

01672

5



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

DIVISION DE ESTUDIOS DE POSGRADO E INVESTIGACION FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

CRECIMIENTO Y SOBREVIVENCIA DE POSTLARVAS DE CAMARON BLANCO Litopenaeus vannamei (Boone, 1931) EN AGUA A 0.5 PARTES POR MIL (‰) DE SALINIDAD A DIFERENTES TEMPERATURAS

T E S I S PARA OBTENER EL GRADO DE MAESTRA EN CIENCIAS PRESENTADA POR: MARIA DEL CARMEN GALLO GARCIA

TUTOR: MC. LUIS JORGE GARCIA MARQUEZ COMITE TUTORAL: MI. JORGE LECUMBERRI LOPEZ DR. JOSE MANUEL ZORRILLA RIOS

248872



MEXICO, D.F.

2000



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



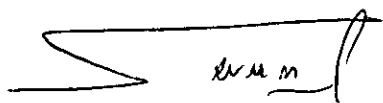
UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

El autor da consentimiento a la División de Estudios de Posgrado e Investigación de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Nacional Autónoma de México, para que la tesis esté disponible para cualquier tipo de reproducción e intercambio bibliotecario.



María del Carmen Gallo García

DEDICATORIA

Gracias mamá por tu apoyo incondicional. Tu fortaleza y seguridad me ha guiado y motivado en la vida para seguir luchando. Eres mi ejemplo y mi orgullo.

A mis abuelos, mi hermano Alejandro y a toda la familia, con quienes he compartido momentos maravillosos a lo largo de mi vida. Han sido parte importante de mi formación personal y profesional.

Dedicada con todo mi amor para tí Eugenio, por el apoyo incondicional, el interés por mi desarrollo profesional y por tu ayuda en el desarrollo de este trabajo. Te amo.

A todos los miembros del Departamento de Especies Productivas no Tradicionales en la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la U.N.A.M. Especialmente a la gente que labora en el Área de Producción Acuícola: Maruca, Víctor, Angel, Maribel, Marcela, Álvaro, Héctor. Gracias a la Dra. Ana Auró de Ocampo y al Dr. José Antonio Zozaya Rubio por el apoyo que siempre me han brindado.

A los amigos que han estado cerca, en las buenas y en las malas... Maruca, Rosy, Toño.

A los amigos que tuve la fortuna de conocer durante esta etapa de mi vida: Carlos, Paty, Norma, Gabriel, Gustavo, Agustín, Nicolás, Ariosto. A todos los nuevos amigos de Barra de Navidad, Jal.

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT), por el otorgamiento de la beca que soportó financieramente mis estudios en este período.

A quienes conforman el Comité Tutoral de este trabajo por su valiosa ayuda en la dirección de esta tesis y al H. Jurado:

Tutor principal: MC Luis Jorge García Márquez.

Cotutores: MI Jorge Lecumberri López y el Dr. José Manuel Zorrilla Ríos.

MC Alvaro de Tomás Kutz y el MC Mario Garduño Lugo.

A la Universidad Autónoma de Guadalajara por las facilidades otorgadas para la realización de la fase experimental del presente trabajo. Especialmente le doy las gracias al Director del Laboratorio de Ciencias Marinas, el Dr. Manuel García-Ulloa Gómez, por su apoyo, orientación y confianza. Gracias al personal del Laboratorio por su ayuda y amistad (Daniel, Sofie, Juan Ramón, José, Julián y al Sr. Ramón).

Agradezco al Biol. Miguel Ávila Tamayo la donación del material biológico utilizado en este experimento, así como a la compañía de Aceitera La Junta S.A. por la donación del alimento balanceado utilizado durante el trabajo experimental.

Al Dr. Alejandro Otto Meyer Willerer, Investigador del Centro Universitario de Investigaciones Oceanológicas de FACIMAR, y a la MC Maricruz Rivera por su ayuda en la realización de los análisis de calidad de agua. Agradezco también al MC Alfredo Mena, Investigador del Área de Acuicultura (FACIMAR), y al Centro de Ecología Costera de la Universidad de Guadalajara, que prestó equipo necesario para la realización de este ensayo por el préstamo de equipo. En especial gracias al MC Arnulfo Hernández Díaz y al Quím. José Angel Hinojosa.

RESUMEN

CRECIMIENTO Y SOBREVIVENCIA DE POSTLARVAS DE CAMARÓN BLANCO *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) EN AGUA A 0.5 PARTES POR MIL (‰) DE SALINIDAD A DIFERENTES TEMPERATURAS.

Después de un período de treinta días bajo condiciones de laboratorio, se evaluó el efecto de tres temperaturas y una salinidad sobre el crecimiento, sobrevivencia y conversión alimenticia de postlarvas del camarón blanco *Litopenaeus vannamei*. Grupos de 30 postlarvas (PL 24), con un peso húmedo promedio de 0.012 ± 0.01 g, fueron mantenidos por triplicado en cada unidad experimental en agua corriente a 0.5‰ de salinidad, y a tres temperaturas constantes (22, 26 y 30°C; tratamientos 1, 2 y 3, respectivamente). Se evaluó un grupo control a 20‰ de salinidad y a temperatura ambiente (27.5°C). Para el tratamiento 1, se obtuvo el 100% de mortalidad al cuarto día de experimentación. El control presentó la mayor sobrevivencia (87.8%) comparado con los tratamientos 2 y 3 (8.8% y 4.4%, respectivamente). El control también mostró la mejor conversión alimenticia (1.15), aunque presentó una baja tasa específica de crecimiento (8.8%). Se obtuvieron malas conversiones alimenticias en los tratamientos 2 (3.49) y 3 (3.38). La tasa específica de crecimiento fue del 11.3% y 13.0%, para los tratamientos 2 y 3, respectivamente. El análisis de regresión logística indicó que la baja salinidad fue la causante de la mortalidad obtenida, mientras que la temperatura no influyó significativamente sobre la sobrevivencia ($p < 0.01$). Se descartaron como factores de confusión, la mortalidad por agentes patógenos y por mal manejo de la calidad del agua. Los resultados obtenidos indican que una salinidad de 0.5‰ no es recomendable para el cultivo de *L. vannamei* utilizando agua corriente.

Palabras clave: *Litopenaeus vannamei*, postlarvas, salinidad, temperatura, crecimiento, sobrevivencia.

SUMMARY

GROWTH AND SURVIVAL OF WHITELEG SHRIMP *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) POSTLARVAE IN WATER AT 0.5 PARTS PER THOUSAND (‰) AT DIFFERENT TEMPERATURES.

After a thirty day period under laboratory conditions, the effect of three temperatures and one level of salinity on growth rate, survival rate and feed conversion ratio of *Litopenaeus vannamei* postlarvae, was evaluated. Groups of 30 postlarvae (PL 24) (0.012 ± 0.01 mean weight), were sorted by triplicate in each experimental unit at the water salinity level of 0.5‰ (tap water), and at three temperatures (22, 26 and 30°C; treatments 1, 2 and 3, respectively). A control group was reared at 20‰ and at environmental temperature (27.5°C). Mortality of 100% was shown for treatment 1 at day 4. The control group displayed the higher survival (87.8%) compared to treatments 2 and 3 (8.8% and 4.4%, respectively). The control group showed the best feed conversion ratio (1.15), although it showed the lowest specific growth rate (8.8%). Bad feed conversion ratios were obtained in treatments 2 (3.49) and 3 (3.38). Specific growth rate was 11.3% and 13.0% for treatments 2 and 3, respectively. The logistic regression analysis showed that mortality was caused by the low salinity used, whereas temperature did not had any significative influence on survival ($p < 0.01$). Mortality was ruled out due to pathological and water quality management reasons. Results suggest that a low salinity is not recommended for *Litopenaeus vannamei* culture using tap water.

Key words: *Litopenaeus vannamei*, postlarvae, salinity, temperature, growth, survival.

ÍNDICE

	Página
DECLARATORIA	I
DEDICATORIA	II
AGRADECIMIENTOS	III
RESUMEN	IV
SUMMARY	V
LISTA DE CUADROS	XI
LISTA DE FIGURAS	X
ANEXOS	XI
1. INTRODUCCIÓN	1
Objetivo general	2
Objetivos específicos	2
Hipótesis	2
2. REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1. La salinidad y la regulación osmótica	3
2.2. Mecanismos de osmorregulación	5
2.3. Fisiología de la osmorregulación	5
2.4. Efectos de la temperatura sobre el metabolismo	7
2.5. Comportamiento de <i>Litopenaeus vannamei</i> ante la salinidad	8
2.6. Tolerancia a la salinidad de otras especies de camarón	10
2.7. Efectos de la temperatura en el camarón	10
2.8. Interacción temperatura-salinidad	11
2.9. Gasto metabólico y consumo de oxígeno durante la osmorregulación	11
2.10. Reportes de tolerancia de <i>L. vannamei</i> a bajas salinidades	12
3. MATERIAL Y MÉTODOS	13
3.1. Ubicación de las instalaciones	13
3.2. Características de la población objetivo	13

3.2.1. Clasificación taxonómica del camarón <i>Litopenaeus vannamei</i> (Boone, 1931)	13
3.2.2. Características morfológicas de las postlarvas de <i>L. vannamei</i>	13
3.2.3. Procedencia de los organismos experimentales	14
3.3. Manejo previo al experimento	14
3.3.1. Descripción de los tanques	14
3.3.2. Desinfección del material y equipo	15
3.3.3. Origen y preparación del agua	15
3.3.4. Transporte de organismos	18
3.3.5. Muestreo y aclimatación de organismos	18
3.3.6. Alimentación y muestreo del alimento	19
3.3.7. Control de la calidad del agua	19
3.3.8. Aclimatación y siembra de organismos a las salinidades experimentales	20
3.4. Manejo durante la fase experimental	21
3.4.1. Formación de los grupos experimentales	21
3.4.2. Control de la calidad del agua	22
3.4.3. Alimentación	23
3.4.4. Fijación de mortalidad y organismos enfermos	24
3.4.5. Colección de postlarvas y realización de biometrías	25
3.5. Análisis de datos	25
3.5.1. Análisis del crecimiento	25
a) Cálculo de la tasa específica de crecimiento (TEC)	26
3.5.2. Análisis de la sobrevivencia	26
a) Especificación de las variables	26
3.5.3. Conversión alimenticia	27
3.5.4. Análisis de datos de calidad de agua	27
3.5.5. Análisis químico proximal	27
4. RESULTADOS	28
4.1. Análisis del crecimiento	28

4.2. Análisis de la sobrevivencia	29
4.3. Conversión alimenticia (CA)	31
4.4. Estudios de calidad del agua previos al experimento	32
4.5. Calidad del agua durante el tratamiento	33
4.6. Estado físico de los organismos y mortalidad	34
4.7. Resultados del estudio histopatológico	35
4.8. Análisis químico proximal del alimento	35
5. DISCUSIÓN	36
5.1. Crecimiento	36
5.1.1. Tasa específica de crecimiento	38
5.2. Supervivencia	39
5.3. Conversión alimenticia	43
5.4. Análisis de la calidad del agua	44
Temperatura	44
Oxígeno Disuelto	44
Amonio	45
Nitritos y Nitratos	45
Potencial de Hidrógeno	46
Cloruros	46
Dureza	46
5.5. Inspección del estado físico de los organismos	47
5.6. Resultados del estudio histopatológico	48
5.7. Resultados en el análisis químico proximal	48
5.8. Conclusiones	49
6. LITERATURA CITADA	50

LISTA DE CUADROS

	Página
Cuadro 4.1.1 Peso final promedio y tasa específica de crecimiento promedio de postlarvas de <i>L. vannamei</i> cultivadas en agua dulce a diferentes temperaturas y en agua salobre a temperatura ambiente.	28
Cuadro 4.2.1 Supervivencia de postlarvas de <i>L. vannamei</i> cultivadas en agua dulce a diferentes temperaturas y en agua salobre a temperatura ambiente.	30
Cuadro 4.3.1 Conversión alimenticia promedio de postlarvas de <i>L. vannamei</i> cultivadas en agua dulce a diferentes temperaturas, y en agua salobre a temperatura ambiente.	31
Cuadro 4.4.1 Resultados del análisis de calidad de agua corriente y salobre utilizada.	32
Cuadro 4.5.1 Reporte de la medición de parámetros fisicoquímicos durante el cultivo de postlarvas de <i>L. vannamei</i> en agua a diferentes temperaturas, y en agua salobre a temperatura ambiente.	33
Cuadro 4.5.2 Concentración estimada de amonio ionizado, nitritos y nitratos en los tratamientos y el control.	34

LISTA DE FIGURAS

	Página
Figura 4.1.1 Distribución de los pesos finales de las postlarvas del grupo control.	29
Figura 4.2.1 Mortalidad acumulada porcentual de <i>L. vannamei</i> registrada en los tratamientos durante los 30 días de experimentación.	30

ANEXOS

	Página
Anexo 1. Parámetros fisicoquímicos del agua requeridos en los primeros estadios de desarrollo de los camarones peneidos.	59
Anexo 2. Resultados del análisis de regresión logística del efecto de la temperatura y salinidad sobre la sobrevivencia de postlarvas de <i>L. vannamei</i> cultivadas en agua dulce a diferentes temperaturas, y en agua salobre a temperatura ambiente.	60
Anexo 3. Resultados del análisis químico proximal del alimento para camarón (etapa de iniciación)* en base húmeda.	61
Anexo 4. Resultados del análisis químico proximal del alimento para camarón (etapa de iniciación)* en base seca.	62

1. INTRODUCCIÓN

El camarón representa uno de los organismos económicamente más importantes dentro de los crustáceos, tanto por su importancia dentro de las pesquerías, como por el interés que ha despertado el éxito alcanzado en el cultivo y la cría de algunas de sus principales especies.

En las costas del Pacífico de la República Mexicana hay cuatro especies de camarones peneidos de importancia comercial. Estos son *Litopenaeus stylirostris* (Stimpson 1874), *Litopenaeus vannamei* (Boone 1931), *Farfantepenaeus californiensis* (Holmes 1900) y *Farfantepenaeus brevisrostris* (Kingsley 1878).¹⁻² El camarón blanco *L. vannamei* y el camarón azul *L. stylirostris* son las especies más populares para cultivo, mientras que *F. californiensis* y *F. brevisrostris* son especies importantes a nivel de pesquerías.

De los anteriores, *L. vannamei* presenta un rápido crecimiento, buena sobrevivencia y crecimiento a altas densidades de cultivo, lo que lo ha convertido una buena opción para cultivo extensivo, semi-intensivo e intensivo en muchas partes de México y el mundo.³⁻⁶ Los sistemas extensivos se caracterizan por rendimientos muy bajos, a veces de menos de 50 kg/ha/año. Aún cuando se tenga un buen manejo, el rendimiento rara vez sobrepasa los 300 kg/ha/año.⁷ Los rendimientos de los sistemas semi-intensivos van desde 500 hasta 2,500 kg/ha/año, mientras que en sistemas intensivos, la producción por hectárea y por año puede ser desde 5 hasta 15 toneladas.⁷

Entre los factores que posibilitan un exitoso proceso productivo de estas especies en la reproducción, la cría y engorda, está el adecuado suministro de alimento y el control de los factores abióticos como: la temperatura, concentración de oxígeno disuelto en el agua, pH y salinidad. El manejo de estos factores durante los primeros estadios de desarrollo, repercute sobre la sobrevivencia y el crecimiento final de los organismos. Los parámetros físicoquímicos óptimos para los primeros estadios de desarrollo de camarones peneidos se muestran en el anexo 1⁷

La salinidad y la temperatura del agua son factores relacionados con las primeras etapas del ciclo de vida de estos organismos. Los estudios realizados con *L. vannamei* sobre su capacidad de regulación y adaptación a condiciones de salinidad fluctuantes, ⁸⁻⁹ sugieren la posibilidad del cultivo de esta especie en estanquería manejando bajas salinidades, y ya se han publicado algunos reportes positivos al respecto. ^{8, 10-13} No obstante, a pesar de la importancia económica que tiene el desarrollo de la camaronicultura en muchos países en el mundo, y del gran potencial de expansión que tiene esta actividad en nuestro país, hasta el momento no se ha generado información suficiente sobre el tema. ¹⁴ Por otro lado, en la literatura disponible se muestran resultados contradictorios, que disminuyen el interés por determinar los factores que posibilitan el cultivo en ciertas regiones y bajo ciertas condiciones de cultivo.

