

Evaluación de la eficacia de aceite de clavo, metanosulfonato de tricaina (MS-222) y 2-fenoxietanol para anestésiar juveniles del Robalo Blanco del Pacífico (*Centropomus viridis*)

María I Abdo-de la Parra^{1*}, Juan M Martínez-Brown¹, Luz E Rodríguez-Ibarra¹, Gabriela Velasco-Blanco¹

INFORMACIÓN DEL ARTÍCULO

Historial del artículo:

Recibido 10 de septiembre de 2025

Aceptado 04 de febrero de 2026

Publicado 18 de marzo de 2026

READ IN ENGLISH:

<https://doi.org/10.7773/cm.v2026.3580>

AUTOR DE CORRESPONDENCIA

* E-mail: abdo@ciad.mx

¹ Laboratorio de reproducción y larvicultura de peces marinos, Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, Subselección Mazatlán, 82112 Mazatlán, Sinaloa, México.

RESUMEN. En el cultivo de peces marinos es necesario el uso de anestésicos para reducir el estrés asociado a los procedimientos rutinarios, como la captura, el manejo y las mediciones biométricas. El objetivo del presente estudio fue determinar la concentración mínima efectiva de 3 agentes anestésicos: aceite de clavo, metanosulfonato de tricaina (MS-222) y 2-fenoxietanol. Cada anestésico fue evaluado en 9 juveniles de Robalo Blanco del Pacífico (*Centropomus viridis*) a diferentes concentraciones. Como criterios de eficacia se consideraron el tiempo de inducción a anestesia profunda (etapa III), con una duración inferior a 180 s, y el tiempo de recuperación (TR), no mayor a 300 s. Adicionalmente, se evaluó la supervivencia de los juveniles durante el periodo de experimentación y durante las 72 h posteriores a la exposición a los anestésicos. Las concentraciones mínimas efectivas se determinaron entre 50-75 mg·L⁻¹ para el aceite de clavo, 125 mg·L⁻¹ para el MS-222 y 500 µg·L⁻¹ para el 2-fenoxietanol, sin efectos adversos visibles. Se observaron correlaciones inversas entre las concentraciones de los anestésicos y el tiempo de inducción (etapa III); sin embargo, únicamente la concentración de aceite de clavo mostró una correlación positiva con el TR. No se observó mortalidad ni durante la exposición a los agentes anestésicos ni durante las 72 h posteriores al experimento en ninguna de las concentraciones evaluadas de cada anestésico.

Palabras clave: Robalo Blanco del Pacífico, anestesia, tiempo de inducción, tiempo de recuperación, supervivencia.

INTRODUCCIÓN

El uso de anestésicos en el cultivo de peces marinos es fundamental para facilitar el manejo y reducir el estrés asociado a la realización de procedimientos rutinarios, tales como las biometrías, la extracción de sangre, la reproducción artificial y el transporte (Sneddon 2012, Martins et al. 2019, Tchobanov et al. 2024). La anestesia es un estado reversible inducido por un agente externo, el cual provoca la pérdida de sensibilidad como consecuencia de la depresión del sistema nervioso central (Ross y Ross 2008, Martins et al. 2019). En los peces, los anestésicos se administran principalmente por inmersión, ya que se disuelven en agua de mar y posteriormente se introduce al pez en ella (Neiffer y Stamper 2009, Sneddon 2012). Estas sustancias son absorbidas por las branquias y son transportadas

por la sangre hasta el sistema nervioso central (Ross y Ross 2008). Los niveles de anestesia en peces van desde una sedación ligera, destinada a reducir el estrés durante la manipulación y la realización de procedimientos no invasivos, hasta una anestesia profunda, requerida en intervenciones invasivas (Zahl et al. 2012). La determinación de dichos niveles se basa principalmente en la evaluación de las tasas de ventilación branquial, del mantenimiento del equilibrio (posición corporal normal) y de la respuesta a estímulos externos (Ross y Ross 2008, Sneddon 2012, Schroeder et al. 2021). El tiempo de inducción a anestesia profunda debe ser breve, sin exceder los 180 s y sin provocar hiperactividad ni tensión. Cuando el pez se transfiera nuevamente al agua sin anestesia, el tiempo de recuperación deberá ser de 300 a 600 s (Ross y Ross 2008, Bronstad 2022). La eficacia de los anestésicos utilizados en el

Acceso abierto

En línea ISSN: 2395-9053

Verificado con Similarity Check impulsado por iThenticate

<https://doi.org/10.7773/cm.v2026.3580>



Este es un artículo de acceso abierto distribuido bajo los términos de [Creative Commons Attribution 4.0 International License \(CC BY 4.0\)](https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/), que permite compartir y adaptar el trabajo, siempre y cuando se dé el crédito apropiado a los autores originales y la fuente, proporcione un enlace a la licencia Creative Commons e indique si se realizaron cambios. Las figuras, tablas y otros elementos del artículo están incluidos en la licencia CC BY 4.0 del artículo, a menos que se indique lo contrario. Debe solicitar permiso al titular de los derechos de autor para utilizar material no cubierto por esta licencia. El título de la revista está protegido por derechos de autor propiedad de la Universidad Autónoma de Baja California, y el título y el logotipo de la revista no están sujetos a esta licencia.

manejo de los peces depende de varios factores, tales como la especie, la talla, los factores ambientales, su concentración, el método de aplicación, la disponibilidad y el costo (Priborsky y Velisek 2018, Jia et al. 2022, Simões-Bueno et al. 2024). Además, los agentes anestésicos deben ser fáciles de manipular y no tóxicos, tanto para los peces como para los seres humanos y para el medio ambiente (Ross y Ross 2008).

Los anestésicos más utilizados en el manejo de peces marinos son el aceite de clavo, metanosulfonato de tricaina (MS-222), 2-fenoxietanol y benzocaína (Munday y Wilson 1997, Souza et al. 2012, Zahl et al. 2012, Ghanawi et al. 2013, Barata et al. 2016, He et al. 2020, Soldatov 2021, Bronstad 2022, Sorensen et al. 2023, Karim et al. 2024). Sin embargo, es necesario determinar la concentración adecuada de cada anestésico para su inducción en cada especie, ya que el uso de concentraciones inadecuadas puede provocar efectos adversos como incremento del estrés y alteraciones sustanciales en los parámetros cardiovasculares y respiratorios, e incluso la mortalidad (Readman et al. 2017, Priborsky y Velisek 2018, Martins et al. 2019, Soldatov 2021).

El Robalo Blanco del Pacífico (*Centropomus viridis*) es una especie con alto valor comercial debido a las características organolépticas de su carne, la cual se distingue por su color blanco, textura y exquisito sabor (Álvarez-Lajonchère y Tsuzuki 2008). Además de la calidad de su carne, esta especie presenta un gran potencial para su cultivo por ser resistente, adaptarse fácilmente a las condiciones del cautiverio y al alimento artificial, alcanzar la talla comercial en 6 meses y, al tratarse de una especie eurihalina, tolerar diferentes salinidades en cultivo (Álvarez-Lajonchère et al. 2013, Labastida-Che et al. 2013, Montoya-Ponce et al. 2024). En el Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo (CIAD), subselección Mazatlán, México, se ha desarrollado biotecnología para la producción de juveniles de esta especie (Ibarra-Castro et al. 2017), y recientemente se ha iniciado la fase de engorda de los juveniles producidos en cautiverio en diferentes sistemas de cultivo, distribuidos a lo largo del Pacífico mexicano (Baldini et al. 2022). Sin embargo, hasta donde se tiene conocimiento, no existe información publicada sobre protocolos específicos para anestesiarse a los juveniles de Robalo Blanco y facilitar su manejo.

