100 μ l de éste en un tubo con 900 μ l de solución salina estéril. Se homogenizó la solución.

5.- Teniendo ya los pasos 3 y 4 se procedió a sembrar ambas muestras en diferentes cajas de Petri. Se colocaron 100 μ l de cada muestra en agar TCBS como en agar Marino a fin de obtener conteo de bacterias dentro de los rangos de 30-300 UFC.

6.- Ambas placas se incubaron a 30°C durante un periodo de 18 a 24 horas.

7.- Pasado el tiempo de incubación se procedió a realizar el conteo de colonias para establecer las Unidades Formadoras de Colonias por gramo (UFC/gr).

Nota: En caso de que las larvas sean demasiado pequeñas y no se pueda extraer el hepatopáncreas, éstas se maceran completas. Las UFC se establecen por ml.

5.9.2.-Bacteriología en Hepatopáncreas.

Toma de Muestras: Se tomaron los organismos vivos y se colocaron en una bolsa estéril con agua del estanque y se transportaron hacia el laboratorio de análisis a una temperatura alrededor de los 24 °C.

Procedimiento:

- 1.- Los organismos estaban vivos y fueron medidos y pesados de manera individual.
- 2.- Se limpió el camarón con una torunda con etanol al 96 %.
- 3.- Se realizó una disección. Se extrajo el hepatopáncreas, se pesó y se colocaron en un tubo con 10 ml de solución salina estéril al 2.5%; se maceró y se extrajo 1 ml para transferirlo a un tubo con 9 ml de solución salina estéril.
- 4.- Se homogenizaron bien los inóculos y se procedió a sembrar ambas muestras en diferentes cajas de Petri. Se colocaron 100 µl de cada muestra en agar TCBS.
- 5.- Ambas placas se incubaron a 30°C durante un periodo de 18 a 24 horas.
- 6.- Pasado el tiempo de incubación se procedió a realizar el conteo de colonias para establecer las Unidades Formadoras de Colonias por gramo (UFC/gr).

5.9.3.-Estimación de Unidades Formadoras de Colonias (UFC).

Procedimiento:

Una vez transcurrido el tiempo de incubación de las bacterias (18-24 h), se contó el número total de colonias de cada caja de agar. El cálculo de las unidades formadoras de colonias (UFC), se describirá a continuación:

Hepatopáncreas: En este caso se consideró el peso en gramos del hepatopáncreas y la dilución a la que se hizo la siembra de éste.

$$\text{UFC/gr} = \text{Número de colonias} \times \text{dilución} / \text{peso en gramos del HP}$$

Ejemplo: Cuando un Hepatopáncreas de 0.28 gr se diluye en 10 ml de solución salina al 2.5%, la dilución es 10⁻²

$25 \times 100 / 0.28 = 8,928 \text{ UFC/gr.}$

5.10.-Parámetros poblacionales.

5.10.1.-Crecimiento.

Para el muestreo de crecimiento se capturaron 10 organismos por cada repetición del experimento, utilizando un chayo, antes de pesar cada camarón se secaron con un papel toalla para obtener una mejor lectura del peso del camarón, los individuos fueron pesados de forma individual en una balanza gramera (marca Sprint de 400 gramos de capacidad) estos resultados se anotaron por separado y se calculó el peso promedio.

5.10.2.-Ritmo de crecimiento.

Para calcular el ritmo de crecimiento se utilizaron los valores promedios de peso de los camarones que se les hizo el muestreo de crecimiento, ocupándose los valores de la semana anterior y la semana actual, donde se utilizó una fórmula para obtener el ritmo de crecimiento de este momento.

Ritmo de crecimiento = $\text{Peso Actual} - \text{Peso Anterior}$.

El muestreo de ritmo de crecimiento se realizó cada 5 días.

5.10.3.-Tasa de crecimiento.

Para obtener la tasa de crecimiento se utilizaron los valores promedios de camarón de cada semana donde se hizo el muestreo de crecimiento, sacando el logaritmo 10 del peso final y peso inicial por un determinado tiempo que fue de 5 días, utilizando la siguiente fórmula.

Tasa de crecimiento = $\log_{10} \text{ peso final} - \log_{10} \text{ peso inicial} / \text{Tiempo} * 100$.

Es una poderosa herramienta que sirve como indicador del estado de la población del camarón dentro de un estanque. La tasa de crecimiento se debe estimular

semanalmente a partir de muestreos de crecimiento (peso o longitud) tanto para camarones juveniles como camarones en etapa de engorde hasta la cosecha.

5.10.4.-Biomasa.

Para obtener la biomasa en libras de una determinada área de un estanque camaronero se obtiene realizando un muestreo de población para determinar el número de individuos actuales de una área de cultivo de camarón, con el muestreo de crecimiento de camarones, realizados semanalmente, esto dividido entre los 454 gramos que hay en una libra determinada. Esto se saca con la siguiente fórmula:

Biomasa= número de individuos * peso promedio en gramos/454 gramos.

El conocimiento de la biomasa es un elemento esencial en el sistema productivo. Su valor permite determinar la cantidad de alimento, la tasa de intercambio de agua y evaluar la situación de los estanques. Estos datos permiten además decidir si un estanque puede o no ser cosechado.

5.10.5.-Sobrevivencia.

Para obtener la sobrevivencia de los camarones en un estanque de cultivo se necesita saber el número de camarones vivos actualmente y el número de camarones sembrados al inicio del cultivo por 100. Esto se saca con la siguiente fórmula:

$$S\% = \frac{\text{Número de camarones vivos}}{\text{Número de camarones sembrados}} \times 100$$

La sobrevivencia depende de varios factores ambientales, fundamentalmente de aquellos que están relacionados con la calidad del agua, los aspectos sanitarios, la disponibilidad de alimento y el sistema de manejo.

5.10.6.-Rendimiento Productivo.

Este parámetro se calculó multiplicando la población por el peso promedio de los organismos entre el área. Se expresa como lb/ha (usualmente esto se realiza al final de la cosecha).

Esto se calculó utilizando la siguiente fórmula:

$$R.P = (\text{Población} * \text{peso esperado} * 10,000 \text{ m}^2) / 454\text{gr.}$$

5.10.7.-Factor de conversión alimenticia (F.C.A).

Para determinar el factor de conversión alimenticia se obtiene sumando todas las libras acumuladas de alimento dado al camarón entre la biomasa en libra obtenida del camarón obtenido del muestreo de población actual. Se calculó con la siguiente fórmula:

$$F.C.A = \frac{\text{Libras de Alimento suministrado}}{\text{Biomasa en libras del camarón.}}$$

