

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE NICARAGUA
UNAN-LEÓN
ESCUELA DE CIENCIAS AGRARIAS Y VETERINARIA
DEPARTAMENTO DE ACUICOLA
INGENIERIA ACUICOLA



MONOGRAFÍA PARA OPTAR AL GRADO DE INGENIERO ACUÍCOLA

TITULO:

Comparación de la sobrevivencia de post-larva de camarón *Litopenaeus vannamei*, cultivados a densidades de 45 y 70 individuos/m² utilizando aireación y recambios de agua respectivamente, en las instalaciones de Laboratorio LIMA. Las Peñitas septiembre 2019.

AUTORES:

- Br Jassuara Massiel García Chévez.
- Br Alejandro José Hernández Zuniga.
- Br Misael Ismael Narváez Miranda.

León, marzo 2020

"A LA LIBERTAD POR LA UNIVERSIDAD"

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE NICARAGUA
UNAN-LEÓN
ESCUELA DE CIENCIAS AGRARIAS Y VETERINARIA
DEPARTAMENTO DE ACUICOLA
INGENIERIA ACUICOLA



MONOGRAFÍA PARA OPTAR AL GRADO DE INGENIERO ACUÍCOLA

TITULO:

Comparación de la sobrevivencia de post-larva de camarón *Litopenaeus vannamei*, cultivados a densidades de 45 y 70 individuos/m² utilizando aireación y recambios de agua respectivamente, en las instalaciones de Laboratorio LIMA. Las Peñitas septiembre 2019.

AUTORES:

- Br Jassuara Massiel García Chévez.
- Br Alejandro José Hernández Zuniga.
- Br Misael Ismael Narváez Miranda.

TUTOR: Lic. Grettel Hernández

ASESOR: Lic. Brenda Quintana

León, marzo 2020

“A LA LIBERTAD POR LA UNIVERSIDAD”

Resumen

Muchos productores de camarón en Nicaragua están sujetos a cultivos con densidades de siembra extensivas, debido a los pocos recursos económicos para comprar la tecnología y maquinaria que ayuden al suplemento de la capacidad de carga de un estanque. Este trabajo tiene como objetivo evaluar la sobrevivencia en base a los factores físicos y químicos en un cultivo experimental en estanques de concreto a dos densidades de siembra, (experimento 1: 45 org/m² con aireación sin recambio de agua; experimento 2: 70 org/m² con recambio de agua y sin aeración). Se registraron los parámetros físicos y químicos y se llevó un control de la sobrevivencia semanal hasta que los organismos llegaran a un gramo. Obteniendo como resultado para el experimento 1, valores de oxígeno disuelto de 2.9 a 7.2 mg/L por la mañana y de 3.4 a 8.2 mg/L por la tarde, el experimento 2, 2.2 a 5.8mg/L por la mañana y 2.7 a 8 mg/L por la tarde. El pH obtuvo valores que van de 7.5 a 8.8 en ambos experimentos, por la tarde los rangos van de 7.6 a 8.8 en los 2 experimento. La temperatura por la mañana varia de 30°C a 31.9 °C en el experimento 1, y de 30.8 °C a 33.2°C para el experimento 2, por la tarde en el experimento 1 va de 30.8 °C a 33 °C y de 31.1°C a 33.2°C para el experimento 2. La salinidad fue de 28 ppm en el método uno y de 30 ppm en el método dos, el valor máximo fue de 35 ppm para ambas condiciones. Por otra parte, la sobrevivencia para el experimento 1 fue de 81% y para el experimento 2 fue 78%, al evaluar los costos en ambos experimentos se observa una ligera reducción en el experimento 2 que obtuvo un costo total de c\$ 106,505.5 en cambio el experimento 1 tuvo c\$112,473.48 esto debido que se disminuye la compra de materiales (sistema completo de aireación), consumo de energía y se obtienen resultados similares.

Certificación.

Lic. Grettel Marisol Hernández Fernández, Profesora del Departamento de Acuícola, de la Escuela de Ciencias Agrarias y Veterinaria de la Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua- León, (UNAN-León),

Certifica:

Que la presente memoria titulada “Comparación de la sobrevivencia de post-larva de camarón *Litopenaeus vannamei*, cultivado a densidades de 45 y 70 individuos/m² utilizando aireación y recambios de agua respectivamente, en las instalaciones del Laboratorio LIMA, Las Peñitas septiembre 2019” presentada por los Br. Jassuara Massiel García Chévez, Br Alejandro José Hernández Zúniga y Br Misael Ismael Narváez Miranda, para optar al grado de Ingeniero acuícola por la Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua-León, ha sido realizada bajo mi tutoría y dirección y que hallándose concluida exitosamente autorizo su presentación para que pueda ser juzgada por el tribunal correspondiente.

Y para que así conste y surta los efectos oportunos, firmo el presente en León, a los 4 días del mes de marzo del 2020.

Lic. Grettel Marisol Hernández Fernández

Docente Departamento de Acuícola

Escuela de Ciencias Agrarias y Veterinarias

ÍNDICE

1	Introducción	1
2	OBJETIVOS	3
2.1	GENERAL.....	3
2.2	ESPECIFICOS	3
3	Literatura revisada	4
3.1	Taxonomía de <i>Litopenaeus Vannamei</i>	4
3.2	Ciclo de vida de <i>Litopenaeus Vannamei</i>	4
3.3	Estadíos larvales.....	5
3.3.1	Nauplio	5
3.3.2	Protozoa	6
3.3.3	Mysis	6
3.3.4	Postlarvas.....	7
3.4	Morfología.....	8
3.5	Alimentación.....	9
3.6	Sistema de producción.....	9
3.6.1	Cultivo Artesanal.....	10
3.6.2	Cultivo Extensivo	10
3.6.3	Cultivo Semi-Intensivo	10
3.6.4	Sistemas Intensivos	11
3.6.5	Sistema de cultivo híper-intensivo.....	11
3.7	Fertilización	12
3.8	Aclimatación y siembra de pos-larva de camarón	12
4	Calidad de Agua	13
4.1	Parámetros físicos químicos	15

4.1.1	Oxígeno Disuelto (OD).....	15
4.1.2	Temperatura.....	16
4.1.3	Salinidad.....	17
4.1.4	pH.....	18
4.2	Recambios de agua	19
5	Sobrevivencia	20
6	Cosecha	21
7	Análisis costo.....	21
8	Diseño Metodológico	22
8.1	Tipo de investigación.....	22
8.2	Ubicación del Laboratorio de investigación LIMA	22
8.3	Diseño y dispositivo experimental	22
8.4	Toma de Agua.....	23
8.5	Fertilización.....	23
8.6	Siembra y aclimatación.	23
8.7	Alimentación.....	24
8.8	Variables a medir.	24
8.8.1	Temperatura y Oxígeno Disuelto	24
8.8.2	Salinidad.....	24
8.8.3	pH.....	24
8.9	Sobrevivencia.....	25
8.10	Análisis de costo	25
8.11	Procesamientos de los datos.	25
9	Resultados y Discusiones.....	26
9.1	Comportamiento de los factores físico-químicos.	26

9.1.1	pH.....	26
9.1.2	Salinidad.....	28
9.1.3	Oxígeno Disuelto.	29
9.1.4	Temperatura	31
9.1.5	Sobrevivencia	33
9.2	Relación biométrica de los organismos	34
9.3	Comparación de costo	36
10	Conclusiones.....	40
11	Recomendaciones.....	41
12	Bibliografía	42
13	ANEXOS	45

Lista de tablas

Tabla 1 Etapa de (protozoa)	6
Tabla 2 características de las etapas larvales del camarón	8
Tabla 3 Oxígeno Disuelto rangos Óptimos para cultivos de <i>Litopenaeus Vannamei</i>	16
Tabla 4 Rangos óptimos de pH para el cultivo de <i>Litopenaeus vannamei</i>	19
Tabla 5 Inversión inicial del método uno (con aireación)	35
Tabla 6 Inversión inicial del método dos (con recambios de agua)	36
Tabla 7 Costo total al mes del método uno (con aireación)	36
Tabla 8 Costo total al mes del método dos (con recambios de agua)	37

Lista de figuras

Figura 1. Dispositivo experimental de la investigación.....	23
Figura 2. Comportamiento de pH por la mañana en el método 1 (con aireación y sin recambio de agua) y el método 2 (con recambios de agua y sin aireación).....	27
Figura 3. Comportamiento de pH por la tarde en el 1 (con aireación y sin recambio de agua) y el método 2 (con recambios de agua y sin aireación).	27
Figura 4. Comportamiento de la salinidad por la mañana en el método 1 (con aireación y sin recambio de agua) y el método 2 (con recambios de agua y sin aireación).	28
Figura 5. Comportamiento del oxígeno disuelto por la mañana en el método 1 (con aireación y sin recambio de agua) y el método 2 (con recambios de agua y sin aireación).	30
Figura 6. Comportamiento del oxígeno disuelto por la tarde en el método 1 (con aireación y sin recambio de agua) y el método 2 (con recambios de agua y sin aireación).	30
Figura 7. Comportamiento de la temperatura por la mañana en el método 1 (con aireación y sin recambio de agua) y el método 2 (con recambios de agua y sin aireación).	32
Figura 8. Comportamiento de la temperatura por la tarde en el método 1 (con aireación y sin recambio de agua) y el método 2 (con recambios de agua y sin aireación).	32
Figura 9. Sobrevivencia al final del cultivo en el método 1 (con aireación y sin recambio de agua) y el método 2 (con recambios de agua y sin aireación).	33
Figura 10. Relación talla-peso de los organismos cosechados. a) método 1 (densidad 317org/m ² con aeración y sin recambios de agua) b) método 2 (densidad 492org/m ² con recambio de agua y sin aireación).....	35

1 Introducción

En Nicaragua la acuicultura ha venido creciendo notablemente ya que esta representa una alternativa para aportar a la oferta alimentaria en el país, contribuyendo a la seguridad alimentaria, crear fuentes permanentes de empleo, estimulando el desarrollo regional. (INPESCA, 2019)

Es importante resaltar que Nicaragua es un país altamente productivo en insumos acuícolas, pero existen déficit en algunas partes de la producción de post-larvas de camarón blanco *Litopenaeus vannamei*, sin embargo, los productores desarrollan siembras sin valorar experimentos nuevos que puedan obtener resultados de sobrevivencia similares respecto a los ciclos anteriores, tomando en cuenta que tienen poco conocimiento sobre nuevas alternativas como lo es el efecto que tienen los recambios de agua cuando estos sean requerido sustituyendo la aireación constante, en la sobrevivencia de cultivo de post-larva, de igual forma las granjas no han desarrollado una evaluación sobre el costo que implica el método de recambios agua, debido a esto es que no se realiza regularmente.

Para determinar si este método es adecuado para los productores se debe tener en cuenta factores como la naturaleza del ambiente local, diseño, estructura del estanque, equipo disponible, variaciones estacionales, tamaño del camarón que se planea cosechar.

