



**UNIVERSIDAD ESTATAL PENÍNSULA DE SANTA ELENA**

**FACULTAD CIENCIAS DEL MAR**

**CARRERA DE BIOLOGÍA**

**ECLOSIÓN Y CRECIMIENTO LARVARIO DEL CAMARÓN DE RIO**

***Macrobrachium americanum* EXPUESTOS A DIFERENTES GRADOS**

**SALINIDAD, EN SISTEMA DE CAUTIVERIO.**

**TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR**

Para la obtención del Título de:

**BIÓLOGA**

**AUTORA:**

**TOMALÁ GONZABAY DIANA DAMARIS**

**TUTOR:**

**ING. JIMMY AGUSTIN VILLÓN MORENO, MSc**

**LA LIBERTAD-ECUADOR**

**2026**

**UNIVERSIDAD ESTATAL PENÍNSULA DE SANTA ELENA**

**FACULTAD CIENCIAS DEL MAR**

**CARRERA DE BIOLOGÍA**

**ECLOSIÓN Y CRECIMIENTO LARVARIO DEL CAMARÓN DE RIO**

***Macrobrachium americanum* EXPUESTOS A DIFERENTES GRADOS**

**SALINIDAD, EN SISTEMA DE CAUTIVERIO.**

**TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR**

Para la obtención del Título de:

**BIÓLOGA**

**AUTORA:**

**TOMALÁ GONZABAY DIANA DAMARIS**

**TUTOR:**

**ING. JIMMY AGUSTIN VILLÓN MORENO, MSc**

**LA LIBERTAD-ECUADOR**

**2026**

**UPSE**

## DECLARACIÓN DEL DOCENTE TUTOR

En mi calidad de Docente Tutor del Trabajo de Integración Curricular, “**ECLOSIÓN Y CRECIMIENTO LARVARIO DEL CAMARÓN DE RIO *Macrobrachium americanum* EXPUESTOS A DIFERENTES GRADOS SALINIDAD, EN SISTEMA DE CAUTIVERIO**”, elaborado por la Srta. **DIANA DAMARIS TOMALÁ GONZABAY**, estudiante de la Carrera de Biología, Facultad de Ciencias del Mar de la Universidad Península de Santa Elena, previo a la obtención del título de Bióloga, me permito declarar que luego de haber dirigido su desarrollo y estructura final del trabajo, este cumple y se ajusta a los estándares académicos, razón por la cual, apruebo en todas sus partes, encontrándose apto para la evaluación del docente especialista.

Atentamente



---

Ing. Jimmy Agustin Villón Moreno M Sc.

**DOCENTE TUTOR**

**C.I. 0913270153**

## DECLARACIÓN DEL DOCENTE DE ÁREA

En mi calidad de Docente Especialista, del Trabajo de Integración Curricular “**ECLOSIÓN Y CRECIMIENTO LARVARIO DEL CAMARÓN DE RIO *Macrobrachium americanum* EXPUESTOS A DIFERENTES GRADOS SALINIDAD, EN SISTEMA DE CAUTIVERIO**”, elaborado por la Srta. **DIANA DAMARIS TOMALÁ GONZABAY**, estudiante de la Carrera de Biología, Facultad de Ciencias del Mar de la Universidad Península de Santa Elena, previo a la obtención del título de Bióloga, me permito declarar que luego de haber evaluado el desarrollo y estructura final del trabajo, éste cumple y se ajusta a los estándares académicos, razón por la cual, declaro que se encuentra apto para su sustentación.

Atentamente



Blgo. Xavier Vicente Piguave Preciado M Sc.

**DOCENTE DE ÁREA**

**C.I. 0913435046**

## **DEDICATORIA**

Agradecida con Dios por haberme colocado en el lugar que era y al momento que debía, sin el nada de esto sería posible., me abrió puertas, me cerro otras, pero cada una de esos aprendizajes tuvieron un objetivo.

A mi hermana Ginger y mi mamá Agueda por ser mi motivo de inspiración en cada uno de mis proyectos, por haberme levantado cuando los días eran grises, por simplemente estar presente y amarme incondicionalmente.

A mi niña Thayli y mis Thaylitos por darme amor y alegría en cada tristeza, además, de Fede y Tomcito quienes partieron de este mundo terrenal, pero me ofrecieron 15 años de amor y 4 años de aprendizaje junto a ellos.

De manera especial, a mí por tener la paciencia, coraje y valentía de seguir adelante afrontando cada situación, aguantando y luchando para que este sueño se haga realidad.

**Diana Damaris Tomalá Gonzabay**

## **AGRADECIMIENTO**

Agradezco primeramente a Dios por darme vida y salud, por permitirme avanzar en todos los ámbitos, laboral, emocional, académico, familiar y por darme fuerza y sabiduría para continuar pese a las adversidades.

De manera especial a mi Mamá, mi hermana y mis hermanos por apoyarme y darme aliento en cada caída, ser mi motivación y mi pilar fundamental de este logro, de igual manera a mi compañero de vida John quien estuvo al pie del cañón y sobre todo apoyándome en cada situación y en cada decisión.

A mi amiga Helen Pozo por ser mi gran compañera en las buenas y malas durante la vida universitaria.

Al lcd. Pascual Roca, Mgtr por habernos aguantado y brindado mucha paciencia, comprensión y sus conocimientos impartidos durante la carrera.

Al Ing. Jimmy Villón, tutor de tesis porque con sus ideas científicas profesionales oriento nuestro trabajo.

A las autoridades y personal Académico de la Universidad Estatal Península de Santa Elena por liderar el proceso de formación profesional

**Diana Damaris Tomalá Gonzabay**

## TRIBUNAL DE GRADO

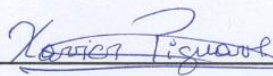
Trabajo de Integración Curricular presentado por **Tomalá Gonzabay Diana Damaris** como requisito parcial para la obtención del grado de Biólogo/a de la Carrera de Biología, Facultad de Ciencias del Mar de la Universidad Estatal Península de Santa Elena.

Trabajo de Integración Curricular **APROBADO** el: 12/12/2025



---

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




---

Blgo. Xavier Piguave Preciado, M Sc.  
**PROFESOR DE ÁREA**  
**MIEMBRO DEL TRIBUNAL**



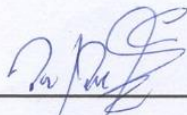
---

Ing. Jimmy Villón Moreno, M Sc.  
**DOCENTE TUTOR**  
**MIEMBRO DEL TRIBUNAL**



---

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




---

Lcdo. Pascual Roca Silvestre, MSc.  
**SECRETARIO/A DEL TRIBUNAL**

## DECLARACIÓN EXPRESA

La responsabilidad del contenido, ideas, fotos y resultados de este trabajo de investigación de integración curricular con el tema: **“ ECLOSIÓN Y CRECIMIENTO LARVARIO DEL CAMARÓN DE RIO *Macrobrachium americanum* EXPUESTOS A DIFERENTES GRADOS SALINIDAD, EN SISTEMA DE CAUTIVERIO”**, corresponde exclusivamente al autor y el patrimonio de la misma y a la Universidad Estatal Península de Santa Elena.



---

Diana Damaris Tomala Gonzabay

2450701079

## GLOSARIO.

**Maxilípedos:** Apéndices torácicos que cumplen la función alimenticia en crustáceos

**Somitos abdominales:** segmento abdominal, cada somito corresponde la unidad estructural que puede portar pleópodos

**Endopodito:** Apéndices birrameos se encuentra formada por una serie de artejos articulados que ayudan a la locomoción y manipulación del alimento.

***Vorticella sp:*** ciliado que se adhiere a sustratos y en organismos acuáticos, suele formar colonias en ambientes acuáticos, pueden adherirse a las branquias y exoesqueleto de crustáceos

**Basipoditos:** Forma parte del segmento inicial del apéndice, donde se articula con el cuerpo y desde donde se originan las demás estructuras como el mero, carpo, etc.

**Reclutamiento:** Ingreso de nuevos individuos a una población, generalmente cuando alcanzan un tamaño o etapa en la que ya pueden ser contados, capturados o incorporados al stock reproductivo.

**Desclorinada:** Agua que ha sido liberada del cloro, ya sea por reposo, filtración o uso de neutralizantes, para que pueda usarse con organismos vivos.

**Sifón:** Tubo o manguera que permite extraer agua por succión o gravedad, sin necesidad de bombear; se usa para limpiar fondos.

**Gastrulación:** Etapa del desarrollo embrionario donde las células se reorganizan para formar las capas germinativas que darán origen a los tejidos y órganos del organismo.

## ABREVIATURAS

**H:** Hembra

**gr:** Gramos

**ml:** Mililitros

**L:** Litros

**ppt:** partes por mil

**µm:** Unidad de medida muy pequeña

**ppm:** Partes por millón.

## ÍNDICE GENERAL

1. RESUMEN.....	1
2. INTRODUCCIÓN.....	3
3. PROBLEMÁTICA .....	6
4. JUSTIFICACIÓN .....	8
5. OBJETIVOS .....	10
5.1.    Objetivo general .....	10
5.2.    Objetivos específicos.....	10
6. HIPÓTESIS.....	11
7. MARCO TEÓRICO.....	12
7.1.    Características de <i>Macrobrachium americanum</i> .....	12
7.2.    Distribución del <i>Macrobrachium americanum</i> .....	13
7.3.    Ciclo de vida.....	15
7.4.    Muda y Desarrollo.....	17
7.5.    Reproducción .....	17
7.6.    Desove.....	18
7.7.    Incubación .....	18
7.8.    Desarrollo larvario.....	19
7.9.    Alimentación .....	21

7.9.1. Artemia .....	21
7.9.2. Aporte nutricional de Seleno peruana en la alimentación de los camarones de río. ....	22
7.9.3. Importancia.....	22
7.9.4. Cultivos de <i>Macrobrachium</i> .....	23
7.9.5. Salinidad .....	23
7.9.6. Osmorregulación .....	24
7.9.7. Estrés osmótico .....	25
8. METODOLOGÍA .....	26
8.1. Enfoque y tipo de investigación. ....	26
8.2. Área de estudio .....	26
8.3. Población y muestra .....	28
8.4. Diseño experimental.....	29
8.5. Distribución de hembras en tanques.....	31
8.6. Métodos .....	32
8.6.1. Desinfección de tanques .....	32
8.6.2. Llenado de tanques. ....	32
8.6.3. Captura de hembras ovadas. ....	33
8.6.4. Transporte.....	34

8.6.5.	Siembra y Aclimatación .....	35
8.6.6.	Variación de salinidad .....	36
8.6.7.	Alimentación de hembras grávidas .....	37
8.6.8.	Análisis de desarrollo embrionario. ....	38
8.6.9.	Cultivo larval.....	38
8.6.10.	Alimentación de larvas .....	39
8.6.11.	Descripción morfológica de las larvas .....	40
8.6.12.	Diagnósticas y control de la salud larvaria.....	40
8.6.13.	Variables Productivas .....	41
8.6.14.	Variables intermitentes. ....	43
8.6.15.	Análisis estadístico.....	43
9.	ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE LOS RESULTADOS.....	44
9.1.	Tasa de eclosión .....	44
9.2.	Desarrollo embrionario. ....	47
9.3.	Desarrollo Larval.....	58
9.3.1.	Zoea I y Zoea II.....	58
9.4.	Estadios larvales alcanzados bajo los grados de salinidad. ....	62
9.5.	Sobrevivencia diaria de larvas de <i>M. americanum</i> .....	63
9.6.	Correlación con los grados de salinidad con la tasa de eclosión.....	66

9.7. Correlación con los grados de salinidad y sobrevivencia larvaria .....	67
10. DISCUSIONES.....	69
11. CONCLUSIÓN.....	72
12. RECOMENDACIONES.....	74
13. BIBLIOGRAFÍAS .....	75
14. ANEXOS .....	84

### ÍNDICE DE FIGURAS.

Figura 1. Hembra ovada <i>Macrobrachium americanum</i> .....	12
Figura 2. Ciclo de vida de <i>Macrobrachium</i> .....	16
Figura 3. <i>Ubicación Geográfica del Área de Estudio, Laboratorio de prácticas de acuicultura de la Facultad Ciencias del Mar en la matriz de la Universidad Estatal Península de Santa Elena</i> .....	27
Figura 4. <i>Diseño experimental utilizado para este trabajo de investigación</i> .....	31
Figura 5. Tasa de eclosión de la primera siembra de experimentación .....	44
Figura 6. Tasa de eclosión en la segunda corrida de experimentación. ....	45
Figura 7. Promedio de Eclosión con los grados de salinidad.....	46
Figura 8. <i>Desarrollo embrionario en el primer periodo de madurez de ova.</i> .....	48
Figura 9. Estado II del desarrollo embrionario en el segundo día de experimentación .....	49
Figura 10. Estado III del desarrollo embrionario. ....	50

Figura 11. Estado IV del desarrollo embrionario. ....	51
Figura 12.Estado V del desarrollo embrionario. ....	52
Figura 13.Estado VI del desarrollo embrionario. ....	53
Figura 14.Estado VII del desarrollo embrionario.....	54
Figura 15. Estado VIII del desarrollo embrionario .....	55
Figura 16.Estado VIII del desarrollo embrionario .....	56
Figura 17.Organismo en proceso de eclosión. ....	57
Figura 18.Larva en Zoea I bajo el microscopio con enfoque de 10X.....	59
Figura 19.Telson de Zoea I con enfoque de 10X. ....	59
Figura 20.Larva bajo el microscopio con enfoque de 10X.....	60
Figura 21. Parte caudal con enfoque de 10X .....	61
Figura 22.Larva enferma en proceso de muda al estadio Zoea III. ....	62
Figura 23. Estadios larvarios alcanzados en función de los días de supervivencia de larvas expuestas 13,16 y 20 grados de salinidad. ....	63
Figura 24.Sobrevivencia de la primera corrida. ....	64
Figura 25.Sobrevivencia larvaria de la segunda corrida. ....	65
Figura 26. <i>Correlación de tasa de eclosión vs grados de salinidad.</i> ....	66
Figura 27. <i>Correlación de supervivencia de ambas corridas vs grados de salinidad</i>	68

## ÍNDICE DE TABLAS.

Tabla 1. Clasificación Taxonómica del camarón de río – cauque <i>Macrobrachium americanum</i> .....	14
Tabla 2. Estado larval del camarón de río <i>Macrobrachium americanum</i> .....	20
Tabla 3. Aumento gradual de salinidades. ....	37

## 1. RESUMEN

*Macrobrachium americanum* pertenece al grupo de organismos conocido como anfídromo, debido a que requiere de agua salobre en los primeros estadios larvales y agua dulce en la etapa juvenil – adulta para desarrollarse. El presente trabajo determinó el porcentaje de eclosión y desarrollo larval de *Macrobrachium americanum* expuesto a diferentes grados de salinidad, mediante incubación de los huevos, observación microscópica e indicadores de variables productiva determinando valores óptimos para el desarrollo de la especie en un sistema de cautiverio. Se seleccionó un total de 18 hembras ovadas extraídas del río de la comuna Dos Mangas, empleadas bajo dos ciclos continuos de evaluación. Fueron transportadas y sembradas en los tanques de experimentación donde estuvieron expuestas a un incremento progresivo de salinidad. Se registró los grados de madurez y la tasa de eclosión mediante el conteo gravimétrico de una submuestra de la masa ovígera. Se evidenció nueve grados de madurez embrionario desarrollados a lo largo de 11 días con una tasa de eclosión entre el 73-93%, 72-80% y 50-72% para salinidades de 13,16 y 20 ppt respectivamente durante los dos ciclos. Por otro lado, la supervivencia larvaria en ambos ciclos tuvo una duración de 5 días a salinidad de 13 ppt alcanzando el estadio de Zoea III; 2 días a 16 ppt con presencia de Zoea II y finalmente 1 día con salinidad de 20 ppt alcanzando Zoea I. La correlación de Pearson y Spearman evidenciaron una relación negativa significativa entre las salinidades vs la tasa de eclosión y la supervivencia, confirmando que, las salinidades es un factor determinante en el desarrollo temprano de la especie. En conjunto, estos resultados aportan información clave para optimizar cultivos de *Macrobrachium americanum* en sistemas controlados

**Palabras clave:** Desarrollo embrionario, *Macrobrachium americanum*, Salinidades, Tasa de eclosión, Zoeas.

## SUMMARY

*Macrobrachium americanum* belongs to the group of organisms known as amphidromous, because it requires brackish water in the early stages of life and freshwater in the juvenile-adult stage to develop. This study determined the hatching and larval development rates of *Macrobrachium americanum* exposed to different degrees of salinity through egg incubation, microscopic observation, and productive variable indicators, determining optimal values for the development of the species in a captive system. A total of 18 egg-bearing females were selected from the river in the Dos Mangas commune and used in two continuous evaluation cycles. They were transported and placed in the experimental tanks, where they were exposed to a progressive increase in salinity. The degrees of maturity and hatching rate were recorded by gravimetric counting of a subsample of the ovigerous mass. Nine degrees of embryonic maturity were observed over 11 days, with hatching rates of 73-93%, 72-80%, and 50-72% for salinities of 13, 16, and 20 ppt, respectively, during the two cycles. On the other hand, larval survival in both cycles lasted 5 days at a salinity of 13 ppt, reaching the Zoea III stage; 2 days at 16 ppt with the presence of Zoea II; and finally 1 day at a salinity of 20 ppt, reaching Zoea I. Pearson and Spearman correlations showed a significant negative relationship between salinity levels and hatching rates and survival, confirming that salinity is a determining factor in the early development of the species. Taken together, these results provide key information for optimizing *Macrobrachium americanum* farming in controlled systems.

**Keywords:** Embryonic development, *Macrobrachium americanum*, Salinities, Hatching rate, Zoeas.

## 2. INTRODUCCIÓN

La acuicultura es una actividad que se encuentra en el auge a nivel mundial principalmente por el aumento de producción de camarón blanco, sin embargo, es importante considerar que no solo se basa en el cultivo de esta especie, sino que también existen otros géneros con un gran potencial de comercialización especialmente en el grupo de los crustáceos como es el caso del camarón de río (Pincay, 2022).

Los langostinos de agua dulce son crustáceos que habitan en ecosistemas con cuerpos de agua dulce, estuarios, lagunas, ríos, arroyos, lagos, estanques o embalses (Peralta y Isa, 2023). Son conocidos como anfídromos debido a su complejo ciclo de vida, porque requieren de agua salina en los primeros estadios larvales, mientras que en la etapa juvenil migran río arriba buscando agua dulce para desarrollarse hasta la adultez (McDowal, 2007).

Dentro de este grupo *Macrobrachium americanum* o también conocido como "Cauque" destaca por presentar un gran potencial dentro del sector de producción, debido a su gran tamaño cuando llega a la adultez, porque puede llegar a medir una longitud total de hasta 250 mm en machos y 193 mm en hembras (De los Santos, Vega, Cortes, & García, 2021). Cabe recalcar que es un organismo con un alto valor

comercial en México, Guatemala, El Salvador, Costa Rica, Panamá y Colombia, sin embargo, este tipo de cultivos presenta algunos inconvenientes, entre ellos es la domesticación puesto que es una especie omnívora, carnívora muy territorial especialmente en épocas reproductivas.

A nivel internacional se ha evidenciado una disminución de las poblaciones de *Macrobrachium* dado por la sobreexplotación, uso de artes de pesca invasivos y la contaminación de los cuerpos de aguas por actividades antropogénicas (Espinosa 1986; citado por Velásquez 2005). Este escenario también se visualiza en Ecuador, donde varios ríos de la región Costa presenta alteraciones fisicoquímicas asociadas por las descargas urbanas e industriales, lo que altera las rutas migratorias naturales y reduce el reclutamiento de las poblaciones del camarón de río., la disminución del recurso se da particularmente en zonas estuarinas de la Provincia de Santa Elena y otras localidades donde tradicionalmente se recolecta para el autoconsumo y el comercio local.

Pese a que Ecuador posee condiciones favorables y posee una demanda creciente para la diversificación en producción acuícola, los estudios y análisis sobre la reproducción controlada y el desarrollo larval del *M. americanum* sigue siendo escasa, aunque, en países donde la especie mantiene un alto valor comercial, su investigación se ha dado

resultados positivos en un sistema de cautiverio, la aplicación en regiones del Ecuador aún se encuentra limitada.

Este trabajo tiene como finalidad determinar la tasa de eclosión y desarrollo larvario de *Macrobrachium americanum* bajo diferentes grados de salinidad en sistema de cautiverio aportando información base que contribuya al diseño de nuevas técnicas de cultivos, repoblamiento y manejo sostenible del recurso, fortaleciendo la conservación de las poblaciones naturales y en la diversificación acuícola del Ecuador.

### 3. PROBLEMÁTICA

Los organismos acuáticos con mayor interés mundial para el cultivo con fines comerciales se encuentra los camarones de la Familia *Palaemonidae* que incluye al género *Macrobrachium* (Bate, 1868) posiblemente sea el más reconocido no solo por el número de especie sino por su amplia distribución geográfica (Villalobos, 1982). Este género comprende aproximadamente 200 especies que se distribuyen cerca de estuarios y cuerpos de agua circuntropical (Yépez, 2009). Una de ella es *Macrobrachium americanum*, especie con gran importancia ecológica y comercial.

La preocupación acerca del futuro inmediato del camarón de río como un recurso biótico, se fundamenta en las actividades actuales de extracción, consumo y demanda del organismo, lo que afecta su regeneración en ríos y estuarios (Espinosa 1986, citado por Velásquez 2005). Esta situación evidencia la necesidad de desarrollar programas de cultivo y repoblación que permitan reducir la presión sobre las poblaciones silvestres.

A pesar de su potencial acuícola, existe desconocimiento del ciclo reproductivo y larvario de *M. americanum*, particularmente en relación con los requerimientos de salinidad durante la eclosión y las primeras fases de desarrollo. Esta información es fundamental, dado que se trata de una especie anfídroma que depende de ambientes

salobres para completar su fase larvaria. Frente a esta problemática, se requiere investigar la eclosión y el desarrollo larval de *M. americanum* bajo distintos grados de salinidad, a fin de generar información básica que permita optimizar la producción de semilla para cultivo y repoblación en cuerpos de agua afectados.

Pregunta:

¿Cómo afecta los grados de salinidad en la tasa de eclosión y el desarrollo larvario de *Macrobrachium americanum* bajo sistema de cautiverio?

#### 4. JUSTIFICACIÓN

Esta investigación es de gran relevancia, ya que aborda una brecha crítica en el conocimiento sobre el desarrollo larvario del *Macrobrachium americanum* en Ecuador, una especie con alto potencial para la acuicultura. Diversos estudios han demostrado que los camarones del género de *Macrobrachium* tienen un gran potencial para la acuicultura, presentan características biológicas favorables, como rápido crecimiento y resistencia a condiciones ambientales variables (Nandlal & Pickering, 2004). Sin embargo, en el contexto ecuatoriano, la falta de investigaciones específicas sobre su desarrollo larvario limita la implementación de prácticas sostenibles de cultivo y estrategias de conservación.

La acuicultura constituye una alternativa sostenible para mitigar los efectos negativos de la pesca indiscriminada, considerada una de las principales causas de la disminución de las poblaciones naturales de *Macrobrachium americanum* (FAO, 2018). La falta de regulación y la sobreexplotación no solo generan desequilibrio en las poblaciones de esta especie, sino que también afectan a otros organismos que comparten su hábitat. En este contexto, el presente estudio busca sentar las bases para el desarrollo de tecnologías de cultivo que contribuyan a la conservación de la especie, promoviendo la sostenibilidad en la acuicultura y la protección de la biodiversidad en los ecosistemas acuáticos del Ecuador.

