



**UNIVERSIDAD DEL SINÚ**  
Elías Bechara Zainúm  
Seccional Cartagena

**DESARROLLO DEL CICLO LARVAL DEL CANGREJO AZUL**

***Cardisoma guanhumi* Latreille, 1828 EN SISTEMAS CERRADOS**

**PRESENTADO POR:**

Keyla Shadiel Gómez Cervantes

**UNIVERSIDAD DEL SINÚ E.B.Z SECCIONAL CARTAGENA**  
**FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y BIOTECNOLÓGICAS**  
**ESCUELA DE BIOLOGÍA MARINA**  
**CARTAGENA, COLOMBIA.**

**Mayo 2020**



**DESARROLLO DEL CICLO LARVAL DEL CANGREJO AZUL**

***Cardisoma guanhumi* Latreille, 1828 EN SISTEMAS CERRADOS**

**PRESENTADO POR:**

Keyla Shadiel Gómez Cervantes

**Asesor disciplinar:**

Luz Marina Mejía Ladino

**Asesores metodológicos:**

Patricia Emilce Romero Murillo

Martha Jeannette Torres Virviescas

**UNIVERSIDAD DEL SINÚ E.B.Z SECCIONAL CARTAGENA  
FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y BIOTECNOLÓGICAS  
ESCUELA DE BIOLOGÍA MARINA  
CARTAGENA, COLOMBIA.**

**Mayo 2020**



## AGRADECIMIENTOS

Quiero agradecer y dedicar este trabajo principalmente a Dios, porque con él todo es posible y toda la gloria es para él.

Gracias a todas aquellas personas que me ayudaron y estuvieron involucradas conmigo en el proceso de desarrollo de este trabajo:

A la Universidad del Sinú Elías Bechara Zainúm por el apoyo, espacio y equipos que me brindaron. Así como también, permitirme hacer partícipe como Tesista de Pregrado en el Proyecto Macro “Reproducción artificial del cangrejo azul *Cardisoma guanhumi* con fines de repoblamiento y manejo comunitario”, lo cual me enriqueció y dejó grandes enseñanzas para la vida y como bióloga.

A CENIACUA por proporcionar las microalgas para la alimentación y al CEINER por donar los Rotíferos como alimento para las larvas.

A mi Asesora Disciplinar Luz Marina Mejía-Ladino por todo su apoyo, por sus valiosos comentarios, por estar siempre dispuesta a ayudarme y asesorarme muchas horas, así como, durar hasta tarde conmigo en el laboratorio, pero especialmente por brindarme toda la confianza para elaborar este trabajo.

A mi Asesora Metodológica, la Doctora Patricia Romero y el profesor Esteban Zarza por su ayuda incondicional a lo largo de este proyecto. Así como también a la profesora Eugenia Arrieta por guiarme al momento de escribir el documento final.



De igual manera y especialmente quiero agradecer a mi Directora de Escuela, la Doctora Martha Torres por haberme apoyado y haber confiado en mí para la realización de este trabajo, enseñándome sus valiosos conocimientos y experiencias sobre la Acuicultura Marina.

A Miguel Fernando Collazos, el otro Tesista del Proyecto Macro, por enseñarme y brindar sus conocimientos empíricos y apoyo incondicional, durando horas y horas revisando que todo estuviese en orden, analizando y ayudándonos mutuamente en nuestros trabajos de grado, por tenerme paciencia y haberme aguantado en el laboratorio, así como también el brindarme sus consejos, su amistad y sus cansonerías, GRACIAS INFINITAS.

A Lisbeth Paternina (estudiante Unisinú) y Lizandro Díaz (Miembro de la Comunidad de Caño del Oro) por coleccionar las hembras ovadas y traerlas sanas y salvas a Cartagena, por tierra o por mar, respectivamente, para hacer efectivo este trabajo.

A mis Padres que son mis héroes, pues me han enseñado en toda mi vida, a valorar y a ser sencilla, y a cada uno de mis familiares, por apoyarme en todo momento y siempre impulsarme a perseguir mis sueños y mis metas más locas.

A Rodrigo Andrés Espejo, porque además de ser mi amor, es una de las personas que más me ha apoyado en mi carrera, siempre me aconsejó y ayudó en momentos difíciles y quebrantos de salud que se me presentaron, acompañándome en sus días de descanso a realizar este trabajo e impulsándome a cumplir mis metas.



A Juan Camilo Villalba, Skasquia Sharlin Ucrós y Sebastián Quintero por su ayuda y acompañamiento en el Laboratorio de Acuicultura, por su apoyo a pesar de no saber o entender las cosas que tenía que realizar, pero siempre estuvieron allí brindando su mano, amistad y aguantando hambre hasta tarde.

Al personal de mantenimiento de la Universidad del Sinú, los de seguridad y vigilancia, Alex, Carlos “Mono”, José, Wilman, Harold y los demás, que me permitieron el ingreso a la universidad los domingos y festivos y velaron por mi seguridad mientras realizaba este trabajo. Las aseadoras, la señora Carmen y las demás, que ayudaron en su labor de la mejor manera y siempre mostrando su interés.

Y por último quiero agradecer a cada una de las personas que estuvieron presentes en el transcurso de mi carrera, a profesores, compañeros, amigos y familiares, especialmente a los que confiaron plenamente en mí sin dudar, que me apoyaron en todo el proceso y a lo largo de este proyecto.



## TABLA DE CONTENIDO

<b>INTRODUCCIÓN</b> .....	1
<b>1. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA</b> .....	4
1.1. Descripción del problema.....	4
1.2. Formulación del problema.....	7
1.3. Justificación.....	7
1.4 Alcance.....	8
1.5. Objetivos.....	9
1.5.1 General.....	9
1.5.2 Específicos.....	9
<b>2. MARCO REFERENCIAL</b> .....	10
2.1. Estado del arte.....	10
2.2 Marco teórico.....	14
2.2.1. Diagnósis de la especie.....	14
2.2.2. Hábitat.....	15
2.2.3. Planes de manejo y/o de conservación de la especie.....	15
2.3 Marco conceptual.....	18
2.4. Consideraciones éticas y marco legal.....	21
2.4.1. Marco Legal.....	21
2.4.2. Consideraciones Éticas:.....	22
2.4.3. Normas de bioseguridad y manipulación:.....	22
<b>3. METODOLÓGIA</b> .....	24
3.1. Área de estudio.....	24
3.2. Población y Muestra.....	24
3.3. Variables.....	25
3.4. Métodos de recolección de información.....	26
3.5. Diseño experimental.....	27
3.6. Observación de larvas.....	28
3.7. Adecuación del laboratorio.....	30
3.7.1. Acuarios.....	30
3.7.2. Tanques.....	31
3.8. Alimento Vivo.....	31
3.8.1. Escalamiento de microalgas y zooplancton.....	31
3.9. Plan de análisis.....	32
<b>4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN</b> .....	33
4.1. Fichas descriptivas por estadio.....	33
4.1.1. Zoea I.....	34
4.1.2. Zoea II.....	36
4.1.3. Zoea III.....	38
4.1.4. Zoea IV.....	40



4.1.5. Zoea V.....	42
4.1.6. Megalopa .....	44
4.1.7 Juvenil.....	46
4.2. Desarrollo larval del <i>Cardisoma guanhumi</i> .....	47
4.3. Tiempo de desarrollo larval.....	51
4.4. Diseño experimental.....	52
4.4.1. Pre-Ensayo (22/09/2019 – 21/10/2019).....	52
4.4.2. Tratamiento I (28/10/2019 al 10/12/2019).....	54
4.4.3. Tratamiento II (22/11/2019 al 07/12/2019) .....	55
4.5. Parámetros físico-químicos .....	57
4.2.1. Temperatura .....	57
4.2.2. Salinidad .....	59
4.2.3. pH.....	62
4.2.4. Amonio .....	64
<b>5. CONCLUSIONES.....</b>	<b>66</b>
<b>6. RECOMENDACIONES.....</b>	<b>68</b>
<b>7. REFERENCIAS .....</b>	<b>69</b>
<b>8. ANEXOS .....</b>	<b>75</b>



## LISTADO DE TABLAS

<b>Tabla 1.</b> Parámetros fisicoquímicos. Tomado y modificado de Shelley y Lovatelli (2011; Carvajal y Sánchez (2013); Costlow y Bookhout (1968). .....	26
<b>Tabla 2.</b> Variaciones realizadas al montaje del Diseño Experimental general del presente estudio en cuanto a la densidad larval, el volumen de agua y el tipo de alimentación.....	28
<b>Tabla 3.</b> Cambios estructurales por estadio. ....	49
<b>Tabla 4.</b> Tiempo de duración por estadio larval.....	51
<b>Tabla 5.</b> Densidad larval y porcentaje de supervivencia a lo largo del Pre-Ensayo. ....	53
<b>Tabla 6.</b> Densidad larval y porcentaje de supervivencia a lo largo del Tratamiento I.....	55
<b>Tabla 7.</b> Densidad larval y porcentaje de supervivencia a lo largo del Tratamiento II. ....	57
<b>Tabla 8.</b> Mediciones puntuales de amonio en Tratamiento I y Tratamiento II. TM= Tanque de Megalopas. ....	64
<b>Tabla 9.</b> Estadística descriptiva de los parámetros físico-químicos: a) Temperatura °C, b) Salinidad UPS, c) pH (Desv. Stand.: Desviación Estándar; Min.: Mínimo; Máx.: Máximo). 65	



## LISTADO DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Cangrejo azul, <i>Cardisoma guanhumi</i> .	2
<b>Figura 2.</b> Causas y consecuencias de la problemática actual del estado de las poblaciones de <i>C. guanhumi</i> .	5
<b>Figura 3.</b> <i>C. guanhumi</i> en madriguera.	5
<b>Figura 4.</b> Plato gastronómico de cangrejo azul (Tomada de Don Pepe Restaurant, 2017).	6
<b>Figura 5.</b> Estructuras de los estadios de Zoea I (A) y Megalopa (B) en vista lateral y frontal. (Tomado y modificado de Costlow y Bookhout, 1968).	11
<b>Figura 6.</b> Ciclo de vida del cangrejo azul <i>C. guanhumi</i> .	13
<b>Figura 7.</b> Diseño Experimental General.	27
<b>Figura 8.</b> Morfometría de la Zoea y la Megalopa.	28
<b>Figura 9.</b> Adecuación de acuarios para el mantenimiento de hembras ovadas y otros ejemplares adultos de <i>C. guanhumi</i> en condiciones de laboratorio.	30
<b>Figura 10.</b> Tanques de 100 L adecuados para el crecimiento de larvas de <i>C. guanhumi</i> en condiciones de laboratorio.	31
<b>Figura 11.</b> Escalamiento de microalgas y artemias para la alimentación de larvas en sistemas cerrados.	32
<b>Figura 12.</b> Zoea I. a) Vista lateral; b) Vista dorsal; c) Detalle del carácter diagnóstico del estadio.	34
<b>Figura 13.</b> Zoea II. a) Vista lateral; b) y c) Detalle del carácter diagnóstico del estadio.	36
<b>Figura 14.</b> Zoea III. a) Vista lateral; b) y c) Detalle del carácter diagnóstico del estadio.	38
<b>Figura 15.</b> Zoea IV. a) Vista lateral; b) y c) Detalle del carácter diagnóstico del estadio.	40
<b>Figura 16.</b> Zoea V. a) Vista frontal; b) Abdomen; c) y d) Detalle del carácter diagnóstico del estadio.	42
<b>Figura 17.</b> Megalopa. a) Vista dorsal; b), c) y d) Detalle del carácter diagnóstico del estadio.	44
<b>Figura 18.</b> Juvenil. a) Vista frontal; b) Vista dorsal; c) Detalle del carácter diagnóstico del estadio.	46
<b>Figura 19.</b> Desarrollo larval del <i>C. guanhumi</i> (Tomado de Thatje y Calcagno, 2014).	47
<b>Figura 20.</b> Estadio larval de zoea a megalopa. Zoea I (Z1), Zoea II (Z2), Zoea III (Z3), Zoea IV (Z4), Zoea V (Z5), Megalopa (M) y Juvenil (J).	48
<b>Figura 21.</b> Sétulas plumadas de la Zoea a Megalopa. Zoea I (SP 1), Zoea II (SP 2), Zoea III (SP 3), Zoea IV (SP 4), Zoea V (SP 5) y Megalopa (Q).	49
<b>Figura 22.</b> Telson de zoea a megalopa. Zoea I (T1), Zoea II (T2), Zoea III (T3), Zoea IV (T4), Zoea V (T5) y Megalopa (TM).	50
<b>Figura 23.</b> Pleópodos de Zoea a Megalopa. Zoea I (P1), Zoea II (P2), Zoea III (P3), Zoea IV (P4), Zoea V (P5) y Megalopa (PM).	50
<b>Figura 24.</b> Relación de temperatura a lo largo de los días en: a) Pre-Ensayo, b) Tratamiento I y c) Tratamiento II. TM= Tanque Megalopa; AM=Acuario Megalopa.	59
<b>Figura 25.</b> Relación de la salinidad a lo largo de los días en: a) Pre-Ensayo, b) Tratamiento I y c) Tratamiento II. TM= Tanque Megalopa; AM=Acuario Megalopa.	61
<b>Figura 26.</b> Relación del pH a lo largo de los días en: a) Pre-Ensayo, b) Tratamiento I y c) Tratamiento II. TM= Tanque Megalopa; AM=Acuario Megalopa.	63



## RESUMEN

El cangrejo azul *Cardisoma guanhumi* es explotado en diferentes países, el cual es aprovechado para el consumo y comercio, además, otros factores han generado una disminución de la abundancia de esta especie, amenazándola y categorizándola como especie vulnerable (VU). La especie realiza migraciones para desovar en épocas que coinciden con el tiempo de lluvias, donde se dirigen hacia el mar para liberar las larvas. A la fecha no se había realizado detalladamente una descripción completa del crecimiento larval de la especie en sistemas cerrados. Por lo anterior, este trabajo se propuso describir el ciclo de desarrollo del *C. guanhumi* para la obtención de estadios larvales y juveniles en condiciones controladas de laboratorio, para proyectos productivos de la especie. Para esto, se colectaron tres hembras ovadas en su medio natural, que se depositaron en acuarios y se mantuvieron en condiciones de laboratorio mientras liberaban sus larvas. El diseño del proyecto se realizó en tanques de 120 L, en donde se depositaron las larvas recién eclosionadas (Zoea I y II, generalmente), en los cuales se cambiaba la densidad larval, el volumen de agua y el tipo de dieta, de acuerdo a lo que fuera resultando efectivo para el desarrollo larval. Luego se identificaron cada uno de los estadios larvales hasta llegar a juvenil, con sus respectivos caracteres diagnósticos y el tiempo en que este cambia. También se definieron las condiciones físico-químicas óptimas para el desarrollo, con el fin de brindar un manejo para proyectos productivos de la especie. Al finalizar el estudio se concluyó que los principales caracteres diagnósticos de cambio de un estadio a otro son: la cantidad de sétulas plumadas, el desarrollo de pleópodos, la forma, tamaño y número de espinas en el telson, principalmente, y en los últimos estadios, se tienen la presencia de quelas, patas caminadoras, plegamiento ventral del abdomen segmentado y reducción del telson. Asimismo, los rangos óptimos que se mantuvieron constantes a lo largo de los bioensayos fueron: temperatura (27 °C – 30 °C), salinidad (30 – 35 UPS), pH (8.2 – 8.6)



y amonio ( $< 0.5$  mg/l).. Por último, se estableció el tiempo promedio de cada estadio (Zoea I – V: 18 – 26 días; Megalopa a Juvenil: 18 días) y el desarrollo larval completo fue de 37 días para llegar a Juvenil.



## INTRODUCCIÓN

El cangrejo azul de tierra constituye un importante recurso de explotación en diferentes países, en Colombia es aprovechado para el consumo y comercio local, sin embargo, la explotación incontrolada, la expansión del urbanismo y la contaminación han generado un agotamiento de esta especie, de acuerdo a la interpretación y ajustes globales establecidos por la *International Union for Conservation of Nature* (IUCN) para especies amenazadas. Se encuentra categorizado como vulnerable (VU) ya que cumple los criterios A-E, lo que significa que la especie enfrenta riesgo de extinción o deterioro poblacional a mediano plazo (Bermúdez *et al.*, 2002; Barrios, 2008).

*C. guanhumi* no sólo se encuentra en estado de amenaza en Colombia, también en otras partes del mundo y el principal problema es generado por la pérdida de los manglares debido a la reclamación de tierras y tala, así como, al incremento de la urbanización costera, la degradación ecosistémica, la agricultura, la sobreexplotación y la comercialización ilegal (Arroyave-Rincón *et al.*, 2014). Esta especie cumple un papel importante en el ecosistema de manglar y en las áreas costeras donde habita, ayudando en la degradación de la materia orgánica, ya que en ocasiones la utiliza como fuente de alimento (Bermúdez *et al.*, 2002).

*Cardisoma guanhumi* es un crustáceo conocido comúnmente como cangrejo azul de tierra, cangrejo azul manglero, o cangrejo bandolero (Bermúdez *et al.*, 2002). Esta especie presenta una coloración variada que cambia dependiendo de su edad, los cuales se ven reflejados en el dorso y/o los costados del cuerpo (los colores que puede tomar van desde el azul grisáceo hasta el anaranjado y blanco). Cuando los ejemplares machos han alcanzado la madurez sexual presentan una coloración azul lavanda durante la mayor parte del año, al acercarse la época de



desove las hembras cambian de color, adoptando una coloración blanca o amarillenta que se mantiene durante esa época. Los ejemplares juveniles suelen presentar un color marrón oscuro y los individuos que se encuentran en la fase de transición son de color púrpura oscuro y naranja (Bermúdez *et al.*, 2002). Estos ejemplares en su estado adulto pueden medir hasta 150 mm de ancho llegando a tener el primer par de quelas desarrolladas y voluminosas (Fig. 1).



**Figura 1.** Cangrejo azul, *Cardisoma guanhumi*.

Vive en agregaciones poblacionales, y cada ejemplar posee una cueva o madriguera con un tamaño acorde a su talla. Las cuevas poseen agua en su parte más profunda para que los ejemplares mantengan húmedas sus branquias y realicen su respiración. Los ejemplares más jóvenes están cerca de las costas, mientras que los adultos migran tierra adentro hasta lugares con un hábitat adecuado para su supervivencia. A lo largo de su vida pueden estar sumergidos y aguantar grandes variaciones de salinidad de las aguas donde viven (Barrios-Saucedo, 2008).

La especie se alimenta de una gran variedad de plantas, frutos y restos de animales muertos (peces o aves), por lo cual no realiza competencia en el medio con otros animales. Además, por sus hábitos alimenticios ayudan a la limpieza de áreas costeras, lo que es considerado un habitante importante dentro de los humedales (Giménez *et al.*, 2012).



Con el propósito de realizar una contribución a la conservación y cuidado de esta especie debido a su importancia ecológica, económica y gastronómica, se plantea una alternativa para lograr desarrollar el ciclo larval hasta completar el crecimiento al estado juvenil del cangrejo azul *Cardisoma guanhumi*.

Este trabajo de grado se encuentra enmarcado dentro del proyecto de investigación “Reproducción en cautiverio del cangrejo azul *Cardisoma guanhumi* (Decapoda: Gecarcinidae) con fines de conservación y manejo comunitario en Cartagena (Colombia)” de la Universidad del Sinú - Seccional Cartagena, año 2019.



## 1. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

A continuación, se presenta la problemática actual para llevar a cabo la realización de este estudio, describiendo por qué se va a realizar, enfatizando lo que se planea lograr y definiendo lo que se llevará a cabo para brindar solución a la problemática.

### 1.1. Descripción del problema

El cangrejo azul *Cardisoma guanhumi* es una de las tantas especies amenazadas en Colombia, se encuentra en riesgo de extinción y está categorizada en el Libro Rojo de Invertebrados Marinos de Colombia en estado de vulnerabilidad (Bermúdez *et al.*, 2002). La problemática de esta especie principalmente se debe a su comercialización incontrolada e ilegal, y además de la caza, a una alta disminución en la población por la pérdida de su hábitat natural.

Otro factor influyente es la contaminación ambiental ocasionada por la cantidad de desechos orgánicos y residuales, afectando la disponibilidad del alimento y la reproducción de ésta especie (Fig. 2). Se debe tener en cuenta que al realizar tala o eliminación de manglares y una urbanización costera incontrolada por el hombre, se genera un desplazamiento del cangrejo azul que se encuentra frecuentemente en sus madrigueras (Fig. 3).





**Figura 2.** Causas y consecuencias de la problemática actual del estado de las poblaciones de *C. guanhumi*.



**Figura 3.** *Cardisoma guanhumi* en madriguera.

Asimismo, esta especie se ha vuelto apetecida en Cartagena por su carne, ya que representa una fuente importante de proteína para muchas comunidades locales que no tienen alternativas de consumo de carne, y es económicamente rentable. Las quelas son lo más apetecido para el consumo humano y para grandes restaurantes donde se presenta una alta demanda de este plato (Fig. 4), por ende, algunos pescadores no sacrifican al individuo y sólo se las quitan, pues ellos



saben que la especie tiene la capacidad de regenerar la parte perdida a las pocas semanas. Una de las razones por la que la especie es utilizada como recurso alimentario es porque el cangrejo azul abunda en algunos lugares; y en otros, es considerado una plaga, debido a que daña los cultivos agrícolas que están alejados hasta los cinco kilómetros de distancia de la costa (Rodríguez-Galicia *et al.*, 2017).