Cabe recalcar que la variación climática estacional también puede afectar la sobrevivencia, es decir, en temporadas calurosas aumenta la temperatura y el organismo agranda su actividad fisiológica y metabólica lo que implica mayor demanda de oxígeno e incremento de las necesidades nutritivas llevando a un estado de estrés a las post-larvas volviéndolas más susceptibles a las enfermedades. En cambio, en temporadas de lluvias las temperaturas disminuyen provocando una merma de la actividad fisiológica lo cual puede llevar a muerte temprana a los organismos. (NICOVITA, 1998)

Es por ello que a través de este trabajo investigativo se pretende brindar conocimiento a los productores para mejorar la sobrevivencia poniendo a prueba dos densidades de siembra de post-larva de camarón en condiciones diferentes sustituyendo la aireación constante por recambios de agua y así determinar si se obtendrá resultados similares o mejores a un menor costo.

2 OBJETIVOS

2.1 GENERAL

Evaluar la sobrevivencia del camarón *Litopenaeus vannamei* en etapa de Post-larva, a través dos densidades 45 y 70 individuos/m² utilizando aeración y recambio de agua, respectivamente.

2.2 ESPECIFICOS

1. Monitorear los parámetros físico-químicos del agua (pH, Salinidad, oxígeno disuelto y Temperatura)
2. Calcular la sobrevivencia, en cada densidad de siembra al final del cultivo en etapa de post larvas.
3. Comparar los costos de inversión entre el uso de aeración y recambio de agua en el cultivo.

3 Literatura revisada

3.1 Taxonomía de *Litopenaeus Vannamei*.

Phylum: Artrópoda
Clase: Malacostraca
Orden: Decápoda
Suborden: Dendobranchiata
Superfamilia: Penaeoidea
Familia: Penaeidae
Género: *Litopenaeus*
Especie: *vannamei*
(Pérez, 1997)

3.2 Ciclo de vida de *Litopenaeus Vannamei*.

Las post larvas de camarón llegan a los esteros provenientes del mar, donde los adultos se reproducen en mar abierto. Estas post-larva presentan la forma de un camarón adulto, sin embargo, internamente siguen sufriendo modificaciones anatómicas y fisiológicas, que la hacen cambiar hábitos alimenticios y hábitat. Se encuentran en un gradiente amplio de salinidad, temperatura, oxígeno y otros factores ambientales.

El camarón blanco es nativo de la costa oriental del Océano Pacífico, en aguas cuya temperatura es normalmente superior a 20 °C durante todo el año. *Litopenaeus vannamei* se encuentra en hábitats marinos tropicales.

En la primera etapa, la larva, denominada nauplio, nada intermitentemente y es fototáctica positiva. Los nauplios no requieren alimentación, sino que se nutren de su reserva embrionaria. Las siguientes etapas larvarias (protozoa, mysis y post-larvas temprana respectivamente) continúan siendo planctónicas por algún tiempo, se alimentan del fitoplancton y del zooplancton, y son transportados a la costa por las corrientes mareales. La especie del camarón blanco se madura sexualmente a partir de los 20 g y las hembras a partir de los 28 g en una edad de entre 6 y 7 meses. Cuando *Litopenaeus vannamei* pesa entre 30 g y 45 g, libera entre 100,000 y 250,000 huevos de aproximadamente 0,22 milímetros de diámetro. La incubación ocurre aproximadamente 16 horas después del desove y la fertilización. (Pérez, 1997)

Estos camarones en la naturaleza logran su cópula en aguas del mar que van desde los 10 a los 100 metros de profundidad a salinidades que van de 33 a 36 partes por mil (ppm). Los huevos son liberados por la hembra que previamente ha sido parchada por el macho.

Los huevos son de características pelágicos y su tamaño varía de 200 a 500 micras, esto tiene que ver la especie que se trata, de los cuales un 60% a 70% eclosionarán. (Pérez, 1997)

3.3 Estadíos larvales.

El estadio larvario tiene una duración cercana a las tres semanas dependiendo de la especie y las condiciones ecológicas predominantes durante su trayectoria hacia las áreas costeras, tendrá que ir variando tanto su morfología externa e interna (hepatopáncreas, antenas y anténulas) y su fisiología, producción enzimática para poder asimilar los diferentes tipos de alimento que ingerirá. (Morales, 1990)

Los estadios larvarios de los camarones son:

3.3.1 Nauplio

Del huevo que por lo general mide unos 280 μ eclosiona una larva nauplio, el tamaño de este estadio que se puede subdividir en 4 o 5 sub-estadios tiene un tamaño que varía entre 0.2 y 0.6 milímetro, tiene forma periforme, furca caudal, antena y anténula y mandíbula, a medida que se van alcanzando los distintos sub-estadios se va produciendo un alargamiento del cuerpo, variaciones en la anténula y antena y en la furca caudal con el agregado de espinas.

En el estadio naupliar III la segmentación del tórax se hace evidente y a partir del IV aparecen los apéndices cefalotorácicos, mientras las mandíbulas rudimentarias aparecen en el estadio, de 15 a 20 horas después de la ovoposición ocurre la eclosión de los huevos y la aparición del primer estadio larvario o Nauplio, esto tiene aproximadamente una duración de 36 horas. El animal es de hábitos planctónicos y depende para su alimentación del vítelo del huevo. (Morales, 1990)

3.3.2 Protozoa

Tamaño 0.6 – 2.8 mm. El cuerpo se encuentra dividido en cabeza y resto del cuerpo formado por el tórax y abdomen, la cabeza está cubierta por un caparazón hexagonal, carácter este distintivo de la protozoa, está ya posee un tracto digestivo completo y mantiene el mismo hábito pelágico del Nauplio, alcanza una longitud de 2.2 mm se alimenta de fitoplancton, se divide en tres sub-estadios:

Tabla 1 Etapa de protozoa.

Protozoa I (PI)	Caparazón sin espinas, pleon o abdomen no segmentado, telson bilobulado, ojo naupliar presente.
Protozoa II (PII)	Caparazón con espina rostral, ojos compuestos pedunculados.
Protozoa III (PIII)	Caparazón igual al del sub-estadios anterior, espinas supraorbitales más desarrolladas, telson separado del sexto segmento, maxilipedios birramosos y pereiópodos rudimentarios, urópodos presentes rudimentarios.

(Boschi. & Scelzo, 1997)

3.3.3 Mysis

Tamaño 2.8 – 5.2 mm, cuerpo alargado parecido al de un camarón, pereiópodos bien desarrollados y funcionales, sin pleópodos, en el primer estadio. En esta fase ya presenta características semejantes a un camarón adulto, presentando de 4 a 5 sub. Estadios, ya se encuentra muy avanzado hacia las zonas costeras, esto tiene una duración de 10 días y tiene un tamaño aproximado de 5 mm de longitud, alcanzando la fase de postlarva.

Se divide en cuatro Sub-estadios:

Mysis I: Cuerpo parecido a un camarón, pereiópodos bien desarrollados y funcionales del primero al tercero con quela rudimentaria, pleon Sin pleópodos.

Mysis II: Escama antenal conspicua con espina externa, pereiópodos del primero al tercero con que las desarrolladas, pleópodos rudimentarios.

Mysis III: Flagelo de la antena sobrepasa o alcanza la escama, pleópodos Más desarrollados y articulados.

Mysis IV: Para artemia longinaris y como característica tiene el flagelo antenal casi el doble de largo que la escama y pleópodos bisegmentados muy desarrollados. (Boschi. & Scelzo, 1997)

3.3.4 Postlarvas

Muy parecido en su aspecto al camarón juvenil o adulto, talla entre 5 y 25 mm, presenta un rostro romo, pleópodos con sedas, reducción notoria de los exopoditos de los pereiópodos, cosa que ocurre gradualmente en unas pocas especies.

Los *Litopenaeus vannamei*, alcanza el estadio juvenil cuando el primer pleópodos del macho desarrolla su endopodito en esta etapa se desplaza hacia la franja litoral en busca de las lagunas costeras o esteros, que tienen gran importancia en su ciclo vital, ya al fin de este período, los individuos alcanzarán tamaños de 7 a 11 mm, aproximadamente 14 días después de postlarvas, entendido como ambiente natural las lagunas costeras y/o esteros. (Boschi. & Scelzo, 1997)

Tabla 2 Características de las etapas larvales del camarón

Estadio	Alimentación principal	Comportamiento
Huevo	-----	Flota, tendencia a depositarse en el Fondo.
Nauplio	Sus propias reservas	Locomoción por antenas, Planctónicas
Nauplio	Fitoplancton	Planctónica, natación por apéndices Cefálicos.
Mysis	Zooplancton	Planctónica, natación por apéndices del tórax.
Mysis	Zooplancton y posteriormente alimentación omnívora	Los primeros estadios son planctónicos, luego hábitos bénticos, natación por pleópodos.
Postlarva	Zooplancton y posteriormente alimentación omnívora	Los primeros estadios son Planctónicos, luego hábitos bénticos, natación por pleópodos.

(Boschi. & Scelzo, 1997)

3.4 Morfología.

La boca ventral de los decápodos está circundada por los apéndices de función alimentaria, encimados unos con otros. Los terceros maxípodos son los apéndices más externos y cubren a los demás.

El aparato digestivo típico de los decápodos consta de un esófago corto que conduce hacia una amplia cámara cardiaca y una cámara pilórica posterior, más pequeña, separada de la porción cardiaca por una válvula. El esófago y las cámaras cardiaca y

pilórica están recubiertos por quitina, la cual está engrosada de modo que forma cierto número de osículos.

Estos osículos refuerzan la estructura y sirven como puntos externos de inserción muscular, algunos de ellos dan origen hacia el exterior a un diente dorsal medio y a dos laterales, uno a cada lado del diente medio. (Rockey, 2004)

3.5 Alimentación.

El uso de alimentos balanceados para etapas de post-larvas requiere un nivel de proteína respectivamente alto (46%) para obtener mejores resultados es por eso que esta práctica sigue incrementándose exitosamente tanto en los laboratorios como en operaciones de cultivo intensivos como híper-intensivos.

Estos alimentos contienen una serie de suplementos vitamínicos y lípidos esenciales que suplementan las necesidades nutricionales de los camarones, el contenido proteico varía de acuerdo al tamaño del camarón siendo mayor durante los estadios larvales y post-larvales; disminuyendo este porcentaje durante el periodo de engorde.

El método más utilizado actualmente para alimentar post-larva de camarón en cultivos intensivo e híper-intensivo es por dispersión o 'al voleo', lo cual implica tener que distribuir el alimento de tal manera que cubra por lo menos un 80% de la superficie alimentada. (Galiano, 2000)

3.6 Sistema de producción.

Nicaragua cuenta con un clima tropical subhúmedo con una estación seca que va de los meses de diciembre a abril y una estación lluviosa de mayo a noviembre, La principal zona de cultivo del camarón es el complejo estuarino del Estero Real, ubicado en el Departamento de Chinandega, a una distancia de 170 Km. de Managua. Este complejo estuarino tiene un recorrido de 137 Km. Y desemboca en el Golfo de Fonseca, su cuenca hidrográfica cuenta con una extensión aproximada de 3,767 Km². En él se concentra el área con mayor potencial para el cultivo del camarón con 39.250 hectáreas. (MIFIC, 2008)

En Nicaragua diferentes sistemas de producción: el artesanal, el extensivo, semi-intensivo, intensivo y el híper-intensivo.

