

**Manual sobre la aclimatación
de la mojarra blanca**
Eugerres mexicanus (Steindachner, 1863)

C O L E C C I Ó N

JOSÉ NARCISO ROVIROSA

Biodiversidad, desarrollo sustentable y trópico húmedo

José Manuel Piña Gutiérrez

Rector

**Manual sobre la aclimatación
de la mojarra blanca**
Eugerres mexicanus (Steindachner, 1863)

Raúl Enrique Hernández Gómez,
Martha Alicia Perera García,
José Alfredo de la Cruz Narvaez,
Luis Manuel Gómez Díaz Duran,
Alfonso Castillo Domínguez,
Jorge Víctor Hugo Mendiola Campuzano



Universidad Juárez Autónoma de Tabasco

Manual Sobre la aclimatación de la mojarra blanca : Eugerres Mexicanus (Steindachner, 1863) / Raúl Enríquez Hernández Gómez... [ET AL.] - 1ª Ed. --Villahermosa, Tabasco: Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, 2013.

50 P. -- (Colección: José Narciso Rovirosa, Biodiversidad, Desarrollo Sustentable Y Trópico Húmedo)

Incluye Referencias Bibliográficas

ISBN: 978-607-606-099-5

1. Piscicultura.

L.C. SH171 M36 2013

Primera edición, 2013

D.R. © Universidad Juárez Autónoma de Tabasco
Av. Universidad s/n. Zona de la Cultura
Colonia Magisterial, C.P. 86040
Villahermosa, Centro, Tabasco.

El contenido de la presente obra es responsabilidad exclusiva de los autores. Queda prohibida su reproducción total sin contar previamente con la autorización expresa y por escrito del titular, en términos de la Ley Federal de Derechos de Autor. Se autoriza su reproducción parcial siempre y cuando se cite la fuente.

ISBN: 978-607-606-099-5

Apoyo editorial: Francisco Morales Hoil
Diseño y formación: Ricardo Cámara Córdova

Hecho en Villahermosa, Tabasco, México

Índice

Presentación	7
Introducción	9
Características generales de <i>Eugerres mexicanus</i>	11
Hábitat	12
Captura de ejemplares del medio silvestre	13
Arte y método de pesca	14
Transporte de ejemplares	15
Aspectos reproductivos	17
Periodo de aclimatación	21
Alimentación fresca	22
Alimentación artificial	23
Calidad del agua	24
Infraestructura	27
Dimensión del área experimental	27
Sistema de aireación	29
Sistema de recirculación	30
Inducción al desove	33
Inyección de la hormona gonadotrofina coriónica humana (GCH)	33
Desove, fertilización y desarrollo embrionario	36
Desarrollo larval	37

Enfermedades	39
Enfermedad producida por hongos	39
Enfermedad producida por protozoarios	41
Parásitos	43
Literatura citada	45
Lista de tablas y figuras	47

Presentación

El presente manual es producto del proyecto “Estudio preliminar de la reproducción y crecimiento de la mojarra blanca” financiado por el Fondo-Mixto CONACYT-Gobierno del Estado de Tabasco, clave TAB-2007-C09-73534.

En este documento se exponen de manera clara y precisa los requerimientos biológicos y tecnológicos de la especie en cautividad. Además, se explican las experiencias fundamentales sobre el manejo, así como algunos aspectos patológicos y tratamientos de infecciones por hongos y parásitos durante el periodo de aclimatación. Conjuntamente, se muestran fotografías de los parásitos registrados en esta especie.

Eugerres mexicanus es una especie considerada totalmente de agua dulce. Recientemente se reportan algunos estudios sobre la distribución, ecología y hábitos alimenticios. Con respecto al manejo en cautiverio no existe información. Sin embargo, existen otras especies del mismo género, pero de origen marino como *E. brasiliuanus* y *E. lineatus*, las cuales presentan indicios de investigaciones sobre aspectos reproductivos en condiciones de cautiverio.

El estudio sobre el manejo de *E. mexicanus* en cautiverio fue realizado en las instalaciones de la División Académica Multidisciplinaria de los Ríos de la Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, ubicada en el Km. 1 de la carretera Tenosique- Estapilla en el municipio de Tenosique, Tabasco, México.

Este manual está dirigido a estudiantes, investigadores, profesores, sector productivo e interesados en la producción de esta especie.

Introducción

La acuicultura ha servido a través del tiempo para satisfacer necesidades alimenticias para población humana. Actualmente se ha visto incrementada a nivel mundial, ocupando el cuarto lugar en la producción de proteína del alta calidad de origen marino y continental (López-Fernández, 2005).

La mojarra blanca *E. mexicanus* es capturada en el río Usumacinta y sus afluentes. El aprovechamiento de este recurso representa relevante interés para la alimentación de muchas comunidades asentadas a lo largo de las riberas. Este recurso se comercializa en fresco o se entrega directo a la cooperativa de producción pesquera. El precio en el mercado local puede variar entre \$40.00 y \$60.00 pesos c/u por el kilogramo y depende de la talla.

El grupo de mojarras pertenecientes al género *Eugerres* está representada por especies de agua marina y dulce. *Eugerres mexicanus* (Steindachner, 1863) es la única especie de agua dulce, conocida comúnmente como mojarra blanca o trompetera, distribuida en una parte de la vertiente del Atlántico, al sur de México; en la cuenca del río Coatzacoalcos y Usumacinta; y en la parte norte de Guatemala (Gilmore y Greenfield 2002).

La captura de esta especie se realiza durante la temporada reproductiva, en los meses de enero a junio, época en que es más apreciada. Además, las hembras alcanzan sus mayores picos de maduración gonádica.

Debido a la importancia gastronómica y cultural que esta especie representa para las comunidades de la región, surgió el objetivo de desarrollar algunas técnicas que contribuyan a la aclimatación y reproducción de la especie, con la finalidad de transferir la tecnología de aprovechamiento y zootecnia en las comunidades ribereñas.

En este manual se exponen los avances sobre la aclimatación de esta especie, así como aspectos reproductivos, tecnológicos y patológicos, sus las ventajas y las desventajas durante su manejo.