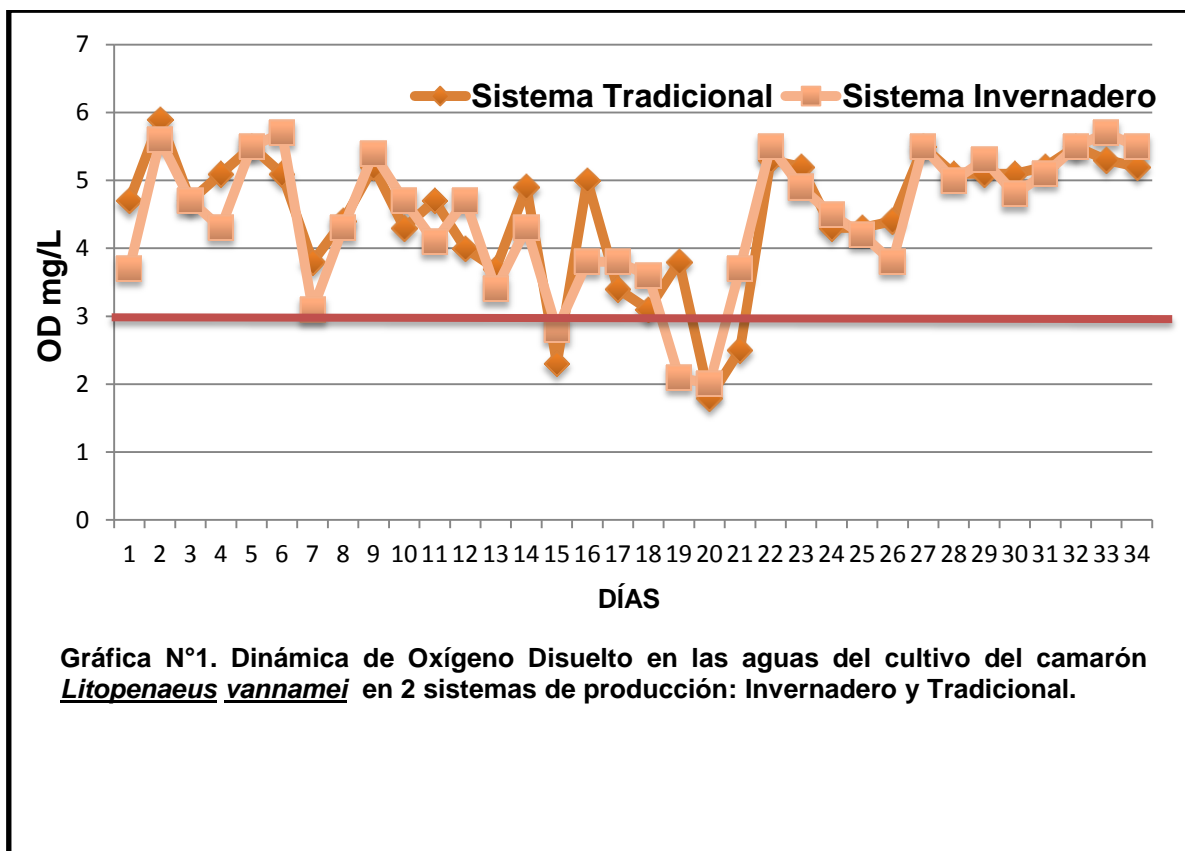
VI.-RESULTADOS Y DISCUSION

Oxígeno Disuelto

Los valores de oxígeno disuelto variaron entre 1.8 y 5.9 mg/L en ambas condiciones experimentales (Invernadero y Tradicional). En el sistema Tradicional el valor máximo fue de 5.9 mg/L el día número 2 y el valor mínimo fue registrado el día número 20 con una concentración de 1.8 mg/L y en el sistema de Invernadero el valor máximo fue de 5.7 mg/L el día número 6 y el valor mínimo de O.D fue el día número 20 con 2 mg/L. Ver gráfica N°1

Según (Martínez, E.2013), los valores óptimos de oxígeno disuelto para el crecimiento del camarón en los sistemas intensivo son de 3mg/L a 8mg/L.

Los resultados obtenidos en los sistemas Invernadero y Tradicional los valores de oxígeno disuelto, se encuentran la mayor del experimento dentro de los valores dichos por Martínez, E.(2013), lo que se puede observar que en la gráfica N°1 el oxígeno disuelto no afectó en el crecimiento del camarón.

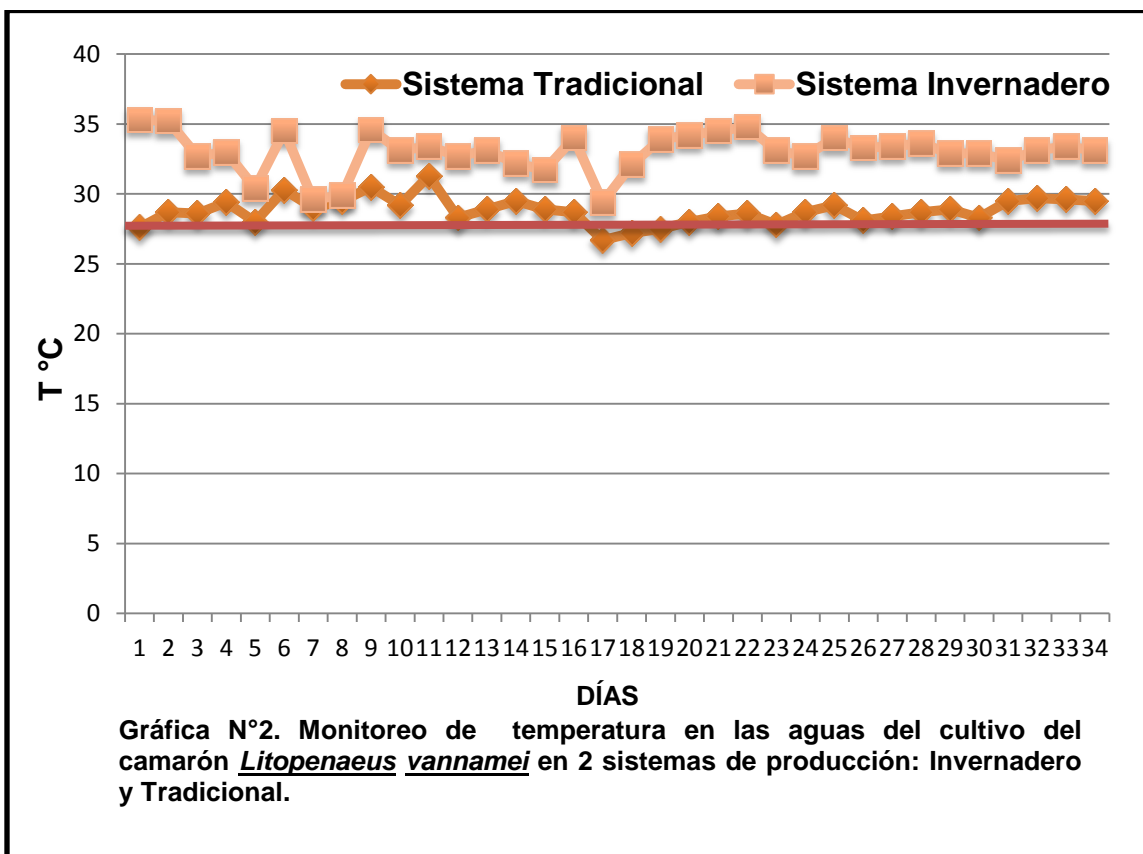


Temperatura

Los valores de temperatura variaron entre 26.7 a 35.3 °C en ambas condiciones experimentales (Tradicional e Invernadero). Debido a la incidencia del sol sobre las repeticiones de la condición experimental de Invernadero en la cual se registran los valores más altos. En el sistema Tradicional el valor máximo fue de 31.3°C el día número 11, y el valor mínimo fue de 26.7°C el día número 17. En el sistema de Invernadero el valor máximo fue de 35.3°C el día número 1, y el registro mínimo fue de 29.4°C el día número 17. Ver gráfica N°2

Según (Barreto, A, 2012), los valores óptimos de temperatura para el crecimiento de los camarones son de 28°C a 33°.

Por lo tanto los valores obtenidos en el sistema tradicional e invernadero se encuentra dentro de los intervalos óptimos y no afectó el crecimiento de los organismos.

