



UNIVERSIDAD ESTATAL

PENÍNSULA DE SANTA ELENA

FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR

CARRERA DE BIOLOGÍA MARINA

ANÁLISIS DEL CRECIMIENTO DE LARVAS DE CAMARÓN (*Litopenaeus vanammei*) EN EL LABORATORIO LARVALABSO, MAR BRAVO – ECUADOR.

TRABAJO PRÁCTICO

Previo a la obtención del título de

BIÓLOGO MARINO

Autor:

GÉNESIS MILENA GONZÁLEZ SERRANO

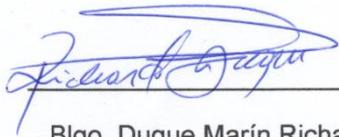
Tutor:

BLGO. DOUGLAS VERA IZURIETA, M. Sc.

La Libertad – Ecuador

2022

TRIBUNAL DE GRADUACIÓN



Blgo. Duque Marín Richard, MSc.

DECANO

FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR



Ing. Villón Moreno Jimmy, MSc.

DIRECTOR

CARRERA DE BIOLOGÍA MARINA



Blgo. Vera Izurieta Douglas, MSc.

DOCENTE TUTOR



Blga. Rodríguez Moreira Dadsania MSc.

DOCENTE DE ÁREA

DEDICATORIA

A Dios, porque gracias a sus bendiciones he logrado llegar hasta la etapa final de este recorrido.

A mi madre Karina, mis abuelos Oswaldo y Martha, mi hermano Jorge y a mis tíos Sheyla y Marcelino, por el gran apoyo que me brindaron desde temprana edad hasta convertirme en una profesional. En especial a mi bisabuelo Marcelino Rosales quien fue mi motor para culminar este proceso universitario.

AGRADECIMIENTO

Al personal académico y administrativo de la Facultad de Ciencias del Mar de la Universidad Estatal Península de Santa Elena, quienes han contribuido a mi formación como profesional.

Al laboratorio Larvalabso, especial al Ing. Armando Orrala, Juan González y Johanna Bravo, por su predisposición siempre en guiarme y enseñarme el mundo de la larvicultura.

A mi tutor de tesina Blgo. Douglas Vera, que gracias a su orientación se pudo concluir con el trabajo planteado.

A Karen, Pamela, Manuel, Nicolle, Joel, Jorge, Steeven y Cristina con los que compartí gran parte del tiempo y son parte de mi segunda familia, al igual que Jonathan Molina por su apoyo incondicional en cada momento.

ÍNDICE

1. RESUMEN.....	VI
2. INTRODUCCIÓN.....	2
3. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	4
4. JUSTIFICACIÓN	5
5. OBJETIVOS	6
5.1. Objetivo general:.....	6
5.2. Objetivos específicos	6
6. MARCO TEÓRICO.....	7
6.1. Antecedentes de la producción de larvas de camarón	7
6.2. Distribución geográfica de los laboratorios de producción.....	8
6.3. Generalidades del camarón <i>Litopenaeus vannamei</i>	8
6.4. Ciclo de vida del camarón.....	9
6.5. Estadios o etapas del crecimiento larvario.....	9
6.5.1. Nauplio	10
6.5.2. Zoea	10
6.5.3. Mysis	11
6.5.4. Postlarva	11
6.6. Manejo técnico – productivo en un laboratorio de larvas de camarón ...	11
6.6.1. Alimentación.....	11
6.6.2. Alimentos para las dietas	12
6.7. Temperatura.....	13
6.8. Recambios de agua	14
6.9. Muestreos.....	14
7. MATERIALES Y MÉTODOS	15
7.1. Área de estudio.....	15
7.2. Metodología	15

7.3. Método de Boleo para la alimentación	16
7.4. Cálculo de la Biomasa.....	16
7.5. Conversión alimenticia	17
7.9. Análisis estadístico.....	19
7.9.1. Coeficiente de correlación lineal de Pearson	19
8. ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN	20
8.1. Supervivencia de las larvas de camarón	20
8.2. Influencia de los parámetros (Temperatura y salinidad) que inciden en el crecimiento de las larvas de camarón.	22
8.3. Porcentaje de alimentos suministrados.	24
9. CONCLUSIONES.....	27
11. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	29
12. ANEXOS	35

Índice de figura

Figura 1. Estadios o etapas de crecimiento larvario de <i>Litopenaeus vannamei</i>	9
Figura 2. Estadios de Nauplio.....	10
Figura 3. Área de estudio	15

Índice de tabla

Tabla 1. Alimentos para la dieta líquida	12
Tabla 2. Alimentos para la dieta seca	13
Tabla 3. Alimentos para la dieta seca	13
Tabla 4. Cantidades sembradas y cosechadas en Larvalabso	21
Tabla 5. Supervivencia de las producciones.....	21
Tabla 6. Datos promedios de parámetros de agua y Pelegramos de las larvas	23
Tabla 7. Porcentaje de alimento suministrado	26

Índice de gráficos

Gráfico 1. Porcentajes de supervivencia en las producciones	20
Gráfico 2. Relación entre temperatura y Pelegramos.....	23
Gráfico 3. Correlación entre temperatura y Pelegramos	24

ANÁLISIS DEL CRECIMIENTO DE LARVAS DE CAMARÓN (*Litopenaeus vannamei*) EN EL LABORATORIO LARVALABSO, MAR BRAVO – ECUADOR.

Autor: Génesis Milena González Serrano
Tutor: Blgo. Douglas Vera Izurieta, M. Sc.

1. RESUMEN

La investigación se la realizó en los meses comprendidos entre diciembre 2020 a noviembre 2021, en un laboratorio de larvas de camarón *Litopenaeus vannamei*, ubicado en la zona de Mar Bravo de la provincia de Santa Elena. El objetivo de analizar la producción de larvas de camarón mediante los registros de talla y peso, temperatura y salinidad, con el fin de identificar posibles variaciones en los parámetros de crecimiento y supervivencia. Para el registro de datos se utilizaron fichas técnicas en las cuales se incorporaron todos los parámetros físico- químico del agua para valorar mediante análisis estadísticos las variaciones de talla y peso al finalizar cada producción. Se realizaron 12 producciones a lo largo del año en el que hubo caídas significativas de la producción por baja de temperatura, y puntos máximos y mínimos en el crecimiento de las larvas en relación a la temperatura y Pelegramos, la salinidad era constante a 33 ups. Se identificaron los porcentajes de alimentos suministrados dando que los alimentos balanceados con mayor porcentaje en los estadios de Zoea 1 a mysis 3 son Frippak, Mpz, Mpl. en PI2 el alimento con mayor porcentaje de rendimiento es el Epibal con un 57,6%. en los estadios posteriores de PI 5 el balanceado de las marcas Nicovita, Inmupro, Larvamax y Zeigler con un 50%. Por ello la temperatura, es un factor clave para mantener una buena supervivencia y estabilidad en las diferentes producciones que se vayan a realizar.

Palabras claves: temperatura, salinidad, camarón, Pelegramos, *Litopenaeus vannamei*.

2. INTRODUCCIÓN

En los inicios de la actividad camaronera la demanda de postlarva *Litopenaeus vannamei*, tomando el nombre de “Postlarva Silvestre”, pero al ir aumentando el número de hectáreas de estanques cultivados, paralelamente aumentaba la demanda de postlarvas, teniendo que recurrir al mar a adquirir más larvas, y cada vez era mayor el esfuerzo para los pecadores dedicados a esta profesión, adquirir los animales, por ende, se sobreexplotó este recurso (Cahuana Palma, 2014).

Para solucionarlo se empezó con el diseño, instalación e implementación de planes de manejo de los laboratorios para la producción de postlarvas de camarón, solventando las necesidades del sector camaronero. En la Actualidad en Ecuador existen a lo largo de toda su franja costera laboratorios de postlarvas; quienes, prácticamente adoptan las mismas metodologías y tecnologías para su producción (Cahuana Palma, 2014).

La producción comercial del camarón *Litopenaeus vannamei* empieza con la base fundamental de una buena fase larvaria. El proceso inicia con la cría de las larvas pasando por la etapa naupliar, protozoa, mysis y Postlarva. Cada una de estas fases requiere de adecuación de un sistema aséptico, confiable y sostenible (Delgado Samaniego, 2019).

Debido a lo antes mencionado, los laboratorios buscan una mejor calidad de la larva, implementando diferentes tipos de alimentos para incrementar su crecimiento y supervivencia. Si bien es cierto existe una gran disponibilidad de larvas de camarón, pero, no todas logran tener un balance entre los días de cultivo versus el crecimiento de las mismas. Por ello estos tienden a extender los días de proceso para lograr una talla comercial adecuada, lo que implica más inversión por ende los costos van a salir muy elevados (Valarezo,2016).

El crecimiento y supervivencia de las larvas depende en gran medida de un buen estado de salud, la ejecución, mantenimiento y la alimentación empleada para tener un desempeño exitoso. Este aporte investigativo será

de gran utilidad para los centros de producción, ya que siempre es necesario contar con una guía o una referencia para tratar de disertar aquellas incógnitas o sucesos similares que estén pasando en el proceso de producción. Tomando de referencia datos recopilados del laboratorio Larvalabso, ubicado en el sector de mar bravo.

3. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

En la camaronicultura específicamente en los laboratorios de larvas de *Litopenaeus vannamei* existen investigaciones que tratan el bajo crecimiento de las larvas, alguna de estas arroja la causa a agentes patógenos, que en cierto caso resultan muy severos, esto ha conllevado al declive de la producción. Cuando no se tiene un control específico las aguas que van a ser utilizada como medio de cultivo va a provocar retrasos y muchos inconvenientes a lo largo del proceso de producción (Prasertsri, Limsuwan, & Churchird, 2014).

El problema de crecimiento es producido por diferentes causas, entre ellas y por la que llevamos a cabo este estudio es una alta variabilidad entre la talla y peso que es evidente a partir de estadios más altos de pl 10 en adelante, esto se podría deber a una mala conversión alimentación, una variación de los parámetros físico – químico del agua, o en su defecto de su descendencia.

Por ello esta investigación bajo el respaldo de una base de datos de producciones anteriores se logrará analizar cuál fue el factor clave para que una corrida tenga mejor supervivencia que otra, para que haya una disparidad de tallas o la variación entre una producción u otra.

4. JUSTIFICACIÓN

La producción en laboratorios de larva de camarón conlleva un gran desafío, ya que hay diversos factores que no favorecen al proceso de desarrollo, por ello es importante realizar investigaciones que logren dar una ayuda a los productores, en cuanto a cómo optimizar el crecimiento y supervivencia en comparación con los días de cultivo, considerando que mientras más se extienda el proceso más es el incremento de los valores económicos que hay que emplear.

Tomando como referencia bases de datos del laboratorio Larvalabso, se procederá a realizar un análisis del crecimiento y supervivencia de las larvas teniendo como guía un protocolo de alimentación y que las condiciones de cultivo sean favorables para el mismo. Sin embargo, siempre existe el riesgo al operar los sistemas de cultivo donde la calidad y los factores fisicoquímicos del agua están determinados por el ambiente que impera en cada zona, haciendo que la producción sea poco predecible debido a que las variables que influyen en el crecimiento y la sobrevivencia de los organismos no se pueden controlar en su totalidad.

Por esta razón se realiza esta investigación para tener una referencia de los puntos máximos y mínimos en un periodo de producción con larvas de plgramo considerable y que el tiempo de duración de proceso sea mucho más corto teniendo en consideración las cantidades sembradas y cosechas, los alimentos suministrados y sobre todo no olvidar que por encima de todo prevalece siempre la calidad de la larva para asegurar su futuro.

5. OBJETIVOS

5.1. Objetivo general:

Analizar la producción de larvas de camarón *Litopenaeus vanammei* mediante los registros de talla, temperatura y salinidad en el laboratorio LARVALABSO, identificando posibles variaciones en los parámetros de crecimiento y supervivencia.

5.2. Objetivos específicos

- Comparar la supervivencia de *Litopenaeus vannamei* relacionando siembra versus cosecha.
- Determinar la influencia de los parámetros que inciden en el crecimiento de las larvas de camarón.
- Valorar los porcentajes óptimos de alimentos suministrados a lo largo de la producción que han favorecido al crecimiento de las larvas de camarón.

6. MARCO TEÓRICO

6.1. Antecedentes de la producción de larvas de camarón

Las primeras explotaciones de larvas de camarón, tuvieron su inicio en la década de los sesenta, cuando un grupo de empresarios se dedicaron a explotar diferentes salitrales alrededor del Ecuador (FAO, 2014).

De acuerdo con la FAO (2014), luego de evidenciarse la alta rentabilidad de la explotación, fueron sumándose diferentes extensiones de terreno donde comenzó a sobresalir esta actividad, tanto así que el Ecuador se llegó a situar en el primer puesto como exportador de este crustáceo en el año de 1987, sin embargo comenzó a descender en la década de los noventa por ciertos parámetros técnicos y malos manejos, principalmente por la presencia del virus de la mancha blanca en 1999, lo que disminuyó significativamente la producción, de igual manera lo hizo el síndrome de Taura de 1994 a 1995 y el de las gaviotas en 1990 a 1991 pero en menores proporciones (Urresta Albán, 2017). El sector acuícola ecuatoriano tiene 30 años de explotación aproximadamente, y se lo reconoce como el único país en dedicarse a la cría de este crustáceo por un poco más de tres décadas seguidas, convirtiéndolo en uno de los principales productores del mundo y colocando su producto en mercados exigentes como los de Europa, Asia y Norteamérica (Ormeño Salazar, 2013).

A medida que transcurre el tiempo, la industria camaronera toma mayor fuerza y ha mostrado un crecimiento sostenido durante los últimos años, con una proyección positiva, más aún cuando se establecen condiciones favorables, como es el caso de la medida tomada por China, país que estableció que a partir del 1 de diciembre del 2017 el camarón ecuatoriano pagará menos aranceles al ingresar al país asiático. Específicamente la medida consiste en reducir del 5% que se pagaba antes al 2%. Considerando la información publicada por el Instituto de Promoción de Exportaciones e Inversiones (PROECUADOR), se ha podido analizar la evolución de las exportaciones del sector de acuicultura, en enero del 2016 se registraron exportaciones por más de 55 millones de dólares, mientras que en el mismo periodo del 2017

sobrepasaron los 64 millones de dólares. La tendencia ha sido creciente, llegando en Julio del 2016 a más de 72 millones de dólares, cifra superada en el mismo mes del 2017 cuando alcanzaron más de los 91 millones de dólares (Valencia Valladolid & Bejarano Mendoza, 2018).

6.2. Distribución geográfica de los laboratorios de producción

Como la producción camaronera en el Ecuador se sitúa a lo largo de sus 2 859 kilómetros de línea costera, es lógico que los laboratorios de larvas se sitúen en lugares muy cercanos a las extensiones de terreno donde se realiza la explotación de los camarones (Urresta Albán , 2017). Sin embargo, estudios y experiencias personales indican que la zona de Mar bravo, en la provincia de Santa Elena fue el lugar donde se llevó a cabo el primer laboratorio de producción, debido a su cercanía al mar, con características topográficas, climáticas, biofísicas y de su recurso hídrico específico para el desarrollo de los diferentes estadios del camarón (nauplios - larvas) hasta que son trasladadas a las camaroneras, por este motivo se evidencia una mayor concentración de laboratorios en esta zona, que según últimos datos del INP (Instituto Nacional de Pesca) son alrededor de 140 distribuidos alrededor del Ecuador, situándose en un 50 % en la zona de mar bravo (Suárez Borbor, 2014).

6.3. Generalidades del camarón *Litopenaeus vannamei*

Phylum: Arthropoda

Clase: Malacostraca

Orden: Decapoda

Suborden: Dendobranchiata

Superfamilia: Penaeoidea

Familia: Penaeidae

Género: *Litopenaeus*

Especie: *vannamei*

6.4. Ciclo de vida del camarón

Las hembras grávidas son reconocidas fácilmente por sus ovarios verdes, visibles a través del caparazón. Luego los huevos maduran y pasan a través de una serie de estadios larvales: nauplios, zoea y mysis, posteriormente alcanzan el estadio de post-larva que asemeja a un camarón adulto. Luego las post-larvas se mueven en dirección a la costa hacia los estuarios de los ríos, donde se desarrollan rápidamente, pues encuentran una mayor disponibilidad de alimento, menor salinidad, mayores temperaturas y protección contra los depredadores. Después de sucesivas mudas, las postlarvas se transforman en juveniles manteniéndose en los estuarios de los ríos durante un lapso de 3 a 4 meses (Morales, 1990), posteriormente comienzan a migrar al mar donde su crecimiento es más rápido (Urresta Albán, 2017).

6.5. Estadios o etapas del crecimiento larvario

Según Garnica Delgado (2016) las larvas de camarón atraviesan 3 etapas distintas: etapa naupliar, etapa protozoea y etapa mysis, antes de su metamorfosis a camarón postlarva. Se estima que 1 de 4 nauplios llegan a desarrollarse hasta ser un camarón maduro.

