

ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DEL LITORAL

Facultad de Ciencias de la Vida

**Influencia de la salinidad en la supervivencia y metamorfosis larvaria del
cangrejo azul (*Cardisoma crassum*, Smith, 1870)**

PROYECTO INTEGRADOR

Previo la obtención del Título de:

Biólogo

Presentado por:

María Judith Loayza Abarca

GUAYAQUIL - ECUADOR

Año: 2024

Dedicatoria

A mi mamá, quien, aunque ya no está físicamente conmigo, su amor y enseñanzas perduran en mi corazón y me acompañan en cada logro que alcanzo.

A mi papá, Gober, por su apoyo incondicional y por guiarme en cada paso que doy. Gracias por ser mi mayor fan. Y a mi hermano Bryan, por estar a mi lado en cada paso de este camino.

A mi abuelita Delia, por su amor inquebrantable y sus oraciones, que siempre me han fortalecido.

A mi tío Juan Ágila, por creer en mí desde el inicio y brindarme su apoyo incondicional. Sin usted, nada de esto hubiese sido posible.

A mis tíos Willy A., Edgar A., Luis P., y a sus esposas, por estar siempre presentes durante toda mi carrera universitaria.

A mi enamorado Piero y a su familia: Cecilia, Arianna y Peter, por ser mi mayor apoyo emocional y ser mi familia durante estos últimos años.

A mis mejores amigos por estar siempre a mi lado en los momentos más difíciles.

Y a todas las personas que de una u otra forma me han acompañado en este largo camino, mi gratitud eterna. Este logro también es suyo.

Con amor y agradecimiento infinito,

María Judith Loayza

Agradecimientos

Quiero expresar mi más profundo agradecimiento a todas las personas que fueron parte esencial en mi carrera universitaria y en la realización de este proyecto.

A mi amigo Gabriel Limones, por ser ese compañero incondicional, siempre presente y dispuesto a ayudar; hemos recorrido este camino juntos, y es un honor poder llamarte amigo y futuro colega.

A mi amiga Nicole Mendoza, cuya colaboración fue fundamental para el éxito de este proyecto; gracias por el apoyo mutuo que hizo los días más llevaderos.

A mis tutores de ICENAIM, el MSC. Daniel Rodríguez y la Tnlgo. Julezzy Reyes, junto con sus colaboradores, Marciano, Félix, Jacinto y Francisco, les agradezco profundamente por su apoyo constante, paciencia y valiosas enseñanzas.

A mi tutora de tesis, la PhD. Julie Nieto Wigby, le extiendo mi gratitud por guiarme a lo largo de este camino con paciencia y por todo el conocimiento compartido. Finalmente, gracias a todas las personas que forman parte del CENAIM, quienes contribuyeron de manera significativa a este proyecto. Sin todos ustedes, este logro no habría sido posible.

Declaración Expresa

Yo María Judith Loayza Abarca acuerdo y reconozco que:

La titularidad de los derechos patrimoniales de autor (derechos de autor) del proyecto de graduación corresponderá al autor, sin perjuicio de lo cual la ESPOL recibe en este acto una licencia gratuita de plazo indefinido para el uso no comercial y comercial de la obra con facultad de sublicenciar, incluyendo la autorización para su divulgación, así como para la creación y uso de obras derivadas. En el caso de usos comerciales se respetará el porcentaje de participación en beneficios que corresponda a favor del autor.

La titularidad total y exclusiva sobre los derechos patrimoniales de patente de invención, modelo de utilidad, diseño industrial, secreto industrial, software o información no divulgada que corresponda o pueda corresponder respecto de cualquier investigación, desarrollo tecnológico o invención realizada por mí/nosotros durante el desarrollo del proyecto de graduación, pertenecerán de forma total, exclusiva e indivisible a la ESPOL, sin perjuicio del porcentaje que me corresponda de los beneficios económicos que la ESPOL reciba por la explotación de mi innovación, de ser el caso.

En los casos donde la Oficina de Transferencia de Resultados de Investigación (OTRI) de la ESPOL comunique al autor que existe una innovación potencialmente patentable sobre los resultados del proyecto de graduación, no se realizará publicación o divulgación alguna, sin la autorización expresa y previa de la ESPOL.



María Judith Loayza

Evaluadores

M. Sc. Diego Arturo Gallardo

Profesor de Materia

Ph. D. Julie Nieto Wigby

Tutor de proyecto

Resumen

Esta investigación evaluó la influencia de la salinidad en la supervivencia y metamorfosis larvaria del cangrejo azul (*Cardisoma crassum*), un recurso importante para las comunidades costeras y ecosistemas de manglar en Ecuador. Se realizaron experimentos bajo cinco niveles de salinidad (15, 20, 25, 30 y 35 g/L) para determinar cómo esta variable afecta el desarrollo larvario en la supervivencia y metamorfosis del cangrejo azul (*Cardisoma crassum*) bajo condiciones controladas en el Centro Nacional de Acuicultura e Investigaciones Marinas (CENAIM). Los resultados indicaron que las salinidades moderadas de 20 y 25 g/L fueron las más favorables, promoviendo tanto una mayor supervivencia de las larvas como una tasa de metamorfosis elevada, alcanzando el estadio de megalopa en 17 días. En contraste, las salinidades extremas de 15, 30 y 35 g/L provocaron altas tasas de mortalidad en las primeras etapas de desarrollo. Estos hallazgos subrayan la importancia de mantener un rango adecuado de salinidad para maximizar la supervivencia larvaria y apoyar el desarrollo de estrategias sostenibles de cultivo y conservación de la especie en condiciones controladas.

Palabras claves: Salinidad, supervivencia larvaria, metamorfosis, *Cardisoma crassum*, acuicultura, manglares.

Abstract

This research evaluated the influence of salinity on the larval survival and metamorphosis of the blue crab (*Cardisoma crassum*), an important resource for coastal communities and mangrove ecosystems in Ecuador. Experiments were conducted under five salinity levels (15, 20, 25, 30, and 35 g/L) to determine how this variable affects larval development, specifically survival and metamorphosis, of the blue crab (*Cardisoma crassum*) under controlled conditions at the National Center for Aquaculture and Marine Research (CENAIM). The results indicated that moderate salinities of 20 and 25 g/L were the most favorable, promoting both higher larval survival and an elevated metamorphosis rate, with the megalopa stage being reached in 17 days. In contrast, extreme salinities of 15, 30, and 35 g/L caused high mortality rates in the early stages of development. These findings highlight the importance of maintaining an appropriate salinity range to maximize larval survival and support the development of sustainable cultivation and conservation strategies for the species under controlled conditions.

Keywords: Salinity, larval survival, metamorphosis, *Cardisoma crassum*, aquaculture, mangroves.

Índice general

Resumen.....	I
Abstract.....	II
Índice general.....	III
Abreviaturas.....	V
Simbología.....	VI
Índice de figuras.....	VII
Índice de tablas.....	VIII
Capítulo 1.....	1
1.1 Introducción.....	2
1.2 Definición del Problema.....	3
1.3 Justificación del Problema.....	4
1.4 Objetivos.....	5
1.4.1 Objetivo general.....	5
1.4.2 Objetivos específicos.....	5
1.5 Marco teórico.....	5
1.5.1 Introducción al Cangrejo Azul y su Importancia.....	5
Taxonomía.....	5
Aspectos generales del cangrejo azul (<i>Cardisoma crassum</i>).	6
1.5.2 Distribución de <i>Cardisoma crassum</i>	10
1.5.3 Biología del Cangrejo Azul.....	11
Ciclo de vida y hábitos reproductivos.....	11
1.5.4 Influencia de los factores ambientales en crustáceos.....	13
La influencia de la salinidad en crustáceos.....	13
Otros factores que influyen en crustáceos.....	14

Capítulo 2.....	17
2. Metodología.....	18
2.1 Ubicación del ensayo.....	18
2.2 Acondicionamiento de reproductores.....	18
2.3 Desinfección y acondicionamiento de sala experimental.....	19
2.4 Evaluación de salinidades.....	20
Capítulo 3.....	25
3. Resultados y Discusión	26
3.1 Resultados.....	26
Descripción de larvaria	26
Evaluación de salinidades.....	31
Supervivencia.....	31
Tasa de metamorfosis	32
3.2 Discusión.....	35
Capítulo 4.....	39
4. Conclusiones y Recomendaciones.....	40
4.1 Conclusiones.....	40
4.2 Recomendaciones.....	40

Abreviaturas

CENAIM	Centro Nacional de Acuicultura e Investigaciones Marinas
ESPOL	Escuela Superior Politécnica del Litoral
INAMHI	Instituto Nacional de Meteorología e Hidrología
MPCEIP	Ministerio de Producción Comercio Exterior Inversiones y Pesca

Simbología

cel.	Células
gr	Gramo
g/L	Salinidad
L	Litro
ml	Mililitro
µm	Microlitros

Índice de figuras

Fig. 1 Cardisoma crassum Fuente: (Plazin, 2022).....	6
Fig. 2 Vista frontal de Cardisoma crassum.....	7
Fig. 3 Vista ventral de Cardisoma crassum.....	8
Fig. 4 Distribución de Cardisoma crassum por el Pacifico este tropical. Fuente: (Fischer et al., 1995)	11
Fig. 5 Vista frontal de hembra ovada Cardisoma crassum.....	12
Fig. 6 Boletín Informativo de veda reproductiva para Cardisoma crassum en Ecuador. Fuente: (MPCEIP)	13
Fig. 7 Ubicación del set experimental - CENAIM-ESPOL, San Pedro. Fuente: Google maps ..	18
Fig. 8 Localización de los cangrejos reproductores, el sector se llama Hualtaco y obtienen de sus manglares los cangrejos. Fuente: Google maps	19
Fig. 9 Disposición de las gavetas de manera aleatoria en el set experimental	20
Fig. 10 Set experimental.....	20
Fig. 11 Recambio del agua de las gavetas	22
Fig. 12 Conteo poblacional, con la ayuda de la pipeta se sacaba 3 alícuotas y se las colocaba en cada plato para así contarlas y sacar población.	23
Fig. 13 Dia 6 post desove: Porcentaje de metamorfosis en todos los tratamientos para z1 y z2 ..	33
Fig. 14 Dia 8 post desove: Porcentaje de metamorfosis en los tratamiento de 20 y 25 g/L para z2 y z3.....	33
Fig. 15 Dia 15 post desove: Porcentaje de metamorfosis en tratamientos de 20 y 25 g/L para z5, z6 y Megalopa.....	34
Fig. 16 Dia 17 post desove: Porcentaje de metamorfosis para tratamiento 2o y 25 g/L para z5, z6 y Megalopa.....	34

Índice de tablas

Tabla 1 Dimorfismo sexual.....	9
Tabla 2 Alimentacion.....	21
Tabla 3 Descripción larvaria de cada estadio larvario de <i>Cardisoma crassum</i> . ¡Error! Marcador no definido.	
Tabla 4 Tasa de supervivencia de <i>Cardisoma crassum</i> (zoea I hasta Megalopa)	32
Tabla 5 Diferentes especies de cangrejos semiterrestres en estudios del desarrollo larval y la influencia de la salinidad	37

Capítulo 1

1.1 Introducción

Los cangrejos semiterrestres son una fuente significativa de ingresos para las comunidades costeras en varios países, en los cuales se extraen de forma artesanal para su comercialización. Especies como *Cardisoma crassum*, *Cardisoma guanhumi*, *Gecarcinus ruricola*, *Ucides occidentalis* y *Ucides cordatus* (Diele et al., 2010) son particularmente importantes en este aspecto, proporcionando sustento económico a las poblaciones locales en países como Costa Rica, El Salvador, Panamá, Venezuela, Colombia, Ecuador, Perú y Brasil (Vega et al., 2018).