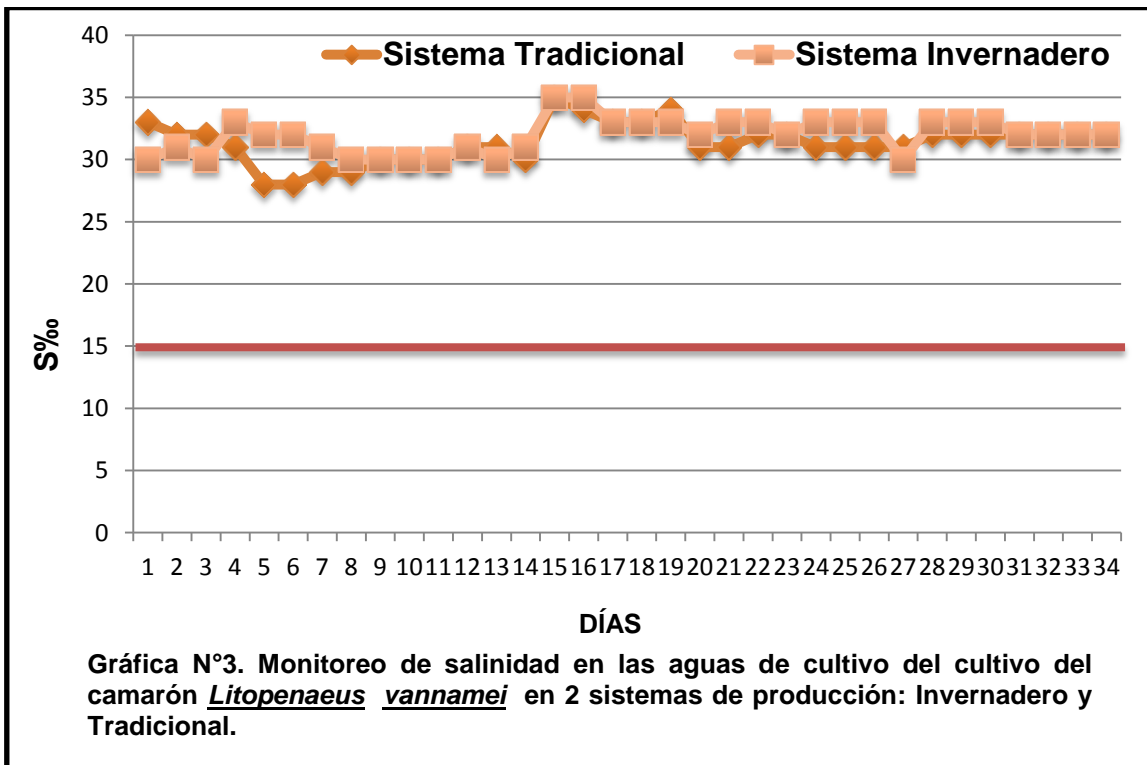


Salinidad

Los valores de salinidad variaron entre 27 y 35‰, en ambas condiciones experimentales (Invernadero y Tradicional). Se observa el mismo comportamiento de salinidad sin diferencia alguna. En el sistema Tradicional el valor máximo de salinidad fue de 35‰ el día número 15 y el valor mínimo fue registrado el día 5 con una concentración de 28‰S. En el sistema de Invernadero el valor máximo fue de 35 el día número 15 y el valor mínimo fue registrado el día 1 con una concentración de 30‰S. Ver gráfica N°3.

Según (Herrera, C. y Martínez, E.2009) el camarón es un organismo eurihalino ya que soporta altos rangos de salinidad, Los intervalos de tolerancia de la salinidad para los camarones es muy amplia y pueden sobrevivir de 0 ppm hasta 50 ppm, sin embargo, el intervalo de crecimiento óptimo con un promedio de 15 a 25 ppm. Por otro lado, si el camarón puede vivir en agua con salinidades muy diferentes, él no puede soportar un cambio muy brusco de salinidad dentro del rango de 0 a 70.

Los resultados obtenidos en los sistemas Invernadero y Tradicional se encuentran dentro de los valores dichos por Herrera, C. y Martínez, E. 2009. Lo que se puede observar que en la gráfica N°3 de salinidad no afectó en el crecimiento del camarón porque estuvo dentro de los intervalos óptimos.

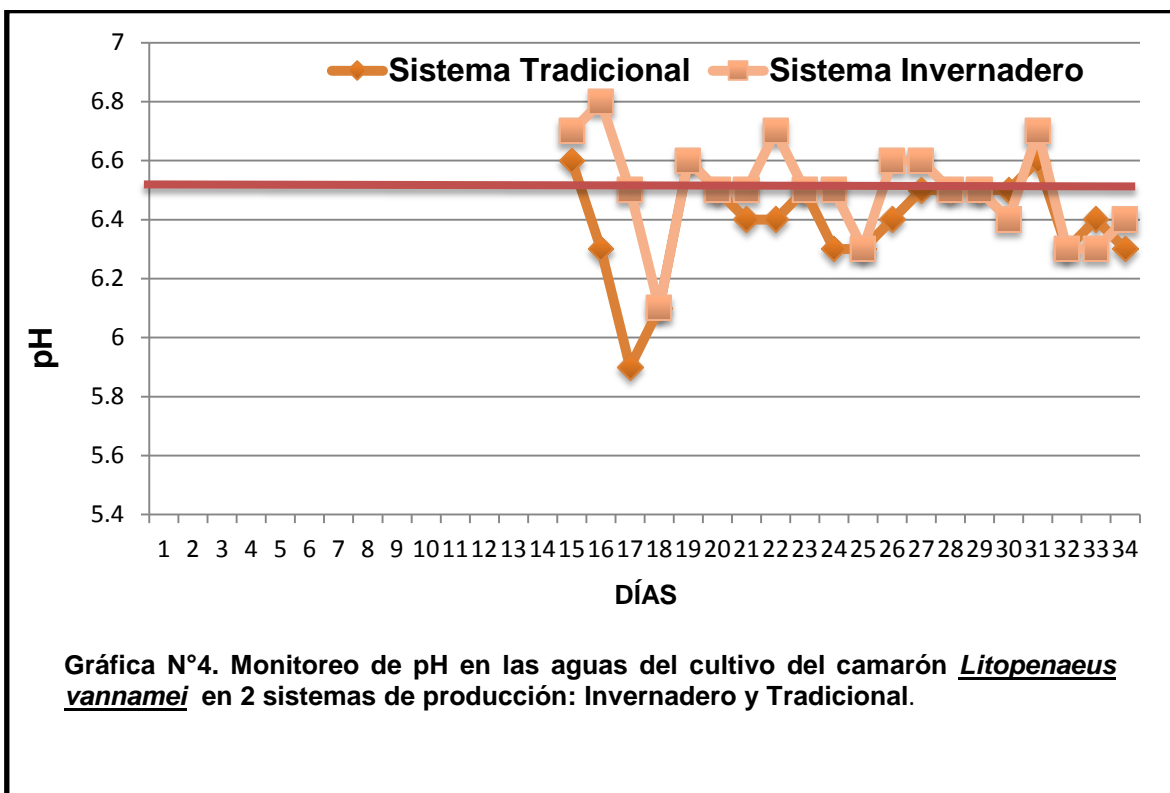


pH

Los valores de pH variaron entre 5.6ppm y 6.8ppm en ambas condiciones experimentales (Invernadero y Tradicional). En el sistema Tradicional el valor máximo fue de 6.6ppm el día número 1, y el valor mínimo fue de 5.9ppm. En el sistema de Invernadero el valor máximo fue de 6.8ppm el día número 2, y el valor mínimo fue de 6.1ppm el día número 4. Ver gráfica N°4

Según (Martínez, E.2013) La fluctuación diaria del pH resulta de los cambios en la fotosíntesis del fitoplancton. Los intervalos óptimos de pH para el crecimiento del camarón son de 6.5 – 9.

En nuestros resultados se observó que el pH estuvo por debajo de los intervalos óptimos dichos por Martínez, E. 2013 por lo que esto afectó en el crecimiento del organismo.