**Figura 4.** Plato gastronómico de cangrejo azul (Tomada de *Don Pepe Restaurant*, 2017).

La especie de cangrejo azul al ser afectada por los diferentes factores mencionados anteriormente ha generado una gran pérdida del recurso y una disminución de los ejemplares adultos que aún no han desovado, siendo difícil el control por las entidades gubernamentales. Conviene especificar que Barrios-Saucedo (2008) indica que la densidad espacial del *C. guanhumi* en el Caribe colombiano está estimada en 1,9 individuos/m<sup>2</sup>. Finalmente, se deben promover campañas académicas, sociales y educativas para prevenir el consumo y la sobreexplotación de la especie.



## 1.2. Formulación del problema

En la actualidad hay pocos estudios sobre esta especie en condiciones de laboratorio; y sólo se ha logrado llegar al estadio Megalopa (Costlow y Bookhout, 1968). Asimismo, se debe mencionar que el porcentaje de supervivencia larval en cautiverio no es alto por la gran tasa de mortalidad natural de la especie. Y finalmente, a nivel mundial no existen protocolos de cultivo para esta especie, ni información sobre su cultivo en condiciones controladas.

La pregunta de investigación para este trabajo fue:

**¿Es posible realizar el ciclo larval del cangrejo azul (*Cardisoma guanhumi*) en condiciones de laboratorio?**

## 1.3. Justificación

Este trabajo de grado se encuentra enmarcado en el proyecto de Investigación “Reproducción en cautiverio del cangrejo azul *Cardisoma guanhumi* (Decapoda: Gecarcinidae) – Código del proyecto: BIOM-PD/2019-1 – con fines de conservación y manejo comunitario en Cartagena, Bolívar (Colombia)” proyecto adscrito al grupo GIBEAM de la Escuela BIOLOGÍA MARINA. Las principales razones para realizar el desarrollo larval del cangrejo azul *C. guanhumi* son : **1)** Descripción detallada del ciclo de desarrollo larval de la especie con el fin de alcanzar el estado juvenil en condiciones controladas; **2)** Aporta un amplio conocimiento que conlleve a brindar un mejor manejo de la especie con proyecciones productivas; **3)** Si se mejora el porcentaje de supervivencia del desarrollo larval en sistemas cerrados, es un insumo importante para realizar actividades de repoblamiento.



#### 1.4 Alcance

Con el proyecto se pretende describir las etapas larvarias del cangrejo azul *C. guanhumi* y llegar a un estado juvenil en condiciones controladas, con el fin de **describir detalladamente las etapas larvarias de la especie**, e implementar a futuro, cultivos de cangrejo azul para que *C. guanhumi* no sea tomada de su medio natural y no se disminuya su población natural, la cual hoy en día se encuentra en estado vulnerable; se intente realizar un repoblamiento de la especie en zonas despobladas o donde ha ocurrido un desplazamiento de la población, y aumentar la oferta de carne y quelas como recurso alimentario de hoteles y restaurantes de Cartagena. También se espera realizar campañas de cuidado de la especie en temporadas de migración para que estos no sean aplastados al moverse o cazados antes de realizar la liberación de larvas.



## 1.5. Objetivos

### 1.5.1 General

Describir el ciclo completo del desarrollo del cangrejo azul *C. guanhumi* (estadios larvales y juvenil) en condiciones controladas de laboratorio con el fin de brindar insumos para la posterior formulación de planes de manejo, repoblamiento y viabilidad de proyectos productivos para esta especie vulnerable.

### 1.5.2 Específicos

1. Describir las diferentes etapas de desarrollo larval y estadios juveniles de *C. guanhumi* en condiciones de cautiverio.
2. Determinar el porcentaje de supervivencia y el tiempo de desarrollo de los estadios larvales del *C. guanhumi* en sistemas controlados.
3. Conocer las condiciones físico-químicas óptimas para lograr un desarrollo completo y eficiente del ciclo larval de *C. guanhumi*.



## 2. MARCO REFERENCIAL

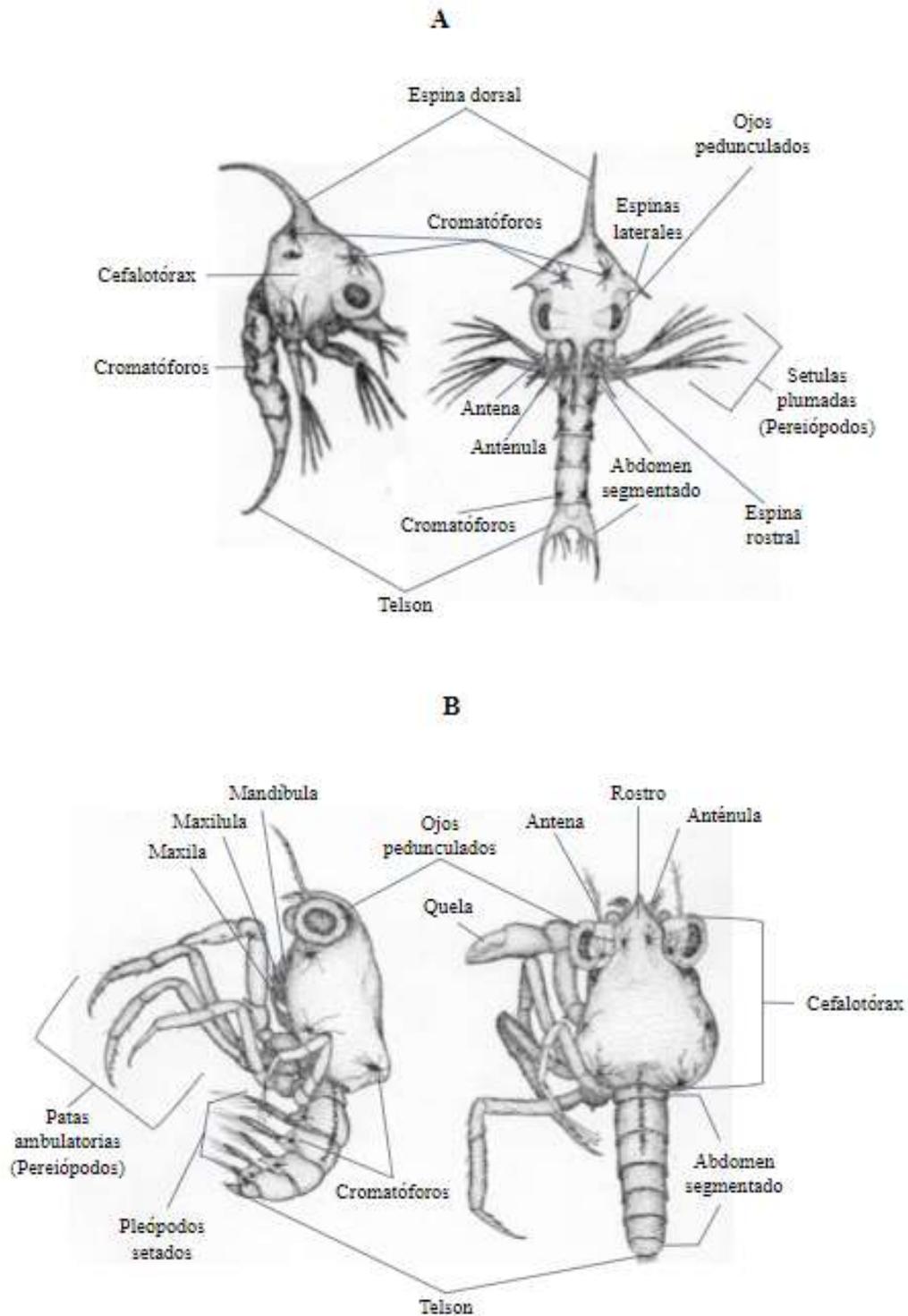
Inicialmente es importante tener conocimiento, identificar y estudiar la especie del *C. guanhumi*, a causa de la realización de procesos experimentales para que este se aplique de forma adecuada. Esto se puede notar por medio de las referencias literarias utilizadas, las cuales serán mencionadas a continuación.

### 2.1. Estado del arte

Existen pocos trabajos relacionados con el desarrollo larval del cangrejo azul, entre ellos está el de Barrios-Saucedo (2008), que indica que la coloración de los huevos de las hembras ovadas determina si se encuentran cerca del momento de desove: si son de color amarillo o anaranjado, están iniciando su desarrollo; y si el color es uva o café, se encuentran próximas a desovar. En las muestras colectadas encontraron que generalmente los huevos presentan una coloración “vino” o vino tinto y café, y están unidos por una sustancia gelatinosa, y al ser observados en un microscopio, determinaron si el embrión corresponde a una larva prezoa o zoea.

Otro estudio relacionado con el desarrollo larval del cangrejo azul, es el de Costlow y Bookhout (1968), los cuales recolectaron hembras ovadas en la costa de Florida (EE.UU) y removieron los huevos de las cangrejas, luego los depositaron en guarderías y separaron las zoeas en grupos de 10. Las zoeas fueron alimentadas por nauplios de artemia. Algunas muestras de larvas fueron fijadas para realizar la descripción detallada de su morfología (Fig. 5). Al igual que en el estudio descrito anteriormente, únicamente se logró llegar hasta megalopa.





**Figura 5.** Estructuras de los estadios de Zoea I (A) y Megalopa (B) en vista lateral y frontal. (Tomado y modificado de Costlow y Bookhout, 1968).



Un estudio similar fue realizado por Boschi *et al.* (1967), los cuales cultivaron las especies *Pachycheles haigae* y *Chasmagnathus granulata* en la región de Mar de Plata (Argentina), con el fin de adquirir conocimientos biológicos de las especies que son de gran valor comercial, con interés en las pesquerías marítimas. Para ese estudio se colectaron hembras ovadas del medio y las depositaron en acuarios con agua de mar aireada. Cuando esas especies liberaron las larvas, las separaron en recipientes de vidrio con densidades de 5 a 10 larvas que alimentaron con artemia recién eclosionada. Realizaron observaciones de cambios morfológicos y muda; y también fijaron ejemplares al 4% de formol para conservarlos. Realizaron disecciones de los apéndices, y posteriormente, dibujos biológicos de lo observado. Además, se tomaron mediciones de parámetros físico-químicos, tales como temperatura y salinidad para mantener una buena calidad del agua. En este estudio, a diferencia de los anteriores, obtuvieron que *P. haigae* presenta sólo dos Zoeas, seguido de la Megalopa, y *C. granulata* presenta cuatro Zoeas, y luego la megalopa. Sólo *C. granulata* logró desarrollarse hasta juvenil.

Por otro lado, dentro de su ciclo de vida, se conoce que *C. guanhumi* realiza migraciones para desovar en épocas que coinciden con el tiempo de lluvias, donde las hembras se dirigen directamente al mar para liberar las larvas. Sin embargo, éste no es el único tipo de migración de la especie, ya que durante el Veranillo de San Juan (en junio), se puede observar un movimiento de los individuos dirigiéndose hasta el mar durante dos o tres días, las 24 horas del día sin ninguna explicación aparente (Bermúdez *et al.*, 2002).

Las hembras ovadas inmediatamente después de la fecundación interna, llegan a tener entre 36 mil y 250 mil huevos, los cuales son expelidos hacia el abdomen, en donde permanecen adheridos a los apéndices, que funcionan como una especie de estuche semi-abierto, y allí los



huevos son incubados durante unos 18 días, mantenidos a una temperatura media de 27 grados centígrados. Es entonces que los huevos hacen la eclosión de las larvas, que son llevadas al océano por la marea alta y vuelven al manglar al llegar a la fase joven (Biehler, 2001).

De acuerdo con el momento en que los huevos son liberados por las hembras en el oleaje, se pueden evidenciar las larvas que quedan suspendidas en el agua a merced de las corrientes, siendo arrastradas lejos de la costa, tomando un tiempo de regreso a tierra de aproximadamente 21 días. Según Soler (2017), el ciclo de vida del cangrejo azul consta de cinco fases: huevo, zoeas (estados larvales), megalopa (segundo el estado larval), juvenil y adulto (Fig. 6). Es una especie con un ciclo de vida de aproximadamente 3 años para llegar a ser adulto, pudiendo alcanzar la madurez sexual al año con una talla en las hembras de 53 mm y en los machos de 52 mm (Barrios, 2008).



**Figura 6.** Ciclo de vida del cangrejo azul *Cardisoma guanhumi*.

Las larvas pueden pasar por una serie de mudas antes de pasar a megalopa, en el cangrejo azul se cree que pueden ser 4 o 5 mudas. Estas fases tardan un par de días en completarse, a través de los cuales la larva irá adoptando la apariencia de un adulto y será reconocida como un cangrejo juvenil. Los diferentes ciclos de muda por los que atraviesa un cangrejo en la etapa juvenil ocurren bajo un control hormonal, coordinados por las sustancias segregadas a través de las glándulas endocrinas (Arteta-Bonivento, 2009).



## 2.2 Marco teórico

El cangrejo azul *Cardisoma guanhumi* Latreille, 1828 (Decapoda: Gecarcinidae) es ecológicamente importante en los manglares debido a que promueve el flujo de materia orgánica entre el suelo y las redes tróficas, aireando el suelo por su actividad de excavación. Las principales amenazas a las que se enfrenta el cangrejo azul en el Caribe y a nivel global, son en primer lugar, la pérdida de su hábitat natural y, en segundo lugar, la captura artesanal indiscriminada (Govender *et al.*, 2008; Rodríguez-Fourquet y Sabat, 2009). El manglar está desapareciendo rápidamente a causa de la extensa deforestación, estimándose una tasa de pérdida anual entre el 1% y 2%, con una pérdida neta en el último cuarto de siglo entre el 35% - 86% a nivel mundial (Gilman *et al.*, 2008). Por otro lado, la captura indiscriminada se debe principalmente a que la carne es muy apetecida por los habitantes locales y es ofrecida como un aperitivo exótico para turistas (Arroyave-Rincón *et al.*, 2014).

### 2 2.1. Diagnósis de la especie

En Colombia es llamado comúnmente como cangrejo azul de tierra, cangrejo manglero, pollo de tierra, cangrejo de tierra blanco, cangrejo de tierra petirrojo, cangrejo bandolero y cangrejo paisano. En Brasil, Cuba y Puerto Rico recibe el nombre de juey, tourlouruo y *guanhumi* (Bermúdez *et al.*, 2002). Se caracteriza por presentar el caparazón ancho, redondeado, fuertemente inflado a nivel anterolateral y estrecho a nivel posterior; presenta sus bordes anterolaterales lisos y redondeados. El borde frontal es recto o cóncavo y los bordes de las patas ambulatorias presenta pelos dispersos y cuatro hileras de espinas en los dactilos. Los quelípedos en los ejemplares adultos, son muy desiguales, uno de ellos está muy desarrollado, y es cerca de dos veces la longitud del caparazón (Barrios, 2008). La distribución de este cangrejo terrestre abarca desde la Florida (USA) hasta Santa Catarina (Brasil) (Arteta-



Bonivento, 2009) e ingieren frutas y vegetales frescos, dentro del radio de dos metros de las cuevas (Arteta-Bonivento, 2009).

### **2.2.2. Hábitat**

Los individuos habitan a varios metros de la costa, en áreas de manglares, dunas, orillas de ríos y suelos salinos. Necesitan contacto regular con el agua, ya que sus cuevas alcanzan la capa freática y contienen agua, dulce o salada. Son osmorreguladores, su hemolinfa es hipostomática en medios diluidos (Arteta-Bonivento, 2009). Esta especie habita en cuevas construidas por los propios individuos, siempre arriba de la marca de pleamar, en las zonas adyacentes al manglar o a lo largo de canales. El *C. guanhumi* presenta un hábito nocturno, sólo sale de su refugio para alimentarse y limpiar la cueva, siendo el periodo más vulnerable a los ataques de los depredadores naturales y el hombre (De Oliveira *et al.*, 2009).

### **2.2.3. Planes de manejo y/o de conservación de la especie**

A nivel mundial, varios países se han interesado por la conservación y manejo del cangrejo azul, así que a continuación se presentan algunas iniciativas nacionales e internacionales, a saber:

#### **Colombia:**

*C. guanhumi* se encuentra en Colombia en las localidades de Necoclí, Tolú, Verruga, Tetas de Tolú (DAR); isla de Ceycen, islas del Rosario, isla de Tierra Bomba (ARCO); Cartagena, punta Canoa, punta Piedras, punta Galera, puerto Colombia, parque Salamanca, Ciénaga Grande de Santa Marta (MAG); Santa Marta, parque Tayrona (TAY); y Manaure, Cabo de la Vela y cabo Falso (GUA); siendo la zona comprendida entre islas del Rosario y Bahía Concha



la que presenta un mayor número de lugares de ocupación (Bermúdez *et al.*, 2002). Los Parques Nacionales Naturales Tayrona y Corales del Rosario y San Bernardo protegen parte del área de distribución de la especie y no hay ninguna otra medida de conservación conocida.

Se han realizado medidas de conservación y censos para determinar el estado actual de las poblaciones con el fin de establecer períodos de veda, particularmente en épocas de migraciones, para asegurar el desove de los animales, y recuperar así, las densidades poblacionales de la especie, aparentemente disminuidas (Bermúdez *et al.*, 2002). En los departamentos de Antioquia, se han desarrollado diferentes estudios sobre los aspectos biológicos y ecológicos del cangrejo azul (Golfo de Urabá y Bahía de Cispatá); y Atlántico, realizaron un diseño en la vía para el cruce de cangrejos y otras especies de animales, también crearon medidas de prevención para evitar cualquier tipo de afectación y alteración del ecosistema con instalación de señales informativas, con reubicación y rescate de fauna silvestre. Además, realizaron campañas de cultura vial para sensibilizar a los conductores sobre la presencia de especies animales en la vía, incluyendo desarrollarán estudios biológicos y ecológicos de la especie (El Heraldo, 2019).

De acuerdo a consultas realizadas a los pobladores locales, no existe tampoco ningún tipo de regulación ni control de los cangrejos comprados por los consumidores, lo que ha resultado en una sobreexplotación del cangrejo azul (*C. guanhumi*). Así mismo, no hay ningún tipo de control de la captura y venta ilegal. Cabe mencionar que la abundancia de la especie *C. guanhumi* fue subestimada, ya que esta especie se encuentran en las zonas más altas del bosque de manglar, lugar de difícil acceso. No obstante, fueron detectadas visualmente con frecuencia (Lasso *et al.*, 2004).



Lasso y Sánchez-Duarte, (2011) reportan una explotación desmedida del cangrejo azul (*C. guanhumi*) en muchas áreas del delta, por la demanda cada vez mayor del mercado (García, 2014) y por la ausencia o falta de aplicación de leyes en la explotación de especies comerciales adicionales al camarón y peces.

### **México:**

En México se realizó una investigación arqueológica, y en el lugar de excavación, aparecieron varias mudas de *Carcinus lateralis* y *C. guanhumi*, las cuales estaban asociadas a los restos de la población encontrada, evidenciándose que desde hace 300 años se usa el cangrejo azul como recurso alimentario (Rodríguez-Galicia *et al.*, 2017).

Por otro lado, en Cancún se han realizado campañas durante la noche, en Playa Las Perlas, en donde casi cerca de 250 voluntarios participaron en la cruza anual del cangrejo azul, que tiene como objetivo ayudar a trasladar del manglar al mar a estos crustáceos, para que puedan depositar sus huevecillos y así continuar con su ciclo de vida (México News Network, 2018).

Asimismo, en Veracruz se han realizado campañas, tales como “Protejamos al Cangrejo Azul”, el cual es un proyecto que se encuentra hoy día dentro de los 500 mejores proyectos ambientales de Latinoamérica, avalado por los Premios Latinoamérica Verde. En el 2016, organizaciones de la sociedad civil, organismos públicos, privados y gobiernos, decidieron sumar esfuerzos en torno al proyecto, logrando hacer un frente común que permitió generar el establecimiento de una veda temporal de protección a *C. guanhumi* o cangrejo azul en aguas estuarinas y marinas adyacentes al territorio veracruzano, y por ende, se establecieron los acuerdos de veda, las condiciones de uso y el consumo responsable de la especie entre el 15 de agosto al 30 de septiembre de cada año (Atzin, 2018).



### **Brasil:**

En Brasil *C. guanhumi*, *Blue Land Crab*, es popularmente llamado "*guaiamum*" por los pescadores y residentes de Mucuri, aunque otras variaciones regionales del término se usan en otras localidades costeras, como "*guaiamu*" o "*goiamum*". En este país, no ha habido publicaciones etnozoológicas que se hayan centrado específicamente en *C. guanhumi*, a pesar de la importancia de este tipo de información para desarrollar planes de manejo eficiente de la utilización de recursos (Firmo *et al.*, 2012).

### **2.3 Marco conceptual**

A continuación, se realizará la definición de conceptos y palabras mencionadas en el transcurso del presente trabajo:

**Adultos:** Finalmente se convierten en adultos y desarrollan hábitos bentónicos y nectónicos. Inmediatamente después de una muda terminal, las hembras maduras tienen una sola oportunidad de copular con un macho adulto. Ella almacenará su esperma en recipientes que le permitan producir múltiples crías en el futuro. Las hembras maduras migran a aguas de salinidad más alta, donde producen una masa densa de color naranja de huevos (una esponja). Pueden producir hasta 14 millones de huevos (Barrios, 2008).

