UNIVERSIDAD ESTATAL PENÍNSULA DE SANTA ELENA

FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR

CARRERA DE BIOLOGÍA

ANÁLISIS DEL IMPACTO DE LA DENSIDAD DE HEMBRAS COPULADAS SOBRE EL PORCENTAJE DE FERTILIZACIÓN EN NAUPLIOS DE *Penaeus vannamei.*

TRABAJO DE INTEGRACIÓN CORRICIULAR

Previo a la obtención del título de:

BIÓLOGO

AUTOR:

MARCELO RAMÓN ZAMBRANO VERA

DOCENTE TUTOR:

AC. SONNYA MENDOZA LOMBANA Ph.D

LA LIBERTAD-ECUADOR

2026

UNIVERSIDAD ESTATAL PENÍNSULA DE SANTA ELENA

FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR

CARRERA DE BIOLOGÍA

ANÁLISIS DEL IMPACTO DE LA DENSIDAD DE HEMBRAS COPULADAS SOBRE EL PORCENTAJE DE FERTILIZACIÓN EN NAUPLIOS DE *Penaeus vannamei.*

TRABAJO DE INTEGRACIÓN CORRICIULAR

Previo a la obtención del título de:

BIÓLOGO

AUTOR:

MARCELO RAMÓN ZAMBRANO VERA

DOCENTE TUTOR:

AC. SONNYA MENDOZA LOMBANA Ph.D

LA LIBERTAD-ECUADOR

2026

DECLARACIÓN DEL DOCENTE TUTOR

En mi calidad de Docente Tutor del Trabajo de Integración Curricular, "Análisis del impacto de la densidad de hembras copuladas sobre el porcentaje de fertilización en nauplios de *Penaeus vannamei*.", elaborado por Zambrano Vera Marcelo Ramon, estudiantes de la Carrera de Biología, Facultad de Ciencias del Mar de la Universidad Península de Santa Elena, previo a la obtención del título de Biólogo/a, 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

Ac. Sonnya Mendoza Lombana, Ph.D.

Docente tutor

C.I.0912802816

DECLARACIÓN DEL DOCENTE DE ÁREA

En mi calidad de Docente Especialista, del Trabajo de Integración Curricular "Análisis del impacto de la densidad de hembras copuladas sobre el porcentaje de fertilización en nauplios de *Penaeus vannamei*",elaborado por Zambrano Vera Marcelo Ramon, estudiantes de la Carrera de Biología, Facultad de Ciencias del Mar de la Universidad Península de Santa Elena, previo a la obtención del título de Biólogo, me permito declarar que luego de haber evaluado el desarrollo y estructura final del trabajo, éste cumple y se ajusta a los estándares académicos, razón por la cual, declaro que se encuentra apto para su sustentación.

Atentamente

Blgo. Carlos Andrade Ruiz, MSc.
C.I. 0910798750

DEDICATORIA

Este escrito es dedicado a dios, por brindarme salud, guiar mis pasos y darme la fortaleza durante todo el proceso académico.

A mi madre Cecilia Vera por su amor infinito, por estar siempre a mi lado y por ser en mi vida ese pilar inquebrantable que me permitió llegar hasta aquí, si no fuera por ella no sería posible este logro.

A mi padre José Zambrano quien desde el cielo me acompaño y me guio en cada paso, superando así cada obstáculo.

A mi esposa e hijos por recordarme a diario el propósito de mi esfuerzo, y ser la fuente de mi inspiración, por alentarme a superarme cada día y apoyarme en cada decisión tomada a lo largo de esta trayectoria.

AGRADECIMIENTO

Agradezco a Dios, por darme salud, fortaleza y guiar con sabiduría cada decisión tomada durante todo mi proceso académico.

Agradezco al laboratorio egidiosa por permitirme realizar mi trabajo de integración curricular, a aquellas personas que forman parte de la maduración y se brindaron a ayudarme.

Agradezco a la Universidad Estatal Península de Santa Elena, a los docentes de la facultad ciencias del mar, que me brindaron la formación y herramientas necesarias para poder alcanzar esta prestigiosa meta en mi vida.

Agradezco a mi madre, por ser mi guía y fortaleza constante en mi vida, y a la eterna memoria de mi padre, quien me ilumina, me cuida y me guía cada día desde el cielo.

Agradezco al Blgo. José Olmedo por, brindarme la oportunidad invaluable de conciliar mi labor con mis estudios, gracias por ayudarme e incentivarme a estudiar y crecer profesionalmente.

Agradezco a mi esposa, que durante toda esta trayectoria se mantuvo a mi lado en las buenas y en las malas, a mis hijos por darme el aliento a diario y por ser mi motivación para superarme profesionalmente.

Expreso mi más sincero agradecimiento a la Ac. Sonnya Mendoza Ph.D. Por su dedicación y paciencia en cada corrección, y por cada mensaje critico que me brindaba. Su guía como tutora de tesis fue clave para realizar este trabajo de titulación.

TRIBUNAL DE GRADO

Trabajo de Integración Curricular presentado por **Zambrano Vera Marcelo Ramon** 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: 09 diciembre del 2025

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

Blgo. Carlos Andrade Ruiz, M.Sc.
PROFESOR DE ÁREA
MIEMBRO DEL TRIBUNAL

Ac. Sonnya Mendoza Lombana, Ph.D.
DOCENTE TUTOR
MIEMBRO DEL TRIBUNAL

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

Lcdo. Pascual Roca Silvestre, Mgtr.
SECRETARIO/A DEL TRIBUNAL

Declaración expresa

La responsabilidad por las ideas, hechos, investigaciones y resultados expuestos en el presente trabajo de Integración Curricular bajo el tema: "Análisis del impacto de la densidad de hembras copuladas sobre el porcentaje de fertilización en nauplios de *Penaeus vannamei*." pertenece exclusivamente al autor, y el patrimonio intelectual de la misma, a la Universidad Estatal Península de Santa Elena.

Marcelo Zambrano Vera

INDICE GENERAL

RESUMEN.....XVI

ABSTRACT.....XVII

CAPÍTULO I.....1

1. INTRODUCCIÓN.....1

2. PROBLEMÁTICA.....4

3. JUSTIFICACIÓN.....6

4. Objetivos.....8

4.1 Objetivo General:.....8

4.2 Objetivos específicos:.....8

5. Hipótesis.....9

CAPÍTULO II.....10

6. MARCO TEÓRICO.....10

6.1. Historia y origen del camarón blanco Penaeus vannamei.....10

6.2. Cultivo del Camarón blanco Penaeus vannamei a nivel mundial.....11

6.3. Cultivo del camarón blanco Penaeus vannamei en Ecuador.....13

6.4. Generalidades del Camarón blanco Penaeus vannamei.....16

6.4.1. Biología de la especie.....16

6.4.2. Morfología Externa.....18

6.4.3. Morfología Interna.....19

6.4.4. Hábitat y distribución.....21

6.4.5. Ciclo de vida.....22

6.4.6. Anatomía y fisiología reproductiva.....25

.....26

6.5. Parámetros fisicoquímicos del agua para el cultivo de Penaeus vannamei

.....33

6.9.1. Temperatura.....33

6.9.2. Salinidad 33
6.9.3. Oxígeno disuelto 33
6.9.4. pH 34
6.9.5. Alcalinidad 34
7. MARCO METODOLÓGICO 36
7.1. Tipo de estudio. 36
7.2 Área de estudio. 36
7.3. Metodología aplicada 37
7.3.1. Diseño experimental y fase de campo. 37
7.3.2. Selección de reproductores. 39
7.3.3. Obtención de hembras maduras y copuladas. 41
7.3.4. Pesca y devolución de hembras copuladas. 41
7.8 Desove y recolección de huevos. 42
7.9 Siembra de huevos 42
7.10. Cosecha de nauplios. 42
7.12 Fase estadística. 43
CAPÍTULO IV 46
8. ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE LOS RESULTADOS 46
8.1. Densidad de hembras copuladas 46
8.2. Producción total de huevos mensual. 48
8.3. Producción de huevos por sala 50
8.4. Producción total de nauplios viables y no viables. 51
8.5. Producción de nauplios por hembra. 52
8.6. Porcentaje de fertilidad alcanzado. 54
8.7. Análisis correlacional entre el número de hembras copuladas y la fertilidad ovacitaria. 56
8.8. Densidad óptima de hembras copuladas 57
8.9. Relación entre la densidad de hembras copuladas y el número de nauplios producidos 59

CAPÍTULO V 61
9. DISCUSIONES 61
10. CONCLUSIONES 67
11. RECOMENDACIONES 69
BIBLIOGRAFÍA 70
ANEXOS 81

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. *Exportación de camarón ecuatoriano enero 2017 a julio 2025.*..15
Figura 2. *Morfología externa del camarón blanco* 19
Figura 3. *Morfología interna del camarón blanco* 21
Figura 4. *Ciclo de vida y estadios del camarón blanco* 24
Figura 5. *Estructuras reproductivas en hembras de camarón blanco*. 26
Figura 6. *Vista ventral del aparato reproductor masculino en P. vannamei*27
Figura 7. *Estadios de maduración ovárica en Artemesia longinaris*. 29
Figura 8. *Proceso de ablación en hembras de camarón blanco*. 31
Figura 9. *Localización del área de estudio.* 36
Figura 10. *Diseño experimental empleado en la investigación para la colecta, desove de las hembras copuladas*. 39
Figura 11. *Promedio de hembras copuladas en cada sala monitoreada*..... 46
Figura 12. *Densidad de hembras copuladas en cada mes monitoreado*..... 48
Figura 13. *Promedio de huevos producidos en cada mes de monitoreo*..... 49
Figura 14. *Promedio de huevos producidos por cada sala monitoreada.* ... 51
Figura 15. *Promedio mensual del total de nauplios por hembra*..... 53

Figura 16. *Promedio de nauplios por hembra en cada sala.* 54
Figura 17. *Variación del porcentaje promedio de fertilidad en hembras*.... 55

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. *Parámetros de calidad de agua en cultivo de camarón blanco*..... 35
Tabla 2. *Parámetros fisicoquímicos en las diferentes salas.* 38
Tabla 3. *Registro de dieta empleada en el área de maduración.* 40
Tabla 4 P*romedio mensual de nauplios viables y no viables.* 52
Tabla 5. D*ensidad óptima de hembras copuladas por sala y fertilidad máxima estimada* 58
Tabla 6 *Densidad óptima de hembras copuladas por mes y fertilidad máxima estimada.* 59

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. *Registro de datos en salas de maduración durante agosto.* 81

Anexo 2. *Registro de datos en salas de maduración durante septiembre* 81

Anexo 3. *Registro de datos en salas de maduración durante octubre* 82

Anexo 4. *Indicadores reproductivos mensuales de hembras copuladas* 83

Anexo 5. *Resultados del análisis estadístico aplicado* 83

Anexo 6. *Llenado de desoves*..... 84

Anexo 7. *Obtención de cópulas.* 84

Anexo 8. *Cosecha, desinfección, aclimatación huevos.* 85

Anexo 9. *Aclimatación de huevos en conos de eclosión*..... 85

Anexo 10. *Siembra de huevos en conos eclosión*. 86

Anexo 11. *Colección de nauplios en conos de eclosión por efecto de fototropismo.* 86

Anexo 12. *Conteo de nauplios.* 87

Anexo 14. *Conteo de huevos y nauplios no viables.* 88

Abreviaturas.

TSV: Síndrome de Taura.

IHHN: Necrosis infecciosa hipodérmica y hematopoyética.

D. ESP: Ducto espermatofórico.

D. ACC: Ducto accesorio.

AT: Ámpula terminal.

TN: Toneladas.

PPM: Partes por millón.

PPT: Partes por mil.

°C: Grados centígrados.

pH: Potencial de hidrógeno.

ML: Mililitro.

%F: porcentaje fertilidad.

D: densidad

H/H: huevos por hembra.

N/H: nauplios por hembra.

m^3: Metro cúbico.

m: metro

RESUMEN

La eficiencia reproductiva de *Penaeus vannamei* continúa siendo un desafío, particularmente en la determinación de la densidad óptima de hembras copuladas que maximice la producción de nauplios. El objetivo fue analizar la relación entre la densidad de hembras copuladas y el porcentaje de fertilidad. La investigación fue de tipo experimental y para ello se utilizaron seis salas de producción, cada una con tanques de 8 toneladas. Se registró el número de hembras copuladas, porcentaje de fertilización y producción de nauplios durante tres meses para luego analizar los datos mediante correlación de Spearman. La densidad de hembras copuladas varió entre 13 ± 3,89 y 22 ± 7,74 h/ton, con diferencias significativas entre salas ($p = 0,02$), y mostró una relación negativa con la fertilidad ($\rho = -0,66$; $p < 0,001$). La producción de huevos fluctuó entre 889 y 1.248 huevos/día, siendo agosto el mes más productivo, mientras que la producción por hembra osciló entre 149 ± 27,51 y 164,87 ± 13,47, con diferencias entre meses ($p = 0,018$). La obtención de nauplios viables fue mayor en agosto (9.705 ± 4.532), manteniéndose estable en septiembre y octubre, y la producción por hembra alcanzó su máximo en septiembre (171 ± 31,54 N/H, $p < 0,05$). El porcentaje de fertilidad se mantuvo alto (83–87 %) sin diferencias estadísticas, aunque disminuyó con densidades elevadas. Finalmente, el análisis LOESS identificó densidades óptimas entre 4 y 14 h/ton, asociadas a fertilidades máximas entre 89 % y 91,9 %. Se concluye que la eficiencia reproductiva depende no solo de la interacción entre la densidad, sino también de las condiciones fisiológicas y el control reproductivo. Es aconsejable conservar densidades moderadas, intensificar el control nutricional y estudiar otros factores como la edad, el peso y la calidad de los espermatóforos.

Palabras claves: maduración, hembras copuladas, densidad, fertilidad.

ABSTRACT

The reproductive efficiency of *Penaeus vannamei* continues to be a challenge, particularly in determining the optimal density of mated females that maximizes nauplii production. The objective was to analyze the relationship between the density of mated females and the fertility rate. The research was experimental, and six production rooms were used, each with 8-ton tanks. The number of mated females, fertilization percentage, and nauplii production were recorded over three months, and the data were then analyzed using Spearman correlation. The density of mated females ranged from 13 ± 3.89 to 22 ± 7.74 females/ton, with significant differences between rooms ($p = 0.02$), and showed a negative relationship with fertility ($\rho = -0.66$; $p < 0.001$). gg production fluctuated between 889 and 1,248 eggs/day, with August being the most productive month, while production per female ranged between 149 ± 27.51 and 164.87 ± 13.47, showing differences between months ($p = 0.018$). The yield of viable nauplii was higher in August (9,705 ± 4,532), remaining stable in September and October, and production per female reached its maximum in September (171 ± 31.54 N/F, $p < 0.05$). Fertility percentage remained high (83–87%) without statistical differences, although it decreased at higher densities. Finally, the LOESS analysis identified optimal densities between 4 and 14 F/ton, associated with maximum fertility between 89% and 91.9%. It is advisable to maintain moderate densities, intensify nutritional control, and study other factors such as age, weight, and the quality of spermatophores.

Keywords: maturation, mated females, density, fertility.

CAPÍTULO I

1. INTRODUCCIÓN

La acuicultura ha experimentado un crecimiento sostenido a escala global, consolidándose como una de las principales fuentes de proteína animal destinada al consumo humano (Chaverra, 2024). Su desarrollo fue impulsado principalmente por mejoras tecnológicas en los sistemas de producción, en el control sanitario y de manera destacada, por la incorporación de herramientas genéticas (Merchan, 2024).

Penaeus vannamei es la especie de mayor relevancia en la industria acuícola porque requiere niveles relativamente bajos de proteína en su dieta, presenta una anatomía adaptada para la ingestión de partículas microbianas y posee la capacidad de tolerar altas densidades poblacionales, que en conjunto facilitan su cultivo (Emerenciano et al., 2022).

Para obtener postlarvas sanas y con características predecibles destinadas a la fase de engorde, se necesita asegurar que el manejo de los lotes de reproductores sea el adecuado. En cautiverio, este proceso implica que las hembras alcancen la madurez y desoven correctamente para así producir nauplios viables, los cuales posteriormente son

sometidos a un régimen de crianza intensiva hasta alcanzar las etapas adecuadas para su transferencia al cultivo (Juarez, Moss, & Figueras, 2024).

Existe una marcada variabilidad en la capacidad reproductiva de las hembras empleadas en los programas de reproducción. Un grupo reducido de individuos completa múltiples ciclos de maduración y aporta la mayor proporción del suministro larvario, mientras que otro grupo presenta un desarrollo gonadal lento, que, en muchos casos, culmina en la imposibilidad de desovar (Zhang, et al., 2021).