El desarrollo del presente experimento tuvo como finalidad generar información que sirviera como un punto de referencia en futuras investigaciones.

OBJETIVO GENERAL

Evaluar el crecimiento y la sobrevivencia de postlarvas de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) cultivadas durante 30 días en agua a 0.5‰ a 22, 26, y 30°C de temperatura.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

1. Comparar el crecimiento y sobrevivencia de los tratamientos a baja salinidad y diferentes temperaturas, con los obtenidos en el grupo control.
2. Evaluar y comparar el índice de conversión alimenticia obtenido entre los tratamientos y el control.

HIPÓTESIS

La baja salinidad en combinación con el factor de temperatura elevada disminuyen el crecimiento, la sobrevivencia y la conversión alimenticia de las postlarvas de *L. vannamei* en comparación con el grupo control.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. La salinidad y la regulación osmótica

El término de salinidad se refiere a la concentración total de iones disueltos en el agua medida en partes por mil o gramos por kilogramo (‰ S), interpretándose como el peso total en gramos de materia sólida (minerales) disuelta en un kilogramo de agua.¹⁵ Aunque predominan los iones de sodio y cloro, el calcio, magnesio, fierro, zinc, cobre, otros elementos están presentes en concentraciones importantes.¹⁶

El ambiente salino está muy relacionado con el desarrollo y sobrevivencia de muchas especies acuáticas. Una parte del ciclo de vida de *L. vannamei* y *L. stylirostris* se lleva a cabo en los sistemas estuarinos y lagunas costeras, que sirven como viveros para los camarones durante sus primeros estadios de desarrollo, y cuando se aproximan a la madurez, migran hacia el mar.^{8, 17} Los estuarios son ambientes dinámicos en donde el agua dulce se mezcla con el mar, y una de las características principales de estos ambientes es la fluctuación en los niveles de salinidad. La razón de los cambios en la salinidad en aguas estuarinas se debe al efecto de las mareas, incrementándose en marea alta y disminuyendo cuando baja. Además, comúnmente el agua es más dulce en la superficie que en el fondo y los cambios pueden ser tan repentinos y rápidos, que un cambio en la salinidad de 30 a 10‰ no es rara.¹⁸ Es también común la variación de acuerdo con los cambios estacionales en el año, de tal manera que el agua puede ser casi dulce cuando hay mayor precipitación pluvial, pero fuertemente salina en temporada de secas.

Las áreas estuarinas y lagunares en la costa del Pacífico de México presentan un régimen hidrográfico que varía ampliamente en el transcurso del año principalmente en función de las estaciones de lluvias y secas, las cuales están bien definidas. Consecuentemente las variaciones en la salinidad restringen la distribución de los organismos y solo aquellos con un alto grado de eurihalinidad, la cual se conoce como la capacidad de soportar grandes variaciones en la

salinidad del medio,¹⁹ son capaces de vivir en esas áreas la mayor parte del tiempo.¹⁷

Los cambios de salinidad actúan modificando la concentración de iones en el medio interno del organismo. A la concentración de las diferentes cargas de iones en conjunto presentes en los fluidos sanguíneos de los organismos, se le

denomina presión osmótica total (POT). Cada organismo posee valores característicos de POT en los cuales se desarrollan sus funciones vitales, sin embargo, la POT puede variar cuando el medio externo cambia.²⁰ Cuando la POT específica de un organismo es igual a la concentración salina externa, entonces el organismo se encuentra en su punto isosmótico. En general, los puntos isosmóticos de los camarones peneidos están entre 23 y 33‰, si el organismo del camarón se encuentra cerca del punto isosmótico, gastará menos energía y tendrá un mayor crecimiento.⁹

Una de las tendencias de evolución dominantes ha sido el desarrollo de mecanismos para mantener un medio ambiente interno relativamente constante (homeostásis).²¹

Las especies oceánicas y de las aguas costeras son osmoconformadores eurihalinos, es decir que la composición de los fluidos internos cambia en función de los cambios del medio ambiente¹⁹ y presentan una capacidad muy reducida de regulación. Las especies verdaderamente estuarinas y de agua salobre son osmorreguladoras hipo e hiperosmóticas, es decir que la composición de sus fluidos cambia ligeramente aún cuando el medio externo fluctúe ampliamente, por lo tanto, presentan una alta capacidad de regulación. La osmorregulación de los fluidos corporales se define como la regulación de la concentración total de partículas de dichos fluidos a diferentes niveles de aquellos en el medio externo.²² Obviamente, cuando las concentraciones son muy extremosas, esta capacidad de regulación se pierde.

La mayoría de los organismos son osmorreguladores en un rango de salinidad y osmoconformadores fuera de este rango.²⁰ Aquellos que son capaces de soportar grandes variaciones en salinidad son llamados eurihalinos, mientras

que los estenohalinos soportan cambios muy restringidos en la misma.^{19, 21} En general, se denomina eurihalinos a los organismos que son más reguladores que osmoconformadores, y estenohalinos a los que son más osmoconformadores que osmorreguladores.²⁰

Se ha observado que la capacidad de regulación es menor en adultos que en postlarvas.¹⁹ Es posible que las postlarvas de *Penaeus* spp estén genéticamente evolucionadas para el desarrollo de una alta eurihalinidad, pero esta habilidad puede perderse con el desarrollo en ambientes más estables.²³⁻²⁴

Los juveniles de camarón que habitan en los estuarios, lagunas y aguas costeras a salinidades más altas de su punto isosmótico son fuertes hipo-reguladores, pero el camarón pierde parte de su capacidad de hipo-regulación conforme se desarrollan en adultos y migran de nuevo al mar.²⁵

2.2. Mecanismos de osmorregulación

Los mecanismos encargados de efectuar la regulación osmótica son: la reducción en la permeabilidad de la superficie corporal; la tolerancia a nivel celular de las variaciones en la concentración de la hemolinfa;²⁷ la reabsorción de agua y iones por las glándulas antenales y la capacidad para transportar iones inorgánicos y sustancias orgánicas en contra de un gradiente de concentración a través de la superficie de las branquias.^{21, 28} Además, se han reportado patrones de conducta como el enterramiento utilizando al sustrato como una barrera para amortiguar el efecto del medio externo, así como la modificación en algunas estructuras entre las que se pueden mencionar el engrosamiento del exoesqueleto para evitar la pérdida de agua.²⁹

2.3. Fisiología de la osmorregulación

Si se transfiere a una amplia diversidad de animales marinos a agua marina diluida, es probable que sobrevivan la mayor parte de ellos por ser osmoconformadores. Sin embargo, los osmorreguladores resistirán la dilución con más éxito y permanecerán hiperosmóticos.¹⁹

Un organismo que es hiperosmótico ante el medio como los peces de agua dulce, hace frente a dos problemas fisiológicos, los solutos tienden a perderse en

el medio diluido, y el agua fluye al interior del animal debido a la mayor concentración osmótica que hay en su interior. El agua que penetra osmóticamente en un animal puede ser eliminada en forma de orina, pero dado que la orina no puede estar compuesta exclusivamente de agua, la pérdida de solutos aumenta por la eliminación de los mismos a través de ésta y de la superficie corporal. La pérdida de solutos de un animal impermeable debería ser compensada con los iones ingeridos en el alimento, pero esto no es así.¹⁹ Son necesarios otros mecanismos para lograr un equilibrio. Por ejemplo, existen evidencias concluyentes de que las branquias de los crustáceos son un órgano de transporte iónico activo. El mismo órgano desarrolla a la vez funciones respiratorias y osmorreguladoras.¹⁹

Los decápodos que presentan regulación hiperosmótica en agua de mar diluida, probablemente compensan la pérdida de sales por la secreción de la glándula antenal y una difusión corporal de iones gracias a una activa recolección de sales del medio a través de las branquias, en donde la cutícula calcificada es relativamente impermeable. La absorción de iones del medio debe ser controlada para mantener el balance de agua mediante las superficies permeables. El resultado será la absorción de un fluido de una concentración osmótica similar a la hemolinfa y la orina.²¹

Por otro lado, Gilles (1979), citado por Espinosa de los Monteros y Labarta,³⁰ encontró que la osmolaridad del fluido intracelular de algunos peces elasmobranquios marinos, está constituido de un 60 a 70% de sustancias orgánicas como urea, óxido de trimetilamina, aminoácidos y taurina. Los niveles tisulares de aminoácidos libres y taurina son regulados activamente dependiendo de las variaciones en la osmolaridad del medio extracelular, sin embargo, el proceso no está muy claro. Para realizar esta regulación, existen dos mecanismos básicos relacionados con el control de los niveles de aminoácidos durante el estrés osmótico. El primero afecta al control del transporte de aminoácidos hacia dentro y fuera de las células, y el segundo es la regulación del catabolismo de aminoácidos. Durante condiciones hiposmóticas en el medio, existe un aumento

de la permeabilidad celular a los aminoácidos (permitiéndoles salir de la célula) y un aumento en el catabolismo de aminoácidos. Bajo condiciones hiperosmóticas en el agua, el transporte activo de aminoácidos al interior de la célula aumenta y el catabolismo disminuye. El origen de los aminoácidos utilizados en este proceso es incierto, pero puede estar en polipéptidos especiales transportados en la sangre. Este mismo proceso también ha sido sugerido como un mecanismo de osmorregulación para crustáceos eurihalinos.³⁰

Así pues, los mecanismos más importantes que permiten la eurihalinidad son:

1. La permeabilidad reducida del tegumento de los organismos a sales y agua.¹⁹
2. La capacidad de aumentar el volumen y la dilución de la orina con respecto a la hemolinfa.¹⁹
3. La incorporación activa de iones de sodio y cloruros a través de las membranas branquiales fundamentales.¹⁹
4. La existencia de un transporte activo de aminoácidos y otras sustancias orgánicas.³⁰

2.4. Efectos de la temperatura sobre el metabolismo

La temperatura es un factor determinante que influye directamente en el metabolismo de muchos organismos acuáticos. Los organismos ectotermos, antes denominados poiquilotermos, no tienen mecanismos de regulación térmica de rápida operación y su metabolismo depende directamente de la temperatura ambiente.³¹ La transformación de energía y materia obtenida en forma de alimento consiste en pasos secuenciales de digestión, absorción y síntesis de tejido para crecer. La eficiencia de la transformación depende de la temperatura ambiental, y presumiblemente de otros factores ambientales como la luz, salinidad, y gases disueltos, así como en la calidad y la cantidad del alimento consumido por unidad de tiempo.³² En los organismos ectotermos, la temperatura provoca efectos diferenciales en el consumo de alimento, digestión, absorción y asimilación enzimática, y modifica la utilización proporcional de los componentes proteínicos, grasas y carbohidratos contenidos en el alimento consumido.

Además, cuando se incrementa la temperatura se aumenta el consumo de alimento.³²

La temperatura óptima se puede definir como la temperatura en la cual un animal crece más rápida y eficientemente.³³

Al igual que la salinidad, existen organismos denominados euritermos cuando soportan cambios en un amplio rango de temperatura, y organismos estenotermos que no resisten cambios muy bruscos.

2.5. Comportamiento de *Litopenaeus vannamei* ante la salinidad

El camarón *L. vannamei* es un organismo eurihalino que se adapta a bajas salinidades.³⁴ Parece ser isosmótico aproximadamente de 18 a 20‰ mientras que *L. stylirostris* lo es entre 20 y 22‰.¹⁷ Por arriba de estas salinidades estos se vuelven hiposmóticos, y por debajo hiperosmóticos.¹⁷ Castille y Lawrence (1981) encontraron que el punto isosmótico para *L. vannamei* está en 718 mOs/kg.¹⁴

La información encontrada en la literatura sobre la salinidad óptima para el cultivo de *L. vannamei* no es concluyente, pero un rango de 15-25‰ es recomendable bajo condiciones de cultivo comercial.^{15, 34}

Así pues, a pesar de que la salinidad es uno de los parámetros básicos en el medio de cultivo para camarones marinos, sorpresivamente existe escasa información sobre su influencia. Para *L. vannamei*, la cual es la especie más cultivada en el Hemisferio Occidental, y para otras especies cultivadas en las áreas tropicales y del mundo, es la misma relación.³⁵

La salinidad no sólo determina las relaciones osmóticas sino que también puede afectar el crecimiento, la reproducción y el comportamiento migratorio del camarón, así como su metabolismo general.³⁶

Indudablemente existe una relación entre la influencia de la salinidad y la distribución de estos organismos que varía según la especie y la edad.⁸ En 1957, Pearse y Gunter notaron que generalmente, los estadios más jóvenes son los que habitan lugares con bajas salinidades, y aunque existen varias excepciones, esto ciertamente se aplica a los peneidos.⁸ Las reacciones a la salinidad

probablemente varían con la especie ²⁴ y edad ²⁵, en relación con los cambios fisiológicos que acompañan al animal. Los camarones adultos y las larvas (nauplios y protozoeas) son menos tolerantes a las fluctuaciones de salinidad que los estadios de mysis y postlarva. ³⁶

Los estudios en el crecimiento y la sobrevivencia de los diferentes estadios de desarrollo de camarones peneidos a bajas salinidades son de gran valor tanto para los productores de las costas del Golfo de México, en donde las aguas costeras presentan salinidades tan bajas como 2‰ en primavera, ³⁷ como de las costas del Pacífico Mexicano.

En la información existente se ha demostrado que las postlarvas del camarón *L. vannamei* presentan gran tolerancia a los cambios de salinidad y preferencia a salinidades bajas desde 1 hasta 8‰. ⁸ Las postlarvas y juveniles de *L. vannamei* son reguladores muy eficientes, al igual que lo han demostrado ser otras especies como *Fenneropenaeus chinensis*. ⁹ Por encima del punto isosmótico, los juveniles se muestran hiposmóticos, y por abajo del este punto hiperosmóticos.

Se ha sometido a postlarvas de camarones del Caribe *Farfantepenaeus notialis*, *Litopenaeus schmitti* y a especies del Pacífico como *L. vannamei* a pruebas de resistencia al exponerlas a cambios bruscos de salinidad para determinar la sobrevivencia de las mismas, encontrándose una mayor sobrevivencia y aclimatación en estadios de desarrollo más avanzados. ³⁸⁻⁴⁰ Se encontró que las postlarvas de *L. vannamei* se aclimataban más rápidamente a los cambios bruscos de salinidad que las postlarvas más jóvenes. ⁴⁰

Se han publicado algunos trabajos relacionados en *L. vannamei*, sobre la aclimatación y los efectos de la salinidad en la movilidad y sobrevivencia de postlarvas de camarón, concluyendo que la salinidad óptima varía durante el desarrollo. ⁴¹⁻⁴²

Con relación al cultivo experimental de *L. vannamei* a bajas salinidades, hasta la fecha son pocos los trabajos publicados. Bray ¹⁰ quien experimentó con juveniles de *L. vannamei* a diferentes salinidades y su interacción con el virus de

NHHI (Necrosis hipodérmica, hematopoyética, infecciosa viral), concluyó que los mejores crecimientos se obtenían a salinidades entre 5 y 15‰, en comparación con crecimientos en salinidades a 25, 35 y 49‰.