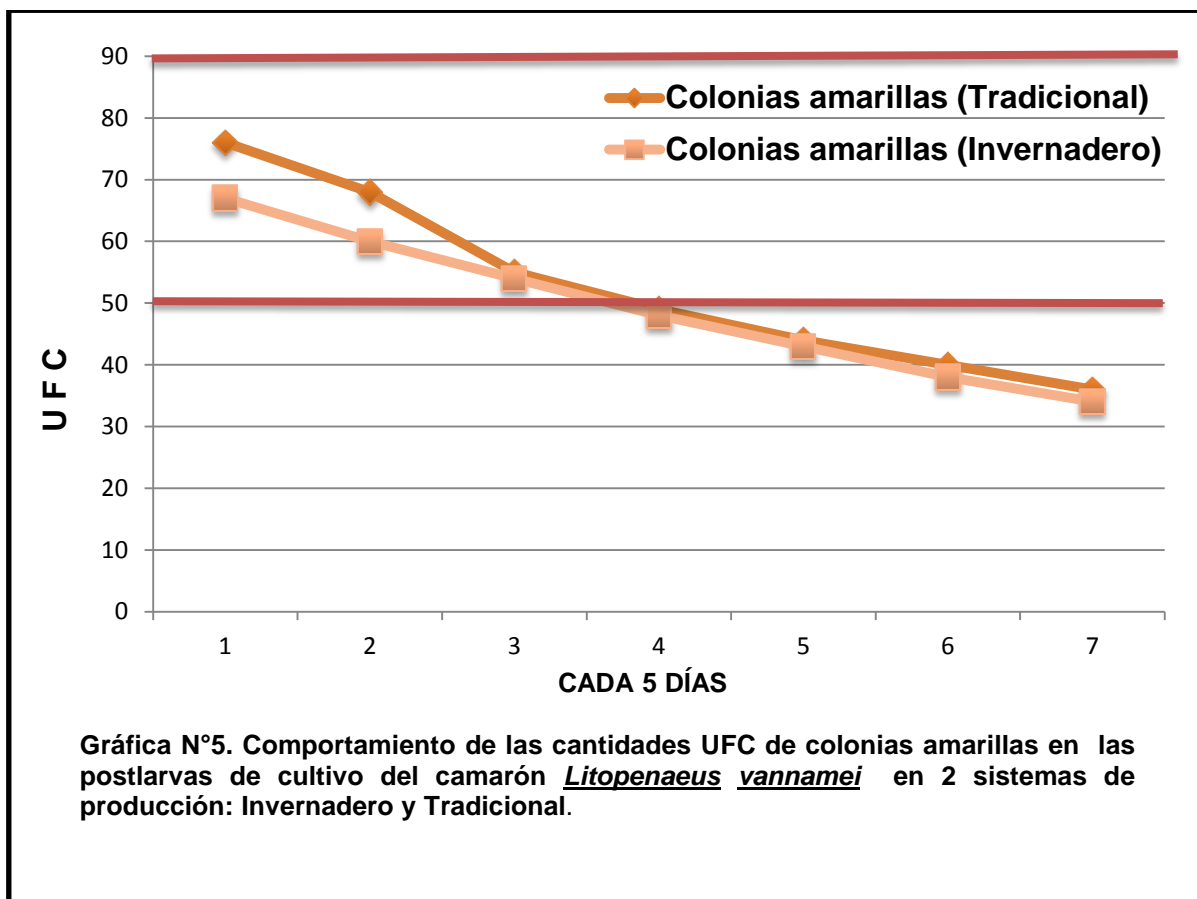


Cantidades de las colonias amarillas del género vibrión en camarones.

Los valores de las cantidades de las UFC de las colonias amarillas de vibrión, varían al comienzo del ciclo del experimento con el sistema tradicional de 76 UFC de vibrión, llegando al final del ciclo del experimento con 36 UFC de colonias amarillas del género vibrión. En el sistema invernadero las cantidades de UFC de colonias amarillas del género vibrión inicial fueron de 67 UFC de vibrión llegando al final del experimento con 34 UFC de vibrión. Ver gráfica N°5.

Según (Gonzales J, P Prado.2003) los valores mínimos de colonias amarillas del género vibrión encontrados en las postlarvas de camarón cultivado es de 50-90 UFC.

Los resultados obtenidos en este experimento, se encuentran dentro de los valores mínimos permitidos para las postlarvas en referencia. Por lo tanto, las enfermedades bacterianas producidas por las colonias amarillas del género vibrión en el sistema tradicional y el invernadero no afectaron el crecimiento de los camarones.

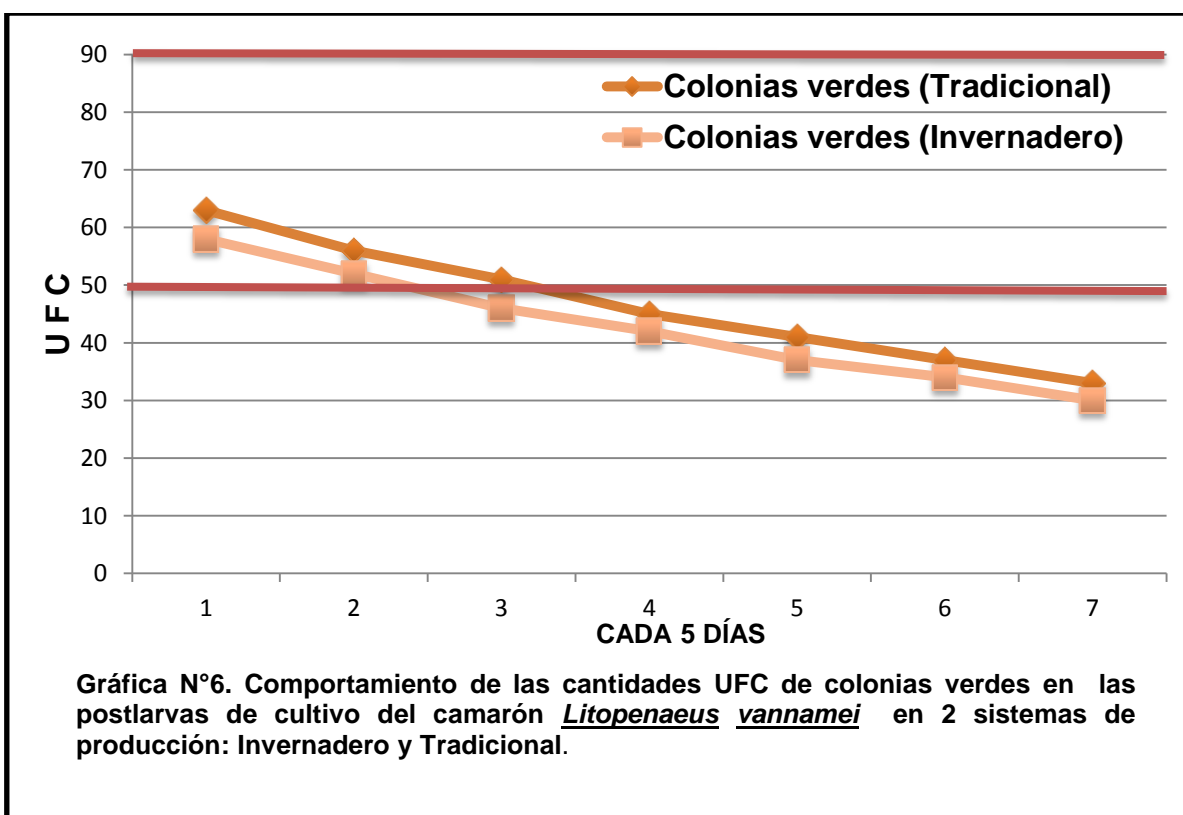


Cantidades de las colonias verdes del género vibrión en camarones.

Los valores de las cantidades de las UFC de las colonias verdes de vibrión, varían al comienzo del ciclo del experimento con el sistema tradicional de 63 UFC de vibrión, llegando al final del ciclo del experimento con 33 UFC de colonias verdes del género vibrión. En el sistema invernadero las cantidades de UFC de colonias verdes del género vibrión inicial fueron de 58 UFC de vibrión llegando al final del experimento con 30 UFC de vibrión. Ver gráfica N°6

Según (Gonzales J, P Prado.2003) los valores mínimos de colonias verdes del género vibrión encontrados en postlarvas de camarón cultivado es de 50-90 UFC.

Los resultados obtenidos en este experimento, se encuentran dentro de los valores mínimos referidos por los autores antes mencionados. Por lo tanto las enfermedades bacterianas producidas por las colonias verdes del género vibrión en el sistema tradicional y el invernadero no afectaron el crecimiento de los camarones.