Los resultados de este estudio se proyectan como una base para la formulación de políticas públicas orientadas a regular de manera efectiva la explotación de *Macrobrachium americanum* y promover programas de conservación a nivel nacional. Esta acción es fundamental, ya que investigaciones en otras regiones evidencian que la falta de intervención adecuada frente a la sobreexplotación de especies acuáticas puede generar desequilibrios ecológicos irreversibles (Gutiérrez-Yurrita & Rojas, 2012). El conocimiento generado permitirá una gestión más eficiente de los recursos acuáticos y contribuirá a la sostenibilidad a largo plazo de la acuicultura en Ecuador.

## 5. OBJETIVOS

### 5.1. Objetivo general

Determinar el porcentaje de eclosión y desarrollo larval de *Macrobrachium americanum* expuesto a diferentes grados de salinidad, mediante incubación de los huevos, observación microscópica e indicadores de variables productiva determinando valores óptimos para el desarrollo de la especie en un sistema de cautiverio.

### 5.2. Objetivos específicos

- Estimar la tasa de eclosión de huevos portados por hembras ovígera *Macrobrachium americanum* en sistema de cautiverio, mediante el método gravimétrico.
- Caracterizar el desarrollo embrionario y larval de *Macrobrachium americanum* expuestas a diferentes grados de salinidad, mediante la observación directa en microscopio de campo claro.
- Correlacionar los distintos grados de salinidad, con la tasa de eclosión y sobrevivencia larvaria determinado la influencia en el desarrollo larvario.

## 6. HIPÓTESIS

H1: Los grados de salinidad influyen en la eclosión y el desarrollo larval de *Macrobrachium americanum* en sistemas de cautiverio

## 7. MARCO TEÓRICO

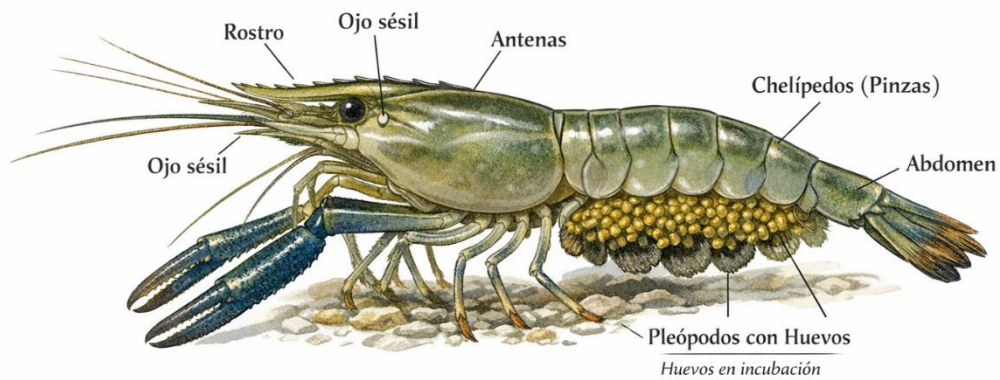
### 7.1. Características de *Macrobrachium americanum*

Los organismos del género de *Macrobrachium* presenta un cuerpo dividido en 3 partes: la cabeza, tórax y abdomen. Raso (2019), menciona que la unión de la cabeza y el tórax la conforma el cefalotórax donde se localizan los ojos, mandíbulas y los periópodos.

*Figura 1.*

*Hembra ovada Macrobrachium americanum.*

Hembra de *Macrobrachium americanum* (Camarón de río)



Fuente: Elaboración propia, 2025.

Presentan un gran tamaño con una diferencia entre ambos sexos, ya que los machos logran medir 25 cm mientras que las hembras 20 cm de longitud total, además, tienen par de periópodos de igual tamaño y forman pinzas del mismo largo y ancho. En cuanto a sus tonalidades van de café a grisácea, sus segmentos del abdomen tienen una coloración café oscura a negro e incluso sus regiones laterales posteriores e inferiores a veces con la presencia de manchas azules (Días y Rodríguez, 2001).

Organismo con presencia de órganos sexuales notables en el exterior del cuerpo, el ciclo sexual presenta un patrón similar a otras especies de decápodos. Recalcando que la talla de los periópodos del macho presenta un mayor tamaño y con un apéndice que se los localiza internamente con una forma de endopoditos cubiertos con sedas situado en el basipodito del pleópodo, por otro lado, las hembras tienen apéndices internamente como una pinza que se encuentra anexada al basipodito (Días y Rodríguez, 2001).

## **7.2.Distribución del *Macrobrachium americanum***

El género *Macrobrachium* representa a una gran variedad de especies de crustáceos en diferentes sistemas acuáticos, comprenden organismos de agua marina, salobre y dulceacuícola (Espinosa, Vargas, Guzmán, Nolasco, Carrillo y Chong, 2011). Por ello, son considerados especies muy diversas que se los pueden encontrar en sistema en diferentes regiones a temperaturas templadas, subtropicales o tropicales, es decir, a una variedad de ambientes con temperaturas que oscilan desde los 16 a 32 °C (Pincay & Sánchez, 2022).

Tabla 1.

*Clasificación Taxonómica del camarón de río – cauque Macrobrachium americanum*

***Camarón de Río – Cauque***

Reino	Animalia
Filo	Artrópoda
Subfilo	Crustacea
Superclase	Multicrustacea
Clase	Malacostraca
Subclase	Eumalacostraca
Superorden	Eucariida
Orden	Decapoda
Suborden	Pleocyemata
Infraorden	Caridea
Superfamilia	Plaemonoidea
Familia	Palaemonidae
Genero	<i>Macrobrachium</i>
Especie	<i>M. americanum</i>

Fuente: Tomada de la investigación Producción larval de camarón de río nativo, *Macrobrachium americanum*, en laboratorio (p. 3), por Diaz y Rodríguez (2001).

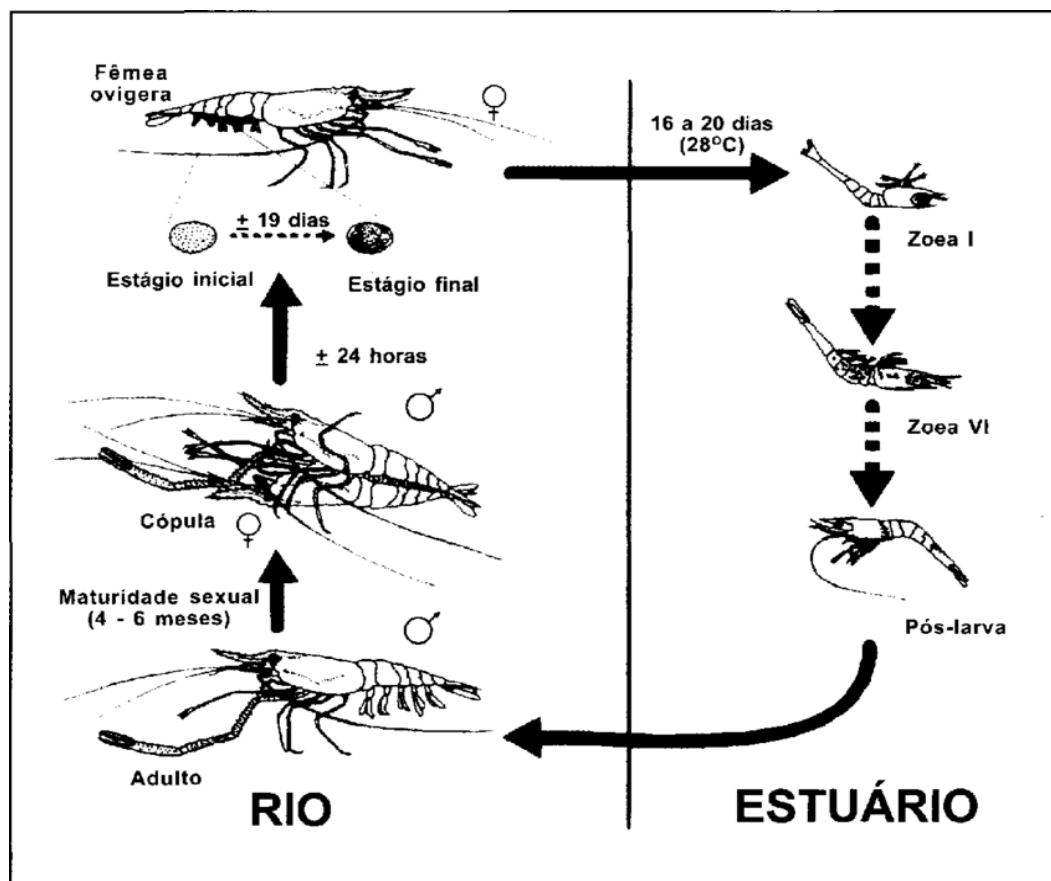
Dado que este género agrupa numerosas especies con características morfológicas y ecológicas variadas, se incorpora su clasificación taxonómica para contextualizar su posición biológica y facilitar la comprensión de su diversidad dentro del estudio, se lo detalla a continuación (Tabla 1).

### **7.3.Ciclo de vida**

El ciclo de vida de la mayoría de este género es muy similar (Figura 1), debido a que son organismos que se encuentran en casi todos los cuerpos de agua dulce y salobres (Vega et al, 2014). Son especies migratoria, que se movilizan hacia zonas bajas cuando llueve por el aumento de corriente del arroyo o del río, además, son especies que necesitan salinidades entre 15 – 20 en su etapa larvaria. Hay que destacar que muchas veces la langosta se puede salir de medio acuático, ya que pueden presentar obstáculos que impidan continuar con su migración hacia su área de reclutamiento (Rodríguez, Vega, Guzmán y Espinoza, 2014).

Figura 2.

Ciclo de vida de *Macrobrachium*



Nota: Fotografia tomada del trabajo de Pinheiro & Hebling, 1998.

#### **7.4.Muda y Desarrollo**

El cuerpo del camarón se encuentra cubierto por un caparazón fuerte y duro que impide el movimiento del cuerpo del organismo. Su muda es uno de los procesos indispensable que facilita el aumento de su tamaño. Su proceso es muy curioso porque cuando el camarón ha acumulado suficiente tejido utilizado para su crecimiento, un caparazón nuevo, frágil, suave y elástico se desarrolla gradualmente por debajo de la cutícula vieja, posteriormente, culminado este proceso el organismo busca un lugar seguro para mudar, normalmente se realiza rápido y no tarda más de 5 minutos (Díaz y Rodríguez, 2001).

El nuevo exoesqueleto tarda en volverse suficientemente dura entre 3 a 6 horas luego de su muda, además su frecuencia depende de la edad del ejemplar y de la cantidad de alimento que ingiere. Normalmente las hembras sexualmente maduras mudan antes del apareamiento para que tengan lugar para el desove (Rodríguez, 1993).

#### **7.5.Reproducción**

Las épocas de reproductivas de este organismo se dan entre junio a septiembre, sin embargo, hay ocasiones que por los cambios climático puede expandirse hasta de octubre. Su reproducción inicia con el cortejo del macho se da durante 10 a 30 minutos, inicia rodeando a la hembra con una de sus extremidades más larga y al mismo tiempo con otros apéndices se limpia la región ventral, consta de unos pocos segundos (Arica & Barretos, 2013). En este proceso la hembra y el macho rozan sus vientres

depositando de esta manera el esperma que se adhiere en la región ventral de tórax de la hembra (Rodríguez, 1993).

### **7.6.Desove**

El desove ocurre entre 6 y 20 horas después del apareamiento. Durante la puesta, la hembra adopta una posición encorvada para evitar el contacto con la región torácica. Los huevos se desplazan desde los ovarios hasta ser expulsados por los poros genitales ubicados en el tercer par de pleópodos, donde se adhieren a las cerdas de la cámara de incubación. Posteriormente, la hembra los airea mediante movimientos continuos de los apéndices natatorios, garantizando la oxigenación y el desarrollo embrionario (Coelho, 1981).

### **7.7.Incubación**

La hembra es la encargada de mantener limpios los huevos diariamente con ayuda de las quelas acomodando aquellos que se hayan desprendido. Su proceso de incubación se da hasta los 20 días después del desove, sin embargo, esto varía de acuerdo a los grados de temperatura que se exponga los huevos (Días y Rodríguez, 2001).

### **7.8.Desarrollo larvario**

El desarrollo larvario de *Macrobrachium americanum* comprende 12 estadios (Tabla 2), los cuales requieren niveles adecuados de salinidad para completar su metamorfosis de manera normal. Las hembras pueden desovar varias veces al año, produciendo entre 5.000 y 100.000 huevos por ciclo. Sin embargo, la calidad del esperma constituye un factor limitante que reduce el éxito reproductivo de la especie (Harlioglu, Farhadi & Gur, 2018). Por ello, resulta fundamental comprender con mayor precisión los mecanismos reproductivos y las condiciones ambientales que favorecen la viabilidad larvaria, a fin de optimizar los procesos de cultivo y mejorar la supervivencia en sistemas controlados (Feng, Paterson & Johnston, 2018).

Pese a que las hembras permanecen en el agua para cumplir con sus procesos de sobrevivencia, alimentación y reproducción, necesitan de un ambiente salino, en algunas ocasiones las larvas son liberadas río arriba con el objetivo que sea llevado por las corrientes hacia las zonas estuarinas para que complete su desarrollo (Garcia & Hendricks, 2009).

Tabla 2.

*Estado larval del camarón de río Macrobrachium americanum*

<b>Estado larvario</b>	<b>Días</b>
Zoea 1	1
Zoea 2	3
Zoea 3	5
Zoea 4	7
Zoea 5	9
Zoea 6	12
Zoea 7	16
Zoea 8	20
Zoea 9	24
Zoea 10	27
Zoea 11	30
Postlarvas	33

Nota: Estadios larvales del camarón de río *M americanum* y su duración en días.

Tomada de Producción larval de camarón de río nativo, *Macrobrachium americanum*, en laboratorio (p. 12-13), por Diaz y Rodríguez (2001).

## **7.9. Alimentación**

En este punto los organismos incluyen algunos procesos de carácter fisiológicos y químicos donde el animal se encarga de tener una asimilación de alimento obtenido por los lípidos con el fin de mantener un buen crecimiento y a su vez mantener sus funciones vitales (Ribeiro, Patrici y Vicentini, 2014). Es necesario que en la alimentación del camarón de río se incluyan algunas proteínas, minerales, vitaminas, carbohidratos y lípidos los cuales se encargan de brindar la energía necesaria para la síntesis de tejidos (Goda, 2008).

Por lo tanto, la suministración de alimento de las hembras ovadas se da mediante la formula mencionada por Diaz y Rodríguez, 2001 (Anexo 25), mientras que la alimentación larval se enfoca en la administración artemia, debido a su gran aporte nutricional

### **7.9.1. Artemia**

Su importancia radica en su alto valor nutricional compuesto aproximadamente de 60% proteína, 20% de lípidos y 20% de carbohidratos, además, es rico en ácidos grasos y contiene vitaminas A, D y E junto con minerales como es el hierro, calcio y magnesio. E incluso la artemia salina presenta una gran resistencia a los cambios ambientales y a los cambios de salinidad, haciéndola una de las mejores alternativas dado que no solo promueve el crecimiento saludable del organismo, sino que mejora la coloración y la resistencia a enfermedades.

### **7.9.2. Aporte nutricional de *Selene peruviana* en la alimentación de los camarones de río.**

La "carita" conocido coloquialmente es un pez que no formar parte de la dieta natural de los camarones de ríos, su aplicación se fundamenta en el alto valor nutricional y la necesidad de suplir de forma controlada los requerimientos energéticos y proteicos durante la etapa de maduración e incluso desde un punto de vista práctico, el uso de este organismo es viable por la disponibilidad dentro de los mercados locales y por la facilidad de manejo, dado que, se lo puede administrar fresco o de manera congelada, lo que asegura que su aporte nutricional sea aprovechado.

### **7.9.3. Importancia**

Los camarones de río han sido ampliamente estudiadas especialmente las del género *Macrobrachium*, conocer los aspectos biológicos del organismo como su reproducción, comportamiento, hábitos alimenticios, distribución y anatomía en general facilitan el manejo de las diferentes etapas para su cultivo. Presenta gran importancia ecológica debido que ayuda al equilibrio del ecosistema y su consumo de materia orgánica hace que contribuya al reciclado y equilibrio trófico, sin embargo, por el gran tamaño que adquiere presenta un alto valor comercial dentro de los mercados proporcionando ingresos a comunidades y generando un declive de su población a largo plazo (Agüero-Fernández, 2022).

#### **7.9.4. Cultivos de *Macrobrachium***

Los cultivos de camarón de río se han logrado desarrollar en países como Guatemala México y Costa Rica, dándonos información valiosa para la formación de un cultivo en bases principales, su interés deriva por el alto consumo y porque es una alternativa en la acuicultura para generar una variedad de cultivos, por ello, investigadores han mencionado que el manejo de esta especie ayuda a la conservación del organismo, considerando que sus poblaciones se encuentran en descenso con un hábitat deteriorado (WAS, 2022).

Estudios previos han reportado que tiene un éxito dentro del cultivo acuícola, pese a que no hay información estándar de esta especie se considera que tiene un potencial porque son bien resistentes a cambios ambientales, así mismo, se ha demostrado que el cultivo se puede dar en agua dulce y agua salobre, siempre y cuando se mantengan parámetros físicos (Temperatura, salinidad, pH, oxígeno) y cambios graduales de salinidad para evitar un estrés osmótico (Jacinto, 2021).

#### **7.9.5. Salinidad**

La salinidad del agua es un factor ambiental determinante en la vida de crustáceos decápodos dado que en ecosistemas estuarinos o de transición (agua dulce = salobre), los organismos deben enfrentar variaciones iónicas y osmóticas que afectan aspectos tan fundamentales como la reproducción, desarrollo larvario, crecimiento,

metabolismo, sistema inmunológico, y supervivencia., sobre todo para especies con ciclo larval anfídromo porque requieren de los dos ambientes. Por lo tanto, la salinidad no es solo un factor ambiental más, sino es quien define la viabilidad del desarrollo larvario (Li et al., 2024).

#### **7.9.6. Osmorregulación**

Para enfrentar variaciones de salinidad externas, los crustáceos emplean mecanismos de osmorregulación., regulando la concentración de iones y el equilibrio hídrico interno, mediante órganos como las branquias, tejidos ionocíticos y sistemas enzimáticos. Por ejemplo, bajo condiciones salobres muy extremas muy diverso del medio interno, la regulación iónica y osmótica permite mantener la homeostasis interna, modificando hemolinfa, concentración iónica y osmolalidad, lo que evita la deshidratación o el ingreso excesivo de agua y sales (Wang et al., 2023).

No obstante, para mantener el equilibrio osmótico e iónico implica un costo energético muy importante, lo que puede afectar otras funciones vitales como crecimiento, reproducción o desarrollo del organismo.

### **7.9.7. Estrés osmótico**

Cuando las salinidades traspasan el límite en la capacidad de osmorregulación por el cambio brusco, se genera lo que es denominado estrés osmótico con una variedad de consecuencias fisiológicas, tales como: alteraciones de la hemolinfa lo que genera un desequilibrio iónico (Wang et al., 2023)., incremento en la demandan metabólica lo que implica mayor consumo de energía; estrés oxidativo a causa de la adaptación al cambio osmótico genera la producción de especies reactiva de oxígeno (ROS), ocasionando la capacidad antioxidante y defensa celular (Li et al., 2024).

## **8. METODOLOGÍA**

### **8.1. Enfoque y tipo de investigación.**

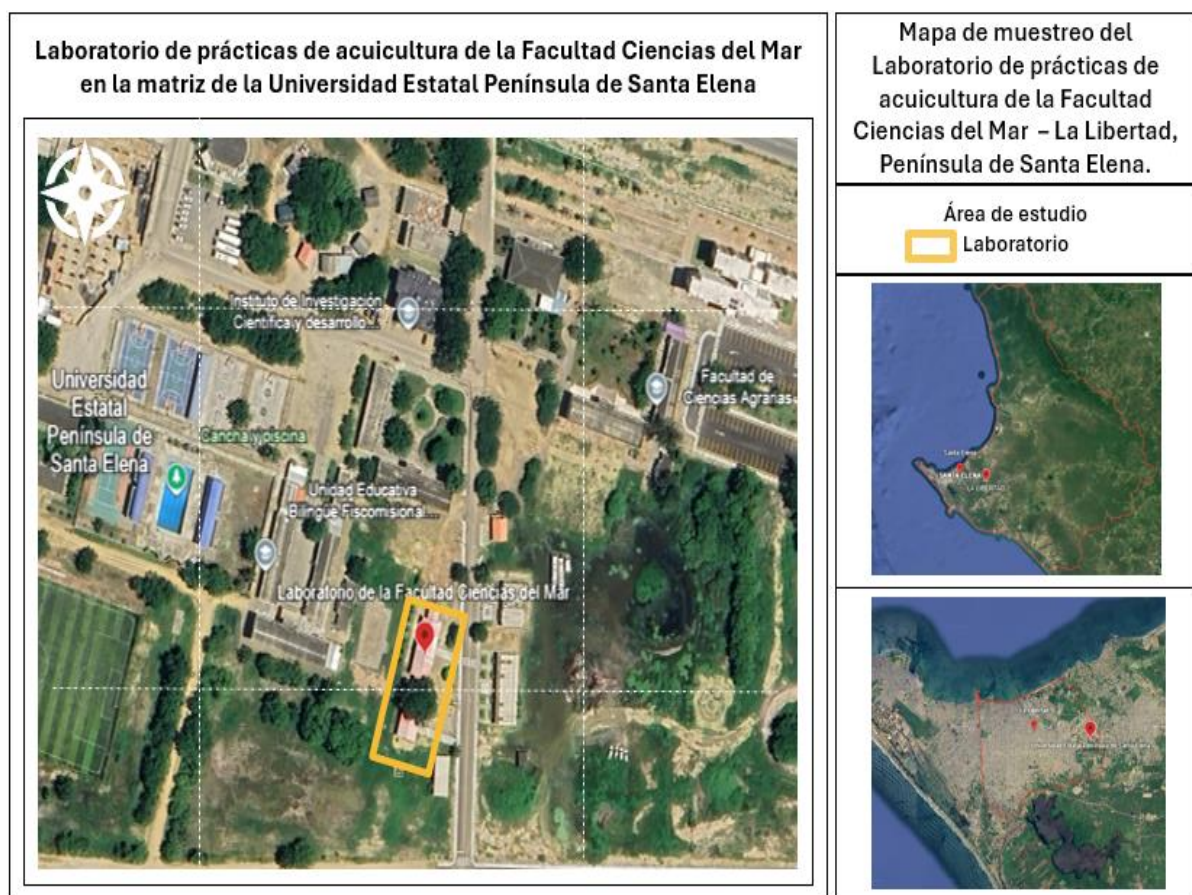
El presente estudio adopta un enfoque cuantitativo, con alcance de tipo experimental, ya que, se trabajó con larvas de *Macrobrachium americanum* bajo condiciones controladas en cautiverio, manejando aspectos del entorno como la alimentación, el mantenimiento del sistema de cultivo y el monitoreo de parámetros fisicoquímicos, además, el estudio también presenta un componente descriptivo, porque se registraron y caracterizaron en detalle las fases del desarrollo larvario, los cambios morfológicos observados, y el comportamiento de los organismos a lo largo de cada etapa (Hernández Sampieri et al, 2014).

### **8.2. Área de estudio**

La presente investigación se llevó a cabo en una unidad experimental de 15m<sup>2</sup> adaptada alrededor del laboratorio de prácticas de acuicultura de la Facultad Ciencias del Mar en la matriz de la Universidad Estatal Península de Santa Elena, ubicada en el cantón la Libertad (figura 3).

Figura 3.

*Ubicación Geográfica del Área de Estudio, Laboratorio de prácticas de acuicultura de la Facultad Ciencias del Mar en la matriz de la Universidad Estatal Península de Santa Elena*



Nota: Adaptado de Google Eart; Modificado por: Tomala (2025).

