



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES IZTACALA

CAMBIOS EN LA ESTRUCTURA POBLACIONAL DEL
ACOCIL INTRODUCIDO *Procambarus clarkii*
(DECAPODA: CAMBARIDAE) EN EL EMBALSE
TAXHIMAY, EDO. DE MÉX.

TESIS

PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

BIÓLOGO

PRESENTA:

Ivan Manuel Saavedra Martínez

DIRECTOR DE TESIS

Dr. Cristian Alberto Espinosa Rodríguez

Los Reyes Iztacala, Tlalnepantla. Estado de México, 2020.





Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

Agradecimientos

Me gustaría agradecer a mi familia por todo el apoyo y por todo este tiempo que hemos compartido, a mi madre Josefina, a mis hermanos Vane y Cris, a mis abuelos Francisca y José y a mi padre Juan, por todo el amor, paciencia y educación que me han brindado, por su experiencia y su cuidado.

Muchas gracias por ser una gran persona y por no dejar de ser quien eres a pesar de las circunstancias, por el maravilloso tiempo que hemos compartido y por todos esos momentos, gracias por apoyarme y darme tu amor incondicional, para ti, Michelle (Pony).

Quiero agradecer a mi tutor y a cada uno de mis asesores los cuales permitieron la realización de este trabajo, muchas gracias por su tiempo y paciencia, así como todo el conocimiento y revisiones que me han proporcionado.

Al Dr. Cristian Espinosa y a la M. en C. Ligia Rivera que me han brindado todas las herramientas para mejor como persona y como profesional, les agradezco por todo este apoyo dado y por esa primera salida al campo.

Al Dr. Lugo, a la Dra. Rosario, a la Dra. Nandini y a la M. en C. Laura Peralta por su ayuda en la revisión en esta tesis, por su conocimiento y sus consejos, por su paciencia y el tiempo brindado.

Quiero agradecerles a toda la familia del señor Francisco y al pequeño Kitze, futuro biólogo, por todo el apoyo brindado a lo largo de ese tiempo, por los muestreos, por su dedicación y disposición para llevar a cabo este trabajo.

Gracias a la Universidad Nacional Autónoma de México.

A todos mis amigos y compañeros de la carrera por esas experiencias, aventuras y el tiempo compartido. Al Gulag: Paco, Barry, Mishka, Francis, Hansel, Pam, Naye, Jezz, Karla. A los Dave's: Dave, Mitzzy, Bren, Diana, Andres, Eve, los Ivanes, Areli, Luck, Amaury, Coral. A los Cristian's: Christian, Selene, Meztli, Diana, Luz, Itzel, Marco, Lupita, Alan. A los Sarma's: Paulo, Carlos, Kary, Los Toños y Denisse. A los Ciro's y Mireck's.

“ ¿Qué te hace pensar que el objetivo tras vivir, es conseguir una vida eterna, si, en tu efímera vida no aprovechaste tu tiempo y es vacía existencialmente, que podrías esperar con una inmortal? ”

Saavedra, I., 2019.

Índice

| | |
|--|----|
| Resumen..... | 5 |
| Abstract..... | 6 |
| Introducción..... | 7 |
| Justificación..... | 16 |
| Objetivos..... | 17 |
| Objetivo general..... | 17 |
| Objetivos particular..... | 17 |
| Área de estudio..... | 18 |
| Tabla 1. Riqueza faunística reportada para el embalse Taxhimay..... | 19 |
| Materiales y métodos Variables ambientales..... | 21 |
| Muestreo de <i>Procambarus clarkii</i> | 22 |
| Índices de fecundidad y nutrición..... | 24 |
| Morfometría..... | 25 |
| Resultados..... | 27 |
| Parámetros físicos y químicos..... | 27 |
| Distribución y abundancia..... | 31 |
| Fecundidad..... | 33 |
| Morfometría..... | 34 |
| Discusión..... | 42 |
| Conclusiones..... | 50 |
| Referencias..... | 51 |
| Anexo 1..... | 58 |
| Taxonomía de <i>Procambarus clarkii</i> | 58 |
| Anexo 2..... | 59 |
| Esquemas y características diacríticas de <i>Procambarus clarkii</i> | 59 |
| Anexo 3..... | 64 |
| Observaciones adicionales..... | 64 |
| Anexo 4..... | 67 |
| Elaboración de trampas..... | 67 |

Resumen

Procambarus clarkii es un acocil nativo del noroeste de México y el sureste de Estados Unidos que tiene una alta importancia comercial en acuicultura, farmacológica y como alimento. Debido a esto, se ha introducido a una gran cantidad de sistemas acuáticos alrededor del mundo, lo que ha provocado graves problemas asociados a la aceleración de la eutrofización y a la disminución de la biodiversidad. Recientemente, esta especie fue introducida en la zona centro de México y ha incrementado su dispersión, por lo que el presente estudio busca determinar los cambios en la estructura de la población de esta especie en el embalse Taxhimay, Villa Del Carbón, Edo. Méx. Este lugar posee importancia económica para las comunidades aledañas y fue declarada área natural protegida debido a su alta diversidad biológica.

Se determinaron variables físicas y químicas del agua como temperatura, alcalinidad, dureza, oxígeno disuelto, pH, transparencia, turbidez y se realizó un muestreo de la especie introducida *P. clarkii* a lo largo de un año entre agosto 2018 a julio 2019. Se implementó un muestreo dirigido con 4 sitios de muestreo, cada uno con 4 repeticiones.

Entre los análisis estadísticos, se implementó un PCA en las variables físicas y químicas de las cuales disco de Secchi, Conductividad y clorofila a explican alrededor del 72% de la estructura ambiental, los 4 sitios de muestreo no presentaron diferencias significativas. Se capturaron 464 organismos de los cuales 198 fueron hembras (43%) y 266 fueron machos (57%), de estos, solo 26 eran no reproductores. De acuerdo a la prueba U de Mann-Whitney, la proporción de sexos no presentó diferencias estadísticas. Los meses que presentaron mayor abundancia fueron mayo con 89 organismos y abril con 80. Se realizó una análisis de fecundidad en hembras para determinar 2 índices (HSI y GSI), los cuales presentaron diferencias significativas (GSI: $P = < 0.001$ entre los meses de septiembre, febrero, junio y julio y HSI: $P = < 0.001$ entre los meses de mayo, junio y julio). Se implementaron medidas morfométricas para determinar si existían diferencias significativas entre ambos sexos aplicándoles un PCA, los componentes uno y dos agruparon los datos con 60.1% y 19.9% respectivamente, las medidas con diferencias significativas entre ambos sexos fueron: Largo de las quelas derecha e izquierda (LQD, LQI) y largo total (LT). La temporada reproductiva de *P. clarkii* se da entre los meses de julio-septiembre y enero-marzo. El embalse Taxhimay cuenta con las características físicas y químicas necesarias para el desarrollo de *P. clarkii*.

Abstract

Procambarus clarkii is a native crayfish from northwestern Mexico and the southeastern United States that has high commercial importance in aquaculture, pharmacology and alimentary industries. Because of this, it has been worldwide introduced in many aquatic systems which has caused serious problems associated with the acceleration of eutrophication and the decrease of biodiversity. This species was introduced in the central zone of Mexico and has increased its dispersion, so the aim of the present study is to determine the changes in the population structure of this species in the Taxhimay reservoir, Villa del Carbón, Edo. Mex This place has economic importance for the surrounding communities and was declared a Protected Natural Area due to its high biological diversity.

Water physical and chemical variables as temperature, alkalinity, hardness, dissolved oxygen, pH, transparency, and turbidity were determined, and a sampling of the introduced species *P. clarkii* was carried out over a year from August 2018 to July 2019. A field sampling was implemented with 4 sampling sites, each with 4 repetitions.

Among the statistical analyses, a PCA was implemented for the physical and chemical variables of which Secchi disk, Conductivity and chlorophyll a explain about 72% of the environmental structure, the 4 sampling sites did not show statistical differences. A total of 464 organisms were captured, 198 were females (43%) and 266 were males (57%), of these, only 26 were not reproductive. According to the Mann-Whitney U test, the sex ratio did not show statistical differences. The months corresponding to the greatest abundances were May with 89 organisms and April with 80. A fertility analysis was performed in females to determine 2 indices (HSI and GSI), these were significantly different (GSI: $P = <0.001$ among the months of September, February, June, and July and HSI: $P = <0.001$ among the months of May, June, and July). Morphometric measures were implemented to determine if there were certain differences between both sexes, PCA components one and two grouped this data with 60.1% and 19.9% respectively, the measures with significant differences between both sexes were: Length of the right and left cheliped (LQD, LQI) and total length (LT). The *P. clarkii* reproductive season occurs between the months of July-September and January-March. The Taxhimay reservoir has the physical and chemical characteristics necessary for the development of *P. clarkii*.

Introducción

Los cuerpos de agua epicontinentales son esenciales para el desarrollo de la vida y garantizan la calidad de vida en el humano. Constituyen el 3% del agua en el planeta, del cual solo el 30% se encuentra en uso disponible, ya que el restante se encuentra congelado en los polos. Son bastante dinámicos, su tiempo de residencia es alrededor de 17 años en comparación con los cuerpos de agua marinos, que puede ser de 250 000 a 400 000 años. Los cuerpos de agua marina pueden poseer hasta 1 000 000 de especies (sin contar bacterias, virus y archeas) mientras que las aguas epicontinentales pueden contener alrededor de 250 000 especies, un cuarto de las especies marinas, esto es debido a los procesos y patrones ecológicos y evolutivos irrepetibles y a los diversos procesos de formación y distribución de los cuerpos de agua epicontinentales (Challenger *et al.*, 2009; Downing, 2014).

Entre las diversas problemáticas que enfrentamos hoy en día, se encuentra la acelerada destrucción de los cuerpos de agua epicontinentales, en su mayoría generada por actividades antropogénicas, las cuales los han deteriorado al grado de causar una disminución en la variabilidad de las poblaciones biológicas, y por lo tanto una desaparición gradual de muchas especies. Entre algunas de las principales causas encontramos la eutrofización, la modificación y fragmentación de los hábitats y la introducción de especies exóticas (World Wild Foundation, 2018).

Las especies exóticas o introducidas son todas aquellas que se establecen fuera de su área natural y son capaces de sobrevivir y reproducirse, mientras que las especies invasoras son aquellas que logran establecer poblaciones viables fuera de su área natural, cuya presencia puede repercutir de forma impredecible y pueden tener efectos devastadores como la modificación estructural ecológica de los sitios donde se han dispersado, ocasionando la pérdida de sus condiciones originales a largo plazo. Se ha demostrado que los ambientes acuáticos son extremadamente sensibles a la presencia de especies no autóctonas, ya que el 40

% de extinciones en estos ambientes ha sido por la depredación, parasitismo o competencia de especies exóticas. En comparación con los ambientes terrestres, pueden tener una tasa de extinción 5 veces mayor. En las últimas décadas se ha incrementado la introducción de estas especies por actividades humanas fallidas con fines productivos (Ricciardi y Rasmussen, 1999; CONABIO, 2010). En México, muchas de las introducciones documentadas fueron planeadas como programas de producción como en el caso del acocil rojo de río *Procambarus clarkii* (Girald, 1852) (Fig.1) (Scalici *et al.*, 2010; Armendáriz, 2011).

P. clarkii es un acocil nativo del sureste de los Estados Unidos y del norte de México en los estados de Chihuahua, Coahuila, Nuevo León y Tamaulipas (Torres & Álvarez, 2012). Su distribución nativa está delimitada por la heterogeneidad de la Sierra Madre Oriental y por la ausencia de conectividad entre cuencas de donde es nativo (cuenca hidrológica de Río Bravo) (Armandariz, 2011). Forma parte de las cadenas alimentarias en distintos niveles tróficos, pudiendo ser depredador o presa de insectos acuáticos y algunos vertebrados. Son de hábitos generalistas y oportunistas, por lo que se les ha aplicado el término de organismos politróficos. Al ser organismos asociados al bentos, pueden alimentarse de nemátodos, oligoquetos, moluscos, insectos acuáticos, micro crustáceos como cladóceros, copépodos, vegetación acuática y huevos de anfibios, también contribuyen a la degradación de la materia orgánica y pueden procesar el detritus (Brown *et al.*, 1992; Gutiérrez *et al.*, 1998). Las especies de acociles son conocidas por jugar un papel importante en los ecosistemas como reguladores del flujo energético en niveles inferiores y superiores y generar cambios en la organización y funcionamiento de los ecosistemas acuáticos (Rangel, 2009; Franco, 2014). Esta especie posee un rápido crecimiento somático, alta tasa de fecundidad, una elevada tolerancia a la variación ambiental, resistencia a enfermedades y periodos adversos como sequías; estas características le han conferido un gran interés comercial por lo que su cultivo se ha incrementado en los últimos años (Sánchez-Saavedra *et al.*, 1993).

La producción de *P. clarkii* en la acuicultura ha sido de gran importancia pues se le ha encontrado varias aplicaciones, se ha utilizado para crear suplementos alimenticios con altos valores proteínicos (Huei-Mei & Meyers, 1982; Franco, 2014); en el estado americano de Lousiana, se destinaron 180 000 hectáreas para el cultivo de esta especie para consumo humano y su producción generó ganancias aproximadas de \$170 mil millones de dólares en el 2010, (Stout *et al.*, 2011); en la industria farmacéutica, se han implementado técnicas para la extracción y aprovechamiento de la astaxantina, un carotenoide presente en la cutícula, cuyas propiedades son utilizadas para tratar procesos de desinflamación, inhibir el crecimiento de tumores generados por cáncer de mama, prevenir el estrés oxidativo y tratar enfermedades cardiovasculares (Pu *et al.*, 2011).

Sin embargo, esto ha contribuido al aumento de su dispersión y el establecimiento de poblaciones viables en diversos ambientes. *P. clarkii* ha sido catalogada dentro de las 100 especies exóticas con mayores efectos negativos en cortos períodos de tiempo en los ambientes en donde se han introducido (Mistri *et al.*, 2019). Su presencia está relacionada con la pérdida de biodiversidad, ya que en los lugares donde se encuentra reportada, la biodiversidad es menor en comparación a los sitios en donde se ausenta, esto ha sido reportado ampliamente atribuyéndoselo a sus características ecológicas, compitiendo con la fauna local por los recursos y el espacio, desplazando poblaciones nativas de diversos grupos biológicos, entre los que destacan crustáceos, anfibios y reptiles, lo que podría llevar a un aislamiento poblacional y derivar en extinciones locales (Gil-Sánchez & Alba-Tercedor, 2002; Gherardi & Lazzara 2006; Torrez & Álvarez, 2012). Su gran capacidad de forrajeo de macrófitas, así como la remoción y resuspensión de nutrientes ocasionada por la constante búsqueda de alimento y sus hábitos cavernarios, han contribuido al envejecimiento prematuro de los cuerpos de agua y a la destrucción de ecosistemas acuáticos. Aunado a esto, se ha reportado que *P. clarkii* es portador de una gran cantidad de parásitos y vector de un oomiceto del género *Aphanomyces* con alta tasa de mortalidad en anfibios y crustáceos (Brown, 1992; Ibrahim *et al.*, 1993; Sánchez-Saavedra *et al.*, 1993; Gutiérrez-Yurita & Montes, 2004; Ahmandi, 2018; Jin *et al.*, 2019).

En México se ha reportado la presencia de *P. clarkii* en 9 estados los cuales son Chihuahua, Nuevo León, Sonora, Coahuila, Durango, Chiapas, Tamaulipas, Baja California y Baja California Sur (Fig. 2) (Rodríguez *et al.*, 2003; Armendáriz, 2011).

Se tiene bien documentada la presencia de este organismo en diversos ambientes por la introducción derivada de actividades antropogénicas. México posee una gran cantidad de endemismo principalmente del grupo Cambaridae y se sabe que esto es por procesos evolutivos como la vicarianza , encontrando que las sierras son claros ejemplos que detienen la locomoción y despersion de esta especie.

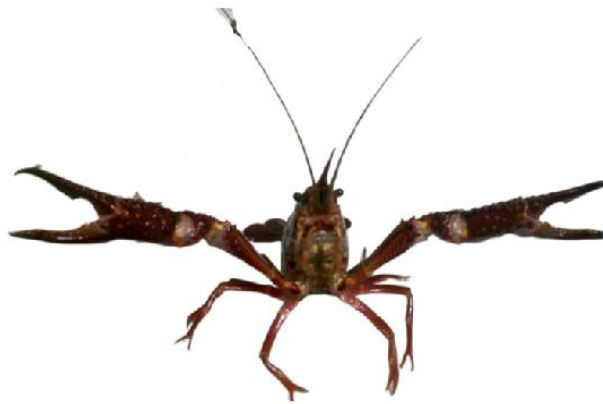


Figura 1. Vista frontal de *Procambarus clarkii*.



Figura 2. Estados de la República Mexicana donde se ha reportado la distribución de *P. clarkii* (Armendáriz, 2011).

Antecedentes

Álvarez y colaboradores (2014) reportaron que la introducción de acociles exóticos en Europa y América del Norte como *Querax quadricarinatus* y *P. clarkii*, ha generado efectos adversos irreversibles a los ecosistemas acuáticos, como el desplazamiento de especies nativas de ríos y lagos, la eliminación de vegetación acuática importante como zonas de refugio y crianza de peces y macroinvertebrados, reduciendo la abundancia de larvas de insectos, así como la abundancia de anfibios.

Angeler y colaboradores (2001) describieron el efecto de *P. clarkii* sobre la calidad de agua y sedimentos en una planicie de inundación en la provincia de Las Tablas, España, determinando que la presencia de esta especie incrementaba nutrientes inorgánicos en la columna de agua como fósforo y amonio, disminuía la materia orgánica del sedimento y venía acompañado de un incremento en la turbidez. Por lo tanto, la presencia de *P. clarkii* contribuye a los procesos de eutrofización al incrementar la disponibilidad de nutrientes para los productores primarios.

Rodríguez y colaboradores (2003) evaluaron el impacto de *P. clarkii* sobre un lago mesotrófico (1997) en la provincia de León, España desde su introducción en 1996 hasta 1998; Encontraron que la presencia de *P. clarkii* coincide con la reducción del 90% de cobertura de macrófitas, acompañada de un cambio cualitativo del estado de agua de translúcido a un estado con turbidez. Realizaron experimentos de confinamiento *in situ*, con presencia y ausencia de *P. clarkii* con macrófitas, mostrando que son eficientes consumidores de éstas. Además, el lago presentó dominancia de microalgas del género *Microcystis*, concluyendo que la presencia de esta especie contribuye a acelerar procesos de eutrofización y la restauración del sitio solo será posible con la ausencia de *P. clarkii*.

Cruz y colaboradores (2006) evaluaron el efecto de la introducción de *P. clarkii* sobre la distribución de anfibios en los cuerpos de agua del sureste de la Península Ibérica. La presencia de *P. clarkii* ejerce como un predictor negativo, ya

que en los sitios donde se colectaba el crustáceo, la riqueza de anfibios era menor en comparación con los sitios donde estaba ausente; prevén que de continuar la dispersión de *P. clarkii*, generará alteraciones permanentes en el ecosistema y eventualmente extinciones locales de la comunidad de anfibios.

