



UNIVERSIDAD ESTATAL PENÍNSULA DE SANTA ELENA
FACULTAD CIENCIAS DEL MAR
CARRERA DE BIOLOGÍA

COMPARACIÓN DE LAS DIETAS A BASE DE ALIMENTACIÓN NATURAL Y
COMERCIAL EN EL RENDIMIENTO REPRODUCTIVO DE HEMBRAS DE
CAMARÓN (*Litopenaeus vannamei*).

TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR

Previa a la obtención del Título de:

BIÓLOGA

AUTOR

VILLARROEL VILLO CAMILA DAYANA

TUTOR

BLGA. DENNIS TOMALÁ SOLANO, M. Sc

LIBERTAD – ECUADOR

2024

UNIVERSIDAD ESTATAL PENÍNSULA DE SANTA ELENA
FACULTAD CIENCIAS DEL MAR
CARRERA DE BIOLOGÍA

COMPARACIÓN DE LAS DIETAS A BASE DE ALIMENTACIÓN
NATURAL Y COMERCIAL EN EL RENDIMIENTO
REPRODUCTIVO DE HEMBRAS DE CAMARÓN
(Litopenaeus vannamei).

TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR

Previa a la obtención del Título de:

BIÓLOGA

AUTOR

VILLARROEL VILLO CAMILA DAYANA

TUTOR

BLGA. DENNIS TOMALÁ SOLANO, M. Sc

LIBERTAD – ECUADOR

2024

DECLARACIÓN DEL DOCENTE TUTOR

En mi calidad de Docente Tutor del Trabajo de Integración Curricular, COMPARACIÓN DE LAS DIETAS A BASE DE ALIMENTACIÓN NATURAL Y COMERCIAL EN EL RENDIMIENTO REPRODUCTIVO DE HEMBRAS DE CAMARÓN (*Litopenaeus vannamei*), elaborado por la VILLARROEL VILLAO CAMILA DAYANA, estudiante de la Carrera de Biología, Facultad de Ciencias del Mar de la Universidad Península de Santa Elena, previo a la obtención del título de Bióloga, me permito declarar que luego de haber dirigido su desarrollo y estructura final del trabajo, este cumple y se ajusta a los estándares académicos, razón por la cual, apruebo en todas sus partes, encontrándose apto para la evaluación del docente especialista.

Atentamente



The image shows a handwritten signature in black ink. The signature is written in a cursive style and appears to read 'Tomala Dennis'. The signature is written over a solid horizontal line.

BLGA. DENNIS TOMALA SOLANO, M. Sc

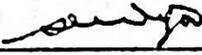
DOCENTE TUTOR

C.I. 0922584982

DECLARACIÓN DEL DOCENTE DE ÁREA

En mi calidad de Docente Especialista, del Trabajo de Integración Curricular COMPARACIÓN DE LAS DIETAS A BASE DE ALIMENTACIÓN NATURAL Y COMERCIAL EN EL RENDIMIENTO REPRODUCTIVO DE HEMBRAS DE CAMARÓN (*Litopenaeus vannamei*), elaborado por la VILLARROEL VILLO CAMILA DAYANA, estudiante de la Carrera de Biología, Facultad de Ciencias del Mar de la Universidad Península de Santa Elena, previo a la obtención del título de Bióloga, me permito declarar que luego de haber dirigido su desarrollo y estructura final del trabajo, este cumple y se ajusta a los estándares académicos, razón por la cual, declaro que se encuentra apto para su sustentación.

Atentamente



Ac. Sonny Patricia Mendoza Lombana. Ph.D.

DOCENTE DE ÁREA

C.I. 0912802816

DEDICATORIA

A Dios, fuente de fortaleza y guía en cada paso de mi camino. A mi amado padre Luis, cuyo amor y sabiduría siguen iluminando mi vida desde el cielo. Y a mi querida madre Karina, mi roca inquebrantable, cuyo apoyo incondicional y sacrificio han hecho posible este logro.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco profundamente a mi familia, quienes han sido el pilar fundamental en mi vida. A mis hermanitos, Nayeli y Luis Enrique, por estar siempre a mi lado. Su inquebrantable apoyo y motivación en cada etapa de mi vida han sido una fuente constante de fortaleza y aliento. Su confianza en mí y sus palabras de ánimo han hecho que los momentos difíciles se volvieran más llevaderos.

A mis abuelitos Catalina y Humberto, mis segundos padres, cuya presencia constante y sapiencia han sido una fuente inagotable de inspiración. Cada consejo y cada gesto de cariño han sido cruciales para mi crecimiento personal y académico. A mi tía Gabriela, quien ha sido más que una hermana. Su amor y dedicación han hecho que nunca me sintiera solo en esta travesía.

Al personal docente de la FCM, por compartir sus conocimientos con una dedicación y compromiso admirables. Su pasión por la enseñanza y su entrega han sido claves para alcanzar este objetivo. Cada lección aprendida ha sido un peldaño más en mi camino hacia el éxito.

En especial, quiero expresar mi más sincero agradecimiento a la Blga. Dennis Tomalá, M. Sc. por su paciencia, guía y apoyo constante. Su orientación experta y su confianza en mis capacidades han sido fundamentales para mi desarrollo como estudiante. Su compromiso ha dejado una huella profunda en mi vida académica.

Finalmente, deseo expresar mi gratitud al Ing. Jaime García, gerente de Aquagen S.A, por abrirme las puertas de la empresa y ofrecerme la oportunidad de llevar a cabo mi trabajo de investigación. Su generosidad y disposición hicieron posible este proyecto. Su apoyo y confianza en mi trabajo serán siempre recordados con aprecio y gratitud.

Eternamente agradecida.

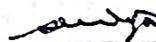
TRIBUNAL DE GRADO

Trabajo de Integración Curricular presentado por **Villarroel Villao Camila Dayana** como requisito parcial para la obtención del grado de Biólogo/a de la Carrera de Biología, Facultad de Ciencias del Mar de la Universidad Estatal Península de Santa Elena.

Trabajo de Integración Curricular **APROBADO** el: 15 de julio del 2024.



Ing. Jimmy Villón Moreno, M. Sc.
DIRECTOR/A DE CARRERA
PRESIDENTE DEL TRIBUNAL



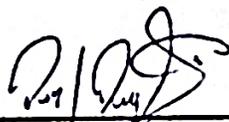
Ac. Sonnya Patricia Mendoza Lombana. Ph.D.
PROFESOR DE ÁREA
MIEMBRO DEL TRIBUNAL



Blga. Dennis Tomalá Solano, M.Sc.
DOCENTE TUTOR
MIEMBRO DEL TRIBUNAL



Blgo. Richard Duque Marín, Mgt.
DOCENTE GUÍA DE LA UIC II
MIEMBRO DEL TRIBUNAL

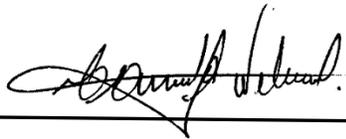


Lcdo. Pascual Rocá Silvestre, Mgt.
SECRETARIO/A DEL TRIBUNAL

DECLARACIÓN EXPRESA

La responsabilidad, las ideas datos y resultados presentes en el trabajo titulado “COMPARACIÓN DE LAS DIETAS A BASE DE ALIMENTACIÓN NATURAL Y COMERCIAL EN EL RENDIMIENTO REPRODUCTIVO DE HEMBRAS DE CAMARÓN (*Litopenaeus vannamei*)” son de mi correspondencia y la propiedad intelectual le pertenece a la Universidad Estatal Península de Santa Elena

Atentamente



VILLARROEL VILLO CAMILA DAYANA

CI: 2450922501

ÍNDICE

RESUMEN	17
ABSTRACT	18
1 INTRODUCCIÓN	19
2 PROBLEMÁTICA	21
3 JUSTIFICACIÓN	22
4 OBJETIVOS	23
4.1 Objetivo general	23
4.2 Objetivos específicos.....	23
5 HIPÓTESIS	23
6 MARCO TEÓRICO	24
6.1 Introducción a <i>Litopenaeus vannamei</i>	24
6.1.1 Clasificación taxonómica del camarón blanco	24
6.2 Morfología y ciclo de vida	25
6.2.1 Características morfológicas externas.....	25
6.2.2 Edad y tamaño de reproductores.....	28
6.3 Anatomía y función del sistema reproductivo.....	29
6.3.1 Sistema reproductivo del macho.....	29
6.3.2 Sistema reproductivo de la hembra.....	30
6.4 Proceso del desarrollo gonadal en reproducción.....	32

6.4.1	Maduración ovárica	32
6.4.2	Maduración del testículo.....	33
6.5	Aspectos endócrinos y comportamentales	33
6.5.1	Sistema endócrino en crustáceos decápodos.....	33
6.5.2	Comportamiento de Apareamiento	34
6.6	Etapas de desarrollo y nutrición.....	36
6.6.1	Etapas del desarrollo larval de <i>L. vannamei</i>	36
6.6.2	Nutrición y alimentación de reproductores.....	36
6.6.3	Nutrición con dieta natural.....	36
6.6.4	Nutrición con dieta comercial.....	37
6.6.5	Calidad y variables del medio de cultivo.....	39
7	METODOLOGÍA.....	42
7.1	Descripción del área de estudio.....	42
7.2	Diseño experimental.....	43
7.3	Tratamiento de dieta natural.....	44
7.4	Tratamiento de dieta comercial	44
7.5	Horario alimenticio de reproductores.....	45
7.6	Selección, captura y transporte de reproductores.....	46
7.7	Recepción y selección de reproductores	47
7.8	Proceso de aclimatación de reproductores	47

7.9	Aprovisionamiento de aire	47
7.10	Depuración del agua.....	48
7.11	Control de parámetros fisicoquímicos.....	48
7.12	Infraestructura de reproducción	48
7.13	Área de maduración	48
7.14	Área de desove y eclosión de nauplios.....	49
7.15	Saneamiento de tanques y renovación del agua	49
7.16	Manejo de hembras copuladas	49
7.17	Proceso de desove y obtención de nauplios	49
7.18	Método de análisis estadístico.....	50
7.19	Evaluación del ritmo de crecimiento.....	51
7.20	Cálculo de la tasa de crecimiento instantánea (TCI).....	51
	Tiempo = 10 días.	51
7.21	Análisis de sobrevivencia.....	52
7.22	Determinación de la tasa de eclosión	52
8	RESULTADOS.....	53
8.1	Eficiencia de la alimentación de reproductores.....	53
8.1.1	Peso promedio.....	53
8.1.2	Ritmo de Crecimiento	56
8.1.3	Tasa de crecimiento Instantánea	57

8.1.4	Sobrevivencia.....	58
8.2	Porcentajes Reproductivos	59
8.2.1	Cópulas	59
8.2.2	Huevos y Nauplios.....	60
8.2.3	Eclosión.....	61
8.3	Parámetros Fisicoquímicos.	62
8.3.1	Correlación de Pearson entre el porcentaje de eclosión y la temperatura.....	62
8.3.2	Correlación de Pearson entre huevos de reproductoras y el oxígeno disuelto.....	63
8.3.3	Correlación de Pearson entre nauplios de reproductoras y la salinidad.....	64
9	DISCUSIÓN.....	65
10	CONCLUSIONES.....	68
11	RECOMENDACIONES.....	69
12	ANEXOS.....	80

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1.	Morfología externa de un camarón.....	26
Figura 2.	Ciclo de vida de <i>L. vannamei</i>	28
Figura 3.	Sistema reproductivo del macho de <i>L. vannamei</i>	30
Figura 4.	Sistema reproductivo de hembra de <i>L. vannamei</i>	31
Figura. 6.	Laboratorio de maduración. – Playa Bruja, Ecuador	42

Figura 7. Fases y procesos dentro del experimento con sus tiempos aproximados de duración ..	43
Figura 8. Comparación de peso promedio entre ciclos de <i>L. vannamei</i>	55
Figura 9. Comparación del ritmo de crecimiento de hembras de <i>L. vannamei</i>	56
Figura 10. Comparación de la tasa de crecimiento instantánea de hembras de <i>L. vannamei</i>	57
Figura 11. Supervivencia de reproductores de camarón blanco.	58
Figura 12. Número de cópulas por hembra en ciclos y salas.....	59
Figura 13. Comparación de Huevos/H y Nauplios/h en ciclos y salas.	60
Figura 14. Porcentaje de eclosión para ambas dietas.....	61
Figura 15. Relación entre la tasa de eclosión y la temperatura.....	62
Figura 16. Relación entre el número total de huevos y con el oxígeno disuelto	63
Figura 17. Relación entre el número total de nauplios con la salinidad	64

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Composición nutricional del alimento comercial.	44
Tabla 2. Horario de alimentación dieta natural.	45
Tabla 3. Horario de alimentación dieta comercial.	46
Tabla 4. Peso y ritmo de crecimiento de hembras reproductoras de camarón.	53

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Prueba de Shapiro wilks en variables de reproducción.....	80
Anexo 2. Análisis de varianza y prueba de Tukey de peso promedio.....	81
Anexo 3. Análisis de varianza y prueba de Tukey de Ritmo de crecimiento.....	82
Anexo 4. Análisis de varianza y prueba de Tukey de Tasa de crecimiento	83
Anexo 5. Análisis de varianza y prueba de Tukey de Supervivencia.	84
Anexo 6. Prueba de Kruskal-Wallis y Dunn de Cópulas	85
Anexo 7. Análisis de varianza y prueba de Tukey de Huevos / h.....	86
Anexo 8. Análisis de varianza y prueba de Tukey de Nauplios / h.....	87
Anexo 9. Prueba de Kruskal-Wallis y Dunn de Eclosión	88
Anexo 10. Coeficiente de correlación de variables parámetros fisicoquímicos	89
Anexo 11. Coeficiente de correlación de Temperatura y Eclosión	89
Anexo 12. Coeficiente de correlación de Oxígeno y Total huevos.....	90
Anexo 13. Coeficiente de correlación de Salinidad y Total auplios	90
Anexo 14. Reportes diarios de maduración C1S1	91
Anexo 15. Reportes diarios de maduración C1S2	92
Anexo 16. Reportes diarios de maduración C2S1	93
Anexo 17. Reportes diarios de maduración C2S2	94
Anexo 18. Conteo de nauplios y transferencias de reproductores	95

GLOSARIO Y ABREVIATURAS

Acuicultura: Cultivo de organismos acuáticos, como peces, crustáceos, moluscos y plantas acuáticas.

ANOVA (Análisis de Varianza): Método estadístico utilizado para comparar las medias de tres o más grupos diferentes.

Artemia: Pequeños crustáceos utilizados comúnmente como alimento en acuicultura.

Camarón (*Litopenaeus vannamei*): Especie de camarón blanco del Pacífico utilizada ampliamente en la acuicultura.

Ciclo: Período de tiempo definido durante el cual se observa el comportamiento reproductivo y de crecimiento del camarón.

Eclosión: Proceso por el cual los huevos se abren y emergen las larvas.

Nauplios: Primera etapa larval de los crustáceos.

Dieta Comercial: Combinación de dieta natural con alimentación balanceada fabricada.

Dieta Natural: Alimentación basada en organismos vivos como calamar y artemia.

Fecundidad: Capacidad de un organismo para producir una abundancia de descendencia.

Hemiciclo: Mitad de un ciclo biológico o temporal.

Maduración Gonadal: Proceso de desarrollo y maduración de las gónadas, que son los órganos reproductores.

Reproductores: Individuos adultos utilizados para la producción de descendencia en acuicultura.

ANOVA: Análisis de Varianza

DF: Degrees of Freedom (Grados de Libertad)

MS: Mean Square (Media Cuadrática)

SS: Sum of Squares (Suma de Cuadrados)

FAO: Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura

°C: Grados Celsius, unidad de temperatura.

C1: Ciclo 1

C2: Ciclo 2

S1: Sala 1

S2: Sala 2

SIMBOLOGÍA

p: Indica que el resultado es estadísticamente significativo con un nivel de confianza del 95%.

µg/L: Microgramos por litro, unidad de concentración.

%: Porcentaje, una fracción de cien.

RESUMEN

El crecimiento de la industria camaronera se sustenta en una comprensión profunda de la nutrición y las variables ambientales, esenciales para el suministro de nauplios y larvas. En penaeidos, la fase reproductiva requiere una nutrición específica, crucial para el crecimiento y la maduración gonadal. Por tanto, el objetivo de la investigación consistió en determinar el rendimiento reproductivo de hembras de *Litopenaeus vannamei* con dietas naturales y comerciales, evaluando la calidad y porcentaje de desoves. Se implementaron dos dietas durante dos ciclos de producción (C1, C2), la primera con dieta natural (calamar y artemia) en la sala 1 (S1) y dieta comercial (dieta natural + balanceado) en sala 2 (S2). Los resultados de Anova para el peso promedio mostraron una diferencia significativa ($p = 0.0003$) entre C1 y C2, pero no entre salas ($p = 0,5537$). En el ritmo y tasa de crecimiento instantánea para C1S1, C1S2 y C2S1, C2S2 no existieron diferencias significativas con valor de $p = 0.4055$ y $p = 0.6145$, respectivamente. El test de Tukey mostró mayor supervivencia en C2S2 con 98.03%. La cantidad de cópulas con la prueba Kruskal-Wallis reveló $p = 0.0022$, y post hoc Dunn C1S1, C1S2 ($p = 0.0286$). Referente a huevos/hembras existieron diferencias significativas en $p = 0.0237$ con una media mayor en C2S1 ($210.444.33 \pm 17193.65$) y en C2S2 ($144.782.38 \pm 6117.49$) con un valor de $p = 0.0083$. Para la tasa de eclosión, no mostró diferencias $p = 0.1038$, pero la mayor tasa de eclosión se reporta en S2C2 con 70.41%. La salinidad tuvo una correlación con el total de nauplios (0.0144), la temperatura con la tasa de eclosión ($p = 0.7460$) y el oxígeno con el total de huevos ($p = 0.2859$) no presentó relación significativa con las variables reproductivas. No hubo diferencias en la mayoría de las variables reproductivas entre las dietas, pero el tratamiento de la S2 mejoró el porcentaje de eclosión y la supervivencia de los camarones.

Palabras clave: dieta natural, dieta comercial, hembras, reproductores, crecimiento, ciclo.

ABSTRACT

The growth of the shrimp industry is underpinned by a deep understanding of nutrition and environmental variables, essential for the supply of nauplii and larvae. In penaeidos, the reproductive phase requires specific nutrition, crucial for gonadal growth and maturation. Therefore, the objective of the research was to determine the reproductive performance of *female Litopenaeus vannamei* with natural and commercial diets, evaluating the quality and percentage of spawning. Two diets were implemented during two production cycles (C1, C2), the first with a natural diet (squid and brine shrimp) in room 1 (S1) and a commercial diet (natural + balanced diet) in room 2 (S2). Anova's results for average weight showed a significant difference ($p = 0.0003$) between C1 and C2, but not between wards ($p = 0.5537$). In the instantaneous growth rate and rate for C1S1, C1S2 and C2S1, C2S2 there were no significant differences with a value of $p = 0.4055$ and $p = 0.6145$, respectively. The Tukey test showed greater survival in C2S2 with 98.03%. The number of copulations with the Kruskal-Wallis test revealed $p = 0.0022$, and post hoc Dunn C1S1, C1S2 ($p = 0.0286$). Regarding eggs/females, there were significant differences in $p = 0.0237$ with a higher mean in C2S1 ($210.444.33 \pm 17193.65$) and in C2S2 ($144.782.38 \pm 6117.49$) with a value of $p = 0.0083$. For hatching rate, it showed no differences $p = 0.1038$, but the highest hatching rate is reported in S2C2 with 70.41%. Salinity had a correlation with total nauplii (0.0144), temperature with hatching rate ($p = 0.7460$) and oxygen with total eggs ($p = 0.2859$) and did not show a significant relationship with reproductive variables. There were no differences in most reproductive variables between diets, but S2 treatment improved hatching percentage and shrimp survival.

Keywords: natural diet, commercial diet, females, breeders, growth, cycle.

1 INTRODUCCIÓN

En 2023, la producción global de camarones de cultivo llegó a casi 6000000 de toneladas, lo que representa un incremento del 3 al 4% en comparación con 2022 (Cámara Nacional de Acuicultura, 2024) los principales productores de camarón a nivel mundial incluyen países de Asia, China, Indonesia, Taiwán, Vietnam entre otros. Sin embargo, el camarón ecuatoriano es considerado de mayor calidad debido a que en estos países se utilizan antibióticos en la acuicultura y sus sistemas productivos (James & Valderrama, 2020).

Según informes de la Cámara Nacional de Acuicultura (2020) sobre exportaciones ecuatorianas totales se estima que alrededor de 210000 hectáreas están destinadas al cultivo del camarón de éstas el 60% se encuentra en Guayas, el 15% en El Oro, el 9% en Esmeraldas, 9%, en Manabí y el 7% en Santa Elena. A pesar del panorama favorable, para el sector camaronero los desafíos incluyen la búsqueda de nuevos mercados y una mayor inversión en trabajo genético para prevenir la llegada de enfermedades que afectan a los países asiáticos.

El GOAL predice que, suponiendo que se eviten las principales crisis de enfermedades en el futuro cercano (Anderson, Valderrama, & Jory, 2018), habrá un aumento en la demanda de reproductores de camarón, así mismo la demanda de poliquetos como ingrediente en las dietas (Desrina, Verdegem, & Vlak, 2018).