Estudios sobre crustáceos han demostrado que la densidad poblacional puede influir en el comportamiento reproductivo y el éxito del apareamiento, ya que, se ve alterada la interacción entre machos y hembras, la frecuencia del emparejamiento y el grado de competencia sexual (Mathews, 2018).

En poblaciones naturales, no siempre se observa una relación directa entre la densidad y el número de parejas formadas; sin embargo, en condiciones controladas de laboratorio, variaciones significativas en la proporción de sexos o en la cantidad de individuos por unidad de espacio pueden modificar el comportamiento reproductivo de los machos, afectando tanto el tiempo de permanencia junto a la hembra durante la

cópula como la probabilidad de lograr una fertilización efectiva (Vazquez, Karine, Sganga, & López Greco, 2017).

Figueredo et al. (2019) evaluaron la reproducción de *P. vannamei* en tanques de maduración y reportaron que, en promedio 51,5 hembras maduras copulan por noche, con una tasa de fertilidad promedio del 91.8%. De forma consistente, Varela (2021) observó que el incremento del volumen de agua disponible por hembra en los tanques de desove (de 70 a 200 L/hembra) se asoció con un aumento proporcional en la cantidad de huevos producidos.

Si bien estos estudios evidencian el impacto que el espacio disponible y la actividad sexual tienen sobre la fertilidad y las conductas de los camarones, aún se desconoce el efecto específico de la densidad de hembras copuladas sobre la fecundación final de los huevos y el rendimiento de nauplios. Por ello, el objetivo de esta investigación fue estudiar si la proporción de fertilización cambia en función de la densidad de hembras copuladas; esto permitirá optimizar los procedimientos de maduración y desove para afirmar altos niveles de producción.

2. PROBLEMÁTICA

El área de maduración de *Penaeus vannamei* enfrenta dificultades significativas cuando la proporción de cópulas desciende por debajo del 60%, situación que se refleja directamente en una menor producción y calidad de nauplios. Esta reducción en la eficiencia reproductiva suele estar asociada a factores ambientales, condiciones de manejo y, especialmente, a la densidad de hembras copuladas presentes en los tanques. Aunque este parámetro constituye uno de los elementos más determinantes para el éxito del proceso, continúa siendo un aspecto poco estudiado y, por ende, carece de lineamientos técnicos claros que faciliten su regulación.

Cuando la densidad de hembras copuladas excede los niveles apropiados, puede producirse una restricción en la movilidad y un incremento en el estrés fisiológico, afectando tanto el comportamiento reproductivo como la eficacia en la liberación de óvulos fecundados (Mohamed, 2024). Estas alteraciones no solo disminuyen la fertilización, sino que generan inconsistencia en los lotes, dificultan la previsión de la producción diaria y comprometen la viabilidad embrionaria.

La problemática se intensifica considerando que los laboratorios de maduración deben satisfacer demandas crecientes de nauplios para abastecer a los centros de producción de postlarvas. Para ello, requieren mantener tasas de fertilización estables que garanticen la entrega planificada de organismos para la siembra. No obstante, la falta de criterios objetivos sobre la densidad óptima de hembras copuladas limita la capacidad de tomar decisiones precisas y dificulta la trazabilidad de los resultados reproductivos.

Todo lo anterior evidencia la necesidad de generar información confiable que permita comprender con exactitud cómo las variaciones en la densidad de hembras copuladas influyen en el porcentaje de fertilización.

3. JUSTIFICACIÓN

La presente investigación es necesaria porque permitirá comprender con mayor precisión cómo la densidad de hembras copuladas influye sobre el porcentaje de fertilización en *Penaeus vannamei*, un aspecto crítico para garantizar la calidad y estabilidad de los procesos reproductivos en sistemas de maduración. Al resolver la problemática planteada, se espera identificar rangos óptimos de densidad que favorezcan la fecundación eficiente, promuevan el bienestar de los reproductores y minimicen fallas en la transferencia del espermatóforo o pérdidas en la viabilidad embrionaria.

Los beneficiarios directos serán los técnicos y responsables de laboratorios de maduración y larvicultura, quienes contarán con parámetros claros y basados en evidencia para regular la densidad de hembras copuladas y asegurar lotes con tasas de fertilización más consistentes. Estos lineamientos contribuirán a mejorar la estabilidad de los procesos internos, reducir la variabilidad en la calidad larvaria y optimizar la planificación reproductiva.

De forma indirecta, se beneficiarán los programas de mejoramiento genético, los gestores de bioseguridad y las unidades de evaluación sanitaria, dado que una mayor predictibilidad en la fertilización permite ajustar protocolos, planificar ciclos de desove y fortalecer la trazabilidad de la calidad reproductiva. Además, los acuicultores que dependen de postlarvas sanas recibirán organismos con mejores atributos iniciales, favoreciendo una cadena de producción más robusta y segura.

Desde el punto de vista teórico, la investigación aportará conocimiento sobre la dinámica reproductiva de *P. vannamei*, particularmente sobre las interacciones entre densidad, comportamiento reproductivo y eficiencia de fertilización, lo que contribuye a enriquecer la literatura científica relacionada con la biología reproductiva de crustáceos peneidos.

En el ámbito práctico, los resultados permitirán diseñar criterios de manejo más precisos y replicables, mejorando las prácticas de maduración, disminuyendo el estrés de los animales y promoviendo condiciones más favorables para una reproducción eficaz.

4. Objetivos

4.1 Objetivo General:

Analizar la densidad de hembras copuladas y el porcentaje de fertilidad en nauplios de *Penaeus vannamei*, bajo condiciones controladas en el laboratorio Egidiosa, estableciendo su eficacia reproductiva.

4.2 Objetivos específicos:

- Determinar la forma en que varía el porcentaje de fertilidad en nauplios de *Penaeus vannamei* en función a diferentes densidades de hembras copuladas.
- Identificar la densidad de hembras copuladas que optimice el porcentaje de fertilización de huevos en *Penaeus vannamei.*
- Analizar la relación entre la densidad de hembras copuladas y el número de nauplios producidos por hembra, mediante registros cuantitativos.

5. Hipótesis

Hipótesis alternativa (H_1):

La densidad de hembras copuladas tiene efecto sobre el porcentaje de fertilidad en nauplios de *Penaeus vannamei* en condiciones controladas.

CAPÍTULO II

6. MARCO TEÓRICO

6.1. Historia y origen del camarón blanco *Penaeus vannamei*

Penaeus vannamei, conocido como camarón blanco del Pacífico, es originario del Pacífico oriental tropical, desde el Golfo de California, México, hasta el norte de Perú (Holthuis, 1989). Es la especie de camarón más cultivada del mundo y actualmente se cría en al menos 27 países, incluyendo Estados Unidos, México, Centroamérica, Sudamérica tropical, China, India y el sudeste asiático (Liao y Chien, 2011; FAO, 2011).

Su desove artificial se logró por primera vez en Florida en 1976, y para la década de 1980 se adoptó para cultivo en Estados Unidos continental, Hawái, Centroamérica y Sudamérica (FAO, 2011). En Estados Unidos, los primeros escapes en la Costa Este se registraron en 1986 en Carolina del Sur, y aunque se observaron individuos maduros, no se establecieron poblaciones reproductivas (Wenner y Knott, 1992). En la Costa del Golfo y Hawái se reportaron escapes ocasionales sin establecimiento de poblaciones (Balboa et al., 1991; Eldredge, 1994; Carlton y Eldredge, 2009; Departamento de Agricultura de Hawái, 2011).

A nivel mundial, se han documentado poblaciones establecidas en Venezuela tras su introducción en 1984 (Pérez et al., 2007), mientras que, en Brasil, Puerto Rico y Tailandia se han registrado escapes o individuos dispersos, aunque su reproducción en estas regiones es incierta (Santos y Coelho, 2002; Loebmann et al., 2010; Pereira y Netto, 2007; Barbieri et al., 2006; USGS, 2011; Senanan et al., 2007).

6.2. Cultivo del Camarón blanco *Penaeus vannamei* a nivel mundial

La especie de camarón más cultivada en todo el mundo es la del camarón blanco del Pacífico (*Penaeus vannamei*) que supone más del 70 % de la producción total de camarones marinos en acuicultura (FAO, 2012). La producción se concentra principalmente en Asia, sobre todo en China, Tailandia y Vietnam, por su parte, América Latina y el Caribe aportan un porcentaje más bajo, pero aun así se destacan Ecuador, México y Brasil (FAO, 2012; Artiles et al., 2015).

El crecimiento de esta industria se ha visto favorecido por la domesticación de la especie, que permite cerrar su ciclo biológico en cautiverio y producir juveniles para la siembra en estanques y sistemas de engorde, así como por el incremento en la demanda global de proteína animal (FAO, 2012; FAO, 2014). A

finales del siglo XX, la producción global cambió del camarón tigre negro (*Penaeus monodon*) al camarón blanco, debido a problemas de enfermedades, suministro limitado de reproductores y restricciones comerciales, consolidándose *L. vannamei* como la especie principal en la acuicultura moderna (Jerry, 2016; Briggs et al., 2004).

En Sudamérica, la mayor parte de las granjas emplean sistemas semi-intensivos y cultivan entre 15 y 20 camarones por metro cuadrado. Algunas explotaciones han progresado hacia sistemas más intensivos, disminuyendo el recambio de agua y utilizando tácticas de gestión para reducir las enfermedades y los efectos ambientales de los efluentes. (Wurmann et al., 2008).

Los estanques de producción en América Latina suelen ser grandes de aproximadamente 5 a 10 hectáreas y utilizan post-larvas cultivadas previamente en laboratorios. Se incorporan estanques más pequeños o cerrados, con techos tipo invernadero con altas densidades de siembra, una alimentación balanceada y el monitoreo continuo de la calidad del agua (Huerta & Darryl, 2017).

La acuicultura ha llegado a representar casi la mitad del pescado destinado a la alimentación humana gracias a la combinación de sistemas de subsistencia y el uso de instalaciones altamente tecnificadas con recirculación, control de fotoperíodos, jaulas flotantes y medidas de trazabilidad con buenas prácticas de producción que han conseguido que se convierta en un modelo de producción moderno con tecnologías que se adaptan a los principios de sostenibilidad y sustentabilidad (APROMAR, 2004; Mendoza, 2011; FAO, 2014).

6.3. Cultivo del camarón blanco *Penaeus vannamei* en Ecuador

La acuicultura ha sido una actividad importante a lo largo de los años, ya que contribuye a satisfacer la demanda alimentaria mundial. Entre los cultivos de crustáceos, el camarón blanco (*Penaeus vannamei*) destaca como una de las actividades económicas más relevantes en Latinoamérica.

Ecuador se posiciona como uno de los principales productores y exportadores, con aproximadamente 1,5 millones de toneladas, seguido por India e Indonesia (Sotomayor, 2020). Este organismo eurihalino permite su cultivo en aguas de baja salinidad o dulce, lo que surgió en Ecuador a partir del año 2000 debido a la aparición del virus del síndrome de la mancha blanca (FAO, 2023) y

otros patógenos como el Virus de Taura (TSV) y la Necrosis Hematopoyética Hipodérmica (IHHN) (Quimis et al., 2019; Galaviz-Silva et al., 2021).

El cultivo en agua dulce, a pesar de que disminuye la contaminación cruzada y la prevalencia de enfermedades, se enfrenta a restricciones debido a la disponibilidad de agua. El camarón blanco se ha afianzado como el principal producto de exportación no petrolera de Ecuador, y los países asiáticos son los que más lo consumen. (CNA, 2017; Quimis et al., 2019; Vera et al., 2020).

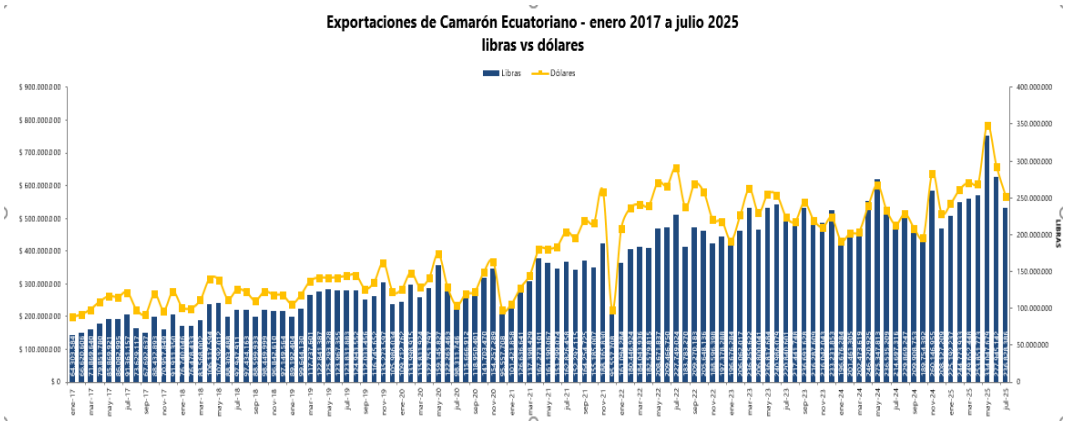
La tecnificación de los cultivos ha permitido mantener la producción frente a la aparición de patógenos y densidades de siembra elevadas, evidenciada incluso durante la pandemia por COVID-19, cuando las exportaciones crecieron un 6% en 2020 (Gonzabay-Crespín et al., 2021).

La cría de camarón en Ecuador empezó en los años 60 en El Oro, Santa Rosa. Al principio, se recolectaban larvas silvestres en los esteros y se vendían, después, se instalaron bombas y cercas haciendo que la producción de camarón fuera más ordenada. Hoy, el país tiene 220.000 hectáreas de cultivo de camarón y

la mayoría está en Guayas (60%), luego en El Oro (15%), Esmeraldas (9%), Manabí (9%) y Santa Elena (7%), estas zonas tienen el clima y el terreno adecuados para criar camarón (Gómez & Parrales, 2019).

Figura 1.

Exportación de camarón ecuatoriano enero 2017 a julio 2025.



Nota: Se muestra las exportaciones de camarón ecuatoriano en términos de libras (barras azules, eje izquierdo) y dólares (línea amarilla con cuadrados, eje derecho) desde enero de 2017 hasta julio de 2025 mostrando una clara tendencia creciente (BCE, 2024).

6.4. Generalidades del Camarón blanco *Penaeus vannamei*

6.4.1. Biología de la especie

El camarón blanco del Pacífico (*Penaeus vannamei*) pertenece a la familia *Penaeidae*, caracterizada por presentar quelas móviles (garras) en los tres primeros pares de patas para caminar, además de un tercer segmento torácico que nunca se superpone con el segundo (Williams, 1984). El rostro es moderadamente largo, con 7 a 10 dientes dorsales y 2 a 4 (ocasionalmente hasta 8) dientes ventrales, alcanzando en los adultos aproximadamente la mitad de la longitud del segundo segmento rostral.

El surco rostral lateral termina cerca del diente rostral posterior y la quilla postrostral varía en longitud, pudiendo extenderse casi hasta el borde posterior del caparazón. Asimismo, presenta espinas antenales y hepáticas bien desarrolladas, localizadas muy próximas entre sí (Pérez Farfante y Kensley, 1997; Perry y Yeager, 2006).

Su tonalidad es translúcida con tonos azulados u oliva y bandas oscuras, marrón rojizo en las anténulas, pero se puede distinguir claramente por sus patas blancas, marca que lo diferencia del camarón blanco del Atlántico (*P. setiferus*).

Puede llegar a medir hasta 220 mm de longitud total (FAO, 2011). Por transparencia, en el caparazón puede observarse una mancha anaranjada en la zona gástrica. Posee un abdomen desarrollado compuesto por seis segmentos, cada uno con un par de pleópodos adaptados para la natación. La boca está situada ventralmente, rodeada por apéndices cefálicos junto al primer y segundo maxilípedo, mientras que el ano se localiza también en la región ventral, justo por delante de la base del telson (Dall et al., 1990).

Taxonomía de la especie Camarón Blanco

Reino: Animalia

Filo: Arthropoda

Clase: Actinopterygii

Orden: Decapoda

Familia: Penaeidae

Género: *Penaeus*

Especie: *P. vannamei*

6.4.2. Morfología Externa

El camarón consiste de 3 segmentos principales que son: cefalotórax, abdomen y telson.