Gherardi & Acquistapace (2007) analizaron el efecto de *P. clarkii* sobre la comunidad litoral de un lago central de Italia, presentando gran reducción en la vegetación acuática y en la reducción de moluscos, mostrando que su introducción generada por actividades antropogénicas, puede reducir la biodiversidad e incrementar la homogenización biótica en cortos periodos de tiempo.

Gil-Sánchez & Alba-Tercedor (2002) analizaron la distribución del acocil nativo *Austropotamobius pallipes* y la del acocil introducido *P. clarkii* en la provincia de Granada, España, determinando que las características ecológicas del segundo, le permitieron establecerse y desplazar a lugares restringidos a *A. pallipes*; entre las variables ambientales que limitan la distribución de *P. clarkii* están la temperatura y la altitud. La reintroducción de *A. pallipes* es imposible en los sitios con presencia de *P. clarkii*.

Hernández y colaboradores (2008) analizaron la expansión geográfica de *P. clarkii* en las cuencas hídricas del norte de México determinando que la principal causa de dispersión han sido las actividades humanas con fines productivos, y que su amplio rango de tolerancia ambiental ha ocasionado el desplazamiento de especies nativas.

Torres y Álvarez (2012) estudiaron la variación genética de poblaciones nativas de *P. clarkii* en algunos de los principales cuerpos de agua del norte de México, sureste de Estados Unidos y en Costa Rica, encontrando una baja variabilidad genética, debido a que esta especie posee una alta plasticidad fenotípica que le otorga una fácil adaptabilidad ambiental y por lo tanto garantiza su establecimiento exitoso en nuevos hábitats.

Barbaresi y Gherardi (2000) realizaron un estudio de distribución de *P. clarkii* en Andalucía, España, donde determinaron que esta especie posee hábitos

nocturnos (alimentación, reproducción, competencia); también determinaron que posee una gran capacidad de desplazamiento ya que en machos reproductores, pueden moverse hasta 20 km² en tan solo 4 días, estas conductas intensivas ayudan a la rápida propagación de la especie y su dificultad para mitigarla.

Mistri y colaboradores (2019) estudiaron la dinámica poblacional y la distribución geográfica de *P. clarkii* en una localidad de Italia, mencionan que esta especie está catalogada dentro de las 100 peores especies introducidas, ya que en corto tiempo puede reducir la biodiversidad y homogenizar los ambientes en donde se presenta. La proporción de sexos fue de 1:1 y no se encontraron diferencias en los patrones de crecimiento, mientras que los parámetros de la historia de vida variaron con relación a las condiciones ecológicas como tasa de residencia de los cuerpos del agua, la temperatura y la disponibilidad de recursos.

Sedik y colaboradores (2018) realizaron estudios morfométricos en *Cherax gherardiae* para determinar si existen diferencias significativas en la relación de las medidas morfométricas (Largo del cuerpo, cefalotorax y el largo y ancho de las quelas) y las variables ambientales, encontrando que la proporción de sexos fue de 1:1, ambos sexos presentaron un crecimiento alométrico negativo, no encontraron diferencias significativas en la longitud de machos y hembras.

Ahmadi (2018) realizó estudios morfométricos con *P. clarkii* en relación a mecanismos de fototaxis, determinando que no presentaron diferencias significativas en las medidas morfométricas como el largo del cefalotorax, quelas entre machos y hembras; los machos presentan un crecimiento morfométrico alométrico, mientras que las hembras tienen un crecimiento isométrico.

Gutiérrez-Yurrita & Montes (1999) analizaron la bioenergética y fenología en la reproducción de *P. clarkii*, encontrando que existen distintas variables que determinan la maduración en las gónadas y en el desove; entre ellas, el régimen de agua y la temperatura son las que presentan mayor importancia; las hembras que estaban preñadas, presentaban una mayor producción metabólica de carbohidratos, mientras que las que no estaban preñadas, producían mayor

cantidad de lípidos, por lo tanto, ajustan su ciclo reproductivo a las fluctuaciones ambientales como la inundación y la disponibilidad de recursos; el desarrollo gonadal se ve reflejado en su talla y color.

Jin y colaboradores (2019) estudiaron los patrones reproductivos y la dinámica poblacional de *P. clarkii*; determinaron que esta especie posee dos reclutamientos al año siendo durante el mes de octubre a noviembre el mayor y el menor en los meses de marzo a mayo, la proporción de sexos fue de 1:1, los índices gonadosomáticos y hepatosomáticos poseían una correlación negativa.

McClain (2007) analizó el efecto de precipitación simulada en la tasa de ovoposición y supervivencia de *P. clarkii* con dos condiciones: periodo de inundación y sequias intermitentes. En el primero no arrojó diferencias significativas en supervivencia y en la tasa de ovoposición, sin embargo, periodos de sequias de 2 a 3 meses afectan negativamente la tasa de ovoposición, mientras que periodos de 6 meses afectan significativamente la tasa de supervivencia. Hembras preñadas pueden tolerar periodos intermitentes de inundaciones.

Justificación

El embalse Taxhimay fue declarada como área natural protegida (Santuario del agua y forestal Taxhimay, 2006) con la categoría de: "parque estatal" con la finalidad de garantizar la disponibilidad, cantidad y calidad del agua, además de explotar "sustentablemente" los recursos maderables, así como garantizar la conservación del sitio. Como hemos revisado, diversos autores reportan que la presencia de *P. clarkii* posee repercusiones negativas en el ambiente como contribuir a los procesos de eutrofización. No existen trabajos donde se haya reportado la presencia de esta especie en esta región centro del país. Se sabe que en este embalse se ha reportado la presencia de especies endémicas como *Ambystoma altamirani*, *Chirostoma jordani* y *Cambarellus montezumae* (Navarrete, 1981). Este embalse posee importancia económica para los pueblos aledaños.

Para poder evaluar y conocer cuáles son las características que le permiten a esta especie establecerse exitosamente en un nuevo hábitat, es necesario realizar estudios que impliquen caracterizar a la población, lo que permitiría en un futuro, evaluar el potencial impacto que tendrá en un ambiente determinado, el alcance de dispersión y poder contar con los mecanismos para mitigar a esta especie. Para ello, es necesario conocer y estudiar la biología, ecología y procesos poblacionales, así como analizar aquellas variables ambientales que determinan cambios en la estructura poblacional (Loureiro *et al.*, 2015; Ahmandi, 2018). Otro método que caracteriza las poblaciones es la implementación de medidas morfológicas y su correlación con variables ambientales, así como el determinar su nivel de nutrición, su potencial reproductivo y proporción de sexos (Sedik *et al.*, 2018; Jin *et al.*, 2019).

Objetivos

Objetivo general

- Analizar la estructura poblacional de *Procambarus clarkii* (distribución, abundancias, morfometría y fecundidad) y su relación con las variables ambientales durante un ciclo anual en el embalse Taxhimay, Edo. Méx.

Objetivos particular

- Cuantificar la fluctuación de las variables físicas y químicas del agua (temperatura, oxígeno disuelto, conductividad específica, transparencia, pH, alcalinidad, dureza total, clorofila *a* total, ficocianinas, turbidez, profundidad, fósforo total, fósforo reactivo disuelto y nitratos) en los distintos sitios de muestreo.
- Determinar la proporción de sexos en los sitios de muestreo y obtener la proporción de machos reproductores y no reproductores.
- Calcular los índices gonadosomáticos e índices hepatosomáticos en hembras.
- Comparar las medidas morfométricas entre machos y hembras, así como relacionarlas con la variación ambiental.

Área de estudio

El embalse Taxhimay cubre una superficie de 365 hectáreas, se ubica a 29 km al noroeste del centro de Villa del Carbón, limitando al noroeste con Tepeji de Ocampo (del Río), municipio del estado de Hidalgo (CEPANAF, 2006). Se encuentra entre las coordenadas 19° 48' y 36" de latitud norte y 99° 25' 09" y 99° 23' 01" de longitud de Oeste (Fig. 3). El embalse tiene un perímetro de 21.9 km y un área de 4.1 km² a una altitud de 2200 msnm (Google earth, 2018). El embalse se recarga principalmente de escurrimientos provenientes de afloramientos de manantiales pertenecientes de los cerros De la Bufa, bosques de Villa del Carbón y de Chapa de Mota. El uso de suelo es forestal, agrícola, pecuario y tiene una vegetación de bosque de coníferas, bosque de encino, pastizal y matorrales inducidos (CEPANAF, 2006; IGCEM, 2006). La diversidad biológica reportada en el embalse, se encuentra en la tabla 1.

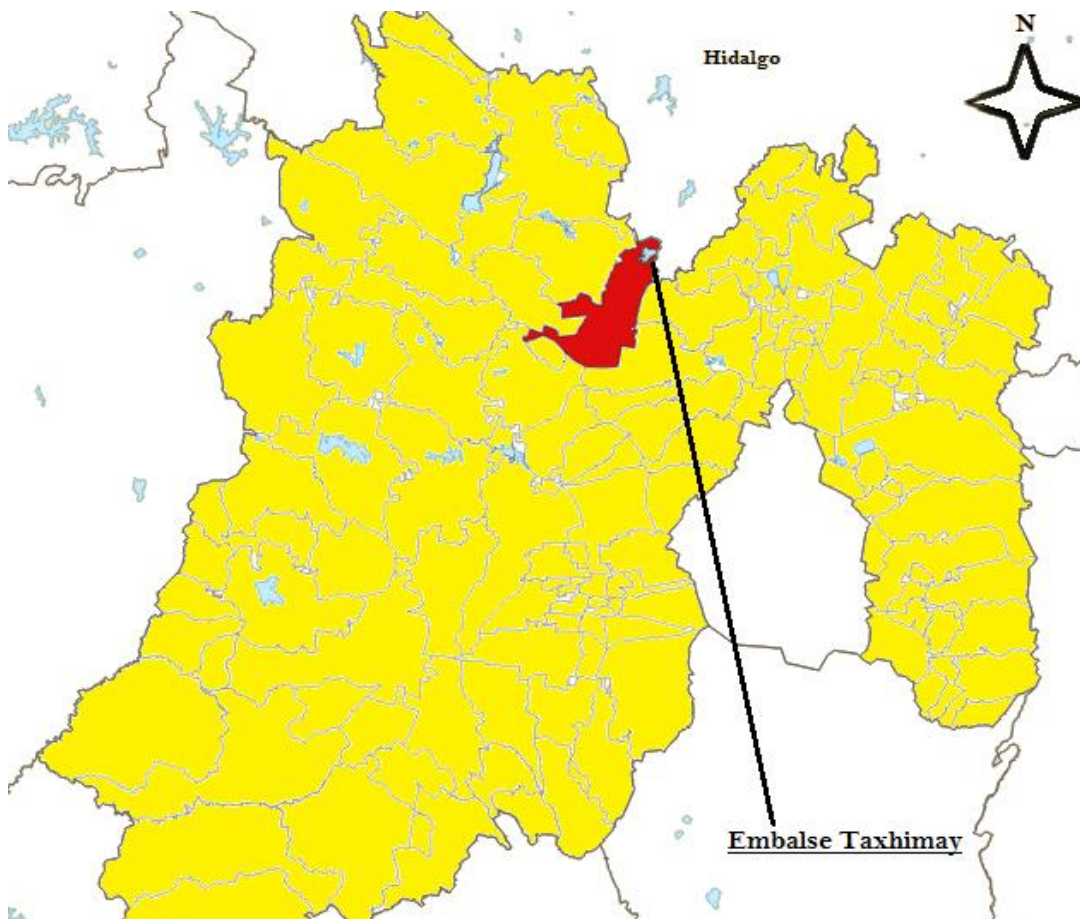


Figura 3. Ubicación del embalse Taxhimay dentro del Estado de México.

Tabla 1. Riqueza faunística reportada para el embalse Taxhimay (Navarrete, 1981; Elías-Gutiérrez *et al.*, 1997; Santuario del agua y forestal Taxhimay, 2006; Sarma *et al.*, 2009).

| Rotifera | |
|--|--|
| <i>Testudinella caeca</i> (Parsons, 1892) | <i>L. patella</i> (O. F. Müller, 1786) |
| <i>T. incisa</i> (Ternetz, 1892) | <i>L. rhomboides</i> (Gosse, 1886) |
| <i>T. patina</i> (Hermann, 1783) | <i>Lecane bulla</i> (Gosse, 1851) |
| <i>Conochilus unicornis</i> (Rousselet, 1892) | <i>L. candida</i> (Harring & Myers) |
| <i>Filinia longiseta</i> (Ehrenberg, 1834) | <i>L. closterocerca</i> (Schmarda, 1859) |
| <i>Brachionus bidentatus</i> (Anderson, 1889) | <i>L. curvicornis</i> (Murray, 1913) |
| <i>B. calyciflorus</i> (Pallas, 1766) | <i>L. flexilis</i> (Gosse, 1886) |
| <i>B. caudatus</i> (Barrois & Daday, 1894) | <i>L. hamata</i> (Stokes, 1896) |
| <i>P. patulus</i> (O. F. Müller, 1786) | <i>L. lunaris</i> (Ehrenberg, 1832) |
| <i>Keratella americana</i> (Carlin, 1943) | <i>L. papuana</i> (Murray, 1913) |
| <i>K. cochlearis</i> (Gosse, 1851) | <i>L. pyriformis</i> (Daday, 1905) |
| <i>K. serrulata</i> (Ehrenberg, 1838) | <i>L. unguitata</i> (Fadeev, 1925) |
| <i>K. tropica</i> (Apstein, 1907) | <i>Cephalodella catellina</i> (O. F. Müller, 1786) |
| <i>Platyias quadricornis</i> (Ehrenberg, 1832) | <i>C. forficula</i> (Ehrenberg, 1832) |
| <i>Kellicottia bostoniensis</i> (Rousselet, 1908) | <i>C. gibba</i> (Ehrenberg, 1838) |
| <i>Euchlanis dilatata</i> (Ehrenberg, 1832) | <i>C. ventripes</i> (Dixon-Nuttall, 1901) |
| <i>E. incisa</i> (Carlin, 1939) | <i>Trichocerca bicristata</i> (Gosse, 1887) |
| <i>Lophocharis salpina</i> (Ehrenberg, 1834) | <i>T. porcellus</i> (Gosse, 1886) |
| <i>Trichotria tetractis</i> (Ehrenberg, 1830) | <i>T. similis</i> (Wierzejski, 1893) |
| <i>Colurella bicuspidata</i> (Ehrenberg, 1832) | <i>Polyarthra dolichoptera</i> (Idelson, 1925) |
| <i>C. colurus</i> (Ehrenberg, 1830) | <i>Asplanchna girodi</i> (De Guerne, 1888) |
| <i>C. obtusa</i> (Gosse, 1886) | <i>A. priodonta</i> (Gosse, 1850) |
| <i>C. uncinata</i> (O. F. Müller, 1773) | <i>Dicranophoroides caudatus</i> (Ehrenberg, 1834) |
| <i>Lepadella acuminata</i> (Ehrenberg, 1834) | <i>Dicranophorus forcipatus</i> (O. F. Müller, 1786) |
| CRUSTACEA | |
| Cladocera | Copepoda |
| <i>Daphnia ambigua</i> (Scourfield, 1947) | <i>Mastigodiatomus albuquerquensis</i> (Herrick, 1895) |
| <i>D. pulex</i> (Leydig, 1860) | <i>Paracyclops affinis</i> (G. O. Sars 1863) |
| <i>D. laevis</i> (Birge, 1879) | <i>Ectocyclops phaleratus</i> (Koch, 1838) |
| <i>Diaphanosoma brachyurum</i> (Liévin, 1848) | <i>Leptodiatomus novamexicanus</i> (Herrick, 1895) |
| <i>Bosmina hagmanni</i> (Stingelin, 1904) | <i>Mastigodiatomus montezumae</i> (Brehm, 1955) |
| <i>Ceriodaphnia quadrangula</i> (O. F. Müller, 1785) | <i>Acanthocyclops robustus</i> (G. O. Sars, 1863) |
| <i>Ilyocryptus agilis</i> (Kurz, 1878) | |
| <i>I. spinifer</i> (Herrick, 1882) | |
| <i>Pleuroxus denticulatus</i> (Birge, 1879) | |
| <i>Chydorus brevilabris</i> (Frey, 1980) | |

Alona rectangulara (G. O. Sars, 1862)

Malacostraca

Cambarellus montezumae (Saussure, 1857)

Ictiofauna

Herpetofauna

Chirostoma jordani (Woolman, 1894)

Girardinichthys sp. (Bleeker, 1860)

Cyprinus carpio (Linnaeus, 1758)

Oncorhynchus mykiss *Oncorhynchus mykiss*
(Richardson, 1836)

Ctenopharyngodon idella (Valenciennes, 1844)

Aztecula sallaei (Günther, 1868)

Carassius auratus (Tchang, 1930)

Ambystoma altamirani (Dugés, 1895)

Conopsis biserialis (Taylor & Smith, 1942)

Pituophis deppei (Duméril, 1853)

Phrynosoma orbiculare (Linnaeus, 1758)

Sceloporus spp. (Wiegmann, 1828)

Materiales y métodos

Variables ambientales

Para la toma de muestras se seleccionaron 4 sitios del embalse, el sitio Embarcadero, Cúpula, Carrizales y Palomares (Fig. 4). Estos sitios fueron muestreados mensualmente durante el periodo de agosto 2018 hasta julio 2019. Cada sitio se caracterizó con las variables físicas y químicas: temperatura, oxígeno disuelto y conductividad específica (oxímetro modelo YSI85), transparencia (disco de Secchi), pH (potenciómetro Conductronic PH10), alcalinidad y dureza total (Clesceri *et al.*, 1998), clorofila *a* total y ficocianinas en campo (con un fluorómetro Turner Designs, modelo Aquafluor), así como la turbidez en unidades nefelométricas (con un turbidímetro Cole-Parmer) y profundidad con una ecosonda Hondex Digital. La clorofila “a” fue medida en el laboratorio bimensualmente mediante un fluorómetro Turner Designs modelo 10AU, de acuerdo al método de Arar y Collins (1997). Para la determinación de nutrientes (fósforo total, fósforo reactivo disuelto y nitratos) se utilizó un espectrofotómetro marca HACH modelo DREL/2000 siguiendo los métodos estandarizados (Hach, 1993). Con los datos obtenidos se elaboró un análisis de agrupamiento por distancias euclidianas con el algoritmo de pares agrupados para detectar la estacionalidad y se realizó un PERMANOVA para revisar si existían diferencias estadísticas entre los sitios de muestreo utilizando el programa computacional PAST 3.23 (Hammer *et al.*, 2001). También se realizó un análisis de componentes principales (PCA) para determinar qué variables tenían mayor importancia en la estructuración del ambiente (Legendre & Legendre, 2012), además de determinar los valores mínimos, máximos, y los promedios de cada sitio de colecta.



