



**Universidad de Guanajuato**  
División de Ciencias Naturales y Exactas  
Departamento de Biología

**TESIS**

**Identificación y reproducción de un anostráceo mexicano para uso  
como alimento vivo para peces de interés comercial**

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE:  
LICENCIADO EN BIOLOGÍA EXPERIMENTAL

PRESENTA:

Aram Moisés Moctezuma González

Director de tesis:

M.C. José Marcos Carrillo Sánchez

CoDirector de tesis:

Dr. Juan Pablo Huchin Mian

Guanajuato, Guanajuato, México.

2024

## **Agradecimientos**

Antes que a nadie quiero agradecer a mis padres Lidia y Moisés que, a pesar de las carencias, supieron darnos siempre lo mejor a mí y a mi hermana. Gracias especiales a mi madre, que tras la pérdida no se dio por vencida y dio todo lo que pudo para que sus hijos siguieran sus sueños. Por nunca rendirse, por su amor, por su tiempo, por su fe y por apoyo incondicional estaré eternamente agradecido.

A mi director de tesis y Biólogo M. C. Marcos Carrillo Sánchez que me incentivó desde niño a estudiar una carrera en ciencias, me apoyó en mis proyectos y me familiarizó con el equipo de laboratorio. Por haberme compartido su tiempo, su amistad y conocimientos, le agradezco.

A mi codirector de tesis y profesor Dr. Juan Pablo Huchin Mian, que me brindó su apoyo y consejo para finalizar mi proceso de titulación. Gracias por priorizarme cuando necesité su ayuda.

A mis demás profesores, que a lo largo de la carrera supieron transmitirme su pasión por las ciencias y por enseñar. Nunca olvidaré su esfuerzo y dedicación para hacer las clases didácticas, interesantes, divertidas y provechosas. Las salidas de campo, visitas al museo, los científicos invitados, conferencias, proyectos, etc. Además de prestarme su ayuda y su tiempo más allá de las horas de clases.

Gracias al Q.F.B. Alfonso Trujillo Valdivia, secretario académico de la División de Ciencias Naturales y Exactas. Gracias por su ayuda, su amabilidad y su tiempo.

Muchas gracias a mi compañera de vida y ahora Bióloga Juana Guadalupe. Gracias por toda tu ayuda, por tu apoyo en la carrera y en mi vida. Gracias por tu compañía, tu cariño, tu inteligencia y las veces que diste la cara por mí.

A mis amigos y compañeros de la DCNE: Mauricio, Jorge, Eduardo, Axel, Sergio, Rosario, Mónica, Mar y demás personas que a pesar de cursar distintas carreras o ser de distinta generación, me brindaron su amistad, su tiempo, ayuda y conocimientos. Gracias por las risas entre clases y las tantas noches de estudio.

Gracias a Mí, por seguir mis sueños, tanto los actuales como de la infancia.

Gracias a Dios por poner tanta gente buena en mi camino.

UNIVERSIDAD DE  
GUANAJUATO



"En la Universidad de Guanajuato, todas y todos, nos comprometemos a garantizar el derecho de las mujeres a vivir libres de violencia."

"290 años de excelencia educativa"

C. DR. JOSE MARCOS CARRILLO SANCHEZ  
C. DR. JUAN PABLO HUCHIN MIAN  
C. M.C. GLORIA EUGENIA MAGAÑA COTA  
C. DRA. SURIA GISELA VASQUEZ MORALES  
C. M.C. PATRICIA PALAFOX SOLIS  
C. DR. GUSTAVO ALEXIS NIÑO VEGA  
P R E S E N T E

*Jose Carrillo Sanchez*  
*Juan Pablo Huchin Mian*  
*Gloria Eugenia Magaña Cota*  
*Suria Gisela Vasquez Morales*  
*Patricia Palafox Solis*  
*Gustavo Alexis Niño Vega*

Con fundamento en los artículos 70 y 70Bis del Estatuto Académico, les informo que el jurado para evaluar el trabajo de tesis del C. **ARAM MOISES MOCTEZUMA GONZALEZ**, inscrito en el programa de la Licenciatura de Biología Experimental, ha quedado integrado de la siguiente manera:

Presidente: M.C. GLORIA EUGENIA MAGAÑA COTA  
Secretario: DRA. SURIA GISELA VASQUEZ MORALES  
Vocal: M.C. PATRICIA PALAFOX SOLIS  
Sinodal suplente: DR. GUSTAVO ALEXIS NIÑO VEGA

El trabajo se registró con el título "IDENTIFICACION Y REPRODUCCION DE ANOSTRACEO MEXICANO PARA USO COMO ALIMENTO VIVO PARA PECES DE INTERES COMERCIAL", fungiendo como codirectores los Dres. José Marcos Carrillo Sánchez y Juan Pablo Huchin Mian.

ATENTAMENTE  
"LA VERDAD OS HARA LIBRES"  
GUANAJUATO, GTO., FEBRERO 15 DE 2024  
EL DIRECTOR



*Agustín Ramón Uribe Ramírez*  
DR. AGUSTIN RAMON URIBE RAMIREZ

C.c.p.- Dr. Israel Enrique Padilla Guerrero, Coordinador de la Carrera de Biología Experimental.  
C.c.p.- Interesado.  
C.c.p.- Expediente.

## Resumen

Alrededor del mundo se han menospreciado los charcos y cuerpos de agua temporales, dando poca importancia a la vida que en ellos se pueda albergar y a sus interacciones biológicas. Cuando lo cierto es que en tales charcos se forman microhábitats esenciales para la supervivencia de diversas especies de animales como anfibios, reptiles, invertebrados y especies vegetales como musgos, algas y plantas acuáticas. La creciente ocupación del suelo para la construcción de vivienda y vialidades, aunado al cambio climático, han llevado a la pérdida total o parcial de microambientes, muchas veces sin siquiera notar su presencia. Tal es el caso de un invertebrado encontrado en una charca temporal ubicada en el municipio de San Felipe, Gto., en donde ocasionalmente ganado vacuno llega a beber agua. Se trata del camarón hada (*Streptocephalus mackini*), un animal branquiópodo del orden Anostraca. Se realizaron recorridos y solo se encontró la presencia de “camarones hada” en uno de los cuerpos de agua distribuidos por la zona, lo que sugiere su alta vulnerabilidad ante el mínimo cambio o perturbación en su hábitat. Por tal motivo, en el presente trabajo se buscó encontrar las condiciones ideales para la reproducción de *Streptocephalus* en cautiverio, evaluando su nacimiento y desarrollo a distintas temperaturas y durezas de agua. El representante más conocido de los anostráceos es la *Artemia* o “camarón de la salmuera”, un diminuto crustáceo de agua salada ampliamente usado en la acuariofilia como alimento vivo tanto para peces adultos como para alevines. Dadas las similitudes que posee *Streptocephalus* con *Artemia*, se propuso utilizar a *Streptocephalus* como una alternativa de alimento vivo para peces de interés comercial, ya que posee la ventaja de no necesitar agua salada para su reproducción, siendo más fácil su administración a especies dulceacuícolas sin previos tratamientos para retirar la salmuera. Los resultados del trabajo permiten plantear futuras investigaciones aplicadas a anostráceos mexicanos, facilitando las condiciones de cultivo apropiadas para esta especie.

# Contenido

Agradecimientos.....	2
Hoja de firma de sinodales.....	3
Resumen.....	4
Índice de contenido.....	5
Índice de figuras.....	6
<b>1. Introducción.....</b>	<b>8</b>
<b>1.1 Primeros encuentros con el anostráceo.....</b>	<b>8</b>
<b>1.2 Identificación del anostráceo.....</b>	<b>9</b>
<b>1.3 Orden Anostraca.....</b>	<b>9</b>
<b>1.3.1 Morfología.....</b>	<b>10</b>
<b>1.3.2 Alimentación.....</b>	<b>13</b>
<b>1.3.3 Reproducción.....</b>	<b>14</b>
<b>1.4 Antecedentes en reproducción de anostráceos.....</b>	<b>14</b>
<b>2. Justificación del estudio.....</b>	<b>15</b>
<b>3. Objetivos.....</b>	<b>16</b>
<b>4. Hipótesis.....</b>	<b>16</b>
<b>5. Materiales y métodos.....</b>	<b>17</b>
<b>5.1 Toma de muestras.....</b>	<b>17</b>
<b>5.2 Primera obtención de quistes.....</b>	<b>20</b>
<b>5.3 Observación de quistes.....</b>	<b>21</b>
<b>5.4 Observación de quistes en agua.....</b>	<b>23</b>
<b>5.5 Descapsulación.....</b>	<b>24</b>
<b>5.6 Segunda obtención de quistes.....</b>	<b>24</b>
<b>5.7 Pruebas de eclosión.....</b>	<b>24</b>
<b>6. Resultados.....</b>	<b>25</b>
<b>6.1 Zona de muestreo.....</b>	<b>25</b>

6.2 Primera obtención de quistes.....	26
6.3 Observación de quistes.....	27
6.4 Observación de quistes en agua.....	28
6.5 Descapsulación.....	30
6.6 Segunda obtención de quistes.....	33
6.7 Pruebas de eclosión.....	35
7. Discusión.....	37
8. Conclusiones.....	41
9. Perspectivas.....	42
10. Bibliografía.....	43

## Índice de figuras

<b>Figura 1.</b> Flora y suelo de la zona.....	8
<b>Figura 2.</b> Fotografías 2012. Hembras de “artemia de agua dulce” o “camarón hada” .....	9
<b>Figura 3.</b> Morfología general del orden Anostraca, utilizando como ejemplo a <i>Chirocephalus diaphanus</i> .....	11
<b>Figura 4.</b> Detalles morfológicos de los Anostraca .....	12
<b>Figura 5.</b> Tamaños y morfologías de huevos de branquiópodos .....	13
<b>Figura 6.</b> Ciclo de vida de anostráceos .....	14
<b>Figura 7.</b> Mapa aéreo que muestra con señalador rojo la zona de muestreo .....	17
<b>Figura 8.</b> Zona de muestreo original y zona de muestreo original azolvada .....	18
<b>Figura 9.</b> Sitio de muestreo original y nuevo sitio de muestreo.....	18
<b>Figura 10.</b> Muestras vivas de camarón hada tomadas del nuevo sitio de colecta .....	19
<b>Figura 11.</b> Mediciones de parámetros del agua con equipos portátiles .....	19

<b>Figura 12.</b> Recolección de agua de lluvia en bañera con muestras de años pasados; Adición de sedimento recolectado en octubre del año 2020; Reubicación de anostráceos a recipiente de vidrio .....	20
<b>Figura 13.</b> Hembras cargadas de huevos y machos con apéndices antenales notorios .....	21
<b>Figura 14.</b> Microscopio estereoscópico, muestra de arena y pinzas utilizadas en las observaciones .....	22
<b>Figura 15.</b> Muestra de arena con quistes a simple vista sobre caja Petri .....	22
<b>Figura 16.</b> Quiste entre arena visto a 20x y 40x .....	22
<b>Figura 17.</b> Quistes aislados para su observación en agua .....	23
<b>Tabla 1.</b> Parámetros de agua de la zona de muestreo. ....	26
<b>Figura 18.</b> Detalle de hembras cargadas de huevos.....	26
<b>Figura 19.</b> Quiste sobre papel milimétrico visto a 20x y 40x .....	27
<b>Figura 20.</b> Quistes vistos a 40x agregando aumento digital .....	28
<b>Tabla 2.</b> Bitácora de monitoreo en caja Petri de quistes en agua .....	28
<b>Tabla 3.</b> Proceso de descapsulación en quistes de anostráceo .....	30
<b>Figura 21.</b> Huevo a 8 días de ser descapsulado y puesto en observación .....	32
<b>Tabla 4.</b> Bitácora de la segunda obtención de quistes .....	33
<b>Tabla 5.</b> Número de individuos durante 24 días de incubación .....	36
<b>Figura 22.</b> Gráficas a, b y c. Eclosión de individuos en función de la temperatura y dureza del agua .....	37

# 1. Introducción

## 1.1 Primeros encuentros con el anostráceo.

Al realizar un viaje de campo en el año 2012 a una presa ubicada en las cercanías del pueblo “Fábrica de Melchor”, en el municipio de San Felipe, Guanajuato, México, se colectaron muestras de distintos animales acuáticos que habitaban en pequeñas charcas cercanas al área de muestreo.

La vegetación de la zona es pastizal natural y matorral crasicaule con zonas de agricultura (CONABIO 2012). El clima es semiseco templado donde la flora está constituida por mezquites (*Prosopis sp.*), huizaches (*Acacia farnesiana*), pirul (*Schinus molle*) zacates (*Aristida sp.*), garambullos (*Myrtillocactus geometrizans*), magueyes (*Agave sp.*), biznagas (*Echinocereus sp.*, *Echinocactus platyacanthus*, *Ferocactus latispinus*), sangregado (*Jatropha dioica*) y nopales (*Opuntia sp.*). La precipitación pluvial anual promedio es de 473.4 milímetros. (Cuéllar, J 2001).