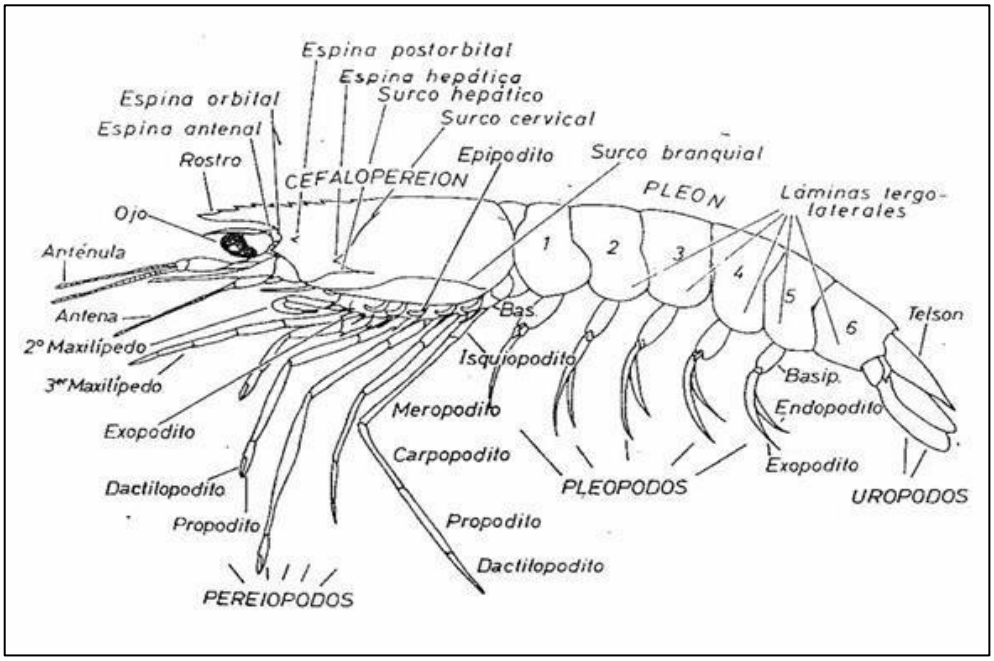
Cefalotórax: esta parte se conforma de la fusión de la cabeza y el tórax, recubierto por un caparon, donde protege los órganos vitales, conformado de apéndices, estas son las anténulas, antenas, maxilas, periópodos maxilípedos y mandíbula y se prolonga hacia adelante en una estructura puntiaguda denominada rostros, donde posee sus dientes, ojos compuestos, que se sitúan sobre pedúnculos móviles, permitiéndoles una visión amplia.

Abdomen: es segmentado, es decir posee 6 segmentos, presentando pleópodos, apéndices natatorios que les permite desplazarse en el agua.

Telson: esta parte se conforma por los urópodos, también tienen la función natatoria, un mecanismo de escape que les permite impulsarse hacia atrás (Figura 2).

Figura 2.

Morfología externa del camarón blanco



Nota: Vista lateral del cuerpo de un camarón, destacando las principales divisiones y estructuras anatómicas de este crustáceo. Tomado de Lee y Wickins (1992).

6.4.3. Morfología Interna

El sistema digestivo del camarón se inicia en la boca y conduce a un estómago dividido en dos cámaras: el cardiaco, que tritura el alimento, y el pilórico, que actúa como filtro. Junto a estas estructuras se encuentra el hepatopáncreas, órgano fundamental que produce enzimas, absorbe nutrientes y almacena lípidos, además de estar fusionado con los divertículos intestinales, el estómago y el corazón

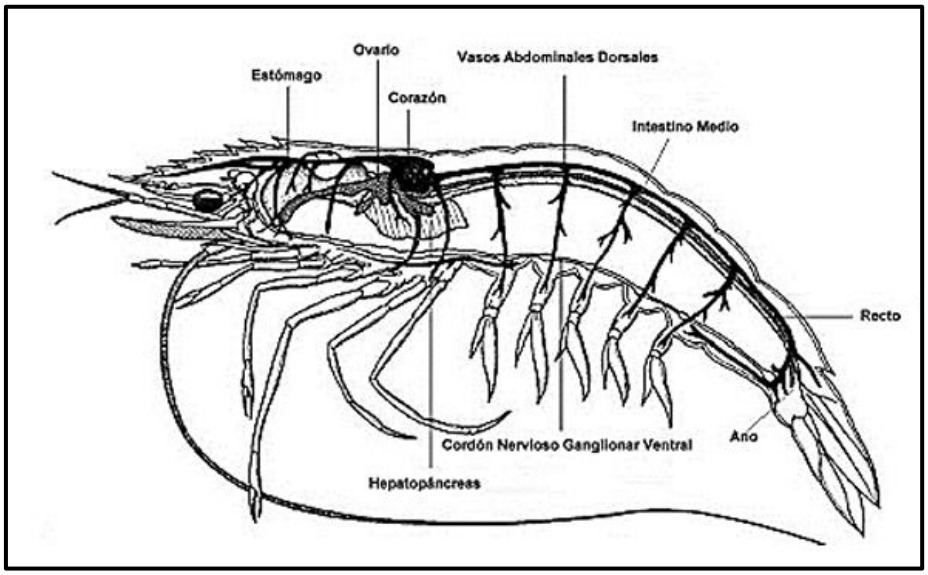
(Gutiérrez, 2012). Posteriormente, el intestino se prolonga hacia el abdomen y finaliza en el ano situado en el telson (Gutiérrez, 2012).

El sistema circulatorio es abierto y cuenta con un corazón tubular dorsal en el cefalotórax, desde donde la hemolinfa se distribuye a senos corporales para el intercambio gaseoso. Parte de esta hemolinfa pasa por el órgano linfoide, donde se filtra, y contiene hemocianina como pigmento respiratorio. A este sistema se asocia el tejido hematopoyético, encargado de producir hemocitos que cumplen funciones inmunológicas (Gutiérrez, 2012). La respiración se realiza mediante branquias protegidas por el caparazón.

El sistema nervioso es ganglionar, compuesto por un cerebro dorsal, ganglios y un cordón nervioso ventral, con órganos sensoriales como ojos compuestos, estatocistos y quimiorreceptores. El sistema excretor está conformado por las glándulas antenales o verdes, que eliminan compuestos nitrogenados principalmente en forma de amoníaco. En cuanto a la reproducción, los machos poseen testículos, espermiductos y el petasma para transferir espermatóforos, mientras que las hembras cuentan con ovarios dorsales, oviductos y el télico, receptáculo donde almacenan los espermatóforos durante la cópula (Figura 3).

Figura 3.

Morfología interna del camarón blanco



Nota: Diagrama de la anatomía interna de un camarón, mostrando la disposición de sus principales sistemas: circulatorio, digestivo, reproductivo y nervioso.

6.4.4. Hábitat y distribución

El camarón blanco (*Penaeus vannamei*) es nativo de la costa oriental del océano Pacífico, distribuyéndose desde Sonora en México hasta Tumbes en Perú, incluyendo las Islas Galápagos en Ecuador (FAO, 2006; Zenodo, 2022). Esta especie habita principalmente en aguas tropicales cuya temperatura se mantiene normalmente por encima de los 20 °C durante todo el año (Feijó, 2009).

Los adultos viven y se reproducen en mar abierto, mientras que las postlarvas migran hacia zonas costeras para desarrollarse en su etapa juvenil, adolescente y preadulta en estuarios, lagunas costeras y manglares (FAO, 2006). Es característico de fondos arcillo-arenosos, encontrándose generalmente entre los 5 y 72 m de profundidad, aunque también ha sido registrado a mayores profundidades de entre 36 y 90 m (Hendricks, 1996). Su talla máxima alcanza aproximadamente 230 mm de longitud total (FAO, 2006), presentando un color blanco translúcido (Dore y Claus, 1987).

6.4.5. Ciclo de vida

El ciclo de vida del camarón presenta dos fases principales: la oceánica y la estuarina (Morales, 1990). La reproducción inicia en aguas alejadas de la costa, donde el macho transfiere a la hembra un paquete de esperma que fecunda los huevos al momento de ser liberados (CPC, 1989). Las hembras en estado reproductivo son fácilmente identificables por sus ovarios de tonalidad verde, visibles a través del exoesqueleto (Van Olst y Carlberg, 1972).

Tras el desove, que ocurre generalmente en aguas cálidas, los huevos requieren entre 14 y 16 horas para eclosionar y dar lugar al primer estadio larvario,

denominado nauplio. En esta etapa, el organismo se alimenta de sus reservas internas y atraviesa cinco subestadios: Nauplios I-V, movilizándose en la columna de agua con ayuda de sus antenas (Fenucci, 1989). Posteriormente, las larvas avanzan al estadio de Zoea, el cual incluye tres fases (Zoea I-III) que se extienden alrededor de cinco días; aquí inician una alimentación basada en microalgas (Fenucci, 1989).

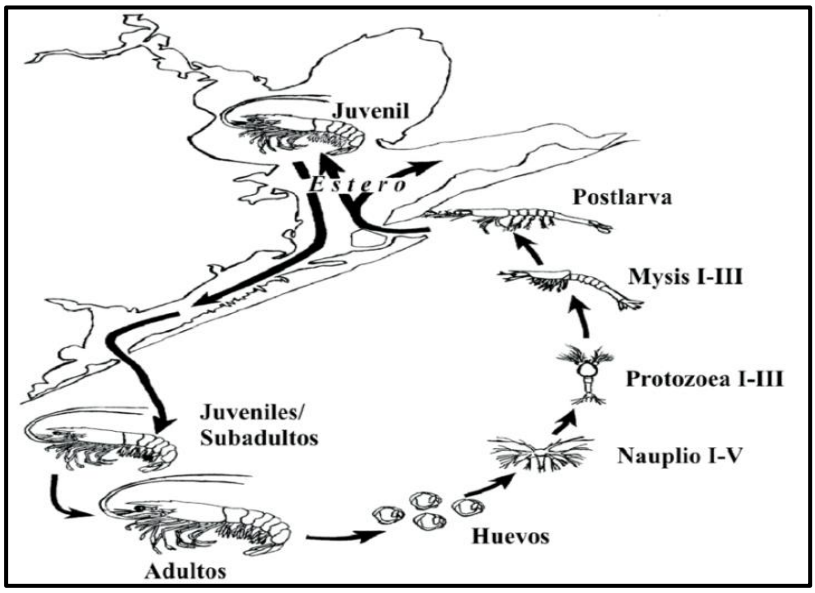
El siguiente estadio corresponde a Mysis, que también presenta tres subfases (Mysis I-III) con duración aproximada de tres días. Durante este período, el camarón adquiere pleópodos, desarrolla una curvatura corporal y complementa su dieta con rotíferos y pequeños crustáceos como artemia y copépodos (Miranda et al., 2010). Una vez superadas estas etapas, las larvas alcanzan el estado de postlarva, en el que ya poseen la apariencia de un camarón juvenil, con pereiópodos que les permiten desplazarse y sostenerse en el sustrato (Miranda et al., 2010).

Las postlarvas van a los estuarios y allí encuentran mejor ambiente: temperaturas más altas, menos salinidad, más alimento y menos depredadores. Se quedan unos tres o cuatro meses y durante ese tiempo, pasan a ser gracias a una constante muda. Posteriormente, migran al mar hasta alcanzar la madurez.

A diferencia de los machos que alcanzan la madurez rápidamente, cuando las hembras salen del estuario son sexualmente inmaduras y alcanzan la madurez únicamente en los campos de apareamiento localizados en mar adentro, entre los 120 y 180 metros de profundidad. Luego, para que ocurra el apareamiento, es necesario que la hembra haya mudado y presente un exoesqueleto blando, mientras que el macho debe tenerlo endurecido. Morales (1990) menciona que cada hembra puede producir entre 100.000 y 250.000 huevos por desove y existen evidencias de que desovan más de una vez (Figura 4).

Figura 4.

Ciclo de vida y estadios del camarón blanco



Nota: Etapas de desarrollo del camarón y la migración cíclica que realizan entre el ambiente marino (océano abierto) y el estuarino (estero o manglar).

6.4.6. Anatomía y fisiología reproductiva

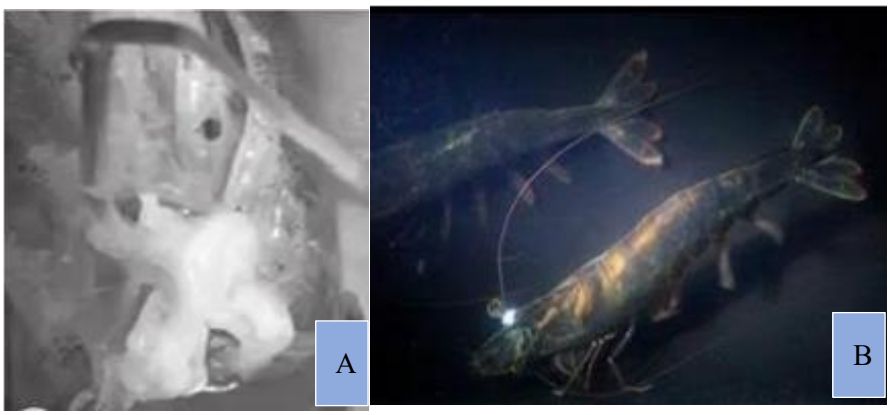
6.4.6.1. Sistema reproductor de hembras

Las hembras poseen una estructura modificada en la parte ventral del cefalotórax, específicamente en el tercer, cuarto y quinto par de pereiópodos del camarón. En esta estructura, los segmentos coxales de estos dos últimos pares de apéndices están notablemente más separados que los demás, y es en esta región donde el macho deposita su espermatóforo.

Se pueden distinguir hembras con dos tipos de télico: abierto y cerrado. En el primer caso, se pueden observar receptáculos seminales en la parte ventral del cefalotórax, los cuales pueden estar cubiertos en diversos grados por placas laterales (Figura 5). En cambio, en las especies con télico cerrado, el cefalotórax presenta una serie de características como depresiones, sedas, espinas, entre otras, que facilitan la adherencia del espermatóforo, pero no poseen receptáculos seminales (Fenucci, 1988).

Figura 5.

Estructuras reproductivas en hembras de camarón blanco.



Nota: A. Hembra con télico abierto donde se observa el espermatóforo adherido (Martínez, 2013); B. Hembra grávida lista para el inicio de la cópula (Cascante, 2021).

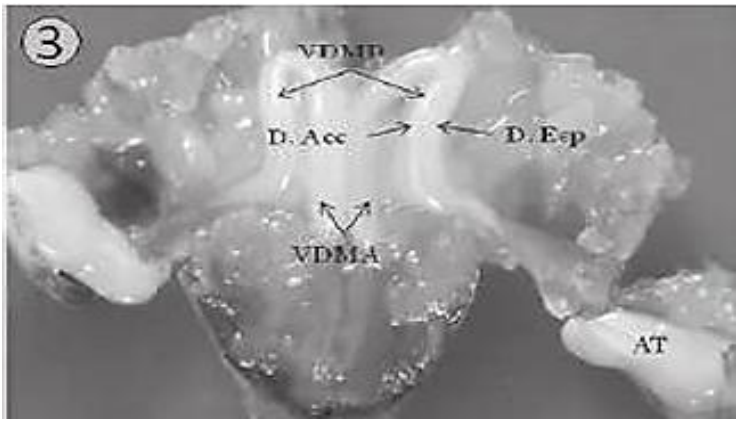
6.4.6.2. Sistema reproductor de machos

El sistema reproductor interno de *Peneus vannamei* consiste en dos testículos, dos conductos diferentes y dos ámpulas terminales. Los testículos se encuentran ubicados entre el primer y tercer par de periópodos y cada uno está compuestos por seis lóbulos testiculares. Estos lóbulos testiculares son frágiles en su estructura, lo que dificulta su observación. Cada lóbulo testicular se conecta al conducto deferente proximal correspondiente. El tamaño, color y grosor de estos órganos varían según la edad del camarón; en individuos más jóvenes son más

traslúcidos, mientras que en los adultos son de un color blanquecino lechoso (Martínez, et al., 2013) (Figura 6).

Figura 6.

Vista ventral del aparato reproductor masculino en P. vannamei



Nota: Vista ventral del aparato reproductor del macho donde se observa el vaso deferente medio en su porción ascendente (VDMA) y descendente (VDMD), el ducto espermatofórico (D Esp), el ducto accesorio (D Acc) y el ámpula terminal (AT). Fuente: Martínez et al., 2013.

6.4.6.3. Proceso reproductivo del camarón blanco

El comportamiento de reproducción de los camarones exhibe una gran diversidad que varía entre las distintas especies. Mientras que algunas especies se involucran en elaboradas danzas de cortejo, otras dependen de señales químicas para encontrar parejas potenciales. Durante la reproducción de camarones peneidos en cautiverio se ha observado que las hembras, a pesar de encontrarse bajo las

mismas condiciones de maduración y de que provengan de una población homogénea en cuanto a edad y tamaño, presentan un diferente potencial reproductivo (Ortega G. F., 2004).