Figura 4. Sitios de muestreo en el embalse Taxhimay, Estado de México (Google earth, 2018).

Muestreo de *Procambarus clarkii*

Se implementaron trampas cilíndricas de doble cono, con diámetro de abertura de 5 cm, 50 cm de largo, elaboradas con malla camaronesa (Fig. 5). Cada trampa se sujetó a un flotador y se le colocó como cebo alimento para gato marca "Whiskas", sabor "soufle". Se realizaron 4 repeticiones por cada sitio de muestreo, dando un total de 16 trampas, estas fueron colocadas alejadas de la orilla entre 2-3 m, a profundidad de entre 50 cm hasta 2.5 m. Se colocaban por la tarde entre las 17:00-18:00 h y se recogían al día siguiente entre las 10:00-13:00 h.

Los organismos colectados eran cuantificados, separados por sexo (Fig. 6) y

etiquetados por cada sitio de muestreo para su posterior caracterización en el laboratorio. Después se fijaron con alcohol al 70% y se almacenaron en frascos PET de ½ galón. Para determinar las diferencias estadísticas en la proporción de sexos entre los sitios de muestreo se usó la prueba de U de Mann-Whitney (Durán *et al.*, 2014).



Figura 5. *Procambarus clarkii* muestreado dentro de las trampas cilíndricas de doble embudo.

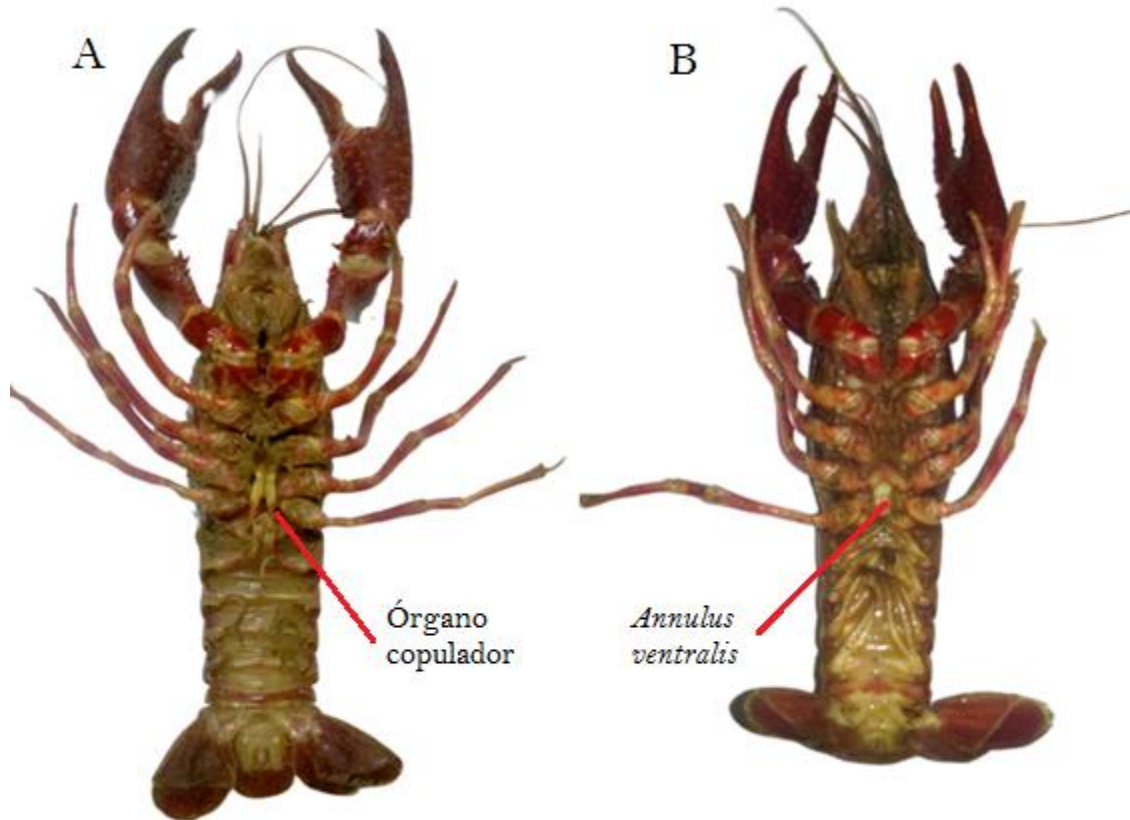


Figura 6. Vista ventral de *Procambarus clarkii*. A: Macho con 1er y 2do par de pleópodos modificados para la cópula. B: Hembra sin presentar pleópodos modificados y con *Annulus ventralis* (receptor espermático).

Índices de fecundidad y nutrición

Para determinar los índices de fecundidad, las hembras fueron pesadas en una balanza analítica marca Sartorius modelo CP124S, posteriormente, se les realizó una disección para extraer las gónadas y el hepatopáncreas (Fig. 7), cada estructura fue pesada y se calcularon los índices gonadosomático (GSI) y hepatosomático (HSI) con la técnica de Jin y colaboradores (2019). Ambos índices pueden correlacionarse con la idea de evaluar la relación de la madurez sexual de los organismos con su estado de nutrición, por lo que se les aplicó un ANOVA de una vía (Durán *et al.*, 2014) para determinar si existieron diferencias significativas.

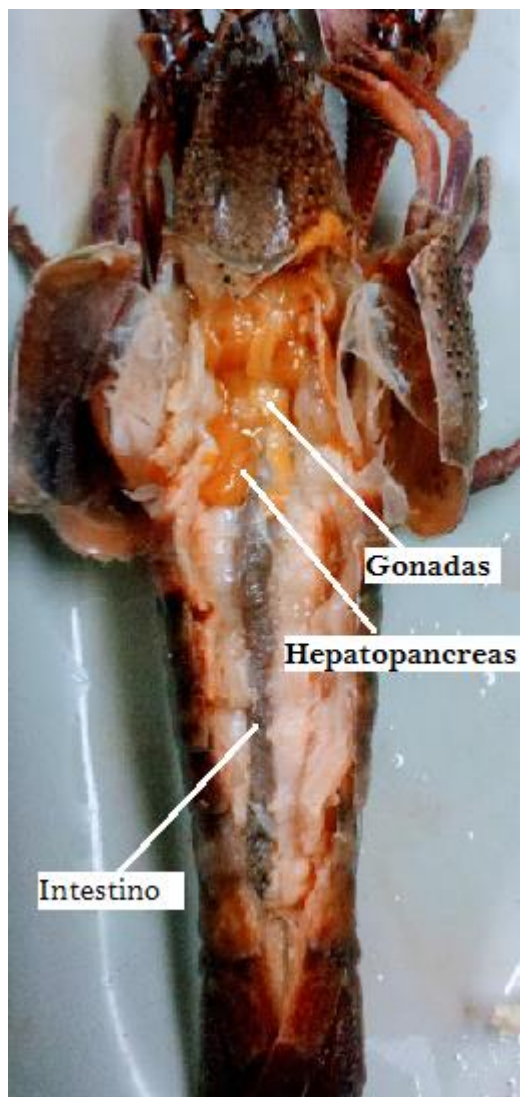


Figura 7. Disección en vista dorsal de *Procambarus clarkii*.

Morfometría

Se tomaron las medidas morfométricas con la ayuda de un vernier digital con calibrador electrónico de 12/300 mm, las cuales fueron: longitud total (LT), largo y ancho del cefalotórax (LC y AC) y largo y ancho de las quelas (LQD, AQD, LQI y AQI) (Fig. 8) (Sedik *et al.*, 2018). Las medidas morfométricas fueron sometidas a un PCA (Legendre & Legendre, 2012) para describir cuáles son las medidas que presentaron mayor variación a lo largo del muestreo.

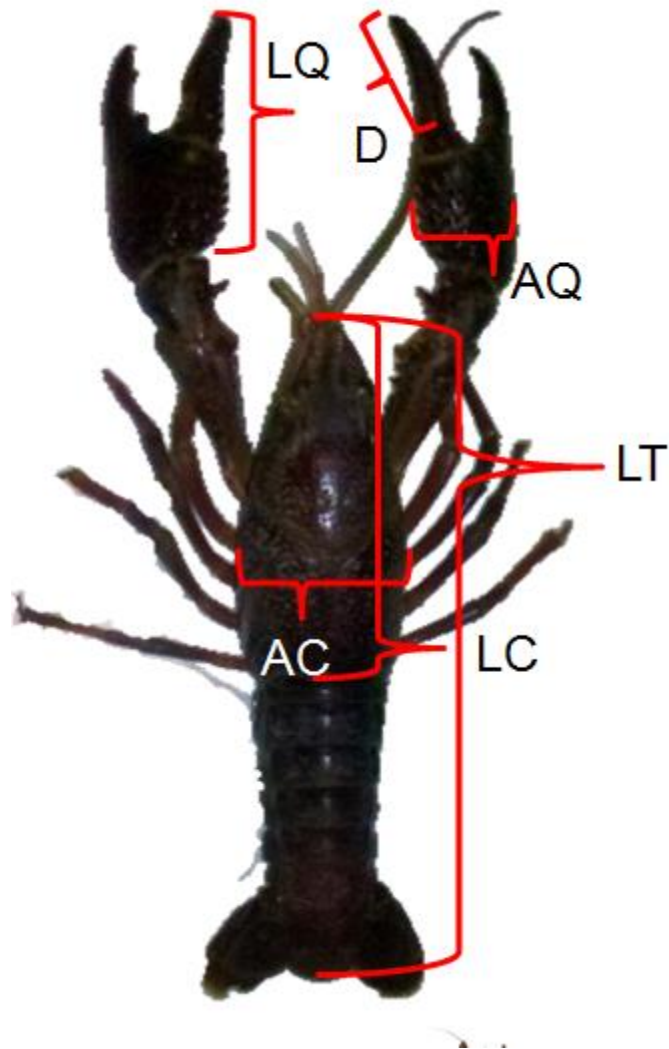


Figura 8. Medidas morfométricas tomadas en *Procambarus clarkii*. LT: largo total, LC: Largo del cefalotórax, AC: ancho del cefalotórax, AQ: ancho de quela (I: izquierda, D: derecha), LQ: largo de quela (I: izquierda, D: derecha) y D: dactilopodio (I: izquierdo, D: derecho)

Resultados

Parámetros físicos y químicos

En la tabla 2 se muestran los valores mínimos, máximos y promedios de las variables físicas y químicas muestreadas en cada sitio de muestreo a lo largo del ciclo anual.

Tabla 2. Valores mínimos, máximos y promedios de las variables ambientales en el embalse Taxhimay.

| | | Embarcadero | Cúpula | Carrizal | Palomar |
|---|--------|--------------------|---------------|-----------------|----------------|
| Temp. (°C) | Min. | 17.0 | 16.7 | 16.1 | 15.8 |
| | Max. | 23.8 | 21.8 | 22.8 | 22.9 |
| | Media. | 20.7 | 19.4 | 19.8 | 20.2 |
| Cond. ($\mu\text{S cm}^{-1}$) | Min. | 114.7 | 119.3 | 82.7 | 117.7 |
| | Max. | 143.3 | 147.0 | 136.0 | 158.0 |
| | Media. | 128.4 | 126.8 | 123.1 | 132.4 |
| % O₂ | Min. | 17.4 | 17.4 | 18.1 | 21.9 |
| | Max. | 97.4 | 99.6 | 94.2 | 98.1 |
| | Media. | 66.7 | 68.0 | 64.8 | 66.5 |
| Conc. O₂ (mg L⁻¹) | Min. | 1.7 | 1.7 | 1.7 | 2.1 |
| | Max. | 8.9 | 9.3 | 8.9 | 9.1 |
| | Media. | 6.0 | 6.2 | 6.0 | 6.0 |
| PH | Min. | 7.0 | 7.2 | 7.2 | 6.8 |
| | Max. | 9.0 | 8.9 | 9.0 | 8.8 |
| | Media. | 7.8 | 7.9 | 7.9 | 7.7 |
| Alc total (mg L⁻¹) | Min. | 30.0 | 36.0 | 34.0 | 40.0 |
| | Max. | 110.0 | 124.0 | 108.0 | 104.0 |
| | Media. | 50.1 | 55.7 | 53.1 | 52.2 |
| Dur. (mg L⁻¹) | Min. | 32.6 | 24.7 | 27.8 | 26.3 |
| | Max. | 126.0 | 84.0 | 126.0 | 126.0 |
| | Media. | 54.8 | 51.0 | 55.4 | 57.1 |
| Prof. (m) | Min. | 0.6 | 3.0 | 0.5 | 0.7 |
| | Max. | 32.0 | 21.1 | 13.6 | 22.2 |
| | Media. | 8.4 | 7.8 | 4.5 | 8.1 |
| Secchi (cm) | Min. | 50.8 | 75.8 | 76.3 | 27.5 |
| | Max. | 145.4 | 157.5 | 141.7 | 140.4 |
| | Media. | 97.3 | 108.4 | 102.9 | 93.6 |
| SDT | Min. | 42.7 | 46.7 | 47.0 | 45.0 |

| | | | | | |
|---|--------|-------|-------|-------|-------|
| | Max. | 59.3 | 56.0 | 57.0 | 64.0 |
| | Media. | 51.8 | 50.1 | 50.8 | 53.0 |
| Tur. (NTU) | Min. | 1.2 | 1.2 | 1.2 | 1.3 |
| | Max. | 8.6 | 14.6 | 8.3 | 12.7 |
| | Media. | 3.8 | 5.0 | 3.4 | 4.6 |
| Fico. | Min. | 0.9 | 0.8 | 0.6 | 0.6 |
| | Max. | 110.0 | 114.5 | 130.7 | 134.9 |
| | Media. | 27.5 | 22.3 | 26.0 | 38.3 |
| Clo. a | Min. | 31.6 | 30.5 | 25.3 | 29.7 |
| | Max. | 204.3 | 282.8 | 255.3 | 261.5 |
| | Media. | 71.0 | 69.4 | 66.1 | 83.7 |
| N-NO₃ (mg L⁻¹) | Min. | 0.7 | 0.6 | 0.7 | 0.6 |
| | Max. | 4.2 | 1.4 | 3.4 | 4.4 |
| | Media. | 1.4 | 1.0 | 1.3 | 1.4 |
| P-PO₄ (mg L⁻¹) | Min. | ND | ND | ND | ND |
| | Max. | 3.4 | 3.4 | 3.4 | 3.4 |
| | Media. | 0.5 | 0.5 | 0.7 | 0.5 |
| P- total | Min. | 0.0 | 0.0 | 0.0 | 0.0 |
| | Max. | 1.0 | 2.6 | 0.8 | 1.0 |
| | Media. | 0.1 | 0.3 | 0.1 | 0.1 |

En la figura 9 se muestra el análisis de componentes principales realizado a las 15 variables físicas y químicas. Se utilizaron los componentes uno y tres en donde representan el 72.29 % y 7.83% respectivamente; las variables que poseen mayor peso en la estructuración ambiental fueron: disco de Secchi, conductividad y turbidez. Podemos observar que existe una relación positiva entre la transparencia (Secchi), profundidad y las ficocianinas.

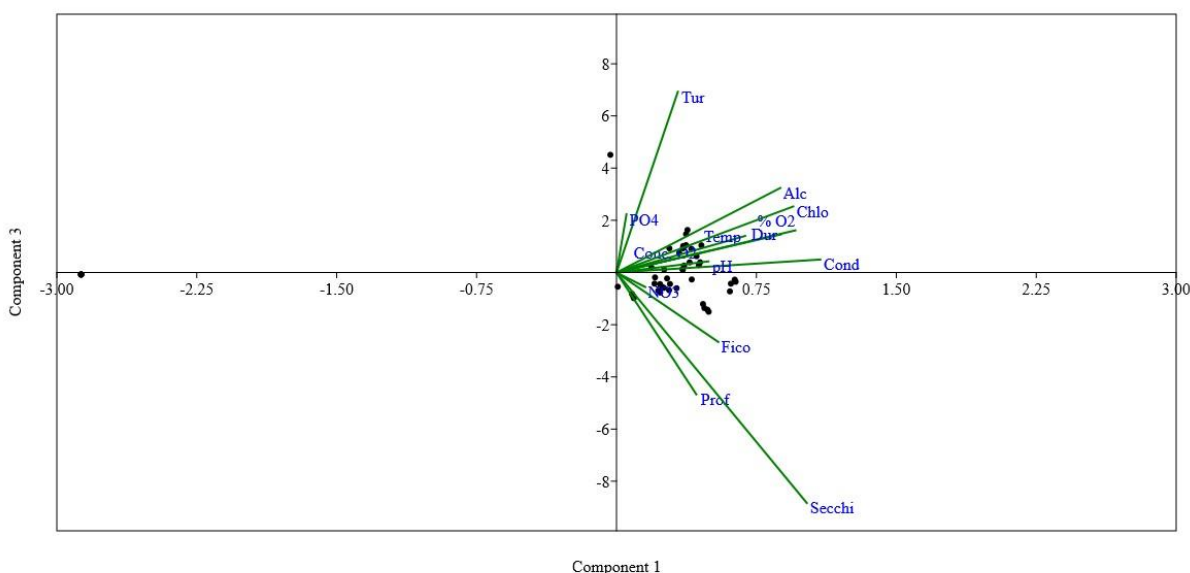


Figura 9. Análisis de componentes principales entre las variables físicas y químicas, componente 1 con 72.29% y componente 3 con 2.83%.

En el análisis de PERMANOVA de las variables físicas y químicas en los distintos meses de muestreo (Tabla 3), los meses que presentaron diferencias significativas fueron el mes de enero, febrero, mayo, junio y julio ($F=3.476$; $P=0.0008$).