Dado el creciente interés en el cultivo de *C. viridis* y la falta de información sobre el uso de anestésicos en esta especie, en el presente trabajo se evaluó la eficacia de 3 anestésicos a diferentes concentraciones en juveniles en cautiverio, analizando el tiempo de inducción a anestesia profunda (etapa III) y el tiempo de recuperación (TR), con el fin de determinar la concentración mínima efectiva para mejorar su manejo y reducir el estrés en las actividades propias de su cultivo.

MATERIALES Y MÉTODOS

Origen de los juveniles de *Centropomus viridis*

Se obtuvieron alrededor de 250 juveniles de *C. viridis* provenientes de la Planta Piloto para la Producción de

Juveniles de Peces Marinos (PPPM) del CIAD, subselección Mazatlán, siguiendo el protocolo descrito por Ibarra-Castro et al. (2017). Los organismos presentaron una longitud total (LT) promedio de 19.43 ± 2.23 cm y un peso (P) promedio de 53.42 ± 15.17 g. Los juveniles fueron mantenidos a una temperatura ambiente de 25 °C en un sistema abierto, en un tanque de fibra de vidrio de 5,000 L con agua de mar filtrada, con una tasa de recambio de $83 \text{ L} \cdot \text{min}^{-1}$ y aireación constante. La alimentación se suspendió 24 h antes de iniciar el experimento. Este se llevó a cabo en el área de preengorda de la PPPM, en cubetas de plástico de 20 L, provistas con aireación.

Anestésicos

Se evaluaron 3 anestésicos a diferentes concentraciones: aceite de clavo (eugenol [90-95%], AE17, Storelab, Pymble, Australia) a 50, 75, 100 y 125 $\text{mg} \cdot \text{L}^{-1}$; MS-222 (A5040, Sigma Aldrich, Burlington, EE. UU.) a 100, 125, 150 y 175 $\text{mg} \cdot \text{L}^{-1}$, y 2-fenoxietanol (P1126, Sigma Aldrich) a 125, 250, 500, 750 y 900 $\mu\text{L} \cdot \text{L}^{-1}$. Las concentraciones seleccionadas para cada anestésico se basaron en valores previamente reportados para otras especies de peces marinos (Ross y Ross 2008, Zahl et al. 2012, Priborsky y Velisek 2018). El MS-222 y el 2-fenoxietanol se colocaron directamente en el agua de mar de cada unidad experimental antes de iniciar cada prueba; el aceite de clavo se diluyó previamente en etanol (1:10) y se añadió posteriormente al agua de mar.

Diseño experimental

Cada concentración de anestésico se evaluó en 9 peces. Se capturó un pez a la vez de manera aleatoria y se colocó en una cubeta con 5 L de agua de mar filtrada que contenía la concentración del anestésico a evaluar. El tiempo de inducción (s) se dividió en 3 etapas: sedación profunda (etapa I), anestesia leve (etapa II) y anestesia profunda (etapa III) (Tabla 1). Se observó el comportamiento de los peces para determinar el tiempo transcurrido para alcanzar cada etapa, por medio de un cronómetro digital. Una vez que alcanzó la etapa III, se retiró al pez de la anestesia y se determinó la LT en menos de 30 s mediante un ictiómetro, y el P en una balanza digital con precisión de ± 0.05 g. Posteriormente, el pez se colocó en un tanque de recuperación con 10 L de agua de mar filtrada, sin anestésico y con aireación, y se registró el TR total (Tabla 1). Se cuidó de que el tiempo máximo de exposición a cada anestésico y a cada concentración no excediera los 180 s (Ross y Ross 2008). Si no se observaba efecto anestésico durante 3 min, la concentración de anestésico se consideró insuficiente y no se continuó con su evaluación. Al finalizar el experimento, los peces se trasladaron a un tanque circular de fibra de vidrio de 5,000 L con flujo continuo de agua de mar filtrada y aireación constante. Los peces se alimentaron después de 24 h y se observaron durante las 72 h posteriores al experimento para evaluar la tasa de

Tabla 1. Etapas de anestesia en peces

Etapa de la anestesia	Descripción	Cambios fisiológicos y de comportamiento
I	Sedación profunda	Equilibrio normal, movimiento reducido, ventilación disminuida, no reacciona al estímulo visual.
II	Anestesia leve	Pérdida parcial del equilibrio, ventilación y movimientos muy reducidos.
III	Anestesia Profunda	Pérdida total del tono muscular, pérdida total de equilibrio, ventilación casi ausente.
R	Recuperación total	Frecuencia opercular normal, reacciona a los estímulos externos.

Modificado de Ross y Ross (2008).

supervivencia y comportamiento. La temperatura del agua durante el experimento fue de 25 ± 0.2 °C y la salinidad se mantuvo en $34 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$.

Análisis estadístico

Se verificó la normalidad (prueba de Bartlett) y homocedasticidad (prueba de Levene) en los resultados obtenidos de los tiempos de inducción para alcanzar cada una de las etapas (I, II y III) y TR, en cada una de las concentraciones evaluadas. Al tratarse de datos normales, se analizaron mediante un análisis de varianza de una vía (ANDEVA, $P < 0.05$), y las diferencias significativas entre las concentraciones de cada anestésico se determinaron mediante pruebas de comparación múltiple de rangos de Tukey ($\alpha = 0.05$). Se realizaron análisis de regresión lineal entre las concentraciones de cada anestésico y el tiempo de inducción a la etapa III y TR. Los análisis estadísticos se realizaron con el programa Centurion XVI v. 16.204 (Statgraphics Technologies, Inc., The Plains, EE. UU).

RESULTADOS

Aceite de clavo

Como se observa en la Tabla 2, el tiempo de inducción a la etapa III fue significativamente mayor con la concentración de $50 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ de aceite de clavo en comparación con los tiempos de inducción de las concentraciones de 100 y $125 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ ($F_{(3,32)} = 2.9$, $P = 0.0503$). El TR fue significativamente mayor con la concentración de $125 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ que con las demás concentraciones ($F_{(3,32)} = 11.24$, $P < 0.0001$). Se observó una correlación inversa moderadamente significativa ($F_{(1,34)} = 8.23$, $P = 0.0070$) entre las concentraciones de aceite de clavo y el tiempo de inducción a la etapa III (a menor concentración de aceite de clavo, mayor tiempo de inducción a la etapa III) (Fig. 1). Se observó una correlación significativa ($F_{(1,34)} = 31.25$, $P = 0.000$) entre las concentraciones de clavo

y el TR (a menor concentración, menor tiempo de recuperación) (Fig. 2). Al entrar en contacto con el baño de anestesia en las concentraciones de 100 y $125 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$, los peces mostraron hiperactividad transitoria o nado errático, lo cual cesó en todos los casos al alcanzar la etapa I de anestesia. No se observó dicho comportamiento con las otras 2 concentraciones (50 y $75 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$). No se presentó mortalidad en los juveniles durante ni después del experimento (72 h).