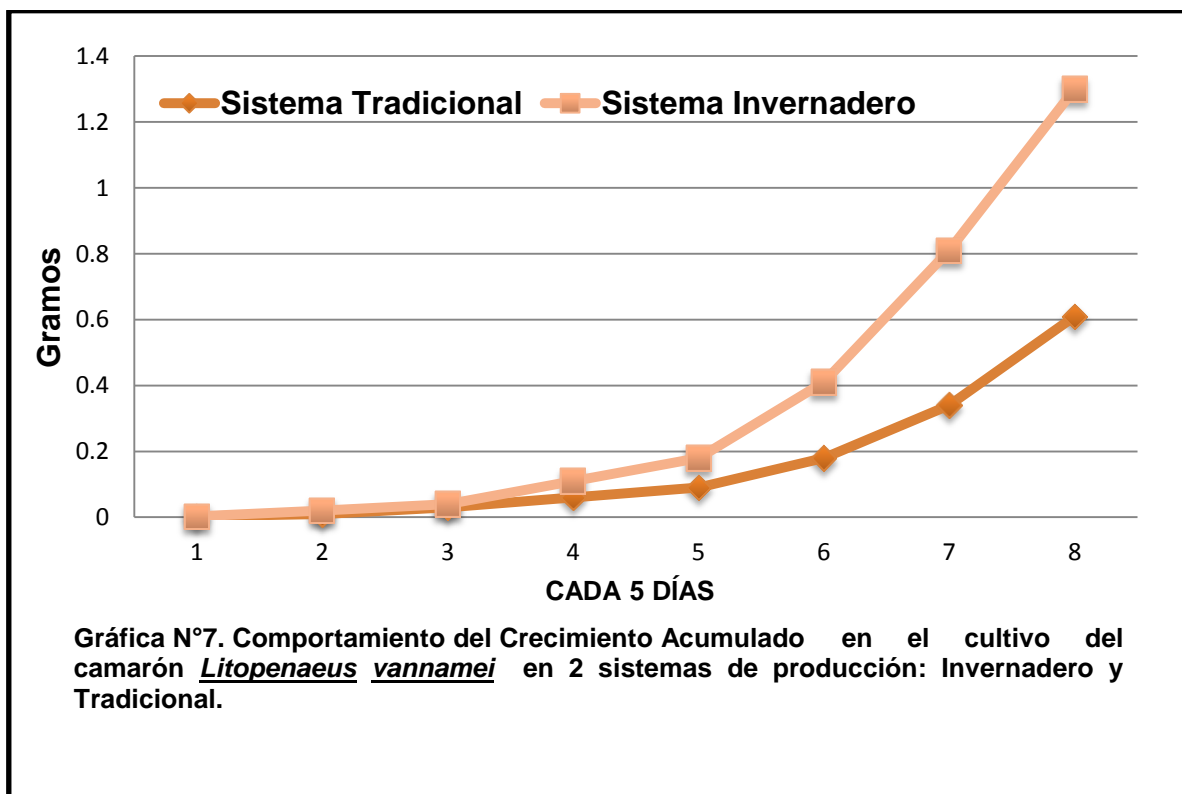


Crecimiento Acumulado.

Se puede observar que en el sistema Tradicional el valor máximo de peso fue de 0.61gr a las 40 días, a los 30 días alcanzó 0,3gr. En el sistema de invernadero el valor máximo fue de 1.3gr a los 40 días, mientras que a los 30 días alcanzó 0,8gr. La tendencia observada fue que las 3 primeras semanas se mantuvo constante el peso en los dos sistemas experimentales, y a partir de la 4 semana el peso fue incrementando más en el sistema de Invernadero. Vergráfica N°7

Según (Martínez, E.2013) en un estudio realizado en el Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuícolas (LIMA) UNAN-León en estanques de concreto, sembrado en un sistema intensivo, el crecimiento acumulado durante 30 días fue de 1.17 gr a 1.42 gr.

Segúnlo dicho por el autor antes mencionado, el sistema de invernadero está dentro de los valores, mientras que el sistema tradicional se encontró por debajo de estos valores. Podemos decir que en el sistema de invernadero se obtuvieron los mejores crecimientos del camarón. Por lo tanto hay diferencia significativa entre los dos sistemas de producción.

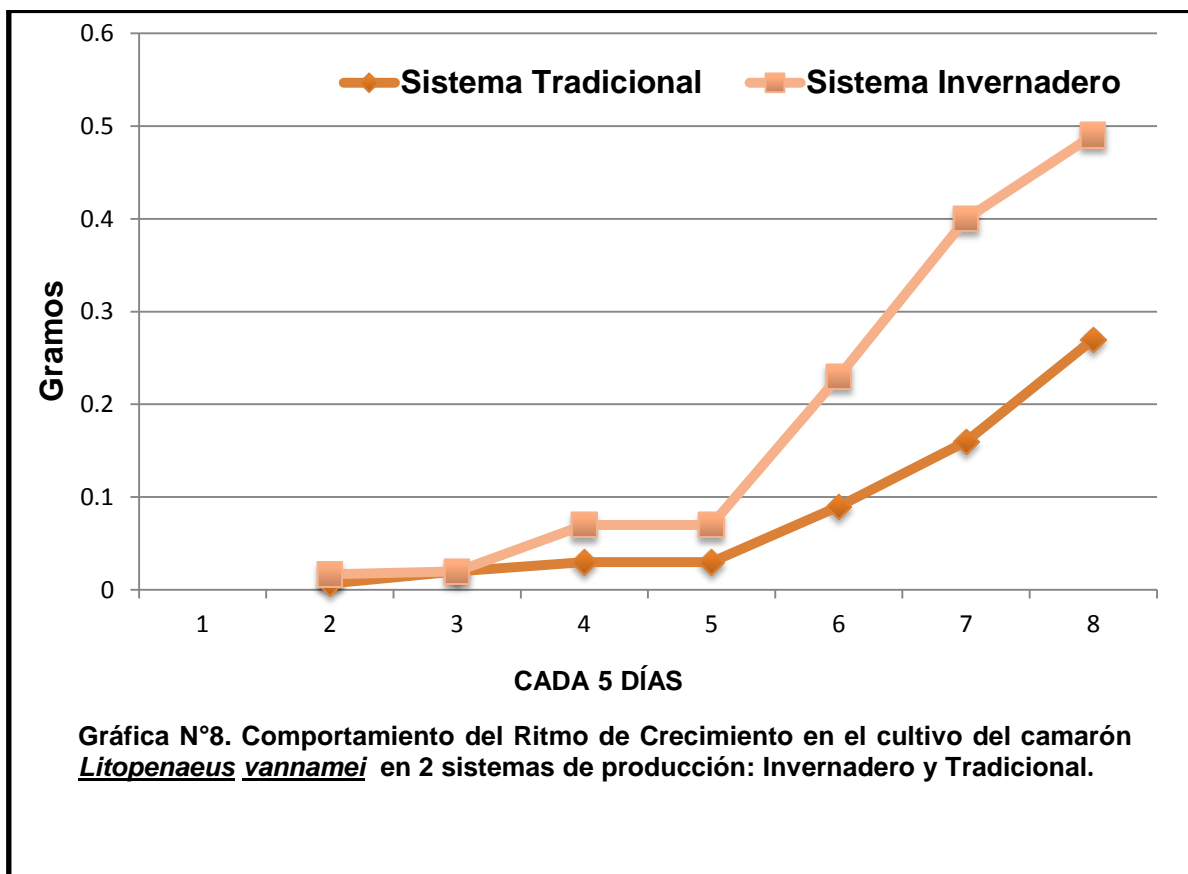


Ritmo de crecimiento

Se puede observar que en el sistema Tradicional el valor máximo de ritmo de crecimiento fue la séptima semana con 0.27gr, y el valor mínimo fue registrado la primera semana con 0.007gr. En el sistema de Invernadero el valor máximo fue de 0.49gr en la séptima semana y el valor mínimo fue registrado en la primera semana con 0.017gr. La tendencia observada es que mediante va pasando el tiempo fue aumentando su peso. Ver gráfica N°8

Según (Martínez, E.2013) el ritmo de crecimiento de camarones de cultivo durante 30 díases de 0.5 gr a 0.7 gr cada 5 días.

Según lo antes mencionado por Martínez, E. 2013 nuestros valores de ritmo de crecimiento están por debajo de los intervalos mencionados, debido a factores mecánicos producidos durante el experimento.