A los cuerpos de agua de la zona, como arroyos, charcas y estanques, llega ocasionalmente ganado de pastoreo a beber agua. Hay emanaciones de agua que alimentan parcialmente algunos arroyos y estanques, pero las charcas temporales solo se llenan después de las lluvias. El suelo es rocoso y calcáreo abundante en tepetate y arena.



**Figura. 1.** Flora y suelo de la zona.

La mayoría de los animales colectados fueron insectos y larvas de mosquito, a excepción de unos pequeños “camaroncillos” de cola roja que nadaban de cabeza, y debido a su curiosa apariencia, se conservó un par y se tomaron fotografías del sitio de muestreo (Figura 1).

Meses después de la primera colecta, se regresó al lugar para obtener más especímenes, pero debido a las largas sequías en la zona, la charca donde habitaban los “camaroncillos” se encontró seca, por lo que solo se tomó una muestra del sedimento. Se le adicionó agua de lluvia en una pequeña bañera para simular su ambiente y se observó que sucedía con la muestra con la esperanza de que volvieran a aparecer. Pocos días después se avistaron nuevos especímenes nadando erráticamente cerca de la superficie. Se dejó secar la muestra y se repitió el proceso cada temporada de lluvia por 7 años consecutivos mostrando la reaparición de los especímenes cada vez.

## 1.2 Identificación del anostráceo.

Se investigó sobre qué animal se podría tratar y se encontraron enormes similitudes con la artemia salina, un pequeño animal acuático usado para alimentar pequeñas crías de peces (alevines), con la diferencia de que el espécimen colectado era de agua dulce y la artemia necesita de agua con altas concentraciones de sal disuelta para eclosionar, sobrevivir y reproducirse.

En el año 2018 se consultó con el M.C. Ricardo Torres Cervantes para la identificación del espécimen y publicando imágenes de la “artemia de agua dulce” en la plataforma online “Naturalista”, se identificó como una especie de camarón duende o camarón hada.



**Figura 2.** Fotografías 2012. Hembras de “artemia de agua dulce” o “camarón hada”. Se observan dos especímenes hembra colectados en septiembre del año 2012.

Se consultaron registros y listados de invertebrados acuáticos mexicanos en busca de camarones hada pertenecientes al estado de Guanajuato y por la ubicación de la “artemia de agua dulce” o “camarón hada” colectada, se trata de la especie *Streptocephalus mackini* (Figura 2). Especie de amplia distribución en México perteneciente a la familia *Streptocephalidae*. Es conocida en Aguascalientes, Chihuahua, Coahuila, Ciudad de México, Durango, Estado de México, Guanajuato, Hidalgo, Jalisco, Morelos, Nuevo León, Puebla, Querétaro, San Luis Potosí, Tlaxcala, Zacatecas y los nuevos registros en Michoacán y Oaxaca (Maeda Martínez, 1999).

## 1.3 Orden Anostraca

El orden Anostraca lo forman las comúnmente llamadas “gambas duende” (por traducción del inglés “fairy-shrimps”), “camarón hada” o “pececillos de charca”. Se les llega a considerar como “fósiles vivientes” por su morfología tan similar a especies ya extintas. En el caso particular de Artemia, se les conoce como “camarones de la salmuera” (“brine-shrimps”). A pesar de su nombre común, poco tienen que ver con los decápodos. Son animales branquiópodos que en general habitan aguas temporales, pudiendo colonizar desde aguas muy poco mineralizadas hasta hipersalinas. En general son organismos adaptados a

condiciones muy concretas del medio y tolerancias muy estrechas a determinados factores (estenoicos), lo que les convierte en buenos indicadores ecológicos.

Entre sus principales depredadores se pueden citar larvas de coleópteros, odonatos, anfibios y aves. La abundancia de este tipo de depredadores suele aumentar conforme se prolonga la inundación, a su vez va decreciendo su abundancia por depredación. Por este motivo no debe extrañar que algunas especies aparezcan únicamente en las fases iniciales de inundación y sean de ciclo de vida corto. Otras pueden mantenerse durante más tiempo o incluso aparecer varias cohortes.

La mayoría de las especies son ovíparas y los huevos (también llamados quistes) tienen carácter taxonómico presentando distintas morfologías según la especie. Los huevos o quistes de resistencia de los Anostraca tienen la capacidad de permanecer viables durante largos periodos de sequía. Esta condición es una adaptación a las condiciones de vida propias de ambientes temporales. De hecho, clásicamente se ha considerado que la deshidratación era una fase imprescindible para su germinación, pensándose que por tal motivo este orden estaba prácticamente ausente en aguas permanentes. Sin embargo, cada vez se conocen más casos en los que la deshidratación no es imprescindible para la germinación, de manera que su actual ausencia generalizada en ambientes permanentes se explica como resultado de la depredación (García de Lomas et al., 2015).

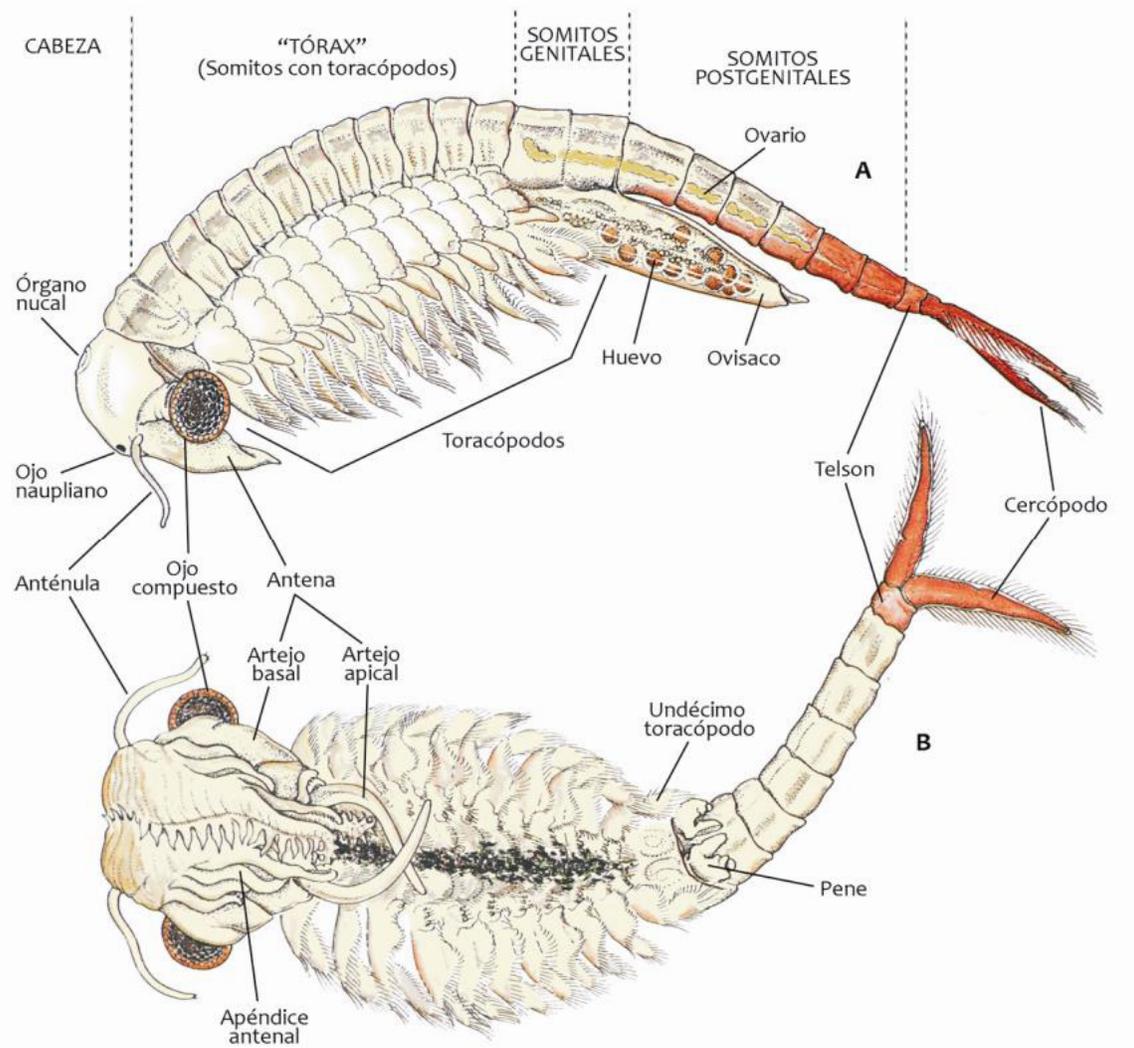
Se considera que los huevos císticos, huevos que pueden permanecer en estado de reposo o inactividad, son una adaptación de este grupo de crustáceos debido a que son estructuras altamente resistentes y especializadas. El corion protege el embrión permitiéndole tolerar temperaturas extremas, daños mecánicos, radiación ultravioleta, hongos y parásitos. Por otra parte, las propiedades bioquímicas del quiste o huevo han permitido una mayor tasa de supervivencia, el azúcar trehalosa reemplaza las moléculas de agua durante periodos de sequía manteniendo la hidratación del huevo, luego en condiciones favorables el azúcar se degrada de tal manera que los huevos se hidratan y se inicia el proceso de eclosión (Serna Macías., 2014).

### **1.3.1 Morfología**

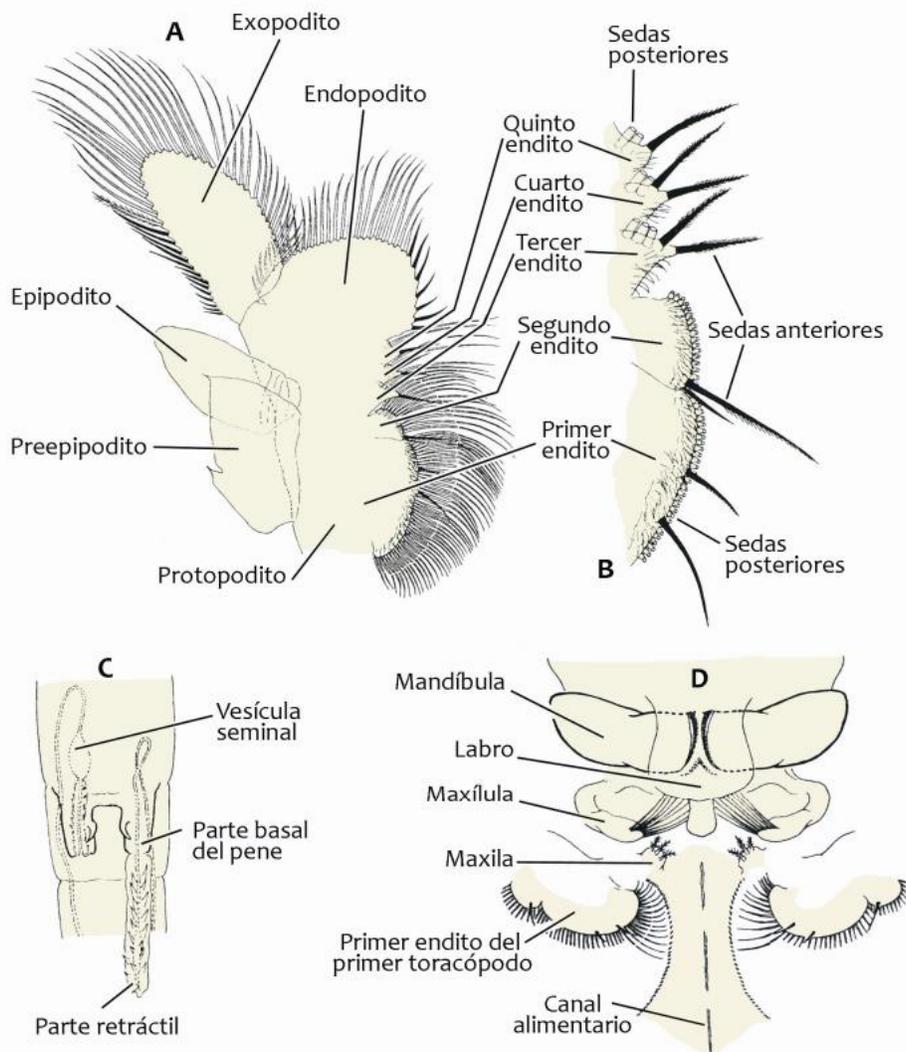
Los anostráceos se diferencian del resto de branquiópodos por la ausencia de caparazón. El cuerpo está dividido en una cabeza y una región postcefálica, que incluye a su vez dos partes, una anterior (tórax) con apéndices (toracópodos) y otra posterior (región abdominal) sin ellos (Figura 3). El telson termina en dos cercópodos. Pueden llegar a medir casi 10 cm (como en el caso de las especies norteamericanas *Branchinecta gigas* o *B. raptor* Rogers), aunque el intervalo de tamaño habitual rara vez sobrepasa los 3 cm. El color del cuerpo suele ser blanquecino, aunque también puede ser rojizo, levemente azulado (por la síntesis de pigmentos respiratorios con bajas concentraciones de oxígeno) o verdoso (por la presencia de algas simbiotes).