MS-222

Los resultados obtenidos con el anestésico MS-222 se presentan en la Tabla 3. Los tiempos de inducción a la etapa III fueron significativamente menores con las concentraciones más altas ($F_{(3,32)} = 25.65$, $P = 0.0000$). En cuanto al TR, no hubo diferencias significativas entre las concentraciones evaluadas de MS-222 en juveniles de *C. viridis* ($F_{(3,32)} = 0.91$, $P = 0.4485$). Se observó una correlación inversa significativa ($F_{(1,34)} = 49.18$, $P = 0.0000$) entre el tiempo de inducción a la etapa III y las concentraciones de MS-222 (Fig. 3); sin embargo, no se encontró una correlación significativa ($F_{(1,34)} = 0.55$, $P = 0.4623$) entre el TR y las diferentes concentraciones. No se observó hiperactividad en los juveniles expuestos a las diferentes concentraciones de MS-222, a diferencia de lo ocurrido con los juveniles expuestos a altas concentraciones de aceite de clavo. No se observó mortalidad en los juveniles expuestos al MS-222 durante ni después de las 72 h del experimento.

2-fenoxietanol

Las concentraciones de 125 y $250 \mu\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$ no fueron efectivas para inducir a la etapa III de anestesia a los juveniles en menos de 5 min, por lo que no se consideraron para el análisis estadístico. El resto de las concentraciones sí fueron efectivas para la inducción a la etapa III en 180 s o menos (Tabla 4). El tiempo de inducción a la etapa III fue significativamente mayor con la concentración de $500 \mu\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$ ($F_{(2,24)} = 3.63$,

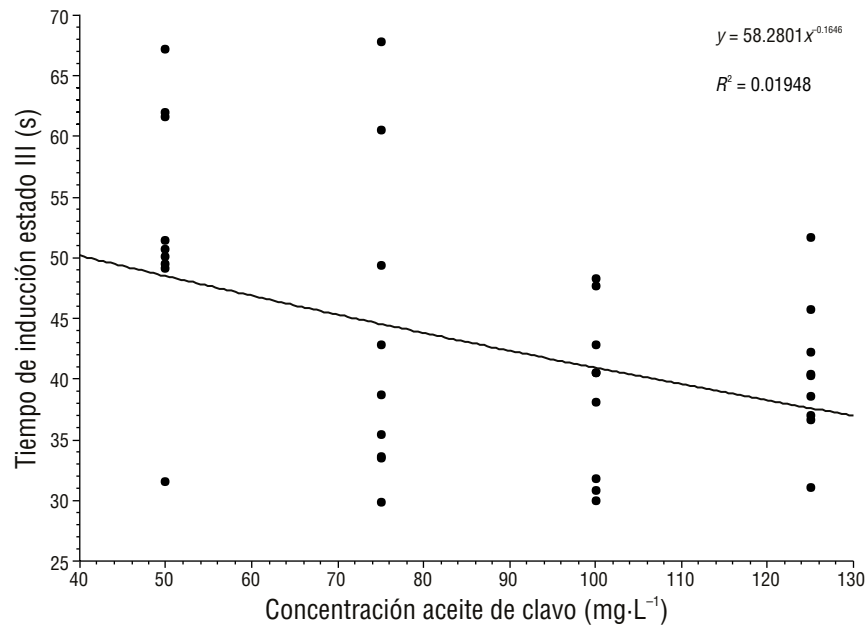


Figura 1. Relación entre las concentraciones de aceite de clavo y el tiempo de inducción a la etapa III de la anestesia en juveniles de Robalo Blanco del Pacífico (*Centropomus viridis*).

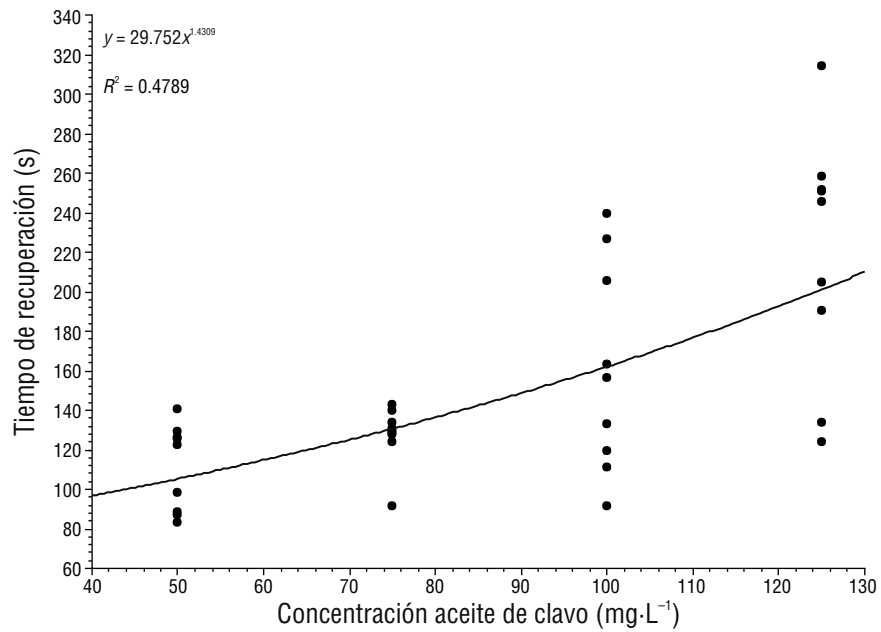


Figura 2. Relación entre las concentraciones de clavo y el tiempo de recuperación de los juveniles de Robalo Blanco del Pacífico (*Centropomus viridis*).

Tabla 2. Resultados de los tiempos de inducción a la anestesia y de recuperación en juveniles de *Centropomus viridis* expuestos a varias concentraciones de aceite de clavo.

Anestésico	Concentración (mg·L ⁻¹)	Tiempo de inducción (s)			
		Etapas I: Sedación profunda	Etapas II: Anestesia leve	Etapas III: Anestesia profunda	Tiempo de recuperación (TR)
Aceite de clavo	50	26.95 ± 7.29 ^b	36.05 ± 3.33	52.59 ± 10.34 ^b	111.46 ± 21.87 ^a
	75	25.11 ± 6.24 ^b	30.76 ± 5.3	43.54 ± 13.17 ^{ab}	127.8 ± 14.73 ^a
	100	18.22 ± 4.72 ^a	30.10 ± 6.3	38.97 ± 6.89 ^a	199.93 ± 53.72 ^a
	125	27.07 ± 9.2 ^b	34.28 ± 10.85	40.40 ± 9.39 ^a	219.68 ± 61.85 ^b

Los valores (media ± DE, $n = 9$) con diferentes letras en la misma columna son significativamente diferentes ($P < 0.05$).

$P = 0.0420$) (Tabla 4). En contraste, no se observaron diferencias significativas en el TR entre las concentraciones evaluadas de 2-fenoxietanol ($F_{(2, 24)} = 1.00$, $P = 0.3829$). Se observó una correlación inversa significativa ($F_{(1, 25)} = 7.36$, $P = 0.0118$) entre el tiempo de inducción a la etapa III y las concentraciones de 2-fenoxietanol evaluadas (Fig. 4). En cuanto al TR, no se encontró una correlación significativa ($F_{(1, 25)} = 1.02$, $P = 0.3232$) entre las diferentes concentraciones. No se observó hiperactividad de los juveniles al entrar en contacto con el baño de anestesia de las diferentes concentraciones evaluadas; sin embargo, la concentración de 900 $\mu\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$ provocó irritaciones en la aleta caudal y en la boca de algunos organismos. Se obtuvo un 100% de supervivencia durante y después de las 72 h del experimento.

DISCUSIÓN

La optimización de los protocolos de anestesia para el manejo de peces en cultivo es clave para garantizar el bienestar de los organismos y la viabilidad económica y ambiental de la piscicultura marina (Espinoza-Ramos et al. 2025).

