



UNIVERSIDAD NACIONAL DE TUMBES  
FACULTAD DE INGENIERÍA PESQUERA  
Y CIENCIAS DEL MAR



ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE INGENIERÍA PESQUERA

TESIS

**EFECTO DE LA HARINA DE ESPIRULINA *Arthrospira platensis*  
COMO COMPLEMENTO ALIMENTICIO SOBRE EL  
CRECIMIENTO Y SUPERVIVENCIA DE LA ZOEA Y MYSIS  
DE *Litopenaeus vannamei*.**

PARA OPTAR EL TITULO PROFESIONAL DE  
INGENIERO PESQUERO

AUTOR

Br. Roberto Raymundo Soriano Aquino

TUMBES, PERÚ

2017



UNIVERSIDAD NACIONAL DE TUMBES  
FACULTAD DE INGENIERÍA PESQUERA  
Y CIENCIAS DEL MAR



ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE INGENIERÍA PESQUERA

TESIS

**EFFECTO DE LA HARINA DE ESPIRULINA *Arthrospira platensis*  
COMO COMPLEMENTO ALIMENTICIO SOBRE EL  
CRECIMIENTO Y SUPERVIVENCIA DE LA ZOEA Y MYISIS DE  
*Litopenaeus vannamei*.**

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE  
INGENIERO PESQUERO

AUTOR

Br. Roberto Raymundo Soriano Aquino

TUMBES, PERÚ

2017

## RESPONSABLES

Bach. ROBERTO RAYMUNDO SORIANO AQUINO

-----  
**EJECUTOR**

Dr. DAVID EDILBERTO SALDARREAGA YACILA

-----  
**ASESOR**

Mg. MARCOS ANTONIO ZAPATA CRUZ

-----  
**COASESEOR**

## **JURADO DICTAMINADOR**

Mg. MAGNO EGO MENDOZA DIOSES

-----  
**PRESIDENTE**

Mg. BRAULIO MORAN ÁVILA

-----  
**SECRETARIO**

Mg. MARTIN AMAYA AYALA

-----  
**VOCAL**

## AGRADECIMIENTO

Al padre Dios, Jehová por ser la fortaleza en mi fe y brindarme cada día su bendición divina en los caminos de vida.

Al gerente de producción, Hernán Washington Nieto Ormeño por permitirme desarrollar el trabajo de ejecución de proyecto de tesis, en la empresa Lobito Marino S.A. Salinas-Ecuador.

A mi madre Silvia, hermanos Víctor y Francisco, sobrinos Michella y Mathias porque son la fuente de inspiración de lucha para alcanzar los objetivos de la vida.

Al asesor, Dr. David Edilberto Saldarriaga Yacila, al coasesor, Mg. Marcos Antonio Zapata Cruz y a los miembros del jurado calificador Mg. Magno Ego Mendoza Dioses, Mg. Braulio Moran Ávila y Mg. Martin Amaya Ayala por la orientación y colaboración durante el tiempo de ejecución del proyecto de tesis.

A mi gran amigo el Sr. Blgo. Kevin Christopher Nieto Matamoros por compartir sus métodos y colaboración en la realización de la ejecución del proyecto de tesis.

A cada uno de los docentes y personal administrativo de la Facultad de Ingeniería Pesquera y Ciencias del Mar, de la Universidad Nacional de Tumbes, en especial a la Dra. Enedia Graciela. Vieyra Peña, Dr. Oscar Augusto. Mendoza Neyra y al Mg. Robert Peralta Otero, por su colaboración eficaz.

## **DEDICATORIA**

Dedico este trabajo principalmente a Dios por brindarme todas las bendiciones necesarias y permitirme haber culminado en tan importante formación profesional.

A mi madre por darme el apoyo en todo momento de mi vida, tanto en mi vida personal como en mi formación profesional que me permitieron desarrollarme y desenvolverme como una persona de bien.

## CONTENIDO

INDICE DE TABLAS .....	ix
RESUMEN .....	xii
ABSTRACT.....	xiii
I. INTRODUCTION.....	14
II. ANTECEDENTES.....	17
III. MATERIAL Y METODOS .....	26
3.1. Material .....	26
3.1.1. Material biológico .....	26
3.1.2. Materiales de Laboratorio.....	26
3.1.3. Materiales de almacén. ....	26
3.1.4. Insumos .....	27
3.1.5. Materiales de escritorio .....	28
3.1.6. Equipos.....	28
3.2. Método .....	29
3.2.1. Ubicación del lugar de la investigación .....	29
3.2.2. Ambiente de larvicultura. ....	29
3.2.3. Sala de eclosión de quistes de <i>Artemia</i> sp.....	29
3.2.4. Procedencia y abastecimiento de larvas <i>L. Vannamei</i> .....	30
3.2.5. Obtención de cultivo <i>Thalassiosira</i> sp. y Cianobacterias <i>Arthrospira platensis</i> . ....	30
3.2.6. Tratamiento de agua en los reservorios.....	30
3.2.7. Limpieza y preparación de tanques.....	31
3.2.8. Llenado de los tanques de cultivo.....	31
3.2.9. Larvicultura de <i>Litopenaeus vannamei</i> .....	31
3.2.10. Crecimiento de poslarvas de <i>Litopenaeus vannamei</i> . ....	45
3.2.11. Control de supervivencia, biomasa y factor de conversión relativo .....	46
3.2.12. Manejo de los parámetros físicos y químicos del agua. ....	47
3.2.13. Recambio de agua en los tanques. ....	48

3.2.14. Cosecha .....	48
3.2.15. Método de investigación.....	49
IV. RESULTADOS.....	51
V. DISCUSION .....	58
VI. CONCLUSIONES .....	61
VII. RECOMENDACIONES .....	63
VIII.REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	64



## INDICE DE TABLAS

Tabla 1 Cantidad de nauplios de <i>Artemia</i> sp. a aplicar según el estadio larval .....	33
Tabla 2 Dieta de alimentación balanceada para el día 1 del estadio nauplio V a zoea I. ....	34
Tabla 3 Dieta de alimentación balanceada para el día 1 del estadio nauplio Va zoea I. ....	34
Tabla 4 Dieta de alimentación balanceada para el día 2 del estadio zoea I a zoea II. ....	35
Tabla 5 Dieta de alimentación balanceada para el día 3 del estadio zoea II a zoea III. ....	36
Tabla 6 Dieta de alimentación balanceada para el día 4 del estadio zoea III a mysis I. ....	37
Tabla 7 Dieta de alimentación balanceada para el día 5 del estadio mysis I a mysis II. ....	38
Tabla 8 Dieta de alimentación balanceada para el día 6 del estadio mysis II a mysis III. ....	39
Tabla 9 Dieta de alimentación balanceada para el día 7 del estadio mysis III a poslarva 1 .....	40
Tabla 10 Dieta de alimentación balanceada para el día 8 del estadio poslarva 1 a .....	41
Tabla 11 Dieta de alimentación balanceada para el día 9 del estadio poslarva 2 a .....	42
Tabla 12 Dieta de alimentación balanceada para el día 10 del estadio poslarva 3 a poslarva 4. .	43
Tabla 13 Dieta de alimentación balanceada para el día 11 del estadio poslarva 4 a poslarva 5. .	44
Tabla 14 Población de larvas de <i>Litopenaeus vannamei</i> de los tanques T1 en los estadios muestreados .....	51
Tabla 15 Población de larvas de <i>Litopenaeus vannamei</i> de los tanques t0 en los estadios muestreados. ....	52
Tabla 16 Supervivencia y crecimiento de los estadios de <i>Litopenaeus vannamei</i> de los tanques t1 en los estadios muestreados.....	53
Tabla 17 Supervivencia y crecimiento de los estadios de <i>Litopenaeus vannamei</i> de los tanques t0 en los estadios muestreados.....	53
Tabla 18 Biomasa (g) de las larvas de <i>Litopenaeus vannamei</i> de los tanques t1 en los estadios muestreados. ....	54
Tabla 19 Biomasa (g) de las larvas de <i>Litopenaeus vannamei</i> de los tanques t0 en los estadios muestreados .....	54
Tabla 20 Nivel de significancia entre las variables de zoeas II en los tanques T0 y T1 demuestra el $0,68 > 0,05$ donde indica que no hay diferencia estadística (por lo tanto no rechaza la H0).....	55
Tabla 21 Nivel de significancia entre las variables de mysis I en los tanques T0 y T1 demuestra el $0,83 > 0,05$ donde indica que no hay diferencia estadística (por lo tanto no rechaza la H0).....	55
Tabla 22 Nivel de significancia entre las variables de mysis III en los tanques T0 y T1 demuestra el $0,27 > 0,05$ donde indica que no hay diferencia estadística (por lo tanto no rechaza la H0).....	56

Tabla 23 Nivel de significancia entre las variables de poslarva 9 en los tanques T0 y T1 demuestra el $0,09 > 0,05$ donde indica que no hay diferencia estadística (por lo tanto no rechaza la H0). .....	56
Tabla 24 Consumo de alimento balanceado (microalga <i>Thalassiosira</i> sp, ez larva, espirulina, advance I-II, AR#1, ez artemia I-II, NOVA <250 $\mu\text{m}$ y flake) en los estadios de <i>Litopenaeus vannamei</i> en los tanques de cultivos .....	57
Tabla 25 Factor de conversión alimenticio relativo de los tanques T1 .....	57
Tabla 26 Factor de conversión alimenticio relativo de los tanques T0 .....	57

## INDICE DE FIGURAS

Figura 1 Ubicación del lugar de la investigación (Imagen de Google Earth, 2016).....	29
Figura 2 Población de larvas de <i>Litopenaeus vannamei</i> de los tanques t1 en los estadios muestreados. ....	51
Figura 3 Población de larvas de <i>Litopenaeus vannamei</i> de los tanques t0 en los estadios muestreados. ....	52

**EFECTO DE LA HARINA DE ESPIRULINA *Arthrospira platensis* COMO  
COMPLEMENTO ALIMENTICIO SOBRE EL CRECIMIENTO Y  
SUPERVIVENCIA DE LA ZOEAL Y MYSLS DE *Litopenaeus vannamei*.**

Bach. Roberto Raymundo Soriano Aquino<sup>1</sup>

Dr. David Edilberto Saldarriaga Yacila<sup>2</sup>

Mg. Marcos Antonio Zapata Cruz<sup>3</sup>

**RESUMEN**

La presente investigación tuvo como objetivo: Determinar el efecto de la harina de espirulina *Arthrospira platensis* sobre el crecimiento y supervivencia de los estadios zoea 2 (Z-II), mysis 1 (M-I) y mysis 3 (M-III) mediante el manejo de cultivo de poslarvas de *Litopenaeus vannamei* en el laboratorio comercial de la empresa Lobito Marino S.A. ubicado en Santa Elena - Salinas, Ecuador. Los 6 tanques de cultivo con 21 m<sup>3</sup> de capacidad (madera) fueron sembrados con 2 500 000 nauplios/tanque. La alimentación se realizó los primeros días por las mañanas con algas de género *Thalassiosira* sp., *Spirulina* sp. liofilizada y alimento balanceado. La frecuencia de alimentación fue de seis dosis al día desde el estadio zoea (Z-1) hasta mysis (M-3), y ocho dosis al día una vez alcanzado el estadio de poslarva (PL). Se registraron diariamente los niveles de oxígeno disuelto y temperatura en las noches. El recambio de agua se realizó al 25 % y 50 % por día a partir de poslarva 3 (PL-3) hasta poslarva 12 (PL-12). Luego de 15 días de cultivo se obtuvo una supervivencia de 65 % y la biomasa cosechada fue de 3,4 kg/tanque. El porcentaje del consumo con el tratamiento de espirulina liofilizada en cada uno de los 3 tanques fue del 14,25 % en los estadios zoea II (Z-II), mysis I (M-I) y mysis III (M-III) con crecimiento de (1,8; 2,7 y 3,8) mm y supervivencia de (90, 81 y 80) % respectivamente.

Palabras clave: *Litopenaeus vannamei*, PL-12, raceway, *Thalassiosira* sp.

<sup>1</sup>Estudiante de la Escuela Académica Profesional de Ingeniería Pesquera de la Universidad Nacional de Tumbes

<sup>2</sup>Profesor Titular de la Facultad de Ingeniería Pesquera y Ciencias del Mar, Universidad Nacional de Tumbes.