### **8.3.Población y muestra**

La población de estudio estuvo constituida por hembras ovadas de *Macrobrachium americanum* obtenidas del sector de Dos Mangas (Provincia de Santa Elena). Se entiende por hembras ovadas a los individuos de la especie *M. americanum* portadoras de masa ovígera adherida a los pleópodos al momento de la captura.

Se capturaron y registraron 18 hembras ovadas, que conformaron la muestra analizada en este estudio y se alinearon con investigaciones similares realizadas para el género de *Macrobrachium*, dado que, se emplearon muestras comparables entre 10- 30 hembras para evaluar el desarrollo embrionario y éxito del cultivo, según las investigaciones de Anger, (2013) y Mejía Ortiz et al, (2016). Estas investigaciones demuestran que las muestras de este rango proporcionan suficiente representatividad biológica y permiten obtener estimaciones confiables de los parámetros reproductivos, especialmente cuando se trabaja específicamente con hembras ovígeras, cuyo estado reproductivo reduce la variabilidad.

El muestreo fue dirigido (muestreo intencional) con el objetivo de recolectar exclusivamente hembras en estado ovígera para los procedimientos de eclosión y registro de fecundidad. Los criterios de inclusión se dio considerando las siguientes características: Identificación taxonómica confiable como *Macrobrachium americanum*; Presencia visible de masa ovígera adherida a los pleópodos al momento

de la captura; ausencia de lesiones extensas o parasitismos que impidan el manejo y los procedimientos experimentales.

Además, también se consideró los siguientes criterios de exclusión: Individuos no identificados con seguridad como *M. americanum*; hembras que no presenten masa ovígera; individuos con daños físicos severos, signos clínicos que impidan la alteración de los resultados y hembras procedentes de localidades fuera del área definida.

#### **8.4.Diseño experimental.**

Se implementaron nueve tanques circulares de fibra de vidrio, de color negro, con una capacidad máxima de 400 L. Estos fueron elevados a un metro del suelo mediante soportes de PVC para garantizar estabilidad y facilitar el manejo. Cada tanque albergó una hembra ovada, inicialmente adaptada a una salinidad de 3 ppt.

La salinidad se incrementó de forma progresiva a razón de 1 ppt cada 12 horas, hasta alcanzar los niveles experimentales establecidos (13, 16 y 20 ppt), sus rangos fueron establecidos gracias a la vida anfídroma que estos organismos poseen, estudios previos nos menciona que para *M americanum* la tolerancia de salinidad va entre 3- 11ppt (Agüero-Fernández et al, 2022) e incluso valores de 13-14 ppt favorecen la supervivencia superior a 20 días (Miglio et al. 2021). Sin embargo, se reporta mejores

resultados en salinidad de 15- 20 ppt obteniendo supervivencia hasta el estadio larval de Zoea XI (Holtzman y Pfeiler ,1984). Por lo tanto, la salinidad empleada en este estudio se dio en los grados de 13- 16 y 20 ppt.

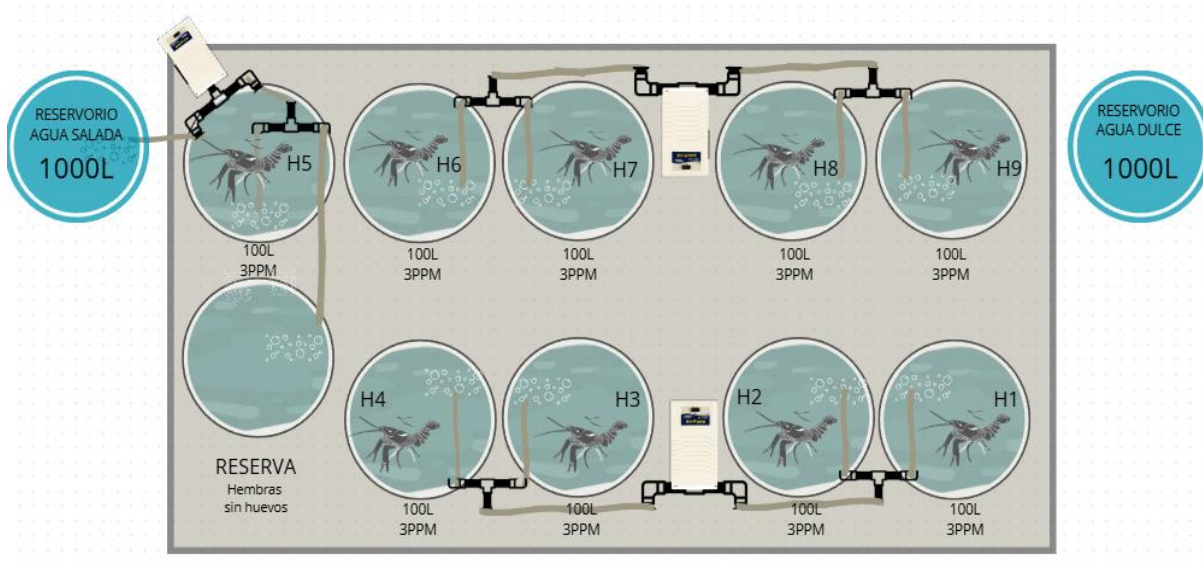
Adicionalmente, se acondicionó un tanque de reserva para mantener las hembras una vez completada la eclosión, con el fin de garantizar su conservación y posterior devolución al medio natural. Para el manejo del agua, se dispusieron dos tanques plásticos de una tonelada, destinados al almacenamiento de agua dulce y salada, respectivamente.

La fase experimental inició con la siembra de las hembras en los tanques de cultivo, se utilizó un diseño de unidades experimentales independientes, donde cada tanque contuvo únicamente una hembra con un volumen de 100 L de agua., se realizaron dos corridas y se trabajó con un total de 18 organismos ovadas, que constituye al total de reproductores utilizado en este estudio.

Posteriormente, se realizó el ajuste gradual de salinidad (ver Anexo 6), seguido del análisis del desarrollo embrionario, evaluación del proceso de eclosión y, finalmente, el registro de la supervivencia larvaria del camarón de río.

Figura 4.

*Diseño experimental utilizado para este trabajo de investigación*



Nota: Elaboración propia, 2025.

### **8.5. Distribución de hembras en tanques.**

Se empleó un tamaño muestral de 18 hembras ovígera, distribuidas en dos ciclos experimentales, cada uno con tres réplicas por tratamiento. Este número de organismos se seleccionó debido a la disponibilidad estacional de hembras con masa ovígera y por estudios previos sobre *Macrobrachium* reportan tamaños muestrales similares para evaluar parámetros reproductivos y larvarios bajo condiciones controladas (García-Guerrero & Hendrickx, 2009; Sainz-Hernández et al., 2016).

La elección de tres réplicas por tratamiento cumple con el estándar mínimo recomendado para experimentos biológicos que buscan detectar diferencias en

variables biológicas con variabilidad moderada, como la eclosión y supervivencia larvaria (Zar, 2010)., el diseño aleatorizado permitió reducir el sesgo asociado al orden de siembra, condiciones ambientales y manipulación.

## **8.6.Métodos**

### **8.6.1. Desinfección de tanques**

Para la desinfección de los materiales a usar en las unidades experimentales, se utilizó cloro comercial al 5% (2ml por cada Litro de agua) para llegar a obtener 100 ppm que es lo estandarizado para desinfectar materiales de laboratorio (CDC, 2025). Posteriormente se usó jabón neutro para retirar los residuos de hipoclorito de sodio, además del enjuague con abundante agua para eliminar trazas de detergente y cloro (FAO, 2020). Los materiales limpios se colocaron dentro del área de experimentación para tener dos días de secado al ambiente, previo al llenado.

### **8.6.2. Llenado de tanques.**

Para el abastecimiento de agua dulce se utilizó agua proveniente del grifo que pasó por un proceso de dechlorinación con ayuda de la vitamina C, a razón de 1gr por cada 100L según Land (2005) y agua de mar Ultrafiltrada proveniente de un laboratorio de larvas, ambos tipos de agua se almacenaron en la parte posterior del cerco de trabajo

en tanques de una tonelada, cubiertos con plástico, y se mantuvieron con constante aireación. Para el llenado de tanques se filtró el agua con una malla de 5 micras para eliminar restos de materia orgánica o sólidos presentes en el agua. Para la preparación del agua inicial del cultivo se utilizó proporciones determinadas de agua dulce y salada (Anexo 5) estimadas con ayuda de la siguiente fórmula:

$$VM = \frac{SF}{33} * VF$$

Donde:

VM = volumen de mar

SF = Salinidad Final

VF = Volumen Final

### **8.6.3. Captura de hembras ovadas.**

Se realizaron en dos tiempos de captura durante la mañana y noche en agosto para la primera corrida y para segunda en septiembre del año en curso, el punto de captura y extracción de hembras ovadas fue el río de la comuna de Dos mangas sector las pozas, ubicado en la Provincia de Santa Elena vía Zona norte. Su captura se realizó por horas de la noche y horas de la mañana, con la ayuda de un bajo (arte de pesca tradicional implementada para la captura de organismos de pequeño tamaño) cuyo ojo de malla

es de 0,5, con el fin de facilitar la captura de las hembras ovadas de proporciones pequeñas

Conforme se iban colectando organismos dentro de la red, se seleccionaban únicamente aquellas hembras pertenecientes a la especie *Macrobrachium americanum* que poseían la masa ovígera debajo de su abdomen, mientras que aquellos organismos que no representaban importancia para el estudio eran liberados inmediatamente, mediante el método de exclusión e inclusión basados en característica reproductiva hembras ovígeras.

Posterior a la colecta se colocó cada hembra ovada dentro de baldes plásticos de color oscuro, con una capacidad máxima de 16 litros, cada balde fue previamente llenado con agua de río a un nivel de 10 litros para el debido transporte.

#### **8.6.4. Transporte**

Los baldes donde fueron colocadas las hembras ovadas se ubicaron correctamente en el balde posterior de un vehículo tipo camioneta junto con aireación continua mediante el uso de aireadores a pila uno junto a otro, y se les colocó una red en la parte superior de los baldes con el fin de evitar que los organismos escapen durante el trayecto.

Además, se transportó 100 Litros de agua de río en dos baldes plásticos de 40 y 60 Litros de capacidad respectivamente, como medida preventiva a la posible pérdida de nivel de los baldes durante el transporte, luego de 2 horas de viaje los organismos llegaron al área de estudio donde se evidenció que todas las hembras habían llegado en óptimas condiciones.

#### **8.6.5. Siembra y Aclimatación**

Una vez llegado los especímenes al laboratorio, fueron llevadas al interior del sitio de estudio previamente preparado, aquí se verificó en primer lugar el grado de madurez que tenían los huevos mediante la extracción de una pequeña proporción de la masa ovígera (0,03gr), luego se observó en el microscopio trinocular y se tomó registro fotográfico del grado presentado.

La siembra se realizó con la distribución de 1 hembra por tanque, obteniendo para la primera corrida, 9 organismos y un total de 18 individuos, dado que, se realizaron dos corridas, además, el proceso de aclimatación tardó entre 2h – 4h y constaba de colocar a la hembra en un balde y ser poco a poco ingresada al tanque, esperando que el organismo decida salir al medio, su distribución fue de manera aleatoria controlando los parámetros de temperatura, oxigenación, pH, y salinidad y en iguales condiciones para todos los tanques.

### 8.6.6. Variación de salinidad

Con el fin de que todos los organismos se desarrollen bajo las mismas condiciones se empezó a subir grados de salinidad a partir del grado III de madurez de ova, donde diariamente se realizó el remplazo de agua manteniendo el nivel de 100L subiendo 1 grado de salinidad cada 12 horas hasta llegar a 13 ppt; 16 ppt y 20 ppt (Anexo 6), que fue nuestro punto de partida para el análisis de la tasa de eclosión y del desarrollo larval una vez se liberaron al medio en forma de larvas aquellos huevos adheridos en las hembras . Las salinidades fueron medidas con la ayuda de un refractómetro de salinidad de 0-100 ppt ATC y su aumento se la dio bajo la siguiente formula:

$$Vm = \frac{Vf * (Sf - St)}{33 - St}$$

Donde:

$V_m$  = volumen de agua de mar

$V_f$  = Volumen final

$S_f$  = salinidad final

$S_t$  = salinidad del tanque.

A continuación, se visualiza en la tabla 3 el avance progresivo de la salinidad aumentada por día hasta alcanzar los grados deseado en el diseño experimental.

Tabla 3.

*Aumento gradual de salinidades.*

Registro de aumento de Salinidad Diario- CICLO 1														
TANQUE	GRADOS	Salinidad Final	DIA1	DIA2	DIA3	DIA4	DIA5	DIA6	DIA7	DIA8	DIA9	DIA10	DIA11	Dia 12
H1	1	13	3	3	3	5	7	9	11	13	13	13	13	E
H2	2	13	3	3	5	7	9	11	13	13	13	13	E	
H3	3	13	3	5	7	9	11	13	13	13	13	E		
H4	1	16	3	3	3	5	7	9	11	13	15	16	16	E
H5	1	20	3	3	3	5	7	9	11	13	15	17	19	E
H6	2	20	3	3	5	7	9	11	13	15	17	19	E	
H7	2	16	3	3	5	7	9	11	13	15	16	16	E	
H8	3	16	3	5	7	9	11	13	15	16	16	E		
H9	3	20	3	5	7	9	11	13	15	17	19	E		

Registro de aumento de salinidad CICLO 2														
TANQUE	GRADOS	Salinidad Final	DIA1	DIA2	DIA3	DIA4	DIA5	DIA6	DIA7	DIA8	DIA9	DIA10	DIA11	Dia 12
H1	1	13	3	3	3	5	7	9	11	13	13	13	13	E
H2	2	13	3	3	5	7	9	11	13	13	13	13	E	
H3	1	16	3	3	3	5	7	9	11	13	15	16	16	E
H4	3	13	3	5	7	9	11	13	13	13	13	E		
H5	2	16	3	3	5	7	9	11	13	15	16	16	E	
H6	3	16	3	5	7	9	11	13	15	16	16	E		
H7	1	20	3	3	3	5	7	9	11	13	15	17	19	E
H8	2	20	3	3	5	7	9	11	13	15	17	19	E	
H9	3	20	3	5	7	9	11	13	15	17	19	E		

Nota: Registro diario de variación de salinidad en ambos ciclos de cultivo por unidad experimental. Los valores representan los grados de salinidad en ppt. El literal E señala eclosión.

### 8.6.7. Alimentación de hembras grávidas

La alimentación consistió en trocitos de pescado fresco de coloquialmente conocida como Carita en razón de 18 % de la biomasa en 2 frecuencias diarias (8:00 am y 5:30 pm). Diariamente se extrajo por sifoneos los restos de alimento no consumido con ayuda de una manguera pequeña de 2 metros y 1/4 pulgadas de diámetro (sifón), con el fin de evitar la descomposición del alimento y evitar la contaminación del agua. La ración a definir se la tomo en cuenta según el peso (Arica & Barrientos, 2013).

#### **8.6.8. Análisis de desarrollo embrionario.**

Una vez sembrado los 9 organismos en los tanques, se evidenció diariamente el estado de madurez de los huevos tomando como referencia el registro de coloración y reducción de su masa vitelina, identificando en que etapa del desarrollo embrionario se localizaban bajo las características propuestas por García Guerrero & Hendricks, (2009). Su extracción se la realizó utilizando unas pizas de disección sin dientes para no dañar la muestra, luego se la colocó en una placa porta objeto para ser analizada bajo el microscopio trinocular (García, 2009).

#### **8.6.9. Cultivo larval**

Previo a el grado de madurez IX, alcanzado en el día 10,11 y 12 respectivamente para los huevos llegados en I, II y III de periodo de madurez embrionaria, los organismos están prestos a eclosionar en larvas (Zoea I)

Durante los días señalados, se observó dentro del tanque la presencia de las larvas nadando en la columna de agua, posteriormente se procedió a separar la hembra de la unidad experimental y así mismo se realizó para los demás tanques de cultivo una vez hayan eclosionado y liberado las larvas al medio. Las hembras fueron colocadas en un tanque de reserva con una salinidad de 13 ppt y con un nivel de 300 L almacenadas para su posterior liberación al medio natural.

#### **8.6.10. Alimentación de larvas**

La alimentación larvaria se basó en el suministro de artemia salina, dado que es un organismo con gran aporte de energía y presenta un alto nivel de proteínas y lípidos, además, su tamaño lo hace ideal para el consumo de las larvas (Lavens, 1996). Se proporciono a razón de 2 nauplios / ml (Díaz y Rodríguez, 2001). La alimentación inicio al segundo día de eclosión (Zoea II), debido a que los organismos recién eclosionados no presentan la mandíbula funcional y son incapaces de ingerir presas vivas (Nicolás et al., 2010).

Además, para asegurar la homogeneidad del alimento, se preparó diariamente una suspensión estándar de nauplios de Artemia con concentración constante. Primero se determinó la densidad de la suspensión madre mediante conteo directo en una submuestra de 1 mL, con esta concentración inicial ( $C_1$ ), se aplicó la relación  $C_1V_1 = C_2V_2$  para diluir la suspensión hasta obtener 2 nauplios/mL ( $C_2$ )., Posteriormente, se aplicó una suave agitación para favorecer una distribución uniforme de los nauplios en toda la columna de agua, evitando zonas de acumulación y garantizando la disponibilidad equitativa del alimento.

#### **8.6.11. Descripción morfológica de las larvas**

Con la ayuda de un vaso precipitado de 500 ml se tomó un muestreo diariamente en todo el tanque con el propósito de notar la presencia o no de larvas por medio de la observación directa, mismo que se usó para realizar la estimación diaria de larvas presentes en el tanque. Partiendo del muestreo se seleccionaron larvas para el análisis en el microscopio, verificando principales componentes morfológicas que se desarrollan, y describiendo similitudes según la escala de Rodríguez 1993; citado por Díaz y Rodríguez 2001 para género *Macrobrachium*, donde se fotografiaron algunas de las características que se observaron en las larvas de *M. americanum*.

#### **8.6.12. Diagnósticas y control de la salud larvaria.**

La identificación de posibles signos de enfermedad se realizó mediante observación microscópica siguiendo criterios morfológicos establecidos para crustáceos decápodos (OIE, 2022). Para ello, se evaluaron diariamente parámetros como cambios en coloración, necrosis tisular, anomalías en apéndices, comportamiento natatorio y presencia de microorganismos adheridos. Aunque no se realizaron análisis histopatológicos o moleculares, la evaluación se basó en descriptores diagnósticos ampliamente aceptados en la literatura para el reconocimiento temprano de alteraciones sanitarias en larvas de *Macrobrachium*.

### **8.6.13. Variables Productivas**

#### **8.6.13.1. Método gravimétrico.**

Para la estimación del número total de huevos se utilizó este método descrito para decápodos, donde su fecundidad se la extrapola por el número de huevos presentes en una submuestra conocida en peso (para el presente trabajo se seleccionó 0.03gr) y la masa total de la masa ovígera donde se obtiene por la diferencia entre el peso de la hembra antes y después de la liberación de las larvas, empleando la siguiente fórmula dada por Diarte- Plata et al., 2021.

$$F = \frac{G * N}{g}$$

Donde:

F = número total estimado de huevos

G= masa total de la masa ovígera (Peso inicial – Peso final)

N= número de huevos contabilizado de la submuestra

g = peso de la submuestra

#### **8.6.13.2. El método volumétrico**

Para la estimación de las larvas eclosionadas se tomó 4 muestras en 4 puntos distintos de los tanques de cultivo, con la ayuda de un vaso precipitado de 500 ml de capacidad y se contó las larvas presentes, estimando posteriormente la cantidad de larvas en el

total de volumen presente en el tanque, (Álvarez et al., 2012; Luna-Figueroa et al., 2010).

Bajo la siguiente formula:

$$V = \frac{\text{Larvas/ } L * \text{Volumen total (L)}}{100} = \text{Larvas eclosionadas.}$$

#### **8.6.13.3. Determinar la tasa de eclosión**

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

$$\text{Tasa de eclosión \%} = \frac{\text{Numero de larvas (eclosionadas)}}{\text{Numero total de huevos}} \times 100$$

La estimación se realizó inmediatamente cuando se notó la presencia de larvas en el medio, y posterior a la extracción de la hembra de la unidad experimental.

#### **8.6.13.4. Tasa supervivencia (%)**

El registro de la supervivencia se determinó diariamente hasta el final del cultivo empleando la siguiente formula (Saldarriaga & Briones, 2005 citada en Soriano, 2017):

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

#### **8.6.14. Variables intermitentes.**

##### **8.6.14.1. Parámetros físico – químicos del agua**

Se considero la toma los siguientes parámetros con sus respectivos equipos:

- Temperatura: equipo YSI 50
- Oxígeno disuelto: Equipo YSI 50
- Salinidad: Salinómetro ATC
- pH: pHmetro digital

los parámetros fueron constantes y las pocas variaciones de temperatura se lo ajustaba con un termostato manual.

#### **8.6.15. Análisis estadístico**

El análisis estadístico que se empleo fue estadística descriptiva y estadística inferencial, previo análisis de normalidad de Anderson Darling, Prueba de varianza con Levene para realizar Anova de una via si eran datos normales y Prueba no paramétrica con Kruskal – Wallis sino eran datos normales, posterior se realizó el proceso de correlación para comparar si existe diferencias significativas entre los grupos de estudios. Los datos estadísticos fueron descritos mediante el software estadístico Excel y Minitab 19.

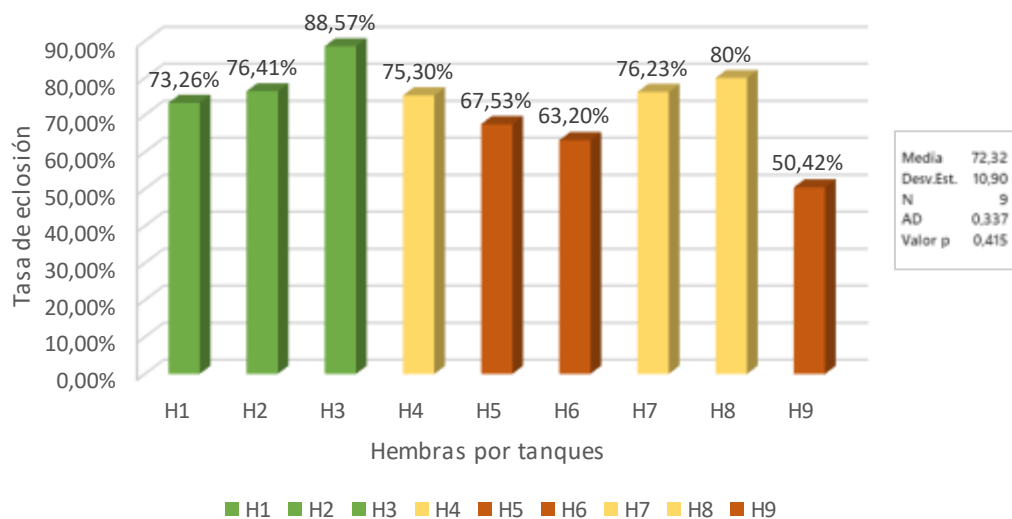
## 9. ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN DE LOS RESULTADOS

### 9.1. Tasa de eclosión

La Tasa de eclosión constituye a un indicador importante para la evaluación de la eficiencia reproductiva en un sistema controlado, este factor refleja la proporción de huevos viables que logran desarrollarse a larvas con relación al total de huevos incubados, con el objetivo de establecer la calidad del desove. En el caso del cultivo propuesto con *Macrobrachium americanum*, se recolecto 18 organismo para realizar dos corridas de cultivo, para ello dentro de la primera corrida se obtuvo organismos de 3.7 cm talla mínima y 4.4 cm talla máxima y su porcentaje se lo refleja en la siguiente figura

Figura 5.