Características generales de *Eugerres mexicanus*

Esta especie pertenece a un grupo de peces de talla pequeña a mediana, de cuerpo comprimido y a veces bastante alto, hocico puntiagudo, cabeza cóncava, boca fuertemente protráctil dirigida hacia abajo, dientes pequeños y filiformes en ambas mandíbulas y una sola aleta dorsal larga; su porción espinosa y blanda, aproximadamente de igual longitud; la segunda espina dorsal más alta que la primera, las aletas dorsales y anales presentan vaina escamosa basal, aletas pectorales largas y puntiagudas, aleta pélvica provista de un proceso axilar largo y escamiforme, la cabeza y el cuerpo se encuentran cubiertos totalmente por escamas evidentes.

La aleta caudal se presente en forma de horquilla, el color de la cabeza y cuerpo generalmente plateado con escamas muy relucientes en vista lateral, pero de color gris oscuro en vista dorsal; cuerpo frecuentemente con manchas, líneas u otras marcas poco evidentes, aletas por lo general amarillentas o con bordes amarillos o negros (Gilmore y Greenfield, 2002; Miller *et al.* 2005). *E. mexicanus* se distingue de las demás especies por presentar labios gruesos (Figura 1).

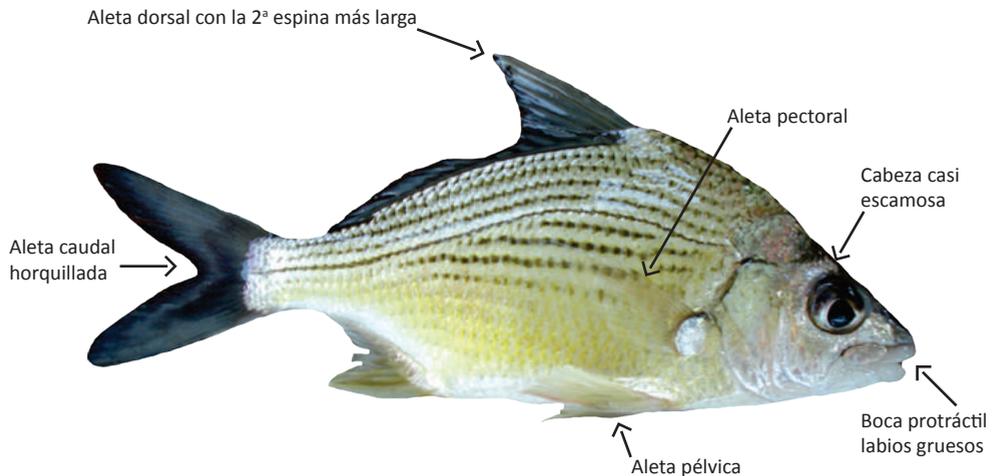


Figura 1. *Eugerres mexicanus* capturada en el río Usumacinta, en Tenosique, Tabasco, México.

Hábitat

Las mojarra de esta familia viven en aguas costeras tropicales del mundo, algunas especies emigran de aguas interiores a aguas salobres; tal es el caso para *E. mexicanus*, la cual se puede localizar en hábitats predominantemente con tipo de sustrato fangoso, arenoso y en aéreas de manglares, donde se alimentan de pequeños animales del fondo, tales como caracoles y poliquetos (González-Pedrero, 1987).

Arte y método de pesca

Los ejemplares no deben ser capturados con redes de monofilamento, ya que pueden llegar a presentar mortalidad alta (hasta del 95%), causada principalmente por el arte de captura. Para la captura de esta especie se recomienda utilizar un chinchorro de 50 metros de largo por 3 metros de caída, elaborado con hilo de seda, con una abertura de luz de malla de 1 punta (1 cm²), se recomienda que el arrastre se realice formando un cerco en la orilla del río (Figura 3).



Figura 3. Captura de ejemplares del medio silvestre.

No es recomendable utilizar chinchorros de monofilamento de nylon (Figura 4), ya que estas artes causan daños severos a los ejemplares capturados por quedar atrapadas dorsoventralmente, perdiendo parte de su mucosa y piel, así como escamas lo que posteriormente origina graves infecciones.



Figura 4. La red tipo chinchorro de monofilamento (nylon) no recomendada para la captura de *E. Mexicanus* para fines de manejo en cautividad.

Los ejemplares capturados con mallas de seda son colocados en jaulas flotantes de 2x2x1 m, elaboradas con tubos de PVC hidráulico y de malla mosquetero, las cuales se sitúan dentro de río, en las orillas para concentrar la captura (Figura 5).



Figura 5. Jaulas flotantes situadas a la orilla del río Usumacinta.

Transporte de ejemplares

Para transportar los ejemplares capturados, se recomienda colocar aproximadamente 40 organismos en hieleras con capacidad de 120 litros, a las cuales se les debe suministrar agua hasta el 50% de la capacidad total, añadiendo una solución anti-estrés, así como oxigenación artificial con bombas portátiles de baterías, para que los organismos resistan el traslado y disminuya el estrés, evitando el deceso (Figura 6).



Figura 6. Sistema de transporte en hieleras.

Es muy importante hacer mención que el vehículo en el que se transportan los organismos se debe mantener a una velocidad constante y moderada para evitar que los ejemplares se golpeen entre sí o con las paredes de la misma hielera. Esta actividad debe realizarse por la mañana o por la tarde previniendo la temperatura adecuada para evitar sofocación de los organismos.

Aspectos reproductivos

La captura de los ejemplares debe ser por encima de 30 organismos; para obtener ejemplares sexualmente maduros se recomienda capturar alrededor de 90 organismos entre los meses de febrero a marzo. A estos organismos se les debe practicar biometrías: para registrar la longitud estándar con un ictiómetro de 1mm de precisión, el peso total, y para estudios del índice gonadosomático, el peso eviscerado, con una balanza granataría de 0.1g de precisión (Figura 7).



Figura 7. Biometrías de longitud estándar y peso total de ejemplares.

Se debe confirmar que los ejemplares estén sexualmente maduros, lo cual se realiza comprimiendo suavemente el vientre de machos y hembras. Asimismo, por medio de un sexado manual, se observan los orificios de la parte abdominal (ventrales). En las hembras se deben apreciar tres orificios (ano, poro excretor y oviducto), y en los machos, dos (ano y poro excretor), con lo que se confirma el sexo (Figura 8).