Tabla 3. PERMANOVA entre los meses de muestreo de las variables físicas y químicas, casillas en amarillo, son las que presentaron diferencias significativas ($F=3.476$; $P=0.0008$).

| | Agosto | Septiembre | Octubre | Noviembre | Diciembre | Enero | Febrero | Marzo | Abril | Mayo | Junio | Julio |
|------------|--------|------------|---------|-----------|-----------|-------|---------|-------|-------|-------|-------|-------|
| Agosto | | 0.031 | 0.027 | 0.03 | 0.024 | 0.03 | 0.031 | 0.028 | 0.03 | 0.026 | 0.028 | 0.027 |
| Septiembre | 0.031 | | 0.029 | 0.028 | 0.028 | 0.024 | 0.026 | 0.028 | 0.029 | 0.027 | 0.029 | 0.028 |
| Octubre | 0.027 | 0.029 | | 0.028 | 0.026 | 0.026 | 0.028 | 0.028 | 0.031 | 0.03 | 0.029 | 0.027 |
| Noviembre | 0.03 | 0.028 | 0.028 | | 0.028 | 0.029 | 0.027 | 0.028 | 0.027 | 0.028 | 0.026 | 0.028 |
| Diciembre | 0.024 | 0.028 | 0.026 | 0.028 | | 0.028 | 0.03 | 0.027 | 0.028 | 0.026 | 0.028 | 0.028 |
| Enero | 0.03 | 0.024 | 0.026 | 0.029 | 0.028 | | 0.027 | 0.028 | 0.027 | 0.116 | 0.202 | 0.056 |
| Febrero | 0.031 | 0.026 | 0.028 | 0.027 | 0.03 | 0.027 | | 0.031 | 0.027 | 0.028 | 0.17 | 0.029 |
| Marzo | 0.028 | 0.028 | 0.028 | 0.028 | 0.027 | 0.028 | 0.031 | | 0.029 | 0.025 | 0.03 | 0.029 |
| Abril | 0.03 | 0.029 | 0.031 | 0.027 | 0.028 | 0.027 | 0.027 | 0.029 | | 0.026 | 0.027 | 0.029 |
| Mayo | 0.026 | 0.027 | 0.03 | 0.028 | 0.026 | 0.116 | 0.028 | 0.025 | 0.026 | | 0.825 | 0.576 |
| Junio | 0.028 | 0.029 | 0.029 | 0.026 | 0.028 | 0.202 | 0.17 | 0.03 | 0.027 | 0.825 | | 0.568 |
| Julio | 0.027 | 0.028 | 0.027 | 0.028 | 0.028 | 0.056 | 0.029 | 0.029 | 0.029 | 0.576 | 0.568 | |

El análisis de PERMANOVA realizado entre los 4 sitios de muestreo, no arrojó diferencias significativas ($F=1.708$; $P=0.1056$) (Tabla 4).

Tabla 4. PERMANOVA entre los 4 sitios de muestreo ($F=1.708$; $P=0.1056$).

| | Embarcadero | Cúpula | Carrizal | Palomar |
|-------------|-------------|--------|----------|---------|
| Embarcadero | | 0.1397 | 0.1398 | 0.9981 |
| Cúpula | 0.1397 | | 0.936 | 0.0963 |
| Carrizal | 0.1398 | 0.936 | | 0.1094 |
| Palomar | 0.9981 | 0.0963 | 0.1094 | |

En la figura 10 se observa el índice de similitud por distancias euclidianas representado por un dendograma, en donde se agrupan los meses de muestreo en tres grupos con un coeficiente de correlación de 0.85 (algoritmo por pares agrupados). El primero agrupa los meses de abril, marzo, mayo, junio y julio, el segundo grupo a noviembre, enero y diciembre y el tercer grupo a octubre, febrero, septiembre y agosto.

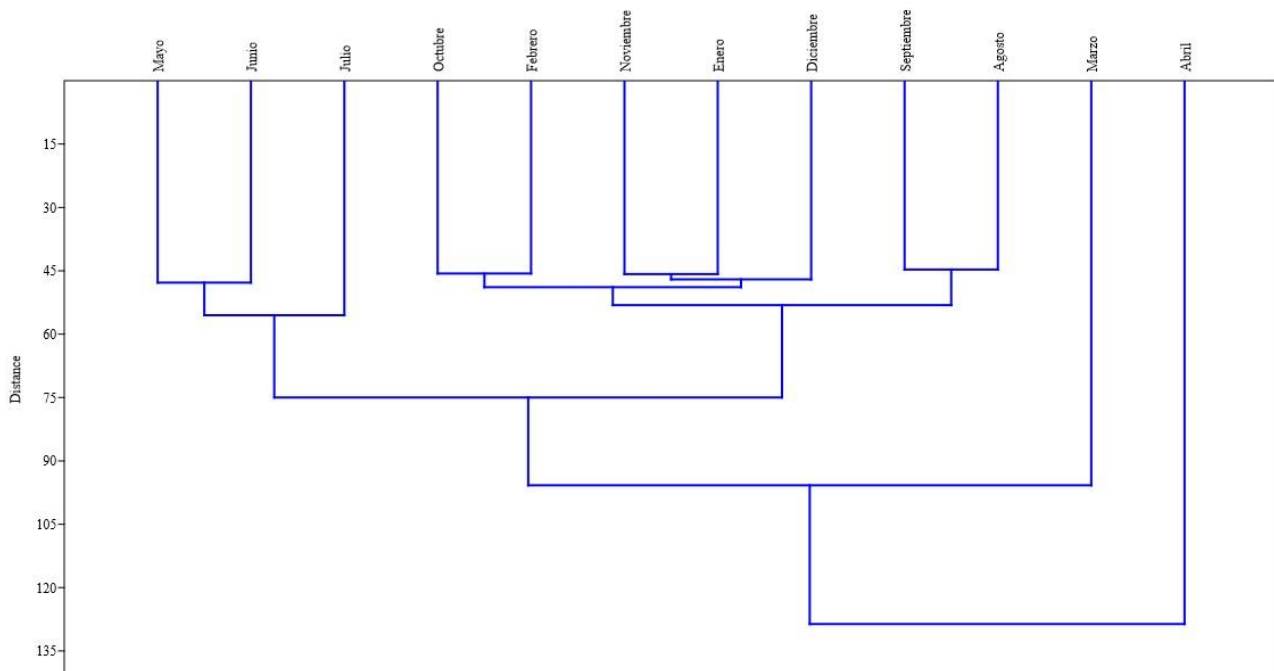


Figura 10. Índice de similitud por distancia euclidianas entre el muestreo anual. Algoritmo de pares agrupados con coeficiente de correlación de 0.85.

Distribución y abundancia

A lo largo del muestreo se capturaron 464 organismos de los cuales 266 fueron machos (57%) y 198 fueron hembras (43%). En la figura 11 se observa que hay un incremento en la abundancia conforme el muestreo mensual transcurre. Los meses que presentaron mayor abundancia fueron mayo con 89 organismos, seguido del mes de abril con 80; el que presentó menor abundancia fue el mes de agosto con 10 individuos, seguido del mes de diciembre con 11. Durante todo el muestreo se determinó que 240 machos se encontraban en el estadio uno, reproductor (presencia de ganchos copuladores bien desarrollados en la base del 3er y 4to par de isquiopoditos en los pereipodos, primeros 2 pares de pleópodos modificados para la cópula calcificados) y solo 26 en estadio dos, no reproductor (ausencia o poco desarrollados ganchos copuladores en la base del 3er y 4to par de isquiopoditos en los pereipodos, primeros 2 pares de pleópodos modificados para la cópula no calcificados).

El sitio que presentó la mayor abundancia de organismos fue el embarcadero con 152 organismos, seguido de Palomar con 138, el que presentó la menor abundancia fue Cúpula con 70 organismos, seguida de Carrizal con 104 (Fig. 12).

El análisis de U de Mann-Whitney (Durán *et al.*, 2014) determinó que no existen diferencias significativas en la proporción de sexos en cada sitio de muestreo (Embarcadero, $P= 0.324$; Cúpula, $P= 0.906$; Carrizal, $P= 1$; Palomares, $P= 0.235$).

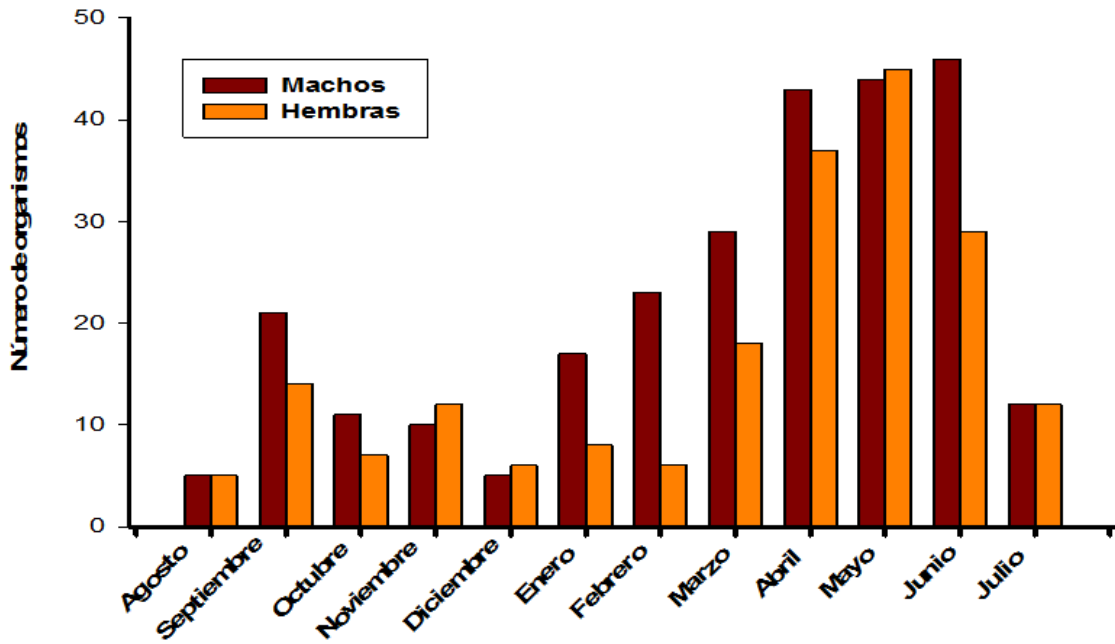


Figura 11. Abundancia de machos y hembras de *Procambarus clarkii* a lo largo del muestreo.

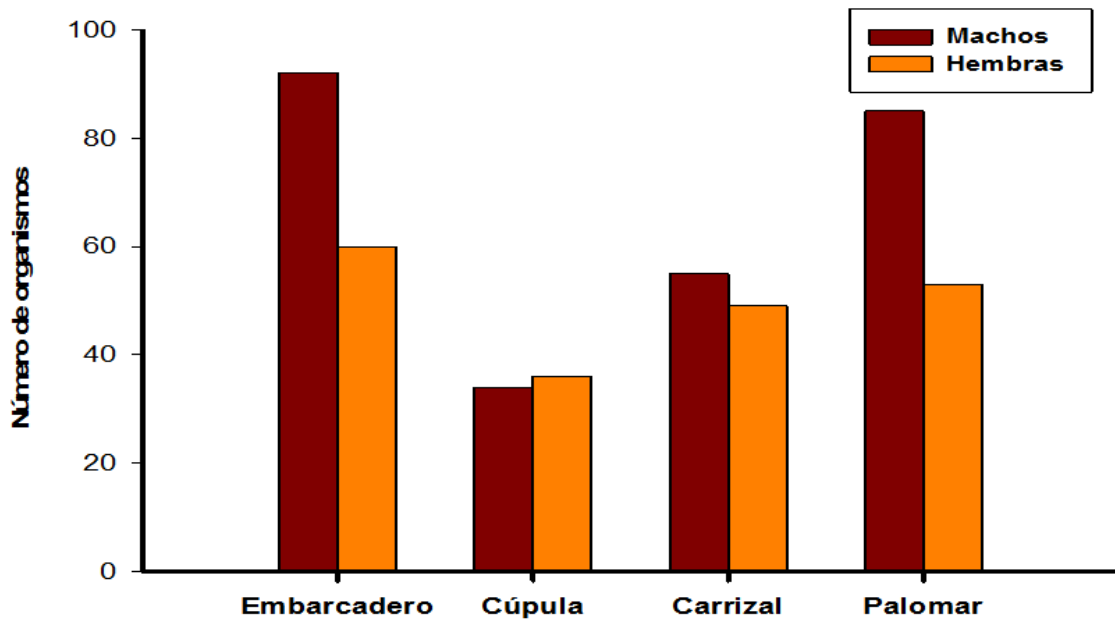


Figura 12. Proporción de sexos de *Procambarus clarkii* en los 4 sitios de muestreo.

Fecundidad

La variación mensual entre HSI y GSI en hembras se muestran en la figura 13. El resultado del ANOVA de una vía determinó que ambos índices presentan diferencias significativas (GSI: $P = < 0.001$ entre los meses de septiembre, febrero, junio y julio; HSI: $P = < 0.001$ entre los meses de mayo, junio y julio). Los meses que presentan mayor GSI fueron: septiembre seguido del mes de julio y junio y el menor valor los meses de abril, mayo y noviembre. Los meses que presentan mayor valor de HSI fueron junio, julio seguido de mayo, los meses que presentaron los menores valores de HSI fueron diciembre, octubre noviembre. Sin embargo, existe un patrón entre ambos índices. En los meses con diferencias significativas en GSI (categoría a: septiembre, febrero, junio y julio) podemos observar que estos valores, son mayores que los otros que no presentaron diferencia significativa; En los meses con diferencias significativas en HSI (categoría a: mayo, junio y julio) podemos observar que el valor GSI aumenta, cuando los valores HSI disminuye como por ejemplo, en el mes de julio, el valor de GSI aumenta, lo mismo ocurre en el transcurso del mes de enero y febrero. Cuando aumentan los valores de HSI, por ejemplo en el transcurso de septiembre y octubre, los valores de GSI disminuyen. Por lo que podemos inferir que cuando GSI aumenta, HSI disminuye y viceversa.

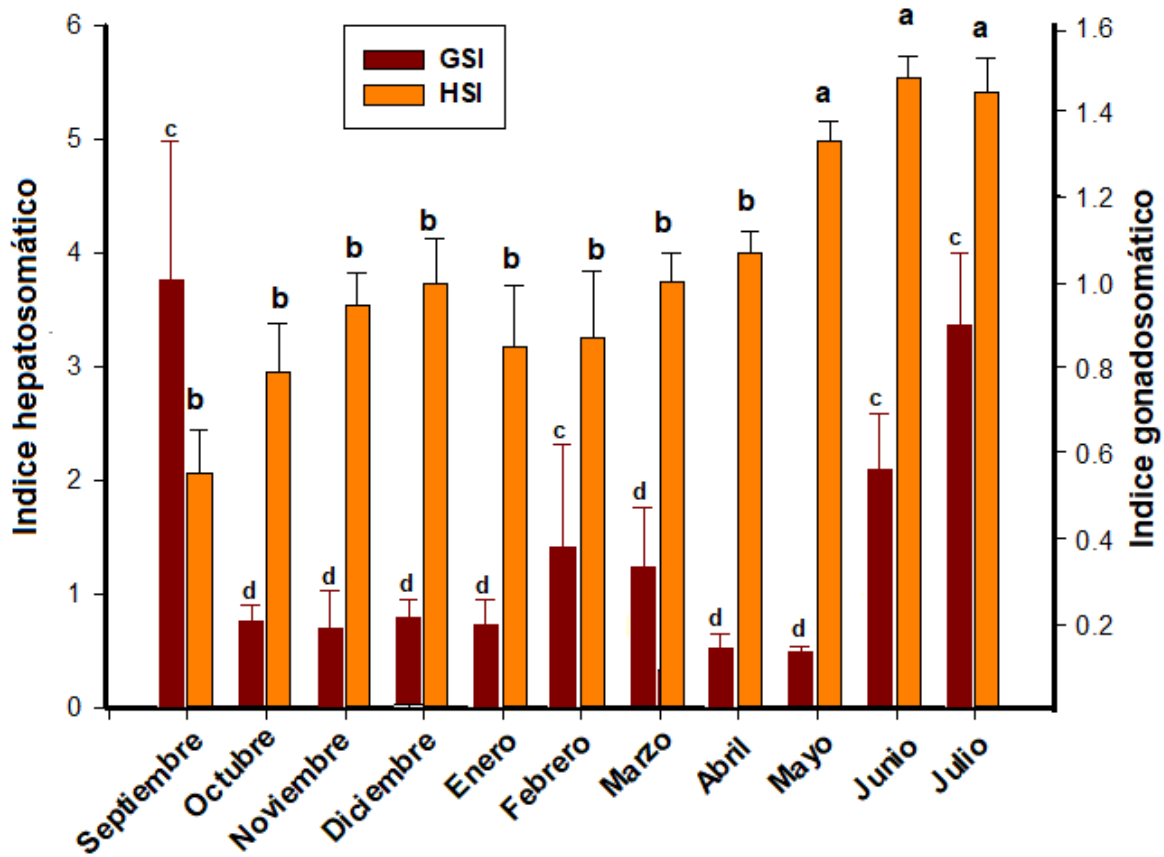


Figura 13. Índices de fecundidad durante cada mes de muestreo; agrupación de datos por diferencias significativas ($a \neq b$; $c \neq d$).

Morfometría

Para determinar si alguna de las medidas morfológicas posee alguna diferencia dentro de la población de *P. clarkii*, los datos obtenidos fueron sometidos a un análisis de PERMANOVA (Hammer *et al.*, 2001). En la tabla 5 se puede observar los resultados del estadístico aplicado únicamente a los datos de las medidas morfológicas en hembras en los 4 sitios de muestreo, el cual, no muestra diferencias significativas entre los sitios muestreados ($F=1.025$; $P=0.4036$).

Tabla 5. Diferencias entre sitios de muestreo entre las medidas morfológicas de hembras, casillas en amarillo, son las que presentaron diferencias significativas.

| | Embarcadero | Cúpula | Carrizal | Palomar |
|-------------|-------------|--------|----------|---------|
| Embarcadero | | 0.1383 | 0.3617 | 0.5694 |
| Cúpula | 0.1383 | | 0.3671 | 0.2935 |
| Carrizal | 0.3617 | 0.3671 | | 0.8009 |
| Palomar | 0.5694 | 0.2935 | 0.8009 | |

En la tabla 6 se presentan los resultados del estadístico aplicado únicamente a las medidas morfológicas en hembras a lo largo de los 12 meses de muestreo, en el cual, podemos observar que existen diferencias significativas entre los meses de diciembre vs julio y de abril vs mayo/julio ($F= 1.015$; $P=0.4393$).

Tabla 6. Diferencias entre los meses de muestreo en las medidas morfológicas de hembras, casillas en amarillo, son las que presentaron diferencias significativas.

| | Agosto | Septiembre | Octubre | Noviembre | Diciembre | Enero | Febrero | Marzo | Abril | Mayo | Junio | Julio |
|------------|--------|------------|---------|-----------|-----------|-------|---------|-------|-------|-------|-------|-------|
| Agosto | | 0.517 | 0.697 | 0.914 | 0.27 | 0.826 | 0.563 | 0.841 | 0.609 | 0.736 | 0.79 | 0.383 |
| Septiembre | 0.517 | | 0.271 | 0.394 | 0.4 | 0.521 | 0.894 | 0.549 | 0.484 | 0.481 | 0.822 | 0.169 |
| Octubre | 0.697 | 0.271 | | 0.488 | 0.178 | 0.472 | 0.386 | 0.351 | 0.191 | 0.632 | 0.672 | 0.658 |
| Noviembre | 0.914 | 0.394 | 0.488 | | 0.248 | 0.178 | 0.472 | 0.386 | 0.351 | 0.195 | 0.672 | 0.658 |
| Diciembre | 0.27 | 0.4 | 0.178 | 0.248 | | 0.443 | 0.383 | 0.364 | 0.419 | 0.058 | 0.228 | 0.028 |
| Enero | 0.826 | 0.521 | 0.472 | 0.178 | 0.443 | | 0.641 | 0.972 | 0.733 | 0.472 | 0.531 | 0.196 |
| Febrero | 0.563 | 0.894 | 0.386 | 0.472 | 0.383 | 0.641 | | 0.677 | 0.567 | 0.326 | 0.336 | 0.143 |
| Marzo | 0.841 | 0.549 | 0.351 | 0.386 | 0.364 | 0.972 | 0.677 | | 0.683 | 0.211 | 0.401 | 0.111 |
| Abril | 0.609 | 0.484 | 0.191 | 0.351 | 0.419 | 0.733 | 0.567 | 0.683 | | 0.022 | 0.152 | 0.03 |
| Mayo | 0.736 | 0.481 | 0.632 | 0.195 | 0.058 | 0.472 | 0.326 | 0.211 | 0.022 | | 0.311 | 0.653 |
| Junio | 0.79 | 0.822 | 0.672 | 0.672 | 0.228 | 0.531 | 0.336 | 0.401 | 0.152 | 0.311 | | 0.543 |
| Julio | 0.383 | 0.169 | 0.658 | 0.658 | 0.028 | 0.196 | 0.143 | 0.111 | 0.03 | 0.653 | 0.543 | |

En la tabla 7 se puede observar los resultados del PERMANOVA (Hammer *et al.*, 2001) con los datos de las medidas morfológicas en machos en los 4 sitios de muestreo, el cual mostró que existen diferencias significativas entre los sitios Cúpula y Palomares ($F=0.5528$; $P=0.6263$).

