

UNIVERSIDAD NACIONAL JORGE BASADRE GROHMANN

Facultad de Ciencias Agropecuarias

Escuela Profesional de Ingeniería Pesquera

**“EFECTO DEL EUGENOL Y TRICAINA (Ms-222) EN EL
TIEMPO DE SEDACIÓN EN JUVENILES
Anisotremus scapularis”**

TESIS

Presentada por:

Bach. Ydelsa Puma Vilca

Para optar el Título Profesional de:

INGENIERO PESQUERO

TACNA – PERÚ

2023

UNIVERSIDAD NACIONAL JORGE BASADRE GROHMANN

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

ESCUELA PROFESIONAL DE INGENIERÍA PESQUERA

TESIS


**“EFECTO DEL EUGENOL Y TRICAINA (Ms-222) EN EL
TIEMPO DE SEDACIÓN EN JUVENILES**

Anisotremus scapularis”

Tesis sustentada y aprobada el 19 de septiembre del 2023; estando el jurado calificador y asesor integrado por:

Presidente : 
.....
Dr. Lorenzo Walter Ibárcena Fernández

Secretario : 
.....
Dr. Luis Alberto Bernardo Rivera Chipana

Vocal : 
.....
Dr. Freddy Walter Delgado Cabrera

Asesor : 
.....
Dr. Luis Antonio Espinoza Ramos

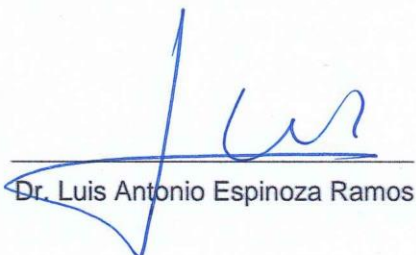
CERTIFICADO DE SIMILITUD

El que suscribe, docente de la Escuela Profesional de Ingeniería Pesquera, en calidad de Asesor Revisor del Informe Final de la tesis titulada "EFECTO DEL EUGENOL Y TRICAINA (Ms-222) EN EL TIEMPO DE SEDACIÓN EN JUVENILES *Anisotremus scapularis*", presentado por la **Bch. Ydelsa Puma Vilca**, para ser revisado por los jurados calificadores, deja constancia que, en cumplimiento a lo establecido en el Reglamento de Originalidad y de Similitud de Trabajos de Investigación y Producción Intelectual, se ha realizado la evaluación a dicho informe de tesis a través del software de similitud textual turnitin, arrojando un **nivel de similitud del 08%**.

Por consiguiente:

CERTIFICO LA SIMILITUD del informe de tesis dentro del porcentaje PERMITIDO para que continúe el interesado con los trámites correspondientes y para su publicación.

Tacna, 20 de septiembre del 2023



Dr. Luis Antonio Espinoza Ramos

DEDICATORIA

Dedico este trabajo a Dios, por haberme dado la vida y permitirme el haber llegado hasta este momento tan importante de mi formación profesional.

A mis padres Evarista y Agustín, por haberme forjado a llegar a ser la persona hoy en día; por enseñarme el valor de la perseverancia y la determinación, por brindarme todo su apoyo para alcanzar mis metas.

A mis hermanas (os) y a mis sobrinas (os) que, en el día a día, con su presencia, respaldo y cariño me impulsan para salir adelante.

A mis compañeros de vida, Rogelio y Arthur porque sin el equipo que formamos, no hubiera logrado esta meta.

AGRADECIMIENTOS

Al Dr. Luis Antonio Espinoza Ramos, mi asesor, por su dedicación y entrega al desarrollo del presente trabajo de investigación; al Blgo. Mblgo. Jordan Ismael Huanacuni Pilco, mi co-asesor, por compartir sus conocimientos, consejos, enseñanzas y ser un factor de apoyo en el desarrollo del presente trabajo.

*Al proyecto: “Investigación y desarrollo de las tecnologías de cultivo de peces marinos de importancia económica: Corvina *Cilus gilberti* y Sargo *Anisotremus scapularis* en la región Tacna”, por haberme permitido haber realizado la etapa de ejecución y darme las facilidades para su desarrollo.*

A Rogelio, mi esposo, por llegar a mi vida y empezar juntos a construir un camino que nos permita estar siempre unidos y felices, gracias por tu apoyo incondicional.

A Arthur, mi hijo, que con tu llegada cambiaron muchas cosas, por eso quiero agradecerte cada momento de felicidad, gracias, hijo mío, por darle sentido a mi vida y ser mi motivación para seguir adelante.

A todas las personas que me brindaron su apoyo, directa e indirectamente, en la realización de este trabajo.

ÍNDICE GENERAL

DEDICATORIA.....	iii
AGRADECIMIENTOS	iv
ÍNDICE GENERAL.....	v
ÍNDICE DE FIGURAS	viii
ÍNDICE DE TABLAS	x
ÍNDICE DE ANEXOS	xii
RESUMEN.....	xiii
ABSTRACT.....	xv
INTRODUCCIÓN.....	1
CAPÍTULO I PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	3
4.1. Descripción del problema	3
1.2. Formulación del problema	4
1.2.1. Interrogante general	4
1.2.2. Interrogantes secundarias	4
1.3. Justificación e importancia.....	4
1.4. Objetivos	5
1.4.1. Objetivo general	5
1.4.2. Objetivos específicos.....	5
1.5. Hipótesis.....	6
1.5.1. Hipótesis general.....	6
1.5.2. Hipótesis específicas.....	6
CAPÍTULO II MARCO TEÓRICO.....	7

2.1.	Antecedentes del estudio	7
11.1.	Bases teóricas	10
11.1.1.	Sargo (<i>Anisotremus scapularis</i>)	10
11.1.2.	Taxonomía del sargo <i>Anisotremus scapularis</i> (Tschudi, 1846) .	11
11.1.3.	Distribución	12
11.1.4.	Hábitat	13
11.1.5.	Alimentación	13
11.1.6.	Estrés en los peces.....	13
11.1.7.	Sedación y anestesia en peces.....	16
11.1.8.	Agentes anestésicos:	17
11.1.9.	Eugenol.....	20
11.1.10.	Metanosulfato de Tricaina Ms-222	23
CAPÍTULO III MARCO METODOLÓGICO.....		26
3.1.	Lugar de ejecución	26
3.2.	Tipo y diseño y nivel de investigación.....	27
3.3.	Nivel de investigación	27
3.4.	Operacionalización de variables “Efecto del eugenol y tricaina (Ms-222) en el tiempo de sedación en juveniles <i>A. escapularios</i> ”	28
3.5.	Población y muestra de estudio.....	29
3.5.1.	Población.....	29
3.5.2.	Muestra	29
3.6.	Materiales y equipos.....	29
3.6.1.	Materiales de laboratorio	29
3.6.2.	Equipos de laboratorio.....	30
3.6.3.	Equipos y materiales para acondicionamiento	30

3.6.4.	Material biológico.....	31
3.6.5.	Reactivos.....	31
3.6.6.	Otros	31
3.7.	Métodos.....	32
3.7.1.	Acondicionamiento de juveniles <i>A. scapularis</i>	32
3.7.2.	Determinación de tiempo de inducción anestésica (Ti)	34
3.7.3.	Determinación de tiempo de recuperación (Tr).....	35
3.7.4.	Evaluación posanestésica	36
3.8.	Análisis de datos	37
CAPÍTULO IV RESULTADOS.....		38
4.1.	Verificación de las hipótesis de investigación	38
4.2.	Resultados del anestésico eugenol	39
4.3.	Resultados del anestésico Ms-222	47
CAPÍTULO V DISCUSIONES.....		56
CONCLUSIONES.....		61
RECOMENDACIONES.....		63
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....		64

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Sargo <i>Anisotremus scapularis</i>	11
Figura 2. Mapa de distribución de <i>A. scapularis</i>	12
Figura 3. Ubicación de principales tejidos endocrinos involucrados en la respuesta al estrés en peces.	16
Figura 4. Procedimiento de anestesia en peces	18
Figura 5. Estructura química del eugenol.....	21
Figura 6. Eugenol líquido	23
Figura 7. Estructura química del Mst-222.....	24
Figura 8. Tricaina Ms-222	25
Figura 9. Vista satelital del Centro Acuícola Morro Sama (Fondepes), Tacna....	26
Figura 10. Diseño de investigación	27
Figura 11. Morfología externa normal del pez <i>A. scapularis</i>	32
Figura 12. Caracterización del progreso de las etapas de inducción y recuperación de Eugenol en juveniles de <i>A. Scapularis</i>	44
Figura 13. Tiempo de inducción y recuperación anestésica con el eugenol en <i>A</i> <i>Scapularis</i>	45
Figura 14. Caracterización del progreso de las etapas de inducción y recuperación en juveniles de <i>A. Scapularis</i>	52
Figura 15. Tiempo de inducción y recuperación anestésica con el Ms-222 en <i>A</i> <i>Scapularis</i>	54
Figura 16. Biometría de <i>Anisotremus scapularis</i>	81

Figura 17. Tanque de acondicionamiento de especímenes juveniles	
Anisotremus scapularis.....	81
Figura 18. Tanque de inanición de juveniles Anisotremus scapularis.....	81
Figura 19. Parámetro de temperatura	82
Figura 20. Salinometro digital	82
Figura 21. Parámetro para determinación de pH	82
Figura 22. Oxinometro digital.....	83
Figura 23. Distribución de anestésico (eugenol) por tratamiento y repetición.....	83
Figura 24. Inducción anestésica del eugenol; (a) etapa I. A, (b) etapa II. A, (c) etapa III. A.	84
Figura 25. Recuperación anestésica; (eugenol) etapa I. R., (b) etapa II. R., (c) etapa III. R.....	85
Figura 26. Post anestesia previa experimentación (eugenol).....	85
Figura 27. Distribución de anestésico (tricaina Ms-222) por tratamiento y repetición.....	86
Figura 28. Inducción anestésica de tricaina Ms-222; (a) etapa I. A, (b) etapa II. A, (c) etapa III. A.	87
Figura 29. (a) Recuperación anestésica; (tricaina- Ms-222) etapa I. R., (b) etapa II. R., (c) etapa III. R.	88
Figura 30. Post anestesia previa experimentación (tricaina Ms-222)	88

ÍNDICE DE TABLAS

<i>Tabla 1.</i> Operacionalización de variables	28
<i>Tabla 2.</i> Criterios establecidos para la evaluación de las etapas de inducción anestésica en el pez <i>A. scapularis</i>	34
<i>Tabla 3.</i> Criterios establecidos para la evaluación de las etapas de recuperación anestésica en el pez <i>A. scapularis</i>	36
<i>Tabla 4.</i> Anova de la etapa de Inducción (etapa I), en peces juveniles <i>A. scapularis</i> , expuestos con eugenol	39
<i>Tabla 5.</i> Anova de la etapa de Inducción (etapa II), en peces juveniles <i>A. scapularis</i> , expuestos con eugenol	39
<i>Tabla 6.</i> Anova de la etapa de Inducción (etapa III), en peces juveniles <i>A. scapularis</i> , expuestos con eugenol	40
<i>Tabla 7.</i> Anova de la etapa de recuperación (etapa I), en peces juveniles <i>A. scapularis</i> , expuestos con eugenol	41
<i>Tabla 8.</i> Anova de la etapa de recuperación (etapa II), en peces juveniles <i>A. scapularis</i> , expuestos con eugenol	41
<i>Tabla 9.</i> Anova de la etapa de recuperación (etapa III), en peces juveniles <i>A. scapularis</i> , expuestos con eugenol	42
<i>Tabla 10.</i> Estado de inducción, recuperación anestésica de los juveniles de <i>A. scapularis</i> en diferentes concentraciones del eugenol.	43
<i>Tabla 11.</i> Anova de la etapa de inducción (etapa I), en peces juveniles <i>A. scapularis</i> , expuestos con Ms-222	47

<i>Tabla 12.</i> Anova de la etapa de inducción (etapa II), en peces juveniles A. <i>scapularis</i> , expuestos con Ms-222.....	47
<i>Tabla 13.</i> Anova de la etapa de inducción (etapa III), en peces juveniles A. <i>scapularis</i> , expuestos con Ms-222.....	48
<i>Tabla 14.</i> Anova de la etapa de recuperación (etapa I), en peces juveniles A. <i>scapularis</i> , expuestos con Ms-222.....	49
<i>Tabla 15.</i> Anova de la etapa de recuperación (etapa II), en peces juveniles A. <i>scapularis</i> , expuestos con Ms-222.....	49
<i>Tabla 16.</i> Anova de la etapa de recuperación (etapa III), en peces juveniles A. <i>scapularis</i> , expuestos con Ms-222.....	50
<i>Tabla 17.</i> Estado de inducción, recuperación anestésica de los juveniles A. <i>scapularis</i> a diferentes concentraciones del anestésico Ms-222.....	51

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Matriz de consistencia	78
Anexo 2. Análisis estadístico del anestésico eugenol	79
Anexo 3. Análisis estadístico del anestésico Ms-222	80
Anexo 4. Acondicionamiento de especímenes <i>A. scapularis</i>	81
Anexo 5. Control de parámetros fisicoquímicos	82
Anexo 6. Tratamientos con Anestésico Eugenol.....	83
Anexo 7. Tratamiento con anestésico Tricaina Ms-222.....	86
Anexo 8. Post. Anestesia del anestésico Tricaina Ms-222	88
Anexo 9. Ficha de datos de MS-222.....	89
Anexo 10. Ficha de datos del Eugenol.....	90

RESUMEN

El sargo (*Anisotremus scapularis*) es una especie de pez marino de gran importancia comercial en el Perú. Sin embargo, la explotación de esta especie plantea desafíos en términos de su manejo y bienestar debido al estrés al que pueden estar sometidos durante la acuicultura y la pesca. Es crucial continuar desarrollando investigaciones y tecnologías para mejorar su manejo.