**Antena:** Son el segundo par de apéndices sensoriales del cefalotórax, cerca de la mandíbula (Barrientos, 2004).

**Anténula:** Son el primer par de apéndices sensoriales del cefalotórax, cerca de la mandíbula (Barrientos, 2004).

**Cromatóforos:** Células pigmentadas que sirven para realizar cambios de coloración en crustáceos (Martínez y Torres, 1995).



**Desove:** Liberación de huevos o larvas para dar inicio al ciclo de vida del organismo (Barrios, 2008).

**Estetascos:** Estructuras con función quimiorreceptora con forma de seta, más o menos alargadas encontrada exclusivamente sobre la anténula (Barrientos, 2004).

**Fototaxia:** Es un movimiento que realiza cualquier ser vivo, dado por la atracción hacia un campo de proyección de luz y/o hacia la fuente luminosa. Es decir, que hay una atracción por la luz (Martínez y Torres, 1995).

**Hemolinfa:** Sangre de los invertebrados que poseen un sistema circulatorio abierto complejo (Hickman *et al.*, 2009).

**Huevos:** Es la primera fase de desarrollo del cangrejo azul. Los huevos permanecen estrechamente unidos al abdomen de la hembra durante aproximadamente 2 semanas. La inicial esponja naranja se vuelve progresivamente más oscura a medida que los embriones en crecimiento desarrollan ojos (Barrios, 2008).

**Juvenil:** La etapa juvenil de ambos sexos se desarrolla en la zona costera, son animales diminutos que pueden nadar o caminar, presentan características bentónicas en aguas poco profundas, utilizan pequeñas plantas como refugio de sus depredadores (Arteta-Bonivento, 2009).

**Mandíbula:** Es el tercer par de apéndices cefálicos, los cuales están adaptados para la alimentación y respiración. Tienen como función moler o triturar (Barrientos, 2004).

**Maxila:** Quinto par de apéndices cefálicos, adaptados para la alimentación y respiración. Tienen como función sujetar (Barrientos, 2004).

**Maxilípedos:** Apéndices del tórax dirigidos hacia adelante utilizados para la alimentación (Martínez y Torres, 1995).

**Maxílula:** Cuarto par de apéndices cefálicos, los cuales están adaptados para la alimentación y respiración. Tienen como función empujar (Barrientos, 2004).



**Megalopa:** Después de la última etapa de Zoea, todas las larvas de cangrejo se transforman en una Megalopa, la cual comienza a crecer rápidamente en peso y tamaño, realizando mudas varias veces (*Western Australian Museum*, 2019).

**Mudas:** Proceso fisiológico que da lugar a una cutícula de mayor tamaño (Hickman *et al.*, 2009) o ecdisis llamado cambio del exoesqueleto que se cumple de un período a otro cuando se realiza un ciclo completo de modificaciones morfológicas, fisiológicas y bioquímicas, responsables del crecimiento (Petriella y Boschi, 1997).

**Osmorregulación:** Mecanismo de regular la presión osmótica (Hickman *et al.*, 2009).

**Pereiópodos:** Apéndices pares del tórax con función alimenticia o prensora denominado maxílipedos (Barrientos, 2004).

**Pleópodos:** Son los apéndices provenientes del abdomen o pleon, posicionados en cada segmento, provistos de setas largas que funcionan para nadar o desplazarse (Martínez y Torres, 1995).

**Quelas:** El nombre de quelas o quelíceros es conocido como las pinzas o tenazas de un decápodo, en este caso los cangrejos (Álvarez *et al.*, 2014).

**Setas o sétulas:** Extensiones cuticulares que sirven para para retener elementos (Barrientos, 2004).

**Telson:** Es una estructura cónica con terminaciones grandes, alargadas y puntiagudas, similar a un remo. Situado en el último segmento del abdomen o pleon, conocido como abanico nadador. En él se encuentra el orificio anal (Martin *et al.*, 2014).

**Veranillo de San Juan:** Término en donde se evidencia la dominancia de la componente zonal del viento, muy por encima de la componente meridional, que presenta valores positivos casi en todo momento, acentuándose a fines de junio e inicios de julio (Sarmiento *et al.*, 2013).

**Zoea:** Durante esta primera etapa de crecimiento, aparece una larva zoea que es transparente y sólo tienen 1 mm de longitud, la cual está caracterizada por una gran columna dorsal en su



espalda y tiene pequeños apéndices de natación. Son planctónicos y emplean corrientes para comenzar a moverse (*Western Australian Museum*, 2019).

## **2.4. Consideraciones éticas y marco legal**

En este proyecto se debe tener en cuenta las normativas que rige el país, es decir, cumplir con las leyes estipuladas, y con las consideraciones éticas para llevar a cabo de la mejor forma el proyecto sin generar afectaciones o consecuencias a los organismos, al medio ambiente o a la población humana. Asimismo, se deben prever todas las normas de bioseguridad para el proceso de manipulación de los individuos y fijación de las muestras. Esas consideraciones serán mencionadas a continuación:

### **2.4.1. Marco Legal**

- Ley 84, 27 de diciembre de 1989: “Por la cual se adopta el estatuto Nacional de Protección de los Animales”, y en su capítulo sexto hace referencia a los animales de experimentación. (Capítulo VI “Del Uso de Animales vivos en Experimentos e Investigación”) (MinAmbiente, 2019; Protección Animal Bogotá, 2019).

Ley 576, 15 de febrero de 2000: “Por la cual se dicta el código de ética para el ejercicio profesional de la medicina veterinaria, la medicina veterinaria y zootecnia, y la zootecnia”, estableciendo en su Artículo 51 que los profesionales de las ciencias animales al participar en el desarrollo de estudios relacionados con la conservación de ecosistemas animales, su entorno de vida y bienestar, sistemas de confinamiento y prácticas sostenibles de producción animal, frente a la biotecnología de avanzada,



aplicarán siempre criterios bioéticos de calidad (Instituto Distrital de Protección y Bienestar Animal, 2019).

- Resolución Número 776 de 2008: “Por la cual se establece el reglamento técnico sobre los requisitos fisicoquímicos y microbiológicos que deben cumplir los productos de la pesca, en particular, pescados, moluscos y crustáceos para consumo humano” (MinSalud, 2019).

#### **2.4.2. Consideraciones Éticas:**

El proyecto está clasificado de acuerdo con el Formato de Solicitud de Aval Ético como: “Proyectos que incluyen experimentación con animales, especímenes de la diversidad biológica, o embriones animales o partes de éstos”.

Este es un proyecto de desarrollo que no representa ningún riesgo para la especie a investigar (cangrejo azul), ya que sólo pretende describir su ciclo larval. Por lo tanto, las larvas fueron mantenidas en condiciones favorables, sin que se genere dolor, ni angustia a los animales objetos de investigación, manteniendo en todos los casos posibles, adecuados niveles de bienestar. Además, vale la pena mencionar que las hembras ovadas capturadas, una vez realizaron la liberación de las larvas, fueron liberadas a su ambiente natural, evitando así sacrificar estos individuos, y no generar un impacto natural en el ambiente para la especie.

#### **2.4.3. Normas de bioseguridad y manipulación:**

Para realizar un buen proceso es necesario tener precaución al momento de trabajar con los cangrejos, ya que estos presentan una quela que proporciona peligro al manipular llegando a



causar heridas graves. La manipulación de los cangrejos se realizará con guantes gruesos para que estos no puedan generar cortes en los dedos o manos de quien esté manipulando, manteniendo el cuidado de las personas y del cangrejo.



### 3. METODOLÓGIA

En el presente proyecto la línea de investigación utilizada fue de Acuicultura la cual se encuentra enmarcada dentro de los lineamientos de investigación de la Escuela de Biología Marina de la Universidad del Sinú. Así pues, el tipo de investigación fue de INVESTIGACIÓN BÁSICA Y EXPERIMENTACIÓN. Con ello, se procedió a realizar la metodología planteada y diseñada para este proyecto.

#### 3.1. Área de estudio

Para realizar este proyecto fue necesaria la colecta de hembras ovadas en su medio natural, recogidas en el área costera de diferentes municipios del departamento de Bolívar, adyacentes a Cartagena, tales como: Tierra Baja, Manzanillo del Mar, Lomita Arena, Caño del Oro, Galerazamba y Volcán del Totumo, entre otros. Al coleccionar las hembras ovadas, se transportaron los cangrejos al Laboratorio de Acuicultura de la Universidad del Sinú, en unos acuarios portátiles, especialmente diseñados para disminuir el estrés del desplazamiento y ocasionar una liberación prematura de las larvas.

#### 3.2. Población y Muestra

La Universidad del Sinú dentro de su desarrollo en infraestructura, realizó la adecuación de los laboratorios húmedos, con el fin de generar espacios para el desarrollo de investigaciones. Por consiguiente, para este proyecto se realizó la compra de los insumos necesarios para iniciar el cultivo del cangrejo azul *Cardisoma guanhumi* en condiciones de laboratorio, tales como: materiales (tanques, tubos de plásticos) y equipos (Bomba de agua JDWM, 2/30 1.5HP, Termómetro digital, Salinómetro digital, Balanza digital de 5kg – 11lb, Calibrador digital 6”, Calibrador digital 8” general y Reflector LED), entre otros.



Una vez realizado el montaje del laboratorio se tomó la densidad larval de cada réplica y los parámetros físico-químicos diarios y semanales para determinar las condiciones óptimas para la reproducción de la especie. Asimismo, de manera paralela, otro tesista de pregrado vinculado al proyecto de investigación CANGREJO AZUL, realizó en el laboratorio cultivos y escalamiento de alimento vivo para las larvas del cangrejo (microalgas, rotíferos y artemia, entre otros).

### 3.3. Variables

Las variables más difíciles de controlar en sistemas cerrados son la salinidad y la temperatura, ya que se creen que deben conocerse cuales son las más adecuadas para cada etapa del desarrollo de las larvas. Otros de los factores complicados de manejar, es determinar las necesidades específicas de alimentación de cada estadio, pues no se conoce nada acerca de esta especie. En el medio natural, la mayoría de las larvas no llegan a la edad adulta, pero cobran importancia cuando hacen parte integrante del zooplancton, pues desempeñan un papel vital en la alimentación de moluscos y peces (Biehler, 2001). Para esto, se midieron los parámetros físico-químicos con el fin de realizar un adecuado manejo de la calidad del agua, siguiendo a Shelley y Lovatelli (2011) (Tab. 1).



**Tabla 1.** Parámetros fisicoquímicos. Tomado y modificado de Shelley y Lovatelli (2011; Carvajal y Sánchez (2013); Costlow y Bookhout (1968).

PARÁMETROS PARA MANEJO DE CALIDAD DE AGUA			
Parámetro	Rango óptimo agua	Rango óptimo especie	Frecuencia de muestreo
pH	7.5-7.8	N/A	Diario
Temperatura	27-35 °C	25°	Diario
Salinidad	10-25 UPS	35	Diario
Amonio	0 – 0,50 ppm	N/A	Quincenal

También se realizó la observación detallada de las larvas en el microscopio para diferenciar cuántos y cuáles son los estadios que presenta el cangrejo azul *C. guanhumi*, teniendo en cuenta sus cambios morfológicos y el tiempo que emplean generando el crecimiento de Zoea I a Juvenil.

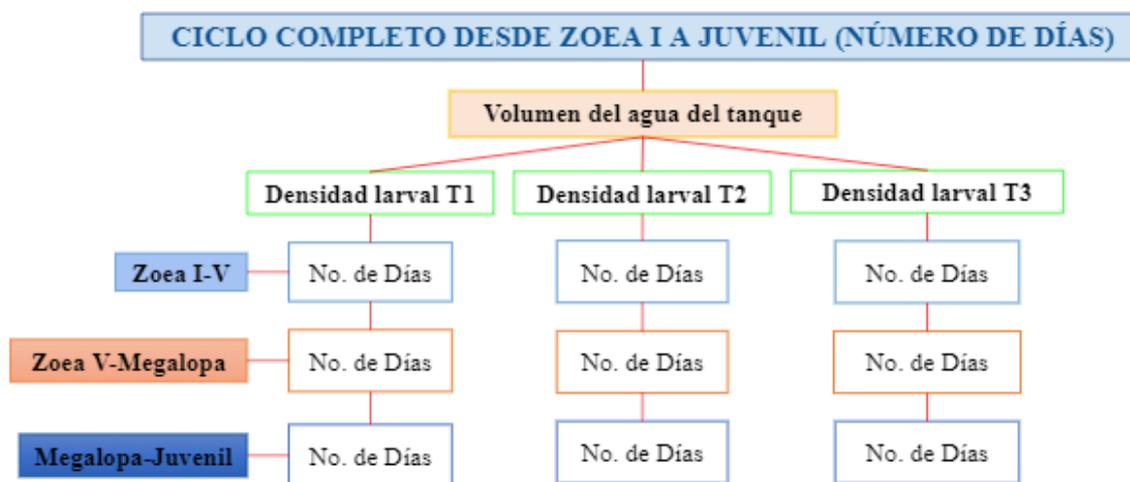
### 3.4. Métodos de recolección de información

Una vez en el laboratorio de Acuicultura de la universidad del Sinú, las hembras ovadas se ubicaron en acuarios independientes de tamaño mediano (70 cm de ancho x 50 cm de alto), los cuales se adaptaron a una condiciones similares al medio natural, por ejemplo, madrigueras y cuevas artificiales, rocas como sustrato y bandejas con agua de mar y aireación, para que posteriormente, liberaran las larvas allí. Seguido a esto, se trasladaron las larvas en tres tanques de 100 L de agua marina. Como el objetivo del trabajo es realizar la descripción detallada del desarrollo del ciclo larval y llegar al estadio juvenil del *C. guanhumi* con diferentes variables, no se realizarán replicas. Las larvas se alimentaron con alimento vivo: microalgas y rotíferos en los estadios de zoea (I-V) y al llegar a megalopa se alimentaron con artemia.



### 3.5. Diseño experimental

Para realizar el cultivo del *C. guanhumi* fue necesario primero hacer un pre-ensayo, con el fin de estandarizar densidades larvales por tanque. Se aplicaron densidades larvales diferentes en tres tanques con agua marina de 40 litros. Después se realizaron dos tratamientos experimentales con densidades larvas bajas iguales, en cada uno de los tanques la densidad larval oscilaba entre las 5.000 y las 15.000 larvas (manteniendo una relación de 50, 10 y 150 larvas por litro, respectivamente) (Fig. 7). Asimismo, en estos tratamientos se aplicaron diferentes tipos de alimento y volumen de agua, con el fin de estandarizar el número de días que tardan en cambiar las larvas de un estadio a otro.



**Figura 7.** Diseño Experimental General.

Sin embargo, por algunos imprevistos que se presentaron a lo largo de la investigación (poca agua marina en el laboratorio y bajos volúmenes de alimento vivo), este diseño experimental se fue ajustando paulatinamente, teniendo el montaje de un pre-ensayo y dos tratamientos, (Tratamiento I y II) (Tab. 2), siguiendo las recomendaciones de la Dra. Marta Torres (con. per., 2019), experta en temas de acuicultura marina y co-investigadora del Proyecto Macro CABGREJO AZUL.

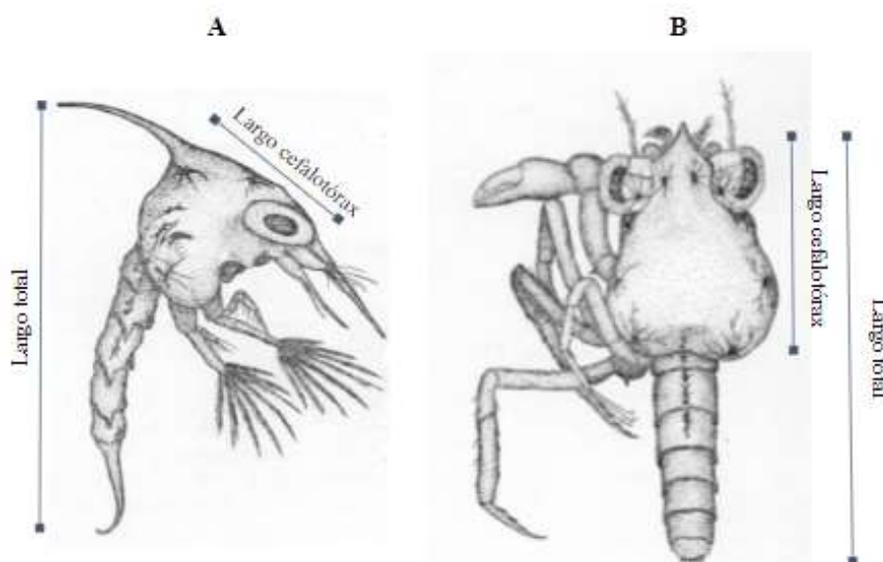


**Tabla 2.** Variaciones realizadas al Diseño Experimental General del presente estudio en cuanto a su densidad larval, el volumen de agua y el tipo de alimentación.

VARIACIONES	PRE-ENSAYO	TRATAMIENTO I	TRATAMIENTO II
<b>Días</b>	30	44	20
<b>Densidad Larval</b>	T1=1.200 larvas/L T2=1.400 larvas/L T3=32 larvas/L	T1=50 larvas/L T2=100 larvas/L T3=150 larvas/L	T1=50 larvas/L T2=100 larvas/L T3=150 larvas/L
<b>Volumen de Agua del Tanque</b>	40 L	100 L (CENIACUA)	100 L
<b>Dieta</b>	D1= <i>Nannochloropsis</i> y Rotíferos (CEINER)	D2= <i>Nannochloropsis</i> y <i>Chaetoceros</i>	D3= <i>Nannochloropsis</i> , <i>Chaetoceros</i> y <i>Artemia</i>
T1= Tanque 1; T2= Tanque 2; T3= Tanque3 D1= Dieta 1; D2= Dieta 2; D3= Dieta 3			

### 3.6. Descripción de estadios

Se realizó el análisis de los diferentes estadios, tomando muestras de larvas una vez al día en horas de la mañana o tarde. Algunas larvas se fijaron y depositaron en tubos *Eppendorf* de 2 ml, dos gotas de formol al 4% para mantener las larvas con todas sus estructuras. Otras larvas al momento de observarlas en el microscopio, debían estar aún vivas para un mejor resultado. Se tomaron registros fotográficos y morfométricos de cada estadio (Fig. 8).



**Figura 8.** Morfometría de la Zoea y la Megalopa.



La densidad de las larvas se calculó con recipientes plásticos de 7.5 ml, y al momento de realizar la toma, se aumentó la aireación al máximo, realizando un constante movimiento con las manos, y simultáneamente se tomaron cinco muestras desde el fondo del tanque hasta la parte superficial del agua en diferentes partes del tanque. A medida que la tasa de mortalidad aumentó, la medición de la densidad larval se hizo con un recipiente de 40 ml.

Por consiguiente, las larvas fueron distribuidas en tanques de 100 litros con aireación, y calidad del agua óptima para que estos iniciaran el desarrollo de crecimiento. Se necesitó de alimento vivo como microalgas, artemia y rotíferos en su dieta alimentaria para el proceso de crecimiento de las diferentes etapas de estadio larval. Diariamente se tomaron los registros fisicoquímicos (temperatura, salinidad, pH) del agua para manejar las condiciones del medio natural en un sistema cerrado y con ello un material fílmico y fotográfico para tener evidencia y captar los momentos desarrollados en la investigación.

Uno de los procedimientos más importantes es la observación de las larvas para definir en qué estadio se encontraban, y para este proceso, se utilizaron pipetas *Pasteur* con el fin de coleccionar las larvas de los tanques, luego se depositaron en tubos *Eppendorf* para conservar las larvas con formalina al 4%, y después, se procedió a realizar la respectiva identificación de estadios en el microscopio, colocando las larvas en portaobjetos con una gota de agua destilada para que no se secase el portaobjetos, manteniéndolas húmedas.



### 3.7. Adecuación para un cultivo de Cangrejo Azul en condiciones de laboratorio

En primer lugar, fue necesario adecuar el Laboratorio de Acuicultura de la Universidad del Sinú con espacios para los acuarios, los tanques y la zona de escalamiento de grandes volúmenes de alimento vivo, entre otros.

#### 3.7.1. Acuarios

Se construyeron y adecuaron tres acuarios para las hembras ovadas simulando su ambiente natural, los cuales eran de tamaño mediano (70 cm de ancho x 50 cm de alto) (Fig. 9). Dentro de cada acuario se colocó una bandeja transparente con agua marina y aireación permanente para que la hembra pudiera liberar sus larvas en el momento indicado. Asimismo, cada acuario tenía un codo de PVC (Cloruro de Polivinilo) para que la hembra se mantuviera en condiciones de oscuridad, similar a los agujeros que los individuos crean bajo tierra, en los que normalmente habitan en zonas de manglar o planicies de arena. Y finalmente, alrededor de la bandeja con agua marina y el codo de PVC se adicionaron piedras y gravilla, las cuales se mantenían permanentemente humedecidas con agua dulce para disminuir la temperatura del acuario y evitar que las hembras se acaloraran.