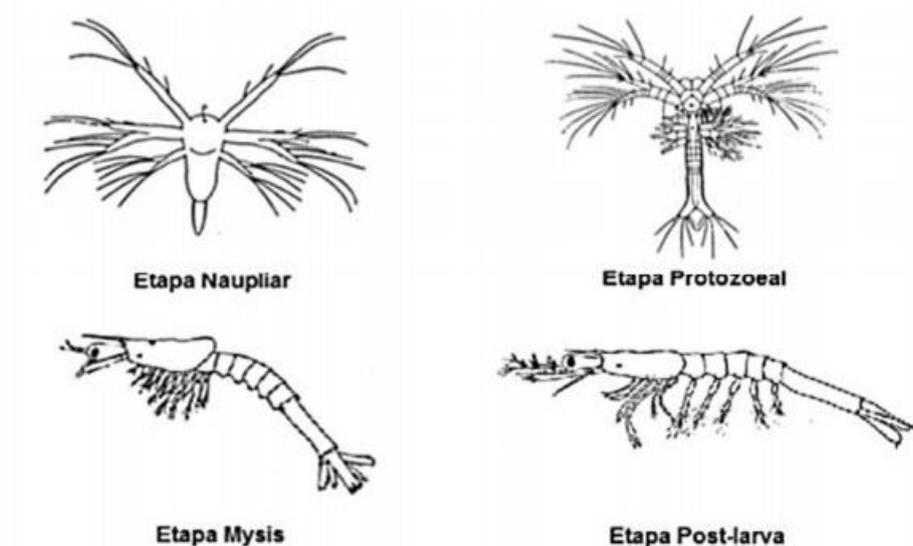


Figura 1. Estadios o etapas de crecimiento larvario de *Litopenaeus vannamei*

Fuente: (FAO, 2016)

6.5.1. Nauplio

Después de haberse llevado a cabo la eclosión de los huevos dentro de 10-14 horas, el siguiente estadio larval se lo denomina nauplio, el mismo que a su vez tiene 5 subestadios (nauplio 1,2,3,4,5), toda esta fase dura aproximadamente de 40-50 horas, se caracterizan por tener una longitud de 0,5 mm y un ancho de 0.2 mm compuestos por un solo ocelo. Durante esta etapa solo se alimentan fundamentalmente de las reservas del vitelo (Alonso Castillo & Hernández Fernández, 2011).

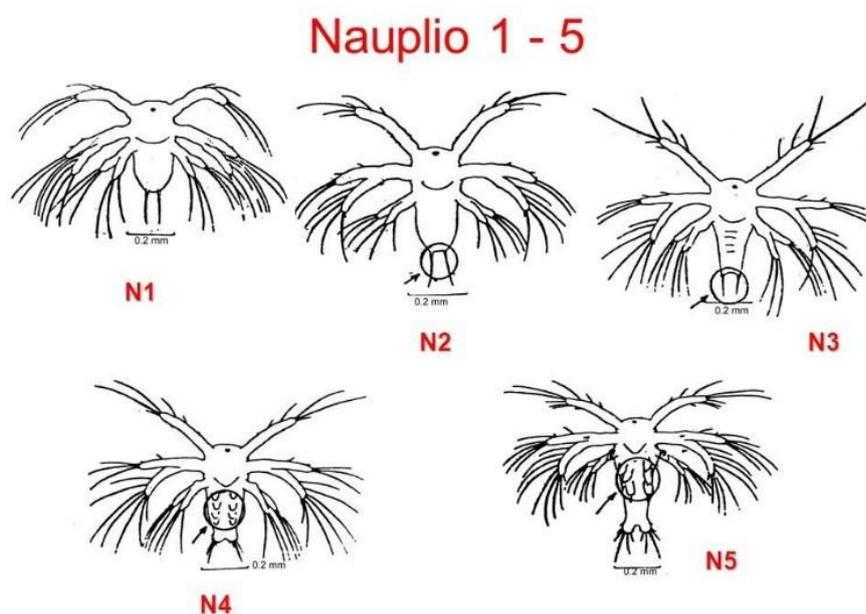


Figura 2. Estadios de Nauplio

. Fuente: (Marcillo Morla, 2014)

6.5.2. Zoea

Después del estadio de nauplio 5, que es el estadio en el cual se siembra en los tanques de producción de los laboratorios, viene el estadio de zoea con sus tres subestadios (zoea 1, 2, 3), se la diferencia del estadio anterior por presentar cefalotórax, tiene una duración de 3 - 4 días, es decir aproximadamente un día por subestadio, su alimentación de basa fundamentalmente de micro algas presentes en el agua (por no presentar cavidad bucal desarrollada) (Ramírez Aquino, 2011).

6.5.3. Mysis

Luego del tercer subestadio de Zoea las larvas mudan al estadio de mysis, en este estadio se observa el cuerpo encorvado en la zona abdominal y nado mediante contracciones abdominales, este estadio posee tres subestadios con duración total de tres días, su alimentación se basa en alimento vivo, en este estadio ya pueden comenzar a consumir alimentos sólidos (Valarezo Villacrés, 2016).

6.5.4. Postlarva

Luego del tercer y último subestadio de mysis, viene el estadio de postlarvas que tienen duración de 20 días hasta que se los considera camarones (post larvas 1; 20), su tiempo aproximado es de 20 días es decir un día por subestadio, son animales totalmente funcionales similares a camarones en miniatura, poseen periópodos para agarrarse y arrastrarse, su alimentación se basa en alimento sólido y artemia (Carvajal & Bolaños Núñez, 2015)

6.6. Manejo técnico – productivo en un laboratorio de larvas de camarón

6.6.1. Alimentación

La alimentación es un proceso fundamental dentro de este sistema de producción y se la divide dentro de dos bloques fundamentales, alimento sólido y alimento líquido según (Carvajal & Bolaños Núñez, 2015).

El alimento líquido corresponde a los primeros estadios larvales (nauplio-mysis), siendo muy importante durante los primeros dos días solo alimentar con micro algas por causas de que el animal no tiene desarrollado completamente su sistema bucal, este tipo de alimentación se lo proporciona con diferentes fórmulas comerciales de dietas líquidas. El alimento sólido se lo empieza a implementar desde estadio de mysis, cuando se lo proporciona 50-50 junto al alimento líquido para con forme vayan pasando los subestadios de mysis y lleguen a post larvas solo se empleen dietas sólidas que van a variar en el tamaño, es decir existen dietas sólidas comerciales de distintos

tamaños en cuanto a μm , que se las va aumentando conforme el animal vaya asimilando y desarrollando mayor tamaño (Carvajal & Bolaños Núñez, 2015).

Además, también se complementan con alimentos microencapsulados balanceados, estos van a tener una alta dosis de ácidos grasos, proteínas, minerales, etc. Un conjunto de nutrientes que va a favorecer un buen resultado en las cosechas de las larvas cultivadas. Adicionalmente de la mano con una dieta rica en alimentos vivos como la Artemia. (Bautista,1994), alega que existen productos alimenticios que, de componentes en su fórmula alimenticia, cumplen con los requerimientos nutricionales óptimos para el mismo fin.

6.6.2. Alimentos para las dietas

La composición de cada uno de los alimentos es importante en la etapa de producción, en especial para saber la cantidad de aminoácidos, ácidos grasos. Los alimentos empleados en este protocolo se basan en la cantidad de proteínas presentes en el mismo. Según, Teshima y Kanazawa (1989), los niveles para que una proteína sea optima en larvas de *Penaeus spp.* Sería entre un 45-55%. Mientras que un 60% de proteínas fue el porcentaje asegurado de Le Moullac et al. (1994), todo esto utilizado esta misma formulación. Es lo que se puede expresar en la tabla 1, 2 y 3.

Tabla 1. Alimentos para la dieta líquida

Componentes	Hz 5- 50 μ	Hm 50 – 100 μ
Proteína cruda	34%	34%
Grasa cruda	10%	10%
Fibra cruda	0.50%	0.50%
Humedad	50%	50%
Cenizas	11%	11%

Fuente: González, 2022

Tabla 2. Alimentos para la dieta seca

Componentes	Zeigler 350μ	Survival 150-250- 350μ	Inmupro 150-250- 350μ	Nicovita 300-500μ	Laravamax 300-500μ	Lanzy-Mpl 100μ
Proteína cruda	55%	50%	40%	45%	42%	50%
Grasa cruda	15%	7%	8%	10%	5%	14%
Fibra cruda	1.50%	5%	3%	2%	5%	3%
Humedad	-	5%	5%	10%	11%	6%
Cenizas	-	-	11%	13%	12%	6%

Fuente: González,2022

Tabla 3. Alimentos para la dieta seca

Componentes	Mpz 70μ	Epibal 300μ	Artemac 180μ	Flake	ABM 4000 125μ	Frippak
Proteína cruda	50%	49%	54%	45%	52%	52%
Grasa cruda	14%	14%	9%	9%	14.50%	14.50%
Fibra cruda	3%	4%	2%	3%	3%	3%
Humedad	6%	10%	9%	8%	10%	10%
Cenizas	6%	12%	16%	10%	12%	12%

Fuente: González 2022

6.7. Temperatura

Controlar la temperatura durante el proceso de producción larval es una técnica muy importante, ya que cualquier variación en temperatura causa el atraso morfológico del animal, es decir el cambio de estadio larval toma más tiempo en realizarse, de igual manera el mantener la temperatura nos permitirá que el animal desarrolle más peso y poder ofertarlo al mercado en menor tiempo. La temperatura adecuada para la siembra es de 30 grados Celsius, luego se debe mantener la temperatura entre 32-34 grados Celsius

desde el estadio de nauplio 5 hasta el estadio de post larva 8, posterior a esto se mantiene el animal a temperatura ambiente (Rodríguez Rosales , 2014).