2.6. Tolerancia a la salinidad de otras especies de camarón

En comparación con *L. vannamei*, existen diferencias en la tolerancia de otras especies de camarón a bajas salinidades. La salinidad más baja tolerada por otros camarones es de 4‰ para *Fenneropenaeus indicus* y 18⁴³ a 19‰ para *Penaeus semisulcatus*.³⁶

En otros trabajos con especies de camarón procedentes del Caribe como *L. schmitti*, se han realizado investigaciones sometiendo a los organismos a cambios bruscos de salinidad para determinar un índice de calidad de los ejemplares.⁴⁴ Estas pruebas de resistencia se aplican a postlarvas con la finalidad de corroborar su calidad, puesto que con ello demuestran su adaptación y tolerancia al estrés.

2.7. Efectos de la temperatura en el camarón

La temperatura óptima para el crecimiento del camarón oscila entre 25 y 30°C.³⁴ En relación con *L. vannamei*, se ha reportado que esta especie es muy sensible a cambios de temperatura,^{33,45} y que la combinación de temperaturas y salinidades más altas de 30°C a 35-40‰ no es favorable para su producción.⁴⁶

Se han llevado a cabo diversos estudios para determinar la temperatura óptima de crecimiento de estos organismos en distintas etapas del desarrollo.³³ Los resultados de dichas investigaciones muestran que los camarones de *L. vannamei* que tienen una talla de 1 a 10 g son euritérmicos, mientras que los camarones mayores a 15 g están más adaptados a las condiciones estables lejos de la costa. Las altas temperaturas reducen el crecimiento,⁴⁷ la tasa de consumo de alimento y la eficiencia de conversión alimenticia.³³ Esto soporta la hipótesis de que los camarones de *L. vannamei* con una talla mayor son estenotérmicos, y que existen interacciones entre la talla y la temperatura.³³

Mientras que para los camarones más pequeños, la temperatura óptima debe ser más alta de 30°C, para los adultos la temperatura óptima es de

aproximadamente 27°C. Estos hallazgos son consistentes con la distribución de esta especie durante su ciclo de vida. ³³

2.8. Interacción temperatura-salinidad

La capacidad de regulación metabólica de los invertebrados marinos está afectada por la temperatura. En las especies marinas y de agua salobre, el grado y la capacidad de osmorregulación en salinidades hipo e hipersalinas se incrementa o disminuye en función a la temperatura. Cuando se encuentran bajo estrés hipo o hiperosmótico, algunos crustáceos eurihalinos mantienen la osmoconcentración interna más exitosamente si se aproximan al límite más bajo de su rango de tolerancia a la temperatura. ³² No obstante, es importante mencionar que cerca de los límites de tolerancia a la temperatura, la osmorregulación se desequilibra. ³²

2.9. Gasto metabólico y consumo de oxígeno durante la osmorregulación

La transferencia de crustáceos eurihalinos de un ambiente hipo o hiperosmótico está a veces acompañado por variaciones metabólicas rápidas, que dan como resultado después de un corto período de tiempo, en un nuevo estado estacionario. Estas variaciones provocan un gasto energético durante el reajuste osmótico. ²⁹

Se han realizado experimentos para determinar qué tanto se ve afectado el gasto metabólico de *Penaeus monodon* y *L. stylirostris* por cambios en el factor salinidad. Los resultados muestran que el factor de salinidad no afecta significativamente el gasto metabólico en las postlarvas. ²⁴

Por otra parte, se ha observado que la capacidad de regulación osmótica de los camarones no se ve afectada por la temperatura y por la concentración de oxígeno disuelto en el agua. ²⁵ En estudios hechos con *F. indicus*, el consumo de oxígeno fue influenciado por la temperatura y por el peso del camarón, no por la salinidad. ²⁷ De manera similar, se encontró que los rangos de consumo de oxígeno de *F. aztecus* también se incrementan con la temperatura. ⁴⁸

Bishop menciona que "en algunos estudios con decápodos eurihalinos la salinidad no tiene efectos pronunciados en el consumo de oxígeno cuando los

animales son aclimatados a las salinidades de prueba y siempre y cuando no son muy extremas (Lofts 1956; Rao 1958; Kader 1962; Kutty *et al.* 1971)".⁴⁸

2.10. Reportes de tolerancia de *L. vannamei* a bajas salinidades

Mair⁸ cita varios reportes sobre el cultivo del camarón a bajas salinidades de cultivo, Chauvin (1983) reportó en Ecuador la engorda en estanquería de postlarvas silvestres de *L. vannamei* con salinidades menores a 2‰; en 1986 Garston reportó cultivos a 0.0‰, mientras que Wulff en 1987 reportó el cultivo de estas especies en Arizona, E.U. utilizando agua totalmente dulce.⁸

En Arizona, E.U., se reportan cosechas de 5 toneladas por hectárea, en agua a una salinidad de entre 1.7 y 2.5‰ y una temperatura de 29°C, con una sobrevivencia de 70 a 90% y un índice de conversión alimenticia promedio de 1.5:1.¹¹

En México, particularmente en el estado de Colima, el cultivo de camarón en agua dulce se inició hace menos de dos años en un laboratorio comercial que anteriormente producía postlarva de langostino. En varias granjas de cultivo de camarón *L. vannamei* en agua dulce ubicadas en el municipio de Tecomán, Col., Lázaro Cárdenas, Mich. y Zihuatanejo, Gro., se reportan rendimientos en 105 días de cultivo de 1,244 kg/ha de camarón entero de 13 a 16 g de peso promedio, con una sobrevivencia del 69% y una conversión alimenticia de 1:1. Además, no se reportan enfermedades en los cultivos.¹²⁻¹³

3. MATERIAL Y MÉTODOS

3.1. Ubicación de las instalaciones

La fase experimental del proyecto de investigación se realizó en las instalaciones del Laboratorio de Ciencias Marinas de la Universidad Autónoma de Guadalajara en Barra de Navidad, Jalisco. El poblado tiene una ubicación geográfica entre los meridianos 104° 41" 07' y 104° 41' 07" de Longitud Oeste y los paralelos 19° 10" 50' y 19° 12" 15' de Latitud Norte.

3.2. Características generales de la población objetivo

3.2.1. Clasificación taxonómica del camarón *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931)

Para realizar la fase experimental se utilizaron camarones peneidos cuya clasificación taxonómica actualizada es la siguiente:

Superphylum	Crustacea
Clase	Malacostraca
Subclase	Eumalacostraca
Infraorden	Penaeidae
Superfamilia	Penaeoidea
Género	<i>Litopenaeus</i>
Especie	<i>vannamei</i>

Fuente: Pérez-Farfante & Kensley ¹

3.2.2. Características morfológicas de las postlarvas de *L. vannamei*

La postlarva de camarón blanco presenta las siguientes características para su identificación:

- Presencia de un cromatóforo en la porción ventral del pedúnculo ocular.
- Presencia de dos cromatóforos rojizos en la parte antenal.
- La escama anterior presenta de dos a cuatro cromatóforos rojizos.
- Ausencia de una espina en la parte posterior del sexto segmento abdominal, ausencia de espinas antenales.
- Fórmula rostral 2-4/0. ⁴⁹⁻⁵⁰

Los organismos se adquirieron en el estadio de desarrollo denominado como postlarva 18 (PL 18), es decir 18 días transcurridos desde la eclosión del nauplio y el experimento inició con PL 24.

3.2.3. Procedencia de los organismos experimentales

Los lotes de postlarvas fueron obtenidos en el laboratorio comercial Acuagranjas, S.A. de C.V., ubicado en el municipio de Tecomán, Colima. Los nauplios fueron adquiridos en Venezuela y antes de su adquisición, las postlarvas fueron adaptadas gradualmente a 3‰ de salinidad desde PL 4 hasta que se obtuvo PL 15.

En el Laboratorio de Ciencias Marinas, se realizó la aclimatación final en agua dulce corriente, para iniciar los tratamientos, y a 20‰ de salinidad para el manejo de un tratamiento control.

4.3. Manejo previo al experimento

3.3.1. Descripción de los tanques

Para realizar el mantenimiento y la aclimatación de los animales hasta el inicio del experimento, se utilizaron dos tanques de fibra de vidrio blancos de 1.27 m x 0.82 m x 0.57 m, de 0.59 m³ de capacidad. El volumen de agua manejado fue de 0.26 m³ (1.27 x 0.82 x 0.25 m) con un área de 1.04 m². Por otro lado, se almacenó agua para recambios a la misma temperatura y salinidad en un tanque cilíndrico con fondo cónico de fibra de vidrio oscuro, de 0.25 m³ de capacidad. Este tanque estuvo sostenido por una base de madera colocada a un lado del tanque de recepción con la finalidad de que el agua bajara por gravedad y facilitara el recambio.

Para la aplicación de los tratamientos, se utilizaron cuatro canaletas oscuras de 2.0 m x 0.60 m x 0.40 m con 0.48 m³ de capacidad cada una, aunque se utilizó un volumen total de 0.38 m³ por canaleta. Cada una de las canaletas se dividió en tres secciones aisladas de una superficie de 0.66 m x 0.60 m x 0.32 m, en donde el área por sección correspondió a 0.39 m². Estos tanques se llenaron con agua dulce filtrada. Para realizar recambios de agua a la misma temperatura en cada una de las canaletas experimentales, se almacenó agua dulce filtrada en cuatro

tanques cilíndricos con fondo cónico de fibra de vidrio oscuros, de 0.25 m³ de capacidad sostenidos por bases de madera. Los tanques de recambio se colocaron a un lado de su respectiva canaleta para facilitar el manejo.

3.3.2. Desinfección del material y equipo

Dos semanas antes de la introducción de animales en el laboratorio, se realizó el lavado y la desinfección de los tanques de fibra de vidrio y de todo el material a utilizar.

Los tanques se lavaron y enjuagaron con un cepillo y agua corriente. Posteriormente, se trataron durante 2 horas con ácido muriático industrial para retirar el exceso de sarro de las paredes. Después de enjuagar y tallar debidamente las paredes de los tanques con agua corriente, se dejaron secar por 24 horas.

Para detectar fugas de agua en las paredes de los tanques, éstos se llenaron al volumen programado y se vigilaron con regularidad. Posteriormente, se agregó cloro al agua para la desinfección final.

Pasado un período de 48 horas, los tanques se vaciaron y enjuagaron nuevamente con agua para posteriormente dejarlos secar. Una vez desinfectados, los tanques fueron montados junto con el material accesorio en el área experimental correspondiente.

Todo el material (redes, mangueras, calentadores, piedras difusoras, cubetas, etc.) fue desinfectado de manera similar antes de su utilización.

3.3.3. Origen y preparación del agua

El agua dulce que se utilizó provino del sistema municipal de agua corriente, bombeada de pozos ubicados en el pueblo de Jaluco, Jal., a 2 km de Barra de Navidad. Antes de su utilización fue filtrada mediante un filtro de cartucho para retener partículas de 5 µm o menores.

El agua salada fue bombeada de la Laguna de Barra de Navidad y purificada con un sistema de filtración con arena, con la incorporación de E.D.T.A., dos cartuchos para retener partículas de 5 µm, y esterilización con 8 lámparas de rayos UV.

En el Laboratorio de Ciencias Marinas se tomaron muestras de agua dulce del tubo de alimentación de la cisterna y del agua salada filtrada para realizar un análisis fisicoquímico. Las muestras fueron analizadas en el Laboratorio de Análisis de Calidad de Agua de Isla Navidad, ubicado en el poblado de Colimilla, Col. Se midió la dureza en mg/l de CaCO_3 por el método titulométrico con E.D.T.A., la concentración oxígeno disuelto se midió con electrodo y un selectivo, la salinidad por salinometría con un refractómetro compensado a la temperatura y el pH con el método potenciométrico con electrodo.

Trece días antes de la fecha de recepción de las postlarvas se montaron todos los tanques en las respectivas áreas experimentales, se llenaron con agua a la salinidad respectiva, se inició la aireación para eliminar el cloro y se ajustó la temperatura para cada tratamiento.

Los dos tanques de recepción con los respectivos tanques de recambio se colocaron en cuartos cerrados y se llenaron con agua salobre a 3‰. Esta agua se preparó mezclando agua dulce filtrada con agua salada también filtrada de la cisterna del laboratorio, hasta obtener la salinidad indicada. El agua de los dos tanques de recepción y aclimatación de las postlarvas se mantuvo a una salinidad de 3‰ y a una temperatura ambiental de $26 \pm 2^\circ\text{C}$.

Las tres canaletas de experimentación con sus respectivos tanques de recambio de agua fueron montadas en un cuarto frío con un sistema de aire acondicionado. Para controlar la temperatura del agua de los tanques, se ajustó el termostato del aire acondicionado para bajar la temperatura del agua a 22°C en la canaleta del tratamiento 1 y en su tanque de reserva. La temperatura de los tratamientos 2 a 26°C , y 3 a 30°C , así como de sus respectivos tanques de reserva, se mantuvo constante empleando dos calentadores sumergibles por tanque con termostato de 150 watts marca Askoll™.

La canaleta destinada al grupo control, con su respectivo tanque de almacenamiento de agua, se mantuvo en otra área cerrada a temperatura ambiente.

La aireación necesaria para todos los tanques se administró mediante una compresora de anillos trifásica marca Fuji Electric Co., Ltd., y un sistema de conducción de aire de tubería de PVC con distribuidores a la que se conectaron las mangueras con piedras difusoras, en cada una de las secciones de las canaletas. La aireación se ajustó a manera de que no se originara demasiado movimiento del agua, y las piedras difusoras se colocaron muy cerca de los calentadores para que el calor generado se distribuyera más homogéneamente.

En todos los tanques y canaletas se mantuvo un sistema de agua estancada sin circulación.

No se utilizó filtración que generara corrientes fuertes, ya que a esta edad las postlarvas son demasiado pequeñas para soportar las corrientes y podrían quedar atrapadas en los filtros. Tampoco se utilizó sustrato en ninguno de los tanques de experimentación.

3.3.4. Transporte de organismos

Se transportaron aproximadamente 3,000 postlarvas de 18 días de edad (PL 18) desde el laboratorio, en una bolsa de plástico de alta concentración con oxígeno inyectado. La densidad de organismos manejada fue de 300 PL/l. La bolsa se introdujo en una caja de hielo seco para conservar la temperatura. El tiempo de transportación no fue mayor a cuatro horas. El agua del laboratorio presentó una temperatura de 27.5°C, un pH de 7.2 y una salinidad de 3‰. Se tomó una muestra de agua a 3‰ del laboratorio de origen para su análisis en el Centro Universitario de Investigaciones Oceanológicas (CEUNIVO). Se determinó el pH con el método potenciométrico con electrodo, la salinidad por salinometría con un refractómetro compensado a la temperatura y la alcalinidad por el método de titulométrico con fenolftaleína.

3.3.5. Muestreo y aclimatación de organismos

Antes de aclimatar a los camarones en el tanque de recepción, se llevó a cabo un muestreo inicial para calcular el peso promedio, confirmar que los animales presentaran las características morfológicas propias de las postlarvas, y

retirar los organismos muertos y enfermos para su fijación y procesamiento histopatológico.

Para tal fin, se utilizó el método de muestreo aleatorio que consistió en colocar a las larvas en un recipiente de 10 litros. El agua se mantuvo en movimiento constante para que las larvas se distribuyeran homogéneamente en el contenedor. Posteriormente se utilizó un vaso de precipitado de 100 ml y se tomaron tres muestras aleatoriamente.³⁶

Una vez tomada la muestra (123 PL18), los animales se depositaron nuevamente en la bolsa contenedora, la cual se introdujo durante un período de dos horas en el agua preparada de uno de los dos tanques de recepción, para su aclimatación a la temperatura del agua de los tanques de recepción (29.5°C). Para mantener oxigenada el agua, se administró aireación moderada mediante una manguera y una piedra difusora de aire.