**Figura 9.** Adecuación de acuarios para el mantenimiento de hembras ovadas y otros ejemplares adultos de *C. guanhumi* en condiciones de laboratorio.



### 3.7.2. Tanques

También se adecuaron varios tanques altos de 100 L para mantener las larvas liberadas por las hembras, y así, iniciar el desarrollo larval del cangrejo azul (Fig. 10). Por otro lado, para garantizar la supervivencia de las larvas se necesitó agua marina (entre 30 y 35 UPS), aireación permanente, alimento vivo y control diario de los parámetros físico-químicos, tales como pH, salinidad y temperatura.



**Figura 10.** Tanques de 100 L adecuados para el crecimiento de larvas de *C. guanhumi* en condiciones de laboratorio.

## 3.8. Alimento Vivo

### 3.8.1. Escalamiento de microalgas y zooplancton

Debido a que esta investigación hace parte de un proyecto interno de la Unisinú, el otro tesista vinculado al Proyecto Macro, fue el estudiante de Biología Marina, Miguel Collazos, quien se encargó de proveer el alimento de los ejemplares y larvas de los acuarios y tanques, respectivamente. Para esto, Collazos (en prensa), inicialmente realizó el escalamiento de *Chaetoceros*, *Nannochloropsis* y Artemias (a partir de los volúmenes obtenidos en el Laboratorio de Biotecnología Algal de la Unisinu), para alimentar las larvas de *C. guanhumi*



en los primeros estadios larvales (Fig. 11). Vale la pena mencionar que siempre se debía conocer la densidad de algas (conteo de células) para saber la cantidad apropiada que las larvas iban a necesitar a la hora de alimentarlas.



**Figura 11.** Escalamiento de microalgas y artemias para la alimentación de larvas en sistemas cerrados.

### 3.9. Plan de análisis

Se realizó básicamente una estadística descriptiva básica de los datos para esta investigación, pues las comparaciones de los tratamientos y la efectividad de la dieta son otros componentes del Proyecto Macro CANREJO AZUL y que no hacen parte de este proyecto de grado. Asimismo, se realizaron gráficas estadísticas descriptivas para los parámetros físico-químicos.



Debido a que el objetivo del trabajo era realizar la descripción detallada del desarrollo del ciclo larval de *C. guanhumi* y llegar al estadio Juvenil, no se realizaron réplicas de los tratamientos aplicados.

## 5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En este capítulo se realiza una descripción detallada de los resultados obtenidos en el estudio realizado, ampliando y estandarizando el conocimiento del proceso de desarrollo larval del cangrejo azul *Cardisoma guanhumi*, en sistemas cerrados. Asimismo, se realizara la comparación de resultados estudios de la misma especie y otros Decápodos realizados anteriormente por otros autores. Básicamente se presentan tres componentes principales en los resultados: ESTADIOS LARVALES, DISEÑO EXPERIMENTAL y PARÁMETROS FÍSICO-QUÍMICOS.

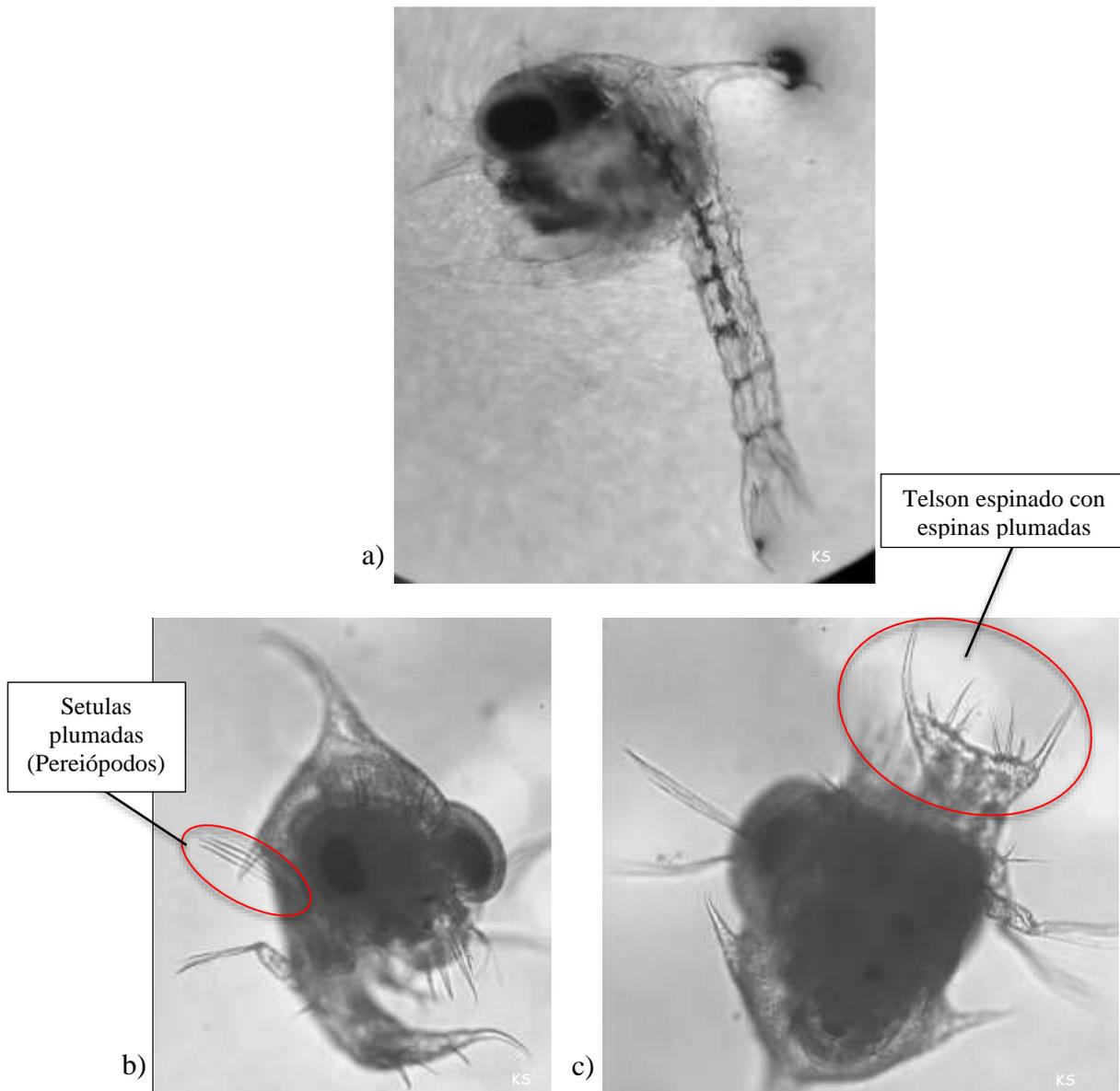
### ESTADIOS LARVALES

#### 4.1. Fichas descriptivas por estadio

El ciclo de vida del cangrejo azul consta de cinco fases: huevo, Zoea (primer estado larval, dividido en cinco formas diferentes), Megalopa (segundo estadio larval), juvenil y adulto. Las larvas cuando son liberadas por la hembra se encuentran en el estadio de Zoea I o II. Generalmente los pereiópodos y setas presentan movimiento rápido hacia adelante y atrás teniendo la capacidad de desplazarse por la columna de agua desde el inicio; y al final del estadio Zoea V, los pereiópodos se convierten en quelas en la etapa de Megalopa.



#### 4.1.1. Zoea I



**Figura 12.** Zoea I. a) Vista lateral; b) Vista dorsal; c) Detalle del carácter diagnóstico del estadio.

#### Diagnosis

El estadio de Zoea I presenta la división del cuerpo en cefalotórax y abdomen (o pleon); su coloración es translúcida opaca, dado que se puede divisar el sistema digestivo. El caparazón solo cubre la parte cefálica, donde presenta dos ojos compuestos y pedunculados con fototaxismo positivo. Posee una espina dorsal alargada y aguda, curvada hacia atrás, otras dos



espinas laterales y una espina rostral alargada hacia la mandíbula; y también presenta una antena con pequeñas espinas a los lados, anténula con dos estetáscos y una mandíbula pequeña. Luego de esta se encuentran la maxila y maxílula. Poseen seis segmentos en el abdomen y el sexto fusionado con el telson. Cada segmento presenta dos espinas dirigidas hacia abajo, una a cada lado; a excepción del segundo segmento, donde las espinas se encuentran dirigidas hacia arriba. También poseen cromatóforos anaranjados o rojizos en la parte inferior de los segmentos, al igual que en los maxilípedos y uno en cada lado de la base de la espina dorsal. Presentan dos pares de maxilípedos que corresponden a los pereiópodos, los cuales tienen cuatro sétulas plumadas. Se desplazan con la ayuda de un telson espatulado y ancho que se mueve hacia adelante de forma contráctil; en este presenta dos espinas, una en cada punta, y en la mitad del telson posee seis espinas plumadas. **Este estadio se diferencia principalmente por tener en el maxilípedo cuatro sétulas plumadas** (Fig. 12).

### **Duración**

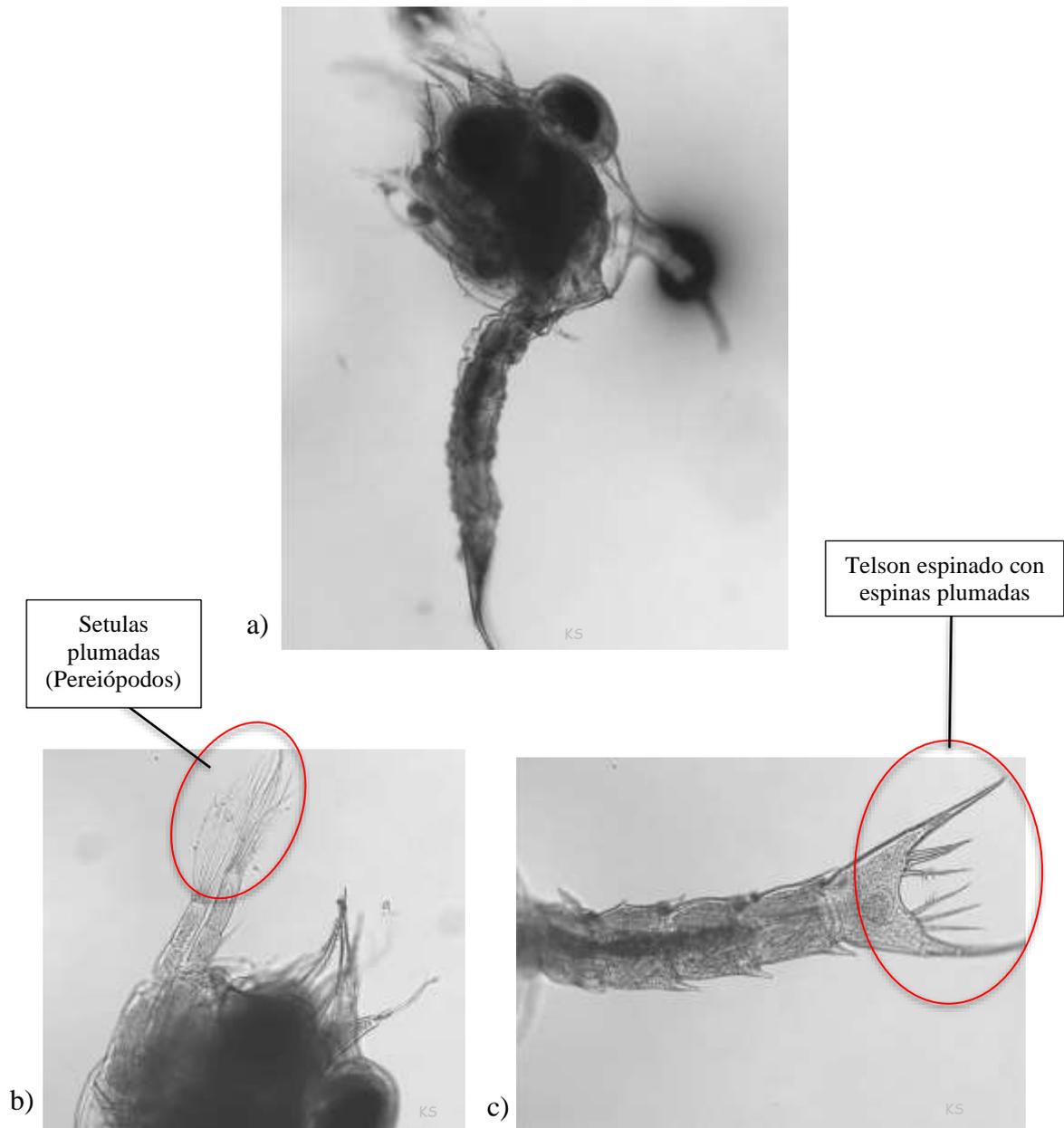
Duración de estadio un promedio de 5-8 días.

### **Talla**

El largo del caparazón promedio es de 0,2 mm y el largo total es de 0.9 mm.



#### 4.1.2. Zoea II



**Figura 133.** Zoea II. a) Vista lateral; b) y c) Detalle del carácter diagnóstico del estadio.

#### Diagnosis

El estadio Zoea II presenta la división del cuerpo en cefalotórax y abdomen muy similar a la anterior Zoea. Su coloración es menos translúcida, pero aún se divisa el sistema digestivo. El caparazón cubre la parte cefálica, presentando dos ojos compuestos y pedunculados con fototaxismo positivo, espina dorsal alargada y aguda, curvada hacia atrás, otras dos espinas



laterales y una espina rostral alargada hacia la mandíbula; y también presenta una antena con pequeñas espinas a los lados, anténula con dos estetáscos y una mandíbula pequeña. Luego de esta, se encuentran la maxila y maxílula. Posee seis segmentos en el abdomen y el sexto fusionado con el telson, como en el estadio anterior. Cada segmento presenta dos espinas dirigidas hacia abajo, una a cada lado; a excepción del segundo segmento, donde las espinas se encuentran dirigidas hacia arriba. También poseen cromatóforos anaranjados o rojizos en la parte inferior de los segmentos, al igual que en los maxilípedos, y uno en cada lado de la base de la espina dorsal. Presentan dos pares de maxilípedos que corresponden a los pereiópodos, los cuales tienen sétulas plumadas. Se desplazan con la ayuda del telson espatulado y ancho que se mueve hacia adelante de forma contráctil; en el telson presenta dos espinas, una en cada punta, y en la mitad del telson posee seis espinas plumadas, Finalmente se observa el ano en el centro del telson. **Este estadio se diferencia principalmente por tener en los pereiópodos seis sétulas plumadas** (Fig. 13).

### **Duración**

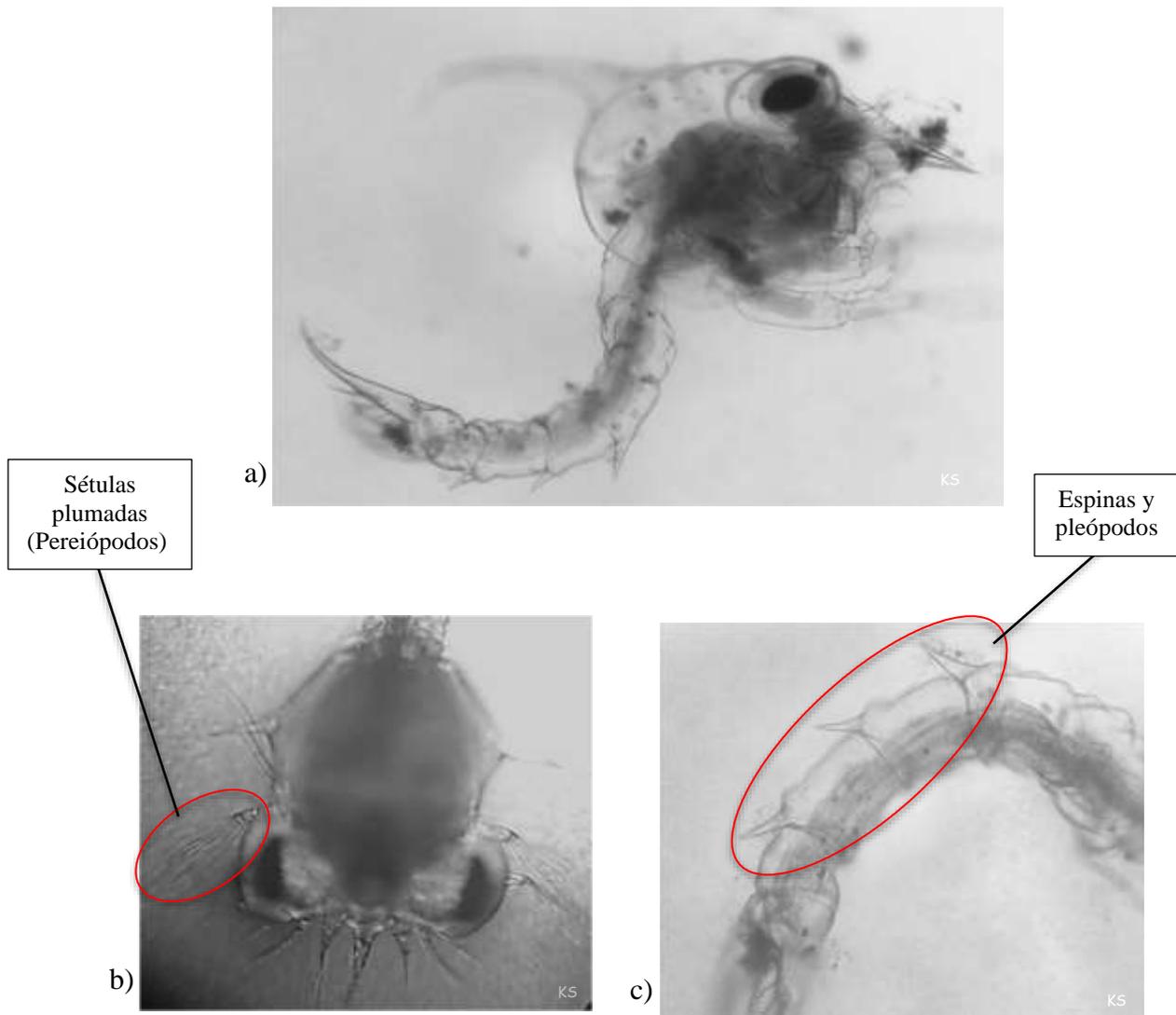
Duración de estadio un promedio de 2-4 días.

### **Talla**

El largo del caparazón promedio es de 0,4 mm y el largo total es de 1.1 mm.



### 4.1.3. Zoea III



**Figura 14.** Zoea III. a) Vista lateral; b) y c) Detalle del carácter diagnóstico del estadio.

#### Diagnosis

El estadio Zoea III presenta la división del cuerpo en cefalotórax y abdomen (o pleon), coloración menos translúcida comparada con la del anterior estadio, pero aún se puede divisar el sistema digestivo. El caparazón solo cubre la parte cefálica, donde presenta dos ojos compuestos y pedunculados con fototaxismo positivo, espina dorsal alargada y aguda, curvada hacia atrás, otras dos espinas dorsales y una espina frontal alargada hacia la mandíbula; presenta una antena con pequeñas espinas a los lados, anténula con dos estetáscos y una



mandíbula pequeña en crecimiento. Poseen los mismos seis segmentos en el abdomen, y el sexto está fusionado con el telson. Cada segmento presenta dos espinas dirigidas hacia abajo, una a cada lado; a excepción del segundo segmento, donde las espinas se encuentran dirigidas hacia arriba, igual que en los dos estadios anteriores. Poseen cromatóforos anaranjados o rojizos en la parte inferior de los segmentos, al igual que en los maxilípedos y en la base de la espina dorsal. Presentan cuatro maxilípedos que corresponden a los pereiópodos; se desplazan con la ayuda del telson espatulado y ancho que se mueve hacia adelante de forma contráctil; y en este presenta dos espinas, una en cada punta y en la mitad del telson posee tres pares de espinas largas plumadas y un par de pequeñas espinas dirigidas al centro. **Este estadio se diferencia principalmente por tener en los pereiópodos ocho sétulas plumadas** (Fig. 14).