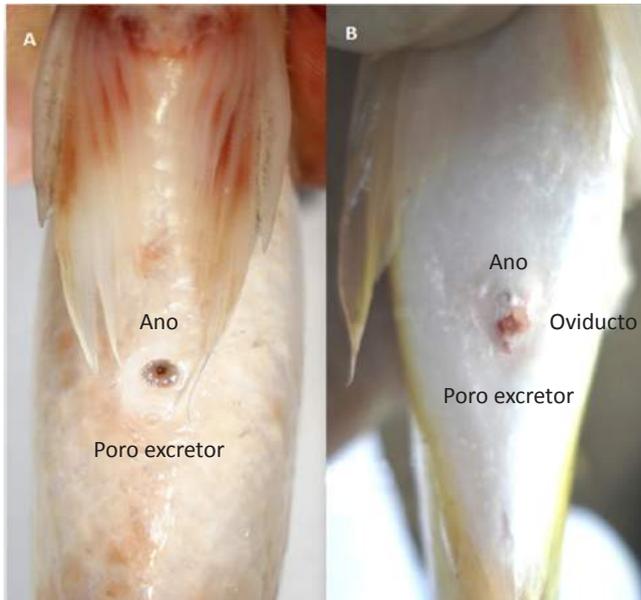


Figura 8. Dimorfismo sexual: (A) los machos presentan dos orificios en el abdomen, y (B) las hembras tres.

En los ejemplares maduros se debe observar gónadas bien desarrolladas (Figura 9) con ovocitos en proceso de maduración, con coloración rojiza en hembras, y blancas en los machos por el contenido espermático, los cuales se activan en presencia del agua (observar al microscopio). Para conocer a fondo la maduración se toman gónadas de machos y hembras para determinar el índice gonadosomático (IGS).

Este método se basa en la relación directa del peso de la gónada con el peso total del organismo, lo cual permite conocer el estadio de desarrollo requerido para la reproducción. Por ejemplo, al evaluar una población durante el ciclo anual, el valor máximo se alcanza antes de la reproducción y los picos en la gráfica indicarán el número de desoves por ciclo en un año.



Figura 9. Gónadas maduras: (A) en hembras de color rojiza; (B) en machos coloración blanca.

El índice gonadosomático (IGS) se calcula, de acuerdo con Rossenblem *et al*, 1987 (Rodríguez-Gutiérrez, 1992), utilizando la siguiente fórmula:

$$\text{IGS} = \frac{Wg}{Wt} * 100$$

En donde:

IGS = Índice gonadosomático

Wg = Peso de la gónada

Wt = Peso total del ejemplar

Periodo de aclimatación

Para el periodo de aclimatación, el cual dura de 40 a 60 días, la captura debe de realizarse con redes elaboradas con hilo de seda. Los ejemplares se introducen en tinas de 2m³ (2000 litros), acondicionados con un sistema de oxigenación, recirculación y filtración constante o diaria (Figura 10).



Figura 10. Tinas de 2000 litros utilizadas en periodo de cuarentena y aclimatación.

Alimentación fresca

Inicialmente, los ejemplares deben de ser alimentados a partir del primer día de cautividad con carne fresca de camarones de pantano (*Procambarus llamassi*) y de pescado (*Oreochromis* sp.) en forma de esferas menores a un centímetro de diámetro, con la finalidad de que puedan consumirlos. El suministro de alimento se le proporciona a saciedad, procedimiento que se repite tres veces al día (mañana, medio día y tarde) (Figura 11).

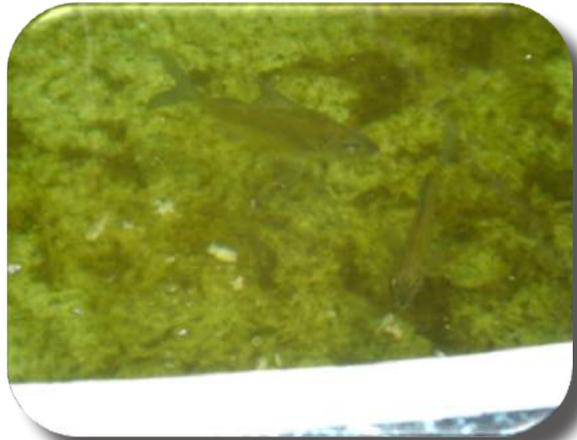


Figura 11. Alimentación de la mojarra blanca con carne de camarón fresco.

Alimentación artificial

El alimento de la marca Purina® se aplica en polvo con un contenido de proteína de 45%. Durante nuestra experiencia se observó que ciertos ejemplares consumieron el alimento depositado en el fondo de las tinas (Figura 12). Sin embargo, algunos ejemplares no logran aclimatarse al suministro del alimento balanceado, por lo que densidades de más 30 organismos por m³ presentan inanición y muerte (Figura 13).