Los anostráceos presentan un claro dimorfismo sexual. Los machos tienen un par de penes retráctiles y antenas desarrolladas, que utilizan para agarrarse al cuerpo de la hembra durante la cópula; la hembra, por su parte, presenta las antenas de pequeño tamaño y un ovisaco más o menos desarrollado donde maduran y se almacenan los huevos hasta su liberación (Figura 4). En la superficie dorsal se distingue el órgano dorsal u órgano del cuello y en la anterior un ojo naupliano con forma de aspa. A ambos lados presenta un ojo compuesto, de gran tamaño, pedunculado y de color oscuro. Ventralmente presenta un par

de antenas (eventualmente con apéndices antenales de morfología variable en función de la especie), un par de anténulas, el abro (flexible y con glándulas secretoras), un par de mandíbulas y maxílulas (estas últimas muy reducidas y armadas con una hilera de espinas denticuladas y una espina más fuerte) y maxilas vestigiales muy reducidas (García de Lomas et al., 2015).



**Figura 3.** Morfología general del orden Anostraca, utilizando como ejemplo a *Chirocephalus diaphanus*. **A)** Hembra en visión lateral; **B)** Macho en visión ventral (posición de nado habitual). Dibujos © Miguel Alonso – Enciclopedia Catalana, SAU.

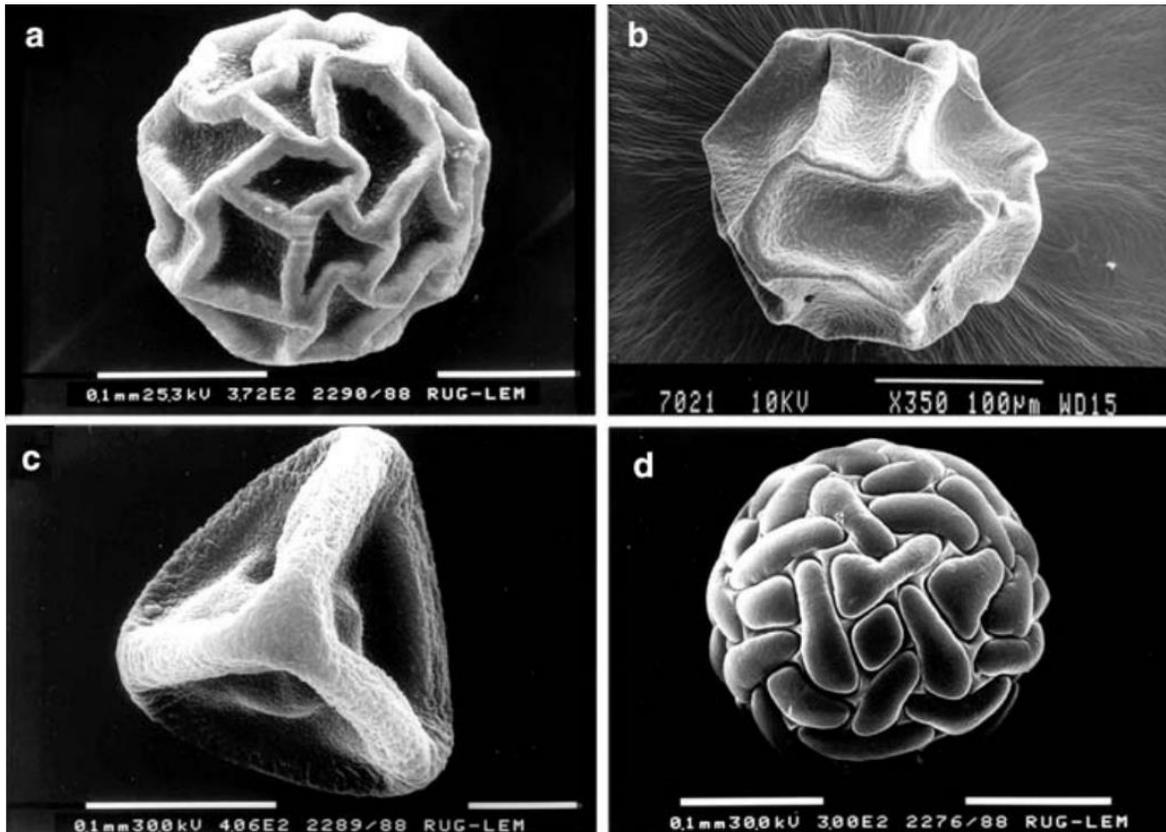


**Figura 4.** Detalles morfológicos de los Anostraca: Toracópodo (A), enditos (B), penes (C) y apéndices cefálicos (D). Modificado de Miguel Alonso & Damià Jaume / Vol. 7 Serie Fauna Ibérica [MNCN-CSIC].

La región postcefálica se estructura en: (1) un “tórax” que incluye un grupo de segmentos o somitos (por lo general 11, aunque en algunas especies no presentes en la fauna ibérica y macaronésica pueden llegar a tener 19) con toracópodos; (2) los “somitos genitales”, que incluyen los dos somitos que contienen los órganos genitales tanto en el macho como en la hembra; y (3) los “somitos postgenitales”, que integran los somitos posteriores a los somitos genitales y que carecen tanto de toracópodos como de órganos genitales.

En el tórax, cada somito tiene un par de toracópodos o apéndices foliáceos, muy similares entre sí y con una estructura dividida en exopodito, endopodito y protopodito, que a su vez consta de enditos cortos, un epipodito respiratorio y un preepipodito simple o dividido. Los primeros enditos forman el canal alimentario. Los penes presentan una parte basal rígida y una apical retráctil (a excepción de *Phallocryptus spinosa*, solo con parte retráctil). Los

espermatozoides son de tipo ameboide. La hembra posee un único ovisaco, de morfología claramente variable según la especie. Los huevos son de color anaranjado, marrón o amarillento, tienen forma variable, esférica, lenticular o poliédrica (Figura 5) y tienen carácter taxonómico (Thiery & Gasc, 1991; Mura, 1991, 1992a, b). El telson aparece a veces parcialmente fusionado al octavo somito abdominal y posee un par de cercópodos bien desarrollados y con dos hileras laterales de sedas (a excepción de *Branchinecta ferox*, que posee una sola hilera de sedas) (García de Lomas et al., 2015).



**Figura 5.** Tamaños y morfologías de huevos de branquiópodos. **(a)** *Streptocephalus proboscideus* (Anostraca); **(b)** *Streptocephalus indistinctus* (Anostraca); **(c)** *Streptocephalus zuluensis* (Anostraca); **(d)** *Streptocephalus ovamboensis* (Anostraca). (Brendonck et al., 2008)

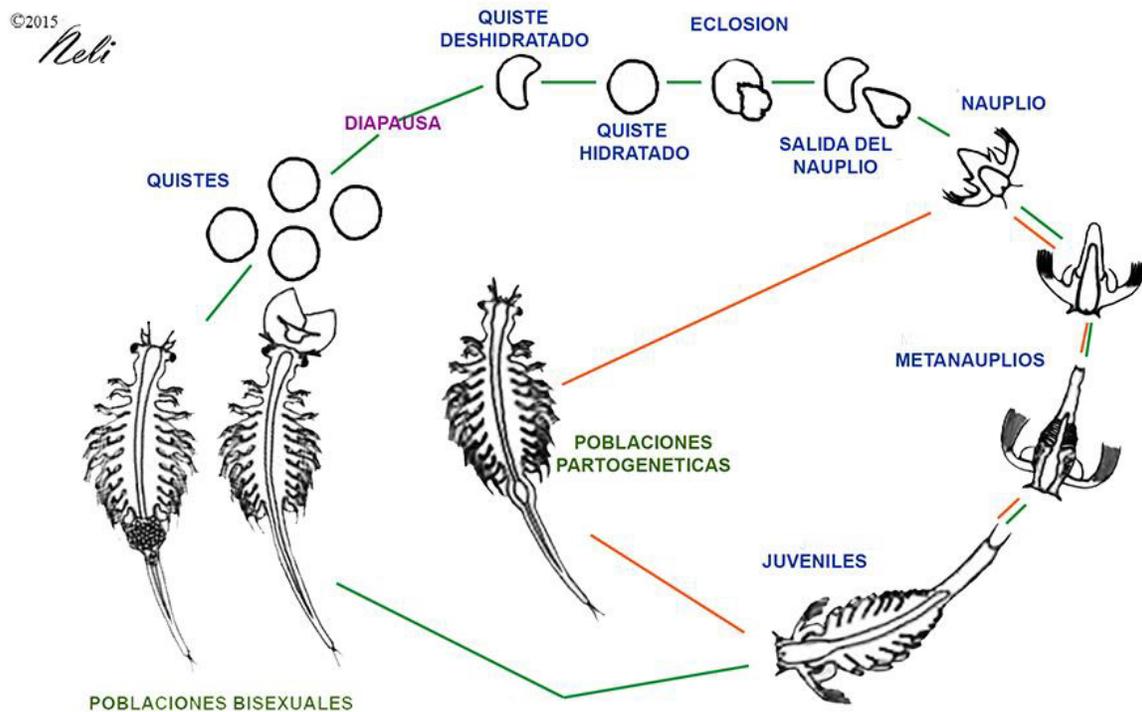
### 1.3.2 Alimentación

La alimentación de los representantes de este orden se lleva a cabo predominantemente mediante el batido de los toracópodos, que capturan partículas tales como fitoplancton, protozoos, detritos orgánicos y arcilla, en coordinación con el desplazamiento y la respiración. Dichas partículas se acumulan en el canal alimentario y son empujadas por los primeros enditos hacia la boca (García de Lomas et al., 2015).

### 1.3.3 Reproducción

Su reproducción puede ser partenogenética y sexual (Figura 6). En la reproducción sexual se forman sacos donde se incuban los huevos. Los huevos son liberados por las hembras y se depositan en el fondo de las charcas que sirven de hábitat tras un breve periodo de inundación, pueden permanecer unidas al organismo y alcanzar el fondo cuando estas mueren o flotan y son arrastrados por las corrientes a las orillas (Serna Macías., 2014).

La producción de ovocitos se realiza por grupos, pudiendo ser fecundados antes o después de su llegada al ovisaco. Para fecundar los huevos, el macho abraza a la hembra ayudándose de sus antenas e introduce uno de los penes en el orificio de salida del ovisaco. El desarrollo embrionario de los huevos suele ser interrumpido en una fase temprana, recubriéndose con una cubierta protectora, en cuya formación intervienen las glándulas de la cáscara. En el caso de ovoviviparismo de algunas especies de *Artemia*, los huevos se desarrollan en el útero y los nauplios salen del ovisaco totalmente formados (García de Lomas et al., 2015).



**Figura 6.** Ciclo de vida de anostráceos. (Neli, M. 20 de octubre de 2015).

### 1.4 Antecedentes en reproducción de anostráceos

En el mundo de la acuariofilia, el uso de alimento vivo es considerado la mejor opción para nutrir a los peces (Maldonado Montiel, 2005) a la vez que se estimulan sus instintos depredadores. Una de las opciones más comunes de alimento vivo en las tiendas de acuarios

es la artemia salina, un anostráceo de la familia *Artemiidae*, que recién eclosionada (nauplio o larva) sirve de alimento para alevines y pequeñas especies de peces.

Poco se habla de otros invertebrados del mismo orden de la artemia salina (Anostraca) y que por su gran similitud morfológica se le ha llamado “artemia de agua dulce” (Calviño, 2004), sin embargo, no pertenecen a la familia *Artemiidae*, si no a las otras 7 familias: *Parartemiidae*; *Branchinectidae*; *Branchipodidae*; *Tanymastigidae*; *Chirocephalidae*; *Streptocephalidae*; *Thamnocephalidae*. (García de Lomas et al., 2015).

Muchas de estas especies son cripticas, es decir especies gemelas que a simple vista no se pueden diferenciar, con lo cual para su determinación de especie es necesario de análisis muy detallados o de ADN (Calviño, 2004), lo cual dificulta su identificación y estudio. A pesar de ello, algunos autores como Hernández Piñeres (2016) y Serna Macías (2014) han desarrollado algunas estrategias de reproducción para especies de Sudamérica de la familia *Thamnocephalidae*, incluyendo tablas de composición bromatológica, indicando que poseen cantidades muy similares de proteína comparándolos con artemia salina, con la aclaración de poder aumentar el valor nutricional de ambos con dietas enriquecidas y de mejor digestibilidad.

En Latinoamérica investigadores en países como Brasil, Venezuela y Argentina han reportado el uso del género *Dendrocephalus*, con anotaciones sobre la viabilidad de su cultivo y su importante valor nutricional, además en la actualidad, las granjas acuícolas intentan incorporar nuevos tipos de alimento vivo para estadios larvarios de organismos de interés comercial, con la finalidad de aumentar su supervivencia en esta etapa, la cual constituye la fase más crítica del cultivo (Calviño, 2004).

