

Cultivo inicial de la **mojarra** **zacatera**

Cinzelichthys pearsei



Raúl Enrique Hernández Gómez
Martha A. Perera García
Alfonso Castillo Domínguez
Francisco A. Hernández Hernández
Ignacio Valenzuela Córdova



UNIVERSIDAD JUÁREZ
AUTÓNOMA DE TABASCO

“ESTUDIO EN LA DUDA. ACCIÓN EN LA FE”

Cultivo inicial de la mojarra zacatera
Cincelichthys pearsei

C O L E C C I Ó N

J O S É N . R O V I R O S A

Biodiversidad, desarrollo sustentable y trópico húmedo

Guillermo Narváez Osorio
Rector

Arturo Magaña Contreras
**Director de la División Académica
Multidisciplinaria de los Ríos**

Primera edición, 2025

© Universidad Juárez Autónoma de Tabasco

www.ujat.mx



Para su publicación esta obra ha sido dictaminada por el sistema académico de “doble ciego”. Los juicios expresados son responsabilidad del autor o autores. El contenido de esta obra no podrá utilizarse para entrenar modelos de Inteligencia Artificial sin el consentimiento expreso de sus autores (o herederos) y de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.

ISBN: 978-607-606-730-7

Corrección de estilo

y diseño editorial: Departamento Editorial de Publicaciones
No Periódicas / UJAT

Hecho en Villahermosa, Tabasco, México

Índice

Presentación	6
I. Introducción.....	8
II. Características generales de <i>Cincolichthys pearsei</i> (Hubbs, 1936)	10
III. Obtención de reproductores	14
IV. Cortejo, selección de pareja y desove de <i>C. pearsei</i>	21
V. Ecología reproductiva de la especie	24
VI. Desarrollo de embriones y larvas	27
VII. Siembra y acondicionamiento de larvas y juveniles.....	30
VIII. Parámetros de calidad de agua.....	35
IX. Enfermedades y tratamientos	36
X. Infraestructura y equipos.....	39
XI. Referencias	41

Presentación

Este libro es producto del proyecto “Reproducción de la mojarra zacatera *Cincelichthys pearsei* (Hubbs, 1936) en Tenosique, Tabasco, México”, como parte del programa Institucional de Ciencia, Tecnología e Innovación de Desarrollo del Estado de Tabasco, y el Comité de Ciencias y Tecnología del Estado de Tabasco, bajo el financiamiento del Programa de Desarrollo por la Ciencia, la Tecnología y la Innovación (PRODECTI) “Generación y aplicación de conocimientos: Economía Circular” con clave PRODECTI-2022-01/10. Como tal, está disponible para productores acuícolas, pescadores, estudiantes, profesores e interesados en la producción acuícola de esta especie nativa de alto interés comercial y alimenticio.

El objetivo principal es plantear los requerimientos específicos, como biológicos y técnicos, para el manejo de la mojarra zacatera en condiciones de cautiverio. Para ello, se incluye una exposición de las prácticas académicas y la experiencia obtenida al respecto; así como las estrategias de aclimatación, los aspectos reproductivos, el desarrollo embrionario, el control de enfermedades y el acondicionamiento de las áreas de cultivo de especie.

La mojarra zacatera *C. pearsei* pertenece a la familia Cichlidae y está catalogada con los criterios de conservación dentro del estatus de especies “no amenazadas” por la Lista Roja de Especies Amenazadas de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN, por sus siglas en inglés).

Esta clasificación se asigna a taxones cuyas poblaciones son abundantes, con una amplia distribución geográfica, y que no presentan indicios de enfrentar un riesgo significativo de extinción en el corto o mediano plazo. Esta especie habita aguas dulces de las distintas regiones del estado de Tabasco, principalmente en la cuenca del río Usumacinta y sus tributarios.

Diversos autores han realizado estudios sobre su distribución, ecología y pesquería comercial. Sin embargo, no hay referencias sobre el desarrollo del cultivo de esta especie, investigación que se considera esencial, pues el Instituto Mexicano de Investigación en Pesca y Acuicultura Sustentable [IMIPAS] (2013), reporta investigaciones enfocadas en especies de otros géneros de la misma familia Cichlidae, como la mojarra Castarrica (*Mayaheros urophthalmus*) y la mojarra Tenhuayaca (*Petenia splendida*), lo que resalta la necesidad de generar conocimiento específico sobre la mojarra zacatera *C. pearsei*.

Con este fundamento, la aclimatación y manejo de la mojarra zacatera *C. pearsei* en cautividad fue desarrollado en las instalaciones de acuicultura, destinadas a la reproducción y producción de especies nativas, en la División Académica Multidisciplinaria de los Ríos (DAMRíos) de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco (UJAT), ubicada en Tenosique, Tabasco, México.

I. Introducción

La acuicultura es una actividad orientada a la cría y engorda de peces, moluscos y crustáceos. Esta práctica fortalece y da estabilidad al sistema alimentario mediante la preservación de especies, la mejora nutricional de la población, la reducción de las huellas ecológicas, la elaboración de insumos para uso de procesos productivos, así como el impulso a negocios sustentables y la reducción de la escasez económica (Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural [SADER], 2019, párr. 2).

En este contexto se incluye el estudio de la mojarra zacatera *Cincelichthys pearsei* por su presencia en la región, su importancia económica y como fuente de alimento para las personas que viven en la ribera de los ríos. Esta especie habita en los cuerpos de agua dulce de México y Guatemala. En México se distribuye en los estados de Campeche, Chiapas y Tabasco, tanto en las aguas del río Grijalva como en los tributarios del río Usumacinta; mientras que en Guatemala se distribuye en el sur hasta la parte norte del Petén, incluyendo la Laguna del Tigre y el Lago Lachúa (Lyons, 2019, p. 2).

La pesquería de esta especie se realiza primordialmente en época de estiaje, cuando los niveles de los ríos y arroyos se encuentran bajos, facilitando su captura y aunado a la escasa profundidad que puede coincidir con la etapa reproductiva.

En el estado de Tabasco, la mojarra zacatera puede obtenerse en las comunidades ribereñas asentadas en los márgenes del río Usumacinta y en las lagunas del municipio de Tenosique, en donde los pescadores de las distintas cooperativas pesqueras o los mercados locales ofrecen este producto en fresco por un precio que varía desde los 70 hasta los 90 pesos por kilogramo, de acuerdo con la talla y peso de organismos.

La importancia gastronómica y comercial que presenta la mojarra zacatera en las comunidades ribereñas locales, es fundamental para desarrollar algunas técnicas para su aclimatación y su manejo en cautividad con la finalidad de generar conocimientos básicos y transferir tecnología para su conservación y preservación.

Con tal propósito, en este documento se comparten experiencias logradas, así como las ventajas y desventajas de la implementación del cultivo.

II. Características generales de *Cincolichthys pearsei* (Hubbs, 1936)

Esta especie pertenece a un grupo de peces conocidos como cíclidos o mojarras de agua dulce tropicales. Son organismos de tamaño mediano y de colores llamativos. Su diversidad morfológica se manifiesta principalmente en aspectos como la longitud y altura del cuerpo, la forma de la cabeza, el tamaño y posición de los ojos, así como la forma y posición de la boca, en relación con la facilidad para la captura de alimento (Aguilar-Contreras *et al.*, 2021, p. 409).