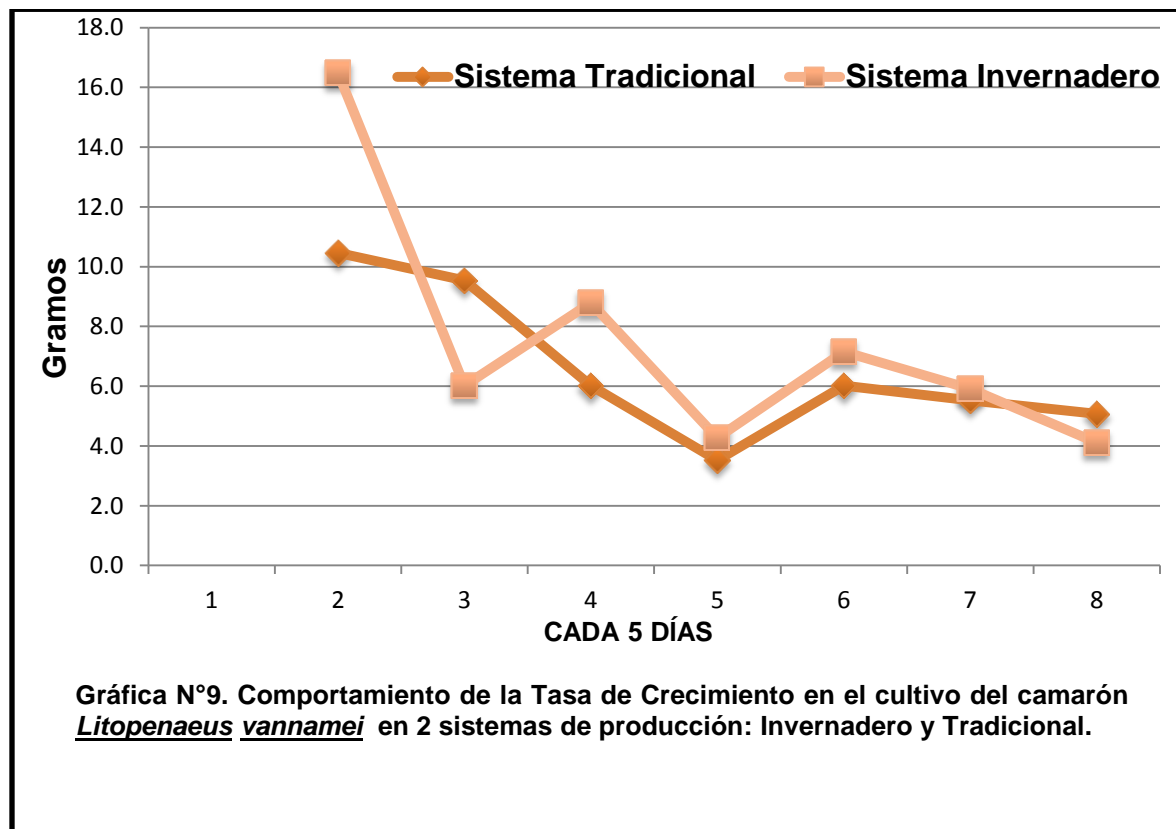


Tasa de crecimiento.

Se puede observar que en el sistema Tradicional el valor máximo de la tasa de crecimiento fue de 10.5 gr y el valor mínimo fue de 5.1 gr. En el sistema de Invernadero el valor máximo fue de 16.5 gr y el valor mínimo fue de 4.1 gr.

Según (Martínez, E.2013) los valores presentados en la tasa de crecimiento fueron de 3.75 gr a 3.86gr. Entre más bajo el valor mayor la velocidad de crecimiento. Ver gráfica N°9

En el sistema Tradicional los valores de velocidad en que crecieron los camarones se hicieron notablemente diferentes con respecto a la velocidad con la que crecieron los organismos en el sistema Invernadero.

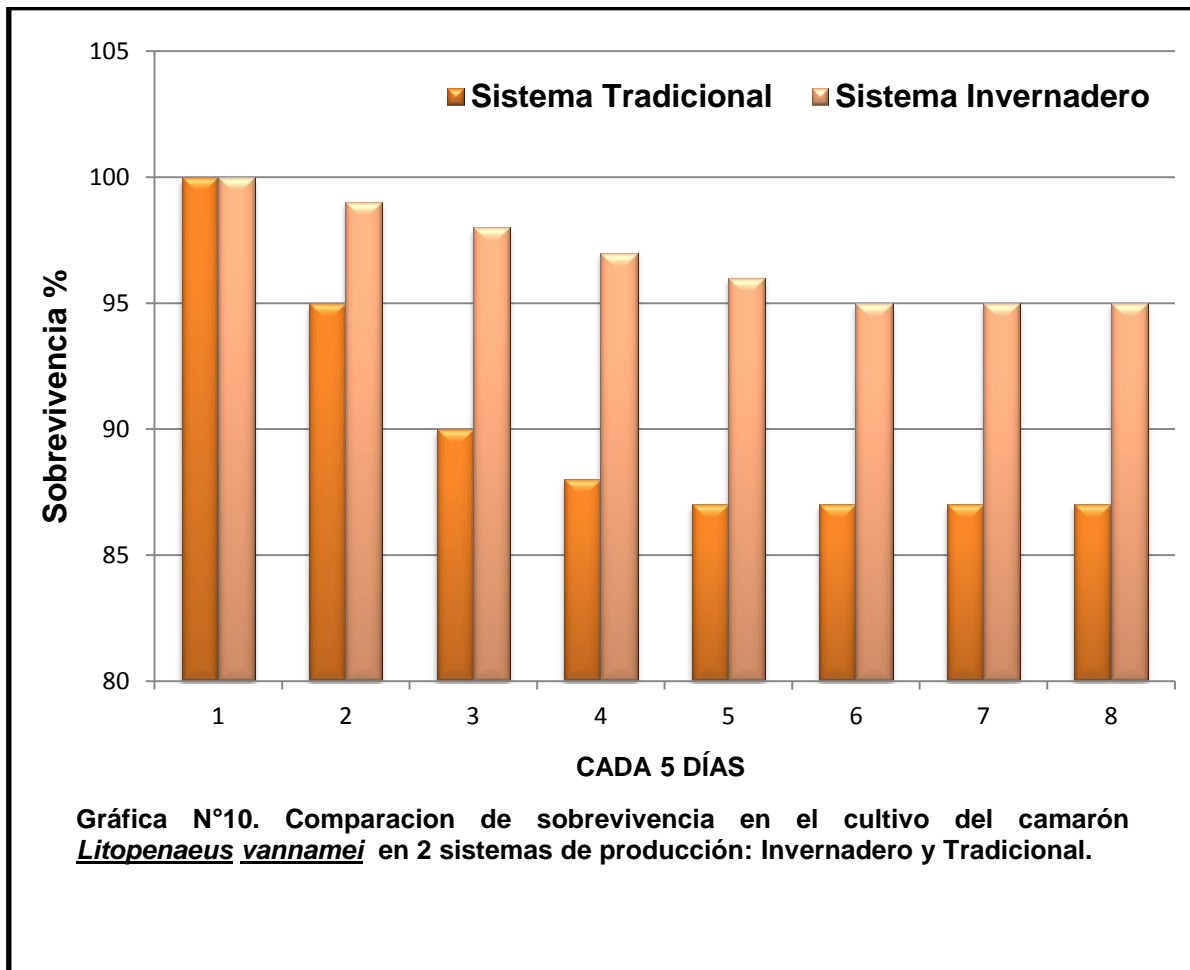


Sobrevivencia.

Se puede observar que el valor de sobrevivencia en el sistema tradicional fue de 87%, mientras que en el sistema invernadero fue de 95%. Ver gráfica N°10

Según (Herrera, C. 2012) la sobrevivencia obtenida en estudios realizados en el LIMA en sistemas intensivos fue de 85%.

Según lo dicho por el autor antes mencionado estuvimos por encima de ese valor en los dos sistemas de producción: Invernadero y Tradicional, siendo el sistema de invernadero donde obtuvimos el mejor porcentaje de sobrevivencia.