Tesis presentada para obtener el título profesional de Ingeniero Pesquero

Universidad Nacional de Tumbes

Facultad de Ingeniería Pesquera y Ciencias del Mar

Escuela Académica Profesional de Ingeniería Pesquera

Calle Los Ceibos S/N Puerto Pizarro, Tumbes-Perú

Email. [robert.soriano86@gmail.com](mailto:robert.soriano86@gmail.com), [dsaldarriagay@gmail.com](mailto:dsaldarriagay@gmail.com), [mzapata53@gmail.com](mailto:mzapata53@gmail.com)

EFFECT OF SPIRULINA FLOUR *Arthrospira platensis* AS A SUPPLEMENTARY FOOD  
COMPLEMENT ON THE GROWTH AND SURVIVAL OF THE ZOEAE AND MYSES OF

*Litopenaeus vannamei*.

Bach. Roberto Raymundo Soriano Aquino<sup>1</sup>

Dr. David Edilberto Saldarriaga Yacila<sup>2</sup>

Mg. Marcos Antonio Zapata Cruz<sup>3</sup>

## ABSTRACT

The objective of the present investigation was to quantify the growth and survival of zoea 2 (Z-II), mysis 1 (MI) and mysis 3 (M-III) stages by cultivating *Litopenaeus vannamei* postlarvae in the laboratory commercial of the company Lobito Marino SA located in Santa Elena - Salinas, Ecuador. The 6 culture tanks with 21 m<sup>3</sup> of capacity (wood) were planted with 2 500 000 nauplios / tank. Feeding was performed the first days in the mornings with algae of genus *Thalassiosira* sp., *Spirulina* sp. freeze-dried and balanced feed. The frequency of feeding was six doses per day from the zoea stage (Z-1) to mysis (M-3), and eight doses per day after reaching the postlarva (PL) stage. Daily levels of dissolved oxygen and temperature at night were recorded. The water exchange was performed at 25% and 50% per day from postlarva 3 (PL-3) to postlarva 12 (PL-12). After 15 days of cultivation, a survival of 65% was obtained and the biomass harvested was 3.4 kg / tank. The percentage of consumption with lyophilized *Spirulina* treatment in each of the 3 tanks was 14.25% in the zoea II (Z-II), mysis I (MI) and mysis III (M-III) stages with growth of (1.8, 2.7 and 3.8) mm and survival of (90, 81 and 80)% respectively.

Key words: *Litopenaeus vannamei*, PL-12, raceway, *Thalassiosira* sp.

<sup>1</sup>Student of the Academic Professional School of Fisheries Engineering of the National University of Tumbes

<sup>2</sup>Profesor Titular of the Faculty of Fisheries Engineering and Sciences of the Sea, National University of Tumbes.

Thesis presented to obtain the professional title of Fishing Engineer National University of Tumbes Faculty of Fisheries Engineering and Marine Sciences

Professional Academic School of Fishing Engineering

Calle Los Ceibos S/N Puerto Pizarro, Tumbes-Perú

Email. [robert.soriano86@gmail.com](mailto:robert.soriano86@gmail.com), [dsaldarriagay@gmail.com](mailto:dsaldarriagay@gmail.com), [mzapata53@gmail.com](mailto:mzapata53@gmail.com)

## I. INTRODUCTION

La microalga espirulina es considerada una fuente rica en proteínas, vitaminas, aminoácidos, minerales, ácidos grasos esenciales (ácido gamma-linolénico GLA), y pigmentos antioxidantes, tales como carotenoides. Además de su buen valor nutricional, es eficaz para la modulación de la respuesta inmunitaria. Varios estudios se han llevado a cabo utilizando espirulina seca como suplemento en dietas para crustáceos. De la misma manera la espirulina *Arthrospira platensis* es conocida como (SPM) en la actualidad está disponible en una escala comercial. Por lo tanto, su uso en piensos para la acuicultura es posible.

Actualmente existe una gran cantidad de alimentos que son utilizados en la alimentación de larvas de langostinos peneidos, entre los que se destacan los alimentos formulados, algunos que dentro de su formulación contienen inmunoestimulantes, elementos anti estresantes, complementos deshidratados de algas (por ejemplo, *Spirulina* y *Chlorella*). Aunque en algunas especies su uso ha resultado exitoso cabe señalar que normalmente han sido utilizados como alimentos emergentes cuando las condiciones de la cría larval son críticas (decremento significativo de la supervivencia) durante el desarrollo, baja tasa de ingestión del alimento vivo y alteraciones en las condiciones físico-químicas del agua de cultivo, como, la temperatura, salinidad y oxígeno disuelto, principalmente. Para alimentar larvas de *Litopenaeus vannamei* es recomendable la conjugación de dos o más especies de microalgas, así como el empleo de artemia como base y alimento artificial de buena calidad, en casos necesarios. Alimentos microparticulados, algas (*Chaetoceros* y *Skeletonema*) y artemia, así como también el uso, esporádico, de rotíferos y nematodos y se calcula que el 87 % de los “centros de cría”, usan algunas de las dietas suplementarias que existen. Dado que los langostinos peneidos son omnívoros bentónicos a partir de post-larva, es razonable pensar que consuman diatomeas bentónicas, tanto directa como indirectamente (a través de consumidores primarios como nematodos, rotíferos, entre otros) y juegan un papel muy importante en la nutrición de postlarvas y juveniles de langostinos. Son varios los laboratorios que en América latina utilizan alguna especie de diatomea bentónica como fuente de alimento para postlarvas y juveniles de langostinos en cultivo. En etapas finales del ciclo, cuando los animales alcanzan los hábitos bentónicos, se pueden trabajar con

“bloom” de diatomeas bentónicas. De esta manera, los animales tendrían un crecimiento óptimo. (Rafael, Sylvia, Nayibis, y Yahima, 2006)

Lo que se busca con la ejecución del presente trabajo de tesis es conocer cuál de las tres dosis de adición de harina de espirulina *Arthrospira platensis* en el alimento balanceado producirá mejor efecto en el crecimiento y supervivencia de las fases de desarrollo de zoea a mysis de las poslarvas de *Litopenaeus vannamei*.

### **Formulación del problema de investigación.**

A nivel mundial el langostino *Litopenaeus vannamei*, es el crustáceo de mayor importancia de la acuicultura, pero el principal problema de su cultivo, se presenta en sus primeros estadios larvarios (protozoas a poslarva) donde se evidencia mortalidades por factores de mal manejo de sus taques, mala alimentación y presencia de virus, bacterias u hongos. Por lo que se propone como una de la alternativa, complementar con tres dosis en su alimentación la harina de espirulina *Arthrospira platensis* liofilizada, que contiene más del 50 % de proteína y esta a su vez, beneficiaría en el crecimiento y supervivencia de las larvas. Surgiendo la siguiente interrogante:

¿Qué efecto tiene la harina de espirulina *Arthrospira platensis* como complemento alimenticio sobre el crecimiento y supervivencia de la zoea y mysis de *Litopenaeus vannamei*?

### **Justificación.**

La presencia de mortalidades y bajo crecimiento de cultivos de larvas de langostinos *Litopenaeus vannamei* en los hatcheries, hace que se busque como una alternativa en el complemento alimenticio, el uso de harina *Arthrospira platensis* que es altamente nutritiva y posee la ventaja de resolver el problema en los primeros estadios larvarios.

En condiciones adecuadas, el buen manejo durante su ciclo de cultivo y dietas de alimentación establecidas en *Litopenaeus vannamei*, podría asegurar su supervivencia y crecimiento. Se propone con este trabajo mejorar la eficiencia del cultivo de *L. vannamei*, a través del empleo de *A. platensis*, como complemento alimenticio en las etapas de producción de las poslarvas.

El presente proyecto de investigación es importante pues permitirá definir con cuál de las dietas propuestas se logrará una mayor supervivencia del *L. vannamei* por lo que podría ser utilizada posteriormente como dieta para reproductores acuícolas.

El presente trabajo tuvo como objetivo general:

Determinar el efecto de la harina de espirulina *Arthrospira platensis* sobre el crecimiento y supervivencia de la zoeas y mysis de *Litopenaeus vannamei* utilizando la harina de espirulina *Arthrospira platensis* como complemento alimenticio. Y como objetivo específico:

1. Determinar el crecimiento de zoeas I – III y de mysis I – III de *Litopenaeus vannamei* utilizando la harina de espirulina *Arthrospira platensis* como complemento alimenticio.

2. Determinar la supervivencia de zoeas I – III y de mysis I – III de *Litopenaeus vannamei* utilizando la harina de espirulina *Arthrospira platensis* como complemento alimenticio.



## II. ANTECEDENTES.

### ***Espirulina Arthrospira platensis.***

(Rincón et al., 2013) manifiestan que las proteínas de origen animal contenidas en las harinas de pescado, carne o sangre, son excelentes; pero con precios elevados o bien no se encuentran disponibles en cantidades suficientes para abastecer la demanda en el mercado. Entre los criterios de selección de algunas fuentes proteicas alternativas, es necesario considerar que el contenido de proteínas del producto a utilizar, sin importar su origen (animal, vegetal o unicelular), sea lo suficientemente elevado como para permitir sustituciones importantes de la harina de pescado.

(FAO, 2008). Menciona que el género espirulina, es una microalga perteneciente al grupo de las cianobacterias (Nostocales: *Oscillatoriaceae*), de forma filamentosa simple no ramificada. Su amplio análisis proximal es conocido, donde despunta su enorme porcentaje proteico entre 65 y 75 % (promediado en 70 %), además de la presencia de aminoácidos esenciales necesarios para la dieta de cualquier individuo en desarrollo, por lo cual, se ha utilizado como alimento de diversas especies que van desde insectos, crustáceos, peces, aves de corral, ganado vacuno y porcino e inclusive el hombre. Es importante indicar, que pequeñas cantidades de espirulina en la dieta de peces produce efectos significativos sobre el crecimiento, utilización del alimento, condición fisiológica, respuesta al estrés, resistencia a enfermedades, así como calidad de la carne. En este sentido, la producción de fuentes alternativas de alimentos es de suma importancia y el cultivo de espirulina representa una de esas alternativas, puesto que su velocidad de crecimiento es mayor que la de los cultivos agrícolas y muy similar a la de microorganismos como levaduras y bacterias, duplicando su biomasa de tres a cinco días. Además de sus propiedades nutritivas, su cultivo presenta pocas limitaciones, pues crece bien en aguas cálidas y altamente alcalinas, disminuyendo la posibilidad de contaminación con otros microorganismos. Su pared celular es delgada y carece de celulosa, lo que facilita su digestión, diferenciándose así de las algas verdes como *Chlorella* que también es producida y empleada como alimento en acuicultura. Las cosechas de espirulina no requieren grandes esfuerzos; y finalmente, los estudios de toxicidad revelan que es inocua; se puede emplear como complemento alimentario tanto para animales como para humanos.

El cultivo de espirulina *Arthrospira platensis* según (Zafra et al., 2013) quienes manifiestan que la espirulina es el nombre común con que se conoce al alga multicelular conformada por dos géneros: *Espirulina* y *Arthrospira*, con 15 especies registradas, de las cuales *A. platensis* es la más investigada a nivel mundial en diferentes medios nutritivos y condiciones de parámetros físico químicos. Debido a que se puede cultivar extensiva, semi-intensiva e intensivamente y a que le usa como alimento humano y como complemento de dietas de peces y langostinos. En efecto, se ha señalado que, por su elevado porcentaje de pigmentos  $\beta$ -carotenos y ficocianinas con amplia capacidad antioxidante, la espirulina es utilizada para combatir las alergias, el cáncer, el colesterol elevado; como suplemento y complemento de proteína en el cultivo de *Litopenaeus schmitti*, *Macrobrachium rosenbergii*, *Penaeus monodon*, *Haliotis*, *Oreochromis niloticus* y *O. mossambicus*, con altos rendimientos en el crecimiento y metamorfosis 2,3,4,5,6 y en el tratamiento de agua residual: *Scenedesmus* sp. remueve el 94,4 % de nitrógeno amoniacal, el 77,5 % de fosfatos y el 35,5% de materia orgánica. El cultivo de espirulina se puede realizar en aguas salobres y alcalinas, de modo artesanal, semi industrial e industrial, teniendo en cuenta que los estanques deben tener ángulos redondos, con superficies entre 5 a 40 m<sup>2</sup>; las cosechas se pueden realizar entre los 15 a 20 días usando inóculos de medio nutritivo del 10 al 20 %, en condiciones de luminosidad 7, 8, 9. De este modo, *S. máxima* y *S. platensis*, las microalgas más investigadas, han sido cultivadas en medio nutritivo Zarrouk con rendimientos de 60 a 68 %, asimismo, en medios a base de: fertilizantes foliares, abonos de animales y efluentes de industrias pesqueras, con la idea de abaratar costos. Así, por ejemplo, *S. maxima* fue cultivada con efluentes orgánicos y se obtuvieron densidades de 530, 1 380, y 9 500 tricomas/ml después de 2, 15 y 30 días con inóculos de 200 ml 11, 12.