Una posible solución para reducir el estrés físico en los peces, durante su manejo y transporte, es el uso de anestésicos. Aunque existen varios anestésicos disponibles para la investigación, aún falta información sobre las dosis específicas, márgenes de seguridad y tiempos de inducción y recuperación. Por lo tanto, el objetivo principal de este estudio fue evaluar el efecto de dos anestésicos: el eugenol y la tricaina (MS-222), en el tiempo de sedación de juveniles de *A. scapularis*.

Para llevar a cabo esta investigación, se seleccionaron 150 individuos de *A. scapularis* de entre 9 y 10 cm de longitud. Se probaron diversas concentraciones de eugenol y MS-222 (20, 40, 60, 80 y 100 mg/L) utilizando el método de inmersión. Durante el estudio, se registraron los períodos de tiempo requeridos para inducir la anestesia y para que los peces se recuperaran de ella.

Los resultados indicaron que las concentraciones efectivas más bajas para sedar a *A. scapularis* fueron 80 mg/L de eugenol y 60 mg/L de MS-222,

cumpliendo con los criterios de tiempo de inducción ideal (menos de 3 minutos) y recuperación (menos de 10 minutos).

Estos hallazgos son de gran relevancia para la industria pesquera y la acuicultura en el Perú, ya que proporcionan información valiosa sobre cómo reducir el estrés en el manejo de los sargos, lo que podría contribuir a mejorar su bienestar y la eficiencia de su producción comercial. Además, subrayan la importancia de continuar investigando y desarrollando técnicas que beneficien tanto a la industria como a la conservación de esta especie.

Palabras clave: Sargo (*Anisotremus scapularis*), estrés, Eugenol, Tricaina (MS-222), Sedación

ABSTRACT

The sheepshead (*Anisotremus scapularis*) is one of the commercially important marine fish species in Peru. However, the exploitation of this species poses challenges in terms of its management and welfare due to the stress they may undergo during aquaculture and fishing. It is crucial to continue conducting research and developing technologies to improve their handling.

One possible solution to reduce physical stress in fish during handling and transport is the use of anesthetics. Although there are several anesthetics available for research, there is still a lack of information on specific dosages, safety margins, and induction and recovery times. Therefore, the primary objective of this study was to evaluate the effect of two anesthetics, eugenol and tricaine (MS-222), on the sedation time of *A. scapularis* juveniles.

To carry out this research, 150 *A. scapularis* individuals measuring between 9 and 10 cm in length were selected. Various concentrations of eugenol and MS-222 (20, 40, 60, 80, and 100 mg/L) were tested using the immersion method. During the study, the time periods required to induce anesthesia and for the fish to recover from it were recorded.

The results indicated that the lowest effective concentrations to sedate *A. scapularis* were 80 mg/L of eugenol and 60 mg/L of MS-222, meeting the criteria for ideal induction time (less than 3 minutes) and recovery time (less than 10 minutes).

These findings are highly relevant to the fishing industry and aquaculture in Peru as they provide valuable information on how to reduce stress in the handling of sheephead, which could contribute to improving their welfare and the efficiency of commercial production. Furthermore, they underscore the importance of continuing research and developing techniques that benefit both the industry and the conservation of this species.

Key words: bream (*Anisotremus scapularis*), stress, Eugenol, Tricaine (MS-222), Sedation.

INTRODUCCIÓN

La acuicultura en el Perú ha tenido una tasa de crecimiento económico del 20% anual en los últimos años y es considerada una actividad importante por los altos niveles de producción obtenidos (Carrera et al., 2018). En la costa peruana, el *Anisotremus scapularis* es una especie explotada comercialmente debido a sus cualidades gastronómicas; esta especie tiene importancia económica.

En este sentido, actualmente se están realizando trabajos para su acondicionamiento y reproducción en cautiverio (IMARPE, 2015). Si bien se ha logrado su reproducción en ambiente controlado, es importante continuar con el desarrollo de investigaciones básicas sobre el manejo adecuado de los peces en los diferentes procesos de la acuicultura.

Para llevar a cabo un correcto manejo de los peces, se debe contar con herramientas que faciliten dicha actividad, el uso de los anestésicos es una alternativa para minimizar el estrés en peces sometidos a actividades de acuicultura, así como el muestreo de sangre, inmovilización, manipulación, inyección de vacunas y sustancias antibacterianas, tratamiento médico para enfermedades, desove artificial, transporte y clasificación (He et al., 2020a)

Se han realizado diferentes estudios con diferentes anestésicos en peces de mar, acuario y agua dulce y en diferentes países.

Los anestésicos utilizados en la acuicultura están estrictamente controladas, con respecto a su seguridad y eficacia (Priborsky & Velisek, 2018).

Pueden dividirse en agentes no vegetales y derivados de plantas (S. R. Hoseini et al., 2018); los anestésicos más comunes utilizados en acuicultura son metano sulfonato de tricaína (MS-222), benzocaína (4-aminobenzoato de etilo), quinaldina, quinaldina sulfato de, 2-fenoxietanol y aceite clavo y su principal constituyente eugenol (Priborsky & Velisek, 2018)

CAPÍTULO I

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

1.1. Descripción del problema

En la acuicultura es común el uso de anestésicos porque facilita, en gran medida, los procedimientos tales como: inducción al desove, extracción de gametos, toma de morfometría y peso, biopsias, transporte entre otros; pero algunos son de alto costo y de difícil comercialización como el caso del MS222, xilocaina, quinaldina, 2- fenoxietanol, metomidato y dióxido de carbono entre otros (Ross & Ross, 2008).

Las técnicas para un manejo adecuado en los procesos que se realiza en la acuicultura, son de vital importancia, se realizan con el fin de incrementar la supervivencia y reducir el estrés en peces sometidos a muestreo de sangre, inmovilización, manipulación, inyección de vacunas y sustancias antibacterianas, tratamiento médico para enfermedades, desove artificial, transporte y clasificación. Tales prácticas tienen el potencial de afectar la producción (Stoskopf, 1993), (Altun et al., 2009), (Hajek et al., 2006), (Sneddon, 2012), (Opiyo et al., 2013), (Githukia et al., 2016), (Hasimuna et al., 2019).

Actualmente, los anestésicos autorizados para su uso en actividades de acuicultura son limitados y el uso de productos no autorizados es común. Sin embargo, para obtener autorización para su uso en acuicultura

y garantizar su seguridad, los anestésicos deben evaluarse por su potencial genotóxico (Nascimento et al., 2020)

1.2. Formulación del problema

1.2.1. Interrogante general

¿Existe diferencia al aplicar los anestésicos: eugenol y tricaina (MS-222), en el tiempo de sedación, en juveniles *A. scapularis*?

1.2.2. Interrogantes secundarias

- ¿Cuál será el tiempo de inducción y recuperación de *A. scapularis* a diferentes concentraciones de eugenol?
- ¿Cuál será el tiempo de inducción y recuperación de *A. scapularis* a diferentes concentraciones de tricaina (MS-222)?

1.3. Justificación e importancia

El presente trabajo se realizó con el finalidad de determinar el efecto del eugenol y tricaina (Ms-222) en juveniles de *Anisotremus scapularis* y cubrir aspectos y procedimientos que se realicen con los anestésicos para evitar y reducir los daños físicos, así como para minimizar el estrés y los cambios fisiológicos que ocurren en respuesta a éste. El uso correcto de agentes anestésicos resulta fundamental, para el transporte y experimentación de los peces de modo que facilita, en gran medida, los

procedimientos tales como: inducción al desove, extracción de gametos, toma de morfometría y peso, biopsias, transportación entre otros.

Por todo ello, el estrés es uno de los problemas más relevantes en la investigación con peces, ya que en los diversos procedimientos experimentales son muchas las prácticas o factores que pueden ocasionarlo (Moraes et al., 2004).

Es por ello que se dio como alternativa procedimientos que se realicen bajo anestesia general o local, o que se utilicen analgésicos u otros métodos adecuados para minimizar el estrés.

1.4. Objetivos

1.4.1. Objetivo general

Evaluar el efecto de los anestésicos: eugenol y tricaina (MS-222), en el tiempo de sedación, en juveniles de *A. scapularis*.

1.4.2. Objetivos específicos

- Estimar el tiempo de inducción y recuperación de *A. scapularis* a diferentes concentraciones de eugenol.
- Estimar el tiempo de inducción y recuperación de *A. scapularis* a diferentes concentraciones de tricaina (MS-222).

1.5. Hipótesis

1.5.1. Hipótesis general

Existe diferencia en el tiempo de sedación al aplicar eugenol o tricaina (MS-222) en diferentes concentraciones en juveniles de *A. scapularis*

1.5.2. Hipótesis específicas

- Se logrará determinar tiempo estimados de inducción y recuperación de *A. scapularis* a diferentes concentraciones de eugenol.
- Existe diferencia en el tiempo de inducción y recuperación de *A. scapularis* a diferentes concentraciones de tricaina (MS-222).

CAPÍTULO II

MARCO TEÓRICO

2.1. Antecedentes del estudio

En el año 2020, Ruipeng He, Bo Lei, Yuepeng Su, Anli Wang, Kuopeng Cui, Xiaokun Shi, Xiaoming Chen, presentaron el artículo científico: “Eficacia del eugenol como anestésico para la lubina moteada adulta (*Lateolabrax maculatus*)” desarrollado en China.

En el presente estudio, se investigó: la toxicidad aguda del eugenol estimada de 10 min⁵⁰ y 24 h LC₅₀ eran 98,13 mg • L⁻¹ y 19,73 mg • L⁻¹; en segundo lugar, se midieron los períodos de tiempo, inducción y recuperación, las concentraciones efectivas fueron 60 mg • L⁻¹ para eugenol, 120 mg • L⁻¹ para aceite de clavo y 140 mg • L⁻¹ para MS-222 a unos 20°C. Además, se compararon las eficacias anestésicas de diferentes concentraciones de eugenol a temperaturas del agua de 20 y 30°C. Los resultados mostraron un tiempo de inducción más prolongado a la anestesia profunda y un tiempo de recuperación más corto cuando los peces se expusieron a 20 y 30 mg • L⁻¹ de eugenol; 30°C por el contrario, se encontró un tiempo más corto para inducir la anestesia profunda y un tiempo más largo para la recuperación cuando los peces estaban expuestos a 40 y 50 mg • L⁻¹ eugenol. En conclusión, el eugenol fue un anestésico eficaz pero su adición no mejoró el transporte de la lubina.

En el 2019, Ninik Purbosari, Endang Warsiki, Khaswar, Syamsu, Joko, Santoso, presentaron el artículo científico: “Anestésico natural versus sintético para el transporte de peces vivos: una revisión”, desarrollado en Indonesia.

Una mayor conciencia de la seguridad y la calidad de los alimentos han llevado a una mayor demanda de pescado comestible vivo. Este producto requiere tecnología de manipulación y transporte eficaces y eficientes para garantizar una baja tasa de mortalidad, pero el transporte de peces vivos aún no cumple con estos criterios. El pescado anestesiado, se puede transportar en grandes cantidades sin estresarse durante la transferencia, manteniendo una mayor calidad. Este artículo, exploró los anestésicos naturales y sintéticos derivados de recursos terrestres y acuáticos. Esta revisión de los diferentes tipos, fuentes y aplicaciones de anestésicos naturales y sintéticos, se utilizó para investigar el potencial de las algas marinas como anestésico. Además, se discutió las ventajas y desventajas de los anestésicos y el potencial de las algas marinas como perspectiva anestésica (Purbosari et al., 2019).