Aceite de clavo

El aceite de clavo se obtiene a través de la destilación de las hojas, las flores y los tallos del árbol de clavo (*Eugenia aromaticum* o *Eugenia caryphyllata*). Sus ingredientes activos son el eugenol y el isoeugenol, que constituyen el 90-95% del peso del aceite de clavo (Ross y Ross 2008). El aceite se absorbe a través de las branquias y la piel de los peces, ingresando al torrente sanguíneo debido a su alta lipofilia, lo que favorece su distribución a tejidos como el cerebro (Priborsky y Velisek 2018). Una de las principales ventajas del aceite de clavo es que es económico y fácil de usar, que tiene pocos efectos nocivos para los humanos en condiciones normales, y que presenta un corto período de efectos secundarios sin representar un riesgo ambiental conocido (Ross y Ross 2008, Soldatov 2021).

Estudios comparativos han indicado que, frente a anestésicos como MS-222 y 2-fenoxietanol, el aceite de clavo permite que la mayoría de las especies de peces alcancen rápidamente el estado de reposo requerido para su manipulación (Soldatov 2021). Sin embargo, se ha reportado una disminución de la ventilación y de la respuesta cardiovascular como efecto secundario, posiblemente asociada a una mayor retención de eugenol en el torrente sanguíneo (Priborsky y Velisek 2018). Estos efectos dependen de la concentración, el tiempo de exposición y la especie (Sneddon 2012) y pueden minimizarse mediante el uso de concentraciones óptimas y condiciones operativas adecuadas (Gonçalves-Gaveta 2020).

Se ha reportado que la concentración efectiva de aceite de clavo para inducir a la etapa III y TR en menos de 180 y 300 s, respectivamente, fue de 70 $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ en *Siganus rivulatus* (Ghanawi et al. 2013), de 35 $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ en *Oplegnathus punctatus* (Jia et al. 2022), de 40 $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ en *Rachycentron canadum* (Gullian y Villanueva 2009), de 40-50 $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ para *Argyrosomus regius* (Cárdenas et al. 2016) y de 175 $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ en *Eptatretus stoutii* (McCord et al. 2020). En el presente estudio, todas las concentraciones de aceite de clavo evaluadas en juveniles de *C. viridis* indujeron la etapa III de anestesia en menos de 180 s y alcanzaron el TR en menos de 300 s.

Estos resultados coinciden con lo reportado para las especies previamente mencionadas. No obstante, las concentraciones de 100 y 125 $\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ provocaron hiperactividad o nado errático durante la fase inicial de la inducción. Este comportamiento ha sido observado en otras especies y se atribuye a la posible irritación causada por el eugenol en el epitelio de las branquias y otros tejidos sensoriales (Mylonas et al. 2005, Vidal et al. 2007, Viegas et al. 2020, Lopes-de Lima et al. 2021).

Al igual que en este trabajo, se ha reportado una correlación inversa significativa entre las concentraciones de aceite de clavo y el tiempo de inducción a la etapa III para otras especies de peces marinos (a mayor concentración, menor el tiempo de inducción) (Barata et al. 2016, He et al. 2020). Por el contrario, la correlación fue positiva para el tiempo

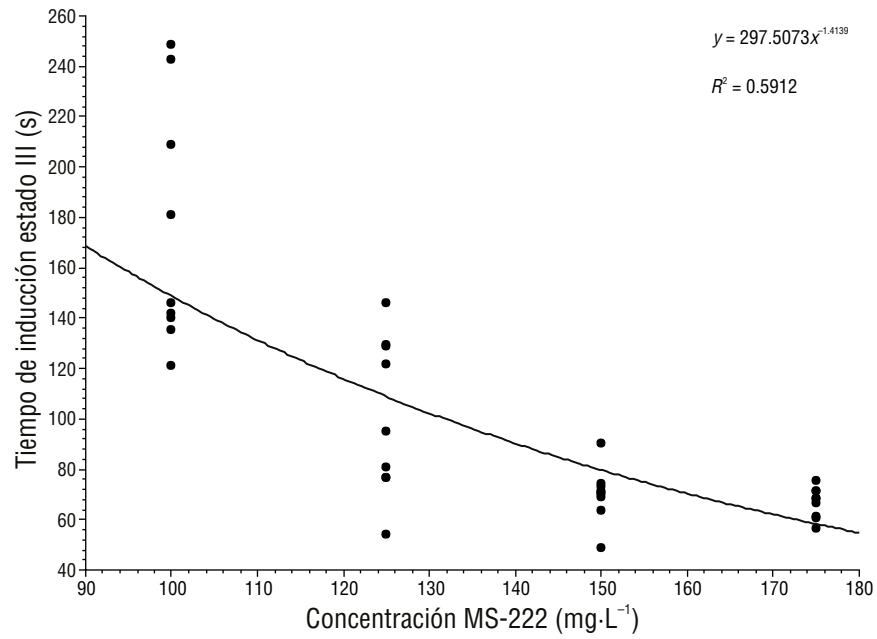


Figura 3. Relación entre las concentraciones de MS-222 y el tiempo de inducción a la etapa III de la anestesia en juveniles de Robalo Blanco del Pacífico (*Centropomus viridis*).

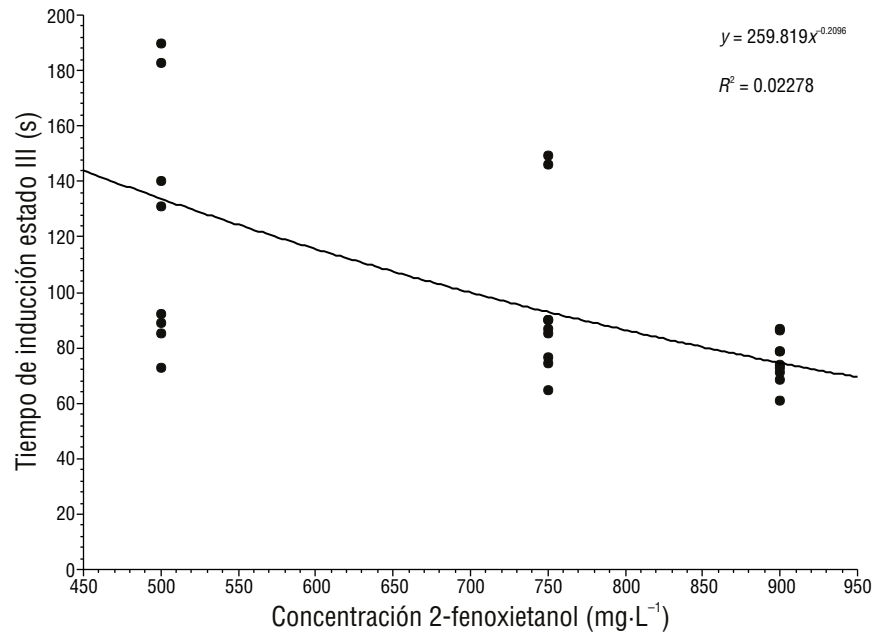


Figura 4. Relación entre las concentraciones de 2-fenoxietanol y el tiempo de inducción a la etapa III de la anestesia en juveniles de Robalo Blanco del Pacífico (*Centropomus viridis*).

Tabla 3. Resultados de los tiempos de inducción a las diferentes etapas de anestesia y de recuperación de juveniles de Robalo Blanco del Pacífico (*Centropomus viridis*) expuestos a varias concentraciones de MS-222.