6.8. Recambios de agua

De acuerdo a Arzola G et al., (2013) es fundamental realizar recambios constantes de agua, de esta manera se impide que los tanques comiencen a desarrollar suciedad y residuos que pueden llegar a crear un ambiente propicio para el desarrollo de bacterias malignas que afectan el desarrollo del animal, de esta manera se consigue bajar salinidad e ir adecuando a la salinidad requerida por los clientes. Sin embargo la razón fundamental del agua dulce dentro de los tanques es de ayudar a ganar tamaño y peso al animal que junto a la temperatura (33°C) nos ayuda a que el animal crezca diariamente de hasta 100 larvas/gramo por tanque es decir se logra pesar 100 larvas menos en el peso de 1 gramo, lo cual adelanta días para poder ofrecer larva al mercado, la misma que se encuentra apta para su comercialización cuando posee un peso de 380 larvas por gramo (Arzola G, Piña V, Nieves S, & Medina J, 2013).

6.9. Muestreos

Dentro de las primera 12-15 horas de haber realizado el proceso de siembra es importante sacar una muestra de cada tanque y revisarlo en el microscopio con el fin de monitorear y estimar el porcentaje de pasado de estadio a ZOE1, de igual manera se evidencia la correcta asimilación de alimento (algas), así como los posibles ataques de hongos y/o bacterias para poder controlarlos y erradicarlos a tiempo, mediante la aplicación de ciertas dosis de probióticos o de fungicidas en el caso de un posible ataque de hongos. Este proceso se realiza durante todo el ciclo larval (20 - 22 días) para verificar que el paso de los estadios larvales se dé sin complicaciones. En este proceso de muda o paso de estadio el porcentaje de larvas que se quedan o se pierden dentro de rangos normales que se manejan a nivel general son del 3 al 5 %, encontrando serios problemas cuando los rangos son superiores al 10 % (Urresta Albán , 2017).

7. MATERIALES Y MÉTODOS

7.1. Área de estudio

El presente estudio se realizó en el laboratorio Larvalabso que se encuentra ubicado en la provincia de Santa Elena, en la zona de Mar Bravo, Salinas (Figura 3).



Figura 3. Área de estudio

Fuente: Google Earth, Ministerio del ambiente, Remacopse.

7.2. Metodología

Para llevar a cabo esta investigación se aplicó la metodología de campo, a través de la observación directa, determinar los factores que influyen en el crecimiento, por ejemplo: datos de temperatura y salinidad. Llevar un registro del protocolo de alimentación y de acuerdo al desarrollo de la misma tener una idea de los posibles resultados a esperar. Para el efecto se seguirán los siguientes pasos.

- Recopilación de la información, utilizando: fichas de campo, en el que se registró la talla, peso de las larvas a partir de pl1 en adelante, para luego sacar un promedio general y realizar los respectivos gráficos para el desarrollo de los objetivos planteados.
- Procesamiento de la información, mediante análisis estadísticos.

Se realizó durante 1 año un total de 12 corridas en las que la densidad de siembra no supera los 55 millones en bruto distribuidos en los tanques. Los tanques fueron 4 tanques de 20 toneladas, 4 tanques de 24 tn, 10 tanques de 23 tn y 9 tanques de 40 tn. Por lo general se siembra a cantidades altas por tanque unos 3,5 a 4 millones por tanques, pero en Mysis 2 se abren, para dejar una densidad de 110 a 115 larvas por litro, para acelerar el crecimiento.

La estrategia planteada para realizar este estudio, es la utilización de los dos tipos de investigación:

- **Investigación Documental:** Esta metodología se basa en la obtención de los datos mediante registros, materiales impresos u otro tipo de documentos.
- **Investigación de campo:** Esta investigación consiste en la recolección de datos directamente donde ocurren los acontecimientos, sin manipular o controlar variable alguna, aquí se trabaja una investigación de carácter descriptivo y explicativo.

7.3. Método de Boleo para la alimentación

Con la alimentación al boleo el alimento es ampliamente distribuido sobre el tanque y todos los organismos cultivados pueden alimentarse adecuadamente, evitando el estrés que se genera cuando compiten por entrar al comedero, acentuándose más cada vez que aumenta la biomasa. Esto se realiza cuando las larvas se encuentran en estadios del pl5 en adelante, en el que la larva es capaz de mejorar la asimilación del alimento empleado.

7.4. Cálculo de la Biomasa

La biomasa se calcula en la siguiente fórmula:

$$\bullet B = P * Nt$$

B= biomasa

P= peso promedio (g)

Nt= número de individuos actuales

7.5. Conversión alimenticia

La Tasa de Conversión Alimenticia se define como la cantidad de alimento suministrado (en kilogramo) para obtener 1kg del peso del organismo. Es una medida del peso del alimento abastecido en kg por la biomasa existente.

peso del alimento suministrado (kg)

TCA= _____

Biomasa (kg)

7.6. Dieta líquida: La dieta líquida se agrega en baldes, un aproximado de 2 gramos por millón de nauplios, es decir en cada tanque se agregan 20 gramos de mezcla disueltos en agua en rondas de 3 horas. Sus partículas micro encapsuladas tienen una textura suave y húmeda que las hace fáciles de consumir.

7.6.1. Dieta seca: Se alimenta la larva con dieta seca, dependiendo del estadio y la cantidad de siembra se empieza con 5 gr por millón en los primeros estadios, hasta llegar a 100 o 150 dependiendo siempre de la cantidad de larvas que haya en cada tanque, es decir se agrega 5 gramos por millón de larva de: Artemia, alga, y 1 ppm de probiótico en este caso Hgs7. Se disuelven en poca agua y se procede a alimentar a los tanques cada 3 horas para las dosis en polvo o secos.

Como en los primeros estadios se emplea una dieta alternada es decir una dieta líquida y otra seca, y como es un total de 8 dietas se procede a realizar

un 50% en cada una es decir que cuatro dietas van a ser secas y los otros cuatro restantes van a hacer liquidas.

7.6.2. Dieta viva: El producto es congelado logrando así el propósito de hacer que en el menor tiempo se conserven intactas las propiedades y beneficios nutricionales de la Artemia adulta enriquecida. También a partir de pl5 se le empieza a implementar huevos de Artemia para no perder las propiedades de la Artemia en sí y siempre tener una dieta rica en lípidos.

Todo esto será regido bajo un protocolo de alimentación establecido en el cual se plantea que alimento de acuerdo al micraje será el adecuado para alimentar a los organismos y que está funcionando bien el crecimiento del mismo.

7.7. Cálculo del PL/gr. (crecimiento): Para poder obtener el PL/gr diario se procede a lo siguiente: Pescar una cierta cantidad de larva con un callo de 500 a 600 μm y luego se escurre el exceso de agua en la muestra pescada. Una vez escurrida el agua, se saca una muestra progresivamente depende del estadio por ejemplo en el estudio se empieza desde 0,29 gr desde pl2 o pl3, y así sucesivamente los días posteriores hasta llegar al gramo, luego esto es pesado en una balanza gramera. Esta muestra es contada larva por larva por lo general se hacen grupos de 100 en 100 para agilizar el conteo y la cantidad contada se divide entre la cantidad pesada y obtenemos el PL/gr.

$$\text{PL/gr} = \frac{\text{Conteo de Postlarva (PL)}}{\text{Cantidad pesada (gr)}}$$

7.8. Porcentajes de alimentos suministrados: para calcular el rendimiento de cada producto primero se tiene que tener en cuenta para realizar la mezcla, la cantidad de larvas sembradas por el número de dietas en este caso serían 8 dietas. Con la siguiente fórmula.

Porcentaje de alimentos = Cantidad de larvas sembradas x número de dietas / peso de cada tanque.

7.9. Análisis estadístico

Los datos de la cantidad de larvas y Pelegramos por estadio se ingresarán en una base de datos en Excel 2013, para la representación de los datos y gráficos estadísticos como: la cantidad de larvas sembradas vs cantidad de larvas cosechadas, porcentajes de supervivencia, cantidad de larvas con respecto a plgramo vs temperatura y tablas de los datos empleados.

7.9.1. Coeficiente de correlación lineal de Pearson

Se utilizará el Software SPSS para determinar la relación entre las variables cuantitativas, y determinar si existe o no una correlación entre el crecimiento de larvas y los parámetros biométricos tanto la talla como el peso. Se aplica el coeficiente de correlación de Pearson, siendo este un coeficiente paramétrico e infiere los resultados en la población real donde existe una distribución normal de los datos (Lizama et al., 2014).

El coeficiente de correlación lineal de Pearson toma valores que van de -1 hasta +1: cuando la correlación es +1 indica una relación lineal perfecta positiva, mientras que cuando la correlación es -1 indica una relación lineal perfecta negativa, el valor de 0 indica una relación lineal nula (Lizama et al., 2014).

8. ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN

8.1. Supervivencia de las larvas de camarón

De las corridas que se realizaron durante el estudio se obtuvieron las cantidades de cosecha (Tabla 4) y los porcentajes de supervivencia (Tabla 5). En la corrida 2 se identificó un 0% de cosecha, en el **Gráfico 1**, se observa un declive en la producción a causa de la mortalidad temprana en Zoea 2, este estadio es uno de los más críticos porque se presentan la mayoría de enfermedades por ejemplo el síndrome de Zoea 2, que consiste en una disminución de la tasa alimenticia, una baja asimilación y por consiguiente, la mortalidad del mismo. Mientras que en la corrida 11 se puede observar que se obtuvo un porcentaje superior al 100% en el cual el desarrollo fue mucho más rápido al mantener unas buenas condiciones y un buen manejo en el transcurso de esta producción, una decadencia en la temperatura en este estadio fue el causal principal para que haya ocurrido la mortalidad total de la producción.

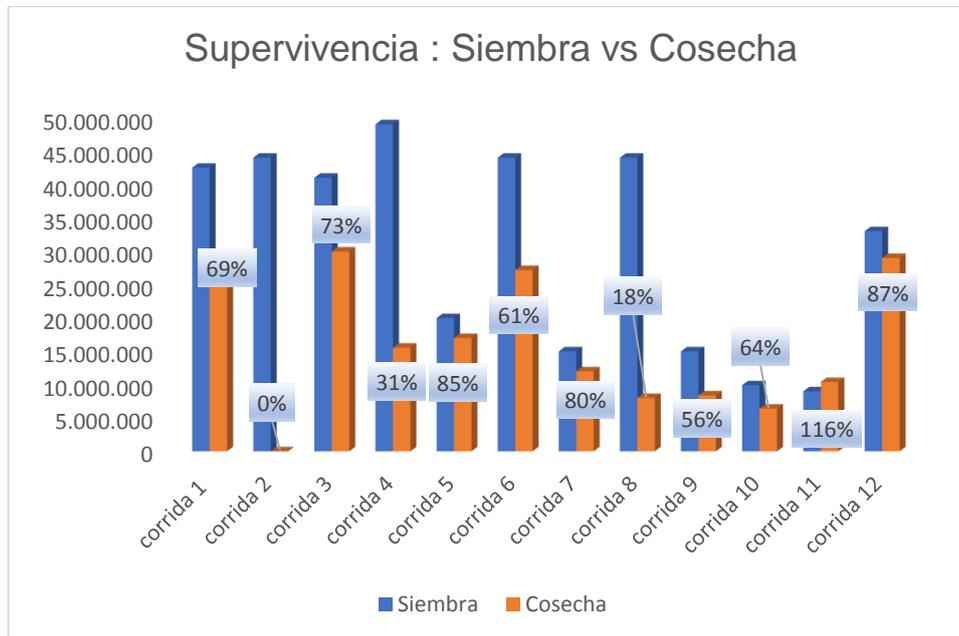


Gráfico 1. Porcentajes de supervivencia en las producciones

Elaborado por: González,2022

Tabla 4. Cantidades sembradas y cosechadas en Larvalabso

CORRIDAS	SIEMBRA	COSECHA
Corrida 1	42.500.000	29.090.700
Corrida 2	44.000.000	0
Corrida 3	41.000.000	29.962.000
Corrida 4	49.000.000	15.559.200
Corrida 5	20.000.000	17.000.000
Corrida 6	44.000.000	27.201.376
Corrida 7	15.000.000	12.000.000
Corrida 8	44.000.000	8.000.000
Corrida 9	15.000.000	8.400.000
Corrida 10	9.915.000	6.400.000
Corrida 11	9.000.000	10.400.000
Corrida 12	33.000.000	24.000.000

Fuente: González,2022

Tabla 5. Supervivencia de las producciones

	Siembra	Cosecha	Porcentajes de supervivencia
			%
corrida 1	42.500.000	29.090.700	69
corrida 2	44.000.000	0	0
corrida 3	41.000.000	29.962.000	73
corrida 4	49.000.000	15.559.200	31
corrida 5	20.000.000	17.000.000	85
corrida 6	44.000.000	27.201.376	61
corrida 7	15.000.000	12.000.000	80
corrida 8	44.000.000	8.000.000	18
corrida 9	15.000.000	8.400.000	56
corrida 10	9.915.000	6.400.000	64
corrida 11	9.000.000	10.400.000	116
corrida 12	33.000.000	29.000.000	87

Fuente: González,2022

8.2. Influencia de los parámetros (Temperatura y salinidad) que inciden en el crecimiento de las larvas de camarón.

Tomamos de referencia la corrida 11 en la que se sembraron 9 millones facturados y 12 millones en bruto, y se cosecharon 10 millones facturados, es decir este obtuvo un 116% para analizar ciertos puntos por ejemplo el tiempo de producción que fueron de 17 días logrando un plgramo de 180 (Gráfico 2 y Tabla 6), si nos percatamos de las condiciones de temperatura 32,5 - 33° y alcalinidad 90 a 100 nos dan una pauta de que estos serían los rangos óptimos para el éxito de una producción. Según (Valarezo,2016) el tener controlado los parámetros en el medio no es razón suficiente para que influya un crecimiento de las larvas más bien pueden existir otros parámetros que conlleven a este beneficio por ejemplo el tener un buen consumo de algas, pero (Bermúdez-Lizárraga,2017) indica que la incidencia de temperatura cumple un rol importante en el crecimiento de los primeros estadios de vida del camarón *Litopenaeus vannamei*, al igual que (Kumlu,2000) asegura que la temperatura puede afectar la tasa de crecimiento y metamorfosis durante las primeras etapas de Zoea y Mysis de *Litopenaeus vannamei*.

Podemos observar que entre una corrida u otro hubo puntos máximos y mínimos por ello se puede apreciar que no hay una estabilidad concreta más bien el cambio de clima juega un papel crucial en la producción de larvas de camarón por ejemplo en época de invierno las temperaturas superan los 34 e incluso 35°, mientras que en verano las temperaturas suelen descender, lo cual es perjudicial.

Tabla 6. Datos promedios de parámetros de agua y Pelegramos de las larvas

CORRIDAS	TEMPERATURA	PELEGRAMO	ESTADIO	SALINIDAD
Corrida 1	32,6	190	PL 12	33
Corrida 2	30	0	0	0
Corrida 3	32,6	300	PL 12	33
Corrida 4	32,8	200	PL 12	33
Corrida 5	32,3	320	PL 12	33
Corrida 6	32,5	300	PL 12	33
Corrida 7	32,6	270	PL 12	33
Corrida 8	30,4	210	PL 12	33
Corrida 9	31,2	250	PL 12	33
Corrida 10	31,8	250	PL 12	33
Corrida 11	32,9	180	PL 12	33
Corrida 12	32,8	200	PL 12	33

Fuente: González,2022

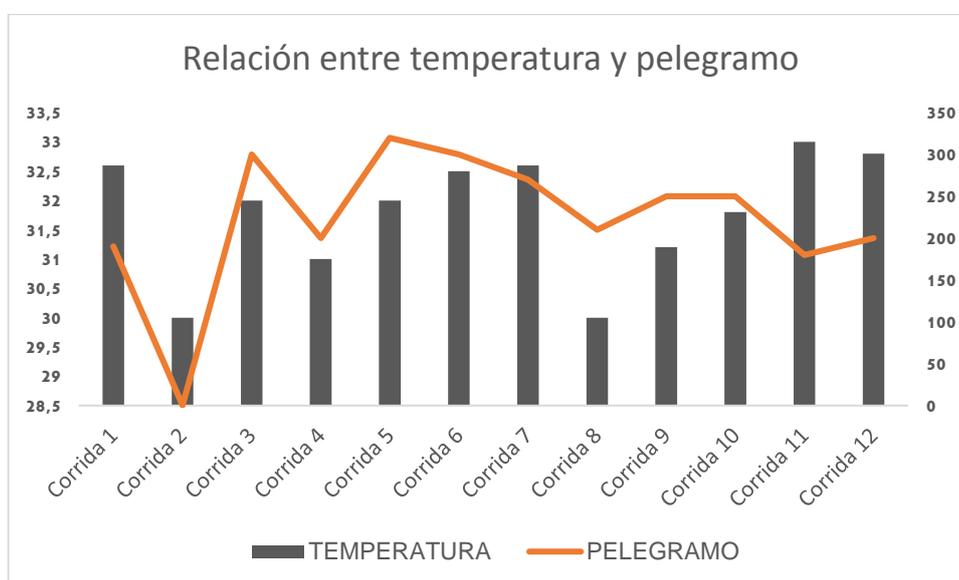


Gráfico 2. Relación entre temperatura y Pelegramos

Elaborado por: González,2022

Al realizar el análisis del coeficiente de Pearson, nos podemos percatar que arroja a una correlación moderada, es decir que existe una relación lineal entre las variables planteadas en este caso entre la temperatura y los Pelegramos de las corridas con las que se llevó a cabo el estudio. Solo un punto se acerca a la línea en el que expresa que la relación es más cercana que el restante de los datos expuestos (Gráfico 3).