Tabla 7. Diferencias entre sitios de muestreo entre las medidas morfológicas de machos, casillas en amarillo, son las que presentaron diferencias significativas.

| | Embarcadero | Cúpula | Carrizal | Palomar |
|-------------|-------------|--------|----------|---------|
| Embarcadero | | 0.8186 | 0.849 | 0.7279 |
| Cúpula | 0.8186 | | 0.1946 | 0.0073 |
| Carrizal | 0.849 | 0.1946 | | 0.0919 |
| Palomar | 0.7279 | 0.0073 | 0.0919 | |

En la tabla 8 se muestran los resultados del estadístico aplicado a las medidas morfológicas en machos a lo largo de los 12 meses de muestreo, en el cual, es posible observar que existen diferencias significativas en varios meses de muestreo a excepción del mes de diciembre ($F= 2.226$; $P=0.0759$).

Tabla 8. Diferencias entre los meses de muestreo en las medidas morfológicas de machos, casillas en amarillo, son las que presentaron diferencias significativas.

| | Agosto | Septiembre | Octubre | Noviembre | Diciembre | Enero | Febrero | Marzo | Abril | Mayo | Junio | Julio |
|------------|--------|------------|---------|-----------|-----------|--------|---------|--------|--------|--------|--------|--------|
| Agosto | | 0.233 | 0.208 | 0.676 | 1 | 0.027 | 0.184 | 0.017 | 0.056 | 0.399 | 0.372 | 0.262 |
| Septiembre | 0.233 | | 0.006 | 0.29 | 0.33 | 0.0001 | 0.0002 | 0.0001 | 0.0002 | 0.001 | 0.096 | 0.357 |
| Octubre | 0.208 | 0.006 | | 0.084 | 0.5239 | 0.17 | 0.744 | 0.076 | 0.202 | 0.327 | 0.959 | 0.08 |
| Noviembre | 0.676 | 0.29 | 0.084 | | 0.72 | 0.003 | 0.003 | 0.001 | 0.001 | 0.013 | 0.177 | 0.207 |
| Diciembre | 1 | 0.33 | 0.5239 | 0.72 | | 0.165 | 0.203 | 0.056 | 0.103 | 0.65 | 0.381 | 0.461 |
| Enero | 0.027 | 0.0001 | 0.17 | 0.003 | 0.165 | | 1 | 0.378 | 0.95 | 0.001 | 0.964 | 0.0007 |
| Febrero | 0.184 | 0.0002 | 0.744 | 0.003 | 0.203 | 1 | | 1 | 0.998 | 0.007 | 0.048 | 0.005 |
| Marzo | 0.017 | 0.0001 | 0.076 | 0.001 | 0.056 | 0.378 | 1 | | 0.347 | 0.0001 | 0.4152 | 0.0003 |
| Abril | 0.056 | 0.0002 | 0.202 | 0.001 | 0.103 | 0.95 | 0.998 | 0.347 | | 0.0007 | 0.973 | 0.0004 |
| Mayo | 0.399 | 0.001 | 0.327 | 0.013 | 0.65 | 0.001 | 0.007 | 0.0001 | 0.0007 | | 0.647 | 0.004 |
| Junio | 0.372 | 0.096 | 0.959 | 0.177 | 0.381 | 0.964 | 0.048 | 0.4152 | 0.973 | 0.647 | | 0.211 |
| Julio | 0.262 | 0.357 | 0.08 | 0.207 | 0.461 | 0.0007 | 0.005 | 0.0003 | 0.0004 | 0.004 | 0.211 | |

En la figura 14 se observa el promedio anual de la longitud total, longitud del cefalotórax y su ancho, donde ambos sexos no presentan diferencias entre las medidas.

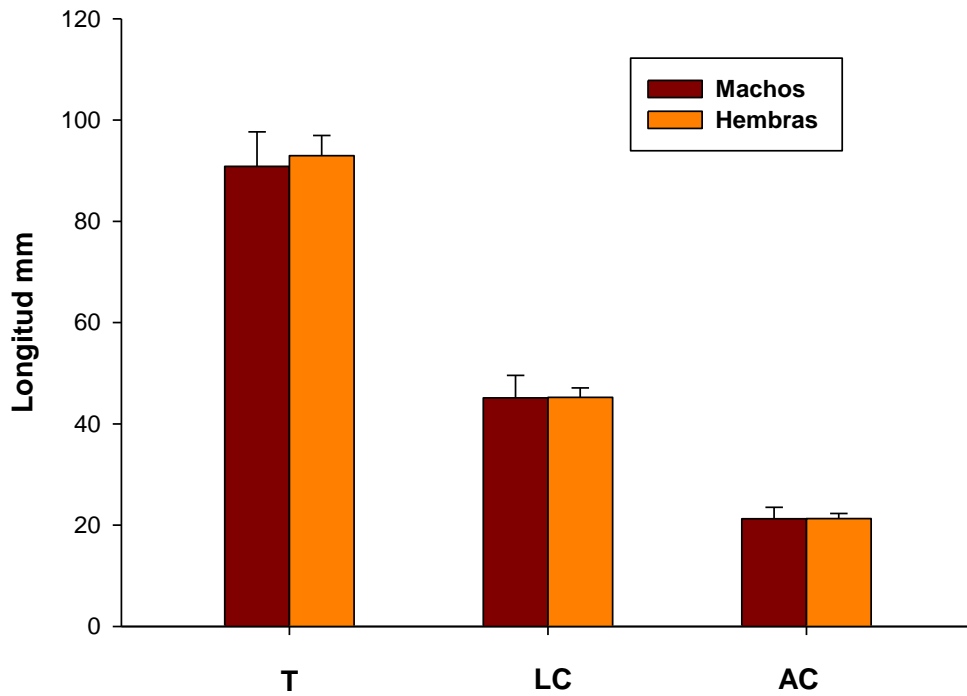


Figura 14. Promedios anuales de medidas morfométricas de machos y hembras de *P. clarkii*. T: Largo total, LC: Longitud cefalotorax, AC: Ancho del cefalotórax.

En la figura 15 se observa el promedio anual del largo y ancho de la quela derecha y el largo del dactilopodio derecho, en machos es más larga la quela al igual que el dactilopodio, el ancho entre ambos sexos no presentan grandes diferencias.

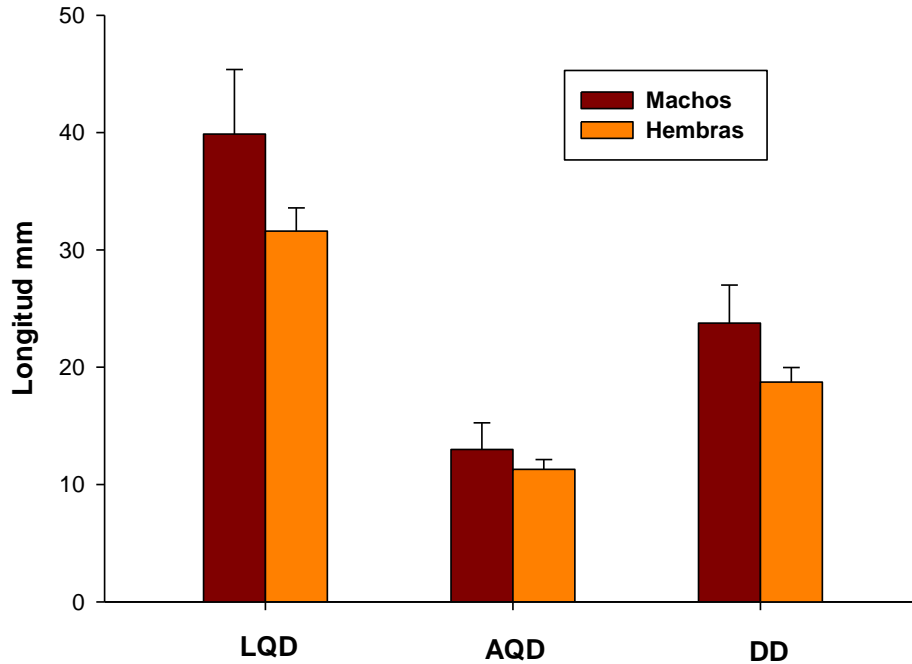


Figura 15. Promedios anuales de medidas morfométricas de machos y hembras de *P. clarkii*. LQD: Largo quela derecha, AQD: Ancho quela derecha, DD: Dactilopodio derecho.

En la figura 16 se observa el promedio anual del largo y ancho de la quela izquierda y el largo del dactilopodio izquierdo, en machos es más larga la quela al igual que el dactilopodio, el ancho entre ambos sexos no presenta grandes diferencia.

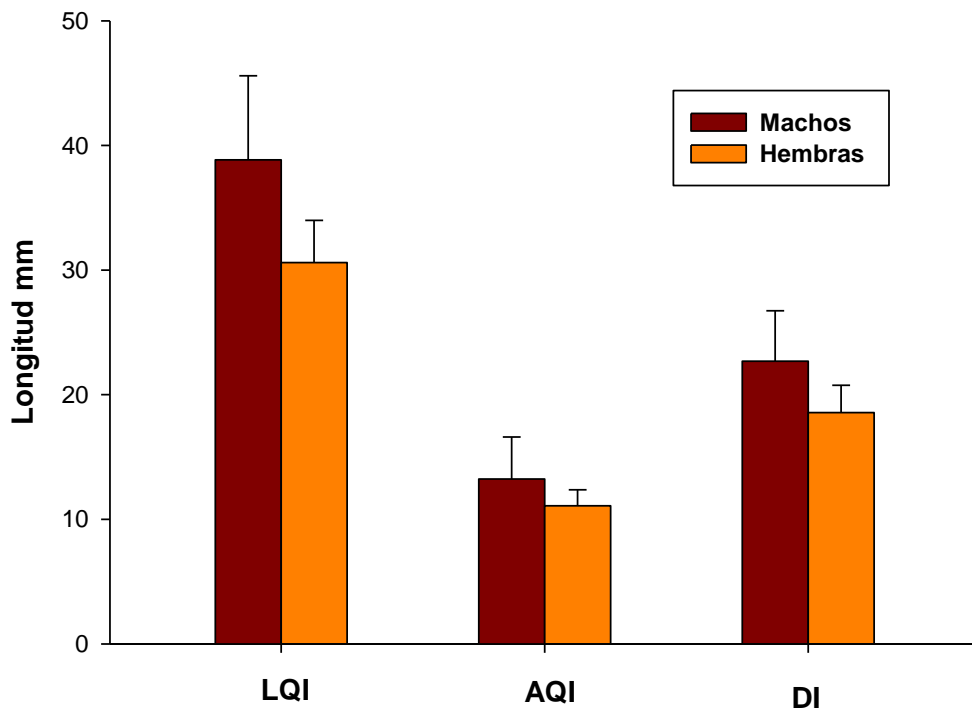


Figura 16. Promedios anuales de medidas morfométricas de machos y hembras de *P. clarkii*. LQI: Largo quela izquierda, AQI: Ancho quela izquierda, DI: Dactilopodio izquierdo.

Para determinar estadísticamente cuáles de las medidas morfológicas de *P. clarkii* posee mayor variación, los datos obtenidos fueron sometidos a un análisis de componentes principales (PCA). En la figura 17 se puede observar el análisis de componentes principales realizado a las medidas morfológicas de hembras. Se utilizaron los componentes uno y dos que agrupan el 60.1% y 19.9% de la variación respectivamente; las medidas que poseen mayor explicación de cambio son: Largo total (LT) y largos de ambas quelas (LQI y LQD).

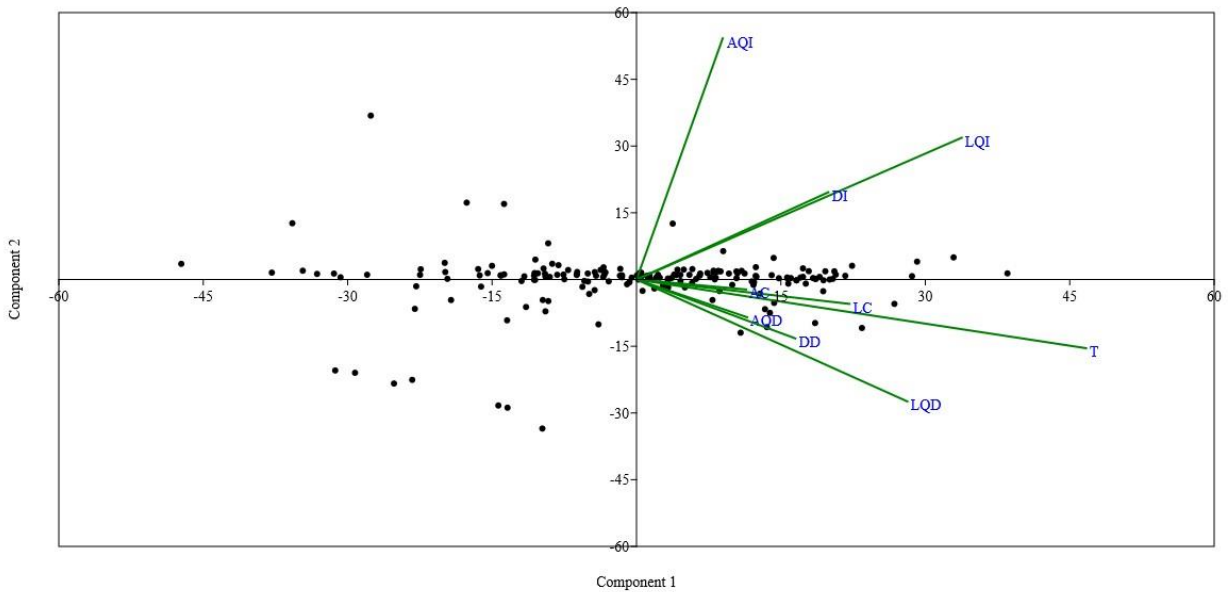


Figura 17. Análisis de componentes principales entre las medidas morfológicas en hembras, componente 1 con 60.19% y componente 2 con 19.97%; T: Largo total, LQD: Largo quela derecha, LQI: Largo quela Izquierda, LC: Longitud cefalotorax, AC: Ancho del cefalotórax, AQD: Ancho quela derecha, AQI: Ancho quela izquierda, DD: Dactilopodio derecho, DI: Dactilopodio izquierdo.

En la figura 18 se puede observar el análisis de componentes principales realizado a las medidas morfológicas de machos. Se utilizaron los componentes uno y dos en donde representan el 60.3% y 23.4% respectivamente; las medidas que poseen mayor variación fueron: Largo de la quela derecha (LQD) y Largo de la quela izquierda (LQI).

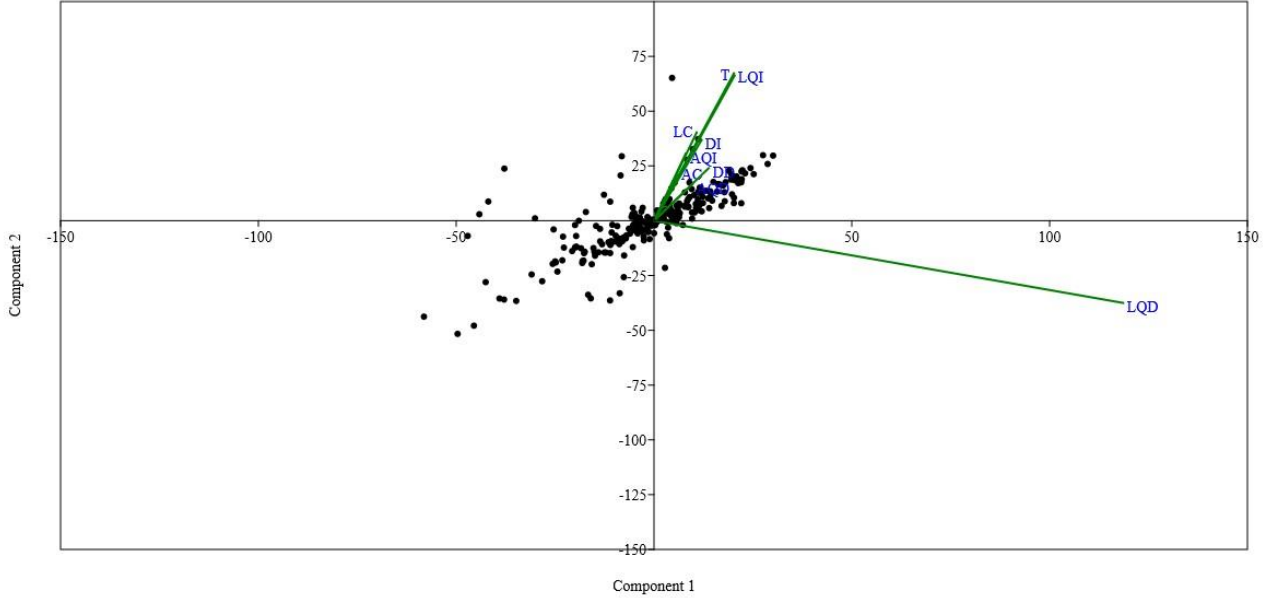


Figura 18. Análisis de componentes principales entre las medidas morfológicas en machos, componente 1 con 66.52% y componente 2 con 22.36%; T: Largo total, LQD: Largo quela derecha, LQI: Largo quela Izquierda, LC: Longitud cefalotorax, AC: Ancho del cefalotórax, AQD: Ancho quela derecha, AQI: Ancho quela izquierda, DD: Dactilopodio derecho, DI: Dactilopodio izquierdo.