Anestésico	Concentración (mg·L ⁻¹)	Tiempo de inducción (s)			
		Etapas I: Sedación profunda	Etapas II: Anestesia leve	Etapas III: Anestesia profunda	Tiempo de recuperación (TR)
MS-222	100	36.02 ± 13.63 ^b	59.47 ± 24.18 ^c	174.2 ± 48.49 ^c	55.24 ± 8.35
	125	29.49 ± 10.12 ^{ab}	56.95 ± 7.27 ^{bc}	101.22 ± 31.39 ^b	57.31 ± 4.21
	150	22.96 ± 6.65 ^a	45.75 ± 9.64 ^{ab}	70.24 ± 10.83 ^a	62.23 ± 10.58
	175	22.53 ± 4.74 ^a	42.38 ± 6.89 ^a	66.70 ± 6.08 ^a	57.11 ± 12.88

Los valores (media ± DE, $n = 9$) con diferentes letras en la misma columna son significativamente diferentes ($P < 0.05$).

de recuperación (a mayor concentración de aceite de clavo, mayor tiempo de recuperación). Esto se debe a que, cuánto más anestésico se absorba durante el periodo de inducción, más tiempo tardará el pez en recuperarse al colocarlo en agua libre de anestesia (Zahl et al. 2012). En conjunto, los resultados sugieren que concentraciones de aceite de clavo entre 50 y 75 mg·L⁻¹ son suficientes para inducir la etapa III de anestesia en juveniles de *C. viridis* en menos de 180 s, con un TR inferior a 300 s y sin efectos secundarios visibles.

MS-222

El MS-222 es uno de los anestésicos más utilizados en la acuicultura. Es un polvo cristalino blanco sin olor y altamente soluble en agua (Ross y Ross 2008, Dheeran et al. 2023). Los peces lo absorben a través de las branquias y la piel, y se distribuye a todo el cuerpo a través del torrente sanguíneo (Carter et al. 2011). El MS-222 actúa como relajante muscular al bloquear los canales de sodio y potasio, tanto en el músculo como en las membranas nerviosas (Priborsky y Velisek 2018).

Este anestésico no es tóxico para los humanos y es el único aprobado por la Administración de Alimentos y Medicamentos (FDA, por sus siglas en inglés) en Estados Unidos para su uso en peces destinados al consumo humano (Ross y Ross 2008, Carter et al. 2011). Los peces lo excretan por la orina en 24 h y los niveles en los tejidos disminuyen casi a cero (Ross y Ross 2008). Sin embargo, el MS-222 puede causar efectos secundarios en los peces asociados a alteraciones cardiovasculares, endócrinas y osmorregulatorias (Carter et al. 2011, Martins et al. 2019), por lo que es necesario determinar la concentración mínima efectiva (CME) para cada especie (Dheeran et al. 2023). La CME se define como la concentración de anestésico en la sangre necesaria para alcanzar el estado III de anestesia (Hsu et al. 2023).

En el presente estudio, las concentraciones de 125, 150 y 175 mg·L⁻¹ indujeron a los juveniles de *C. viridis* a la etapa III de anestesia en menos de 180 s y el TR en menos de 300 s. Estos resultados son similares a los reportados para otras especies

de peces marinos como *Thunnus albacares* (100-200 mg·L⁻¹; Cano et al. 2014), *S. rivulatus* (100 a 125 mg·L⁻¹; Ghanawi et al. 2013), *Alosa pseudoharengus*, (112 mg·L⁻¹; Berlinsky et al. 2016) y *Lates calcarifer* (150 mg·L⁻¹; Hsu et al. 2023). Sin embargo, en especies como *Centropristis striata*, *O. punctatus* y *Anisotremus scapularis*, se han reportado valores de CME menores (70-80 mg·L⁻¹) (King et al. 2005, Jia et al. 2022, Espinoza-Ramos et al. 2025), lo que confirma que los valores de CME de MS-222 difieren notablemente entre las especies (King et al. 2005, Ross y Ross 2008, Popovic et al. 2012).

Al igual que en este estudio, se ha observado que el tiempo de inducción a la etapa III en otras especies disminuye al aumentar la concentración de MS-222, lo que se atribuye a la fácil absorción del anestésico a través de las branquias (Weber et al. 2009, Matsche 2011, Espinoza-Ramos et al. 2025). Sin embargo, en el presente trabajo, no se observó una correlación entre las concentraciones de MS-222 y el TR, lo cual ha sido observado en *Solea senegalensis* (Weber et al. 2009). Una posible explicación de la falta de relación entre el TR y las concentraciones es que el pez no permanece en contacto con él durante mucho tiempo a niveles más altos de anestésico, lo que reduce su absorción y favorece una recuperación más rápida (Weber et al. 2009).

En el presente estudio, la supervivencia durante y a 72 h postexposición a MS-222 de los juveniles de *C. viridis* fue del 100% en todas las concentraciones evaluadas; este resultado es similar a lo observado en *A. pseudoharengus* (Berlinsky et al. 2016). Por otro lado, en algunas especies como *R. canadum* y *Acipenser oxyrinchus oxyrinchus*, se ha reportado hiperactividad de moderada a vigorosa en concentraciones de 100 a 150 mg·L⁻¹; sin embargo, la duración y la intensidad de esta respuesta disminuyeron al aumentar la concentración a 200-250 mg·L⁻¹ de MS-222 (Gullian y Villanueva 2009, Matsche 2011).

Este comportamiento puede atribuirse a que, a bajas concentraciones, la inducción lenta a la etapa III de anestesia permite que el pez detecte el agente anestésico en función de sus propiedades químicas, ya sea a través del gusto y el olfato o

Tabla 4. Relación entre las concentraciones de 2-fenoxietanol y el tiempo de inducción a la etapa III de la anestesia en juveniles de Robalo Blanco del Pacífico (*Centropomus viridis*).

Anestésico	Concentración (mg·L ⁻¹)	Tiempo de inducción (s)			
		Etapa I: Sedación profunda	Etapa II: Anestesia leve	Etapa III: Anestesia profunda	Tiempo de recuperación (TR)
2-fenoxietanol	500	31.38 ± 6.35	69.64 ± 45.25	157.51 ± 112.23 ^b	78.17 ± 25.88
	750	35.14 ± 10.58	54.19 ± 8.40	96.0 ± 30.55 ^{ab}	76.71 ± 11.07
	900	34.64 ± 9.21	47.93 ± 11.69	75.33 ± 8.31 ^a	88.86 ± 19.91

Los valores (media ± DE, $n = 9$) con diferentes letras en la misma columna son significativamente diferentes ($P < 0.05$).

como irritante cutáneo, mientras que, a concentraciones altas, la inducción rápida puede limitar dicha percepción (Popovic et al. 2012). Aunque en este estudio se evaluaron concentraciones de 100 a 175 mg·L⁻¹ de MS-222, no se observó hiperactividad al momento de colocar a los juveniles en el contenedor con el anestésico, posiblemente debido a que la hipersensibilidad al agente también puede variar entre especies. Con base en los resultados del presente estudio, se sugiere una CME de 125 mg·L⁻¹ de MS-222 para inducir la etapa III de anestesia en juveniles de *C. viridis* sin efectos adversos visibles.