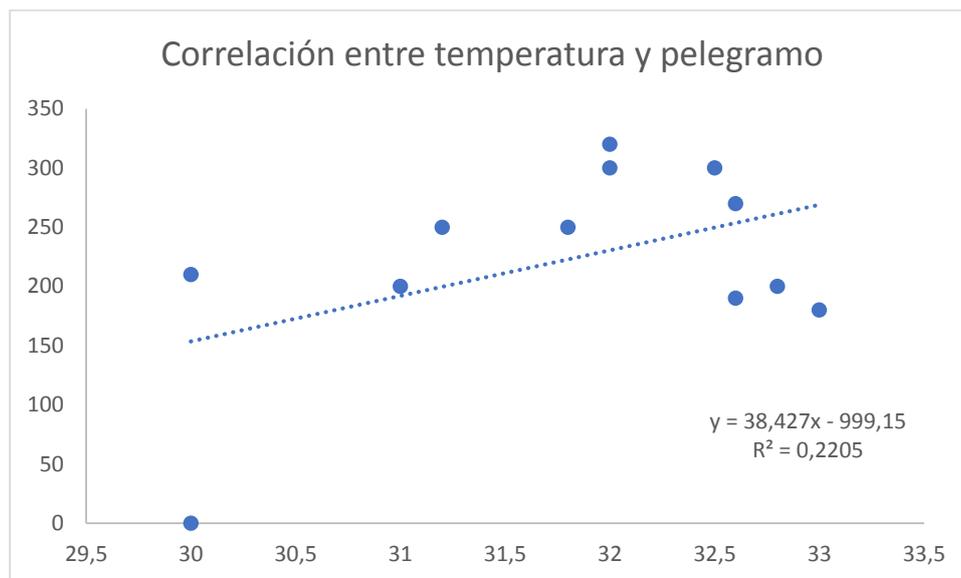


Gráfico 3. Correlación entre temperatura y Pelegramos

Elaborado por: González,2022

8.3. Porcentaje de alimentos suministrados.

Durante las doce corridas se empleó el mismo protocolo de alimentación en el que según la tabla realizada de los porcentajes totales, se puede apreciar que los alimentos más utilizados dependiendo del estadio, en este caso cuando se emplea la dieta líquida se da un 50% Hz, cuando estamos hablando de un estadio de z1 a z2 en estos solo se alimenta con dietas alternadas, es decir una dieta líquida y otra dieta seca. Se suspende la dieta líquida en Z3, mientras que en M1 el 50% de la alimentación es de Hm. Espirulina es uno de los alimentos más empleado por los primeros estadios, para compensar la falta de microalgas, ya que este puede sustituir hasta el 50% de alimentos fitoplanctonicos en los primeros estadios larvarios de *Litopenaeus vannamei*. Mientras que los alimentos balanceados con mayor porcentaje en los estadios de Zoea 1 a mysis

3 son Frippak, Mpz, Mpl. en PI2 el alimento con mayor porcentaje de rendimiento es el Epibal con un 57,6%. en los estadios posteriores de PI 5 en adelante el balanceado de Nicovita, Inmupro, Larvamax y Zeigler son los que llevan en su mayoría el porcentaje superior o igual al 50% esto se debe a que estos alimentos tienen un alto contenido de proteínas que son beneficiosas para su crecimiento y desarrollo (Tabla 7).

Tabla 7. Porcentaje de alimento suministrado

	HZ	HM	Frippak	MPZ	MPL	Spirulina	Artemac	Survival	Epibal	Inmupro	Nicovita	Larvamax	Zeigler	ABM	Flake
N5															
Z1	50%		51%	40%		9%									
Z2	50%		51%	30%		20%									
Z3			50%	30%		50%	15%								
M1		50%	50%		30%	50%	15%								
M2		50%	60%	30%		50%	50%								
M3			51%		10%	50%	50%	29%							
PL1				10%	30%			10%						50%	
PL2								28,6%	57,2%						14,2%
PL3										10%			30%	50%	10%
PL4															
PL5													20%		
PL6													20%		
PL7													20%		
PL8												40%	20%		10%
PL9												40%	20%		10%
PL10											50%	40%	20%		10%
PL11											30%	40%	20%		20%
PL12											50%	20%	20%		10%
											50%	30%	20%		10%

Elaborado por: Gonzalez, 2022

9. CONCLUSIONES

- La supervivencia de las larvas en base a lo sembrado y facturado entre una producción y otra nos denota que hay puntos significativos, en referencia a la corrida dos siendo la más baja producción debido a la mortalidad total de las larvas, obteniendo una supervivencia en decadencia total y haciendo una comparación con la corrida once que fue la que obtuvo el mayor de porcentaje de supervivencia debido a que las condiciones de manejo y ambientales fueron las adecuadas para lograr este punto más alto en la producción.
- La temperatura si influye en el desarrollo de las larvas, ya que una baja temperatura, en estadios tempranos no va a permitir que el mismo cambie de estadio y haya un retraso, por ende, no se logre avanzar en la producción. Hubo una variación en la temperatura en la corrida dos donde se percató que a 30°C en los primeros estadios impidió el paso de un estadio a otro en comparación con la corrida once que se mantuvo una temperatura constante de 33°C. el rango óptimo de temperatura para tener una producción estable y exitosa es de 32,5 a 33°C.
- Las dietas que se suministraron en mayor porcentaje durante las corridas según los datos analizados podemos decir que fueron los productos balanceados Epibal, Nicovita, Larvamax y Survival, en estadios de postlarva. Mientras que en los primeros estadios desde Zoea 1 a Mysis 3 los productos que más se utilizaron fueron Espirulina, frippak, ABM, Mpz, Mpl, Artemac, en cuanto al flake desde pl 3 a pl 6 solo se lo utiliza en pequeñas cantidades y desde pl 7 hasta el despacho se le suministra en mayor cantidad para ayudarle a la pigmentación y prepararla para el despacho.

10. RECOMENDACIONES

- Realizar pruebas bacteriológicas como Vibriosis, WSSV, Pseudomonas, ya que, por lo general, las larvas de camarón en un cultivo, se encuentran amenazadas por estas enfermedades que pueden causar la mortalidad total o parcial de la producción, tener un análisis clínico más profundo sería esencial, ya que al diagnosticar una enfermedad a tiempo se la puede combatir siempre y cuando teniendo los respectivos insumos adecuados para el mismo.
- Tener mayor control en cuanto al manejo de la producción, ya que aquello también influye que los parámetros dentro de cada tanque se mantengan, por lo que el resultado final esperado va a ser mucho más beneficioso que si hay algún tipo de problema a lo largo de la corrida.
- Implementar más insumos con el fin de tratar de combatir cualquier enfermedad que se pueda presentar en el proceso, los probióticos en el mayor de los casos se debería utilizar en toda la producción con el fin de evitar que ocurra algún incidente grave. También demás insumos como complejo B, vitaminas y minerales serían efectivos para complementar la producción.

11. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- I. Alonso Castillo, L. A., & Hernández Fernández, A. J. (2011). *Crecimiento de camarón blanco cultivado en dos densidades de siembra en estanques de concreto con aeración*. Obtenido de Tesis de grado, Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua: <http://repositorio.cnu.edu.ni/Record/RepoUNANL4308>.

- II. *Anpaluc, Cantón Salinas, Provincia de Santa Elena, año 2014*.
 - a. Obtenido de Tesis de grado, Universidad Estatal Península de Santa Elena, La Libertad, Ecuador.:
<https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/1999/1/UPSE-TMA20150011.pdf>.

- III. Arzola G, J., Piña V, P., Nieves S, M., & Medina J, M. (2013). Supervivencia de postlarvas de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* a diferentes salinidades y temperaturas. *Rev.MVZ Córdoba*, 18, 3618-3625. Obtenido de <http://www.scielo.org.co/pdf/mvz/v18s1/v18supla04.pdf>

- IV. AGROANDES. (2019). *Az larva*. Obtenido de
 - a. <https://agroandres.com.ec/producto-agropecuario/dietas-liquidasyalimentos-secos/ez-larva/>

- V. Bermudes-Lizárraga, J., Nieves-Soto, M., Medina-Jasso, M. A., Román-Reyes, J. C., Flores-Campaña, L. M., Ortega-Salas, A. A., & Piña-Valdez, P. (2017). Efecto de la temperatura y salinidad en el crecimiento larval de *Litopenaeus vannamei*. *Revista de biología marina y oceanografía*, 52(3), 611-615.