El cuerpo de la *C. pearsei* es redondo con una aleta en la parte dorsal y anal, que terminan en forma puntiaguda. Otra de sus peculiaridades es que presenta dientes de tipo espatulados o laminares en la mayor parte de la boca (Miller *et al.*, 2005, p. 421; McMahan *et al.*, 2015, p. 223). Considerando las características de los organismos mantenidos en cautividad en la División Académica Multidisciplinaria de los Ríos de la UJAT, podemos decir que sus longitudes máximas alcanzan entre los 300 a 320 mm, y su peso oscila entre 655 y 774 g.

La coloración de la piel en la parte correspondiente al dorso es de color verde olivo y marrón, con una marcada línea lateral más clara que nace en la cabeza y se interrumpe en la parte anterior de la cola, rasgo característico de esta familia (Figura 1). Esta coloración cambia a negro en la parte ventral y posee una pequeña mancha central al inicio del pedúnculo caudal.

Los organismos de *C. pearsei* en etapa adulta presentan un desarrollo gonádico avanzado. En el interior de la cavidad abdominal y por debajo de la vejiga gaseosa se encuentran los órganos pares en forma de saco, conocidos como gónadas (Figura 2 y 3). Dichos órganos se diferencian en ovarios en las hembras y testículos para los machos, en los que se lleva a cabo la respectiva

formación de ovocitos y espermatocitos. Durante este proceso de desarrollo gonadal, el hígado de las hembras incrementa su tamaño como parte del proceso fisiológico (Figura 2).

Morfología externa

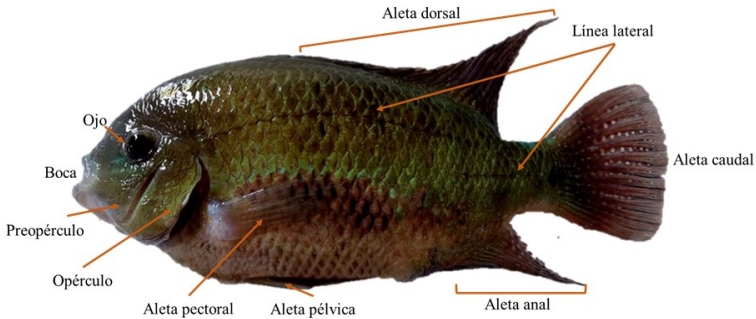


Figura 1. Morfología externa de la mojarra zacatera *C. pearsei*. Ejemplar obtenido de la captura comercial en el río Usumacinta, Tenosique, Tabasco, México.

Morfología interna

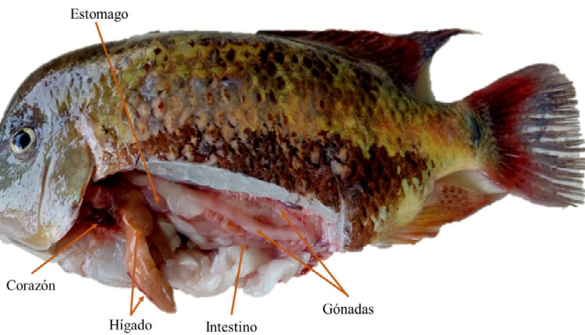


Figura 2. Ubicación de los órganos internos de la mojarra zacatera *C. pearsei*. Ejemplar obtenido de la pesca comercial en el río Usumacinta, Tenosique, Tabasco, México.

2.1. Sistema urogenital de la mojarra zacatera

Los órganos reproductores de esta especie, conocidos comúnmente como gónadas, se presentan en pares. Estas estructuras con forma de sacos se encuentran ubicadas ventralmente por debajo de la vejiga gaseosa. Anatómicamente, la gónada tiene forma alargada en los machos, y en las hembras son más abultadas (Figura 3). Los organismos de esta especie pueden llegar a la madurez sexual con tallas pequeñas, como se observa en la Figura 5.

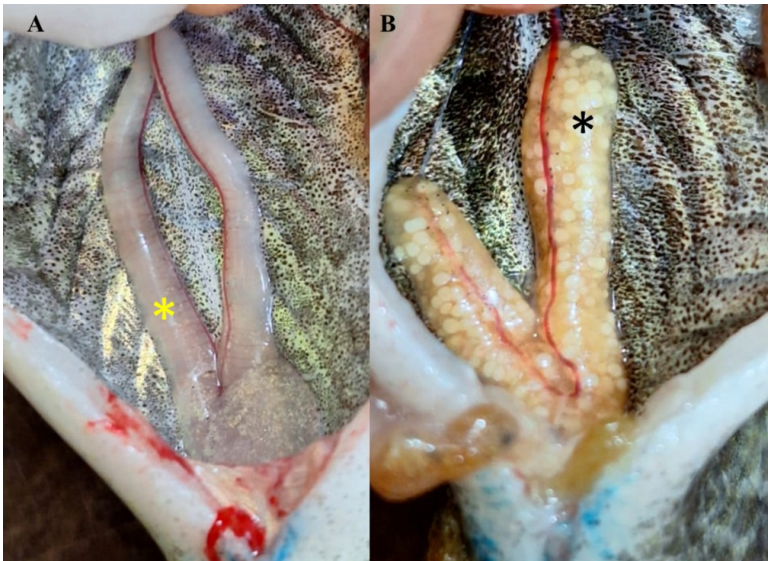


Figura 3. A) Gónada de *C. pearsei* en machos translúcidos en estadio inmaduro (☹). B) Hembras en estadio de desove, se aprecian ovocitos maduros e hidratados (*).

2.2. Hábitat de la mojarra zacatera

Esta especie habita típicamente en lagunas, meandros y ríos permanentes (Willink *et al.*, 2000, p. 43), prefiriendo los ríos y arroyos lentos caracterizados por condiciones lénticas, sobre

sustratos de barro, arcilla, marga, grava y cantos rodados hasta profundidades de 3 m (Miller *et al.*, 2005, p. 421). Esto coincide con su distribución en los ríos Usumacinta y San Pedro, así como en las lagunas de las aguas interiores, zona de ríos del Estado de Tabasco.

III. Obtención de reproductores

La obtención de los organismos reproductores puede lograrse por dos tipos de procedimientos:

1. Mediante la captura de los organismos silvestres con la ayuda de redes de trasmallos o atarrayas con abertura de luz de malla de una punta (1 cm²). Es importante mencionar que dichas capturas deben realizarse con permisos de pesca y/o a través de pescadores-socios que tengan permisos vigentes y están registrados ante dependencias de gobierno a través de la Comisión Nacional de Acuacultura y Pesca (CONAPESCA).
2. Obtención de organismos a través de granjas acuícolas certificadas y/o con permisos y registros como el Registro Nacional de Productores Acuícolas (RNPA).

3.1. Criterios para la selección de los reproductores

Los organismos seleccionados deben cumplir con las siguientes características:

- No presentar patologías.
- No presentar lesiones en el cuerpo ni en las aletas.
- No carecer de escamas en alguna parte del cuerpo.
- Haber tenido un manejo biotécnico adecuado.

Es importante que los organismos capturados del medio silvestre sean transportados en un tanque o tinas con capacidad de 400 litros, con agua del medio ambiente de su procedencia (ya sea laguna o río).