El cangrejo azul (*Cardisoma crassum*) es un crustáceo semiterrestre que pertenece a la familia Gecarcinidae, ampliamente distribuida al este del Pacífico, desde Bahía Todos Santos, Baja California hasta el río China, Perú (Vázquez & Ramírez, 2015). Conocida por ser una de las especies con mayor crecimiento en los manglares del Pacífico Este Tropical (Molina & Vázquez, 2018), por lo que es fundamental en los ecosistemas costeros donde habita, su actividad de remoción de materia orgánica presente en el suelo contribuye a la ventilación de los fondos estuarinos y a la expulsión de gases, como consecuencia a la descomposición del suelo (Uscocovich, 2015).

La función ecológica es vital para la salud y estabilidad de los ecosistemas costeros, contribuyendo a la biodiversidad y el equilibrio ambiental (Zambrano & Meiners, 2018). No obstante, el valor del cangrejo azul va más allá de su importancia ecológica. En el contexto de Ecuador, por ejemplo, esta especie representa un recurso económico, turístico y gastronómico significativo en regiones como la península de Santa Elena, Esmeraldas, Manabí y El Oro (Prado, 2021); sin embargo, sus poblaciones se han visto amenazada por diversas actividades humanas que afectan su hábitat. Además, el impacto de condiciones ambientales, como la salinidad del agua, la temperatura y el oxígeno disuelto (Alapuche et al., 2015) pueden influir en el desarrollo larvario de esta especie, el cual aún no ha sido completamente investigado.

La salinidad puede variar significativamente en diferentes cuerpos de agua e influir en factores ambientales clave (Gutiérrez, 2023). Estas variaciones pueden tener efectos importantes en la biología y el comportamiento natural de los organismos marinos (Anger, 2003). Por ejemplo, estudios sobre *Cardisoma armatum* (Cuesta y Anger, 2005) y *Carcinus maenas* (Anger, 2003) han demostrado que la salinidad tiene un impacto considerable durante las etapas larvales de los crustáceos, afectando su desempeño larvario (Cuesta y Anger, 2005), así como la ecología y distribución de estas especies (Bermudas-Lizárraga et al., 2017). Cambios en las concentraciones de sales pueden influir en la resistencia, el desarrollo y la metamorfosis de estas larvas (Alpuche et al., 2015).

En este contexto, comprender mejor los aspectos biológicos y fisiológicos del cangrejo azul, como su desarrollo larvario, se vuelve fundamental para desarrollar estrategias efectivas de manejo y producción en cautiverio. Por lo tanto, en esta investigación se determinará la influencia de la salinidad en el desarrollo larvario del cangrejo azul (*Cardisoma crassum*), y como está podría afectar su tasa de supervivencia y metamorfosis, con el fin de contribuir al conocimiento científico sobre el efecto de este factor ambiental en la biología de los crustáceos marinos. A través de esta investigación, esperamos obtener información relevante para la creación de un protocolo de producción, y el manejo sostenible y conservación de esta especie emblemática de los ecosistemas costeros.

1.2 Definición del Problema

La sobreexplotación del cangrejo azul o cangrejo sin boca (*Cardisoma crassum*) está teniendo impactos negativos sobre los manglares, poniendo en riesgo la biodiversidad y la sostenibilidad de este importante hábitat (Zambrano & Meiners, 2018).

La pesca excesiva ha reducido el número de especies (Ministerio de Agricultura y Pesca del Salvador, 2017), afectando a los ecosistemas y a las comunidades humanas que dependen de ella. Este problema amenaza no sólo la biodiversidad de los manglares sino también la estabilidad económica de las comunidades costeras (Prado, 2021).

Si bien la salinidad es una variable ambiental crucial para el desarrollo larval de los crustáceos, la escasez de investigaciones e información sobre cómo los diferentes niveles de salinidad afectan el crecimiento larval del cangrejo azul en condiciones controladas limita la capacidad de generar datos útiles para la creación de un protocolo de larvicultura. Esto es fundamental para repoblar y llevar a cabo una producción sostenible que reduzca la captura de esta especie en su hábitat natural.

1.3 Justificación del Problema

La justificación para abordar este problema radica en la importancia ecológica, económica y cultural del cangrejo azul y en las amenazas que enfrenta su conservación. Como se mencionó en la introducción, el cangrejo azul desempeña un papel fundamental en los ecosistemas costeros al airear los fondos estuarinos y contribuir a la biodiversidad y el equilibrio ambiental (Uscocovich, 2015). Además, es un recurso económico y turístico significativo en varias regiones del país (Prado, 2021), lo que subraya la necesidad de salvaguardar y manejar de manera sostenible sus poblaciones.

La falta de información sobre cuál es la salinidad adecuada en cada estadio y como está afecta el desarrollo larvario del cangrejo azul, limita la capacidad de desarrollar estrategias de acuicultura sostenible. Obtener estos datos es crucial para crear un protocolo de larvicultura que permita la repoblación y la producción sostenible de la especie, reduciendo así la presión de captura en su hábitat natural.

Esta investigación es necesaria para proteger y restaurar los manglares, asegurar la estabilidad económica de las comunidades costeras y promover prácticas sostenibles que garanticen la conservación del cangrejo azul.

1.4 Objetivos

1.4.1 *Objetivo general*

Evaluar la influencia de la salinidad en el desarrollo larvario y la supervivencia del cangrejo azul (*Cardisoma crassum*) mediante un cultivo experimental para la obtención de un protocolo de producción de larvas de cangrejo azul bajo condiciones controladas.

1.4.2 *Objetivos específicos*

- Registrar mediante fotografías en el microscopio los diferentes estadios larvales de *Cardisoma crassum* (desde Zoea 1 hasta Zoea 6) para la documentación y el análisis en las variaciones morfológicas, así como la influencia de la salinidad a lo largo de su desarrollo.
- Determinar la influencia de la salinidad en la tasa de supervivencia y metamorfosis de *Cardisoma crassum* mediante un set experimental.
- Analizar el impacto de la salinidad en la supervivencia del cultivo larvario de *Cardisoma crassum* comparando diferentes niveles de salinidad (15, 20, 25, 30 y 35) en el set experimental para identificar las condiciones óptimas de supervivencia.

1.5 Marco teórico

1.5.1 *Introducción al Cangrejo Azul y su Importancia*

Taxonomía

Reino: Animalia

Filo: Arthropoda

Subfilo: Crustacea

Clase: Malacostraca

Orden: Decapoda

Infraorden: Brachyura

Familia: Gecarcibidae

Género: Cardisoma

Especie: *C. crassum* (Smith, 1870) (Fig. 1)

Nombre común: Cangrejo azul o sin boca.



Fig. 1 Cardisoma crassum Fuente: (Plazin, 2022)

Aspectos generales del cangrejo azul (*Cardisoma crassum*).

Los cangrejos del género *Cardisoma* son miembros importantes de los ecosistemas costeros en diversas regiones del mundo (Gilchrist, 1988). Entre las especies conocidas se encuentran el cangrejo arco iris (*Cardisoma armatum*, Herklots, 1851), el cangrejo de garra roja (*Cardisoma*

carnifex, Herbst, 1794), el cangrejo sin boca (*Cardisoma crassum*, Smith, 1870) y el cangrejo terrestre azul (*Cardisoma guanhumi*, Latreille, 1825), cada uno adaptado a diferentes regiones costeras del este del Atlántico, del Indo-Pacífico y del Pacífico oriental.

El cangrejo azul o cangrejo sin boca (*Cardisoma crassum*) como es comúnmente nombrado en Ecuador tiene un caparazón grueso y resistente, con tonalidades de color azuladas o púrpuras y vientre anaranjado (Vera & Alvarado, 2012). Este crustáceo decápodo cuenta con dos quelipodos, o tenazas, de color blanco o blanco grisáceo, utilizados tanto para la obtención de alimento como para la defensa (Vera & Alvarado, 2012) (Fig. 2). Presenta cuatro pares de pereiópodos, con tonalidades rojizas, que le permiten desplazarse y adaptarse a su entorno terrestre y acuático (Fig. 2). En su cabeza, posee ojos pedunculados y dos pares de maxilas (Fig. 1), fundamentales para la alimentación y el procesamiento de alimentos (Uscocovich, 2015).



Fig. 2 Vista frontal de Cardisoma crassum



Fig. 3 Vista ventral de Cardisoma crassum.

Una de las características distintivas del cangrejo azul es su habilidad para construir madrigueras o cuevas en terrenos cercanos a humedales de agua salada o salobre, las cuales son utilizadas como refugio y protección (Vera y Arévalo 2012). En conjunto, estas adaptaciones morfológicas y anatómicas reflejan la especialización del cangrejo azul para la vida en los ecosistemas costeros, donde desempeña un papel vital en la ecología y el equilibrio de estos hábitats marinos.

Es importante tener en cuenta que ninguna especie de Gecarcínidos es considerada un cangrejo verdaderamente terrestre, ya que todos necesitan regresar a algún cuerpo de agua para la liberar sus larvas (Cuesta & Anger, 2005). Esto resalta la importancia de reconocer que, aunque estos cangrejos pueden mostrar adaptaciones para la vida en tierra, aún dependen del medio acuático para ciertos aspectos de su ciclo de vida, como la reproducción (Uscocovich, 2015).

Estos cangrejos tienen branquias adaptadas para la respiración acuática, pero también han desarrollado la capacidad de respirar aire, esto lo logran circulando agua por sus cámaras branquiales y caparazón, permitiendo que el aire entre en contacto con las superficies húmedas

de las branquias para absorber oxígeno, por lo que esta adaptación les permite sobrevivir en ambientes tanto acuáticos como terrestres (Moreno-Casasola, 2006).

El cangrejo azul (*Cardisoma crassum*), presenta dimorfismo sexual evidente en la forma y tamaño de las quelas, especialmente en machos (Alemán & Ordinola, 2017; Hartnoll et al., 2017). Una de las características más notables es su abdomen, la hembra lo presenta de forma ovoide y el macho triangular (Tabla 1.) (Carbajal & Santamaría 2018).

Tabla 1 Dimorfismo sexual

Vista Dorsal	Vista Ventral (Pleon)
Hembra	
	
Macho	
	

Existe una amplia comercialización a nivel nacional e internacional (Vega et al., 2018), en la provincia de Esmeraldas Ecuador, la captura y crianza del cangrejo azul se ha convertido en

una actividad productiva que proporciona empleo e ingresos a las comunidades locales (Uscocovich, 2015). Cabe recalcar que en Ecuador la información de captura a través de los años es escasa, en un estudio realizado por Prado (2021), se determinó que, en el mes de noviembre, la captura por unidad de esfuerzo en el sector El Progreso, ubicado en la provincia de Esmeraldas, es de 9.57 cangrejos por hora. Al ser una jornada de trabajo, cada artesano de ese sector recolecta 76.56 cangrejos por día para su venta, por lo que sus poblaciones se ven amenazadas por esta actividad (Guerrero, 2014).

1.5.2 Distribución de *Cardisoma crassum*

Cardisoma crassum se encuentra en las áreas costeras tropicales y subtropicales de la región del pacífico con una distribución geográfica desde Baja California hasta el Perú (Alemán y Ordinola 2017, Moscoso 2012) (Alemán et al., 2018).

El cangrejo azul se explota de manera artesanal en México, Centroamérica (Panamá, Costa Rica, Nicaragua, Honduras, Guatemala y El Salvador) y Suramérica (Colombia, Ecuador y Perú) (Vega et al., 2018). La presencia exacta del cangrejo azul está influenciada por factores ambientales y humanos, como la contaminación, pesca excesiva y la destrucción del hábitat (Delgado & Rodríguez, 2010).