3.6.1 Cultivo Artesanal

Bajo esta modalidad de cultivo prevalece el sistema de encierros, los tamaños de estos varían de 20 a 100 hectáreas. 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 post larvas/m²) y el alimento para las post-larvas es natural del agua. Este sistema se aplica en granjas construidas a pala con muros que alcanzan un metro de altura. (MIFIC, 2008)

3.6.2 Cultivo Extensivo

Los estanques tienen una superficie de 25 a 50 hectáreas, son mejor construidos con la ayuda de tractores y sus muros alcanzan alturas superiores a 1.5 m. Se utiliza equipo de bombeo para mantener el nivel de agua y reponer las pérdidas por evaporación o filtración. Sus rendimientos dependen de la productividad natural del agua, que se mantiene con el uso de fertilizante inorgánico. Su densidad de siembra oscila entre 8 a 10 post larvas/ m². Se utiliza alimento balanceado suplementario durante el último mes de cultivo. (MIFIC, 2008)

3.6.3 Cultivo Semi-Intensivo

En este sistema de cultivo se reduce el tamaño de los estanques con superficies desde 5 a 25 hectáreas. Las densidades de siembra varían entre 14 a 20 pls/m² con siembra directa. La dieta se basa en alimento artificial balanceado y la oxigenación se mejora con una tasa de recambio diario de agua que varía entre 10% y 20%.

Se han dado algunas variantes a este sistema en búsqueda de solución a la problemática de las enfermedades que afectan al camarón. Los cambios se relacionan con disminuir la tasa de siembra a densidades menores a 10 pls/m², recambios menores o ninguno de agua durante el ciclo y en algunos casos se intenta agregar aireación. (MIFIC, 2008)

3.6.4 Sistemas Intensivos

Las granjas intensivas comúnmente se ubican fuera de las áreas intermareales, 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.

El cultivo intensivo se caracteriza por tener estanques pequeños que varían mayormente entre 0.5 a 2.0 hectáreas. Los fondos de estos estanques son de tierra y muy pocos tienen recubrimiento de geo membranas (liners). Los liners se usan en lugares donde hay excesiva filtración tales como los suelos arenosos. (Nicovita, 2005)

La densidad de siembra es de 50 a 300 post-larva/m². La alimentación se suministra 4 veces al día. Con un manejo adecuado después de 4 meses se podría alcanzar pesos promedios de 12 a 14 gramos para cosechar.

El factor de conversión alimenticio (FCA) es en una relación de 2.7-1 de kg. De alimento (Tsang, 2008).

Varios grupos de investigadores estudiaron, el cultivo intensivo de camarones *Litopenaeus vannamei* en sistemas tipo "raceways" (de canal abierto), y hay diferentes diseños de "raceways" y se manejan ya sea como sistemas cerrados o como sistemas semi-cerrados o semi-abiertos. (Robertson, S & Gregg, 1992)

3.6.5 Sistema de cultivo híper-intensivo

La densidad de siembra es de 300 a más post-larvas/ m². Se necesitan de 8-10 aireadores por hectárea. El alimento se suministra 3 veces al día y manteniendo un adecuado manejo, a los 4 meses se podría alcanzar pesos promedio de 12 gramos para cosechar. El factor de conversión alimenticia (FCA) en una relación de 2.8-1.

Las temperaturas óptimas para su crecimiento y desarrollo son entre 23 - 30°C.

Se estiman sobrevivencias del 83%, con una talla final de 14 gramos promedios en los tres meses de cultivo.

Las tecnologías de producción del cultivo de camarón existentes permiten el desarrollo y aprovechamiento en forma eficiente, bioseguridad y sustentable, brindando una de las grandes ventajas de este sistema, que es permitir duplicar, triplicar o producir las toneladas que se requiera en el mercado. (Tsang, 2008).

3.7 Fertilización

La fertilización consiste en facilitar el desarrollo de fitoplancton mediante un aporte de nutrientes (principalmente de nitrógeno y fósforo). Se considera una fertilización inicial para originar la proliferación de microalgas.

El aporte de fertilizantes produce afloramiento de fitoplancton el cual al morir junto con el zooplancton y la acumulación de alimento balanceado suministrado y no consumido, aunado a las excretas generan cargas de materia orgánica. El oxígeno disuelto degrada la materia orgánica incorporando nutrientes al agua (Martínez, E, 1994)

3.8 Aclimatación y siembra de pos-larva de camarón

Muchas veces la actividad de siembra de post-larva (PL) silvestre y/o laboratorio tiene que realizarse durante la época de verano, en la cual varía la salinidad, siendo baja en estanques y esteros por efecto de las lluvias y crecientes del río, a diferencia del agua de procedencia de la PL. Para evitar mortalidades de PL durante la siembra, se tiene que realizar aclimatación a la salinidad del estanque.

Durante la aclimatación, las PL se recuperan del efecto ocasionado por el estrés de manipuleo y transporte; a la vez pasan por el proceso de osmoregulación, adaptándose a la cantidad de sales del agua del estanque, mejorando así la supervivencia por los cambios bruscos que pudieran ocurrir sino se realiza este proceso.

Para realizar este proceso es necesario contar con ciertos equipos y aparatos dentro del ambiente de la empresa como son: tanques o cajones de aclimatación ubicados debajo de un cobertizo o sombra, con volúmenes adecuados de agua dulce y agua del estanque donde se van a sembrar las PL; equipo de aireación o tanques de oxígeno, Oxigenómetro,

pHmetro, refractómetro de salinidad, microscopio, mangueras, baldes. Aunque estos últimos pudieran evitarse, usando un sistema de flujo continuo de agua mediante gravedad, tanto para el ingreso de agua como descarga; ubicando los tanques reservorios de agua y de aclimatación en altura apropiadas para tal fin. (NICOVITA, 1998)

El proceso de aclimatación implica ciertas condiciones como: (a) Limitar el número de post-larvas entre 300-500/lit. en los tanques de aclimatación; (b) Medir y mantener la temperatura a nivel constante, (c) Mantener constantemente altos los niveles de oxígeno, no permitir que bajen y si es necesario ayudarse con los tanques de oxígeno o las bombas aireadores para mantener los niveles altos; (d) alimentar las PL durante este periodo, pudiendo utilizar Artemia congelada a una proporción de 5 nauplios/ml. o alimento comercial de post-larvas. También evite sobrealimentar porque si no ocurrirá descomposición del agua y/o obstrucción de las branquias. Por otro lado, cuando se aclimatan las PL se debe tener en cuenta, el grado de tolerancia evitando que sufran estrés por los cambios bruscos de salinidad.

Durante la aclimatación se debe medir la salinidad y registrar por lo menos dos veces por hora la salinidad en el tiempo de aclimatación. De igual manera también tienen que hacerse observaciones al microscopio de muestras de PL a la llegada (para ver las condiciones en que llega la PL) y durante el proceso de aclimatación (se debería observar la presencia de epicomensales en las branquias, grado de llenura del intestino. Así misma opacidad muscular, presencia de mudas y canibalismo). Si se observa cambios en el comportamiento tal como flotar en la superficie o mortalidades, la aclimatación se debería detener hasta corregir los problemas y luego continuar. (NICOVITA, 1998)

4 Calidad de Agua

Según (Boyd, 1990), la calidad de agua en acuicultura puede definirse como la conveniencia del agua para el desarrollo de un cultivo. En un sentido más amplio, 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.

Una mantención inadecuada de la calidad de agua o el deterioro de esta 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 de un cultivo, los parámetros críticos y el rango de valores de dichos parámetros pueden variar de acuerdo con los diferentes estados de desarrollo de la especie, (larva, juvenil, maduración, desove, etc.). (Boyd, 1990)

También, diferentes especies o diferentes estados de desarrollo de una misma especie, pueden mostrar capacidades diferentes de aclimatación a cambios ambientales. Hay además, especies capaces de resistir variaciones abruptas de la calidad de agua y otras que requieren de una aclimatación progresiva a las nuevas condiciones ambientales.

En general, la extensión del rango de valores de los parámetros de calidad de agua indicará en alguna medida el grado de sensibilidad de la especie a las fluctuaciones ambientales (mayor rango define una especie más resistente, mientras que menor rango define una especie más sensible). Los camarones son criaturas delicadas, susceptibles de sufrir estrés ante condiciones ambientales adversas. (Boyd, 1990)

En condiciones de estrés no comen bien, tienden a enfermarse y crecen despacio. Al mantener condiciones ambientales adecuadas en los estanques, los granjeros pueden incrementar la supervivencia, la conversión alimenticia y la producción de su cultivo. El medio ambiente en un estanque de camarón es esencialmente suelo y agua, y los factores que más afectan al camarón son las variables de calidad de suelo y agua.

Los efluentes de las granjas pueden causar efectos adversos en las aguas costeras con el incremento de nutrientes, materia orgánica y sólidos suspendidos. No obstante, el efecto negativo de los efluentes es menor si las granjas son adecuadamente manejadas, y si se mantienen buenas condiciones en la calidad de suelo y agua. (Boyd, 1990)

4.1 Parámetros físicos químicos

4.1.1 Oxígeno Disuelto (OD)

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.

La solubilidad del oxígeno en agua depende de la Temperatura, de la presión atmosférica y de la salinidad, como sigue:

- Cuando la Temperatura sube, la solubilidad del Oxígeno Disuelto baja.
- Cuando la presión atmosférica baja, la solubilidad del Oxígeno Disuelto baja.
- Cuando la salinidad baja, la solubilidad del Oxígeno Disuelto baja.

En la cría de camarones tratamos de mantener la concentración de Oxígeno Disuelto, superior a 3 mg/L. Abajo de 3mg/L, el metabolismo del camarón baja con consecuencias negativas sobre su sobrevivencia y crecimiento (Martinez, 2010).

El rango óptimo para el cultivo de camarones es de 3 – 8 mg/L (Herrera, 2015).La concentración del oxígeno disuelto puede bajar tanto que los camarones pueden morir. Sin embargo, los efectos usuales del oxígeno disuelto bajo se manifiestan en crecimientos lentos o en mayor susceptibilidad frente a enfermedades. En estanques con una baja en la concentración de oxígeno disuelto, los camarones comerán menos y no habrá una conversión alimenticia comparable con la de un estanque con niveles normales.

La siguiente tabla resume los efectos de las concentraciones de oxígeno sobre los camarones.

Tabla 3 Oxígeno Disuelto rangos óptimos para cultivos de *Litopenaeus vannamei*

Concentración de Oxígeno Disuelto	Efecto
Menor de 1 o 2 mg/L	Letal si la exposición dura más que una hora
2-5 mg/L	Crecimiento será lento si la baja de Oxígeno Disuelto se prolonga
5mg/L Saturación	Mejor condición para el crecimiento adecuado
Súper saturación	Puede ser dañino si las condiciones existen por todo el estanque. Generalmente, no hay problema.

(Herrera, 2015)

El intervalo óptimo de oxígeno es de 4.0-5.0 mg/L (Tacon, 2004), por otro lado (Martinez, 2010), nos dice que a exposiciones prolongadas de niveles bajos de oxígeno, menores a 3 mg/L, afectan negativamente el crecimiento. Este funciona como un freno metabólico.