El apareamiento se da normalmente por la noche, cuando los machos están buscando activamente a las hembras receptivas. El proceso de cópula, que puede durar desde segundos hasta varios minutos dependiendo de la especie, es el método que utilizan los camarones machos para transferir espermatóforos al cuerpo de las hembras mediante apéndices especializados. Tras una transferencia exitosa del espermatóforo, el macho se separa y se distancia nadando. (Stephens, 2024).

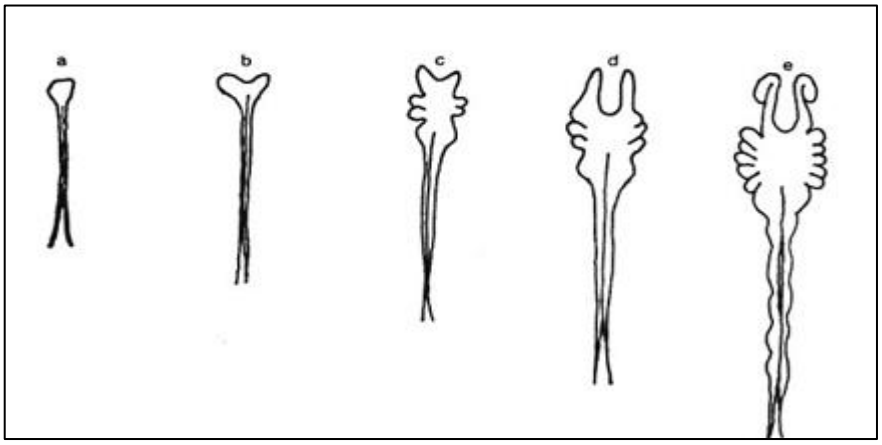
6.4.6.4. Maduración

El proceso de maduración de los órganos genitales en machos y hembras de una especie se divide en seis etapas distintas: en la etapa inicial, conocida como Estadio I, las gónadas son tan pequeñas que no se pueden ver a través del exoesqueleto y tienen una apariencia delgada y alargada.

A medida que avanza el proceso, experimentan un aumento gradual en tamaño y desarrollo, culminando con el Estadio VI, donde los ovarios están completamente desarrollados y han liberado lo huevos (Figura 7). Estos estadios son ampliamente utilizados para evaluar el grado de madurez sexual en varias especies de camarón incluyendo, *P. merguiensis*, *P. japonicus*, *Metapenaeus ensis* y *Penaeus semisulcatus*.

Figura 7.

Estadios de maduración ovárica en Artemesia longinaris.



Nota: Distintos estadios de maduración ovárica en *Artemesia longinaris*. a: estadio I; b: estadio II; c: estadio III; d: estadio IV; e: estadio V. (Petriella & Díaz, 1987).

El proceso de maduración del camarón inicia en los laboratorios, donde se lleva a cabo la germinación de la semilla de camarón, seguido de la reproducción, desove y eclosión de los huevos, concluyendo con la incubación de estos y su 10

desarrollo posterior (JM, 2018). Algunas de las técnicas aplicadas en los laboratorios son las siguientes:

6.4.6.5. Control hormonal en la maduración

Los crustáceos tienen en sus pedúnculos oculares células nerviosas que producen diversas hormonas que influyen en su crecimiento, metabolismo, proceso de muda y otras funciones. Estas hormonas son liberadas en la hemolinfa después de ser transportadas a través de los axones hacia la glándula del seno. El complejo órgano X, ubicado en el pedúnculo ocular, es responsable de producir hormonas que controlan el desarrollo de las glándulas sexuales y el proceso de muda. La ablación unilateral de estas glándulas conduce a un aumento en la frecuencia de la muda y la maduración sexual en crustáceos, sin embargo, para que la maduración sea completa, se necesita la presencia de machos para la fecundación.

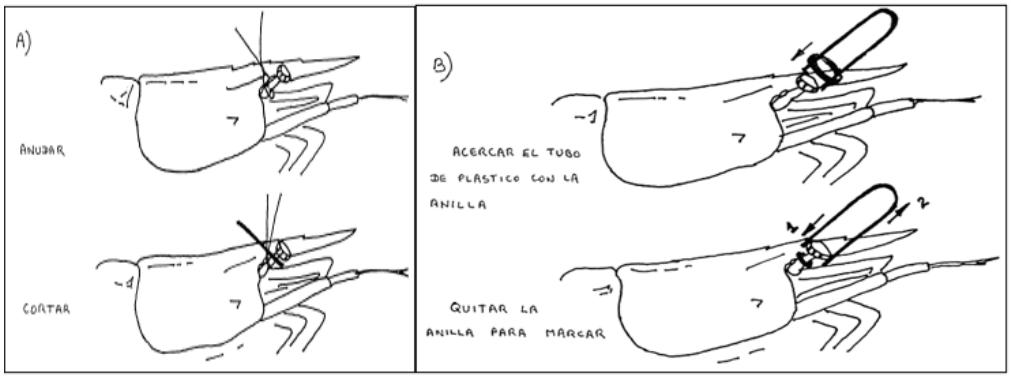
6.4.6.6. Proceso de ablación

El desove ocurre unos días o semanas después de la ablación, que se realiza con varias técnicas quirúrgicas como la compresión, el corte o punción del pedúnculo ocular, seguidas a menudo por la cauterización y el uso de antibióticos para prevenir infecciones (Fenucci, 1988). Aunque ha sido ampliamente empleada,

se considera una forma de mutilación que genera estrés y sufrimiento en los organismos, de hecho, Investigaciones recientes indican que en *Litopenaeus vannamei* es posible lograr la maduración sin recurrir a la ablación, mientras que en *Penaeus monodon* el conocimiento sobre alternativas aún es limitado.

Figura 8.

Proceso de ablación en hembras de camarón blanco.



Nota: El diagrama ilustra una técnica específica de ablación la cauterización o la ligadura, que minimiza el sangrado y el trauma comparado con el simple corte. El proceso se divide en dos secciones principales (A y B) para la extracción de uno de los ojos (pedúnculo ocular).

6.4.6.7. Alimentación para inducir la maduración.

A medida que el camarón se acerca a la etapa de madurez sexual, es recomendable proporcionarle una dieta progresivamente más densa en nutrientes

para promover un desarrollo gonadal óptimo y mejorar su acondicionamiento (Stock & Craig L. Browdy & Peter M. Van WYK. Zeigler Bros., 2021).

Para este fin, elementos fundamentales de la dieta son los ácidos grasos omega-3 de origen marino, el colesterol y sus derivados. Se usan alimentos naturales que contienen estos compuestos, como mejillones, anélidos marinos, calamares y ostras, ya sea solos o como parte de dietas pelletizadas.

La cantidad de alimento suministrado generalmente oscila entre el 3% y el 17% de la biomasa del tanque, distribuido en 2 o 4 raciones diarias (Fenucci, 1988). Es necesario que al alcanzar una biomasa crítica y escasez del alimento natural se utilice alimentos formulados para asegurar que los camarones reciban los nutrientes necesarios para su desarrollo el cual debe cumplir una serie de criterios de calidad que involucran el tamaño del pellet, uniformidad, integridad física, densidad, humedad, atractabilidad, olor, etc. (Darryl E. Jory, 2017).

6.5. Parámetros físicoquímicos del agua para el cultivo de *Penaeus vannamei*

6.9.1. Temperatura

El camarón blanco tolera un rango de temperatura que va desde los 20 °C a 35 °C, pero se considera que la temperatura óptima para su crecimiento y metabolismo se encuentra en un mínimo de 28 °C (Espinoza, 2014). Por tanto, procurar que se mantenga a estos niveles permite que los procesos fisiológicos del camarón se desarrollen con normalidad, favoreciendo su salud y tasa de crecimiento.

6.9.2. Salinidad

Según Espinoza (2024), en ambientes marinos los niveles idóneos de salinidad se sitúan entre 25 y 35 ppt. Este rango asegura un equilibrio osmótico adecuado, que asegura el bienestar del organismo y permite su adaptación al entorno de cultivo.

6.9.3. Oxígeno disuelto

El oxígeno disuelto en el agua debe mantenerse entre 4 y 10 mg/L, siendo 6 mg/L el nivel más recomendable (Vinatea, 2014). Mantener este rango no solo asegura la respiración óptima del camarón, sino que también contribuye a la

reducción de materia orgánica acumulada y permite un aumento en la capacidad de carga del sistema de cultivo.

6.9.4. pH

El pH del agua debe estar entre 7 y 9, valores que se consideran permisibles para el cultivo de *P. vannamei* (Vinatea, 2014). Mantener el pH dentro de este rango garantiza un medio estable para los procesos metabólicos y enzimáticos del camarón.

6.9.5. Alcalinidad

La alcalinidad del agua debe situarse entre 80 y 140 ppm (Boyd, 1998). Valores por encima de este rango generan un pH elevado que puede afectar procesos fisiológicos como la muda, mientras que niveles inferiores acidifican el medio, provocando estrés oxidativo en los camarones.

Tabla 1.

Parámetros de calidad de agua en cultivo de camarón blanco.

Parámetro	Rango recomendado
Temperatura	28 - 35 °C (tolerable: 20 – 35 °C)
Salinidad	25 - 35 ppt
Oxígeno disuelto	4 - 10 mg/L (recomendado: 6 mg/L)
pH	7 a 9
Alcalinidad	80 - 140 ppm

7. MARCO METODOLÓGICO

7.1. Tipo de estudio.

El presente estudio correspondió a una investigación de tipo cuantitativo y diseño experimental que permitió evaluar el efecto de distintos niveles de densidades de hembras copuladas de *Penaeus vannamei* sobre la eficiencia productiva en nauplios.

7.2 Área de estudio.

La toma de datos se realizó en un laboratorio, ubicado en la parroquia San Pablo, a lo largo de la Ruta del Spondylus en la provincia de Santa Elena, con coordenadas -2.1264514021193297, -80.76126573867013 (Figura 9).

Figura 9.

Localización del área de estudio.

7.3. Metodología aplicada

7.3.1. Diseño experimental y fase de campo.

Se efectuaron registros experimentales en seis salas de producción seleccionadas por disponibilidad operativa y condiciones estandarizadas de manejo. Las observaciones se realizaron durante un periodo de tres meses, con una frecuencia de dos veces por semana, registrándose el número de hembras copuladas, el porcentaje de fertilización y el número de nauplios producidos. Cada medición fue replicada de manera sistemática para asegurar la consistencia de los datos.

Cada una de las salas estuvo equipada con seis tanques de 8 toneladas, operados bajo condiciones controladas de temperatura (29 °C) y salinidad (34 ppt). Adicionalmente, se emplearon tres tanques de desove, cada uno con una capacidad de 4 toneladas, salinidad de 30 ppt y temperatura constante de 31 °C (Tabla 2).

Tabla 2.

Parámetros fisicoquímicos en las diferentes salas.

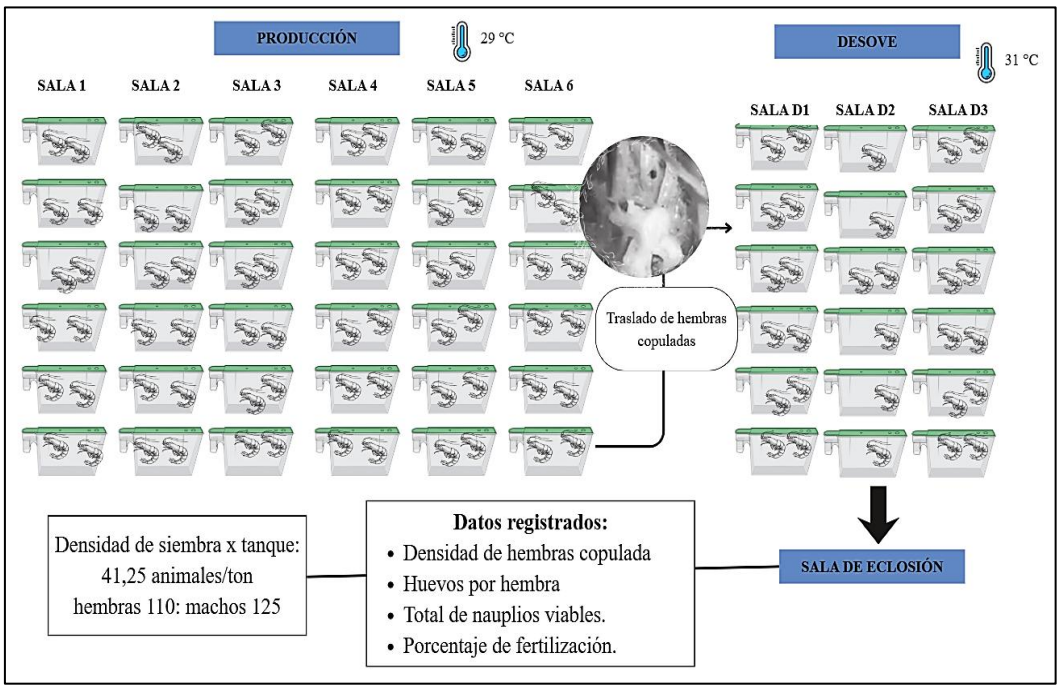
	Desove	**Producción**
Temperatura	31 ± 1 °C	29 °C
Salinidad	30 ppm	34 ppm
pH	7.8 – 8.2	7.8 – 8.2
Fotoperiodo	12 horas luz / 12 horas oscuridad	12 horas luz / 12 horas oscuridad

Nota: Las condiciones fisicoquímicas del agua se mantuvieron dentro de los rangos óptimos para la maduración y desove de *Penaeus vannamei*. Las variaciones registradas corresponden a los ajustes naturales del sistema y a los requerimientos específicos de cada etapa del proceso reproductivo.

Se identificaron las hembras copuladas y luego fueron recolectadas de forma independiente en cada sala al finalizar el día para ser trasladas a sus respectivas unidades de desove. Este procedimiento permitió asegurar que las cópulas registradas conservaran su trazabilidad y que se mantuviera la coherencia e integridad del diseño experimental (Figura 10).

Figura 10.

Diseño experimental empleado en la investigación para la colecta, desove de las hembras copuladas.



Nota: Durante esta etapa, las hembras y los machos maduran y se produce la cópula. La imagen central ampliada muestra un camarón en el momento de la inseminación.

7.3.2. Selección de reproductores.

Se seleccionaron hembras y machos de *Penaeus vannamei* sexualmente maduros y sanos, las hembras con un peso promedio de 37± 2 gramos y los machos

con 34 ± 2 gramos (Figueredo et al., 2018). En cada tanque de producción se utilizaron 110 hembras manteniendo una relación de 1:2 con los machos.

Los reproductores fueron alimentados con una dieta especializada para la sala de maduración, misma que incluyó alimento fresco como calamar, coral, almeja, artemia, y una dieta seca con balanceado comercial de marcas como "nicovita, vitalis" (Figura 3).

Tabla 3.

Registro de dieta empleada en el área de maduración.

Horario	Alimento	% de biomasa
7:00 am	Artemia	2,2
9:00 am	Balanceado	0,66
10:00 am	Coral	2,5
10:00 am	Almeja	2,5
12:00 am	Calamar	4,5
14:00 pm	Artemia	2,2
15:00 pm	Balanceado	0,66
19:00 am	Coral	2,5
19:00 pm	Almeja	2,5
22:30 pm	Calamar	4,5
02:00 am	Balanceado	0,66
	Total	29,8

Nota: La dieta estuvo compuesta por una combinación de alimentos naturales y balanceado comercial, distribuidos en diferentes horarios a lo largo del día para así

mantener la disponibilidad constante de nutrientes y estimular la maduración gonadal.

7.3.3. Obtención de hembras maduras y copuladas.

Alcanzada la madurez sexual, las hembras fueron susceptibles a la inseminación por parte de los machos. El comportamiento precopulatorio inició con el acercamiento del macho a la hembra, intentando una posición subyacente y posterior a la que la hembra responde con una evasión natatoria hasta que el macho logra adherir el espermatóforo en el telum (Vijayan et al., 2010).).

7.3.4. Pesca y devolución de hembras copuladas.

A las 5:10pm se efectuó la pesca de hembras maduras correctamente copuladas, es decir, se inspeccionaron los 6 tanques en la búsqueda de aquellas hembras que presentaran espermatóforos adheridos al telum (Alfaro, 2004), para luego pasar a su respectivo desove en donde se mantuvieron en condiciones controladas hasta las 12H00 am, hora en que las hembras completan el proceso de desove. Posterior a aquello fueron devueltas a su tanque de origen.