*Tasa de eclosión de la primera siembra de experimentación*

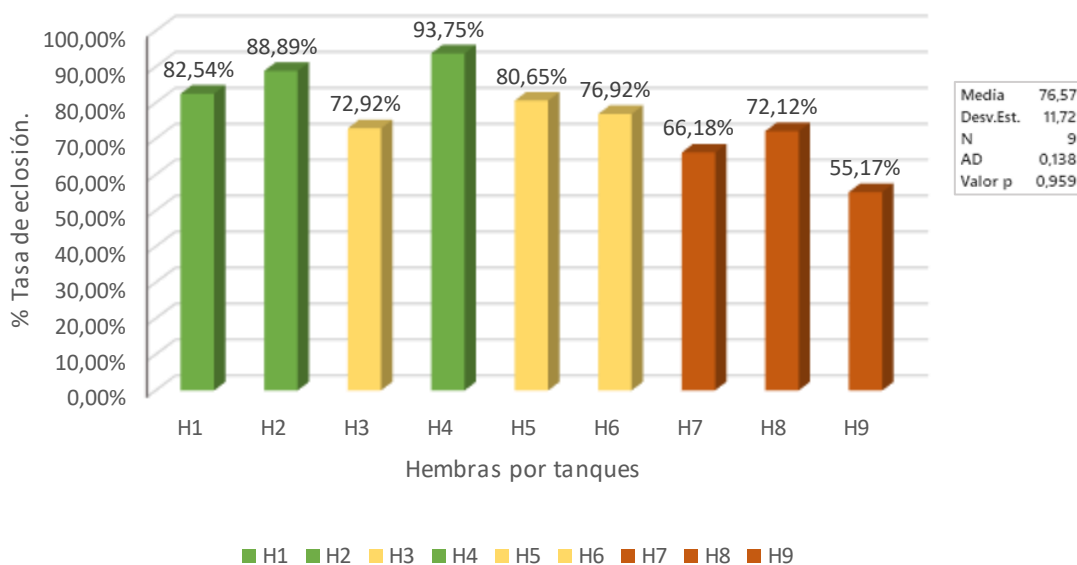


Nota: Color verde- 13 ppt; color amarillo - 16 ppt y color rojo - 20 ppt.

La figura (5) denota la tasa de eclosión obtenida durante el primer ciclo de cultivo, donde las barras verdes representan los tanques cuya salinidad fue 13ppt, las barras amarillas representan tanques evaluados a 16ppt, y las barras rojas representan la salinidad de 20 ppt. Como se logra observar la mayor tasa de eclosión de dio en el tanque que almacenaba a la Hembra 3 con un valor de 88.57%, mientras que la menor tasa de eclosión fue para el tanque 9, donde se dio un porcentaje de eclosión del 50.42%.

Figura 6.

*Tasa de eclosión en la segunda corrida de experimentación.*

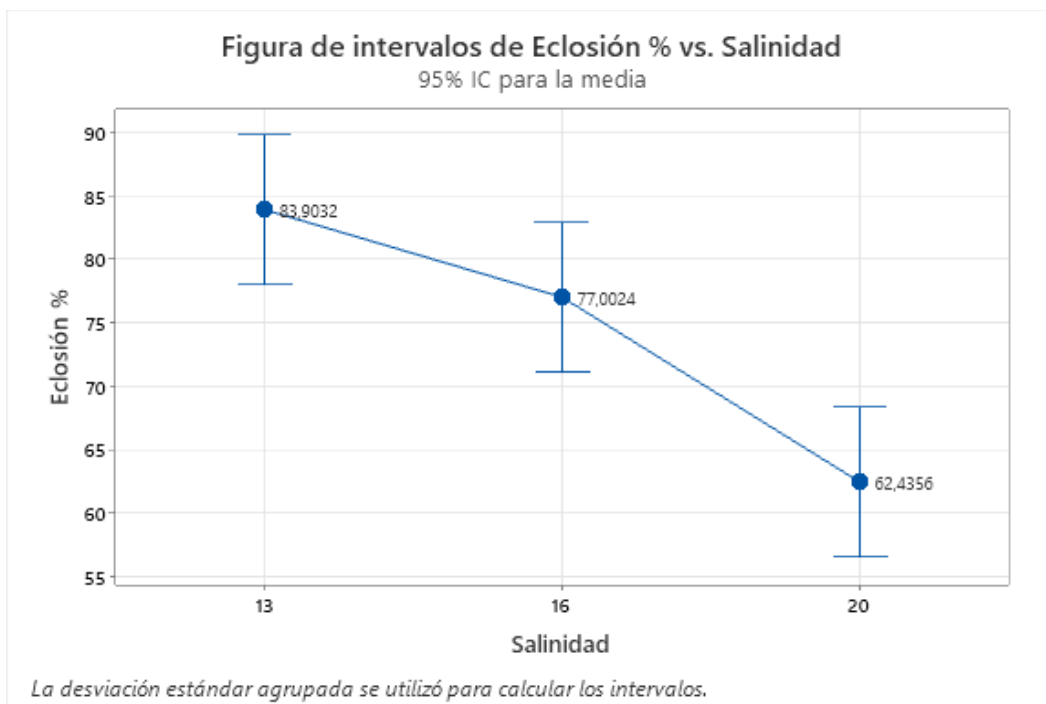


Nota: porcentaje de la tasa de eclosión expuesta a los grados de salinidad.

La figura (6) presenta la tasa de eclosión obtenida durante el segundo ciclo de cultivo, donde las barras verdes representan los tanques cuya salinidad fue 13ppt, las barras amarillas representan tanques evaluados a 16ppt, y las barras rojas representan la salinidad de 20 ppt. Se aprecia que los tanque con mayor tasa de eclosión fueron las unidades H2 y H4 con valores de 88.89 y 93.75% respectivamente, mientras que los valores mínimos se presentaron en el tanque 9 donde se tuvo un 55.17% de larvas eclosionadas.

Figura 7.

*Promedio de Eclosión con los grados de salinidad*



Nota: Promedio generado por la agrupación de datos de ambas corridas.

La figura (7) refleja las medias de los dos ciclos de experimentación, indicando que el porcentaje de eclosión de *Macrobrachium americanum* disminuye progresivamente a medida que aumenta la salinidad, registrándose valores promedio de 83,90 % en 13 ppt, 77,00 % en 16 ppt y 62,43 % en 20 ppt. Los intervalos de confianza al 95 % evidencian que cada tratamiento presenta una variabilidad propia, pero sin superposiciones amplias entre ellos, lo que indica diferencias consistentes entre los niveles de salinidad evaluados

### **9.2.Desarrollo embrionario.**

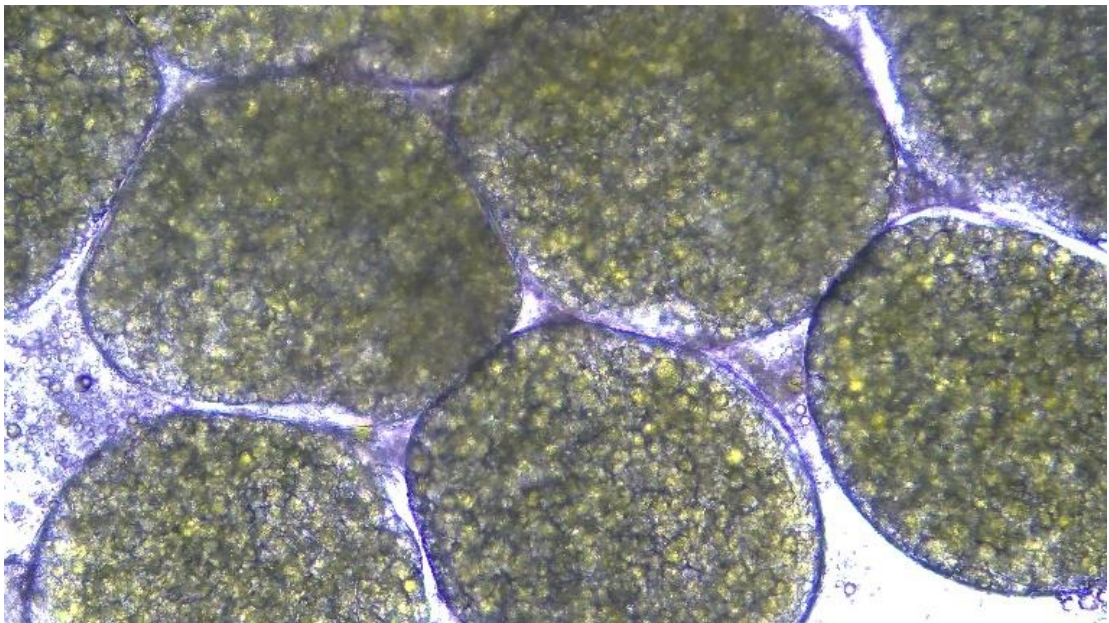
El proceso embrionario mantuvo una duración de 12 días luego de su aclimatación y adaptación al cautiverio, para los organismos del grado III, II y I la duración fue de 10, 11 y 12 días, se mantuvieron en temperaturas de 27 °C y 28 °C, con una salinidad de 3 ppt inicialmente, ya que ese era el valor ambiental correspondiente del área de extracción de los organismos, por lo tanto, no se podría exponer al organismo ni mucho menos a su masa ovígera a salinidades menores.

A medida que se avanzaba los días, la salinidad iba aumentando progresivamente hasta poder alcanzar las salinidades propuestas (13;16;20 ppt), una vez finalizado este proceso se procedió a clasificarlas por estadios de acuerdo con García Guerrero & Hendricks, (2009).

Periodo 1: en el día uno se evidencio huevos fertilizados de morfología esférica, con una coloración verdosa y la distribución del vítelo de manera homogénea en toda la masa del huevo, con la reducción de 0- 10 % aproximadamente, se lo visualiza en la siguiente figura:

Figura 8.

*Desarrollo embrionario en el primer periodo de madurez de ova.*

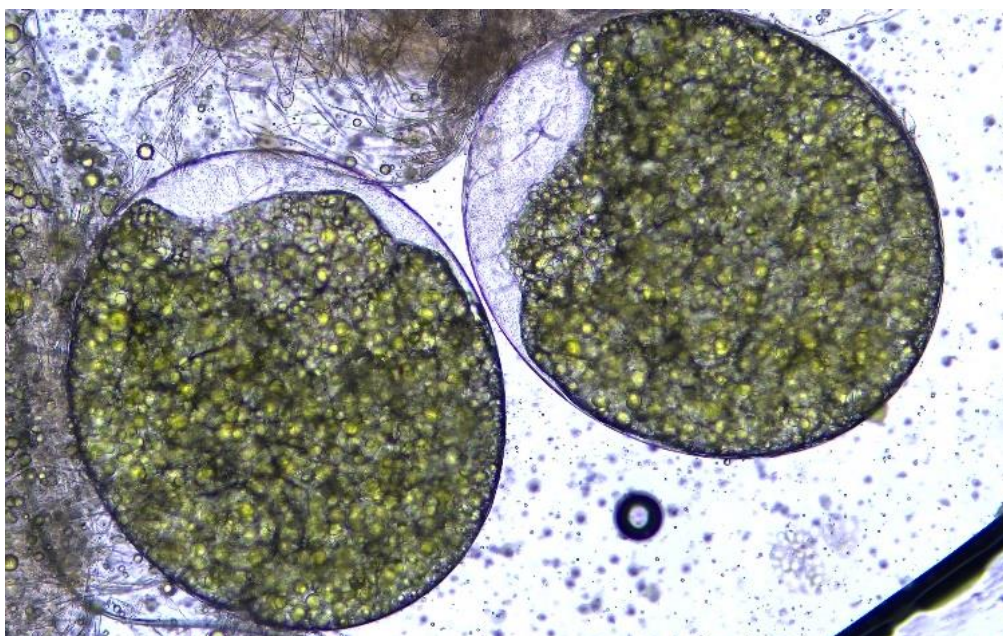


Nota: Imagen tomada con el microscopio Trinocular.

Periodo 2: en el día tres el huevo presento la reducción del vitelo en uno de los extremos del huevo con un aproximado de 10 - 20 % de su masa vitelina (Figura 9), se visualiza un parche de células en la superficie ventral de los huevos, formando una extensión y se lo asocia con el proceso de gastrulación.

Figura 9.

*Estado II del desarrollo embrionario en el segundo día de experimentación*



Nota: Corresponde a una de las observaciones tomadas durante el estudio

Periodo 3: día cuatro se observó una pequeña invaginación, debido a la reducción del 20 – 30 % de su masa vitelina, se observa fragmentaciones de la reducción del huevo, se forma un disco germinal y seis invaginaciones transparentes en forma de pares pertenecientes a los apéndices naupliares, no se localiza características unirrameas o birrameas, tampoco se visualiza su mandíbula (Figura 10).

Figura 10.

*Estado III del desarrollo embrionario.*

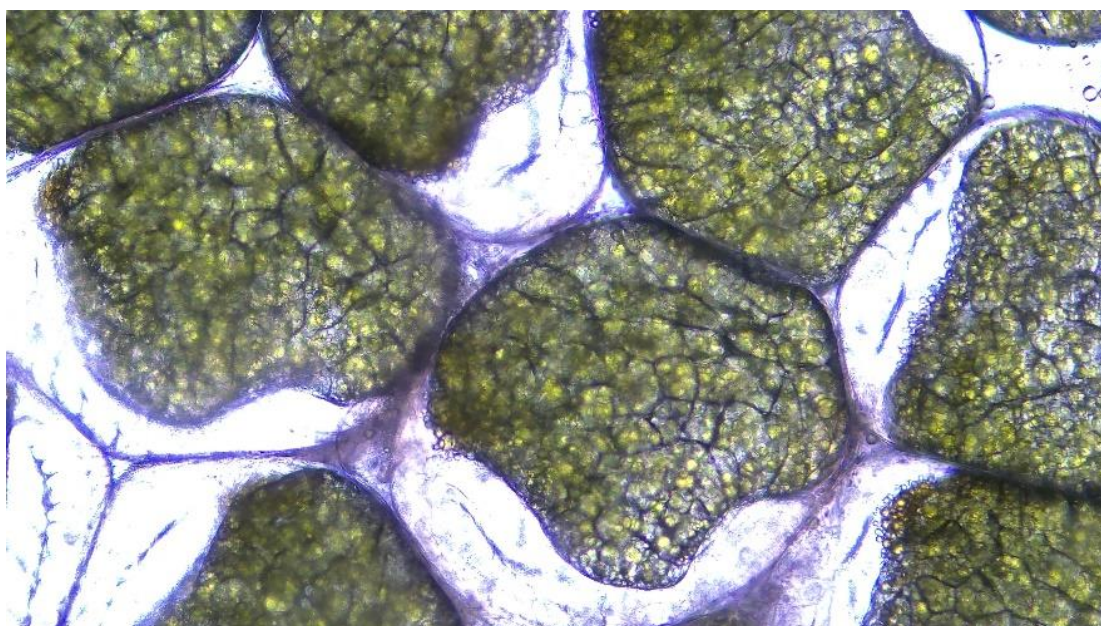


Nota: Fotografía incluida como soporte del análisis embrionario.

Periodo 4: día cinco y seis con presencia de sus características morfológicas de mejor manera, reducción del 30-40 % de la masa vitelina, además, la papila caudal aumenta de longitud y adquiere una forma de herradura. Sus características se aprecian de mejor manera en la Figura (11).

Figura 11.

*Estado IV del desarrollo embrionario.*

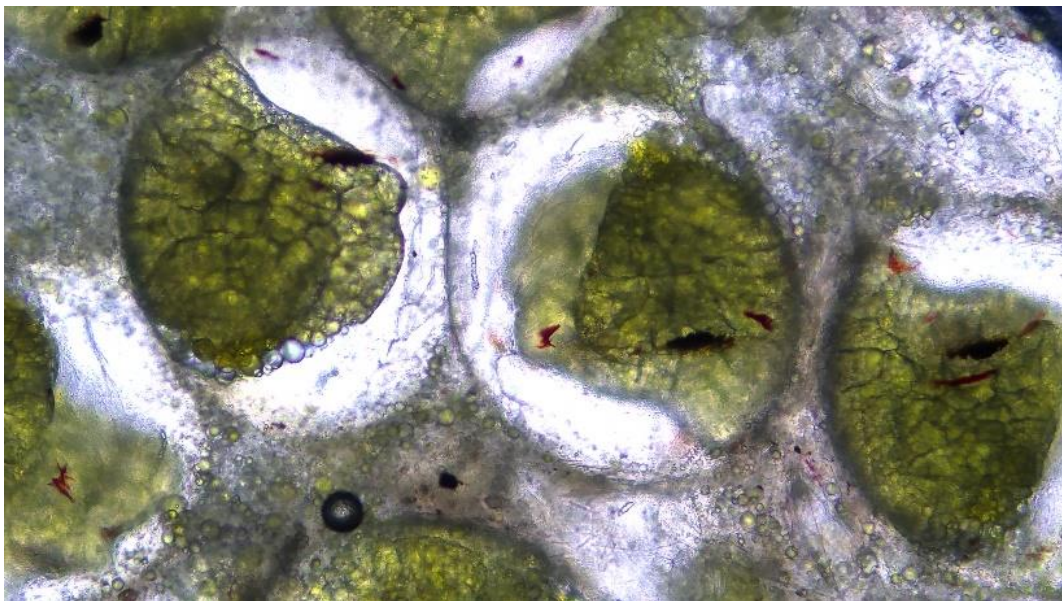


Nota: Imagen representativa del estadio observado

Periodo 5: Dentro del séptimo día se logra apreciar el lóbulo óptico con estructura gruesa y oscura de manera alargada, la reducción del vitelo seguía de manera continua con el 40 – 50 %, en este periodo ya teníamos todas las yemas alineadas con la misma forma, e incluso, las antenas y anténulas eran de mayor tamaño, con la presencia de cromatóforos (Figura 12).

Figura 12.

*Estado V del desarrollo embrionario.*



Nota: imagen representativa del estadio evaluado.

Periodo 6: octavo día con reducción al 50- 60 %. se observaba la forma de un cigoto en este caso la larva con una mancha ocular más alargada y con poca masa vitelina en su alrededor, apéndices largos, somitos abdominales y los periópodos discernible, se observan contracciones del embrión y del vitelo (Figura 13).

Figura 13.

*Estado VI del desarrollo embrionario.*

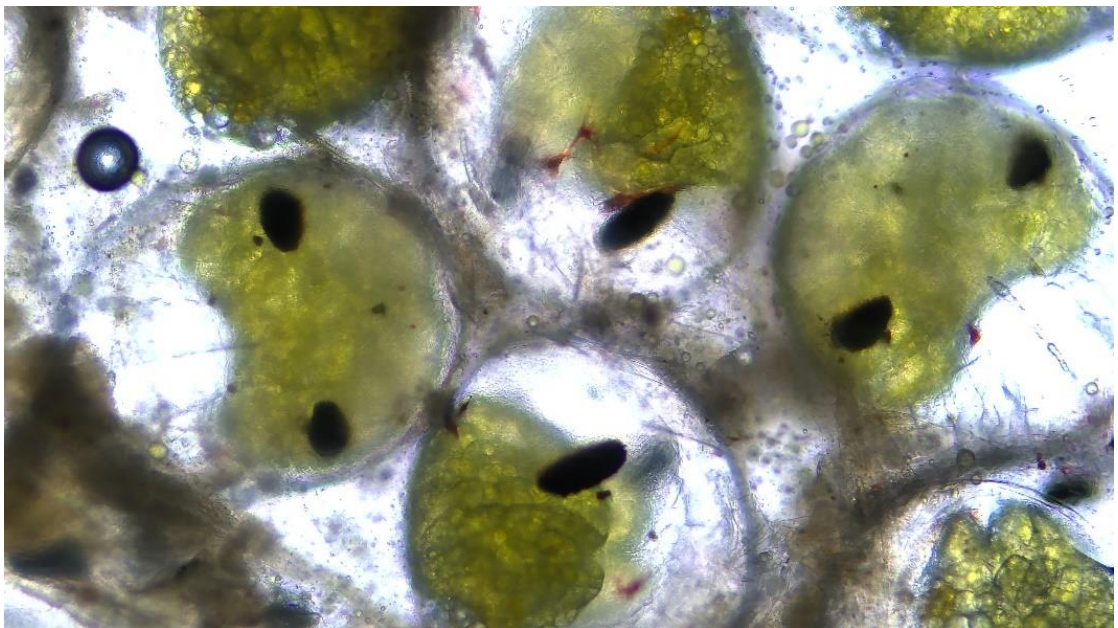


Nota: El enfoque se centró en la zona embrionaria más visible.

Periodo 7: noveno día reducción del 60-70%, el desarrollo embrionario se encuentra avanzado con lóbulos ópticos orientados hacia adelante y más grandes con pigmentación más oscura; las piezas bucales se forman en los lados de la cabeza y se encuentra cubierta por el apéndice torácico, estas características se la visualizan en la siguiente figura (14).

Figura 14.

*Estado VII del desarrollo embrionario*

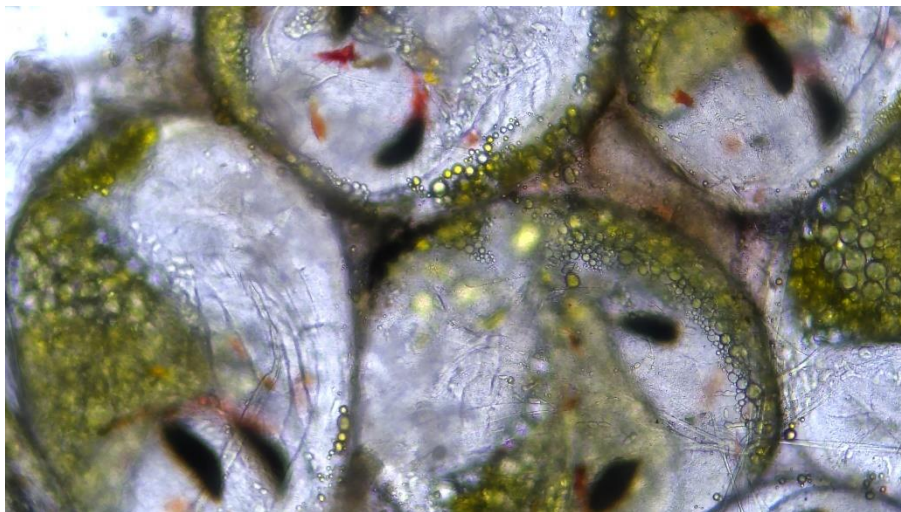


Nota: Fotografía capturada sin modificaciones digitales.

Periodo 8: décimo día con la figura (15) observamos la reducción del 70-80% el embrión se mueve a medida que la masa vitelina disminuye su volumen, la parte caudal alcanza los lóbulos ópticos, sus áreas internas parecen estar más desarrolladas, los segmentos basales y flagelos son diferenciados e incluso los periópodos se localizan de mejor tamaño y más robustos.

Figura 15.