Con 120 animales vivos (PL18), se calculó el peso húmedo pasando a los organismos a través de un filtro y se pesó la biomasa total con una balanza analítica Sartorius™. Para retirar el exceso de humedad al pesar, se utilizó cuidadosamente papel absorbente. El peso vivo promedio (0.0036 g) se calculó dividiendo el peso húmedo obtenido entre el número total de organismos.

Mediante la inspección de los camarones con un microscopio estereoscópico marca SWIFT™ y un microscopio óptico marca Olympus Optical Co., Ltd.™, se comprobó la presentación de las siguientes características:

- a) Ausencia de exopoditos en los apéndices y desarrollo de setas en los pleópodos.
- b) Los pleópodos se vuelven los principales apéndices nadadores en esta fase.
- c) Los pereiópodos actúan como patas caminadoras y la postlarva inicia su existencia béntica.⁷

De la muestra se retiraron y sacrificaron los organismos que presentaron signos como un desplazamiento constante cerca de la superficie del agua, falta de coordinación al moverse y lesiones aparentes. Una vez sacrificadas, se observaron al microscopio estereoscópico para detectar y reportar lesiones

macroscópicas. Las postlarvas muertas se fijaron en formol al 10% con pH de 7.2, para realizar el diagnóstico histopatológico mediante la técnica histológica de rutina e identificar cambios o lesiones en los tejidos.

Finalmente, después de revisar los parámetros del agua contenida en la bolsa, y del agua del tanque de recepción, se hicieron recambios de agua pausados en la bolsa utilizando el agua del tanque (100% por hora), para finalmente aclimatar a las postlarvas al pH de los tanques de recepción (pH 7.9). Posteriormente, los organismos fueron liberados lentamente.

3.3.6. Alimentación y muestreo del alimento

Durante los primeros seis días se administró la cantidad diaria de 0.5 g por tanque, en dos raciones, lo que correspondió al 5.5% de la biomasa calculada.¹⁴
³³ Como alimento único se utilizó alimento comercial balanceado iniciador marca AS ® de Aceitera la Junta para postlarva, con un contenido de 40% de proteína cruda en presentación de migaja del 1 (pelet 1/8") estable en el agua y se observó el consumo del mismo. Para confirmar la calidad del alimento, se tomaron dos muestras de medio kilo de alimento (una por semana), para realizar un análisis químico proximal en la Facultad de Ciencias Químicas de la Universidad de Colima.

3.3.7. Control de la calidad del agua

Al tercer y quinto días, se realizaron recambios de agua del 30% (78 l) en el tanque de recepción. Los recambios se realizaron mediante sifoneo del agua con una manguera de 1" de diámetro. Para evitar que las postlarvas fueran sifoneadas por la manguera, se introdujo en el tanque de recepción un recipiente cilíndrico de PVC para recolección de larvas, con una capacidad de 10 litros y con una luz de malla de 150 µm. Para sifonear, uno de los extremos de la manguera se introdujo en el agua dentro del recipiente, fuera del alcance de los animales, y el otro extremo de la manguera se introdujo en cubetas de 20 litros, para medir el volumen retirado.

El agua eliminada se sustituyó con el agua preparada a la misma salinidad y temperatura del tanque cónico de reserva colocado en una base de madera a un

lado del tanque de recepción. El agua de cambio se desplazó al tanque de recepción por gravedad, mediante la misma manguera hacia el interior del recipiente de PVC, para evitar corrientes fuertes y estrés.

Diariamente, se eliminó el exceso de alimento, heces y los organismos muertos, mediante sifoneo del fondo con un tubo de vidrio de 0.5 cm de diámetro conectado a una manguera de aire del mismo calibre, de esta manera se evitó el contacto de las manos con el agua.

El oxígeno se midió dos veces al día, por la mañana y por la tarde, con un oxímetro portátil marca Hach Chemical Company™.

3.3.8. Aclimatación y siembra de organismos a las salinidades experimentales

Después de permanecer 72 horas bajo observación, se formó aleatoriamente un lote de aproximadamente 500 postlarvas del tanque de recepción para ser aclimatado a la salinidad control (20‰). Para este fin, se utilizó un segundo tanque de recepción con agua previamente preparada a 3‰.

Un lote seleccionado de PL 21, se introdujo en una bolsa de plástico con agua de su tanque a 27°C, y se aclimató durante 30 minutos a la temperatura del segundo tanque (27.5°C), empleando la técnica antes mencionada.

Con dos grupos de postlarvas repartidos en los dos tanques a 3‰, se inició la aclimatación por separado, a 0.5 y a 20‰. La aclimatación final de 3 a 0.5‰ se realizó en el primer tanque, bajando la salinidad a razón de 1.5‰ por día, haciendo recambios de 10 litros cada 30 minutos (7.69% por hora). La aclimatación concluyó dos días después, cuando se obtuvo PL 23.

La aclimatación final de 3 a 20‰ se realizó en el segundo tanque aumentando la salinidad a razón de 8‰ por día. La salinidad se aumentó agregando agua salada filtrada a razón de 1.5‰ por hora. La aclimatación concluyó también dos días después, con PL 23.

Antes de iniciar el experimento, y una vez aclimatados los camarones, nuevamente se tomaron muestras de agua de los dos tanques para realizar un análisis de calidad de agua en el CEUNIVO para medir la dureza por el método

tutulométrico con naranja de metilo en mg/l de CaCO₃, la salinidad por salinometría con un refractómetro compensado a la temperatura y el pH con el método potenciométrico con electrodo. Del agua dulce se midió la concentración de cloruros mg/l, empleando el método argentométrico de Mohr.⁵¹ En función de la concentración de cloruros, se estimó la salinidad:

$$\text{Salinidad en mg/l} = 30 + (1.805) (\text{cloruros en mg/l})^{15}$$

Los resultados se expresaron también como mg/l de cloruro de sodio, multiplicando los mg/l de cloruros por 1.65.⁵¹

3.4. Manejo durante la fase experimental

3.4.1. Formación de los grupos experimentales

Una vez aclimatadas las postlarvas a 0.5 y a 20‰, éstas permanecieron aproximadamente 24 horas en los dos tanques de aclimatación hasta que se obtuvo PL 24. La media de la temperatura de dichos tanques fue de $26 \pm 2^\circ\text{C}$.

Por medio de cuatro muestreos aleatorios con una red de cuchara en diferentes puntos de los tanques de aclimatación, se colectó un total de 90 camarones, de los cuales se contabilizó y se retiraron las postlarvas muertas.

Con los organismos restantes (75 PL), se realizó una observación macroscópica y se calculó el peso vivo promedio (0.012 ± 0.01 g), pesando a las postlarvas individualmente con una balanza analítica.

A partir de doce muestreos con red de cuchara en el tanque a 0.5‰, se formaron aleatoriamente tres grupos a partir del tanque a 0.5‰. A partir de cuatro muestreos del tanque a 20‰, se formó un cuarto grupo. Estos grupos se separaron en cuatro bolsas de plástico individuales. Los grupos, en sus respectivas bolsas, fueron transferidos a las correspondientes canaletas de experimentación con agua preparada a la salinidad y a la temperatura programadas.

Cada bolsa, correspondiente a un tratamiento, fue introducida en el agua de su respectiva canaleta en donde se mantuvieron durante cinco horas para su aclimatación a la temperatura. Los tratamientos se diseñaron de la siguiente manera:

Tratamiento 1. Crecimiento durante un período de 30 días en agua a 0.5‰ y con una temperatura constante de 22°C.

Tratamiento 2. Crecimiento durante un período de 30 días en agua a 0.5‰ con temperatura constante de 26°C.

Tratamiento 3. Crecimiento durante un período de 30 días en agua a 0.5‰ con temperatura constante de 30°C.

Grupo Control. Crecimiento durante un período de 30 días en agua a 20‰ con temperatura ambiente.

El agua de cada bolsa se mantuvo aireada mediante la introducción de una manguera conectada a una piedra difusora con flujo de aire moderado para evitar estrés. Finalmente, se realizaron recambios pausados de agua, intercambiando agua de la bolsa a los tanques, y viceversa, para igualar las condiciones de pH.

Una vez aclimatados los cuatro grupos a las condiciones de temperatura y pH en cada tratamiento, se contaron 30 PL de cada bolsa para ser sembradas aleatoriamente en cada repetición (77 PL/m² o 0.23 PL/l). Cada canaleta contaba con tres secciones, cada una de las cuales fue utilizada como repetición. De esta manera, se sembraron 90 PL por canaleta para cada uno los tratamientos y el control.

3.4.2. Control de la calidad del agua

Cada tercer día por la mañana, y antes de administrar el alimento, se retiró el alimento no consumido y el exceso de heces mediante un sifoneo de fondo.

Debido a la estabilidad propia del alimento y al reducido tamaño de partícula posterior de su desintegración en el agua, no fue posible cuantificar los residuos de alimento ni de heces.

La concentración de oxígeno disuelto en el agua y la temperatura se midieron dos veces al día, por la mañana y en por la tarde, utilizando un oxímetro portátil marca Hach™, y un termómetro de mercurio marca Brannan™ 76mm/1mm (escala -30 a 50°C). La aireación del agua se mantuvo constante durante todo el ensayo para no alterar la concentración de oxígeno disuelto.

La salinidad fue medida dos veces por semana con un refractómetro marca Bio-Marine, Aquafauna™, compensado a la temperatura ambiente, para comprobar que permanecía constante.

Para todos los tratamientos, el pH se midió diariamente por las mañanas con un potenciómetro portátil marca Hach Chemical Company™, y el amoniaco NH₄ se midió en el CEUNIVO una vez por semana en función de muestras de agua tomadas de los tanques. En dichas instalaciones también se determinó la concentración de cloruros en los tratamientos de agua dulce, el pH, y la salinidad utilizando los métodos mencionados con anterioridad. Por otro lado, se determinó la concentración de amonio ionizado NH₄ por el método de Nessler. A partir del amonio ionizado se estimó la concentración de nitrógeno total, amonio no ionizado NH₃, nitritos (NO₂) y nitratos (NO₃),⁵¹ mediante la aplicación de las siguientes constantes:

$$\text{Amonio (NH}_3\text{)} = \text{Nitrógeno (N)} \times 1.22$$

$$\text{Amoniaco (NH}_4\text{)} = \text{Nitrógeno (N)} \times 1.29$$

$$\text{Nitrógeno (N)} = \frac{\text{Amoniaco (NH}_4\text{)}}{1.29}$$

Para la iluminación se utilizaron lámparas de luz fría (fluorescente), manejando un fotoperíodo de 11 horas por día.

Dependiendo de los resultados obtenidos en los análisis, la calidad del agua se mantuvo constante mediante un monitoreo regular, y realizando recambios semanales de agua del 50% (192 l) al iniciar las actividades diarias y después de medir parámetros fisicoquímicos. Como agua de recambio se utilizó el agua preparada de los respectivos tanques de almacenamiento, a las mismas condiciones de temperatura y salinidad de los tratamientos. Los recambios se realizaron mediante la técnica descrita con anterioridad.

3.4.3. Alimentación

Durante este período, se les administró el mismo alimento comercial balanceado con un contenido de 40% de proteína cruda en presentación de pelet

1/8". La cantidad diaria se calculó con base al 5.5% de la biomasa calculada por día.^{14, 33}

Se alimentó diariamente suministrando dos raciones de alimento comercial balanceado,^{14, 33} por la mañana y tarde (10:30 y 18:30 hr), ajustando la cantidad una vez por semana de acuerdo al aumento la biomasa con base al peso de la mortalidad recuperada de cada tratamiento.

Debido a la mortalidad tan elevada registrada en los tratamientos 2 y 3, a partir del décimo día se redujo el suministro de alimento, administrando 0.2 g de alimento por día, por tratamiento. Se observó que cantidades menores de alimento, no eran detectadas por los camarones y el proceso de descomposición era rápido. Posteriormente, del día 18 al 29, se aumentó la cantidad diaria a 0.4 g por tratamiento en dos raciones. Esta medida se llevó a cabo para evitar que el exceso de alimento desperdiciado fuese un factor que alterase la calidad del agua o que influyera en la proliferación de hongos y bacterias patógenas, y por ende la sobrevivencia.

El alimento se mantuvo en refrigeración dentro del mismo costal de origen, cerrado y dentro de una bolsa de papel, para evitar humedad y descomposición.

Cada semana, se tomó una muestra de medio kg de alimento del mismo costal para realizar un análisis químico proximal. Las dos primeras muestras de alimento se tomaron dos semanas antes de iniciar el experimento, las cuatro siguientes se tomaron durante el desarrollo del mismo, y las dos últimas se tomaron dos semanas después de finalizar la fase experimental. Las ocho muestras se analizaron en la Facultad de Ciencias Químicas de la Universidad de Colima.

3.4.4. Fijación de los organismos muertos y enfermos

Diariamente, se retiraron las postlarvas muertas para evitar el canibalismo y se observó el comportamiento de los animales mediante la revisión regular de los mismos. Se contabilizaron los organismos sobrevivientes al cuarto, décimo, decimotavo, y al finalizar el experimento.

A lo largo del desarrollo del experimento se retiraron de los tanques aquellos organismos que presentaron signos o lesiones para su sacrificio y fijación. Los animales muertos que se encontraron en buenas condiciones se fijaron para su estudio histopatológico, con la finalidad de identificar cambios o lesiones en los tejidos asociados a enfermedades.

3.4.5. Colección de postlarvas y realización de biometrías

Durante el ensayo no se hicieron muestreos para determinar el peso, para evitar mortalidad por manipulación excesiva. Al final del ensayo, en el día 30, los organismos sobrevivientes se pesaron, y contaron individualmente en cada repetición.

Para su sacrificio, los camarones fueron colectados de cada repetición utilizando redes de cuchara y fueron depositados en bandejas de plástico con agua de su respectivo tanque. El sacrificio se llevó a cabo introduciendo bolsas de plástico con hielo en su interior, en el agua de las bandejas durante una hora, hasta que se confirmó la muerte de los camarones mediante su observación al microscopio. No hubo contacto directo entre el hielo y el agua, o con los camarones.

Una vez sacrificados, se retiró cuidadosamente el exceso de agua de los organismos con toallas de papel, para después ser pesados individualmente empleando una báscula analítica.

3.5. Análisis de datos

3.5.1. Análisis del Crecimiento

El peso total ganado fue utilizado como un indicador del crecimiento.¹⁴ Inicialmente, fue propuesto en el protocolo que los datos obtenidos se analizarían realizando una prueba de correlación canónica,⁵²⁻⁵³ sin embargo, como consecuencia de la alta mortalidad registrada en el experimento, se decidió calcular solamente la tasa específica de crecimiento (TEC) para los 30 días.

Mediante estadística paramétrica descriptiva se analizaron los datos de peso de los organismos sobrevivientes, y de las tasas específicas de crecimiento

obtenidas por tratamiento, calculando los promedios y las desviaciones estándar.

54

a) Cálculo de la tasa específica de crecimiento (TEC)

La tasa específica de crecimiento fue calculada al final del periodo experimental utilizando la fórmula de Ricker (1975):

$$TEC = \frac{\ln(\text{Peso corporal húmedo final}) - \ln(\text{Peso corporal húmedo inicial})}{\text{Tiempo (días)}} \times 100$$
^{33, 47}

3.5.2. Análisis de la sobrevivencia

Para evaluar la sobrevivencia, se decidió analizar los datos mediante la prueba de regresión logística (LOGIT). En esta prueba, la unidad estadística fue la postlarva de camarón. Para tal fin, se utilizó el programa estadístico Stata versión 3.1 (Stata Corp., 1993). Esta regresión utiliza una variable de respuesta binaria que toma valores de 0 y 1 y predice la probabilidad de sobrevivencia para determinar valores de las variables explicativas (salinidad y temperatura).⁵⁵⁻⁵⁶

a) Especificación de las variables

Variables explicativas. Presencia de salinidad $X_1 = (1)$ y ausencia de salinidad $X_1 = (0)$ y tres temperaturas $X_2 = 22^\circ\text{C}$, $X_2 = 26^\circ\text{C}$, y $X_2 = 30^\circ\text{C}$ (variable continua de intervalo).