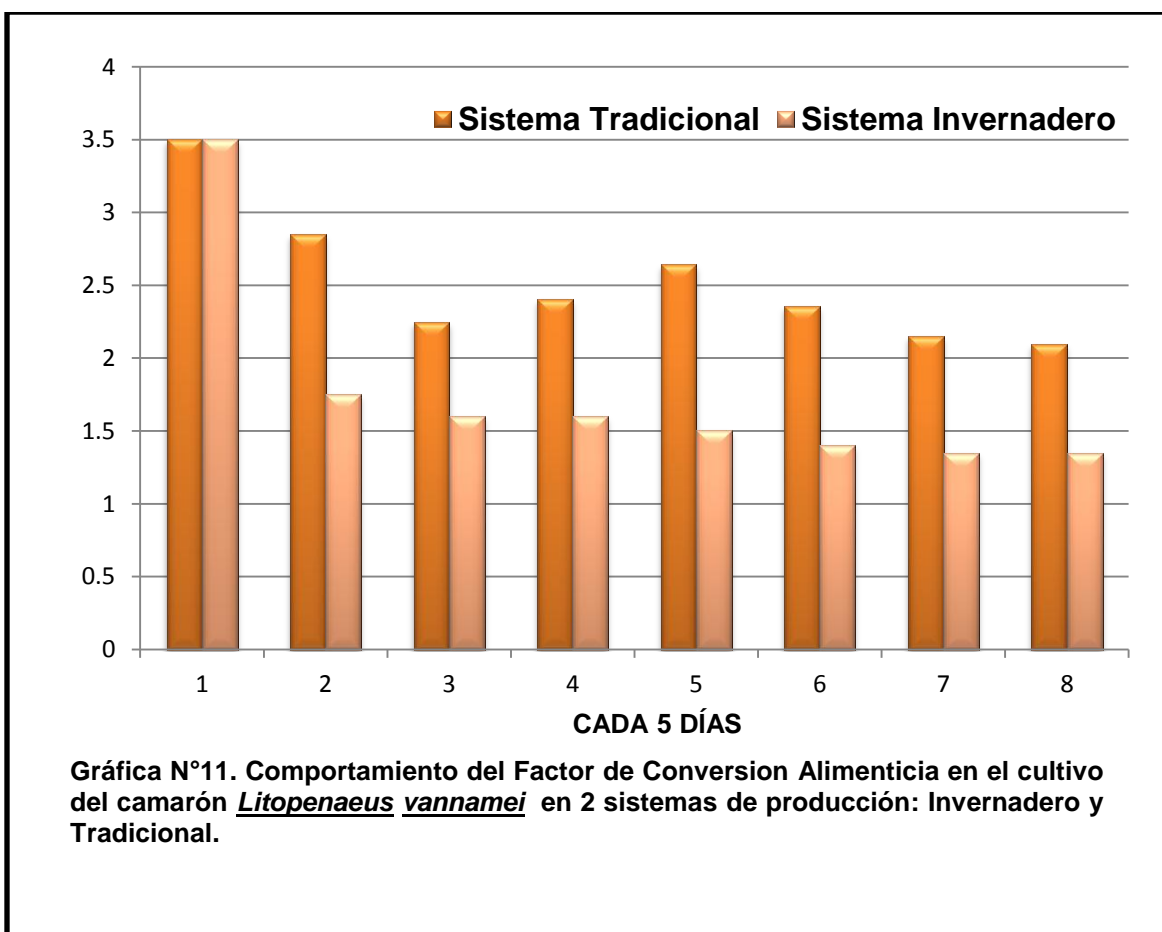


Factor de Conversión Alimenticia.

Se puede observar que en el sistema Tradicional los valores de F.C.A estuvieron al comienzo de 3.5 gr y terminaron al final del experimento con 2.09 gr y en el sistema de Invernadero los valores de F.C.A estuvieron al comienzo de 3.5 gr y terminaron al final del experimento con 1.3 gr. Ver gráfica N°11

(Martínez, E. 2012) indica mientras más bajo el valor del FCA más eficiente el uso del alimento. Generalmente, valores de FCA menores al final de un ciclo productivo de 1.5 son considerados buenos en cultivos semi e hiperintensivos. Valores altos de FCA pueden resultar alimento nutricionalmente deficientes, sobrealimentación, pobre calidad de agua o alta densidad en especies de cultivo de camarones.

La tendencia observada fue que en las 6 últimas semanas hubo una mayor asimilación del alimento en el sistema Invernadero que en el sistema Tradicional, por lo tanto el mejor F.C.A de nuestro experimento fue el sistema de invernadero.

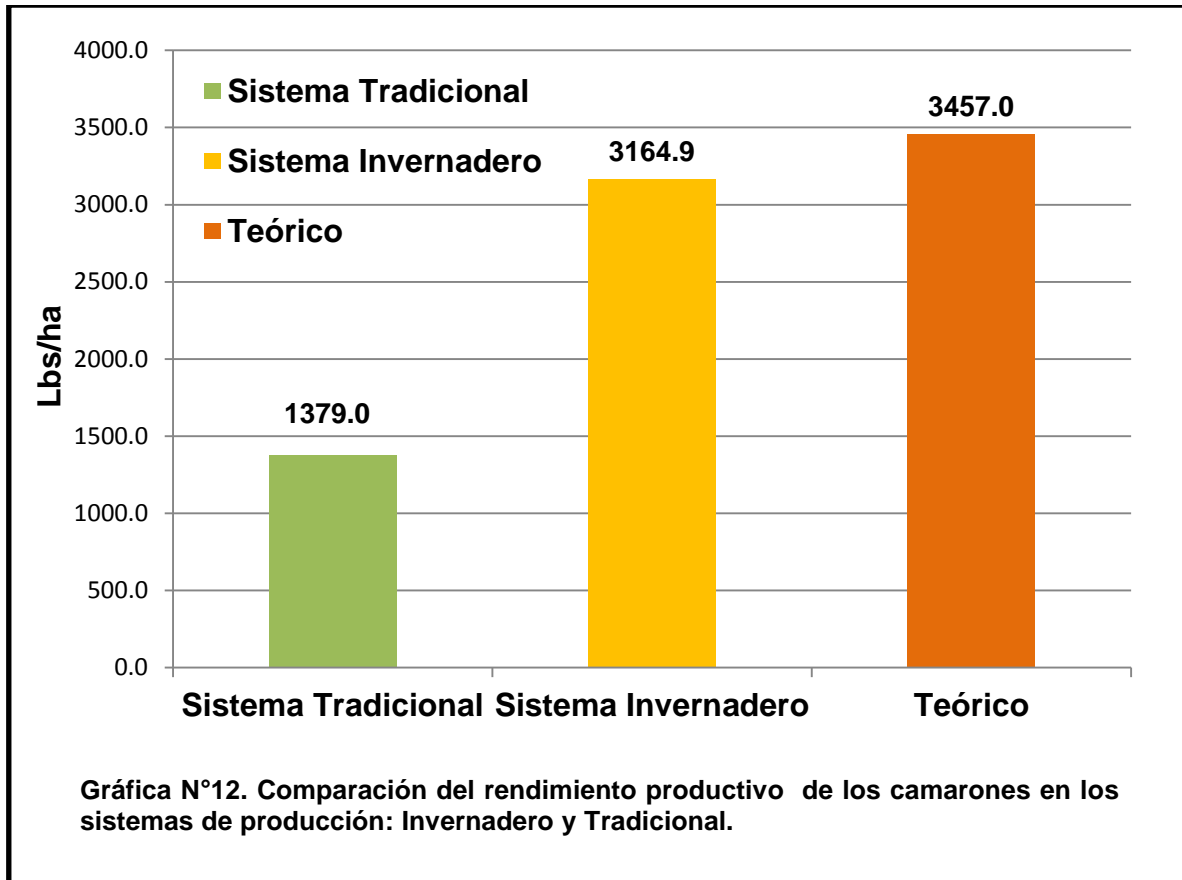


Rendimiento productivo.

En el sistema Tradicional su rendimiento productivo fue de 1,379.0 libras/ha y en el sistema de Invernadero su rendimiento productivo fue de 3,164.0 libras/ha. El resultado observado fue que el sistema de invernadero obtuvo un mayor rendimiento productivo que el sistema tradicional. Ver gráfica N°12

Según (Martínez 2013) en sistema de cultivo intensivo el rendimiento productivo esperado es de 3,457.0 Lb/ha.

Los resultados fueron menores significativamente a los resultados de este experimento.



VII.-CONCLUSIÓN.

1. Los valores encontrados en nuestro experimento con el Sistema Tradicional para los factores físicos y químicos, fueron de oxígeno disuelto de 1.8 a 5.9 mg/L, la temperatura 26.7 a 31.3 °C, la salinidad 28 a 35 S‰, así mismo el pH de 5.9 a 6.6 para este sistema y 2.0 a 5.7 mg/L, la temperatura 29.4 a 35.3°C, salinidad 30-35 S‰ y el pH 6.1-6.8 en sistema Invernadero.
2. Los resultados de las cantidades de las unidades formadoras de colonias en el organismo (camarón) obtenidas al final del experimento en el Sistema Tradicional fue de: 36 UFC amarillas y 33 UFC verdes y en el sistema de Invernadero fue de: 34 UFC amarillas y 30 UFC verdes, demostrándose una disminución de bacterias del género vibrión en el sistema de invernadero.
3. En cuanto al Sistema Tradicional el crecimiento acumulado fue de 0.61 gr, el ritmo de crecimiento de 0.27 gr, tasa crecimiento de 5.1 gr, sobrevivencia de 87%, F.C.A de 2.09 gr obteniendo un rendimiento productivo de 1,379.0 Lb/Ha y en Sistema de Invernadero obtuvimos un crecimiento acumulado de 1.3 gr, ritmo de crecimiento de 0.49 gr, tasa de crecimiento de 4.1 gr, sobrevivencia de 95%, F.C.A de 1.3gr con un rendimiento productivo de 3,164.0 Lb/Ha.