2-fenoxietanol

El anestésico 2-fenoxietanol es un líquido aceitoso, claro, incoloro o de color pajizo, con un ligero olor aromático y moderadamente soluble en agua. Presenta actividad antimicrobiana y fungicida, y es uno de los anestésicos más utilizados en acuicultura debido a su eficiencia, fácil preparación y bajo costo (Ross y Ross 2008, Barata et al. 2016). Los peces lo absorben a través de las branquias y la piel, y es transportado por la sangre arterial hasta el sistema nervioso central (Priborsky y Velisek 2018). Aunque el mecanismo exacto de su acción anestésica aún no se ha descrito, se ha propuesto que involucra la expansión de las membranas celulares neuronales y la supresión de la actividad neuronal en regiones superiores del sistema nervioso (Zahl et al. 2012).

Entre los efectos adversos reportados en peces, el 2-fenoxietanol puede provocar una reducción temporal de la capacidad olfativa (McCord et al. 2020), así como una disminución de la ventilación, de la frecuencia cardíaca, de la presión arterial y del pH sanguíneo (Zahl et al. 2012). No obstante, estos efectos pueden minimizarse mediante la selección cuidadosa de concentraciones específicas para cada especie (Priborsky y Velisek 2018).

En este contexto, los resultados del presente estudio evidenciaron que las concentraciones de 2-fenoxietanol de 125 y 250 µg·L⁻¹ no fueron efectivas para inducir a los juveniles de *C. viridis* en la etapa III de anestesia, lo que coincide con lo reportado para otras especies como *Huso huso* (Shalwei et al. 2012), *A. regius* (Barata et al. 2016),

A. pseudoharengus (Berlinsky et al. 2016) y *Acipenser gueldenstaedtii* (Kübra 2022). En contraste, dichas concentraciones han sido efectivas para inducir la etapa III de anestesia en menos de 3 min a juveniles de *C. striata* (King et al. 2005), así como en *Diplodus sargus* y *Diplodus puntazzo* (Tsantilas et al. 2006). Las concentraciones de 500, 750 y 900 µg·L⁻¹ de 2-fenoxietanol indujeron eficazmente la etapa III de anestesia en juveniles de *C. viridis* en menos de 180 s, registrándose TR inferiores a 300 s, lo que constituye una condición óptima en la evaluación de agentes anestésicos (Ross y Ross 2008). Estos resultados son similares a los reportados para *S. senegalensis* (Weber et al. 2009), *T. albacares* (Cano et al. 2014), *A. pseudoharengus* (Berlinsky et al. 2016) y *R. canadum* (Sorensen et al. 2023).

Las diferencias en las CME pueden atribuirse a factores como la especie, el tamaño, la edad y las condiciones ambientales (Jia et al. 2022, Simões-Bueno et al. 2024). En el presente estudio se observó una relación inversa entre las concentraciones de 2-fenoxietanol evaluadas y el tiempo de inducción a la etapa III, en concordancia con lo reportado para otras especies, como *D. sargus* y *D. puntazzo* (Tsantilas et al. 2006) y *H. huso* (Shalwei et al. 2012). Aunque algunos autores han observado correlaciones exponenciales positivas entre el TR y la concentración del anestésico (Tsantilas et al. 2006, Barata et al. 2016, Akgul y Can 2020), en el presente estudio dicha correlación no fue significativa; es decir, el TR de los juveniles de *C. viridis* expuestos a diferentes concentraciones de 2-fenoxietanol fue independiente de la concentración, en concordancia con lo reportado para *S. rivulatus* (Ghanawi et al. 2013), *A. regius* (Serezli et al. 2012) y *E. stoutii* (McCord et al. 2020).

La falta de correlación podría explicarse porque los peces estuvieron expuestos a altas concentraciones del anestésico durante periodos más cortos, lo que implicó una menor absorción del anestésico y, en consecuencia, una recuperación rápida. Sin embargo, también deben considerarse las respuestas fisiológicas específicas de cada especie frente a los distintos agentes anestésicos (Mylonas et al. 2005, Weber et al. 2009, Ghanawi et al. 2013). Por ejemplo, Kübra (2022) reportó que el 2-fenoxietanol no es recomendable para

anestesiados adultos de *A. gueldenstaedtii* debido al largo tiempo de inducción y a la alta concentración requerida; asimismo, señaló que concentraciones elevadas pueden afectar el tejido branquial de los peces.

En el presente estudio, la concentración más alta ($900 \mu\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$) provocó irritaciones en la boca y la aleta caudal en algunos juveniles, probablemente debido a que el 2-fenoxietanol es una sustancia irritante (Kübra 2022). Por otro lado, no se observó mortalidad en los juveniles de *C. viridis* expuestos a las diferentes concentraciones de 2-fenoxietol, ni durante el periodo experimental ni a las 72 h posteriores. Resultados similares han sido reportados en otras especies de peces marinos anestesiadas con 2-fenoxietanol (Maršić-Lučić et al. 2005, Serezli et al. 2012, Barata et al. 2016, Akgul y Can 2020).

CONCLUSIONES

El presente estudio demostró que los 3 anestésicos evaluados fueron eficaces para inducir la etapa III de anestesia a los juveniles de *C. viridis*. Las CME sin efectos adversos visibles fueron de 50 a $75 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ para el aceite de clavo, $125 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ para MS-222 y $500 \mu\text{g}\cdot\text{L}^{-1}$ para 2-fenoxietanol, bajo las condiciones experimentales de este trabajo.

DECLARACIONES

Material suplementario

Este trabajo no incluye material suplementario.

Agradecimientos

Los autores agradecen a A Reyes-Meza, R Monjaraz-Camargo, H Ochoa, CA Cetzal-Aké, AA Avilés-Rentería, JP Cupich-Pasillas y DL Gurrola por su colaboración en la producción de los juveniles y en la parte metodológica del presente trabajo.

Fondos

Este estudio fue financiado por el proyecto de recursos propios de la Planta Piloto para la Producción de Juveniles de Peces Marinos del Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo obtenidos por JMMB y GVB.

Conflicto de intereses

Los autores declaran no tener conflicto de intereses.

Contribuciones de autor

Conceptualización: JMMB, MIAP; Curación de datos: MIAP, LERI; Análisis formal: MIAP, LERI; Adquisición de financiamiento: JMMB, MIAP, GVB; Investigación: MIAP;

Metodología: MIAP, LERI, GVB; Supervisión: MIAP; Validación: JMMB, MIAP; Visualización: MIAP, LERI, Redacción—borrador original: MIAP, Redacción—revisión y edición: JMMB, LERI, GVB, MIAP.

Disponibilidad de datos

Se pueden obtener los datos para este estudio a través del autor de correspondencia bajo petición razonable.

Aprobaciones y permisos éticos para estudios con animales

Para la realización del presente estudio se siguió el procedimiento general de bienestar animal basado en la legislación mexicana sobre bienestar animal (NOM-062-ZOO-1999, Especificaciones técnicas para la producción, cuidado y uso de los animales de laboratorio), la cual no incluye organismos acuáticos; sin embargo, se siguieron los estándares éticos descritos en las Guías ARRIVE: Animal Research Reporting In Vivo Experiments.

Uso de herramientas de IA

Los autores no utilizaron ninguna herramienta de inteligencia artificial para este trabajo.