Variable de respuesta. Sobrevivencia ($Y = 1$ si sobrevivió y $Y = 0$ si no sobrevivió).

La regresión estuvo representada de la siguiente manera:

$$Y = B_0 + B_1X_1 + B_2X_2$$

En donde:

$Y =$ Supervivencia

Medida en una escala categórica:

0 cuando la postlarva de camarón muere y 1 cuando la postlarva de camarón sobrevive.

Parámetros:

$B_0 =$ Ordenada al origen

B1= Pendiente de la salinidad

B2= Pendiente de la temperatura

VARIABLES explicativas:

X1= Presencia (1) o ausencia (0) de salinidad

X2= Temperatura (22, 26 y 30°C)

3.5.3. Conversión alimenticia

La conversión alimenticia se calculó a partir del peso húmedo del total de los organismos de cada tratamiento, ⁵⁷⁻⁵⁹ aplicando la fórmula:

$$CA = \frac{AA}{GP}$$

GP

CA= Conversión alimenticia estimada.

AA= Cantidad de alimento administrado (g) durante el período de crecimiento.

GP= Ganancia de peso total (g) durante el período de crecimiento.

en donde:

GP= Bfin – Bini.

Bfin= Biomasa (g) de cada tratamiento al final del período de crecimiento.

Bini= Biomasa (g) al comienzo del período de crecimiento.

Se calculó por tratamiento el promedio y la desviación estándar de la conversión alimenticia, utilizando estadística paramétrica descriptiva. ⁵⁴

3.5.4. Análisis de datos de calidad de agua

Las mediciones obtenidas en temperatura, oxígeno disuelto, pH y amonio ionizado (NH₄) por tratamiento, para los 30 días, se analizaron utilizando estadística paramétrica descriptiva, ⁵⁴ calculando la medias y desviaciones estándar.

3.5.5. Análisis químico proximal

La información obtenida de proteína cruda, cenizas, humedad, grasas y aceites, se analizó mediante estadística paramétrica descriptiva. ⁵⁴

4. RESULTADOS

4.1. Análisis del crecimiento

El peso vivo promedio al iniciar el experimento para PL 24 fue de 0.012 ± 0.01 g. En el cuadro 4.1.1 se muestran los promedios de peso vivo final, y las desviaciones estándar de los tratamientos y el control. Debido a la nula sobrevivencia en el tratamiento 1, no se midió el peso vivo ni la tasa de crecimiento específica de los organismos. Las postlarvas del tratamiento 3 obtuvieron el peso más alto, mientras que en el grupo control se registró el menor peso. En la figura 4.1.1 se muestra la distribución de los pesos finales del grupo control.

Los promedios de las tasas específicas de crecimiento para 30 días por tratamiento con las respectivas desviaciones estándar, se muestran en el cuadro 4.1.2. El incremento de peso diario en gramos fue de 0.01 g, 0.016 g y 0.004 g para los tratamientos 2, 3, y el control, respectivamente.

Cuadro 4.1.1.- Peso final promedio y tasa específica de crecimiento promedio de postlarvas de *L. vannamei* cultivadas en agua dulce a diferentes temperaturas, y en agua salobre a temperatura ambiente.

Temperatura (°C)	Salinidad (‰)	Peso inicial promedio (g) ± D.E.	Peso final promedio (g) ± D.E.	Tasa específica de crecimiento (%) ± D.E.
22.0	0.5	0.012 ± 0.01	0	0
26.0	0.5	0.012 ± 0.01	0.299 ± 0.09	11.3 ± 0.004
30.0	0.5	0.012 ± 0.01	0.499 ± 0.23	13.0 ± 0.01
27.5	20	0.012 ± 0.01	0.141 ± 0.08	8.8 ± 0.01

Estos datos son los promedios de las tres réplicas.

D.E. = Desviación estándar.

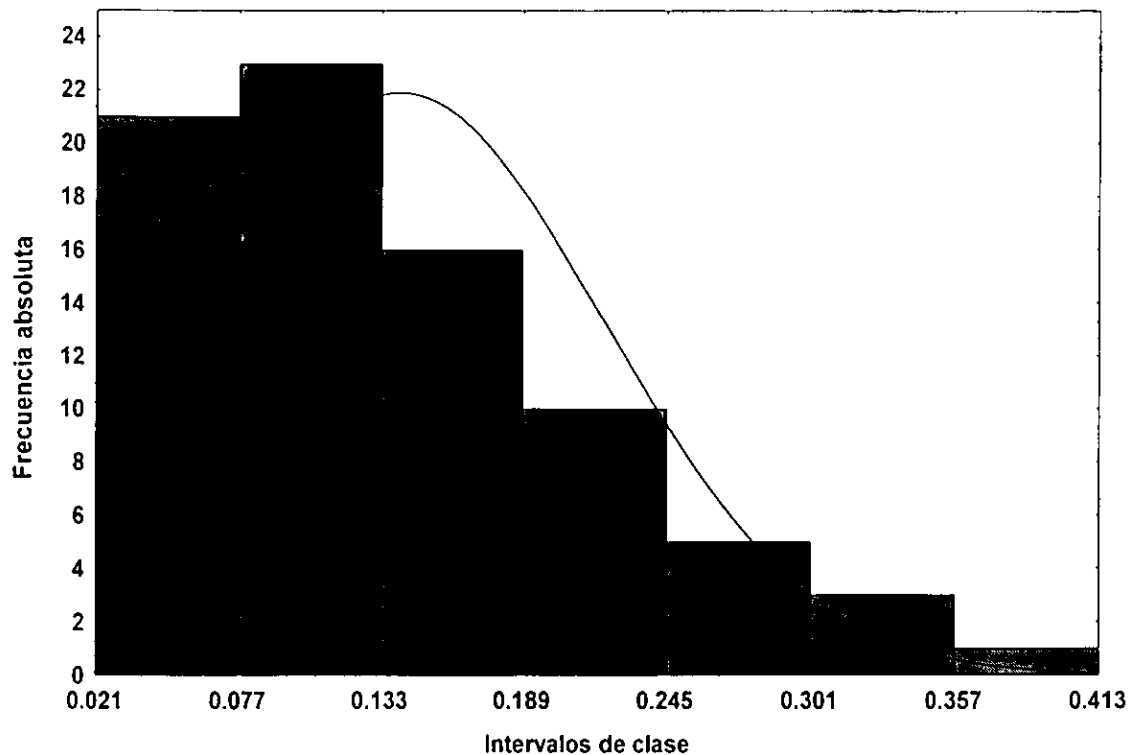


Figura 4.1.1.- Distribución de los pesos finales de las postlarvas del grupo control.

4.2. Análisis de la sobrevivencia

En el cuadro 4.2.1 se muestran los promedios de la sobrevivencia final por tratamiento. Las sobrevivencias más bajas se registraron en los tratamientos en agua dulce, mientras que en el grupo control se obtuvo la sobrevivencia más alta. En la figura 4.2.1, se muestra el registro de la mortalidad para los tratamientos y el control en los días 4, 10, 18 y 30. Desde el primer día se observó una elevada mortalidad en el tratamiento 1, y al cuarto día de experimentación se registró el 100% de mortalidad. También a partir del cuarto día, en el tratamiento 2, se obtuvo una sobrevivencia final del 8.8%. Por otra parte, desde el décimo día se registraron las sobrevivencia finales de el tratamiento 3 y en el grupo control, es decir, a partir de este día no hubo cambios en la sobrevivencia.

Cuadro 4.2.1.- Supervivencia de postlarvas de *L. vannamei* cultivadas en agua dulce a diferentes temperaturas, y en agua salobre a temperatura ambiente.

Temperatura (°C)	Salinidad (‰)	Supervivencia (%)
22.0	0.5	0
26.0	0.5	8.8
30.0	0.5	4.4
27.5	20	87.8

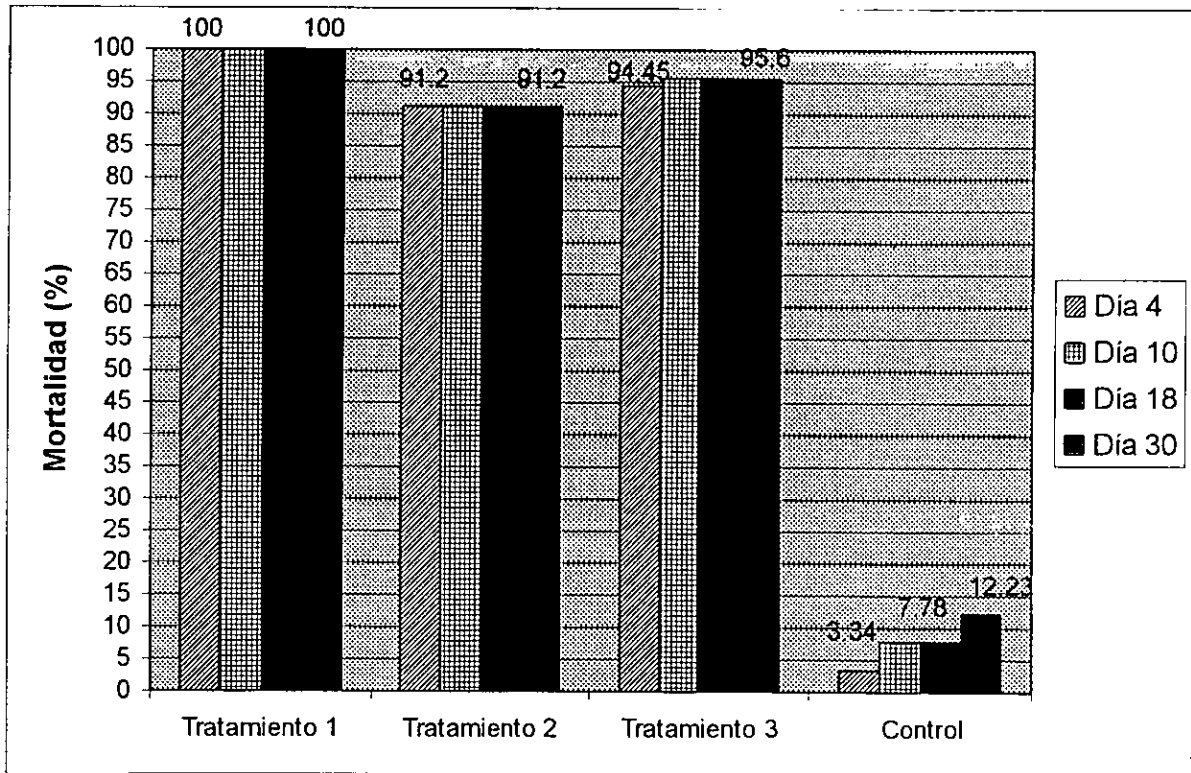


Figura 4.2.1.- Mortalidad acumulada porcentual de *L. vannamei* registrada en los tratamientos durante los 30 días de experimentación.

Los resultados del análisis de regresión logística de la supervivencia se presentan en el anexo 2. Los parámetros de la regresión fueron los siguientes: B₀

= -6.71 (ordenada al origen), $B_1 = 4.99$ y $B_2 = 0.137$ (pendientes de salinidad y temperatura, respectivamente). El coeficiente de determinación (r^2) fue de 0.599. El coeficiente de regresión (r) fue de 0.774. Los resultados de la prueba de regresión logística se citan en el anexo 2. El resultado de B_0 no tiene interpretación estadística lógica. El resultado de B_1 indicó que en presencia de salinidad, la sobrevivencia (Y) aumenta 4.99% (significancia de 0.01), por lo que se probó que la salinidad fue altamente significativa ($p < 0.01$). El coeficiente de determinación indica que el 59.99% de los resultados de sobrevivencia, están explicados por la salinidad.

4.3. Conversión alimenticia (CA)

En el cuadro 4.3.1 se muestra el promedio y la desviación estándar de la conversión alimenticia por tratamiento. La cantidad de alimento administrada al control fue de 11.7 g en 30 días de experimentación. Para los tratamientos 2 y 3, la cantidad administrada en 30 días fue de 4.9 g de alimento por cada tratamiento. Se observó alimento no consumido en los tratamientos y en el grupo control.

Cuadro 4.3.1.- Conversión alimenticia promedio de postlarvas de *L. vannamei* cultivadas en agua dulce a diferentes temperaturas, y en agua salobre a temperatura ambiente.

Temperatura (°C)	Salinidad (‰)	Conversión alimenticia \pm D.E.
22.0	0.5	0
26.0	0.5	3.5 \pm 2.7
30.0	0.5	3.4 \pm 1.7
27.5	20	1.1 \pm 0.06

Estos datos son los promedios de las tres réplicas.

D.E. = Desviación estándar.

4.4. Estudios de calidad del agua previos al experimento

Los resultados del análisis de las muestras de agua a 3‰, tomadas en el laboratorio de origen, fueron los siguientes: el pH del agua fue de 7.7, con una salinidad de 3‰, y una alcalinidad F (fenolftaleína) de 280 mg/l de CaCO₃.

Los resultados de los análisis realizados a las muestras de agua tomadas en el Laboratorio de Ciencias Marinas se muestran en el cuadro 4.4.1.

Cuadro 4.4.1.- Resultados del análisis de calidad de agua corriente y salobre utilizada.

Fuente del Agua	Dureza (mg/l CaCO ₃)	Oxígeno disuelto (mg/l)	Salinidad (‰)	pH (unidades de pH)
Agua dulce del tubo alimentador municipal	136.1	5.4	0.5	7.8
Agua dulce de la cisterna del laboratorio	154.0	6.9	0.5	7.9
Agua salada filtrada	3,422.9	6.3	20	8.2

Las mediciones de oxígeno disuelto realizadas en el laboratorio desde el montaje de las tinajas y previas al experimento, mostraron que los niveles de oxígeno disuelto se mantuvieron en un promedio de 7.6 mg/l hasta que se completó la aclimatación en agua dulce y a 20‰.

Los análisis del agua de los tanques de experimentación, una vez transferidos los animales a los tratamientos, mostraron que la dureza fue de 68 mg/l de CaCO₃ en el agua dulce, mientras que para el agua salada la dureza fue de 72 mg/l de CaCO₃. El pH de las canaletas se mantuvo en 7.2 y 8.8 para el agua dulce y 20‰, respectivamente. La concentración de cloruros para el agua dulce fue de 0.18 mg/l. En función de concentración de cloruros se estimó una salinidad de 0.03‰, con 0.29 mg/l de cloruro de sodio.

4.5. Calidad del agua durante el tratamiento

Las medias de la temperatura, el oxígeno y el pH, con sus respectivas desviaciones estándar por tratamiento, se muestran en el cuadro 4.5.1.

La temperatura del agua se mantuvo cerca de las temperaturas propuestas. Las medias en la concentración de oxígeno disuelto en el agua de los tratamientos se mantuvieron entre 5.3 y 7.52 mg/l, mientras que en el control se mantuvo entre 4.56 y 6.75 mg/l. El pH medido en el agua se mantuvo entre 8.24 y 8.9 en los tratamientos de agua dulce, y de 8.29 a 8.51 en el control.

Las concentraciones de amonio ionizado (NH_4) disuelto en el agua se mantuvieron entre 0.006 y 0.06 μg por litro en los tratamientos 2 y 3, y en 0.09 a 0.15 $\mu\text{g/l}$ en el control. Las concentraciones estimadas de amonio ionizado, nitritos y nitratos de los tratamientos y el control, se muestran en el cuadro 4.5.2. La salinidad permaneció constante para los tratamientos a 22, 26 y 30°C, con un promedio de 0.19 mg/l, con una salinidad de 0.03‰, y 0.313 mg/l de cloruro de sodio. Para el control se mantuvo una salinidad constante de 20‰.