Las tinas o tanques deberán estar adaptados con sistema de aireación mediante una bomba de diafragma (compresor de aire) con una presión de 30 psi/2.1 bar, a 12 voltios (Figura 4).

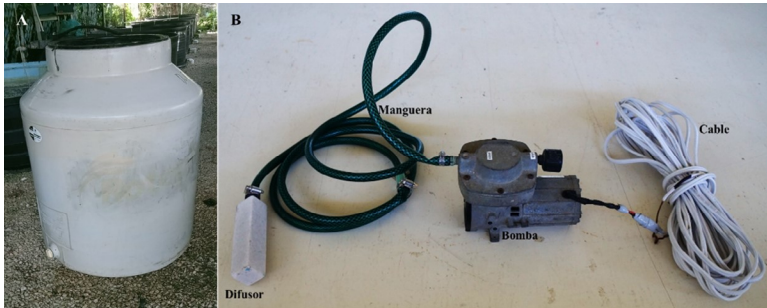


Figura 4. A) Contenedor-transportador de organismos silvestres para su aclimatación y tanque de aproximadamente 400 litros. B) Bomba para la aireación con adaptación de manguera y difusor (disipador de burbujas-oxígeno).

3.2. Bitácoras de biometrías

La toma de datos biométricos para la siembra de los peces constituye un proceso inicial de rigor para conocer el peso (g) y longitud total (mm) de los organismos (Figura 5). Estos datos son esenciales para llevar un adecuado control de los organismos y así poder determinar algunos aspectos productivos como el incremento de peso, la tasa específica de crecimiento y el factor de condición y biomasa.



Figura 5. Biometría de la mojarra zacatera *C. pearsei*: A) Longitud en mm medida con un ictiómetro. B) Peso en g medido con una balanza digital, con una precisión de 0.01 g.

3.3. Determinación de hembras y machos

Se trata de un proceso técnico durante el cual el manejo de organismos debe ser lo menos estresante posible para no provocar daños como la pérdida de escamas, golpes o la aparición de enfermedades que afecten su estado físico.

Con tal finalidad, en un recipiente de cinco litros de agua (5,000 ml) se deben agregar anestésicos naturales y/o artificiales, en una concentración de 2.5 ml de aceite de clavo o 2.0 ml del anestésico artificial 2-Fenoxietanol. El aceite de clavo es el más recomendado por ser un producto extraído de plantas, y por ende, no se considera un contaminante ambiental.

Posteriormente, los peces son introducidos en una cubeta o recipiente que contenga los cinco litros de agua con el anestésico

(previamente diluido) durante 30 a 40 segundos, hasta que el pez esté aletargado o dormido (anestesiado). De este modo se facilita la manipulación para la determinación del sexo y la obtención de datos biométricos (Figura 6).

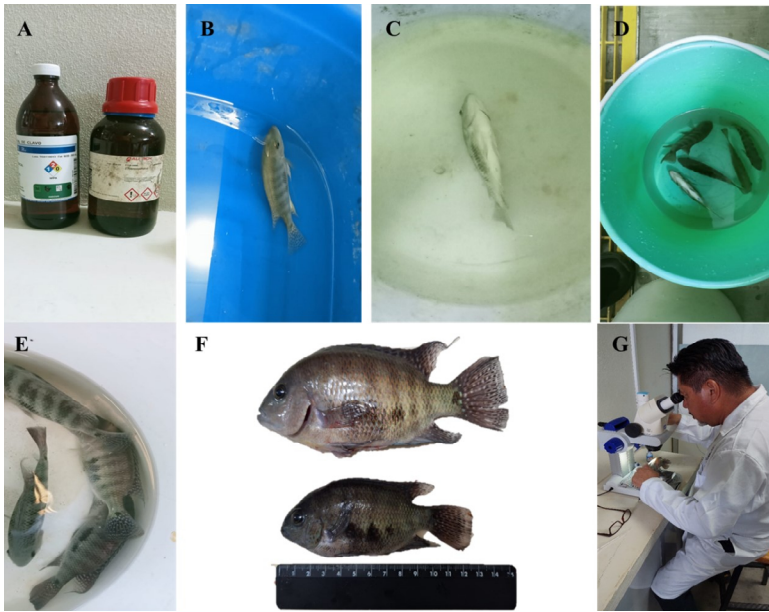


Figura 6. Aplicación de anestésicos en recipientes de plástico durante el proceso de determinación de sexo: A) Tipos de anestésicos. B) y C) Organismos relajados. D) y E) Organismo en etapa de recuperarse. F) Obtención de datos biométricos en los organismos. G) Determinación del sexo.

Una vez que los organismos se encuentran anestesiados, son transferidos y colocados en charolas plásticas para observar las papilas genitales, lo cual se puede realizar de manera directa (método visual) o apoyados con un estereoscopio, en caso de disponer de dicho equipo. Las papilas están situadas en el vientre y contiguas hacia el ano. En las hembras se pueden observar tres orificios: ano, oviducto y poro urinario; en los machos solo se observan dos: el ano y el poro urinario. Este último es por donde son expulsadas las células espermáticas. Los orificios se pueden

apreciar claramente aplicando una gota de azul de metileno sobre las papilas genitales y con la ayuda de un papel absorbente para eliminar el exceso de colorante (Figura 7).

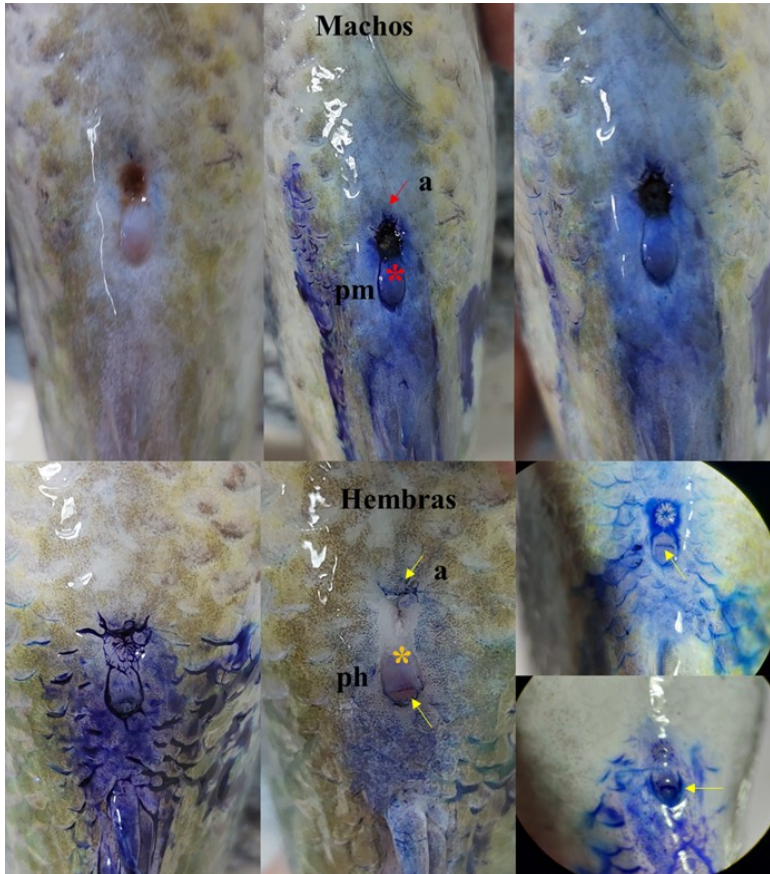


Figura 7. Zona ventral donde se distinguen las papilas genitales de machos (pm) en forma de saco*, y en las hembras (ph) con orificio para expulsar los huevos*. Encima de las papilas se observa el ano (a).