La producción de camarones en Ecuador depende en gran medida de la disponibilidad de nauplios en los laboratorios de cría. Estos laboratorios necesitan nauplios provenientes de hembras grávidas silvestres o de reproductores en cautiverio para garantizar una producción constante de post-larvas, que son cruciales para el cultivo de camarones en las piscinas de engorde. La infraestructura productiva en el país comprende 133,000 hectáreas de estas piscinas distribuidas a

lo largo de la costa, lo que posiciona al país como uno de los principales productores de camarón a nivel global (Radobank, 2023). No obstante, uno de los retos más importantes es la escasez de reproductores silvestres, lo que resulta en una reducción en la disponibilidad de nauplios. Para contrarrestar este problema, muchos laboratorios han implementado departamentos de maduración que producen nauplios de manera continua a lo largo del año. Esta estrategia contribuye a garantizar un suministro constante de nauplios, para la sostenibilidad de la industria camaronera (Byrne, 2022).

El principal desafío para el crecimiento de la camaronicultura radica en la falta tanto en cantidad como en calidad de las post-larvas. Por esta razón, la investigación en reproducción en cautiverio se ha centrado en la identificación y optimización de técnicas y factores, tales como ambientales, nutricionales, bioquímicos, fisiológicos y endocrinos, que influyen en los procesos de maduración, apareamiento y desove. (Arcos-Ortega, 2022).

Los laboratorios también emplean sistemas especializados para el cultivo de alimentos vivos, como artemia, algas y poliquetos, que son esenciales para la dieta de los camarones durante la fase de maduración. La alimentación con dietas específicas que contienen altos niveles de ácidos grasos altamente insaturados es fundamental para mejorar la calidad de los huevos y nauplios producidos (Hatchery, 2023).

Los reproductores requieren diversas fuentes nutricionales para obtener nauplios viables de calidad, incluyendo altos niveles de proteínas, lípidos y otros; sin embargo, muchas veces los productos no disponibles no cumplen con todos estos requisitos, lo que busca obligar nuevas fuentes de alimentación. Este trabajo tiene como objetivo diferenciar la calidad reproductora de hembras de *Litopenaeus vanammei* por medio de dietas naturales y artificiales, determinando el porcentaje de desoves en la producción del laboratorio

2 PROBLEMÁTICA

La expansión de la industria camaronera depende de un conocimiento exhaustivo de los procesos de domesticación y reproducción, esenciales para asegurar un suministro adecuado de nauplios que pueda satisfacer el requerimiento de laboratorios de producción. En el caso de los penaeidos, los requisitos nutricionales para la fase reproductiva son menos comprendidos en comparación con los necesarios para el crecimiento, debido a la mayor complejidad de los procesos fisiológicos involucrados y a los costos significativos y la complejidad de los ensayos reproductivos destinados a evaluar las dietas de los reproductores. (Ceballos, 2016) Varios estudios indican además que una dieta desequilibrada o incompleta puede resultar en un rendimiento reproductivo deficiente o incluso puede inhibir la capacidad de reproducción de los animales.

Un aspecto concluyente en la reproducción de camarones es la práctica tradicional de la ablación unilateral del pedúnculo ocular en las hembras, que se utiliza para inducir la maduración ovárica y mejorar la reproducción. Sin embargo, según Ferrada Cofré (2018), esta técnica puede acarrear efectos adversos como estrés fisiológico y posibles modificaciones en el comportamiento alimentario y reproductivo de las hembras.

Por lo tanto, es fundamental entender los ingredientes de las dietas tanto orgánicas como convencionales y su impacto en el rendimiento reproductivo. Este estudio evalúa el efecto de diversas dietas nutricionales en la maduración de reproductores domesticados de *L. vannamei*, analizando cómo estas dietas pueden mejorar el rendimiento reproductivo. Esto proporciona una base de evidencia para tomar decisiones informadas que puedan optimizar las prácticas de manejo en los criaderos de camarón

3 JUSTIFICACIÓN

En la acuicultura, especialmente en la cría de camarones, los principales criterios utilizados para evaluar el éxito reproductivo se dividen en dos categorías: 1) aspectos productivos de la reproducción y 2) estado fisiológico de los organismos. Estos criterios se aplican tanto a los reproductores como a su descendencia.

La utilización de reproductores cultivados es esencial para llevar a cabo programas de domesticación y mejora genética en la cría de camarón, buscando incrementar la producción mediante la optimización de aspectos como la frecuencia de desove la fecundidad los porcentajes de fertilización, eclosión y la cantidad de nauplios. Además, se consideran características como el fototropismo positivo y el geotactismo negativo en los núcleos también se analiza la resistencia a condiciones de estrés, tales como altas concentraciones de amonio, variaciones en las salinidad y bajos niveles de oxígeno, así como la supervivencia y la presencia de deformidades durante el cultivo larvario

Es de suma importancia mantener en niveles óptimos variables como temperatura, salinidad, pH y luz durante la maduración de especies en cautiverio. Estos factores deben coordinarse adecuadamente con la nutrición y el manejo para evitar que afecten negativamente el rendimiento reproductivo. A pesar de que la nutrición se reconoce como fundamental en el proceso de maduración, existe una escasez de estudios que evalúen adecuadamente la eficacia de diferentes tipos de alimentos en este contexto. Por lo tanto, los objetivos de este estudio se centran en mejorar las condiciones de maduración ovárica para incrementar el rendimiento reproductivo, reduciendo así la necesidad de recurrir a la ablación u otros métodos, y mejorando la calidad de las dietas alimenticias empleadas.

4 OBJETIVOS

4.1 Objetivo general

Determinar el rendimiento reproductivo de hembras de *Litopenaeus vannamei* por medio de la incorporación de dietas naturales y comerciales, estableciendo la calidad y porcentaje de desoves en sistemas de maduración.

4.2 Objetivos específicos

- Determinar el tipo de alimentación más eficiente sobre el desempeño reproductivo de hembras de camarón blanco.
- Comparar el porcentaje de desove en huevos, nauplios y maduración gonadal de los organismos reproductores.
- Evaluar los parámetros fisicoquímicos, salinidad, temperatura y oxígeno que influyen en la calidad reproductiva de hembras maduras de *Litopenaeus vannamei*.

5 HIPÓTESIS

H: La calidad y porcentaje de desove en hembras de *Litopenaeus vannamei* es igual con la incorporación de dietas naturales y comerciales.

6 MARCO TEÓRICO

6.1 Introducción a *Litopenaeus vannamei*

La acuicultura desempeña un papel crucial en la producción global de alimentos. En este contexto, el camarón blanco del Pacífico *Litopenaeus vannamei* se destaca como una especie ampliamente cultivada debido a su rápido crecimiento y alta demanda en el mercado (FAO, 2020). La dieta juega un papel fundamental en mejorar el rendimiento reproductivo y el bienestar general de esta especie.

6.1.1 Clasificación taxonómica del camarón blanco

Litopenaeus vannamei, conocido como camarón blanco del Pacífico, pertenece a la familia Penaeidae dentro del orden Decápoda. La clasificación taxonómica de esta especie es la siguiente:

Filo: *Arthropoda*

Subfilo: *Crustacea*

Clase: *Malacostraca*

Orden: *Decapoda*

Suborden: *Dendrobranchiata*

Familia: *Penaeidae*

Género: *Litopenaeus*

Especie: *L. vannamei*

6.2 Morfología y ciclo de vida

6.2.1 Características morfológicas externas

En la figura 1, se observa que el cuerpo del camarón *Litopenaeus vannamei* está compuesto por un cefalotórax y un abdomen, características típicas de los crustáceos decápodos. El cefalotórax incluye cinco segmentos que forman la cabeza y está fusionado con los ocho segmentos del tórax, todos ellos cubiertos por un caparazón rígido que proporciona protección al animal. Este caparazón está conectado dorsalmente a los segmentos torácicos, formando una estructura sólida y protectora que es esencial para su supervivencia en el entorno acuático.

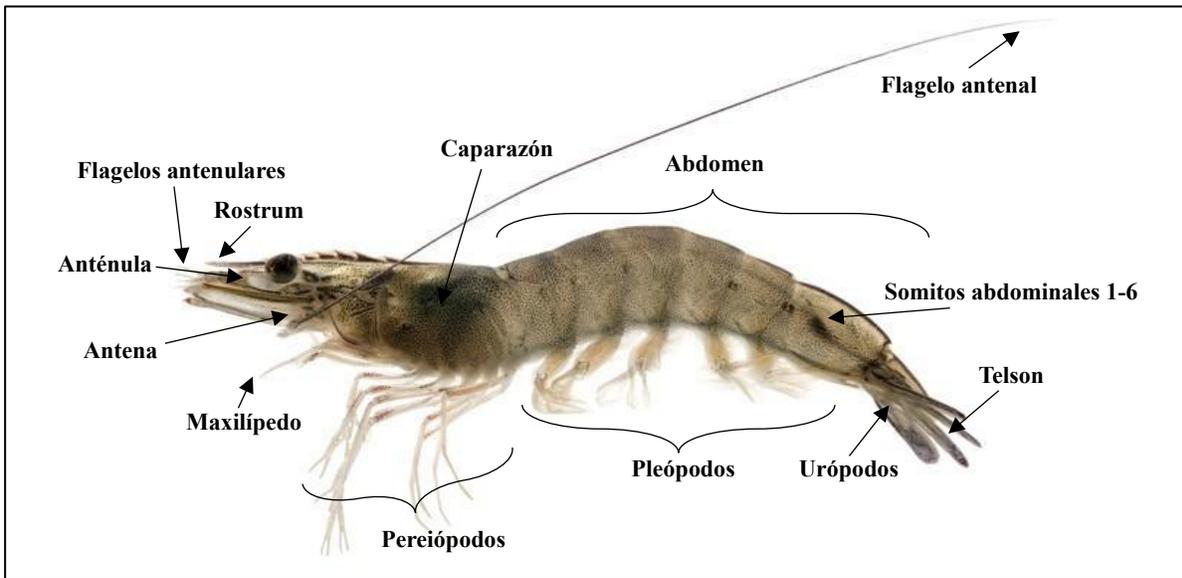
Cada segmento del cuerpo del camarón está dotado por un par de apéndices. Los ojos, siempre en pares, son pedunculados móviles y generalmente funcionales en los Penaeoidea. Estos ojos tienen una córnea bien desarrollada y fuertemente pigmentada.

Las anténulas corresponden al primer par de antenas mientras que las anténulas representan el segundo par. Las anténulas tienen un pedúnculo compuesto por varios artejos y dos flagelos, y el artejo basal presenta una expansión en el borde interno que puede ser redondeada o en forma de estilete (estilocerito) (Urbano, 2019).

El exopodito del segundo par de antenas forma una estructura en forma de lámina o escama, llamada escafocerito, que probablemente ayuda en la navegación y la estabilización del animal en el agua. Los apéndices bucales del camarón, que se extienden de adelante hacia atrás, incluyen las mandíbulas, las primeras maxilas (también conocidas como maxílulas) y las segundas maxilas (o maxilas propiamente dichas). Estos apéndices están altamente adaptados para capturar y manipular alimento, lo que es crucial para la dieta del camarón (Hendrick Michel, 2022).

Figura 1.

Morfología externa de un camarón peneido.



Nota: Diagrama anatómico de un camarón. Se muestran las diferentes partes del cuerpo incluyendo los flagelos, anténulas, antenas, caparazón, abdomen, pleópodos, urópodos, y el telson.

Ciclo de vida de *L. vannamei*

El cultivo de *Litopenaeus vannamei* en América Latina, especialmente en Ecuador, depende del uso de post-larvas y juveniles criados en laboratorios comerciales. En estos entornos controlados, el rendimiento del cultivo de larvas de camarón peneido está estrechamente ligado a condiciones controladas, asegurando una alimentación adecuada en términos de cantidad y calidad en cada etapa de desarrollo. Este enfoque es crucial para facilitar los diversos cambios morfológicos que ocurren desde la etapa de nauplio hasta la fase de post-larvas (Francisco Bermudes J., et al, 2023).

Las etapas larvales de *L. vannamei* comprenden el estadio nauplio seguido de varios estadios de zoea y mysis, durante los cuales experimentan significativos cambios morfológicos y

fisiológicos. Una vez que las larvas completan estas etapas y llegan al estadio juvenil continúan desarrollándose hasta alcanzar la madurez sexual. Las larvas que son muy diferentes en apariencia a los adultos inician su vida pelágica al eclosionar del huevo. En esta fase aún no han desarrollado todos los zúmitos o partes del cuerpo y algunos de sus apéndices no son funcionales.

Las primeras post larvas y los juveniles que se asemejan a adultos en miniatura son etapas en las que el animal ya tiene todos los homínidos y apéndices funcionales, aunque los sexos aún no están diferenciados (Scelzo, 2016).

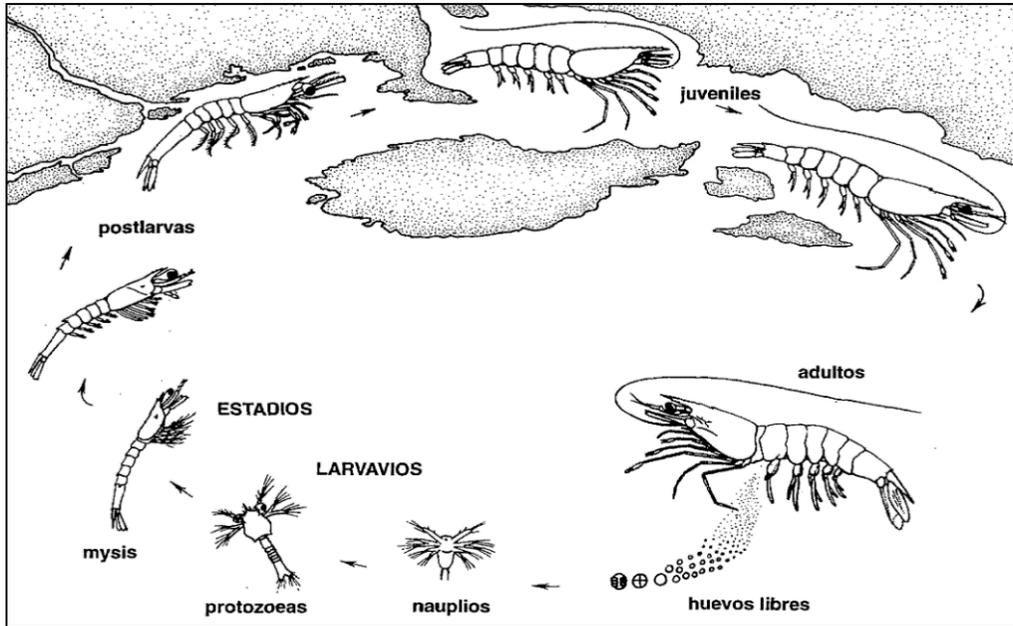
El ciclo de vida de un peneido típico, como las especies que se encuentran en Ecuador (*Penaeus stylirostris*, *P. vannamei*, *P. occidentalis*); en Brasil (*P. schmitti*, *P. subtilis*, *P. brasiliensis*, *P. notialis*); en la costa atlántica de Estados Unidos y México (*Penaeus setiferus*, *P. duorarum*, *P. aztecus*); en la costa pacífica de México (*P. stylirostris*, *P. vannamei*, *P. californiensis*); y en Asia (*P. monodon*, *P. indicus*, etc.), implica maduración y reproducción en aguas profundas, que varían entre 15 y 60 metros.

Las hembras fecundadas ponen huevos en cantidades que varían según la especie, oscilando entre 10,000 y 1,000,000. Tras un tiempo, estos huevos eclosionan en varias etapas larvales, cada una con características morfológicas específicas y diferentes necesidades nutricionales. El ciclo de desove varía según la especie y puede ser afectado por factores estacionales y ambientales.

Bajo condiciones óptimas de acuicultura, *L. vannamei* tiene la capacidad de desovar múltiples veces a lo largo de una temporada de reproducción, influenciado por la edad y el estado de salud de los camarones.

Figura 2.

Ciclo de vida de L. vannamei



Nota. Ciclo de vida del camarón (*Litopenaeus vannamei*), ilustrando las etapas de huevo, nauplios, protozoas, mysis, postlarvas, juveniles y adultos. Adaptado de FAO (1995).

6.2.2 Edad y tamaño de reproductores

La edad ideal para los reproductores de *L. vannamei* varía dependiendo de las condiciones de cultivo y los objetivos de producción. En general, los camarones alcanzan la madurez sexual entre los 4 y 6 meses de edad bajo condiciones adecuadas de alimentación y manejo.

Los machos suelen alcanzar la madurez sexual a partir de los 20 gramos de peso corporal, mientras que las hembras lo hacen a partir de los 28 gramos, generalmente entre los seis y siete meses de edad. Las hembras reproductoras, que pesan entre 30 y 45 gramos, tienen la capacidad de liberar entre 100.000 y 250.000 huevos, cada uno con un diámetro aproximado de 0.22 mm. (Cobo Abrantes R., 2018).

6.3 Anatomía y función del sistema reproductivo

6.3.1 Sistema reproductivo del macho

En *Litopenaeus vannamei*, el sistema reproductivo masculino presenta una estructura compleja y especializada. Cada testículo está compuesto por ocho lóbulos, que se conectan a través de un vaso deferente proximal, un conducto crucial para el transporte de células reproductivas. Este vaso deferente se ramifica en su sección media, diferenciándose en dos porciones: una ascendente y otra descendente.

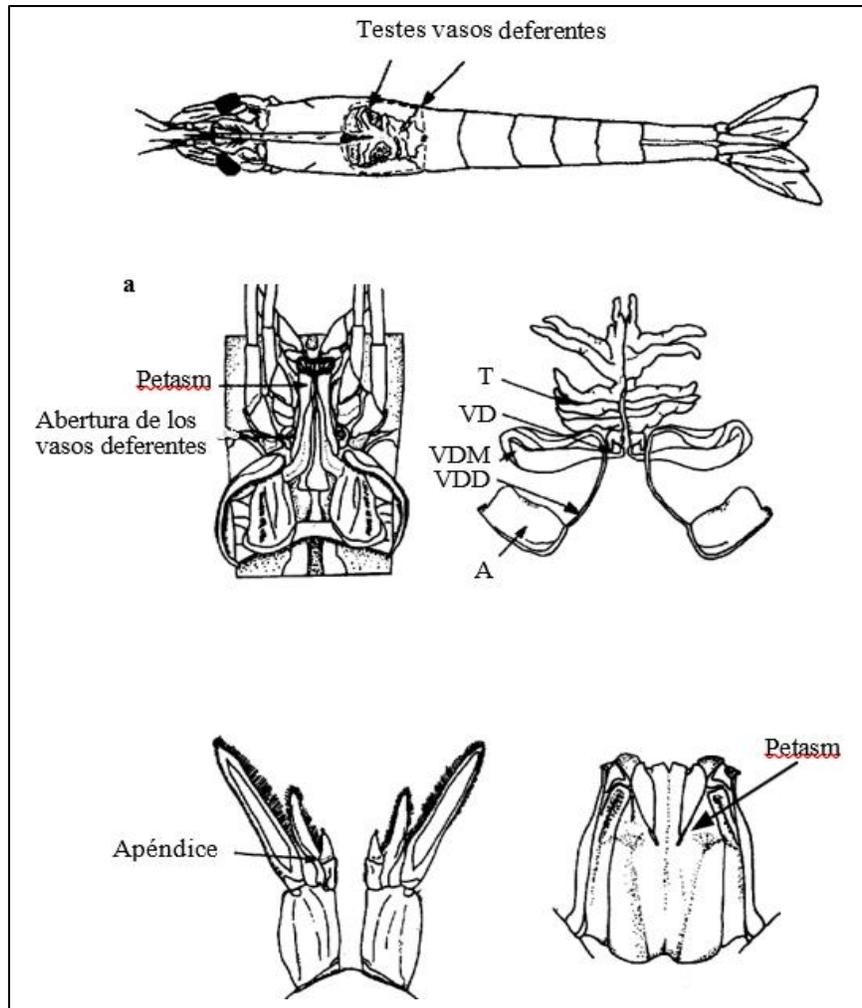
Dentro de estas secciones se encuentran dos conductos paralelos, denominados conducto accesorio y conducto espermatozóico. Estos conductos tienen funciones específicas en la formación y el transporte del espermatozóico, que es el paquete de esperma que se transfiere durante la cópula. El vaso deferente distal, por su parte, es más delgado y se encarga de transportar el material espermático de manera discontinua desde la porción media del vaso deferente, facilitando así la transferencia del espermatozóico hacia el exterior (Martínez P. et al, 2013).

El ámpula de *L. vannamei* contiene cuatro cámaras interconectadas. El petasma, formado por la modificación de los endopoditos del primer par de pleópodos, que están unidos por un borde interno membranoso, transfiere el espermatozóico al tégico de la hembra (Islas, 2014)

El apéndice masculino, un anexo del segundo par de pleópodos situado en el basidopodito, tiene dos ramas: una mayor espatulada y otra más pequeña y delgada con sedas en el borde interno. El apéndice masculino y el petasma pueden estimular a la hembra. La forma característica del petasma y el apéndice masculino es importante para la sistemática de los camarones penidos, ya que varía según la especie (Avalos R. et al, 2023)

Figura 3.

Sistema reproductivo del macho de L. vannamei



Nota. Anatomía del sistema reproductivo de camarones machos, mostrando los testículos, vasos deferentes y el petasma. A) Detalles del petasma y la abertura de los vasos deferentes. B) Apéndices del petasma. Adaptado de Treece y Yates (1988).