Según, Cowey (1995) afirma, que una disminución o la falta de Oxígeno Disuelto generalmente provocan estrés o muerte en los organismos acuáticos, si es que la exposición es prolongada a menos de 1 mg/L.

4.1.2 Temperatura.

La temperatura es físicamente una magnitud a escala relacionada con la energía interna de un sistema termodinámico, una dimensión referida a las nociones comunes de calor o frío. (NICOVITA, 1997)

Las especies de camarón de aguas cálidas crecen mejor a temperaturas entre 25 °C y 30 °C. La temperatura tiene alto impacto en los procesos químicos y biológicos. Los procesos biológicos como crecimiento y respiración se duplican, en general, por cada 10 °C que aumenta la temperatura.

Esto significa que el camarón crece dos veces más rápido y consume el doble de oxígeno a 30 °C que a 20 °C, por lo que el requerimiento 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, se incrementan también conforme aumenta la temperatura. Por ello los factores ambientales y en particular las variables de calidad del agua, son más críticos conforme aumenta la temperatura (Boyd, 2004).

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.

En general la temperatura por encima de 28 °C es considerada adecuada para su cultivo. Sin embargo, si la temperatura cae por debajo de 28 °C o sube por encima de 32 °C, la temperatura es estresante para el camarón, afectando el consumo de alimento en 32 °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 Alimenticia (Herrera, 2015). La temperatura afecta la solubilidad de Oxígeno en el agua y su consumo por los organismos aumentando o disminuyendo su actividad biológica.

4.1.3 Salinidad.

La salinidad es la cantidad total de materia sólida disuelta en un Kg. de Agua de mar, cuando todo el carbonato se ha convertido en óxido, todo el bromo y Yodo en cloro, y la materia orgánica está completamente oxidada. La salinidad se mide en G/Kg. ‰ (ppm). (Boyd, 2001)

La salinidad del Agua de mar es de 35 ppm, sin embargo, la salinidad encontrada en los estanques de cría puede variar mucho, sea subir con la evaporación o bajar con la lluvia.

Los rangos de tolerancia de la salinidad para los camarones son muy amplios y pueden sobrevivir de 0ppm hasta 50 ppm, sin embargo, el rango de crecimiento óptimo es de 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 50 ppm.

La salinidad alta tiene consecuencias adversas sobre el ecosistema del estanque. Sabemos en efecto que para las salinidades altas y bajas los organismos marinos deben utilizar una gran parte de su energía para equilibrar su medio interior con el exterior esto se hace en contra del crecimiento y la sobrevivencia.

La salinidad también tiene un efecto indirecto bajando la solubilidad del Oxígeno Disuelto en el agua y su disponibilidad para los animales. (Boyd, 2001)

4.1.4 pH.

El pH se define como el logaritmo negativo de la concentración de iones de hidrógeno. 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. (Herrera, 2015)

Tabla 4. Rangos óptimos de pH para el cultivo de *Litopenaeus vannamei*

Efecto	pH
Punto de acides total	4
No reproducción	4-5
Crecimiento lento	4-6
Mejor crecimiento	6-9
Crecimiento lento	9-11
Punto letal de alcalinidad	11

(Herrera, 2015)

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 azufre. Hay que hacer un tratamiento del suelo con cal.

El pH actúa directamente en los procesos de permeabilidad de la membrana celular actuando sobre el transporte iónico intra y extracelular, el tejido branquial es el principal afectado por la acides del medio. Cuando los organismos son expuestos a bajos niveles de pH, la cantidad de mucus de la superficie branquial aumenta, lo cual interfiere en el Intercambio gaseoso e iónico que se realiza a través de las branquias, por tanto, provocando así un estrés respiratorio.

El pH del agua del estanque depende de la concentración de O.D y de los demás elementos ácidos. La fotosíntesis con un consumo de CO₂ con la respiración conduce a una baja de pH. (Herrera, 2015)

4.2 Recambios de agua

Los porcentajes de las tasas de recambio de agua se determinan después de que se hayan tomado los parámetros de calidad de agua (pH, amonio y oxígeno disuelto). Excepto en caso de emergencia, las tasas de recambio de agua no pueden ser

recambiadas, porque un abuso en esta decisión puede ocasionar un aumento de los costos de combustible.

Los recambios de agua se pueden realizar a través de un método continuo de liberación de agua desde el fondo mediante un sifón. Este método envuelve el mantenimiento de los niveles de agua de los estanques a su máximo nivel operativo al tiempo que permite que el agua en exceso fluya desde el fondo de las salidas del estanque mientras agua nueva está entrando continuamente por las entradas del estanque.

El recambio de agua usando el método de drenado-rellenado también puede ser implementado. Se baja el nivel de agua del estanque hasta un nivel de acuerdo con la tasa de cambio para luego volver a llenar hasta su máximo nivel operativo con agua nueva del canal de distribución. Este método puede ser especialmente útil en los estanques cuya agua afecta a un canal grueso de distribución debido a un nivel máximo operativo más alto que el nivel bajo del canal de distribución. Los estanques con este problema no tienen un flujo continuo ya menudo no experimentan un cambio continuo desde el fondo (Bravo, 2002)

5 Sobrevivencia

La sobrevivencia no es más que la cantidad de camarones existentes actualmente en el cultivo. El muestreo de sobrevivencia se realiza con el objetivo de conocer cuántos camarones por m², existen en ese momento esto se realiza semanalmente, en el mismo momento que los muestreos poblacionales.

La investigación de la FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y Agricultura) desarrollada en Estados Unidos de Norteamérica se ha enfocado al crecimiento de camarón blanco del pacífico en sistemas de canales de flujo rápido súper-intensivos, ha logrado obtener tasas de supervivencia de 55–91%, con un peso promedio de entre 6 y 26 gr. En el caso de los cultivos de tipo hiper-intensivo se esperan supervivencias estimadas entre 75 y 80%. (Martínez. E, 2012)

6 Cosecha

Para realizar esta operación existen diversos métodos: uno consiste en bajar paulatinamente el nivel de agua de los estanques hasta tener una columna de agua de 20–30 cm, para luego utilizar diversos tipos de redes para capturar los camarones (atarrayas, redes playeras).

Otro método consiste en vaciar parcialmente el estanque hasta el mismo nivel anterior, para luego vaciarlo totalmente colocando a la salida de la compuerta redes o cajas, éste es el método más utilizado en la actualidad. Se debe tener cuidado de bajar el nivel de agua lentamente para evitar corrientes fuertes que puedan aplastar a los camarones. (Fenucci, 1988)

7 Análisis costo

El análisis de costos es una herramienta financiera, Es decir se determina el costo en el que se incurre al comprar los insumos, y qué tan bien se pueden reorganizar para aumentar la productividad de la empresa.

Por tanto, el análisis de costos es fundamental en la toma de decisiones de negocios, ya que es el proceso de identificación de los recursos necesarios para llevar a cabo un proyecto, el cual determina la calidad y cantidad de recursos necesarios entre otros.

Para realizar un análisis de costo se debe tener en cuenta establecer el periodo de tiempo del proyecto, identificar la perspectiva y el alcance del proyecto, categorizarlos como costos directos e indirectos para luego ser calculados.

Como mínimo, el análisis de costos debe proporcionar a la empresa el verdadero costo de ejecutar un proyecto o brindar un servicio en particular. (Corvo, 2019)

8 Diseño Metodológico

8.1 Tipo de investigación

Se trató de una investigación de carácter experimental porque precisamente el investigador provoca una situación para introducir determinadas variables de estudio manipuladas por él, para controlar el aumento o disminución de esa variable, y su efecto en las conductas observadas.

8.2 Ubicación del Laboratorio de investigación LIMA

El experimento fue realizado en el laboratorio de Investigación Marina y Acuicultura (LIMA) de la UNAN-León ubicado a 22 km de la ciudad de León conectada por una carretera pavimentada a la comunidad de Las Peñitas; dicho experimento se realizó en el periodo de septiembre-octubre del 2019, con duración de 1 mes.

8.3 Diseño y dispositivo experimental

El diseño experimental consto con el experimento1: 45 individuos/m² con aireación, utilizando un compresor de 12v, 75w con capacidad de 105L/min y experimento 2: 70 individuos/m² con recambios de agua cada vez que este fue requerido.

El dispositivo estuvo compuesto por un reservorio principal el cual abasteció las dos pilas de concreto de 4.4 m², el flujo de agua fue conducido a través de una tubería de PVC de 3 pulgadas, ubicada desde el filtro en la zona inter-marial hasta la estación de bombeo, en el cual se encuentra una bomba eléctrica, posteriormente el agua se transfirió por una tubería del mismo calibre a las pilas de concreto y la depositará en los dos estaques experimentales.

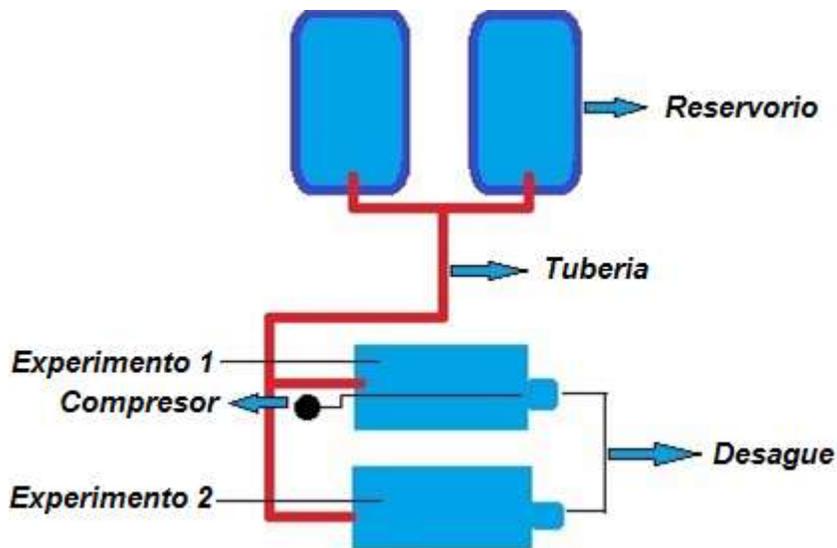


Figura 1. Dispositivo experimental de la investigación.

8.4 Toma de Agua

La toma de agua se encuentra en la parte trasera del Laboratorio de Investigaciones Marinas y Acuícola (LIMA), consiste en un tubo con ranuras en la cual se filtró el agua, está cubierto con piedrín y 1 metro de arena. Esta condujo el agua por medio de una tubería. El agua era bombeada hacia un reservorio por medio de una bomba centrífuga (pentair) de un 1hp de capacidad, El reservorio era de concreto de forma cuadrada y dividida en dos partes, cada uno de ellos tenía las dimensiones de 11.35 metros de largo y 4.8 metros de ancho teniendo la capacidad de contener 54 m³ de agua ubicado en las instalaciones de LIMA.

8.5 Fertilización

El fertilizante que se utilizó en los estanques fue (Ferti lake plus), ya que este brindó un porcentaje de nitrógeno y fosforo son los nutrientes limitantes y apropiado para proliferar las micro algas necesarias en el ecosistema de agua para el cultivo de post larva.