Conocer el dimorfismo sexual es necesario, ya que permite separar a los organismos de acuerdo con su sexo y, a la vez, poder llevar una bitácora de registro de tallas y pesos. En ocasiones, también sirve para conocer el estado de madurez de los peces y que el técnico, productor o especialista del área pueda decidir si el

proceso de reproducción se debe llevar a cabo de manera natural o inducida para provocar la maduración y después el desove.

Para la inducción al desove se utilizan hormonas en solución inyectable con la finalidad de controlar la producción y secreción de la hormona luteinizante (LH) y la hormona foliculoestimulante (FSH).

Es necesario conocer el peso de los organismos y realizar los cálculos correspondientes y así determinar la dosis efectiva de hormona que se debe aplicar acorde a las indicaciones y dosis descritas para peces GnRH Reg. SAGARPA: Q-0286-050 (Figura 8).

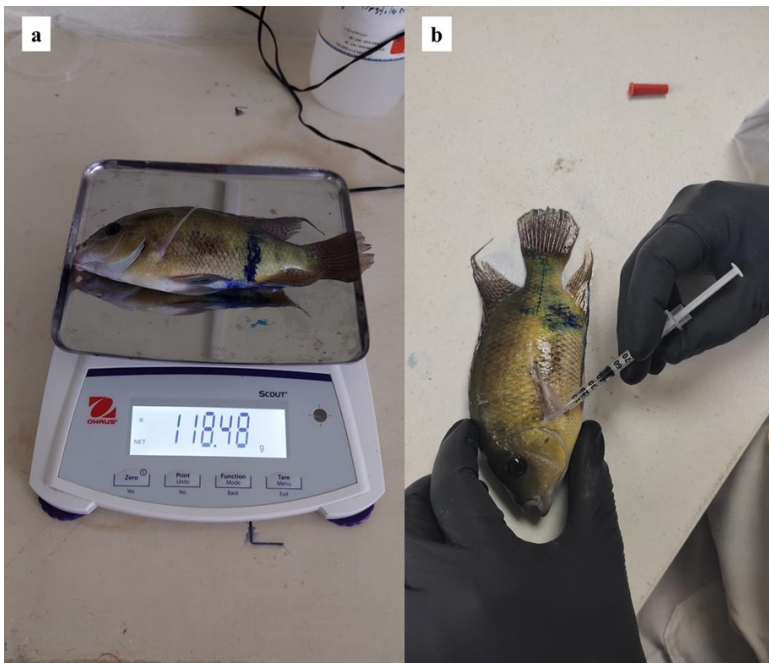


Figura 8. Inyección intramuscular de la hormona para la inducción al desove de *C. pearsei* previamente anestesiado.

Para un desove natural, es necesario establecer parejas (en proporción 1:1 hembra y macho). Los organismos seleccionados se introducen en una tina de preferencia de forma rectangular con paredes ovaladas, con 5,000 l de agua. Posteriormente, la hembra es atraída por el macho, al cual seleccionará, para perpetuar su progenie.

IV. Cortejo, selección de pareja y desove de *C. pearsei*

La reproducción natural o en condiciones silvestres comienza en el mes de marzo cuando la temperatura superficial del agua ha alcanzado entre 28 y 30 °C.

El proceso de cortejo se inicia cuando el macho selecciona un sitio de aproximadamente 20 o 30 cm de diámetro en el fondo de las tinas, ya que es el lugar donde la pareja depositará los huevos fertilizados. Posteriormente, realiza un proceso de limpieza del espacio seleccionado, retirando todas las impurezas y partículas que pudieran afectar los huevos.

Tras la formación de la pareja, ésta permanece cerca del sitio denominado “nido”, para continuar limpiando durante ocho a 10 días. Una vez terminada la limpieza, tanto el macho como la hembra determinan un espacio del estanque para anidar y comenzar a depositar los huevos que el macho fertilizará.

Una de las características del desove en esta especie es que los huevos depositados en el sustrato (fondo o esquina de la tina) donde son adheridos y colocados uniformemente. La cantidad mínima de huevos fertilizados durante el desove es de 310 y la máxima de 652, con un promedio de 488, en los reproductores con tallas de entre 170 a 220 mm de longitud (Figuras 9, 10 y 11).



Figura 9. Sistema de tinas con equipo de aireación, filtración con abastecimiento de agua para el mantenimiento de organismos de la mojarra zacatera *C. pearsei*. A) Tina de fibra de vidrio, de forma ovalada, con capacidad aproximada para 5 000 l de agua. B) Cardumen de mojarra zacatera señalados con flechas rojas.



Figura 10. Nidos de reproductores de mojarra zacatera *C. pearsei*. A), B) y C). Cuidado parental, línea roja en la zona establecida para anidación, flechas rojas y amarillas en huevos fertilizados (color gris). D). Huevos infértiles (color blanco) señalados en flecha roja con gris.



Figura 11. Huevos viables y cuidados por la pareja de mojarra zacatera *C. pearsei* en sistemas de cultivos controlados. Las flechas rojas señalan los huevos adheridos al sustrato.

V. Ecología reproductiva de la especie

De acuerdo con el comportamiento mostrado de tipo agresivo o dominancia de los individuos, estos se clasifican en: territorial reproductivo, no reproductivo territorial y no reproductivo no territorial. Esta clasificación se establece en relación con el comportamiento que guardan los organismos en el estatus social establecido durante el estadio reproductivo y relacionado con la territorialidad (Alonso *et al.*, 2011, pp. 562-566). Con base en la clasificación, los organismos muestran patrones de coloración que caracterizan los diferentes estatus sociales en la mojarra zacatera (Figura 12).

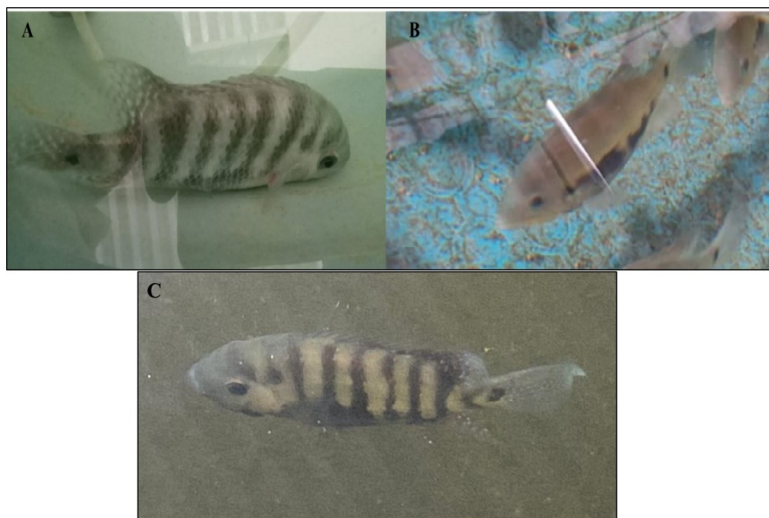


Figura 12. Categoría de dominancia: A) No reproductivo territorial, bandas en el cuerpo. B) No reproductivo, no territorial, con manchas laterales oscuras sobre la región abdominal y C) Reproductivo territorial, bandas oscuras remarcadas en la mojarra zacatera *C. pearsei*.