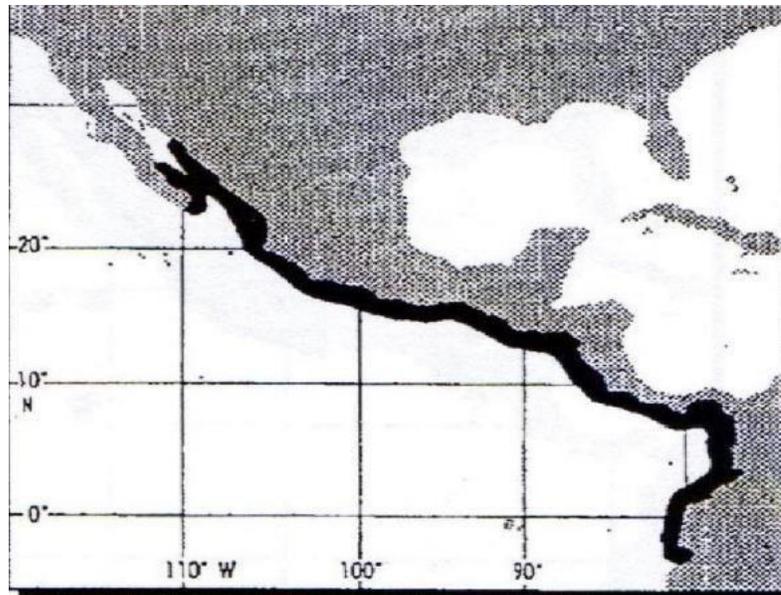


Fig. 4 Distribución de Cardisoma crassum por el Pacífico este tropical. Fuente: (Fischer et al., 1995)

1.5.3 Biología del Cangrejo Azul

Ciclo de vida y hábitos reproductivos.

El ciclo de vida del cangrejo azul (*Cardisoma crassum*) abarca diversas etapas, desde la reproducción hasta la madurez, y está marcado por migraciones, desoves y metamorfosis (Uscocovich, 2015). Durante la reproducción, las hembras junto con los machos migran hacia las zonas costeras intermareales y estuarios para copular, luego las hembras desovan liberando un promedio de 370.000 huevos por hembra (Fig.5) (González & Segura, 2011). Las larvas resultantes permanecen en el agua salada o estuarina durante aproximadamente 30 a 40 días, para luego llegar a la superficie del manglar donde pasan a sus siguientes estadios, aunque la supervivencia durante los primeros estadios larvales es mínima (González & Segura, 2011).

El ciclo de vida del cangrejo azul implica una serie de metamorfosis y cambios morfológicos. Las larvas iniciales, conocidas como zoeas, atraviesan seis etapas de desarrollo

mientras se encuentran en el desarrollo planctónico. Luego, se transforman a megalopas antes de regresar al continente y establecerse en hábitats costeros, como el suelo de los mangles (Cuesta & Anger, 2005).



Fig. 5 Vista frontal de hembra ovada Cardisoma crassum

En cuanto a los hábitos reproductivos, los cangrejos azules suelen reproducirse durante ciertas épocas del año con migraciones hacia la costa ya sea agua salada o estuarina, en el caso de Ecuador ocurre durante Diciembre hasta Abril, durante la época lluviosa. Debido a su gran demanda, el cangrejo azul está protegido por la legislación ecuatoriana desde 2004, según el acuerdo ministerial N°MPCEIP-SRP-2024-0025-A, que establece vedas durante períodos críticos como su época reproductiva y muda (MPCEIP, 2024).

Durante estas etapas, se restringe su captura, transporte y venta, con el fin de garantizar su conservación y proteger sus poblaciones (Prado, 2021). En este período, se observan comportamientos de cortejo y cambios en la coloración del caparazón (blanco o azul grisaseo), especialmente en las hembras. En la reproducción, los machos tienden a ser más activos, mientras que las hembras muestran un comportamiento más dócil (Quiñonez, 2021).

VEDA REPRODUCTIVA DE Cangrejo rojo y azul

Del 01 al 29 de febrero de 2024



CANGREJO ROJO

(*Ucides occidentalis*)



CANGREJO AZUL

(*Cardisoma crassum*)

- Acuerdo Ministerial Nro. MPCEIP-SRP-2024-0025-A del 23 de enero de 2024

Durante el periodo de veda establecido, se prohíbe en todo el territorio nacional; la **captura, transporte, posesión, procesamiento y la comercialización interna y externa de las especies reglamentadas**. Las empresas procesadoras/comercializadoras debidamente autorizadas, que hayan procesado **Cangrejo Rojo** (*Ucides occidentalis*) ó **Cangrejo Azul** (*Cardisoma crassum*) antes de los periodos de veda establecidos en el presente Acuerdo y deseen comercializarlo; deberán solicitar a la **DIRECCIÓN DE CONTROL PESQUERO** la verificación de los productos almacenados mediante el inventario de stock.

- SANCIONES:**

Los infractores serán sancionados de acuerdo a lo establecido en la Ley Orgánica para el Desarrollo de la Acuicultura y Pesca o puesto a órdenes de la Fiscalía y sancionados de conformidad con el Código Orgánico Integral Penal ecuatoriano.

DENUNCIA A LOS INFRACTORES

Comunicando al siguiente correo: despachosrp@produccion.gob.ec
o acude a la inspectoría de pesca más cercana.



EL NUEVO
ECUADOR

Ministerio de Producción,
Comercio Exterior, Inversiones y Pesca

Fig. 6 Boletín Informativo de veda reproductiva para *Cardisoma crassum* en Ecuador. Fuente:

(MPCEIP)

1.5.4 Influencia de los factores ambientales en crustáceos

La influencia de la salinidad en crustáceos

La salinidad del agua ejerce una influencia en los organismos acuáticos, afectando su fisiología, comportamiento y distribución (Alpuche et al., 2005). Esta variable ambiental es crucial para mantener el equilibrio osmótico de los organismos (Kalber & Costlow, 2015).

Los efectos de la salinidad pueden ser variados y significativos como la homeostasis osmótica es crucial para la supervivencia de los organismos acuáticos, ya que deben regular constantemente la concentración de sales y agua en sus cuerpos para evitar desequilibrios que puedan llevar a la deshidratación o la acumulación de sales (Kalber & Costlow, 2015).

Las variaciones en la salinidad del agua pueden poner a prueba esta capacidad de regulación, afectando de manera adversa el bienestar de los organismos (Anger, 2003). Además, la salinidad del agua influye en el metabolismo y la función fisiológica de los organismos acuáticos (Alpuche et al., 2005). Por lo que estas variaciones pueden alterar la actividad enzimática, la respiración y otros procesos metabólicos en larvas de crustáceos, lo que puede tener consecuencias significativas en la capacidad de los organismos para crecer, reproducirse y sobrevivir en su entorno (Anger, 2003; Alpuche et al., 2005).

La distribución y migración de los organismos acuáticos también están estrechamente relacionadas con la salinidad del agua (Anger, 2003). Muchas especies tienen preferencias específicas de salinidad y pueden desplazarse hacia áreas con condiciones más adecuadas cuando la salinidad cambia, lo que puede alterar la composición y dinámica de las comunidades marinas (Anger, 2003).

Otro aspecto crucial afectado por la salinidad del agua es el desarrollo larvario, los cambios en la salinidad pueden afectar la viabilidad, el desarrollo y la metamorfosis de las larvas, lo que podría tener un impacto considerable en la supervivencia de futuras generaciones de organismos marinos (Anger, 2003).

Otros factores que influyen en crustáceos

Además de la salinidad, diversos factores ambientales influyen significativamente en los organismos marinos, moldeando su fisiología, comportamiento y distribución en los ecosistemas

acuáticos (Alpuche et al., 2005). Estos factores incluyen la disponibilidad de nutrientes, el oxígeno disuelto, la turbidez, temperatura y pH del agua, las corrientes y mareas, así como la presencia de contaminantes químicos (Zanders y Rodríguez, 1992; Anger, 2003).

La temperatura del agua juega un papel crucial en la vida marina, ya que influye en la tasa metabólica, el crecimiento y la reproducción de los organismos (Alpuche et al., 2005). Fluctuaciones en la temperatura pueden desencadenar adaptaciones fisiológicas y comportamentales para mantener la homeostasis térmica (Anger, 2003). Por otro lado, el oxígeno disuelto es crucial para la respiración de los organismos acuáticos (Alpuche et al., 2005).

La cantidad de oxígeno disuelto disponible puede variar según cambios en la temperatura, salinidad y función biológica (Wannamaker & Rice, 2000). Niveles bajos de oxígeno disuelto pueden limitar la distribución de las especies y afectar su comportamiento, mientras que niveles adecuados son necesarios para mantener su salud y actividad normal (Kinne, 1972). Estos dos factores ambientales están interconectados y pueden afectar de manera significativa la ecología y la dinámica de las poblaciones marinas (Alpuche et al., 2005).

1.5.4 Adaptaciones fisiológicas de *Cardisoma crassum*

El cangrejo azul, *Cardisoma crassum*, presenta adaptaciones fisiológicas y comportamentales que le permiten sobrevivir en una variedad de hábitats costeros, incluyendo manglares, humedales y zonas cercanas al mar (Kalber & Costlow, 2015).

Una de las adaptaciones fisiológicas más importantes del cangrejo azul es su capacidad para tolerar cambios en la salinidad del agua. Esta especie en su etapa adulta puede sobrevivir a cambios bruscos de salinidad (Kalber & Costlow, 2015), lo que le permite habitar tanto en aguas dulces como en salobres y saladas (Uscocovich, 2015).

En términos de comportamiento, el cangrejo azul muestra una serie de adaptaciones para la búsqueda de alimento y refugio (Alemán et al., 2018). Estos crustáceos son conocidos por ser principalmente herbívoros, alimentándose en el medio silvestre de hojas caídas de los manglares y vegetación circundante (Uscocovich, 2015), los cangrejos azules pueden excavar madrigueras en el suelo cerca de fuentes de agua, donde buscan refugio y protección mientras buscan su comida (Gifford, 1962). Su actividad principalmente nocturna les permite evitar a los depredadores y maximizar las oportunidades de alimentación (Gonzales-Ayana y Segura-Cavanzo 2011).

Otra adaptación en su comportamiento es su capacidad para moverse entre diferentes hábitats en busca de condiciones óptimas para la reproducción y el crecimiento (Uscocovich, 2015). Durante la temporada de reproducción, los cangrejos azules pueden realizar migraciones hacia el mar o estuarios para la puesta de huevos, aprovechando las condiciones de la época lluviosa para la reproducción (Quiñonez, 2021). Esta capacidad de desplazamiento les permite colonizar una variedad de hábitats costeros y contribuir a la diversidad y estabilidad de los ecosistemas.

Capítulo 2

2. Metodología

2.1 Ubicación del ensayo

El experimento se realizó en el Centro Nacional de Acuicultura e Investigaciones Marinas (CENAIME), ubicado en San Pedro, Santa Elena, Ecuador. Durante dos meses (Marzo – Abril), la temperatura ambiental osciló entre 28° y 32° Celsius (INAMHI, 2024).