En México ha habido menos estudios sobre artemia de agua dulce que en Sudamérica y solo unos pocos autores en México, como García BN. et al., 2007 o Prieto SM 1998, han realizado estudios sobre el aprovechamiento, comportamiento y uso como alimento vivo para la acuicultura del género *Streptocephalus* de la familia *Streptocephalidae* y algunos otros como Castro MG (2004) han hablado sobre técnicas de cultivo de invertebrados útiles para la acuicultura más generalmente, pero aún se desconocen muchos de sus aspectos ecológicos y taxonómicos, por lo que hace falta más información y estudios sobre las especies de invertebrados acuáticos en México que nos brinden datos acerca de su distribución, reproducción, morfología e interacciones biológicas.

## **2. Justificación del estudio**

México es un país megadiverso, posee una extraordinaria riqueza natural, siendo uno de los 17 países megadiversos, es decir, que en conjunto reúnen entre el 65 y 70% de la riqueza mundial de especies (Martínez Meyer et al., 2014). A la fecha, se pierde esta biodiversidad por el impacto directo o indirecto de las actividades humanas como la destrucción de hábitats, la contaminación, la sobreexplotación de recursos, la introducción de especies exóticas y más recientemente, el cambio climático.

La contaminación y la reducción de los cuerpos de agua dulce en México han impactado negativamente a un número desconocido de especies (Martínez Meyer et al., 2014). Los anostráceos no están exentos del impacto negativo a sus hábitats, puesto que 29 especies de Anostraca del mundo están incluidas en la lista roja de la IUCN (2014) (García de Lomas et

al., 2015), de las cuales algunas son endémicas de México como *Streptocephalus guzmani* y *Streptocephalus moorei* (UICN 1996) que están en peligro de extinción y críticamente en peligro de extinción, respectivamente.

En caso de ser necesario, se podrían establecer programas de reproducción y reintroducción de anostráceos mexicanos en peligro de extinción. El presente estudio puede ayudar con las estrategias y metodologías a utilizar, sobre todo con especies del estado de Guanajuato y sus alrededores.

Actualmente, a diferencia de la artemia salina, es difícil conseguir en el mercado huevos o quistes de artemia de agua dulce para eclosionar. Pueden encontrarse algunas especies asiáticas o europeas de importación a un precio muy elevado en comparación con la artemia convencional, con la desventaja de necesitar agua saturada con sal para eclosionar, provocando inconvenientes al alimentar especies de agua dulce con ella.

Por la similitud del camarón hada con la artemia salina y por la limitada cantidad de estudios en anostráceos mexicanos, en este proyecto de tesis se propone desarrollar estrategias de reproducción de esta especie encontrada en el municipio de San Felipe, Guanajuato, y evaluar su posible uso como alimento vivo en acuicultura.

La presente investigación servirá como antecedente para la identificación, registro y posteriores estudios de la especie, además de brindar evidencias para futuros muestreos de la microdiversidad biológica presente en la variedad de charcas en el municipio, ya que cuenta con cuerpos de agua, tanto temporales como permanentes alimentados por manantiales, que poseen varias especies acuáticas no reportadas como parte de la biodiversidad del municipio.

### **3. Objetivos**

1. Identificar la especie de anostráceo encontrada en el sitio de muestreo.
2. Establecer una estrategia de reproducción casera y a pequeña escala que permita la manipulación, observación y conservación de la especie en cultivo.
3. Evaluar la utilidad de la especie de anostráceo encontrada en el municipio de San Felipe, Guanajuato, como alimento vivo a nivel comercial.

### **4. Hipótesis**

1. Las condiciones ideales para la reproducción de la especie se obtendrán al igualar las condiciones dadas en su hábitat en el periodo de lluvias.
2. Las condiciones necesarias para el cultivo de la especie se obtendrán tras añadir agua de lluvia o agua desionizada a las muestras de suelo colectadas y exponerlas al clima del exterior.
3. Las condiciones ideales para la reproducción de la especie serán muy similares a las condiciones reportadas en la literatura referente a las especies crípticas de Sudamérica.

## 5. Materiales y métodos

### 5.1 Toma de muestras

Se tomó una muestra de sedimento el 31 de octubre del año 2020 de una charca temporal ubicada en el municipio de San Felipe, Guanajuato (Figura 7). La charca se encuentra cerca de un conjunto de cuerpos de agua ubicados entre la comunidad de “Fábrica de Melchor” y “El Refugio” con las siguientes coordenadas:

Grados, minutos y segundos (DMS): 21°38'43.9"N 100°55'18.4"W

Grados decimales (DD): 21.645533,-100.921765



**Figura 7.** Mapa aéreo que muestra con un señalador rojo la zona de muestreo.

La muestra de sedimento se almacenó en una bolsa plástica (Figura 12b) en un lugar fresco y a la sombra.

Se esperó a que en la zona hubiera abundantes precipitaciones para visitar el punto de muestreo para así verificar la presencia de la especie de interés en la zona de donde se recolectó el sedimento, además de medir los parámetros del agua donde habitan.

El 19 de junio del año 2021, la charca temporal se encontró azolvada, posiblemente por las corrientes de agua generadas por la lluvia, arrastrando restos de materia orgánica. Además, sin agua y, por lo tanto, sin anostráceos (Figura 8).



**Figura 8. a.** Zona de muestreo original 31/10/2020; **b.** zona de muestreo original azolvada 19/6/2021.

Se realizaron muestreos y recorridos de los cuerpos de agua a los alrededores usando redcillas para peces de acuario y frascos, buscando la presencia de anostráceos.

Se encontró una sola población de camarón hada, la cual estaba localizada a unos pocos metros del punto original de muestreo en una charca temporal llena de agua (Figura 9), de la cual se recolectaron 3 ejemplares vivos para su registro fotográfico (Figura 10).



**Figura 9.** Sitio de muestreo original marcado con el número 1 (azolvado) y el nuevo sitio de muestreo marcado con el número 2.



**Figura 10.** Muestras vivas de camarón hada tomadas del nuevo sitio de colecta registrado como “Muestra 3”.

Entre los cuerpos de agua que se revisaron, el más cercano al nuevo sitio de muestras fue un manantial, por lo que se registraron sus parámetros (Tabla 1) en caso de que al desbordarse alimentara las charcas temporales cercanas, indicando la posibilidad de que las charcas no solo se llenan con precipitaciones pluviales, sino también con agua de estas emanaciones (Figura 11).



**Figura 11.** Medición de los parámetros del agua en el manantial adyacente al lugar de muestreo utilizando dispositivos portátiles. Dispositivo azul: Medidor de conductividad o dureza general. Dispositivo amarillo: Potenciómetro.

## 5.2 Primera obtención de quistes

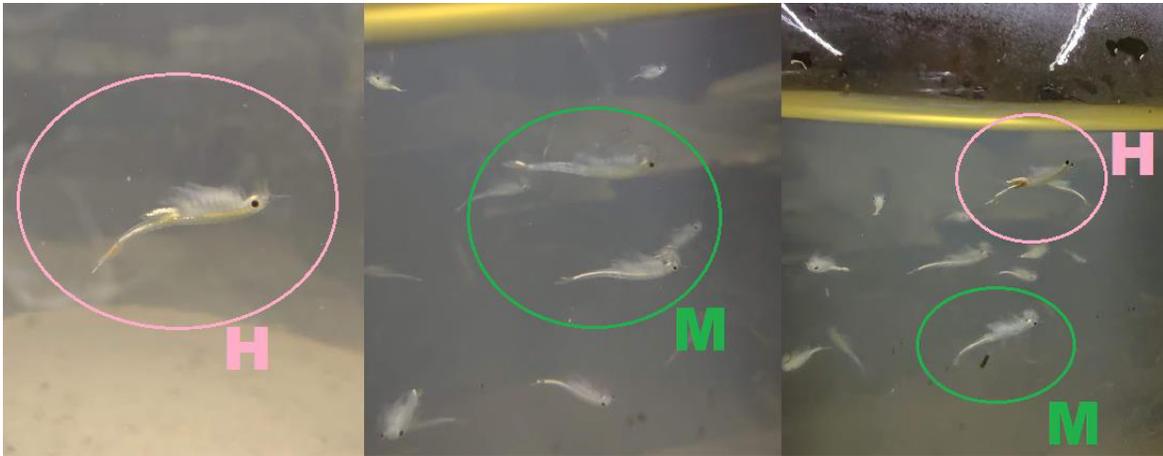
A razón del distanciamiento social por la contingencia sanitaria para prevenir contagios de COVID-19, se usó como área de trabajo la azotea del domicilio particular del tesista en el centro de la ciudad de Dolores Hidalgo C.I.N., Guanajuato, México, solo recibiendo asesorías de manera remota a través de internet.

La muestra de sedimento obtenida el 31 de octubre del año 2020 se colocó y mezcló en una pequeña bañera, se llenó con agua de lluvia como se había hecho años atrás para obtener nuevos ejemplares de camarón hada. Los anostráceos resultantes se recolectaron con una redcilla para peces y se reubicaron a un recipiente de vidrio de 3.8 litros con 1 cm arena de sílice en la base y agua de lluvia en su interior. Se empleó arena de sílice (llamada también arena sílica o de cuarzo) por ser limpia e inerte, permitiendo recolectar, manipular y dosificar los quistes fácilmente sin alterar los parámetros del agua utilizada en las pruebas de eclosión.

Se tapó el recipiente con una malla mosquitera, se colocó una bomba de aire para la oxigenación y un termostato con calentador para mantener el agua a 20 grados Celsius. El recipiente se mantuvo al exterior donde recibía luz indirecta del sol, evitando el sol directo para no tener sobrecalentamiento en el agua por el poco volumen del recipiente.



**Figura 12.** **a.** Recolección de agua de lluvia en bañera con muestras de años pasados; **b.** Adición de sedimento recolectado en octubre del año 2020; **c.** Reubicación de anostráceos a recipiente de vidrio.



**Figura 13.** Hembras cargadas de huevos (H). Machos con apéndices antenales notorios y sin presencia de saco ovífero (M).

Se dejaron los especímenes en el recipiente de vidrio un mes hasta que se observaron hembras cargadas de huevos. Al día 45 se empezó a monitorear con más detenimiento los anóstracos ya que comenzaban a morir, disminuyendo su población día con día.

Cuando todos los anostráceos murieron a los dos meses, terminando su ciclo reproductivo, se drenó con cuidado la mayor parte del agua que contenía el recipiente, conservando los sedimentos y se dejó secar al sol directo hasta que solo quedara la arena del fondo con los quistes revueltos en ella. Se guardó y dejó reposar la arena en seco un par de meses hasta que comenzaron las primeras lluvias abundantes del año.

Al comenzar las lluvias abundantes, se recolectaron 1000 litros de agua limpia (14 ppm de TDS) con un sistema casero de captación de lluvia, esto a modo de reserva para las pruebas de eclosión durante el año.

### 5.3 Observación de quistes

Se tomó una muestra de arena con quistes resultantes de la primera obtención y se depositó en una caja de Petri plástica. La muestra de arena se observó bajo un microscopio estereoscópico marca “Quasar” a 20x y 40x (Figura 14).

Utilizando pinzas de precisión y el microscopio estereoscópico, se buscaron quistes entre la arena, colocándolos cuidadosamente en otra caja limpia para registrar a detalle su morfología y tamaño (Figuras 15 y 16). Se tomaron fotografías a través del microscopio con un celular de la marca motorola, modelo “Moto one fusion plus”.

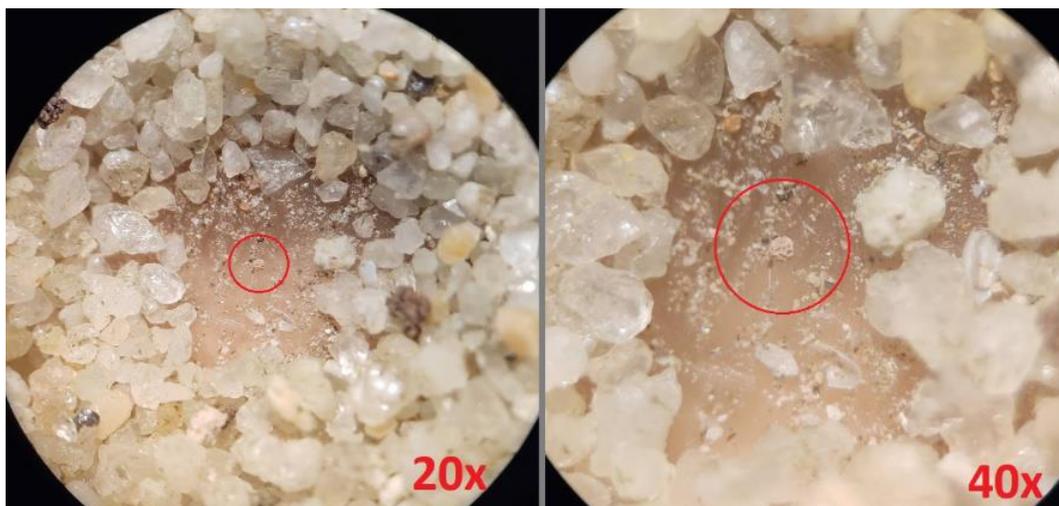
A pesar de intentar hacer un conteo, no se pudo saber la cantidad exacta de huevos totales en la arena ya que estaban esparcidos por toda ésta, sumado a su pequeño tamaño, inferior a los granos de arena utilizados (Figura 16).