8.6 Siembra y aclimatación.

Las post larvas provinieron de la empresa Farallón Aquaculture de Nicaragua. Fueron aclimatadas y sembradas en los estanques por separados, donde el proceso de aclimatación fue realizado por temperatura, se colocaron las bolsas en cada estanque por un tiempo de una hora para luego liberar las larvas.

8.7 Alimentación

La alimentación fue suministrada en 3 dietas diaria por los primeros 15 días, el cual consistió en el 50% a las 9:00 am, el otro 50% se dividido en dos raciones el 25% a las 2:00pm y el otro 25% a las 6:00pm esto represento el 100% del alimento, se aplicó a través del método al voleo. (Galiano, 2000)

8.8 Variables a medir.

8.8.1 Temperatura y Oxígeno Disuelto

Para medir el oxígeno disuelto, se utilizó un Oxigenómetro (YSI-85) que tiene su unidad de medida en mg/L (miligramos por litro) para el oxígeno y T°C (grados Celsius) para la temperatura. Se introdujo el electrodo en el agua, sumergiéndolo a 15 cm de profundidad se esperó unos segundos hasta que el valor de la pantalla fue estable, Los datos se registraron en una bitácora y luego en un formato de campo (Excel 2013), estas variables se tomaron a las 6am y 6pm, diariamente durante el experimento en ambas pilas.

8.8.2 Salinidad

Para medir el nivel de salinidad se usó el refractómetro manual óptico (VITALSINE SR-6), siendo su unidad de medida ‰S (partes por millón) primero se calibró se le aplicó agua dulce en el prisma para que la línea se ubique en cero, de esta manera se calibra el equipo, luego se le agregó unas gotas de agua del estanque para así obtener el dato de la salinidad. Los datos se registraron en una bitácora y luego en un formato de campo (Excel 2013), esta variable se tomó a las 9 am diariamente en ambos experimentos.

8.8.3 pH

Para medir el pH se utilizará el pHmetro (HANNA, H198107), se sacó la muestra en un recipiente de plástico a 15cm de profundidad de la columna de agua. Los datos se registraron en una bitácora y luego en un formato de campo (Excel 2013), esta variable se tomó a las 6 am y 6 pm, diariamente durante el experimento en ambas pilas

8.9 Sobrevivencia

Para determinar la sobrevivencia primeramente se calculó el total de la población. El cual fue realizado mediante un muestreo poblacional posteriormente se hizo un conteo directo de todos los organismos que había en los dos experimentos al final del cultivo, eso se dividió entre la cantidad de organismos sembrados y se multiplico por el cien por ciento.

8.10 Análisis de costo

Primeramente, se definió el propósito y el alcance de los dos experimentos realizados, se estableció el tiempo de la duración del experimento, los costos directos e indirectos: Se enumeraron; se realizaron visitas y entrevista a CAM y Aquatet que son distribuidoras de insumos acuícolas y DISNORTE DISSUR, luego se calcularon los costos, posteriormente fueron comparados entre ambos métodos y así se determinó cual era el más económico

8.11 Procesamientos de los datos.

Los datos de las variables fueron registrados y almacenados en Excel, posteriormente ser procesados y exportados a SPSS aquí se empleó un método estadístico T Student ($P < 0.05$) y elaboración de gráficas.

9 Resultados y Discusiones.

9.1 Comportamiento de los factores físico-químicos.

A continuación, se presentan los resultados obtenidos de acuerdo a las variables fisicoquímicas analizadas:

9.1.1 pH

Se observa que por la mañana el valor mínimo fue de 7.5 en ambos experimentos, y el valor máximo de 8.8, cabe destacar que no existe diferencia significativa entre ambos ($0.981 > 0.05$) (Gráfico 1). Por otra parte, por la tarde el valor mínimo fue de 7.6, y el valor máximo de 8.8 en los dos experimentos, se puede señalar que no existe diferencia significativa entre ellos ($0.817 > 0.05$) (Gráfico 2).

En todo el transcurso del estudio los intervalos se mantuvieron en los valores requeridos, ya que según, (Martínez E. , 2012) los niveles de pH deben encontrarse entre 6.5 a 9, siendo estos valores óptimos para el cultivo de camarón.

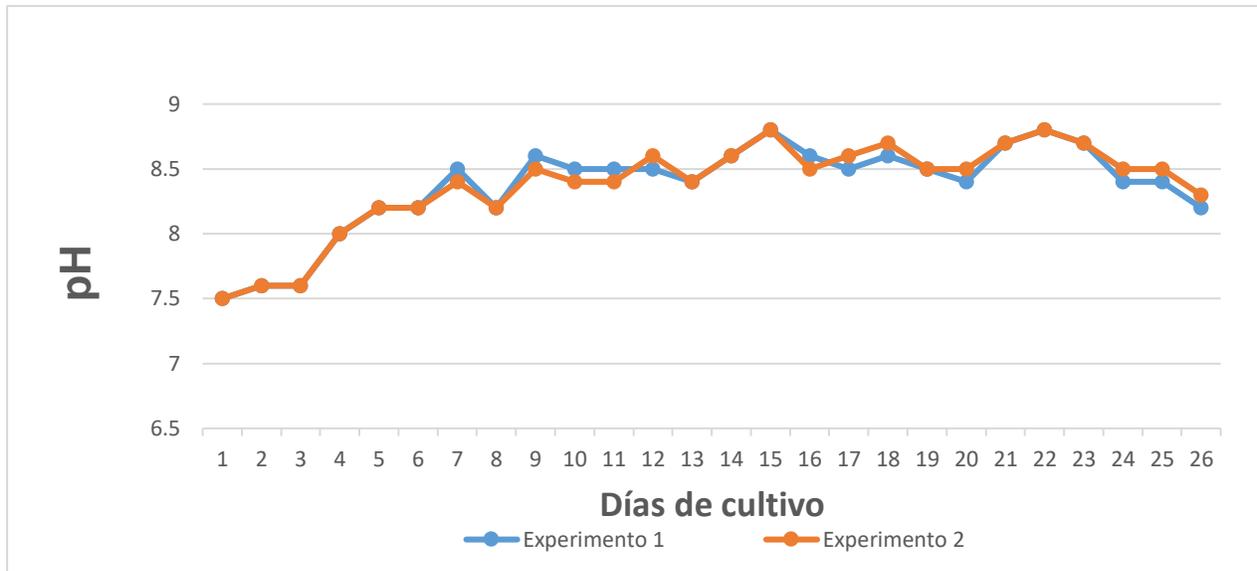


Figura 2. Comportamiento de pH por la mañana en el experimento 1 (con aireación y sin recambio de agua) y el experimento 2 (con recambios de agua y sin aireación).

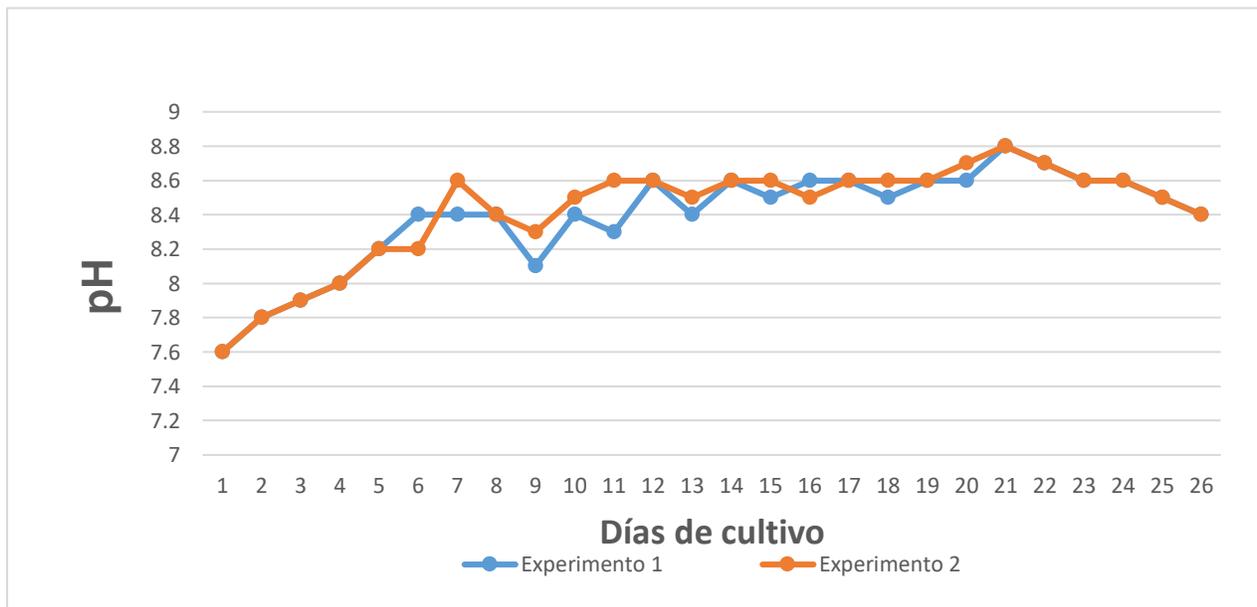


Figura 3. Comportamiento de pH por la tarde en el experimento 1 (con aireación y sin recambio de agua) y el experimento 2 (con recambios de agua y sin aireación).

9.1.2 Salinidad.

Se evaluaron los valores registrados de salinidad en el agua, el valor mínimo fue de 28 ppm en el experimento 1 y de 30 ppm en el experimento 2, el valor máximo fue de 35 ppm para ambas condiciones, observándose que no existe diferencia significativa entre ambos experimentos ($0.114 > 0.05$) (Grafico 3).

Según Martínez, (2012) la salinidad se refiere a la concentración total de todos los iones (sales) disueltos en el agua, los intervalos óptimos para el crecimiento de camarón se deben de mantener entre 15 y 25 ppm, sin embargo, el camarón es una especie eurihalino es decir soporta cambios amplios de salinidad desde 0 a 50 ppm.

En relación con los datos mencionados anteriormente, en el transcurso del estudio los intervalos sobrepasaron los valores óptimos, debido a que el agua que se utilizó en el experimento no fue estuarina, sino oceánica ya que las concentraciones de salinidad son de 36 ppm (Meyer, 2004) sin embargo, esto no afecto de manera drástica en la sobrevivencia de los camarones, ya que como se mencionó anteriormente son especies capaces de soportar cambios en la salinidad.