- VI. Cahuana Palma, K. A. (2014). *Evaluación de la sobrevivencia de postlarvas de camarón Litopenaeus vannamei, en diferentes procesos*

- de recepción, transporte y siembra*. Obtenido de Tesis de grado, Universidad Técnica de Machala, El Oro, Ecuador.:
http://repositorio.utmachala.edu.ec/bitstream/48000/1975/7/CD664_TE_SIS.pdf
- VII. Carvajal, J., & Bolaños Núñez, M. (2015). *Efecto de dos tipos de dietas: comercial y experimental sobre el crecimiento de camarones litopenaeus vannamei en etapa de postlarvas*. Obtenido de Tesis de grado, Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua.:
<http://repositorio.cnu.edu.ni/Record/RepoUNANL3107>
- VIII. Chanratchakool, P. (2015). Buenas Prácticas de manejo y bioseguridad en el cultivo de camarón. En CNA-ESPOL, XVII Congreso Ecuatoriano de Acuicultura & Aquaexpo 2015 (págs. 59,60). Guayaquil: DSM Nutritional Products Ecuador S.a
- X. Delgado Samaniego , P. A. (2019). *Diseño de un sistema de control aplicado al proceso de cría de larvas de camarón para el Grupo Empresarial LARDEMA, Módulo San Juan*. Obtenido de Tesis de grado, Universidad Católica Santiago de Guayaquil, Guayaquil, Ecuador.:
<http://repositorio.ucsg.edu.ec/bitstream/3317/13390/1/T-UCSG-PRETEC-IEM-234.pdf>
- XI. FAO. (2014). *Organizacion de las Naciones Unidas para la Alimentacion y la Agricultura*. Obtenido de Departamento de Pesca y Acuicultura:
http://www.fao.org/fishery/countrysector/naso_ecuador/es
- XII. FAO. (2016). *Ecología y ciclos vitales del camarón*. Obtenido de <http://www.fao.org/3/ad015s/AD015S02.htm>
- XIII. Garnica Delgado, F. (2016). *"Rediseño del Sistema Térmico Para la Producción de Nauplios de Camarón"*. Obtenido de Tesis de grado, Escuela Superior Politécnica del Litoral, Guayaquil, Ecuador.:
<https://www.dspace.espol.edu.ec/retrieve/97065/D-CD88353.pdf>
- XIV. ISIODIA PEREZ, E. L. I. F. O. N. S. O. (2006). EVALUACION DEL CRECIMIENTO, ACTIVIDAD ENZIMATICA Y CONTENIDO DE

PROTEINA EN LARVAS DE CAMARON BLANCO LITOPENAEUS VANNAMEI; ALIMENTADAS CON DIFERENTES DIETAS. CONACYT.

- XVI. Kumlu, M., Eroldogan, O., & Aktas, M. (2000). Effects of temperature and salinity on larval growth, survival and development of *Penaeus semisulcatus*. *Aquaculture*, 188(1-2), 167-173.
- XVII. Marcillo Morla, F. (2014). *Metodología de Cultivo Comercial de Camarón en Ecuador Especies: Penaeus (Litopenaeus) vannamei P. stylirostris*. Obtenido de <https://slideplayer.es/slide/1641546/>
- XVIII. MEGASUPPLY. (2019). *frozen Ocean*. Obtenido de
a. <https://www.megasupply.net/laboratorio-peces/frozen-ocean-biomasade-artemia-congelada/>
- XIX. Morales, V. (1990). *Levantamiento larvario de camarones peneidos*.
- XX. Morales, V., & Cuellar-Angel, J. (2014). Guía Técnica. Patología e Inmunología de camarones penaeidos. En V. Morales, J. V. Cuellar-Angel, & J. Cuellar-Angel, Guía Técnica. Patología e Inmunología de camarones penaeidos (pág. 25). Panamá: Oirsa.
- XXI. Morán Angulo, V. C. (2017). *Efecto de probióticos en el crecimiento de larvas del camarón blanco (PENAEUS VANNAMEI) en cautiverio* (Bachelor's thesis, Facultad de Ciencias Naturales. Universidad de Guayaquil).
- XXII. Naranjo, J., Porchas, A., Robles, M., Magallón, F., Valdéz, J., & Villarreal, H. (1999). Sobrevivencia, metamorfosis y crecimiento de larvas de camarón *Penaeus californiensis* (Decapoda: Peneidae) alimentadas con diferentes microalgas.

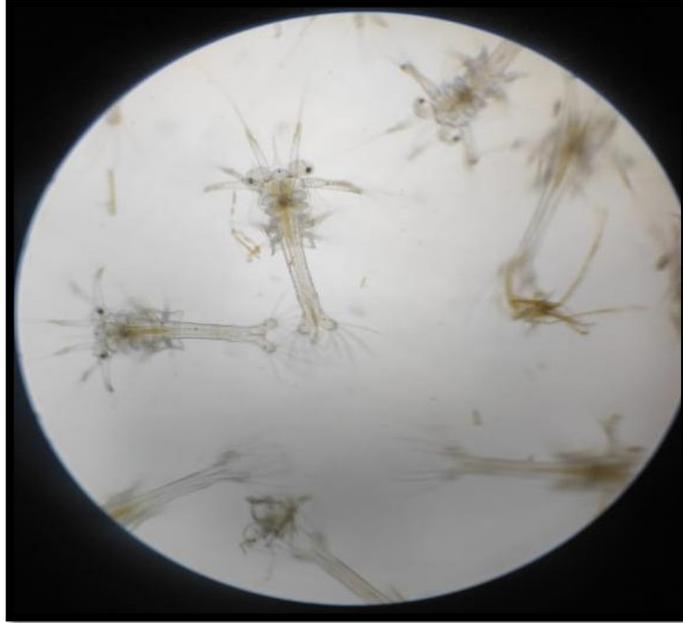
- XXIII. Ormeño Salazar, A. M. (2013). *Diseño organizacional para los laboratorios de larvas de camarón lobo marino del cantón Salinas, provincia de Santa Elena, año 2013*. Obtenido de Tesis de grado, Universidad Estatal Península de Santa Elena, La Libertad, Ecuador.: <https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/1321/1/DISE%c3%91O%20ORGANIZACIONAL%20PARA%20LOS%20LABORATORIOS%20DE%20LARVAS%20DE%20CAMAR%c3%93N%20%e2%80%98LOBO%20MARINO%e2%80%99%20DEL%20CANT%c3%93N%20SALINAS%2c20PROVINCIA%20DE%20SANT.pdf>
- XXIV. Pamulapati, S., & Chandra, P. (2014). Importancia de los minerales en la alimentación del camarón. *AQUA cultura*, 22-24.
- XXV. Prasertsri, S., Limsuwan, C., & Churchird, N. (2014). El efecto de una infección con microsporidios sobre el crecimiento del camarón *Litopenaeus vannamei*. *AQUA cultura*, 44-47.
- XXVI. PRILABSA. (2019). *Advanced Feed*. Obtenido de <https://prilabsa.com/alimentos--advance-feed.html>
- XXVII. Ramírez Aquino, O. F. (2011). *Análisis y propuestas de mejoras en la productividad del laboratorio de larvas de camarón "David Moreno"*. Obtenido de Tesis de grado, Universidad de Guayaquil, Guayaquil, Ecuador.: <http://repositorio.ug.edu.ec/bitstream/redug/4147/1/4117.RAMIREZ%20AQUINO%20OCTAVIO.pdf>
- XXVIII. Revista de Biología Tropical, 6. Newman, S. (2015). Control de vibrio en las maduraciones y laboratorios de camarón. *Aqua Cultura*, 46.
- XXIX. Rodríguez Rosales , R. S. (2014). *Análisis y mejoramiento del sistema de producción en el Laboratorio Lepabi mediante la aplicación de técnicas de TPM*. Obtenido de Tesis de grado, Universidad de Guayaquil, Guayaquil, Ecuador.:

<http://repositorio.ug.edu.ec/bitstream/redug/4133/1/4125..RODRIGUEZ%20ROSALES%20ROBERTO.pdf>

- XXX. Suárez Borbor, M. V. (2014). *Plan de posicionamiento para el laboratorio de larvas*.
- XXXI. Urresta Albán , P. X. (2017). *Evaluación de 2 probióticos comerciales como controladores de patógenos en tanques de larvas de camarón blanco Litopenaeus vannamei*. Obtenido de Tesis de grado, Universidad Católica de Guayaquil, Guayaquil, Ecuador.:
a. <http://repositorio.ucsg.edu.ec/bitstream/3317/7712/1/T-UCSG-PRE-TECAGRO-117.pdf>
- XXXII. Valarezo Villacrés, G. O. (2016). *Incidencia de las dietas alimenticias en el crecimiento de larvas de camarón (Penaeus vannamei)*. Obtenido de Tesis de grado, Universidad de Guayaquil, Guayaquil, Ecuador.:
<http://repositorio.ug.edu.ec/bitstream/redug/11953/1/Defensa%20Examen%20Complejivo%20Galo%20Valarezo.pdf>
- XXXIII. Valencia Valladolid, J. F., & Bejarano Mendoza, E. L. (2018). *Análisis de los subproductos del camarón para las exportaciones a los mercados sustentables en la zona 8*. Obtenido de Tesis de grado, Universidad de Guayaquil, Guayaquil, Ecuador:
<http://repositorio.ug.edu.ec/bitstream/redug/30230/1/AN%C3%81LISIS%20DE%20LOS%20SUBPRODUCTOS%20DEL%20CAMAR%C3%93N%20PARA%20LAS%20EXPORTACIONES%20A%20LOS%20MERCADOS%20SUSTENTABLES%20EN%20LA.pdf>
- XXXIV. Vega-Villasante, F., Bécquer-Zúñiga, U., Hernández, N., Nolasco-Soria, H., & Carrillo-Farnés, O. (2006). La langostilla roja (Pleuroncodes planipes, Stimpson, 1860)(Crustacea: Galatheidae), como alimento funcional en el crecimiento, supervivencia y composición corporal de larvas de camarón blanco (Litopenaeus schmitti, Burkenroad, 1936)(Crustacea: Penaeidae). *Hidrobiológica*, 16(3), 241-249.