7.8 Desove y recolección de huevos.

Tras un periodo de desove de las hembras de aproximadamente 6 horas, los huevos fueron recolectados utilizando canastillas con malla de filtro de 0.5 micras. Para ello, primero se drenó el agua de los tanques y se utilizó 5 ml de argentine para desinfectar los huevos. Adicionalmente, se realizó un recambio de agua a 31°C de 15 minutos para su aclimatación.

7.9 Siembra de huevos

Posteriormente, los huevos desinfectados y aclimatados se transfirieron a baldes de 15 litros para realizar la siembra en conos de 800 litros, manteniendo una temperatura y salinidad controladas de 31 °C y 30 ppt respectivamente. Para evaluar la viabilidad y porcentaje de fertilización de los huevos, se utilizó la fórmula descrita por Álvarez (2011):

$$\%F = \left(\frac{huevos\ fertiles}{huevos\ en\ total}\right)\text{x}10$$

7.10. Cosecha de nauplios.

Luego de 12 horas desde la siembra de los huevos en los conos, se procedió a la cosecha de los nauplios eclosionados. Para facilitar su recolección, se removió

suavemente el agua del cono, creando una corriente circular. Simultáneamente, se utilizó una fuente de luz dirigida hacia la superficie del agua, aprovechando el fototropismo positivo de los nauplios, lo que provocó que se concentren en la parte superior (Figueredo, 2019).

Consecuentemente, se tomó dos muestras de 1 ml con una pipeta y se contó los nauplios en cada una para luego sacar un promedio y multiplicarlo por 18, de esta manera se obtuvo una aproximación del total de nauplios por balde.

7.12 Fase estadística.

Se calcularon los indicadores reproductivos:

- **Densidad (D) de hembras copuladas en los tanques.**

Nos permite saber el número de hembras copuladas por nuestra unidad de área (Ernesto et al., 2012).

$$\mathbf{D=}\left(\frac{Número\ de\ hembras\ copuladas}{Volumen\ de\ agua}\right)\text{x}100$$

- **Huevos por hembra**

Hace referencia al número total de huevos desovados por una hembra en un evento de desove, midiéndose con la siguiente formula (Ren et al., 2020).

$$\text{Huevos por hembra} = \left(\frac{Número\ total\ de\ huevos\ recolectados}{Numero\ de\ hembras\ desovadas}\right)$$

- **Nauplios por hembra**

Se refiere al número total de nauplios vivos producidos por una hembra en un evento de desove. Es una métrica crucial para la producción de larvas (Ren et al., 2020).

$$\text{Nauplios por hembra} = \left(\frac{Número\ total\ de\ nauplios\ obtenidos}{Numero\ de\ hembras\ desovadas}\right)$$

Para el análisis estadístico, se utilizó una matriz en Excel donde se organizó los registros diarios del número de hembras copuladas, el porcentaje de fertilización y la producción de nauplios por hembra. La normalidad de los datos se analizó mediante la prueba de Shapiro-Wilk y según los resultados de esta distribución, se aplicó un análisis ANOVA o Kruskal Wallis para establecer si existía o no

diferencias significativas en la variabilidad de los datos recolectados por sala y por mes.

Adicionalmente, para correlacionar el porcentaje de fertilidad con la densidad de hembras copuladas se aplicó la correlación de Spearman, ideal para datos no paramétricos.

CAPÍTULO IV

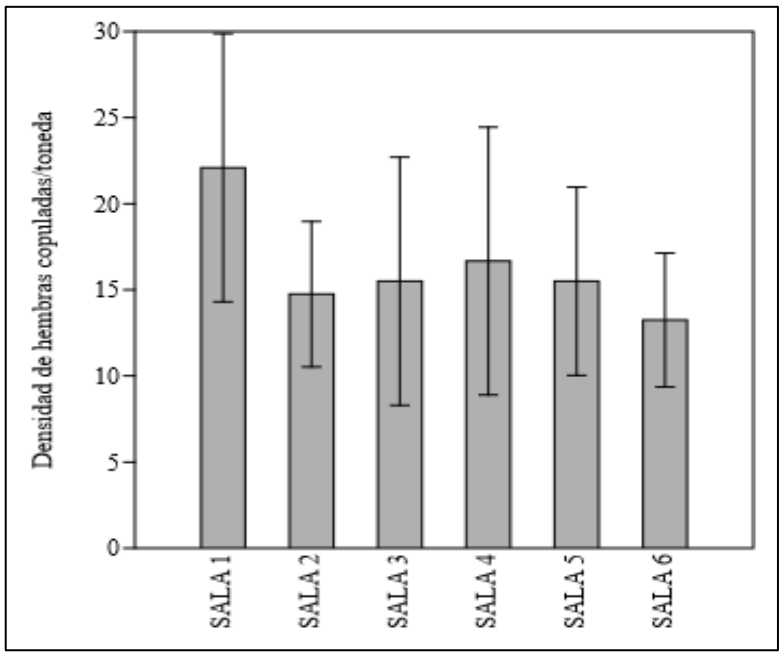
8. ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE LOS RESULTADOS

8.1. Densidad de hembras copuladas

Las salas 1 y 4 registraron las mayores densidades, con promedios de 22 ± 7,74 y 16 ± 7,71 hembras copuladas por tonelada, respectivamente. En contraste, la sala 6 obtuvo el valor más bajo, con un promedio de 13 ± 3,89 h/ton. (Figura 11).

Figura 11.

Promedio de hembras copuladas en cada sala monitoreada.



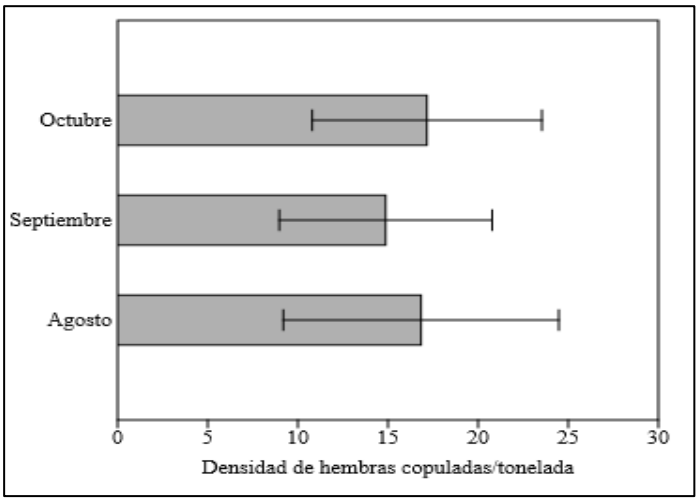
Nota: Las barras representan el promedio de hembras copuladas por cada sala y las líneas verticales indican la desviación estándar presentada.

Luego de confirmar los supuestos de normalidad, se aplicó el análisis ANOVA que mostró diferencias significativas entre salas, con un valor p = 0,02. Posteriormente, la prueba post hoc de Tukey reveló tales diferencias únicamente entre las Salas 1 y 6 (p = 0, 012).

Por otro lado, en el análisis temporal, la densidad de hembras copuladas mostró valores promedio similares. En agosto, fue de 17 ± 7,37 hembras copuladas por tonelada; en septiembre, fue ligeramente menor, con 15 ± 5,84; mientras que en octubre se registró nuevamente un promedio de 17 ± 6,23. Sin embargo, estas variaciones mensuales, no fueron estadísticamente significativas según el ANOVA aplicado (p = 0.443) (Figura 12).

Figura 12.

Densidad de hembras copuladas en cada mes monitoreado.



Nota: Las barras representan el promedio de hembras copuladas por mes de monitoreo y las líneas verticales indican la desviación estándar presentada.

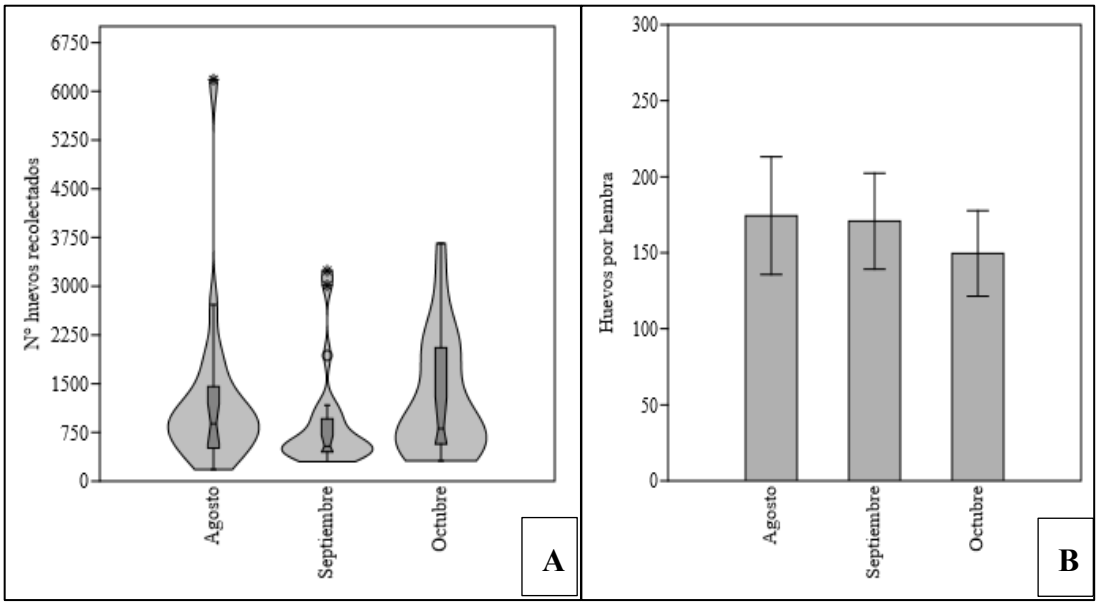
8.2. Producción total de huevos mensual.

En agosto, la cantidad diaria de huevos recolectados en las salas de desove osciló entre 180 y 1.800, con un promedio de 1.217,20 ± 1.178,60. En septiembre, los registros se concentraron en un rango más estrecho (300–3.015 huevos), registrando un promedio de 889,38 ± 760,59. Para octubre, el promedio ascendió a 1.248,13 ± 885,48; es decir, ocurrió una ligera recuperación respecto a septiembre, pero continuó por debajo de los máximos observados en agosto (Figura 13).

Mensualmente, la producción de huevos por hembra se mantuvo en 164,87 ± 13,47 y el mes de octubre fue el de menor producción con 149,46 ± 27,51. Al ser datos no paramétricos, se aplicó Kruskal Wallis, con el cuál se obtuvo un valor p= 0,018 confirmando la existencia de diferencias entre las medianas de al menos unos de los meses. Seguido de ello, la prueba post- hoc determinó que tanto agosto como septiembre no difirieron entre sí, pero ambos contrastaron con registros de octubre.

Figura 13.

Promedio de huevos producidos en cada mes de monitoreo



Nota: A. Distribución del total de huevos producidos por las hembras durante los meses de agosto, septiembre y octubre, mostrando la variabilidad en la producción mensual. B. Promedio de huevos producidos por hembra (H/H) en cada mes de monitoreo, con barras de error que representan la variación entre individuos.

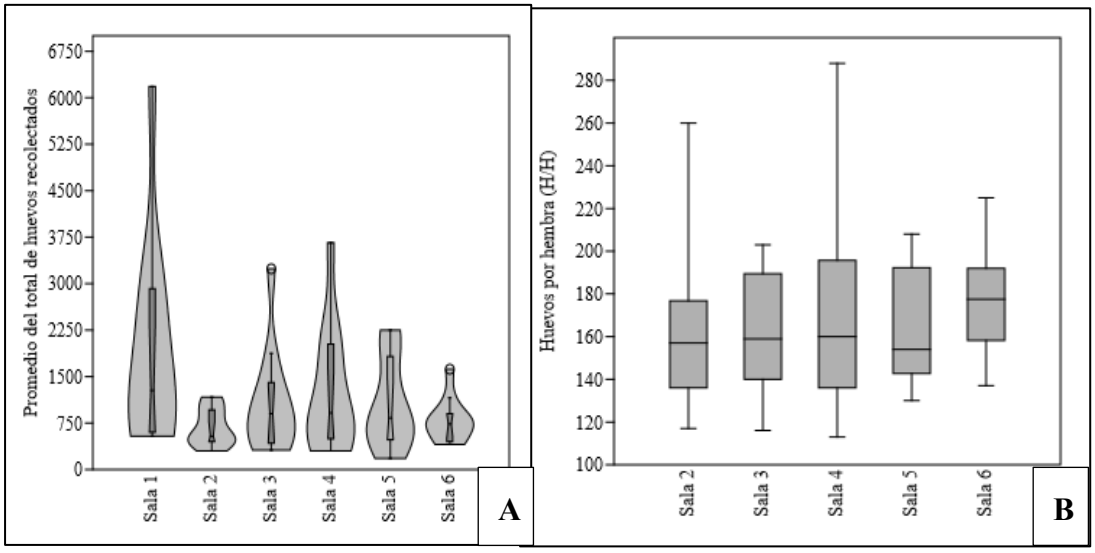
8.3. Producción de huevos por sala

En cuanto a la producción de huevos por sala, la primera presentó los valores más altos con un promedio de 1.885 ± 1.656,57 seguido de la sala 4 con 1233,75 ± 1.002,24; la sala 2 mostró el rendimiento más bajo, con 681,25 ± 296,39. A pesar de dichas variaciones la prueba de Kruskal- Wallis no mostró diferencias relevantes para afirmar que una sala produce significativamente más que otra (p= 0,16).

Por otro lado, la producción de huevos/hembra fue mayor en la sala 6 con un promedio de 177,79 ± 26 y menor en la sala 1 con 155,19 ± 30,74. No obstante, el valor p calculado fue 0,68; es decir, no existieron diferencias estadísticamente significativas por sala (Figura 14).

Figura 14.

Promedio de huevos producidos por cada sala monitoreada.



Nota: A. Distribución del total de huevos producidos por Sala 1-6, mostrando la variabilidad en la producción mensual. B. Promedio de huevos producidos por hembra (H/H), con barras de error que representan la variación entre individuos

8.4. Producción total de nauplios viables y no viables.

La mayor producción de nauplios viables ocurrió en agosto, con 9.705,12 ± 4.532,04, seguido por septiembre y octubre, con valores similares (Tabla 4). En cuanto a los nauplios no viables, los promedios fueron considerablemente menores sobre todo en septiembre con 505,62 ± 524,10. Al comparar estadísticamente, no

existieron diferencias considerables en la producción total puesto que, el valor p> 0,05.

Tabla 4

Promedio mensual de nauplios viables y no viables.

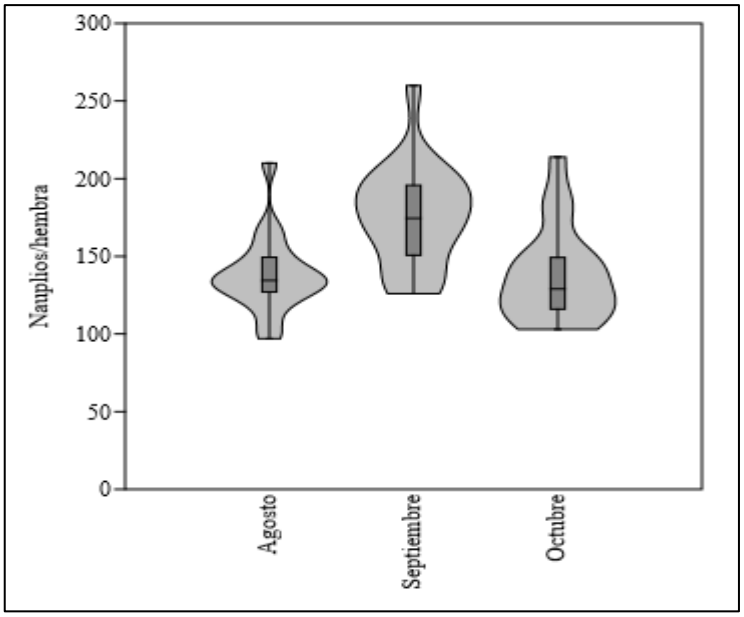
	Agosto	**Septiembre**	**Octubre**
Nauplios viables	9.705,12 ± 4.532,04	8.133, 87 ± 2.103,43	8.145,45 ± 2.245,06
Nauplios no viables	563,12 ± 629,40	505,62 ± 524,10	668,12 ± 606,09
Total producido	223.923	195.213	195.491

8.5. Producción de nauplios por hembra.

Por otra parte, la producción de nauplios por hembra se mantuvo en un promedio mensual de 153 ± 2,69; donde los datos registrados en septiembre fueron los más altos (171 ± 31,54) (Figura 15). Se empleó la prueba no paramétrica de Kruskal–Wallis y posteriormente el post hoc confirmó que septiembre discrepó significativamente de agosto y de octubre (p< 0,05), mientras que en estos dos últimos no se presentaron diferencias entre sí.