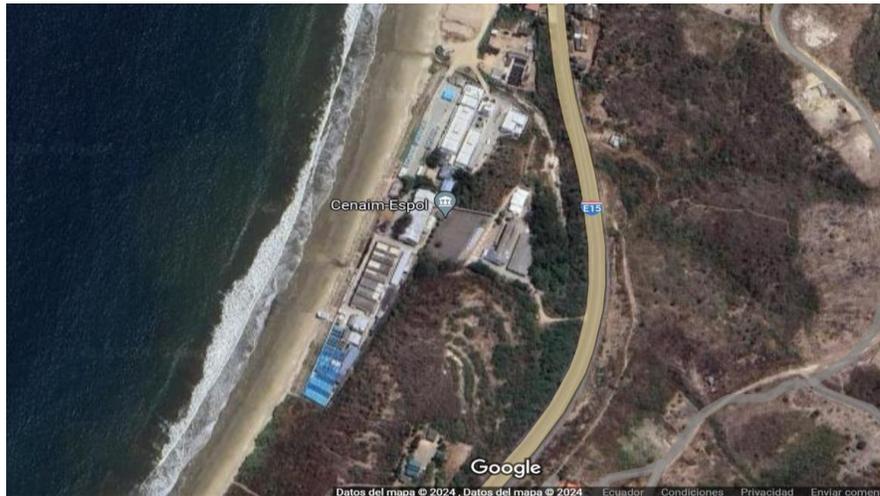


Fig. 7 Ubicación del set experimental - CENAIME-ESPOL, San Pedro. Fuente: Google maps.

2.2 Acondicionamiento de reproductores

Con la ayuda de los artesanos se recolectaron hembras y machos de cangrejos azul (*Cardisoma crassum*) en los manglares del sector Hualtaco, en la ciudad de Huaquillas, El Oro. Luego estos cangrejos fueron trasladados en gavetas de 30L con un poco de agua a CENAIME, en las instalaciones fueron colocados en gavetas con 10L de agua con una salinidad de 25g/L hasta días antes del desove, luego se pasaron a tanques de 1000L con la misma salinidad y con la ayuda de un calentador el agua se mantuvo en 30°C, aquí la hembra fue monitoreada con todos los protocolos de recambio y alimentación mediante una mezcla de algas (*Isochrysis galbana*, *Pavlova lutheri*, *Chaetoceros muelleri*, *Chaetoceros gracilis*) (Rodríguez pesantez et al., 2024). En el laboratorio las hembras cumplieron con las últimas fases del desarrollo embrionario, que

consta de 8 fases y 15 días de metamorfosis, y desovaron en la semana de luna nueva que se dio desde el 8 hasta el 12 de abril del presente año.

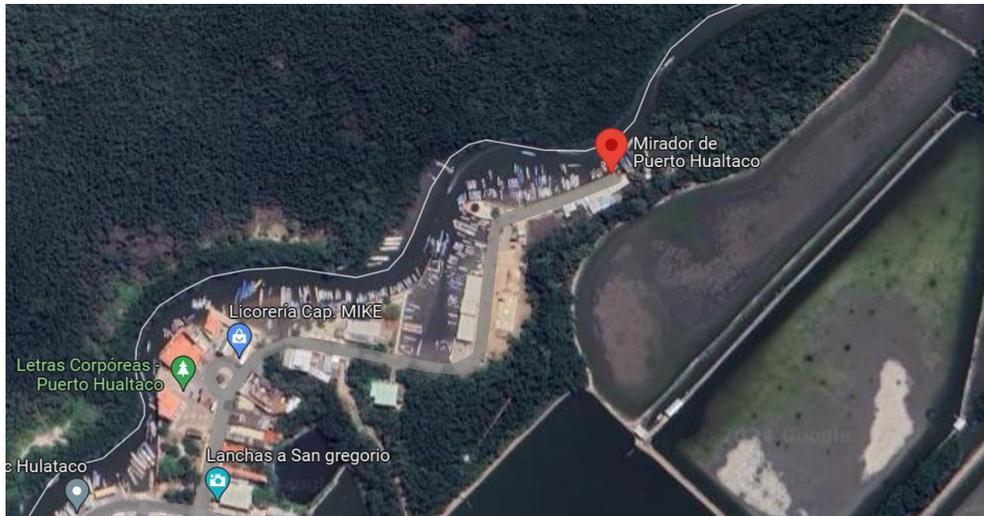


Fig. 8 Localización de los cangrejos reproductores, el sector se llama Hualtaco y obtienen de sus manglares los cangrejos. Fuente: Google maps

2.3 Desinfección y acondicionamiento de sala experimental

El área experimental se desinfectó y acondicionó antes de recibir a las larvas de cangrejo azul (*Cardisoma crassum*). Con una mezcla a partir de 100ml de hipoclorito de sodio en 20 litros de agua dulce, usando una concentración de hipoclorito de sodio al 5%. Con esta mezcla, y la ayuda de una esponja se desinfectaron las 15 gavetas a usarse tanto la parte interna como externa. Posteriormente, las gavetas se enjuagaron con bastante agua para quitar los residuos de cloro, luego se colocaron de manera aleatoria y etiquetaron con sus respectivas salinidades por triplicado como se puede observar en la Fig. 10.

Cada gaveta alcanzó un volumen de 30 litros, utilizando agua de mar filtrada e irradiada con UV y agua dulce filtrada para obtener las diferentes salinidades deseadas (15, 20, 25, 30 y 35

g/L). Finalmente, cada una fue cubierta con un trozo de plástico previamente desinfectado.

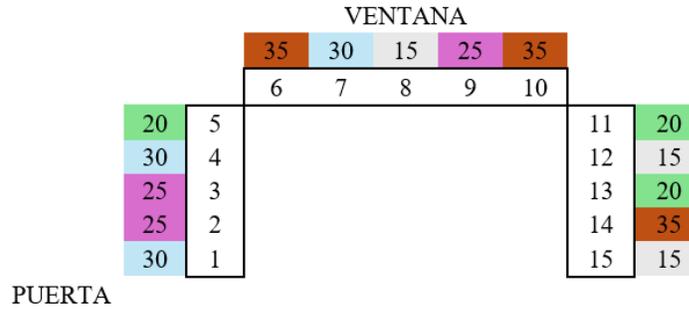


Fig. 9 Disposición de las gavetas de manera aleatoria en el set experimental.



Fig. 10 Set experimental

2.4 Evaluación de salinidades

En el proceso siembra, las larvas zoea 1 se colectaron en un tamiz de 300 μm y fueron transferidas aleatoriamente en cada gaveta a una densidad de 100LARVAS/L. las cuales se mantuvieron con aeración constante por medio de mangueras de silicona para peceras y con una piedra difusora de poro fino, colocadas en el centro de la gaveta, para así poder tener una mejor

distribución del aire y movimiento de las larvas. La temperatura se mantuvo en un rango de 28°C a 30°C.

El desove se obtuvo en una salinidad de 25g/L, por ello para evitar el estrés en las larvas por los cambios bruscos en la salinidad, se optó por aclimatarlas por tres días, hasta llegar a el rango de salinidad deseada (15, 20, 25, 30 y 35 g/L).

La alimentación se realizó diariamente entre las 8 y las 10 de la mañana en una única dosis diaria, y este procedimiento (Tabla 3.) se repitió a lo largo de todo el desarrollo del experimento, en cuanto a la alimentación esta se realizó con microalgas de manera diaria a una densidad de 100.000 cel./ml, cuando las larvas pasaron al estadio de zoea 2 se añadió rotíferos a una densidad de 20/larva y a partir del estadio de zoea 3 se añadió Artemia congelada en una densidad de 6/larva, cuando estas pasaron al estadio de zoea 5 se empezó a dar nauplios de Artemia viva, estos alimentos vivos fueron dados por las salas de reproducciones de Fitoplancton y Zooplancton de CENAIM.

Tabla 2 Alimentación





Fig. 11 Recambio del agua de las gavetas.

Los recambios se realizaron de manera inter diaria (Fig. 11), colectando las larvas con ayuda de tamices de (250- 300 μm) (Fig. 14). Luego se colocaban en un beaker con un volumen de 500 ml (Fig. 15), la cual se homogeneizó para tomar 3 alícuotas con una pipeta de 1000 μm . En cada muestra se contó y revisó el número de larvas para obtener el número de población de cada tratamiento usando las siguientes formulas:

$$\text{Promedio de larvas: } \frac{\text{Suma de las 3 muestras tomadas}}{\text{Numero de muestras tomadas}}$$

$$P : \frac{\text{Promedio de larvas} \times \text{contenido volumétrico de agua (ml)}}{\text{Volumen de pipeta (ml)}}$$



Fig. 12 *Conteo poblacional, con la ayuda de la pipeta se sacaba 3 alícuotas y se las colocaba en cada plato para así contarlas y sacar población.*

Al finalizar el conteo poblacional se transfirieron las larvas a las gavetas, cada una con su salinidad correspondiente, esta agua previamente fue preparada con agua dulce filtrada y agua de mar filtrada e irradiada con UV, y una dosis de Oxitetraciclina para controlar los microorganismos del agua, y se adiciono la dosis de alimento requerida. Para ayudar a reducir el estrés en las larvas se colocaba 2gr/gaveta de vitamina C en cada recambio y como promotor de muda se colocó 0.3gr/gaveta de cal diariamente.

Se tomaron muestras con un numero de larvas representativo y estas fueron trasladadas al área de microscopía, donde se capturaron imágenes para documentar su desarrollo larvario

utilizando una cámara LANOPTIK modelo MDX503, conectada a un microscopio trinocular Olympus modelo CX31RTSF y el software iWorks 2.0.

La supervivencia inter diaria fue estimada mediante el conteo de las larvas contenidas en un volumen conocido y extrapoladas al número de larvas inicialmente sembradas en cada gaveta, mientras que la tasa de metamorfosis se obtuvo, con la cantidad de larvas metamorfoseadas en las muestras que previamente fueron observadas, y con ellos se consiguió un porcentaje de metamorfosis en cada estadio específico.

Capítulo 3

3. Resultados y Discusión

3.1 Resultados

Descripción de larvaria

Para llevar a cabo esta evaluación, fue necesario realizar una breve descripción larvaria del cangrejo azul (*Cardisoma crassum*), basada en la experiencia previa obtenida en CENAIM y utilizando como referencia el estudio publicado en 2024 por Rodríguez Pesantez et al. Una de las diferencias más notables observadas en comparación con el cangrejo rojo (*Ucides occidentalis*) es que este último no presenta espinas laterales, mientras que *Cardisoma crassum* cuenta con espinas rostrales, laterales y dorsales.

Tabla 3 Descripción larvaria de cada estadio larvario de *Cardisoma crassum*.

Estadios	Imagen	Características
Zoea 1		Presentan en sus 2 pares de maxilípedos 4 zetas, también se puede observar su segmento abdominal que cuenta de 6 somitas hasta el telson, y este último presenta 3

		pares de zetas plumosas.
Zoea 2	 	Presentan en sus maxilípedos 6 zetas, aquí el segmento abdominal y telson es igual a zoea 1.

<p>Zoea 3</p>		<p>Presenta en sus maxilípedos 8 zetas y aumenta una somita en el segmento abdominal y se puede observar en este estadio como van apareciendo los pleópodos, aquí también aumenta un par de zetas en el telson.</p>
<p>Zoea 4</p>		<p>Sus maxilípedos cuentan con 10 zetas, su segmento abdominal continua con las 7 somitas, mientras los pleópodos se pueden apreciar mejor, el telson</p>

		<p>continuo con los 4 pares de zetas más alargados.</p>
<p>Zoea 5</p>	 	<p>Los maxilípedos en este estadio cuentan con 12 zetas, aquí el abdomen continuo como la zoea 4, pero lo que cambia es que sus pleópodos se bifurcan y el telson aparecen el ultimo par de zetas.</p>
<p>Zoea 6</p>		<p>Aquí los maxilípedos</p>

		<p>cuentan con 13 zetas, el segmento abdominal continua con 7 somitas y sus pleópodos están más alargados igual que las zetas del telson. En este estadio se puede observar cambios en el rostro que es cuando salen los periópodos.</p>
<p>Megalopa</p>		<p>Su estructura cambia, su rostro es más grande y se puede observar los 5 pares de periópodos y dentro de estas sus primeras quelas o tenazas,</p>

		<p>en este estadio cuentan con el segmento abdominal, ya que este les permite nadar, mientras que sus periódodos les permiten caminar.</p>
--	--	--

Fuente: (CENAIM); (Rodriguez Pesantes et al., 2024).