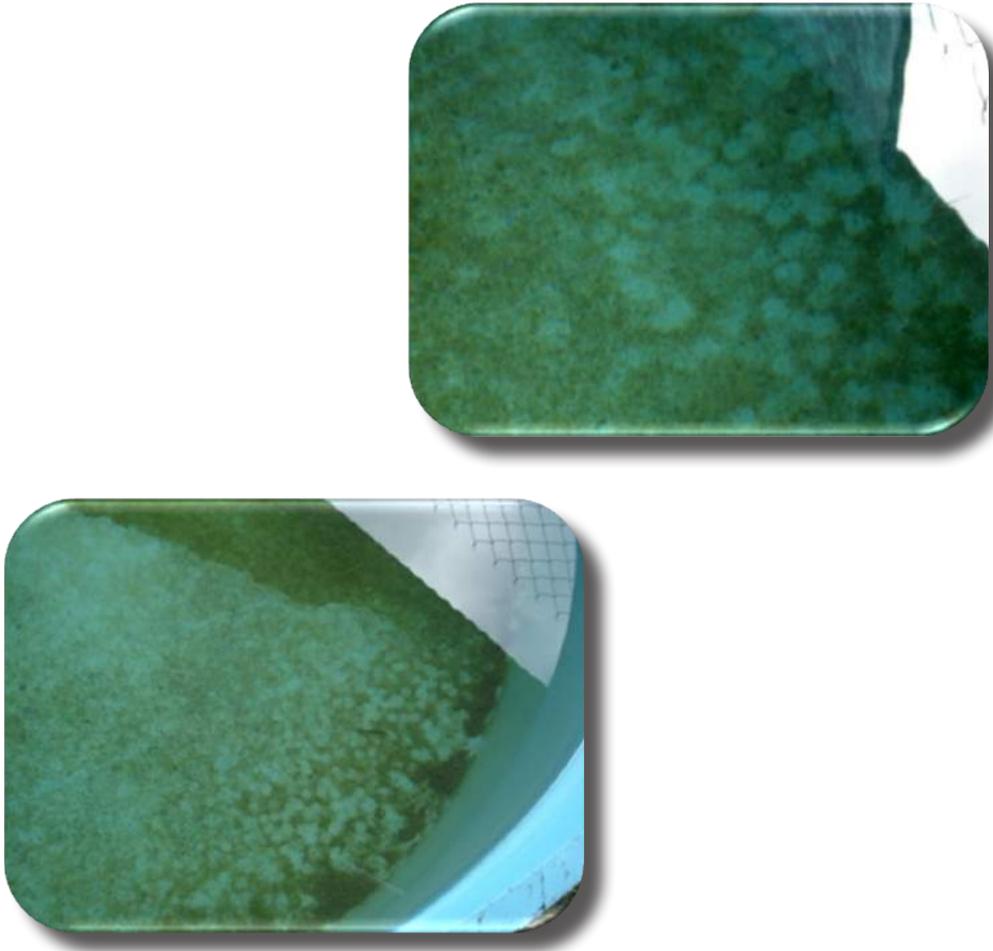


Figura 12. Tinas con alimento precipitado, se puede observar espacios circulares debido al consumo de alimento.



Figura 13. Ejemplar con cuadro de inanición durante el período de aclimatación.

Calidad del agua

Los parámetros físico-químicos se deben registrar cada dos días para determinar la calidad del agua. Los instrumentos de medición que se pueden utilizar son: un multiparamétrico de la marca Hanna® para la química del agua y un termómetro de mercurio para el registro de la temperatura, así como potenciómetros y tiras para la medición del pH (Tabla 1). Deben utilizar los métodos establecidos en el manual de los equipos para determinar los parámetros.

El nitrito y el nitrato son dos factores químicos del agua que en concentraciones mayores a 2mg l^{-1} , pueden influir en la mortalidad de los animales. Lo recomendable es realizar limpieza diaria en las tinas para eliminar el alimento no consumido, lo que evita su descomposición, a la vez que se disminuye la densidad de organismos en las tinas. El registro promedio de los parámetros de sobrevivencia de *E. mexicanus* están indicados en la Tabla 1; estos parámetros se deben considerar para realizar la aclimatación los reproductores.

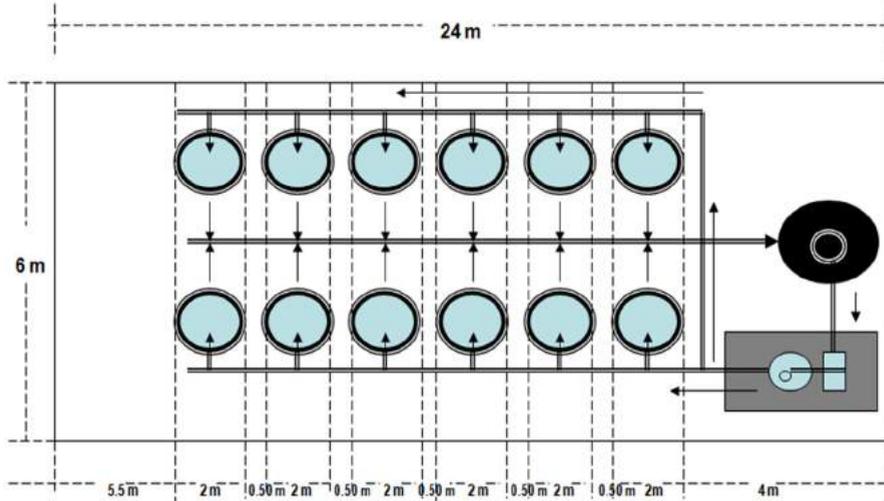
Tabla 1. Parámetros físicos y químicos del agua.

Parámetro	Mínimo	Promedio	Máximo
Físicos			
Temperatura (°C)	24	30.5	32
Químicos			
Oxígeno disuelto (OD) mg l^{-1}	5.10	6.80	7.60
Nitrito (NO_2) mg l^{-1}	0.00	0.00	0.00
Nitrato (NO_3) mg l^{-1}	0.00	00.0	00.00
Cloro (Cl) mg l^{-1}	0.10	0.15	0.20
pH	8.30	8.10	8.70

Infraestructura

Dimensión del área experimental

Se debe seleccionar un terreno adecuado para la implementación del área experimental productiva, donde se aclimate y se realice el proceso de reproducción de *E. mexicanus*. Las dimensiones utilizadas pueden estar comprendida entre 24m de longitud por 6m de ancho, la distancia previstas entre cada tina circular fue 50mm (Figuras 14 y 15). Dependiendo del espacio destinado al área experimental se deben ajustar la infraestructura.



Sin escala

Figura 14. Dimensión del área experimental para la reproducción de *E. Mexicanus*.

El sistema de recirculación, se construye en una base de concreto de 2m de largo y 1m de ancho, donde se coloca un aireador y un filtro de arena. Además, se debe construir, una poza de 2 metros de diámetro para colocar una cisterna con capacidad de 5000 litros de agua que servirá para reutilizarse por medio de una bomba hidráulica, la cual suministrará el agua por medio de recirculación (Figura 16).

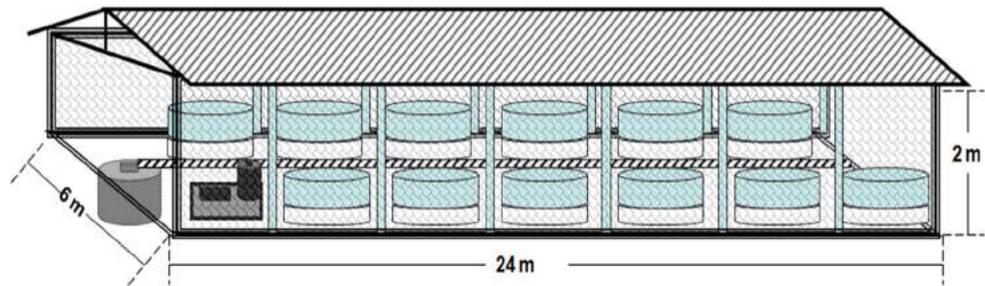


Figura 15. Vista lateral del área experimental para la aclimatación y reproducción de *E. mexicanus*.