En el 2019, S.A. Uehara, D.R. Bandrade, R. Takata, A.V. Gomes Júnior, M.V. Vidal, presentaron el artículo científico “La efectividad de la triclaína, la benzocaína, el aceite de clavo y el mentol como anestésicos para lambari-bocarra *Oligosarcus argenteus*”, desarrollado en Brasil.

Se evaluó la eficacia de cuatro agentes anestésicos en lambari-bocarra *O. argenteus*. Los adultos (peso, $11,3 \pm 3,3$ g; longitud, $10,2 \pm 1,1$

cm) fueron expuestos a tricaína (25, 50, 75, 100, 125, 150 y 175 mg L⁻¹), benzocaína (25, 50, 75, 100 y 125 mg L⁻¹), aceite de clavo (25, 50, 75, 100 y 125 mg L⁻¹) y mentol (25, 50, 75, 100 y 125 mg L⁻¹) para inducir anestesia profunda y quirúrgica. El efecto anestésico se evaluó midiendo el tiempo hasta las etapas de inducción, el tiempo de recuperación, el retorno del apetito y la tasa de mortalidad a los 96 h, para todos los anestésicos. Se concluyó, que los anestésicos probados indujeron eficazmente la anestesia en lambari-bocarra, con anestesia profunda inducida en concentraciones de 100 y 75 mg L⁻¹ para tricaína y benzocaína, respectivamente, y 50 mg L⁻¹ para aceite de clavo y mentol. Para la anestesia quirúrgica, las concentraciones recomendadas son 150, 100, 75 y 100 mg L⁻¹ para tricaína, benzocaína, aceite de clavo y mentol, respectivamente (Uehara et al., 2019).

En el 2021 se publica la revista “Transporte y recuperación de dorada (*Sparus aurata* L.) sedada con aceite de clavo y MS-222: Efectos sobre la regulación del eje del estrés y el metabolismo intermediario” por J. Cepa, M. Fernández, M. Alameda, G. González, J. Mancera, I. Ruiz), en España.

En este estudio se evalúan, en juveniles de dorada (*Sparus aurata* L.), los efectos de dosis de sedación de dos anestésicos: aceite de clavo (CO) y MS-222 (TMS) sobre marcadores relacionados con la regulación del eje (hipotalámico-pituitario-interrenal) HPI y la gestión energética tras un transporte simulado y la posterior recuperación. Para ello, los peces fueron dispuestos en acuarios sobre un dispositivo móvil y transportados durante 6 h con 2,5 mg de CO L⁻¹ o 5 mg de TMS L⁻¹, además de un grupo control

sin anestésicos. La mitad de los peces ($n = 12$ por grupo) fueron muestreados inmediatamente tras el transporte, mientras que el resto se dispusieron en acuarios con agua limpia donde se permitió su recuperación durante 18 h. los resultados muestran que, en comparación con el grupo control, ambos anestésicos indujeron cambios en el manejo de los recursos energéticos en *S. aurata*. Es necesario realizar estudios futuros para comprender mejor si el uso de CO y TMS es beneficioso durante estas circunstancias, (Jerez-Cepa et al., 2021).

2.2. Bases teóricas

2.2.1. Sargo (*Anisotremus scapularis*)

El sargo o chita o *A. scapularis* (Tschudi, 1846) en Perú, es conocida como chita o roncadador, en Ecuador como corcovado y en Chile como sargo, pertenece a la familia Haemulidae. Habita en las costas del Pacífico Sur desde Perú hasta Antofagasta, Chile. Especie bentopelágica y carnívora, es altamente valorada en el Perú, donde se comercializa principalmente fresca. (Castro, et al; 2021), con una talla mínima de captura de 24 cm.

Los adultos se caracterizan por poseer un cuerpo alto y robusto, perfil de la cabeza fuertemente convexa y boca pequeña, baja y terminal. Las escamas son grandes con manchas oscuras en sus márgenes anteriores, las cuales le dan una apariencia de bandas oblicuas (Kong & Castro, 2002).

Las aletas pectorales son blancas o de color plomo claro. El cuerpo, de perfil oblongo, las dorsales poseen 12 a 13 espinas y 14 a 17 radios, mientras que la aleta anal cuenta con 3 espinas y de 12 a 13 radios (Montes et al., 2019).

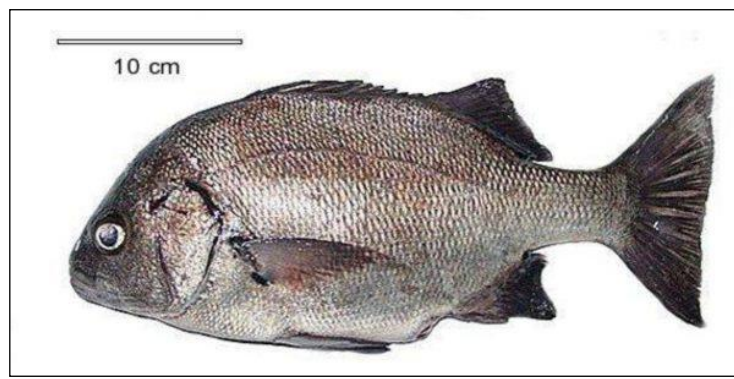


Figura 1. Sargo *Anisotremus scapularis*.

Fuente: INFOPES, (2020).

2.2.2. Taxonomía del sargo *Anisotremus scapularis* (Tschudi, 1846)

Reino	Animalia
Subreino	Bilateria
Infrareino	Deuterostomia
Phylum	Chordata
Subphylum	Vertebrata
Infraphylum	Gnathostomata
Superclase	Actinopterygii
Clase	Teleostei
Superorden	Acanthopterygii
Orden	Perciformes
Suborden	Percoidei

Familia	Haemulidae
Género	Anisotremus Gill, 1861
Especie	<i>Anisotremus scapularis</i> (Tschudi, 1846)

2.2.3. Distribución de la especie:

Esta especie, propia del Pacífico oriental, se encuentra distribuida a lo largo de una amplia zona que abarca desde el sur de Colombia hasta Chile, incluyendo las remotas islas Galápagos y Malpelo. (Melchorita, 2016). Esta especie está distribuida en las regiones templadas del Pacífico oriental en el hemisferio sur desde Manta (Ecuador), Antofagasta (Chile), incluyendo las Islas Coco y Galápagos (Chirichigno & Cornejo, 2001). De acuerdo con la zona de localización se le conoce con diferentes nombres, como chita en Perú, corcovado en Ecuador, roncador peruano en las Islas Galápagos o sargo en Chile. (Chirichigno & Cornejo, 2001)

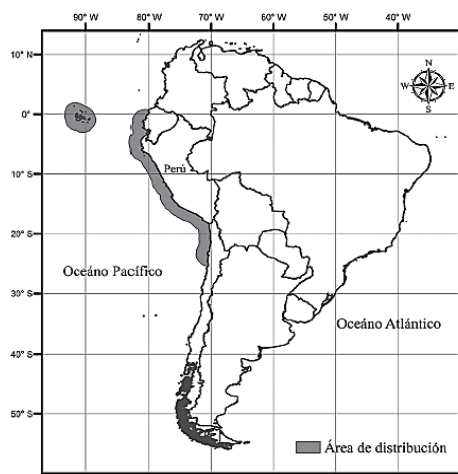


Figura 2. Mapa de distribución de *A. scapularis*.

Fuente: IMARPE, (2017).

2.2.4. Hábitat

Este pez forma cardúmenes en aguas abiertas por encima de zonas rocosas, cantos rodados, laderas con fondo duro y corrientes fuertes (Melchorita, 2016).

Los ejemplares juveniles generalmente se encuentran en las pozas intermareales formando cardúmenes, mientras que los adultos son solitarios y bentopelágicos de fondos arenosos (Kong & Castro, 2002), donde forman cardúmenes desde los 3 a 30 metros (Iannacone & Alvariño, 2012).

2.2.5. Alimentación

Sus hábitos alimenticios cambian de omnívoros en su estadio juvenil, donde consumen macroalgas e invertebrados menores, destacando los copépodos; y al pasar al estadio adulto se vuelven mayormente carnívoros (Cota Mamani, 2016).

2.2.6. Estrés en los peces

En los peces el estrés ocurre durante el manejo y transporte. El estrés es descrito como la situación en la que un organismo no es capaz de sostener su estado en normal funcionamiento (Francis-Floyd, 2018).

Los peces están expuestos a numerosas variables ambientales y biológicas que pueden actuar como agentes estresantes. Factores físico-químicos tales como la salinidad, la temperatura, el pH o el oxígeno disuelto, pueden desencadenar la respuesta del estrés (Bell et al., 2007; Kwasek et al., 2017; Mancera et al., 2018; Vargas-Chacoff et al., 2014)

El estrés conduce a una disminución de la función del sistema inmunológico, lo que resulta en enfermedad y muerte (Tacchi et al., 2015)

Según Muñoz (2015), en las prácticas acuícolas, se dan dos tipos de respuesta al estrés:

- Aguda, causada principalmente por la captura y el manejo de los peces, las biometrías, el transporte, todas ellas de corta duración en el tiempo.
- La crónica, causada por agentes persistentes y de larga duración, como son las altas densidades de cultivo, la variación en la calidad del agua, la exposición a nuevos ambientes, la dominancia social de los peces y la exposición a ciertas enfermedades.

El estrés desencadena una serie de respuestas fisiológicas, que pueden dividirse en tres categorías principales. En primer lugar, la respuesta primaria implica la liberación de catecolaminas y cortisol (Randall & Perry, 1992; Gesto et al., 2013); La respuesta secundaria, que comprende cambios en varios aspectos del organismo, como el

metabolismo, la tasa de respiración, el equilibrio hidromineral, la función inmunitaria; la respuesta celular (Iwama et al., 1998; Mommsen et al., 1999; Vargas et al., 2011; Herrera et al., 2012). La respuesta terciaria incluye efectos a largo plazo del estrés, como alteraciones en la reproducción, el crecimiento de las especies, la inhibición de la resistencia a enfermedades y, en última instancia, la supervivencia. (Wedemeyer et al., 1990; Arjona et al., 2009; Vargas et al., 2011).

Ante una situación de estrés, los peces teleósteos responden, principalmente, mediante la activación de dos sistemas endocrinos (Wendelaar, 2011). En la fase de alarma inicial, las respuestas primarias del organismo pasan por la activación de los sistemas Cerebro-Simpático-Cromafín (BSC, del inglés Brain-SympatheticCromaffin) e Hipotalámico-Hipofisario-Interrenal (HPI, del inglés Hypothalamic-PituitaryInterrenal) (Wendelaar, 2011). El primero se activa en los primeros momentos y como resultado las células cromafines del riñón cefálico sintetizan y liberan catecolaminas al plasma, principalmente adrenalina y noradrenalina (Reid, 2011).

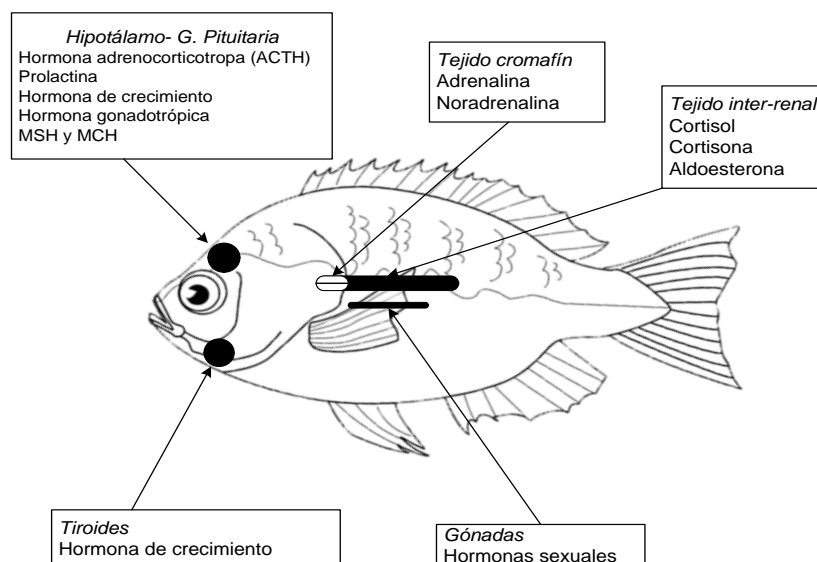


Figura 3. Ubicación de principales tejidos endocrinos involucrados en la respuesta al estrés en peces.

Fuente: IMARPE, (2017).