### **Langostino *Litopenaeus vannamei***

El langostino blanco, *Litopenaeus vannamei* es la especie cuyo crecimiento es rápido, tolera las condiciones ambientales del cautiverio y su ciclo de vida se puede dividir en dos fases: la marina y la estuarina (Morales, 1990).

El cultivo de langostino representa la segunda actividad acuícola, pero para dicha actividad económicamente viable y ecológicamente sustentable, debe superar y reducir el impacto de enfermedades infecciosas de origen viral (WSSV, IHNV, BP,

TSV) y bacteriano (ricketsia NHP), a través de medidas de prevención basadas en la utilización exclusiva de larvas sanas provenientes de reproductores certificados y a mediano plazo (Vera, 2010).

### **Reproducción y estadios larvarios de *Litopenaeus vannamei***

(Van, & Carberg, 1972) Manifiestan que la reproducción del langostino comienza en aguas alejadas de la costa, cuando el macho deposita en la hembra un paquete de esperma que fertiliza los huevos a medida que son puesto (CPC 1989). Las hembras grávidas son reconocidas fácilmente por sus ovarios verdes, visibles a través del caparazón. Luego del desove de las hembras y de las puestas de los huevos, en número de 160 000 a 170 000 aproximadamente, eclosionan los mismos. Después de trece horas de periodo embrionario, emergen los primeros nauplios de langostino. Los subestadios naupliares son 5 y comprenden: Nauplios I, II, III, IV y V y todo este proceso dura alrededor de 30 horas, en condiciones favorables de temperatura.

### **Alimentación y crecimiento del *Litopenaeus vannamei*.**

Durante estas fases de crecimiento, el animal se retroalimenta, es decir utiliza sus propias reservas vitelinas para su crecimiento y no necesita del medio externo para continuar el ciclo vital. Después de las primeras zoeas, aparecen los apéndices bucales, donde se da inicio al proceso de alimentación, con la ingesta de las algas en el medio acuático (FAO, 2015, p. 128).

Desde el momento que empiezan los estadios larvarios en el langostino, la actividad de alimentación comienza a activarse y una serie de mecanismos y profundos cambios en la anamorfosis, suceden en las larvas, junto a ello, los procesos de crecimiento interno y cambios externos se presentan en su morfología. El crecimiento de los langostinos es complejo y discontinuo, se logra a través de la liberación de exuvias del tegumento de manera permanente, las cuales son formadas durante el proceso de la ecdisis y permite a las larvas de langostino crecer progresivamente en un corto periodo de tiempo. La temperatura y la alimentación juegan un papel muy importante en el crecimiento de las larvas de langostino, hasta alcanzar finalmente el estado adulto (Guillaum, 2004, p. 36-40).

El crecimiento de las larvas y el desarrollo posterior para las siguientes etapas de crecimiento. Las fases juveniles del langostino seguirán alimentándose de algas, de alto valor nutricional, incluso se alimentarán con macroalgas, como de los detritos del medio, que se encuentra en el nuevo hábitat y de los alimentos necesarios, que le permitan un mayor crecimiento (Gamboa, 2015, p.145).

Los suministros de poslarva a las piscinas langostineras son las materias primas o las bases de cualquier operación de engorde de crustáceos, y para esto se deben realizar transferencias de organismos desde los laboratorios a las langostineras. Dentro de estos procedimientos se puede mencionar la cosecha, el transporte y la aclimatación, operaciones cuyo manejo debe ser cuidadosamente planificada. Para esto se requiere de conocer todos los aspectos que puedan influir en las condiciones fisiológicas de la poslarva. La cosecha en laboratorio involucra una serie de procedimientos, dentro de los cuales se puede incluir: Método de cubicación (volumétrica y gravimétrica), manipulación de organismos a altas densidades, métodos de transporte, entre otros factores que exponen a las poslarvas a estrés. En el transporte la densidad de post-larva, el movimiento, el tiempo y periodo de transporte, y los cambios en las condiciones físicas del agua actúan también como estresores. Esta operación requiere de rapidez y todos los parámetros deben estar bajo control (Franco, 1990, p. 21-30).

Las bases conceptuales del cultivo de larvas y el conocimiento de los requerimientos alimenticios son un buen soporte teórico para entender las necesidades de las larvas, que consiste en dietas con algas, alimentos balanceados, *Artemia* sp. y sus derivados. Sin embargo, es destacable la superioridad de crecimiento en las larvas al sostenerse la inoculación de algas hasta el final del ciclo de producción. Es conveniente además incorporar de manera permanente, análisis microbiológicos del agua y de los animales en todos los estadios larvarios, como una herramienta técnica para complementar los análisis de las dietas empleadas y su incidencia en el crecimiento de las larvas (Valarezo, 2016).

Se requiere de coeficientes de proteínas y energía digerible precisas para formular alimentos balanceados que cubran los requerimientos nutricionales, así como para permitir la sustitución efectiva de ingredientes con base en su costo y para

reducir la producción de desperdicios. En la actualidad, los alimentos balanceados comerciales están formulados con base en datos derivados de estudios en laboratorio o en estanques en los cuales se miden parámetros de producción sin conocimiento de la disponibilidad de los nutrientes. Ya que estas formulaciones toman en cuenta la composición dietética bruta que produjo un crecimiento óptimo, pueden ser formuladas bajo el concepto de menor costo únicamente mediante el ajuste de fuente de proteína, en tanto que se deben mantener fijos los requerimientos dietéticos brutos. Las formulaciones que se basan exclusivamente en la composición dietética bruta, y no en la composición digerible, pueden producir alimentos sobreformulados, incrementando su costo y los niveles de contaminantes, ya que la proteína es el componente, más costoso en alimentos balanceados (Córdova, & García, 2002).

Las dietas secas formuladas para la alimentación de las larvas de langostino, deben contar con un buen perfil de minerales, los mismos que favorecen el fortalecimiento del sistema inmunológico de los animales, estimulan los crecimientos, mejoran el perfil nutricional y por ende los rendimientos en los cultivos (Pamulapati, & Chandra, 2014).

Al respecto, ciertos autores consideran que la función de los elementos traza y el EDTA los que fueron muy importantes porque, permitieron disminuir la vulnerabilidad frente a los eventos de enfermedades en los animales y hace que sobreviva en momentos adversos. De igual manera, la disminución de alguno de estos elementos, minimiza las posibilidades de mayor crecimiento en los animales (Valarezo, 2016).

### **Microalgas.**

Las micro algas son ampliamente utilizadas en las industrias de alimentos, de cosméticos y medicamentos, y la concesión del desarrollo de la biotecnología, el interés científico de la comunidad en el estudio de ellas va en aumento. La *Arthrospira platensis*, conocida como espirulina, es una cianobacterias que, por su composición química, ha adquirido gran importancia en la industria de alimentos, farmacéutica y cosmética; debido a su alto valor nutricional por su contenido de

proteínas, vitaminas, sales minerales y pigmentos (Batthacharya, & Shivaprakash, 2005)

La importancia de las microalgas como alimento para muchos organismos acuáticos es ampliamente conocida y su calidad puede influenciar en la supervivencia y desarrollo óptimo de los organismos en cultivo. Su rápido crecimiento, la posibilidad de incrementar el valor nutricional, su tolerancia a los cultivos intensivos y su fácil digestión son algunas de las ventajas que presentan, por lo que hace del cultivo de microalgas un elemento indispensable para la alimentación de los estadios zoea del langostino, debido a que son básicamente fitoplanctófagas (Martínez, 1999).

(Alfonso, & Coelho, 1996), recomiendan que, en las etapas finales del ciclo larvario, de *Litopenaeus vannamei*, cuando los organismos alcanzan los hábitos bentónicos, se puede inducir un *bloom*, en este caso, de diatomeas bentónicas. De esta manera, las poslarvas tendrían una mejor disponibilidad de alimento vivo de alta calidad.

La cría larval comercial de organismos acuáticos, y de manera particular de langostino peneidos (protozoeas, mysis y poslarvas), aun depende de los alimentos vivos naturales (microalgas y nauplios de *Artemia* sp.), los cuales son muy variables en su valor nutricional y de altos costos de producción (Chitradivelu, 1992)

### **Alternativas de alimentación.**

Numerosos empresarios de laboratorios de cría de larvas de Ecuador han comentado que existe una mejoría en el crecimiento de las poslarvas y en su aspecto físico general cuando se alimentan con diatomeas bentónicas. A pesar de esto no se han hecho esfuerzos por usar activamente y de forma generalizada los cultivos de *Navícula*, *Cymbella* y *Amphora*, sustituyendo el uso de alimentos artificiales (Curbelo, Leal, Núñez, & González, 2016)

Como primer alimento convencional de las larvas de langostino se han empleado diferentes especies de diatomeas (vgr. *Skeletonema costatum*, *Chaetoceros calcitrans* y *Chaetoceros ceratosporum*) y flagelados (vgr. *Tetraselmis suecica*, *T.*

*chuii*, *T. tetrathele* e *Isochrysis galbana*), lográndose un mejor balance nutricional al realizar combinaciones entre diferentes especies de ambos grupos. Esto conlleva al aumento en la velocidad de metamorfosis y a un mejor desarrollo larval, en comparación con dietas de un solo tipo de algas, por lo que ha sido recomendado por diferentes autores (Mock, Revera, Laborde, & Fontaine, 1980)

### ***Arthrospira platensis***

Varios estudios se han desarrollado con harina de *Arthrospira platensis*, como suplemento en dietas para crustáceos. Las características nutricionales de la harina de *A. platensis* (65-71 %, proteína, 6 %, de lípidos, 16 % carbohidratos, 7 % humedad, 12,2 % ceniza, 9,3 % fibra bruta, 0 % ácidos nucleicos, 1,38 % Metionina, 0,47 % Cistina, 16,5 g/100 g de pigmentos, etc.), permite considerar que es posible la sustitución de al menos 30 % del alimento vivo fitoplanctónica por harina de *A. platensis* en la alimentación de protozoas de *Litopenaeus vannamei* (Barbarito, 2004).

(Barbarito, 2004) manifiesta que en la investigación que realizó existieron 2 objetivos, el primero para determinar el efecto de la sustitución de alimento vivo fitoplanctónico (*Chaetoceros muelleri*) por polvo de espirulina en langostino *L. schmitti*, desde el estadio de protozoa I a mysis I. En donde sus resultados demostraron que el porcentaje de supervivencia de las larvas, solo se apreció una disminución significativa ( $p < 0,05$ ), en el crecimiento al emplearse la microalga seca como único alimento. El índice de desarrollo mostro valores altos en las larvas que fueron alimentadas con algas seca + alga viva (50 %/ 50 %), sin que se encontraran diferencias significativas ( $p < 0,05$ ). Más del 40 % de las larvas alimentadas con solo el 25 % de alga viva lograron metamorfosear al subestadio. En el segundo objetivo, se pudo determinar el efecto de la microalga espirulina como aditivo, en un alimento microparticulado para el langostino *L. schmitti*, Los resultados demostraron que no se encontró influencias de las alimentaciones suministradas sobre la supervivencia de las larvas, encontrándose porcentajes alrededor del 70 %, el crecimiento de las larvas indica que con el empleo del alimento microparticulado es posible sustituir el 100 % de las tomas de nauplios de *Artemia* sp.