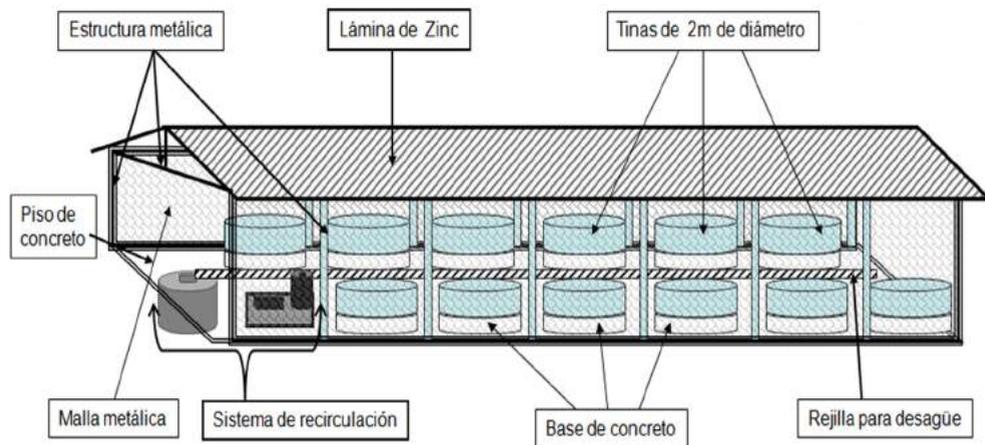


Figura 16. Sistema de recirculación y materiales utilizados para la construcción del área.

Sistema de aireación

La mojarra blanca *E. mexicanus* es una especie que se estima con alta demanda de oxígeno en el agua y una circulación constante, ya que habita en el medio natural de abundantes flujos de corrientes de agua; por tal motivo, se deben establecer las condiciones adecuadas en un sistema de cautividad (Tabla 2; Figura 17).

Tabla 2. Equipo y materiales requeridos para el sistema de aireación

Cantidad	Equipo	Materiales
1	Blower (aireador de 1 Hp) de 110 a 220 Watts	
30 metros		Manguera plástica trasparente aireadoras
24		Piedras difusores
12		Tubos de PVC hidráulico de 1 ½"
4		T de PVC hidráulico de 1 ½"
6		Coplees de PVC hidráulico de 1 ½"
1 litro		Pegamento para tubería de PVC hidráulico.
9		Tinas de 2000 litros



Figura 17. Aireador con capacidad de ½ caballo de potencia (hp) para el suministro de oxígeno.

Sistema de recirculación

En este sistema se debe utilizar una cisterna para concentrar el agua de recirculación. Para el suministro de agua se debe adquirir una bomba de 1HP y un filtro de arena, así como material de PVC hidráulico y tinas tipo bebederos de 2m³ para conformar el sistema de aireación (Figura 18; Tabla 3)

A



B



C



Figura 18. (A) Bomba y filtro de arena; (B) cisterna adaptada al bombeo y filtración; y (C) tinas tipo bebedero.

Tabla 3. Equipo y materiales requeridos para la instalación del sistema de recirculación del agua

Cantidad	Equipo	Materiales
1	Bomba de 1 HP	
1	Filtro mecánico de 69 kg	
8		Tubos de PVC hidráulico 1"
8		Tubos de PVC hidráulico de 2"
1		Tés de PVC hidráulico de 2"
12		Tés de PVC hidráulico de 1"
38		Codos de PVC hidráulico de 1"
4		Codos de PVC hidráulico de 2"
48		Conectores machos de PVC hidráulico de 1"
2		Conectores de rosca de PVC 2"
2		Válvulas de PVC de 2"
12		Válvulas de PVC de 1"a
3		Pegamento para PVC
2		Crucetas de PVC hidráulico

Inducción al desove

Inyección de la hormona gonadotrofina coriónica humana (GCH)

Se debe aplicar la GCH vía parental (inyección), una de las marcas comerciales utilizada es Prengyl®. Para inducir el desove de ejemplares maduros y previos al desove, esta actividad debe realizarse en el mes de febrero, marzo y abril; se debe aplicar 50 unidades internacionales (UI) por cada 100g de peso. Es importante señalar que esta especie es sensible al manejo; por lo tanto, para la aplicación de esta hormona, se siguieren los siguientes pasos:

1. Medir los ejemplares con un ictiómetro semi-sumergible dentro del contenedor con agua, para registrar la longitud y anchura del ejemplar (Figura 19).



Figura 19. Biometría de ejemplares maduros.

2. Pesar en balanzas digitales con capacidad de 5000g, utilizar un contenedor de plástico con agua, tararlo, posteriormente se introduce al ejemplar en su interior y se registra su peso (Figura 20).



Figura 20. Registro del peso de ejemplares.

3. A cada uno de los ejemplares, se les oprime suavemente el vientre, y con una cánula introducida en el oviducto se extraen los productos sexuales; a continuación, se observan al microscopio y se determina el estado de maduración del ovocito (Figura 21).

A



B



C

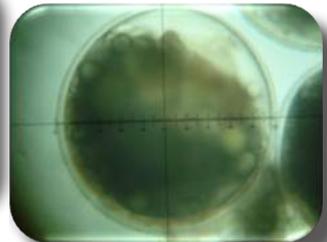


Figura 21. Canulación de ejemplares (A) y observación al microscopio (B) de los ovocitos (C) de hembras.

4. La GCH se debe de aplicar con una jeringa para insulina de entre 50 y 100 UI. En ejemplares maduros, esta operación se realiza sin extraer al pez del agua, con su cabeza hacia abajo y su parte dorsal fuera del agua. La figura 22 muestra el sitio donde se aplica la inyección.



Figura 22. Inyección de la GCH dentro del contenedor.

5. Los óvulos de las hembras se monitorean para observar su desarrollo durante un ciclo de 24 horas después de la aplicación de la hormona CGH; para tal fin, se puede utilizar una pipeta Pasteur como cánula (Figura 23).