### **Duración**

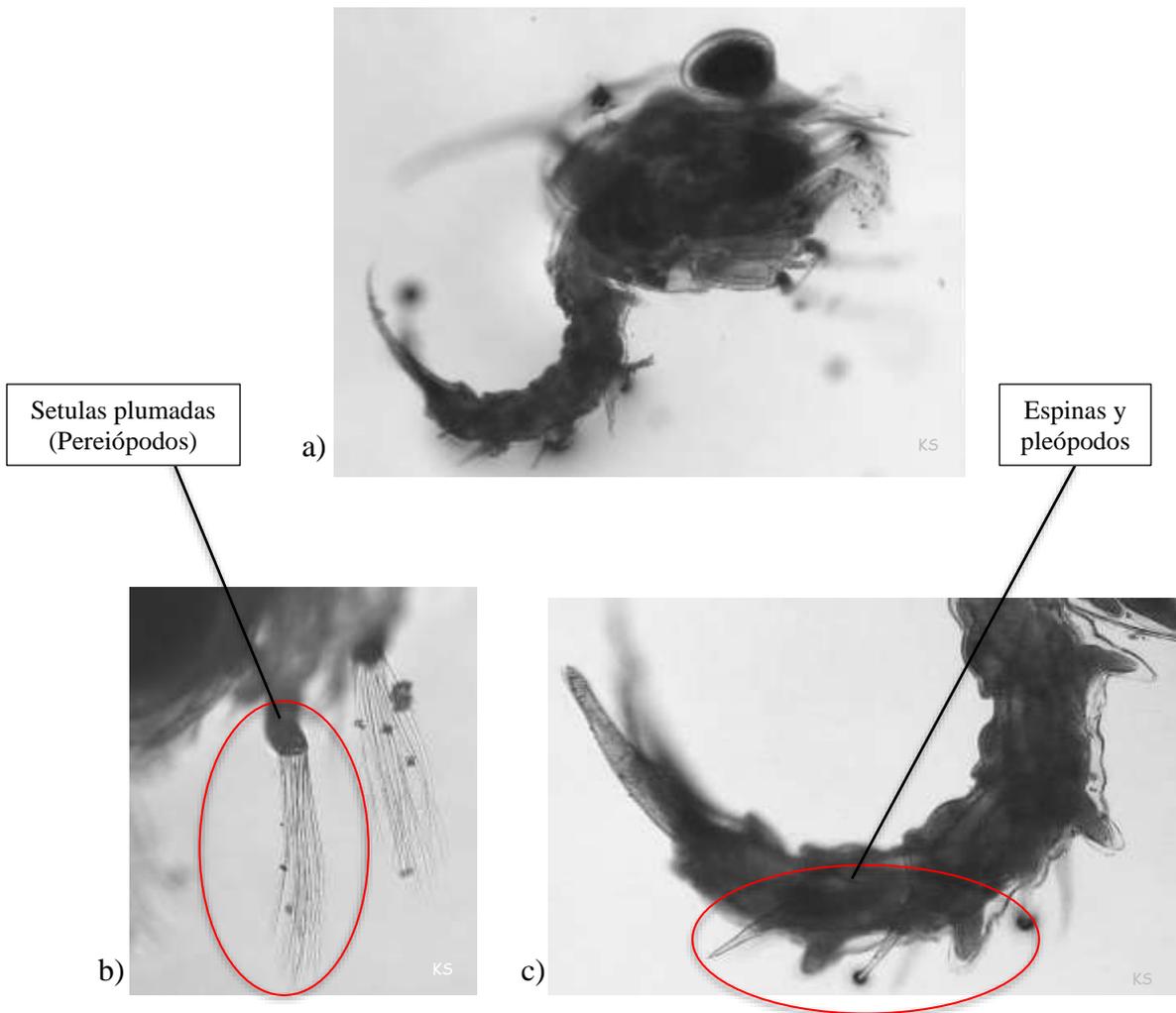
Duración de estadio un promedio de 3-4 días.

### **Talla**

El largo del caparazón promedio es de 0,56 mm y el largo total es de 1.6 mm.



#### 4.1.4. Zoea IV



**Figura 15.** Zoea IV. a) Vista lateral; b) y c) Detalle del carácter diagnóstico del estadio.

#### Diagnosis

El estadio Zoea IV presenta la división del cuerpo en cefalotórax y abdomen (o pleon), sin embargo, su coloración es más oscura que los anteriores estadios, por ende, es más difícil divisar el sistema digestivo. El caparazón sólo cubre la parte cefálica, en este estadio el caparazón es mucho más grande que en los anteriores, presenta dos ojos compuestos y más pedunculados que los anteriores estadios, espina dorsal alargada y aguda, curvada hacia atrás, otras dos espinas dorsales y una espina frontal alargada hacia la mandíbula; presenta una antena con pequeñas espinas a los lados, anténula con dos estetáscos y una mandíbula más grande.



Poseen los mismos seis segmentos en el abdomen y el sexto fusionado con el telson. Cada segmento presenta dos espinas dirigidas hacia abajo, una a cada lado; a excepción del segundo segmento, donde las espinas se encuentran dirigidas hacia arriba, similar a los anteriores estadios. Poseen cromatóforos anaranjados o rojizos en la parte inferior de los segmentos, al igual que en los maxilípedos y la base de la espina dorsal. Presentan dos pares de maxilípedos que corresponden a los pereiópodos. Se desplazan con la ayuda del telson espatulado y ancho que se mueve hacia adelante de forma contráctil; y en el telson presenta dos espinas, una en cada punta, y en la mitad del telson posee cinco pares de espinas plumadas, tres pares alargadas y dos pares pequeños, se resalta una reducción en el tamaño del telson, el cual es más pequeño que en los anteriores estadios. En el abdomen se divisan pleópodos en desarrollo en los segmentos del uno al cinco. **Este estadio se diferencia principalmente por tener en los pereiópodos diez sétulas plumadas** (Fig. 15).

### **Duración**

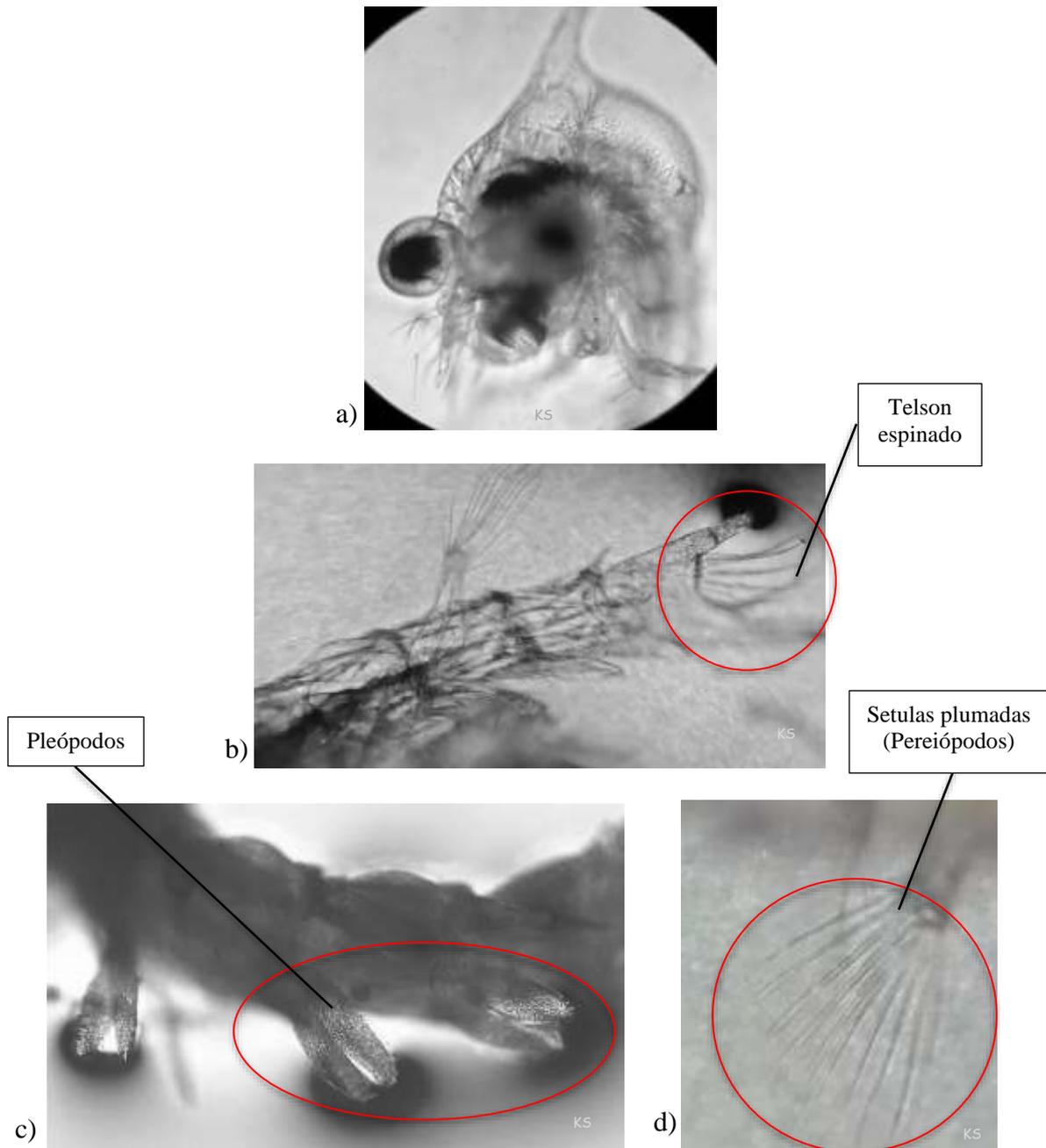
Duración de estadio un promedio de 4 días.

### **Talla**

El largo del caparazón promedio es de 0,86 mm y el largo total es de 2.2 mm.



#### 4.1.5. Zoea V



**Figura 16.** Zoea V. a) Vista frontal; b) Abdomen; c) y d) Detalle del carácter diagnóstico del estadio.

#### Diagnosis

El estadio Zoea V presenta la división del cuerpo en cefalotórax y abdomen o pleon, su coloración es oscura, dado que ya no se puede divisar el sistema digestivo. El caparazón sólo cubre la parte cefálica, siendo mucho mayor comparada con la del estadio anterior; presenta



dos ojos compuestos y pedunculados hacia afuera, espina dorsal alargada y aguda, curvada hacia atrás, otras dos espinas dorsales y una espina frontal alargada hacia la mandíbula; presenta una antena con pequeñas espinas a los lados, anténula con dos estetáscos y una mandíbula grande. Poseen seis segmentos en el abdomen y el sexto fusionado con el telson. Cada segmento presenta, al igual que en los anteriores estadios, dos espinas dirigidas hacia abajo, una a cada lado; a excepción del segundo segmento, donde las espinas se encuentran dirigidas hacia arriba; como también poseen cromatóforos anaranjados o rojizos en la parte inferior de los segmentos, así como, en los maxilípedos y la base de la espina dorsal. Presentan cuatro maxilípedos que corresponden a los pereiópodos. Se desplazan con la ayuda del telson espatulado y ancho que se mueve hacia adelante de forma contráctil; en el telson presenta dos espinas, una en cada punta y en la mitad del telson al igual que el estadio anterior posee cinco pares de espinas plumadas, tres pares alargados y dos pares pequeños, igualmente se observa una reducción en el tamaño del telson. En el abdomen se observe también los pleópodos separados, un par por cada segmento, en los segmentos del uno al cinco. **Este estadio se diferencia principalmente por tener en los pereiópodos doce sétulas plumadas** (Fig. 16).

### **Duración**

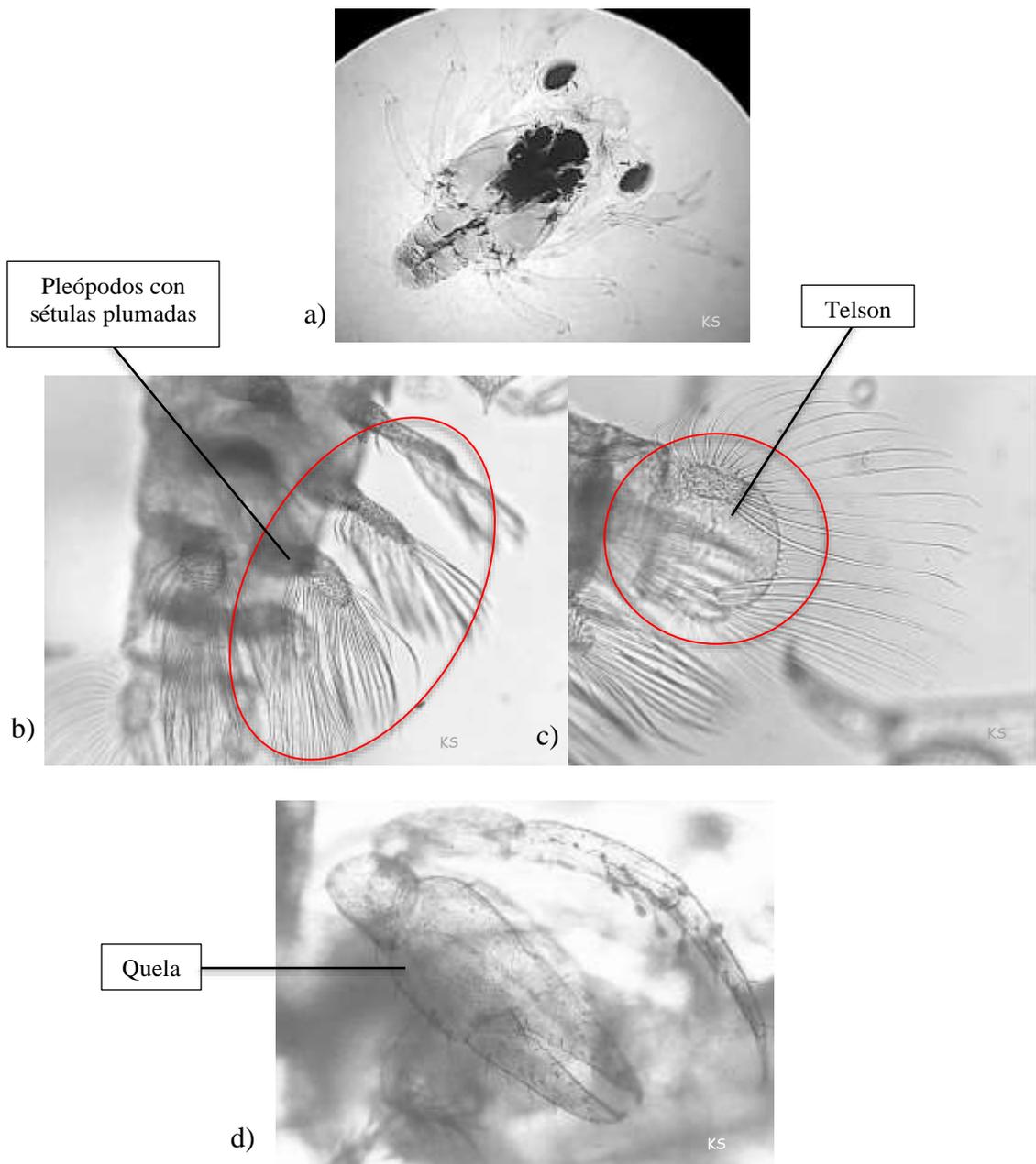
Duración de estadio un promedio de 4-6 días.

### **Talla**

El largo del caparazón promedio es de 1.0 mm y el largo total es de 2.9 mm.



#### 4.1.6. Megalopa



**Figura 17.** Megalopa. a) Vista dorsal; b), c) y d) Detalle del carácter diagnóstico del estadio.

#### Diagnosis

El estadio larval Megalopa se encuentra dividido por cefalotórax y abdomen; el caparazón es cuadrado, sin presencia de espinas dorsales, laterales o espina rostral. Ojos pedunculados con un cromatóforo en cada uno. Posee anténula, antena con 10 segmentos y dos estetascos al



final de esta, mandíbula grande, maxílula y maxila desarrolladas para presas más grandes. Presenta un abdomen con cinco segmentos incluido el telson. Los segmentos son aplanados con series de pequeñas setas en los bordes. En cada uno de los segmentos contiene un par de cromatóforos anaranjados, así como, al inicio de cada pata finalizando el caparazón; y también se observan cuatro cromatóforos en la parte superior del caparazón. El segundo, tercero, cuarto y quinto segmentos llevan un par de pleópodos que decrecen en tamaño. Los pleópodos contienen catorce largas sétulas plumosas nadadoras. El telson es ancho como un remo con el borde cubierto de seis largas sétulas plumosas entre las cuales se hallan agudas espinas. **Este estadio se diferencia principalmente por desarrollar en el abdomen, en cada uno de los segmentos, pleópodos con sétulas plumadas, un par de quelas y tres pares de patas ambulacrales o caminadoras, con pequeñas sedas a lo largo de estas. Este es el único estadio donde el organismo puede nadar y caminar** (Fig. 17).

### **Duración**

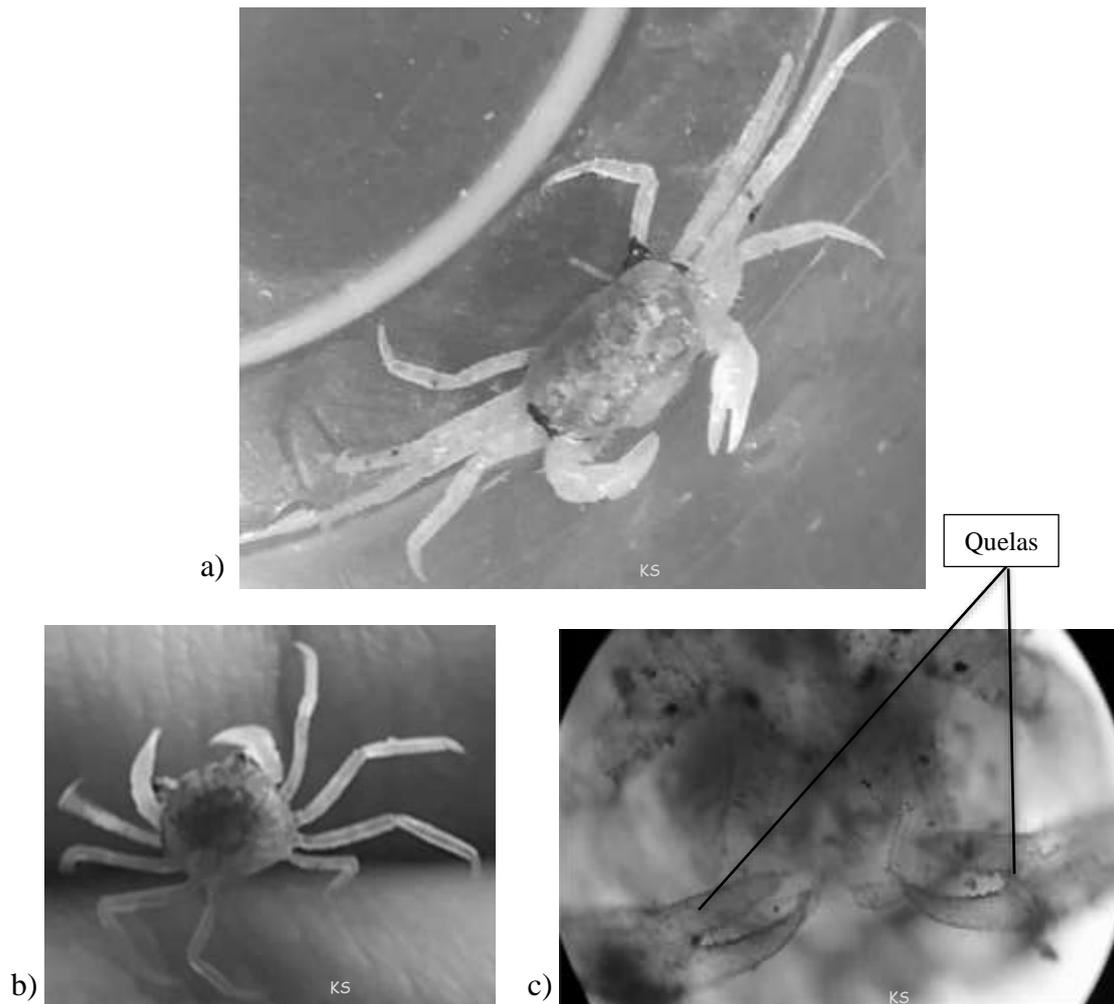
Duración de estadio un promedio de 18 días.

### **Talla**

El largo del caparazón promedio es de 1,8 mm, de ancho 2,0 mm y el largo total es de 3.3 mm.



#### 4.1.7 Juvenil



**Figura 18.** Juvenil. a) Vista frontal; b) Vista dorsal; c) Detalle del carácter diagnóstico del estadio.

#### Diagnosis

El estadio juvenil está conformado por un cefalotórax y ojos pedunculados. Presenta mandíbula, maxílula y maxila con función alimentaria para la captura de presas grandes. Un par de quelas con función de alimento o defensa, cuatro pares de patas ambulacrales encargadas del desplazamiento lateral, parecidos o similares a un cangrejo adulto. Coloración crema y/o amarilla. Presenta cromatóforos en el caparazón, ojos, quelas y patas. **Este estadio se diferencia principalmente por plegar el abdomen alargado segmentado y posicionado en la parte inferior del cefalotórax (Fig. 18).**

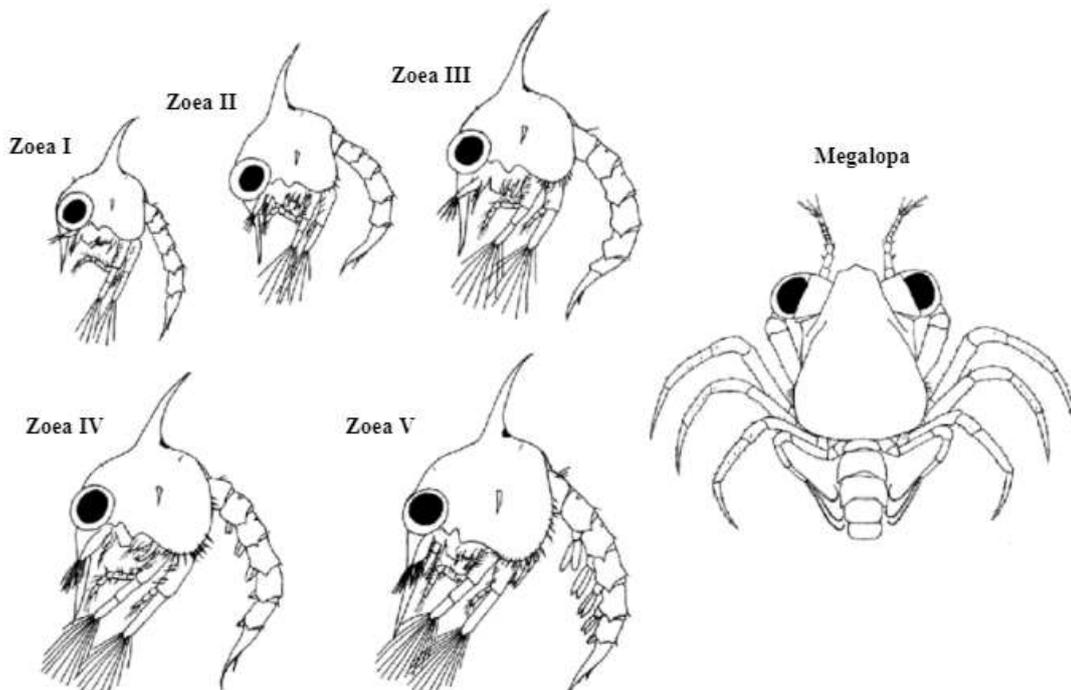


## Talla

El largo del caparazón promedio es de 2,5 mm y el largo total es de 5 mm.