5.1. Lesiones por dominancia y agresividad de la mojarra zacatera

Las lesiones que se causan los individuos de esta especie pueden ser graves y llegan a ocasionar la muerte. Durante el manejo de la especie, el comportamiento agresivo afecta a los organismos que caen dentro de la categoría no reproductivo territorial. Estas lesiones pueden observarse en los costados del cuerpo, donde provocan principalmente un proceso de descamación que puede desencadenar la muerte de los organismos agredidos (Figura 13).

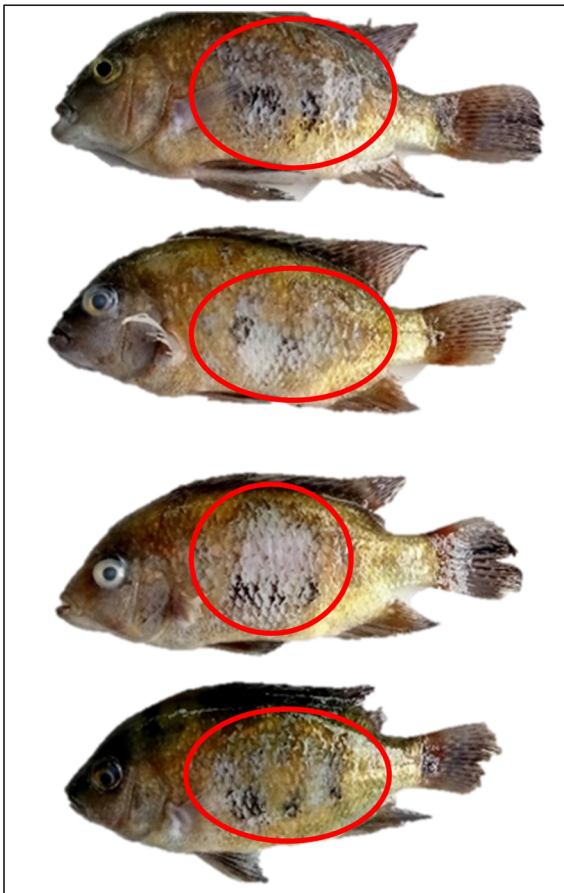


Figura 13. Lesiones causadas a organismos por su condición de peces no reproductivos territoriales, señaladas en círculos rojos.

Se considera que esta condición se debe a la competencia por el espacio dentro del contenedor (tina) con agua, ya que un solo ejemplar ocupa aproximadamente 70 l de agua (0.07 m^3) (Figura 14). Inicialmente, el sistema se probó con una densidad de cinco organismos, pero el comportamiento territorial de la especie y su dominancia disminuyen el número de peces hasta que solo queda el pez dominante, lo cual es una desventaja para que el cultivo sea exitoso.



Figura 14. Sistema de tinas para el mantenimiento individual de reproductores de mojarra zacatera *C. pearsei*.

VI. Desarrollo de embriones y larvas

6.1. Embriones

Para el seguimiento de los caracteres de desarrollo embrionario en *C. pearsei* se utilizan microscopios y estereomicroscopios adaptados con cámaras digitales y *software* de medición, que permiten realizar mediciones morfométricas, como el diámetro del huevo, el diámetro de la yema y el espacio previtelino.

Estas características se observan en los huevos embrionados y en desarrollo metamórfico, con un tamaño de entre 1.9 a 2 mm de longitud y 1.2 a 1.4 mm de ancho. En su interior se observa un saco vitelino o yemas que proveen nutrientes y oxígeno al embrión. Además, se distinguen células de pigmentación (melanóforos). En la fase avanzada de desarrollo embrionario también son visibles la notocorda, la formación de la cola, las vesículas ópticas y las placas auditivas (Figura 15).

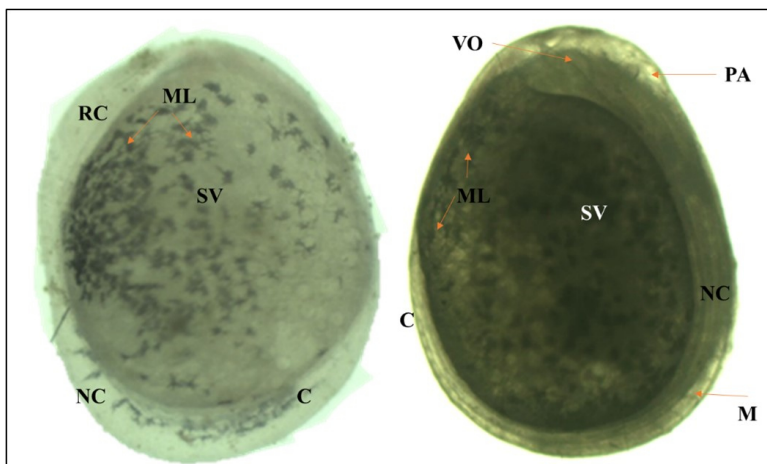


Figura 15. Huevos embrionados provenientes de desoves de reproductores de *C. pearsei* mantenidos en condiciones de cautividad. En estos huevos es posible apreciar: RC: región cefálica; ML: melanóforos; SV: saco vitelino; NC: notocorda; C: cola; VO: vesícula óptica; PA: placa auditiva; M: miómeros.

6.2. Larvas

En esta etapa, las larvas recién eclosionadas se distinguen por la cantidad de melanóforos en forma de estrellas de color negro que se encuentran distribuidos en la mayor parte del saco vitelino. En la región cefálica se observan seis ventosas: dos en la parte frontal y cuatro más en la parte superior.

Las ventosas le permiten a la larva sujetarse o adherirse a cualquier sustrato. Incluso sirven para su agrupamiento con otras larvas, quizás como estrategia para evitar la depredación por organismos de mayor tamaño.

Si bien, los ojos de las larvas ya están totalmente formados y existe una incipiente aleta pectoral, al momento de nacer aún no tienen formada la boca.

Por lo tanto, su sobrevivencia depende del saco vitelino para nutrirse y de la primera alimentación exógena que reciben a la apertura de la boca y el desarrollo de sus órganos internos (Figura 16).