(Gadelha, 2013) menciona que logro investigar el uso de la microalga *Arthrospira platensis*, como fuente de proteína, sustituyendo la harina de pescado y suplemento en la dieta artificiales, sobre el crecimiento y supervivencia en la fase de post-larva y engorde del langostino *L. vannamei*. En un primer experimento tomo post-larva de 0,74 g y las alimento directamente 4 veces al día con 20 ml de *A. platensis* en forma líquida al 40 %, en donde sus resultados demostraron que el porcentaje de supervivencia fue del 95 %, con crecimientos en longitud final entre 0,43 a 7,97 cm. En el segundo experimento tomo post-larvas de 0,74 g y lo alimento con *A. platensis* en forma liofilizada isonitrogenadas al 40 %, utilizando una dieta estándar con niveles de sustitución de la harina de pescado con (0, 25, 50 y 100 %) de proteína, para la comparación y proporción *ad libitum* en periodo de 30 días. En el tercer experimento utilizo langostinos juveniles de 1,42 g y lo alimento con diferentes niveles de *A. platensis* liofilizada al 35 %, utilizando una dieta estándar de sustitución con (0, 10, 20, 30 y 40 %) de proteína, distribuidos para 10 poslarvas/tratamiento para la comparación y proporción *ad libitum* durante 45 días, contenidos en tanques rectangulares de 0,5 m<sup>3</sup> de capacidad de salinidad al 2,5 ‰ en donde la supervivencia fue (85, 90, 85, 97 y 96 %) con crecimientos de (0,51 a 8,49; 0,51 a 8,60; 0,35 a 8,88; 0,62 a 8,91 y 0,37 a 8,97 cm) acorde al orden de sustitución de dietas.

(Valarezo, 2016) realizo una investigación para determinar la incidencia de 4 tipos de algas como dietas alimenticias (*Chaetoceros gracilis*, *Isochrysis*, *Dunaliella* y *Thalassiosira weissflogii*), en el crecimiento, rapidez en los cambios morfológicos, asimilación de alimentos y supervivencia de las larvas de langostino *L. vannamei*. En su experimento realizo con siembra de 170 nauplios/l en 4 acuarios con agua salada la misma salinidad similar a la del agua de mar, con temperatura entre 30 a 33 °C favoreciendo el desarrollo de los siguientes subestadios (zoeas, mysis y poslarvas), además se incorporó en cada acuario, 4 clases de algas que fueron revisadas a diario para determinar las concentraciones presentes en los medios acuáticos, en la alimentación artificial se adiciono entre el 45 al 60 % de proteína cada 4 horas y de igual manera se proporcionó de forma intercalada artemia. En cuanto a los pesos, los indicadores del crecimiento de las larvas, requirió que los animales estén en estadios intermedios (mysis) y finales (poslarvas), no en estadios iniciales (zoeas), puesto que se dificulta la lectura de los datos en estos últimos y su obtención puede resultar



infructuosa debido a los diminutos tamaños corporales al ser analizadas las muestras, para este proceso de medida en mysis y poslarvas utilizo una placa doble de vidrio milimetrada para acceder a la obtención de los datos de las tallas en cada una de ellas. En donde sus resultados, demuestran que obtuvo datos más altos de crecimiento (5,5 mm) y supervivencia (55 %) en las larvas, utilizando algas del genero *Chaetoceros gracilis*, que mide entre 4-5  $\mu\text{m}$ , superando a dosificaciones con *Isochrysis* y *Dunaliella*, con más bajo crecimiento (5,3 mm) y supervivencia (52 %). Sin embargo, se registran resultados promediales superiores, encima de estos valores (6,2 mm y 80 % respectivamente) empleado con algas de *Thalassiosira weissflogii*, lo cual mide entre 10-12  $\mu\text{m}$  y tiene un elevado contenido de aminoácidos, vitaminas y proteínas.

(Curbelo, Leal, Núñez, & González, 2016) manifiestan que el objetivo de su trabajo fue evaluar el efecto de sustituir parcial o totalmente el alimento artificial por la diatomea bentónica *Amphora* sp. en la alimentación de las primeras poslarvas de langostino blanco *Litopenaeus vannamei*. Para ello se diseñó un experimento de tres tratamientos, tomando como unidades experimentales tanques de 500 L de capacidad, con dos réplicas en el tiempo. Los tratamientos fueron: 1: Control, donde se suministraba 100 % de alimento artificial (AA) con artemia y la microalga planctónica *Chaetoceros muelleri*, 2: 50% de AA con 2% de la diatomea bentónica *Amphora* sp, más artemia y 3: Ningún AA, artemia y 5 % de la diatomea bentónica. Se obtuvieron los valores máximos de talla, peso y número de espinas rostrales para el control y el tratamiento 2, diferentes significativamente ( $p < 0.05$ ), de las poslarvas alimentadas con el 5 % de *Amphora* sp. Los valores de supervivencia fueron similares para los tres tratamientos. Se concluyó que la inclusión de la diatomea bentónica *Amphora* sp. en la alimentación de las poslarvas tempranas de langostino blanco *L. vannamei*, resultó ser una alternativa viable, que permite disminuir los costos de producción, sin afectar los parámetros de calidad de las mismas.

### **III. MATERIAL Y METODOS**

#### **3.1. Material**

##### **3.1.1. Material biológico**

15 000 000 nauplios de *Litopenaeus vannamei* (langostino blanco).

##### **3.1.2. Materiales de Laboratorio.**

2 Probetas de 100 ml

20 Agujas hipodérmicas

3 m Malla de 100  $\mu\text{m}$  a 200  $\mu\text{m}$

3 m Malla de 200 a 500 micrómetros.

3 m Malla de 300  $\mu\text{m}$

3 m Malla de 500  $\mu\text{m}$

3 m Mallas de 600  $\mu\text{m}$

3 m Malla de 800  $\mu\text{m}$

6 Mangas de 5  $\mu\text{m}$

2 Vasos de precipitados de 250 ml

2 Vasos de precipitados de 500 ml

2 Vasos de precipitados de 1 L

9 Baldes de plástico de 20 L

10 Tarrinas de plástico.

20 Láminas portaobjeto.

20 Láminas cubre objeto.

1 placa doble vidrio milimetrada

2 Muestreador para extracción de poslarvas

2 Muestreador para conteo de poslarvas.

1 Homogeneizador para conteo de poslarvas.

6 Tanques de revestidos con geomembrana de 10 toneladas.

2 Tanques de plástico de 1 000 L

##### **3.1.3. Materiales de almacén.**

2 Tamiz de 60  $\mu\text{m}$

2 Bidones plásticos de 200 L

2 Escoba

2 Escobillas

15 Manguera transparente de 3/4 de pulgada de diámetro.

#### **3.1.4. Insumos**

##### **Alimento**

1 kg Alimento balanceado, marca Advance I de tamaño 150 micrómetros.

2 kg Alimento balanceado, marca Advance II de tamaño de 150 a 250 micrómetros.

16 kg Alimento balanceado, marca Advance III de tamaño de 300 a 450 micrómetros.

1 L. Alimento balanceado, marca Ez Larva zoea I – III de tamaño de 10 – 30 micrómetro.

1 L. Alimento balanceado, marca Ez Larva zoea I – mysis III de tamaño de 10 – 100 micrómetro.

1 L Alimento balanceado, marca Ez Larva mysis III – poslarva 5 de tamaño de 100 – 250 micrómetro.

1 L Alimento balanceado, marca Ez Larva post-larva 4 – poslarva 10 de tamaño de 250 – 600 micrómetros.

1 L Alimento balanceado, marca Ez Artemia zoea I – poslarva 2 de tamaño de 50 – 200 micrómetro.

1 L Alimento balanceado, marca Ez Artemia poslarva 3 – poslarva 15 de tamaño de 300 – 500 micrómetro.

13 kg Alimento balanceado, marca NOVA de tamaño < 250 micrómetro.

6 L. quistes de *Artemia* sp.

3 kg AR#1.

7 kg Brine Shrimp Flake

2,5 Toneladas de microalgas: *Thalassiosira* sp.

2 kg *Arthrospira platensis* liofilizada.

##### **Suplementos vitamínicos**

1 kg Pancreatin

7 kg Farmavit

1 kg Calci's.

2 kg Vitapac

1 kg FBI nucleótido

2 kg Prokura

### **Bacterias probióticas**

1,5 g Bacteria, marca G2

1 kg Pond plus

1 kg Complejo bacteriano, marca HGS 7

### **Prebióticos**

1 kg Prebiótico, marca estrayeast

2 L. Adictivo, marca bio bac M

1. L. Adictivo, marca bio bac H

### **Ácidos orgánicos**

1 kg Vitamina C

1 L Salgard

100 L. Hipoclorito de sodio al 5 %

### **Antimicrobiano**

1 kg Oxitetraciclina (OXI).

### **3.1.5. Materiales de escritorio**

1 Libreta de apuntes

1 Tablero

7 Lapiceros

1 Calculadora científica

1 memoria USB de 4 Gb

### **3.1.6. Equipos.**

2 Microscopio binocular Olympus.

1 Refractómetro Atago de 0 ‰ a 100 ‰

2 Balanzas Sartorius- digitales analíticas de 500 g a 2 000 g

2 Termómetro de mercurio de rango 0 °C a 100 °C

1 Bomba. Pentar - centrifugas de 5 hp

2 blowers Pentar - de 10 hp

1 Caldera.

## 3.2. Método

### 3.2.1. Ubicación del lugar de la investigación

La investigación se desarrolló en los ambientes del laboratorio de la Empresa Lobito Marino S.A. la cual se dedica a la producción de poslarvas de langostino *Litopenaeus vannamei*, encontrándose ubicado en las siguientes coordenadas geográficas 2° 14' 46.25" de latitud S y 80° 56' 58.35" de longitud O, al este del Ecuador el cual es bañado por el Océano Pacífico, este laboratorio cuenta con una infraestructura consistente en sala de larvicultura, ambientes para la producción masiva de larvas y sala de eclosión de quistes de *Artemia sp.* Figura 01



Figura 1 Ubicación del lugar de la investigación (Imagen de Google Earth, 2016).

### 3.2.2. Ambiente de larvicultura.

Constaron de 20 tanques que estaban divididas en: 8 de hormigón, 5 de fibra de vidrio y 7 de madera de 21 m<sup>3</sup> de capacidad máxima y de uso operativo 15 m<sup>3</sup> de capacidad de trabajo, revestido con geomembrana, implementado con alimentación de agua independiente con tubo de PVC para el calentamiento de la columna de agua, a la temperatura deseada; además una tubería con agujeros para la aireación.

### 3.2.3. Sala de eclosión de quistes de *Artemia sp.*

Es una sala cerrada que constaba de conos de 500 L.

#### **3.2.4. Procedencia y abastecimiento de larvas *L. Vannamei*.**

Las larvas de *Litopenaeus vannamei*, fueron obtenidas a partir de hembras cultivadas, maduras y copuladas de forma natural y desovadas en tanques de fibras de vidrio, cilíndricos y fondo cónico, de 2 000 L de capacidad. Los estadios de protozoas III a mysis I fueron obtenidos de cultivos comerciales en tanques de 20 m<sup>3</sup>, cuya historia alimenticia y manejo en general fue seguido desde su siembra en el estado nauplios hasta su colecta.

Los juveniles fueron colectados al laboratorio para su aclimatación antes del bioensayo.

#### **3.2.5. Obtención de cultivo *Thalassiosira sp.* y Cianobacterias**

##### ***Arthrospira platensis*.**

##### **Procedencia de abastecimiento de la microalgas.**

La procedencia de la microalgas, fueron adquirida por la empresa de producción de poslarvas Lobo Marino 2 que en sus instalaciones posee laboratorio de producción de algas *Thalassiosira sp.*

##### **Procedencia y abastecimiento de *Arthrospira platensis*, en polvo.**

La harina de *Arthrospira platensis*, fue adquirida de una entidad comercial.