*Estado VIII del desarrollo embrionario*

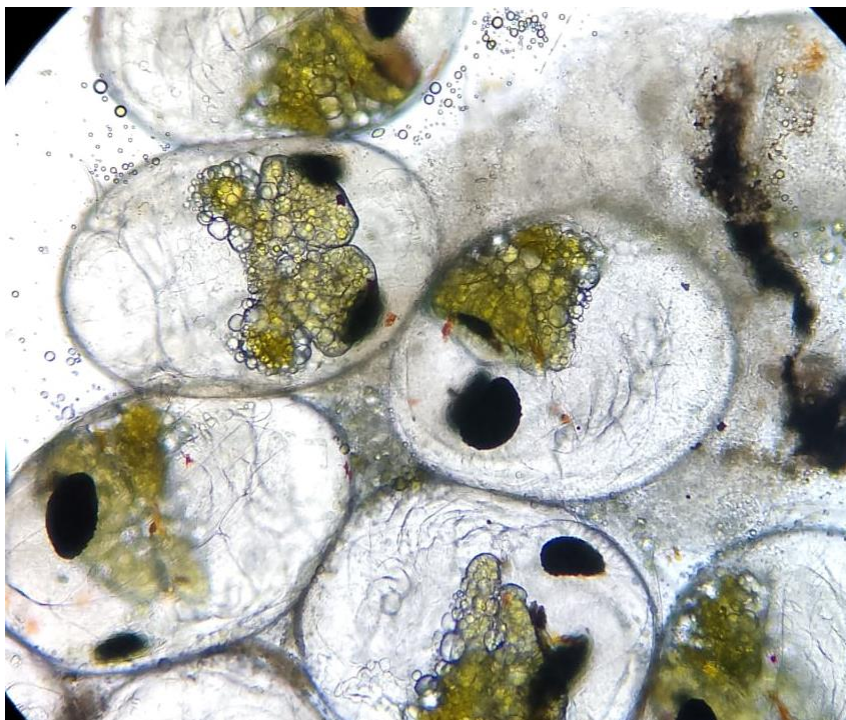


Nota: Representación visual del estado observado bajo microscopía

Periodo 9: día once en la figura (16) visualizamos reducción al 80 - 90%, se presencia cromatóforos en la mayoría de los embriones, además el aumento del tamaño, ocupando casi todo el espacio que dispone, excepto el vitelo que tiene, debido a que se queda almacenado para posteriormente a la eclosión forme el hepatopáncreas, sus ojos son mucho más grandes que sobresalen la parte del cefalotórax y el corazón late de manera regular y continua.

Figura 16.

*Estado VIII del desarrollo embrionario*

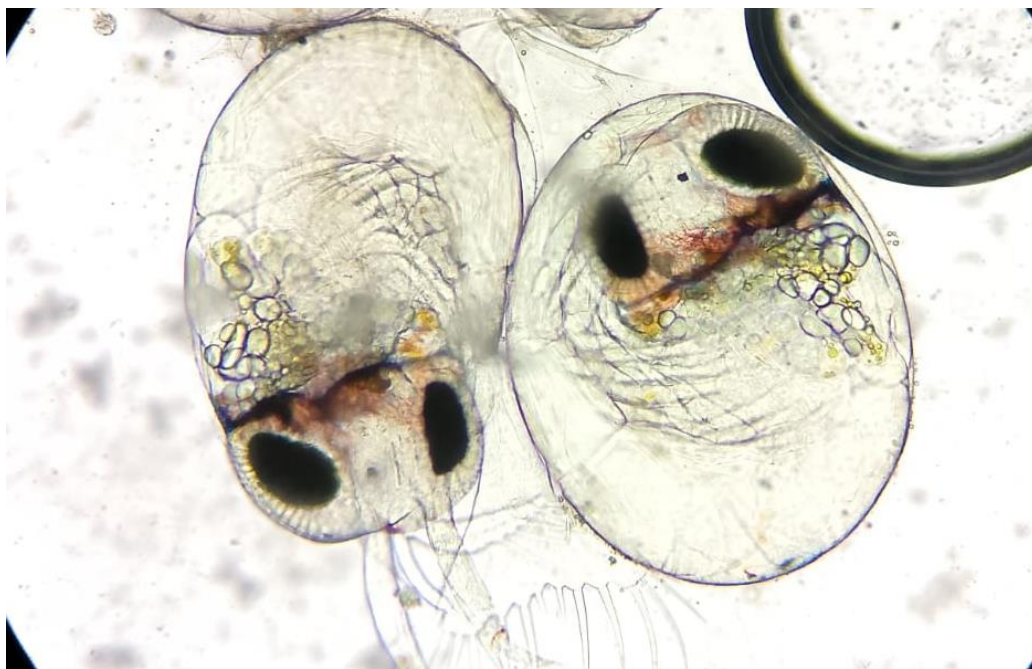


Nota: El registro fotográfico contribuye a la documentación sistemática del desarrollo.

Para el doceavo día la larva se localizaba presta para realizar el proceso de eclosión .  
En la Figura (17) observamos como la larva sale del huevo donde estuvo por 11 días  
continuos.

Figura 17.

*Organismo en proceso de eclosión.*



Nota: Larva iniciando con el proceso de eclosión para visualizar el estadio de Zoea I.

### **9.3.Desarrollo Larval**

#### **9.3.1. Zoea I y Zoea II**

Las características de este estadio se basan en los rasgos visuales que la larva presenta y de la investigación de Diaz & Rodríguez (2001), por lo tanto, en la figura (18) y (19) se visualizó las siguientes características; organismo transparente con una pigmentación en los ojos sésiles y coloración verde- amarillenta como restos de vitelo que con el pasar de los días formaría el hepatopáncreas, rostro corto con presencia de anténulas birrámeas y setas sensoriales; antenas largas con exopodito más desarrollado que el endopodito; mandíbula robusta sin palpo; se visualiza 3 pares de maxilípedos funcionales listo para su nado; carecen de periópodos; tienen 5 segmentos abdominal y para la parte caudal el telson tiene una forma de horquilla sin la presencia de urópodos pero con 6 pares de setas terminales; la longitud se dio de 1-2 micras aproximadamente

Figura 18.

*Larva en Zoea I bajo el microscopio con enfoque de 10X*



Nota: organismos en el estadio de Zoea I

Figura 19.

*Telson de Zoea I con enfoque de 10X.*



Nota: Parte caudal del organismo en Zoea I

Por consiguiente, en el segundo y tercer día las larvas presentaron la aparición de nuevas características, como se las aprecia en la Figura (20) y (21): crecimiento de tamaño de 1,7 mm; su cefalotórax y rostro un poquito más alargado; cambios en la parte de los ojos debido a que empiezan hacerse pedunculados; anténulas más largas con mayor número de setas natatorias; endopodito y exopodito diferenciados; mandíbula más robusta; abdomen con 6 segmentos definidos y finalmente el telson con la presencia de 8 – 10 setas marginales, algunas plumosas.

Figura 20.

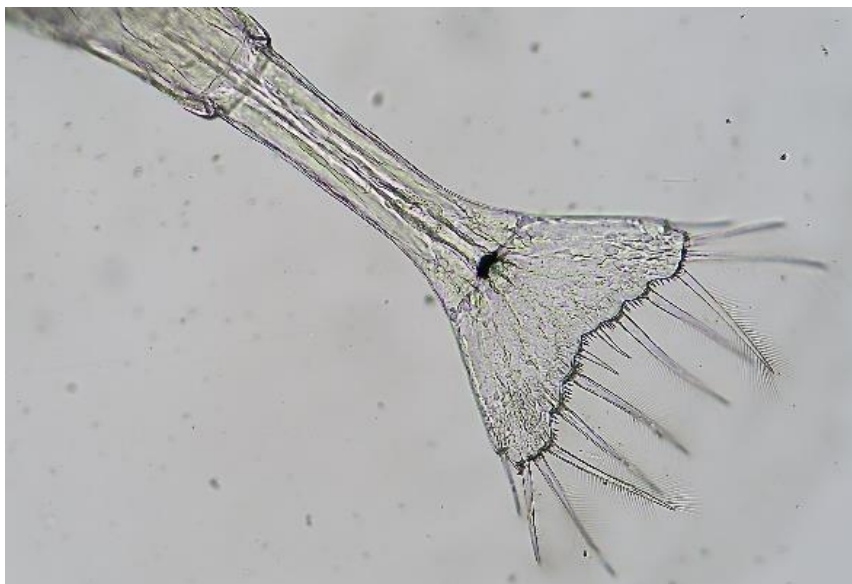
*Larva bajo el microscopio con enfoque de 10X*



Nota: Estadio de Zoea II

Figura 21.

*Parte caudal con enfoque de 10X*



Nota: Caudal del Estadio de Zoea II

En ambas corridas mantuvimos problemas con la mortalidad de las larvas debido a que los tanques de cultivos se enfermaron, presenciando la aparición del epibionte (*Vorticella*) (Anexo 19), además, en el proceso de muda a Zoea III existió la acumulación de materia orgánica en sus branquias, se lo asocia con la calidad del agua puesto que fue traída de un laboratorio externo y del estrés causado por los grados de salinidad, logrando que no ingiera el alimento, ensuciando los medio por el alimento no consumido, poniéndola vulnerable al estar en proceso de ecdisis., enfermándola y generando el 99 % de las mortalidades (Figura 22).

Figura 22.

*Larva enferma en proceso de muda al estadio Zoea III.*



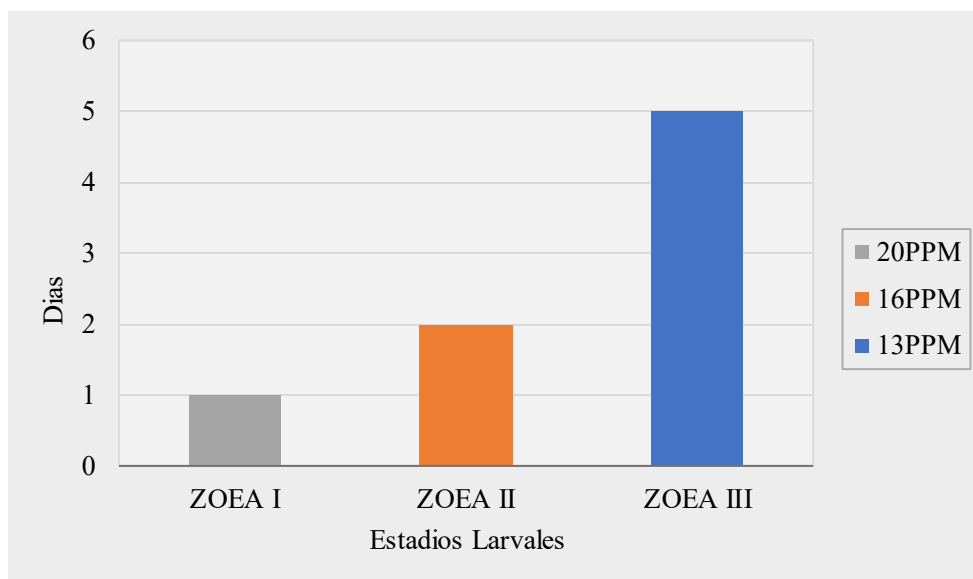
Nota: Organismo con característica del estadio de Zoea III.

#### **9.4. Estadios larvales alcanzados bajo los grados de salinidad.**

La figura (23) representa los estadios larvales alcanzados en los días de cultivo, de larvas expuestas a diferentes grados de salinidad, donde podemos observar que para las unidades experimentales de 20 ppt las larvas únicamente se desarrollaron al estadio de Zoea I, para los tanques expuestos a 16 grados de salinidad las larvas alcanzaron el estadio de Zoea II al segundo día de cultivo, mientras que los mejores valores se presentaron en los tanques expuestos a 13 ppt, donde lograron sobrevivir alrededor del quinto día donde se observó características morfológicas del estadio Zoea III y se mantuvo un porcentaje mínimo aun en el quinto día.

Figura 23.

*Estadios larvarios alcanzados en función de los días de supervivencia de larvas expuestas 13,16 y 20 grados de salinidad.*



Nota: Supervivencia de ambas corridas de experimentación.

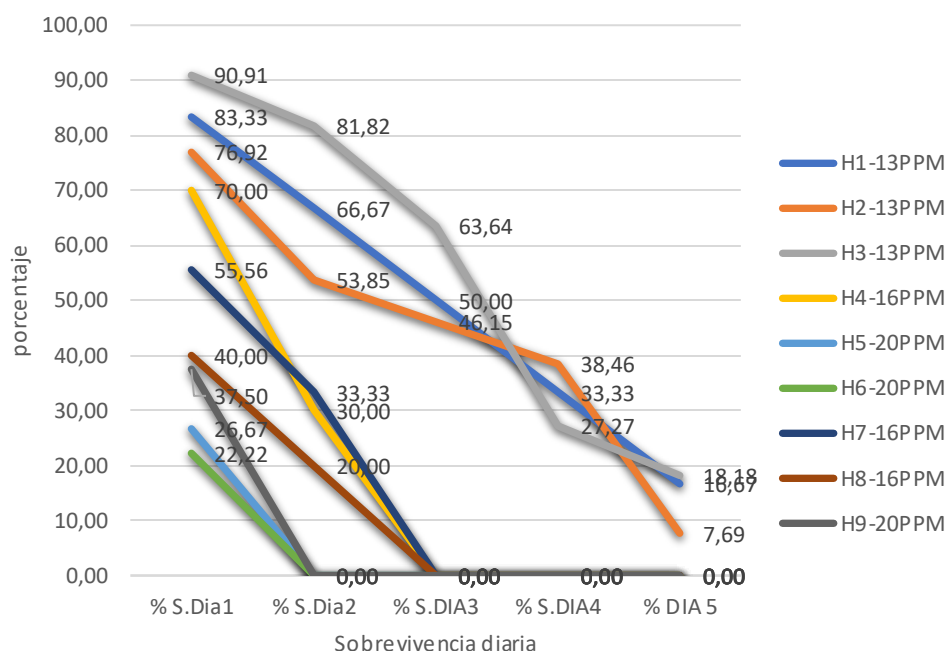
### **9.5. Supervivencia diaria de larvas de *M. americanum***

La supervivencia final de larvas de *M. americanum* a lo largo de las dos corridas se detalla en la tabla 4, donde se localizan los valores adquiridos durante los días de experimentación, además, en la figura (24) se observa que los tanques que estuvieron expuestos a una salinidad de 13 ppt fueron los que registraron una mayor tasa de supervivencia diaria, siendo los únicos que lograron mantenerse con vida hasta el día 5 de cultivo, e incluso se destaca que los tanques expuestos a 20ppt fueron los que menos valor de supervivencia tuvieron, ya que presentaron en el primer día valores de 37, 26 y 22 % de supervivencia, mientras que para el segundo día no se apreciaron

larvas nadando en el medio y se observaron fondeadas, por lo que se asume mortalidad total. Los valores con las Hembras (H4, H7 y H8) expuestas a 16 ppt reflejan que las larvas lograron mantenerse durante dos días, registrando el 33, 30 y 20 % de supervivencia respectivamente en el segundo día.

Figura 24.

*Sobrevivencia de la primera corrida.*



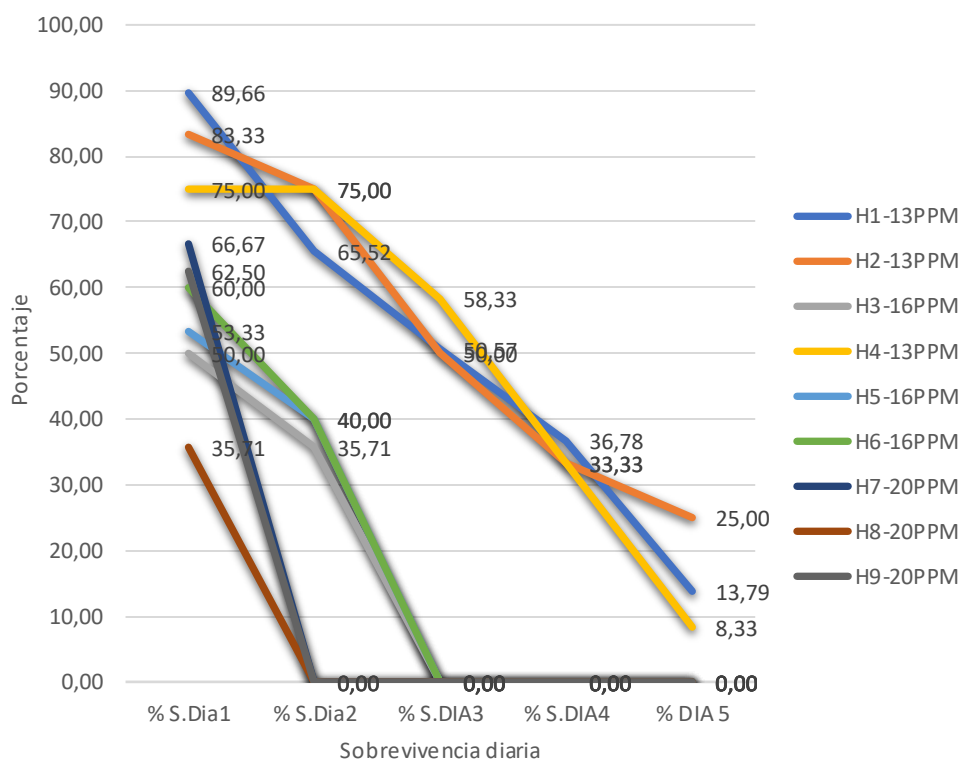
Nota: Los datos presentados se encuentran en porcentajes.

La supervivencia registrada en el segundo ciclo de experimentación se refleja en la figura (25) donde se puede apreciar que los tanque con mayor tasa de supervivencia fueron aquellos expuestos a 13 grados de salinidad, con valores superiores al 75% para las unidades H1, H2 Y H4. En contraste los valores mínimos de supervivencia se registraron para los tanques expuestos a 20 ppt de salinidad, donde los valores

registrados fueron 66,35 y 62% para los tanques H7, H8 Y H9 respectivamente. Además, los tanques donde se trabajó con salinidades de 16 presentaron valores de 50, 53 y 60 % de supervivencia. También la figura nos muestra que los tanques expuestos a 13ppt se mantuvieron con presencia de larvas hasta el quinto día, a diferencia del grupo expuesto a 16 y 20 grados, cuyos organismos tuvieron una supervivencia de 2 y 1 día en sus respectivas unidades experimentales.

Figura 25.

*Sobrevivencia larvaria de la segunda corrida.*



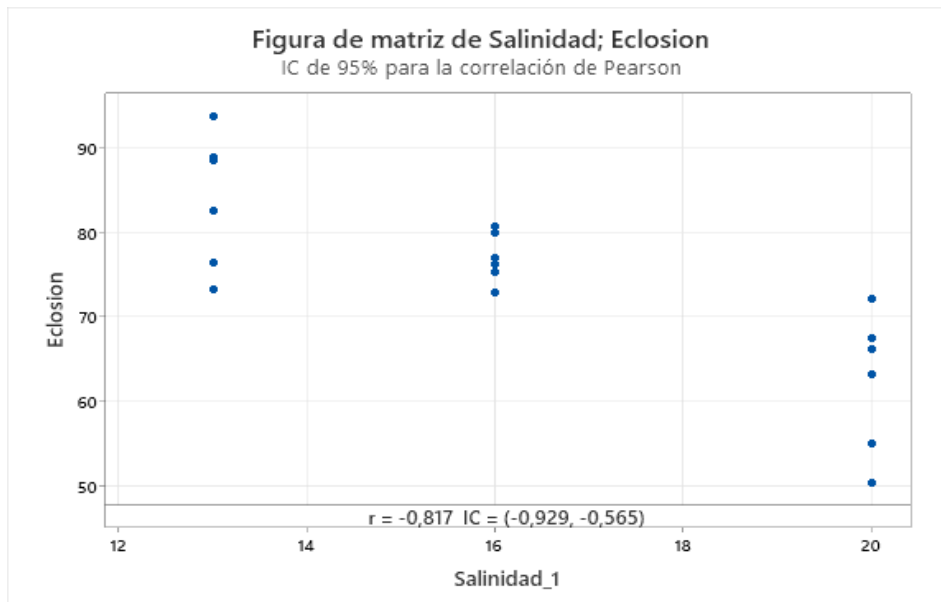
Nota: Datos en porcentajes de la segunda corrida.

### 9.6. Correlación con los grados de salinidad con la tasa de eclosión.

Se realizó el análisis entre la salinidad y la tasa de eclosión de larvas mediante la correlación de Pearson, debido a que en ambos ciclos presentaron datos normales ( $p=0.415$  y  $p=0.959$ ) con prueba de varianza de manera homogénea ( $p=0.617$  y  $p=0.648$ ). El coeficiente de correlación obtenido fue  $r = -0.817$ , con un intervalo de confianza al 95 % entre  $-0.929$  y  $-0.565$ , (Figura 26) lo que indica que tiene una correlación negativamente fuerte entre ambas variables, confirmando que la relación estadísticamente es significativa., esto evidencia que el aumento gradual de salinidad disminuye considerablemente la tasa de eclosión en condiciones de laboratorio, siendo las salinidades más altas la que se asocian a menores porcentajes de eclosión.

Figura 26.

*Correlación de tasa de eclosión vs grados de salinidad.*



Nota: Correlación de Pearson con los datos de ambas corridas vs grados de salinidad.

### **9.7. Correlación con los grados de salinidad y sobrevivencia larvaria**

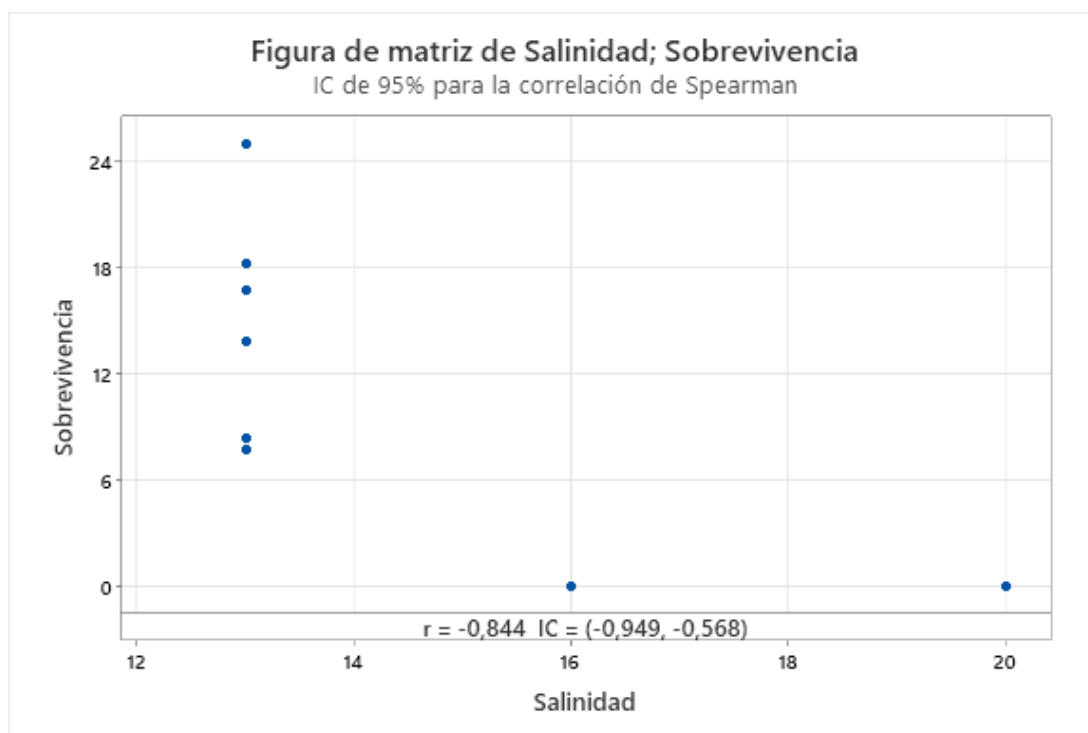
Se aplicó la prueba de normalidad Anderson-Darling para evaluar la distribución de los datos de sobrevivencia. El resultado ( $p < 0.005$ ) indicó que los datos no presentan distribución normal, por lo que no fue adecuado utilizar pruebas paramétricas. Debido a esto, se empleó la correlación no paramétrica de Spearman.