2.2.7. Sedación y anestesia en peces

La sedación es una reducción en la sensibilidad que como resultado tranquiliza y calma al organismo; en cambio, la narcosis o anestesia profunda causa inconsciencia, amnesia, inmovilización y analgesia (Zahl et al., 2012). Los agentes anestésicos son, por tanto, sustancias o compuestos químicos que actúan sobre el sistema nervioso y que inducen un estado de analgesia, anestesia o ambos (Ross & Ross, 2008).

Los anestésicos son productos de origen químico, físico o natural, comúnmente usados para la manipulación y transporte de peces, que

tienen la capacidad de reducir o mitigar el estrés (Cunha et al., 2011); (Teixeira et al., 2016).

La dosis y el agente anestésico varían entre las especies de peces y se confunden, aún más, por una variedad de parámetros fisiológicos (Sneddon, 2012).

2.2.8. Agentes anestésicos:

Según (Cho & Heath, 2000); (Pirhonen & Schreck, 2003), la elección de un anestésico no depende sólo de consideraciones tales como la disponibilidad, precio, facilidad de uso, la seguridad del manipulador o la naturaleza del trabajo, sino también de su eficacia. Ésta se define en función de su capacidad de inmovilización, permitiendo su manipulación para llevar a cabo los trabajos de rutina específicos (Iwama et al., 2004); (Pawar et al., 2011) y depende de factores biológicos (especie, tamaño, peso o estadio de desarrollo reproductivo) y ambientales (temperatura, pH y salinidad del agua) (Flores, 2002). Todos estos factores deben ser considerados antes de seleccionar un agente anestésico y pueden interferir en el tiempo necesario para que los animales alcancen el plano anestésico deseado (Carter et al., 2011).

Los anestésicos más usados son: MS-222, el aceite de clavo, el isoeugenol, el etomidato, el 2- fenoxietanol, la quinaldina o la ketamina que han sido ampliamente testados en condiciones de laboratorio para

numerosas especies de cultivo (Ross & Ross, 2008); (Zahl et al., 2012).. Además, actualmente existe una corriente de trabajo enfocada en la búsqueda de aceites esenciales, a partir de extractos naturales de plantas aromáticas, con propiedades anestésicas (Gressler et al., 2017); (S. M. Hoseini et al., 2019); (Vanderzwalmen et al., 2019).

2.2.8.1. Tipos de anestésicos en peces

a) **Anestésicos por inhalación o inmersión:** Sneddon (2012), menciona que la técnica más utilizada, es la inmersión anestésica ya que las branquias en los peces son la principal vía de entrada y de excreción de los agentes anestésicos. Consiste en disolver previamente el anestésico en el agua del acuario donde se sumergirá el pez (Figura 4). Una variante de esta técnica es la irrigación branquial, consistente en hacer pasar un flujo constante de solución anestésica a través de las branquias (Giari et al., 2007); (Weber, 2011); (Sneddon, 2012).

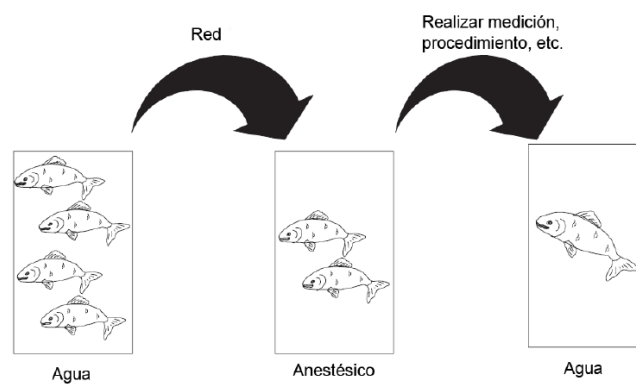


Figura 4. Procedimiento de anestesia en peces

Fuente: Ross & Ross (2008)

- b) Anestésicos por vía intravascular (inyección):** Según Sneddon (2012), consiste en puncionar la confluencia de la arteria aferente de las branquias con la aorta dorsal. El acceso a dicha confluencia arterial se hace a través de la boca y requiere de la sujeción del pez y destreza del operador, por lo que la inducción de la anestesia por esta vía es dificultosa, quedando limitada a los peces de mayor talla (Sneddon, 2012); (Readman et al., 2013).
- c) Anestésicos por vía intravascular:** no se emplea rutinariamente en peces, salvo en especies de gran tamaño y en circunstancias especiales, así como la aplicación local, utilizada mayoritariamente cuando se desea un efecto depresor sobre los receptores de superficie (Ghazilou et al., 2010); (Sneddon, 2012).

2.2.8.2. Etapas de la anestesia

Los estudios realizados por (Keene et al., 1998; Walsh & Pease, 2002; Woody et al., 2002; Cunha et al., 2011); basados en la escala de (Hikasa et al., 1986) y fueron revisados posteriormente por (Cooke et al., 2004 y Ross & Ross, 2008), determinaron tres etapas de inducción: etapa I.A, de pérdida parcial del eje de nado o de sedación ligera, que se caracteriza por una pérdida del equilibrio, nado errático y una leve pérdida de la reacción frente a los estímulos externos, así como por una ligera disminución de la frecuencia opercular. La etapa II.A, de pérdida total del eje de nado o de sedación profunda, que se caracteriza por una pérdida total del tono

muscular, por una frecuencia opercular lenta pero constante, y por presentar ausencia de respuestas reflejas. La etapa III.A o de colapso medular, que se identifica por la pérdida total de equilibrio y del tono muscular, y por los movimientos operculares muy lentos e irregulares. Esta etapa anestésica, generalmente, implica una interrupción de la respiración, reduciéndose la transferencia de O₂, que conduce a acidosis respiratoria y a hipoxia.

Del mismo modo, se describen tres etapas de **recuperación** anestésica. La etapa I.R o de recuperación del movimiento opercular, en la que los peces no presentan tono muscular y se inicia el movimiento opercular. La etapa II.R o de recuperación del movimiento de aletas, en la que se constatan movimientos operculares regulares e inicio de movimiento corporal, y por último, la etapa III.R o de recuperación del eje de nado, en la que se recobra el equilibrio y el reflejo de huida, manifestando un comportamiento similar al de preanestesia (Cunha et al., 2011; Ross & Ross, 2008).

2.2.9. Eugenol

Según Putri et al., (2014), es el ingrediente principal del aceite de clavo (rango 70% -90%), destilado de flores, tallos y hojas de clavo de *Syzygium aromaticum* (*Eugenia aromaticum* o *Eugenia caryophyllata*). Así mismo, él *Programa Nacional de Toxicología* (2002),

tiene varios usos en odontología y medicina, sirviendo como fármaco antiséptico, analgésico y anestésico. Una alta eficacia a dosis bajas, toxicidad no específica y rentabilidad, son beneficios del uso del aceite de clavo en estudios acuícolas y acuáticos (Fernandes et al., 2017; Kamble et al., 2014). El aceite de clavo demostró ser un agente anestésico, eficaz para la investigación de la ordenación pesquera de especies invasoras y no invasoras (Sindhu & Ramachandran, 2013).

El eugenol (4-alil-2-metoxifenol) (Figura 5) junto con el isoeugenol (4-propenil-2-metoxifenol), tiene compuestos minoritarios como el acetil eugenol (acetato de 4-alil-2-metoxifenilo), además de una amplia gama de compuestos terpenoides que le confieren su aroma y sabor característicos, otra ventajas que presenta el eugenol son su alta disponibilidad y bajo costo (NIST, 2019).

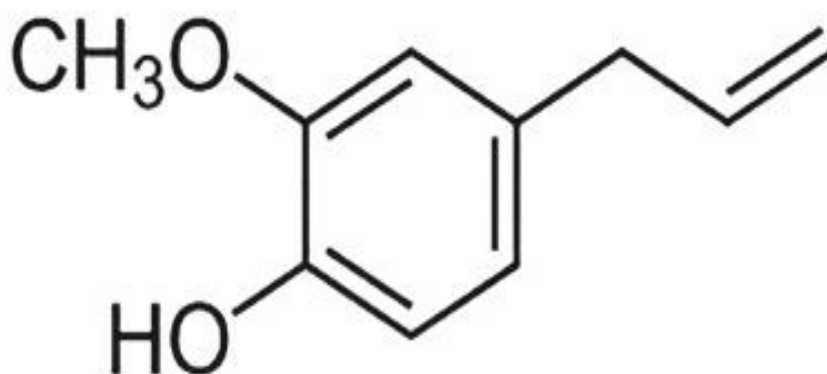


Figura 5. Estructura química del eugenol.

Fuente: Ross y Ross, (2008)

Diferentes estudios han demostrado que eugenol es eficiente y seguro para la inducción y recuperación de peces ornamentales, como el pez cebra (*Danio rerio*) (Grush, 2004), pez dorado (*Carassius auratus*) (Bittencourt, 2012), betta (*Betta splendens*) (Fabregat, 2015), oscar (*Astronotus ocellatus*) (Silva-Souza, 2015) y cuerno de flores (*Amphilophus labiatus x Amphilophus trimaculatus*) (Tarkhani, 2016). Sin embargo, estas especies responden de manera diferente a la anestesia en términos de la concentración y el tiempo de inducción y recuperación anestésica.

Además, el eugenol también ha demostrado ser un sedante eficaz y anestésico para peces ángel de agua dulce y agua salada (Hekimoğlu, 2012) (Tarkhani R. I., 2017).

2.2.9.1. Propiedades generales

El eugenol es un derivado fenólico que posee consistencia líquida / aceitosa, es poco soluble en agua, siendo posible únicamente a altas temperaturas y bajo agitación energética; por este motivo, debe ser diluido en etanol (C₂H₆O) en proporciones de 1: 10 ó 1: 9 (eugenol: etanol) antes de su uso, ayudando así a su emulsificación (Vazquez *et al.*, 1894). Para su conservación, se recomienda mantenerlo herméticamente cerrado en un lugar fresco y seco. La solución madre sigue conservando sus propiedades tres meses a temperatura ambiente (Ross & Ross, 2008).



Figura 6. Eugenol líquido

Fuente: Elaboración propia

2.2.10. Metanosulfato de Tricaina Ms-222

El compuesto MS-222 (metanosulfonato de tricaina = $C_9H_{11}O_2N + CH_3SO_3H$), es un compuesto con una molécula básica de 3 aminobenzoato de etilo, presente en un polvo cristalino blanco. Varios estudios han reportado la efectividad de este compuesto como anestesia para peces (Zahl et al., 2012; Ghanawi et al., 2013). La concentración de MS-222 de 10 a 15 mg / L se utilizó para manipular *S. rivulatus* (Ghanawi et al., 2013). También se informa que MS-222 es el agente anestésico más eficaz e ideal para el hipocampo, para hacer frente al estrés, la supervivencia y la eficiencia de producción (Pawar et al., 2011). La función anestésica de MS-222 es eficaz para el fletán negro (*Hippoglossus hippoglossus*) (Zahl et al., 2012).

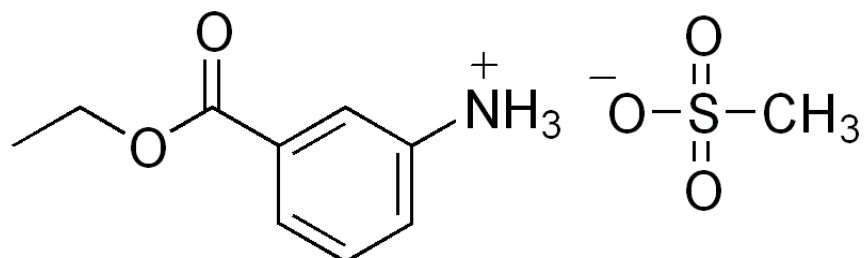


Figura 7. Estructura química del Mst-222.

Fuente: Ross, (2008)

El Ms-222 es el único anestésico para peces destinados al consumo humano aprobado por la FDA / CVM, por lo que, su uso, está muy generalizado en piscicultura, siendo también un agente comúnmente utilizado como anestésico en la investigación con peces. Sin embargo, su uso está limitado por su elevado precio y toxicidad asociada

2.2.10.1. Propiedades generales

El Ms-222 es un polvo blanco, inodoro, cristalino, con una alta solubilidad en agua (1 g/0,8 ml de MS a 20°C; 11%). Se prepara como un concentrado de Ms-222 y agua. Se debe almacenar en condiciones de oscuridad, baja humedad, buena ventilación y bajas temperaturas (Argent, 2008), Dado que se trata de una solución fotosensible, una exposición excesiva a la luz puede provocar un oscurecimiento de la solución. Por lo general, la aparición de una sustancia aceitosa en su superficie, la turbidez

de la solución o su oscurecimiento, indican que ésta debe ser desechada de hecho (Sigma, 2008).