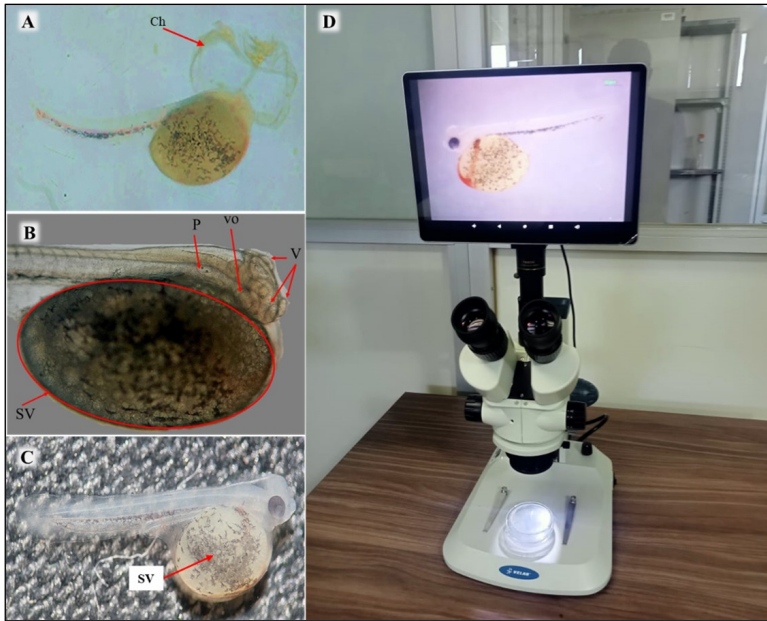


Figura 16. Características de las larvas de *C. pearsei* obtenidas bajo condiciones de cautividad: A) Larva recién eclosionada. B) Larva de cuatro horas post-eclosión. C) Larva de 24 horas post-eclosión. D) Estereomicroscopio con cámara adaptada para tomas fotográficas. Ch: Cáscara del huevo; P: Placa auditiva; VO: Vesícula óptica; V: Ventosas; SV: Saco vitelino.

VII. Siembra y acondicionamiento de larvas y juveniles

En esta fase del procedimiento, se recolectan larvas eclosionadas que tengan diez días de nacidas con tamaños entre 4.5 - 5.5 mm de longitud. Para este proceso se utilizan tinas con una capacidad aproximada de 1000 litros, previamente, suministrada agua verde (algas microscópicas) utilizada como alimentación inicial al momento de la apertura de la boca.



Figura 17. Área para el desarrollo y crecimiento de larvas de *C. pearsei* en condiciones de laboratorio, previamente inoculada con algas microscópicas y copépodos. A) Aclimatación de las larvas durante 20 minutos. B) Tinas con inóculo de algas y copépodos; las cubetas, las larvas en aclimatación. C) Liberación de larvas al medio de cultivo. D) Larvas antes de ser liberadas.

Las larvas son aclimatadas en una de las tinas por un periodo de 20 minutos, para ser liberadas posteriormente (Figura 17), adicionalmente son alimentadas con copépodos (Figuras 18 y 19).



Figura 18. Colecta de copépodo para alimentación de larvas de *C. pearsei*, con un tamiz de 0.45 mm de abertura de luz de malla y una pipeta de plástico de 5 ml.

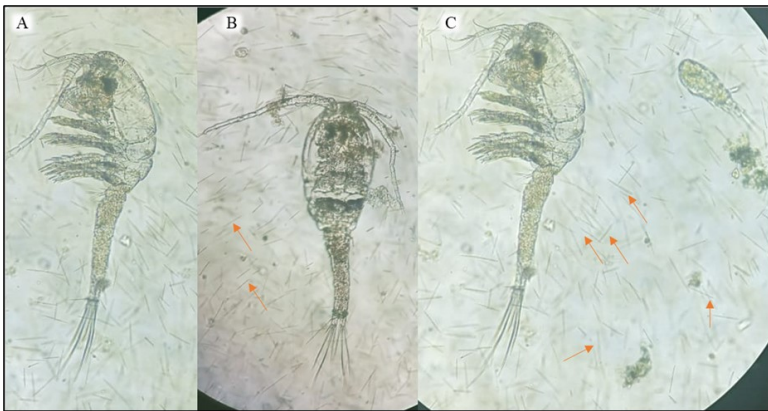


Figura 19. Copépodos: (A) Vista lateral. (B) Vista dorsal. (C) Copépodos y algas filamentosas (señaladas con flechas) inoculadas en el medio previamente a la siembra de larvas de *C. pearsei*.

Posteriormente, las larvas son alimentadas con microgusanos de avena *Panagrellus redivivus*, empleando un pincel de cerdas amplias P15 #20 plano. Son gusanos no segmentados, de color de

blanco a transparente, con una longitud menor a 1.5 mm y presentan movimientos continuos (Figura 20 y 21).

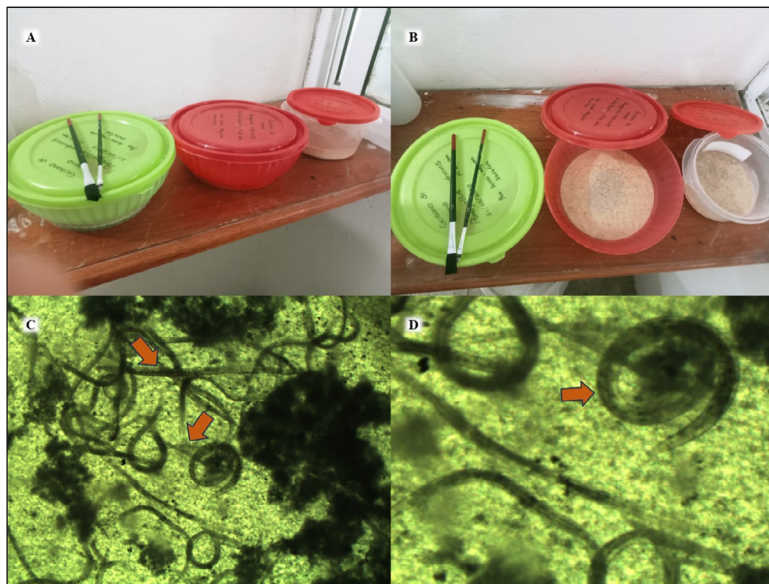


Figura 20. (A) Cultivo de microgusanos de avena *Panagrellus redivivus* en contenedores de plástico de aproximadamente 1 litro de capacidad. (B) Avena humedecida con agua purificada. (C) Microgusanos y partículas de avena. (D) Vista aumentada de los microgusanos señalados con flechas.



Figura 21. (A) Alimentación de postlarvas de *C. pearsei* con microgusanos, colectados con pinceles. (B) Microgusanos directamente distribuidos en el agua de las tinajas. (C) Vista general del sistema de tinajas de fibra de vidrio.

7.1. Selección de crías de *C. pearsei*

Las crías obtenidas alcanzan entre 1.69 cm a 2.0 cm de longitud y anatómicamente, ya han adquirido los caracteres de sus progenitores (Figura 22). En esta fase, las crías comienzan a ser alimentadas con migajas de alimentos balanceados que contengan 45 % de proteínas para organismos omnívoros.



Figura 22. Crías de mojarra zacatera *C. pearsei* producidas en condiciones de laboratorio: (A) Vista morfoanatómica de las crías. (B) Morfometría de las crías realizada bajo un estereoscopio. (C) Estereomicroscopio con cámara adaptada y *software* de medición para dar seguimiento al desarrollo de las crías en distintas etapas de crecimiento.

VIII. Parámetros de calidad de agua

La comprobación de la calidad del agua empleada durante la aclimatación de la especie se realiza cada 15 días. Determinando los siguientes parámetros:

- pH, a través de un potenciómetro.
- Temperatura (°C), con un termómetro digital.
- Oxígeno disuelto (OD), con un oxímetro digital.
- Nitrito (NO_2), nitrato (NO_3) y amonio (NH_3) con kits de pruebas para calidad de agua (Figura 23; Tabla 1).