Discusión

A lo largo del tiempo, se ha reportado que *Procambarus clarkii* es una especie que posee un amplio rango de tolerancia ambiental, lo que ha contribuido a su exitosa colonización de nuevos ambientes (Torres & Álvarez, 2012). Diversos autores han planteado diferencias en el rango de tolerancia a la variación ambiental, lo que ha generado controversias en la literatura publicada. Sin embargo, varios autores concluyen que los estadios juveniles son los más susceptibles a los cambios ambientales (Rodríguez, 2001; Jin *et al.*, 2019). Entre las variables físicas y químicas con mayor efecto en el desarrollo de esta especie encontramos: la temperatura; Sánchez-Saavedra *et al.*, (1993) estimaron que la temperatura óptima para un buen crecimiento va de los 14 a los 18 °C, Gutiérrez-Yurrita *et al.*, (1998) entre los 18-19 °C, Jin *et al.*, (2019) entre los 19 y 20 °C. mientras que Ahmadi (2018) reporta un amplio rango que va de 16 a 28 °C. En este trabajo, el valor promedio de temperatura se encontró en los 20.5 ± 1 °C. De acuerdo con el oxígeno disuelto, la literatura reporta que la concentración de oxígeno debe ser mayor a 3 mg.L^{-1} , el valor promedio registrado en este trabajo fue de $6 \text{ mg.L}^{-1} \pm 1$ °C, lo cual concuerda con los valores referidos por Ahmadi (2018) y Jin *et al.*, (2019). Gutiérrez-Yurrita y colaboradores (1998) reportan que la temperatura y el oxígeno disuelto pueden afectar la tasa metabólica de *P. clarkii* y por lo tanto en su actividad a lo largo de un día.

El valor registrado de pH fue de 7 ± 1 unidades lo que concuerda con Sánchez Saavedra *et al.*, (1993) y Gutiérrez-Yurrita *et al.*, (1998). Otros intervalos de tolerancia reportados en la literatura como la dureza y la alcalinidad van desde los 50 a 400 mg.L^{-1} (Gutiérrez-Yurita & Montes, 2004); A lo largo del muestreo, estas medidas se encontraron dentro de estos intervalos, alcalinidad presentó valores promedios de $50 \pm 3 \text{ mg.L}^{-1}$, valores mínimos de $30 \pm 10 \text{ mg.L}^{-1}$ y valores máximos de $124 \pm 14 \text{ mg.L}^{-1}$. Y la dureza presentó valores promedios de $50 \pm 3 \text{ mg.L}^{-1}$, valores mínimos de $30 \pm 7 \text{ mg.L}^{-1}$ y valores máximos de $126 \pm 10 \text{ mg.L}^{-1}$. Desafortunadamente existe una insuficiencia en la literatura de datos específicos

que nos den una idea de cómo podrían afectar las demás variables consideradas en este trabajo en el desarrollo de esta especie.

Se sabe que *P. clarkii* posee una amplia tolerancia a las fluctuaciones ambientales y una alta capacidad de supervivencia en los ambientes donde se encuentra, esto pueden ser adjudicado a que posee una alta plasticidad fenotípica, Torres y Álvarez (2012) nos explican que es resultado de un tipo de genotipo basal o generalista, que le permite expresar caracteres según los constantes cambios ambientales. Además, posee otras características que le garantizan la supervivencia y la dispersión como, el ser un organismo politrófico, oportunista, tener una gran capacidad de dispersión, incluso terrestre y una alta reproducción (Brown *et al.*, 1992; Barbaresi & Gherardi, 2000; Armendáriz, 2011; Jin *et al.*, 2019). En conjunto con los parámetros ambientales que se encuentran dentro del intervalo de tolerancia (Tabla 2), podemos decir que el embalse Taxhimay, cuenta con las condiciones físicas y químicas necesarias para el desarrollo de *P. clarkii*.

De acuerdo al PCA de las variables ambientales (Fig. 9) la transparencia, conductividad y la clorofila a, poseen un importante efecto en la estructuración ambiental. Esto podría estar explicado por los diferentes niveles de fluctuación en el agua del embalse a lo largo del año. En agosto (2018) el nivel de agua se encontraba en su máximo y fue en el mes de marzo y abril (2019), cuando las puertas de la cortina fueron abiertas para la irrigación de los campos, fue aquí cuando el embalse presentó sus niveles más bajos de agua, posterior a estos meses se continuo con el llenado del embalse. Esto podría ser debido a que durante la temporada de vacío, que corresponde a la temporada de secas, los iones disueltos se concentran y cuando comienza la temporada de lluvias, los iones acumulados se diluyen. Lo cual concuerda con Barreto (2019) en donde nos explica que los iones disueltos en el agua de cuerpos lénticos, pueden acumularse o diluirse en relación a la entrada y salida de agua.

Esto también concuerda con el análisis de similitud por distancias euclidianas (Fig. 10) donde se agrupan los meses de muestreo en tres grupos, el primero, agrupa los meses de abril, marzo, mayo, junio y julio que correspondería a la temporalidad

de secas, el segundo grupo a noviembre, enero y diciembre que correspondería a la temporalidad de secas frías y el tercer grupo a octubre, febrero, septiembre y agosto que corresponde a la temporalidad de lluvias. Lo cual concuerda con las temporalidades que marcan el régimen hídrico del país (Rzedowski & Huerta, 1994) a excepción del mes de febrero (esta discrepancia podría deberse a las características locales de ese momento). De acuerdo al PERMANOVA realizado entre los meses de muestreo (Tabla 3.) los que presentaron diferencias estadísticas fueron los meses de mayo, junio, y julio. Que concuerda con la temporada de lluvias cuando el embalse está siendo constantemente vaciado.

La presencia de *P. clarkii* podría también contribuir al incremento de iones disueltos y producción primaria, ya que se sabe que estos organismos pueden fungir como especie clave al reincorporar el detritus y por lo tanto contribuir en el flujo energético de las cadenas tróficas de niveles inferiores y superiores, así como intensificar y acelerar los procesos físicos, modificando el hábitat donde se ha establecido, ya que son de hábitos excavadores (Brown *et al.*, 1992; Gutiérrez-Yurrita *et al.*, 1998).

Gherardi & Lazzara (2006) reportaron que los crecimientos microalgales pueden ser afectados por la presencia de *P. clarkii* disminuyendo el fitoneuston pero no el fitoplancton, ya que se ha observado que trepan sobre las macrófitas para alimentarse de las películas flotantes, sin embargo, remarcan que en cuerpos profundos o sin vegetación emergente probablemente no tenga efectos.

Durante el muestreo se determinó que los sitios con mayor abundancia del acocil fueron Embarcadero, seguido de Palomar (Fig. 12), esto se podría deber al cambio estructural en el embalse ocurrido a lo largo del muestreo, ya que de acuerdo al PERMANOVA de la variables físicas y químicas (tabla 4), no hay diferencias estadísticas entre los 4 sitios de muestreo. Tanto el sitio Embarcadero como el Palomar, son más heterogéneos que Cúpula y Carrizal, ambos sitios presentaban vegetación acuática (*Ludwigia peploides*) y abundante vegetación terrestre cerca de las orillas. Durante la temporalidad de lluvias, el embalse presento niveles óptimos de nivel de agua. De acuerdo a IGCEM (2015), uno de

los principales usos del agua del embalse, es para mantener irrigados los cultivos locales y cultivos del estado de Hidalgo, por lo que a principios de diciembre (secas frías) es regulada la apertura de la cortina para abastecer los cultivos y pueblos aledaños y como resultado, se pierde gran parte del volumen de agua y a su vez, gran parte de la cobertura vegetal acuática, quedando en estado de latencia. El nivel de agua puede reducirse hasta 25 m del nivel máximo de su capacidad. Durante la temporada de lluvias, se recupera el nivel y se vuelve a almacenar. Esto también podría explicar las diferencias en el PERMANOVA entre machos y hembras entre meses (Tabla 3) y el incremento de la abundancia entre los meses de marzo a junio (Fig. 11). Torres y Álvarez (2012) reportan que *P. clarkii* es un organismo cavernario terciario; esto quiere decir que realiza cuevas en el sedimento y solo las utiliza temporalmente y no permanentemente (no desarrollan su ciclo de vida en las cuevas); las utilizan principalmente para hábitos reproductivos o para esconderse en condiciones adversas como sequías o bajas de temperatura. Por lo que se presume que conforme los niveles de agua disminuía, la población de *P. clarkii* comenzó a desplazarse en busca de refugio, aumentando su tasa de caída o captura lo cual se ve reflejado en el incremento de abundancia en los últimos meses de captura.

A lo largo del muestreo, la proporción de sexos en los sitios de colecta no presentó diferencias significativas con la prueba de U Mann-Whitney, a pesar de que hubo un mayor índice de captura de machos que de hembras (57% machos, 43% hembras). Esto concuerda con lo reportado por Ahmadi (2018), en donde la tasa de captura de machos fue mucho mayor. Jin y colaboradores (2019) presentaron una mayor tasa de captura de machos y lo atribuyen a las actividades reproductoras de las hembras, estas tienden a permanecer en madrigueras mayor tiempo para el cuidado parental y podrían ser atrapadas con menos facilidad. Sánchez-Saavedra y colaboradores (1993) también reportan que cuando las hembras inician su reproducción, para garantizar la incubación de sus huevos, una vez fecundadas, entran en estado de aletargamiento donde reducen su consumo de alimento y buscan refugio para disminuir el riesgo de depredación.

La proporción de machos en estadio reproductor (90%) y no reproductor (10%) puede ser atribuido a conductas que busquen garantizar el éxito reproductivo. Rodríguez (2001) reporta que los machos en estadio reproductor procuran mantenerse en este estado la mayor cantidad de tiempo, para garantizar su reproducción. Si bien se sabe que su crecimiento está regulado por la ingesta de alimento y su disponibilidad, se ha reportado que pueden durar hasta 9 meses en este estadio (Gutiérrez-Yurita & Montes, 1999). Lo cual concuerda con Barbaresi & Gherardi (2000) quienes reportan que la mayor tasa de captura de machos se debe a que siempre están en constante movimiento en busca de alimento y pareja.

Barbaresi & Gherardi (2000) mencionan que *P. clarkii* es una especie que se reproduce durante todo el año, pero posee periodos marcados de incubación que son entre los meses de agosto hasta los meses de octubre (Fig. 11). Esto concordó con la tasa de captura en hembras, la cual, entre agosto y octubre es baja, posterior a este mes, inicia una mayor captura, debido a que termina el periodo de incubación. Una vez que pasa la incubación, las hembras reinician sus actividades para buscar alimento. En el mes de diciembre existe un bajo índice de captura en ambos sexos, lo cual podría deberse a la temporalidad, ya que se sabe que durante este periodo, corresponde a un periodo de sequias y baja temperatura (Rzedowski & Huerta, 1994) y como reporta Gutiérrez-Yurita y colaboradores (1998) la temperatura afecta el metabolismo de *P. clarkii*, ocasionando una disminución de sus actividades y de su crecimiento. Y concuerda con los experimentos de simulación de sequias e inundaciones de Mc Clain (2007), en donde reporta que durante la simulación de sequias, *P. clarkii* disminuye sus actividades y pasa gran parte de su tiempo en refugios.

Los índices gonadosomáticos (GSI) establecen la relación proporcional que existe entre el peso del ovario y el peso de la hembra y funcionan para poder definir momentos donde una especie se reproduce. El hepatopáncreas es un órgano vital de los crustáceos, ya que es responsable de diversas funciones, como las síntesis

y secreción de enzimas digestivas y la subsecuente toma de nutrientes, pero también está implicado en el almacenamiento de reservas (Rodríguez, 2001).

En la figura 13 observamos una relación entre los índices de fecundidad: cuando los GSI son bajos, los valores de HSI son altos y viceversa. Esto está relacionado con la inversión energética hacia la reproducción y la nutrición; cuando los organismos entran en un estadio reproductor, la energía almacenada se destina a las gónadas (GSI mayor), cuando están en un estadio de reposo posterior a la reproducción o no reproductiva, la energía adquirida se almacena (HSI aumenta), por lo tanto, podemos decir que poseen una correlación negativa; De acuerdo con Jin y colaboradores (2019), esto es debido a que cuando las hembras inician su estadio reproductivo, parte de la reserva energética del hepatopáncreas es invertida en la producción de gametos, por lo tanto, el HSI presentará valores más bajos en comparación cuando el organismo no se está reproduciendo.

Daniels y colaboradores (1994) estimaron que la temperatura y el fotoperiodo pueden determinar el tiempo de maduración de las gónadas y la producción de huevos, de este modo se obtuvieron los valores más altos de GSI cuando las hembras de *P. clarkii* eran sometidas a temperaturas constantes frías (20 °C) y a fotoperiodos cortos. Además, estimaron que la temporada reproductiva ocurre durante la primavera y el verano entre los meses de agosto a septiembre, lo cual concuerda con los resultados obtenidos en este estudio (Fig.13) donde el mes de septiembre presentó altos valores de GSI contra valores bajos de HSI. Rodríguez (2001) estimó que la temporada reproductiva de *P. clarkii* se da entre los meses de agosto a noviembre en donde los valores de GSI son los más altos y se relaciona con lo descrito en la figura 14, ya que en el mes de octubre, el GSI disminuye e incrementa el HSI dando por finalizada la temporada reproductiva. Esto concuerda por lo descrito por Dendy (1978) donde la época de desove generalmente empieza en agosto y termina en octubre, sin embargo, también menciona que se han registrado desoves esporádicos en noviembre y diciembre. Mc Clain (2007) también nos explica que la estacionalidad puede afectar la reproducción y la puesta de huevos. En sus experimentos concluye que las

sequías pueden afectar considerablemente la tasa de ovoposición. Mistri *et al.*, (2019) concuerdan que los patrones reproductivos varían en estos organismos, ya que son organismos altamente plásticos, por lo que podrían modificar la inversión energética para la producción de huevos a lo largo de su ontogenia de acuerdo con las condiciones ambientales.

Sedik y colaboradores (2018) determinaron que las medidas morfométricas presentaron un crecimiento isométrico a excepción de las quelas en machos, presentando un crecimiento alométrico, esto es debido a que en machos es un carácter de dimorfismo sexual, además concuerda con Jin *et al.*, (2019), en que los factores ambientales como la temperatura, presión antropogénica y la disponibilidad de alimento podrían ser determinantes para un óptimo desarrollo del organismo.

En la figura 17 y 18, las características morfológicas con diferencias significativas entre ambos sexos son el largo de las quelas y el largo total del organismo, estas características serán descritas a continuación. De acuerdo con la figura 17, las características morfológicas con diferencias en hembras son el largo de las quelas y el largo total, esto está relacionado con la reproducción; Rodríguez (2001) explica que entre más grandes sean las hembras, mayor cantidad de huevos podrán desarrollar. La muda generará los cambios y diferencias morfológicas gradualmente pero en general, está determinada por la disponibilidad de alimento (Gutiérrez-Yurita & Montes, 1999). En la figura 18 las características morfológicas en machos son el largo de ambas quelas. Sánchez-Saavedra y colaboradores (1993) especifican que la competencia intraespecífica en machos durante la temporada reproductiva va a estar determinada por el tamaño de las quelas ya que, serán utilizadas para pelear con otros machos y facilitar la copula con la hembra usándolas para postrarlas sobre el sustrato y reproducirse, también mencionan que en caso de no tenerlas o tenerlas dañadas, podría verse afectada su eficiencia biológica. Esto concuerda con las figuras 14, 15 y 16, donde solo se pueden observar diferencias significativas en los promedios de medidas morfológicas entre ambos sexos en las dimensiones de las quelas.

En general, el crecimiento de *P. clarkii* es discontinuo, debido a que está regulado por el proceso de muda, asociado a la ingesta de alimento (Gutiérrez-Yurrita & Montes, 2004). Se ha reportado que diversas condiciones pueden afectar negativamente el crecimiento morfológico de esta especie (Franco, 2014). Jin y colaboradores (2019) nos explican que una de esas condiciones puede ser la alta densidad poblacional, ya que, al incrementar la competencia por la disponibilidad de recursos en cultivos, *P. clarkii* lo refleja con un rápido crecimiento reproductivo y tallas pequeñas.

Franco en el 2014 analizó los promedios de la medida morfométrica de Longitud total (LT) de colecciones de *P. clarkii* pertenecientes a instituciones de la zona norte del país. Determinando que el promedio de LT de machos oscilaba en 87 cm (170 organismos) y el promedio de LT en hembras fue 79 cm (287 organismos). Además, registró 270 puntos de muestreo en dos cuencas hidrológicas, la cuenca de Baja California (centro-este) y la de Rio Bravo, donde analizó los promedios de LT de los organismos colectados. Para la provincia de Baja California, los promedios de LT oscilaron en 93.4 cm, mientras que para la cuenca de Rio Bravo (cuenca de distribución nativa) los promedios de LT oscilaron en 63.8 cm. Esto se lo atribuyó a que en esta cuenca, se encuentra bajo mayores condiciones estresantes y comentó que estas cuencas poseían altos niveles de contaminación. También nos explica que hay otras variables que pueden determinar y contribuir con el crecimiento como la genética, la disponibilidad de alimento y la calidad de agua. Los promedios que se encontraron en este trabajo fue de LT de machos de 92 cm y el promedio de LT en hembras fue de 90 cm, Lo que podría sugerir que el embalse Taxhimay cuenta con condiciones favorables para el desarrollo de la especie.

Conclusiones

- El embalse Taxhimay cuenta con las características físicas y químicas necesarias para el desarrollo de *Procambarus clarkii*.
- Las variables que explican el mayor porcentaje de variación ambiental fueron: disco de Secchi, clorofila *a* y conductividad.
- Se muestrearon 464 organismos de los cuales 198 fueron hembras (43%) y 266 fueron machos (57%) de los que se encontraron 240 en estadio reproductivo y 26 en estadio no reproductivo.
- El sitio de muestreo con mayor abundancia fue Embarcadero y el de menor abundancia fue Cúpula.
- La temporada reproductiva de *Procambarus clarkii* en la Presa Taxhimay se da entre los meses de julio-septiembre y enero-marzo.
- Las medidas morfométricas con diferencias significativas entre ambos sexos son la longitud de la quela Izquierda (LQI), longitud de la quela derecha (LQD) y longitud total (LT).
- Los diferentes resultados en la literatura con respecto a las variables físicas y químicas, podrían indicar que el comportamiento de *Procambarus clarkii* varía según los cambios ecológicos de los ambientes, sin embargo, es concluyente que los parámetros que poseen mayor impacto en el desarrollo de esta especie son la temperatura, oxígeno disuelto y la disponibilidad de alimento.

Referencias

Ahmadi, A. (2018). Phototaxis mechanism and morphometric characteristic of american crayfish (*Procambarus clarkii*). Journal of Fisheries and Life Sciences. 3, 44-51.

Álvarez, F., Bortolini, J. L., Villalobos, J. L., & García, L. (2014). La presencia del acocil australiano *Cherax quadricarinatus* (Von Martens, 1868) en México. Especies invasoras acuáticas: casos de estudio en ecosistemas de México, México, D.F., Secretaria del medio ambiente y recursos naturales (SEMARNAT), Instituto Nacional de Ecología y Cambio Climático (INECC)/ University of Prince Edward Island (UPEI). 603-622.