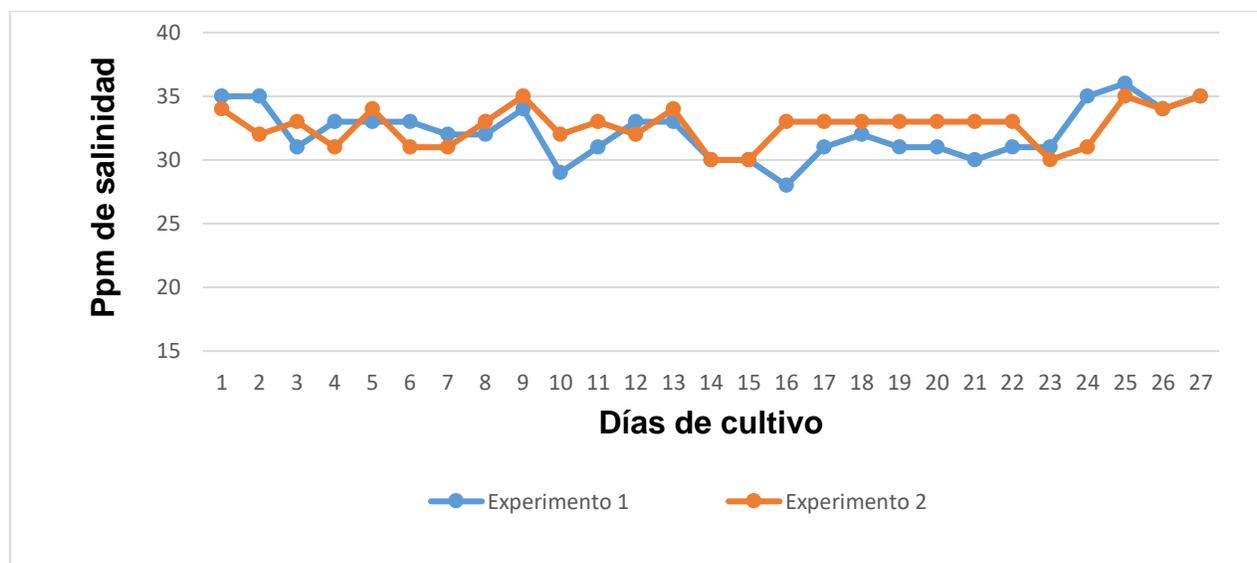


Figura 4. Comportamiento de la salinidad por la mañana en el experimento 1 (con aireación y sin recambio de agua) y el experimento 2 (con recambios de agua y sin aireación).

9.1.3 Oxígeno Disuelto.

Por la mañana el valor mínimo en el experimento 1 fue de 2.9 mg/L y de 2.2 mg/L en el experimento 2, el valor máximo fue 7.2 mg/L en el experimento 1 y para el experimento 2 fue de 5.8 mg/L, observándose que no existe diferencia significativa entre ambos experimentos ($0.419 > 0.05$) (Gráfico 4). cabe mencionar que en el experimento 2 los días 18,19 y 22 se desarrolló recambios de fondo mediante un sifón debido a bajones de oxígeno por días lluvioso.

Por otra parte, el valor mínimo que se obtuvo por la tarde en el experimento 1 fue de 3.4 mg/L y en el experimento 2 de 2.7 mg/L, el valor máximo para el experimento 1 fue de 8.2 mg/L y de 8 mg/L para el experimento 2, de acuerdo a los resultados no se encontró diferencia significativa entre ambos experimentos ($0.947 > 0.05$) (Gráfico 5). Cabe mencionar que en el experimento 2 por la tarde el día 12 se realizó un recambio de agua superficial del 15% para eliminar materia en suspensión y por falta de coloración en el estanque, y el día 18 se realizó un recambio de agua de fondo para recuperar oxígeno disuelto en la columna de agua.

Según Martínez (2012), estudios realizados sobre el crecimiento y sobrevivencia de las post larvas de camarón, reportan que valores menores de 3mg/L de oxígeno disuelto existe un freno metabólico y los pone en estado de estrés, ya que el rango óptimo es de 3 a 5mg/L. dicho esto los valores de oxígeno disuelto se encontraron entres los rangos estimados, cabe recalcar que los días que se encontraron valores fuera de lo establecido, no afecto de manera drástica en la sobrevivencia de las post-larvas.

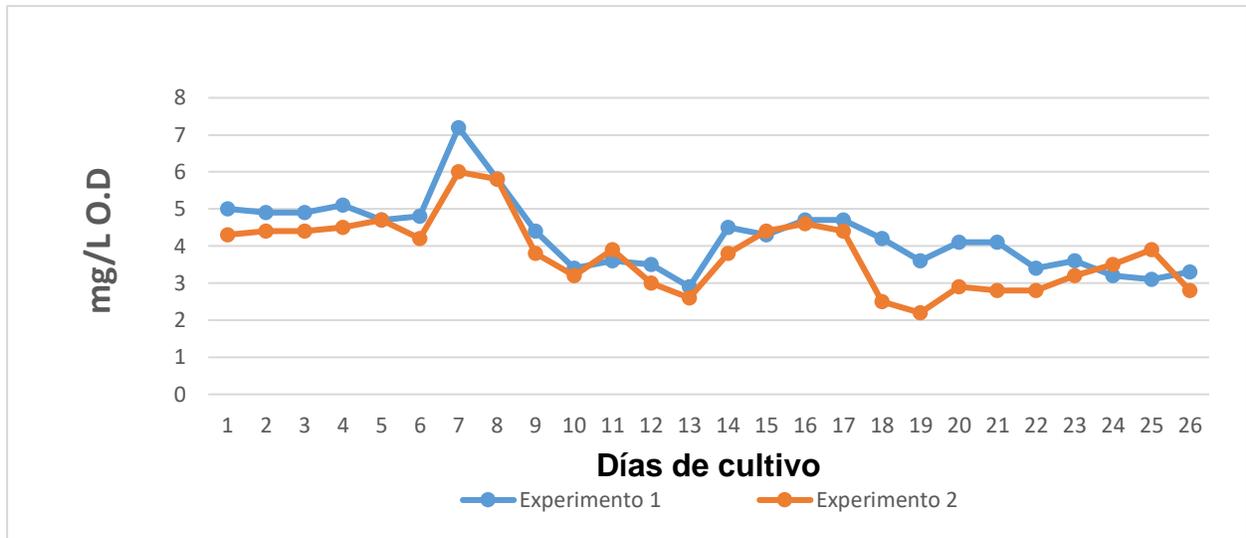


Figura 5. Comportamiento del oxígeno disuelto por la mañana en el experimento 1 (con aireación y sin recambio de agua) y el experimento 2 (con recambios de agua y sin aireación).

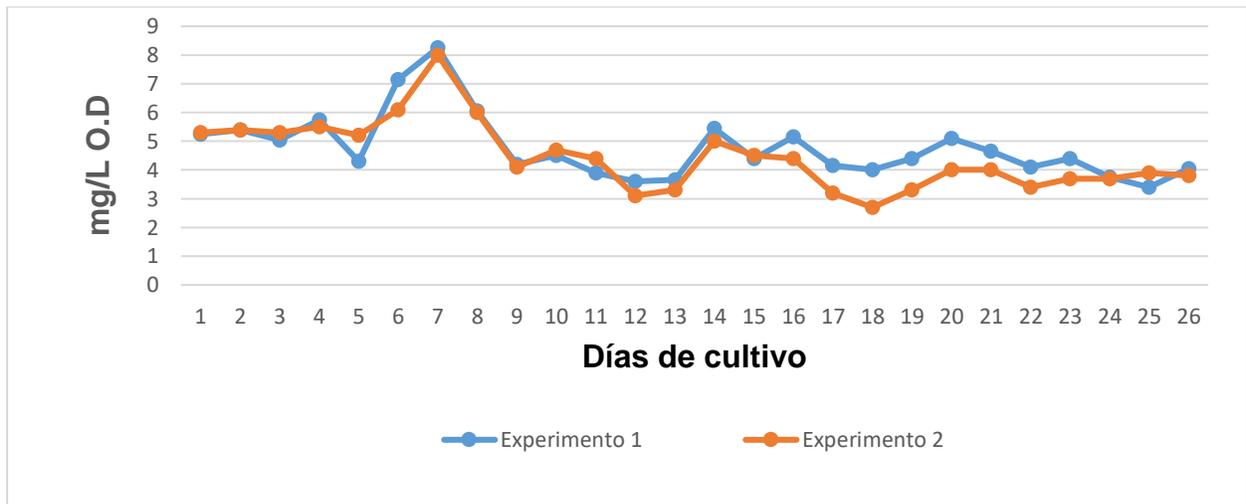


Figura 6. Comportamiento del oxígeno disuelto por la tarde en el experimento 1 (con aireación y sin recambio de agua) y el experimento 2 (con recambios de agua y sin aireación).

9.1.4 Temperatura

El valor mínimo registrado por la mañana en el experimento 1 fue de 30 °C y de 30.8 °C para el experimento 2, en cambio el valor máximo para el experimento 1 fue de 31.9 °C y de 33.2°C para el experimento 2, cabe mencionar que no existe diferencia significativa entre ambos experimentos ($0.250 > 0.05$) (Gráfico 6). Por la tarde, en el experimento 1 se observó que el valor mínimo fue de 30.8 °C y de 31.1 °C para el experimento 2, el valor máximo que se obtuvo para el experimento 1 de 33 °C y de 33.2 °C para el experimento 2, observándose que no existe diferencia significativa entre ambos experimentos ($0.603 > 0.05$) (Gráfico 7)

Según Herrera (2015) los valores óptimos para el buen crecimiento y sobrevivencia del camarón *Litopenaeus vannamei* es entre 28°C y 32°C. De manera que en el experimento las temperaturas registradas estuvieron dentro de los intervalos óptimos, por lo cual se puede decir que este factor no influyó de manera negativa.

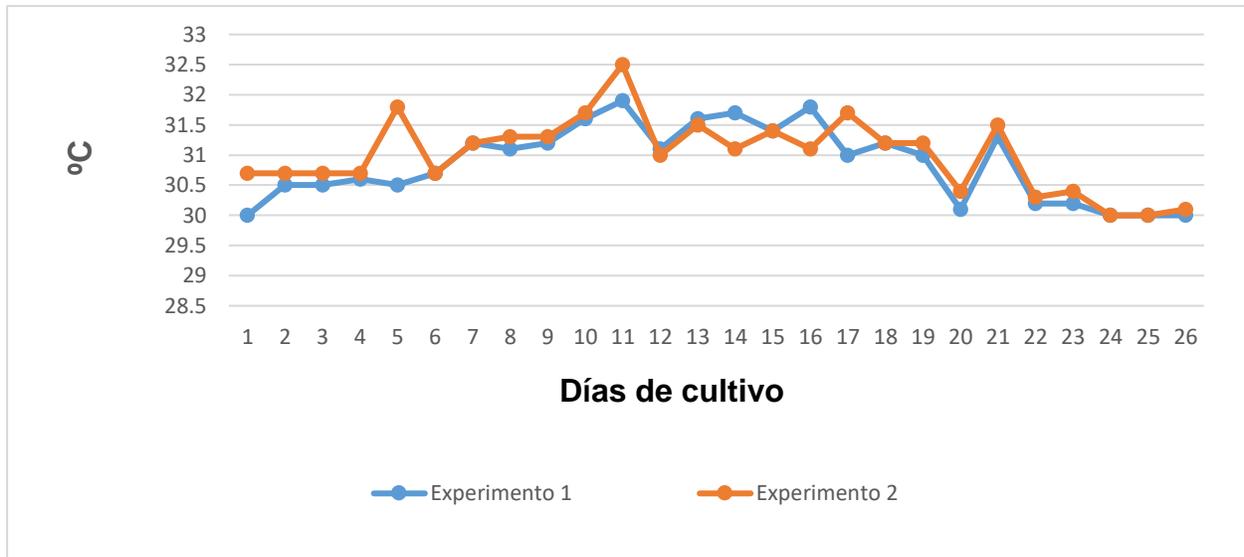


Figura 7. Comportamiento de la temperatura por la mañana en el experimento 1 (con aireación y sin recambio de agua) y el experimento 2 (con recambios de agua y sin aireación).