Figura 15.

Promedio mensual del total de nauplios por hembra.

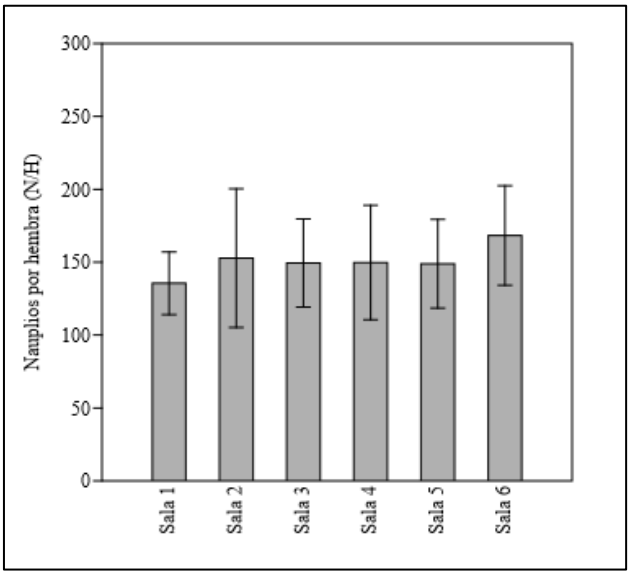


Nota: Distribución del número de nauplios producidos por hembra durante los meses de agosto, septiembre y octubre. Cada diagrama de violín representa la variabilidad y densidad de los datos en cada mes, mientras que el recuadro central indica la mediana y el rango intercuartílico.

La Sala 6 se posicionó como la de mayor rendimiento, con un promedio de 168.3 ± 34.17 nauplios/hembra, lo que indica no solo un nivel superior de producción, sino también una variabilidad moderada entre sus valores. En contraste, la Sala 1 presenta el promedio más bajo (135.6 ± 21.47), acompañado de una desviación estándar reducida (Figura 16). A pesar de aquello, estas diferencias no son estadísticamente significativas, y, por lo tanto, no se puede afirmar que alguna sala tenga un desempeño superior o inferior de manera consistente (p= 0,50).

Figura 16.

Promedio de nauplios por hembra en cada sala.



Nota: La figura muestra el promedio de nauplios producidos por hembra (N/H) en las seis salas evaluadas, incluyendo sus respectivas desviaciones estándar. En general, la producción por hembra se mantiene relativamente estable entre salas, con valores que oscilan entre aproximadamente 130 y 165 N/H.

8.6. Porcentaje de fertilidad alcanzado.

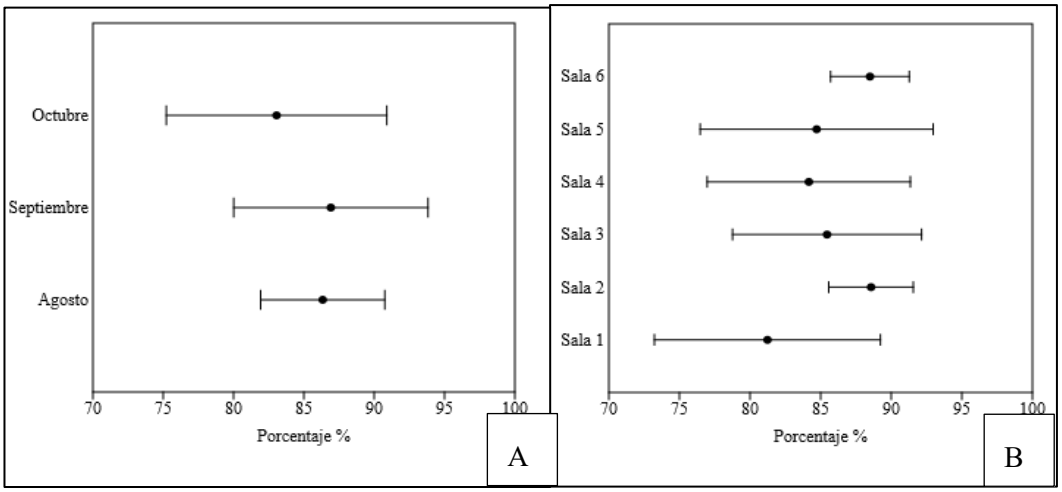
Agosto presentó un promedio mensual de 86,34 % ± 4,41; septiembre 86,92 % ± 6,91 y octubre 83,06 % ± 7,84, siendo este último el mes con mayor variabilidad. Las pruebas de normalidad indicaron que solo agosto cumplió con una distribución normal, mientras que septiembre y octubre no fueron normales ($p < 0,01$), por lo que se aplicó el test no paramétrico de Kruskal–Wallis, el cuál mostró

un valor p = 0,07; indicando que no existen diferencias significativas entre las medianas de los tres meses.

En el análisis por salas, los valores mostraron un comportamiento uniforme, con promedios que se mantuvieron entre aproximadamente 83 % y 89 %. Aunque algunas salas presentaron ligeras variaciones en sus niveles medios y dispersión, estas diferencias no fueron estadísticamente significativas. El test de Kruskal–Wallis confirmó esta estabilidad entre unidades al obtener un valor p = 0,14.

Figura 17.

Variación del porcentaje promedio de fertilidad en hembras.



Nota: Las barras representan el promedio del porcentaje de fertilidad y sus correspondientes intervalos de variación para las hembras copuladas de *Penaeus vannamei*. A. muestra la comparación entre los meses de agosto, septiembre y

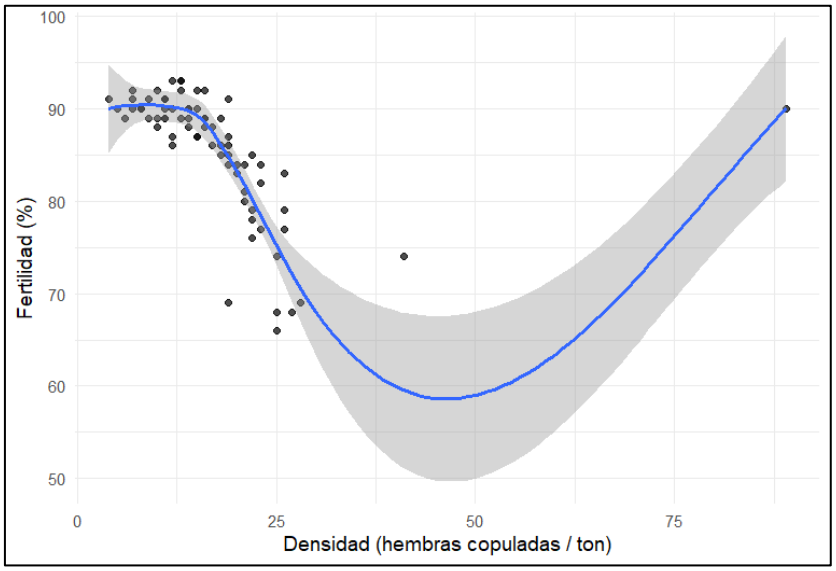
octubre. B presenta la distribución del porcentaje de fertilidad entre las salas de producción evaluadas.

8.7. Análisis correlacional entre el número de hembras copuladas y la fertilidad ovacitaria.

El conjunto de datos no cumplió con los supuestos de normalidad, por lo que se emplearon técnicas no paramétricas. Por esta razón, se aplicó la correlación de Spearman, obteniendo un coeficiente $\rho = -0,66$ y un $p < 0,001$. Este resultado indicó una asociación negativa fuerte, es decir que, a mayor densidad de hembras copuladas, los porcentajes de fertilidad tienden a ser menores (Figura 18). Este patrón fue confirmado por el coeficiente τ de Kendall ($\tau= -0,67$; $p< 0,001$), robusto frente a empates en los datos.

Figura 18.

Relación entre densidad de hembras copuladas y fertilidad (%)



Nota: Relación no paramétrica entre la densidad de hembras copuladas (hembras/ton) y la fertilidad (%). Los puntos representan los valores observados y la línea azul corresponde al ajuste LOESS, con su banda de confianza al 95 % en gris. El modelo muestra una tendencia no lineal marcada: la fertilidad se mantiene alta a bajas densidades, disminuye de forma pronunciada alrededor de 20–40 hembras/ton y luego presenta una recuperación parcial a densidades mayores. Esta curva suavizada permite visualizar la forma general de la relación sin asumir linealidad.

8.8. Densidad óptima de hembras copuladas

En particular, la densidad óptima estimada mediante LOESS presentó variaciones entre salas, de 4 a 14 hembras/ton. Las salas 3 y 4 mostraron valores óptimos especialmente bajos (7 y 4 hembras/ton), mientras que las salas 1, 2, 5 y 6

alcanzaron su fertilidad máxima a densidades cercanas a las 12–14 hembras/ton (Tabla 5).

Tabla 5.

Densidad óptima de hembras copuladas por sala y fertilidad máxima estimada

N° Sala	Densidad óptima h/ton	Fertilidad predicha %
Sala 1	12,2	89
Sala 2	14	90,8
Sala 3	7	91
Sala 4	4	90,8
Sala 5	14,4	91,9
Sala 6	12,6	90,4

Nota: La densidad óptima fue estimada identificando el punto de máxima fertilidad predicho por el modelo LOESS ajustado para cada sala de manera independiente. Estos valores representan óptimos empíricos dentro del intervalo de densidades registradas.

En agosto, la densidad óptima estimada fue de 4 hembras copuladas por sala, alcanzando una fertilidad máxima predicha de 90,6 %. Para el mes de septiembre, aumentó hasta 9,78 hembras por sala, con una fertilidad máxima de 91,6 %, que

constituye el valor más alto observado entre los tres meses. Finalmente, en octubre, fue de 12,9 hembras copuladas, con una fertilidad máxima de 91,3 % (Tabla 6).

Tabla 6

Densidad óptima de hembras copuladas por mes y fertilidad máxima estimada.

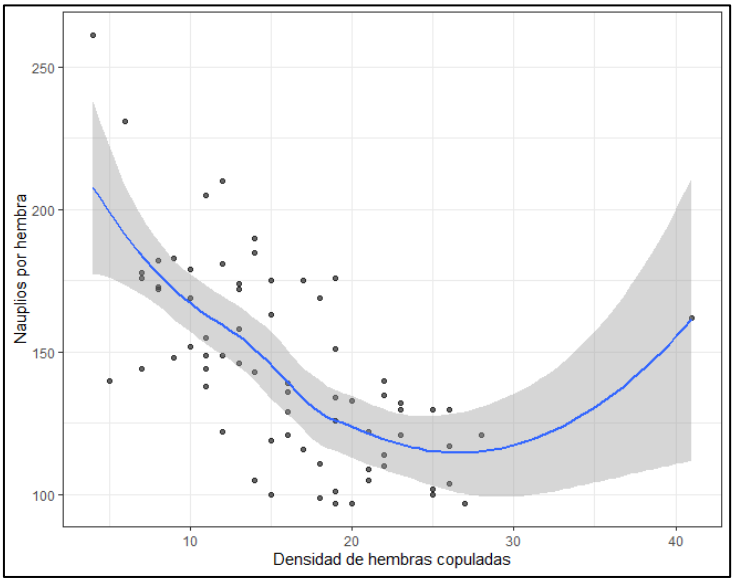
Meses	Densidad óptima h/ton	Fertilidad máxima %
Agosto	4	90,6
Septiembre	9,78	91,6
Octubre	12,9	91,3

8.9. Relación entre la densidad de hembras copuladas y el número de nauplios producidos

Los análisis no paramétricos (Spearman y Kendall) mostraron una correlación negativa fuerte y altamente significativa entre la densidad de hembras copuladas y la producción de nauplios por hembra ($\rho = -0,66$; $\tau = -0,46$; $p < 0,001$). Esta tendencia fue corroborada por el modelo no paramétrico GAM, el cual evidenció una relación curvilínea significativa, explicando cerca del 48 % de la variabilidad observada.

Figura 20

Relación entre la densidad de hembras copuladas y la producción de nauplios por hembra



Nota: La línea azul representa el ajuste del modelo GAM con su intervalo de confianza (gris), mostrando la tendencia no lineal entre ambas variables. El p valor es < 0,05.

CAPÍTULO V

9. DISCUSIONES

Los resultados de este estudio indicaron que la densidad de hembras copuladas varió significativamente entre unidades de producción, registrándose la mayor densidad en la sala 1 (22 ± 7,7 hembras/ton) y la menor en la sala 6 (13 ± 3,9). Estas densidades se consideran moderadas según los estándares para reproductores, dado que manuales especializados recomiendan rangos entre 8 a 10 camarones/ton (Ortiz, 2020).

La densidad mensual se mantuvo relativamente estable con 17, 15 y 17 hembras/ ton en agosto, septiembre y octubre respectivamente, lo cual podría atribuirse a condiciones ambientales y nutricionales constantes durante el periodo de muestreo. En este sentido, Ren, Mather, Tang & Hurwood, (2021) coincidieron que los sistemas de recirculación (RT) bien administrados garantizan estabilidad, alta calidad del agua y condiciones bioseguras, favoreciendo menor mortalidad y reducidad contaminación.

La fertilidad promedio se ubicó entre 77 y 90%, en concordancia con Clifford (2020) quien reportó valores entre el 60 y 90% en hembras de 45 gramos alimentadas convencionalmente. No obstante, Figueredo, Patti, & Fuente (2020) obtuvieron una fertilidad ligeramente superior (91,8%) con un rendimiento de 158,3 millares de nauplios/hembra, aún bajo condiciones de bajo recambio.

Según Mejias (2021) estas variaciones pueden asociarse al mayor confort de los organismos durante desove, derivado de la reducción de factores de estrés relacionados con confinamiento y densidades elevadas. Esto coincide con Varela et al. (2021) quienes observaron que hembras mantenidas en mayores volúmenes de agua incrementaron hasta en 31,6% la producción de huevos por individuo respecto a aquellas expuestas a densidades más altas.

De manera complementaria, Gaxiola et al. (2019) destacaron que la exposición constante a estresores térmicos, lumínicos o por hacinamiento puede alterar la secreción de gonadatropinas y viteligeninas, hormonas importantes para la maduración ovárica y la sincronización del desove. Este mecanismo podría explicar las diferencias encontradas entre salas en el número de desoves registrados.

Hernández (2014) demostró que temperaturas superiores a 30°C reducen significativamente la proporción de hembras fecundadas a solo el 31,9%. Aunque en este estudio la temperatura se mantuvo estable entre 28 y 31°C, ligeras fluctuaciones, combinadas con otros estresores, podrían haber contribuido a las variaciones detectadas en fertilidad.

Asimismo, el incremento en la densidad puede inducir mayor liberación de hormonas de estrés, como catecolaminas y cortisol. En hembras sometidas a ablación, la sensibilidad a estos cambios se incrementa, generando desequilibrios que afectan la vitelogénesis y, en consecuencia, la eficiencia del desove (Palacios, 2009).

Diversos autores también sugieren que la reducción en los indicadores de producción puede estar influenciada por múltiples factores adicionales como la subestimación de desoves, la baja calidad o insuficiencia del esperma (Beard & Wickins, 1980), condiciones inadecuadas en las salas de maduración (Primavera &

Caballero, 1992), o un desbalance entre las reservas energéticas de la gónada y el aporte nutricional proveniente de la dieta, incluyendo una transferencia deficiente de lípidos y carotenoides hacia el ovario.

Huevos con reservas lipídicas reducidas o con vitelo deteriorado presentan menor probabilidad de eclosionar (Cruz-Rosales et al. 2021; Martínez-Córdova et al. 2022). Por ello, el incremento de huevos no viables como el registrado en octubre podría estar asociado a variaciones en la alimentación de las reproductoras.

En la mayoría de las salas, la fertilidad alcanza porcentajes altos en densidades bajas y luego tiende a declinar. Esto concuerda con lo mencionado por Chen, Reid, & Arnold (2007) que en densidades de 5-10 indiv/m^2 se alcanza hasta un 91% de huevos fértiles. De este modo se lográ optimizar la fertilización ovacitaria, por ejemplo, Sala 5 logró el 91,9% de fertilidad a 14 hembras/ton salas mientras que la 3 y 4 incluso llegaron a porcentajes más altos aún en menores densidades indicando un efecto de competencia o interferencia a altas densidades.

La fuerte correlación negativa entre la densidad de hembras copuladas y la fertilidad ovárica concuerda con lo mencionado por Said, Abo-Al-Ela, El-Barbary, Ahmed, & Dighiesh (2024) que cuando las densidades en los sistemas de biofloc son altas, los crustáceos sufren más estrés y crecen menos pero, la estructura de los ovarios en las hembras no cambia mucho. En el camarón de agua dulce *Macrobrachium rosenbergii*, diferentes densidades de reproductores no interfirieron en la correcta maduración de los órganos sexuales, medido por el índice gonadosomático. Sin embargo, el estrés por hacinamiento puede reducir la fertilidad porque interfiere en el apareamiento (Rahman, et al., 2022).