Figura 8. Tricaina Ms-222

Fuente: Spena group (2020)

Aunque el MS se cataloga como anestésico local, en peces presenta un efecto de anestesia general, absorbiéndose fundamentalmente a través de las branquias (Carter, Woodley, & Brown, 2011) y distribuyéndose vía sanguínea. Es metabolizado rápidamente por reacciones de acetilación, excretándose el MST y sus metabolitos no polares, principalmente, a través de las branquias y el MS no metabolizado y sus metabolitos más polares, vía renal (Burka, 1997). La vida media estimada del MST en plasma es de 1,5 - 4 h, presentando su pico máximo en 1 - 3 min tras su exposición (Gullian & Villanueva, 2009). Transcurridas 8 y 24 h es indetectable en sangre total y orina, respectivamente, (Burka, 1997)

CAPÍTULO III

MARCO METODOLÓGICO

3.1. Lugar de ejecución

Este estudio se llevó a cabo en el contexto del proyecto denominado "Investigación y desarrollo de las tecnologías de cultivo de peces marinos de importancia económica: corvina *Cilus gilberti* y sargo *Anisotremus scapularis* en la Región Tacna", el cual se desarrolla en el Centro de Acuicultura Morro Sama (CAMOSA), bajo la supervisión de la Universidad Nacional Jorge Basadre Grohmann (UNJBG).

Las instalaciones utilizadas para este trabajo, pertenecen al Centro Acuícola Morro Sama (CAMOSA) que forma parte del Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero (FONDEPES). Estas instalaciones se encuentran ubicadas en el kilómetro 75 de la Carretera Costanera Tacna - Ilo, en la localidad de Morro Sama. Este lugar está situado en el distrito costero de Sama, Las Yaras, en la región Tacna.



Figura 9. Vista satelital del Centro Acuícola Morro Sama (Fondepes), Tacna

Fuente: Google Earth- GPS, (2020).

3.2. Tipo y diseño y nivel de investigación

El tipo de investigación fue experimental aplicativo.

Diseño completamente al azar (DCA)

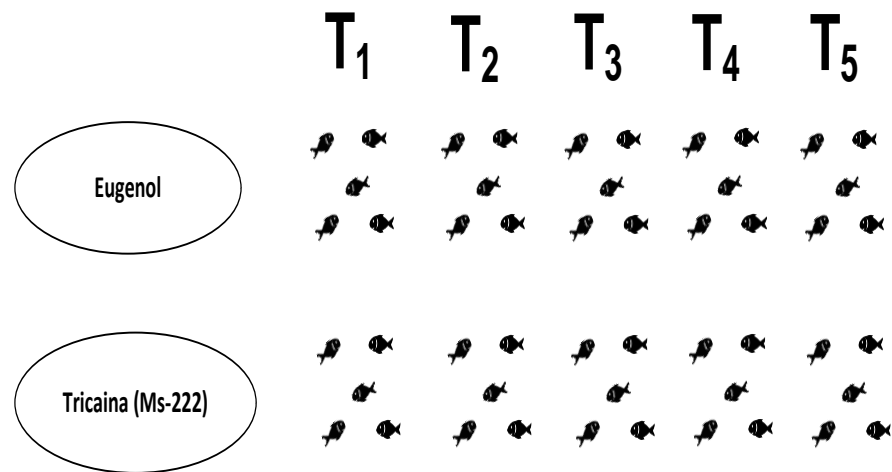


Figura 10. Diseño de investigación
Fuente: Elaboración propia, (2020)

3.3. Nivel de investigación

Aplicada, orientada a la línea de investigación acuícola experimental.

3.4. Operacionalización de variables “Efecto del eugenol y tricaina (Ms-222) en el tiempo de sedación en juveniles *A. escapularis*”

Tabla 1. Operacionalización de variables

Variable	Definición Conceptual	Dimensiones	Indicadores
<p>VARIABLE INDEPENDIENTE</p> <p>Concentración de anestésicos</p>	<p>Son sustancias que causan la pérdida de sensibilidad o de conciencia.</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Eugenol • Tricaina (Ms-222) 	<p>Eugenol</p> <ul style="list-style-type: none"> • Concentración de 20 mg/L • Concentración de 40 mg/L • Concentración de 60 mg/L • Concentración de 80 mg/L • Concentración de 100 mg/L <p>Tricaina (Ms-222)</p> <ul style="list-style-type: none"> • Concentración de 20 mg/L • Concentración de 40 mg/L • Concentración de 60 mg/L • Concentración de 80 mg/L • Concentración de 100 mg/L
<p>VARIABLE DEPENDIENTE</p> <p>Tiempo de sedación de <i>A. scapularis</i></p>	<p>Es el efecto calmante que provoca, relajación, disminución de estrés en un tiempo determinado.</p>	<p>Juveniles de <i>A. scapularis</i> de 9-10 cm</p>	<p>Tiempo de inducción del anestésico</p> <p>Tiempo de recuperación del anestésico</p>

Fuente: Elaboración propia.

3.5. Población y muestra de estudio

3.5.1. Población

La población estuvo conformada por la totalidad de juveniles de *A. scapularis*, los cuales fueron obtenidos en el marco de la ejecución del proyecto titulado "Investigación y desarrollo de las tecnologías de cultivo de peces marinos de importancia económica: Corvina *Cilus gilberti* y Sargo *Anisotremus scapularis* en la Región Tacna".

3.5.2. Muestra

El muestreo fue al azar, del conjunto de Juveniles *A. scapularis* de 9 a 10 cm de longitud, se empleó 15 especímenes por tratamiento y repetición.

3.6. Materiales y equipos

3.6.1. Materiales de laboratorio

- Probetas graduadas marca Blaubrand de 25 y 10 ml, de capacidad
- Vaso precipitado marca Pyrex de 50 y 100 ml de capacidad.
- Agitador
- Matraz Erlenmeyer graduado, marca Pyrex de 250ml y 500ml.
- Pipeta serológica marca Pyrex de 0,5ml, 1ml, 5ml y 10 ml de capacidad.
- Pizeta de plástico de 500 ml.

- Guantes quirúrgicos
- Mascarilla quirúrgica
- Toca
- Guardapolvo
- Botas de jebe blancas
- Algodón
- Pizeta de plástico

3.6.2. Equipos de laboratorio

- Balanza analítica. Marca: Sartorius; capacidad: 210 g; sensibilidad 0,1 mg.
- Termómetro de canastilla (20 a 110 °C) Taylor
- Oxímetro digital EcoSense DO200 A
- Cronómetro BOHECO
- pH metro Hanna Checker (HI 98103). Rango: de 0,0 a 14,0 pH.
Precisión (a 20°C): $\pm 0,2$ pH

3.6.3. Equipos y materiales para acondicionamiento

- Tanques de 7 L y 20 L
- Piedras difusoras
- Manguera de ½ pulgada
- Manguera de ¾ pulgada

- Manguera de 5/8 pulgada
- Blower
- Jarras de plásticos de 2 litros de capacidad
- Equipo de estilización UV
- Equipo de aire acondicionado

3.6.4. Material biológico

- Se utilizó especímenes de juveniles *A. scapularis* de 9 a 10 cm de longitud.

3.6.5. Reactivos

- Eugenol 99 % de pureza
- Tricaina (MS-222) 100 % de pureza
- Hipoclorito de sodio
- Alcohol de pureza 96%
- Agua destilada
- Detergente
- Esponja

3.6.6. Otros

- Laptop Toshiba Core I5
- Cuaderno de apuntes

- Calculadora científica Casio fx-570ES
- Guardapolvo

3.7. Métodos

3.7.1. Acondicionamiento de juveniles *A. scapularis*

Los juveniles de *A. scapularis* estuvieron en ayuna 24 h, para realizar la biometría con la finalidad de obtener longitudes 9 a 10 cm (Figura 11), que fueron trasladados a laboratorio donde se sometieron, durante dos semanas, a un periodo de aclimatación en un tanque circular de 1m³ con 80 cm de diámetro, con un volumen total de 800 litros de capacidad considerando los siguientes parámetros de agua de pH: 7 - 8; T°:18°C, O₂:7mg/L, para minimizar el estrés, emular las condiciones normales y garantizar la validez del experimento.



Figura 11. Morfología externa normal del pez *A. scapularis*

Fuente: Elaboración propia.

Los tanques empleados en el proceso experimental fueron: tanques de mantenimiento (800 L), tanques de inanición (50 L), tanques de inducción (6 L), tanques de recuperación (15 L) y tanques post recuperación (400 L); el agua de mar a utilizar para el proceso de acondicionamiento, paso por un proceso de filtros con mangas de 20, 10 y 5 μm ; así mismo, el agua a utilizar para la inducción y recuperación fue filtrada por mangas de 20, 10 y 5 μm y uv, todos ellos contaban con aeración constante y en condiciones controladas de pH: 7, O₂: 7 mg/L, T: 14°C).

Durante el proceso experimental los peces fueron alimentados tres veces al día con alimento artesanal, elaborado con 50 % de proteína, Previo al desarrollo de las exposiciones experimentales, los peces se mantuvieron 24 h en ayunas.

Para los experimentos de eugenol y tricaina Ms- 222, se trabajó cinco dosis de anestésicos (20, 40, 60, 80, 100 ml/L) cada una con tres repeticiones, en tanques de 6 L, al cual se le agregó eugenol en proporción 1:10 para facilitar la solubilidad en el agua y dicha combinación fue vertida al tanque (tanques con anestésicos), en condiciones controladas.

Cabe resaltar que en cada experimentación, se renovó el agua con anestésico en la pecera de tratamiento para evitar que haya una variación de la dosis que pudiera afectar los resultados.

3.7.2. Determinación de tiempo de inducción anestésica (Ti)

Para determinar el tiempo de inducción de la anestesia, se evaluaron los diferentes estadios anestésicos en el sargo siguiendo los parámetros establecidos, basados en los descritos por Ross y Ross (2008) (Tabla 1).

Tabla 2. Respuesta de la inducción anestésica en las diferentes etapas del pez sargo (*A. scapularis*)

Etapas de inducción anestésica en el pez sargo	
Etapa	Descripción
I.A	Pérdida del eje de nado Nada errático Frecuencia opercular acelerado
II.A	Pérdida de movimiento corporal Frecuencia opercular disminuida Ritmo opercular regular Ausencia de respuesta a estímulo mecánico externo Ausencia de respuesta refleja
III.A	Inmovilidad corporal Disminución severa de la frecuencia opercular Ritmo opercular irregular

Fuente: (adaptado de Ross y Ross, 2008)

El tiempo de inducción fue definido como el período transcurrido, desde el momento en que el pez fue puesto en contacto con la solución anestésica, hasta que presentó pérdida del movimiento corporal; para ello, los peces fueron capturados (5 especímenes) desde el tanque de inanición y transferidos al tanque de inducción (agua y anestésico). A partir de este instante, se observaron con detenimiento los cambios en el comportamiento de los peces sargo sometidos a estudio y se evaluaron los siguientes parámetros: el eje de nado, movilidad corporal, frecuencia y ritmo opercular, respuesta a estímulo mecánico externo y respuesta refleja (Figura 2). Las exposiciones a la anestesia fueron cronometradas.

3.7.3. Determinación de tiempo de recuperación (Tr)

Para determinar el tiempo de recuperación, se siguió la escala modificada de Ross y Ross (2008) (Tabla 2). El tiempo de recuperación, se definió como el período transcurrido entre el traslado del pez de la solución anestésica al acuario de recuperación.

Tabla 3. Respuesta de la recuperación anestésica en las diferentes etapas del pez sargo (*A. scapularis*).

Etapas de recuperación anestésica en el pez sargo	
Etapas	Descripción
I.R	Inmovilidad corporal Incremento de la frecuencia opercular Ritmo opercular regular Ausencia de la respuesta a estímulo mecánico externo
II.R	Inicio de movimiento corporal Respuesta a estímulo mecánico externo
III.R	Recuperación del eje de nado Comportamiento similar al de preanestesia

Fuente: (Ross & Ross, 2008)

El tiempo de recuperación se definió como el período transcurrido entre el retiro del pez de la solución anestésica (inducción) al tanque de recuperación; en este tiempo se observaron exhaustivamente, teniendo en cuenta las etapas de recuperación. La recuperación anestésica se cronometró.