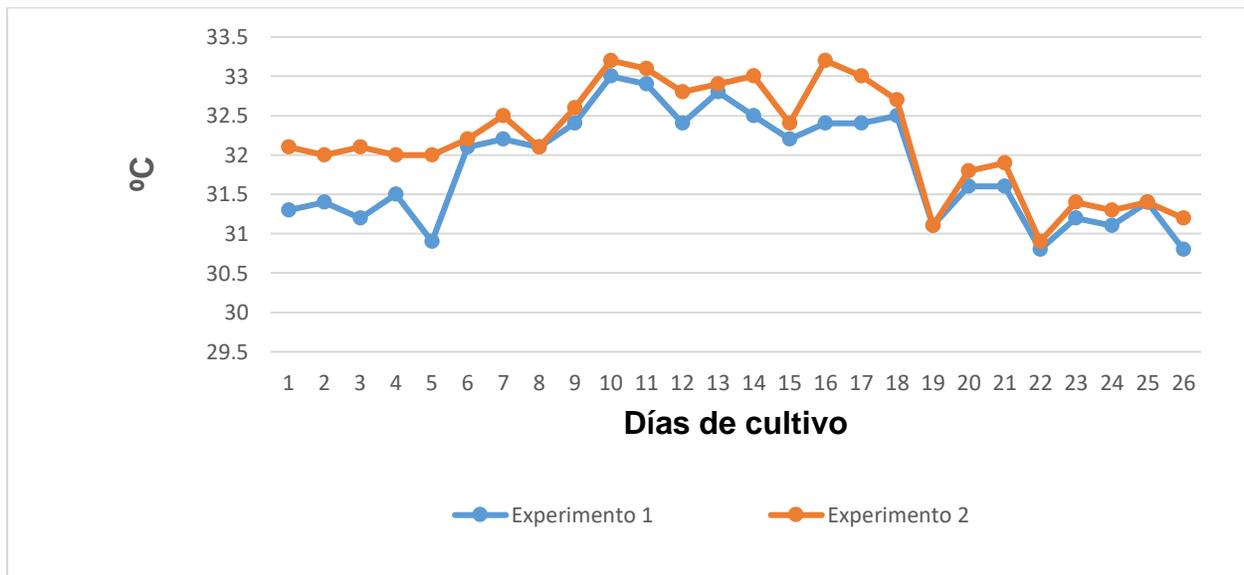


Figura 8. Comportamiento de la temperatura por la tarde en el experimento 1 (con aireación y sin recambio de agua) y el experimento 2 (con recambios de agua y sin aireación).

9.1.5 Sobrevivencia

El experimento 1 presento como promedio 81% de sobrevivencia al final del estudio y el experimento 2 obtuvo un 78% (gráfico 8) en comparación con estudios realizados por Téllez, (2009) la sobrevivencia registrada en los estaqués cultivados sin aireación a densidad de 30 pls/m² fue de 65% y en desidad de 15 pls/m² de 70% durante 89 día de cultivo, cabe destacar que este estudio fue mas prolongado a diferencia de dicha investigacion.

De manera que los resultados obtenidos en los experimentos son saticfactorios para un cultivo de post-larva ya que según Martínez (2012) una sobrevivencia de 55- 85% en sistemas semi-intensivos e hiper-intensivos es rentable

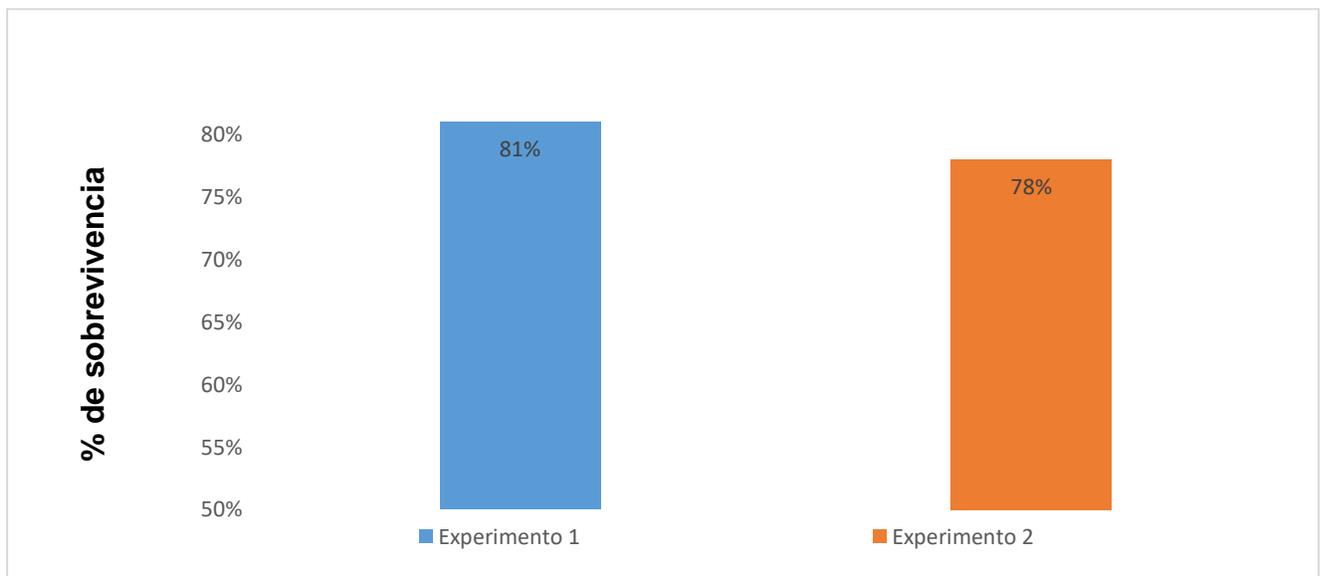
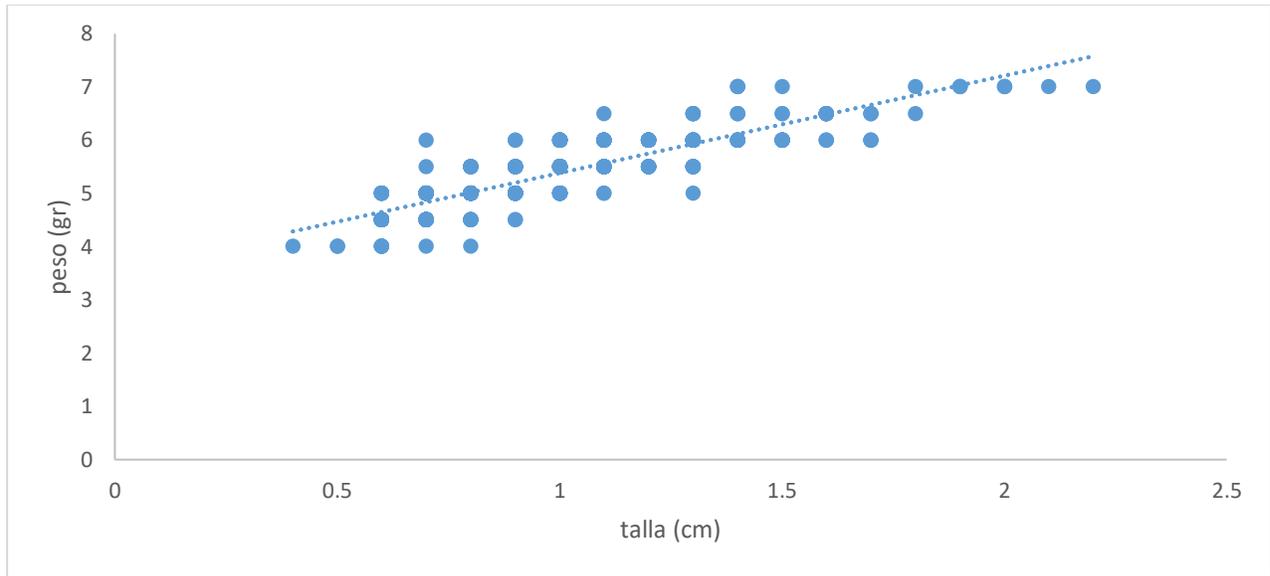


Figura 9. Sobrevivencia al final del cultivo en el experimento 1 (con aireación y sin recambio de agua) y el experimento 2 (con recambios de agua y sin aireación).

9.2 Relación biométrica de los organismos

En el (gráfico 9) se observa la relación talla-peso que presentaron los organismos al final del estudio, los valores de correlación entre las variables de talla y peso fueron de 0.86 lo que indica dependencia entre ambas variables, lo que indica que el camarón presenta un crecimiento isométrico, es decir que estos crecen proporcionalmente tanto en longitud como en peso. Los resultados obtenidos en las correlaciones fueron cercanos a (Madero, (2002).) al encontrar en *L. vannamei* un coeficiente de correlación entre longitud y peso de 0,98. Mientras, (Audelo, 1999), el valor de correlación de dichas variables fue de 0,96. Al comparar ambos experimentos se observa que en relación a las variables talla y peso no existe diferencia significativa (T:0.906>0.05, P: 0.305>0.05).

a)



b)

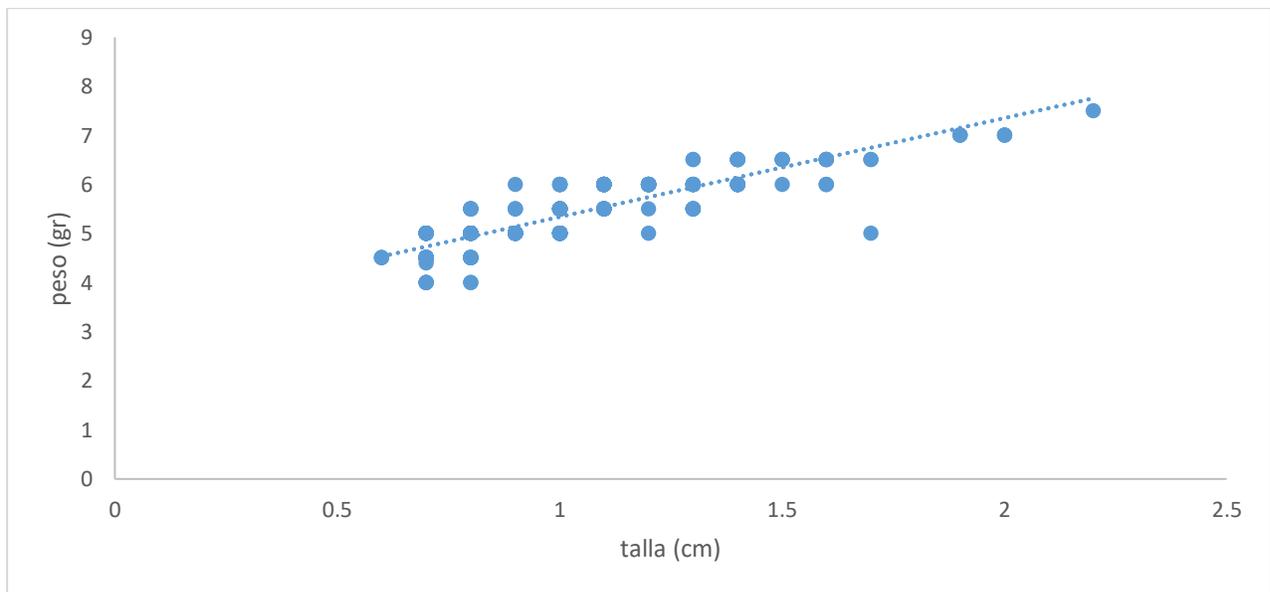


Figura 10. Relación talla-peso de los organismos cosechados. a) Experimento 1 (densidad 317org/m² con aeración y sin recambios de agua) b) Experimento 2 (densidad 492org/m² con recambio de agua y sin aireación).