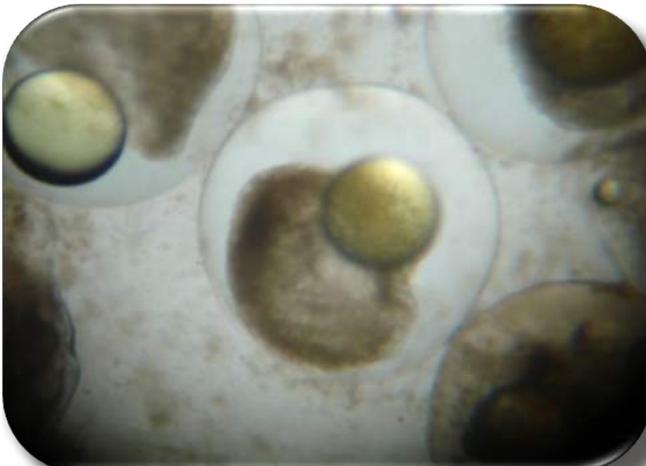


Figura 23. Ovocito de *E. mexicanus* durante un ciclo de 24 horas de pos-inducción al desove.

Desove, fertilización y desarrollo embrionario

Los ejemplares inducidos se colocan en una proporción de 1:2 y de 2:3 machos/hembra en tinas de 2000 litros. El desove y fertilización puede ocurrir a una temperatura del agua de 30°C, en un tiempo de 48 horas pos-inyección de la CGH. El desarrollo embrionario dura aproximadamente 18 horas; los huevos, desde la fertilización, segmentación y formación del embrión, miden en promedio 1.2mm. (1-8, Figura 24).

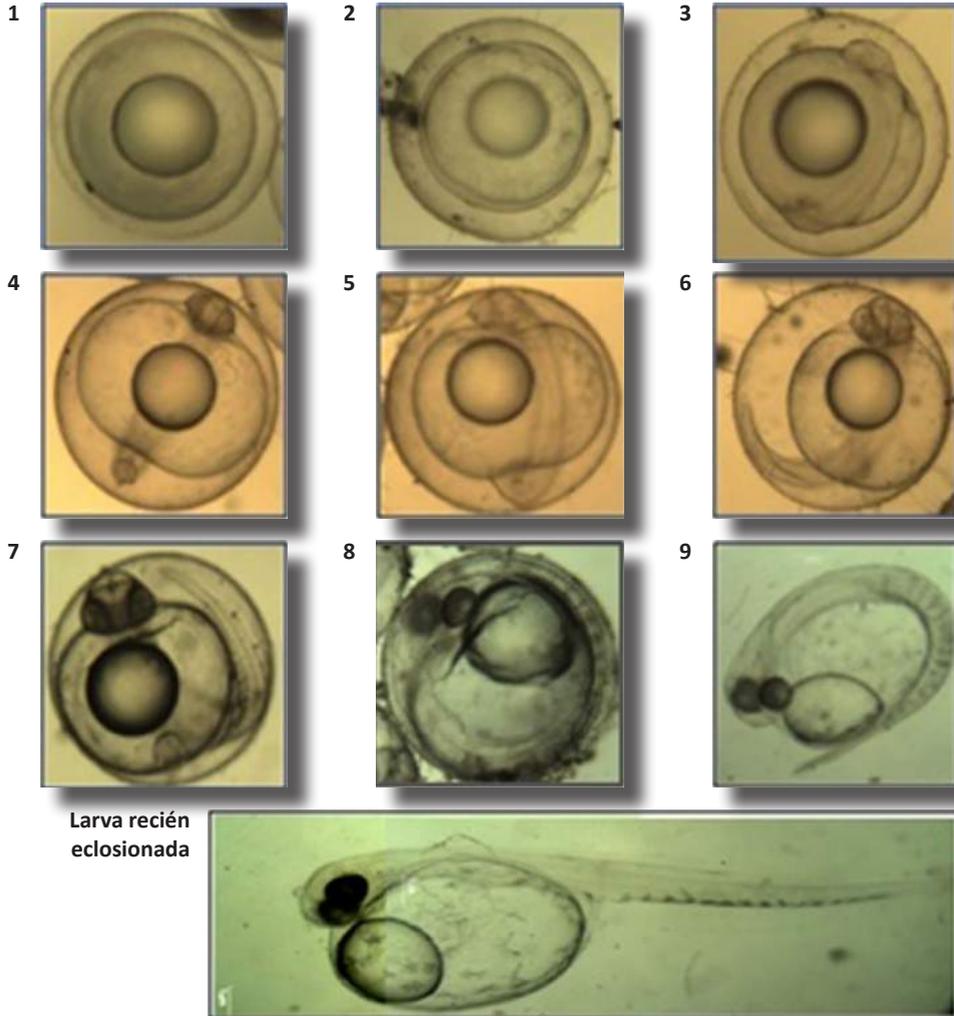


Figura 24. Desarrollo embrionario de *E. mexicanus* (1-8).

7.3. Desarrollo larval

Las larvas recién eclosionadas miden en promedio 2.5mm (Figura 24-9 y 25), durante su desarrollo alcanzan una medida de 4.90-9.0 mm (Figura 26), y cuando adquieren su morfología anatómica miden 20mm de longitud (Figura 27).



Figura 25. Larva recién eclosionada.



Figura 26. Larva de 16 días pos-eclosión.



Figura 27. Juvenil de *E. mexicanus* procedente del desove en cautividad (35 días pos-eclosión).

Enfermedades

Esta especie puede presentar diversos síntomas producidos por el manejo, principalmente por el método de captura a través de una red chichorro (monofilamento) mencionado en el punto 3.1 de este manual.

Enfermedad producida por hongos

Las infecciones micóticas en los peces pueden presentarse debido a heridas que se originan por el arte de captura empleada, y la mala calidad del agua, así como debido a baja temperatura del agua, entre 22 y 25°C. La sintomatología característica son hemorragias en el cuerpo, posteriormente se notan manchas que van de color blanco a café claro, y se observa un crecimiento algodonoso (Figura 28). La anterior patología se puede observar en la parte dorsal, cabeza y ojos de los ejemplares (Figura 29 y 30).



Figura 28 . Infección producida por hongos del género *Saprolegnia* sp., en el cuerpo de *E. mexicanus*.