**Figura 14.** Microscopio estereoscópico, muestra de arena y pinzas utilizadas en las observaciones.



**Figura 15.** Muestra de arena con quistes a simple vista sobre caja Petri de plástico de 2".



**Figura 16.** Quiste entre arena visto a 20x y 40x.

Para la medición se colocó un papel milimétrico bajo la caja Petri, se agruparon los huevos o quistes recolectados y para una mejor apreciación de sus dimensiones se compararon con la cabeza de un alfiler (Figura 19). Se aplicó el zoom digital de la cámara, agregado a los 40 aumentos del microscopio, para captar más a detalle el relieve y morfología de los huevos císticos (Figura 20).

#### 5.4 Observación de quistes en agua.

Se aislaron 10 quistes en una caja Petri de plástico con diámetro de 2 pulgadas y posteriormente se les agregó 5 ml de agua desionizada (Figura 17). Se cerró la caja Petri para evitar evaporaciones y se colocó en interior, a temperatura estable entre 22 y 25 °C con luz artificial encendida 12 horas al día. Se monitorearon diariamente los quistes a espera de posibles eclosiones de acuerdo con la metodología para observación de nauplios recién eclosionados en Soriano, M. (2007). Se tomaron fotografías y notas, registrando en la Tabla 2 los cambios observados.



**Figura 17.** Quistes aislados para su observación en agua. El quiste marcado con el número 3 se encuentra adherido a un cúmulo de arena y polvo.

## **5.5 Descapsulación**

Usando una pipeta de plástico, se tomaron los 5 quistes en mejor estado de la prueba anterior y se les aplicó un procedimiento general de descapsulación de acuerdo con los procedimientos de Vanegas, C. (2008) (Tabla 3). Dicho proceso suele ser aplicado en quistes de artemia salina para obtener una mejor tasa de eclosión de nauplios, disminuyendo además los restos de quistes, los cuales no deben ser ingeridos puesto que en individuos pequeños pueden causarles obstrucción intestinal. Tras la descapsulación, se colocaron los huevos en observación durante una semana en busca de eclosiones y se registraron los cambios observados (Tabla 3).

Los huevos se mantuvieron en interior a una temperatura estable entre 22 y 25 °C con luz artificial encendida 12 horas al día.

## **5.6 Segunda obtención de quistes**

Se llenó la base de una pecera de 18 litros con arena resultante de la primera obtención de quistes, se llenó con agua de lluvia y se colocó en la azotea, donde recibiera mucha luz solar indirecta.

Se adicionó medio litro más de arena a la pecera para que se distribuyan los huevos, que se espera sean muchos más que en la primera obtención. En la pecera fueron instalados un calentador de 10 watts y una bomba de aire, ambos especiales para acuarios. A la par se colocó una cubeta con agua de lluvia al sol, para que comenzaran a formarse algas en suspensión o “agua verde” como es llamada por Calviño, P. 2004. El agua con algas servirá como alimento para los anostráceos que eclosionen. Se esperó a que aparecieran los primeros anostráceos y se les adicionó un litro de “agua verde”.

Una vez a la semana se adicionó agua verde a la pecera, hasta compensar el agua perdida por la evaporación, alimentando a los anostráceos a la vez que se mantenía el nivel del agua.

Cuando los especímenes murieron completando su ciclo de vida, se drenó el agua lenta y cuidadosamente, procurando no revolver el agua conservando los sedimentos y la arena del fondo, donde se supone que están los huevos o quistes. Se colocó la pecera al sol directo hasta que se secaran por completo los sedimentos y la arena en su interior. Se removió la arena seca con ayuda de un pincel de cerdas gruesas. Con el mango se desmoronaron los terrones de arena y con las cerdas se barrió la arena hasta verterla en su totalidad dentro de un recipiente plástico con tapa.

Para comprobar la abundancia de quistes, se observó una muestra de la arena al microscopio. Se guardó a la sombra el recipiente con arena por aproximadamente un mes hasta realizar las pruebas de eclosión. Las observaciones y evidencias se registraron en la Tabla 4.

## **5.7 Pruebas de eclosión**

Se revolvió lentamente la arena resultante de la segunda obtención durante 5 minutos, rotando y moviendo el recipiente cerrado donde se contenía, para así asegurar una distribución homogénea de los quistes en la arena.

Se optó por usar 50 gramos de arena con quistes para cada prueba, siendo 9 pruebas de eclosión en total, procurando dejar arena suficiente como reserva en caso de necesitar repetir alguna prueba por algún accidente o imprevisto.

Para tener un mejor control de la temperatura y luminosidad, el experimento se movió al interior de una habitación con iluminación LED en fotoperiodo 12/12 imitando la luz del día. Se mantuvieron las peceras en constante oxigenación con una bomba de aire para acuarios y la temperatura se controló con termostatos calentadores de 50 watts para acuario de la marca “aqua-kril”. Se verificó que la temperatura otorgada por los termostatos fuera correcta usando termómetros adhesivos para peceras.

Se midieron los parámetros del agua con los medidores portátiles de pH y TDS (Total de sólidos disueltos) que se muestran en la Fig. 11. Se realizaron las pruebas en tandas de 3, ya que solo se contaba con 3 peceras iguales de 18 litros de capacidad. Para la primera prueba, se utilizó agua con una dureza de 30 ppm de sólidos disueltos y pH de 7.37. Se probó la eclosión de nauplios a 20, 25 y 30 grados centígrados o Celsius. Para la segunda prueba se utilizó agua con una dureza de 160 ppm de sólidos disueltos y pH de 8.06. Se probó la eclosión de nauplios a 20, 25 y 30 grados centígrados o Celsius. Para la tercera prueba se utilizó agua con una dureza de 300 ppm de sólidos disueltos y pH de 7.8. Se probó la eclosión de nauplios a 20, 25 y 30 grados centígrados o Celsius.

La dureza del agua se elevó según era necesario añadiendo agua del grifo, reposada al sol por una semana para eliminar el cloro, mezclada con tierra y rocas calcáreas tomadas del área de muestras original. Para bajar o mantener la dureza del agua se empleó agua de lluvia. En cada prueba se dejó incubar 24 días, monitoreando diariamente las peceras para verificar que los parámetros del agua fueran los correctos, registrando los cambios en la población y las observaciones en una bitácora.

Al finalizar cada periodo de incubación, se registraron los resultados finales y se vaciaron las peceras, para luego limpiarlas e iniciar las pruebas siguientes.

Los anostráceos que seguían vivos al final de cada prueba, se pasaron al exterior a una pecera de 25 litros para que terminaran su ciclo de vida. Se hicieron repeticiones de las pruebas de eclosión con la arena sobrante que se había destinado como reserva de emergencia en caso de accidentes o interrupciones que afectaran las pruebas. Se registraron los resultados y observaciones de cada prueba en una bitácora. Posteriormente se registraron y analizaron los datos de eclosión en gráficas comparativas.

## **6. Resultados**

### **6.1 Zona de muestreo**

Al tomarse muestras de los cuerpos de agua cercanos, se encontraron larvas de mosquito, algas, *Triops sp.*, larvas de libélula, ostrácodos y comunidades zooplanctónicas dulceacuícolas, pero solo en un charco ubicado junto al sitio de muestreo original se encontraron a los anostráceos de interés.

El cuerpo de agua más cercano a donde se encontraron anostráceos era un pequeño manantial, cuyas emanaciones persistían todo el año, pero solo desbordaba en la temporada

de lluvias. Los parámetros de la última zona donde se encontraron anostráceos (sitio de colecta) y del manantial cercano fueron las siguientes:

<b>Tabla 1. Parámetros de agua de la zona de muestreo.</b>		
	Manantial	Sitio de colecta
pH	6.78	8.02
Temperatura °C	15.8	16.8
Total de sólidos disueltos (TDS)	149 ppm	170 ppm
Conductividad	300 $\mu\text{s}/\text{cm}$	340 $\mu\text{s}/\text{cm}$

El manantial tenía pocos metros de diámetro, era alargado, fangoso, poco profundo y estaba densamente invadido por juncos *Thyfa spp.* dejando poco espacio para otras especies de vegetación acuática encontradas en la zona como *Utricularia spp* y lentejas de agua (*Lemna sp.*) (Figura 11). El agua del manantial era trasparente amarillenta. Se apreciaban marcas de desborde por donde corría el excedente de agua a las zonas más bajas del relieve, como la charca donde se realizó la colecta de muestras.

El sitio de colecta era rocoso y calcáreo poco profundo con 2 metros de diámetro aproximadamente (Figura 9). El agua era ligeramente turbia grisácea con abundantes algas en suspensión con una temperatura fresca al atardecer (16°C), por lo que puede bajar aún más su temperatura conforme pasa más horas sin los rayos del sol sin que los anostráceos mueran. Poseía pastos (*Aristida sp*), lenteja de agua (*Lemna sp.*) y juncos (*Heleocharis sp.*) que no superaban los 30 cm de alto. No recibía sombra en ningún momento del día al carecer de árboles o arbustos aledaños. La población de anostráceos que habitaba ahí era numerosa y de tamaños o estadios variados. Al tomar un litro de agua del charco se podían obtener de 2 a 5 individuos.

## 6.2 Primera obtención de quistes

Se fotografiaron y observaron varias hembras cargadas de huevos para hacer conteos y estimaciones de los huevos contenidos en sus ovisacos (Figura 18).



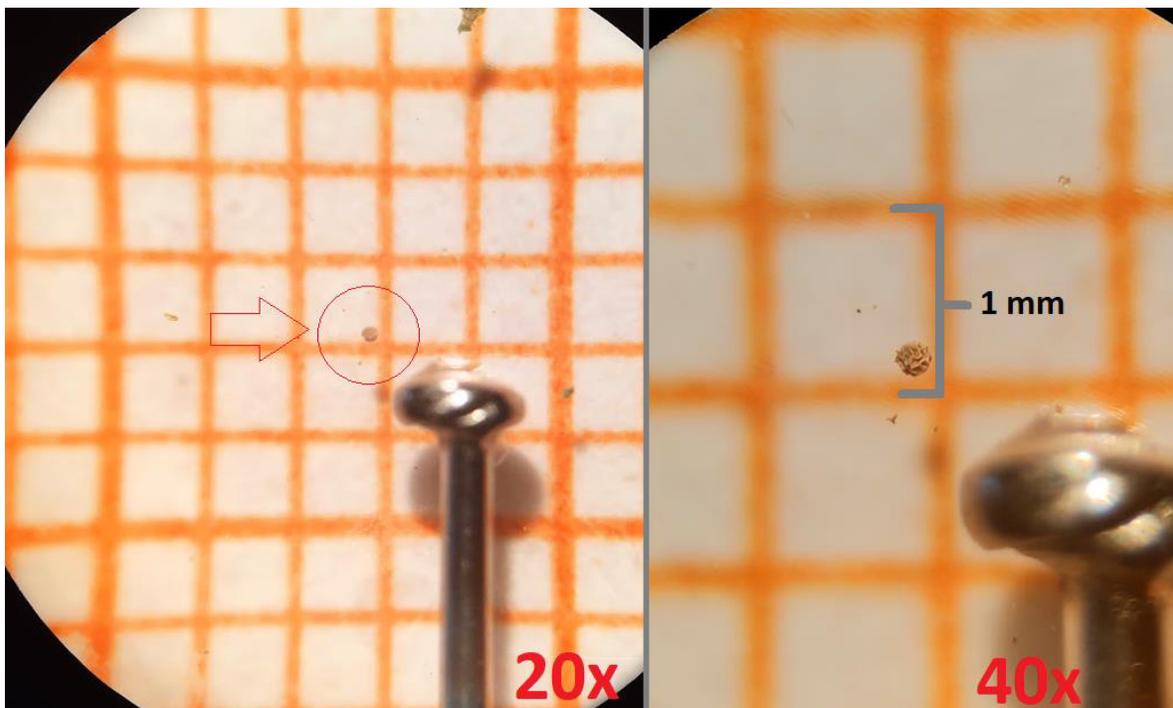
**Figura 18.** Detalle de hembras cargadas de huevos.

Por lo general poseían alrededor de 25 huevos cada individuo, aunque se vieron algunas hembras con una cantidad mucho mayor de huevos, posiblemente por cambios en su alimentación, por lo que una mayor abundancia de alimento daría paso a una mayor producción de huevos.

Se obtuvo aproximadamente un tercio de taza de arena donde se encontraban revueltos los huevos o quistes de anostráceos. Gracias a esto, se pudo trabajar de manera más limpia y controlada que usando directamente el lodo extraído del sitio de muestras.