REFERENCIAS

- Akgul E, Can E. 2020. The anesthetic effects of 2-phenoxyethanol on Munzur trout fingerlings (*Salmo munzuricus* Turan et al., 2017) at different temperatures. *Iran J Fish Sci.* 19(1):195-203.
- Álvarez-Lajonchère L, Tsuzuki MY. 2008. A review of methods for *Centropomus* spp. (snooks) aquaculture and recommendations for the establishment of their culture in Latin America. *Aquac Res.* 39(7):684-700.
<https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2008.01921.x>
- Álvarez-Lajonchère LS, Tsuzuki MY, Ibarra-Castro L. 2013. Cultivo de robalos, familia Centropomidae. In: Castelló F, Avilés A, (eds.), *Piscicultura en Iberoamérica. Bases Científicas y Técnicas para su Desarrollo*. Barcelona (Spain): Universidad de Barcelona. p. 231-245.
- Baldini G, Santamaria-Miranda A, Martínez-Brown JM, Ibarra-Castro L. 2022. Technical-economic viability of white snook *Centropomus viridis* culture in floating cages in a coastal lagoon in northwestern Mexico. *Aquac Rep.* 23:101048.
<https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2022.101048>
- Barata M, Soares F, Araújo C, Almeida AC, Pousão-Ferreira P, Ribeiro L. 2016. Efficiency of 2-phenoxyethanol and clove oil for reducing handling stress in reared meagre, *Argyrosomus regius* (Pisces: Sciaenidae). *J World Aquac Soc.* 47(1):82-92.
<https://doi.org/10.1111/jwas.12245>
- Berlinsky D, Watson MT, DiMaggio MA, Breton TS. 2016. The use of tricaine methanesulfonate, clove oil, metomidate, and 2-phenoxyethanol for anesthesia induction in alewives. *N Am J Aquac.* 78(1):84-91.
<https://doi.org/10.1080/15222055.2015.1105891>
- Bronstad A. 2022. Good anesthesia practice for fish and other aquatics. *Biology-Basel.* 11(9):1355.
<https://doi.org/10.3390/biology11091355>

- Cano CA, Kim YS, Delgado DI, Scholey VP, Sawada Y. 2014. Comparative efficacy of anesthetics among MS-222, 2-phenoxyethanol, and clove oil in early juvenile yellowfin tuna *Thunnus albacares*. *Aquac Sci*. 62(1):107-110. <https://doi.org/10.11233/aquaculturesci.62.107>
- Cárdenas C, Toni C, Martos-Sitcha JA, Cárdenas S, de las Heras V, Baldisserotto B, Heinzmann BM, Vázquez R, Mancera J. 2016. Effects of clove oil, essential oil of *Lippia alba* and 2-phe anaesthesia on juvenile meagre, *Argyrosomus regius* (Asso, 1801). *J Appl Ichthyol*. 32(4):693-700. <https://doi.org/10.1111/jai.13048>
- Carter KM, Woodley CM, Brown RS. 2011. A review of tricaine methanesulfonate for anesthesia of fish. *Rev Fish Biol Fisheries*. 21:51-59
- Dheeran P, Naveen Nivas S, Kumara R, Bhargavi SS, Chithira P, Seenivasan P, Prasad MS, Yateesh DC, Roy U. 2023. Anaesthetics—efficacy to mitigate stress in aquaculture. *J Exp Zool India*. 26(1):0000–0000.
- Espinoza-Ramos LA, Puma-Vilca Y, Huanacuni JI, Pepe-Victoriano R. 2025. Evaluation of tricaine (MS-222) and eugenol for sedation of Peruvian grunt *Anisotremus scapularis*. *Animals*. 15(9):1322. <https://doi.org/10.3390/ani15091322>
- Ghanawi J, Monzer S, Saoud IP. 2013. Anaesthetic efficacy of clove oil, benzocaine, 2-phenoxyethanol and tricaine methanesulfonate in juvenile marbled spinefoot (*Siganus rivulatus*). *Aquac Res*. 44:359-366. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2011.03039.x>
- Gonçalves-Gaveta A. 2020. Anaesthesia with MS-222, 2-phenoxyethanol and clove oil in doctor fish *Garra rufa* (Heckel, 1843) [MSc thesis]. [Peniche, Portugal]: Escola Superior de Turismo e Tecnologia do Mar, Instituto Politécnico de Leiria. 99 p.
- Gullian M, Villanueva J. 2009. Efficacy of tricaine methanesulphonate and clove oil as anaesthetics for juvenile cobia *Rachycentron canadum*. *Aquac Res*. 40(7):852-860. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2009.02180.x>
- He R, Lei B, Su Y, Wang A, Cui K, Shi X, Chen X. 2020. Effectiveness of eugenol as an anesthetic for adult spotted sea bass (*Lateolabrax maculatus*). *Aquaculture*. 523:735180. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.735180>
- Hsu J, Rairat T, Lu Y-P, Chou C-C. 2023. The use of tricaine methanesulfonate (MS-222) in Asian seabass (*Lates calcarifer*) at different temperatures: Study of optimal doses, minimum effective concentration, blood biochemistry, immersion pharmacokinetics, and tissue distributions. *Vet Sci*. 10(9):539. <https://doi.org/10.3390/vetsci10090539>
- Ibarra-Castro L, Navarro-Flores J, Sánchez-Téllez JL, Martínez-Brown JM, Ochoa-Bojórquez LA, Rojo-Cebreros AH. 2017. Hatchery production of Pacific white snook at CIAD-Unity Mazatlán, Mexico. *World Aquaculture*. 48(3):25-29.
- Jia Y, Xie T, Gao Y, Qin H, Guan C. 2022. Anesthetics efficacy and physiological response of MS222 and clove oil in spotted knifejaw *Oplegnathus punctatus*. *Aquac Rep*. 25:101201. <https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2022.101201>
- Karim A, Shahzad MM, Kamal K, Khwaja S, Ijaz A, Imtiaz S. 2024. Efficacy of clove oil and rosewood oil as anesthetics on goldfish (*Carassius auratus*). *Egypt J Aquat Res*. 50(3):408-413. <https://doi.org/10.1016/j.ejar.2024.06.001>
- King WV, Hooper B, Hillsgrove S, Benton C, Berlinsky DL. 2005. The use of clove oil, metomidate, tricaine methanesulphonate and 2-phenoxyethanol for inducing anaesthesia and their effect on the cortisol stress response in black sea bass (*Centropristis striata* L.). *Aquac Res*. 36(14):1442-1449. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2005.01365.x>
- Kübra AK. 2022. Anesthetic efficacy of clove oil and 2-phenoxyethanol as hematological, histopathological and echocardiographic on broodstock Danube sturgeon (*Acipenser gueldenstaedtii*). *J Appl Ichthyol*. 38(6):586-595. <https://doi.org/10.1111/jai.14361>
- Labastida-Che A, Nuñez-Orozco AL, Oviedo-Piamonte JA. 2013. Aspectos biológicos del robalo hocicudo *Centropomus viridis* en el sistema lagunar Chantuto-Panzacola, Chiapas, México. *Cienc Pesq*. 21(2):21-28.
- Lopes-de Lima C, Morales-Gamba RD, Malcher-Neto TS, Marques-Barcellos J, Heinzmann BM, Schmidt D, Baldisserotto B, Marcon JL. 2021. Eugenol and Lippia alba essential oils as effective anesthetics for the Amazonian freshwater stingray *Potamotrygon wallacei* (Chondrichthyes, Potamotrygonidae). *Fish Physiol Biochem*. 47:2101-2120. <https://doi.org/10.1007/s10695-021-01029-1>
- Maršić-Lučić J, Mladineo I, Tudor M. 2005. Comparative effectiveness of 2-phenoxyethanol and Propiscin as anesthetics for juvenile sea bass *Dicentrarchus labrax* L. *Aquac Int*. 13:543-553. <https://doi.org/10.1007/s10499-005-9005-2>
- Martins T, Valentim A, Pereira N, Antunes LM. 2019. Anaesthetics and analgesics used in adult fish for research: A review. *Lab Anim*. 53(4):325-341. <https://doi.org/10.1177/0023677218815199>
- Matsche MA. 2011. Evaluation of tricaine methanesulfonate (MS-222) as a surgical anesthetic for Atlantic sturgeon *Acipenser oxyrinchus oxyrinchus*. *J Appl Ichthyol*. 27(2):600-610. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2011.01714.x>
- McCord CL, Whiteley E, Liang J, Trejo C, Caputo R, Itehua E, Hasan H, Hernandez S, Jagnandan K, Fudge D. 2020. Concentration effects of three common fish anesthetics on Pacific hagfish (*Eptatretus stoutii*). *Fish Physiol Biochem*. 46:931-943. <https://doi.org/10.1007/s10695-020-00761-4>
- Montoya-Ponce CO, Santamaría-Miranda A, Trigueros-Salmerón JA, Apún-Molina JP, Valenzuela-Orduño FG, Lugo-Gamboa RR. 2024. Bioeconomic analysis of snook *Centropomus viridis*, *C. nigrescens*, and *C. medius* for the development of mariculture in northern Sinaloa. *Fishes*. 9(1):39. <https://doi.org/10.3390/fishes9010039>
- Munday PL, Wilson SK. 1997. Comparative efficacy of clove oil and other chemicals in anaesthetization of *Pomacentrus amboinensis*, a coral reef fish. *J Fish Biol*. 51(5):931-938. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8649.1997.tb01532.x>
- Mylonas CC, Cardinaletti G, Sigelaki I, Polzonetti-Magni A. 2005. Comparative efficacy of clove oil and 2-phenoxyethanol as anesthetics in the aquaculture of European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) and gilthead sea bream (*Sparus aurata*) at different temperatures. *Aquaculture*. 246(1-4):467-481. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2005.02.046>
- Neiffer D, Stamper M. 2009. Fish sedation, anesthesia, analgesia, and euthanasia: Considerations, methods, and types of drugs. *ILAR J*. 50(4):343-360. <https://doi.org/10.1093/ilar.50.4.343>
- Popovic NT, Strunjak-Perovic I, Coz-Rakovac R, Barisic J, Jadan M, Berakovic AP, Klobucar RS. 2012. Tricaine methanesulfonate (MS-222) application in fish anaesthesia. *J Appl Ichthyol*. 28(4):553-564. <https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2012.01950.x>
- Priborsky J, Velisek J. 2018. A review of three commonly used fish anesthetics. *Rev Fish Sci Aquac*. 26(4):417-442. <https://doi.org/10.1080/23308249.2018.1442812>
- Readman GD, Owen SF, Knowles TG, Murrell JC. 2017. Species specific anaesthetics for fish anaesthesia and euthanasia. *Sci Rep*. 7:7102. <https://doi.org/10.1038/s41598-017-06917-2>
- Ross LG, Ross B. 2008. Anaesthetic and Sedative Techniques for Aquatic Animals. 3rd ed. Oxford (UK): Blackwell Publishing. <https://doi.org/10.1002/9781444302264>