Tabla 1. Parámetros de la calidad del agua obtenidos durante la aclimatación de la mojarra zacatera *C. pearsei* en sistema de cultivo.

Equipo/material/Reactivo	Parámetro	Rango obtenido
Termómetro de mercurio	Temperatura	24 - 33 °C
Reactivo	Nitrito	0 – 0.25 ppm
	Nitrato	0 – 40 ppm
	Amonio	0.00 ppm
Oxímetro	Oxígeno Disuelto	4.0 – 5.0 mg
Reactivo/Potenciómetro	pH	7.0 – 7.6

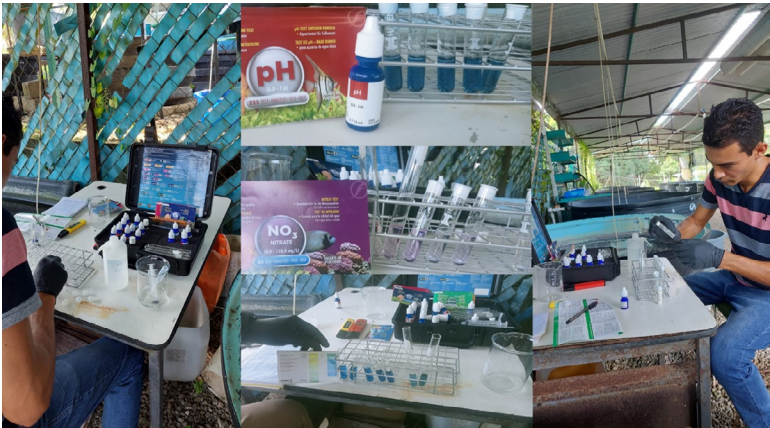


Figura 23. Medición y registro de los parámetros de calidad del agua, con un test colorímetro durante el crecimiento de la mojarra zacatera *C. pearsei* en condiciones de cautividad.

IX. Enfermedades y tratamientos

Cuando los organismos son capturados por primera vez de condiciones silvestres y son destinados al cautiverio, estos deben pasar por un periodo de cuarentena, es decir, 40 días en observación. Este procedimiento tiene como finalidad prevenir enfermedades provocadas por agentes patógenos como virus, bacterias, hongos, nemátodos y trematodos, así como algunos hematófagos (y parásitos como sanguijuelas) (Figura 24).

La muerte de organismos ocasionada por los parásitos es muy difícil de evaluar, pero se estima que oscila entre 10 al y 20 %, y puede ser superior en casos específicos (Vásquez *et al.*, 2001, p. 157).

Las sanguijuelas son parásitos hematófagos que succionan la sangre y causan anemia a los peces. Este tipo de parásito en grandes cantidades puede causar pérdidas económicas en los cultivos acuícolas, ya que los peces dejan de crecer y pierden peso. Para eliminar estos parásitos se pueden implementar baños de inmersión de corta duración (de 30 a 60 segundos) en agua con cloruro de sodio (sal común) en dosis de 50 g/L.

El valor terapéutico del cloruro de sodio se fundamenta en dos funciones:

- Provoca un aumento en la producción de mucosidad que recubre la epidermis de los peces y, durante su separación, elimina los patógenos.
- Aumenta la propiedad del volumen y la gravedad del agua, y modifica la fuerza de la actividad física provocando la muerte de los ectoparásitos.

Vásquez *et al.* (2001, p. 177) señalan evitar la aplicación de cloruro de sodio en contenedores y utensilios elaborados con zinc o de metal galvanizado, debido a que estos materiales generan

salificación, extremadamente tóxica para los peces. La sal de mar o sal común diluida en agua se utiliza para tratar padecimientos en las epidermis producidos por diferentes especies de ectoparásitos (protozoarios y vermes), así como en patologías graves por microorganismos como *Flavobacterium* y *Saprolegnia* (hongos). Se sugiere no utilizar el procedimiento permanente de cloruro de sodio en estanques de cultivo, por el resultado adverso en la producción de microalgas.

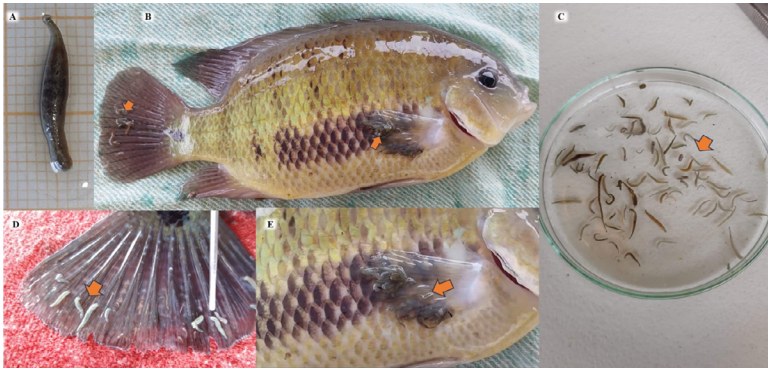


Figura 24. A) Infestación por ectoparásitos “sanguijuela” en organismos cautivos en condiciones de laboratorio. B) Vista anatómica de la sanguijuela. C) Organismos parasitados con sanguijuelas. D) Sanguijuelas recolectadas en la caja de Petri. E) Sanguijuelas adheridas a la cola y aleta pélvica. La flecha de color naranja señala las sanguijuelas.



Figura 25. A) y B) Aplicación de azul de metileno a los contenedores de los peces. C) y D) Aplicación tópica en las heridas de los peces.

Las heridas provocadas por mordeduras de organismos agresivos no reproductivos territoriales son tratadas tópicamente

aplicando azul de metileno directamente en las heridas para que cicatricen y evitar la presencia de bacterias, hongos o virus que puedan proliferar sobre la lesión.

Este tratamiento debe ser aplicado a razón de dos veces al día. También se aplica directamente en el agua del contenedor, siguiendo las indicaciones de la etiqueta o instructivo del frasco dosificador (Figura 25).

X. Infraestructura y equipos

La infraestructura necesaria para llevar a cabo la aclimatación y reproducción de la mojarra zacatera *C. pearsei* en cautiverio estuvo compuesta de dos áreas:

- La primera estuvo acondicionada con cuatro estanques de fibra de vidrio, de forma ovalada, que midieron 3 m de largo por 2 m de ancho con una profundidad aproximada de 1 m (6 m³). En esta misma área se encontraban tres tinas de fibra de vidrio utilizadas para el crecimiento de larvas de peces hasta la etapa juvenil.