#### **3.2.6. Tratamiento de agua en los reservorios.**

Se realizó para desinfectar el agua de abastecimiento en el reservorio de 40 000 m<sup>3</sup>. El procedimiento consistió en filtrar agua desde el abastecimiento con bolsa fibrante de 5µm, de 0,5 m de largo, se adiciono 5 ppm de vitamina C y luego se recirculo por media hora para agregar 30 ppm de EDTA que es un fuerte agente quelante de metales pesados utilizados para mantener la estabilidad del medio, con recirculación por dos horas y lograr una buena homogenización.

### **3.2.7. Limpieza y preparación de tanques.**

Después de la cosecha anterior se aplicó agua clorada en solución 1:4 (1 L de hipoclorito de sodio al 10 % de cloro activo por 4 l de agua) en las paredes internas de los tanques y se dejó secar por siete días.

Al iniciar la nueva corrida, se hizo un lavado del tanque interna y externamente con una esponja aplicando jabón líquido a razón de 3,33 ‰ luego se enjuago con agua de mar. Seguidamente se preparó una solución de vitamina C (50 g por cada 10 L de agua dulce) y con una esponja se aplicó en las paredes internas del tanque. Al siguiente día se enjuago con agua dulce para iniciar el llenado. Se colocó todos los accesorios de aireación y el serpentín para calentamiento de limpieza se utilizó esponjas, guantes y botas.

### **3.2.8. Llenado de los tanques de cultivo.**

Se realizó con 15 m<sup>3</sup> de agua del reservorio, que fue filtrada a 5 micrones, aplicándose 1,5 m<sup>3</sup> de agua con microalgas a 50 000 cél. /ml, se mantuvo con fuerte aireación por un periodo de 3 horas como mínimo antes de la siembra de los nauplios a una temperatura de 30,5°C.

### **3.2.9. Larvicultura de *Litopenaeus vannamei*.**

#### **Recepción y siembra de nauplios.**

Esta actividad se realizó en estrictas condiciones de limpieza y utilizando botas para el trabajo.

Luego de recibir los nauplios se verifico las condiciones físicas y químicas del agua de transporte, procediéndose a la aclimatación de los nauplios, para lo cual las fundas de transporte se depositaron en un tanque de 1,0 m<sup>3</sup> con el fin de que las temperaturas de agua del tanque y de transporte se igualen lentamente.

Luego los nauplios fueron transferidos a los tanques de cultivo para siembra, colocados con cuidado a los nauplios en el tanque de producción según la densidad programada.

Después se verificaron minuciosamente el estado de limpieza de los mismos. Este proceso tuvo como objetivo limpiar las impurezas (restos de gónadas, huevos, materia orgánica, nauplios muertos) que elementos extraños no constituyan fuentes de contaminación en los tanques de larvicultura.

## **Alimentación**

### **Frecuencia y tipo de alimentación.**

La frecuencia de alimentación para los tanques fue de seis dosis diarias en los estadios de zoea (Z-I) a mysis (M-III), y de ocho dosis al día desde de terminado los primeros estadios de poslarva, la alimentación se realizó 7 días a la semana durante todo el tiempo que duro el ciclo de producción.

**Alimentación balanceada:** Las dietas diarias de alimentación balanceada se aplicaron de acuerdo a la planificación indicada en las tablas 2 a 13.

Se emplearon seis dosis de alimentación diaria, en los estadios de zoea (Z-I) a mysis (M-III), y de ocho dosis al día desde poslarvas. Se verifico su ingestión con la observación del tracto digestivo al microscopio, cuidando siempre que se mantuvieran siempre llenos y que las paredes del tubo digestivo estén siempre lisas.

El cálculo de la cantidad de alimento balanceado se realizará de la siguiente manera (Saldarriaga y Briones 2005):

$$Qa = Dosis \times N$$

Donde:

Qa = cantidad de alimento balanceado (g).

N = número de ejemplares en ese momento.

**Alimentación con microalgas:** Se aplicó algas Diatomeas (*Thalassiosira* sp.) como alimento natural luego del recambio de agua para recompensar la disminución de su concentración por esta actividad, por rutina principalmente de acuerdo al estadio de desarrollo de los individuos en cultivo o en casos necesarios.



### Alimentación con quistes y nauplios de *Artemia* sp.

Se utilizaron quistes y nauplios de *Artemia* sp. por su alto valor nutricional relacionado con su contenido de ácidos grasos esenciales (W3 HUFA: 205W3) de acuerdo al tamaño de los ejemplares de *Litopenaeus vannamei*, a partir de mysis I a poslarva 4. La cantidad de nauplios a aplicar como alimento para las larvas se basó en la tabla 1, utilizada en el laboratorio.

Tabla 1 Cantidad de nauplios de *Artemia* sp. a aplicar según el estadio larval del langostino.

Estadio	Artemia (g /millón de larvas).		
	g	dosis	
ZIII			
MI	25	2	+ FLK
MII	35	2	"
MIII	38	2	"
PL1	41	2	"
PL2	50	1	"
PL3	20	1	"
PL4	20	1	"

Nota:

Hasta el estadio poslarva 15 se aplicará 25 gen 1 dosis.

FLK = flake

Se consideró que 1 g de quistes de *Artemia* sp. Proporciona 200 000 nauplios hábiles.

Se controló la alimentación constantemente a fin de evitar que la cantidad de *Artemia* sp. muerta congelada (5°C), esto evito que las *Artemia* sp. crezcan en el tanque y consecuentemente sean un problema como competidores de alimentos y provoquen sobrepoblación de organismos en el tanque de cultivo.

Tabla 2 Dieta de alimentación balanceada para el día 1 del estadio nauplio V a zoea I.

Horas	tratamiento del insumo	g	ml
11:00	algas	-	1 000 000
17:00	prokura	10	-
21:00	ez larva	-	12
	pancreatin	8	-
1:00	espirulina	12	-
	g2	12	-
5:00	ez larva	-	12
	vitapac	8	-
9:00	espirulina	12	-
	prokura	10	-

Tabla 3 Dieta de alimentación balanceada para el día 1 del estadio nauplio Va zoea I.

Horas	tratamiento del insumo	g	ml
11:00	algas	-	1 000 000
17:00	prokura	10	-
21:00	ez larva	-	12
	pancreatin	8	-
1:00	espirulina	12	-
	g2	12	-
5:00	ez larva	-	12
	vitapac	8	-
9:00	espirulina	12	-
	prokura	10	-

Tabla 4 Dieta de alimentación balanceada para el día 2 del estadio zoea I a zoea II.

Horas	tratamiento del insumo	g	ml
11:00	algas	-	250 000
13:00	ez larva	-	17
	calci's	10	-
17:00	espirulina	17	-
	prokura	10	-
21:00	ez larva	-	17
	g2	12	-
1:00	espirulina	17	-
	pancreatin	10	-
5:00	advance I	17	-
	vitapac	10	-
9:00	espirulina	17	-
	g2	12	-

Tabla 5 Dieta de alimentación balanceada para el día 3 del estadio zoea II a zoea III.

Horas	tratamiento del insumo	g	ml
13:00	ez larva	-	22
	calci's	10	-
17:00	espirulina	22	-
	prokura	10	-
21:00	ez larva	-	22
	g2	12	-
1:00	espirulina	22	-
	pancreatin	8	-
5:00	advance I	22	-
	vitapac	10	-
9:00	espirulina	22	-
	g2	12	-
13:00	advance I	22	-
	calci's	10	-

Tabla 6 Dieta de alimentación balanceada para el día 4 del estadio zoea III a mysis I.

Horas	tratamiento del insumo	g	ml
17:00	espirulina	27	-
	prokura	10	-
21:00	AR #1	27	-
	g2	12	-
	ez larva	-	27
1:00	espirulina	27	-
	Oxi	12	-
5:00	advance I	27	-
	farmavit	10	-
9:00	espirulina	27	-
	g2	12	-
13:00	advance I	27	-
	calci's	10	-
17:00	espirulina	27	-
	prokura	10	-

Tabla 7 Dieta de alimentación balanceada para el día 5 del estadio mysis I a mysis II.

Horas	tratamiento del insumo	g	ml
21:00	AR #1	32	-
	g2	12	-
1:00	espirulina	32	-
	vitamina c	15	-
2:00	ez artemia	-	32
5:00	ez larva	-	32
	farmavit	10	-
9:00	espirulina	32	-
	g2	12	-
13:00	AR# 1	32	-
	calci´s	10	-
17:00	espirulina	32	-
	prokura	10	-

Tabla 8 Dieta de alimentación balanceada para el día 6 del estadio mysis II a mysis III.

Horas	tratamiento del insumo	g	ml
21:00	AR #1	37	-
	g2	12	-
1:00	espirulina	37	-
	pond plus	10	-
2:00	ez Artemia	-	37
5:00	advance I	37	-
	farmavit	10	-
	vitamina c	15	-
9:00	espirulina	37	-
	g2	12	-
11:00	bio bac h	-	15
13:00	ez larva I	-	37
	calci's	10	-
17:00	advance I	37	-
	prokura	10	-

Tabla 9 Dieta de alimentación balanceada para el día 7 del estadio mysis III a poslarva 1

Horas	tratamiento del insumo	g	ml
21:00	AR #1	42	-
	g2	12	-
0:00	advance I	42	-
	pond plus	10	-
3:00	nova < 250	42	-
	vitamina c	15	-
6:00	AR #1	42	-
	farmavit	10	-
8:00	ez artemia	-	42
9:00	flake	42	-
	extrayeast	12	-
12:00	advance I	42	-
	calci´s	12	-
13:00	bio bac h	20	-
	hgs 7	60	-
15:00	nova < 250	42	-
	vitamina c	15	-
18:00	advance I	42	-
	prokura	10	-
	agua dulce	-	500 000



Tabla 10 Dieta de alimentación balanceada para el día 8 del estadio poslarva 1 a poslarva 2

Horas	tratamiento del insumo	g	ml
21:00	AR #1	52	-
	g2	12	-
0:00	advance I	52	-
	pond plus	10	-
1:00	salgard	-	20
3:00	nova < 250	52	-
	vitamina c	15	-
6:00	advance II	52	-
	farmavit	10	-
8:00	ez artemia	-	52
9:00	flake	52	-
	extrayeast	12	-
12:00	nova < 250	52	-
	calci's	15	-
13:00	bio bac m	-	25
	hgs 7	10	-
15:00	advance II	52	-
	vitamina c	15	-
18:00	nova < 250	72	-
	prokura	12	-

Tabla 11 Dieta de alimentación balanceada para el día 9 del estadio poslarva 2 a poslarva 3.

horas	tratamiento del insumo	g	ml
21:00	AR #1	62	-
	g2	12	-
0:00	advance II	62	-
	pond plus	10	-
1:00	salgard	-	20
3:00	nova < 250	62	-
	vitamina c	15	-
6:00	advance II	62	-
	farmavit	10	-
8:00	ez artemia	-	62
	II		
9:00	flake	62	-
	extrayeast	12	-
12:00	nova < 250	62	-
	calci´s	18	-
13:00	bio bac m	-	20
	hgs 7	10	-
15:00	advance II	62	-
	vitamina c	15	-
18:00	nova < 250	62	-
	prokura	15	-

Tabla 12 Dieta de alimentación balanceada para el día 10 del estadio poslarva 3 a poslarva 4.

Horas	tratamiento del insumo	g	ml
21:00	advance II	72	-
	g2	12	-
0:00	nova < 250	72	-
	pond plus	10	-
1:00	salgard	-	30
3:00	advance II	72	-
	vitamina c	15	-
6:00	nova < 250	72	-
	farmavit	10	-
8:00	ez artemia	-	72
	AR #1	72	-
9:00	flake	72	-
	extrayeast	12	-
12:00	nova < 250	72	-
	calci's	20	-
13:00	bio bac m	-	20
	hgs 7	10	-
15:00	advance II	72	-
	vitamina c	15	-
18:00	nova < 250	72	-
	prokura	18	-

Tabla 13 Dieta de alimentación balanceada para el día 11 del estadio poslarva 4 a poslarva 5.

horas	tratamiento del insumo	g	ml
21:00	advance II	82	-
	Oxi	10	-
23:00	<i>Artemia</i> (1 dosis)	20	-
0:00	nova < 250	82	-
	vitamina c	15	-
1:00	salgard	-	40
3:00	advance II	82	-
	pond plus	10	-
6:00	nova < 250	82	-
	farmavit	10	-
8:00	ez artemia II	-	82
	AR #1	82	-
	nucleótido	10	-
9:00	flake	82	-
	extrayeast	12	-
11:00	nova < 250	82	-
	calci's	25	-
13:00	bio bac m	-	20
	hgs 7	10	-
15:00	advance II	82	-
	vitamina c	15	-
18:00	nova < 250	82	-
	prokura	20	-

### **Control del desarrollo larvario y estado sanitario.**

Estos controles se realizaron tres veces al día. Para obtener las muestras de larvas se utilizó el método volumétrico, que consistió en extraer tres volúmenes de 500 ml de cada extremo y cuatro del centro del tanque de cultivo.