El análisis mostró una correlación negativa fuerte y estadísticamente significativa entre la salinidad y la sobrevivencia larvaria ( $r = -0.844$ ). El intervalo de confianza al 95 % se ubicó entre  $-0.949$  y  $-0.568$ , sin incluir el valor cero, lo que confirma que la relación es estadísticamente significativa. (Figura 27).

Estos resultados indican que, al aumentar la salinidad, la sobrevivencia disminuye de forma marcada, evidenciando una alta sensibilidad del organismo a condiciones salobres elevadas. Esta respuesta negativa puede atribuirse al estrés osmótico, que afecta funciones vitales como la respiración, la osmorregulación y la alimentación, generando una reducción progresiva en la viabilidad larvaria hasta llegar a la mortalidad total

Figura 27.

*Correlación de sobrevivencia de ambas corridas vs grados de salinidad*



Nota: Correlación de la sobrevivencia larvaria de la primera y segunda corrida vs los grados de salinidad.

Los resultados obtenidos podrían estar influenciados por sesgos relacionados con la calidad del agua empleada en los tratamientos, ya que esta provenía de otro laboratorio, pese a que la salinidad fue ajustada de forma controlada, es posible que existieran variaciones no medidas en parámetros como carga microbiana, materia orgánica, dureza o alcalinidad. Estas diferencias pueden afectar la viabilidad de los huevos y la tolerancia osmótica larval, generando variabilidad adicional en la eclosión.

## 10. DISCUSIONES

A través de la presente investigación se permitió comprender como la salinidad afecta en el desarrollo embrionario y larvario en *Macrobrachium americanum* bajo un sistema controlado. Para empezar, la selección de los organismos pequeños con la presencia de masa ovígera coincidió con lo reportado para el género *Macrobrachium*, donde organismos desde 3 cm pueden alcanzar madurez sexual (Guerrero et al., 2013)., esto nos confirma que el tamaño no es un factor limitante para la reproducción en un sistema de cautiverio.

Respecto a la fecundidad de huevos durante su incubación, las variaciones concuerdan con lo señalado donde muestran que la reproducción en cautiverio de *Macrobrachium americanum* ha documentado que, aunque exista el proceso de eclosión de manera exitosa con salinidades reguladas, la metamorfosis larval hasta estadios avanzados puede fallar, lo que resulta en mortalidad masiva (Arica & Barretos, 2013). Además, la disminución natural de huevos durante la incubación se debe al proceso de limpieza y selección ejercido por la hembra, así como al desprendimiento de huevos inviables (Holtzman, 1988; Ling, 1969), a su vez, el estrés por el transporte y manejo de los organismos probablemente contribuyó a la pérdida de huevos, lo que explica la fecundidad reducida en comparación con poblaciones silvestre

El registro embrionario se dio dentro de 11 días a 27 – 28 °C en todo el cultivo, lo que coincide con lo reportado por Echeverría (2012) para *Macrobrachium americanum*. Aunque otros autores describen variaciones en la duración embrionaria asociadas principalmente a diferencias de temperatura (García-Guerrero & Hendrickx, 2009; Arica & Barretos, 2013), estos trabajos no evaluaron el efecto de la salinidad. En contraste, nuestros resultados muestran que un incremento progresivo de salinidad no afecta negativamente la incubación, lo que sugiere que los embriones presentan una mayor tolerancia osmótica que las larvas recién eclosionadas.

Al comparar estos antecedentes con los resultados del presente estudio, se observa una discrepancia relevante, debido a que, las larvas solo alcanzaron Zoea II y presentaron mortalidad total hacia el día 5. Esto se atribuye a que las salinidades aplicadas no fueron suficientes para garantizar un desarrollo larvario completo, o que existieron interacciones con otros factores fisiológicos que aumentaron el estrés osmótico. La sensibilidad larvaria registrada se relaciona con el incremento en la demanda energética durante las mudas, donde el organismo debe redistribuir recursos para sostener tanto la osmorregulación como el crecimiento, dicho comportamiento crítico en el estadio de Zoea II–III coincide con lo descrito por Vega-Villasante et al. (2011), quienes señalan esta fase como una de las más vulnerables debido al aumento del gasto metabólico y la susceptibilidad a fluctuaciones ambientales. Asimismo, Yamasaki-Granados (2013) afirma que los cambios repentinos de salinidad antes y después de la ecdisis incrementan la mortalidad, lo que coincide con las observaciones de este estudio

Otro aspecto relevante fue el rechazo del alimento vivo (nauplios de *Artemia*), lo que indica que la combinación de estrés osmótico y la baja eficiencia energética pudo comprometer la capacidad digestiva y de alimentación de las larvas, asimismo, la presencia de ciliados como *Vorticella* representa un factor adicional de mortalidad, ya que, se lo clasifica como un organismo oportunista, y esto es reportado también por Arica & Barretos (2013), donde menciona que suele adherirse a las larvas cuando existe acumulación de materia orgánica y baja bioseguridad, afectando la movilidad, la respiración y aumentando la mortalidad, especialmente en la transición de Zoea II a Zoea III.

En relación con el primer objetivo, los resultados evidenciaron diferencias significativas en la tasa de eclosión vs los grados de salinidad, demostrando que la salinidad influyó directamente en la viabilidad embrionaria. Respecto al segundo y tercer objetivo, la correlación negativa obtenida confirmó que el incremento de salinidad redujo la supervivencia larvaria, lo cual explica que las larvas no avanzaran más allá de Zoea II–III. Estos hallazgos reafirman que, si bien las fases embrionarias toleran incrementos progresivos de salinidad, las larvas requieren niveles más elevados y estables, así como condiciones estrictas de bioseguridad y nutrición, para sostener la osmorregulación y las demandas energéticas asociadas al crecimiento y la muda.

## 11. CONCLUSIÓN

En condiciones controladas la tasa de eclosión de *Macrobrachium americanum* mostró diferencias significativas entre los grados de salinidad ( $p < 0,05$ ), aunque se observó una tendencia a mayores porcentajes en salinidades de 13 ppt (80–93 %), mientras que, para las salinidades 16 y 20 ppt mantuvieron menores porcentajes., estos resultados nos indica que la salinidad influye directamente en la eficiencia de eclosión bajo condiciones controladas, y que niveles moderados favorecen la viabilidad embrionaria.

El desarrollo larvario se limitó a los estadios Zoea I–III, con supervivencias máximas de cinco días en 13 ppt, dos días en 16 ppt y un día en 20 ppt, evidenciando que la salinidad elevada reduce drásticamente la permanencia y estabilidad de las larvas. La caracterización microscópica permitió documentar la morfología correspondiente a cada estadio, confirmando una mayor estabilidad estructural en salinidad de 13 ppt.

El análisis mediante correlación Spearman nos muestra una relación negativa significativa entre salinidad y supervivencia ( $r < 0$ ), confirmando que a mayor salinidad menor viabilidad existe en las primeras fases larvarias. Asimismo, se confirmó que la salinidad tuvo un efecto directo tanto sobre la tasa de eclosión como sobre la supervivencia, siendo 13 ppt el nivel más favorable para ambos procesos., estos resultados demuestran que la salinidad constituye un factor determinante en el éxito del desarrollo temprano de *Macrobrachium americanum* en sistemas de cultivo controlado.

En conjunto, los hallazgos demuestran que, si bien se avanzó significativamente en la comprensión del desarrollo embrionario y de la influencia de la salinidad, aún es necesario desarrollar protocolos más robustos de alimentación, control microbiano y manejo de agua para mejorar la supervivencia larvaria en sistemas de cultivo.

## 12. RECOMENDACIONES

- Se sugiere incluir ensayos con microalgas y dietas complementarias, en un sistema controlado con mejor control de bioseguridad, replicación del estudio con densidades menores.
- Desarrollar estudios complementarios que incluyan análisis histopatológicos o moleculares, con el fin de identificar agentes patógenos y describir mejor la salud larvaria bajo un sistema de laboratorio.
- Optimizar los parámetros fisicoquímicos del agua, incorporando sistemas de recirculación y monitoreo continuo de salinidad, oxígeno disuelto y temperatura, con el fin de reducir fluctuaciones que afectan la estabilidad osmótica y mejorar las tasas de supervivencia larvaria en cautiverio.

### 13. BIBLIOGRAFÍAS

- Agüero-Fernández, Y. M., Martín-Manzo, M. V., Soberanes-Yepiz, M. L., García-Guerrero, M. U., Méndez-Martínez, Y., Hernández-Hernández, L. H., López-Greco, L. S., y Cortés Jacinto, E. (2022). Avances recientes en la investigación del camarón nativo *Macrobrachium americanum* (Decapoda: Palaemonidae) con fines de acuicultura y conservación. *Ciencias Marinas y Pesqueras (MAFIS)*, 35(3), 421-430. <https://doi.org/10.47193/mafis.3532022010906>
- Arica, E., & Barrientos, J. (2013). REPRODUCCIÓN Y DESARROLLO LARVAL DE CAMARÓN DE RIO (*Macrobrachium americanum*) EN LABORATORIO. Obtenido de <https://repositorio.untumbes.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12874/212/TESIS%20-%20ARICA%20Y%20BARRIENTOS.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
- Aleman, N. G., & Valdivia, Á. M. (2018). Estudio Biométrico y ecológico del camarón de río (género *Macrobrachium*) en la parte baja de la cuenca del río Kukra. *Revista del Caribe Nicaragüense*, 74, 41–57.
- Anger, K. (2013). *Macrobrachium* neotropical (caridea: palaemonidae): sobre la biología, origen y radiación de los camarones invasores de agua dulce. *Journal of Crustacean Biology*, 33(2), 151–183. <http://www.jstor.org/stable/23446152> Colombo, G. (n.d.). *Técnica de*

*reproducción del camarón de agua dulce Macrobrachium rosebergij, Centro Investigaciones Pesqueras -INDERENA. Cartagena.*

CDC. (2025, 18 de marzo). Limpieza y desinfección con lejía. Agua, Saneamiento e Higiene Relacionada con el Medio Ambiente (WASH). <https://www.cdc.gov/hygiene/about/cleaning-and-disinfecting-with-bleach.html>

Espinosa-Chaurand, Luis Daniel, Vargas-Ceballos, Manuel Alejandro, Guzmán-Arroyo, Manuel, Nolasco-Soria, Hector, Carrillo-Farnés, Olimpia, Chong-Carrillo, Olimpia, & Vega-Villasante, Fernando. (2011). Biología y cultivo de *Macrobrachium tenellum*: Estado del arte. *Hidrobiológica*, 21(2), 98-117. Recuperado en 10 de septiembre de 2024, de [http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0188-88972011000200001&lng=es&tlng=es](http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0188-88972011000200001&lng=es&tlng=es).

Fernando Vega, Marcelo García y Edilmar Cortes. (2014). Los camarones de agua dulce del género *Macrobrachium*: biología, ecología y explotación. ResearchGate.

Fischer, W., F. Krupp, W. Schneider, C. Summer, K. Carpenter, y V. Niem. 1995. Guía para la identificación de especies de plantas e invertebrados. Roma, Italia: FAO, 456 - 469. <http://www.fao.org/docrep/010/t0851s/t0851s00.htm>

García-Guerrero, M. U., & Hendrickx, M. E. (2009). External Description of the embryonic Development of the Prawn, *Macrobrachium americanum* Bate, 1868 (Decapoda, Palaemonidae) Based on the Staging Method. *Crustaceana*, 82(11), 1413–1422. <http://www.jstor.org/stable/27743398>

Guerrero, M. (2009). Variaciones bioquímicas próximas en los huevos del camarón *Macrobrachium americanum* (Bate, 1869) durante su desarrollo embrionario. Investigación en Acuicultura. <https://doi.org/10.1111/J.1365-2109.2008.02133.X>

García Guerrero Marcelo U., Felipe Becerril Morales., Fernando Vega Villasante & Luis Espinosa Chauran. (2013). Los langostinos del género *Macrobrachium* con importancia económica y pesquera en América Latina: conocimiento actual, rol ecológico y conservación. *Scielo*, 41(4). [https://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0718-560X2013000400003](https://www.scielo.cl/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0718-560X2013000400003)

Guía para limpiar eficazmente un estanque acuícola. (2022, marzo 3). Universo de la Salud Animal. <https://www.universodelasaludanimal.com/acuicultura/limpieza-estanques-peces/>

Graziani, C. A., Chung, K. S., & De Donato, M. (1993). *Comportamiento reproductivo y fertilidad de Macrobrachium carcinus* (Decapoda: Palaemonidae) en Venezuela. *Revista de Biología Tropical*, 41(3), 657-665.

[https://tropicalstudies.org/rbt/attachments/volumes/vol413A/40\\_Graziani\\_Macrobrachium\\_carcinus.pdf](https://tropicalstudies.org/rbt/attachments/volumes/vol413A/40_Graziani_Macrobrachium_carcinus.pdf)

Holtzman, K. H. 1990. Manual técnico para el cultivo y engorda del langostino Malayo. Ciudad De México, México: FONDEPESCA, 17-32

Jacinto, E. C. (2021, septiembre 8). *Rendimiento reproductivo de langostinos nativos Macrobrachium americanum, y M. tenellum: Alta calidad larvaria en condiciones de cautiverio*. Gob.mx; Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste S.C. <https://www.cibnor.gob.mx/investigacion/acuicultura/lineas-y-proyectos-de-investigacion-pa/42-palineas3proy/1422-rendimiento-reproductivo-de-langostinos-nativos-macrobrachium-americanum-y-m-tenellum-alta-calidad-larvaria-en-condiciones-de-cautiverio>

Marcela Peralta y Águeda Isa. (2023). Camarón o langostino de agua dulce *Macrobrachium borellii*. ResearchGate.

Meireles, AL, Valenti, WC, & Mantelatto, FL (2013). Variabilidad reproductiva del camarón amazónico, *Macrobrachium amazonicum* (Caridea, Palaemonidae): influencia del ciclo de vida en la producción de huevos. *Revista Latinoamericana de Investigaciones Acuáticas*, 41 (4), 718-731.

Miglio, M. C., Zaga, B., Gastelu, J. C., Severi, W., y Peixoto, S. (2021). Supervivencia y metamorfosis de las larvas del camarón gigante de río *Macrobrachium rosenbergii* en un sistema comercial de recirculación con agua de mar artificial.

Investigación en Acuicultura, 52(12), 6063–6073.

<https://doi.org/10.1111/are.15468>

Nicolás, J. L., García, S., y Alpuche, J. J. (2010). Desarrollo larval temprano de camarones de agua dulce (*Macrobrachium spp.*) y sus implicaciones en la acuicultura. *Aquaculture Research*, 41(7), 1013–1025.

Lara Hernández, L. R. (2006). *Morfometría y biología reproductiva de Macrobrachium carcinus (Decapoda, Palaemonidae), Río San Carlos-Río San Juan, Costa Rica-Nicaragua*. [San José, Costa Rica].

Land, B. (2005). Uso de la vitamina C para neutralizar el cloro en sistemas de agua.

Semanticscholar.org. [https://www.semanticscholar.org/paper/Using-Vitamin-C-To-Neutralize-Chlorine-in-Water-](https://www.semanticscholar.org/paper/Using-Vitamin-C-To-Neutralize-Chlorine-in-Water-Land/212bbef0726d21f5a43fac7c410a38bea26b85ef/#citing-papers)

[Land/212bbef0726d21f5a43fac7c410a38bea26b85ef/#citing-papers](https://www.semanticscholar.org/paper/Using-Vitamin-C-To-Neutralize-Chlorine-in-Water-Land/212bbef0726d21f5a43fac7c410a38bea26b85ef/#citing-papers)

[Land/212bbef0726d21f5a43fac7c410a38bea26b85ef/#citing-papers](https://www.semanticscholar.org/paper/Using-Vitamin-C-To-Neutralize-Chlorine-in-Water-Land/212bbef0726d21f5a43fac7c410a38bea26b85ef/#citing-papers)

Lavens, P; Sorgeloos, P. (1996) Manual sobre la producción y el uso de alimento vivo para la acuicultura. Documento Técnico de Pesca de la FAO. No. 361. Roma, FAO. 1996. 295 p.

Luis M. Mejía-Ortiz, Marilú López-Mejía, Antonio Chale Chim, Yazmín Perera-Pech, Keith A. Crandall, Oscar Frausto-Martínez & Luis C. Santander-Botello. (2016). Camarones de agua dulce (Palaemonidae: *Macrobrachium*) con

desarrollo larvario abreviado en ríos de México: usos, gestión y oportunidades de conservación. *ResearchGate* , 10. <https://doi.org/10.5772/64400>

FAO - *Macrobrachium rosenbergii*. (2009). Fao.org. [https://www.fao.org/fishery/docs/CDrom/aquaculture/I1129m/file/en/en\\_gianttriverprawn.htm](https://www.fao.org/fishery/docs/CDrom/aquaculture/I1129m/file/en/en_gianttriverprawn.htm)

Li X, Xu B, Shen P, Cheng H, Fan Y, Gao Q. Regulación y mecanismo de respuesta del estrés agudo de baja salinidad durante las etapas larvales en *Macrobrachium rosenbergii* basado en análisis multi-ómicos. *Int J Mol Sci*. 2024 20 de junio; 25(12):6809. doi: 10.3390/ijms25126809. PMID: 38928514; PMCID: PMC11203951.

Fenucci, J. (1988, agosto). *MANUAL PARA LA CRIA DE CAMARONES PENEIDOS*. Fao.org. <https://www.fao.org/4/ab466s/ab466s00.htm>

Moreno, J. E., Méndez, C. A., & Jaime A. Meruane & María C. Morales. (s/f). *Descripción histológica y caracterización de los estados de madurez gonadal de hembras de Cryphiops caementarius (Molina, 1782) (Decapoda: Palaemonidae)*. Researchgate.net. Recuperado el 5 de noviembre de 2025, de [https://www.researchgate.net/publication/317524413\\_Descripcion\\_histologica\\_y\\_caracterizacion\\_de\\_los\\_estados\\_de\\_madurez\\_gonadal\\_de\\_hembras\\_de\\_Cryphiops\\_caementarius\\_Molina\\_1782\\_Decapoda\\_Palaemonidae](https://www.researchgate.net/publication/317524413_Descripcion_histologica_y_caracterizacion_de_los_estados_de_madurez_gonadal_de_hembras_de_Cryphiops_caementarius_Molina_1782_Decapoda_Palaemonidae)

- Torres, M. & Martínez, L. (2001). *Cultivo de camarón de agua dulce (Macrobrachium rosebergii)*. Recuperado de: <http://hdl.handle.net/20.500.12324/19712>
- Ordoñez, R. (octubre,2020). *MANUAL DE MADURACIÓN*. Skretting.com. [http://skretting.com/siteassets/local-folders/ecuador/libreria-skretting/manual\\_de\\_cria\\_de\\_langostino\\_esp\\_ecuador.pdf?v=496820](http://skretting.com/siteassets/local-folders/ecuador/libreria-skretting/manual_de_cria_de_langostino_esp_ecuador.pdf?v=496820)
- Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE). (2022). Código de Sanidad de los Animales Acuáticos y Manual de Pruebas Diagnósticas para Animales Acuáticos. Capítulo: Enfermedades de los crustáceos.
- Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. 2004. Manejo sanitario y mantenimiento de la bioseguridad en laboratorios postlarvales de camarón blanco (*Penaeus vannamei*) en América Latina. Documento Técnico de Pesca de la FAO n.º 450. Roma, FAO. 2004. 66 págs.
- Alvarez Ruiz, M. D., Cabrera Peña, J., & Solano López, Y. (1996). Morfometría, época reproductiva y talla comercial de *Macrobrachium americanum* (Crustacea: Palaemonidae) en Guanacaste, Costa Rica. *Revista De Biología Tropical*, 44(1), 127–132. Retrieved from <https://archivo.revistas.ucr.ac.cr/index.php/rbt/article/view/21565>
- Pérez, D., & Paramo, J. (1 de Mayo de 2014). *ESTADIOS DE MADUREZ DEL CAMARÓN ROSADO Farfantepenaeus notialis (PENAEIDAE) EN EL*

*CARIBE COLOMBIANO*. Obtenido de SciELO Colombia:  
<http://www.scielo.org.co/pdf/abc/v19n2/v19n2a6.pdf>

Pinheiro, M. A. A., & Hebling, N. J. (1998). *Biología de Macrobrachium rosenbergii (De Man, 1879)*. En W. C. Valenti (Ed.), *Carcinicultura de Água Doce – Tecnologia para a Produção de Camarões* (pp. 21-46). Brasil: IBAMA / FAPESP.

Sindicato Trabajadores Independientes Camaroneros del Choapa & Universidad Católica del Norte. (2013). *El noble camarón de río del norte, Cryphiops caementarius y la actividad camaronera en aguas continentales del norte de Chile: Una relación de conservación y captura con 500 años de historia*. Ilustre Municipalidad de Illapel. Obtenido de <https://chatgpt.com/c/66dfd444-2288-800d-a041-0af1e951cba1>

Universidad de Waterloo. (2022, enero). Inactivación de residuos biológicos líquidos con lejía (Bleach Inactivation of Liquid Biological Wastes, v.1.0). Oficina de Seguridad. Recuperado de [https://uwaterloo.ca/safety-office/sites/default/files/uploads/files/bleach\\_inactivation\\_of\\_liquid\\_wastes\\_v.1.0\\_jan2022.pdf](https://uwaterloo.ca/safety-office/sites/default/files/uploads/files/bleach_inactivation_of_liquid_wastes_v.1.0_jan2022.pdf)

Vera Mera, R. L. (2020). *Diversidad y variabilidad morfológica del camarón de agua dulce del género Macrobrachium en zonas de represa de los Ríos Atacames y Súa* (Doctoral dissertation, Ecuador-PUCESE-Escuela de Gestión Ambiental).