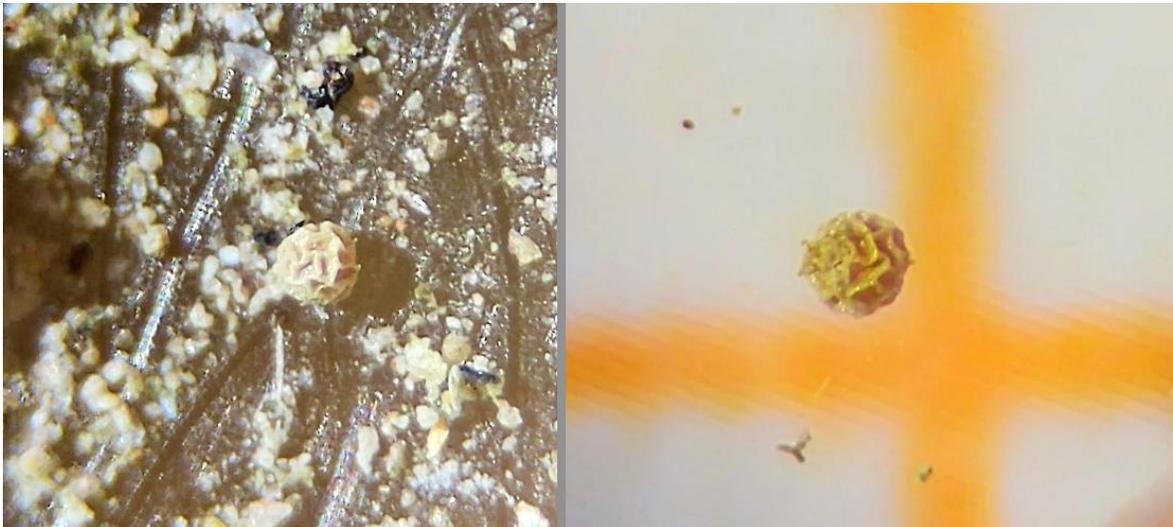
### 6.3 Observación de quistes

Se identificaron los quistes entre la arena tras remover cuidadosamente los granos con pinzas de precisión (Figura 19). Los quistes encontrados en la arena midieron aproximadamente 0.2 mm y su morfología fue similar a los quistes de *Streptocephalus proboscideus* (Figura 5).



**Figura 19.** Quiste sobre papel milimétrico visto a 20 y 40 aumentos.

Los huevos císticos poseen una forma esférica con relieves irregulares que asemejan a las arrugas de una fruta deshidratada.



**Figura 20.** Quistes vistos a 40 aumentos agregando aumento digital.

#### 6.4 Observación de quistes en agua

Tras 21 días de observación, no se encontraron huevos eclosionados o nauplios de anostráceos, probablemente por parámetros incorrectos de temperatura y dureza en el agua (Tabla 2). Solo aparecieron ostrácodos, demostrando ser crustáceos más robustos y adaptables que los anostráceos.

Al no tener eclosiones de huevos en la observación de quistes en agua desionizada, éstos se reutilizaron para aplicarles una prueba de “descapsulación”.

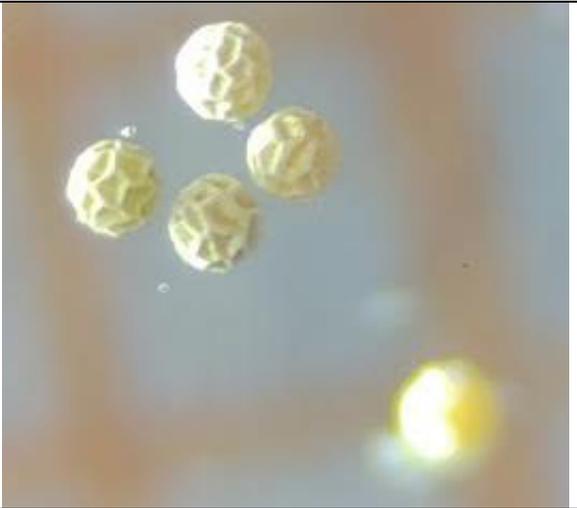
<b>Tabla 2. Bitácora de monitoreo en caja Petri de quistes en agua.</b>		
<b>Fecha</b>	<b>Observación</b>	<b>Evidencias</b>
20/Mayo/2021	Los quistes flotaron al agregar agua, menos el que estaba adherido a un cúmulo de arena y polvo que lo mantenía en el fondo.	
21-22/Mayo/2021	Sin cambios.	
23/Mayo/2021	Sin eclosiones de anostráceos. Se encontró un ostrácodo diminuto nadando en el fondo, indicando que en el cúmulo de arena y polvo se encontraban huevos intrusos de especies ajenas a la de interés.	
24/Mayo/2021	Algunos quistes se han ido al fondo de la caja Petri, hundiéndose conforme se fueron hidratando. Se encontró un quiste transparente y vacío, mas no se encontró ningún nauplio nadando.	

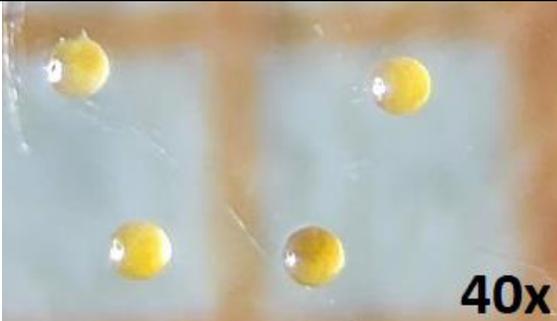
26/Mayo/2021	Aparecieron más ostrácodos, cuyo tamaño de huevo es menor al de los quistes de anostráceos, por lo que no se confundieron.	
27/Mayo/2021	Hay un leve crecimiento de algas por la luz LED.	
28-31/Mayo/2021	Sin eclosiones, sin cambios	
1/Junio/2021	Aparición de más ostrácodos variados en tamaño, forma y color. Parece que se alimentan de las algas. Crecen y dejan huevos color naranja brillante.	
2-10/ Junio/2021	Sin cambios	
11-25/Junio/2021	Sin cambios	

### 6.5 Descapsulación

Al aplicar una solución de cloro comercial al 50% en los quistes, se logró disolver por completo el corión tras 13 minutos, dejando expuesto el interior del huevo (Tabla 3).

Tras poner los huevos descapsulados en observación, solo uno presentó actividad, y al octavo día se observó lo que parecía un embrión en su interior (Figura 21), pero después de eso no hubo más cambios, resultando en cero eclosiones.

<b>Tabla 3. Proceso de descapsulación en quistes de anostráceo. 26/Junio/2021.</b>		
<b>Hora</b>	<b>Observación</b>	<b>Evidencias</b>
10:19 pm	Se diluyó hipoclorito de sodio comercial (Cloralex) con agua desionizada, en una proporción de 1:2.	
10:20 pm	Se colocaron 5 quistes de anostráceo en la solución de cloro (2 mL de agua con 1 mL de "Cloralex").	
10:25 pm	El exterior de los quistes comenzó a disolverse tornándose translúcido.	
10:26 pm	Las cápsulas continuaron disolviéndose rápidamente	

10:27 pm	La mayor parte de las capsulas estaban disueltas.	
10:28 pm	Solo quedan algunos restos de capsula adheridos y alrededor de los huevos.	
10:33 pm	Se disolvió la cápsula restante en cada uno de los 5 huevos.	 <p style="text-align: right;"><b>40x</b></p>
10:35 pm	Han pasado 15 minutos desde que se colocaron los quistes. Se les retiró la solución con una jeringa de insulina y se les hicieron 2 lavados con agua desionizada.	 <p style="text-align: right;"><b>20x</b></p>



**Figura 21.** Huevo a 8 días de ser descapsulado y puesto en observación. Se aprecia un punto negro en el embrión correspondiente al ojo naupliar.

## 6.6 Segunda obtención de quistes

La población de anostráceos obtenidos con la arena de la primera obtención de quistes fue mucho mayor que la población obtenida años anteriores sin aireador ni termostato. Al aplicar las mismas condiciones que en la primera obtención, se obtuvieron bastantes quistes en la segunda obtención como se esperaba, observando varios de éstos tras revisar la arena al microscopio (Tabla 4).

<b>Tabla 4. Bitácora de la segunda obtención de quistes.</b>		
<b>Fecha</b>	<b>Observación</b>	<b>Evidencias</b>
5/Julio/2021	La arena con quistes fue colocada en la pecera con agua de lluvia.	
31/Julio/2021	Se observaron varios anostráceos pequeños nadando en la pecera, indicando eclosiones exitosas. Se colocó un litro de agua verde (agua con algas) en la pecera para alimentarlos.	
2/Agosto/2021	El agua de la pecera se aclaró considerablemente. Señal de la filtración que hacen los branquiópodos al alimentarse. Se siguió añadiendo agua verde cada que el agua de la pecera se aclaraba.	
5/Agosto/2021	Algunos presentan colas rojizas y coloraciones dorsales que van del blanco al marrón con tonos verdes en los toracópodos.	
10/Agosto/2021	Se aprecia el crecimiento dispar de algunos individuos que presentan un crecimiento más acelerado que otros. Aparecieron algunas larvas de mosquito y pequeños crustáceos en el agua.	
15/Agosto/2021	Se distingue el sexo en algunos individuos.	

1/Sept./2021	La mitad de los camarones hada alcanzaron un tamaño adulto y comienzan a aparearse y cargar con huevos en el ovisaco.	
25/Oct./2021	Murió el último de los anostráceos luego de 3 meses de haber eclosionado.	
27/Oct./2021	Se drenó la mayor cantidad de agua en la pecera, se le retiró manualmente las algas filamentosas que se formaron y se colocó al sol para deshidratar la arena del fondo con los quistes.	
10/Nov./2021	La arena y sedimentos en el fondo de la pecera estaban completamente secos. Se procedió a removerla y deshacer los cúmulos con un pincel de cerdas gruesas.	
11/Nov./2021	La arena con quistes se colocó en un recipiente plástico con tapa y se guardó para realizar las pruebas de eclosión.	