3.7.4. Evaluación posanestésica

Después de recuperarse completamente de la anestesia (etapa III. Recuperación), todos los individuos, de cada grupo, se mantuvieron en los acuarios de recuperación bajo observación durante un periodo de 24 h con

el fin de determinar la supervivencia posanestésica, así como evaluar posibles efectos adversos (irritabilidad, nerviosismo, mortalidad, etc.) (Sudagara *et al.*, 2009)

3.8. Análisis de datos

Se aplicó dos DCA, los datos de los parámetros fueron procesados y analizados por ANOVA, cuando mostraron diferencia significativa se aplicó la prueba de Tukey a nivel de significancia de 0,05, para los análisis estadísticos se aplicó, STATISTICA 10.0. Los datos fueron expresados en tablas con la Media (Med) \pm Desviación estándar (SD) para su fácil entendimiento.

CAPÍTULO IV

RESULTADOS

Los juveniles de *A. scapularis*, utilizados en este experimento, tenían una longitud de 9 ± 10 cm (media \pm DE). Se probaron cinco concentraciones de cada agente anestésico (Ms- 222 y eugenol). Se evaluaron las siguientes concentraciones finales de los anestésicos: 20, 40, 60, 80 y 100 mg/L.

Los parámetros de calidad del agua registrados (media \pm DE) fueron: temperatura, 18° C; oxígeno disuelto, 7.13 ± 0.18 mg L-1; y pH, 7.6 durante todo el experimento. El tiempo medio (Media \pm SEM) para las etapas de anestesia (II.A y III.A) y el tiempo de recuperación (I.R y II.R) del anestésico Ms- 222 probado para juveniles de *A. scapularis*, se presenta en la Tabla 16.

4.1. Verificación de las hipótesis de investigación

H_0 : No existe diferencia significativa entre la media de los tratamientos de los anestésicos en las etapas de inducción y recuperación en los tiempos de sedación en juveniles de *A. scapularis*.

H_1 : Existe diferencia significativa entre la media de los tratamientos de los anestésicos en las etapas de inducción y recuperación en los tiempos de sedación en juveniles de *A. scapularis*.

4.2. Resultados del anestésico eugenol

Tabla 4. Anova de la etapa de Inducción (etapa I), en peces juveniles *A. scapularis*, expuestos con eugenol

EFFECTOS	Grados de Libertad	Suma de Cuadrados	Cuadrados Medios	F	p
Interceptar	1	17544,60	17544,60	1078,561	0,000000
Tratamientos	4	2885,73	721,43	44,350	0,000002
Error	10	162,67	16,27		
Total	14	3048,40			

Fuente: Elaboración propia

En la tabla, se puede apreciar que las pruebas realizadas en la etapa I de inducción, las medias son diferentes significativamente ya que el valor p 0,000002 es menor a 0,05; por ello se acepta la hipótesis alternativa el cual menciona que existe diferencia significativa entre los tratamientos (20, 40, 60, 80 y 100 mg/L) en los siguientes aspectos considerados pérdida del eje de nado, nada errático y frecuencia opercular acelerado aplicados a los juveniles *A. scapularis*, expuestos al anestésico eugenol.

Tabla 5. Anova de la etapa de Inducción (etapa II), en peces juveniles *A. scapularis*, expuestos con eugenol

EFFECTOS	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados Medios	F	P
Interceptar	1	54120,07	54120,07	482,9274	0,000000
Tratamientos	4	9310,27	2327,57	20,7695	0,000078
Error	10	1120,67	112,07		
Total	14	10430,93			

Fuente: Elaboración propia

En la tabla, se puede apreciar que durante la etapa II de inducción anestésica, no hubo diferencia significativa entre los tratamientos 20, 40, 60, 80 y 100 mg/L; por ello se acepta la hipótesis alternativa, debido a que las medias son diferentes p valor 0,000078 es menor a 0,05 según los criterios evaluados: pérdida de movimiento corporal, frecuencia opercular disminuida, ritmo opercular regular, ausencia de respuesta a estímulo mecánico externo, ausencia de respuesta refleja, aplicados en juveniles *A. scapularis*, expuestos al anestésico eugenol.

Tabla 6. Anova de la etapa de Inducción (etapa III), en peces juveniles *A. scapularis*, expuestos con eugenol

EFECTOS	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados Medios	F	P
Interceptar	1	85579,27	85579,27	423,1012	0,000000
Tratamientos	4	13123,07	3280,77	16,2200	0,000227
Error	10	2022,67	202,27		
Total	14	15145,73			

Fuente: Elaboración propia

En la tabla, se puede apreciar que durante la etapa III de inducción anestésica, no hubo diferencia significativa entre los tratamientos 20, 40, 60, 80 y 100 mg/L; es por lo que se acepta la hipótesis alternativa debido a que las medias son diferentes p valor 0,000227 es menor a 0,05 según los criterios evaluados: inmovilidad corporal, disminución severa de la frecuencia opercular, ritmo opercular irregular, aplicados en juveniles *A. scapularis*, expuestos al anestésico eugenol.

Tabla 7. Anova de la etapa de recuperación (etapa I), en peces juveniles *A. scapularis*, expuestos con eugenol

EFECTOS	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados Medios	F	P
Interceptar	1	179088,1	179088,1	2039,727	0,000000
Tratamientos	4	7318,9	1829,7	20,840	0,000077
Error	10	878,0	87,8		
Total	14	8196,9			

Fuente: Elaboración propia

En la tabla, se puede apreciar que durante la etapa I de recuperación anestésica, no hubo diferencia significativa entre los tratamientos 20, 40, 60, 80 y 100 mg/L; por ello se acepta la hipótesis alternativa debido a que las medias son diferentes p valor 0,000077 es menor a 0,05 según los criterios evaluados: inmovilidad corporal, incremento de la frecuencia opercular, ritmo opercular regular, ausencia de la respuesta a estímulo mecánico externo, aplicados a juveniles *A. scapularis*, expuestos al anestésico Ms-222.

Tabla 8. Anova de la etapa de recuperación (etapa II), en peces juveniles *A. scapularis*, expuestos con eugenol

EFECTOS	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados Medios	F	P
Interceptar	1	736598,4	736598,4	4886,765	0,000000
Tratamientos	4	12526,3	3131,6	20,776	0,000078
Error	10	1507,3	150,7		
Total	14	14033,6			

Fuente: Elaboración propia

En la tabla, se puede apreciar que durante la etapa II de recuperación anestésica, no hubo diferencia significativa entre los tratamientos 20, 40, 60, 80 y 100 mg/L; por ello se acepta la hipótesis alternativa debido a que las medias son diferentes p valor 0,000078 es menor a 0,05 según los criterios evaluados: inicio de movimiento corporal, respuesta a estímulo mecánico externo, aplicados a juveniles *A. scapularis*, expuestos al anestésico eugenol.

Tabla 9. Anova de la etapa de recuperación (etapa III), en peces juveniles *A. scapularis*, expuestos con eugenol

EFFECTOS	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados Medios	F	P
Interceptar	1	4252811	4252811	78658,65	0,000000
Tratamientos	4	87651	21913	405,29	0,000000
Error	10	541	54		
Total	14	88192			

Fuente: Elaboración propia

En la tabla, se puede apreciar que durante la etapa III de recuperación anestésica, no hubo diferencia significativa entre los tratamientos 20, 40, 60, 80 y 100 mg/L; es por ello se acepta la hipótesis alternativa debido a que las medias son diferentes p valor 0,000000 es menor a 0,05 según los criterios evaluados: recuperación del eje de nado, comportamiento similar al de preanestesia, aplicados a juveniles *A. scapularis*, expuestos al anestésico eugenol.

Tabla 10. Estado de inducción, recuperación anestésica de los juveniles de *A. scapularis* en diferentes concentraciones del eugenol.

ETAPA	PROMEDIO DE ANESTESICOS EUGENOL				
	20	40	60	80	100
I. A	52,00 ± 3,61 a	42,67 ± 5,03 ab	40,33 ± 5,13 b	20,33 ± 3,51 c	15,67 ± 2,08 c
II.A	82,33 ± 19,40 b	71,33 ± 6,66 b	86,33 ± 10,69 b	31,33 ± 2,52 a	29,00 ± 4,36 a
III.A	103,33 ± 20,43 b	94,33 ± 20,60 b	100,67 ± 9,29 b	44,33 ± 8,39 a	35,00 ± 3,61 a
TOTAL	237,67 ± 43,43	208,33 ± 32,29	227,33 ± 25,12	96,00 ± 14,41	79,67 ± 10,05
I.R	79,33 ± 17,01 c	104,00 ± 10,58 bc	101,33 ± 4,16 bc	147,00 ± 4,00 a	114,67 ± 2,08 b
II. R	170,00 ± 13,23 a	229,00 ± 9,00 bc	232,67 ± 4,62 bc	258,00 ± 19,08 b	218,33 ± 10,60 c
III. R	390,67 ± 9,02 c	525,67 ± 4,04 b	600,00 ± 9,17 d	597,67 ± 2,52 d	548,33 ± 9,07 a
TOTAL	640,00 ± 39,26	858,67 ± 23,62	934,00 ± 17,95	1002,67 ± 25,60	881,33 ± 21,75
	877,67 ± 82,69	1067,00 ± 55,92	1161,33 ± 43,06	1098,67 ± 40,01	961,00 ± 31,80

Todos los datos se presentan como valores medios ± SD. Para cada etapa de anestesia y concentración de anestésicos, los valores en la misma columna con letras diferentes (a>b>c>d) son significativamente diferentes (ANOVA P <0.05) con el anestésico eugenol

En la tabla 10 se puede apreciar que los tiempos de inducción a las etapas de sedación anestésica en los juveniles de *A. scapularis*, mostraron una variación dependiente de la dosis del anestésico eugenol; es decir, que el tiempo de inducción disminuyó con el aumento de la concentración de eugenol en cada etapa de la anestesia. Así mismo los animales expuestos a tal anestésico, alcanzaron la anestesia profunda óptima a 80 mg/L (96,00 s ± 14,41), de igual forma se aprecia que, a 40 mg/L y 60 mg/L no tiene diferencia significativa entre los dientes etapas de evaluación (I.A. II. A y III.A).

El tiempo de recuperación se puede observar que en la concentración de 40 mg/L 60 mg/L no se observa diferencia significativa durante la etapa (I. R y II. R.), mientras que a la concentración de 80 mg/L y 100 mg/L si hay una diferencia significativa en cada etapa (I.R, II.R y III.R).

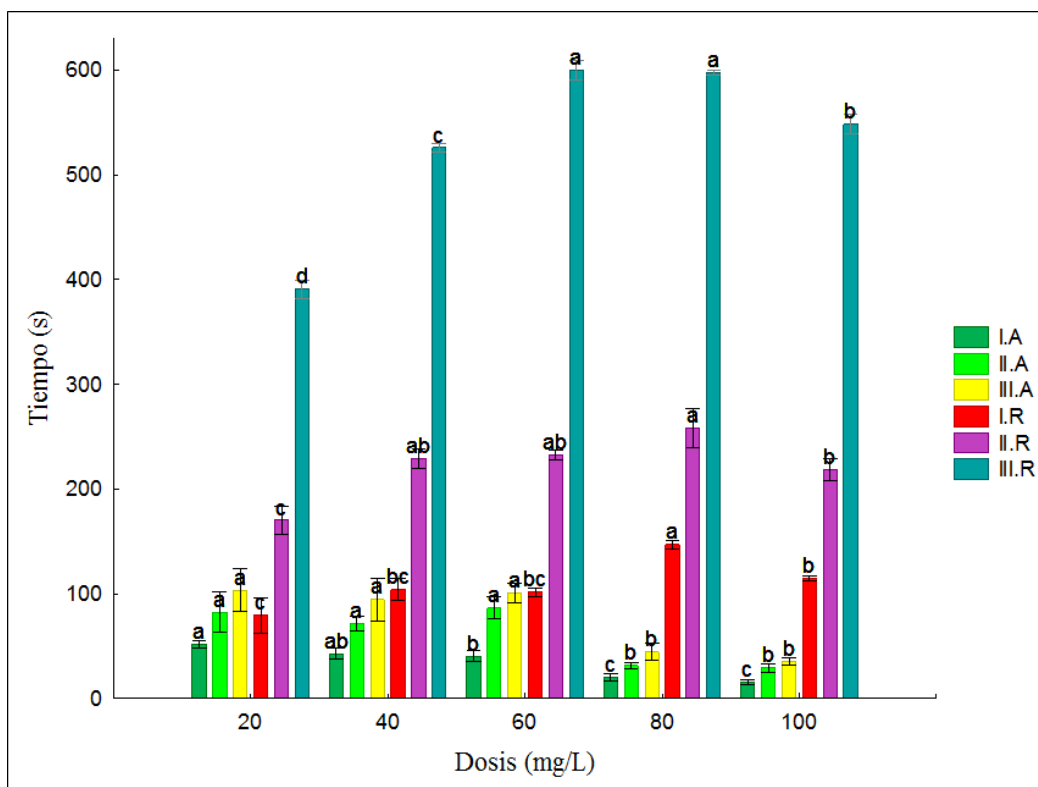


Figura 12. Caracterización del progreso de las etapas de inducción y recuperación de Eugenol en juveniles de *A. Scapularis*.