- Vega-Villasante, F., Martínez-López, E. A., Espinosa-Chaurand, L. D., Cortés-Lara, M. C., & Nolasco-Soria, H. (2011). Crecimiento y supervivencia del langostino (*Macrobrachium tenellum*) en cultivos experimentales de verano y otoño en la costa tropical del Pacífico mexicano. *Tropical and subtropical agroecosystems*, *14*(2), 581-588.
- Velásquez C., Wilson A.E., Torres-Avilés D., Alanís Y., Cárcamo F., Morales M.C., Tapia C. (2022). Propuesta de plan de manejo integrado para el Camarón de río del norte (*Cryphiops caementarius*) en la cuenca del río Choapa. Instituto de Fomento Pesquero. 108 páginas.
- Villalobos, Fresia (25 de Agosto de 2009). *Biología reproductiva del camarón fidel agassizii en el Pacífico costarricense*. Obtenido de Escuela de Biología: <https://biologia.ucr.ac.cr/TesisLic/FresiaVillalobos.pdf>
- WAS. (2022). La importancia de la conservación del camarón de río *Macrobrachium americanum* en comunidades rurales del Pacífico. World Aquaculture Society. <https://www.was.org>.
- Wang, Y., Li, H., Wei, J., Hong, K., Zhou, Q., Liu, X., Hong, X., Li, W., Liu, C., Zhu, X., & Yu, L. (2023). Multiefectos del estrés salino agudo sobre la osmorregulación, metabolismo fisiológico, capacidad antioxidante, inmunidad y apoptosis en *Macrobrachium rosenbergii*. *Antioxidantes*, *12*(10), 1836. <https://doi.org/10.3390/antiox12101836>

## 14. ANEXOS

**Anexo 1.** Grados de madurez sexual de los huevos al llegar al área de estudio.

<b>Corrida 1</b>		<b>Corrida 2</b>	
<b>TANQUES</b>	<b>GRADOS</b>	<b>TANQUES</b>	<b>GRADOS</b>
<b>TQ1</b>	<b>I</b>	<b>TQ1</b>	<b>I</b>
<b>TQ2</b>	<b>II</b>	<b>TQ2</b>	<b>II</b>
<b>TQ3</b>	<b>III</b>	<b>TQ3</b>	<b>I</b>
<b>TQ4</b>	<b>I</b>	<b>TQ4</b>	<b>III</b>
<b>TQ5</b>	<b>II</b>	<b>TQ5</b>	<b>II</b>
<b>TQ6</b>	<b>I</b>	<b>TQ6</b>	<b>III</b>
<b>TQ7</b>	<b>III</b>	<b>TQ7</b>	<b>I</b>
<b>TQ8</b>	<b>II</b>	<b>TQ8</b>	<b>II</b>
<b>TQ9</b>	<b>III</b>	<b>TQ9</b>	<b>III</b>

**Anexo 2.** Volúmenes para la preparación de agua a determinada salinidad

<b>Salinidad Deseada</b>	<b>% de agua salada</b>	<b>% de agua dulce</b>	<b>Observaciones</b>
0	0	100	Ejemplo
1	3	97	Ejemplo
2	6	94	Ejemplo
3	9	91	Se utilizo este valor

Anexo 3. Volumen de recambio de agua salada

Horas	Salinidad Deseada	Volumen de recambio de agua salada	Volumen restante de agua en tanque	Volumen total del tanque
0	3	0	100	100
12	4	3,3	96,7	100
24	5	3,4	96,6	100
36	6	3,6	96,4	100
48	7	3,7	96,3	100
60	8	3,8	96,2	100
72	9	4,0	96,0	100
84	10	4,2	95,8	100
96	11	4,3	95,7	100
108	12	4,5	95,5	100
120	13	4,8	95,2	100
132	14	5,0	95,0	100
144	15	5,3	94,7	100
156	16	5,6	94,4	100
168	17	5,9	94,1	100
180	18	6,3	93,8	100
192	19	6,7	93,3	100
204	20	7,1	92,9	100

**Anexo 5. Talla y peso de las dos corridas en el sistema de cultivo.**

Primera corrida			Segunda Corrida	
Hembra Ovada	Medidas de las hembras ovadas		Medidas de las hembras ovadas	
	Talla (cm)	Peso (g)	Talla (cm)	Peso (g)
1	4,3	1,27	11	32,39
2	4,4	1,13	3,8	1,05
3	4	0,87	4	1,39
4	4	0,92	3,3	0,90
5	4,4	1,39	3,5	1,23
6	3,9	1,16	3,7	0,87
7	3,6	0,76	3,5	1,07
8	3,6	0,77	3,9	1,21
9	3,7	1,02	3,4	1,11

**Anexo 6. Tasa de eclosión determinada a través del método gravimétrico de ambas corridas.**

Primer ciclo							
Hembra	Salinidad	PESO CON HUEVOS (g)	PESO SIN HUEVOS	DIFERENCIA	NUMERO DE HUEVOS	HUEVOS TOTALES	ECLOSIÓN
H1-13PPM	13	1,27	1	0,27	91	819	73,26
H2-13PPM	13	1,13	0,84	0,29	88	851	76,41
H3-13PPM	13	0,87	0,64	0,23	81	621	88,57
H4-16PPM	16	0,92	0,68	0,24	83	664	75,30
H5-20PPM	20	1,39	1,05	0,34	98	1111	67,53
H6-20PPM	20	1,16	0,92	0,24	89	712	63,20
H7-16PPM	16	0,76	0,53	0,23	77	590	76,23
H8-16PPM	16	0,77	0,52	0,25	75	625	80,00
H9-20PPM	20	1,02	0,74	0,28	85	793	50,42
Segundo Ciclo							
Hembra	Salinidad	PESO CON HUEVOS (g)	PESO SIN HUEVOS	DIFERENCIA	NUMERO DE HUEVOS	HUEVOS TOTALES	ECLOSIÓN
H1-13PPM	13	32,39	30,84	1,55	102	5270	82,54
H2-13PPM	13	1,05	0,8	0,25	81	675	88,89
H3-16PPM	16	1,39	1,09	0,3	96	960	72,92
H4-13PPM	13	0,9	0,66	0,24	80	640	93,75
H5-16PPM	16	1,23	0,93	0,3	93	930	80,65
H6-16PPM	16	0,87	0,62	0,25	78	650	76,92
H7-20PPM	20	1,07	0,83	0,24	85	680	66,18
H8-20PPM	20	1,21	0,89	0,32	91	971	72,12
H9-20PPM	20	1,11	0,86	0,25	87	725	55,17

### Anexo 7. Supervivencia en el diseño experimental.

PRIMER CICLO						
Hembra	Eclosión	Supervivencia Dia 1	Supervivencia Dia 2	Supervivencia Dia 3	Supervivencia Dia 4	Supervivencia Dia 5
H1	600	500	400	300	200	100
H2	650	500	350	300	250	50
H3	550	500	450	350	150	100
H4	500	350	150	0	0	0
H5	750	200	0	0	0	0
H6	450	100	0	0	0	0
H7	450	250	150	0	0	0
H8	500	200	100	0	0	0
H9	400	150	0	0	0	0
SEGUNDO CICLO						
Hembra	Eclosión	Supervivencia Dia 1	Supervivencia Dia 2	Supervivencia Dia 3	Supervivencia Dia 4	Supervivencia Dia 5
H1	4350	3900	2850	2200	1600	600
H2	600	500	450	300	200	150
H3	700	350	250	0	0	0
H4	600	450	450	350	200	50
H5	750	400	300	0	0	0
H6	500	300	200	0	0	0
H7	450	300	0	0	0	0
H8	700	250	0	0	0	0
H9	400	250	0	0	0	0

### **Anexo 8. Infraestructura del área de experimentación.**



### **Anexo 9. Instalación del diseño experimental**



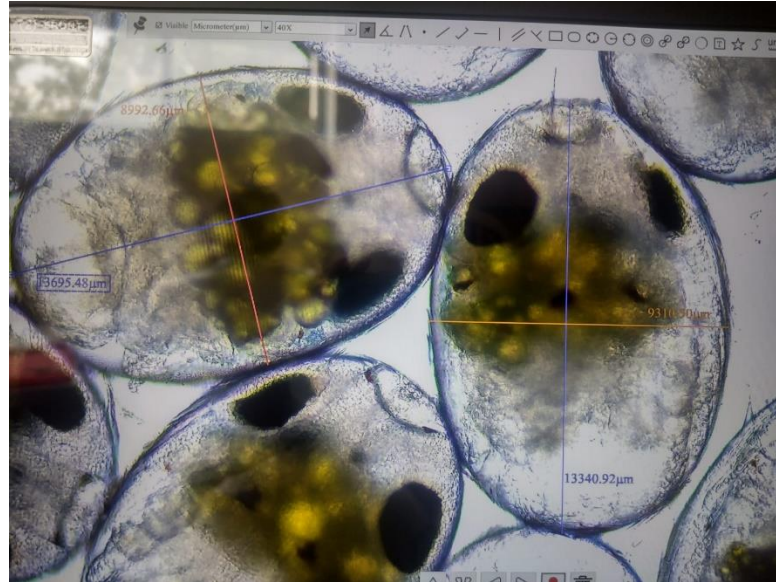
### Anexo 10. Recolección de muestras



### Anexo 11. Transporte y aclimatación.



**Anexos 12. medición de huevos de *Macrobrachium americanum***



**Anexo 13. Talla y peso de las hembras**



#### Anexo 14. Toma de parámetros físico químico



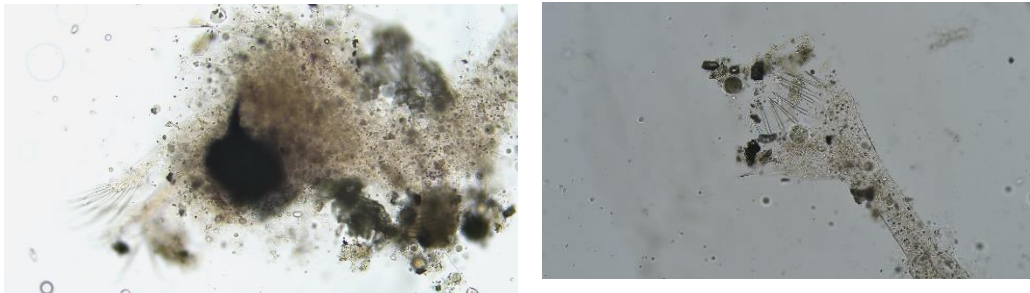
#### Anexo 15. Análisis de las muestras en el microscopio



**Anexo 16. Muda de las hembras post-desove.**



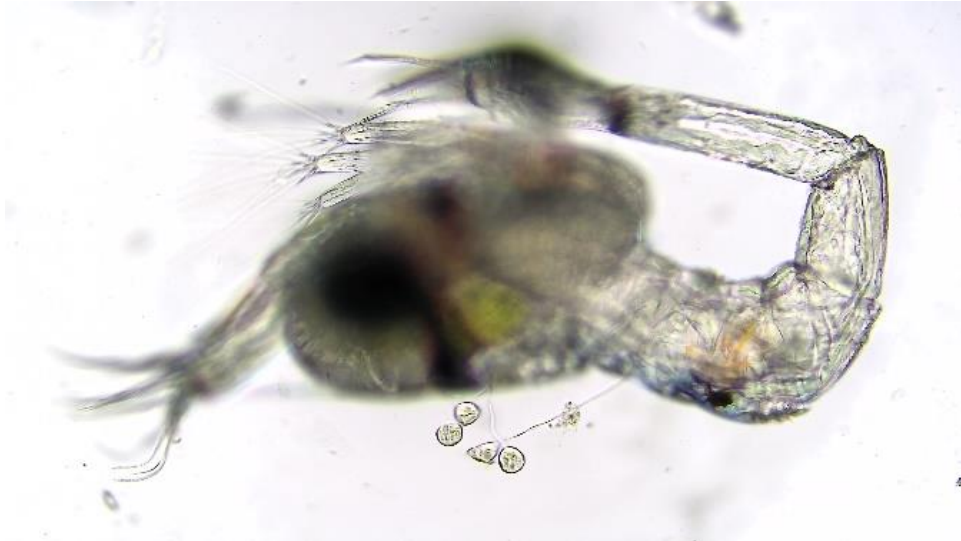
**Anexo 17. Larva enferma**



**Anexo 18. Larva sana**



**Anexo 19. Larva con Epibiontes.**



**Anexo 20. Parámetros en el río de dos mangas.**



**Anexo 21. Agua proveniente del Laboratorio de Maduración.**



**Anexo 22. Salinidades.**



**Anexo 23. Ficha para la toma de datos en desarrollo embrionario**

FICHA # 1										
Responsable		Diana Tomalá								
Hora					Fecha					
Tanque	Salinidad	Talla	Peso	Conteo	Promedio	Temperatura	pH	Oxigeno	Observaciones	

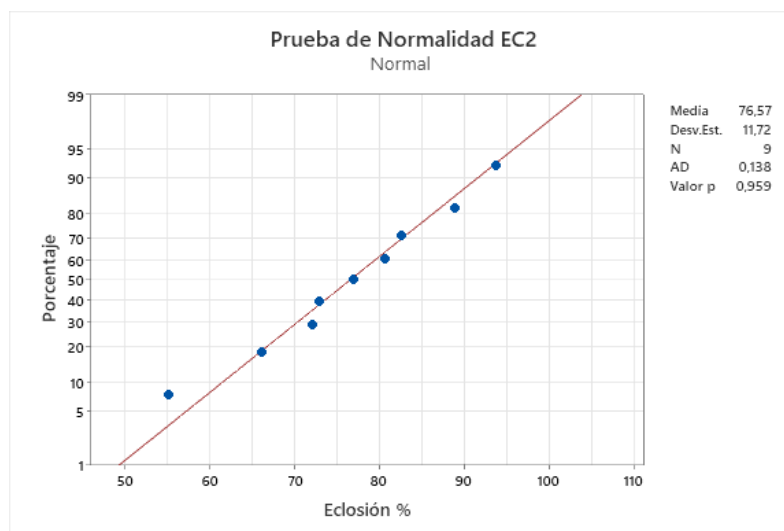
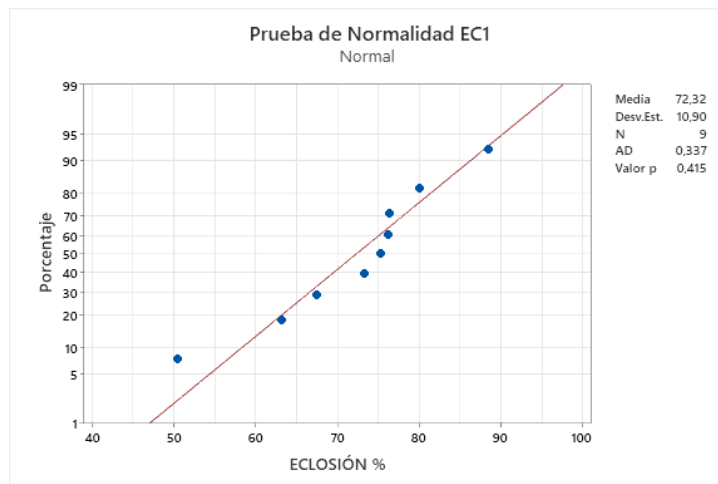
**Anexo 24. Ficha para la toma de datos en desarrollo larvario.**

FICHA # 2 DISEÑO EXPERIMENTAL							
Responsable		Diana Tomalá					
Hora					Fecha		
Tanque	Salinidad	Supervivencia	Mortalidad	Temperatura	pH	Oxigeno	Observaciones

**Anexo 25. Calculo para determinar la alimentación diaria en hembras ovígera**

<b>Hembra grávida</b>	
<b>Tipo de alimento</b>	<b>Pescado Fresco</b>
<b>Biomasa</b>	-
<b>% de biomasa (18%)</b>	-
<b>Frecuencia de alimentación</b>	<b>2 veces al día</b>

**Anexo 26. Test de normalidad - Prueba de Anderson Darling C1- C2**



## Anexo 27. Prueba igualdad de varianzas C1- C2

ECLOSIÓN C2

### Prueba de igualdad de varianzas: Eclosión % vs. Salinidad

#### Método

Hipótesis nula Todas las varianzas son iguales  
Hipótesis alterna Por lo menos una varianza es diferente  
Nivel de significancia  $\alpha = 0,05$

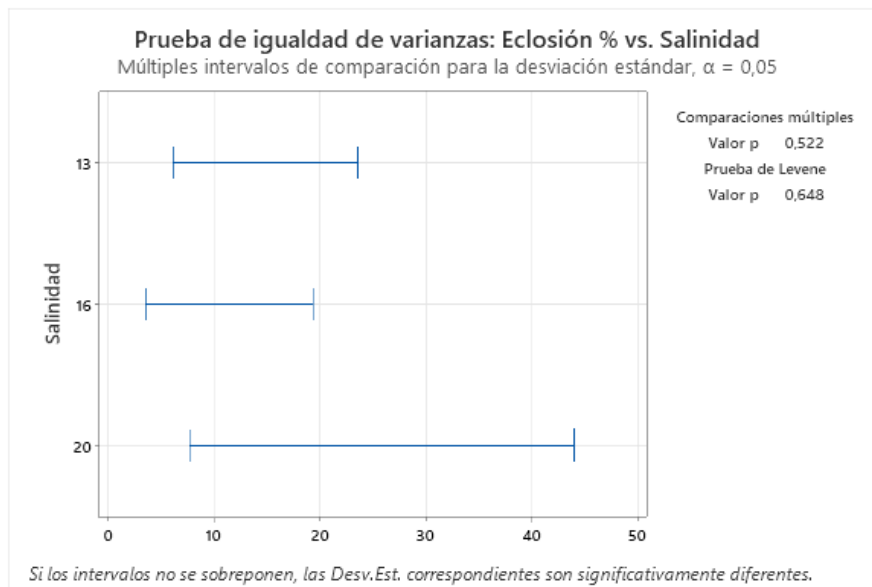
#### Intervalos de confianza de Bonferroni de 95% para desviaciones estándar

Salinidad	N	Desv.Est.	IC
13	3	5,62003	(0,073861; 2116,87)
16	3	3,86512	(0,050797; 1455,86)
20	3	8,59675	(0,112983; 3238,09)

Nivel de confianza individual = 98,3333%

#### Pruebas

Método	Estadística de prueba	Valor p
Comparaciones múltiples	—	0,522
Levene	0,47	0,648



## Prueba de igualdad de varianzas: ECLOSIÓN % vs. Salinidad

### Método

Hipótesis nula Todas las varianzas son iguales  
 Hipótesis alterna Por lo menos una varianza es diferente  
 Nivel de significancia  $\alpha = 0,05$

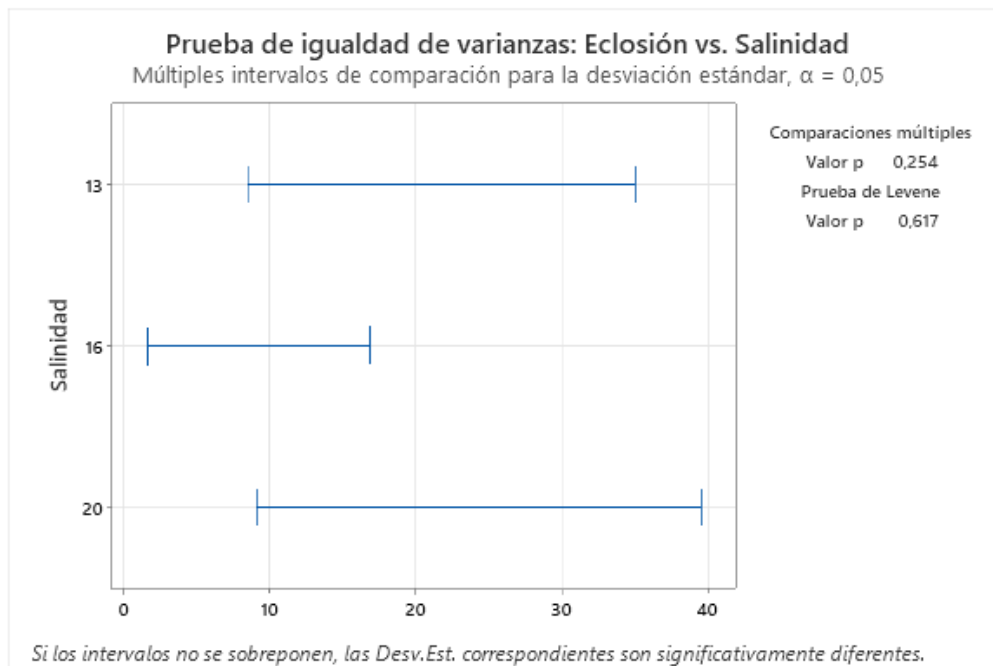
### Intervalos de confianza de Bonferroni de 95% para desviaciones estándar

Salinidad	N	Desv.Est.	IC
13	3	8,08286	(0,106229; 3044,53)
16	3	2,48881	(0,032709; 937,45)
20	3	8,89503	(0,116903; 3350,45)

Nivel de confianza individual = 98,3333%

### Pruebas

Método	Estadística de prueba	Valor p
Comparaciones múltiples	—	0,254
Levene	0,52	0,617



## Anexo 28. ANOVA de una vía. C1- C2

ECLOSION C1

### ANOVA de un solo factor: Eclosión % vs. Salinidad

#### Método

Hipótesis nula Todas las medias son iguales  
 Hipótesis alterna No todas las medias son iguales  
 Nivel de significancia  $\alpha = 0,05$

*Se presupuso igualdad de varianzas para el análisis.*

#### Información del factor

Factor	Niveles	Valores
Salinidad	3	13; 16; 20

#### Análisis de Varianza

Fuente	GL	SC	Ajust. MC	Ajust. Valor F	Valor p
Salinidad	2	649,1	324,57	6,46	0,032
Error	6	301,3	50,22		
Total	8	950,4			

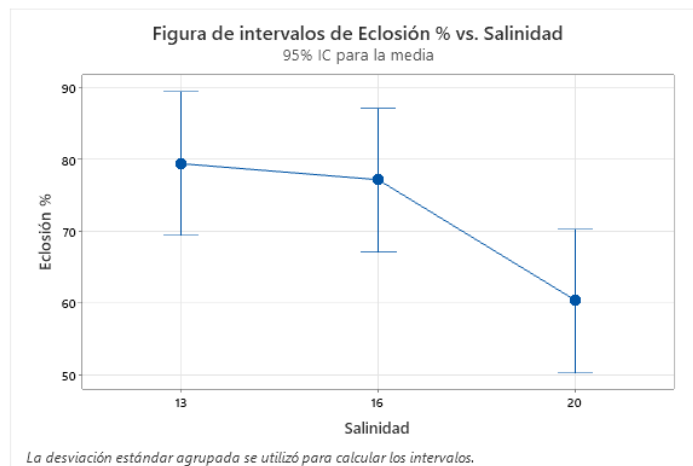
#### Resumen del modelo

S	R-cuadrado	R-cuadrado(ajustado)	R-cuadrado (pred)
7,08633	68,30%	57,73%	28,67%

#### Medias

Salinidad	N	Media	Desv.Est.	IC de 95%
13	3	79,41	8,08	(69,40; 89,42)
16	3	77,18	2,49	(67,17; 87,19)
20	3	60,38	8,90	(50,37; 70,39)

*Desv.Est. agrupada = 7,08633*



## ANOVA de un solo factor: Eclosión % vs. Salinidad

### Método

Hipótesis nula Todas las medias son iguales  
 Hipótesis alterna No todas las medias son iguales  
 Nivel de significancia  $\alpha = 0,05$

*Se presupuso igualdad de varianzas para el análisis.*

### Información del factor

Factor	Niveles	Valores
Salinidad	3	13; 16; 20

### Análisis de Varianza

Fuente	GL	SC Ajust.	MC Ajust.	Valor F	Valor p
Salinidad	2	857,5	428,76	10,68	0,011
Error	6	240,9	40,14		
Total	8	1098,4			

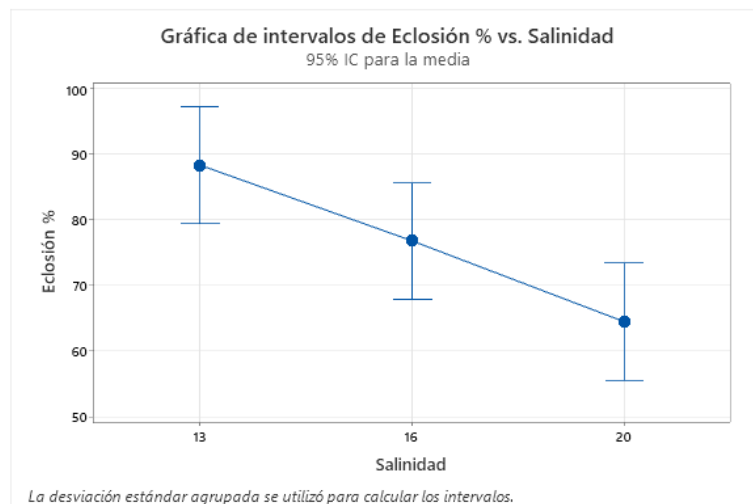
### Resumen del modelo

S	R-cuadrado	R-cuadrado(ajustado)	R-cuadrado (pred)
6,33582	78,07%	70,76%	50,66%

### Medias

Salinidad	N	Media	Desv.Est.	IC de 95%
13	3	88,39	5,62	(79,44; 97,34)
16	3	76,83	3,87	(67,88; 85,78)
20	3	64,49	8,60	(55,54; 73,44)