Evaluación de salinidades

Supervivencia

El experimento se llevó cabo durante 17 días; sin embargo, al día 6 post-desove se observó mortalidad en los tratamientos con salinidades de 15 (95.54%), 30 (81.11%) y 35(88.88%) g/L, obteniendo mortalidad total el día 8 post-desove, en estadio inicial (zoea 1) en tratamientos de 15 y 35 g/L, mientras que el tratamiento de 30 g/L llegó con un 10% a zoea 2. Los tratamientos que obtuvieron mejor desempeño fueron el de 20-25 g/L llegando hasta el final del experimento.

Para el tratamiento de salinidad de 25g/L se obtuvo un 3.98%, de tasa de supervivencia siendo este el tratamiento de menor desempeño, mientras que el tratamiento de salinidad 20g/L, obtuvo una mayor tasa de supervivencia con el 5.26%.

Tabla 4 Tasa de supervivencia de *Cardisoma crassum* (zoea I hasta Megalopa)

TASA DE SUPERVIVENCIA														
g/L	DIA 4	SD	DIA 6	SD	DIA 8	SD	DIA 11	SD	DIA 13	SD	DIA 15	SD	DIA 17	SD
15	94.07	6.79	4.46	1.94	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
20	90.38	3.4	17.8	1.9	11.17	3.17	7.22	0.96	6.86	1.13	6.5	1.07	5.26	1.17
25	91.11	15.4	27.79	13.9	13	0	6.11	0.96	5.8	0.71	5.56	0.6	3.98	1.25
30	80	13.5	18.89	5.09	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
35	69.62	10.95	11.12	10.7	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

Tasa de metamorfosis

En cuanto a la tasa de metamorfosis en el tratamiento con salinidad de 20g/L, el estadio de zoea 1 se mantuvo durante 5 días, obteniendo un porcentaje de 20% de zoea 2 en el día 6 post-desove (Fig.13), el cual se extendió por dos días adicionales, a partir del día 8 post-desove(Fig. 14) se observó un 20% de zoea 3, en el día 11 post-desove, fue evidente el 50% de zoea 4, mientras que el día 13 post-desove, se observó el 30% de zoea 5, para el día 15 post-desove se observó un incremento de 40% de zoea 6 y un aumento mínimo del 10% en Megalopa, (Fig. 15) dando como finalizado el ensayo el día 17 post-desove donde se observó un 50% de Megalopa (Fig. 16) en los dos tratamientos.

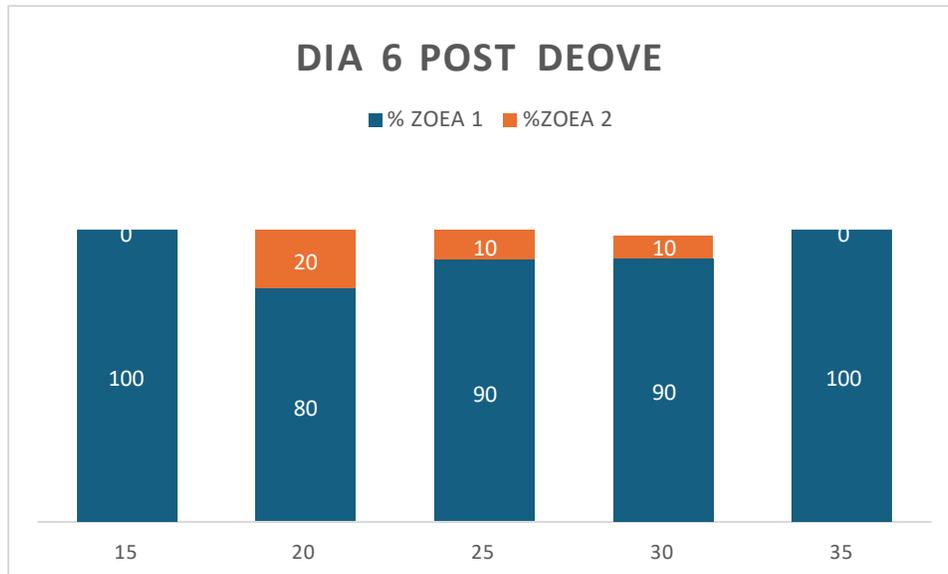


Fig. 13 Dia 6 post desove: Porcentaje de metamorfosis en todos los tratamientos para z1 y z2

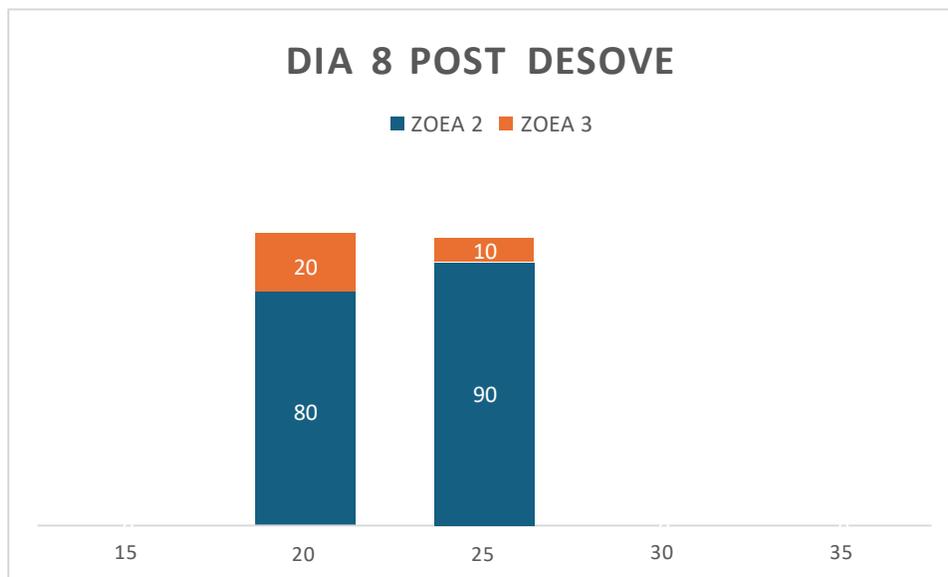


Fig. 14 Dia 8 post desove: Porcentaje de metamorfosis en los tratamientos de 20 y 25 g/L para z2 y z3

La mejor tasa de metamorfosis se presentó en el tratamientos de salinidad de 25g/L aunque en sus primeros 2 estadios se consiguió un menor porcentaje en metamorfosis, a diferencia del tratamiento anterior, obteniendo el 10% de zoea 2 el día 6 post-desove, y un 10% de zoea 3 el día 8 post-desove; sin embargo hubo un aumento significativo a partir del día 11 post-desove con un

50% de zoea 4, así mismo el día 13 post-desove fue evidente un 40% de zoea 5, mientras que el día 15 post-desove existió un incremento del 50% de zoea 6 y un aumento del 10% en Megalopa, finalmente el día 17 post-desove se observó un 57% de Megalopa (Fig. 16), teniendo así el mayor porcentaje de metamorfosis entre los tratamientos.

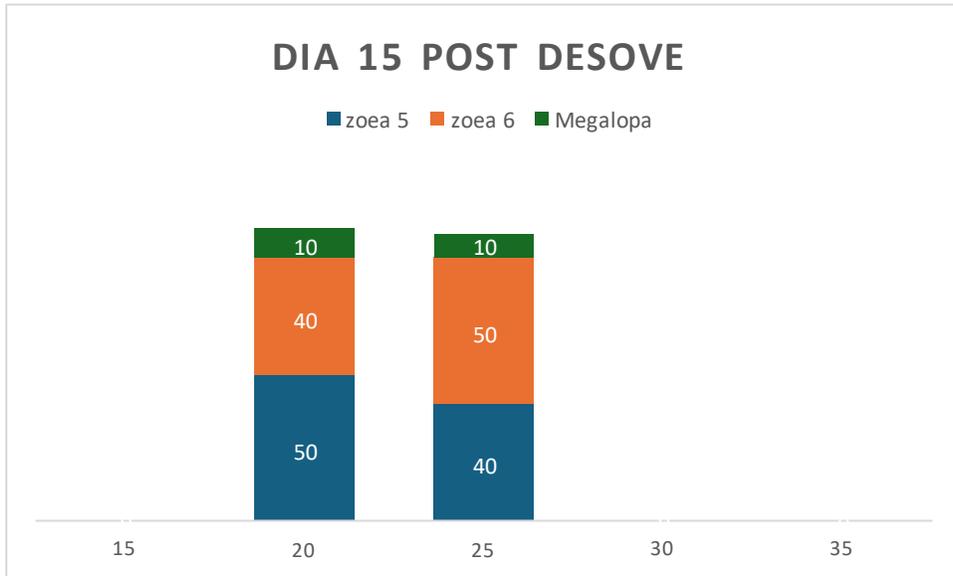


Fig. 15 Dia 15 post desove: Porcentaje de metamorfosis en tratamientos de 20 y 25 g/L para z5, z6 y Megalopa

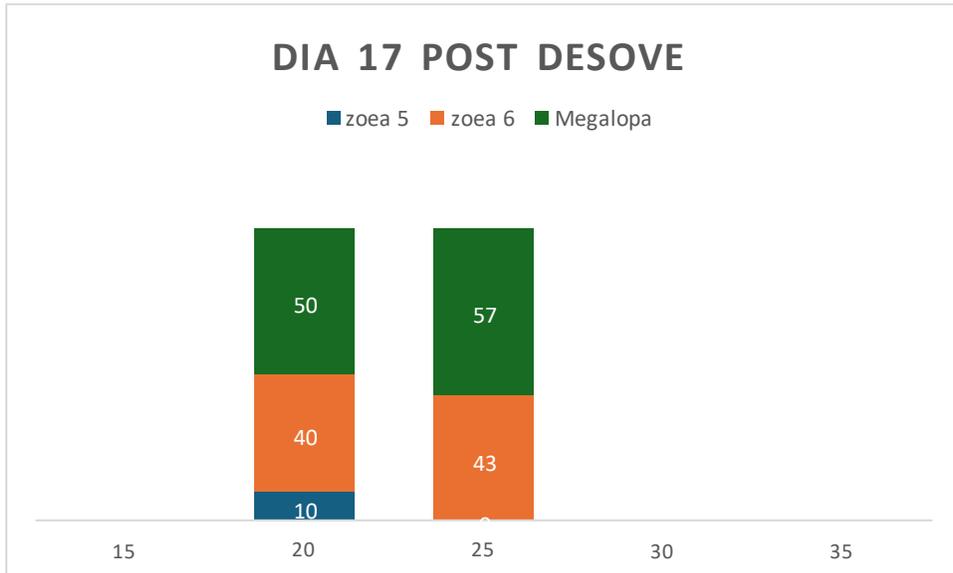


Fig. 16 Dia 17 post desove: Porcentaje de metamorfosis para tratamiento 20 y 25 g/L para z5, z6 y Megalopa

Estos resultados demuestran la importancia crítica de la salinidad en la supervivencia y el desarrollo larvario de *Cardisoma crassum*. Las salinidades más bajas (15 g/L) y más altas (35 g/L) resultaron en una mortalidad temprana, lo que sugiere que ambas extremidades del rango de salinidad no son óptimas para el cultivo de esta especie. En contraste, las salinidades de 20-25 g/L no solo mostraron tasas de supervivencia más altas, sino también un progreso más constante a través de los estadios larvarios, alcanzando la fase de Megalopa con tasas de metamorfosis más favorables. Estos hallazgos subrayan la necesidad de mantener un rango específico de salinidad para maximizar el éxito del cultivo, proporcionando una guía clara para futuros esfuerzos de repoblación y crianza en cautiverio.