Cuadro 4.5.1.- Reporte de la medición de parámetros fisicoquímicos durante el cultivo de postlarvas de *L. vannamei* en agua dulce a diferentes temperaturas, y en agua salobre a temperatura ambiente.

	Temperatura promedio (°C) ± D.E.	Oxígeno disuelto promedio (mg/l) ± D.E.	pH promedio (Unidades de pH) ± D.E.	Promedio de amonio NH_4 ($\mu\text{g/l}$) ± D.E.
Tratamiento 1	22.0 ± 0.50	6.8 ± 0.72	8.4 ± 0.16	0.05 ± 0.01
Tratamiento 2	25.9 ± 0.40	6.6 ± 0.59	8.6 ± 0.25	0.009 ± 0.003
Tratamiento 3	29.9 ± 0.56	6.1 ± 0.60	8.7 ± 0.20	0.04 ± 0.02
Control	27.5 ± 0.94	5.7 ± 1.05	8.4 ± 0.11	0.12 ± 0.03

Estos datos son los promedios de las tres réplicas. $n=30$.

D.E. = Desviación estándar.

Cuadro 4.5.2.- Concentración estimada de amonio ionizado, nitritos y nitratos en los tratamientos y el control.

	Estimación de amonio NH ₃ (µg/l)	Estimación de nitritos (NO ₂) (µg/l)	Estimación de nitratos (NO ₃) (µg/l)
Tratamiento 1	0.049	0.132	0.19
Tratamiento 2	0.008	0.023	0.03
Tratamiento 3	0.039	0.101	0.136
Control	0.112	0.302	0.407

4.6. Estado físico de los organismos y mortalidad

Durante la revisión macroscópica de la PL 18 antes de la aclimatación en el tanque de recepción, los organismos presentaron una buena movilidad y actividad, desplazándose vigorosamente de un lugar a otro. Se observó una talla homogénea en los camarones. El peso vivo promedio de la PL 18 fue de 0.003 g. De la muestra inicial de 123 organismos (PL 18), se obtuvo una mortalidad del 3.7% (3 PL). Del resto, se separó y fijó un total de 6.7% (8 PL) de organismos aparentemente enfermos, debido a que presentaban lesiones aparentes en las regiones del cefalotórax, el abdomen y en los apéndices caminadores o natatorios, o presentaban nado errático en la superficie.

El 4.1% del total de la muestra (5 PL), presentó necrosis en el segundo y tercer segmentos abdominales, el 2.5% (3 PL) presentaron necrosis en los pereiópodos y en los pleópodos, y el 0.83% (1 PL) presentó melanización en la región branquial.

De la muestra obtenida de PL 24 previa al tratamiento (90 organismos), y posterior a su aclimatación a 0.5 y 20‰, se registró una mortalidad total del 20.0% (18 PL). Del resto de la muestra, se registró el 1.3% (1 PL) con necrosis en el segundo y tercer segmentos abdominales.

No se presentó mortalidad, ni se observaron signos de enfermedad durante el proceso de formación de los tratamientos ni durante la siembra en las canaletas.

4.7. Resultados del estudio histopatológico

En el estudio histopatológico de las muestras tomadas en la etapa de experimentación, no se encontraron evidencias de daño ni muerte celular en ninguno de los órganos de las postlarvas recolectadas, presentándose los tejidos normales a su revisión. No se detectó la presencia de agentes patógenos en las muestras recolectadas durante el ensayo.

4.8. Análisis químico proximal del alimento

Los resultados del análisis químico proximal del alimento en base seca y base húmeda de las muestras de alimento, se muestran en los anexos 3 y 4. Los promedios y las desviaciones estándar calculados con las ocho muestras de alimento en base húmeda para proteína cruda fueron de $34.5\% \pm 6.1$, $21.6\% \pm 3.5$ para cenizas, $1.6\% \pm 0.3$ de grasas y aceites y $7.3\% \pm 0.17$ de humedad. En base seca, la media para proteína cruda corresponde a $37.2\% \pm 6.6$, $1.7\% \pm 0.33$ para grasas y aceites y $23.3\% \pm 3.8$ de cenizas.

5. DISCUSIÓN

5.1. Crecimiento

En el cuadro 4.1.1 se puede observar que en comparación con los tratamientos 2 y 3, el grupo control presentó el peso promedio final más bajo. Asimismo, se muestra variabilidad en el peso entre los organismos de un mismo tratamiento, a pesar de estar sujetos a las mismas condiciones experimentales. En el grupo control, la desviación estándar también indica variabilidad en el peso de las postlarvas.

En la literatura se reportan resultados similares con enormes variaciones en el peso de postlarvas después de un período de experimentación, trabajando a temperaturas ideales para cultivo de *L. vannamei*,⁶⁰ y se ha observado que en algunos casos, dicho crecimiento es variable entre grupos de animales,^{43, 60} y aún entre organismos del mismo grupo.⁶⁰ Algunas veces, el crecimiento y la sobrevivencia de *L. vannamei* bajo condiciones de laboratorio son altamente variables y a veces impredecibles.³⁷

El peso promedio final más alto obtenido en los experimentos fue de 0.499 g. En cultivos comerciales el aumento de peso semanal esperado después de la siembra de PL 10 en estanquería es de un gramo o mayor a un gramo,⁶¹ y es posible lograrlo si se administra un adecuado sistema de manejo. Parece ser que esta ganancia de peso además de ser producto del consumo de alimento balanceado, es efecto del consumo de productividad primaria natural presente en los estanques, como fuente extra de alimento y nutrientes. Bajo condiciones controladas de laboratorio, por razones que aún no están claras, se ha observado un menor crecimiento en comparación con los camarones cultivados en tanques al aire libre.⁶⁰ Esto sugiere la interacción de una serie de factores que influyen sobre el crecimiento.

En la bibliografía disponible, los criterios de evaluación para reportar la ganancia de peso de organismos cultivados bajo condiciones de laboratorio, son muy variables. Wyban (1991) indica que el rango de peso esperado en un sistema

de maternidades, en donde se siembra PL 5-10 de *L. vannamei* durante un periodo de 30 a 50 días, es de 0.6 a 2.0 g dependiendo de la densidad de siembra.⁶² Desde este punto de vista, a los 54 días de edad, los juveniles de camarón deberían pesar más de un gramo, una ganancia de peso similar a la obtenida a nivel de estanquería.⁶² Asimismo, en experimentos realizados en laboratorio a salinidades mayores de 15‰, también se han reportado ganancias de peso de 1 gramo o mayores a un gramo por semana con postlarvas de *L. vannamei*.^{14, 63} Por el contrario, Ponce *et al.* reportan crecimientos satisfactorios en un rango de 0.08 a 0.051 g, obtenidos en un periodo de 40 días pero manejando salinidades más elevadas (20-50‰).⁴⁷ Uno de los tratamientos en dicho experimento se realizó en agua a 20‰ y a 25°C (similar a las condiciones del grupo control del presente estudio), y se obtuvo un peso final promedio de 0.251 g también en un periodo de 40 días de cultivo.⁴⁷ Este resultado está muy por debajo de la ganancia de peso sugerida por Wyban.

Los resultados en crecimiento del presente experimento no se consideran satisfactorios, dado que las postlarvas de los tratamientos y el control, no alcanzaron el peso final promedio normal para estos estadios de desarrollo sugerido en la literatura. Asimismo, la *n* obtenida al final del experimento en los tratamientos en agua dulce fue pequeña debido a la alta mortalidad, y se observa variabilidad en los resultados, sobre todo en el tratamiento 3.

Al observar los resultados, sería válido pensar que se obtuvieron bajas ganancias de peso en los tratamientos por efecto de la salinidad extrema, ya que, aunque se sabe que el proceso de osmorregulación en las especies eurihalinas emplea una pequeña cantidad de energía,⁴⁸ se ha demostrado que algunas especies de camarones como el *M. japonicus* requieren de un gran gasto de energía a bajas salinidades.⁶⁴ Desgraciadamente, no se tienen referencias sobre el gasto energético de *L. vannamei* bajo condiciones experimentales similares para establecer comparaciones.

Ahora bien, para explicar el mayor crecimiento obtenido en los tratamientos, en comparación con el grupo control, se sugieren los siguientes factores:

- Una sobrealimentación reflejada en la conversión alimenticia.
- Una menor competencia por espacio y alimento.
- Una posible fuente de alimento no controlada representada por la productividad primaria, generada a causa de la falta de circulación de agua y la descomposición del alimento no consumido.
- La capacidad de adaptación y crecimiento de las postlarvas de esta línea a las condiciones de salinidad del experimento.

Con respecto a este último punto, algunos investigadores sugieren que la capacidad de adaptación y crecimiento a bajas salinidades dependen en gran medida del lugar de procedencia de las líneas de postlarva. Por ejemplo, Samocha et al. (1998) creen que las reservas de camarón procedentes del Ecuador, crecen mejor a bajas salinidades que las líneas mexicanas.⁶³

Por otro lado, para explicar el comportamiento del grupo control se sugieren los siguientes factores de confusión:

- Factores genéticos de la población.
- El estrés generado por la densidad manejada 77 PL/m² (0.23 PL/l), con una mayor competencia por espacio y alimento.
- El pH del agua.

Este último punto se discutirá más adelante, en la sección de calidad de agua.

5.1.1. Tasa específica de crecimiento

En el cuadro 4.1.2 se muestra que la tasa específica de crecimiento fue mayor a 30°C, en comparación con el tratamiento a 26°C. Por otro lado, el grupo control obtuvo la TEC más baja en comparación con los tratamientos.

En la literatura se reporta que la tasa de crecimiento bajo condiciones normales de salinidad es directamente proporcional a la temperatura, ya que el consumo de alimento y el crecimiento aumentan conforme se incrementa la temperatura.³³ Por el contrario, la TEC es inversamente proporcional a la talla, es decir, conforme el camarón crece, la tasa va disminuyendo poco a poco.³³ En estudios de crecimiento con *L. vannamei* en altas salinidades (33 a 40‰), la tasa

específica de crecimiento se ha visto más afectada por la temperatura que por la salinidad.⁴⁷ Resultados similares se han obtenido a salinidades de 25 a 35‰ con *P. semisulcatus*. En dichos estudios se ha encontrado que la tasa de crecimiento específica diaria se incrementa a temperaturas de 30 y 34°C, en comparación con temperaturas de 26°C. Por tanto, también se sugiere un mayor efecto de la temperatura sobre el crecimiento que la salinidad.⁶⁵

Al comparar los resultados entre los tratamientos, se podría pensar que en este estudio la TEC estuvo relacionada con la temperatura, pero debido a la elevada mortalidad, no fue posible evaluar estadísticamente si la temperatura tuvo efecto sobre el crecimiento de los camarones. A una salinidad de 5‰, se han obtenido buenas tasas de crecimiento,¹⁰ pero no se tienen referencias sobre TEC en estudios a salinidades similares al presente experimento, para afirmar que la temperatura tiene un mayor efecto sobre la TEC que la baja salinidad.

En comparación con los tratamientos, el grupo control presentó una TEC baja (8.8%), pero alta en comparación con un estudio realizado por Ponce, *et al.* (1997) con postlarvas de *L. vannamei* en agua a 20‰ y a 25°C, en donde se obtuvieron tasas de crecimiento de 6.74% diario en un periodo de 40 días.⁴⁷ Para explicar la TEC obtenida en el control se sugieren los mismos factores de confusión que pudieron limitar el crecimiento, y que se mencionaron en la sección 5.1.

5.2. Supervivencia

De acuerdo con la interpretación de los resultados citados en el anexo 2, no se encontró efecto de la temperatura sobre la supervivencia, pero sí de la salinidad ($p < 0.01$).

Con respecto a los efectos de la interacción temperatura-salinidad sobre la supervivencia, existen evidencias de que la salinidad puede modificar la tolerancia térmica de ciertos crustáceos.⁴⁵ Por ejemplo, a bajas temperaturas (10-14°C) disminuye la tolerancia de las postlarvas de *Marsupenaeus japonicus* a bajas salinidades; esta influencia es menos importante para postlarvas de *F. chinensis*.

En este estudio, las postlarvas se enfrentaron a condiciones extremas de salinidad, y a temperaturas consideradas como ideales para este estadio de desarrollo.^{33, 63} La temperatura de 30°C es considerada como ideal para postlarvas de esta especie,³³ y se sabe, que a temperaturas mayores a este límite, se reduce marcadamente la sobrevivencia.⁴⁵ Los rangos de temperatura recomendables para camarones adultos son de 25 hasta 30°C,³⁴ aunque es común registrar en las granjas camaronícolas una disminución de la temperatura hasta de 22°C por la noche, mientras que durante el día se incrementa hasta 31°C,⁶⁶ sin afectar significativamente a la sobrevivencia. A temperaturas de 22°C se produce una disminución en la tasa metabólica con una consecuente inactividad y un menor consumo de alimento.⁴⁷

Con los resultados obtenidos en el análisis estadístico con las temperaturas de este ensayo, se probó que el incremento en la temperatura del agua no influyó significativamente sobre la sobrevivencia de las postlarvas de camarón. Es importante recalcar que esta conclusión se fundamenta con base a los resultados en esta prueba estadística. De esta manera se demostró, que la principal causa de la mortalidad para los tratamientos 1, 2 y 3, fue la salinidad del agua.

Por otro lado, en los tratamientos 2 y 3 se observó que la mayor proporción de postlarvas muertas recolectadas habían mudado horas antes de morir (etapa de postmuda), y correspondían a los organismos que presentaban una mayor talla.

En la literatura, la mortalidad después de la muda es relacionada con la dureza del agua. El agua salada contiene sales disueltas necesarias para el desarrollo y la muda de estos organismos. El camarón crece mudando y un número de mudas indica el rango de crecimiento del camarón. Después de separarse del caparazón, el camarón debe tomar los minerales del medio para reemplazar la pérdida en la exuvia y aumentar el grado de calcificación del caparazón. Si la concentración de sales de calcio y otras sales en el agua son insuficientes, no sólo se afectará el crecimiento, sino que los mecanismos de osmorregulación serán dispares.³⁶ Además, se sabe que la tolerancia de las

postlarvas a la salinidad disminuye en el tiempo de muda; esto es una observación frecuente entre los crustáceos.⁶⁷ En un experimento realizado con *Homarus americanus* y *M. japonicus*, se observó un aumento en la mortalidad cuando los animales intentaban mudar en agua a bajas salinidades.⁶⁷

Con relación a los camarones peneidos, todavía no se tienen referencias sobre las concentraciones mínimas de minerales que deben estar presentes en el agua para que se complete el proceso de muda exitosamente, sin comprometer la vida del organismo. En el presente estudio no se plantearon como objetivos el análisis del agua para cuantificar la concentración de calcio y otros minerales, ni su efecto sobre la muda. Por esta razón, se sugiere realizar estudios más detallados en donde se identifiquen, se midan y se determinen los valores mínimos de minerales que favorezcan la sobrevivencia y el crecimiento de esta especie.

Por otro lado, en el presente ensayo no se utilizó ningún sustrato. La importancia del sustrato radica en que se le permite al camarón la conducta de enterramiento al estar sometido a condiciones de estrés, como cambios en la salinidad y muda. Esta conducta amortigua un poco los cambios generados en el organismo del camarón debido al cambio en las condiciones ambientales. Se sabe que durante el período de muda el camarón se entierra, ya que al no estar calcificado el nuevo exoesqueleto, es extremadamente vulnerable ante los depredadores, el canibalismo y enfermedades. Por otro lado, el sustrato promueve la rápida generación de la productividad primaria, fuente importante de alimento de los camarones. Esto explica los crecimientos en estanquería con fondo de tierra, en comparación con los tanques sin sustrato bajo condiciones controladas en el laboratorio.