El control del desarrollo larval se realizó observando al microscopio (40X) una muestra de 100 ejemplares, las características morfológicas en cada estadio, teniendo en cuenta que más del 90 % de ejemplares debería estar en el estadio correspondiente.

Para verificar el estado sanitario de los individuos se observaron la presencia de lípidos en el tracto digestivo y en los túbulos del hepatopáncreas, asimilación del alimento, del mismo modo que no presente rostrum, abdomen y telson deformados; si había presencia de individuos mutilados debido al canibalismo, desarrollo branquial (las branquias deben estar totalmente desarrolladas o ramificadas) para que pueden realizar la osmorregulación y termorregulación, la presencia de epibiontes y talla, datos que se utilizaron para manejar alimento.

La prueba de estrés a la temperatura fue realizada según la descripción de (Saldarriaga, y Briones 2005).

#### **3.2.10. Crecimiento de poslarvas de *Litopenaeus vannamei*.**

##### **a. Conteo de poslarvas**

Se utilizó el método gravimétrico que consistió, en extraer las post-larvas con un challo de tul rojo, y ponerlas en un depósito con agua del mismo tanque del *raceways*, se contaron el número de individuos, presente en esta muestra. Este proceso se repitió cuatro veces en cada tanque, dando pesos y número de individuos diferentes, luego se procedió a calcular el promedio de poslarvas por gramo y esto se extrapolo para obtener el número de post-larvas totales en los tanques.

### **b. Conteo de zoeas y mysis.**

Se aplicó el método volumétrico, que consistió en determinar la cantidad de organismos en el estadio zoea o mysis, contenidos en muestras de 250 ml, obtenidas mediante la sumersión de un vaso de precipitación de igual volumen, este proceso se repitió por tres ocasiones y se obtuvo un promedio, el resultado obtenido se multiplico por cuatro para determinar los organismos contenidos en un litro y este valor multiplicado por el volumen de agua total en el tanque de cultivo.

### **3.2.11. Control de supervivencia, biomasa y factor de conversión relativo**

#### **a. Supervivencia**

La supervivencia real se determinó hasta el final del cultivo, sin embargo, a partir de esta supervivencia, se estimó una supervivencia en relación a los estadios con la siguiente formula tomada de (Saldarriaga, y Briones, 2005):

$$S = \frac{\text{Población al muestreo}}{\text{Población inicial}} \times 100\%$$

Dónde:

S = supervivencia (%)

#### **b. Biomasa**

Se registraron el peso promedio en cada estadio larvario, para lo cual se obtuvo tres muestras aleatorias de cada tanque.

Se utilizó un chayo de tul para la captura de post-larvas. Se pesaron las poslarvas, luego se dividió el peso total entre el número total de individuos obteniéndose de esta manera el peso promedio individual para cada tanque.

**c. Incremento en peso**

El incremento se determinó restando el peso promedio actual de la poslarva, con el promedio anterior. Se utilizó la siguiente formula tomada de (Saldarriaga, y Briones, 2005):

$$\Delta P = P_a - P_u$$

Dónde:

$\Delta P$  = Incremento en peso (g)

$P_a$  = peso promedio actual (g)

$P_u$  = peso promedio del ultimo muestreo (g)

La biomasa actual se determinó utilizando la siguiente formula:

$$B = PIL \times \text{Conteo}$$

Dónde:

B = Biomasa (g)

PIL = peso individual de la poslarva (g)

Conteo = Cantidad de poslarvas

**d. Factor de Conversión de Alimentación Relativo (F.C.A.R.)**

El factor de conversión de alimentación relativo, se determinó con la siguiente formula tomada de (Saldarriaga, y Briones, 2005):

$$F.C.A.R. = \text{Dosis} / \Delta B$$

Dónde:

F.C.A.R.: Factor de conversión de alimento relativo

Dosis: Alimento consumido por estadio (g)

$\Delta B$ : Incremento de la biomasa (g)

**3.2.12. Manejo de los parámetros físicos y químicos del agua.**

Se midió la temperatura, 8 veces por día, cada 3 horas todos los días en los tanques.

También se midió la salinidad de tanque de captación de agua con el refractómetro para saber si coincidía con la salinidad del *raceways* antes de que los nauplios fueran sembrados en los respectivos tanques.

### **3.2.13. Recambio de agua en los tanques.**

El recambio de agua en los tanques se hizo desde que el langostino alcance la etapa poslarvas 3, 6, 9 y 12 en bajar el nivel del agua al 25, 25, 50 y 50 % respectivamente teniendo en cuenta siempre la tabla de mareas y que el tanque de captación de agua este lleno y que no haya registrado problemas de oxígeno durante la noche.

### **3.2.14. Cosecha.**

Tres días antes de realizar esta actividad se hizo un muestreo de dureza, que consistió en extraer 300 g de poslarvas para observar la cantidad de ejemplares que este en óptimo estado.

Se procedió a colocar una nasa de cosecha en el tubo de desagüe, para cosecha y seguidamente bajar el nivel del agua hasta un 40 % de su volumen total.

Las poslarvas fueron extraídas con un challo de malla de 500  $\mu\text{m}$ , y fueron depositadas en un tanque de 1000 l, para la aclimatación previa en que desea el comprador langostinero, antes de ser empacados, mientras en por el tubo de desagüe se obtuvieron las post-larvas restantes.

A continuación, se procedió a preparar las cajas de cartón colocando dentro de ellas fundas de polietileno con 15 litros de agua a la salinidad y temperatura requerida por el cliente. Se le incorporo dentro de cada funda alimento vivo *Artemia* sp. más carbón activado y oxígeno a la saturación.



### 3.2.15. Método de investigación

La fase experimental del estudio se ajustó con un diseño completamente al azar bifactorial, (BCA) ya que se comparó el efecto de la harina de espirulina *Arthrospira platensis* como complemento alimenticio sobre el crecimiento y supervivencia de la zoeas y mysis de *Litopenaeus vannamei*. El análisis estadístico se realizó mediante la tabularon, (datos obtenidos por conteo larvario en los estadios desde zoeas II a mysis III), se agruparon de acuerdo a su complejidad, para poder aplicar la técnica de la estadística descriptiva, se aplicó el Diseño Completamente al Azar (DCA) con nivel de significancia de 5 % con el programa estadístico T-Student. Para facilitar su observación, se construyó figuras y tablas.

Tratamiento **T<sub>0</sub>**: Alimento balanceado comercial tradicional: Ez-larva-Advance-I-II, Artemia N°1 y Ez-Artemia I-II, nova y 250g de flake con microalga *Thalassiosira* sp.

Tratamientos **T<sub>1</sub>**: Alimento balanceado comercial tradicional: Ez-larva-Advance-I-II, Artemia N°1 Ez-Artemia I-II, nova, 250 g de flake, microalga *Thalassiosira* sp. y polvo de espirulina *Arthrospira platensis*.

El diseño metodológico consistió en dos tratamientos con tres replicas cada uno distribuidas de manera aleatoria. Los nauplios fueron colocados en seis tanques de 10 toneladas de capacidad y a una densidad de siembra de 250 nauplios por litro de agua. Tres tanques se alimentaron con alimento balanceado tradicional comercial más espirulina y los otros tres se alimentaron solo con alimento balanceado tradicional comercial y microalga *Thalassiosira* sp. La frecuencia de alimentación fue de seis dosis diarias en los estadios de zoea I- III y para los estadios mysis I-III fue de ocho dosis al día durante los seis días que demora el desarrollo de los diferentes estadios a evaluarlos y posteriormente en el desarrollo de poslarva, la frecuencia de

alimentación se realizó cada dos horas diarias durante 7 días a la semana por el tiempo que dure el ciclo de producción de poslarvas.

## IV. RESULTADOS

### Población t0 y t1

La población inicial fue de 2 500 000 nauplios por tanques t0 y t1 sembrados, obteniendo promedios de los estadios muestreados en zoeas II (Z-II), mysis I (M-I), mysis III (M-III) y poslarva 9 (PL-9).

Tabla 14 Población de larvas de *Litopenaeus vannamei* de los tanques T1 en los estadios muestreados

TQ. (T1)	Estadios			
	T1: zoeas II	T1: mysis I	T1: mysis III	T1: PL-9
T1: 1	1978000	2100000	2119500	1650240
T1: 2	2392000	1937500	2065500	1500000
T1: 3	2403500	2037500	1822500	1700160
Promedio	2257833	2025000	2002500	1616800

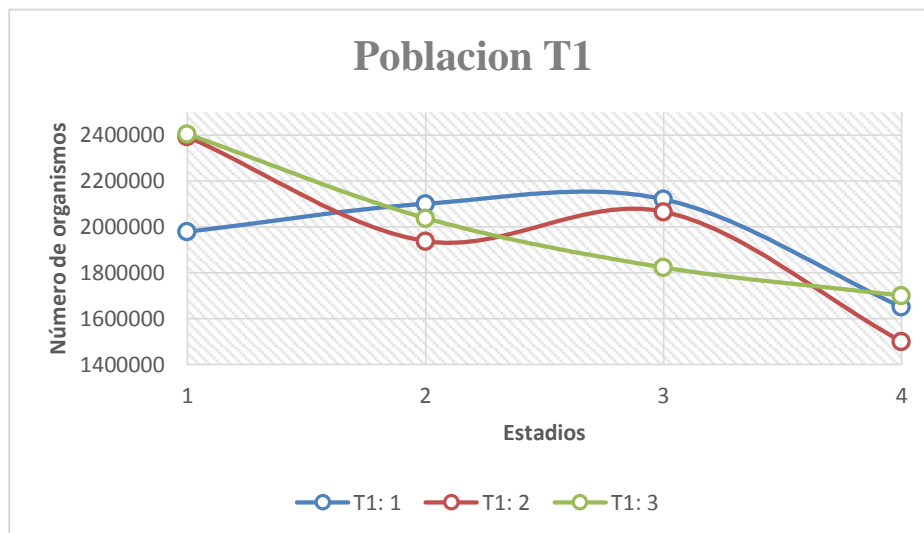


Figura 2 Población de larvas de *Litopenaeus vannamei* de los tanques t1 en los estadios muestreados.

Tabla 15 Población de larvas de *Litopenaeus vannamei* de los tanques t0 en los estadios muestreados.

TQ. (T0)	Estadios			
	T0: zoeas II	T0: mysis I	T0: mysis III	T0: PL-9
T0: 4	2219500	2225000	1822500	1500240
T0: 5	2357500	1875000	2011500	1350240
T0: 6	1955000	1887500	1620000	1484800
Promedio	2177333	1995833	1818000	1445093

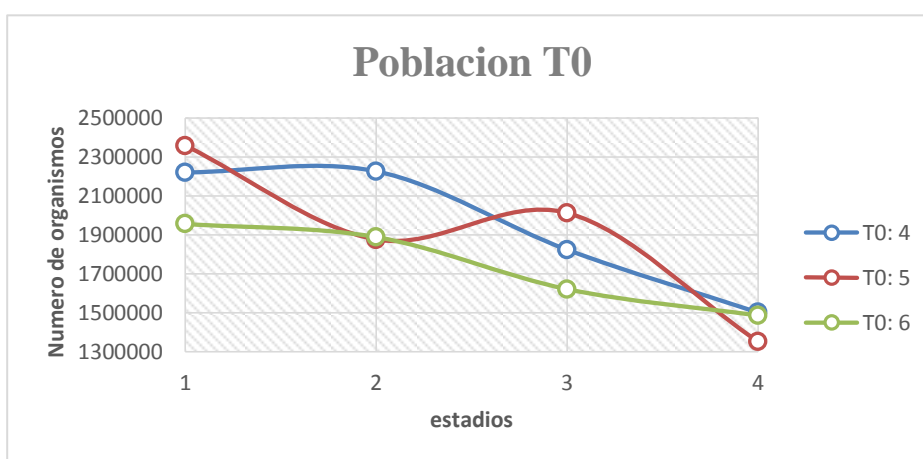


Figura 3 Población de larvas de *Litopenaeus vannamei* de los tanques t0 en los estadios muestreados.