- XXXV. García Saravia, W. B., & Mejía, H. H. (2014). *Comparación del crecimiento de post-larvas de camarón blanco Litopenaeus vannamei sometidos a dos tipos de alimentación: una experimental y otra comercial* (Doctoral dissertation).

12. ANEXOS



Anexo 1. Observación microscópica de Zoea II



Anexo 2. Observación de larvas de PI12 con buena pigmentación



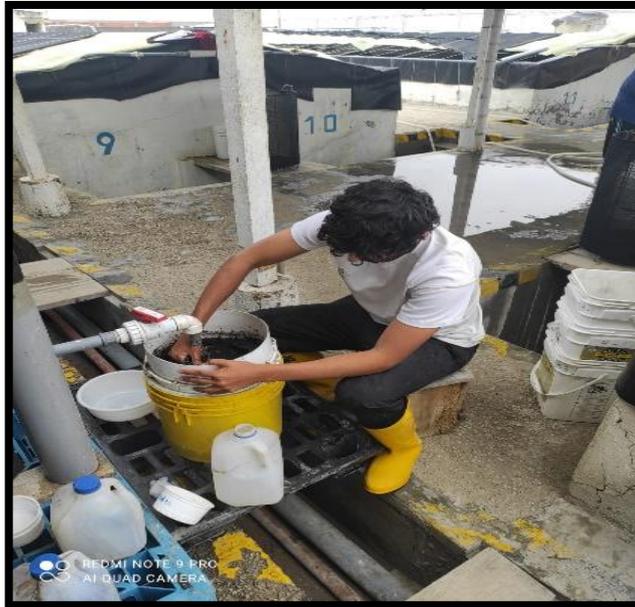
Anexo 3. Observación de larvas en biker de 500 ml



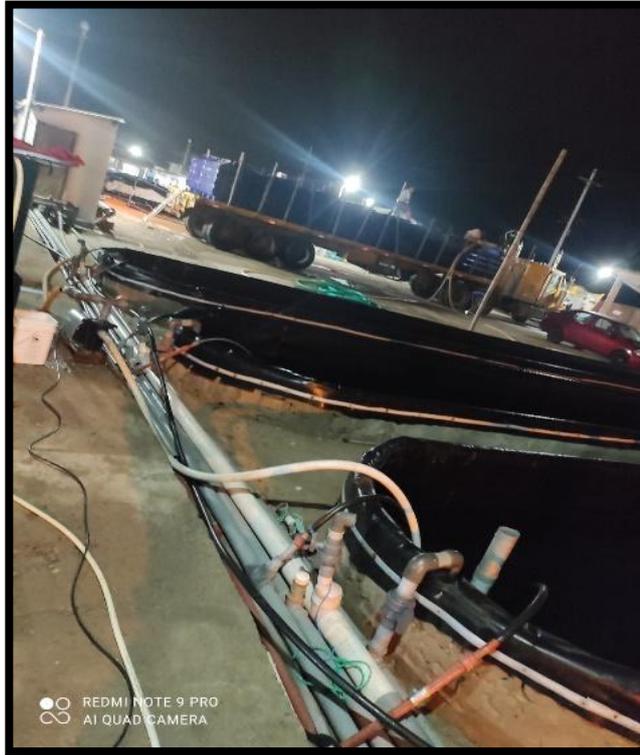
Anexo 4. Conteo de larvas



Anexo 5.Observación microscópica de Mysis 2



Anexo 6.Tamizado de alimento.



Anexo 7.Preparación para despacho



Anexo 8.Trabajadores realizando la pesca

	siembra	cosecha
corrida 1	42.500.000	29.090.700
corrida 2		
corrida 3	41.000.000	29.962.000
corrida 4	49.000.000	15.559.200
corrida 5	20.000.000	17.000.000
corrida 6	44.000.000	27.201.376
corrida 7	15.000.000	12.000.000
corrida 8	44.000.000	8.000.000
corrida 9	15.000.000	8.400.000
corrida 10	9.915.000	6.400.000
corrida 11	9,000,000	10,400,000
corrida 12	33,000,000	29,000,000

Anexo 9.Datos de siembra vs cosecha

					DESPACHOS DE LARVAS CORRIDA 11							
Tq.	Cant.Real	Cant. Facturada	Origen	Código	TQS	ESTADIO	BIOMASA	DIAS DE PROCESO	CANTIDAD FACTURADA COSECHADA	CANTIDA BRUTA COSECHADA	SALINIDAD	CAMARONERA
1					1							
2					2							
3					3							
4					4	PL 12	180	17 DIAS	1.733.333	2.166.666	33	LA DÓLAR
5					5	PL 12	180	17 DIAS	1.733.333	2.166.666	33	LA DÓLAR
6					6	PL 12	180	17 DIAS	1.733.334	2.166.668	33	LA DÓLAR
7					7	PL 12	180	17 DIAS	1.733.333	2.166.666	33	LA PAYANA
8					8	PL 12	180	17 DIAS	1.733.333	2.166.666	33	LA PAYANA
9					9	PL 12	180	17 DIAS	1.733.334	2.166.668	33	LA PAYANA
10	3.000.000	2.250.000	0	2B	10							
11					11							
12	3.000.000	2.250.000	TEXCUMAR	2B	12							
13	3.000.000	2.250.000	TEXCUMAR	2B	13							
14	3.000.000	2.250.000	TEXCUMAR	2B	14							
					15							
					16							
					17							
					18							
	12.000.000	9.000.000							10.400.000	13.000.000		

Anexo 10.Tabla de despacho de larvas de la corrida 11

PROMEDIO DE CORRIDA TEMPERATURA																			
	N5	Z1	Z2	Z3	M1	M2	M3	PL1	PL2	PL3	PL4	PL5	PL6	PL7	PL8	PL9	PL10	PL11	PL12
Corrida 1	33	32,9	32,7	32,7	32,5	32,5	32,5	32,3	32,3	32,2	32,1	32	32	31,9	31,8	31,7	31,7	31,6	31,5
Corrida 2	33	31	30	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Corrida 3	33	32,9	32,8	32,7	32,7	32,58	32,5	32,42	32,34	32,26	32,18	32,1	32,02	31,94	31,86	31,78	31,7	31,62	31,6
Corrida 4	33	32,8	32,7	32,7	32,4	32,5	32,3	32,2	32	31,7	31,7	31,5	31,4	31,3	31,3	31,2	31,1	30	30,6
Corrida 5	33	32,8	32,6	32,6	32,5	32,5	32,4	32,3	32,2	32,2	32	31,9	31,8	31,7	31,7	31,6	31,5	31,5	31,5
Corrida 6	33	32,9	32,8	32,7	32,7	32,6	32,6	32,5	32,4	32,3	32,3	32,2	32,1	32	31,9	31,8	31,7	31,6	31,4
Corrida 7	33	32,7	32,5	32,5	32,4	32,3	32,3	32,1	32,1	32	32	31,9	31,9	31,9	31,8	31,8	31,7	31,7	31,7
Corrida 8	33	32,8	32,7	32,5	32,4	32,3	31,9	31,9	31,6	31,5	31,5	31,3	31,4	31	30,8	30,6	30,6	30,5	30,5
Corrida 9	33	32,6	32,4	32,4	32,3	32,2	32,2	31,9	31,9	31,8	31,7	31,7	31,6	31,6	31,5	31,5	31,4	31,4	31,4
Corrida 10	33	32,6	32,5	32,5	32,5	32,4	32,3	32,2	32,1	32	32	31,8	31,7	31,6	31,5	31,5	31,5	31,5	31,5
Corrida 11	33	32,9	32,9	32,9	32,9	32,9	33,0	33,0	32,9	32,8	32	32	31,8	31,7	31,7	31,6	31,6	31,5	31,6
Corrida 12	33	32,7	32,6	32,6	32,5	32,4	32,3	32,3	32,1	32	31,9	31,8	31,7	31,7	31,6	31,6	31,5	31,5	31,5

Anexo 11.Promedios de temperatura durante las corridas.

CORRIDAS	TEMPERATURA	PELEGRAMO	ESTADIO	SALINIDAD
Corrida 1	32,6	190	PL 12	33
Corrida 2	30	0	0	0
Corrida 3	32,6	300	PL 12	33
Corrida 4	32,8	200	PL 12	33
Corrida 5	32,3	320	PL 12	33
Corrida 6	32,5	300	PL 12	33
Corrida 7	32,6	270	PL 12	33
Corrida 8	30,4	210	PL 12	33
Corrida 9	31,2	250	PL 12	33
Corrida 10	31,8	250	PL 12	33
Corrida 11	32,9	180	PL 12	33
Corrida 12	32,8	200	PL 12	33

Anexo 12.Promedios temperatura, plgramo y estadio