3.2 Discusión

Los resultados obtenidos en este estudio sobre el desarrollo larvario de *Cardisoma crassum* en diferentes salinidades proporcionan información crucial sobre la influencia de las condiciones ambientales en la supervivencia y metamorfosis de esta especie. La evidencia muestra que tanto las salinidades extremas bajas (15 g/L) como altas (35 g/L) resultaron en una mortalidad significativa a partir del día 6 post-desove, lo que sugiere que ambos extremos del rango de salinidad no son óptimos para el cultivo de esta especie. Esto es consistente con hallazgos previos en otras especies del género *Cardisoma* y especies relacionadas como *Ucides cordatus cordatus* y *Chasmagnathus granulata* (Domingues et al., 1989; Pérez-García et al., 1995).

El análisis de la supervivencia en función de la salinidad revela que las salinidades de 20 y 25 g/L son las más favorables para *C. crassum*. En particular, la salinidad de 20 g/L mostró la mayor tasa de supervivencia (5.26%) al final del experimento, mientras que la salinidad de 25 g/L también fue efectiva, aunque con una tasa de supervivencia ligeramente menor (3.98%). Esto se alinea con estudios realizados en *Cardisoma guanhumi* y *Cardisoma armatum*, donde se encontró que una

salinidad de alrededor de 25 g/L también resultó óptima para la supervivencia larvaria (Costlow & Bookhout, 1968; Cuesta & Anger, 2004).

En cuanto a la tasa de metamorfosis, la salinidad de 25 g/L mostró un rendimiento superior en las etapas finales del desarrollo, alcanzando un 57% de megalopa el día 17 post-desove. Aunque en los primeros estadios (zoea 1 y 2) este tratamiento tuvo un menor porcentaje de metamorfosis en comparación con la salinidad de 20 g/L, su desempeño mejoró significativamente en los estadios posteriores. Esto es comparable a los hallazgos en *Chasmagnathus granulata*, donde la metamorfosis a megalopa también estuvo influenciada por factores ambientales como la salinidad y la calidad del alimento (Pérez-García et al., 1995), sugiriendo que condiciones óptimas son críticas para la transición entre estadios larvarios.

A diferencia de lo observado en *Chasmagnathus granulata*, donde se identificó un estadio suplementario Zoea V bajo condiciones de estrés ambiental (Pérez-García et al., 1995), en *C. crassum* no se observó la aparición de vías de desarrollo alternativas bajo las condiciones experimentales. Esto podría indicar que *C. crassum* tiene una mayor estabilidad en su vía de desarrollo larvario en el rango de salinidades de 20-25 g/L, o que las condiciones de estrés en este experimento no fueron suficientes para inducir dichas variaciones.

El uso de *Artemia* congelada, rotíferos y algas como *Isochrysis galbana*, *Pavlova lutheri*, *Chaetoceros muelleri* y *Chaetoceros gracilis* parece haber sido adecuado para mantener la viabilidad de las larvas, especialmente en las salinidades óptimas. Estudios previos como el de *Ucides cordatus cordatus* han demostrado que la calidad y el tipo de alimento son determinantes para el éxito en el desarrollo larvario (Domingues et al., 1989), lo que se refleja también en los resultados de este trabajo.

Estos hallazgos subrayan la importancia crítica de mantener salinidades dentro del rango de 20-25 g/L para maximizar la supervivencia y el éxito en la metamorfosis de *Cardisoma crassum*. Este conocimiento tiene implicaciones directas para la acuicultura y los programas de repoblación de esta especie, sugiriendo que el manejo de la salinidad es un factor clave para el éxito en el cultivo en cautiverio (Costlow & Bookhout, 1968; Cuesta & Anger, 2004).

Tabla 5 Diferentes especies de cangrejos semiterrestres en estudios del desarrollo larval y la influencia de la salinidad

Especie	Estadio	Salinidad	Supervivencia	Tasa de metamorfosis	Autor
<i>Cardisoma crassum</i> (Smith, 1870)	Zoea (1, 2, 3, 4, 5 y 6) – Megalopa	20 y 25 g/L	5.86% - 3.98%	17 días	Loayza, 2024
<i>Cardisoma amaratu</i> (Herklots, 1851).	Zoea (1, 2, 3, 4, 5 y 6) – Megalopa	25 g/L	20%	50 días	Cuesta & Klaus, 2005
<i>Cardisoma guanhumi</i>	Zoea (1, 2, 3, 4, 5)	20-25 g/L	0.4 – 18%	47 días	Araujo et al., 2000
<i>Ucides occidentalis</i> (Ortmann, 1897)	Zoea (1, 2, 3, 4 y 5) – Megalopa	35 g/L		15 días	Rodriguez Pesantes et al., 2024

Ucides cordatus	Zoea (1,2,3,4,5 y 6) – Megalopa	25 g/L	N/D	N/D	
<i>Chasmagnathus granulata</i> (Dana, 1851)	Zoea (1, 2, 3 y 4) – Megalopa	25 g/L	N/D	N/D	

Fuente: Bolaños et al., 2004; Boscii et al., 1967; Rodriguez P. et al., 2024; Cuesta & Klaus, 2005

Capítulo 4

4. Conclusiones y Recomendaciones

4.1 Conclusiones

Este estudio demuestra que la salinidad tiene un impacto crucial en la supervivencia y desarrollo larval de *Cardisoma crassum*. A partir del cultivo experimental, se determinó que el rango de salinidad de 20-25 g/L es óptimo para maximizar la supervivencia y promover la metamorfosis hasta el estadio de megalopa. Específicamente, las larvas criadas en 20 g/L presentaron la mayor tasa de supervivencia (5.26%), mientras que aquellas en 25 g/L alcanzaron una mayor tasa de metamorfosis (57% al estadio de megalopa). Las salinidades extremas de 15, 30 y 35 g/L resultaron en una alta mortalidad a partir del día 6 post-desove, lo que indica que estas condiciones no son favorables para el cultivo de *C. crassum*.

Estos resultados están en línea con el objetivo general del estudio, que buscaba establecer un protocolo de producción de larvas de cangrejo azul bajo condiciones controladas. La influencia de la salinidad no solo afecta la supervivencia, sino también el desarrollo morfológico y la metamorfosis de las larvas, lo cual fue documentado mediante fotografías microscópicas a lo largo de los estadios Zoea 1 a Zoea 6. Este enfoque permitió un análisis detallado de las variaciones morfológicas y cómo estas se ven afectadas por diferentes niveles de salinidad, en cumplimiento con el primer objetivo específico.

En relación con el segundo objetivo específico, se logró determinar que las salinidades moderadas, específicamente 20 y 25 g/L, son las más adecuadas tanto para la supervivencia como para la metamorfosis de las larvas, lo que optimiza su desarrollo larvario. Finalmente, el tercer objetivo específico se alcanzó al comparar diferentes niveles de salinidad (15, 20, 25, 30 y 35 g/L), confirmando que las condiciones óptimas para el cultivo larvario de *C. crassum* en condiciones controladas están entre 20 y 25 g/L. Estos hallazgos tienen implicaciones directas para el manejo y la producción sostenible de esta especie en acuicultura.

4.2 Recomendaciones

Para futuras investigaciones se sugiere otros enfoques para mejorar el cultivo controlado de larvas de cangrejo azul, con el objetivo de aumentar su tasa de supervivencia y repoblar ecosistemas de manglar en la costa ecuatoriana. Se recomienda consideren factores adicionales como la temperatura, el balance iónico del agua, el pH, y los niveles de amonio, así como otros factores fisicoquímicos que puedan afectar el agua y, por ende, a las larvas.

Es esencial realizar estos estudios en un ambiente más controlado y esterilizado. Además, se sugiere realizar pruebas de detección de microorganismos antes, durante, y después de cada ciclo de cultivo para identificar posibles amenazas y así poder intervenir con probióticos y tratamientos antifúngicos.

El control de las hembras ovadas es también fundamental; se debe monitorear los últimos tres estadios embrionarios para evitar el estrés y asegurar que el área donde se coloquen esté adecuadamente preparada. Investigar en mayor profundidad el momento exacto en que las hembras llegan al cuerpo de agua para desovar permitirá un manejo más preciso en condiciones controladas de laboratorio, asegurando su transición al agua en el momento adecuado.

En cuanto a la alimentación, se recomienda iniciar desde el primer estadio larval con un mínimo de *Artemia* y el porcentaje habitual de rotíferos, explorando otras dietas con estos zooplánctones para determinar si es necesario aumentar las proteínas desde el primer estadio o esperar hasta el segundo, como sugieren otros estudios. Por último, se aconseja realizar miniensayos durante cada experimento para monitorear diversos factores. Con esto se espera obtener un protocolo bien estructurado que garantice la viabilidad y supervivencia de las larvas de cangrejo azul (*Cardisoma crassum*).

Referencias

- ALEMÁN, S., CISNEROS, P., ORDINOLA, E., VERA, M., & MONTERO, P. (2018). ALGUNAS CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICO-POBLACIONALES DEL CANGREJO SIN BOCA *CARDISOMA CRASSUM* (CRUSTACEA: GECARCINIDAE) EN LOS MAGLARES DE TUMBES, PERU. RESEARCHGATE.NET. RETRIEVED MARCH 26, 2024, FROM [HTTPS://WWW.RESEARCHGATE.NET/PROFILE/MANUEL-VERA-2/PUBLICATION/329074502_ALGUNAS_CARACTERISTICAS_BIOLOGICO-POBLACIONALES_DEL_CANGREJO_SIN_BOCA_CARDISOMA_CRASSUM_CRUSTACEA_GECARCINIDAE_EN_LOS_MANGLARES_DE_TUMBES_PERU/LINKS/5CAED66C92851C8D22E3144D/ALGUNAS-CARACTERISTICAS-BIOLOGICO-POBLACIONALES-DEL-CANGREJO-SIN-BOCA-CARDISOMA-CRASSUM-CRUSTACEA-GECARCINIDAE-EN-LOS-MANGLARES-DE-TUMBES-PERU.PDF](https://www.researchgate.net/profile/Manuel-Vera-2/publication/329074502_ALGUNAS_CARACTERISTICAS_BIOLOGICO-POBLACIONALES_DEL_CANGREJO_SIN_BOCA_CARDISOMA_CRASSUM_CRUSTACEA_GECARCINIDAE_EN_LOS_MANGLARES_DE_TUMBES_PERU/links/5caed66c92851c8d22e3144d/ALGUNAS-CARACTERISTICAS-BIOLOGICO-POBLACIONALES-DEL-CANGREJO-SIN-BOCA-CARDISOMA-CRASSUM-CRUSTACEA-GECARCINIDAE-EN-LOS-MANGLARES-DE-TUMBES-PERU.pdf)
- ALEMÁN, S., & E. ORDINOLA. 2017. AMPLIACIÓN DE LA DISTRIBUCIÓN SUR DE *UCIDES OCCIDENTALIS* (DECAPODA: UCIDIDAE) Y *CARDISOMA CRASSUM* (DECAPODA: GECARCINIDAE). REVISTA PERUANA DE BIOLOGÍA 24(1): 107–110.
- ALPUCHE, J., PEREYRA, A., & AGUNDIS, C. (2005). RESPUESTAS BIOQUÍMICAS DE CAMARONES MARINOS A FACTORES AMBIENTALES. REDALYC.ORG. [HTTPS://WWW.REDALYC.ORG/PDF/636/63617216008.PDF](https://www.redalyc.org/pdf/636/63617216008.pdf)
- ÁLVAREZ, F., VILLALOBOS, J. L., HENDRICKX, M. E., ESCOBAR-BRIONES, E., RODRÍGUEZ-ALMARAZ, G., & CAMPOS, Y. E. (2013). BIODIVERSIDAD DE CRUSTÁCEOS DECÁPODOS (CRUSTACEA: DECAPODA) EN MÉXICO. SCIELO.