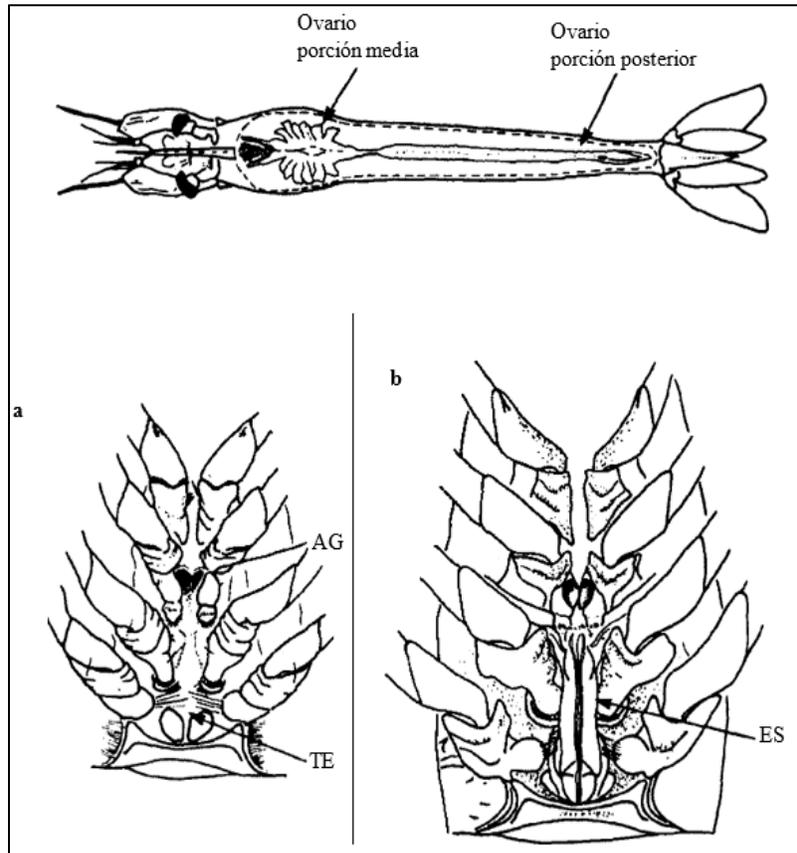
6.3.2 Sistema reproductivo de la hembra

La estructura básica del sistema reproductor de una hembra adulta fue detallada por King (1948), describiendo el ovario como bilateral y parcialmente fusionado con lóbulos proyectados.

Actualmente, se reconoce que este sistema consta de 2 o varios parcialmente fusionados cerca del oviducto, cada 1 con lóbulos laterales cortos que se extienden desde la región cardíaca dorsalmente al patopáncreas y hasta el telson (María de los Ángeles Peralta Martínez, 2013). La revisión de Dall, et al (1990) sobre peneidos hembras describe los ovarios como dos estructuras bilaterales con lóbulos proyectantes: un lóbulo anterior con 6 a 8 lóbulos laterales y un lóbulo posterior largo, además del oviducto ubicado en el sexto lóbulo lateral (Torres, 2011).

Figura 4.

Sistema reproductivo de hembra de L. vannamei.



Nota. Anatomía del sistema reproductivo de camarones hembras, mostrando el ovario en sus porciones media y posterior. A) Vista de la glándula androgénica (AG) y el telson (TE). B) Estructura espermatofórica (ES). Adaptado de Treece y Yates (1988).

6.4 Proceso del desarrollo gonadal en reproducción

Evaluar el estado reproductivo de los camarones penaeidos es esencial para su selección y manejo. Un método eficaz para esta evaluación es determinar el grado de maduración gonadal para lo cual se han creado técnicas visuales que permiten apreciar el desarrollo gonadal tanto en hembras como en machos.

6.4.1 Maduración ovárica

Según Sandoval (2021), la maduración del ovario es un proceso ininterrumpido; sin embargo, para su análisis, se clasifica en diferentes estadios de desarrollo según las características morfofocromáticas o histológicas.

1. Estadio 1: Inmaduro; los ovarios son translúcidos sin pigmentación y no son visibles a través del exoesqueleto.
2. Estadio 2: Inicio de madurez; los ovarios son largos, opacos y amarillos, visibles a través del exoesqueleto (lóbulos anteriores y medios).
3. Estadio 3: Los ovarios son claramente visibles a través del exoesqueleto; los lóbulos anteriores y medios están completamente desarrollados, y el lóbulo posterior es más grande que el intestino, con una coloración amarillo naranja.
4. Estadio 4: Madurez completa; los ovarios son visibles a través del exoesqueleto y tienen una coloración café oliva.
5. Estadio 5: después del desove, los ovarios son flácidos, sin coloración y desgastados, similares al estadio 1.

6.4.2 Maduración del testículo

El potencial reproductivo de los machos medido por el peso de los testículos y espermatozoides, así como la calidad del esperma, fue mayor en camarones de 12 meses en comparación con individuos más jóvenes.

Los testículos son órganos pareados que comprenden un lóbulo anterior y lóbulos laterales que se extienden desde cada lado del testículo como dedos. Cada uno de estos lóbulos se conecta de manera independiente con el vaso deferente a través de los túbulos colectores (Peralta Martínez M., et al, 2017).

El estadio 1 se describe como inmaduro y las ampollas terminales no se pueden ver a través del exoesqueleto, el estadio 2 es el desarrollo parcial en donde las ampollas terminales son pequeñas, pero se pueden ver a través del exoesqueleto. El estadio 3 es maduro, las ampollas terminales son largas y claramente visibles a través del exoesqueleto

6.5 Aspectos endócrinos y comportamentales

6.5.1 Sistema endócrino en crustáceos decápodos

Sistema endocrino de los crustáceos está compuesto por células neurosecretoras órganos neurohémicos y glándulas endocrinas. Las células neurosecretoras se localizan en el órgano X del pedúnculo ocular, así como los ganglios subesofágicos, torácico y abdominal.

Los órganos neurohémicos incluyen la glándula sinusal, el órgano pericárdico y los órganos poscomisurales. Entre las glándulas endocrinas se encuentran el órgano Y, el órgano mandibular y los ovarios (González Ferriol M., 2018).

6.5.2 Comportamiento de Apareamiento

A los 7 u 8 meses de edad y con una temperatura entre 26 y 28 °C, los camarones alcanzan la madurez sexual. Las hembras pueden reproducirse varias veces al año bajo condiciones climáticas adecuadas. Después de completar la muda pre-apareamiento, la cópula ocurre y el desove se realiza entre 6 y 20 horas después. El desove normalmente dura unos 20 minutos, durante los cuales una hembra de aproximadamente 80 gramos puede producir alrededor de 60.000 huevos, equivalente a aproximadamente 1.200.000 huevos por cada kilogramo de camarón. Los huevos incuban durante aproximadamente 19 días a una temperatura de 26-28 °C. Según Ramos & Gesteira (1997), se observan disparidades en los métodos de reproducción entre las especies con télico cerrado y las que tienen télico abierto. (Martínez P. et al, 2017).

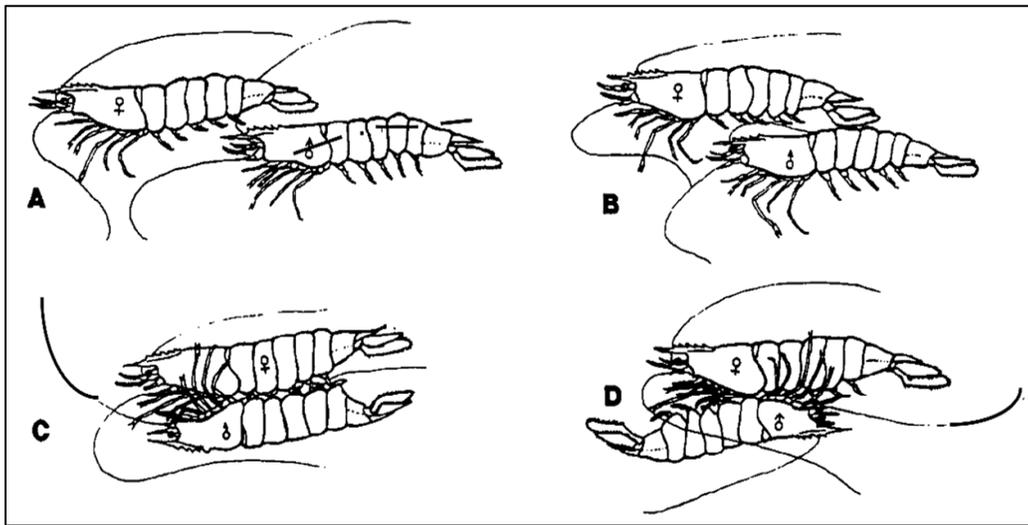
En hembras con télico abierto, se encuentra en placas esternas especializadas con protuberancias y cavidades que facilitan la fijación del espermátforo externamente. En especies de desarrollo directo, el apareamiento ocurre antes del desove, cuando las hembras están casi o completamente maduras. En estos casos el desove tiene lugar horas después del apareamiento y el espermátforo se desprende, utilizándose exclusivamente para fertilizar un único deseo. Los camarones exhiben un cortejo sexual previo al apareamiento y este comportamiento ha sido descrito en varios pasos: (Martínez & Dupré, 2015)

Primero los machos siguen de cerca a la hembra imitando sus cambios de dirección conocido como persecución, segundo un macho se acerca a la hembra por la parte ventral y la reconoce táctilmente con sus anténulas llamado acercamiento. La hembra nada rápidamente hacia arriba y adelante haciendo movimientos suaves en curvas y líneas rectas, mientras el macho se adhiere a ella por el lado ventral nadando en paralelo.

Y finalmente ocurre un apareamiento ventral en donde el macho gira lateral y ventralmente manteniendo esta posición durante 2 o 3 segundos. Durante la cópula los espermatozoides son transferidos. Si la transferencia no ocurre, el macho regresa rápidamente a su posición normal y comienza a perseguir a otra hembra

Figura 5.

Cortejo y cópula de camarones



Nota. A. persecución; B. acercamiento; C. caza; D. apareamiento ventral. Adaptado de Bray & Lawrence (1992)

Yano, Kanna, Oyama y Wyban (1998) señalan que las hembras de los camarones peneidos liberan dos feromonas relacionadas con el cortejo. Una de estas feromonas es emitida por hembras que están en proceso de maduración, permanece estable en el agua y promueve el inicio del cortejo (feromona estimuladora del cortejo).

La otra feromona es una sustancia hormonal de vida corta que las hembras maduras, listas para el desove, liberan (feromona estimuladora de la cópula). Esta última feromona estimula el apareamiento y solo es detectada por el macho durante un contacto físico cercano (Toral, 2016).

6.6 Etapas de desarrollo y nutrición

6.6.1 Etapas del desarrollo larval de *L. vannamei*

Durante el desarrollo larval de *L. vannamei*, las larvas atraviesan varios estadios distintos: nauplios (N-1 a N-5), protozoa (Z-1 a Z-3) y mysis (M1 a M3). Cada estadio está marcado por mudas regulares y cambios morfológicos significativos que preparan a las larvas para etapas posteriores. En la fase de protozoa, las larvas adquieren una forma alargada adecuada para el nado continuo, impulsado por antenas y maxilípedos desarrollados que facilitan la alimentación. En la etapa de mysis, las larvas muestran una apariencia más similar a la de los camarones juveniles, con pereiópodos funcionales para la locomoción. (Goytortúa Bores E., 2023).

6.6.2 Nutrición y alimentación de reproductores

La alimentación juega un papel crucial en la reproducción de *Penaeus*, ya que el éxito en este proceso depende directamente de la ingestión adecuada de nutrientes que promueven el desarrollo gonadal. Es fundamental formular una dieta seca apropiada que garantice una alimentación constante y de alta calidad para los reproductores.

6.6.3 Nutrición con dieta natural

El “alimento vivo” en acuicultura se basa en una pequeña población que conforman la fase en la alimentación en las diferentes etapas de las larvas de crustáceos, las post-larvas y las distintas fases presentes en el crecimiento de los moluscos. Según Oviedo Montiel, H. D. J. (2021), dentro del zooplancton resaltan organismos como los cladóceros, copépodos, el anostraco artemia y los rotíferos, mientras que el fitoplancton se logran distinguir distintas colonias de algas, principalmente del tipo diatomeas y clorofitas (Martínez E., 2023).

Los reproductores de camarón requieren una dieta balanceada rica en proteínas y lípidos. Se emplea una estrategia alimentaria que incluye alimentos frescos como poliquetos, calamares, mejillones, artemia y krill, complementados con harina y aceite de krill. Estos alimentos frescos, provenientes de organismos marinos, son fundamentales para la producción de semillas de camarón en granjas y laboratorios.

El poliqueto *Glycera dibranchiata* se utiliza comúnmente para inducir el desove en diversas especies de camarón debido a su alto contenido de ácidos grasos poliinsaturados, lo que mejora el rendimiento reproductivo. Otros organismos marinos como calamares, mejillones, camarones y *Artemia* también tienen efectos positivos en la reproducción del camarón. A menudo, se suministran varios de estos organismos juntos, aunque algunos se congelan para su almacenamiento, lo que puede afectar su valor nutricional debido a la lixiviación durante el descongelamiento (PROAQUA, 2017).

6.6.4 Nutrición con dieta comercial

Los camarones consumen alimento hasta satisfacer sus necesidades nutricionales. Dietas con alto contenido energético pueden reducir la ingesta, y cuando la relación energía/proteína es muy alta, el consumo puede alimentarse, afectando el crecimiento. Mantener una proporción de proteína a lípidos de 6:1 es un método sencillo para asegurar un nivel adecuado de energía en las dietas de camarón. La concentración de proteína es el nutriente que más atención recibe en la formulación de alimentos balanceados para camarones.

En la acuicultura de camarones, los alimentos iniciadores son fundamentales debido a su alto valor nutricional, especialmente durante la fase inicial del cultivo. Estos alimentos están diseñados para proporcionar altos niveles de proteínas de fácil digestión, ácidos grasos altamente

insaturados (HUFAs), fosfolípidos y colesterol. Su producción implica procesos de fabricación que aseguran el tamaño adecuado para la boca del camarón y maximizan la disponibilidad nutricional, minimizando el desperdicio. La calidad nutricional de la proteína depende de la cantidad, digestibilidad y disponibilidad de aminoácidos esenciales, siendo la digestibilidad crucial y mejor lograda en alimentos extruidos, donde la desnaturalización a altas temperaturas mejora la digestión al inactivar factores anti nutricionales (Molina, C. et al, 2020)

El incremento en los costos de las proteínas animales y vegetales empleadas en las dietas para camarones ha incentivado la exploración de nuevas fuentes proteicas para sustituir la harina de pescado convencional, permitiendo así la creación de alimentos balanceados a un costo más accesible. El ensilado biológico con un contenido proteico del 41.5%, se combina de manera efectiva con harina de soya y trigo para satisfacer los requerimientos nutricionales del camarón.

En un estudio comparativo, se evaluaron cinco dietas para camarón blanco, *Litopenaeus schmitti*: una dieta comercial concentrada y cuatro dietas con diferentes concentraciones de ensilado biológico de pescado como fuente proteica. Las dietas desarrolladas cumplieron satisfactoriamente con los requisitos bromatológicos del camarón, con niveles de proteínas entre 34,5% y 40,8%, y un bajo contenido de lípidos en comparación con las necesidades sugeridas para la especie. Durante el ensayo, la dieta AC-15 mostró los mejores resultados en crecimiento y aumento de masa y peso en comparación con la alimentación natural.

En un estudio realizado por Ramos y Galano (1992) sobre la alimentación de reproductores de *L. schmitti*, se buscó identificar una dieta óptima para esta fase. Descubrieron que una dieta equilibrada que incluía un 10% de aceite de hígado de bacalao y una mezcla de

harinas de pescado, camarón, soya y levadura mejoró significativamente la respuesta reproductiva de hembras ablacionadas. Esto se reflejó en un aumento del número total de desoves, desoves por hembras por mes y el porcentaje de eclosión. En comparación las dietas con niveles más bajos de lípidos 6 y 7% mostraron resultados inferiores posiblemente debido a menores contenidos de HUFA n-3. Además, observaron que una dieta experimental con un 55% de proteína y un 7% de lípidos promovió un mayor número de cópulas diarias y una mayor producción de nauplio por día en comparación con dietas comerciales estándar como NIPPAI y Madutec (García Galano T. et al, 2015).

Los resultados de la sustitución parcial de la dieta natural son prometedores. Es crucial mejorar la formulación de estas dietas para evaluar su impacto en la calidad del desove, dado que estas dietas son altamente prácticas y de fácil almacenamiento, con disponibilidad y calidad consistentes. Además, permiten reducir significativamente el uso de alimentos naturales. En la actualidad, existen en el mercado diversas dietas diseñadas para la maduración de reproductores, como Frippak, Rangen, Neo-novum, Nicovita, Zeigler, Murex, INVE, entre otros.

6.6.5 Calidad y variables del medio de cultivo

En la acuicultura, la calidad del agua es un desafío crucial que afecta diariamente a los cultivos de diversas especies. Universidades y centros de investigación en todo el mundo están dedicados a resolver estos problemas ambientales mediante el desarrollo de nuevas técnicas para el cultivo y la gestión de hábitats artificiales. El manejo efectivo de la calidad del agua en sistemas acuícolas tiene como objetivo principal mantener condiciones óptimas para la supervivencia y el crecimiento de los organismos cultivados.

En el caso específico de la acuicultura marina, los parámetros fisicoquímicos deben mantenerse en niveles adecuados para el camarón, ya que desviaciones podrían tener efectos negativos en su salud. Además, ciertos parámetros fisicoquímicos no solo tienen un impacto ambiental significativo, sino que también proporcionan información vital para identificar estados críticos de la calidad del agua, lo que los convierte en foco de estudios detallados (Fernández, 2013).

La temperatura del agua afecta a la densidad, viscosidad y solubilidad de gases como el oxígeno, así como la velocidad de reacciones químicas y bioquímicas en los estanques. Estudios hechos por Boyd (2001) y Hernández-Gurrola (2016) indican que las especies de camarón prosperan mejor a temperaturas que oscilan entre 25 °C y 32 °C.

Según Silberio García (2018), el rango óptimo de temperatura para esta especie es de 20 a 30 °C ya que temperaturas tanto más altas como más bajas pueden ser letales, el crecimiento del camarón generalmente se favorece en temperaturas cercanas a las que predominan en su hábitat natural.

El oxígeno disuelto en el agua es fundamental para el metabolismo de los camarones y tiene un impacto crucial en los estanques de cultivo afectando el crecimiento y la eficiencia del apetito, susceptibilidad a enfermedades, inmortalidad en la producción, el rango óptimo de oxígeno varía entre 6 y 10mg/L, y debe ser mayor a 5 mg/L según Lee y Wickings (1992), así como mayor a 4 mg/L según SENASICA (2003). Según Sonnenholzner (2014) y Hernández-Gurrola (2016), el intervalo ideal está entre 4 y 7 mg/L (Valverde M. et al, 2014).

El pH del agua indica si es ácida, neutra o básica debido a la concentración de iones hidrógeno (H⁺). La acidez se refiere a la capacidad de neutralizar bases fuertes, mientras que la

alcalinidad se relaciona con la capacidad de neutralizar ácidos fuertes. El pH es adimensional, variando de 0 a 14, donde valores por debajo de 7 son ácidos, 7 es neutro y por encima de 7 es básico. Para los camarones *L. vannamei*, el rango óptimo de pH está entre 6 y 9 (Muñoz, 2022).

En los estanques, el pH suele ser más bajo por la mañana debido a la fotosíntesis del fitoplancton, que se reduce durante la noche, aumentando el dióxido de carbono y disminuyendo el pH. Este efecto puede ser mitigado por altas concentraciones de alcalinidad, que actúan como un amortiguador crucial para estabilizar el pH. Mantener niveles adecuados de alcalinidad es esencial para un entorno acuático estable y saludable. (Miranda, A. et al, 2010).

La alcalinidad del agua se determina por la concentración de iones de carbono y bicarbonato, mientras que la dureza se mide por la concentración de iones de calcio y magnesio. Estos factores son esenciales para evaluar la calidad del agua en diversos contextos, incluyendo acuicultura y abastecimiento de agua potable. Una manera práctica de detectar una alta concentración de sales en el agua sin necesidad de análisis de laboratorio es observar la formación de costras blancas en los bordes de los estanques o notar si el jabón tarda mucho en hacer espuma y si éste desaparece rápidamente (Cahu, 2000).