Por último, análogamente, se observó una correlación negativa entre densidad de hembras y producción de nauplios por hembra (ρ = -0,66; τ = -0,46; $p<0,001$). Esto significa que, al incrementarse la densidad de apareamiento, cada hembra produce menos nauplios, probablemente debido al mismo efecto de competencia o estrés ya mencionado. El modelo GAM no paramétrico confirmó esta tendencia curvilínea, explicando cerca del 48% de la variabilidad observada en nauplios/hembra en función de la densidad.

Por eso, se establece que factores individuales como el tamaño, la condición física o la edad de las hembras tienen un mayor impacto en la producción naupliar que la densidad ambiental en el rango estudiado (Arce et al., 2019; Varela-Mejías et al., 2021). En este contexto, la gestión reproductiva óptima debe considerar la densidad, el ambiente y la nutrición ya que el objetivo es aumentar tanto la proporción de hembras fertilizadas como la producción de nauplios por hembra.

10. CONCLUSIONES

Se determinó que el porcentaje de fertilidad en *Penaeus vannamei* presenta una asociación negativa fuerte y altamente significativa con el incremento de la densidad de hembras copuladas ($r = -0,66$; $p < 0,001$), lo que indica que, a mayor densidad, menor es la fertilidad. Sin embargo, la relación no es lineal, ya que la fertilidad se mantiene alta a bajas densidades, disminuye de forma pronunciada a densidades intermedias (alrededor de 20-40 h/ton) y presenta una recuperación parcial a densidades mayores.

La densidad de hembras copuladas que optimiza el porcentaje de fertilización de huevos en *Penaeus vannamei* se estimó mediante el modelo LOESS, oscilando entre 4 y 14,4 hembras copuladas por tonelada (h/ton) dependiendo de la sala y el mes de monitoreo. La mayor fertilidad máxima predicha fue del 91,9 % a una densidad óptima de 14,4 h/ton (Sala 5), mientras que, a nivel mensual, el valor óptimo más alto de fertilidad fue de 91,6 % con una densidad de 9,78 h/ton en septiembre.

El análisis de correlación no paramétrica demostró una relación curvilínea y altamente significativa entre la densidad de hembras copuladas y la producción de nauplios por hembra ($\rho = -0,66$; $p < 0,001$). Esta fuerte asociación negativa confirma que el incremento en la densidad resultó en una menor producción de nauplios por hembra, con el modelo no paramétrico GAM explicando cerca del 48 % de la variabilidad observada

11. RECOMENDACIONES

Se recomienda identificar a cada hembra de forma individual usando elastómeros inyectables o microchips. Esto ayuda, por un lado, a mantener un registro claro y permanente de la línea genética de cada ejemplar y, por otro, a contar con información precisa sobre cuántas veces y con qué frecuencia se reproduce cada hembra.

Considerando que el estrés endócrino podría generar agotamiento ovárico o la disminución de la calidad de gametos, es necesario analizar el efecto de la ablación ocular y el manejo hormonal en la fertilidad y producción de nauplios.

Resulta imperativo continuar con ensayos adicionales en los que se analice densidades extremas y diferentes proporciones entre macho: hembra de tal manera que se pueda identificar posibles umbrales específicos donde la densidad comience a influir sobre la producción de nauplios.

BIBLIOGRAFÍA

Alfaro, J. L.-Á.-G.-G.-E. (2004). Morphological characteristics of the reproductive system and spermatophore quality of wild and captive male white shrimp (Litopenaeus vannamei). . *Aquaculture*.

Álvarez, M. Á. (2011).). EVALUACIÓN DEL DESEMPEÑO REPRODUCTIVO DE DOS ESPECIES DE CAMARONES PENEIDOS (Camarón rojo del Caribe Farfantopenaeus brasiliensis y Camarón blanco del Pacifico Litopenaeus vannamei) EN UN SISTEMA DE RECIRCULACIÓN DE AGUA. *(Doctoral dissertation, INSTITUTO TECNOLÓGICO DE CONKAL)*.

APROMAR. (2004). *La acuicultura en el mundo*. Obtenido de http://www.apromar.es

Artiles, A. C. (2015). *Assessment of genetic variation and productive markers through four progenies of the first introduced stock of cultured shrimp Penaeus (Litopenaeus) vannamei in Cuba*. Obtenido de International Journal of Aquaculture, 5(23), 1–12

Balboa, W. A. (1991). *Ocurrencia de camarón blanco del Pacífico en la parte baja de la Laguna Madre, Texas. Actas de la Asociación de Comisiones de Caza y Pesca del Sureste, 45, 288–292.*

Barbieri, E. &. (2006). *Litopenaeus vannamei (Boone, 1931): Presencia de especies exóticas en el complejo de estuarios lagunares Cananéia-Iguape-Ilha Comprida. O Mundo da Saúde São Paulo, 30(4), 654–659.*

Boyd, C. (1990). *Chapter 3: Diseases of Crustacea. In: O. Kinne (ed.) Diseases of Marine Animals Vol. 3, Biologische Anstalt Helgoland, Hamburg. 245-424 pp.* .

Bray, W. A.-T. (1990). Reproduction of penaeid shrimp. In A. L. Lawrence (Ed.), Shrimp Culture in North America and the Caribbean. *The World Aquaculture Society.*, (pp. 93–170).

Briggs, M. F.-S. (2004). *Introductions and movement of Penaeus vannamei and Penaeus stylirostris in Asia and the Pacific. FAO Regional Office for Asia and the Pacific.*

Carlton, J. T. (2009). *Marine bioinvasions of Hawai'i: The introduced and cryptogenic marine and estuarine animals and plants of the Hawaiian Archipelago. Bishop Museum Bulletin in Cultural and Environmental Studies, 4, 1–202.*

Chaverra, J. D. (20 de AGOSTO de 2024). *La revolución de la nutrición acuícola: De subproductos agroindustriales a bio-alimentos de alta calidad. Nutriaqua.* Obtenido de https://nutriaqua.com.co/la-revolucion-de-la-nutricion-acuicola

Chen, F., Reid, B., & Arnold, C. R. (2007). Maturing, Spawning and Egg Collecting of the White Shrimp Penaeus vannamei Boone in a Recirculating System. *Journal of the World Aquaculture Society*, 167- 172.

Clifford, H. (2020). SPAWN SIZE AND FERTILIZATION RATES FOR L. VANNAMEI.

Eldredge, L. G. (1994). *Perspectives in aquatic exotic species management in the Pacific Islands. Vol. I: Introductions of commercially significant aquatic organisms to the Pacific Islands. South Pacific Commission.*

Emerenciano, M. G., Rombenso, A. N., Vieira, F. d., Martins, M. A., Coman, G. J., Truong, H. H., . . . Simon, C. J. (2022). Intensification of Penaeid Shrimp Culture: An Applied Review of Advances in Production Systems, Nutrition and Breeding. *Animals (Basel), 12*(3). doi:10.3390/ani12030236

Ernesto, R. R. (2012). *Sistema con agua de mar recirculada como alternativa a los cultivos semi-intensivos tradicionales. Biotecnia, 14.* Obtenido de http://www.biotecnia.uson.mx

Espinoza, J. (2014). *Estudio microbiológico del agua en diferentes puntos de recorrido de un laboratorio de larvicultura. Previo a la obtención de título de Acuacultor, Facultad de Ingeniería Marítima, Escuela Superior Politécnica del Litoral, 1-84.* .

FAO. (12 de AGOSTO de 1984). Obtenido de https://www.fao.org/4/s7088s/S7088S03.htm

FAO. (12 de OCTUBRE de 2010). Obtenido de https://openknowledge.fao.org/server/api/core/bitstreams/c3ffecd3-4a19-4ba9-9c9c-651d984719d7/content

FAO. (2011). *Cultured Aquatic Species Information Programme: Penaeus vannamei. Roma: Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura.*

FAO. (2012). *El estado mundial de la pesca y la acuicultura. Roma: FAO.*

FAO. (22 de SEPTIEMBRE de 2016). Obtenido de https://openknowledge.fao.org/server/api/core/bitstreams/76e9c9ff-e96a-4757-8d64-06e7a9e8ee72/content

FAO. (11 de AGOSTO de 2020). Obtenido de https://openknowledge.fao.org/server/api/core/bitstreams/170b89c1-7946-4f4d-914a-fc56e54769de/content

FAO. (21 de ABRIL de 2022). Obtenido de https://openknowledge.fao.org/server/api/core/bitstreams/05dd1625-23c4-4030-a733-247b5a48b496/content

FAO. (4 de OCTUBRE de 2023). Obtenido de https://www.fao.org/fishery

FAO. (14 de OCTUBRE de 2024). Obtenido de https://openknowledge.fao.org/server/api/core/bitstreams/f985caed-cc7a-457e-8107-7ce16c6ef209/content

FAO. (2O14). *El estado mundial de la pesca y la acuicultura. Roma: FAO.*

Feijó, R. G. (2009). *Prospecção de genes relacionados à ocorrência de enfermidades no camarão Litopenaeu vannamei (Boone, 1931) sob condições de cultivo. Título de Mestre em Ciências Marinhas Tropicais, Universidade de Federal Do Ceará. Área de concentração Ciências Biológica*.

Fenucci, J. (1989). *Cultivo de camarones*. Obtenido de http://www.fao.org/docrep/field/003/ab466s/AB466S00.htm#TOC.

Figueredo, A. P. (2019). Evaluación del desempeño reproductivo de una cepa domesticada de Penaeus vannamei en una maduración comercial. *AquaTIC*, (53), 18-31.

Figueredo, A., Patti, J., & Fuente, R. D. (2020). Evaluación del desempeño reproductivo de una cepa domesticada de Penaeus vannamei en una maduración comercial. *Revista AquaTIC*, 18- 31. Obtenido de https://www.researchgate.net/publication/344726804_Evaluacion_del_desempeno_reproductivo_de_una_cepa_domesticada_de_Penaeus_vannamei_en_una_maduracion_comercial

Gómez, R. &. (2019). *Enfermedades Infecciosas más comunes en la Camaronicultura en México y el Impacto del Uso de Antimicrobianos. En R. Gómez (Ed.), Camaronicultura y Medio Ambiente (315-343).CIAD, A.C.* .

Gonzabay-Crespin, Á. N.-C.-M. (2021). *Análisis de la producción de camarón en el Ecuador para su exportación a la Unión Europea en el período 2015-2020. Polo del Conocimiento, 6(9), 1040-1058. 10.23857/pc. v6i9.3093* .

Guerra, M. V. (2009). *Desempeño reproductivo de dos líneas de reproductores de camarón blanco Litopenaeus vannamei introducidos en Cuba*. Obtenido de https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=63614251005

Gutiérrez, J. (18 de FEBRERO de 2012). *Morfología interna del camarón*. Obtenido de http://www.acuariacolombia.org/index.php?name=ForumsPro&file=viewtopic &t=7088

Heitzmann, J. C. (2004). Reproductive performance of female Pacific white shrimp Litopenaeus vannamei held at different stocking densities in maturation tanks. *Aquaculture*, 237(1-4), 247-260.

Hernández, A. R. (1991). *Mozambique: Bioeconomía del cultivo de camarón. Informe de misión proyecto MOZ/86/033. FAO.*

Hernández, J. P. (2014). *Efecto del aumento de la temperatura sobre la actividad reproductiva de hembras de camarón azul (Litopenaeus atylorostris), en un laboratorio de producción de postlarvas.*

Hidalgo Zambrano, M. (1996). *Efecto de la composición nutricional de artemia enriquecida en la reproducción de Penaeus vannamei*. Obtenido de https://www.dspace.espol.edu.ec/handle/123456789/8613

Holthuis, L. B. (1980). *FAO Species Catalogue. Vol. 1. Shrimps and prawns of the world. FAO Fisheries Synopsis, 125(1). Roma: FAO.*

Huerta, F. &. (8 de DICIEMBRE de 2017). *Retro-adaptación de granjas de camarón a sistemas de recirculación. Global Seafood Alliance.* Obtenido de https://www.globalseafood.org/advocate/retro-adaptacion-de-granjas-decamaron-sistemas-de-recirculacion/

Jerry, D. R. (2016). *Liberando el potencial genético del camarón tigre negro. Global Aquaculture Alliance. Recuperado de*. Obtenido de http://advocate.gaalliance.org/liberando-el-potencial-genetico-del-camaron-tigre-negro/

Juarez, L. M., Moss, S. M., & Figueras, E. (2024). Maturation and Larval Rearing of the Pacific White Shrimp, Penaeus Vannamei. *The Shrimp Book*, 305-352. Obtenido de https://www.cabidigitallibrary.org/doi/10.1079/9781800629349.0012

Leal, B. (2010). *Caracterización del gen del lactato deshidrogenasa del camarón blanco litopenaeus vannamei. CIAD.* . Obtenido de https://ciad.repositorioinstitucional.mx/jspui/handle/1006/343

Lee, C. S. (1984). *The effects of stocking densities on growth and survival of Penaeus vannamei in cow manure-enriched ponds.* Obtenido de https://repository.seafdec.org.ph/handle/10862/904

Liao, I. C. (2011). *The Pacific white shrimp, Litopenaeus vannamei, in Asia: The world's most widely cultured alien crustacean. En B. S. Galil, P. F. Clark, & J. T. Carlton (Eds.), In the Wrong Place – Alien Marine Crustaceans: Distribution, Biology and Impacts (pp. 489–519)*.

Liu, G. Z. (2017). *Effects of stocking density of the white shrimp Litopenaeus vannamei (Boone) on immunities, antioxidant status, and resistance against Vibrio harveyi in a biofloc system. Fish and Shellfish Immunology, 67, 19–26.* Obtenido de https://doi.org/10.1016/j.fsi.2017.05.038

Loebmann, D. M. (2010). *The invasion of five alien species in the Delta do Parnaíba Environmental Protection Area, Northeastern Brazil. Revista de Biología Tropical, 58(3), 909–923.*

Mathews, L. M. (2018). Tests of the Mate-Guarding Hypothesis for Social Monogamy: Does Population Density, Sex Ratio, or Female Synchrony Affect Behavior of Male Snapping Shrimp (Alpheus angulatus)? *Behavioral Ecology and Sociobiology*, 426-432.

Mejias, A. V. (2021). Volumen de agua disponible para el desove de hembras de camarones Penaeus vannamei. *AquaTechnica Revista Iberoamericana de Acuicultura, 31*(1). doi:10.33936/at.v3i1.3438

Mendoza, D. H. (2011). *Panorama de la acuicultura mundial, América Latina y el Caribe y en el Perú. Dirección General de Acuicultura, Ministerio de la Producción.*

Meneses, A. E. (1991). *Aquacultura de camarao em Moçambique. Seminario de Recursos Pesqueiros de Moçambique. Inst. de Invest. Pesque. Depto. Aquacult., Maputo.*

Merchan, J. (12 de noviembre de 2024). *2025: Retos de la industria camaronera en Ecuador*. Obtenido de Inversiones Empresas: https://www.fideval.com/blog/1/2025-retos-de-la-industria-camaronera-en-ecuador/

Miranda, I. V. (2010). *Cultivo del camarón marino Litopenaeus vannamei (Boone, 1931) en agua dulce. Revista Científica, XX (4), 339-346.* .

Ortiz, A. (2020). Manual de Maduración Litopenaeus vannamei. *Skretting Marine* . Obtenido de https://www.skretting.com/siteassets/local-folders/ecuador/libreria-skretting/manual_de_cria_de_langostino_esp_ecuador.pdf?v=496820

Pereira, T. J. (2007). *Ocorrência do camarão exótico Litopenaeus vannamei Boone, 1931 (Crustacea, Decapoda, Penaeidae) no estuarino de Laguna, SC. Biociências, 15(1), 157–159.*

Pérez, J. E. (2007). *Especies marinas exóticas y criptogénicas en las costas de Venezuela. Boletín del Instituto Oceanográfico de Venezuela, 46(1), 79–96.*

Rahman, M. M., Salin, K. R., Tsusaka, T. W., Anal, A. K., Rahi, M. L., & Yakupitiyage, A. (2022). Effect of stocking density on growth performance

and gonadal maturity of all-female giant freshwater prawn, Macrobrachium rosenbergii. *International System for Agricultural Science and Technology*.