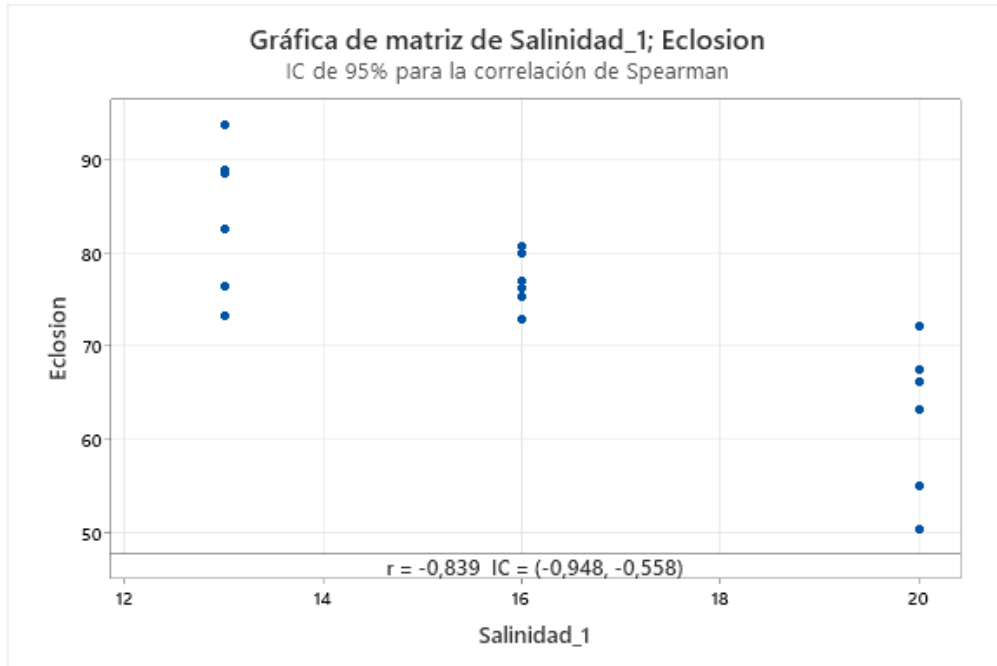
*Desv.Est. agrupada = 6,33582*



## Anexo 29. Correlación de Eclosión.

C1-C2

### Correlación: Salinidad\_1; Eclosion



### Método

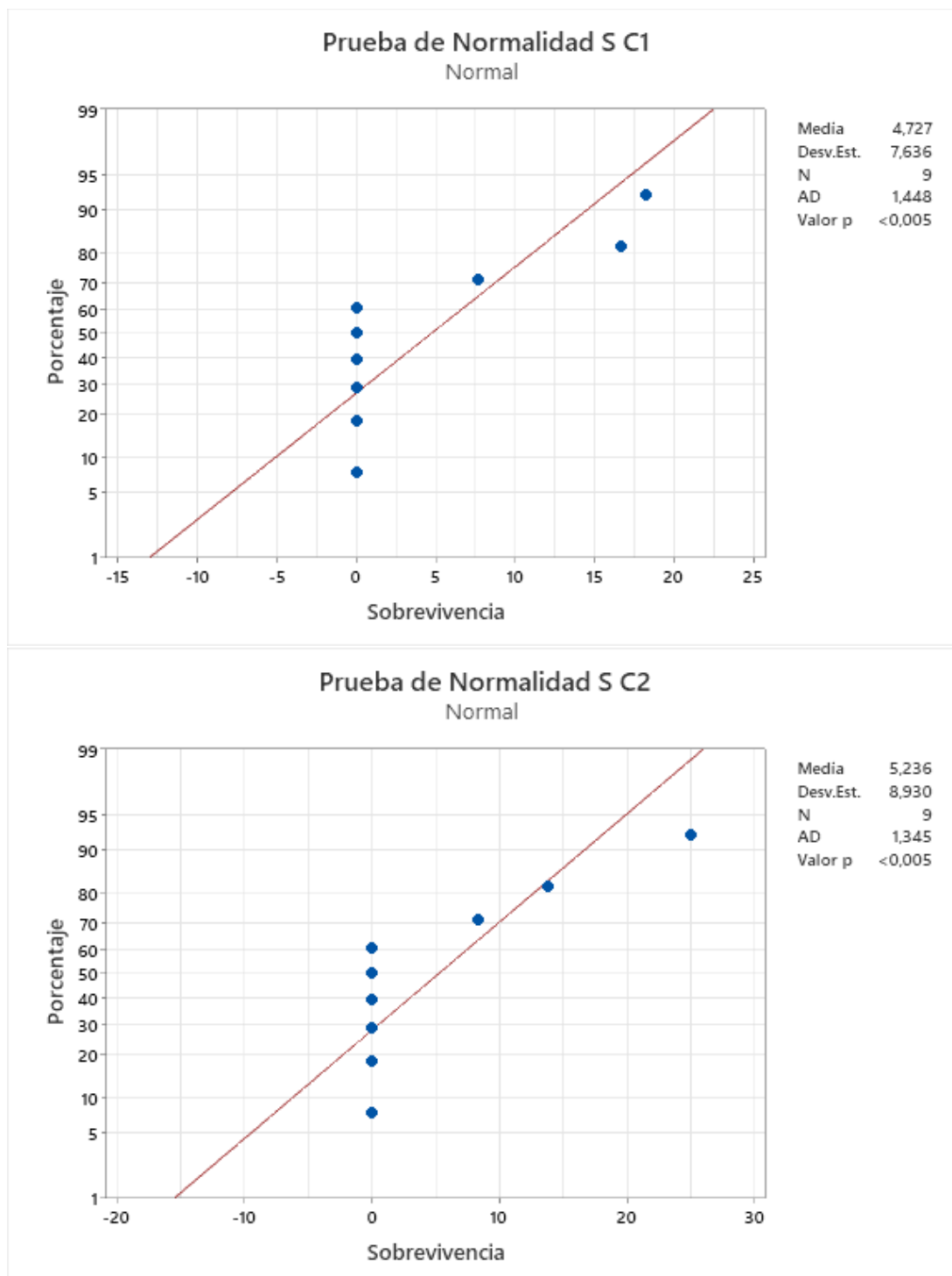
Tipo de correlación Spearman

Número de filas utilizadas: 18

### Correlaciones

	Salinidad_1
Eclosion	-0,839

### 30. Análisis de normalidad – sobrevivencia



## Anexo 31. Kruskal Wallis C1-C2

SOBREVIVENCIA C1

### Prueba de Kruskal-Wallis: Supervivencia vs. Salinidad

---

#### Estadísticas descriptivas

Salinidad	N	Mediana	Clasificación de medias	Valor Z
13	3	16,6667	8,0	2,32
16	3	0,0000	3,5	-1,16
20	3	0,0000	3,5	-1,16
General	9		5,0	

#### Prueba

Hipótesis nula  $H_0$ : Todas las medianas son iguales

Hipótesis alterna  $H_1$ : Al menos una mediana es diferente

Método	GL	Valor H	Valor p
No ajustado para empates	2	5,40	0,067
Ajustado para empates	2	7,62	0,022

*La aproximación de chi-cuadrada podría no ser exacta cuando algunos tamaños de muestra sean menores que 5.*

SOBREVIVENCIA C2

### Prueba de Kruskal-Wallis: Supervivencia vs. Salinidad

---

#### Estadísticas descriptivas

Salinidad	N	Mediana	Clasificación de medias	Valor Z
13	3	13,7931	8,0	2,32
16	3	0,0000	3,5	-1,16
20	3	0,0000	3,5	-1,16
General	9		5,0	

#### Prueba

Hipótesis nula  $H_0$ : Todas las medianas son iguales

Hipótesis alterna  $H_1$ : Al menos una mediana es diferente

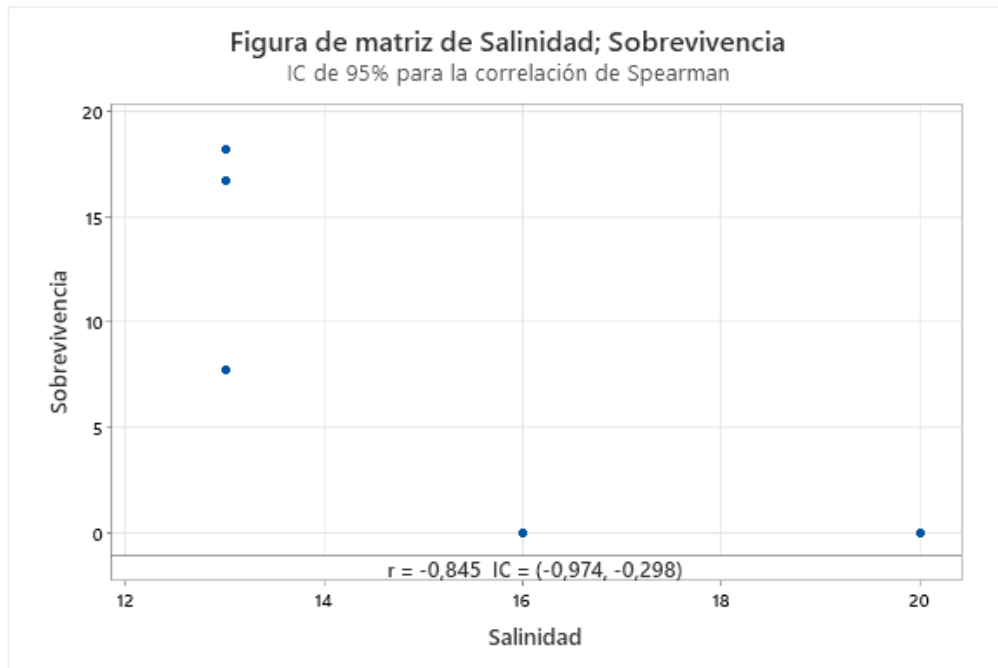
Método	GL	Valor H	Valor p
No ajustado para empates	2	5,40	0,067
Ajustado para empates	2	7,62	0,022

*La aproximación de chi-cuadrada podría no ser exacta cuando algunos tamaños de muestra sean menores que 5.*

## Anexo 32. Correlación salinidad vs sobrevivencia.

SOBREVIVENCIA C1

### Correlación: Salinidad; Sobrevivencia



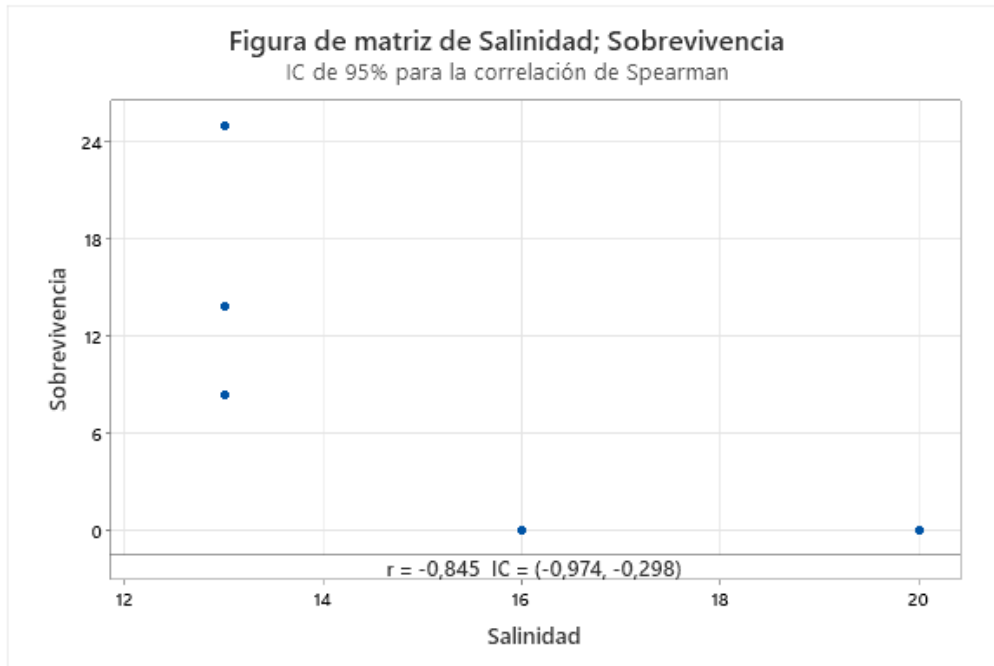
### Método

Tipo de correlación Spearman  
Número de filas utilizadas: 9

### Correlaciones

	Salinidad
Sobrevivencia	-0,845

## Correlación: Salinidad; Supervivencia



### Método

Tipo de correlación Spearman  
Número de filas utilizadas: 9

### Correlaciones

	Salinidad
Supervivencia	-0,845

## Anexo 33. Permiso de investigación



Ministerio del Ambiente, Agua  
y Transición Ecológica

### AUTORIZACIÓN DE RECOLECCION DE ESPECIMENES DE ESPECIES DE LA DIVERSIDAD BIOLÓGICA No. 112

ESTUDIANTES E INVESTIGADORES (SIN FINES COMERCIALES)

#### 1.- AUTORIZACIÓN DE RECOLECTA DE ESPECÍMENES DE ESPECIES LA DIVERSIDAD BIOLÓGICA

#### 2.- CÓDIGO

MAATE-ARSFC-2025-0112

#### 3.- DURACIÓN DEL PROYECTO

FECHA INICIO	FECHA FIN
2025-03-21	2025-09-21

#### 4.- COMPONENTE A RECOLECTAR

Animal
--------

El Ministerio del Ambiente y Agua, en uso de las atribuciones que le confiere la Codificación a la Ley Forestal y de Conservación de Áreas Naturales y Vida Silvestre autoriza a:

#### 5.- INVESTIGADORES /TÉCNICOS QUE INTERVENDRÁN EN LAS ACTIVIDADES DE RECOLECCION

Nº de C.I/Pasaporte	Nombres y Apellidos	Nacionalidad	Nº REGISTRO SENESCYT	EXPERIENCIA	GRUPO BIOLÓGICO
0913270153	VILLON MORENO JIMMY AGUSTIN	Ecuatoriana	1006-13-86033237	Penaeus vannamei	Moluscos

#### 6.- PARA QUE LLEVEN A CABO LA RECOLECCION DE ESPECIMENES DE ESPECIES LA DIVERSIDAD BIOLÓGICA:

**Nombre del Proyecto:** ECLOSIÓN Y CRECIMIENTO LARVARIO DEL CAMARÓN DE RIO *Macrobrachium americanum* EXPUESTO A DIFERENTES GRADOS DE SALINIDAD EN SISTEMA CAUTIVERIO

#### 7.- SE AUTORIZA LA RECOLECCION CON EL PROPOSITO DE:

<p>Determinar el porcentaje de eclosión y desarrollo larval de <i>Macrobrachium americanum</i> expuesto a diferentes grados de salinidad, mediante incubación de los huevos, observación microscópica e indicadores de eficiencia productiva determinando valores óptimos para el desarrollo de la especie en un sistema de cultivo.</p>
<p>Correlacionar los distintos grados de salinidad, con la tasa de eclosión y sobrevivencia para determinar la influencia en el desarrollo larvario.</p>
<p>Caracterizar el desarrollo larval de <i>M. americanum</i> expuestas a diferentes grados de salinidad, mediante la observación directa en microscopio de campo claro.</p>
<p>Estimar la tasa de eclosión la eclosión de huevos portados por hembras ovíparas de <i>Macrobrachium</i> en un sistema controlado, mediante cultivo por método gravimétrico.</p>

## 8.- ÁREA GEOGRÁFICA QUE CUBRE LA RECOLECCIÓN DE LAS ESPECIES O ESPECÍMENES:

PROVINCIAS	SNAP	BOSQUE PROTECTOR
SANTA ELENA	NA	LOMA ALTA Y AMPLIACION

## 9.- INFORMACIÓN DE LAS ESPECIES A RECOLECTAR

CLASE	ORDEN	FAMILIA	GENERO	ESPECIE	TIPO MUESTRA	N° MUESTRA	N° LOTE
Moluscos	Decapoda	Palaeomonidae	Macrobrachium	Macrobrachium americanum	líquida	3	

## 10.- METODOLOGÍA APLICADA EN CAMPO

<p><b>FASE DE RECOLECCIÓN:</b></p>	<p>Una vez capturado los ejemplares en el río de Dos mangas se seleccionarán 9 hembras de <i>Macrobrachium americanum</i> en buen estado con presencia de huevos de color naranja, grises o marrones (Pascual, 2005). Los organismos serán ubicados en baldes de plásticos de color negro para evitar estrés y a un volumen de 10 L. de agua del río con oxigenación artificial permanente con ayuda de aireadores. Cada tanque mantendrá 1 hembras crudas, mismas que serán alimentadas con pescado y carne cruda (Morit &amp; Ruiz, 2001). Posteriormente se realizará la toma de parámetros físico- químicos del agua, con el fin de que esos parámetros se tomen en cuenta al momento de su aclimatación.</p>
<p><b>FASE DE PRESERVACIÓN:</b></p>	<p>Una vez las hembras desoven se las procederá a devolver a su hábitat natural, de modo que, sus coordenadas son: Sitio 1: Latitud -1.0250203794059472, Longitud -80.6848443299532 Sitio 2: Latitud -1.0245267681155280, Longitud -80.68552158772945</p>

## 11. METODOLOGIA APLICADA EN LABORATORIO

<p><b>MÉTODOS EMPLEADOS EN EL LABORATORIO:</b></p>	<p>Al llegar las hembras al laboratorio se realizará una revisión macroscópica de sus huevos, para determinar el grado de madurez que poseen, luego de eso se realizará la medición y peso de cada organismo para continuar con su aclimatación, donde se los depositaran los tanques-gaviotas con agua dulce, una vez adaptada al medio se mantendrá en una salinidad del 1 ‰ y temperaturas entre 27 y 28 °C, con afluencia continua hasta la eclosión de los huevos. (Mayola Obregon, 2008).</p>
----------------------------------------------------	-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------

**12.- SE AUTORIZA LA UTILIZACIÓN DE LOS SIGUIENTES MATERIALES Y/O EQUIPOS PARA LA REALIZACIÓN DE ESTA RECOLECCIÓN.**

Grupo Biológico a Recolectar	Descripción	Tipo de Equipamiento
Malacostraca	GPS, LIBRETA, LAPIZ, GRABERA, BALDES, ORIGENO, CALIBRADOR VERNIER, BOTAS, ALIMENTO	Materiales en Campo
Malacostraca	ESTEROSCOPIO, MICROSCOPIO, TANQUES, GAVETAS, AIREACION, CAJAS PETRI, EQUIPO DE DISECCION	Materiales en Laboratorio

**13.- COLECCIONES NACIONALES DEPOSITARIAS DEL MATERIAL BIOLÓGICO**

Malacostraca	Museo Universidad de Guayaquil
--------------	--------------------------------

**14.- RESULTADOS ESPERADOS**

Resultados Este proyecto de investigación se realizará entre los meses de febrero y marzo. Por lo tanto, sus resultados se encuentran basados de la siguiente manera: Tipo de investigación Este estudio es de tipo experimental, ya que se manipulan variables en un ambiente controlado para evaluar su impacto en la eclosión y el crecimiento larvario del camarón de río *Macrobrachium americanum*, ya que, a través del diseño metodológico implementado en un sistema de cautiverio, se busca establecer condiciones óptimas para la incubación y desarrollo larvario. Enfoque de la investigación su enfoque es de manera cuantitativa, dado que se basa en la recolección y análisis de datos numéricos obtenidos a partir del monitoreo de parámetros fisicoquímicos del agua, tasas de eclosión y desarrollo larvario del camarón de río. Por ello, el uso del análisis estadístico, como el ANOVA, permite identificar diferencias significativas entre los tratamientos aplicados y establecer correlaciones entre las condiciones del sistema de laboratorio. Resultados específicos Los resultados esperados incluyen la identificación de las condiciones óptimas de eclosión y supervivencia larvaria de *M. americanum* en un sistema de cautiverio, la descripción detallada de sus cambios morfológicos a lo largo de las diferentes fases de desarrollo e incluso se espera establecer una relación entre las variables ambientales monitoreadas y la tasa de desarrollo larvario, lo que permitirá optimizar la cría en condiciones controladas. De tal manera, este estudio contribuirá al conocimiento sobre la biología y el desarrollo larvario de *Macrobrachium americanum* en sistemas de cultivo, proporcionando información relevante para la acuicultura de esta especie, además, permitirá generar bases metodológicas para futuras investigaciones en reproducción y manejo de crustáceos en cautiverio, e incluso, servirá como base para estrategias de cultivo sostenible y conservación de la especie.

**15.- CONTRIBUCIÓN DEL ESTUDIO PARA LA TOMA DE DECISIONES A LA ESTRATEGIA NACIONAL DE BIODIVERSIDAD 2011-2020.**

METAS	DESCRIPCIÓN
Resultado 04.1001 Ecuador, bajo la coordinación del Instituto de Investigaciones de la Biodiversidad, impulsa la investigación científica aplicada y la gestión del conocimiento sobre el patrimonio natural y desarrolla procesos tecnológicos innovadores que sustentan el cambio de la matriz productiva	Su beneficio se generará tanto a la comunidad turística que es Dos Mangas, como a el mundo de la acuicultura dentro de la diversidad de cultivo e incluso a la conservación de la especie nativa que Ecuador posee.

**DE ACUERDO A LAS SIGUIENTES ESPECIFICACIONES**

1. Solicitud de: **DIANA TOMALÁ GONZABAY**
2. Institución Nacional Científica : **UNIVERSIDAD ESTATAL PENINSULA DE SANTA ELENA**
3. Fecha de entrega del informe final o preliminar: **2025/09/06**
4. Valoración técnica del proyecto: **LUJE ASIMBAYA LUCIA ELISA**
5. Esta Autorización **NO HABILITA LA MOVILIZACIÓN DE FLORA, FAUNA, MICROORGANISMOS Y HONGOS.**
6. Esta Autorización **NO HABILITA EXPORTACIÓN DE FLORA, FAUNA, MICROORGANISMOS Y HONGOS,** sin la correspondiente autorización del Ministerio del Ambiente y Agua.
7. Los especímenes o muestras recolectadas no podrán ser utilizadas en actividades de **BIOPROSPECCIÓN, NI ACCESO AL RECURSO GENÉTICO.**
8. Los resultados que se desprendan de la investigación, no podrán ser utilizados para estudios posteriores de Acceso a Recurso Genéticos sin la previa autorización del Ministerio del Ambiente y Agua.

**OBLIGACIONES DEL/ LOS INVESTIGADORES.**

9. Ingresar al sistema electrónico de recolecta de especímenes de especies la diversidad biológica del ministerio del ambiente y agua, el o los informes parciales o finales en formato PDF, en el formato establecido.

**Con los siguientes anexos:**

- Escaneado de el o los certificados originales del depósito o recibo de las muestras, emitidas por las Colecciones Científicas Ecuatorianas como Internacionales depositarias de material biológico.
- Escaneado de las publicaciones realizadas o elaboradas en base al material biológico

recolectado.

- Escaneado de material fotográfico que considere el investigador pueda ser utilizados para difusión. (se mantendrá los derechos de autor).

10. Citar en las publicaciones científicas, Tesis o informes técnicos el número de Autorización de Recolección otorgada por el Ministerio del Ambiente y Agua, con el que se recolecto el material biológico.

11. Depositar los holotipos en una institución científica depositaria de material biológico.

12. Los holotipos solo podrán salir del país en calidad de préstamo por un periodo no más de un año.

13. Las muestras biológicas a ser depositadas deberán ingresar a las colecciones respectivas siguiendo los protocolos emitidos por el Curador/a custodio de los especímenes.

14. Las muestras deberán ser preservadas, curadas y depositadas de lo contrario, se deberán sufragar los gastos que demanden la preparación del material para su ingreso a la colección correspondiente.

Del incumplimiento de las obligaciones dispuestas en los numerales, 9, 10, 11, 12, 13 y 14 se responsabiliza a **DIANA TOMALÁ GONZABAY**.

**DIRECTOR DE BIODIVERSIDAD**  
**MONTEROS ALMEIDA MARCO FEDERICO**  
2025-02-17