### Supervivencia y Crecimiento

Los resultados obtenidos de los estadios muestreados en zoea II (Z-II), mysis I (M-I), mysis III (M-III) de cada tanque t0 y t1, demostraron que los tanques que se adicione la espirulina liofilizada más el alimento tradicional refleja a eficiencia de su beneficio proteico, alcanzando una supervivencia de (90, 81 y 80) % y con crecimientos (1,8; 2,7 y 3,8) mm respectivamente.

Tabla 16 Supervivencia y crecimiento de los estadios de *Litopenaeus vannamei* de los tanques t1 en los estadios muestreados

TQ	zoeas II		mysis I		mysis III	
	Supervivencia %	Crecimiento mm	Supervivencia %	Crecimiento mm	Supervivencia %	Crecimiento mm
T1: 1	79	1,8	84	2,7	85	3,8
T1: 2	96	1,8	78	2,8	83	3,8
T1: 3	96	1,8	82	2,8	73	3,8
Promedio	90	1,8	81	2,7	80	3,8

Tabla 17 Supervivencia y crecimiento de los estadios de *Litopenaeus vannamei* de los tanques t0 en los estadios muestreados.

TQ	zoeas II		mysis I		mysis III	
	Supervivencia %	Crecimiento mm	Supervivencia %	Crecimiento mm	Supervivencia %	Crecimiento mm
T0: 4	89	1,7	89	2,7	73	3,7
T0: 5	94	1,7	75	2,7	80	3,8
T0: 6	78	1,6	76	2,7	65	3,7
Promedio	87	1,6	80	2,7	73	3,7

### Biomasa

La ganancia de biomasa en los estadios muestreados en zoeas II (Z-II), mysis I (M-I), mysis III (M-III) y poslarva 9 (PL-9), arrojando para cada uno de los tanques t0 y t1 los siguientes valores como se muestra en la tabla 18-19.

Tabla 18 Biomasa (g) de las larvas de *Litopenaeus vannamei* de los tanques t1 en los estadios muestreados.

TQ. (T1)	Estadios			
	zoea II	mysis I	mysis III	poslarva 9
1	11500	12500	13500	3438
2	11500	12500	13500	3125
3	11500	12500	13500	3542
Promedio	11500	12500	13500	3368

Tabla 19 Biomasa (g) de las larvas de *Litopenaeus vannamei* de los tanques t0 en los estadios muestreados

TQ. (T0)	Estadios			
	zoea II	mysis I	mysis III	poslarva 9
4	11500	12500	13500	2679
5	11500	12500	13500	2328
6	11500	12500	13500	2560
Promedio	11500	12500	13500	2522

### Prueba t-Student

Los datos obtenidos mediante la prueba t-Student, para la diferencia de dos variables iguales en los estadios zoeas II, mysis I y mysis III determino que no existe nivel de significancia en cada estadio muestreados, tablas (20-23)

Tabla 20 Nivel de significancia entre las variables de zoeas II en los tanques T0 y T1 demuestra el  $0,68 > 0,05$  donde indica que no hay diferencia estadística (por lo tanto no rechaza la H0).

	zoeas II (T0)	zoeas II (T1)
Media	2177333,33	2257833,33
Varianza	4,1835E+10	5,8763E+10
Observaciones	3	3
Varianza agrupada	5,0299E+10	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	4	
Estadístico t	-0,44	
P(T<=t) una cola	0,34	
Valor crítico de t (una cola)	2,13	
P(T<=t) dos colas	0,68	
Valor crítico de t (dos colas)	2,78	

Tabla 21 Nivel de significancia entre las variables de mysis I en los tanques T0 y T1 demuestra el  $0,83 > 0,05$  donde indica que no hay diferencia estadística (por lo tanto no rechaza la H0).

	mysis I (T0)	mysis I (T1)
Media	1995833,33	2025000
Varianza	3,9427E+10	6718750000
Observaciones	3	3
Varianza agrupada	2,3073E+10	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	4	
Estadístico t	-0,24	
P(T<=t) una cola	0,41	
Valor crítico de t (una cola)	2,13	
P(T<=t) dos colas	0,83	
Valor crítico de t (dos colas)	2,78	

Tabla 22 Nivel de significancia entre las variables de mysis III en los tanques T0 y T1 demuestra el  $0,27 > 0,05$  donde indica que no hay diferencia estadística (por lo tanto no rechaza la H0).

	mysis III (T0)	mysis III (T1)
Media	1818000	2002500
Varianza	3,8333E+10	2,5029E+10
Observaciones	3	3
Varianza agrupada	3,1681E+10	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	4	
Estadístico t	-1,27	
P(T<=t) una cola	0,14	
Valor crítico de t (una cola)	2,13	
P(T<=t) dos colas	0,27	
Valor crítico de t (dos colas)	2,78	

Tabla 23 Nivel de significancia entre las variables de poslarva 9 en los tanques T0 y T1 demuestra el  $0,09 > 0,05$  donde indica que no hay diferencia estadística (por lo tanto no rechaza la H0).

	poslarva 9 (T0)	poslarva 9 (T1)
Media	1445093,33	1616800
Varianza	6807464533	1,0855E+10
Observaciones	3	3
Varianza agrupada	8831073067	
Diferencia hipotética de las medias	0	
Grados de libertad	4	
Estadístico t	-2,24	
P(T<=t) una cola	0,04	
Valor crítico de t (una cola)	2,13	
P(T<=t) dos colas	0,09	
Valor crítico de t (dos colas)	2,78	



Cantidad de dosis espirulina liofilizada más alimento tradicional.

En la tabla 24, se reportan los resultados de consumo de cantidad de alimentos balanceados con espirulina, en los estadios muestreados zoeas (Z-II), mysis (M-I), mysis (M-III) variando su consumo alimentario en gramos.

Tabla 24 Consumo de alimento balanceado (microalga *Thalassiosira* sp, ez larva, espirulina, advance I-II, AR#1, ez artemia I-II, NOVA <250  $\mu$ m y flake) en los estadios de *Litopenaeus vannamei* en los tanques de cultivos

Estadios	Dosis (g)
Z-II	154
M-I	224
M-III	378

#### Factor de Conversión de Alimentación Relativo (F.C.A.R.)

El consumo de alimento balanceado en el estadio zoeas II (Z-II), mysis I (M-I) y mysis III (M-III), genero un factor de conversión alimenticio relativo, alcanzando los siguientes promedios en los tanques t0 y t1.

Tabla 25 Factor de conversión alimenticio relativo de los tanques T1

TQ. (T1)	Estadios		
	zoeas II	mysis I	mysis III
1	0,00	0,22	0,38
2	0,00	0,22	0,38
3	0,00	0,22	0,38

Tabla 26 Factor de conversión alimenticio relativo de los tanques T0

TQ. (T0)	Estadios		
	zoeas II	mysis I	mysis III
4	0,00	0,22	0,38
5	0,00	0,22	0,38
6	0,00	0,22	0,38

## V. DISCUSION

En el presente trabajo científico experimental se realizó en la empresa Lobito Marino S.A., se obtuvo el consumo de alimento acumulado para los tanques (t1), (referencia de cosecha); obteniendo como resultado de (154, 224 y 378) g dándole 6 dosis diarias en los estadios de zoeas 1 (Z-I) a mysis 1 (M-I) y mysis 3 (M-III), y de 8 dosis al día desde poslarvas, la alimentación se realizó 7 días a la semana durante todo el ciclo de producción, siendo mayor a las dosis reportadas por (Saldarriaga, y Briones, 2005), quienes dieron concentraciones suplementaria en alimento balanceado del 3 % al 6 % de harina de Kelp con aplicación de probióticos.

La supervivencia y el crecimiento promedio alcanzado en los tanques (t1) de cultivo en el estadio zoeas 1 (Z-I), mysis 1 (M-I) y mysis 3 (M-III) obtuvo el (90, 81 y 80) % de supervivencia y (1,8; 2,7 y 3,8) mm de crecimiento, que fueron alimentadas con el 14,29 % de espirulina liofilizada respectivamente en los 11 días de cultivo en comparación a resultados reportados por (Valarezo, 1990), que obtuvo datos de supervivencia del 55 % y 52 % con al algas *Chaeloceros gracilis* y *Isochrysis-Dunaliella* respectivamente como dieta alimenticia en estadios larvales. Y (Saldarriaga, y Briones, 2005), en donde las larvas alimentadas con harina de kelp al 6 % mas probióticos alcanzaron la mayor supervivencia y crecimiento: 65,17 % y 5,03 mg, excelente y 100 % de supervivencia a la prueba de estrés, respectivamente; seguida de aquellas a las cuales se les aplico harina de Kelp al 3 % mas probióticos: 57,77 % y 4,56 mg, muy bueno y 99,33 % de supervivencia a la prueba de estrés, respectivamente.

Antes de la actividad de siembra de los nauplios V (nuevo ciclo de producción del cultivo) en la empresa, se trabajó con la temperatura de 30,5 °C cada uno de los 3 tanques (t0 y t1). La temperatura de 33°C favoreció a la metamorfosis (proceso de muda) desde nauplios V hasta poslarva 1 (PL-1) siendo esta última etapa en que completa su desarrollo larvario en comparación a resultados reportados por (Limsuwan, 2005), la temperatura optima de cultivo para *Litopenaeus vannamei* fluctuó entre 27 y 31° C así mismo menciona que por debajo de estos rangos el crecimiento es lento y arriba de 31°C el animal pierde peso por el metabolismo necesario para consumir más alimento.

El factor de conversión alimenticio relativo alcanzado en los tanques (t1) en los estadio zoeas 2 (Z-II), mysis 1 (M-I) y mysis 3 (M-III) varió entre 0,0 a 0,4 siendo el promedio de 0,4, valor que fue mayor, al reportado por (Villón, 2016) en la empresa Acuatec S.A. consistente en 0,05 y Suárez (2016) quien indicó que obtuvo el valor de 0,16 en la empresa Aquatropical, es posible que estas diferencias se deban a las variaciones en los protocolos de manejo y uso de alimento balanceado e insumos, pues estos autores priorizaron el uso de microalgas y alimento frente a sólo alimento balanceado.

El abastecimiento de agua que se utilizo fue recirculada con EDTA para eliminar todo tipo de contaminación, mientras, así mismo se realizó un tratamiento del agua con cloro para lograr la sedimentación de todo material orgánico o patógenos como: (*Vibrio harveyi*, *Vibrio splendidus*) la recirculación se realizó con vitamina C y EDTA, para luego ser distribuida en los tanques de cultivo, coincidiendo con lo manifestado por (Valarezo, 2016) quien manifiesta que se tomó en cuenta la función de los elementos traza y el EDTA los que fueron muy importantes porque, permitieron disminuir la vulnerabilidad frente a los eventos de enfermedades en los animales y hace que sobreviva en momentos adversos. De igual manera, la disminución de alguno de estos elementos, minimiza las posibilidades de mayor crecimiento en los animales.

La investigación realizada permitió obtener resultados que demostraron que al alcanzar el estadio PL-9, el promedio de la supervivencia y biomasa fue de 65 % y 3 368 de individuos respectivamente, entre agosto a septiembre, y en los meses de invierno (diciembre–mayo), según registros del laboratorio en verano el promedio de supervivencia fue de 55% a 60 % y 2 183 individuos, esto se debe a incremento de la temperatura. Concordando con (Gadelha, 2013) menciona que logro en el tercer experimento utilizo langostinos juveniles de 1,42 g y lo alimento con diferentes niveles de *A. platensis* liofilizada al 35 %, utilizando una dieta estándar de sustitución con (0, 10, 20, 30 y 40 %) de proteína, distribuidos para 10 poslarvas/tratamiento, durante 45 días, contenidos en tanques rectangulares de 0,5 m<sup>3</sup> de capacidad de salinidad al 2,5 ‰ en donde la supervivencia fue (85, 90, 85, 97 y 96 %) con crecimientos de (0,51 a 8,49; 0,51 a 8,60; 0,35 a 8,88; 0,62 a 8,91 y 0,37 a 8,97 cm) acorde al orden de sustitución de dietas.