Figura 29. Afecciones micóticas en la parte dorsal y cabeza de *E. mexicanus*.

Además, puede provocar desprendimiento de la cornea y cristalino de consideraciones graves, causando pérdida de la visión y posteriormente la muerte (Figura 30).



Figura 30. Afección ocular por *Saprolegnia sp.*, en ojos de *E. mexicanus*.

Para la identificación del hongo que provoca la enfermedad se utiliza un microscopio óptico para observar las características morfológicas, para identificar su estructura y determinar su taxonomía. Este hongo presenta ramificaciones denominadas *hifas*, y en su interior, *esporas*, que es la forma infectiva. Esta enfermedad es causada por el género *Saprolegnia sp* (Figura 31).

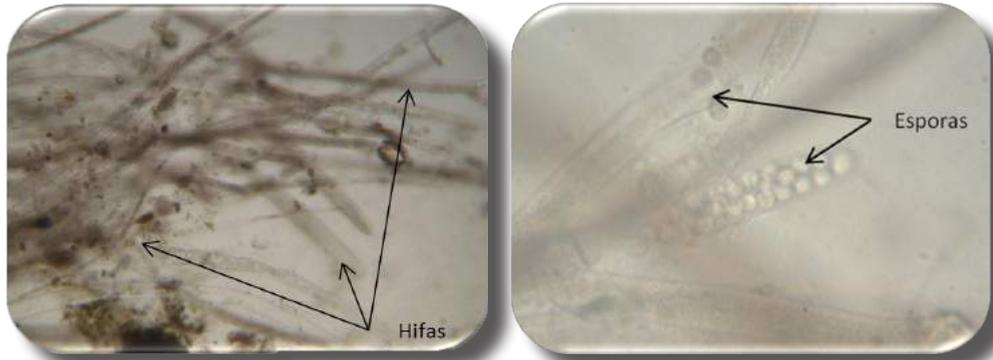


Figura 31. Hongo del género *Saprolegnia sp.*, colectado de lesiones del cuerpo de la mojarra blanca.

Para el control de esta patología se recomienda el uso de oxitetraciclina en dosis de 0.1ml, por cada 100g del peso del ejemplar.

Enfermedad producida por protozoarios

Entre los protozoarios que afectan a peces de agua dulce destaca el *Ichthyophthirius multifiliis* conocido comúnmente como *Ich*, el cual, se identifica por presentar un núcleo en forma de herradura. Este parásito habita sobre la piel, aletas y branquias de diversas especies de peces como carpas, bagre, truchas y mojarras en los cuales se forman manchas blanquecinas (Rodríguez Gutiérrez *et al.* 2001).

Durante la aclimatación de la mojarra blanca pueden observarse puntos blancos en el cuerpo, síntomas de enfermedades provocadas por protozoarios. Esta patología puede observarse en aletas y mucosidad de la piel, de donde se deben de obtener *frotis* (muestras) para analizar *in Vivo* a través del microscopio con una cámara adaptada a un ocular, para la toma de fotografías e identificación del parásito. La muestra debe permitir identificar al protozoario, para el caso de la mojarra blanca se ha identificado que este protozoario pertenece al género *Ichthyophthirius*. La principal característica que

se debe observar es el macronúcleo en forma de herradura que es característica del ectoparásito (Figura 32).



Figura 32. Morfología del protozooario *Ichtyophthirius multifiliis*, obtenido de la mucosidad y aletas de *E. mexicanus*.

Este protozooario es muy difícil de erradicar, pero se debe controlar con la aplicación de formalina, aun cuando este tratamiento no es efectivo. Lo básico es la aplicación de métodos preventivos: limpieza de utensilio, piletas y tinas. Además, el agua debe ser de una buena calidad; asimismo, se debe mantener una temperatura constante. Se pueden colocar lámparas de luz ultravioleta para tal fin.

Parásitos

Adicionalmente, se pueden realizar estudios parasitológicos en *E. mexicanus* capturadas del medio silvestre. Se recomienda obtener una muestra representativa de 60 ejemplares para la revisión y extracción de parásitos. Los parásitos deben ser recolectados de las siguientes partes u órganos internos y externos del cuerpo: branquias, aletas, intestino, ojos entre otros órganos. El grupo representativo de estos parásitos en la mojarra blanca son los tremátodos. Se deben de establecer los índices de infección: intensidad media, abundancia y prevalencia para conocer el efecto que pudiera estar causando la parasitosis (Tabla 4).

Tabla 4. Registro de los índices de infección por parásitos en *E. mexicanus*

Grupo de parásito /Especie	Figura	Hábitat	IM	AB	P (%)
Platelmintos					
Tremétodos: Digeneos					
<i>Diplostomun compactum</i>	33a	Ojos	7.72	3.22	41.76
<i>Clinostomun complanatum</i>	33b	Base Branquias	1.00	0.01	1.67
Tremótodos: Monógeneos					
<i>Dactylogyrus sp.</i>	33c	Branquias	2.33	0.12	5.0
<i>Diplectanum sp.</i>	33d	Branquias	4.67	0.23	5.0
Acantocéfalos					
<i>Neochynorynchus sp.</i>	33e	Intestino	1.00	0.02	1.67
Nemétodos					
<i>Spiroxis sp.</i>	33f	Intestino	1.00	0.02	1.67
Crustáceos					
<i>Ergasilus sp.</i>	33g	Branquias	1.50	0.10	6.67
Moluscos					
<i>Gloquidia sp.</i>	33h	Branquias	1.75	0.12	6.67



Figura 33. *Diplostomun compactum* (A); *Clinostomun complanatum* (B); *Dactylogyrus* sp. (C); *Diplectanum* sp. (D); *Neochinorhynchus* sp. (E); *Spiroxys* sp. Parte anterior (F1); parte anterior (F2); *Ergasilus* sp. (G); *Gloquidia* sp. (H).