[HTTPS://WWW.SCIELO.ORG.MX/SCIELO.PHP?SCRIPT=SCI_ARTTEXT&PID=S1870-34532014000200025](https://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1870-34532014000200025)

ANGER, KLAUS. (2003). SALINITY AS A KEY PARAMETER IN THE LARVAL BIOLOGY OF DECAPOD CRUSTACEANS. *INVERTEBRATE REPRODUCTION & DEVELOPMENT*, 43(1), 29-45.
[HTTPS://DOI.ORG/10.1080/07924259.2003.9652520](https://doi.org/10.1080/07924259.2003.9652520)

ANGER, K., SPIVAK, E., LUPPI, T., BAS, C., & ISMAEL, D. (2008). LARVAL SALINITY TOLERANCE OF THE SOUTH AMERICAN SALT-MARSH CRAB, *NEOHELICE (CHASMAGNATHUS) GRANULATA*: PHYSIOLOGICAL CONSTRAINTS TO ESTUARINE RETENTION, EXPORT AND REIMMIGRATION. *HELGOLAND MARINE RESEARCH*, 62(2), 93–102.
[HTTPS://DOI.ORG/10.1007/s10152-007-0076-5](https://doi.org/10.1007/s10152-007-0076-5)

ARAUJO, F., DO NASCIMENTO MENDES, L., DE BRITO LIMA, T., DE OLIVEIRA YAMAMOTO, S., OGAWA, C., & OGAWA, M. (2005). CULTIVO DO CARANGUEJO TERRESTRE *CARDISORNA GUANHUMI* (LATREILLE, 1825) DO OVO AO E' STAGIO JUVENIL. RESEARCHGATE.NET. RETRIEVED APRIL 29, 2024, FROM [HTTPS://WWW.RESEARCHGATE.NET/PROFILE/LUCIANA-MENDES-8/PUBLICATION/280114716_CULTIVO_DO_CARANGUEJO_TERRESTRE_CARDISOMA_GUANHUMI_LATREILLE_1825_DO_OVO_AO_ESTAGIO_JUVENIL/LINKS/55AAD9DA08AE815A042792ED/CULTIVO-DO-CARANGUEJO-TERRESTRE-CARDISOMA-GUANHUMI-LATREILLE-1825-DO-OVO-AO-ESTAGIO-JUVENIL.PDF](https://www.researchgate.net/profile/Luciana-Mendes-8/publication/280114716_Cultivo_do_Caranguejo_Terrestre_Cardisoma_Guanhumi_Latreille_1825_do_Ovo_Ao_Estagio_Juvenil/links/55aad9da08ae815a042792ed/Cultivo-do-Caranguejo-Terrestre-Cardisoma-Guanhumi-Latreille-1825-do-Ovo-Ao-Estagio-Juvenil.pdf)

ÁREA NATURAL PROTEGIDA ZONA DE CONSERVACIÓN ECOLÓGICA ESTERO EL SALADO. (JULIO - SEPTIEMBRE DE 2011). BOLETÍN 3. ESTUDIO DE LOS CAJOS DEL SALADO. ECUADOR

BERMUDES-LIZÁRRAGA, J. F., NIEVES-SOTO, M., MEDINA-JASSO, M. A., ROMÁN-REYES, J. C., FLORES-CAMPAÑA, L. M., ORTEGA-SALAS, A. A., & PIÑA-VALDEZ, P. (2017). EFECTO DE LA TEMPERATURA Y SALINIDAD EN EL CRECIMIENTO LARVAL DE LITOPENAEUS VANNAMEI. REVISTA DE BIOLOGIA MARINA Y OCEANOGRAFIA, 52(3), 611–615.
[HTTPS://DOI.ORG/10.4067/S0718-19572017000300016](https://doi.org/10.4067/s0718-19572017000300016)

BOLAÑOS, J., CUESTA, J. A., HERNÁNDEZ, G., HERNÁNDEZ, J., & FELDER, A. D. L. (2004). ABBREVIATED LARVAL DEVELOPMENT OF TUNICOTHERES MOSERI (RATHBUN, 1918) (DECAPODA: PINNOTHERIDAE), A RARE CASE OF PARENTAL CARE AMONG BRACHYURAN CRABS*. CSIC.ES.
[HTTPS://SCIENTIAMARINA.REVISTAS.CSIC.ES/INDEX.PHP/SCIENTIAMARINA/ARTICLE/VIEW/389/390](https://scientiamarina.revistas.csic.es/index.php/scientiamarina/article/view/389/390)

BOSCH, E. E., SCELZO, M. A., & GOLDSTEIN, B. (1967). DESARROLLO LARVAL DE DOS ESPECIES DE CRUSTÁCEOS DECÁPODOS EN EL LABORATORIO, PACHYCHELES HAIGAE RODRIGUES DA COSTA (PORCELLANIDAE) Y CHASMAGNATHUS GRANULATA DANA (GRAPSIDAE). AQUADOCS.ORG.
[HTTPS://AQUADOCS.ORG/BITSTREAM/HANDLE/1834/23373/BOLIBM_12.PDF?SEQUENCE=1&ISALLOWED=Y](https://aquadoocs.org/bitstream/handle/1834/23373/BOLIBM_12.pdf?sequence=1&isAllowed=y)

BUITIMEA, M. (2011). EFECTO DE LA SALINIDAD Y TEMPERATURA SOBRE EL DESARROLLO LARVAL DE PANOPEA SPP. UABC.MX.
[HTTPS://REPOSITORIOINSTITUCIONAL.UABC.MX/SERVER/API/CORE/BITSTREAMS/21F506C2-3B4D-43F3-AA38-AD3E62F2EA7D/CONTENT](https://repositorioinstitucional.uabc.mx/server/api/core/bitstreams/21f506c2-3b4d-43f3-aa38-ad3e62f2ea7d/content)

CARBAJAL, P., & J. SANTAMARÍA. 2018. GUÍA ILUSTRADA PARA RECONOCIMIENTO DE ESPECIES DE CANGREJOS BRAQUIUROS Y ANOMUROS CON VALOR COMERCIAL DEL PERÚ. INSTITUTO DEL MAR DEL PERÚ, CALLAO, PERÚ. 19 PP.

COUTTEAU, P. (1996). MICRO-ALGAE. EN P. LAVENS Y P. SORGeloos (EDS.), MANUAL ON THE PRODUCTION AND USE OF LIVE FOOD FOR AQUACULTURE. FAO. FISHERIES TECHNICAL PAPER, 361, 295

COSTLOW, J; BOOKHOUT, G. (1968). THE EFFECT OF ENVIRONMENTAL FACTORS ON DEVELOPMENT OF THE LAND-CRAB, *CARDISOMA GUANHUMI* LATREILLE. INTEGRATIVE AND COMPARATIVE BIOLOGY, 8(3):399-410. DOI: 10.1093/ICB/8.3.399

CHUNG, K. S. (2001). ADAPTABILIDADECOFISIOLÓGICA DE ORGANISMOS ACUÁTICOS TROPICALES A CAMBIOS DE SALINIDAD. REVISTA DE BIOLOGIA TROPICAL, 49(1), 9–13.
[HTTPS://WWW.SCIELO.SA.CR/SCIELO.PHP?SCRIPT=SCI_ARTTEXT&PID=S0034-77442001000100002](https://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0034-77442001000100002)

CUESTA, & ANGER, K. (2005). LARVAL MORPHOLOGY AND SALINITY TOLERANCE OF A LAND CRAB FROM WEST AFRICA, *CARDISOMA ARMATUM* (BRACHYURA: GRAPSOIDEA: GECARCINIDAE). JOURNAL OF CRUSTACEAN BIOLOGY: A QUARTERLY OF THE CRUSTACEAN SOCIETY FOR THE PUBLICATION OF RESEARCH ON ANY ASPECT OF THE BIOLOGY OF CRUSTACEA, 25(4), 640–654. [HTTPS://DOI.ORG/10.1651/C-2551.1](https://doi.org/10.1651/c-2551.1)

CUESTA, J. A., & ANGER, K. (2005). LARVAL MORPHOLOGY AND SALINITY TOLERANCE OF A LAND CRAB FROM WEST AFRICA, *CARDISOMA ARMATUM* (BRACHYURA: GRAPSOIDEA: GECARCINIDAE). JOURNAL OF CRUSTACEAN BIOLOGY: A QUARTERLY OF THE

CRUSTACEAN SOCIETY FOR THE PUBLICATION OF RESEARCH ON ANY ASPECT OF THE
BIOLOGY OF CRUSTACEA, 25(4), 640–654. <https://doi.org/10.1651/c-2551.1>

DIELE, K., ARAÚJO, A. R. R., GLASER, M., & SALZMANN, U. (2010). ARTISANAL FISHERY OF THE
MANGROVE CRAB *UCIDES CORDATUS* (UCIDIDAE) AND FIRST STEPS TOWARD A SUCCESSFUL CO-
MANAGEMENT IN BRAGANÇA, NORTH BRAZIL. IN *ECOLOGICAL STUDIES* (PP. 287–297). SPRINGER
BERLIN HEIDELBERG.

DOMINGUES, M.; RODRIGUEZ, N.; HEBLING, J. (1989). *UCIDES CORDATUS CORDATUS*
(LINNAEUS, 1763) (CRUSTACEA, DECAPODA): COMPLETE LARVAL DEVELOPMENT UNDER
LABORATORY CONDITIONS AND ITS SYSTEMATIC POSITION. *REVISTA BRASILEIRA DE ZOOLOGIA*,
6(1):147-166. DOI: 10.1590/S0101-81751989000100016

FISCHER, W., KRUPP, F., SCHNEIDER, W., SOMMER, C., CARPENTER, K., & NIEM., V. (1995). GUÍA
FAO PARA LA IDENTIFICACIÓN DE ESPECIES PARA LOS FINES DE LA PESCA. PACÍFICO CENTRO-
ORIENTAL. VOLUMEN I. PLANTAS E INVERTEBRADOS. ROMA.

GARCÍA-MADRIGAL, M.S., 2000. CANGREJOS BRAQUIUROS (BRACHYURA) DE LA BAHÍA DE
MARUATA, MICHOACÁN, MÉXICO. *REV. BIOL. TROP.* 48: 181-191.

[HTTP://WWW.OTS.AC.CR/RBT/ATTACHMENTS/VOLUMES/VOL48-](http://www.ots.ac.cr/rbt/attachments/volumes/vol48-)

[1/21_GARCIA_CANGREJOS_BRAQUIUROS.PDF](#) [ACCESSED 14 OCTOBER 2014], ISSN: 0034- 7744

GUTIERRES, P. (2023). ¿QUÉ CAUSA LA SALINIDAD DEL AGUA EN LOS

OCEANOS? HISTORIOTECA. [HTTPS://HISTORIOTECA.COM/QUE-CAUSA-LA-SALINIDAD-
DEL-AGUA-EN-LOS-OCEANOS/](https://historioteca.com/que-causa-la-salinidad-del-agua-en-los-oceanos/)

HARTNOLL, R.G. 2012. RELATIVE GROWTH: DESCRIPTION AND ANALYSIS. PP 365–401 IN J. FOREST, & J.C. VON VAUPEL KLEIN (EDS). TREATISE ON ZOOLOGY-ANATOMY, TAXONOMY, BIOLOGY. THE CRUSTACEA, VOLUME 3.