### 4.2. Desarrollo larval del *Cardisoma guanhumí*

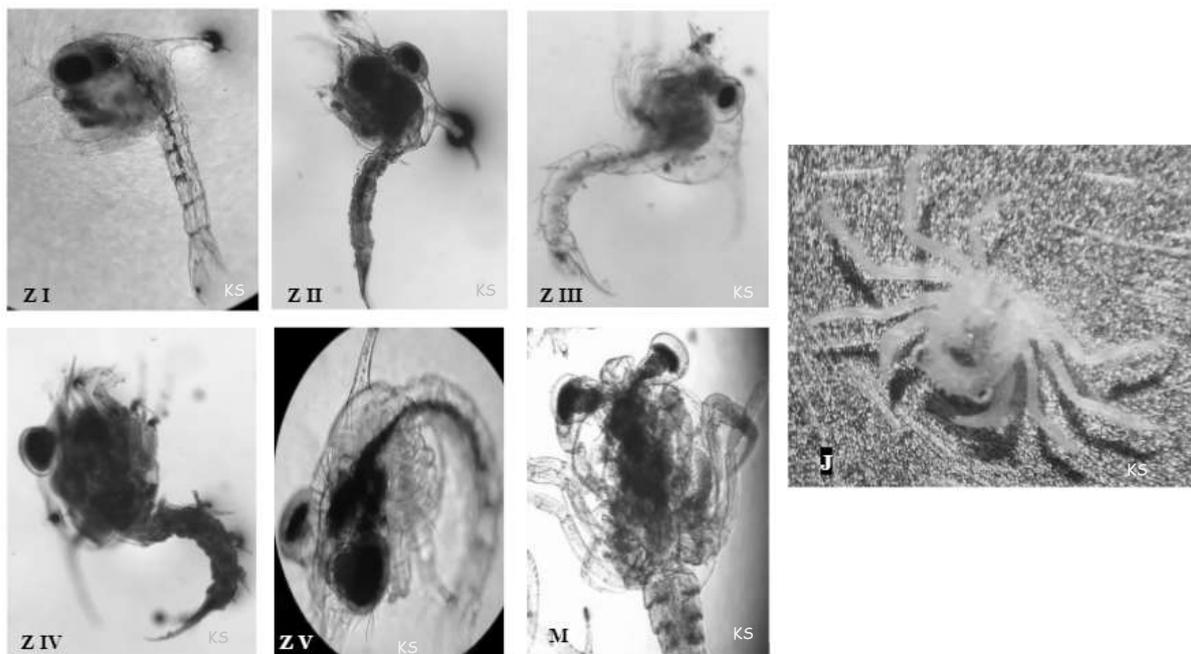
El *C. guanhumí* presenta CINCO estadios Zoea y un estadio de Megalopa, corroborando lo presentado por Costlow y Bookhout (1968) (Fig. 19). La primera fase del primer estadio larval se divide en cinco zoeas, en donde se diferencian cambios por caracteres específicos que se desarrollan con el pasar de los días, como también el aumento de tamaño de las larvas. El tiempo estimado de una zoea a otra tiene un promedio de cuatro (4) días y toda la fase larval de Zoea tiene un promedio de durabilidad de veinte (20) días (Tab. 4), menor a lo encontrado en la literatura



**Figura 19.** Desarrollo larval del *C. guanhumí* (Tomado de Thatje y Calcagno, 2014).



En segunda instancia, luego de que se complete la primera fase del estadio larval de cinco Zoeas, inicia la segunda fase del estadio larval de Megalopa. En ese estadio, la larva cambia de tal forma que desarrolla un par de quelas y varios pares de patas caminadoras, conservando el abdomen y con un tamaño mayor a los anteriores estadios (Fig. 20). El tiempo promedio de esta fase es de dieciocho (18) días. El tiempo de desarrollo larval completo *C. guanhumi* en condiciones de laboratorio es de treinta y ocho (38) días, aproximadamente.



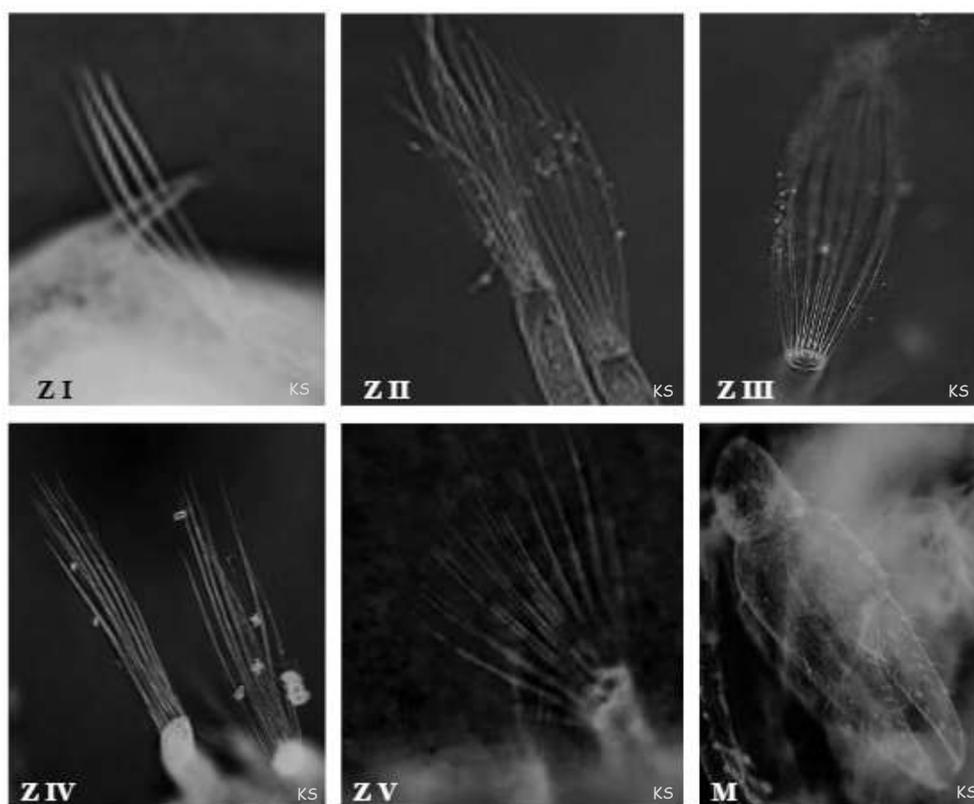
**Figura 20.** Estadio larval de zoea a megalopa. Zoea I (Z I), Zoea II (Z II), Zoea III (Z III), Zoea IV (Z IV), Zoea V (Z V), Megalopa (M) y Juvenil (J).

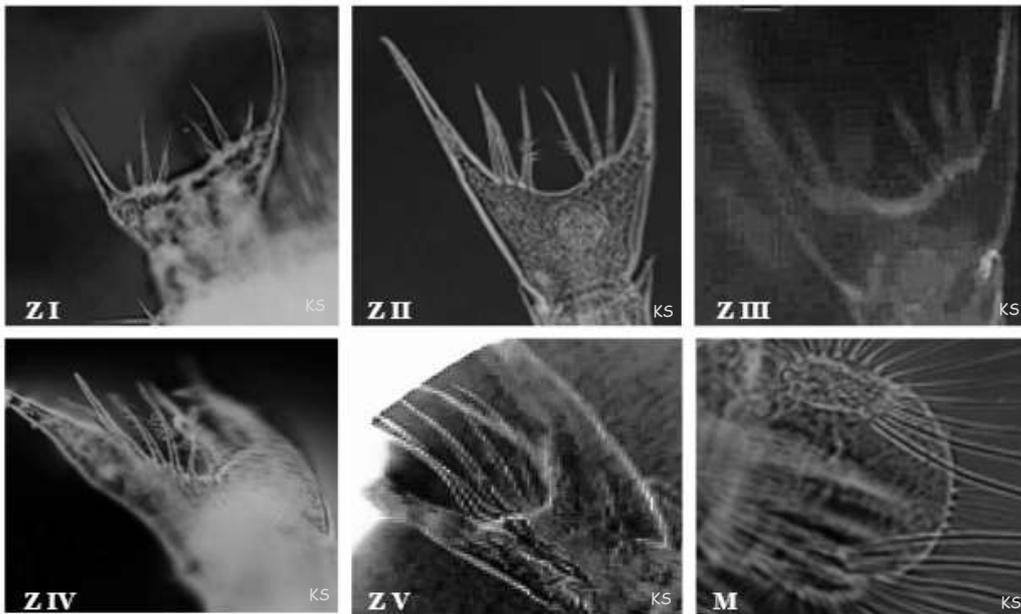
A medida que el *C. guanhumi* se desarrolla, presenta una serie de cambios estructurales. La mayoría se diferencian al observar en un microscopio, como lo son el aumento de sétulas plumadas por estadios (Fig. 21), el cambio y número de espinas en el telson (Fig. 22) y la presencia de pleópodos (Fig. 23). Luego se pueden observar los cambios a simple vista presentados en los últimos estadios, los cuales son la presencia de quelas y la pérdida del abdomen de Megalopa a Juvenil (Tab. 3).



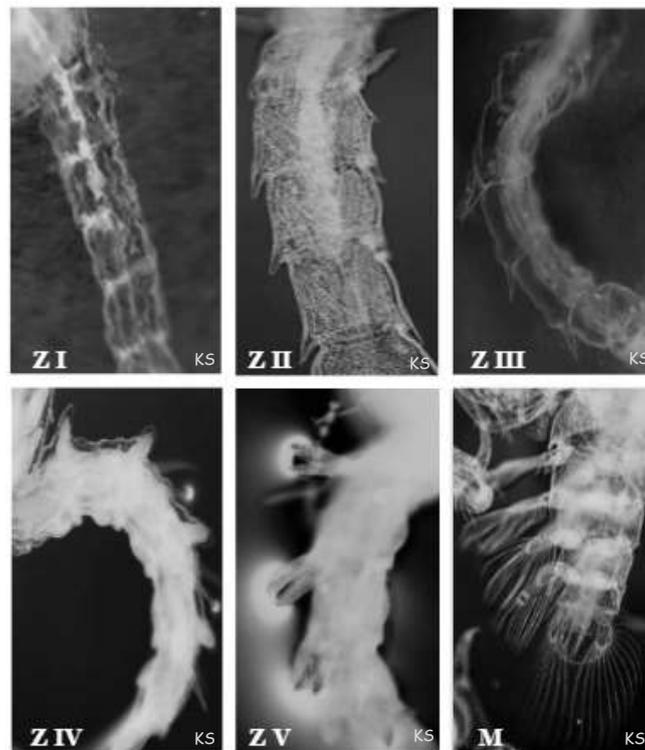
**Tabla 3.** Cambios estructurales por estadio.

ESTADIO	SETULAS PLUMADAS (Pereiópodos)	ESPINAS EN EL CENTRO (Telson)	PLEÓPODOS (Por segmento)
ZOEA I	4	3 pares	No presenta
ZOEA II	6	3 pares	No presenta
ZOEA III	8	4 pares	Pequeños
ZOEA IV	10	5 pares	1
ZOEA V	12	5 pares	Un par
MEGALOPA	Un par de quelas y patas	6 sétulas plumadas	Un par plumados
JUVENIL	Cuatro pares de patas	No presenta	No presenta

**Figura 21.** Sétulas plumadas de la Zoa a Megalopa. Zoa I (Z I), Zoa II (Z II), Zoa III (Z III), Zoa IV (Z IV), Zoa V (Z V) y Megalopa (M).



**Figura 22.** Telson de zoea a megalopa. Zoea I (Z I), Zoea II (Z II), Zoea III (Z III), Zoea IV (Z IV), Zoea V (Z V) y Megalopa (M).



**Figura 23.** Pleópodos de Zoea a Megalopa. Zoea I (Z I), Zoea II (Z II), Zoea III (Z III), Zoea IV (Z IV), Zoea V (Z V) y Megalopa (M).



Teniendo en cuenta que los cambios más característicos son el aumento en número de sétulas plumadas, y en los dos últimos estadios, se presentan sétulas plumadas provenientes de los pereiópodos; las cuales, se transforman en el estadio de megalopa, en quelas y patas.

### 4.3. Tiempo de desarrollo larval

Luego de haber observado las larvas en el microscopio, se definió el tiempo de duración y cambio de estadio larval en la especie *C. guanhumi* especificando un rango con los otros dos montajes realizados (Tab. 4). Quizás éste capítulo del documento es el de mayor importancia, debido a que con esto se conoce más sobre la biología la especie, de manera que al momento de realizar un cultivo, se sabe a ciencia cierta cuáles son los cuidados y qué come en cada una de las etapas.

**Tabla 4.** Tiempo de duración por estadio larval.

<b>ESTADIO</b>	<b>Tiempo Inicial</b>	<b>Tiempo Final</b>	<b>Rango de Días</b>
<b>Zoea I</b>	Día 0	Día 7	5-8
<b>Zoea II</b>	Día 8	Día 11	2-4
<b>Zoea III</b>	Día 12	Día 13	1-2
<b>Zoea IV</b>	Día 14	Día 16	2-4
<b>Zoea V</b>	Día 17	Día 19	2-3
<b>Megalopa</b>	Día 20	Día 36	16-17
<b>Juvenil</b>	Día 37	N/A	N/A

Según dos trabajos realizados anteriormente, uno con *C. granulata* por Boscii *et al.*, (1967) y otro con *C. guanhumi* por Costlow y Bookhout, (1968), registraron que en *C. granulata* el tiempo de cambio de una Zoea a otra es de cinco (5) días; en cambio, con el *C. guanhumi* el registro del tiempo de cambio entre cada Zoea osciló entre los 2 y los 8 días, dependiendo del alimento que se les dé. Así pues, esos autores mencionan un registro promedio de tiempo de 23 días en el que cambia una Zoea I a Megalopa, logrando un menor tiempo en el Tratamiento



II ya que se redujo el crecimiento en los primeros estadios, por el tipo de alimento vivo enriquecido de microalgas y artemia que se les dió. Por último, Costlow y Bookhout (1968) mencionan que el *C. guanhumi* dura un tiempo aproximado para alcanzar el estadio de megalopa de cuarenta y dos (42) días.

## **DISEÑO EXPERIMENTAL**

### **4.4. Diseño experimental**

El Pre-Ensayo, inició el 22/09/2019 y finalizó el 21/10/2019 (30 días), cuyo principal resultado fue el **estandarizar por tanque las densidades larvales de *Cardisoma guanhumi***, permitiendo confirmar que, a densidades más bajas, el porcentaje de supervivencia fue más alto. A partir del pre-ensayo se logró estandarizar la densidad larval óptima para realizar los otros dos tratamientos (50 Larvas/L; 100 Larvas/L; 150 Larvas/L).

El Tratamiento I, inició el 28/10/2020 y finalizó el 10/12/2019 (30 días), cuyo principal resultado es que **las larvas del *C. guanhumi* se desarrollaron hasta llegar a la fase Juvenil**, lo cual no se había logrado nunca para esta especie en condiciones de laboratorio.

El Tratamiento II, inició el 22/11/2019 y finalizó el 07/12/2019 (20 días), y en este se logró **disminuir el tiempo de desarrollo larval del *C. guanhumi*** (especialmente entre los estadios Zoea) por el cambio en el tipo de alimento que se les dio.

#### **4.4.1. Pre-Ensayo (22/09/2019 – 21/10/2019)**

En este pre-ensayo que duró 30 días, la hembra liberó las larvas (posiblemente por *stress*) antes de llegar al Laboratorio de Acuicultura de la Universidad del Sinú, no obstante, se



lograron salvar algunas larvas debido a que el Acuario Portátil contaba con agua marina del lugar de colecta.

El incidente más significativo que se presentó en este Pre-ensayo fue por la falta de aireación permanente por algunas horas, ya que, en el transcurso del montaje, el suministro de luz fue suspendido un par de veces, afectando y disminuyendo el oxígeno en el agua para las larvas. Esto ocasionó la muerte de una gran proporción de larvas, en especial en los tanques que tenían mayor concentración de ellas, en este caso fueron los Tanques 1 y 2 (Tab. 5), y pese a que no se midió el oxígeno disuelto de los tanques, la aireación es un factor OBLIGATORIO en los sistemas cerrados (Ceniagua, en línea).

**Tabla 5.** Densidad larval y porcentaje de supervivencia a lo largo del Pre-Ensayo.

TANQUE	FECHA	ESTADIO	DENSIDAD (Ind./100 L)	SOBREVIVENCIA (%)
<b>T1</b>	22/09/2019	Zoea I	48.000	10% hasta Zoea III
	2/10/2019	Zoea II y III	4.800	
	8/10/2019	Zoea IV	0	
<b>T2</b>	22/09/2019	Zoea I	56.000	4% hasta Zoea III
	2/10/2019	Zoea I, II y III	2.240	
	8/10/2019	Zoea IV	0	
<b>T3</b>	22/09/2019	Zoea I	1.280	0.62% hasta Megalopa
	3/10/2019	Zoea I, II y III	384	
	8/10/2019	Zoea IV	30	
	13/10/2019	Zoea IV y V	20	
	16/10/2019	Zoea V y Megalopa	16	
	19/10/2019	Megalopa	8	
	21/10/2019	Megalopa	0	

En el Pre-Ensayo, sólo ocho larvas del *C. guanhumi* se desarrollaron hasta el estadio larval de megalopa (Tanque 3= T3), el cual presentaba la densidad larval más baja de los tres tanques (32 larvas/L), corroborando lo planteado por la Dra Martha Torres para el cultivo de camarón y lo afirmado por Ceniagua (en línea).



Asimismo, cuando los ejemplares alcanzaban el estadio de Megalopa, se observó la necesidad de reubicar estos ejemplares en un acuario o tanque aparte para evitar la depredación de zoeas por parte de las megalopas, o el canibalismo entre las megalopas, por eso, en algunos apartes del presente trabajo aparecen TM (Tanque de Megalopas) o AM (Acuario de Megalopas).

#### **4.4.2. Tratamiento I (28/10/2019 al 10/12/2019)**

En el Tratamiento I se logró completar el ciclo del desarrollo larval del cangrejo azul *C. guanhumi* en los tanques 1 y 3. En el tanque 1 se obtuvieron siete juveniles y en el tanque 3 se obtuvieron nueve, registrando un total de 16 juveniles.

El incidente más significativo que se presentó en este Tratamiento I fue la mortandad masiva de las larvas en estadio Zoea I del tanque 2, pese a que los parámetros físico-químicos se mantuvieron constantes en los tres días posteriores, sin embargo, vale la pena mencionar que en este tanque se presentó una muerte accidental de un pequeño reptil (lagartija) antes del incidente, pero con el poco tiempo de exposición que tuvo (6 horas), se cree que no fue el único factor que ocasionó esta mortalidad de larvas de Zoea I (Tab. 6).



**Tabla 6.** Densidad larval y porcentaje de supervivencia a lo largo de los días del Tratamiento I.

TANQUE	FECHA	ESTADIO	DENSIDAD (Ind./100 L)	SOBREVIVENCIA (%)
<b>T1</b>	28/10/2019	Zoea I	5.000	0.1% hasta Juvenil
	9/11/2019	Zoea II, III y IV	2.100	
	16/11/2019	Zoea IV y V	630	
	28/11/2019	Megalopa	44	
	2/12/2019	Juvenil	2	
	7/12/2019	Juvenil	5	
	10/12/2019	Juvenil	7	
<b>T2</b>	28/10/2019	Zoea I	10.000	N/A
	7/11/2019	Zoea I y II	0	
<b>T3</b>	28/10/2019	Zoea I	15.000	0.08% hasta Juvenil
	9/11/2019	Zoea I y II	300	
	14/11/2019	Zoea III y IV	220	
	21/11/2019	Zoea IV y V	120	
	28/11/2019	Zoea V	48	
	8/12/2019	Megalopa	12	
	10/12/2019	Juvenil	9	

Los juveniles obtenidos fueron depositados en otro acuario para una observación más detallada, sin embargo, aunque alcanzaron a realizar tres mudas, al no existir una reserva de alimento, los juveniles fueron realizando canibalismo, y finalmente ninguno sobrevivió.