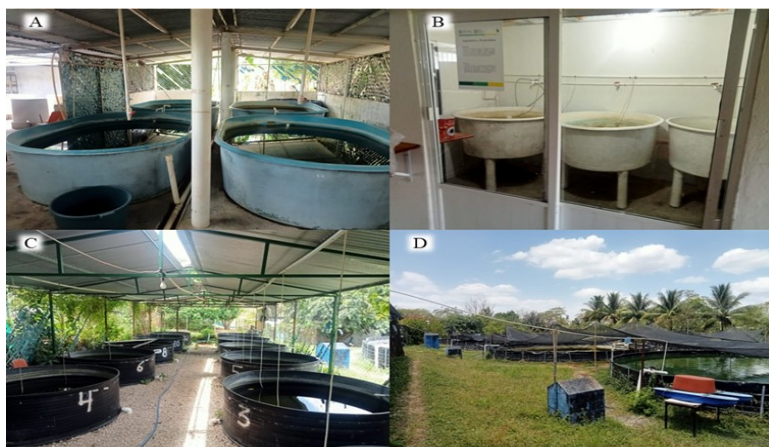


Figura 26. (A) Área de reproducción de especies nativas. (B) Área de alevinaje-larvas. (C) Área para la evaluación del crecimiento. (D) Estanques de geomembrana para la etapa de engorda.

- La segunda área estuvo destinada para la evaluación del crecimiento de organismos juveniles hacia su etapa de engorda. Este espacio incluyó 12 tinas circulares de plástico (tipo bebedero) de 2 m de diámetro y 1 m de profundidad. Así como un estanque de geomembranas para la engorda de especies acuícolas (Figura 26). Cada una de las áreas

estuvo equipada con un sistema de aireación, un sistema de filtración y un sistema de recirculación del agua a través del bombeo.

XI. Referencias

- Aguilar-Contreras, Y.E., González-Díaz, A.A., Mejía O., & Rodiles-Hernández, R. (2021). Morphometric variation of Middle-American cichlids: Theraps– Paraneetroplus clade (Actinopterygii: Cichliiformes: Cichlidae). *Acta Ichthyologica et Piscatoria*, 51(4): 403–412. <https://doi.org/10.3897/aiep.51.69363>
- Allgayer R. (2024). *Cincolichthys pearsei*. Plantilla y contenido © Fishipedia - Reproducción no autorizada sin solicitud previa - ISSN 2270-7247 - Última actualización el 11/11/2023 © Fishipedia.fr 2023. <https://www.fishipedia.es/pez/herichthys-pearsei>
- Alonso, F., Cánepa, M., Guimarães Moreira, R., & Pandolfi, M. (2011). Social and reproductive physiology and behavior of the Neotropical cichlid fish *Cichlasoma dimerus* under laboratory conditions. *Neotropical Ichthyology*, 9(3): 559-570. <https://doi.org/10.1590/S1679-62252011005000025>
- Hubbs, C.L. (1936). Fishes of the Yucatan Peninsula. Carnegie Institution of Washington Publication. 457:157-287.
- Instituto Mexicano de Investigación en Pesca y Acuicultura Sustentable [IMIPAS] (2013). *Carta Nacional Acuícola*. Gobierno de México. <https://www.gob.mx/imipas/documentos/carta-nacional-acuicola-2013>
- Lyons, T.J. (2019). *Cincolichthys pearsei*. The IUCN Red List of Threatened Species e.T192885A2179640. <http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2019-2.RLTS.T192885A2179640.en>
- McMahan, C. D., Matamoros, W. A., Piller, K. R., & Chakrabarty, P. (2015). Taxonomy and systematics of the herichthyins (Cichlidae: Tribe Heroini), with the description of eight new Middle American Genera. *Zootaxa*, 3999(2), 211-234. <http://dx.doi.org/10.11646/zootaxa.3999.2.3>
- Miller, R. R., Minckley W. L. & Norris. S.M. (2005). *Freshwater fishes of México*. The Chicago University Press, Illinois.

- Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural. (2019, abril 1). *Acuicultura, producción y conservación de organismos acuáticos*. Gobierno de México. <https://www.gob.mx/agricultura/articulos/acuicultura-produccion-y-conservacion-de-organismos-acuaticos#:~:text=La>
- Vásquez, D.C., Villanueva, S.M., & Rodríguez, G.H. (2001). Principales enfermedades de los peces en cultivo. En Rodríguez G.H., Victoria D.P. & Carrillo A.M. (Eds.) *Fundamentos de acuicultura continental* (3ra. Ed., pp. 147-188). Instituto Nacional de Pesca y Acuicultura (INPA).
- Willink, P.W., Barrientos, C., Kihn, H.A., & Chernoff, B. (2000). An ichthyological survey of Laguna del Tigre National Park, Peten, Guatemala. In E.A. Leeanne, (ed.), *A biological assessment of Laguna del Tigre National Park, Petén, Guatemala* (pp. 41-48). Center for Applied Biodiversity Science, Petén, Guatemala.

Raúl Enrique Hernández Gómez

Doctor en Ciencias en Ecología y Manejo de Recursos Tropicales. Profesor-investigador de la División Académica Multidisciplinaria de los Ríos de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco con 27 años de servicio. Miembro del Sistema Nacional de Investigadoras e Investigadores y del Sistema Estatal de Investigadores.

Investigaciones sobre el manejo, producción y conservación de recursos acuáticos, con énfasis en especies de peces endémicas y migratorias, así como aspectos de sanidad parasitología acuícola.

Martha A. Perera García

Profesora-investigadora de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco en la División Académica de Ciencias Biológicas. Doctorado en Ciencias en Ecología y Manejo de Sistemas Tropicales, Área Ecología y Biología de Organismos Acuáticos. Biología de organismos acuáticos los estudios en el medio natural y en laboratorio encaminados a la comprensión de los ciclos de vida de las especies.

Estudios dirigidos a la estimación de los parámetros biológicos básicos necesarios para desarrollar modelos de dinámica de poblaciones. Evaluación de procesos físicos y biológicos que influyen en la dinámica de especies, poblaciones y comunidades en diferentes escalas espaciales y temporales. Análisis de la variabilidad ambiental y las interacciones multi específicas que determinan el desarrollo de especies, el éxito en el reclutamiento y la producción. Investigaciones con enfoques ecológicos para evaluar los recursos acuáticos proporcionando puntos de referencia biológicos, basados en flujos tróficos y modelos socioeconómicos que complementan los métodos estándar de evaluación de las poblaciones.

Alfonso Domínguez Castillo

Doctorado en Ciencias en Ecología y Desarrollo Sustentable.

Profesor-investigador de la División Académica Multidisciplinaria de los Ríos, de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco.

Francisco A. Hernández Hernández

Ingeniero en Acuicultura, profesionalmente encargado del área de producción acuícola de la División Académica Multidisciplinaria de los Ríos. Maestrante del posgrado Maestría en Desarrollo Agropecuario Sustentable.

Ignacio Valenzuela Córdova

Técnico Académico de Tiempo Completo con 13 años de antigüedad fungiendo como responsable de los Laboratorios de los Programas Educativos de Ingeniería en Acuicultura y Técnico Superior Universitario en Acuicultura en la División Académica Multidisciplinaria de los Ríos de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, ubicada en el Municipio de Tenosique, Tabasco.

Cuenta con una Lic. en Ing. en Acuicultura y Maestría en Desarrollo Agropecuario Sustentable. Especialista en diseño, montaje y operación de sistemas de recirculación para acuicultura y sistemas intensivos en geomembranas para la producción de tilapia.

Wilfrido Miguel Contreras Sánchez
Secretario de Investigación, Posgrado y Vinculación

Pablo Marín Olán
Director de Difusión y Divulgación Científica y Tecnológica

Analuís Kú Ortiz
Jefa del Departamento Editorial de Publicaciones No Periódicas