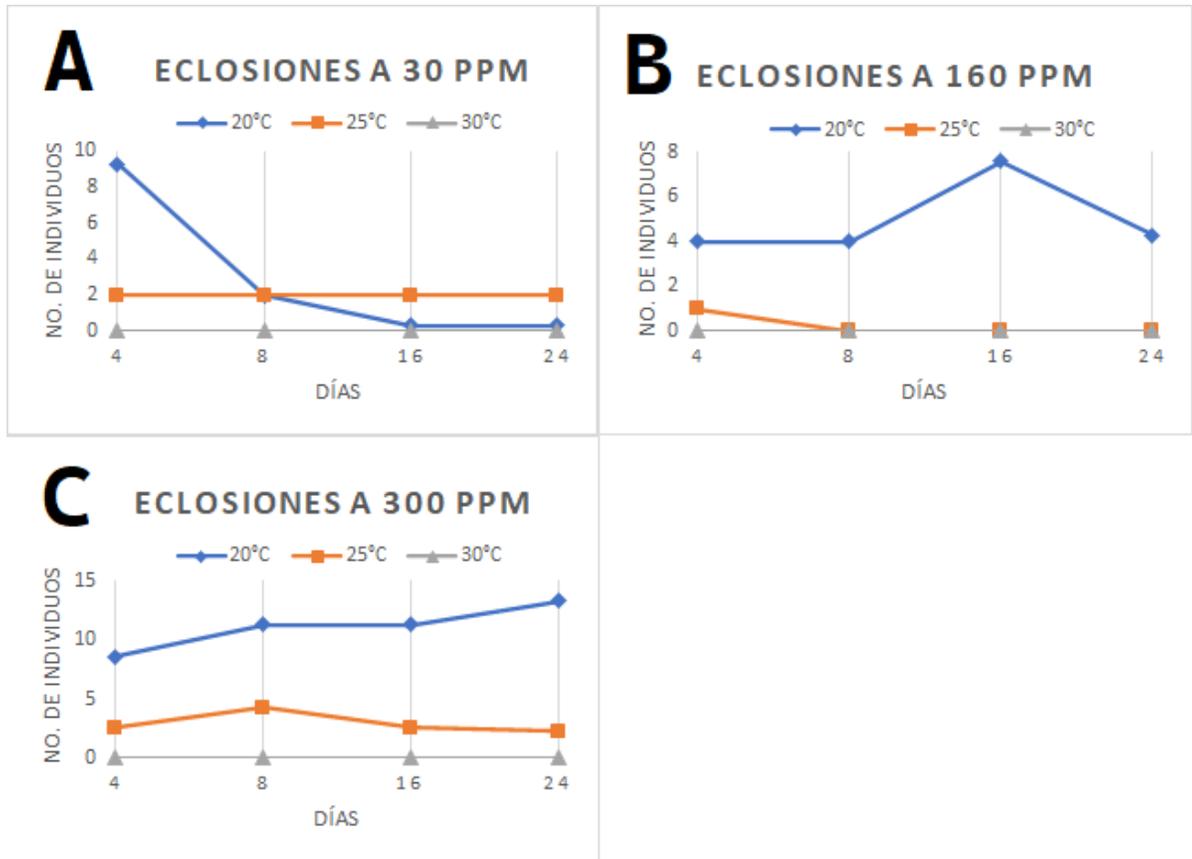
## 6.7 Pruebas de eclosión

- En las pruebas con 30 ppm de dureza de agua se comenzaron a ver nauplios de primer estadio en las peceras a 20 y 25 °C a los 2 días. Por su pequeño tamaño se tuvieron que observar a contraluz y no se pudieron contar con exactitud. Al cuarto día habían crecido un poco y se contaron alrededor de 12 nauplios, pero solo a 20°C. A los 8 días se dejaron de observar nauplios en todas las pruebas a 30 ppm (Tabla 5, Figura 22).
- En las pruebas con 160 ppm se comenzaron a ver nauplios de primer estadio en la pecera a 20 °C a los 3 días. A las 2 semanas y media ya había una hembra con huevos y varios juveniles. Llegando al mes de prueba, la población había descendido casi a la mitad y las hembras que sobrevivieron liberaron sus huevos sin morir. En las peceras a 25 °C se observaron pocos nauplios en la primera semana, pero no sobrevivieron más allá de su etapa larvaria (Tabla 5, Figura 22).
- En las peceras con 300 ppm a 20 °C, las poblaciones fueron estables alrededor de la segunda semana. Hubo nacimientos tardíos por lo que la población aumentó levemente a mitad del tiempo de prueba, apareciendo nauplios nuevos cuando ya había anostráceos juveniles. A 25 grados hubo muy pocos nacimientos, los cuales fueron tardíos, habiendo una sola hembra que logró aparearse y tener huevos en su ovisaco antes de concluir la prueba y ser trasladada a otra pecera para terminar su ciclo de vida (Tabla 5, Figura 22).
- En ninguna de las pruebas hubo eclosiones a 30 °C, sin embargo, se desconectó y dejó enfriar una de las pruebas (R3) a 300 ppm tras el mes de observación y se dejó abandonada solo con aireación. A la semana se observó la aparición de un anostráceo y al medir los parámetros a los que se desarrollaba, el agua se encontraba a 21 °C con 543 ppm (Tabla 5, Figura 22).
- Se recolectó la arena de la pecera donde se habían trasladado los anostráceos adultos resultantes de las pruebas de eclosión, se dejó secar alrededor de 4 semanas a la sombra y se intentó usar para una cuarta repetición, pero no hubo eclosiones bajo ninguna de las distintas condiciones de dureza y temperatura.
- Los individuos más viejos que se registraron en la bitácora alcanzaron los 60 días de edad. Luego de ese tiempo comienzan a nadar con menos energía, posándose en el fondo de la pecera moviendo cada vez más lento sus toracópodos. Al final palidecen y dejan de moverse, descomponiéndose o siendo devorados por otras especies pequeñas en cuestión de horas hasta ser confundidos con el sedimento.
- El sexo se pudo diferenciar alrededor del día 15 desde su eclosión y a partir del día 20 comienzan a verse hembras cargadas de huevos, liberándolos a los 30 días de edad. Si la hembra no muere tras la primera puesta, a los 7 días se puede ver nuevamente cargada de huevos.

- Al monitorear y controlar los parámetros del agua y con la adición periódica de algas en suspensión, se vio una disminución en la mortalidad poblacional en comparación con los años anteriores en los que solo se añadía agua al lodo con quistes cada temporada de lluvia, donde la población de anostráceos no aumentaba con los años. Tras añadir aireación, control de temperatura y alimento constante, los anostráceos produjeron más huevos logrando hasta dos puestas sin morir.

**Tabla 5.** Número de individuos tras 24 días de incubación. Se muestran los datos generales obtenidos de las pruebas de eclosión considerando dos variables, la temperatura (20, 25 y 30°C) y la dureza del agua (30, 160 y 300 ppm); R1 indica los resultados obtenidos durante la primera repetición, mientras que R2 y R3 hacen referencia a la segunda y tercera repetición respectivamente.

DÍAS	NUMERO DE NACIMIENTOS A 20°C									NUMERO DE NACIMIENTOS A 25°C									NUMERO DE NACIMIENTOS A 30°C											
	30 ppm			160 ppm			300 ppm			30 ppm			160 ppm			300 ppm			30 ppm			160 ppm			300 ppm					
	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3	R1	R2	R3			
4	10	12	6	5	3	4	11	6	9	3	0	6	0	0	3	0	0	8	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
8	0	0	6	5	7	0	11	14	9	0	0	6	0	0	0	3	2	8	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
16	0	0	1	13	10	0	13	14	9	0	0	6	0	0	0	2	0	6	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
24	0	0	1	8	5	0	16	15	9	0	0	6	0	0	0	4	0	3	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Promedio al final de la prueba	0.33			4.33			13.33			2			0			2.33			0			0			0					
Desv. Est. Día 24	0.47			3.29			3.09			2.82			0			1.69			0			0			0					



**Figura 22.** Promedio de eclosiones de individuos en función de la temperatura y dureza del agua. **a)** Eclosiones obtenidas en una dureza de 30 ppm a 20, 25 y 30°C. **b)** Eclosiones obtenidas en una dureza de 160 ppm a 20, 25 y 30°C. **c)** Eclosiones obtenidas en una dureza de 300 ppm a 20, 25 y 30°C.

## 7. Discusión

Se eligió trabajar con las variantes de dureza y temperatura de 20, 25 y 30 °C a 30, 160 y 300 ppm en el agua para las pruebas de eclosión y supervivencia de *Streptocephalus mackini* por ser las condiciones que se pueden encontrar en los varios cuerpos de agua aledaños al sitio de muestreo. Cada arrollo, charca o emanación de agua a los alrededores presentaba valores de dureza y temperatura distintos debido a su profundidad, antigüedad, exposición solar o fuente de hidratación, ya sea solo lluvia o emanaciones subterráneas. Además, en trabajos como el de Hernández Piñeres, S. 2016, se mostraron notorias diferencias en el porcentaje de eclosiones y supervivencia, donde se trabaja justo con estas variantes aplicadas a *Dendrocephalus affinis*, con la diferencia de usar temperaturas y durezas más elevadas.

Se omitieron variantes como salinidad, densidad poblacional y alimentación puesto que ya han sido probadas por varios autores arrojando resultados muy similares aplicado a anostráceos de agua dulce: Solamente en salinidades de 0 UPS se observaron quistes eclosionados, Hernández Piñeres, S. 2016; La densidad optima de la población en anostráceos como *S. mackini* y *Thamnocephalus venezuelensis* es de 7 a 12 organismos por litro, y varios alimentos como una mezcla de microalgas verdes y pardas, microalga *Chorella* sp, mezclas de diferentes microalgas verdes, levadura, mezcla de levadura-microalgas y harina de soya otorgan rendimientos superiores que con dietas monoalgales, García BN. et al., 2007.

Las gráficas A, B y C en la Figura 22 indican que, en promedio, la mayor cantidad de eclosiones se obtuvieron a 20°C con durezas de agua blandas (30 ppm), pero la supervivencia de individuos hasta su edad reproductiva fue más alta a mayores durezas de agua (300 ppm). Los datos se pueden extrapolar al hábitat de los anostráceos, donde el clima es templado, manteniéndose sus cuerpos de agua frescos todo el año y al caer las lluvias, el agua se mezcla con el suelo calcáreo, disolviendo los minerales, generando durezas cada vez mayores con el paso de los días sin lluvia por la evaporación del agua. Los parámetros óptimos de cultivo que sugieren los resultados obtenidos en este trabajo difieren con los parámetros utilizados por Soriano Salazar et. al., 2017 y Soriano, M. et al., 2007 en cuanto a la temperatura óptima para la reproducción de *Streptocephalus mackini*, donde se usó una temperatura de  $27.01 \pm 1.03$  °C y  $28,7 \pm 1,3$  respectivamente, temperaturas nada favorables para los especímenes con los que se estuvo trabajando, donde la mortalidad fue del 100%. Lo mismo puede verse en los trabajos de Hernández Piñeres, S. 2016, donde se obtuvo una mayor tasa de eclosiones utilizando 30°C de temperatura para el anostráceo *Dendrocephalus affinis*. Por otra parte, las condiciones de dureza en el agua utilizadas en este trabajo coincidieron con las utilizadas por los 3 autores antes mencionados, obteniendo resultados favorables en un rango de 130-320 ppm de sólidos disueltos en el agua. Hay que aclarar que si bien se ha documentado una dureza de agua optima para *D. affinis* (260 µS/cm) Hernández Piñeres, S. 2016, los autores que trabajaron con *Streptocephalus mackini* (Soriano Salazar et. al., 2017 y Soriano, M. et al., 2007) no reportaron diferencias significativas utilizando distintas calidades de agua, variante que en éste trabajo si tuvo relevancia tanto en la eclosión como en la supervivencia de los especímenes, lo cual indica que se trata de una cepa adaptada a condiciones ambientales muy específicas debido a las pocas variaciones en su hábitat, haciendo a la especie más vulnerable ante perturbaciones en el ecosistema como un aumento de la temperatura o aumentos descontrolados en las precipitaciones pluviales.

Se cometieron errores y surgieron problemas durante algunas pruebas de eclosión por lo que fue necesario repetir las algunas veces; un calentador con termostato se descompuso, elevando demasiado la temperatura y otro se rompió durante la limpieza de las peceras; hubo ocasionales fallos o cortes de energía eléctrica en la zona, deteniendo la calefacción y aireación de las peceras por algunas horas; se agotó el agua verde al inicio de una prueba y los nauplios murieron por falta de alimento. Por lo anterior y debido a la cantidad de arena con quistes disponible, solo se registraron 3 repeticiones satisfactorias de cada variante, agotándose por completo la reserva de arena con quistes al final de las pruebas de eclosión. Se podrían haber utilizado los huevos císticos resultantes tras cada prueba para realizar más repeticiones, pero al desconocerse la concentración de huevos en las nuevas puestas, afectaría a la homogeneidad de las pruebas, por lo que se mantuvo separada la arena utilizada para las pruebas de eclosión de la arena resultante tras cada repetición, que además

se esperarían tuviera una concentración mucho menor de huevos puesto que en varias pruebas los especímenes no sobrevivieron lo suficiente para alcanzar su etapa reproductiva, y menos realizar alguna puesta.

Al terminar cada prueba, se desconectó la calefacción de las peceras para que la temperatura bajara poco a poco hasta llegar a la temperatura ambiente, para luego trasladar los especímenes sobrevivientes a una pecera en exterior donde terminaban su ciclo de vida. Así se desocuparon las peceras de las pruebas para iniciar una nueva repetición a la vez que se salvaban los quistes que pudieran haberse producido.

Mientras los cambios en los parámetros de dureza y temperatura no sean repentinos, *Streptocephalus mackini* toleró temperaturas de 15 a 27 °C, como fue el caso de los especímenes trasladados a la pecera a exterior para terminar su ciclo de vida después de las pruebas, donde la temperatura variaba dependiendo la hora del día y la incidencia solar. Algunos llegaron a soportar durezas desde 14 ppm hasta 550 ppm, como los individuos resultantes de las peceras “A” (30 ppm) que al terminar la prueba se colocaron directamente en agua de lluvia con 14 ppm de TDS al exterior, o el nauplio que eclosionó y creció en una de las peceras “C” (300 ppm) que se dejó secar hasta alcanzar 550 ppm de TDS. Lo anterior, si bien puede coincidir con las temperaturas óptimas utilizadas en los cultivos de Hernández Piñeres, S. 2016, Soriano Salazar et. al., 2017 y Soriano, M. et al., 2007, en estas pruebas solo individuos juveniles o adultos fueron capaces de tolerar tales condiciones, pero no los nauplios, que demostraron ser mucho más sensibles en las pruebas de eclosión, sobre todo siendo totalmente intolerantes a las altas temperaturas (>30°C).

Cuando ya no quedó ningún anostráceo vivo, se puso a secar la arena de la pecera a exterior, donde fueron colocados los especímenes resultantes al final de cada prueba. Luego de secar la arena con quistes a la sombra por menos de un mes se intentó rehidratar para obtener nuevas eclosiones, pero no se observó la presencia de ningún nauplio, a diferencia de la arena que se secó al sol por más de un mes, la cual se usó para las primeras 3 repeticiones registradas, sugiriendo que los quistes no rompen su estado de latencia o criptobiosis si no se someten a altas temperaturas y deshidratación durante tiempos prolongados. Hernández Piñeres, S. 2016 propone secar el sedimento al sol, como se llevó a cabo en este trabajo, o bien sugiere realizar una desecación mediante una incubadora a 26°C durante dos semanas para *D. affinis*. Por otra parte, García BN. et al., 2007 utilizaron una estufa a 40°C por 24 horas para la desecación del sedimento con quistes de *Streptocephalus mackini*. Es importante realizar alguno de estos procesos para simular los periodos de sequía a los que se someten en su hábitat, para que al rehidratar también se simule el inicio del periodo de lluvias y puedan eclosionar los huevos, de lo contrario su sistema de preservación los hará permanecer en latencia hasta que se den las condiciones idóneas, destacando que las especies no tienen una eclosión sincronizada, lo cual garantiza que haya una reserva de huevos císticos cuando se presentan precipitaciones puntuales seguido de un periodo seco prolongado, y esto a su vez permite que las poblaciones sean perennes a través del tiempo (Serna Macías., 2014).