Angeler, D. G., Sánchez-Carrillo, S., García, G., & Alvarez-Cobelas, M. (2001). The influence of *Procambarus clarkii* (Cambaridae, Decapoda) on wáter quality and sediment characteristics in a spanish floodplain wetland. Hydrobiologia 464; 89-98.

Arar, E. J. & Collins, G. B. (1997). US Environmental protection agency method 445.0, in vitro determination of chlorophyll-a and pheophytin a in marine and freshwater algae by fluorescence, revision 1.2. Washington (DC): US Environmental Protection Agency; Office of Research and Development.

Armendáriz, O. G. Y. (2011). Patrones de distribución y riqueza de especies de los acociles (Decapoda: Cambaridae) de México. Tesis de maestría posgrado en Ciencias Biológicas. Universidad Nacional Autónoma de México.

Avauk, J. W. Jr. & Huner, I. V. (1985). Crawfish culture in the United States; Crustacea and Mollusk Aquaculture in the United States. Westport Connecticut 2-54.

Barreto, S. O. A. (2019). Análisis ecológico de la comunidad zoobentónica del Sistema Lagunar de Mandinga, Veracruz, Mex. Tesis de licenciatura Facultad de Estudios Superiores Iztacala, Universidad Nacional Autónoma de México.

Dendy, J. S. (1978). Preliminary experiment with photoperiod to influence crawfish spawning. *Aquaculture*, 15, 379-382.

Downing, A. J. (2014). Limnology and oceanography: two estranged twins reuniting by global change. *Inland Waters*, 4(2), 215-232.

Durán, D. A., Vargas, V. A., & Cisneros, C. A. E. (2014). Bioestadística. Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Estudios Superiores Iztacala, Estado de México, México. 81-93, 218-225.

Elías-Gutiérrez, M., Ciro-Pérez, J., Gutiérrez-Aguirre, M., & A. Cervantes-Martínez. (1997). A checklist of the litoral cladocerans from Mexico, with descriptions of five taxa recently recorded from the Neovolcanic Province. *Hydrobiologia*, 360, 63-73

Franco, S. K. M. (2014). Morfometría, distribución actual y potencial en el norte de México del acocil rojo *Procambarus clarkii* (Girard, 1852) (crustacea: cambaridae). Tesis de doctorado. Universidad Autónoma de Nuevo León.

Gherardi, F. & Lazzara, L. (2006). Effects of the density of an invasive crayfish (*Procambarus clarkii*) on pelagic and surface microalgae in a Mediterranean wetland. *Archives Hydrobiologie*, 165(3), 401-414.

Gherardi, F. & Acquistapace, P. (2007). Invasive crayfish in Europe; the impact of *Procambarus clarkii* on the litoral community of a Mediterranean lake. *Freshwater Biology*, 52, 1249-1259.

Gil-Sánchez, J. M. & Alba-Tercedor, J. (2002). Ecology of native and introduced crayfishes *Austropotamobius pallipes* and *Procambarus clarkii* in southern Spain and implications for conservation of native species. *Biological Conservation*, 105, 75-80.

Google Earth. (2018).

Gutiérrez-Yurrita, P. J., Sancho, G., Bravo, M. A., Baltanas, A., & Montes, C. (1998). Diet of the red swamp crayfish *Procambarus clarkii* in natural ecosystems

of the Donana National Park temporary fresh-water marsh (Spain). *Journal of Crustacean Biology*, 18 (1), 120-127.

Gutiérrez-Yurrita, P. J. & Montes, C. (1999). Bioenergetics and phenology of reproduction of the introduced red swamp crayfish, *Procambarus clarkii*, en Doñana National Park, Spain, and implications for species management. *Freshwater Biology* 42, 561-574.

Gutiérrez-Yurrita, P. J. & Montes, C. (2004). Growth of juveniles of red swamp crayfish (*Procambarus clarkii*) under controlled conditions. *Freshwater Crayfish*, 14, 144-155.

Hach, Company. (1993). Advanced Water Quality Laboratory. Procedures manual USA. Hach Co.166 p.

Hammer, H., D. A. T., & Ryan, P. D. (2001). PAST: Paleontological statistics software package for education and data analysis. *Palaeontologia Electronica* 4(1), 9.

Hernández, L., Maeda-Martínez, A. M., Ruiz-Campos, G., Rodríguez-Almaraz, G., Alonzo-Rojo, F., & Sainz, J. C. (2008). Geographic expansion of the invasive red crayfish *Procambarus clarkii* (Girard, 1852) (Crustacea: Decapoda) in Mexico. *Biological Invasions*, 10 (7), 977-984.

Hobbs Jr, H. H. (1974). A checklist of the North and Middle American crayfishes (Decapoda: Astacidae and Cambaridae). *Smithsonian Contributions to Zoology*.

Huei-Mei, C. & Meyers, S. P. (1982). Effect of antioxidants on stability of astaxanthin pigment in crayfish waste and oil extract. *Agriculture, Food and Chemistry*, 30, 469-473.

Ibrahim, A. M., Khalil, M. T., & Mobarak, F. (1995). On the feeding behavior of the exotic crayfish *Procambarus clarkii* in Egypt and its prospects in the biocontrol of local vector snails. *Union Arabica Biology*, 4, 321-340

IGECEM. (2015). Información para el plan de desarrollo, Villa del Carbón, Gobierno del estado de México. Recuperado de: <http://187.188.121.162:8090/links/037%20Villa%20del%20Carb%C3%B3n.pdf>

Jin, S., Jacquin, L., Xiong, M., Li, R., Lek, S., Li, W., & Zhang, T. (2019). Reproductive pattern and population dynamics of commercial red swamp crayfish (*Procambarus clarkii*) from China: implications for sustainable aquaculture management. PeerJ, 6214.

Jones, C. M. (1995). Production of juvenile red claw crayfish, *Cherax quadricarinatus* (von Martens) (Decapoda, Parastacidae) II. Juvenile nutrition and habitat. Aquaculture, 138(1-4), 239-245.

Legendre, P. & Legendre, L. (2012) Numerical Ecology, 3ra Ed. Oxford; Elsevier.

Loureiro, T. G., Anastácio, P. M. S. G., Araujo, P. B., Souty-Grosset, C., & Almerão, M. P. (2015). Red swamp crayfish: biology, ecology and invasion-an overview. Nauplius, 23(1), 1-19.

McClain, W. R. (2007). Effects of simulated precipitation extremes on crayfish (*Procambarus clarkii*) ovoposition in artificial burrows. Acuaculture Research, 1-6.

Mistri, M., Sfriso, A., Sfriso, A. A., & Munari, C. (2019). Distribution and population structure and dynamics of the red swamp crayfish *Procambarus clarkii* (Girard, 1852) in the eastern Po Valley and its Delta (northeastern Italy). Biological Invasions Records, 8(1), 142-153.

Momot, W. T. (1995). Redefining the role of crawfish in aquatic ecosystems. Reviews in fisheries science, 3(1), 33-53.

Navarrete, N. A. (1981). Contribución a la biología del charal (*Chirostoma jordanii*) de la presa Taxhimay. Tesis de licenciatura. Escuela Nacional de Estudios Profesionales Iztacala. UNAM.

Pu, J., Bankston J. D., & Sathivel, S. (2011). Production of microencapsulated crawfish (*Procambarus clarkii*) Astaxanthin in oil by spray drying technology. *Drying Technology*, 29(10), 1150-1160.

Rangel, T. R. C. (2009) Ecología poblacional de *Cambarellus montezumae* en Xochimilco, México, D.F. Tesis de maestría en Ciencias Biológicas. Universidad Nacional Autónoma de México.

Rzedowski, J. & Huerta, L. (1994). *Vegetación de México*. México: Limusa, Noriega Editores. 582.16

Ricciardi, A. & Rasmussen, J. B. (1999). Extinction rates of North American freshwater fauna. *Conservation Biology* 13(5), 1220-1222.

Rodríguez A. G. A. (2001). Fisiología reproductiva del acocil rojo *Procambarus clarkii* (Crustacea: decapoda): establecimiento del ciclo de maduración gonadal y evaluación de su potencial reproductivo. Tesis Doctoral. Universidad Autónoma de Nuevo León. México.

Rodríguez, C. F., Bñecares, E., & Fernández-Aláez, M. (2003). Shift from clear to turbid phase in lake Chozas (NW Spain) due to the introduction of american red swamp crayfish (*Procambarus clarkii*). *Hydrobiología*, 506-509, 421-426.

Sánchez-Saavedra, P. M., Re-Araujo, A. D., & Voltolina, D. (1993). Tasa de crecimiento y contenido estomacal en una población natural de *Procambarus clarkii* (Crustacea: Cambaridae) de Baja California, México. *Revista de Biología Tropical*. 41 (3), 591-597.

Santuario del agua y forestal (12 mayo 2006). *Gaceta del gobierno, Estado de México, México*. pp. 23-32.

Sarma, S. S. S., Serranía S. C., & Sarma, N. (2009). Diversidad de rotíferos. Ceballos, G., List, G., Garduño, G., López C. R., Muñozcano Q. M. J., Collado, E., & Eivin, S. R. J. *La diversidad biológica del estado de México*. Biblioteca mexiquense del bicentenario. México.

Scalici, M., Chiesa, S., Scuderi, S., Celauro, D., & Gibertini, G. (2010). Population structure and dynamics of *Procambarus clarkii* (Girard, 1852) in a Mediterranean brackish wetland (Central Italy). *Biological Invasions*. 12(5), 1415-1425.

Sedik, Y., Rumahlatu, D., Irawan, B., & Soegianto, A. (2018). Morphometric characteristics of crayfish *Cherax gherardiae*, from Maybrat, West Papua, Indonesia. *Fisheries & Aquatic Life*. 26(4), 223-230.

Stout, M. J., Hummel, N. A., Lanka, S., Hamm, J. C., Mészáros, A., McClain, W. R., Frey, M. J., & Barbee, G. C. (2011). Making rice fields safe for crawfish. *Louisiana Agricultura*. 54, 13.

Torres, E. & Álvarez, F. (2012). Genetic variation in native and introduced populations of the red swamp crayfish *Procambarus clarkii* (Girard, 1852) (Crustacea, Decapoda, Cambaridae) in Mexico and Costa Rica. *Aquatic Invasions*, 7(2).

World Wild Fundation, 2018. Informe Planeta vivo-2018: Apuntando más alto. Grooten, M. y Almond, R.E.A. (Eds). WWF, Gland, Suiza.

Anexo 1

Taxonomía de *Procambarus clarkii*.

Orden Decapoda Latreille, 1802

Suborden Pleocyemala Burkenroad, 1963

Infraorden Astacidea Latreille, 1802

Superfamilia Astacoidea Latreille, 1802

Familia Cambaridae Hobbs, 1942

Subfamilia Cambarinae Hobbs, 1942

Género *Procambarus* Ortmann, 1905

Subgénero *Scapulicambarus* Hobbs, 1972

Especie *clarkii* (Girard, 1852)

Anexo 2

Esquemas de *Procambarus clarkii*.

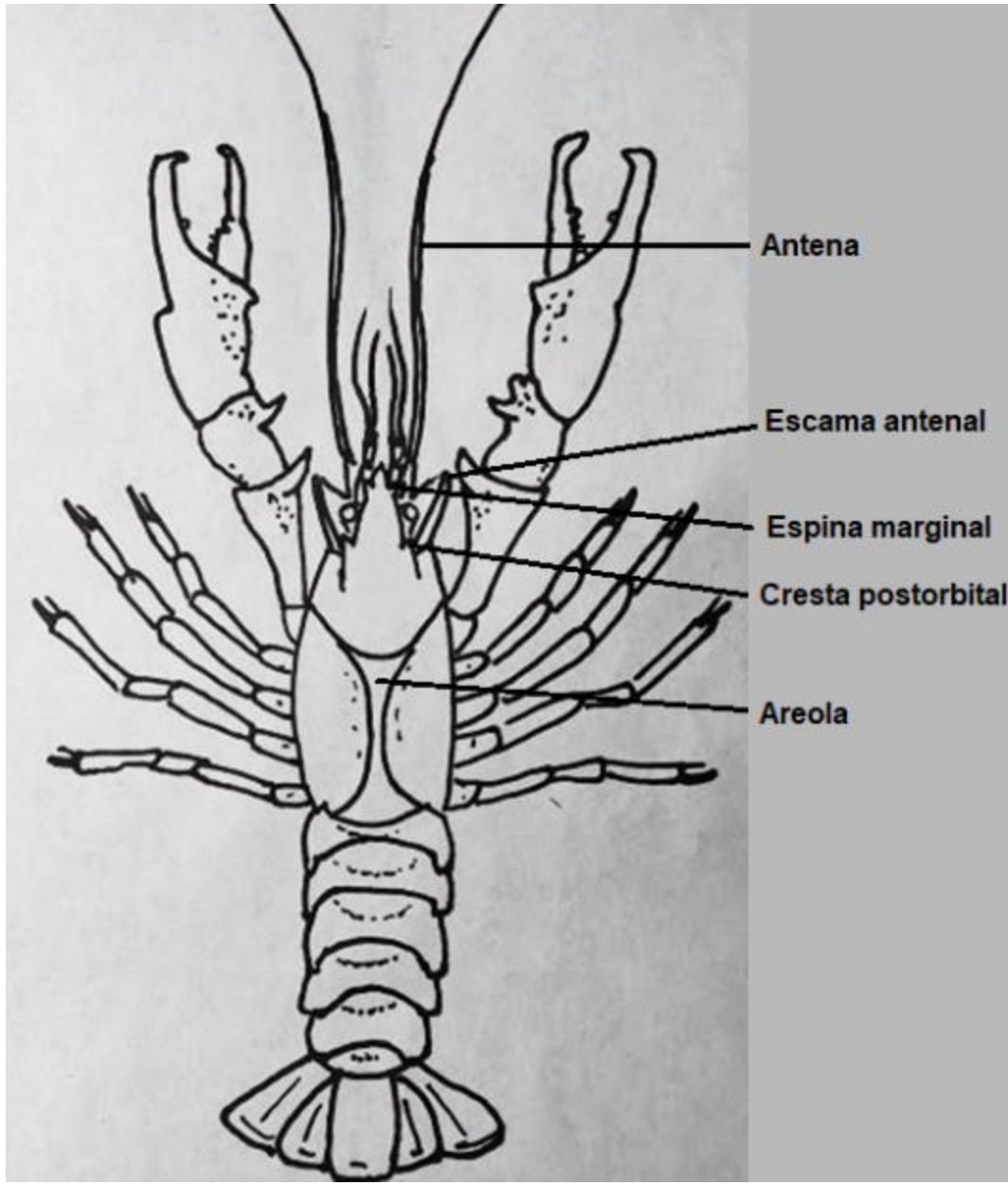


Figura B. Vista dorsal de hembra de *Procambarus clarkii*.

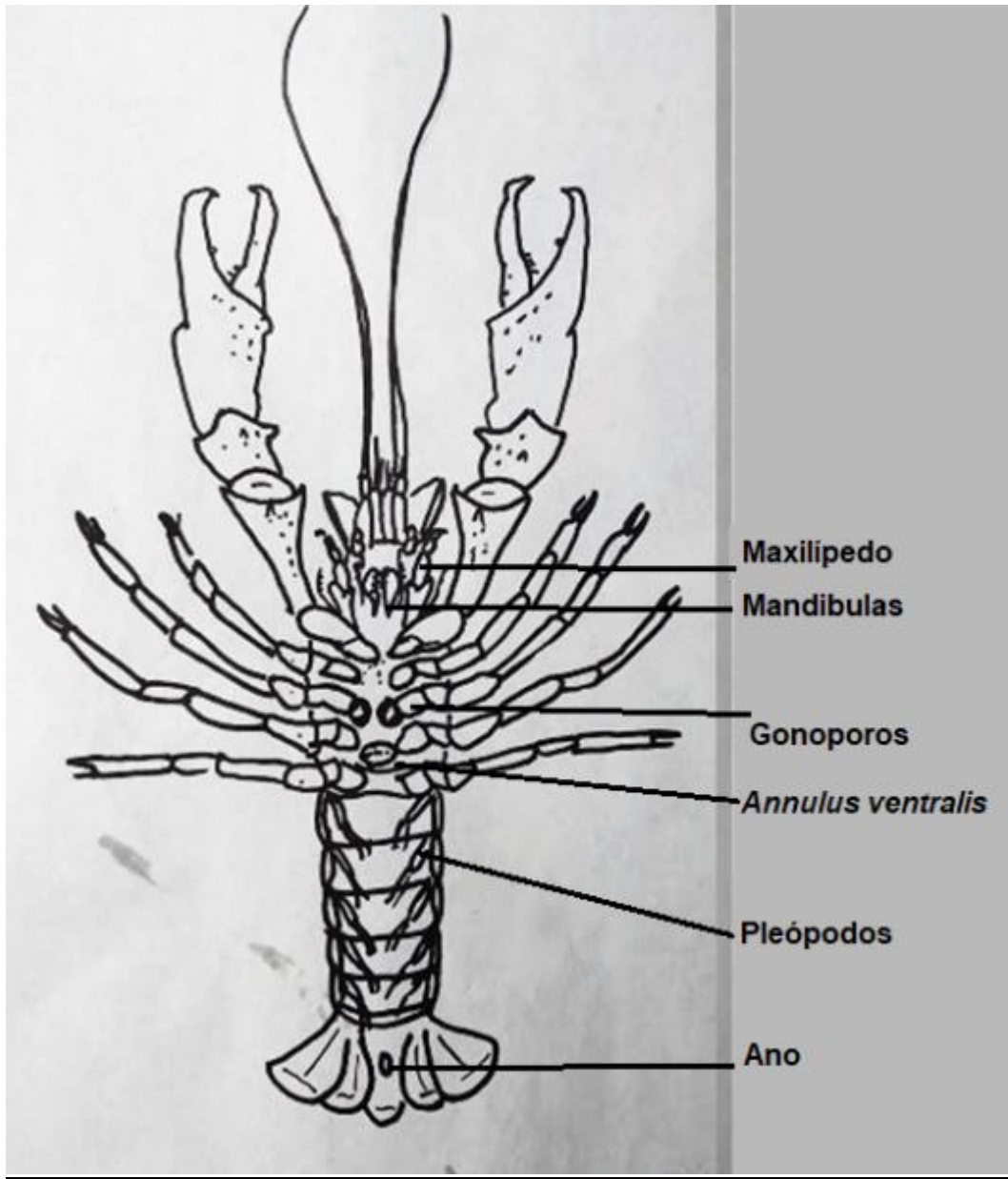


Figura C. Vista ventral de hembra de *Procambarus clarkii*.