#### 4.4.3. Tratamiento II (22/11/2019 al 07/12/2019)

En este segundo montaje, debido al cambio de alimentación, proporcionando desde el primer día un alimento vivo enriquecido (Collazos, en prensa), se redujo el tiempo de desarrollo de las larvas desde Zoea I a Zoea V (sólo 16 días), mientras que en el pre-ensayo y Tratamiento II, el tiempo fue mayor a 20 días. Vale la pena aclarar que pese a que los efectos de las dietas en los estadios larvales hacen parte de otro trabajo de grado (Collazos, en prensa), el tiempo de desarrollo si hace parte del presente estudio. En este Tratamiento se corroboró lo afirmado por



Costlow y Bookhout (1968), en cuanto a que las larvas de *C. guanhumi* se alimentan principalmente de *Artemia*.

No obstante, en los Tanques 2 y 3 ocurrió la muerte de las larvas cuando estaban en estadios Zoea III y IV, debido a que dos días antes (5 y 6 dic/2019) se presentó un incremento de temperatura (36 y 37 °C).

Es importante mencionar también que en estos dos tanques hubo una proliferación de microalgas desde el 30 nov/19, ya que, por su ubicación en el laboratorio, estaba más expuestos a la luz solar que el tanque 1. Y por esta razón, se midió el amonio el 1 dic/19, pero los niveles sólo se incrementaron en el tanque 2 (3.5 mg/L), y no se pudo repetir la medida en el tanque 3 (0,6 mg/L).

Por otro lado, en este tratamiento, en el Tanque 1, las larvas del *C. guanhumi* crecieron y se desarrollaron hasta el estadio Zoea V, pues al microscopio se observaron las patas que ya se estaban desarrollando, lo cual es un indicador de que pronto cambiarían a Megalopa. Sin embargo, esas larvas (aprox. 1.000) (Tab. 7) fueron liberadas al medio natural, porque el último Tratamiento II no se pudo completar, debido a que la Universidad (Docentes y Administrativos) iniciaba periodo de vacaciones decembrinas y no otorgaron el permiso de ingreso al Laboratorio de Acuicultura después del 15 de diciembre de 2019, por los términos especificados en el Seguro Estudiantil y Riesgos Laborales.



**Tabla 7.** Densidad larval y porcentaje de supervivencia a lo largo de los días del Tratamiento II.

TANQUE	FECHA	ESTADIO	DENSIDAD (Ind./100 L)	SOBREVIVENCIA %
<b>T1</b>	22/11/2019	Zoea I	5.000	17%, Zoea V
	1/12/2019	Zoea III	1.800	
	8/12/2019	Zoea IV y V	840	
	10/12/2019	Zoea IV y V	Liberación	
<b>T2</b>	22/11/2019	Zoea I	10.000	20%, Zoea IV
	1/12/2019	Zoea III y IV	2.000	
	7/12/2019	Zoea III y IV	0	
<b>T3</b>	22/11/2019	Zoea I	15.000	11%, Zoea IV
	1/12/2019	Zoea III y IV	1.600	
	7/12/2019	Zoea III y IV	0	

## PARÁMETROS FÍSICO-QUÍMICOS

### 4.5. Parámetros físico-químicos

#### 4.5.1. Temperatura

La temperatura fue constante en la mayoría del tiempo, oscilando en promedio entre los 27 °C y 30 °C, en los tres montajes experimentales del presente proyecto (Fig. 24). Sin embargo, si se presentaron dificultades con el control de la temperatura, el cual fue un factor que ocasionó la muerte masiva de las larvas del *C. guanhumi* en algunos tanques.

De acuerdo a lo reportado por la literatura, el rango ideal para la temperatura se considera entre los 27 y 35 °C. Aunque, Martínez y Torres (1995) recomendaron que la temperatura debe oscilar entre los 26 y 32 °C para el cultivo de camarones. Por otra parte, Boscii *et al.* (1967), obtuvieron temperaturas de 18 a 24 °C en un cultivo de *Chasmagnathus granulata* (Grapsidae)

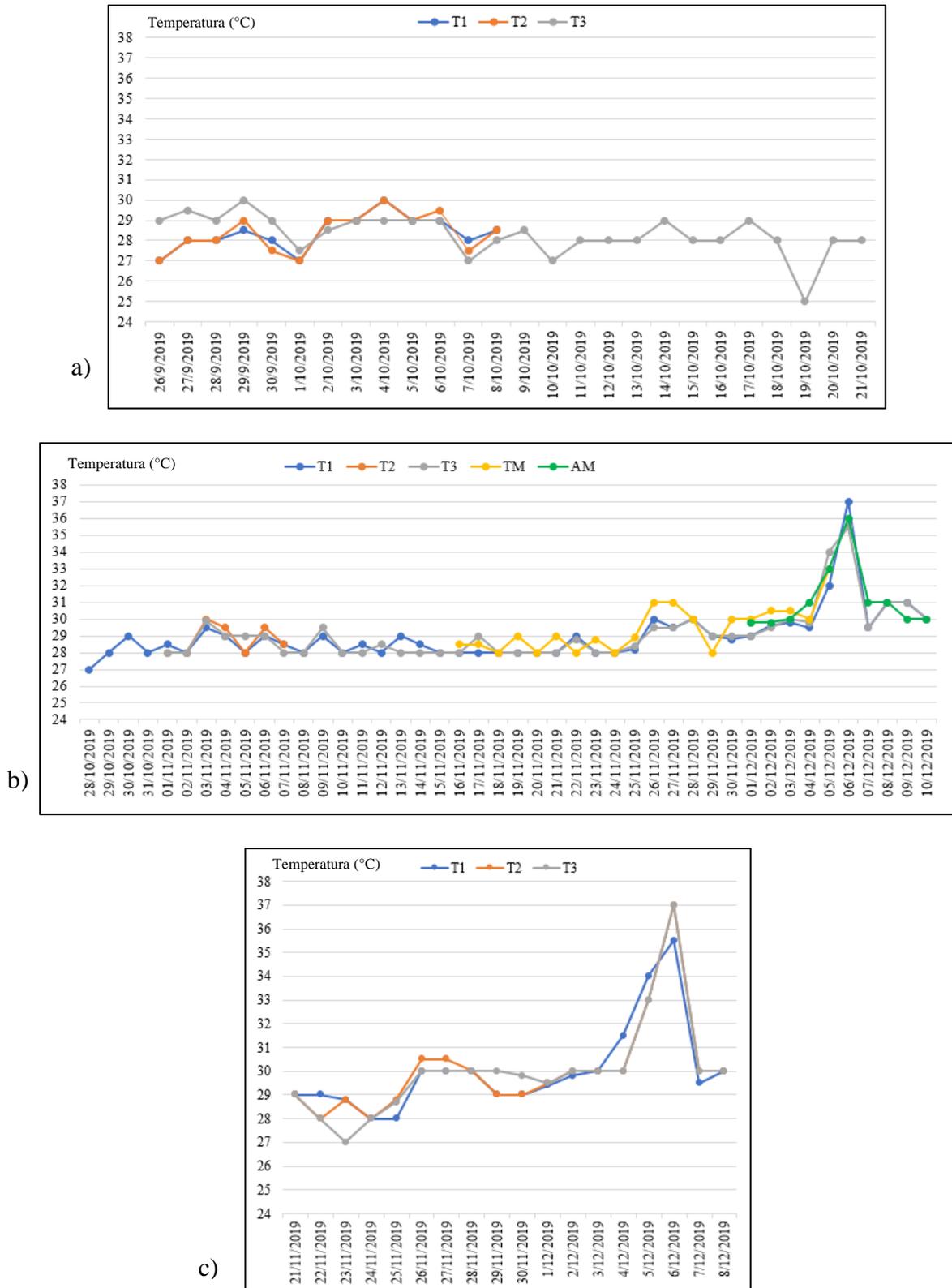


realizado en Argentina. De manera similar, pero en este caso con el cangrejo azul *C. guanhumi*, Costlow y Bookhout (1968) recomiendan mantener una temperatura de 25 °C.

La temperatura revela un efecto en los procesos químicos y biológicos en un cultivo, controla la solubilidad de los gases en el agua, la velocidad de reacción química y la toxicidad del amonio.

Sin embargo, en el presente proyecto sí se presentaron cambios bruscos por la variación de la temperatura ambiente que afectó la supervivencia larval. Las principales anomalías de este parámetro fueron: 1) la disminución de la temperatura del agua, a menos de 24 °C (Fig. 24), debido a la baja temperatura del ambiente, explicado por las fuertes lluvias que se presentaron algunos días en horas de la madrugada (19/10/19); y las altas temperaturas del agua (5-6 dic/2019= 37 °C) (Fig. 24), las cuales fueron corroboradas por los datos meteorológicos presentados en el *Weather Spark* (2019). Sólo las bajas temperaturas se controlaron inmediatamente con termostatos.





**Figura 24.** Relación de temperatura (° C) a lo largo de los días en: a) Pre-Ensayo, b) Tratamiento I y c) Tratamiento II. TM= Tanque Megalopa; AM=Acuario Megalopa.



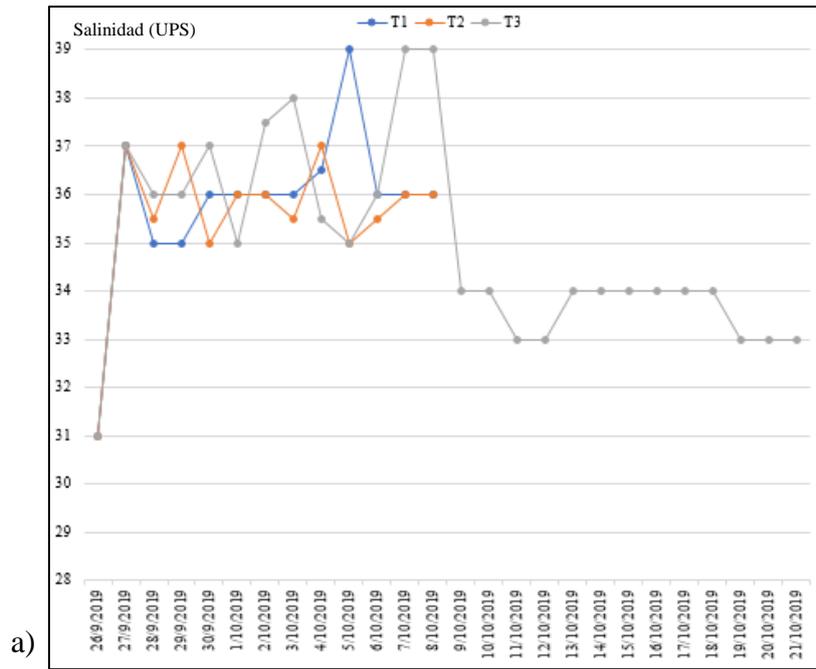
#### 4.2.2. Salinidad

El rango promedio de la salinidad de los tres tratamientos del presente proyecto osciló entre los 30 y 35 UPS, siendo óptima para el desarrollo de las larvas, resaltando que las larvas resisten variaciones en la salinidad (Fig. 25). Las concentraciones óptimas de salinidad según Carvajal y Sánchez (2013) se presentan en los rangos de 15 a 23 UPS, y según Costlow y Bookhout (1968) fue de 35 UPS, coincidiendo este último con el presente proyecto.

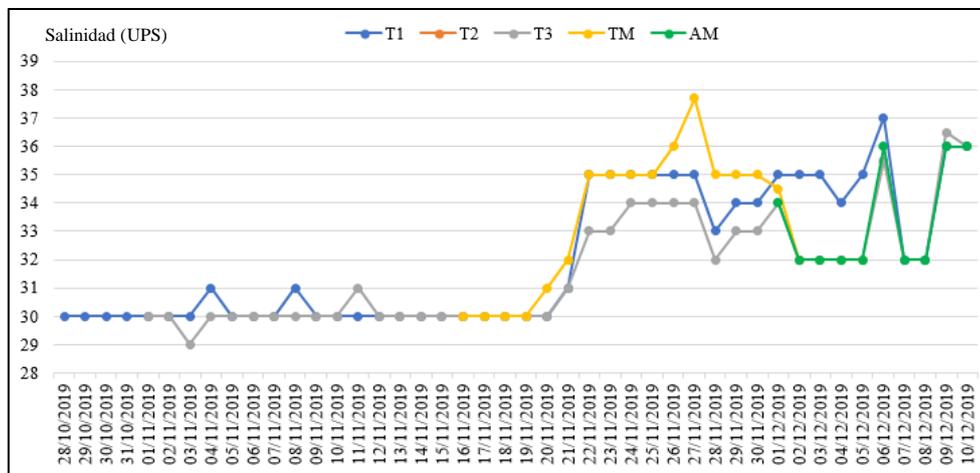
La salinidad se elevó por encima de los 35 UPS en el Pre-Ensayo, ya que no se realizaron recambios de agua por la falta de conocimiento y experiencia, lo cual se implementó en los Tratamientos I y II cada cuatro días.

La importancia de la salinidad en los organismos marinos es para mantener los líquidos vitales a cierta concentración iónica, haciendo funcionar adecuadamente todos sus sistemas dentro del agua (Carvajal y Sánchez, 2013). Cuando la salinidad del medio es diferente, los organismos deben realizar ciertas estrategias para poder mantenerla en los niveles apropiados, lo cual puede reflejar una menor tasa de crecimiento. Asimismo, si la concentración de salinidad aumenta, ocasiona la disminución de oxígeno disuelto en el agua del tanque (Carvajal y Sánchez, 2013).

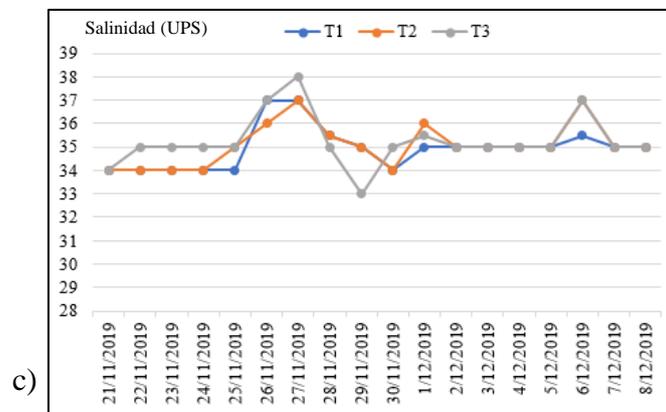




a)



b)



c)

**Figura 25.** Relación de la salinidad (UPS) a lo largo de los días en: a) Pre-Ensayo, b) Tratamiento I y c) Tratamiento II. TM= Tanque Megalopa; AM=Acuario Megalopa.

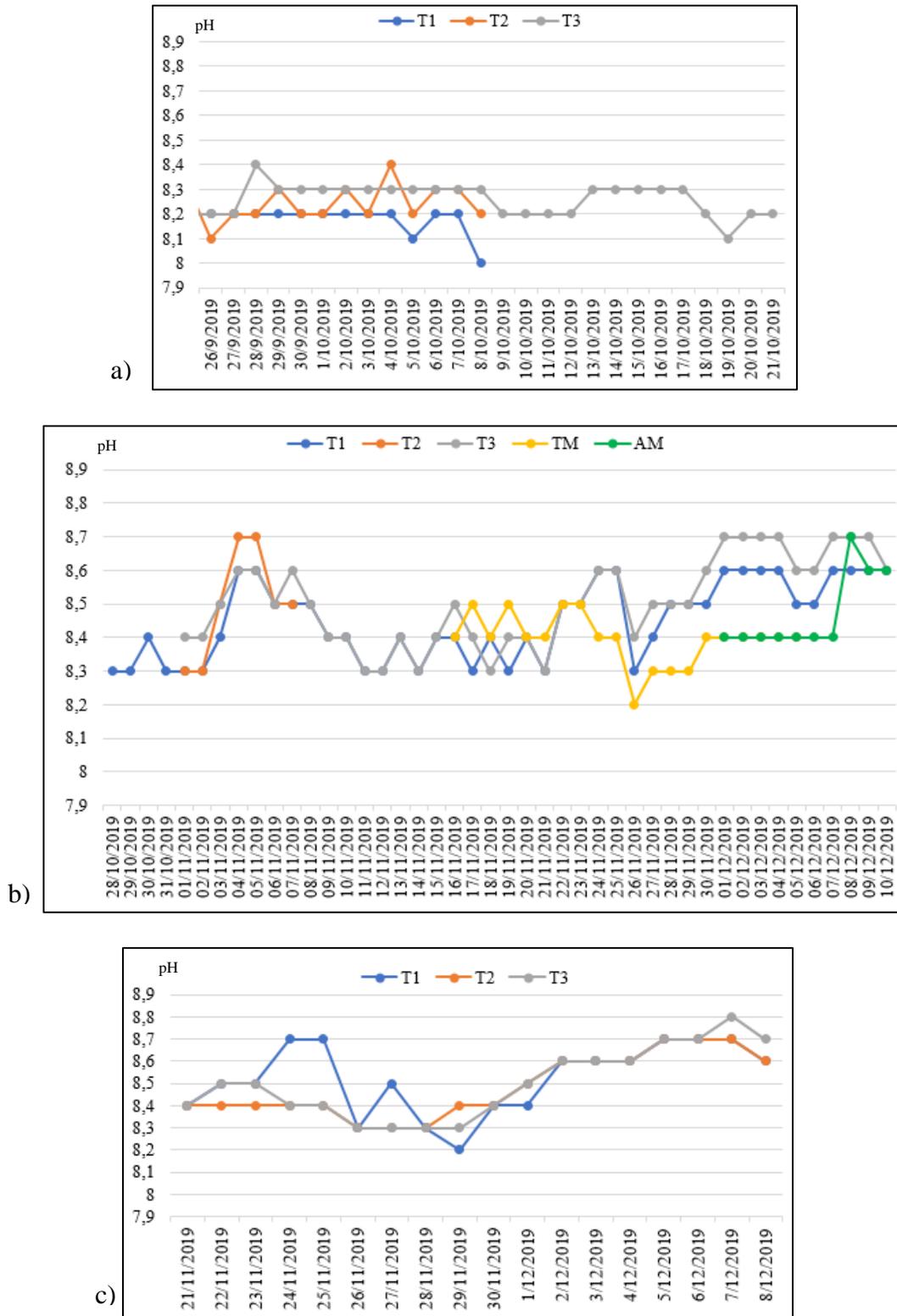


### 4.2.3. pH

En el presente estudio, el pH fue tomado a diario para calcular la acidificación o alcalinidad del agua, y sus valores promedio oscilaron entre 8,2 y 8,6. Este parámetro fue el que menos cambios presentó en los tres montajes experimentales (Fig. 26). Según Martínez y Torres (1995), el pH debe registrar valores entre 7,5 o 8,5, lo cual se corrobora con los resultados del presente proyecto, por ende, los resultados del pH fueron los adecuados para el desarrollo y crecimiento de las larvas del *C. guanhumi*.

El pH o concentración en iones hidrógeno indica la acidez o la alcalinidad del agua (Carvajal y Sánchez, 2013), esos autores también mencionan que cuando el pH tiene valores bajos o elevados, causa estrés en los organismos que se encuentran en cultivo; y que las aguas que presentan un intervalo de pH entre 6.5 y 9.0 son las más apropiadas para la producción acuícola, y la reproducción disminuye en valores inferiores de 6.5 o mayores de 9,0.





**Figura 26.** Relación del pH a lo largo de los días en: a) Pre-Ensayo, b) Tratamiento I y c) Tratamiento II. TM= Tanque Megalopa; AM=Acuario Megalopa.



#### 4.2.4. Amonio

Este parámetro fue el más difícil de medir por la poca disponibilidad de reactivos en la Universidad, así que sólo se realizaron mediciones cuando se observaron en los tratamientos altas concentraciones de microalgas, obteniendo que en los días que se realizó, los tanques de los dos Tratamientos se encontraban en el rango óptimo o apropiado, divisoando 0,4 mg/L en la mayoría de los tanques (Tab. 8). Sin embargo, en la segunda fecha de toma de muestras de éste parámetro, el amonio sobrepasó el rango óptimo para las larvas en el tanque 2 (3.5 mg/L) y tanque 3 (0.6 mg/L) del Tratamiento II.

De acuerdo con Carvajal y Sánchez (2013), el rango de amonio no debe sobrepasar los 0,5 mg/L, ya que es una sustancia generalmente producida por la descomposición bacteriana y la excreción animal, y si ésta no es controlada, puede ocasionar la muerte de los organismos en un cultivo en sistemas cerrados.

**Tabla 8.** Mediciones puntuales de amonio en Tratamiento I y Tratamiento II. TM= Tanque de Megalopas.

TRATAMIENTO	TANQUES	FECHA	AMONIO
<b>Tratamiento I</b>	T1	23/11/2019	0,5 mg/L
	T2	23/11/2019	0,3 mg/L
	TM	23/11/2019	0,4 mg/L
	T1	1/12/2019	0,3 mg/L
	T2	1/12/2019	0,3 mg/L
	TM	1/12/2019	Se acaba
<b>Tratamiento II</b>	T1	23/11/2019	0,4 mg/L
	T2	23/11/2019	0,4 mg/L
	T3	23/11/2019	0,4 mg/L
	T1	1/12/2019	0,4 mg/L
	T2	1/12/2019	3,5 mg/L
	T3	1/12/2019	0,6 mg/L



Finalmente se presentan los estadísticos para los parámetros físico-químicos del presente estudio (Tabla 9) para evidenciar las variaciones que se presentaron en cada tratamiento.