- Schroeder P, Lloyd R, McKimm R, Metselaar M, Navarro J, O'Farrell M, Readman GD, Speilberg L, Mocho JP. 2021. Anaesthesia of laboratory, aquaculture and ornamental fish: Proceedings of the first LASA-FVS symposium. *Lab Anim.* 55(4):317-328.
<https://doi.org/10.1177/0023677221998403>
- Serezli R, Basaran F, Muhtaroglu C, Basaran AK. 2012. Effects of 2-phenoxyethanol anaesthesia on juvenile meagre (*Argyrosomus regius*). *J Appl Ichthyol.* 28(1):87-90.
<https://doi.org/10.1111/j.1439-0426.2011.01771.x>
- Shaluei F, Hedayati A, Jahanbakhshi A, Baghfalaki M. 2012. Physiological responses of great sturgeon (*Huso huso*) to different concentrations of 2-phenoxyethanol as an anesthetic. *Fish Physiol Biochem.* 38:1627-1634.
<https://doi.org/10.1007/s10695-012-9659-4>
- Simões-Bueno LN, Copatti CE, Gomes LC, Val AL, Amanajás RD, Caron BO, Heinzmann BM, Baldisserotto B. 2024. Linalool chemotype essential oil from *Lippia alba* in the anesthesia of fat snook (*Centropomus parallelus*): ventilatory rate, biochemical, antioxidant, and oxidative status parameters. *Neotrop Ichthyol.* 22(1).
<https://doi.org/10.1590/1982-0224-2023-0114>
- Sneddon LU. 2012. Clinical anesthesia and analgesia in fish. *J Exotic Pet Med.* 21(1):32-43.
<https://doi.org/10.1053/j.jepm.2011.11.009>
- Soldatov A. 2021. Functional effects of the use of anesthetics on teleostean fishes (review). *Inl Water Biol.* 14:67-77.
<https://doi.org/10.1134/S1995082920060139>
- Sorensen K, Craig SR, Cnaani A, McLean E. 2023. Hematological response of juvenile cobia to three anesthetics. *Fishes.* 8(1):31.
<https://doi.org/10.3390/fishes8010031>
- Souza R, de Carvalho C, Nunes F, Scopel B, Guarizi J, Tsuzuki M. 2012. Comparative effect of benzocaine, menthol and eugenol as anesthetics for juvenile fat snook. *Bol Inst Pesca.* 38:247-255.
- Tchobanov CF, Vaz M, Pires D, Passos R, Antunes LM, Baptista T. 2024. Lidocaine supplementation in clove-oil and 2-phenoxyethanol anesthesia for gilthead seabream (*Sparus aurata*). *Aquac Rep.* 37.
<https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2024.102224>
- Tsantilas H, Galatos AD, Athanassopoulou F, Prassinou NN, Kousoulaki K. 2006. Efficacy of 2-phenoxyethanol as an anaesthetic for two size classes of white sea bream, *Diplodus sargus* L., and sharp snout sea bream, *Diplodus puntazzo* C. *Aquaculture.* 253:64-70.
<https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2005.07.034>
- Vidal LVO, Furuya WM, Graciano TS, Schamber CR, Silva LCR, Santos LD, Souza SR. 2007. Eugenol como anestésico para juvenis de matrinxã (*Brycon cephalus*). *Rev Bras Saude Prod Anim.* 8(4):335-342.
- Viegas R, França C, Castro J, Castro J, Santana T, Costa-Lima M, Neta R, Carreiro C, Teixeira E. 2020. Eugenol as an efficient anesthetic for neotropical fish *Prochilodus nigricans* (Teleostei, Prochilodontidae). *Arq Bras Med Vet Zootec.* 72:1813-1820.
<https://doi.org/10.1590/1678-4162-11866>
- Weber RA, Peleteiro JB, Martin LO, Aldegunde M. 2009. The efficacy of 2-phenoxyethanol, metomidate, clove oil and MS-222 as anaesthetic agents in the Senegalese sole (*Solea senegalensis* Kaup 1858). *Aquaculture.* 288(1-2):147-150.
<https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2008.11.024>
- Zahl IH, Samuelsen O, Kiessling A. 2012. Anaesthesia of farmed fish: implications for welfare. *Fish Physiol Biochem.* 38:201-218.
<https://doi.org/10.1007/s10695-011-9565-1>