Los camarones *L. vannamei* pueden prosperar en una amplia gama de salinidades, desde 3 ppt hasta más de 50 ppt, siendo especies adaptadas a variaciones salinas. Sin embargo, estudios como los de Dong-Huo et al. (2000) y Hernández-Gurrola (2016) indican que, en condiciones de baja salinidad, la fisiología del camarón puede verse afectada, aumentando la excreción de amonio y potencialmente afectando la respiración y la producción de CO₂ (Erchao et al., 2007; Hernández-Gurrola, 2016). Esto podría resultar en un menor crecimiento debido a la energía adicional requerida para la osmorregulación. (García Sánchez S, 2018)

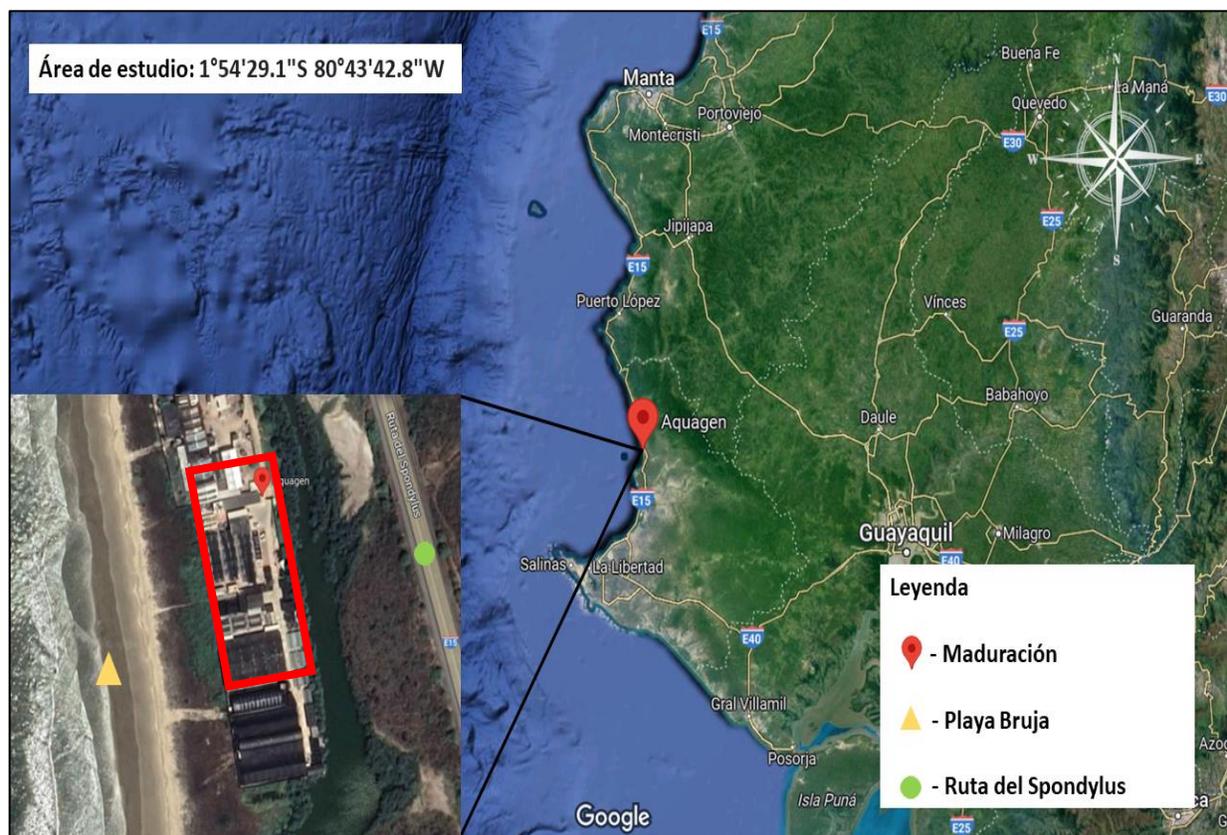
7 METODOLOGÍA

7.1 Descripción del área de estudio

El área de estudio comprende un laboratorio de maduración que está ubicado en la comuna Valdivia, Santa Elena. El laboratorio cuenta con salas de reserva, producción, desove y eclosión en donde alojan a los reproductores para su aclimatación y reproducción, siendo estas las principales áreas operativas incluyen estaciones de bombeo, áreas separadas para filtrado, reservorios, control de calidad, lavado, despacho y preparación de alimento

Figura. 6.

Ubicación geográfica del Laboratorio de maduración. – Playa Bruja, Ecuador



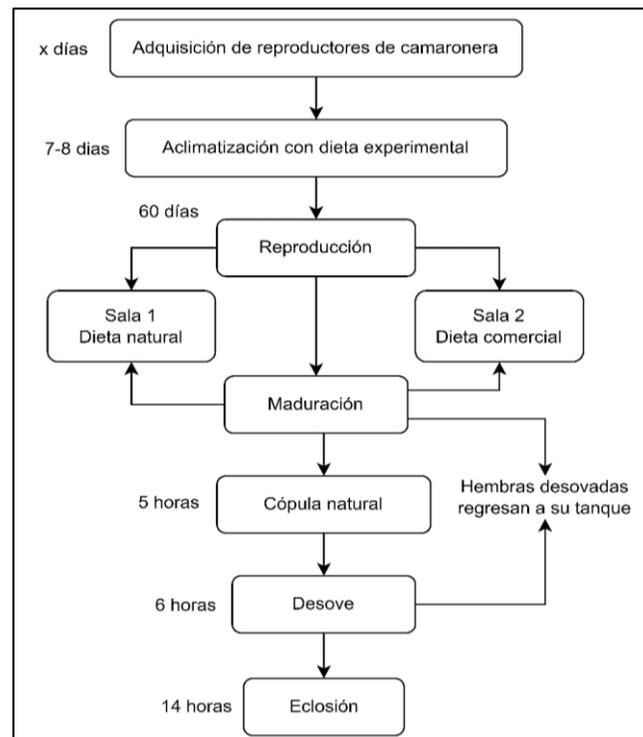
Nota. La figura representa el área de estudio de la investigación. **Fuente:** Google Maps, 2023

7.2 Diseño experimental

Para la investigación experimental, fueron utilizadas dos salas de maduración codificadas como S1 y S2 cada una con 13 tanques. Se aplicaron 2 tratamientos de alimentación, en un periodo de dos meses codificados como C1 y C2 ambos con una base de alimentación fresca a base de calamar y artemia, diferenciando al segundo tratamiento con la incorporación de un suplemento balanceado. Los organismos experimentales fueron hembras y machos reproductores; mientras que las hembras fueron marcadas por número de tanque, por cada desove y cada día según el parámetro evaluado.

Figura 7.

Fases y procesos dentro del experimento con sus tiempos aproximados de duración.



Nota. El esquema ha sido elaborado en función a la metodología de trabajo aplicada por la empresa.

7.3 Tratamiento de dieta natural

La dieta natural estaba compuesta de Calamar (*Loligo sp*) y *Artemia*; que es la dieta usada por el laboratorio de experimentación. El alimento fue obtenido por medio de proveedores contenidos en paquetes de 5 lb almacenados en un congelador a -10°C. Previo al suministro del alimento, la materia fresca pasa por una máquina cortadora para la obtención de pedazos de menor tamaño.

7.4 Tratamiento de dieta comercial

Además de la dieta natural, se proporcionó “balanceado” como suplemento alimenticio debido a sus características (ver Tabla 1).

Tabla 1.

Composición nutricional del alimento comercial.

Nutrientes	Valor
Humedad (%)	8
Proteína (%)	44
Lípidos (%)	22
Ceniza (%)	7,5
Fibra (%)	2,0
Calcio (%)	1,16
Sodio (%)	0,41
Fósforo (%)	0,96
Vitamina A (IU/kg)	15,000
Vitamina D3 (IU/kg)	2,000

Nota. Los valores representan la composición nutricional del alimento comercial utilizado en el estudio. La información es basada en las especificaciones del fabricante.

7.5 Horario alimenticio de reproductores

Durante el experimento a los reproductores de la sala 1 se alimentó con una tasa del 30% de la biomasa del tanque, el cronograma de la ración diaria se describe en la Tabla 2, en función a el protocolo implementado por la maduración.

Tabla 2.

Horario de alimentación dieta natural.

Hora	8:00	10:00	12:00	14:30	16:00	20:00	23:30	1:00
Alimento	Calamar	Artemia	Calamar	Calamar	Artemia	Calamar	Calamar	Calamar
Porcentaje (%)	3,0	3,0	3,0	3,0	5,0	3,0	3,0	3,0

Nota. Horarios y porcentajes de administración de alimento natural (calamar y artemia) en la dieta experimental para *Litopenaeus vannamei*. Los porcentajes se refieren a la cantidad de alimento administrado en relación con el peso corporal de los camarones.

La sala de producción 2 recibieron la alimentación fresca con el balanceado al 30% de la biomasa del tanque, en la Tabla 3 se describe el cronograma de la ración diaria.

Tabla 3.

Horario de alimentación dieta comercial.

Hora	8:00	10:00	12:00	14:30	16:00	20:00	23:30	1:00
Alimento	Calamar	Balanceado	Calamar	Balanceado	Artemia	Calamar	Calamar	Balanceado
Porcentaje (%)	3,0	3,0	3,0	3,0	5,0	3,0	3,0	3,0

Nota. Horarios y porcentajes de administración de alimento en la dieta combinada (natural y balanceado) para *Litopenaeus vannamei*. Los porcentajes se refieren a la cantidad de alimento administrado en relación con el peso corporal de los camarones.

7.6 Selección, captura y transporte de reproductores

Se utilizaron reproductores de *L. vannamei*, provenientes de una granja camaronera de la isla Puná. Los reproductores fueron capturados utilizando el arte de pesca conocido como trasmallo.

Luego, cada reproductor se colocó en un tubo perforado de PVC de 15 cm de longitud dentro de tanques redondos de fibra de vidrio azul con 1 T (22 °C) y oxígeno puro. La prolongación de tiempo desde su captura hasta su recepción era aproximadamente de 6 horas.

7.7 Recepción y selección de reproductores

Los animales fueron receptados en la sala de maduración, y ubicados en raceways rectangulares-negros con un volumen de agua de 30 T c/u, con aforo para 1000 reproductores por piscina, a una temperatura de 23°C de los cuales se trabajó con cuatro tanques para el tratamiento experimental, dos para la alimentación natural y los dos siguientes para la alimentación comercial.

Para realizar una buena selección, se observa anatómicamente a los animales, verificando el rostrum, apéndices, ojos, antenas y anténulas. Sólo se seleccionaban los reproductores que tenían todas sus partes completas, con un peso entre 25 y 30 g para las hembras y no menos de 25 g para los machos, y que no presentaran signos externos de estrés, como coloración amarillenta y necrosis.

7.8 Proceso de aclimatación de reproductores

Se requirió un periodo de aclimatación de 7 a 8 días. Una vez recibidos los reproductores se transfirieron a diferentes salas y tanque de producción de 16 T. La dieta se cambió por alimento fresco y comercial según la biomasa total por tanque en cada sala, siguiendo el cronograma diario descrito por el área de maduración (Tabla 2 y 3). La temperatura en los tanques de cultivo se ajustó gradualmente hasta alcanzar los 28 °C.

7.9 Aprovechamiento de aire

Los tanques de las salas tenían cinco difusores de aire siendo el suministro de 3-4 l/aire/min/difusor.

7.10 Depuración del agua

El agua se bombeó directamente del mar y, antes de su almacenamiento en el tanque de reservorio, dentro se trata con EDTA, esa agua es bombeada a sala de producción, con la recirculación se filtra con maya de 100 μm .

7.11 Control de parámetros fisicoquímicos

Se midieron tres parámetros en relación con la calidad de agua de cada tanque monitoreado diariamente, entre ellos se encuentran: la temperatura, oxígeno y salinidad. Para el registro de la temperatura se midió con la ayuda de un termómetro HI146, para la salinidad se utilizó un refractómetro óptico de brix máster 2364 y la medición del oxígeno disuelto con un oxígeno metro de la marca Hanna Instruments 9146. Se registró en un formato de campo todos los parámetros dos veces al día (06h00 y 18h00). (Angulo R. et al, 2021)

7.12 Infraestructura de reproducción

Se utilizaron tanques de diferentes volúmenes y especificaciones, adaptados al proceso de maduración y reproducción de los camarones. Los tanques de cultivo contaban con un sistema de circulación cerrado

7.13 Área de maduración

Se dispusieron de 26 tanques de hormigón recubiertos con liner, ovalados y de color negro, con una capacidad de 16 T, un área de 20 m² y una altura de 1,20 m. Cada tanque se drenaba mediante un tubo ubicado en el centro, a una tasa de 15 L por minuto. La columna de agua tenía una altura de 0,70 m proporcionando un volumen de trabajo de 16 T.

7.14 Área de desove y eclosión de nauplios

La sala de desove contó con 30 tanques de policarbonato, cilíndricos, color negro, de fondo cónico, de 800 L de capacidad con un volumen 1 T de agua para el desove.

Se utilizaron 10 tanques de eclosión cilíndricos, con una profundidad de 1 m y un diámetro de 0,25 m. Cada tanque contaba con una tapa con un orificio en la parte superior, y permitiendo la entrada de la luz para facilitar la cosecha por fototaxismo. Los nauplios eclosionados son colectados con una malla de 100 μm y con aeración. (Figueredo, A. et al, 2019)

7.15 Saneamiento de tanques y renovación del agua

Diariamente, dos veces al día (08h00 y 14h00) se realizó sifón de 4 m de largo y 0,05 m de diámetro en forma de una aspiradora removiendo desechos de alimento, heces, mudas y sedimentos.

7.16 Manejo de hembras copuladas

La cosecha de las hembras copuladas inició a partir de las 16h00 a 17h30 con la ayuda de una linterna de cabeza se observa si el espermatóforo está adherido al téllico de la hembra, si es así, se captura a la hembra con una red, efectuando la pesca dos veces. Las reproductoras son trasladadas en baldes a los tanques de desove alojándolas suavemente y contabilizando el número de hembras capturadas por sala para mantener un mejor control. (Ponce, 2005)

7.17 Proceso de desove y obtención de nauplios

La densidad de siembra de hembras en los tanques de desove fue de 12.5 org/m³ y, se verificó el desove a partir de las 19h30 a 00h00. Una vez culminado este proceso las hembras fueron devueltas a sus respectivas salas de acuerdo con el código correspondiente.

Después de la devolución de las hembras, se cosecharon los huevos de cada tanque con colectores de 100 μm . Cuando el tanque de desove está a punto de vaciarse, se enjuaga para cosechar la totalidad de los huevos y evitar que queden adheridos a las paredes del tanque. El balde que contiene los huevos se llevó a las tinas de eclosión, donde se vaciaron con precaución de no mezclar huevos de hembras de las diferentes dietas, a partir de las 01h00 a 02h00.

La aclimatación en los tanques de eclosión fue de 32.5°C y salinidad a 30 ppt. Se procedió al conteo de huevos por el método volumétrico, colocando una pipeta de 1 ml en el tanque de desove y se extrapoló el número de huevos con el volumen de agua de tanque. Una vez que eclosionaron los huevos en el transcurso de 04h00 a 07h00 aproximadamente, los nauplios nadan a la superficie por fototropismo positivo. (Figueredo, A. et al, 2019)

Se cosechan los nauplios con una malla de 100 μm y se pasaron a las cunas ya aclimatadas del área de eclosión. Una vez repartidos los nauplios en los diferentes tanques, se procedió al conteo por el método volumétrico dos veces. Para una buena toma de datos, se homogenizó la cuna con dos líneas de aire ubicadas en el centro e inmediatamente se tomó 1 ml de agua con una pipeta y se contaron los nauplios capturados, se realiza un promedio de los conteos realizados.

7.18 Método de análisis estadístico

Para el análisis de los datos obtenidos de cada tratamiento se elaboró una matriz del desempeño diario de maduración de los reproductores de camarón (edad, peso, población, mortalidad, cópulas), del rendimiento reproductivo (total de huevos y nauplios, huevos y nauplios por hembras, porcentaje de eclosión) y los parámetros fisicoquímicos (temperatura, oxígeno y salinidad), tomados en las dos salas de estudio en el periodo establecido, para poder interpretar los datos colectados utilizando Microsoft Excel.

Para las variables de estudio y comprobar la normalidad de los datos se aplicó la prueba de Shapiro-Wilk (Anexo 1) y dependiendo de la distribución de éstos, se utilizó el análisis de varianza (ANOVA) para comparar las medias entre los grupos y determinar la existencia de diferencias significativas entre los tratamientos experimentales.

Se aplicó la prueba de Tukey entre los grupos. Se utilizó la prueba de Kruskal-Wallis para datos con distribución no normal y prueba post hoc Dunn para comparación de cada grupo. Por otra parte, se aplicó el análisis de correlación de Pearson para determinar la existencia de relación lineal o no lineal entre los parámetros de calidad de agua y el porcentaje de eclosión y número de huevos de reproductores, utilizando el modelo estadístico de regresión lineal. Todos los análisis estadísticos se realizaron con el software InfoStat/L y RStudio.

7.19 Evaluación del ritmo de crecimiento

Para calcular el ritmo de crecimiento se realizó una resta del peso medio de la semana actual menos el peso de la semana anterior, con la siguiente fórmula (Morales T, 2015):

$$R.C = \frac{\text{Peso promedio semana actual}}{\text{Peso promedio semana anterior}}$$

7.20 Cálculo de la tasa de crecimiento instantánea (TCI)

Es la velocidad con que crecen los camarones en diferentes momentos, se calculará por medio de la siguiente ecuación (Fraga, 2002):

$$TCI = \frac{\text{Peso promedio } \log_{10} (\text{peso final}) - \log_{10} (\text{peso inicial})}{\text{Tiempo}} \times 100$$

Tiempo = 10 días.

7.21 Análisis de sobrevivencia

Las transferencias se contabilizaron sumando o restando el número de camarones transferidos en cada punto de tiempo. El porcentaje de sobrevivencia se realizó con el objetivo de cuantificar la mortalidad basándose en la fórmula (Huamán, 2016):

$$\% \text{ Sobrevivencia} = \frac{\text{Población actual}}{\text{Población inicial}} \times 100$$

7.22 Determinación de la tasa de eclosión

Un indicador de la viabilidad es la tasa de eclosión, midiéndose con la siguiente fórmula (Álvarez, 2011):

$$\text{Tasa de eclosión \%} = \frac{\text{Número de Nauplios Eclosionados}}{\text{Número Total de Huevos}} \times 100$$

8 RESULTADOS

8.1 Eficiencia de la alimentación de reproductores

8.1.1 Peso promedio

Los datos obtenidos para el peso promedio de las hembras en los diferentes ciclos y salas permiten inferir la efectividad de las dietas en el crecimiento de los organismos (Tabla 4).

Tabla 4.

Peso y ritmo de crecimiento de hembras reproductoras de camarón.

Ciclo	Semana	Sala	Peso Promedio (g)	Ritmo de Crecimiento
1	1	1	29.30	1.05
1	2	1	32.10	1.10
1	3	1	33.90	1.06
1	4	1	35.20	1.04
1	1	2	28.10	0.80
1	2	2	31.50	1.12
1	3	2	32.80	1.04
1	4	2	34.90	1.06
2	1	1	36.70	1.05
2	2	1	38.80	1.06
2	3	1	41.20	1.06
2	4	1	43.70	1.06
2	1	2	36.20	0.83
2	2	2	38.10	1.05
2	3	2	40.50	1.06
2	4	2	42.30	1.04

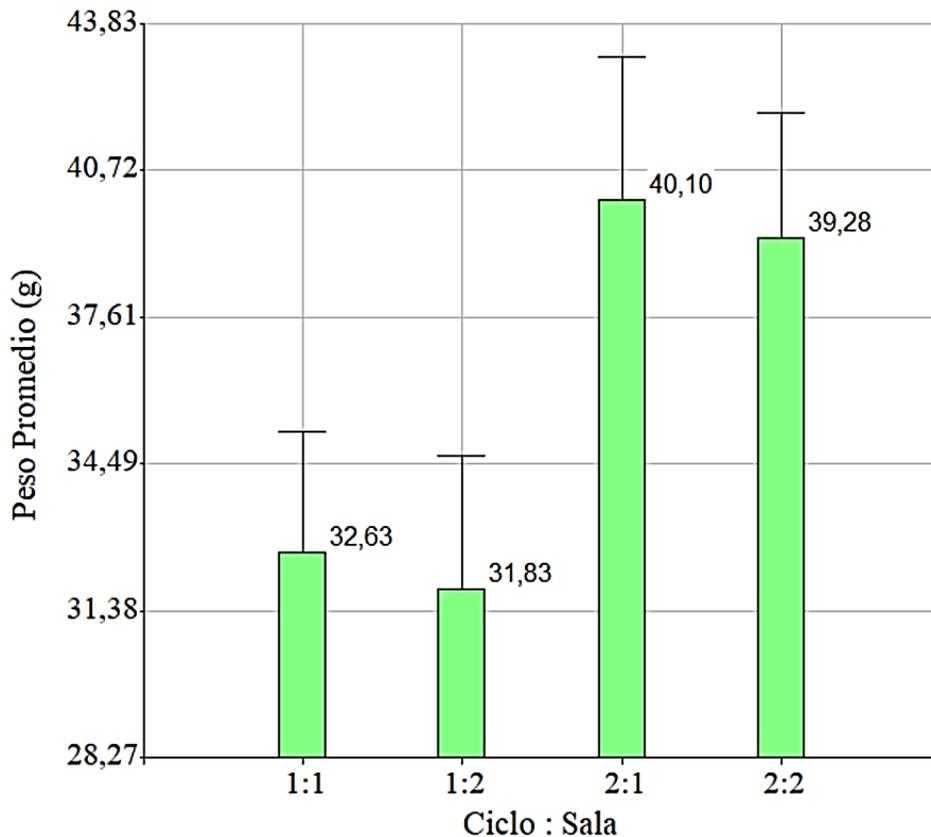
Nota. El ritmo de crecimiento se calcula como el incremento del peso promedio semanal dividido por el peso promedio de la semana anterior. Los datos fueron recolectados en dos ciclos distintos

de reproducción, cada uno dividido en cuatro semanas. La S1 representa condiciones con dieta natural mientras que la S2 representa condiciones con dieta comercial.