Según las conclusiones obtenidas de nuestro experimento con respecto a sistema Tradicional e Invernadero, con respecto a la disminución de las cantidades de bacterias del género vibrión (verdes y amarillas), por tanto se acepta la hipótesis alternativa que: Con el sistema de producción invernadero: se pretende disminuir las cantidades de bacterias del género vibrión y obtener un mejor crecimiento de los organismos.

VII-RECOMENDACIONES.

Recomendamos a todos los productores, técnicos o Ingenieros de granjas de producción de camarones.

- Mantener buenas prácticas acuícolas, bajo sistemas de bioseguridad en los sistemas de producción para ayudar a obtener un buen crecimiento, Factor de Conversión Alimenticia y rendimiento productivo al final del ciclo productivo.
- Verificar la utilización adecuada de la alimentación de las postlarvas para evitar sobrealimentación o subalimentación, utilizando tablas de alimentación como guía y ajustándola según el peso.
- Tratar de disminuir las concentraciones de bacterias del género vibrión en las aguas de cultivo y en organismos con tratamientos como probioticos, cloración en la preparación de los estanques, filtración del agua de cultivo todo esto para obtener buena calidad de agua.
- Realizar muestreos de análisis bacteriológicos semanalmente con agar TCBS para detectar cualquier ataque de bacterias de colonias verdes y amarillas.

X.-BIBLIOGRAFIA

1. **Barreto, A, 2012.** Consumo de oxígeno disuelto, como indicador del metabolismo intermediario de los camarones juveniles *Litopenaeus vannamei*, alimentados con 2 tipos de dietas comerciales. Tesis Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua (UNAN-león), león, Nicaragua. Pág. 5, 19, 20.
2. **(Boone, 1931)** *Penaeus vannamei* Programa de información de especies acuáticas.
http://www.fao.org/fishery/culturespecies/Litopenaeus_vannamei/es
3. **Carlos A., Dagoberto Sánchez.** Asistencia Técnica Nicovita-ALICORP. VARIABLES QUE AFECTAN LA FRECUENCIA DE ALIMENTACIÓN CON ALIMENTO BALANCEADO EN EL CULTIVO DEL CAMARÓN MARINO LITOPENAEUS VANNAMEI.
www.alicorp.com.pe/ohs_images/nicovita.../boletines/.../bole_0410_01.p...
4. **Cuéllar, J. Anjel. 2008.** Enfermedades por parásitos pp. 135-156. *En:* Morales, V. y J. Cuéllar- Anjel (eds.). 2008. Guía Técnica - Patología e Inmunología de Camarones Penaeidos. Programa CYTED Red II-D Vannamei, Panamá, Rep. de Panamá. 270 pp.
5. **Cuéllar-Anjel, J., C. Lara, V. Morales, A. De Gracia y O. García Suárez. 2010.** Manual de buenas prácticas de manejo para el cultivo del camarón blanco *Penaeus vannamei*. OIRSAOSPESCA, C.A. pág. 44, 45, 46, 47, 48,49.

6. **FAO, 1988.** Consultoría en cultivo de camarón, 1era emisión del 16/12/88, departamento de pesca.
7. **Anónimo, 2008.** Ficha producto “camarón” Nicaragua pág. 11 visitado 04 de julio del 2013 a las 9:35AM.
8. **González, E.O., C.L. Vázquez, F.M. Valdés y F.B. Castro.2004.** Análisis de peligro y puntos críticos de control. Su relación con la inocuidad de los alimentos. Centro Internacional de Restauración Neurológica (CIREN), Cuba. URL: http://www.bvs.sld.cu/revistas/hie/vol42_2_04/hig07204.htm.
9. **González Benítez Judith 2003.** Procedimiento CESASIN pág. #6 www.cesasin.com.mx/ManualCapacitacion.pdf.
10. **Gonzales J, P Prado 2003.** Programa de capacitación: “Bacteriología en sedimentos, gua y Organismos”, “Principios de CR” .CE IN. Mazatlán Marzo 2003.
11. **Gómez B y Bolán M.** programa de capacitación en análisis bacteriológico de agua, sedimentos y camarones. Laboratorio de bacteriología. CIAD, A.C. Unidad Mazatlán en Acuicultura.
12. **Herrera C. Mayo 2012.** Folleto de factores físicos y químicos del agua de los estanques camaroneros UNAN- León, León- Nicaragua.

13. **Herrera C. 2012.** Folleto de Larvicultura Y Alimento Vivo. UNAN-León, León, Nicaragua. Pág. 2,3.
14. **Herrera C. 2012.** Folleto Componente Curricular de Calidad de Agua. Carrera de Ingeniería Acuícola. UNAN-León, León, Nicaragua. pág. 1, 2, 6, 7, 15, 16,26.
15. **Herrera C, 2012.** Folleto de sanidad Acuícola. Unan León, León Nicaragua pág.7, 8.
16. **Herrera C, 2012.** Factores físicos y químicos del agua de los estanques camaroneros. Carrera de Ingeniería Acuícola, Facultad de Ciencias y Tecnología, Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua León, Nicaragua. Pág.1, 3,5,
17. **Hernández, A.R. 1991.** Mozambique Bioeconomía del Cultivo de Camarón. Informe de misión proyecto MOZ/86/033. F.A.O. pp. 95.
18. **Chávez, S.M.C., Higuera, C.I. (2003).** Manual de Buenas Prácticas de producción Acuícola de Camarón para la Inocuidad Alimentaria. Elaborado por Encargo del SENASICA en el Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A.C. Unidad Mazatlán en Acuicultura y Manejo Ambiental. Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria, SAGARPA, México. 92 pp.Pag.# 44-48
19. **Jorge Calderón V., Ph.D y Stanislaus Sonnenholzner, Ph.D** Fundación CENAIM- ESPOL.Centro Nacional de Acuicultura e Investigaciones Marinas Edgar Arellano M.
www.dspace.espol.edu.ec/bitstream/123456789/8776/1/03_desafios.pdf

20. **Loaisiga, Y. yRugama, E 2012.** Efecto de la bacteria *Lactobacillus Acidophyllus* para el control de la enfermedad de la Vibriosis en camarones en su etapa juvenil. Tesis UNAN- León. Pág. #31, 32, 33,34.
21. **Martínez, E. 2011.** Folleto Ecofisiología de organismos acuícolas. Prof. Dr. Evenor Martínez G. Ingeniería Acuícola. Facultad de Ciencias y Tecnología, UNAN-León. Pág. #1
22. **Martínez, E. y Herrera C. 2009.** Guía para el componente curricular Camaronicultura. De la carrera de Ingeniería Acuícola. UNAN-León. Pág. 1, 2, 49, 50,52.
23. **Morales, V. y J. Cuéllar-Anjel (eds.). 2008.** Guía Técnica - Patología e Inmunología de Camarones *Penaeidos*. Programa CYTED Red II-D Vannamei, Panamá, Rep. de Panamá. 270 pp.
24. **Morales, M-Covarrubias. 2008.** Enfermedades bacterianas pp. 117-134. *En:* Morales, V. y J. Cuéllar- Anjel (eds.). 2008. Guía Técnica - Patología e Inmunología de Camarones *Penaeidos*. Programa CYTED Red II-D Vannamei, Panamá, Rep. de Panamá. 270 pp.
25. **Navas L. 15 febrero 2010.** Innovador sistema de nutrición en la Camaronicultura, La prensa.com.ni. Managua. www.laprensa.com.ni/2010/02/15/economia/16265-innovador-sistema-nutricion-camaronicultura. visitado 04 de julio del 2013 a las 9:44AM.

26. **(Quispe, Máximo¹; Berger, Christian 2).**
www.nicovita.com.pe/cdn/Content/CMS/Archivos/.../DOC_267_1.pdf
27. **Rojas, A.A., Haws, M.C. y Cabanillas, J.A. ed. (2005).** Buenas Prácticas de Manejo Para el Cultivo de Camarón. The David and Lucile Packard.
28. **Saborío, A. 2003.** Buenas prácticas de manejo en granjas de cultivo de camarón marino. CIDEA UCA, Managua, Nicaragua.
29. **Talavera, E. 1997.** Factor de conversión alimenticia en cultivo de camarón. Boletín Nicovita. Volumen 2 - Ejemplar 03. Nicovita Lima. Marzo, 1997.
30. **Talavera, E. 1998.** Retardo de la tasa de crecimiento de los camarones. Boletín Nicovita. Volumen 3 - Ejemplar 08. Nicovita Lima. Agosto, 1998.