Fuente: Elaboración propia

En la figura se puede observar que los peces expuestos a la inducción anestésica muestran relación de las diferentes concentraciones 20, 40, 60, 80 y 100 mg/L, en la etapa I.A (verde oscuro), caracterizada por: la pérdida del eje de nado, nada errático, frecuencia opercular acelerado; mientras que en la etapa II.A. (verde claro) se determinó: pérdida de movimiento corporal, frecuencia opercular disminuida, ritmo opercular regular, ausencia de respuesta a estímulo mecánico externo, ausencia de respuesta refleja similares a la etapa III.A (amarillo)

inmovilidad corporal, disminución severa de la frecuencia opercular, ritmo opercular irregular.

En el periodo de recuperación etapa se recuperación se puede apreciar que en la etapa I.R. no hay diferencia significativa en las concentraciones de 40 y 60 mg/L de acuerdo a las características: Inmovilidad corporal, incremento de la frecuencia opercular, ritmo opercular regular, ausencia de la respuesta a estímulo mecánico externo; en la etapa II.R. la concentración con mayor tiempo de recuperación fue la 80 mg/L de acuerdo a las características determinadas: inicio de movimiento corporal, respuesta a estímulo mecánico externo; finalmente, se estimó la etapa III.R mostrando a las concentraciones de 60 y 80 mg/L con mayor tiempo de recuperación y mostrando que no hay diferencias significativas de acuerdo a las características: recuperación del eje de nado, comportamiento similar al de pre anestesia.

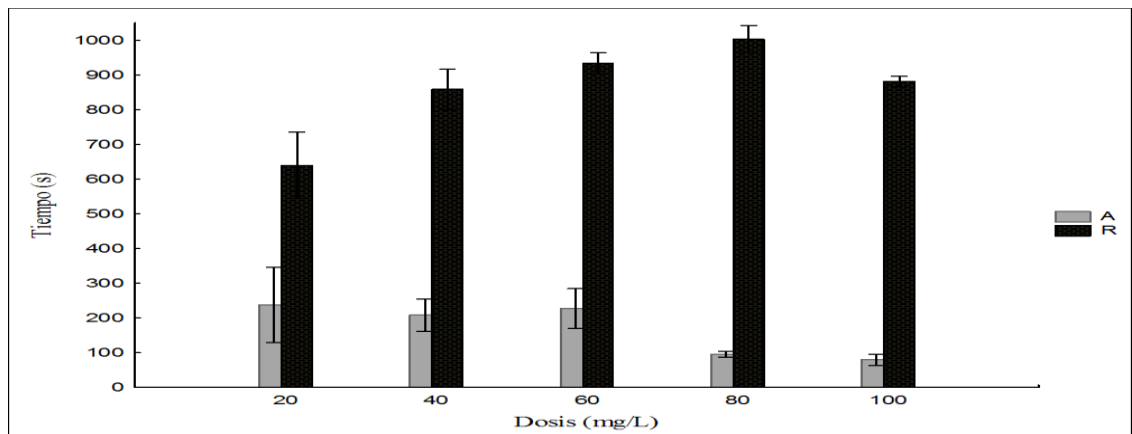


Figura 13. Tiempo de inducción y recuperación anestésica con el eugenol en *A Scapularis*.

Fuente: Elaboración propia

Los tiempos de inducción, a las etapas de sedación y anestesia en juveniles de *A. Scapularis*, muestran un efecto dependiente de la variación en las concentraciones de eugenol como se muestra en la figura a la concentración de 100 mg/L menor tiempo de inducción mientras que a la concentración de 20 mg/L mayor tiempo de inducción.

Asimismo, se observa que a la concentración de 100 mg/L el tiempo de recuperación (negro) es mayor que al tiempo de la concentración 40 mg/L.

Evaluación posanestésica de los peces

Después de recuperarse completamente de la anestesia (etapa III.R), todos los individuos, de cada concentración, se mantuvieron bajo observación durante un periodo de 24 h con el fin de registrar la presencia o ausencia (+ / -) de posibles alteraciones debidas a la anestesia. Durante el periodo de observación posanestésica, no se registró ninguna mortandad en ninguno de las cinco concentraciones anestésica

4.3. Resultados del anestésico Ms-222

Tabla 11. Anova de la etapa de inducción (etapa I), en peces juveniles *A. scapularis*, expuestos con Ms-222

EFFECTOS	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados Medios	F	p
Interceptar	1	218406,7	218406,7	3503,850	0,000000
Tratamientos	4	171312,0	42828,0	687,080	0,000000
Error	10	623,3	62,3		
Total	14	171935,3			

Fuente: Elaboración propia

En la tabla, se puede apreciar que las pruebas realizadas en la etapa I de inducción, las medias son diferentes, ya que el valor p 0,000000 es menor a 0,05; por ello, se acepta la hipótesis alternativa que menciona la existencia de diferencia significativa entre los tratamientos (20, 40, 60, 80 y 100 mg/L) en los siguientes aspectos considerados: pérdida del eje de nado, nada errático y frecuencia opercular acelerado aplicados a los juveniles *A. scapularis*, expuestos al anestésico Ms-222.

Tabla 12. Anova de la etapa de inducción (etapa II), en peces juveniles *A. scapularis*, expuestos con Ms-222

EFFECTOS	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados Medios	F	P
Interceptar	1	41081,67	41081,67	591,3868	0,000000
Tratamientos	4	32898,67	8224,67	118,3973	0,000000
Error	10	694,67	69,47		
Total	14	33593,33			

Fuente: Elaboración propia

En la tabla, se puede apreciar que durante la etapa II de inducción anestésica, no hubo diferencia significativa entre los tratamientos (20, 40, 60, 80 y 100 mg/L); por ello, se acepta la hipótesis alternativa, debido a que las medias son diferentes p valor 0,000000 es menor a 0,05 según los criterios evaluados: pérdida de movimiento corporal, frecuencia opercular disminuida, ritmo opercular regular, ausencia de respuesta a estímulo mecánico externo, ausencia de respuesta refleja, aplicados a en juveniles *A. scapularis*, expuestos al anestésico Ms-222.

Tabla 13. Anova de la etapa de inducción (etapa III), en peces juveniles *A. scapularis*, expuestos con Ms-222

EFFECTOS	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados Medios	F	P
Interceptar	1	103833,6	103833,6	2241,013	0,000000
Tratamientos	4	95097,1	23774,3	513,114	0,000000
Error	10	463,3	46,3		
Total	14	95560,4			

Fuente: Elaboración propia

En la tabla, se puede apreciar que durante la etapa III de inducción anestésica, no hubo diferencia significativa entre los tratamientos 20, 40, 60, 80 y 100 mg/L; por ello, se acepta la hipótesis alternativa, debido a que las medias son diferentes p valor 0,000000 es menor a 0,05 según los criterios evaluados: inmovilidad corporal, disminución severa de la frecuencia opercular, ritmo opercular irregular, aplicados a en juveniles *A. scapularis*, expuestos al anestésico Ms-222.

Tabla 14. Anova de la etapa de recuperación (etapa I), en peces juveniles *A. scapularis*, expuestos con Ms-222

EFFECTOS	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados Medios	F	P
interceptar	1	6912,267	6912,267	90,63287	0,000002
tratamientos	4	99,067	24,767	0,32474	0,855141
error	10	762,667	76,267		
total	14	861,733			

Fuente: Elaboración propia

En la tabla, se puede apreciar que durante la etapa I de recuperación anestésica, si hay diferencia significativa entre los tratamientos 20, 40, 60, 80 y 100 mg/L, por ello, se rechaza la hipótesis alternativa y se acepta la hipótesis nula el cual indica que las medias son iguales p valor 0,855141 es mayor a 0,05 según los criterios evaluados: inmovilidad corporal, incremento de la frecuencia opercular, ritmo opercular regular, ausencia de la respuesta a estímulo mecánico externo, aplicados a en juveniles *A. scapularis*, expuestos al anestésico Ms-222.

Tabla 15. Anova de la etapa de recuperación (etapa II), en peces juveniles *A. scapularis*, expuestos con Ms-222

EFFECTOS	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados Medios	F	P
Interceptar	1	71553,07	71553,07	2637,091	0,000000
Tratamientos	4	8961,60	2240,40	82,570	0,000000
Error	10	271,33	27,13		
Total	14	9232,93			

Fuente: Elaboración propia

En la tabla, se puede apreciar que durante la etapa II de recuperación anestésica, no hubo diferencia significativa entre los tratamientos 20, 40, 60, 80 y 100 mg/L; por ello, se acepta la hipótesis alternativa, debido a que las medias son diferentes p valor 0,000000 es menor a 0,05 según los criterios evaluados: inicio de movimiento corporal, respuesta a estímulo mecánico externo, aplicados a juveniles *A. scapularis*, expuestos al anestésico Ms-222.

Tabla 16. Anova de la etapa de recuperación (etapa III), en peces juveniles *A. scapularis*, expuestos con Ms-222

EFECTOS	Grados de libertad	Suma de cuadrados	Cuadrados Medios	F	p
Interceptar	1	752192,1	752192,1	7227,983	0,000000
Tratamientos	4	18162,3	4540,6	43,631	0,000003
Error	10	1040,7	104,1		
Total	14	19202,9			

Fuente: Elaboración propia

En la tabla, se puede apreciar que durante la etapa III de recuperación anestésica, no hubo diferencia significativa entre los tratamientos 20, 40, 60, 80 y 100 mg/L; por ello, se acepta la hipótesis alternativa, debido a que las medias son diferentes p valor 0,000003 es menor a 0,05 según los criterios evaluados: recuperación del eje de nado, comportamiento similar al de preanestesia, aplicados a juveniles *A. scapularis*, expuestos al anestésico Ms-222.

Tabla 17. Estado de inducción, recuperación anestésica de los juveniles *A. scapularis* a diferentes concentraciones del anestésico Ms-222.

ETAPA	PROMEDIO DE ANESTESICOS MS-222				
	20	40	60	80	100
I. A	300,33 ± 13,65 a	186,67 ± 9,29 b	50,33 ± 3,79 c	41,67 ± 3,79 cd	24,33 ± 3,21 d
II.A	0,00 ± 0,00 c	0,00 ± 0,00 c	98,00 ± 17,09 b	110,67 ± 7,37 b	53,00 ± 1,00 a
III.A	0,00 ± 0,00 d	0,00 ± 0,00 d	204,00 ± 9,64 a	139,33 ± 11,37 b	72,67 ± 3,06 c
TOTAL	300,33 ± 13,65	186,67 ± 9,29	352,33±30,52	291,67 ± 22,53	150,00 ± 7,27
I.R	21,00 ± 2,65 a	19,33 ± 5,13 a	21,33 ± 17,93 a	19,33 ± 4,04 a	26,33 ± 3,21 a
II. R	53,33 ± 1,53c	51,33 ± 3,21 c	51,33 ± 5,69 c	74,67 ± 5,03 b	114,67 ± 0,08 a
III. R	192,00 ± 3,00 c	188,33 ± 7,64 c	220,67 ± 15,50 b	234,33 ± 5,13 b	284,33 ± 13,65 a
TOTAL	266,33 ± 7,17	259,00 ± 15,98	293,33 ± 39,11	328,33 ± 14,21	425,33 ± 24,95
TOTAL	566,76 ± 20,82	445,67 ± 25,28	645,67 ± 69,63	620,00 ± 36,74	575,33 ± 32,22

Todos los datos se presentan como valores medios ± SEM.

Para cada etapa de anestesia y concentración de anestésicos, los valores en la misma columna con letras diferentes (a, b, c, d) son significativamente diferentes (ANOVA, P <0.05) con el anestésico Ms-222.

En la tabla 17, se puede observar que los tiempos de inducción a las etapas de sedación anestésica en los juveniles de *A. scapularis*, mostraron una variación dependiente de la dosis del anestésico Ms-222; asimismo, se puede apreciar que a la concentración de 20 mg/L y 40 mg/L, no tiene efecto durante la etapa de inducción (II.A. y III.A), lo que indica que no hay diferencia significativa, la concentración ideal fue de 60 mg/L (352,33 s ± 30,52) ya que a esa concentración si hay diferencia significativa.