Literatura citada

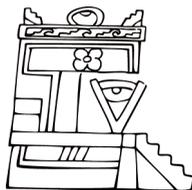
- Gilmore, R.G. and Greenfield, D.W., (2002) **Gerreidae**. In *the living marine resources of Western Central Atlantic*. Vol. III (ed. K.E. Carpenter), pp. 1506-1521.
- González-Acosta A.F. (2005) **Estudio Sistemático y Biogeográfico del género *Eugerres* (Perciformes:Gerreidae)**. Tesis Doctoral. La Paz Baja California Sur, (CICIMAR), 186 pp.
- González-Pedrero E. (1987) **Catálogo de especies acuáticas de importancia comercial en el estado de Tabasco, México. Artes y métodos de captura**. Secretaría de Desarrollo, Tabasco, México, 300 pp.
- López-Fernández A. (2005) **Acuicultura como Herramientas para el Desarrollo** Documento Basado en la tesina presentada para el Máster en Cooperación y ayuda Internacional. ICEI (Instituto Complutense de Estudios Intencionales) Madrid, 221 pp.
- Miller, R.R., W.L. Minckley y S.M. Norris (2005) **Freshwater Fishes of Mexico**. The University of Chicago Press, Chicago, Illinois, USA, 490 pp.
- Rodríguez-Gutiérrez M, D.G., Rodríguez-Cázares, Monroy-García, y J.A Mata-Sotres (2001) **Manual de enfermedades de peces**. Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco. Boletín del Programa Nacional de Sanidad Acuícola y la Red de Diagnostico. Año 4, 3(15):2-14.
- Rodríguez-Gutiérrez M. (1992) **Técnicas de evaluación cuantitativa de la madurez gonádica en peces**. AGT EDITOR, México, 79 pp.

Lista de tablas y figuras

Tabla 1.	Parámetros físicos y químicos del agua	25
Tabla 2.	Equipo y materiales requeridos para el sistema de aireación	29
Tabla 3.	Equipo y materiales requeridos para la instalación del sistema de recirculación del agua	31
Tabla 4.	Registro de los índices de infección por parásitos en <i>E. mexicanus</i>	43
Figura 1.	<i>Eugerres mexicanus</i> capturada en el río Usumacinta, en Tenosique, Tabasco, México	11
Figura 2.	Ubicación geográfica de la zona de captura: El Recreo en Tenosique, Tabasco	13
Figura 3.	Captura de ejemplares del medio silvestre	14
Figura 4.	La red tipo chinchorro de monofilamento (nylon) no recomendada para la captura de <i>E. mexicanus</i> para fines de manejo en cautividad	14
Figura 5.	Jaulas flotantes situadas a la orilla del río Usumacinta	15
Figura 6.	Sistema de transporte en hieleras	15
Figura 7.	Biometrías de longitud estándar y peso total de ejemplares	17
Figura 8.	Dimorfismo sexual: (a) los machos presentan dos orificios en el abdomen, y (b) hembras tres	18
Figura 9.	Gónadas maduras: (a) en hembras de color rojiza; (b) machos coloración blanca	19
Figura 10.	Tinas de 2000 litros utilizados en periodo de cuarentena y aclimatación	20

Figura 11. Alimentación de la mojarra blanca con carne de camarón fresco	22
Figura 12. Tinajas con alimento precipitado, se puede observar espacios circulares debido al consumo de alimento	23
Figura 13. Ejemplar con cuadro de inanición durante el período de aclimatación	24
Figura 14. Dimensión del área experimental para la reproducción de <i>e. Mexicanus</i>	27
Figura 15. Vista de lateral, del área experimental para la aclimatación y reproducción de <i>E. mexicanus</i>	28
Figura 16. Sistema de recirculación y materiales utilizados para la construcción del área	28
Figura 17. Aireador con capacidad de ½ caballo potencia (hp) para el suministro de oxígeno	29
Figura 18. (a) Bomba y filtro de arena; (b) cisterna adaptada al bombeo y filtración; y (c) tinajas tipo bebedero	30
Figura 19. Biometría de ejemplares maduros	33
Figura 20. Registro del peso de ejemplares	34
Figura 21. Canulación de ejemplares (a) y observación al microscopio (b) de los ovocitos (c) de hembras	34
Figura 22. Inyección de la GCH dentro del contenedor	35
Figura 23. Ovocito de <i>E. mexicanus</i> durante un ciclo de 24 horas de pos-inducción al desove	35
Figura 24. Desarrollo embrionario de <i>E. mexicanus</i> (1-8)	36
Figura 25. Larva recién eclosionada	37
Figura 26. Larva de 16 días pos-eclosión	37
Figura 27. Juvenil de <i>E. mexicanus</i> procedentes del desove en cautividad (35 días pos eclosión)	37
Figura 28. Infección producida por hongos del género <i>Saprolegnia</i> sp., en el cuerpo de <i>E. mexicanus</i>	39
Figura 29. Afecciones micóticas en la parte dorsal y cabeza de <i>E. mexicanus</i>	40

Figura 30. Afección ocular por <i>Saprolegnia</i> sp. en ojos de <i>E. mexicanus</i>	40
Figura 31. Hongo del género <i>Saprolegnia</i> sp., colectado de lesiones del cuerpo de la mojarra blanca	41
Figura 32. Morfología del protozoario <i>Ichtyophthirius multifiliis</i> ., obtenido de la mucosidad y aletas de <i>E. mexicanus</i>	42
Figura 33. <i>Diplostomun compactum</i> (a); <i>clinostomun complanatum</i> (b); <i>dactylogyrus</i> sp. (c); <i>Diplectanum</i> sp. (d); <i>Neochinorynchus</i> sp. (e); <i>Spiroxys</i> sp. Parte anterior (f1); parte anterior (f2); <i>Ergasilus</i> sp.(g); <i>Gloquidia</i> sp. (h)	44



*Difusión y Divulgación
Científica y Tecnológica*

José Manuel Piña Gutiérrez
Rector

Wilfrido Miguel Contreras Sánchez
Secretario de Investigación, Posgrado y Vinculación

Fabián Chablé Falcón
Director de Difusión y Divulgación Científica y Tecnológica

Francisco Morales Hoil
Jefe del Departamento Editorial de Publicaciones No Periódicas

Esta obra se terminó de imprimir el 23 de enero de 2013, con un tiraje de 600 ejemplares. Impreso en los Talleres de Ideo Gráficos, S. A. de C. V.; Calle Juan Álvarez 505, Col. Centro; C.P. 86000 Villahermosa, Tabasco, México. El cuidado estuvo a cargo de los autores y del Departamento Editorial de Publicaciones No Periódicas de la Dirección de Difusión y Divulgación Científica y Tecnológica de la UJAT.