Pantástico (1979) citada por Cawthorne, sugiere que su éxito en el cultivo de juveniles de *P. monodon* en bajas salinidades, se debe al contacto que tuvieron sus camarones con el fondo de la laguna, lugar en donde llevó a cabo sus experimentos. Es posible, que de esta manera, los animales tuvieran acceso a una suficiente concentración de sales como para permitir el desarrollo.⁶⁸ Esta es

una teoría interesante que pudiera explicar el porqué se reportan buenos crecimientos de camarón en granjas de la región a bajas salinidades y en estanquería de tierra, mientras que en el presente experimento se obtuvieron resultados desfavorables con camarones de la misma línea. Pantástico no reporta datos sobre la calidad del agua por lo que es válido pensar que sus resultados estuvieron relacionados con la calidad del agua y la composición química del suelo. La disponibilidad de minerales en el agua y en el sustrato, son factores que podrían determinar las diferencias reportadas en los resultados de una región a otra. Es posible que además de los mecanismos de osmorregulación empleados por el animal para mantener su medio interno, tomando minerales del agua a través de las branquias, se tenga un aporte de minerales procedente del suelo de los estanques al ser ingeridos por el camarón junto con el alimento y los detritus. Es posible también, aunque no se tienen referencias al respecto, que se tenga una mayor concentración de minerales en suspensión en el agua que se encuentra en contacto con el fondo del embalse que favorezca la osmorregulación y la sobrevivencia. La dureza en el agua del presente experimento, la clasificó como agua blanda a muy blanda. Es posible que por esta característica, los camarones no obtuvieran las concentraciones mínimas de minerales, necesarias para completar la muda.

Bray, evaluó diferentes sustratos y reportó crecimientos de juveniles de *L. vannamei* iguales o mejores en tanques sin sustrato que con sustrato manejando varias salinidades, ¹⁴ aunque no realizó estudios de calidad de agua para medir la dureza, ni de la composición química de los sustratos utilizados.

Para determinar la importancia del sustrato en futuros trabajos, se sugiere la realización de experimentos en estanquería semi-intensiva con temperaturas óptimas, manejando tratamientos a bajas salinidades y salinidades óptimas, y en donde se tenga un seguimiento detallado de la calidad fisicoquímica del agua y del suelo. Simultáneamente podrían realizarse estudios similares bajo condiciones de laboratorio, con análisis completos de calidad de agua (con especial atención a la dureza, la alcalinidad y el pH) y de los sustratos utilizados.

5.3. Conversión alimenticia

Los resultados citados en el cuadro 4.3.1 muestran malas CA en los tratamientos 2 y 3, mientras que el grupo control presentó la mejor CA.

La conversión alimenticia está principalmente relacionada con la talla de los organismos; los camarones más grandes crecen a una menor velocidad.³³ Sin embargo, existe evidencia de que la interacción salinidad-temperatura tiene efectos sobre la CA de algunos camarones peneidos. En estudios llevados a cabo por Kumlu y Jones con *F. Indicus*, a densidades de 6 y 4 organismos por litro, el consumo de alimento y la conversión alimenticia estuvieron correlacionados con la temperatura y salinidad del agua de cultivo, pero la salinidad tuvo un mayor efecto. Se observó que el consumo de alimento de los animales mantenidos a altas salinidades fue mucho menor en comparación con aquellas cultivadas a bajas salinidades. Debido a que la temperatura fue constante durante sus experimentos, la variación en el consumo de alimento estuvo directamente relacionada con la salinidad. Las bajas salinidades produjeron un alto consumo de alimento dando como resultado un crecimiento y sobrevivencia superiores como ocurre en el hábitat de crianza estuarino de las postlarvas.⁶⁹

Estos resultados no difieren a los obtenidos en este experimento, en donde debido a la presencia de alimento no consumido, también se sugiere un alto consumo de alimento balanceado debido a la disposición de alimento. Las malas CA de los tratamientos 2 y 3, probablemente se debieron a una sobrealimentación con un crecimiento final mayor al del control. Asimismo, no se descarta la ingestión de cierta cantidad de productividad primaria generada en los tanques. No obstante, debido a la baja sobrevivencia, y a que las desviaciones estándar de dichos tratamientos indican variabilidad entre repeticiones, no fue posible encontrar diferencias entre tratamientos.

Es importante recalcar, que también en el grupo control se observó desperdicio de alimento durante el sifoneo realizado por la mañana, aunque en una cantidad mínima no cuantificada. El camarón es hasta cierto punto, un organismo selectivo para alimentarse. Para estimular el consumo, un alimento

balanceado debe presentar lixiviación y la disolución de atractantes en una o dos horas, porque si los atractantes ya no están presentes, ya no será consumido. Por esta razón, necesita ser estable en el agua durante ese período.⁷⁰ Los alimentos que no son estables en el agua y que se desintegran rápidamente generan desperdicio de alimento y un efecto sobre la conversión alimenticia.⁷⁰

Aunque la presencia de alimento no consumido en el grupo control pudiera indicar un problema relacionado con la calidad del alimento, la CA sugiere un consumo adecuado y un buen aprovechamiento del mismo. De esta manera, el bajo crecimiento encontrado en el control, probablemente estuvo más relacionado con los factores mencionados en la sección 5.1, que con la calidad del alimento. Por otro lado, es importante mencionar que durante la recolección de los animales muertos, se pudo observar canibalismo. No obstante, se sugiere un efecto mínimo del canibalismo sobre el crecimiento dadas las condiciones de manejo.

5.4. Análisis de la calidad del agua

En el cuadro 4.5.1 se pueden observar los resultados de calidad de agua obtenidos durante los tratamientos.

Temperatura. En el presente estudio, no se manejó una diferencia de temperatura exagerada entre tratamientos, sino dentro de los rangos óptimos.^{33, 47, 61, 66} Mediante el análisis estadístico se determinó que la temperatura no tuvo efecto sobre la sobrevivencia, pero no fue posible determinar si tuvo efectos sobre el crecimiento.

Oxígeno Disuelto. Los resultados de la concentración de oxígeno disuelto en el agua siguen un comportamiento lógico con relación al aumento de temperatura. El grupo control presentó el promedio más bajo en la concentración de oxígeno disuelto, debido a la elevación de temperatura durante el transcurso del día, y al consumo de oxígeno por la densidad presente en la canaleta. Las medias se mantuvieron dentro de los rangos manejados en el cultivo de camarón,⁷ por lo que se descarta la mortalidad obtenida en los tratamientos a causa de este factor.

Amonio. De acuerdo con los resultados obtenidos por semana, la concentración de amonio ionizado permaneció baja durante los 30 días de cultivo experimental para todos los tratamientos, con menos de 0.05 mg por litro, por lo que no fue necesaria la realización de recambios de agua constantes. Como se muestra en los cuadros 4.5.1 y 4.5.2, el grupo control presentó los promedios más altos de amonio ionizado y no ionizado durante el experimento.

Se sabe que la forma no ionizada (NH_3) de amonio es más tóxica que la forma ionizada (NH_4).¹⁵ El límite en la concentración de amonio ionizado (NH_3) que compromete la sobrevivencia del camarón es de más de 1 mg/l, y concentraciones de 0.1 mg/l afectan adversamente el crecimiento. Se ha encontrado que a un pH de 9, y a una salinidad de 20‰, cerca del 25% del amonio total se transforma en la forma no ionizada. De esta manera, a concentraciones mayores de 0.4 mg/l podría afectar el crecimiento si existe un pH elevado.⁷ En las postlarvas de camarones peneidos, esta consecuencia se presenta a partir de 100 µg/l.⁷

Es posible que la concentración de amonio no ionizado registrada en el control sea producto: de la densidad de carga en la canaleta, aunque el volumen de agua fue alto en relación a la densidad; debido a la descomposición de alimento y excretas, aún con las labores de limpieza; o se haya incrementado debido al pH del agua. Sin embargo, de acuerdo con la bibliografía, las concentraciones de amonio no ionizado en el agua fueron inocuas, y no tuvieron efectos sobre la sobrevivencia y el crecimiento de los organismos durante el periodo experimental.

Nitritos y Nitratos. Los resultados se pueden observar en el cuadro 4.5.2. La concentración de nitritos tóxica para las postlarvas de camarón es a partir de 1.36 mg/l. Los nitratos son menos tóxicos y se requieren concentraciones mayores a 200 mg/l para ser letales.⁷ Ninguno de los tratamientos presentó concentraciones estimadas similares, o por arriba de los límites tolerables. Por esta razón se sugiere que los nitritos y nitratos en el agua no causaron ningún efecto sobre el crecimiento y la sobrevivencia de las postlarvas.

Potencial de Hidrógeno. Como se muestra en el cuadro 4.5.1, todos los tratamientos, incluyendo al control, registraron un pH mayor a 8.4. El promedio más alto de pH se registró en el tratamiento 3. Para el cultivo de camarones peneidos, existen referencias en donde se sugieren rangos de 6.6 a 8.5, fuera de los cuales, el crecimiento y la eficiencia de conversión alimenticia se reducen.⁷¹ Fast y Lester (1992) sugieren un rango de 7.9 a 8.2 para larvicultivo, postlarvas y juveniles.⁷ Los límites máximos de pH que comprometen la sobrevivencia de camarones peneidos se encuentran a un valor superior a 10.6.⁷¹

Estos antecedentes sugieren que el pH del agua de los tratamientos pudo afectar el crecimiento de los camarones, pero no la sobrevivencia.

Cloruros. Con 0.19 mg/l de cloruros en el agua dulce la salinidad fue estimada en 0.033‰. Los cloruros en la forma del ión (Cl^-), es uno de los aniones más numerosos encontrados en el agua y en aguas residuales. En el agua potable, el sabor salado producido por concentraciones de cloruros es variable y depende de la concentración de minerales en el agua. Algunas aguas que contienen 250 mg de Cl^- /l, tendrán un sabor salado detectable si el cation es sodio. Por el contrario, el típico sabor salado estará ausente en aguas que contengan a lo mucho 1,000 mg/l cuando los cationes predominantes sean calcio y magnesio.⁷² No se tienen referencias sobre las concentraciones mínimas para la sobrevivencia de los camarones peneidos, pero la baja salinidad fue la principal causa de la alta mortalidad en los tratamientos 1, 2 y 3.

Dureza. Los resultados del análisis de dureza en el agua se muestran en el cuadro 4.4.1. La dureza del agua está determinada por la concentración de sales de carbonato cálcico y magnésico disueltas en el agua. La suma de estos dos representa el nivel de dureza total y puede ser expresada en carbonato cálcico o en carbonato magnésico. La dureza del agua puede ser considerada en los siguientes niveles, de acuerdo con su valor de mg/l o ppm: 0-70 mg/l (muy blanda), 70-150 mg/l (blanda), 150-250 mg/l (ligeramente dura), 250-320 mg/l (dura), más de 420 mg/l (muy dura).⁷³

De acuerdo con la clasificación anterior, el agua dulce empleada durante el experimento fue blanda a ligeramente dura, mientras que el agua salada de la cisterna fue muy dura. Se sugiere que la dureza del agua dulce pudo ser un factor que disminuyera el crecimiento de los camarones al estar directamente relacionado con el proceso de muda.³⁶ Por el contrario, el control presentó un menor crecimiento en el agua salobre preparada con agua muy dura. Desgraciadamente no se tienen referencias sobre los posibles efectos de agua con estas características en el crecimiento de camarones peneidos.

5.5. Inspección del estado físico de los organismos

Los daños macroscópicos reportados y la mortalidad observados durante la revisión inicial fueron mínimos. En la literatura se indica que es normal obtener baja mortalidad durante la transportación y la aclimatación inicial, debido a factores como reducción en oxígeno disuelto, aumento en la concentración de bióxido de carbono, acumulación de amonio y un aumento en la acidez del agua.⁷⁴ Por otro lado, la nutrición inadecuada, o la exposición a temperaturas y salinidades extremas, puede comprometer fácilmente la fortaleza de las postlarvas y su habilidad de soportar el movimiento del laboratorio a su destino final. Las consecuencias de dicho estrés no son siempre aparentes a su revisión microscópica, pero pueden manifestarse con una subsecuente mortalidad y una resistencia reducida a las condiciones de los estanques.⁷

En ciertos estudios se han observado mortalidades distintas después de periodos de 24 horas probando con diferentes biomásas de juveniles de *F. setiferus* y adultos de *L. vannamei*.⁷⁴

En el presente estudio las condiciones de manejo de los animales en cuanto a transportación y aclimatación fueron adecuadas. En 10 litros de agua se transportaron 3,000 PL, cuando en la literatura se recomiendan densidades de 15,000 animales en 12 litros.⁶² Los camarones presentaron un buen estado físico y un comportamiento normal, antes y después de sembrarlas en los tanques de recepción. El intestino de los organismos muestreados se encontró lleno, lo cual fue un indicio de que los organismos se estaban alimentando adecuadamente a

pesar del estrés generado por la transportación. La necrosis presente en el segundo y tercer segmentos abdominales, es un signo de un cuadro muy común en camarones sometidos a condiciones de estrés llamada necrosis muscular de los peneidos,⁷⁵ pero en este caso la incidencia no fue elevada, debido a la baja densidad de PL 18 transportada. Como se muestra en los resultados, la mortalidad presente durante la recepción y aclimatación de los animales fue muy baja, y los únicos cambios en el comportamiento se observaron justo antes de cada muda, cuando la actividad y el consumo de alimento disminuyen.

5.6. Resultados del estudio histopatológico

Los resultados en el estudio histopatológico practicados a los organismos muertos recolectados y aparentemente enfermos a lo largo del período de tratamiento, y para todos tratamientos, descartaron un proceso patológico como causa de baja sobrevivencia.

5.7. Resultados en el análisis del alimento

Los resultados del análisis de las muestras de alimento en base húmeda indican una amplia variabilidad en el contenido de proteína cruda. La etiqueta del alimento ofrece un mínimo de proteína garantizado de 40%, un mínimo de 8% de lípidos, un máximo de cenizas de 10.0%, y una humedad máxima del 12%. Los porcentajes de proteína y lípidos no cumplieron con el valor mínimo garantizado. Asimismo, el contenido de cenizas sobrepasó el máximo ofrecido.

Se sabe que las proteínas constituyen la principal fuente de energía, y son esenciales para el crecimiento y la sobrevivencia.⁷⁰ Se manejan diversas concentraciones de proteína dependiendo de la talla del camarón, ya que los organismos en crecimiento requieren de una mayor proporción de proteína en la dieta para destinarla a la formación y reparación de tejidos. Con respecto a los lípidos, los requerimientos cuantitativos no han sido bien determinados y varían según la especie, pero en general, la mayoría de los autores recomiendan valores entre 4 y 9% en la dieta.⁷⁰

Con base en la comparación entre las medias obtenidas de las muestras analizadas, la alta variabilidad observada en las desviaciones estándar y el

análisis químico impreso en la etiqueta, se demuestra una baja calidad en el lote del alimento empleado en el presente estudio y un proceso de fabricación deficiente. La variabilidad observada entre muestras, se explica como resultado de una mala homogeneización del alimento durante el proceso de fabricación. Sin embargo, la buena CA obtenida en el control, sugiere un efecto mínimo del alimento sobre el crecimiento de los animales.

5.8. Conclusiones

1. La salinidad de 0.5‰ causó bajas sobrevivencias, una baja tasa de crecimiento específica (TEC), y una tasa de conversión alimenticia alta.
2. La temperatura del agua no influyó sobre la sobrevivencia.
3. Se descartan como factores de confusión causantes de mortalidad, la concentración de oxígeno disuelto en el agua, la concentración de amonio, los nitritos y nitratos, así como la presencia de agentes patógenos en la población.
4. La mejor salinidad fue de 20‰, con una sobrevivencia de 87.77% y una conversión alimenticia de 1.15:1.