HOFF, F. H. Y SNELL, T. W. (1993). PLANKTON CULTURE MANUAL. 3.ª ED. FLORIDA: FLORIDA AGUA FARMS, INC., P. 147

KALBER, F. A., & COSTLOW, J. D., JR. (1968). OSMOREGULATION IN LARVAE OF THE LAND-CRAB, *CARDISOMA GUANHUMILATREILLE*. AMERICAN ZOOLOGIST, 8(3), 411–416.
[HTTPS://DOI.ORG/10.1093/ICB/8.3.411](https://doi.org/10.1093/icb/8.3.411)

KINNE, O., ENVIROMENTAL FACTORS, ED. M. ECOLOGY. VOL. I, PART 3. 1972, GREAT BRITAIN: WILEY- INTERSCIENCE. 1774.

MINISTERIO DE AGRICULTURA Y GANADERÍA (2017). ESTUDIO DE LA PESQUERÍA DEL CANGREJO AZUL (*CARDISOMA CRASSUM*) EN LA ISLA DE LA CHÁCARA, EN EL MANGLAR DE BARRA DE SANTIAGO, DEPARTAMENTO DE AHUACHAPÁN. GOB.SV. [HTTPS://WWW.MAG.GOB.SV/WP-CONTENT/UPLOADS/2021/06/INFORME-FINAL-CANGREJO-1.PDF](https://www.mag.gob.sv/wp-content/uploads/2021/06/INFORME-FINAL-CANGREJO-1.pdf)

MINISTERIO DE PRODUCCIÓN COMERCIO EXTERIOR INVERSIONES Y PESCA. (2023). VEDA POR MUDA DE CANGREJO ROJO Y AZUL. GOB.EC. [HTTPS://WWW.PRODUCCION.GOB.EC/WP-CONTENT/UPLOADS/2023/07/VEDA-CANGREJO-ROJO-Y-AZUL-2023.PDF](https://www.produccion.gob.ec/wp-content/uploads/2023/07/VEDA-CANGREJO-ROJO-Y-AZUL-2023.pdf)

MOLINA, M., & VÁZQUEZ, H. (2018). RELATIVE GROWTH OF *CARDISOMA CRASSUM*, SMITH, 1980 (DECÁPODA: GECARCINIDAE) IN THE ESTUARY EL SALADO, PUERTO VALLARTA, JALISCO

MÉXICO. BIOCYT BIOLOGÍA, CIENCIA Y TECNOLOGÍA.

[HTTP://FILE:///C:/USERS/GEMIN/DOWNLOADS/BIOCYT.PDF](http://file:///C:/Users/Gemin/Downloads/BIOCYT.pdf)

MORENO-CASASOLA P. (ED.) 2006. ENTORNOS VERACRUZANOS: LA COSTA DE LA MANCHA.

INSTITUTO DE ECOLOGÍA, A.C., XALAPA, VER. MÉXICO, 576 PP.

PALZIN, W. (2022). IMMER AUF DER HUT: CARDISOMA CRASSUM. FOTOCOMMUNITY.

[HTTPS://WWW.FOTOCOMMUNITY.DE/PHOTO/IMMER-AUF-DER-HUT-CARDISOMA-CRASSUM-WEISSWOLF/46546525](https://www.fotocommunity.de/photo/immer-auf-der-hut-cardisoma-crassum-weisswolf/46546525)

PÉREZ-GARCÍA., M; NUÑEZ, J.; LUPPI, J.; OCAMPO, E. (2023). EFFECT OF LOW PH ON EMBRYONIC

AND LARVAL TRAITS IN THE ESTUARINE SEMI-TERRESTRIAL CRAB NEOHELICE GRANULATA.

ESTUARINE COASTAL AND SHELF SCIENCE, DOI: 10.1016/j.ecss.2023.108598

PESTANA, D. & OSTRENSKY, A. (1995). OCCURRENCE OF AN ALTERNATIVE PATHWAY IN THE

LARVAL DEVELOPMENT OF THE CRAB CHASMAGNATHUS GRANULATA DANA, 1851 UNDER

LABORATORY CONDITIONS. HYDROBIOLOGIA, 306(1):33-40. DOI: 10.1007/BF00007856

PRADO, M. M. (2021). ANÁLISIS DE LA CAPTURA DEL CANGREJO AZUL (CARDISOMA CRASSUM) EN

EL MANGLAR DEL RECINTO EL PROGRESO EN EL CANTÓN SAN LORENZO- ESMERALDAS.

ESCUELA DE GESTIÓN AMBIENTAL.

[HTTPS://REPOSITORIO.PUCE.EDU.EC/SERVER/API/CORE/BITSTREAMS/3D68ECC8-ED96-4A9B-ACA5-F01BC7C2A335/CONTENT](https://repositorio.puce.edu.ec/server/api/core/bitstreams/3d68ecc8-ed96-4a9b-aca5-f01bc7c2a335/content)

QUIÑONEZ, S. (2021). REVALORIZACIÓN DE LOS CONOCIMIENTOS Y PRÁCTICAS ANCESTRALES DE

LA CAPTURA Y ENGORDE DE CANGREJO AZUL CARDISOMA CRASSUM EN LA COMUNIDAD

“EL PROGRESO” EN LA PROVINCIA DE ESMERALDAS. EDU.EC.

[HTTPS://REPOSITORIO.UPSE.EDU.EC/BITSTREAM/46000/6584/1/UPSE-TBM-2021-0008.PDF](https://repositorio.upse.edu.ec/bitstream/46000/6584/1/UPSE-TBM-2021-0008.pdf)

SOLANO, F., & MORENO, J. (2009). CANGREJO ROJO (*UCIDES OCCIDENTALIS*) UN ANÁLISIS DURANTE EL PERIODO DE VEDA REPRODUCTIVA. INSTITUTO NACIONAL DE PESCA. GUAYAQUIL, ECUADOR.

USCOCOVICH, G. (2015). REPRODUCCIÓN Y DENSIDAD POBLACIONAL DEL CANGREJO AZUL *CARDISOMA CRASSUM*, EN LA ISLA CERRITOS - ESTUARIO DEL RÍO CHONE – MANABÍ - ECUADOR. UNIVERSIDAD DE GUAYAQUIL.
[HTTPS://REPOSITORIO.UG.EDU.EC/SERVER/API/CORE/BITSTREAMS/5691AE28-85A3-44F2-B41B-0A11C41FCBA7/CONTENT](https://repositorio.ug.edu.ec/server/api/core/bitstreams/5691ae28-85a3-44f2-b41b-0a11c41fcba7/content)

VÁZQUEZ, H., & RAMÍREZ, T. (2015). ASPECTOS DEL CRECIMIENTO DEL CANGREJO TERRESTRE *CARDISOMA CRASSUM SMITH, 1870*(CRUSTACEA: BRACHYURA: GECARCINIDAE) DEL ESTUARIO EL SALADO, PUERTO VALLARTA, JALISCO, MÉXICO. RESEARCHGATE.NET.
[HTTPS://WWW.RESEARCHGATE.NET/PUBLICATION/272478996_ASPECTS_OF_GROWTH_IN_THE_TERRESTRIAL_CRAB_CARDISOMA_CRASSUM_SMITH_1870_CRUSTACEA_BRACHYURA_GECARCINIDAE_FROM_EL_SALADO_ESTUARY_PUERTO_VALLARTA_JALISCO_MEXICO](https://www.researchgate.net/publication/272478996_ASPECTS_OF_GROWTH_IN_THE_TERRESTRIAL_CRAB_CARDISOMA_CRASSUM_SMITH_1870_CRUSTACEA_BRACHYURA_GECARCINIDAE_FROM_EL_SALADO_ESTUARY_PUERTO_VALLARTA_JALISCO_MEXICO)

VEDA DE CANGREJO ROJO Y AZUL – MINISTERIO DE PRODUCCIÓN COMERCIO EXTERIOR INVERSIONES Y PESCA. (2024). GOB.EC. [HTTPS://WWW.PRODUCCION.GOB.EC/VEDA-DE-CANGREJO-ROJO-Y-AZUL/](https://www.produccion.gob.ec/veda-de-cangrejo-rojo-y-azul/)

VEGA, Á. J., MENA, C., & ROBLES P., Y. A. (2018). PESCA ARTESANAL DE *CARDISOMA CRASSUM* (CANGREJO) Y *UCIDES OCCIDENTALIS* (MANGOTE) EN EL SECTOR

NORORIENTAL DEL GOLFO DE MONTIJO, PACIFICO DE PANAMA.

AMELICA.ORG.

[HTTP://PORTAL.AMELICA.ORG/AMELI/JATSREPO/224/2241109001/HTML/#REDALYC_2241109001_REF30](http://portal.amelica.org/ameli/jatsrepo/224/2241109001/html/#redalyc_2241109001_ref30)

VERA H.W.A. Y T.A. ARÉVALO, 2012. BASES PARA EL MANEJO DEL CANGREJO AZUL (*CARDISOMA CRASSUM*) EN LA ZONA DEL BAJO BORBÓN, PROVINCIA DE ESMERALDAS. INVESTIGACIÓN SABERES, 1(1):43-53.

TIPÁN L. IMPACTO DE LA INDUSTRIA CAMARONERA SOBRE EL HÁBITAT DEL CANGREJO AZUL (*CARDISOMA CRASSUM*) EN AL ISLA CORAZÓN [INTERNET]. UNIVERSIDAD ESTATAL DEL SUR DE MANABÍ; 2020. AVAILABLE FROM: [HTTP://REPOSITORIO.UNESUM.EDU.EC/HANDLE/53000/2305](http://repositorio.unesum.edu.ec/handle/53000/2305)

TREJOS, N., VEGA, A., SMITH, O., & MORÁN, M. (2007). DIAGNÓSTICO DEL ESTADO ACTUAL DE LOS MANGLARES, SU MANEJO Y SU RELACION CON LA PESQUERÍA EN PANAMÁ. PANAMÁ.

SANTOS MELLA, F., LEIRO VIDAL, J., GARCÍA GÓMEZ, V., & HIERRO SANTOS, K. (2022). EFECTOS DE LA SALINIDAD EN EVENTOS DE DEPREDACIÓN ENTRE LARVAS DE *CARDISOMA GUANHUMI* Y *TETRAHYMENA HEGEWISHI*. *NOVITATES CARIBAEA*, 19, 105–114.

[HTTPS://DOI.ORG/10.33800/NC.VI19.281](https://doi.org/10.33800/nc.vi19.281)

WANNAMAKER, C., Y RICE, J., EFFECTS OF HIPOXIA ON MOVEMENTS AND BEHAVIOR OF SELECTED ESTUARINE ORGANISMS FROM THE SOUTHEASTERN UNITED STATES. *JOURN. EXP. MARINE BIOL. ECOL.*, 2000(249): P. 145-163.

N. WEBER, S.B. WEBER, & H-C. LIU. 2017. POLYMORPHISM IN THE CHELAE OF MATURE MALES OF THE LAND CRABS *JOHNGARTHIA LAGOSTOMA* AND *EPIGRAPSUS* SPP. – *CRUSTACEANA* 90(7–10): 931–951. DOI.ORG/10.1163/15685403-00003596.

WOLCOTT T.G., 1988. ECOLOGY. EN: BURGGREN W.W. Y B.R. MCMAHON (EDS.), *BIOLOGY OF THE LAND CRABS: AN INTRODUCTION*: UNIVERSITY PRESS, CAMBRIDGE.