9.3 Comparación de costo

Se evaluó la inversión inicial para ambos experimentos, identificando cada uno de los materiales e insumos a utilizar en el ciclo de cultivo estableciendo sus precios, cabe recalcar que durante el experimento los materiales utilizados fueron facilitados por la institución.

Para el experimento 1 (con aireación) se calcula un total de inversión de C\$112,473.48 (ver tabla 5), por otra parte, el experimento 2 (con recambios de agua) fue ligeramente menor con un total de C\$106,505.5 (ver tabla 6) comparando así el costo que conllevan ambas prácticas durante el experimento. En el experimento 1 con aireación constatare las 24 horas, se trabajó con un compresor marca magnetic con capacidad de 12v, 75w, 105L/min, que consume al mes 777.6 kwh, donde el precio de 1 kwh es de C\$7.03, esto generó un gasto total de C\$ 5,676.48 (ver tabla 7) para el experimento 2 con recambios de agua, se utilizó una bomba marca pentair de 1 hp, durante el estudio se realizaron 5 recambios del 15% con una duración de 20 minutos cada uno, dando un total de 1 hora 40 minutos, el consumo en kwh por día de la bomba es de 330 kwh esto indica un costo al mes de C\$ 3,866.5 (ver tabla 8).

Según los resultados obtenidos al final de los experimentos al comparar los costos, se observó una reducción del gasto en el experimento 2, obteniéndose resultados similares en cuanto a sobrevivencia al final del experimento lo que indica que puede ser utilizado en caso de no contar con aeración constante (gráfico 8).

Tabla N° 5 inversión inicial del experimento 1 (con aireación)

cantidad	materiales	precios C\$
1,000	larvas de camaron	133
1	oxigenometro (YSI-85)	40,080
1	Refractometro obtico (VITALSINE SR-6)	5,010
1	pHimetro (HANNA, H198107)	10,020
1	balanza (BR-1023)	3,340
1	bomba de agua (pentair 1 hp)	40,080
1	compresor	4,008
3m	mangueras para aireación	150
2	tinas	1,000
16lb	alimento (biocamaron)	256
1bolsa	fertilizante (fertiplus)	2,000
6m	mangera de 2 pulgadas	600
3 yarda	malla de una micra	120
costo total		106,797

(Santamaria, 2019)

Tabla N° 6 inversión inicial del experimento 2 (con recambios de agua)

Cantidad	materiales	precios C\$
1,000	larvas de camaron	133
1	oxigenometro (YSI-85)	40,080
1	Refractometro obtico (VITALSINE SR-6)	5,010
1	pHimetro (HANNA, H198107)	10,020
1	balanza (BR-1023)	3,340
3m	bomba de agua (pentair 1 hp)	40,080
2	tinas	1,000
16lb	alimento (biocamaron)	256
1bolsa	fertilizante (fertiplus)	2,000
6m	manguera de 2 pulgadas	600
3 yarda	malla de una micra	120
costo total		102,639

(Santamaria, 2019)

Tabla N° 7, costo total al mes del experimento 1 (con aireación)

Compresor 12v, 75w, 105lt/min	Tiempo de uso 24 hr
Consumo de Kilowatt/hora	1.08 kw
Consumo de Kilowatt/día	25.92 kw
Consumo de Kilowatt/mes	777.6 kw
costo de 1 Kilowatt	C\$) 7.03
costo total del mes	C\$) 5,676.48

(Santamaria, 2019)

Tabla N° 8, costo total al mes del experimento 2 (con recambios de agua)

Bomba (Pentair)	1HP
Tiempo que duraba el recambio	20 min
Total, de tiempo en los 5 recambios	100 min
Gastos en kilowatt/hora de la bomba	330 kw
Gastos en kilowatt/20 min	110 kw
Gastos en kilowatt/100 min	550 kw
Precio de 1 kilowatt	C\$ 7.03
Costo total del mes	C\$ 3,866.5

(Santamaria, 2019)

10 Conclusiones

Los resultados de parámetros físico-químicos como oxígeno disuelto, pH y temperatura presentaron valores dentro de los rangos establecidos para el cultivo, entre ambos métodos no se observó diferencia significativa.

El experimento 1 presentó como promedio 81% de sobrevivencia al final del estudio y el método dos obtuvo un 78%, cabe destacar que el experimento 1 tenía menos organismos y constaba con las condiciones necesarias para el cultivo a diferencia del experimento 2 en el cual se implementó solo recambios de agua cuando esta era requerido sustituyendo la aireación constante.

Al evaluar los costos entre ambos experimentos se observa que el experimento 2 (Recambios de agua) es de menor costo que el experimento 1 (con Aireación) esto debido a que se reduce el uso de materiales como es el sistema completo de aireación, consumo de energía y a la vez se obtienen resultados similares en cuanto a sobrevivencia en el cultivo.

11 Recomendaciones

- Llevar acabo el experimento en época de verano, con el objetivo de que las lluvias no afecten los parámetros físicos químicos en el estanque.
- Dar el tiempo requerido para un ciclo de producción, con un mínimo de 90 días para observar si los resultados del experimento no tienen variación con dicha investigación.
- Experimentar con otros métodos alternativos de aireación para comparar en cuanto a sobrevivencia y costos.

12 Bibliografía

- Arturo, R. (14 de septiembre de 2019). *CreceNegocios*. Obtenido de CreceNegocios: <https://www.crecenegocios.com/analisis-costo-beneficio/>
- Audelo, N. O. (1999). *Comparación de la tasa de crecimiento de Penaeus vannamei (Decapoda: Penaeidae) en cultivos intensivos de invierno y de verano*. . Revista de Biología Tropical 47(1):119-121.
- Boschi. & Scelzo, M. (1997). *Desarrollo larval y cultivo del camarón comercial de Argentina, Artemesia longinaris Bate (Crustacea, Decápoda, Penaeidae)*. FAO, Inf. Pesca, (159) Vol.1:287–327.
- Boyd. (1990). Netherlands: Environmental Bioassay Techniques and Their Application.
- Boyd. (2001). Salinity Global Aquaculture Advocate Water quality standards.
- Boyd. (2004). *Effluent composition and water quality standards*. Global Aquaculture Advocate.
- Bravo, A. S. (2002). *Manual Técnico para el cultivo de camarón marino en Nicaragua*. Managua: Centro de investigación de ecosistemas acuáticos CIDEA-UCA.
- Corvo, H. (2019). *Lifeder*. Obtenido de <https://www.lifeder.com/analisis-de-costos/>
- Fenucci, J. (Agosto de 1988). *Manual para la cría de camarones peneidos*. Obtenido de Fao: <http://www.fao.org/3/AB466S/AB466S00.htm#TOC>
- Galiano. (15 de noviembre de 2000). *Nutrición de Larvas de Camarón*. Obtenido de https://www.uanl.mx/utilerias/nutricion_acuicola/IV/archivos/4tsai.pdf
- Herrera, C. (2015). *calidad de agua*. León, Nicaragua.
- Herrera, C. (2015). *Folleto calidad agua”, Componente Curricular de Calidad*. Leon: Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua.

- INPESCA. (2019). *El instituto Nicaraguense de pesca y Acuicultura (INPESCA) da a conocer su informe 2019* . Managua.
- Lim, & Persyn. (1989). *Alimentos Comerciales y Alimentación de Camarones*. Nostrand Reinhold, New York.
- Madero, J. ((2002).). *Relaciones biométricas y crecimiento en camarón blanco (Litopenaeus vannamei) en condiciones de cultivo semi-intensivo*. México: Tesis de Licenciatura, Facultad de Ciencias del Mar, UAS.
- Martinez, E. (2010). *Producción de camarones marinos*. Leon, Nicaragua.
- Martínez, E. (2012). *crecimiento y desarrollo de camarón blanco, carrera ingeniería acuicola, UNAN león, Nicaragua*.
- Meyer, D. (2004). *introducción a la Acuicultura*. Honduras.
- MIFIC. (2008). *Ministerio de Fomento, Industria y Comercio*. Ficha Producto "Camarón". Pág. 3.
- Morales. (1990). *Levantamiento larvario de camarones peneidos. Cartilla.30. Perez Farfante, I. and B. Kensley 1997. Penaeoid and Sergestoid shrimps And prawns of the world: keys and diagnoses for the families and genera. Memoires du Museum National d'Histoire Naturelle 175: 1-233. Pradepesca. pp. 1.*
- Nicovita. (1997). *Alimento Balanceado para acuicultura de camarones*. Volumen, 2. Ejemplar,08, pp 1-2.
- Nicovita. (1998). *"Modelo de Tabla de alimentación para Penaeus vannamei"*. Métodos de Alimentación, Camarón de mar, Volumen 3 – Ejemplar 05, Mayo, pp.4b.
- NICOVITA. (1998). *ACLIMATACIÓN DE POST-LARVAS DE CAMARÓN*. Edicion tumpis.
- Nicovita. (2005). *"Cultivo Intensivo del Camarón Blanco", Resumen de visitas y conferencias a camaroneras del Perú*. pp. 1- 5 <http://www.nicovita.com>.

- Pérez, K. (1997). *Penaoid and Sergestoid shrimps and prawns of the world. keys and diagnosis for the families and genera*. Francia: .Mem.Mus.Natn.Hist.Nat.175:1-233.
- Robertson, S & Gregg. (1992). *Potencial de Engorda Postcriadero de L. vannamei en un Sistema intensivo tipo "Raceway"*. Ciencias.
- Rockey, G. (2004). *Modern Extrusion Systems for Shrimp Feed production Aqua feed. formulation & Beyond*, volume 1, 2 pp.
- Santamaria, F. (15 de Octubre de 2019). consulta de precios de insumos acuicolas. (A. H. Misael Narvaez, Entrevistador)
- Tellez, M. (2009). *unan leon*. Obtenido de <http://riul.unanleon.edu.ni:8080/jspui/bitstream/123456789/2713/1/217435.pdf>
- Tsang, A. (2008). *Manual sobre "Reproducción y cultivo del camarón Litopenaeus vannamei"*. CENDEPESCA El Salvador,.

13 ANEXOS

Conteo y Aclimatación



Prueba de sobrevivencia en aclimatación



Sistema de aireación



Alimento



Peso y Talla



Dispositivo experimental



Cosecha



Mide la Salinidad del agua



mide oxígeno Disuelto y Temperatura



Mide el pH del agua