Los resultados obtenidos en el presente trabajo sobre la supervivencia en los diferentes estadios muestreados en zoea II (Z-II), mysis I (M-I), mysis III (M-III) de cada uno de los tanques t0 y t1, demostraron que en cada uno de los que se adiciono la espirulina liofilizada más el alimento tradicional reflejaron una eficiencia de su beneficio a nivel proteico, alcanzando una supervivencia de (90, 81 y 80) % y con crecimientos (1,8; 2,7 y 3,8) mm respectivamente, coincidiendo con lo manifestado por (Barbarito, 2004) quien manifiesta que el efecto de la sustitución de alimento vivo por polvo de espirulina en langostino *L. schmitti*, desde el estadio de protozoa I a mysis I. En donde se demostró que el porcentaje de supervivencia de las larvas, solo se apreció una disminución significativa ( $p < 0,05$ ), al emplearse la microalgas seca como único alimento. El índice de desarrollo mostro valores altos en las larvas que fueron alimentadas con algas seca. Más del 85 % de las larvas alimentadas con polvo de espirulina lograron metamorfosear en los subestadio siguiente

## VI. CONCLUSIONES

1. El crecimiento y supervivencia en los estadios zoeas 2 (Z-II), mysis 1 (M-I) y mysis 3 (M-III) de *Litopenaeus vannamei* fue 1,8; 2,7 y 3,8 mm y 90, 81 y 80 % respectivamente, por efecto mediante la complementación de la espirulina *Arthrospira platensis* liofilizado como un alimento proteico incorporado en la alimentación tradicional.
2. La población inicial fue de 2 500 000 nauplios por tanque, logrando una población promedio estimada de 1 616 800 poslarvas 9 (PL-9) alcanzando una supervivencia de 65 %, al final del proceso productivo en estadio poslarva 9 (PL-9)
3. La biomasa ganada en los estadios muestreados zoeas 2 (Z-II), mysis 1 (M-I), mysis 3 (M-III) y poslarva 9 (PL-9) mediante la aplicación de la espirulina liofilizada se obtuvo como promedios de 11 500, 12 500, 13 500 y 3 368 respectivamente.
4. El consumo de alimento balanceado en el estadio mysis 3 (M-III), generó un factor de conversión alimentaria relativo, alcanzando un promedio 0,4.
5. Mediante el análisis de la prueba T-Student en las diferencias de 2 variables iguales (T0 y T1), en los estadios muestreados zoeas 2 (Z-II), mysis 1 (M-I) y mysis 3 (M-III) demostró que no existen nivel de significancia en cada tratamiento.
6. El 14,29% significa el ahorro de alimento balanceado por el uso de espirulina como complemento alimenticio en los tanques.
7. La utilización de la espirulina liofilizada como una fuente de alimento complementario en los primeros estadios de *L. vannamei*, demuestra que la supervivencia es favorable al término de cada ciclo productivo a diferencia del

crecimiento en donde existe similitud de tallas con las muestras que fueron alimentadas tradicionalmente.

## VII. RECOMENDACIONES

1. Realizar el análisis correcto del control de calidad de los nauplios y la procedencia de su maduración, esto permitirá evitar futuras mortalidades o contaminación en el área de manejo en la producción de poslarva *L. vannamei*.
2. Elevar el nivel y calidad de la proteína del alimento balanceado a utilizar para hacer más efectiva el crecimiento y supervivencia.
3. Para la medición de crecimiento en los primeros estadios del langostino *L. vannamei*, es necesario que estos organismos alcancen su cambio metamorfofoso luego de 24 h, por la dificultad que conlleva la observación y medición. Por tal razón, para evitar estrés y mortalidad se sugiere que se trabaje pasando de un estadio a otro.
4. Se considerar utilizar el consumo de alga liofilizada con porcentaje de proteína mayor a 50 % para sustituir alimentos balanceados altos en grasas y costo.
5. La espirulina *Arthrospira platensis* como una fuente rica de proteína, puede ser utilizada en estado liofilizada en los primeros estadios zoeas 1 (Z-I) a mysis 2 (M-II), pero al llegar a mysis 3 (M-III), se debe adicionar el alimento vivo *Artemia* sp.
6. Realizar tratamiento de calidad de agua y estudio de bacterias o agentes provenientes de este.
7. Regular periódicamente la temperatura del agua entre 32-33° C, en los tanques de cultivos en las horas frías de preferencia de 4-6 am en tiempos de verano, logrando mantener la estabilidad metamorfofoso de los primeros estadios.
8. Para la medición de la supervivencia de los estadios *L. vannamei*, se debe aplicar desde zoea 1 (Z-I) hasta mysis 3 (M-III), por el método volumétrico y para poslarva 1 en adelante el método gravimétrico.

## VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Alfonso, E., & Coelho, M. (1996). Manejo da Larvicultura. En: *Manual do Curso Internacional Produção de Pós-larvas de CamarãoMarinho*. Ed. Gesteira, T. y A. Nunes, 132-152. Florianópolis, Brasil: CYTED – UFSC.
- Barbarito, J. (2004). *Empleo del polvo de spirulina platensis en la alimentación de zoeas y mysis de Litopenaeus schmitti*. (Tesis de doctoral) Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste. Recuperado de: <http://www.nutricionacuicola.uanl.mx/números/7/31BarbaritoJ.Ceballos.pdf>.
- Bhattacharya, S., & Shivaprakash, M. (2005). Evaluation of three Spirulina species grown under similar conditions for their growth and biochemicals. *J. Sci. FoodAgricult.*, 85: 333-336.<http://lib3.dss.go.th/fulltext/Journal/J.Sci.Food%20and%20Agri/2005v85/no.2/2005v85no2p333-336.pdf>.
- Curbelo, R., Leal, S., Núñez, N., y Almaguer, Y. (2006). Alimentación de las primeras poslarvas de camarón *Litopenaeus schmitti* con una especie de diatomea bentónica. *Rev. Investigación Mar*, 27(3), pp. 231-236. Recuperado de: <http://www.rim.uh.cu/index.php/RIM/article/view/53/53>.
- Chitradivelu, K. (1992). Artificial penaeid larval diets. *J. Nat. Sci.*20 (1): 1-6. <http://jnsfsl.sljol.info/articles/search/>
- Córdova, J., & García, F. (2002) Nutritive value of squid and hydrolyzed protein supplement in shrimp feed. *Aquaculture* 210 371-384. <http://www.bashanfoundation.org/carreno/carrenosquid.pdf>.
- FAO. (2015). *Manual para cría de camarones peneidos*. Recuperado de: <http://www.fao.org/docrep/field/003/ab466s/AB466S05.htm>
- FAO. (2008). Cultivo de *Spirulina maxina* para suplemento proteico, *Fundación CIPAV*, 1(1), pp. 17-21. Recuperado de: <http://www.fao.org/ag/aga/agap/frg/lrrd/lrrd1/1/gloria.htm>.
- Franco, A. (1990). Manejo Técnico de granjas de camaroneras. 1:9-17. Panamá, Panamá: Pradepesca Manual. Recuperado de: <http://www.sidalc.net/cgi-bin/wxis.exe/?IsisScript=UCAT.xis&method=post&formato=2&cantidad=1&expresion=mfn=000637>



- Gadelha, R. (2013). *Eficiencia da microalga Spirulina platensis naalimentacaodo camarao Litopenaeus vannamei* (Tesis doctoral). Universidad Federal da Paraiba, Joao Pessoa. Recuperado de: <http://tede.biblioteca.ufpb.br/bitstream/tede/4058/1/arquivototal.pdf>.
- Gamboa, J. (2015). La importancia nutricional de la productividad natural en piscinas de engorde de camarón. *AQUA Cultura*, 38-42. Recuperado de: [http://eprints.uanl.mx/2410/1/Gamboa\\_Semin\\_DISAGRO.pdf](http://eprints.uanl.mx/2410/1/Gamboa_Semin_DISAGRO.pdf).
- Guillaum, J. (2004). *Nutrición y alimentación de peces y crustáceos*. Madrid: Ediciones Mundi-Prensa.<http://www.mundiprensa.com/catalogo/9788484761501/nutrición-y-alimentación-de-peces-y-crustáceos>.
- Martínez, L. (1999). Cultivo de Camarones peneidos. Principios y Prácticas. Cap. 4: 67-101, 1ª ed. A.G.T. Editor, S.A. Recuperado de: <https://www.abebooks.com/CULTIVO-CAMARONES-PENEIDOS-PRINCIPIOS-PRACTICAS-RTINEZ/9310241189/bd>.
- Mock, C., Revera, D., Laborde, E., & Fontaine, C. (1980). The larval cultura of *Penaeus stylirostris* using modification of Galveston Laboratory Technique. *Proc. World Mariculture Soc.* 3: 102–117.<http://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/j.1749-7345.1980.tb00103.x/abstract>.
- Morales, V. (1990). Levantamiento larvario de camarones peneidos. Cartilla. (editores), 1. Veracruz, México: Pradepesca.<http://www.sidalc.net/cgi-bin/wxis.exe/?IsisScript=CENIDA.xis&method=post&formato=2&cantidad=1&expresion=mf=054399>
- Pamulapati, S., & Chandra, P. (2014). Importancia de los minerales en la alimentación del camarón. *AQUA cultura*, 22-24. [https://issuu.com/revista-cna/docs/aqua\\_cultura\\_105](https://issuu.com/revista-cna/docs/aqua_cultura_105).<http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0014827X01010849>.
- Rincón, D., Abraham, M., Avendaño, S., Ojeda, D., Velásquez, H., Morales, E., & Hernández, J. (2013). Producción de harina de Spirulina máxima para ser empleada como ingrediente en la elaboración de dietas para peces. *Zootecnia Trop.*, 31 (3): 187-191. Recuperada de: [http://mutante.inia.gob.ve/revistas\\_ci/ZootecniaTropical/zt3103/pdf/zt3103\\_rincon\\_d.pdf](http://mutante.inia.gob.ve/revistas_ci/ZootecniaTropical/zt3103/pdf/zt3103_rincon_d.pdf).
- Saldarriaga, D. y W. Briones. (2005). Efecto de dos niveles de harina de kelp y prebiótico sobre la supervivencia y crecimiento de larvas *Litopenaeus vannamei*. Tesis de Magister en Acuicultura, Universidad de Machala,

- Ecuador. <https://www.yumpu.com/es/document/view/33565980/efecto-de-dos-niveles-de-harina-de-kelp-y-icm>Smith, L. L., y A. L. Lawrence. 1987. Experimental use of dry diets in penaeidlarviculture as replacement for Artemia. *TheWorldAquacultureSociety 18<sup>th</sup> Annual Meeting*.28.
- Valarezo, G. (2016). *Incidencia de las dietas alimenticias en el crecimiento de larvas de camarón Penaeus vannamei*. Tesis de maestría) Universidad de Gayaquil. Recuperado de <http://repositorio.ug.edu.ec/bitstream/redug/11953/1/Defensa%20Examen%20Complejivo%20Galo%20Valarezo.pdf>.
- Van, J., & Calberg, M. (1972). Shrimp farming. Aquaculturesystems internacional. Sorrento valleyroad. San Diego California.
- Vera, T. (2010). *Utilización de microalgas (Diatomeas bentónicas) asociadas al perifiton sobre sustratos artificiales en el sistema de cultivo de camarón blanco Litopenaeus vannamei*. Tesis de grado obtención del título de biólogo marino, Universidad Estatal Península de Santa Elena, La libertad, Ecuador. <http://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/854/1/VERA%20VERA%20TAYRON-2010.pdf>
- Zafra, a., Merino, M., Gonzales, F., Alayo, E., Briceño, j., Rosas, E., Castro, j., & Vela, A. (2013) Cultivo experimental de Arthrospira jenniferi con medio nutritivo de residuos de pescado. *Red Biol.* 33(2), pp. 6-8. Recuperado de <http://revistas.unitru.edu.pe/index.php/facccbiol/article/view/560/523>.