En el C1, la media de peso promedio (PP), fue ligeramente superior con S1 32.63 ± 2.56 g en comparación con S2 se obtuvo 31.83 ± 2.85 g; mientras que, en el C2 el PP, con medias de 40.1 ± 3.02 g en S1 y 39.28 ± 2.68 en S2 (Anexo 2). Este aumento sugiere una posible adaptación de las hembras a las dietas suministradas o una mejora en las condiciones de crianza con el tiempo.

Figura 8.

Comparación del Peso Promedio de hembras de L. vannamei



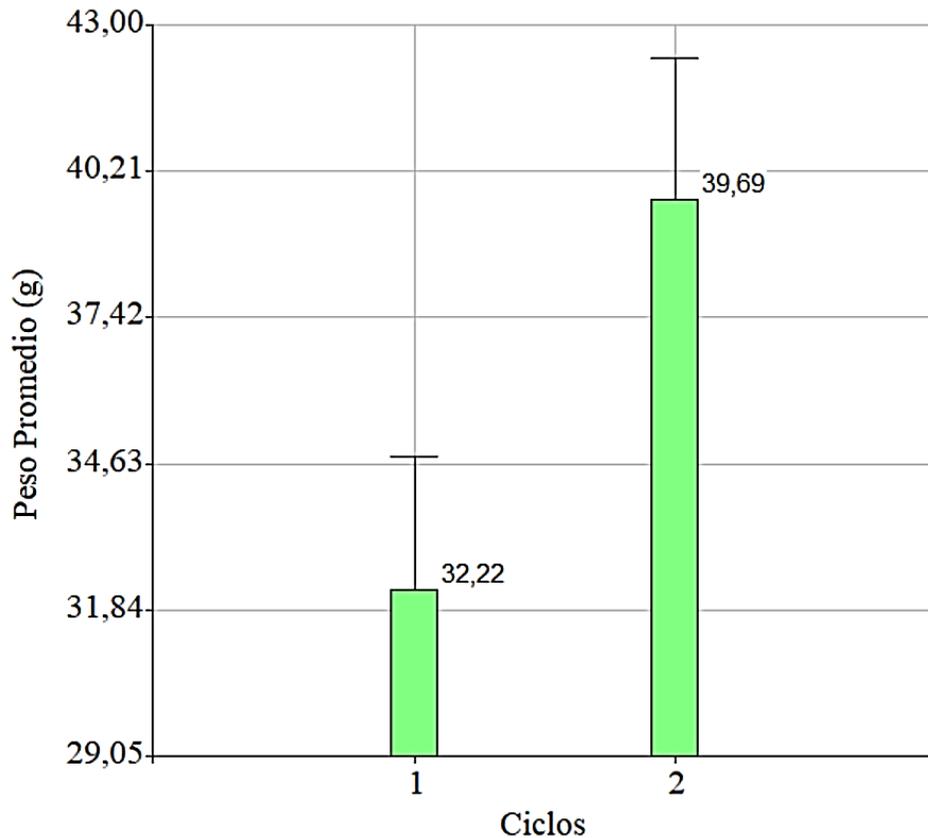
Nota. En el ciclo 2, las hembras alcanzaron un PP más alto (43.70 g) bajo el tratamiento de S2.

ANOVA evaluó el PP en ciclos y salas, el modelo reveló una diferencia significativa entre los grupos $p = 0.0003$. Posteriormente, la prueba de Tukey indicó diferencias significativas entre C1, C2 ($p = 0.0001$) con una media de 32.23 y 39.69 respectivamente. Sin embargo, no se encontraron diferencias entre S1, S2 ($p = 0.5537$) con 36.36 y 35.55 (Anexo 2).

La Figura 8 muestra las diferencias significativas entre los dos ciclos de estudio, en donde, los valores del peso promedio tienden a ser más altos en el C2.

Figura 8.

*Comparación de peso promedio entre ciclos de *L. vannamei*.*



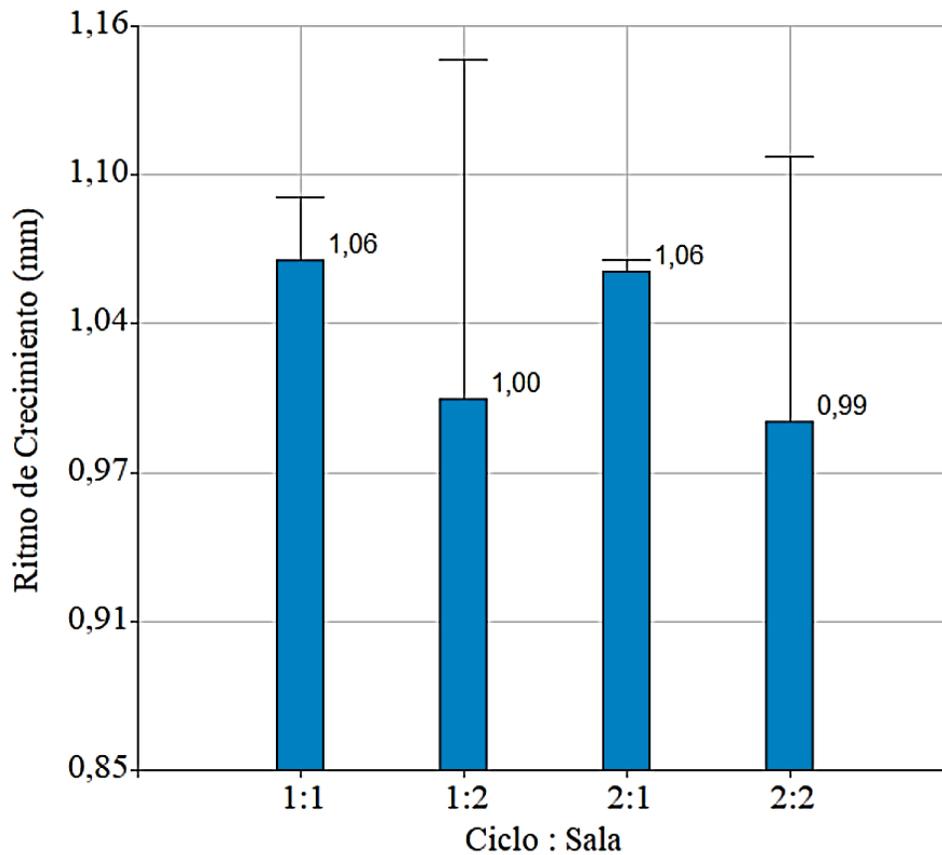
Nota. Se observa un incremento en el ciclo 2 con (39.69 g) comparado con el ciclo 1.

8.1.2 Ritmo de Crecimiento

Los resultados de ANOVA para el ritmo de crecimiento no demostraron una diferencia significativa $p = 0.4055$ para el modelo ciclos y salas, Con valores para C1S1 1.06 ± 0.03 ; C1S2 1.01 ± 0.14 ; C2S1 1.06 ± 0.01 ; C2S2 1.00 ± 0.11 (Anexo 3). La figura 9 muestra la comparación del ritmo de crecimiento semanal de hembras de camarón.

Figura 9.

*Comparación del ritmo de crecimiento de hembras de *L. vannamei*.*



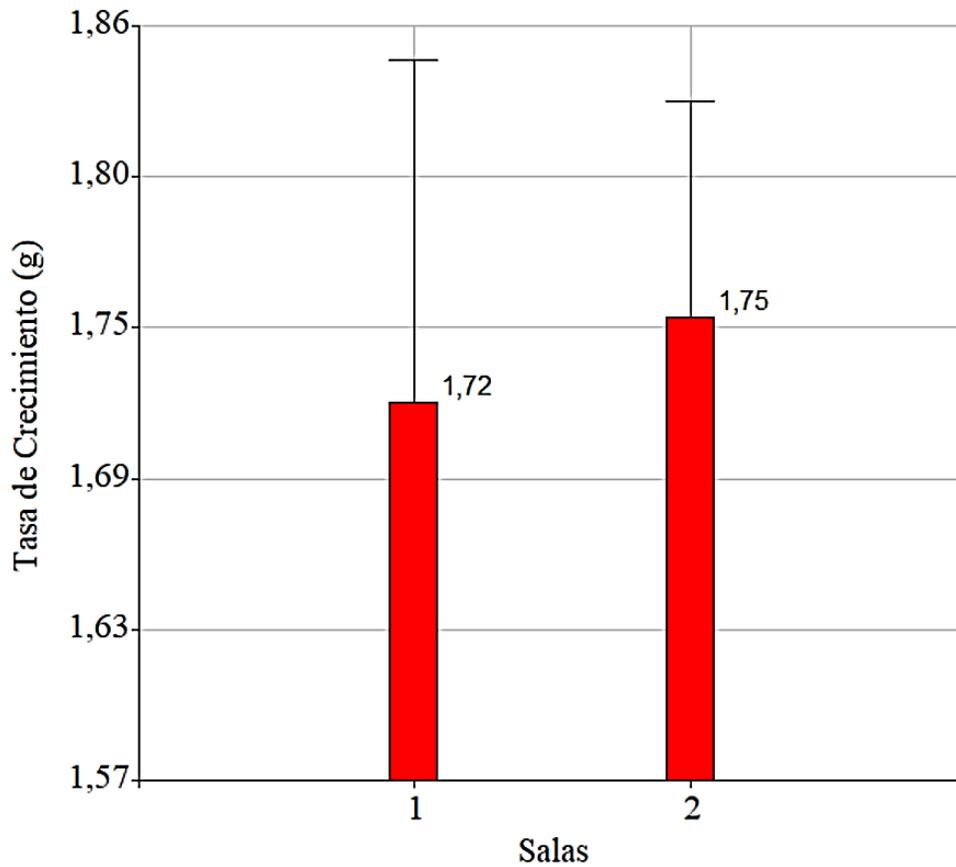
Nota. No se observa un incremento durante el periodo monitoreado, manteniéndose constante alrededor de 1.06 en la mayoría de los casos.

8.1.3 Tasa de crecimiento Instantánea

La prueba de ANOVA en los valores de TCI indicó que la diferencia no es estadísticamente significativa $p = 0.6145$ para el modelo S1, S2; con una media en S1 1.72 ± 0.13 mientras que en S2 1.75 ± 0.8 (Anexo 4).

Figura 10.

*Comparación de la tasa de crecimiento instantánea de hembras de *L. vannamei*.*



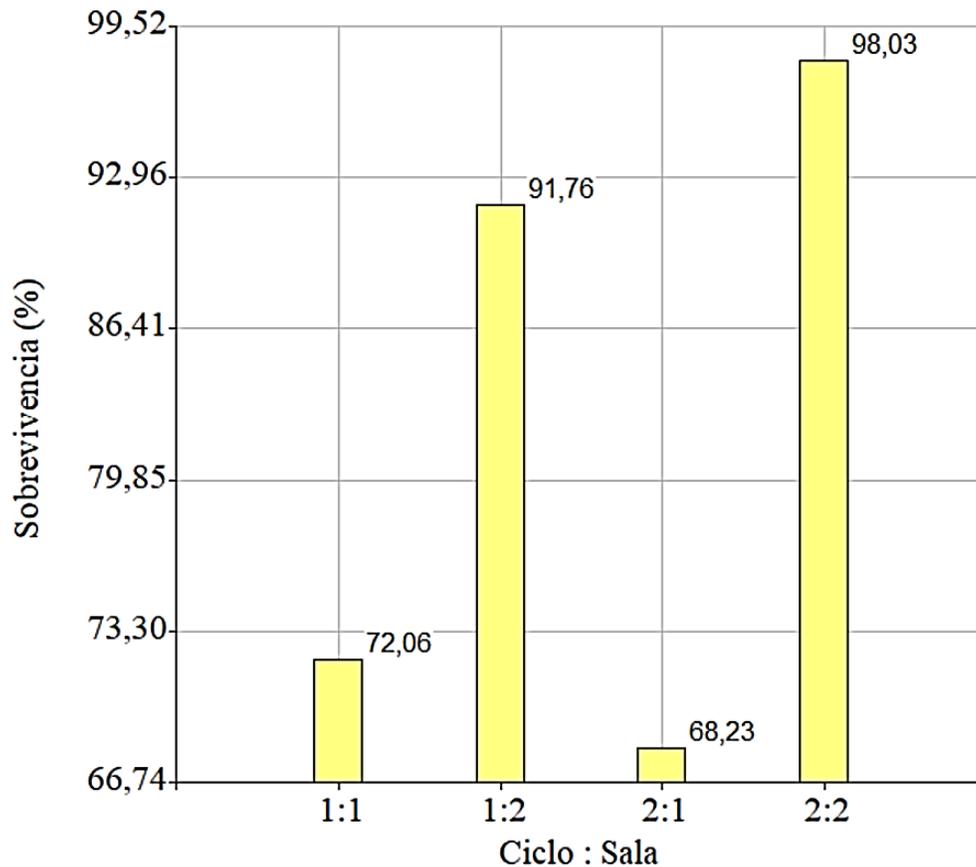
Nota. Las hembras no mostraron una diferencia significativa en los tratamientos aplicados, con valores muy similares entre S1 (1.72) y S2 (1.75).

8.1.4 Supervivencia

Las medias para la variable supervivencia C1S1= 72.06; C1S2 = 91.76; C2S1 = 68.23; C2S2 = 98.03. La prueba de ANOVA no mostr6 diferencias significativas entre C1.C2 y S1.S2 con un valor de $p = 0.1997$, mientras que Tukey indic6 lo contrario, dado que las medias con letras diferentes (A y B) indican que son significativamente diferentes, la S1 con 70.15 B; S2 94.90 A y C1 con 81.92 B; C2 83.13 A. Anexo 5.

Figura 11.

Supervivencia de hembras reproductoras de camar6n blanco.



Nota. Tukey indic6 diferencias significativas en supervivencia, con S2 mostrando una tasa mayor (94.90) comparada con S1.

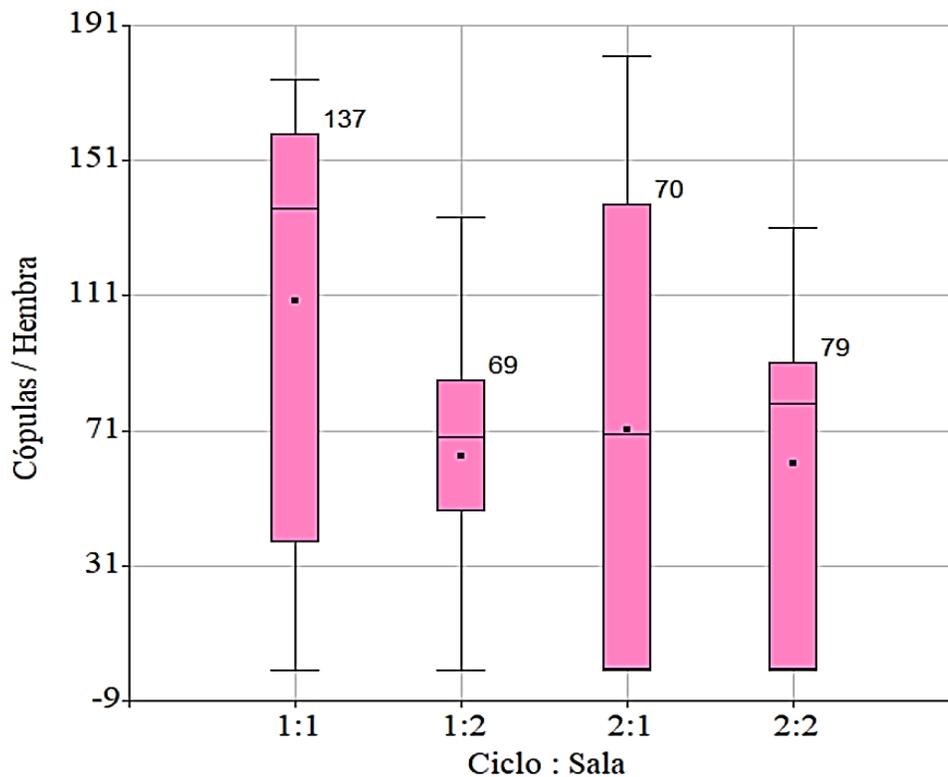
8.2 Porcentajes Reproductivos

8.2.1 Cópulas

El número de cópulas/hembra por ciclos y salas se observa en Anexo 14, 15, 16 y 17 respectivamente. La prueba de Kruskal-Wallis para la variable de cópulas/h interpretó una diferencia significativa entre los grupos analizados donde $p = 0.0022$, con medias del C1S1 = 109.50 ± 65.05 ; C1S2 = 63.27 ± 36.89 ; C2S1 = 71.13 ± 63.26 ; C2S2 = 61.16 ± 46.71 . La prueba de post hoc Dunn para C1S1 y C1S2 el valor $p = 0.0286$, indicando una diferencia, mientras que para C2S1 y C2S2 $p = 1.0000$ no hay diferencia entre los grupos. Anexo 6.

Figura 12.

Número de cópulas por hembra en ciclos y salas.



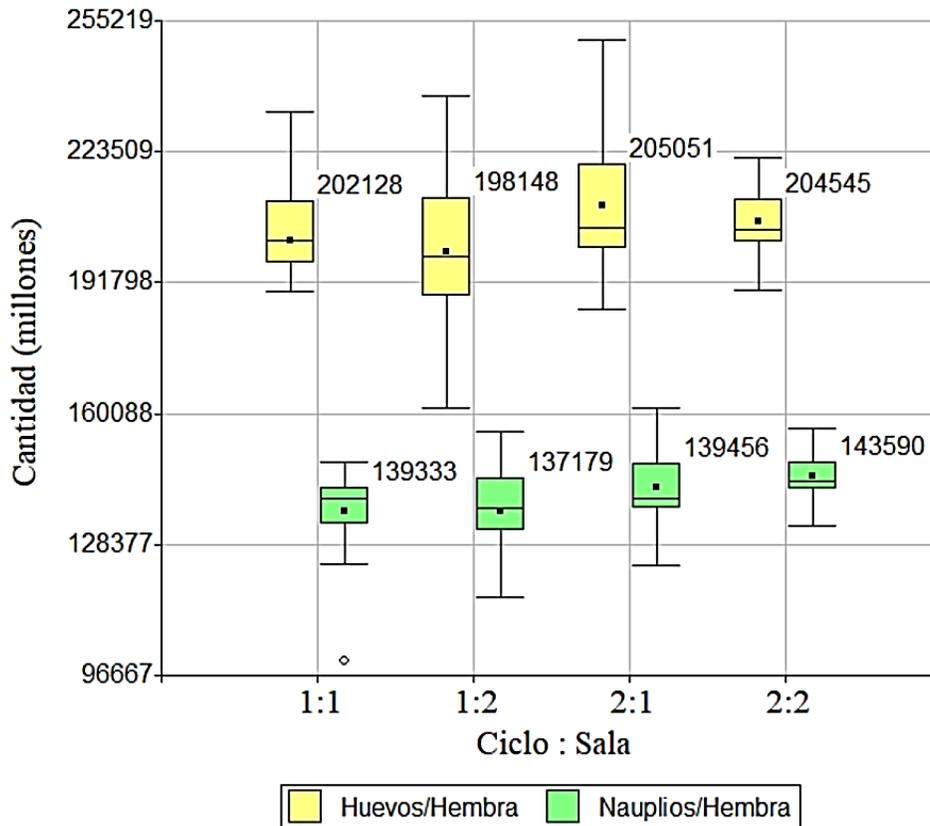
Nota. El mayor promedio obtenido fue C1S1 con 109.50 cópulas / h.

8.2.2 Huevos y Nauplios

ANOVA reveló que hay diferencias significativas tanto en huevos/h con valor de $p = 0.0237$ con medias del C1S1= 202139.52 ± 12481.32 ; C1S2 = 199241.60 ± 18004.97 ; C2S1 = 210444.33 ± 17193.65 ; C2S2 = 206691.62 ± 8790.75 (Anexo 7), los resultados de nauplios/h $p = 0.0083$ con medias del C1S1= 136545.04 ± 9900.92 ; C1S2 = 136567.00 ± 13089.51 ; C2S1 = 142130.67 ± 11421.71 ; C2S2 = 144782.38 ± 6117.49 (Anexo 8). Tukey indicó las diferencias entre grupos para huevos y nauplios por hembra en C1= B. C2= A. pero en S1= A. S2= A no se encontraron diferencias por tratamiento.

Figura 13.

Comparación de Huevos/h y Nauplios/h en ciclos y salas.