**Tabla 9.** Estadística descriptiva de los parámetros físico-químicos: a) Temperatura °C, b) Salinidad UPS, c) pH (Desv. Stand.: Desviación Estándar; Min.: Mínimo; Máx.: Máximo).

<b>Parámetro</b>	<b>Diseño</b>	<b>Promedio</b>	<b>Desv. Stand.</b>	<b>Min.</b>	<b>Max</b>
Temperatura (°C)	Pre-ensayo	28	1,00	25	31
	Tratamiento I	29	1,73	27	37
	Tratamiento II	30	1,98	27	37
Salinidad (UPS)	<b>Diseño</b>	<b>Promedio</b>	<b>Desv. Stand.</b>	<b>Min</b>	<b>Max</b>
	Pre-ensayo	31	1,77	31	39
	Tratamiento I	29	2,28	29	38
	Tratamiento II	33	0,97	33	38
pH	<b>Diseño</b>	<b>Promedio</b>	<b>Desv. Stand.</b>	<b>Min</b>	<b>Max</b>
	Pre-ensayo	8,4	0,73	8,0	8,0
	Tratamiento I	8,7	0,12	8,2	8,7
	Tratamiento II	8,8	0,15	8,2	8,8

Por todo lo anterior, se destaca que el seguimiento de los parámetros físico-químicos del agua marina en cada uno de los tres tratamientos fue constante y permanente, con el fin de minimizar los efectos negativos de las anomalías en el desarrollo de las larvas de *C. guanhumi*. En la acuicultura, el mantener y regular la calidad del agua en óptimas condiciones y similares al medio natural es prioritario al momento de realizar un cultivo para la sobrevivencia, desarrollo y crecimiento de los organismos en sistemas cerrados, según indican Carvajal y Sánchez (2013).



## 5. CONCLUSIONES

- Los cambios morfológicos estructurales en cada estadio del ciclo de desarrollo del cangrejo azul desde Zoea I hasta Juvenil fueron estandarizados por su morfología.
- Los rangos de tiempo de cada estadio fueron estandarizados, así como, el tiempo total de duración del ciclo de desarrollo completo del cangrejo azul, desde Zoea I hasta Juvenil, el cual es de 37 días.
- Las variaciones de algunos parámetros físico-químicos tienen efecto directo en la mortalidad de las larvas de cangrejo azul, en especial la temperatura. Los cambios en pH y salinidad no influyen tanto en el desarrollo larval.
- Mantener siempre aireación en los tanques, así como, valores de temperatura entre 30° a 35 °C, pH 8 a 8,7 y salinidad de 30 a 36 UPS. Estos parámetros fisicoquímicos se sugiere sean tomados dos veces al día. El amonio debe estar por debajo de 0,6 mg/L y su medición debe ser semanal.
- Es el primer trabajo a nivel mundial en donde se logra alcanzar el estadio juvenil de *C. guanhumi* en condiciones de laboratorio.
- Las larvas deben tener un espacio amplio, la densidad larval debe ser entre 30 - 50 Larvas/L para minimizar la tasa de mortalidad larval en cultivos en sistemas cerrados.
- El recambio de agua si contribuye a la supervivencia de las larvas es indispensable realizar recambios del 15% de agua de cada uno de los tanques cada cuatro días, ya que se cree que al realizar el recambio se pueden controlar las variables presentadas por los parámetros fisicoquímicos de salinidad y amonio. Sin embargo, debe ser corroborado.
- El desarrollo larval del cangrejo azul *C. guanhumi* consta de dos fases larvales: cinco estadios en Zoea y uno en Megalopa, hasta llegar al Juvenil. De igual, forma se coincidió con los caracteres diagnósticos de los diferentes estadios larvales con el



estudio realizado por Costlow y Bookhout (1968). Aunque los cromatóforos variaron en los estadios de Zoea y fueron iguales en el de Megalopa.

- Las larvas sólo presentaron el fototaxismo positivo en los dos primeros estadios de zoea.
- En los estadios Zoea las larvas nadan manteniéndose en la columna de agua y alimentándose de los residuos orgánicos generados por el alimento en las paredes de los tanques. Cabe resaltar, que cuando están en el estadio Zoea IV y V, descienden al fondo del tanque para alimentarse de los desechos, al igual que en el estadio Megalopa, en el cual prefieren cazar las presas o perseguirlas. Luego cuando cambian a juvenil se quedan totalmente en el fondo para continuar alimentándose.



## 6. RECOMENDACIONES

- Adecuar un acuario portátil para el transporte de las hembras ovadas desde su hábitat natural al laboratorio.
- La liberación de las larvas perfectamente desarrolladas en estadio Zoea I, es más probable que se realice en altas horas de la noche o al amanecer.
- Es fundamental no generar condiciones de estrés para la especie que se va a cultivar, y en el caso de las hembras ovadas de cangrejo azul, se sugiere no molestarlas y mantenerlas en un lugar oscuro y húmedo, y con un recipiente de agua para que realicen la liberación de hembras de la forma más apropiada y natural.
- Adecuar muy bien los espacios en el laboratorio para simular los ambientes naturales de la especie: madrigueras, disponibilidad de agua para humedecer sus branquias y sustrato rocosos humedecidos para disminuir la temperatura ambiente del acuario.
- Se sugiere crear un método de recolección con filtro, para que al realizar el recambio no se vaya ninguna larva.
- Calcular las densidades larvales cada cuatro días, para saber la cantidad de alimento a suministrar y el porcentaje de sobrevivencia y de mortalidad.
- Se recomienda observar las larvas todos los días en el microscopio estando aún vivas para identificar cambios de caracteres o de un estadio a otro. Cuando las larvas se encuentran en formalina para realizar la posterior observación en el microscopio, es recomendable colocarlas en un cubreobjetos con agua destilada para que las estructuras estén separadas y limpias, facilitando la observación de los caracteres diagnósticos.



## 7. REFERENCIAS

- Alvarez, F., J. L. Villalobos, M. Hendrickx, E. Escobar-Briones, G. Rodríguez-Almaraz y E. Campos. (2014). Biodiversidad de crustáceos decápodos (Crustacea: Decapoda) en México. *Rev. Mex. Biodiv.* 85, 208-2019.
- Arroyave-Rincón, A., V. Amortegui-Torres, J. F. Blanco-Libreros y A. Taborda-Marín. (2014). Efecto de borde sobre la población del Cangrejo azul *Cardisoma guanhumi* (Decapoda: Gecarcinidae) en el manglar de la bahía El Uno, golfo de Urabá (Colombia): una aproximación a su captura artesanal. *Actual. Biol.* 36(100), 47-47.
- Arteta-Bonivento, R. (2009). Cangrejos en el delta del río Ranchería, Riohacha (Colombia) (Crustacea: Decapoda: Brachyura). *Bol. cient. mus. hist. nat.* 13(1), 140 - 152.
- Atzin, J. C. (2018, 6 de julio). Protejamos al Cangrejo Azul. Tomado de internet. Disponible en: <https://juancarlosatzincalderon.com/2018/07/06/protejamos-al-cangrejo-azul/>
- Barrientos, J. A. (2004). Curso Práctico de Entomología. José (ed.). Manuals de la Universitat Autònoma de Barcelona. 41. Entomología. Asociación Española de Entomología, CIBIO-Centro Iberoamericano de Biodiversidad & Universitat Autònoma de Barcelona. 947 pp. ISBN: 84-490-2383-1.
- Barrios-Saucedo, L. M., (2008). Aspectos biológicos y ecológicos del Cangrejo Azul (*Cardisoma guanhumi*, Latreille, 1825) en la Bahía de Cispatá, Caribe colombiano. Tabajo de grado, Universidad de Bogota Jorge Tadeo Lozano.
- Bermúdez, A., N. H. Campos y G. R. Navas S. *Cardisoma guanhumi*, 120-122. En Ardila, N., G. R. Navas, y J. Reyes (Eds.). (2002). Libro rojo de los invertebrados marinos de Colombia. INVEMAR. Ministerio del Medio Ambiente. La serie Libros rojos de especies amenazadas de Colombia. Bogotá, Colombia.
- Biehler, S. (2001). Vivir entre cangrejos. Un proyecto que induce cambios en las normas de explotación del crustáceo en el sudeste brasileño. *Pesquisa. FAPESP.* Edic. 68.



Tomado de internet: <https://revistapesquisa.fapesp.br/es/2001/09/01/vivir-entre-cangrejos/>

Boschi, E., M. A. Scelzo y B. Goldstein. (1967). Desarrollo larval de dos especies de Crustáceos Decápodos en el laboratorio. *Pachycheles haigae* Rodríguez Da Costa (Porcellanidae) y *Chasmagnathus granulata* Dana (Grapsidae). Miembro de la Carrera del investigador Científico, Cons. Nac. Invest. Cient y Técnicas, Argentina. Boletín 12.

Carvajal, J. y Sánchez, L. (2013). Diagnóstico y predicción del hábitat en la camaronicultura. *Computación y Sistemas* Vol. 17 (3), 435-455.

Ceniagua (en línea). Camarón. Consultado: 19 de octubre de 2019. Disponible en: <https://ceniagua.org/especies.html#filter>

Collazos, M. (en prensa). Factores nutricionales que inciden en el desarrollo del cangrejo azul *Cardisoma guanhumi* en condiciones controladas de laboratorio. Tesis de Grado. Facultad de Ciencias Naturales. Universidad del Sinú Elías Bechara Zainúm.

Costlow, J. y C. G. Bookhout. 1968. The Complete Larval Development of the Land-Crab, *Cardisoma guanhumi* Latreille in the Laboratory (Brachyura, Gecarcinidae). Brill. 259-270.

De Oliveira Botelho, E. R., M. Ferrão Santos, L. Almeida, C. G. Martins da Silva. (2009). Caracterização biológica do guaiamum, *Cardisoma guanhumi*, Latreille, 1825 (decapoda: gecarcinidae) do estuário do rio caravelas (Caravelas - Bahia). Bol. Téc. Cient. CEPENE, Tamandaré - PE -17(1), 65-75.

Don Pepe Restaurant. (2017). Menú Mofongos. Seafood. Jueyes Crab [Imagen]. Facebook. Disponible en: <https://www.facebook.com/restaurantedonpepe/photos/a.10150153894227735/10154194192662735/?type=3&theater>



- El Heraldo. (2019). Concesión vial anuncia nuevo diseño para paso de cangrejos. Tomado de internet. Consultado: 19 de octubre de 2019. Disponible en: <https://www.elheraldo.co/barranquilla/concesion-vial-anuncia-nuevo-diseno-para-paso-de-cangrejos-673382>.
- Firmo, A., M. Tognenlla, S. Silva, R. Barboza and R. Alves. (2012). Capture and commercialization of blue land crabs (“guaiamum”) *Cardisoma guanhumi* (Latreille, 1825) along the coast of Bahia State, Brazil: Journal of Ethnobiology and Ethnomedicine. 8(12), 1-12.
- García Cuesta, S. (2014). “Ampliación de la reserva de biosfera delta del Orinoco, estado delta Amacuro, Venezuela”. Tesis de grado. Universidad Nacional Experimental Politécnica de la Fuerza Armada Nacional. Caracas, Venezuela.
- Gilman, E. L., J. Ellison, N. C. Duke y C. Field. (2008). Threats to mangroves from climate change and adaptation options: A review. Aquatic Botany, 89, 237-250.
- Giménez, E., C. S. Lahera, M. Gort Guerra, N. S. Somarron y S. Vega. (2012). Producción del cangrejo de tierra (*Cardisoma guanhumi*) en la Isla de la Juventud. Boletín El Bohío. 2(3), 18-23.
- Govender, Y., A. Sabat and E. Cuevas. (2008). Effects of land-use/land-cover changes on land crab, *Cardisoma guanhumi*, abundance in Puerto Rico. Journal of Tropical Ecology. 24. 417 - 423.
- Hickman, C., L. Roberts, S. Keen, A. Larson, H. I’Anson and D. Esenhour. (2009). Principios integrales de zoología decimocuarta edición. Los animales radiados. McGraw-Hill. 260 - 288.
- Instituto Distrital de Protección y Bienestar Animal. Marco Legal. (2019). Normatividad. Tomado de internet. (Consultado el 8 de septiembre de 2019). Recuperado de: <http://www.proteccionanimalbogota.gov.co/transparencia/marco-legal/normatividad>



- Lasso C. A. y Sánchez-Duarte P. 2011. Los Peces del Delta del Orinoco. Diversidad, Bioecología, Uso y Conservación. Fundación La Salle de Ciencias Naturales y Chevron C.A. Venezuela. 500 pp.
- Lasso, C., Alonso, A., Flórez, A. y Love, G. (2004). Rapid assessment of the biodiversity and social aspects of the aquatic ecosystems of the Orinoco Delta and the Gulf of Paria, Venezuela. RAP Bulletin of Biological Assessment 37. Conservation International. Washington DC, USA.
- Martin, J., J. Olesen y J. T. Hoeg. (2014). Atlas of Crustacean Larvae. Johns Hopkins University Press. Baltimore. Printed in China on acid-free paper.
- Martínez, L. y M. Torres. (1995). Producción de semilla de camarones Penaeidos en laboratorio. Fundamentos de acuicultura marina. Instituto Nacional de Pesca y Acuicultura INPA. Bogotá, Colombia.
- Mexico News Network. (2018). Inicia la travesía del cangrejo azul en Cancún La especie ayuda a tener un manglar saludable; una hectárea de manglar sano es capaz de producir una tonelada de oxígeno. Tomado de internet. Disponible en: <http://www.mexiconewsnetwork.com/es/noticias/social/inicia-la-travesia-del-cangrejo-azul-en-cancun/>
- MinAmbiente. (2019). Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible Colombia. Normativa. Ley 84 de 1989. Tomado de internet. (Consultado el 8 de septiembre de 2019). Recuperado de: [https://www.minambiente.gov.co/images/BosquesBiodiversidadyServiciosEcosistemas/pdf/Normativa/Leyes\\_/ley\\_0084\\_271289.pdf](https://www.minambiente.gov.co/images/BosquesBiodiversidadyServiciosEcosistemas/pdf/Normativa/Leyes_/ley_0084_271289.pdf)
- MinSalud. (2019). Ministerio de Salud y Protección Social Colombia. Normativa. Tomado de internet. (Consultado el 8 de septiembre de 2019). Recuperado de:



<https://www.minsalud.gov.co/sites/rid/Lists/BibliotecaDigital/RIDE/DE/DIJ/Resolucion-776-de-2008.pdf>

Petriella, A. M. y E. E. Boschi. (1997). Crecimiento en crustáceos decápodos: resultados de investigaciones realizadas en Argentina. Invest. Mar. Valparaíso. 25, 135-157.

Rodríguez-Galicia, B., R. Valadez-Azúa y M. Martínez-Mayén. (2017). Restos de Cangrejo rojo (*Gecarcinus lateralis*) Y Cangrejo azul (*Cardisoma guanhumi*), en el contexto arqueológico teotihuacano de Teopancazco. TIP Rev. Esp. Cienc. Quím. Biol. 20(1), 68-73.

Rodríguez-Fourquet C, Sabat AM. (2009). Effect of harvesting, vegetation structure and composition on the abundance and demography of the land crab *Cardisoma guanhumi* in Puerto Rico. Wetlands Ecology and Management. 17, 627–640.

Sarmiento-Devia, R. A., A. V. López-Escobar, M. B, Mejías, P. M. Dávila y A. Franco-Herrera. (2013). Variabilidad intra-anual del régimen climático en sectores de surgencia en el sudeste del Mar Caribe, usando ERA Interim. Rev. biol. mar. oceanogr. 48(3), 471-485.

Shelley, C.; Lovatelli, A. (2011). Mud crab aquaculture – A practical manual. FAO Fisheries and Aquaculture Technical Paper. No. 567. Rome, FAO. 78 pp.

Soler Blanco, S. (2017). Abundancia de la población del Cangrejo Atlántico Azul (*Callinectes sapidus*) en el entorno de la zona costera de Gandía. Trabajo final de Máster. Universidad Politécnica de Valencia. Gandia.

Thatje, S. y J. A. Calcagno. (2014). Brachyura. ResearchGate. 205-212. Disponible en: [https://www.researchgate.net/publication/279961675\\_Brachyura](https://www.researchgate.net/publication/279961675_Brachyura)

Weather Spark. (2019). Tiempo promedio el 6 de diciembre en Cartagena de Indias Colombia.

Tomado de Internet. Recuperado de:



<https://es.weatherspark.com/d/22604/12/6/Tiempo-promedio-el-6-de-diciembre-en-Cartagena-de-Indias-Colombia>. Consultado: 6 de Junio de 2020.

Western Australian Museum. (2019). El cangrejo azul nadador. Tomado de internet: <http://museum.wa.gov.au/explore/articles/blue-swimmer-crab>.



## 8. ANEXOS

## ANEXO 1

## Tiempo de desarrollo del Pre-Ensayo

			Periodo (Año 2019)																														
			Septiembre										Octubre																				
Tanque	Estadio	Tiempo	22	23	24	25	26	27	28	29	30	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	
Tanque N° 1	Zoea I	12 días																															
	Zoea II	2 días																															
	Zoea III	6 días																															
	Zoea IV	2 días																															
Tanque N° 2	Zoea I	12 días																															
	Zoea II	2 días																															
	Zoea III	6 días																															
	Zoea IV	2 días																															
Tanque N° 3	Zoea I	12 días																															
	Zoea II	2 días																															
	Zoea III	6 días																															
	Zoea IV	8 días																															
	Zoea V	9 días																															
	Megalopa	7 días																															

PRE-ENSAYO			
ESTADIO	Tiempo Inicial	Tiempo Final	Días Promedio
ZOEA I	Día 0	Día 10	11
ZOEA II	Día 11	Día 11	2
ZOEA III	Día 11	Día 15	6
ZOEA IV	Día 16	Día 18	4
ZOEA V	Día 19	Día 23	6
MEGALOPA	Día 24	Día 31	N/A
JUVENIL	N/A	N/A	N/A

En el día 31 se presentó una mortandad masiva de los ejemplares por las bajas temperaturas que se presentaron en la noche.





## ANEXO 3

## Tiempo de desarrollo del Tratamiento II

			Periodo (Año 2019)																			
			Noviembre							Diciembre												
Tanque	Estadio	Tiempo	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
Tanque N° 1	Zoea I	4 días																				
	Zoea II	4 días																				
	Zoea III	8 días																				
	Zoea IV	8 días																				
	Zoea V	4 días																				
Tanque N° 2	Zoea I	4 días																				
	Zoea II	3 días																				
	Zoea III	11 días																				
	Zoea IV	9 días																				
	Zoea V	2 días																				
Tanque N° 3	Zoea I	4 días																				
	Zoea II	3 días																				
	Zoea III	11 días																				
	Zoea IV	9 días																				
	Zoea V	2 días																				

Tratamiento II			
ESTADIO	Tiempo Inicial	Tiempo Final	Días Promedio
ZOEA I	Día 0	Día 4	5
ZOEA II	Día 5	Día 6	3
ZOEA III	Día 7	Día 9	4
ZOEA IV	Día 10	Día 16	7
ZOEA V	Día 17	Día 20	N/A
MEGALOPA	N/A	N/A	N/A
JUVENIL	N/A	N/A	N/A



## ANEXO 4

## Especímenes empleados en el presente proyecto:

Reproducción en cautiverio del cangrejo azul *Cardisoma guanhumi*

De estos especímenes se obtuvo las larvas de tres hembras ovadas, las cuales están resaltadas.

FECHA	EJEMPLAR NÚMERO	SEXO	ESTADO DEL EJEMPLAR	OBSERVACIÓN	LIBERACIÓN	MORTALIDAD LARVAL	DIAS EN CAUTIVIDAD
23/6/2019	1	H	Liberó	Estresada	No	Total	3
24/6/2019	2	H	Liberó	Estresada	No	Total	2
9/8/2019	3	H	Liberó	Estresada	Si	Total	1
31/8/2019	4	H	Murió	Estresada	Si	Total	1
5/9/2019	5	M	Murió	Estresado	No	No aplica	1
5/9/2019	6	M	Escapó	Tranquilo	No	No aplica	30
5/9/2019	7	M	Escapó	Tranquilo	No	No aplica	12
5/9/2019	8	M	Permaneció	Territorial	No	No aplica	97
6/9/2019	9	H	Escapó	Tranquila	Si	Total	22
12/9/2019	10	M	Murió	Tranquilo	No	No aplica	17
20/9/2019	11	H	Permaneció	Tranquila	No	No aplica	82
21/9/2019	12	H	Permaneció	Tranquila	Si	Nula	81
05/10/2019	13	H	Permaneció	Inquieta	Si	Total	67
27/10/2019	14	H	Permaneció	Agresiva	Si	Nula	45
20/11/2019	15	H	Permaneció	Tranquila	Si	Nula	21