6. LITERATURA CITADA

1. Pérez Farfante I, Kensley BF. Penaeoid and sergestoid shrimps and prawns of the world. Keys and diagnoses for the Families and Genera. *Mém Mus natn Hist nat* 1997, 175: 1-233. Paris ISBN: 2-85653-510-0
2. Sandifer P, editor. Advances in world aquaculture. Shrimp culture in North America and the Caribbean. Vol. 4. USA: The World Aquaculture Society, 1991
3. Wyban JA, Sweeney JN, Kanna RA. Shrimp yields and economic potential of intensive round pond systems. *J World Aquacult Soc* 1988;19: 210-217.
4. Sandifer P, Hopkins S. Intensification of shrimp culture in earthen ponds in South Carolina: progress and prospects. *J World Aquacult Soc* 1988; 19: 218-226.
5. Lee D, Wickins J. Crustacean farming. Oxford: Blackwell Scientific Publications, 1992.
6. Williams AS, Davis DA, Arnold CR. Density-dependent growth and survival of *Penaeus setiferus* and *Penaeus vannamei* in a semi-closed recirculating system. *J World Aquacult Soc* 1996; 27: 107-112.
7. Fasto AW, Lester LJ, editors. Marine Shimp Culture. Principles and practices. London: Elsevier, 1992.
8. Mair J. Salinity and water-type preferences of four species of postlarval shimp (*Penaeus*) from west Mexico. *J Exp Mar Biol Ecol* 1980; 45: 69-82.

9. Chen J, Lin J. Osmotic concentration and tissue water of *Penaeus chinensis* juveniles reared at different salinity and temperature levels. *Aquaculture* 1998; 164: 173-181.
10. Bray WA, Lawrence AL, Leung-Trujillo JR. The effect of salinity on growth and survival of *Penaeus vannamei*, with observations on interaction of IHHN virus and salinity. *Aquaculture* 1994; 122: 133-146.
11. Panorama Acuícola. Wood Brothers Shrimp Farm. El cultivo de camarón en Arizona, una realidad. *Panorama Acuícola* 2000; 5: 8-9.
12. Ávila TM. Camaronicultura en agua dulce. Una alternativa comprobada. *Panorama Acuícola* 1998; 3: 32-33.
13. Ávila TM. Aspectos técnicos del cultivo de camarón en agua dulce. Reporte Técnico. "Día Demostrativo sobre Acuicultura en Agua Dulce y Salada en Jalisco"; 1999 octubre 8; La Huerta (Jalisco) México. La Huerta, Jalisco: Banco de México - F.I.R.A., 1999.
14. Bray AW, Lawrence AL. Efecto de cuatro sustratos en el crecimiento y supervivencia de *Penaeus vannamei* en dos salinidades. *Ciencias Marinas*; 1993 19: 229-244.
15. Boyd C. Water quality management for pond fish culture. Vol 9. Alabama: Auburn University, 1982.
16. Brune D, Tomasso J, editors. Advances in world aquaculture. *Aquaculture and water quality*. Vol 3. USA: The world aquaculture society, 1991.

17. Rodriguez G. Osmoregulation and total serum protein of two species of penaeidean shrimps from the Pacific Coast of Mexico. *J Crust Biol* 1981; 1: 392-400.
18. Vernberg F, Vernberg W, editors. Functional adaptations of marine organisms. New York: Academic Press, 1981.
19. Rosalío MA. El fenómeno de la osmorregulación. *Infor-mar* 1996; 30: 17-21.
20. Prosser C. Comparative animal physiology. Illinois: John Wiley & Sons, 1991.
21. Vernberg W, Vernberg F. Environmental physiology of marine animals. New York: Springer Verlag, 1972.
22. Waterman TH, editor. The physiology of crustacea. Vol. New York: Academic Press, 1960.
23. Dall W. Osmoregulatory ability and juvenile habitat preference in some penaeid prawns. *J Exp Mar Biol Ecol* 1981; 54: 55-64.
24. Gaudy R, Sloane L. Effect of salinity on oxygen consumption in postlarvae of the penaeid shrimps *Penaeus monodon* and *Penaeus stylirostris* without and with acclimation. *Mar Biol* 1981; 65: 297-301.
25. Lignot JH, Cochard JC, Soyeux C, Lemaire P, Charmantier G. Osmoregulatory capacity according to nutritional status, molt stage and body weight in *Penaeus stylirostris*. *Aquaculture* 1999; 170: 79-92.

26. Charmantier-Daures M, Thuet P, Charmantier G, Trilles JP. Tolérance a la salinité et osmorégulation chez les post-larves de *Penaeus japonicus* et *Penaeus chinensis*. Effet de la température. *Aquat Living Resour* 1988; 1: 267-276.
27. Kutty MN, Murugapoopathy G, Krishnan TS. Influence of salinity and temperature on the oxygen consumption in young juveniles of the Indian prawn *Penaeus indicus*. *Mar Biol* 1971; 11: 125-131.
28. Lockwood AP. Some effects of temperature and concentration of the medium on the ionic regulation of the iopod, *Asellus aquaticus*. *J Exp Biol* 1960; 37: 614-630.
29. Bliss D. The biology of crustacea. Vol. 5. New York : Academic Press, 1982.
30. Espinosa De los M, Labarta U, editores. Nutrición en acuicultura. Vol I. Madrid: Industrias Gráficas España, S.L, 1987.
31. Secretaría de Pesca. Glosario de términos en acuicultura. México: Dirección de Publicaciones de la Secretaría de Pesca, 1988.
32. Kinne O. Marine Ecology. London: Wiley Intersciences, 1970.
33. Wyban JA; Walsh WA, Godin DM. Temperature effects on growth, feeding rate and feed conversion of the Pacific white shrimp (*Penaeus vannamei*). *Aquaculture* 1995; 138: 267-279.
34. Ministerio de Desarrollo Agropecuario. Manual de cría de camarones peneidos en estanques de aguas salobres. Panamá: Dirección Nacional de Acuicultura. 1984.

35. Castille FL, Lawrence AL. The effect of salinity on the osmotic, sodium and chloride concentrations in the hemolymph of euryhaline shrimp of the genus *Penaeus*. *Comp Biochem Physiol*; 1981 68A: 75-80.
36. Tseng Wen-Young. Shrimp mariculture: a practical manual. Republic of China: Chien Cheng Publisher, 1988.
37. Ogle JT, Beaugez K, Lotz JM. Effects of salinity on survival and growth of postlarval *Penaeus vannamei*. *Gulf Res Rept* 1992; 8:415-421.
38. Crego M, De la Cruz AS. Efecto de la temperatura, la salinidad y el pH sobre las larvas del camarón rosado *Penaeus notialis*. *Rev Inv Mar* 1988; 9: 85-93.
39. Vega AG, De la Cruz AS. Efecto de la temperatura, la salinidad y el pH sobre las larvas de camarón blanco, *Penaeus schmitti*. *Rev Inv Mar* 1988; 9:25-38.
40. Olin PG, Fast AW. Acclimation of postlarval *Penaeus vannamei* and *Penaeus monodon* to abrupt changes in salinity and temperature. *J World Aquacult Soc* 1989; 20: 60 A.
41. AQUACOP, Le Moullac G, Damez D. Modélisation de la résistance aux chocs de salinité des postlarves de *Penaeus vannamei*. *Aquat Living Resour* 1991; 4: 169-173.
42. Olin PG. Acclimation to pH and salinity of post-larval *Penaeus marginatus* and *Penaeus vannamei* in tropical aquaculture ponds. *J World Aquacult Soc* 1987; 18:6A.

43. Harpaz S, Karplus Ilan. Effect of salinity on growth and survival of juvenile *Penaeus semisulcatus* reared in the laboratory. The Israeli J Aquacult-Bamidgeh 1991; 43: 156-163.
44. De la Cruz AS. Prueba de resistencia a baja salinidad de las postlarvas de *Penaeus schmitti*. Rev Inv Mar 1992; 13: 152-158.
45. Villarreal H, Hinojosa P, Naranjo J. Effect of temperature and salinity on the oxygen consumption of laboratory produced *Penaeus vannamei* postlarvae. Comp Biochem Physiol 1994; 108A: 331-336.
46. Sturmer LN, Lawrence AL. Salinity effects on *Penaeus vannamei* production in nursery and growout ponds. J World Aquacult Soc 1989; 20: 73 A.
47. Ponce PJ, Martínez PCA, Ross LG. The effects of salinity and temperature on the growth and survival rates of juvenile white shrimp, *Penaeus vannamei*, Boone, 1931. Aquaculture 1997; 157:107-115.
48. Bishop JM, Gosselink JG, Stone HS. Oxygen consumption and hemolymph osmolarity of brown shrimp, *Penaeus aztecus*. Fish Bull 1980; 78: 741- 757.
49. Kitani H. Morphology of postlarvae of the whiteleg shrimp *Penaeus vannamei*. Nipon Suisan Gakkaishi 1993; 59: 223-227.
50. Young B, Reynoso N. Manual práctico para la identificación de postlarvas y juveniles de cuatro especies de camarones marinos. Guayaquil, Ecuador, 1983.
51. Hach Chemical Company. Water analysis handbook. DR/3-DREL/5. USA: Hach Company, 1985.

52. Johnson RA, Wichern DW. Applied multivariate statistical analysis. New Jersey: Prentice Hall, 1992.
53. Cary NC. SAS user guide: statistical version 6. USA: SAS Institute Inc, 1990.
54. Steel RGD, Torrie JH. Bioestadística principios y procedimientos. México, (DF): Mc Graw-Hill, 1988.
55. Liao TF. Interpreting probability models. Logit, Probit and other generalized linear models. Thousand Oaks CA: Sage University paper series on quantitative applications in the Social Sciences no. 07-101, 1994.
56. Green HW. Econometric analysis. New Jersey: Prentice Hall, 1997.
57. Stickney RR. Principles of warmwater aquaculture. New York: Wiley-Interscience, 1979.
58. Hopher B. Nutrición de peces comerciales en estanques. México: Limusa, 1993.
59. Espinosa De los M, Labarta U, editores. Nutrición en acuicultura. Vol II. Madrid: Industrias Gráficas España, S.L, 1987.
60. Ogle JT. Variability in growth of postlarval *Penaeus vannamei*. Gulf Res Rep 1992; 8: 423-426.
61. Aragón NEA. Aplicación de tecnología tailandesa para el cultivo intensivo de camarón blanco *Penaeus vannamei* (Boone) en México (tesis de maestría). Ensenada (Baja California) México: División de Oceanología. Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, 1993.

62. Wyban JA, Sweeney JN. Intensive shrimp production technology. The Oceanic Institute shrimp manual. Washington: Argent Chemical Laboratories, 1990.
63. Samocha TM, Lawrence AL, Pooser D. Growth and survival of juvenile *Penaeus vannamei* in low salinity water in a semi-closed recirculating system. The Israeli J Aquacult-Bamidgeh 1998; 50:55-59.
64. Dalla-Via GJ. Salinity responses of the juvenile penaeid shrimp *Penaeus japonicus* I. Oxygen consumption and estimations of productivity. Aquaculture 1986; 55: 297-306.
65. Kumlu M, Eroldogan OT, Aktas M. Effects of temperature and salinity on larval growth, survival and development of *Penaeus semisulcatus*. Aquaculture 2000; 188: 167-173.
66. Gallo, GMC. Descripción y análisis del método de semicultivo para la producción de camarón blanco *Penaeus vannamei* (trabajo final escrito de la Práctica Profesional Supervisada). México (DF) México: Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. UNAM, 1995.
67. Charmantier G, Charmantier-Daures M, Bouaricha N, Thuet P, Aiken DE, Trilles JP. Ontogeny of osmoregulation and salinity tolerance in two decapod crustaceans: *Homarus americanus* and *Penaeus japonicus*. Biol Bull 1988; 175: 102-110.
68. Cawthorne DF, Beard T, Davenport J, Wickins JF. Responses of juvenile *Penaeus monodon* Fabricius to natural and artificial sea waters of low salinity. Aquaculture 1983; 32: 165-174.

69. Kumlu M, Jones DA. Salinity tolerance of hatchery-reared postlarvae of *Penaeus indicus* H. Milne Edwards originating from India. *Aquaculture* 1995; 130: 287-296.
70. Cruz SE. Digestión en camarón y su relación con formulación y fabricación de alimentos balanceados. Memorias del Curso Internacional sobre Alimentación de Camarón, 1998 marzo 18-19; Mazatlán (Sinaloa) México. Sinaloa: SEMARNAP, 1998:1-24.
71. Allan GL, Maguire GB. Effects of pH and salinity on survival, growth and osmoregulation in *Penaeus monodon* Fabricius. *Aquaculture* 1992; 107: 33-47.
72. Greenberg AE, Clesceri LS, Eaton AD. Standard methods for the examination of water and wastewater. Washington DC: American Public Health Association, 1992.
73. Hanna instruments. Manual de análisis de aguas. P-C/Watere. Italia: Hanna, 1998.
74. Robertson L, Bray WA, Lawrence AL. Shipping of penaeid broodstock: water quality limitations and control during 24 hour shipments. *J World Aquacult Soc* 1987; 18: 2.
75. Sindermann JC, Lightner VD. Developments in aquaculture and fisheries science disease diagnosis and control in North American marine aquaculture. Vol. 17. Amsterdam: Elsevier, 1988.

Anexo 1. Parámetros fisicoquímicos del agua requeridos en los primeros estadios de desarrollo de los camarones peneidos.

Parámetro fisicoquímico	Estadio o fase evolutiva				
	Nauplio	Zoea	Mysis	Postlarva	Juvenil
Temperatura (°C)	25-28	(el óptimo depende de la especie)			
Saturación de oxígeno (%)	>95	(dependiente de la especie y manejo)			
pH	7.9-8.2	→			
Salinidad (g/kg)	26-34	(el óptimo depende del estadio)			
Amonio ($\mu\text{g/l NH}^3$)	10	17	48	100	100
Nitritos (mg/l NO_2)	0.11	0.29	0.45	1.36	-
Nitratos (mg/l NO_3)	datos no disponibles en la literatura				>200

Fuente: Fast y Lester /

Anexo 2. Resultados del análisis de regresión logística del efecto de la temperatura y salinidad sobre la sobrevivencia de postlarvas de *L. vannamei* cultivadas en agua dulce a diferentes temperaturas, y en agua salobre a temperatura ambiente.

	Coeficiente (Probabilidad)	Error Estándar (Z)	Significancia	Coeficiente de determinación (r^2)
Salinidad	4.991	0.438	0.01	0.599
Temperatura	0.136	0.0966	0.157	
Constante (Bo)	-6.711	2.652	0.01	

Anexo 3. Resultados del análisis químico proximal del alimento para camarón (etapa de iniciación)* en base húmeda.

Muestras	HUMEDAD	CENIZAS %	PROTEÍNA CRUDA %	GRASAS Y ACEITES %
1a. Semana	7.19	24.23	29.95	1.35
2a. Semana	7.47	26.70	23.31	1.26
3a. Semana	7.55	23.71	39.62	1.72
4a. Semana	7.17	22.50	39.93	1.98
5a. Semana	7.07	19.96	38.75	2.07
6a. Semana	7.46	21.79	36.52	1.38
7a. Semana	7.27	17.11	38.44	1.42
8a. Semana	7.30	16.63	29.70	1.56

* Alimento marca AS ® Aceitera la Junta

Anexo 4. Resultados del análisis químico proximal del alimento para camarón (etapa de iniciación)* en base seca.

Muestras	CENIZAS %	PROTEÍNA CRUDA %	GRASAS Y ACEITES %
1a. Semana	26.21	32.27	1.45
2a. Semana	28.85	25.20	1.36
3a. Semana	25.65	42.85	1.86
4a. Semana	24.24	43.01	2.13
5a. Semana	21.16	41.67	2.23
6a. Semana	23.54	39.46	1.49
7a. Semana	18.45	41.45	1.53
8a. Semana	17.94	32.03	1.68

* Alimento marca AS ® Aceitera la Junta