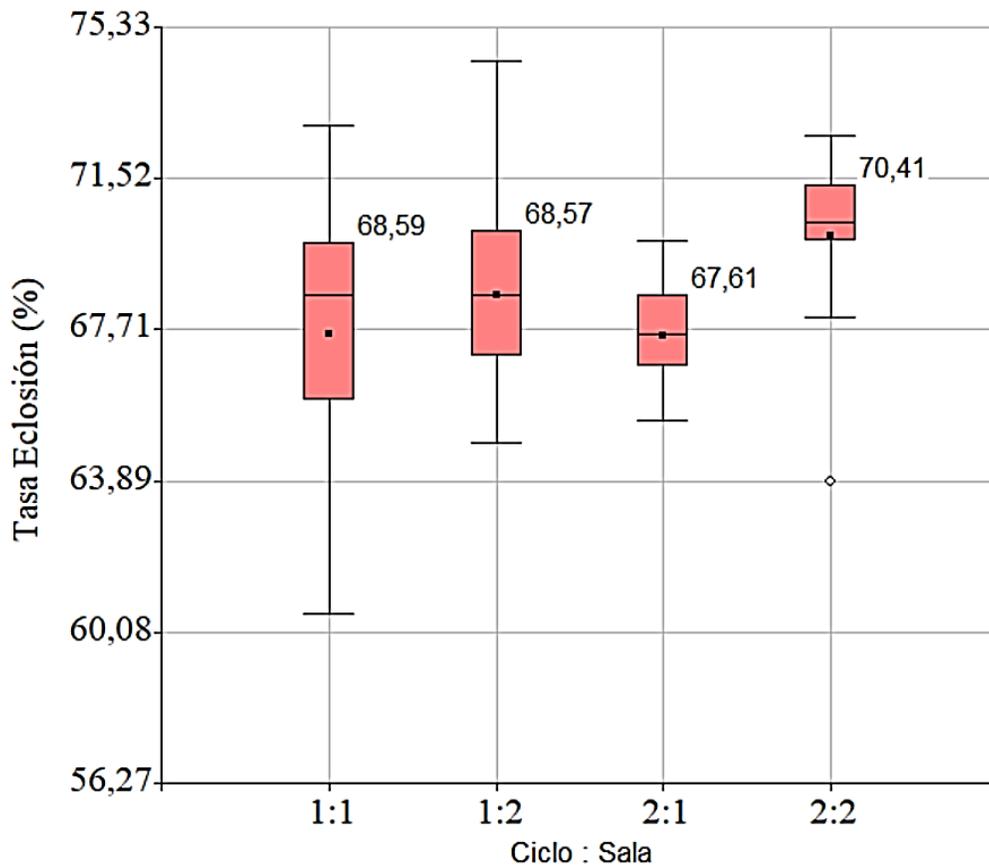
Nota. El ciclo 2 muestra un mayor promedio tanto en huevos (210.44) y nauplios (144.782).

8.2.3 Eclosión

El valor de p obtenido en la prueba de Kruskal-Wallis fue significativamente $p = 0.1038$ lo que indica que no hay diferencias en los grupos en comparación con los otros de la variable de % eclosión. La prueba de post hoc de Dunn analizó diferencias en la tasa de eclosión donde C1S1 y C1S2 el valor $p = 0.3594$. mientras que para C2S2 y C2S2 $p = 1.0000$, no hay diferencia entre los grupos (Anexo 9). La Figura 14 muestra que C2S2 obtuvo el mayor porcentaje de eclosión con 70.41%.

Figura 14.

Porcentaje de Tasa de Eclosión para ambas dietas.



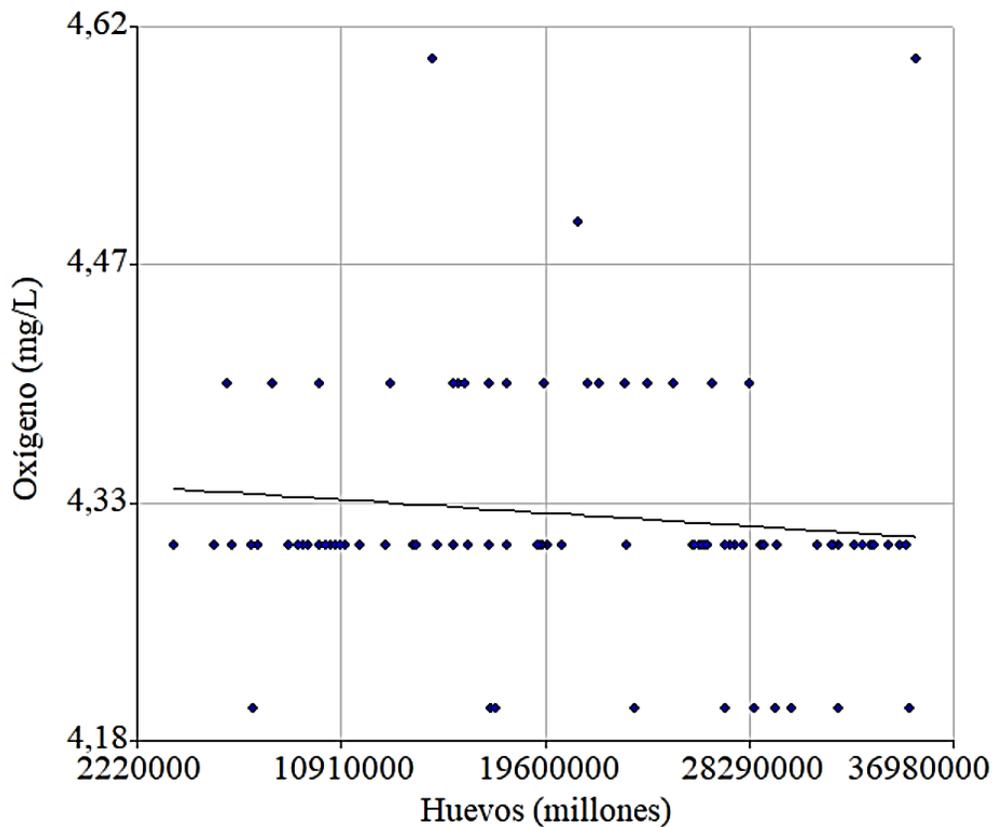
Nota. El tratamiento en C2S2 obtuvo el porcentaje más alto con 70.41%.

8.3.2 Correlación de Pearson entre huevos de reproductoras y el oxígeno disuelto

La variable oxígeno mostró una correlación $R = 0.01$, indicando una relación muy débil entre las variables mientras que el coeficiente de determinación (R^2) fue 1.7×10^{-3} , lo que reveló el 0.17% de la variabilidad, y su error estándar de 8.7×10 , En cuanto al valor de p fue de 0.2859, siendo mayor a 0.05, lo que demuestra que no hay una relación estadísticamente significativa entre la concentración de oxígeno y el total de huevos. con un nivel de confianza del 95.0%

Figura 16.

Relación entre el número total de huevos y el oxígeno disuelto



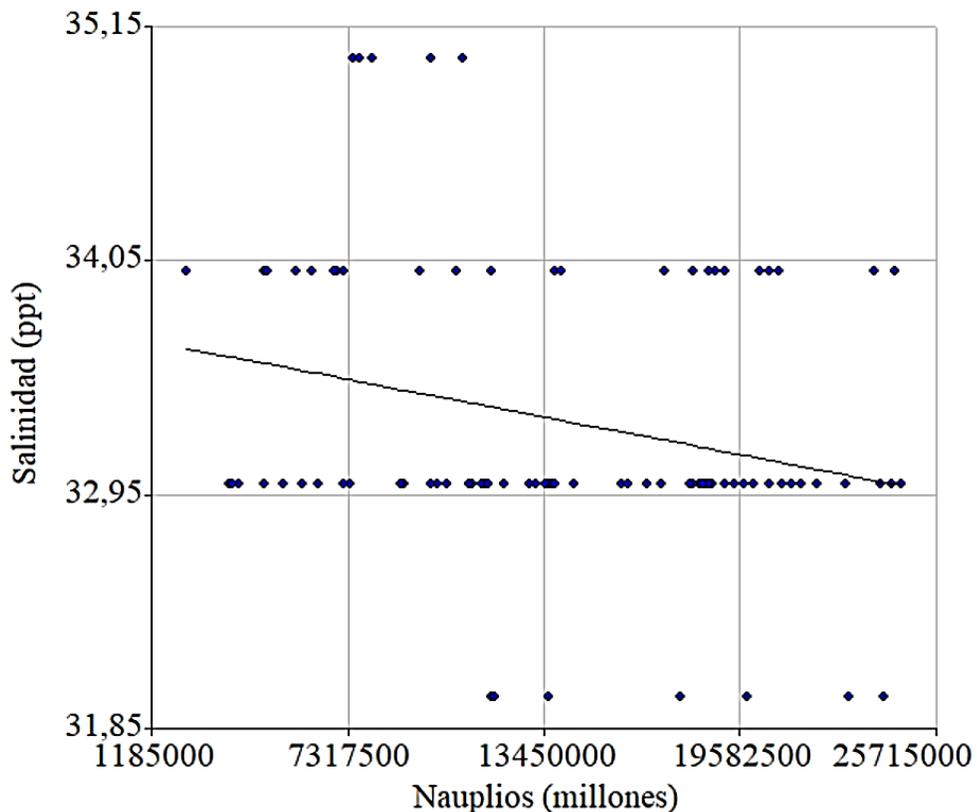
Nota. La línea de tendencia muestra una correlación negativa, se presenta una relación inversamente proporcional entre el oxígeno disuelto y la producción de huevos.

8.3.3 Correlación de Pearson entre nauplios de reproductoras y la salinidad

La variable salinidad (ppt) mostró una correlación $R = 0.06$, indicando una relación muy débil entre las variables. Su R^2 fue 0.05, lo que reveló el 0.5% de la variabilidad, y su error estándar fue $1.2E-08$, En cuanto al valor de p fue de 0.0144, siendo menor a 0.05, lo que demuestra que hay una relación estadísticamente significativa entre la salinidad y el total de nauplios, con un nivel de confianza del 95.0%

Figura 17.

Relación entre el número total de nauplios con la salinidad.



Nota. Se observa una correlación negativa, indicando que una mayor salinidad se asocia con una menor producción de nauplios.

9 DISCUSIÓN

La eficiencia de la alimentación de reproductores mostró un crecimiento en el peso promedio de las hembras en los diferentes ciclos y salas, sugiriendo una posible adaptación e incremento en los componentes nutricionales de las dietas suministradas o mejoras en las condiciones de crianza. Chorong & Lee (2018) apoyan esta solución, debido a que en su reciente investigación determinaron que los niveles óptimos de proteína cruda para *L. vannamei* varían entre 32.2% y 35.6% dependiendo de la etapa de crecimiento. En cambio Xia et al. (2010) en su estudio indicó que las dietas con niveles altos en proteínas (43% y 47%) podrían ser óptimo para reproductores de camarón en sistemas de cultivo de alta densidad en ausencia de una alimentación natural.

No se encontraron diferencias significativas en la TCI ($p = 0.6145$) y supervivencia ($p = 0.1997$) en S1 y S2, lo que indica que no hubo efecto positivo al utilizar calamar y artemia junto con el suplemento balanceado como ingrediente principal en las dietas para la maduración y recepción de camarón. Este resultado coincide con el estudio de Carranza et al (1998). HD donde se estableció que se puede sustituir hasta un 50% de artemia adulta, harina de artemia o biomasa de artemia entera por dietas artificial, obteniendo resultados similares en la maduración, cantidad y calidad de desoves, Además. López (2013) indicó que el crecimiento final de *L. vannamei* en el experimento utilizando un sistema de alimentación comercial combinado con cebollino y melaza fue de 9.33 g, mientras que otro sistema con solo melaza alcanzó 7.45 g, con una supervivencia final del 100%.

El análisis de cópulas por hembra mostró una diferencia significativa entre los grupos monitoreados, con una mayor frecuencia en C1S1 alimentada con dieta natural. Esto puede estar influenciado por factores medioambientales y de manejo dentro de la producción. Sin embargo, en

el estudio de Lemus (2019) no se encontraron diferencias significativas ($p = 0.3262$) en la cantidad de hembras copuladas racionadas con dos diferentes alimentos. una dieta peletizada y una dieta natural basada en poliqueto. calamar y artemia. Ahora bien, Gelabert et al. (2003) encontró que complementar el alimento fresco con biomasa de artemia alimentada con *Spirulina* máxima beneficia la maduración de las hembras de *L. setiferus* y *L. schmitti* incrementando hasta 3.5 veces más el número de cópulas/tanque.

Por otro lado, Ríofrío y Molina (2001) evaluaron 3 tratamientos en el rendimiento reproductivo del camarón blanco el primer tratamiento consistió en sustituir el 50% de los alimentos frescos con una dieta artificial (A); el segundo tratamiento incorporó un suplemento de harina de artemia (B); y el tercer tratamiento (C) se basó en el régimen alimenticio de un laboratorio comercial. Se encontraron diferencias significativas $p \leq 0.05$ entre los tratamientos B y C en número de huevos. eclosión y Zoeas 1 ($3.3E+06$).

En la producción de huevos no se encontró una diferencia significativa. pero la cantidad de nauplios por sala varió significativamente. esto también corrobora Lemus (2019) en su estudio. donde encontró una cantidad similar de huevos desovados en la producción de reproductores independientemente si son alimentados con una dieta fresca o una dieta con balanceado, pero para la cantidad de nauplios eclosionados se obtuvo una mayor cantidad en la población de camarones que recibió una dieta fresca.

Por su parte, Regueira et al. (1999) evaluaron el efecto de alimentos naturales en combinación con el alimento balanceado NIPPAI para la maduración y reproducción de *L. schmitti*. con resultados efectivos para el tratamiento con NIPPAI con adición de camarón entero produciendo el número más alto (2.42) de desove/hembra/mes. y el más alto número 20.611.200 nauplios/tratamiento. sugiriendo incluir este tratamiento en dietas de adultos reproductores.

No se encontraron diferencias significativas entre los grupos en cuanto a las supervivencia de los reproductores. aunque se observó una mayor supervivencia en el grupo C2S2 (superior al 70%) que recibió una dieta fresca más balanceada. En el estudio realizado por He & Lawrence (1993) se observó que los animales que no se le incorporaba suplementos con vitamina E mostraron una baja tasa de supervivencia, y la mayoría de ellos presentaban un hepatopáncreas opaco.

Estudios experimentales realizados en la Universidad Técnica de Machala evaluaron cuatro dietas (dos alimentos balanceados comerciales y dos alimentos predigeridos de soya) en el crecimiento y la supervivencia de *L. vannamei*, el alimento de balanceado comercial obtuvo mejores resultados en cuanto al crecimiento final después de diez semanas de 11.27 y 9.86 g para el tratamiento de soya, en cuanto a la supervivencia fue del 100 y 80 % respectivamente según Herrera, Mora, Cordero, y Romero (2023).

La buena calidad de la nutrición ha sido repetidamente identificada como un factor crucial para una buena maduración de los penaeidos en cautivero. según revisiones de Harrison (1990). Bray y Lawrence (1992) y Browdy (1992) recomiendan regímenes alimenticios que combinen dietas secas (pellets) con alimentos frescos o frescos-congelados. Una dieta surtida que incluya calamar. ostras. camarón. poliqueto y almeja han demostrado resultados eficientes en términos de crecimiento. tasa de muda y maduración *L. vannamei* y *L. stylirostris*.

En el estudio. se utilizó una dieta similar a la empleada por los investigadores mencionados anteriormente. confirmando los datos obtenidos están dentro de los límites aceptables tanto en el ámbito de la investigación como en la producción de camarón.

10 CONCLUSIONES

- El Tratamiento 2 que estaba constituido de alimento natural y balanceado demostraron ser más eficientes en el desempeño reproductivo de las hembras de *L. vannamei* comparadas con el Tratamiento 1 que contenía exclusivamente dieta natural. Esto se reflejó en el incremento en peso promedio, la frecuencia de cópulas y la cantidad de nauplios producidos.
- No se detectaron diferencias significativas en la tasa de crecimiento a lo largo del período de estudio ni entre los distintos regímenes de tratamiento administrados
- El rendimiento reproductivo de los camarones alimentados con una dieta fresca no tuvo diferencias significativas al rendimiento de una dieta con inclusión de balanceado hasta la producción de huevos, pero sí hubo diferencias significativas en la cantidad de nauplios.
- Los parámetros de calidad de agua registrados constituyen un aspecto fundamental para el mantenimiento de las condiciones ambientales óptimas en el sistema de cultivo de organismos reproductores.

11 RECOMENDACIONES

- Incorporar ingredientes naturales en las formulaciones comerciales y desarrollar suplementos nutricionales específicos para mejorar la eficiencia reproductiva de *L. vannamei*.
- Continuar investigando los componentes específicos de las dietas naturales que benefician el rendimiento de hembras y machos de camarón blanco, y considerar su inclusión en las dietas comerciales
- Implementar sistemas avanzados de monitoreo y control de las condiciones ambientales para asegurar la estabilidad y optimización de los parámetros críticos para la reproducción.

BIBLIOGRAFÍA

- Alfaro-Montoya, J. (2010). Reproductive Biology of Penaeid Shrimps. *Aquaculture Biology Journal*, 229-241. Retrieved 2024, from <https://edepot.wur.nl/196947>
- ÁLVAREZ, M. Á. (2011). EVALUACIÓN DEL DESEMPEÑO REPRODUCTIVO DE DOS ESPECIES DE CAMARONES PENEIDOS (Camarón rojo del Caribe *Farfantopenaeus brasiliensis* y Camarón blanco del Pacífico *Litopenaeus vannamei*) EN UN SISTEMA DE RECIRCULACIÓN DE AGUA. (*Doctoral dissertation, INSTITUTO TECNOLÓGICO DE CONKAL*).
- Anderson, J., Valderrama, D., & Jory, D. (2018). *Analizan y proyectan el crecimiento sostenido de la producción mundial de camarón*. Aquaculture Alliance. Retrieved from <https://www.globalseafood.org/advocate/revision-y-pronostico-de-la-produccion-mundial-de-camaron-crecimiento-constante-por-delante/>
- Angulo Rea, S. E., Cox Conforme, C. A., & León, I. (2021). Control estadístico de parámetros físicoquímicos en el proceso de maduración del camarón para la disminución de su tasa de mortalidad . (*Doctoral dissertation, ESPOL. FCNM*).
- Arcos-Ortega, F. (2022, Abril). *Fisiología y Genética de la capacidad reproductiva del camarón*. Retrieved from Researchgate: https://www.researchgate.net/publication/359849561_Fisiologia_y_Genetica_de_la_capacidad_reproductiva_del_camaron
- Bray, W., & Lawrence, A. (1992). Reproduction of *Penaeus* species in captivity. In A. W. (Ed.). Amsterdam, The Netherlands: Elsevier. Science Publishers B.V.

- Browdy, C. (1999). Reproductive biology of *Penaeus* species: insights into controlled shrimp maturation systems for high-quality nauplii production. In *Proceedings of the Special Session on Shrimp Farming*. (pp. (pp. 20–502).). World Aquaculture Society.
- Byrne, J. (2022, December). *Ecuador and Latin America to continue to drive farmed shrimp supply in 2023*. Retrieved from Feed Navigator:
<https://www.feednavigator.com/Article/2022/12/09/Ecuador-and-Latin-America-to-continue-to-drive-farmed-shrimp-supply-in-2023>
- Cahu, C. (2000). *Shrimp Breeder Diets and Their Impact on Larval Quality*. Retrieved 2024, from
https://www.researchgate.net/publication/228491625_Dietas_para_Reproductores_de_Camaron_y_su_Efecto_en_la_Calidad_Larvaria
- Cámara Nacional de Acuacultura . (2024). *Estadísticas - Cámara Nacional de Acuacultura*.
Cámara Nacional de Acuacultura. Retrieved from <https://www.cna-ecuador.com/estadisticas/>
- Cámara Nacional de Acuacultura. (2020, Enero). *Reporte de Exportaciones Ecuatorianas Totales*. Guayaquil: Cámara Nacional de Acuacultura.
- Carranza, B. R. (1998). *Estudio sobre el uso de dietas artificiales con Artemia adulta en la maduración y reproducción de camarón blanco*. San Pedro de Manglaralto-Guayas: CENAIM ESPOL.
- Ceballos, B. (2016). *AquaDocs*. Retrieved 2024, from Evaluación del potencial reproductivo de camarón blanco:
https://aquadocs.org/bitstream/handle/1834/3416/ceballos_b.pdf?sequence=1&isAllowed

- César Molina Poveda, H. V. (2008). *Estrategias de Alimentación del camarón*. La Paz. Retrieved 2024, from CIBNOR: cibnor.gob.mx/images/stories/biohelis/pdfs/Estrategias-de-alimentacion-en-la-etapa-de-engorda-del-camaron.pdf
- Chorong, L., & Lee, K. J. (2018). Requerimiento proteico de la dieta del camarón blanco del Pacífico *Litopenaeus vannamei* en tres etapas de crecimiento diferentes. *Fish Aquatic Sci*, 21. Retrieved from <https://doi.org/10.1186/s41240-018-0105-0>
- Cobo Abrantes R., L. P. (2018). Aspectos generales sobre el cultivo y la genética del cultivo de camarón blanco del Pacífico. *Investigaciones Pesqueras Cuba*, 35(1), 18-23. Retrieved from <https://aquadocs.org/bitstream/handle/1834/15129/Raudel.pdf?sequence=1>
- Cordovez, J. X. (1996). Tribunal del camarón en la ONU. *Acuicultura del Ecuador*, 17.
- Deokie González, J. C. (2007). Estudios preliminares sobre el uso de pescado en la formulación de dietas para camarón blanco *L. schmitti*. *Revista Científica Maracaibo*, 166-172.
- Desrina, V. M., Verdegem, & Vlak, J. (2018). Evaluación de los poliquetos como posibles vectores de transmisión de patógenos en camarones. *Asian Fisheries Science* 31S 17, 18.
- Doe, J. (2010). Reproductive Biology of Penaeid Shrimps. *Aquaculture Biology Journal*, 4, 229-241. Retrieved 2024
- Elmer Martínez, Y. G. (2023). *Importance of live feed in aquaculture*. Retrieved 2024, from ReserchGate: https://www.researchgate.net/publication/376512587_Importancia_del_alimento_vivo_en_Acuicultura