Si bien la especie de camarón hada colectada y usada en este trabajo no es la más productiva, es mucho más viable su crianza y explotación que la artemia salina, puesto que los camarones hada pueden reproducirse en casi cualquier lugar con acceso al agua dulce, eliminando la necesidad de transporte, reduciendo costos y gastando menos recursos. En cambio, la artemia necesita de aguas saladas, salobres o estanques salinos dedicados a su

explotación, siendo pocos los lugares adecuados para ello como por ejemplo el Lago Mono en California, Estados Unidos. Crear estanques salinos artificiales es muy costoso además de dañino para el medio ambiente en caso de que la sal se riegue, envenenando los suelos, siendo lo más viable la importación de quistes de artemia, ya sea desde otros países o de estados cercanos a la costa como Baja California y Sonora.

Así como la variedad de *Streptocephalus mackini* con la que se trabajó resultó ser sensible a las altas temperaturas ( $>30^{\circ}\text{C}$ ) pero tolerante a las bajas ( $<20^{\circ}\text{C}$ ), se pueden realizar pruebas de tolerancia con otras variedades y especies, de modo que se puedan seleccionar las variedades más robustas, adaptables y productivas que sirvan tanto para la reproducción comercial como para la investigación, pudiendo encontrarse incluso un anostráceo que sirva como organismo modelo. Pero antes se necesita profundizar más en el estudio y reproducción de camarones hada y comparar datos entre cada cepa y especie con la que se trabaje.

Los camarones duende o camarones hada de agua dulce poseen un valor nutrimental semejante al de los nauplios de la *Artemia sp*, pero de menor costo. Las cualidades nutricionales de *Artemia sp* y *Streptocephalus sp* son similares, además del alto contenido proteico, presentan alta disponibilidad, abundancia y tamaño aceptable Soriano Salazar et. al., 2017. Lo más complicado a la hora de cultivar anostráceos de agua dulce es tener el pie de cría o los quistes para iniciar a reproducirlos, luego basta con seguir el protocolo adecuado para la especie con la que se cuenta. El problema con eso es que falta mucha información al respecto, ya que en ninguna tienda de acuicultura en México saben de la existencia de la llamada “artemia de agua dulce”, y mucho menos de su reproducción. Por tal motivo reproducir anostráceos es una gran área de oportunidad que no ha sido explotada a nivel comercial y sería muy útil tanto para los coleccionistas de especies acuáticas que necesiten de alimento vivo constantemente, hasta para los criaderos a gran escala que requieren distintas fuentes proteicas para alimentar sus alevines en distintos estadios de crecimiento. Los nauplios recién eclosionados de camarón hada pueden alimentar perfectamente alevines recién nacidos y los ejemplares de camarón hada desarrollados pueden alimentar a los peces en etapas juveniles y adultas sin el inconveniente de morir y descomponerse si no es ingerida al momento, como si ocurre con la *Artemia sp*. al ser enjuagada e introducida en el agua dulce.

En caso de popularizarse y expandirse la reproducción de camarón hada en el mundo de la acuariofilia, cada persona podría iniciar un pequeño cultivo en casa y así tener un suministro constante y a bajo costo de alimento vivo. Solo se necesitaría una pecera o contenedor de agua donde se desarrollen, un espacio que reciba la luz del sol para el crecimiento algal, una bomba aireadora y un calefactor en caso de que el clima que se tenga no sea el adecuado, aunque eso se podría resolver cultivando especies locales, adaptadas al clima de la zona, cosa no tan difícil puesto que los anostráceos están distribuidos por todo el país (Maeda Martínez, 1999), lo cual sería muy beneficioso tanto de manera económica como beneficioso para los ecosistemas, ya que al reproducirse especies locales se evita la introducción de especies exóticas que pudieran desencadenar problemas como en el caso de los *Triops longicaudatus* o la *Artemia franciscana*, ambos de origen americano y que fueron introducidos en Europa promocionados como juguetes, pero al ser liberados provocaron la casi completa extinción de las poblaciones ibéricas de dos especies autóctonas: *A. salina* y *A. parthenogenetica* (García de Lomas et al., 2010).

Los crustáceos pertenecientes al orden Anostraca y específicamente los de agua dulce han sido poco estudiados debido a que en su gran mayoría se encuentran en charcas temporales, las cuales son consideradas como ambientes de poco interés (Soriano Salazar et. al., 2017). Si la reproducción de anostráceos se lleva a cabo a escala industrial, sería plausible destinar una parte de la producción a programas de reintroducción en zonas afectadas para evitar la extinción de las especies de camarón nativas de México.

Los anostráceos pueden ser de utilidad como alimento vivo para otras especies en programas de manejo y conservación debido a que los anostráceos en conjunto con la demás fauna planctónica son consumidores primarios muy importantes como base de las cadenas tróficas ya que actúan en la transferencia de los nutrientes entre los productores primarios y los niveles tróficos superiores en los ecosistemas acuáticos (Soriano Salazar et. al., 2017).

## 8. Conclusiones

- Por la morfología del quiste y la localización de los ejemplares colectados, se sugiere que el anostráceo pertenece a la especie *Streptocephalus mackini*.
- La especie prefiere durezas medias y altas en el agua, tolerando desde 160 hasta más de 500 ppm, pero es sensible a los cambios bruscos de temperatura, desarrollándose y completando su ciclo de vida en climas templados con temperaturas alrededor de los 20°C.
- Los nauplios pueden eclosionar en aguas blandas, pero necesitan un aumento en la dureza del agua (>160 ppm) para que la mayor cantidad de nauplios lleguen a un estadio adulto.
- La alimentación de anostráceos con “agua verde” debe ser constante desde su eclosión siendo ésta suficiente para nutrirlos y que éstos se desarrollen adecuadamente hasta su etapa reproductiva.
- La especie evaluada es de lenta reproducción y vive poco tiempo en comparación a otras especies de anostráceos más robustas que pueden producir cientos de crías cada semana por partenogénesis durante meses.
- Su reproducción es sexual ovípara y necesitan que sus huevos pasen por un periodo de sequía para poder eclosionar, aunque el tiempo mínimo de sequía para romper dormancia aún es indeterminado.
- Por las condiciones específicas necesarias para su reproducción y su reducido hábitat natural, la especie es muy susceptible a la extinción y su uso como alimento vivo si bien es posible, no se considera rentable a pequeña escala, necesitando grandes cuerpos de agua para su explotación comercial.
- Las estrategias de reproducción analizadas en el presente trabajo podrán ayudar a reproducir y preservar la especie en caso de ser requerido.

## 9. Perspectivas a futuro

Someter a los anostráceos a temperaturas inferiores a 15°C y evaluar su tolerancia.

Replicar a gran escala las pruebas de eclosión y realizar más repeticiones con las condiciones en las que se vio una mayor supervivencia de individuos, para obtener resultados más precisos que permitan optimizar la reproducción de la especie.

Recabar distintos protocolos de reproducción y almacenar quistes de distintas especies de anostráceos para formar un banco genético en caso de ser necesario reproducir y reintroducir alguna especie.

Identificar la totalidad de la fauna y flora acuática en el charco donde habita naturalmente *Streptocephalus*, así como su microbiota.

Se propone realizar un análisis más detallado del área, haciendo un inventario de la flora y fauna acuática que se encuentra en la zona y actualizar los registros que se tienen en las páginas oficiales del municipio.

## 10. Bibliografía

- ❖ Brendonck, Luc & Rogers, D Christopher & Olesen, Jørgen & Weeks, Stephen & Hoeh, Walter. (2008). Global diversity of large branchiopods (Crustacea: Branchiopoda) in freshwater. *Hydrobiologia*. 595. 167-176. 10.1007/978-1-4020-8259-7\_18.
- ❖ Calviño, P. y R. Petracini. (2004). Artemia de Agua Dulce, mito o realidad? BIBKA Suplemento No. 2. Killi Club Argetino.
- ❖ Castro MG, Malpica SA, Castro MJ, Castro BT. (2004). Técnicas de cultivo de especies planctónicas e invertebrados útiles para la acuicultura. Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Xochimilco.
- ❖ Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO). 2012. La biodiversidad en Guanajuato: Estudio de Estado. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO)/Instituto de Ecología del Estado de Guanajuato (IEE). México. Vol. I. p. 25.
- ❖ Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO). 2012. La biodiversidad en Guanajuato: Estudio de Estado. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (CONABIO)/Instituto de Ecología del Estado de Guanajuato (IEE). Vol. II. p. 25.
- ❖ Cuéllar, J., Arredondo, M., Meléndez, J. (2001). SAN FELIPE. Enciclopedia de Los Municipios y Delegaciones de México Estado de Guanajuato. <http://www.inafed.gob.mx/work/enciclopedia/EMM11guanajuato/municipios/11030a.html>
- ❖ García BN, Hernández VMP, Pérez RCI. (2007). Efectos de la densidad de cultivo sobre la edad de reproducción y producción de quistes del camarón Duende *Streptocephalus mackini*. *Vet Mex.*; 38(4): pp. 467-475.
- ❖ García de Lomas J., Sala J., García C. M., Alonso M. (2015). Orden Anostraca - Sociedad Entomológica Aragonesa. *Revista IDE@-SEA*, n° 67: 1-12.
- ❖ García de Lomas J., Amat F., Sánchez I., Boix D., García C., Alonso M. (2010). Anostráceos, aguas temporales y conservación de invertebrados. *Revista Quercus*, n° 287:38-39.
- ❖ Hernandez Piñeres, S. (2016). Evaluación del uso como alimento vivo de la artemia de agua dulce *Dendrocephalus affinis* (Anostraca: *Thamnocephalidae*) para desarrollar cultivos masivos en la alimentación de peces de interés comercial. Autoridad nacional de acuicultura y pesca – AUNAP- y Universidad de la Costa – CUC-.
- ❖ Maeda Martínez, A. (1999). Taxonomía y distribución de los filópodos (Crustacea: Branchiopoda, Anostraca, Notostraca, Spinicaudata y Laevicaudata) de México. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste SC. Informe final SNIB-CONABIO. Proyecto No. HO68.

- ❖ Maldonado-Montiel TD, Rodríguez-Canché LG. (2005) Producción de biomasa y valor nutricional de *Artemia* sp. (Anostraca: Artemiidae) en Campeche, México. *Revista de Biología Tropical*. 53 (3-4): 447-454. DOI: 10.15517 / rbt.v53i3-4.14613.
- ❖ Martínez-Meyer, E., Sosa-Escalante, J. E., & Álvarez, F. (2014). El estudio de la biodiversidad en México: ¿una ruta con dirección?. *Revista mexicana de biodiversidad*, 85, 1-9.
- ❖ Neli, M. (20 de octubre de 2015). *Artemia salina* (Parte II). Planeta Neli. <https://www.planeta-neli.es/index.php/2015/10/20/artemia-salina-parte-ii/>
- ❖ Prieto SM. (1998). Taxonomía y distribución de los camarones Duende del género *Streptocephalus* (Crustacea: Branchiopoda: Anostraca) de México (tesis de licenciatura). Universidad Juárez del Estado de Durango.
- ❖ Serna-Macías D.J. 2014. Identificación de una especie del género *Dendrocephalus* (Anostraca: *Tamnocephalidae*) y evaluación de aspectos ecológicos de y de su uso potencial como alimento vivo en la acuicultura. (Tesis de maestría). Universidad del Magdalena
- ❖ Soriano, M., Figueroa, J., Anguiano, H., & Luna-Figueroa, J. (2007). Efecto de diferentes fertilizantes orgánicos sobre el cultivo en laboratorio del camarón duende de agua dulce *Streptocephalus mackini* (Crustacea: Anostraca). *Revista AquaTIC*, n° 26, 16-22.
- ❖ Soriano-Salazar M. B., J. García-Rodríguez, B. Vergara-Patiño. 2017. Efecto de diferentes densidades de siembra sobre el crecimiento y la sobrevivencia de *Streptocephalus mackini* (Crustacea: Anostraca). *Investigación Agropecuaria* 14(3): 137-144. Ago-Nov 2017. ISSN: 2007-1353.
- ❖ Vanegas, C., & Robles, C. (2008). Método de descapsulación de nauplios de *Artemia* sp. para la alimentación de camarones peneidos. *Ensayos toxicológicos para la evaluación de sustancias químicas en agua y suelo. La experiencia en México*. pp. 391-394.