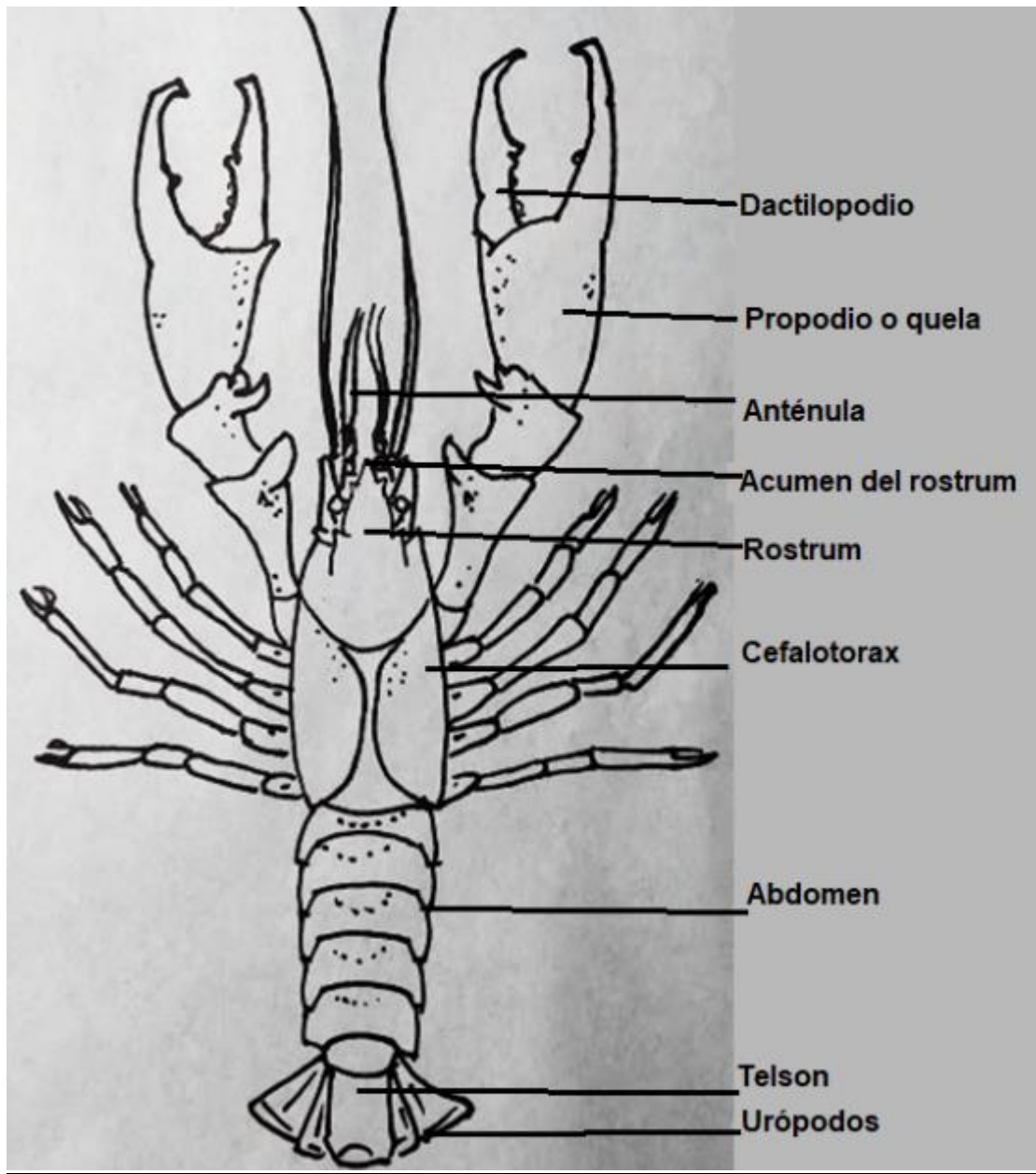


Figura D. Vista dorsal de macho de *Procambarus clarkii*.

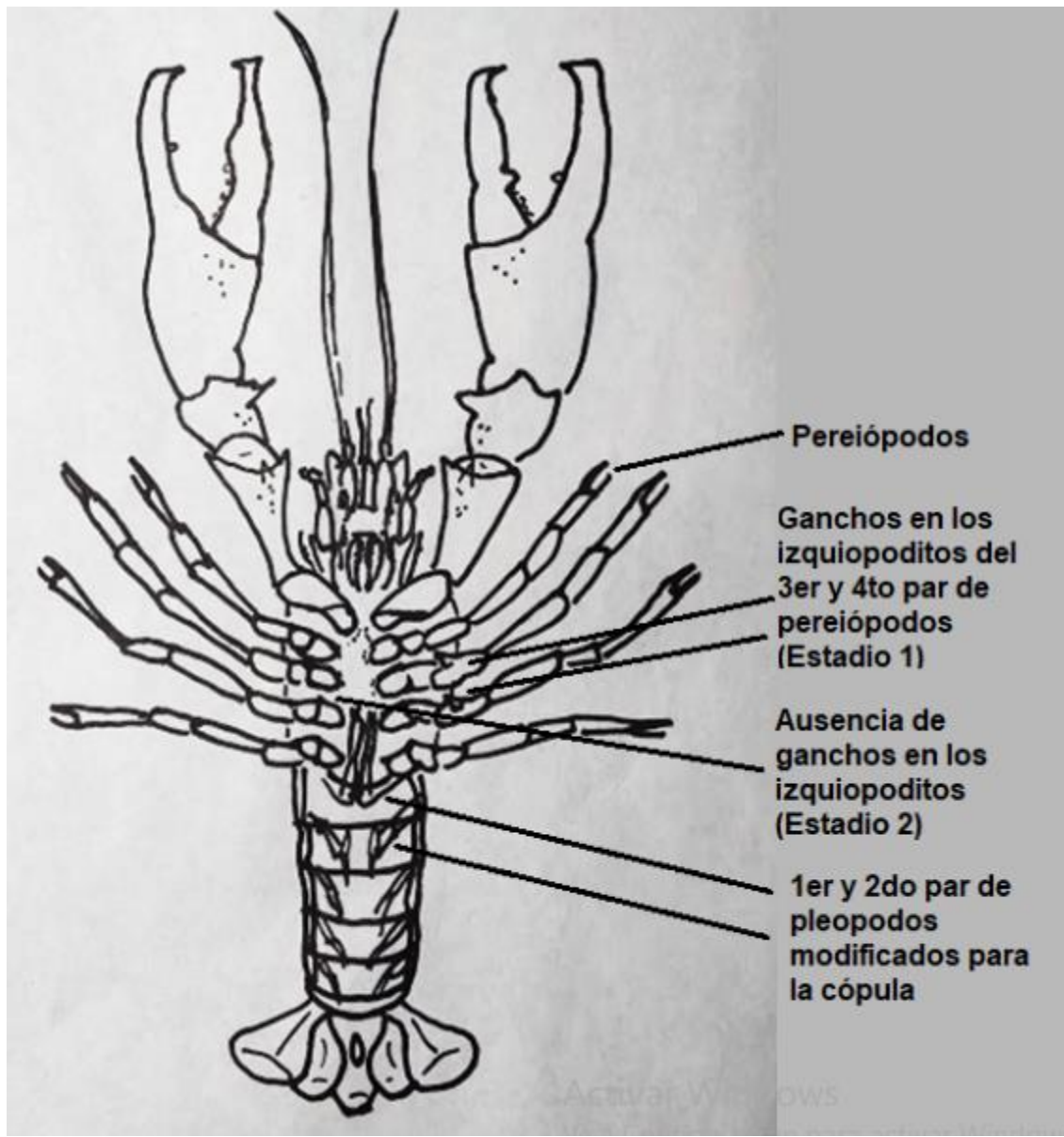


Figura E. Vista ventral de macho de *Procambarus clarkii*.

En machos adultos es posible diferenciar 2 características morfológicas reproductoras.

Estadio 1 o reproductor: Los machos presentan ganchos en la base del 3er y 4to par de izQUIPODITOS, los pleópodos modificados para la cópula están más calcificados, además de que las quelas suelen ser más largas.

Estadio 2 o no reproductor: Los machos en este estadio no presentan los ganchos en la base del 3er y 4to par de izquiopoditos, menor calcificación en los pleópodos de copula, las quelas suelen ser más pequeñas (Fig E).

Características diacríticas.

Los primeros tres pares de pereiópodos son quelados (característica del infraorden Astacidea), el caparazón es de un color rojo oscuro.

-Proceso cefálico del primer pleópodo lobiforme con o sin ángulo sobre el margen caudal.

-Areola más de 12 veces más larga que ancha.

-Margen caudal del proceso cefálico del primer pleópodo con ángulo distinto (Hobbs, 1974) Fig. A.



Figura A. Izquierda; Areola más larga que ancha. Derecha; Primer par de pleópodos bien desarrollados y endurecidos. 1 Proceso cefálico; 2 Proceso mesial; 3 Proceso triangular; 4 Cresta elíptica; 5 Protuberancia (Franco, 2014).

Anexo 3

Observaciones adicionales.

Conductas reproductivas de *Procambarus clarkii* mantenidas en laboratorio.

Se observaron dos tipos de conductas en hembras adultas en estadio reproductivo.

La primera conducta observada consiste en una lucha entre un macho en estadio reproductor y una hembra. Se puede apreciar un forcejeo entre ambos utilizando las quelas. Si el macho logra "derrotar" a la hembra, está cederá y será postrada sobre el sustrato y se llevará a cabo la reproducción. En caso de que no logre derrotarla, la hembra no dejará inseminarse y atacará al macho. Si la hembra es mucho más grande que el macho, podría matarlo, incrustando sus quelas en las paredes laterales del cefalotórax por debajo del rostrum.

La segunda conducta observada consiste en que cuando la hembra reconoce la presencia de un macho reproductor, ésta inhibe cualquier actividad que estuviera realizando y se queda inmóvil en espera de su llegada. En cuanto el macho reconoce a la hembra (después de unos movimientos con sus primeros dos pares de antenas) la sujetará de las quelas y la postrará sobre el sustrato donde transmitirá el paquete espermático.

Esta última conducta se podría interpretar como un estado preparado (por la hembra) para llevar a cabo la reproducción.

Una vez realizada la reproducción, se observa que hay una disminución en las actividades de la hembra. Por lo general se encuentra reposando en un sitio de comfort como una madriguera o escondite.

Puesta de huevos de *Procambarus clarkii* mantenidas en laboratorio.

Durante el desove se observó que la hembra mantiene su abdomen doblado formando una cuchara, después libera una sustancia viscosa que se adhiere

desde la base del tercer par de pereiópodos hasta su telson, formando una especie de velo. Posteriormente liberará los huevos y estos quedaran contenidos por el velo (se apreciaba como chocaban los huevos contra el velo recordando como si fuera un balón de volley ball chocando contra una red).

Después de que la hembra termine de desovar, se observa como mantiene en constante movimiento los pleópodos donde están adheridos los huevos. Posteriormente se mantendrá en su escondite todo el tiempo en busca de protección de sus huevos. Solo se observó que sale en busca de alimento siempre y cuando éste esté a su alcance o cuando se le molesta.

Procambarus clarkii cultivados en laboratorio.

Se observaron dos puestas de huevos, la primera a principios de junio y la segunda a principios de diciembre (2019). En la primera se observó una mayor cantidad de huevos que en la segunda. Ambas puestas eclosionaron en un periodo aproximado de 2 meses.

La tasa de mortalidad en los juveniles es muy alta, va incrementándose conforme los organismos van creciendo. En un principio se observa una preferencia alimenticia por plantas acuáticas y detritus, después hay una preferencia por alimento de origen animal.

El canibalismo es muy común durante sus primeros estadios de vida. Probablemente de ahí, obtienen los requerimientos energéticos suficientes para mudar y alcanzar un crecimiento más rápido. También se observó que los organismos que mudaban primero y eran más grandes que los demás, comenzaban a comerse a los de talla más pequeña, por lo que se comenzó a separarlos por tallas para evitar el canibalismo.

Existe una gran diferencia en las tallas de los organismos a pesar de ser de la misma puesta. *Procambarus clarkii* crece mucha más rápido si la dieta es de origen animal que de origen vegetal.

La tonalidad roja característica del estadio adulto la va adquiriendo conforme crece, parte de este pigmento lo asimilada de ecdisis de otros adultos. Entre más rápido la incorporen a su dieta, más rápido adquirirán la totalidad rojiza.

Contenido estomacal.

Se realizó un análisis cualitativo del contenido estomacal de los organismos colectados en el mes de agosto, para ello, se realizó una disección para extraer el estómago, con la ayuda de un microscopio estereoscópico, el contenido se dividió en proporciones y se determinaron tres categorías: origen animal, origen vegetal y detritus.

En el análisis cualitativo se logró distinguir en mayor proporción detritus y material de difícil determinación, seguido de fragmentos de origen vegetal y al final de estructuras de origen animal, entre los que se logró distinguir fragmentos de cladóceros, escamas, huevos de peces y ecdisis pertenecientes a *P. clarkii*.

Durante el recorrido prospectivo a principios del mes de agosto, el embalse mantuvo bajos niveles de agua debido a que anteriormente, las compuertas habían sido abiertas y aun no comenzaba la temporada de lluvia, esto permitió el crecimiento de vegetación en zonas azolvadas. Cuando el embalse recuperó sus niveles de agua normales, toda la vegetación que había crecido quedó bajo el agua. Por lo que infiero que provee de refugio y una fuente de alimentación.

De acuerdo al análisis cualitativo, se concuerda con lo encontrado por Sánchez-Saavedra y colaboradores (1993) en donde nos explican que la dieta de *P. clarkii* consiste primordialmente de detritus, seguida de plantas y al final de proteína animal. El detrito puede tener un aporte energético, ya que este suele ser colonizado por organismos unicelulares, descomponedores y perifíton. Otros autores como Avault & Huner (1985) denominan a esta especie como ovívora oportunista y describen que el detritus y la materia vegetal forman parte fundamental de la dieta de este acocil. Sin embargo, Momot (1995) realizó estudios comparativos de alimentación de *P. clarkii* y demostró que posee una predilección hacia la proteína animal antes que la vegetal, sin embargo durante su

búsqueda, ingiere grandes cantidades de detrito y material herbáceo, ya que sus presas se encuentran entre éstos.

Muestreo manual.

Se realizó un muestreo manual en el mes de septiembre en el sitio de colecta Palomar. Consistió en buscar a los organismos en sus madrigueras sobre la orilla del embalse. La profundidad de sus madrigueras era muy variada, encontrando que podrían ser desde unos 20 cm hasta más de medio metro. Se recolectaron 10 machos y 7 hembras (estos organismos no fueron tomados en cuenta en el muestreo con trampa de malla).

Hembras recolectadas en campo con huevos o juveniles.

Se recolectó a una hembra en campo entre el sitio de colecta de Carrizales con 235 juveniles adheridos a sus pleópodos.

Se recolectaron 2 hembras con huevos adheridos a sus pleópodos. Una fue recolectada durante el muestreo manual, tenía 300 huevos y la segunda fue colectada en el mes de enero en el sitio de colecta de Cúpula y tenía 220 huevos.

Anexo 4

Elaboración de trampas.

Las trampas para el muestreo fueron elaboradas con malla camaronera con abertura de poro de 1 cm². La malla fue cortada con tijeras y fue cosida por los orificios de la malla.

Para elaborar una trampa es necesario una cuadrícula de 100 cm de largo por 80 cm de ancho. Con estas dimensiones, nos alcanzará para elaborar todas las partes de la trampa.

Partes que conforman la trampa.

Cuerpo de la trampa (cilindro), 2 embudos (entradas de la trampa), caja para el cebo, cinta anti escape.

Paso uno. Una vez que tenga la cuadrícula con las dimensiones mencionadas, deberá de cortarla por el largo a la mitad, obtendrá dos pedazos de 50 cm por 80 cm.

Paso dos. Una de esas mitades se coserá por el ancho obteniendo el cilindro.

Paso tres. Para la elaboración de los embudos, necesitará realizar un molde de medio círculo, le recomiendo utilizar cartón para mayor facilidad; Este molde deberá de tener un radio de 22 cm. Cuando esté listo el medio círculo, volverá a realizar otro medio círculo dentro de este con un radio de 6 cm (Fig. F).

Paso 4. Con la otra mitad de la cuadrícula de malla, cortara 2 moldes para los embudos (procure ahorrar espacio). Una vez cortados cósalos (Fig. G).

Paso 5. Cuando tenga los embudos, deberá de coser una cinta aproximadamente de 2 o 3 recuadros de ancho en la circunferencia de círculo más pequeño o punta del cono. Esta cinta dificultará el regreso del organismo (Fig. H).

Paso 6. Una vez listos los embudos con su cinta, cósalos en el cuerpo de la trampa.

Paso 7. Fabrique una caja con la malla sobrante de aproximadamente 12 cm de largo por 9 cm de ancho y 3 cm de alto.

Paso 8. Sujete la trampa por los extremos (puede utilizar el mismo hilo de nilón) y colóquele un flotador. El uso de contrapeso garantizará que se hunda fácilmente, homogéneamente y evitará que la trampa sea arrastrada por la corriente, puede usar rocas).

Recomendación.

Procure realizar una puerta casi del mismo tamaño del ancho de la caja cebo, puede sujetarla con un alambre con forma de gancho. Hacerla más grande podría desgastar la trampa mucho más rápido de lo esperado. Uso de un hilo con un color discreto.

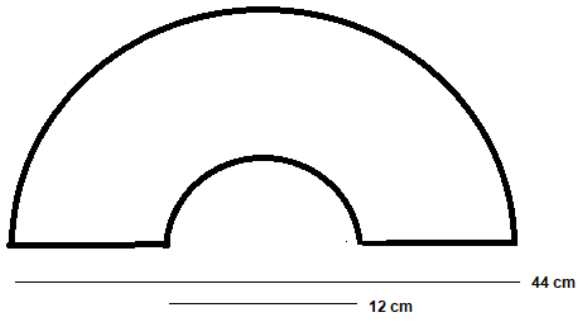


Figura F. Molde para hacer los embudos.

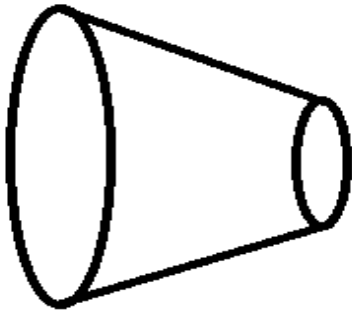


Figura G. Cono de trampa.

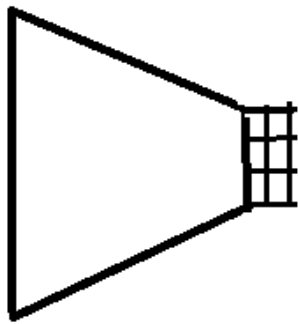


Figura H. Cinta anti escape.



Figura I. Trampa de doble cono.

Arte conceptual

Estos dibujos y otros más, fueron inspirados por los diversos periodos de privación de sueño, extensas lecturas y el penetrante olor del fijador al que fui expuesto por todas esas disecciones. Espero que les guste.

Quimiorreceptor (SD), Clarkii de Guerra (II), Recombinación Genética (ID).