- Ernesto Goytortúa Bores, K. A. (2023). *Manual para identificación de estados larvales del camarón blanco Litopenaeus vannamei*. La Paz: Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C. Retrieved 2024
- FAO. (1995). Manula de identificación de especies para la pesca en el Pacífico Centro-Oriental. Retrieved from <https://www.researchgate.net/publication/292139039>
- FAO. (2020). *Informe sobre el estado mundial de la pesca y la acuicultura 2020*. doi:<https://doi.org/10.4060/ca9229es>
- Fernández, J. J. (2013). Diagnóstico y predicción del hábitat en la camaronicultura. *Centro de Investigación en Computación*, 435-455. Retrieved 2024
- Ferrada Cofré, P. A. (2018). *Efecto de la ablación ocular sobre el proceso de muda en hembras de camarón de roca, Rhynchocinetes typus*. Milne Edwards, 1837. Retrieved from <http://repositorio.udec.cl/jspui/handle/11594/10678>
- Figueredo, A., Patti, J., & de la Fuente, R. (2019). Evaluación del desempeño reproductivo de una cepa domesticada de *Penaeus vannamei* en una maduración comercial. *AquaTIC*, (53), 18-31.
- Fletcher, R. (2021). *Forging closer links with Ecuador's shrimp sector*. Retrieved from The fish site: <https://thefishsite.com/articles/forging-closer-links-with-ecuadors-shrimp-sector>
- Fraga, I. G. (2002). Evaluación de niveles de proteína y densidades de siembra en el crecimiento del camarón blanco *Litopenaeus schmitti*.
- Hatchery. (2023, Junio). *Shrimp II: Feed and management*. Retrieved from Feed & Management: <https://hatcheryfm.com/shrimp/shrimp-ii-feed-and-management/>

- He, H., & Lawrence, A. (1993). Vitamin E requirement of *Penaeus vannamei*,. *Proyecto de Maricultura de Camarones, Sistema de la Universidad Texas* , Vol 118, 245-255.
- Hendrick Michel, E. (2022). *Taxonomía, biología y zoogeografía de los peneidos de importancia comercial del Pacífico Mexicano*. Retrieved 2024, from <https://1library.co/document/y8glm0x5-taxonom%C3%ADa-biolog%C3%ADa-zoogeograf%C3%ADa-peneidos-importancia-comercial-pac%C3%ADfico-mexicano.html>
- Herrera, J. O., Mora, W. G., Cordero, P. Q., & Romero, O. R. (2023). *Influencia de alimentos comerciales y predigeridos con probióticos en el crecimiento y supervivencia de juveniles de camarón blanco*. *Científico-profesional*, 8(8), 1532-1570.
- Islas, G. V. (2014). *Aspectos reproductivos en machos del camarón blanco del pacífico L. vannamei enfocados en la fisiología de la glándula andrógénica y en la expresión del Gen Lv-IAG así como en el balance energético del espermátforo, concomitantes con el ciclo de muda*. La Paz, Baja California Sur,: Tesis Doctoral. Retrieved from https://cibnor.repositorioinstitucional.mx/jspui/bitstream/1001/533/1/vazquez_g.pdf
- James, A., & Valderrama, D. (2020). *Revisión de la producción mundial de camarones en GOAL 2019*. Retrieved from <https://www.globalseafood.org/advocate/goal-2019-revision-de-la-produccion-mundial-de-camarones/>
- Jar, L. P. (2005). *Fisiología y calidad reproductiva de machos de camarón blanco Litopenaeus schmitti ene condiciones de cautiverio*. Retrieved 2024, from Dspace: http://dspace.cibnor.mx:8080/bitstream/handle/123456789/114/perez_1.pdf?sequence=1&isAllowed=y

- José Francisco Bermudes-Lizárraga, M. N.-S.-H.-P. (2023). Survival, development, and growth of *Penaeus vannamei* larvae fed on traditional and non-traditional diets shrimp larvae feeding. *MVZ Cordoba*, 28. doi:10.21897/rmvz.2682
- L, R., Mascaró, M., Soto, L., & Rosas, C. (2003). Efecto de la inclusión de biomasa de *Artemia franciscana* en la dieta de *Litopenaeus setiferus* and *L. schmitti* en bancos de reproductores. *Revista de investigaciones marinas*, 24 (1), 29-40.
- Lemus, A. V. (2019). Evaluación comparativa del rendimiento reproductivo de *L. vannamei* alimentado con una dieta fresca y peletizada . *Escuela Agrícola Panamericana. Tesis Doctoral*.
- López López, L. G. (2013). *Crecimiento de los camarones Litopenaeus Vannamei en etapa de juveniles en dos sistemas de alimentación: 1. Dieta comercial combinada con melaza y 2. Dieta comercial mezclada con semolina y melaza* . Doctoral dissertation.
- María de los Ángeles Peralta Martínez, I. M.-J. (2013). Morfología del sistema reproductor y del espermatóforo del camarón blanco, Hidrobiológica . *Hidrobiológica*, 23(233), 313-319.
Retrieved from
https://www.researchgate.net/publication/282328631_Morfologia_del_sistema_reproductor_y_del_espermatoforo_de_Litopenaeus_vannamei_camaron_blanco_del_Pacifico
- Martínez, E., & Dupré, A. (2015). Transferencia de espermatóforos en el camarón *Rhynchocinetes typus* (Caridea: Rhynchocinetidae). *Latin american journal of aquatic research*, 265-269. Retrieved from
https://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0718-560X2010000200011

- Mayte González Ferriol, J. L. (2018). Endocrinología de la reproducción en crustáceos decápodos (Crustacea: Decapoda): Avances científicos y perspectivas futuras. *REVISTA DE INVESTIGACIONES MARINAS*, 1-27. Retrieved 2024, from <https://biblat.unam.mx/hevila/Revistadeinvestigacionesmarinas/2018/vol38/no2/1.pdf>
- Miranda, I., Valles, J., Sánchez, R., & Álvarez, Z. (2010). Cultivo del camarón marino *Litopenaeus vannamei* en agua dulce. *Centro de Investigaciones Marinas*.
- Molina, C., & al, e. (2020, Septiembre). *Mejora de la Eficiencia en Alimentos Iniciadores para Camarones*. Retrieved from AquaFeed: <https://aquafeed.co/entrada/mejora-de-la-eficiencia-en-alimentos-iniciadores-para-camarones-22986>
- Morales Toruño, G. E., & Cortez Vanegas, R. D. (2015). Efecto de dos dietas: comercial 25% de proteína experimental 20% de proteína más melaza, sobre el crecimiento de los camarones juveniles *Litopenaeus vannamei* en sistema semi-intensivo. (*Doctoral dissertation*).
- Muñoz, V. M. (2022). Análisis de la calidad de agua en cultivos de Larvas de camarón aplicando índice de calidad de agua (ICA). Retrieved from <https://repositorio.upse.edu.ec/handle/46000/8857>
- Ogle, J. T. (2003). Maturation of *Penaeus vannamei* based on a survey. Gulf Research Reports.
- Peralta Martínez, M. d.-J. (2013). Descripción morfológica del sistema reproductor y del espermatóforo del camarón blanco del Pacífico. *Hidrobiológica*, 23, 313-319. Retrieved 2024, from https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0188-88972013000300004

- Peralta Martínez, M. d.-J. (2017). Estudio de la morfología del sistema Reproductor y del espermatóforo del camarón blanco del Pacífico . *HIDROBIOLÓGICA*, 23(3), 313-319.
Retrieved from <https://hidrobiologica.izt.uam.mx/index.php/revHidro/article/view/650>
- Pérez-Farfante, I. &. (1997). Keys and diagnoses for the families and genera Penaeoid and sergestoid shrimps and prawns of the world. In *Muséum National d'Histoire Naturelle*, 175, 23.
- Ponce, B. O. (2005). Establecimiento de sistemas de control de calidad en el laboratorio de reproducción y mejoramiento de camarones texcumar SA, San Pablo, Ecuador .
(*Doctoral dissertation, Zamorano: Escuela Agrícola Panamericana*).
- PROAQUA. (2017). *PROAQUA*. Retrieved from PROAQUA Mexico: <https://proaqua.mx/blog-y-noticias/alimentacion-para-los-reproductores-de-camarn-/>
- Radobank. (2023, december). *Rabobank: Global shrimp production to have a record in 2023*.
Retrieved from Feed & Additive: <https://www.feedandadditive.com/rabobank-global-shrimp-production-to-have-a-record-in-2023/>
- Regueira, E., Tizol, R., & Artiles, M. A. (1999). Influencia de los alimentos naturales en la maduración y producción del camarón blanco *Penaeus schmitti*. *Boletín del Centro de Investigaciones Biológicas*, 33 (3).
- Reyes Avalos, W., Medina Morillo, M., & Vásquez Mori, J. (2023). Desarrollo morfológico del aéndice masculino del camarón de agua dulce *Macrobrachium caementarius*. 87.
doi:<http://dx.doi.org/10.4067/S0717-65382023000200158>

- Sandoval, G. L. (2021). *Comparativo larval entre diferentes maduraciones INCAMAR, San Pablo*. Retrieved from Repositorio UPSE:
<https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/6585/1/UPSE-TBM-2021-0007.pdf>
- Scelzo, M. A. (2016). Biología reproductiva del langostino y del camarón de las aguas marinas argentinas. *El mar argentino y sus recursos pesqueros*, 71-88. Retrieved 2024, from
https://www.researchgate.net/publication/309766034_BIOLOGIA_REPRODUCTIVA_DEL_LANGOSTINO_Y_DEL_CAMARON_DE_LAS_AGUAS_MARINAS_ARGENTINAS
- Silberio García Sánchez, A. J. (2018). Variables fisicoquímicas ambientales que afectan la acuicultura del camarón *Litopenaeus vannamei*. *Revista Mexicana de Agroecosistemas*, 135-155. Retrieved 2024
- Toral, L. C. (2016). *Conceptos ligados a la maduración del camarón*. Retrieved from Balanceados Nova S.A : <https://www.balnova.com/conceptos-ligados-a-la-maduracion-del-camaron/#:~:text=Las%20feromonas%20son%20mol%C3%A9culas%20esteroides%20que%20las%20hembras%2C,y%20en%20el%20reconocimiento%20intraespecie%2C%20durante%20la%20migraci%C3%B3n>.
- Torres, R. G. (2011). *Análisis del órgano genital del camarón blanco del Pacífico Litopenaeus vannamei, con énfasis en la glándula androgénica*. Retrieved 2024, from CIBNOR Repositorio: <http://cibnor.repositorioinstitucional.mx/jspui/handle/1001/485>
- Treece, G., & Yates, M. (1988). *Manual de laboratorio para el cultivo de larvas de camarón penaeoideo*. Marine advisory service Sea Grant College Program Texas A&M.

- Tsai García-Galano, O. C.-F. (2015). Nutrición del camarón blanco *Litopenaeus schmitti* Burkenroad: 25 años de investigación. *Investigaciones Marinas*, 24-40. Retrieved from <https://biblat.unam.mx/hevila/Revistadeinvestigacionesmarinas/2015/vol35/no2/2.pdf>
- Urbano, T. (2019). *Cultivo de camarón: cómo se hace, tipos y proceso*. Retrieved from Agrotendencia: <https://agrotendencia.tv/agropedia/acuicultura/cultivo-del-camaron-marino/>
- Valverde, M., & Alfaro, M. (2014). Productividad y rentabilidad del cultivo de camarones marino en el Golfo de Nicoya, Costa Rica.
- Wouters, R., & Sorgeloos, P. (2001). Nutrición de reproductores de camarón peneido, revisión actualizada sobre investigación y desarrollo. 202, 1–21.
- Xia, S., Li, Y., Wang, W., Rajkumar, M., Kumaraguru Vasagam, K., & Wang, H. (2010). Influencia de los niveles de proteína dietética en el crecimiento, digestibilidad, actividad de enzimas digestivas y tolerancia al estrés en camarón blanco, criado en ensayos de tanques de alta densidad. *Aquaculture Research*, 41, 1845-1854. Retrieved from <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2010.02585.x>
- Yano, I., Kanna, R. A., Oyama, R. N., & Wyban, J. A. (1998). Mating behavior in the penaeid the penaeid shrimp *Penaeus vannamei*. *Mar. Biol.*

12 ANEXOS

Anexo 1.

Prueba de Shapiro wilks en variables de reproducción.

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
Edad en días (Hembras)	122	70,59	15,71	0,88	<0,0001
Edad en días (Machos)	122	89,74	25,84	0,92	<0,0001
Población (Hembras)	122	1434,78	390,18	0,87	<0,0001
Población (Machos)	122	1303,67	277,88	0,77	<0,0001
Población Total	122	2738,45	662,87	0,82	<0,0001
Mortalidad Hembras	122	10,00	6,30	0,93	<0,0001
Mortalidad Machos	122	2,48	2,30	0,86	<0,0001
Cópulas	122	76,10	57,05	0,89	<0,0001
Total Huevos	92	20642391,30	8752647,75	0,93	<0,0001
Total Nauplios	92	14177173,91	6044852,56	0,94	<0,0001
Tasa Eclosión	92	68,41	2,75	0,95	0,0116
Huevos/Hembra	92	204286,77	15062,64	0,99	0,9232
Nauplios/Hembra	92	139706,25	10986,03	0,96	0,0710
Peso promedio	16	35,96	4,61	0,95	0,7362
Ritmo de crecimiento	16	1,03	0,09	0,64	<0,0001
Población inicial	4	2669,75	721,52	0,89	0,4219
Población final	4	2926,25	763,07	0,82	0,1398
% Supervivencia	4	82,52	14,60	0,87	0,2970
Temperatura (°C)	122	28,58	0,22	0,97	0,0846
Oxígeno (mg/L)	122	4,32	0,08	0,74	<0,0001
Salinidad (ppt)	122	33,23	0,64	0,75	<0,0001

Anexo 2.

Análisis de varianza y prueba de Tukey de peso promedio.

Medidas resumen

ciclol	salal	Variable	n	Media	D.E.	CV	Mín	Máx
1	1	Peso promedio	4	32,63	2,56	7,83	29,30	35,20
1	2	Peso promedio	4	31,83	2,85	8,96	28,10	34,90
2	1	Peso promedio	4	40,10	3,02	7,54	36,70	43,70
2	2	Peso promedio	4	39,28	2,68	6,81	36,20	42,30

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Peso promedio	16	0,71	0,66	7,43

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	225,40	2	112,70	15,77	0,0003
ciclol	222,76	1	222,76	31,18	0,0001
salal	2,64	1	2,64	0,37	0,5537
Error	92,88	13	7,14		
Total	318,28	15			

Test:Tukey Alfa=0,05 DMS=2,88732

Error: 7,1449 gl: 13

ciclol Medias n E.E.

2	39,69	8	0,95	A
1	32,23	8	0,95	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Test:Tukey Alfa=0,05 DMS=2,88732

Error: 7,1449 gl: 13

salal Medias n E.E.

1	36,36	8	0,95	A
2	35,55	8	0,95	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Anexo 3.

Análisis de varianza y prueba de Tukey de Ritmo de crecimiento.

Medidas resumen

ciclol	salal	Variable	n	Media	D.E.	Min	Máx
1	1	Ritmo de crecimiento	4	1,06	0,03	1,04	1,10
1	2	Ritmo de crecimiento	4	1,01	0,14	0,80	1,12
2	1	Ritmo de crecimiento	4	1,06	0,01	1,05	1,06
2	2	Ritmo de crecimiento	4	1,00	0,11	0,83	1,06

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Ritmo de crecimiento	16	0,13	0,00	8,44

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0,01	2	0,01	0,97	0,4055
ciclol	2,3E-04	1	2,3E-04	0,03	0,8656
salal	0,01	1	0,01	1,91	0,1906
Error	0,10	13	0,01		
Total	0,11	15			

Test:Tukey Alfa=0,05 DMS=0,09387

Error: 0,0076 gl: 13

ciclol	Medias	n	E.E.
1	1,03	8	0,03 A
2	1,03	8	0,03 A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Test:Tukey Alfa=0,05 DMS=0,09387

Error: 0,0076 gl: 13

salal	Medias	n	E.E.
1	1,06	8	0,03 A
2	1,00	8	0,03 A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Anexo 4.

Análisis de varianza y prueba de Tukey de Tasa de crecimiento.

Medidas resumen

Sala	Variable	n	Media	D.E.	Mín	Máx
1,00	tasa de crecimiento	6	1,72	0,13	1,50	1,90
2,00	tasa de crecimiento	6	1,75	0,08	1,60	1,80

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
tasa de crecimiento	12	0,03	0,00	6,41

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	3,3E-03	1	3,3E-03	0,27	0,6145
Sala	3,3E-03	1	3,3E-03	0,27	0,6145
Error	0,12	10	0,01		
Total	0,13	11			

Test: Tukey Alfa=0,05 DMS=0,14286

Error: 0,0123 gl: 10

Sala Medias n E.E.

2,00 1,75 6 0,05 A

1,00 1,72 6 0,05 A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Anexo 5.

Análisis de varianza y prueba de Tukey de Supervivencia.

Medidas resumen

CICLOS	SALAS	Variable	n	Media	D.E.	Min	Máx
1	1	% Supervivencia	1	72,06	0,00	72,06	72,06
1	2	% Supervivencia	1	91,76	0,00	91,76	91,76
2	1	% Supervivencia	1	68,23	0,00	68,23	68,23
2	2	% Supervivencia	1	98,03	0,00	98,03	98,03

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
% Supervivencia	4	0,96	0,88	6,12

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	614,05	2	307,03	12,04	0,1997
SALAS	612,56	1	612,56	24,02	0,1281
CICLOS	1,49	1	1,49	0,06	0,8491
Error	25,50	1	25,50		
Total	639,55	3			

Test: Tukey Alfa=0,05 DMS=0,00000

Error: 25,5025 gl: 1

SALAS Medias n E.E.

2	94,90	2	3,57	A
1	70,15	2	3,57	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Test: Tukey Alfa=0,05 DMS=0,00000

Error: 25,5025 gl: 1

CICLOS Medias n E.E.

2	83,13	2	3,57	A
1	81,91	2	3,57	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Anexo 6.

Prueba de Kruskal-Wallis y Dunn de Cópulas

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	Ciclo	Sala	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Cópulas	1	1	30	109,50	65,05	137,00	14,35	0,0022
Cópulas	1	2	30	63,27	36,89	69,00		
Cópulas	2	1	31	71,13	63,26	70,00		
Cópulas	2	2	31	61,16	46,71	79,00		

```
Console Terminal x Background Jobs x
R 4.4.0 · ~/
>
> # Crear el dataframe con los datos ajustados
> datos <- data.frame(Sala = sala, Ciclo = ciclo, Copulas = copulas)
>
> # Realizar la prueba de Dunn
> resultado_dunn <- dunn.test(datos$Copulas, g = paste(datos$Sala, datos$Ciclo, s
ep = "_"), method = "bonferroni")
Kruskal-wallis rank sum test

data: x and group
Kruskal-Wallis chi-squared = 12.6881, df = 3, p-value = 0.01

Comparison of x by group
(Bonferroni)
Col Mean-|
Row Mean |      1_1      1_2      2_1
-----|-----
1_2 | 2.592439
      0.0286
2_1 | 2.767639 0.382942
      0.0169* 1.0000
2_2 | 3.051468 0.666770 0.264229
      0.0068* 1.0000 1.0000

alpha = 0.05
Reject Ho if p <= alpha/2
>
> # Mostrar los resultados
> print(resultado_dunn)
#>?
#>?
```

Anexo 7.

Análisis de varianza y prueba de Tukey de Huevos / h.

Medidas resumen

Ciclo	Sala	Variable	n	Media	D.E.	Mín	Máx
1	1	Huevos/Hembra	25	202139,52	12481,32	165217,00	233333,00
1	2	Huevos/Hembra	25	199241,60	18004,97	161538,00	237097,00
2	1	Huevos/Hembra	21	210444,33	17193,65	185535,00	250758,00
2	2	Huevos/Hembra	21	206691,62	8790,75	190083,00	222222,00

Huevos/♀

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Huevos/♀	92	0,08	0,06	7,15

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	1665117557,44	2	832558778,72	3,90	0,0237
Ciclo	1416442828,91	1	1416442828,91	6,64	0,0116
Sala	248674728,53	1	248674728,53	1,17	0,2831
Error	18981244880,76	89	213272414,39		
Total	20646362438,21	91			

Test:Tukey Alfa=0,05 DMS=6073,58091

Error: 213272414,3906 gl: 89

Ciclo	Medias	n	E.E.	
2	208567,98	42	2253,42	A
1	200690,56	50	2065,30	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0,05)

Test:Tukey Alfa=0,05 DMS=6050,57484

Error: 213272414,3906 gl: 89

Sala	Medias	n	E.E.	
1	206273,34	46	2157,32	A
2	202985,19	46	2157,32	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes (p > 0,05)

Anexo 8.

Análisis de varianza y prueba de Tukey de Nauplios / h.

Medidas resumen

Ciclo	Sala	Variable	n	Media	D.E.	Mín	Máx
1	1	Nauplios/Hembra	25	136545,04	9900,92	100000,00	148193,00
1	2	Nauplios/Hembra	25	136567,00	13089,51	109615,00	165323,00
2	1	Nauplios/Hembra	21	142130,67	11421,71	123256,00	166667,00
2	2	Nauplios/Hembra	21	144782,38	6117,49	133058,00	156522,00

Nauplios/♀

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Nauplios/♀	92	0,10	0,08	7,53

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	1121282349,54	2	560641174,77	5,06	0,0083
Ciclo	1086908705,79	1	1086908705,79	9,81	0,0024
Sala	34373643,75	1	34373643,75	0,31	0,5789
Error	9861770969,71	89	110806415,39		
Total	10983053319,25	91			

Test:Tukey Alfa=0,05 DMS=4377,84047

Error: 110806415,3900 gl: 89

Ciclo	Medias	n	E.E.	
2	143456,52	42	1624,27	A
1	136556,02	50	1488,67	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Test:Tukey Alfa=0,05 DMS=4361,25768

Error: 110806415,3900 gl: 89

Sala	Medias	n	E.E.	
2	140617,52	46	1555,00	A
1	139395,02	46	1555,00	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0,05$)

Anexo 9.