Ren, S. M. (2020). *Comparison of reproductive performance of domesticated Litopenaeus vannamei females reared in recirculating tanks and earthen ponds: An evaluation of reproductive quality of spawns in relation to female body size and spawning order. Frontiers in Marine Sc*. Obtenido de https://doi.org/10.3389/fmars.2020.00560

Ren, S., Mather, P. B., Tang, B., & Hurwood, D. A. (2021). Desempeño reproductivo de reproductores de L. vannamei criados en estanques y tanques. *Global Seafood Alliance*. Obtenido de https://www.globalseafood.org/advocate/desempeno-reproductivo-de-reproductores-de-l-vannamei-criados-en-estanques-y-tanques/

Rosas, C. C. (2002). Physiological and biochemical responses of Litopenaeus vannamei to salinity and temperature. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology,* , 280(1–2), 109–126.

Rosas, C. C. (2020). *Physiological and biochemical responses of Litopenaeus vannamei to salinity and temperature. Journal of Experimental Marine Biology and Ecology, 280(1–2), 109–126.*

Said, M. M., Abo-Al-Ela, H. G., El-Barbary, Y. A., Ahmed, O. M., & Dighiesh, H. S. (2024). Influence of stocking density on the growth, immune and physiological responses, and cultivation environment of white-leg shrimp (Litopenaeus vannamei) in biofloc system. *Scientific Reports*. Obtenido de 10.1038/s41598-024-61328-4

Santos, M. C. (2002). *Espécies exóticas de camarões peneídeos (Penaeus monodon Fabricius, 1798 e Litopenaeus vannamei Boone, 1931) nos ambientes estuarino e marinho do nordeste do Brasil. Boletim Técnico Científico do CEPENE, 10(1), 209–222.*

Senanan, W. V. (2007). *The presence of the Pacific white shrimp (Litopenaeus vannamei, Boone, 1931) in the wild in Thailand. Journal of Shellfish Research, 26(4), 1187–1192.*

Sotomayor. (2020). *Inhibición de vibrios patógenos de camarón por mezclas de cepas probióticas, Revista AquaTIC, nº 19, pp. {En línea}:* . Obtenido de http://www.revistaaquatic.com/aquatic/art.asp?t=p&c=156.

Sotomayor, M. y. (2003). *Inhibición de vibrios patógenos de camarón por mezclas de cepas probióticas, Revista AquaTIC, nº 19, pp.* Obtenido de http://www.revistaaquatic.com/aquatic/art.asp?t=p&c=156.

USGS. (2011). *Programa de especies acuáticas no indígenas. Nonindigenous Aquatic Species Database. U.S. Geological Survey*. Obtenido de https://nas.er.usgs.gov/

Varela, A. (2021). Volumen de agua disponible para el desove de hembras del camarón marino Penaeus vannamei. *AquaTechnica*. Obtenido de https://zenodo.org/records/5196059

Vazquez, N. D., Karine, D. C., Sganga, D. E., & López Greco, L. S. (2017). Density and gender segregation effects in the culture of the caridean ornamental red cherry shrimp Neocaridina davidi Bouvier, 1904 (Caridea: Atyidae). *Journal of Crustacean Biology;*, 367- 373.

Vijayan, K. K. (2018). *Training manual: Recent advances in farming of Pacific White Shrimp (Penaeus vannamei). Brackishwater aquaculture for food, employment and prosperity.*

Vinatea, L. (2014). *Capacidad de carga en el cultivo de camarón. En M. Velarde, S. Stanislaus, & J. Camposano (Edits.), Libro de resúmenes XVI CONGRESO ECUATORIANO DE ACUICULTURA Y AQUAEXPO (págs. 22-23). Guayaquil: Cámara Nacional de Acuacultura* .

Vinatea, L. (2014). *Capacidad de carga en el cultivo de camarón. En M. Velarde, S. Stanislaus, & J. Camposano (Edits.), Libro de resúmenes XVI CONGRESO ECUATORIANO DE ACUICULTURA Y AQUAEXPO (págs. 22-23). Guayaquil: Cámara Nacional de Acuacultura* .

Wenner, E. L. (1992, 2015). *ntroductions and transfers of marine species: Achieving a balance between economic development and resource protection. South Carolina Sea Grant Consortium.*

Wurmann, C. G. (2008). *Shrimp farming in Latin America: Current status, opportunities, challenges and strategies for sustainable development. Aquaculture Economics & Management, 8(3–4), 117–141.* Obtenido de https://doi.org/10.1080/13657300409380358

Wyban, J. A. (1995). Effect of stocking density on shrimp growth, survival, and yield in intensive, round pond systems. *Aquaculture*, 30(2-3), 103-119.

Zhang, J., Kong, J., Cao, J., Dai, P., Chen, B., Tan, J., . . . Sui, J. (2021). Reproductive Ability Disparity in the Pacific Whiteleg Shrimp (Penaeus vannamei): Insights from Ovarian Cellular and Molecular Levels. *biology, 13*(4). doi: 10.3390/biology13040218

ANEXOS

Anexo 1. *Registro de datos en salas de maduración durante agosto.*

		Copulas	Densidad	Nauplios	Nauplio no viab	Huevos	Nauplios mas huevos	Nauplios por hemb	Huevos por hembr	%Fert.
1° Semana	Sala 1	163	40,75	26325	3165	6180	35670	162	219	74%
	Sala 2	46	11,5	6840	270	840	7950	149	173	86%
	Sala 3	88	22	12333	1125	1080	14538	140	165	85%
	Sala 4	74	18,5	11187	885	990	13062	151	177	86%
	Sala 5	21	5,25	2943	150	180	3273	140	156	90%
	Sala 6	41	10,25	6924	165	795	7884	169	192	88%
2° Semana	Sala 1	90	22,5	10868	525	2715	14108	121	157	77%
	Sala 2	56	14	5882	165	510	6557	105	117	90%
	Sala 3	78	19,5	10340	450	1485	12275	133	157	84%
	Sala 4	62	15,5	7993	210	510	8713	129	141	92%
	Sala 5	44	11	6073	150	480	6703	138	152	91%
	Sala 6	46	11,5	9640	255	450	10345	210	225	93%
3° Semana	Sala 1	91	22,75	11829	720	1950	14499	130	159	82%
	Sala 2	64	16	8733	345	810	9888	136	155	88%
	Sala 3	103	25,75	13392	870	1875	16137	130	157	83%
	Sala 4	75	18,75	7239	360	870	8469	97	113	85%
	Sala 5	92	23	12147	885	1455	14487	132	157	84%
	Sala 6	61	15,25	7287	195	900	8382	119	137	87%
4° Semana	Sala 1	66	16,5	11533	630	1200	13363	175	202	86%
	Sala 2	54	13,5	10238	300	1005	11543	190	214	89%
	Sala 3	76	19	13392	900	1155	15447	176	203	87%
	Sala 4	17	4,25	4439	165	300	4904	261	288	91%
	Sala 5	49	12,25	8849	435	885	10169	181	208	87%
	Sala 6	45	11,25	6497	195	600	7292	144	162	89%

Anexo 2. *Registro de datos en salas de maduración durante septiembre*

		Copulas	Densidad	Nauplios	Nauplio no viab	Huevos	Nauplios mas huev	Nauplios por hemb	Huevos por hemb	%Fert.
1° Semana	Sala 1	76	19	10148	675	945	11768	134	155	86%
	Sala 2	24	6	5548	255	435	6238	231	260	89%
	Sala 3	37	9,25	6756	300	375	7431	183	201	91%
	Sala 4	42	10,5	6507	210	480	7197	155	171	90%
	Sala 5	51	12,75	8883	165	480	9528	174	187	93%
	Sala 6	30	7,5	5193	150	405	5748	173	192	90%
2° Semana	Sala 1	36	9	5343	105	540	5988	148	166	89%
	Sala 2	59	14,75	9588	375	510	10473	163	178	92%
	Sala 3	39	9,75	5922	135	585	6642	152	170	89%
	Sala 4	32	8	5808	165	495	6468	182	202	90%
	Sala 5	39	9,75	6990	120	450	7560	179	194	92%
	Sala 6	30	7,5	5160	150	435	5745	172	192	90%
3° Semana	Sala 1	76	19	9573	360	540	10473	126	138	91%
	Sala 2	50	12,5	7887	255	300	8442	158	169	93%
	Sala 3	62	15,5	7479	375	570	8424	121	136	89%
	Sala 4	82	20,5	8629	735	960	10324	105	126	84%
	Sala 5	70	17,5	7780	600	690	9070	111	130	86%
	Sala 6	54	13,5	9978	570	735	11283	185	209	88%
4° Semana	Sala 1	101	25,25	10278	1875	3015	15168	102	150	68%
	Sala 2	77	19,25	9711	615	1170	11496	126	149	84%
	Sala 3	101	25,25	10089	2040	3240	15369	100	152	66%
	Sala 4	102	25,5	11974	1305	1935	15214	117	149	79%
	Sala 5	69	17,25	7995	210	900	9105	116	132	88%
	Sala 6	71	17,75	11994	390	1155	13539	169	191	89%

Anexo 3. *Registro de datos en salas de maduración durante octubre*

- **Semana 1**

Sala	Nauplios	N. no viable	Huevos	N + H	N / H	H / H	% Fert.
Sala #1	10386	2010	2985	15381	116	144	68%
Sala #2	7848	315	570	8733	148	159	90%
Sala #3	3756	105	315	4176	149	161	90%
Sala #4	13559	2370	3660	19589	142	175	69%
Sala #5	9592	825	1950	12367	120	142	78%
Sala #6	8906	300	810	10016	144	157	89%

- **Semana 2**

Sala	Nauplios	N. no viable	Huevos	N + H	N / H	H / H	% Fert.
Sala #1	5976	270	600	6846	104	114	87%
Sala #2	5868	225	450	6543	127	136	90%
Sala #3	7041	300	900	8241	103	116	85%
Sala #4	10854	1185	2055	14094	116	136	77%
Sala #5	7743	1185	2250	11178	116	145	69%
Sala #6	7425	225	705	8355	150	164	89%

- **Semana 3**

Sala	Nauplios	N. no viable	Huevos	N + H	N / H	H / H	% Fert.
Sala #1	9829	1185	1350	12364	128	144	79%
Sala #2	7552	450	1125	9127	103	117	83%
Sala #3	5155	150	375	5680	183	196	91%
Sala #4	8601	405	495	9501	214	226	91%
Sala #5	10518	435	780	11733	183	196	90%
Sala #6	9975	705	1620	12300	130	150	81%

Anexo 4. *Indicadores reproductivos mensuales de hembras copuladas*

	Agosto	Septiembre	Octubre
Densidad (hembras copuladas/ton)	17,21	14,69	14,69
Huevos	8365,78	8133,88	8133,88
Huevos más nauplios	702,50	505,63	505,63
Nauplios	1277,50	889,38	889,38
Nauplios no viables	10345,78	9528,88	9528,88
Nauplios por hembra	137,53	149,18	149,18
Huevos por hembra	154,23	170,72	170,72
Fertilidad	83%	87%	87%

.

Anexo 5. *Resultados del análisis estadístico aplicado*

Prueba de Normalidad

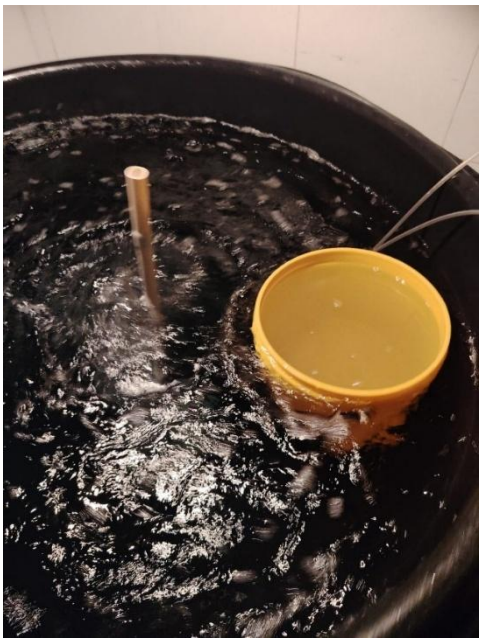
	Densidad	Nauplios por hembra
N	72	72
Shapiro-Wilk W	0.9643	0.9439
p(normal)	0.0387	0.003001

Anexo 6. *Llenado de desoves.*

Anexo 7. *Obtención de cópulas.*

Anexo 8. *Cosecha, desinfección, aclimatación huevos.*

Anexo 9. *Aclimatación de huevos en conos de eclosión.*



Anexo 10. *Siembra de huevos en conos eclosión.*

Anexo 11. *Colección de nauplios en conos de eclosión por efecto de fototropismo.*

Anexo 12. *Conteo de nauplios.*

Anexo 13. *Colección de huevos y nauplios no viables.*

Anexo 14. *Conteo de huevos y nauplios no viables.*

CERTIFICACIÓN DE ANTIPLAGIO

Certifico que después de revisar el documento final del trabajo de titulación "Análisis del impacto de la densidad de hembras copuladas sobre el porcentaje de fertilización en nauplios de *Penaeus vannamei*." presentado por la estudiante, Zambrano Vera Marcelo Ramon fue enviado al Sistema Anti-plagio COMPILATIO, presentando un porcentaje de similitud correspondiente al 7%, por lo que se aprueba el trabajo para que continúe con el proceso de titulación

TUTOR

AC. Sonnya Mendoza Ph.D.

INFORME DE ANÁLISIS
magister

MARCELO ZAMBRANO VERA

7%
Textos sospechosos

< 1% Similitudes
0 % similitudes entre comillas
0 % entre las fuentes mencionadas
3% Idiomas no reconocidos (ignorado)
7% Textos potencialmente generados por la IA

Nombre del documento: MARCELO ZAMBRANO VERA.docx
ID del documento: 7aec1abb63cb30cde4495105abb7f84de43014ae
Tamaño del documento original: 174,74 kB

Depositante: SONNYA PATRICIA MENDOZA LOMBANA
Fecha de depósito: 6/11/2025
Tipo de carga: interface
fecha de fin de análisis: 6/11/2025

Número de palabras: 8060
Número de caracteres: 52.091

Ubicación de las similitudes en el documento:

Fuentes de similitudes

Fuentes con similitudes fortuitas

Nº	Descripciones	Similitudes	Ubicaciones	Datos adicionales
1	www.fao.org | MANUAL PARA LA CRIA DE CAMARONES PENEIDOS https://www.fao.org/4/ab466s/AB466S01.htm	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (14 palabras)
2	Documento de otro usuario #b227d9 Viene de de otro grupo	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (10 palabras)
3	repositorio.upse.edu.ec | Análisis de producción y económico de camarón Pena... https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/6654/1/UPSE-TBI-2021-0028.pdf	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (11 palabras)

Fuentes ignoradas Estas fuentes han sido retiradas del cálculo del porcentaje de similitud por el propietario del documento.

Nº	Descripciones	Similitudes	Ubicaciones	Datos adicionales
1	anteproyecto MARCELO.docx | anteproyecto MARCELO.docx #6a88e7 Viene de de mi grupo	10%		Palabras idénticas: 10% (811 palabras)
2	Objetivos, metodologia tesis.pdf | Objetivos, metodologia tesis.pdf #3fcb21 Viene de de mi grupo	2%		Palabras idénticas: 2% (207 palabras)
3	problematica, justificacion tesis.pdf | problematica, justificacion tesis.p... #05ab7c Viene de de mi grupo	2%		Palabras idénticas: 2% (129 palabras)
4	Poyecto _2024_Velez Castro Jade corregido.docx | Poyecto _2024_Velez ... #38c57a Viene de de mi grupo	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (45 palabras)
5	Documento de otro usuario #d59813 Viene de de otro grupo	< 1%		Palabras idénticas: < 1% (12 palabras)

UPSE

Facultad de Ciencias del Mar
Biología

La libertad, 30 de octubre de 2025

Ingeniero

Jimmy Villón Moreno, MSc.

Director Carrera Biología

COMISIÓN DE TITULACIÓN

En su despacho. –

De mi consideración

Por medio del presente informo a usted que el estudiante **MARCELO RAMON ZAMBRANO VERA,** con cedula de identidad N° **2400398703**, ha realizado las correcciones y concluido con la propuesta del Trabajo de Titulación cuyo tema es **"ANÁLISIS DEL IMPACTO DE LA DENSIDAD DE HEMBRAS COPULADAS SOBRE EL PORCENTAJE DE FERTILIZACIÓN EN NAUPLIOS DE *Penaeus vannamei*"**, por tal motivo extiendo al aval y puede continuar con el respectivo proceso para optar al título de Biólogo.

Particular que comunico para los fines pertinentes.

SONNYA PATRICIA MENDOZA LOMBANA

Acui. Sonnya Mendoza Ph.D.

Somos lo que el mundo necesita