Prueba de Kruskal-Wallis y Dunn de Eclosión.

Prueba de Kruskal Wallis

Variable	Ciclo	Sala	N	Medias	D.E.	Medianas	H	p
Tasa Eclosión 1	1	1	25	67,58	3,52	68,59	17,49	0,0006
Tasa Eclosión 1	2	2	25	68,56	2,72	68,57		
Tasa Eclosión 2	1	1	21	67,56	1,41	67,61		
Tasa Eclosión 2	2	2	21	70,08	2,03	70,41		

```
Source
Console Terminal x Background Jobs x
R 4.4.0 · ~/
> kruskal_test <- kruskal.test(Eclosion ~ paste(Sala, Ciclo, sep = "_"), data = d
atos_eclosion)
>
> # Realizar la prueba de Dunn con corrección de Bonferroni
> library(dunn.test)
> resultado_dunn_eclosion <- dunn.test(datos_eclosion$Eclosion, g = paste(datos_e
closion$Sala, datos_eclosion$Ciclo, sep = "_"), method = "bonferroni")
Kruskal-wallis rank sum test

data: x and group
Kruskal-wallis chi-squared = 6.1657, df = 3, p-value = 0.1

Comparison of x by group
(Bonferroni)
Col Mean-|
Row Mean |      1_1      1_2      2_1
-----|-----
1_2 |      1.555636
      0.3594
2_1 |     -0.047222     -1.478200
      1.0000      0.4181
2_2 |     -0.972681     -2.403658     -0.861554
      0.9921      0.0487      1.0000

alpha = 0.05
Reject Ho if p <= alpha/2
>
> # Mostrar los resultados de Kruskal-wallis
> print(kruskal_test)
```

Anexo 10.

Coefficiente de correlación de variables parámetros fisicoquímicos.

Coefficientes de correlación

Correlación de Pearson: Coeficientes\probabilidades

	Temperatura (°C)	Oxígeno (mg/L)	Salinidad (ppt)	Tasa Eclosión	Total Huevos	Total Nauplios
Temperatura (°C)	1,00	0,03	0,03	0,75	0,08	0,09
Oxígeno (mg/L)	0,20	1,00	0,66	0,18	0,29	0,35
Salinidad (ppt)	-0,20	-0,04	1,00	0,90	0,01	0,01
Tasa Eclosión	-0,03	0,14	-0,01	1,00	0,02	3,5E-03
Total Huevos	-0,18	-0,11	-0,26	0,23	1,00	0,00
Total Nauplios	-0,18	-0,10	-0,25	0,30	1,00	1,00

Anexo 11.

Coefficiente de correlación de Temperatura y eclosión

Análisis de regresión lineal

Variable	N	R ²	R ² Aj	ECMP	AIC	BIC
Temperatura (°C)	92	1,2E-03	0,00	0,05	-12,12	-4,55

Coefficientes de regresión y estadísticos asociados

Coef	Est.	E.E.	LI(95%)	LS(95%)	T	p-valor	CpMallows	VIF
const	28,74	0,58	27,59	29,89	49,65	<0,0001		
Tasa Eclosión	-2,7E-03	0,01	-0,02	0,01	-0,32	0,7460	0,11	1,00

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0,01	1	0,01	0,11	0,7460
Tasa Eclosión	0,01	1	0,01	0,11	0,7460
Error	4,42	90	0,05		
Total	4,43	91			

Anexo 12.

Coefficiente de correlación de Oxígeno y Total Huevos

Análisis de regresión lineal

Variable	N	R ²	R ² Aj	ECMP	AIC	BIC
Oxígeno (mg/L)	92	0,01	1,7E-03	0,01	-216,70	-209,14

Coefficientes de regresión y estadísticos asociados

Coef	Est.	E.E.	LI (95%)	LS (95%)	T	p-valor	CpMallows	VIF
const	4,34	0,02	4,30	4,38	221,74	<0,0001		
Total Huevos	-9,4E-10	8,7E-10	-2,7E-09	8,0E-10	-1,07	0,2859	1,15	1,00

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	0,01	1	0,01	1,15	0,2859
Total Huevos	0,01	1	0,01	1,15	0,2859
Error	0,48	90	0,01		
Total	0,48	91			

Anexo 13.

Coefficiente de correlación de Salinidad y Total Nauplios

Análisis de regresión lineal

Variable	N	R ²	R ² Aj	ECMP	AIC	BIC
Salinidad (ppt)	92	0,06	0,05	0,47	191,12	198,68

Coefficientes de regresión y estadísticos asociados

Coef	Est.	E.E.	LI (95%)	LS (95%)	T	p-valor	CpMallows	VIF
const	33,70	0,18	33,35	34,06	188,64	<0,0001		
Total Nauplios	-2,9E-08	1,2E-08	-5,2E-08	-5,9E-09	-2,50	0,0144	6,23	1,00

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo	2,79	1	2,79	6,23	0,0144
Total Nauplios	2,79	1	2,79	6,23	0,0144
Error	40,29	90	0,45		
Total	43,08	91			

Anexo 14.

Reportes diarios de maduración CISI

Sala	Ciclo	Edad (días) H	Edad (días) M	Población H	Población M	P Total	Mortalidad H	Mortalidad M	Cópulas H	Cópulas %	Total huevos	Total nauplios	Tasa Eclosión	Huevos/h	Nauplios/H	T (°C)	O (mg/L)	S (ppt)
1	1	93	137	1659	1463	3122	16	4	166	10%	35400000	24600000	69.49	213253	148193	28.8	4.6	33
1	1	70	138	1689	1457	3146	14	6	132	8%	26700000	18800000	70.41	202273	142424	28.7	4.4	34
1	1	71	139	1667	1454	3121	22	3	0	0%						28.6	4.3	33
1	1	72	140	1644	1446	3090	23	8	38	2%	7400000	4700000	63.51	194737	123684	28.7	4.3	34
1	1	73	132	1622	1455	3077	22	3	165	10%	34200000	24300000	71.05	207273	147273	28.8	4.3	33
1	1	74	126	1498	1339	2837	22	3	130	9%	27700000	18500000	66.79	213077	142308	28.6	4.3	33
1	1	75	117	1706	1491	3197	25	5	131	8%	26500000	18700000	70.57	202290	142748	28.6	4.3	33
1	1	76	118	1696	1486	3182	10	5	153	9%	32800000	21200000	64.63	214379	138562	28.5	4.3	33
1	1	77	119	1682	1484	3166	14	2	142	8%	27300000	18000000	65.93	192254	126761	28.3	4.2	33
1	1	78	120	1668	1478	3146	14	6	174	10%	35100000	24100000	68.66	201724	138506	28.5	4.2	32
1	1	72	121	1644	1501	3145	24	3	151	9%	32100000	21200000	66.04	212583	140397	28.2	4.2	33
1	1	80	122	1627	1499	3126	17	2	144	9%	27500000	19100000	69.45	190972	132639	28.2	4.3	33
1	1	81	108	1652	1508	3160	11	2	128	8%	25900000	18100000	69.88	202344	141406	28.8	4.3	34
1	1	82	109	1645	1503	3148	7	5	23	1%	3800000	2300000	60.53	165217	100000	28.8	4.3	34
1	1	83	110	1499	1364	2863	14	0	0	0%						28.9	4.3	33
1	1	84	111	1609	1497	3106	15	5	131	8%	26400000	18600000	70.45	201527	141985	28.8	4.3	33
1	1	85	112	1588	1492	3080	21	5	144	9%	27300000	18600000	68.13	189583	129167	28.5	4.3	34
1	1	86	113	1560	1488	3048	28	4	163	10%	32100000	20800000	64.80	196933	127607	28.6	4.3	34
1	1	81	114	1763	1482	3245	19	6	159	9%	33100000	22900000	69.18	208176	144025	28.7	4.3	33
1	1	81	114	1248	1006	2254	12	3	0	0%						28.7	4.3	33
1	1	81	114	1605	1372	2977	22	4	47	3%	9500000	6400000	67.37	202128	136170	28.7	4.3	33
1	1	88	97	1578	1370	2948	27	2	131	8%	26200000	18300000	69.85	200000	139695	28.7	4.3	33
1	1	84	92	1726	1495	3221	12	5	0	0%						28.6	4.3	33
1	1	85	93	1718	1493	3211	8	2	0	0%						28.4	4.3	33
1	1	77	72	1204	1027	2231	8	4	146	12%	28800000	20200000	70.14	197260	138356	28.3	4.3	34
1	1	87	82	1693	1510	3203	9	1	175	10%	33500000	24400000	72.84	191429	139429	28.3	4.3	34
1	1	88	83	1778	1615	3393	4	0	27	2%	6300000	3600000	57.14	233333	133333	28.5	4.3	33
1	1	89	84	1823	1638	3461	9	4	171	9%	33600000	23000000	68.45	196491	134503	28.2	4.3	32
1	1	90	85	1813	1637	3450	10	1	150	8%	31900000	20900000	65.52	212667	139333	27.9	4.3	33
1	1	91	86	1809	1636	3445	4	1	164	9%	34700000	23800000	68.59	211585	145122	28.3	4.3	34

Anexo 15.

Reportes diarios de maduración CIS2

Sala	Ciclo	Edad (días) H	Edad (días) M	Población H	Población M	P Total	Mortalidad H	Mortalidad M	Cópulas H	Cópulas %	Total huevos	Total nauplios	Tasa Eclosión	Huevos/h	Nauplios/H	T (°C)	O (mg/L)	S (ppt)
2	1	74	115	899	1020	1919	7	3	95	11%	21000000	13800000	65.71	221053	145263	28.5	4.5	34
2	1	75	116	919	1020	1939	7	0	86	9%	15900000	10900000	68.55	184884	126744	28.4	4.4	35
2	1	75	117	913	1019	1932	6	1	0	0%						28.3	4.3	33
2	1	83	127	902	1018	1920	11	1	32	4%	7100000	4700000	66.20	221875	146875	28.5	4.3	33
2	1	84	128	897	1018	1915	5	0	124	14%	29400000	20500000	69.73	237097	165323	28.4	4.2	34
2	1	85	116	882	1048	1930	15	3	134	15%	28500000	19100000	67.02	212687	142537	28.4	4.2	34
2	1	86	105	904	1047	1951	12	3	81	9%	17200000	11800000	68.60	212346	145679	28.2	4.3	32
2	1	87	106	894	1046	1940	10	1	64	7%	11100000	7200000	64.86	173438	112500	28.3	4.3	34
2	1	88	107	883	1043	1926	11	3	36	4%	7200000	4800000	66.67	200000	133333	28.4	4.2	34
2	1	89	108	877	1043	1920	6	0	77	9%	17300000	11800000	68.21	224675	153247	28.4	4.2	34
2	1	87	100	941	1046	1987	11	1	74	8%	15000000	10100000	67.33	202703	136486	28.6	4.3	33
2	1	88	101	925	1044	1969	16	2	87	9%	18000000	12200000	67.78	206897	140230	28.5	4.4	33
2	1	89	102	950	1044	1994	18	0	72	8%	14100000	9900000	70.21	195833	137500	28.3	4.3	35
2	1	90	103	940	1040	1980	10	4	52	6%	9300000	5700000	61.29	178846	109615	28.6	4.3	34
2	1	91	104	927	1040	1967	13	0	0	0%						28.6	4.4	33
2	1	92	105	913	1040	1953	14	0	69	8%	12800000	9100000	71.09	185507	131884	28.4	4.3	33
2	1	93	106	896	1039	1935	17	1	67	7%	11700000	8100000	69.23	174627	120896	28.6	4.3	35
2	1	94	107	889	1038	1927	7	1	78	9%	16300000	10700000	65.64	208974	137179	28.4	4.3	34
2	1	78	108	1158	1033	2191	9	1	47	4%	9100000	6200000	68.13	193617	131915	28.5	4.3	34
2	1	78	108	1145	1033	2178	13	0	0	0%						28.6	4.3	33
2	1	80	110	1131	1031	2162	14	2	53	5%	10000000	7000000	70.00	188679	132075	28.6	4.3	34
2	1	81	111	1127	1030	2157	4	1	102	9%	20300000	14400000	70.94	199020	141176	28.6	4.3	33
2	1	82	112	1120	1028	2148	7	2	0	0%						28.5	4.3	33
2	1	83	113	1115	1028	2143	5	0	0	0%						28.5	4.3	34
2	1	84	114	1111	1028	2139	4	0	65	6%	10500000	7500000	71.43	161538	115385	28.4	4.3	35
2	1	85	115	1100	1028	2128	11	0	119	11%	23100000	17200000	74.46	194118	144538	28.6	4.3	34
2	1	85	115	1186	1038	2224	7	3	69	6%	13000000	9000000	69.23	188406	130435	28.4	4.4	33
2	1	65	80	1192	1089	2281	6	2	90	8%	19700000	14000000	71.07	218889	155556	28	4.3	34
2	1	66	81	1179	1083	2262	13	6	71	6%	14000000	9600000	68.57	197183	135211	28.4	4.3	34
2	1	67	82	1157	1073	2230	22	10	54	5%	10700000	7700000	71.96	198148	142593	28.4	4.3	35

Anexo 16.

Reportes diarios de maduración C2S1

Sala	Ciclo	Edad (días) H	Edad (días) M	Población H	Población M	P Total	Mortalidad H	Mortalidad M	Cópulas H	Cópulas %	Total huevos	Total nauplios	Tasa Eclosión	Huevos/h	Nauplios/H	T (°C)	O (mg/L)	S (ppt)
1	2	92	87	1796	1635	3431	13	1	0	0%						28.9	4.7	33
1	2	82	88	1841	1607	3448	2	1	70	4%	16200000	11200000	69.14	231429	160000	28.8	4.4	33
1	2	78	78	1956	1629	3585	3	2	0	0%						28.8	4.3	33
1	2	79	79	1948	1658	3606	8	1	28	1%	6100000	3900000	63.93	217857	139286	28.9	4.4	33
1	2	80	80	1942	1655	3597	6	3	182	9%	35000000	24000000	68.57	192308	131868	29	4.3	33
1	2	81	81	1782	1525	3307	6	3	112	6%	26300000	18100000	68.82	234821	161607	28.9	4.3	33
1	2	82	82	1962	1722	3684	5	1	120	6%	26500000	17700000	66.79	220833	147500	28.8	4.3	32
1	2	83	83	1954	1721	3675	8	1	0	0%						28.7	4.3	33
1	2	84	84	1943	1717	3660	11	4	0	0%						28.5	4.2	33
1	2	85	85	1931	1711	3642	12	6	83	4%	17500000	11900000	68.00	210843	143373	28.7	4.2	32
1	2	86	86	1925	1710	3635	6	1	147	8%	30100000	20500000	68.11	204762	139456	28.4	4.2	33
1	2	87	87	1914	1706	3620	11	4	146	8%	28900000	20000000	69.20	197945	136986	29	4.3	33
1	2	79	88	1946	1704	3650	11	2	0	0%						29	4.3	33
1	2	45	89	1982	1718	3700	8	0	86	4%	17200000	11600000	67.44	200000	134884	28.9	4.4	33
1	2	46	90	1708	1519	3227	9	3	0	0%						29.1	4.4	33
1	2	47	56	1976	1689	3665	7	1	50	3%	10900000	7400000	67.89	218000	148000	29	4.3	33
1	2	48	31	1970	1694	3664	8	3	43	2%	8700000	5900000	67.82	202326	137209	28.7	4.3	33
1	2	49	32	1963	1686	3649	7	8	99	5%	20300000	13600000	67.00	205051	137374	28.8	4.3	33
1	2	50	33	1952	1676	3628	11	10	43	2%	8000000	5300000	66.25	186047	123256	28.9	4.4	33
1	2	51	34	1330	1161	2491	3	4	25	2%	5500000	3700000	67.27	220000	148000	28.9	4.3	33
1	2	52	35	1947	1670	3617	1	0	0	0%						29	4.3	33
1	2	53	36	1943	1666	3609	4	4	0	0%						28.8	4.3	33
1	2	54	37	1942	1665	3607	1	1	0	0%						28.7	4.3	32
1	2	47	38	1975	1665	3640	2	0	132	7%	33100000	22000000	66.47	250758	166667	28.6	4.3	33
1	2	48	39	1971	1664	3635	4	1	159	8%	29500000	19700000	66.78	185535	123899	28.4	4.3	33
1	2	43	40	2088	1694	3782	6	4	138	7%	31200000	20900000	66.99	226087	151449	28.5	4.3	33
1	2	44	41	2068	1688	3756	20	6	150	7%	28000000	19400000	69.29	186667	129333	28.6	4.3	33
1	2	45	42	2053	1685	3738	15	3	139	7%	28300000	19800000	69.96	203597	142446	28.4	4.4	32
1	2	46	43	2047	1683	3730	6	2	156	8%	31800000	21500000	67.61	203846	137821	28.1	4.3	33
1	2	47	44	2038	1682	3720	9	1	0	0%						28.5	4.4	34
1	2	48	45	2033	1681	3714	5	1	97	5%	21400000	14000000	65.42	220619	144330	28.5	4.4	34

Anexo 17.

Reportes diarios de maduración C2S2

Sala	Ciclo	Edad (días) H	Edad (días) M	Población H	Población M	P Total	Mortalidad H	Mortalidad M	Cópulas H	Cópulas %	Total huevos	Total nauplios	Tasa Eclosión	Huevos/h	Nauplios/H	T (°C)	O (mg/L)	S (ppt)
2	2	68	83	1138	1069	2207	19	4	0	0%						28.6	4.5	33
2	2	69	84	1118	1067	2185	20	2	104	9%	21900000	15900000	72.60	210577	152885	28.5	4.4	33
2	2	60	73	1123	1078	2201	12	1	0	0%						28.5	4.4	33
2	2	61	74	1113	1097	2210	10	1	89	8%	19500000	13200000	67.69	219101	148315	28.6	4.3	33
2	2	62	75	1108	1091	2199	5	6	116	10%	23400000	16700000	71.37	201724	143966	28.6	4.2	33
2	2	63	76	1101	1086	2187	7	5	89	8%	19300000	13700000	70.98	216854	153933	28.6	4.3	33
2	2	64	77	1088	1086	2174	13	0	89	8%	19400000	13600000	70.10	217978	152809	28.4	4.3	32
2	2	65	78	1073	1081	2154	15	5	0	0%						28.5	4.3	33
2	2	66	79	1057	1078	2135	16	3	0	0%						28.6	4.2	33
2	2	67	80	1043	1072	2115	14	6	70	7%	14100000	9900000	70.21	201429	141429	28.5	4.3	33
2	2	68	81	1038	1062	2100	5	10	73	7%	14800000	10400000	70.27	202740	142466	28.4	4.6	33
2	2	60	82	1125	1070	2195	9	4	118	10%	24000000	17100000	71.25	203390	144915	28.7	4.4	33
2	2	53	83	1163	1058	2221	9	5	0	0%						28.4	4.4	33
2	2	54	84	1163	1058	2221	0	0	46	4%	10000000	7200000	72.00	217391	156522	28.8	4.4	33
2	2	55	85	1160	1057	2217	3	1	0	0%						28.7	4.4	33
2	2	56	86	1175	1056	2231	5	1	91	8%	19300000	13500000	69.95	212088	148352	28.6	4.3	33
2	2	49	76	1193	974	2167	1	0	93	8%	19600000	13800000	70.41	210753	148387	28.7	4.4	33
2	2	50	77	1190	1063	2253	3	0	78	7%	16200000	11200000	69.14	207692	143590	28.6	4.4	33
2	2	51	78	1183	1061	2244	7	2	131	11%	26000000	18400000	70.77	198473	140458	28.6	4.3	33
2	2	52	79	1181	1058	2239	2	3	79	7%	15700000	11200000	71.34	198734	141772	28.7	4.3	33
2	2	53	80	1177	1057	2234	4	1	0	0%						28.7	4.3	33
2	2	54	81	1171	1056	2227	6	1	0	0%						28.8	4.3	33
2	2	55	82	1163	1056	2219	8	0	0	0%						28.6	4.3	32
2	2	47	83	1177	1053	2230	6	0	81	7%	18000000	11500000	63.89	222222	141975	28.6	4.3	33
2	2	48	84	1177	1053	2230	0	0	88	7%	18000000	13000000	72.22	204545	147727	28.6	4.4	33
2	2	48	85	1280	1053	2333	6	0	121	9%	23000000	16100000	70.00	190083	133058	28.8	4.4	33
2	2	49	86	1276	1052	2328	4	1	81	6%	15700000	11100000	70.70	193827	137037	28.6	4.4	33
2	2	50	87	1273	1051	2324	3	1	126	10%	25100000	18000000	71.71	199206	142857	28.2	4.4	33
2	2	51	88	1269	1050	2319	4	1	82	6%	17200000	11700000	68.02	209756	142683	28.6	4.4	33
2	2	52	89	1269	1049	2318	0	1	0	0%						28.6	4.3	34

Anexo 18.

Conteo de nauplios y transferencias de reproductores.