El tiempo de recuperación en 40 y 60 durante la etapa (II.R. y III. R), no se encuentran diferencias significativas. Asimismo, la concentración en el cual se difirió significativamente durante las etapas (I.R, II.R y III.R) fue 60 mg/L.

Después de la exposición a la anestesia, todos los peces se recuperaron 24 horas y se les reanudó la alimentación normal.

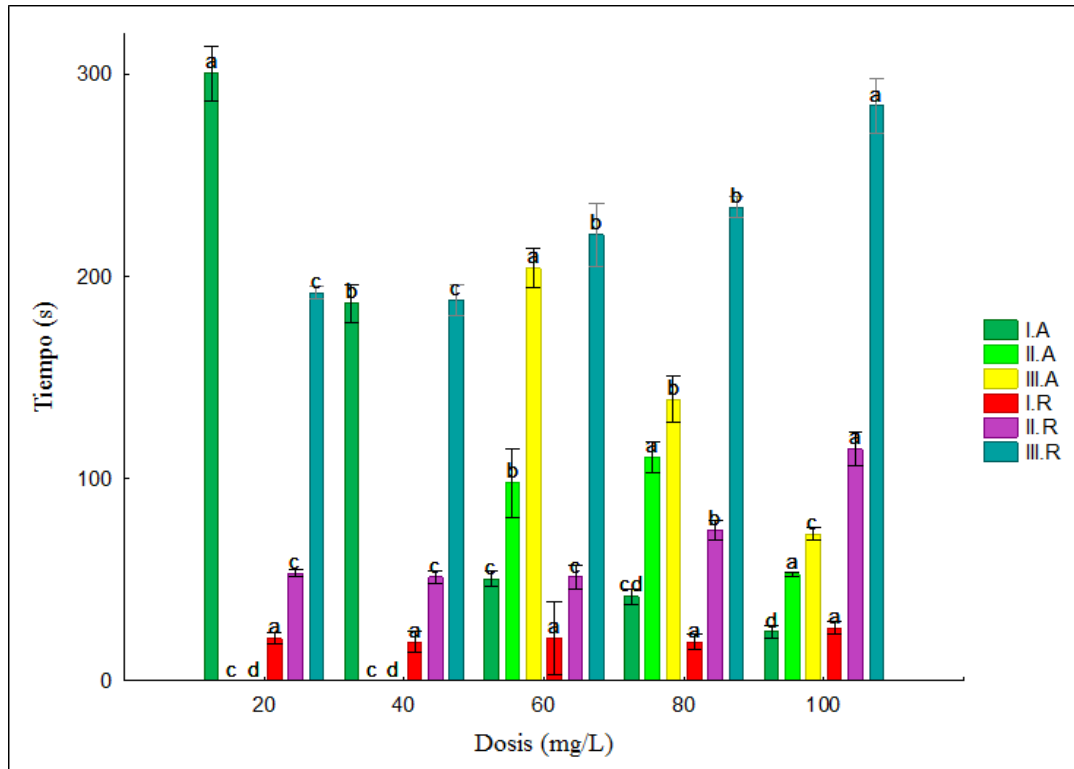


Figura 14. Caracterización del progreso de las etapas de inducción y recuperación en juveniles de *A. Scapularis*.

Fuente: Elaboración propia

En la figura se puede observar que los peces expuestos a la inducción anestésica en las concentraciones más bajas de 20 mg/L, en $300,33 \pm 13,65$ s (media \pm SEM) y de 40 mg/L en $186,67 \pm 9,29$ s, solo alcanzaron la primera etapa I.A (verde oscuro), el cual está caracterizada por la pérdida del eje de nado, nada errático, frecuencia opercular acelerado; mientras que en las concentraciones de 60 mg/L en $98,00 \pm 17,09$ s (media \pm SEM), 80 mg/L en $110,67 \pm 7,37$ s y 100mg/L

en $53,00 \pm 1,00$ s (media \pm SEM) alcanzaron a la etapa II.A (verde claro) que indica: pérdida de movimiento corporal, frecuencia opercular disminuida, ritmo opercular regular, ausencia de respuesta a estímulo mecánico externo, ausencia de respuesta refleja, las mismas concentraciones también alcanzaron la etapa III.A (amarillo) en $204,00 \pm 9,64$ s, $139,33 \pm 11,37$ s y $72,67 \pm 3,06$ s mostrando las siguientes características: inmovilidad corporal, disminución severa de la frecuencia opercular, ritmo opercular irregular.

Asimismo, se puede observar que en la etapa de recuperación, la concentración que tuvo mayor tiempo de recuperación fue de 80 mg/L con $19,33 \pm 4,04$ s (media \pm SEM) mostrando durante esta etapa I.R. (rojo) Inmovilidad corporal, incremento de la frecuencia opercular, ritmo opercular regular, ausencia de la respuesta a estímulo mecánico externo. La concentración con mayor tiempo también fue la de la misma concentración con un tiempo $74,67 \pm 5,03$ s (media \pm SEM) mostrando durante esta etapa II.R (morado), las siguientes características: inicio de movimiento corporal, respuesta a estímulo mecánico externo; las concentraciones con mayor tiempo de recuperación fueron a 60 mg/L en $220,67 \pm 15,50$ s (media \pm SEM) y 80 mg/L $234,33 \pm 5,13$ s (media \pm SEM) alcanzaron la etapa III.R (aguamarina) de acuerdo a las siguientes características: recuperación del eje de nado, comportamiento similar al de pre anestesia.

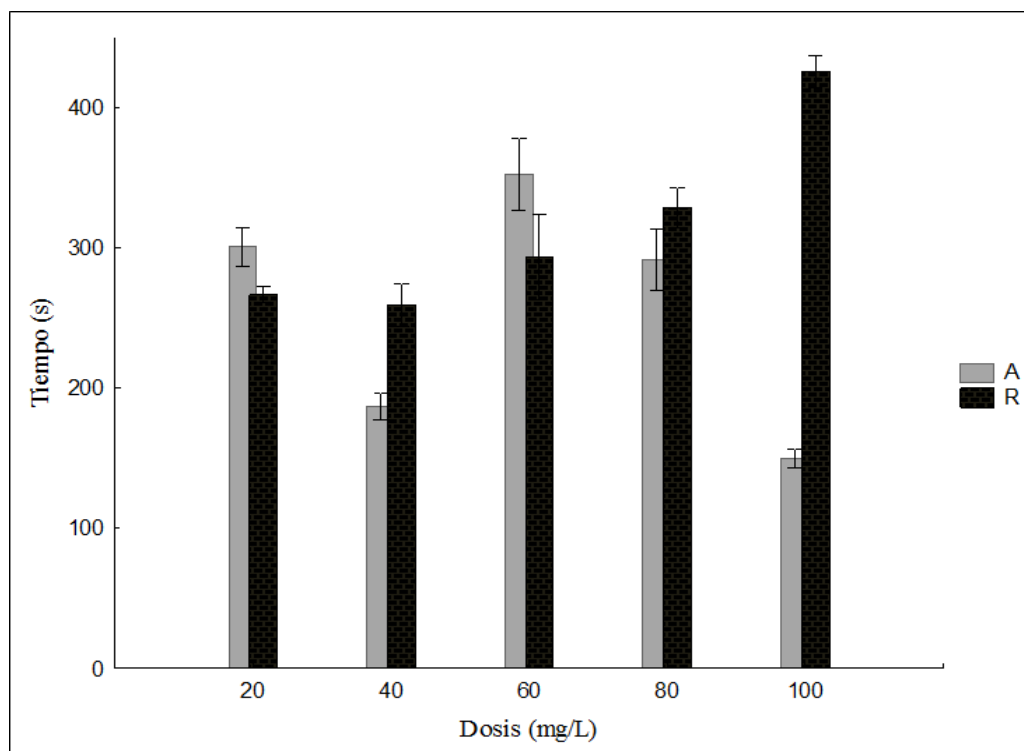


Figura 15. Tiempo de inducción y recuperación anestésica con el Ms-222 en *A. Scapularis*.

Fuente: Elaboración propia

Los tiempos de inducción a las etapas de sedación y anestesia en juveniles de *A. Scapularis*, muestran un efecto dependiente de la variación a las concentraciones de Ms-222, como se muestra en la figura, a la concentración de 100 mg/L menor tiempo de inducción mientras que a la concentración de 20 mg/L mayor tiempo de inducción.

Asimismo, se observa que a la concentración de 100 mg/L el tiempo de recuperación (negro) es mayor que al tiempo de la concentración 40 mg/L.

Evaluación posanestésica de los peces

Después de recuperarse completamente de la anestesia (etapa III.R), todos los individuos, de cada concentración, se mantuvieron bajo observación durante un periodo de 24 h con el fin de registrar la presencia o ausencia (+ / -) de posibles alteraciones debidas a la anestesia. Durante el periodo de observación posanestésica no se registró ninguna mortandad en ninguno de las cinco concentraciones anestésicas.

CAPÍTULO V

DISCUSIONES

La exposición de los juveniles de *A. scapularis*, a los anestésicos eugenol y tricaina (MS-222), en el tiempo de sedación, provocó una respuesta diferencial en la inducción y recuperación al progreso de la anestesia. El desarrollo de la evaluación anestésica en los peces, se realizó siguiendo las pautas indicadas por (McFarland, 1959); (Hikasa, 1985), (Iwama G. M., 1989), (Cooke, 2004) y (Ross L. G., 2008). Para ello, se comprobó que las características que definen cada uno de las diferentes etapas anestésicas en los juveniles *A. scapularis*, son aparentemente similares a las indicadas previamente por dichos autores. Los anestésicos juegan un papel fundamental en la acuicultura moderna al reducir el estrés que, en consecuencia, aumenta en el pescado susceptibilidad a enfermedades debido a la resistencia durante el manejo (Githukia, 2016).

El comportamiento del eugenol, como se ha observado en este estudio, presenta variaciones significativas en los tiempos de inducción y recuperación en los animales, dependiendo de la concentración del anestésico. Los resultados obtenidos sugieren que a concentraciones más altas de eugenol, como 80 mg/L, se logra una anestesia profunda óptima en un tiempo promedio de $96,00 \pm 14,41$ s (media \pm SEM), mientras que a 100 mg/L, el tiempo de inducción disminuye significativamente a un promedio de $79,67 \pm 10,05$ s (media \pm SEM). Por otro lado, concentraciones más bajas, como 20 mg/L y 40 mg/L, prolongan el tiempo de

exposición a $237,67 \pm 43,43$ s y $208,33 \pm 32,29$ s, respectivamente, y a 60 mg/L el tiempo de exposición es de $227,33 \pm 25,12$ s.

Estos resultados contrastan con investigaciones previas, como la de Ruipeng He, Bo et al, que encontraron concentraciones efectivas de eugenol de 60 mg • L⁻¹ en lubina moteada adulta (*Lateolabrax maculatus*), y Woody et al. (2002), que determinaron la utilidad del eugenol en el salmón rojo (*Oncorhynchus nerka*) con 50 mg/L para la inducción anestésica y 80 mg/L para la anestesia quirúrgica en menos de tres minutos, con una recuperación en menos de 10 minutos. También se ha observado que los tiempos de inducción a la anestesia fueron más prolongados para peces más grandes, aunque el tamaño del pez no afectó la recuperación de la anestesia.

Cunha y Rosa (2006) también reportaron resultados diferentes, indicando que concentraciones de 20 a 60 mg/L de eugenol fueron efectivas para la inmovilización de siete especies de peces tropicales de arrecife, con tiempos de inducción cortos (<2 min) y tiempos de recuperación de 2 a 4 minutos, directamente relacionados con la concentración del anestésico.

Es importante destacar que el eugenol se considera una alternativa para la sedación y anestesia de peces, debido a su baja toxicidad (Cooke et al., 2004; Kildea, 2004; Guénette et al., 2007), aunque otros estudios han señalado que su índice terapéutico puede variar según la especie (Iversen, 2003; Velísek, 2007; Oliveira et al., 2008). En el caso de los salmónidos, se ha observado que concentraciones bajas de eugenol pueden resultar tóxicas (Hussein et al., 2000).

Los resultados de este estudio muestran que la anestesia profunda óptima en animales expuestos al anestésico MS-222, se alcanza a concentraciones de 60 mg/L en un tiempo promedio de $96,00 \pm 14,41$ s (media \pm SEM). Sin embargo, a 100 mg/L, el tiempo de inducción es significativamente menor, con un promedio de $79,67 \pm 10,05$ s (media \pm SEM). En contraste, concentraciones más bajas, como 20 mg/L y 40 mg/L, resultan en tiempos de exposición más largos, registrando $237,67 \pm 43,43$ s y $208,33 \pm 32,29$ s, respectivamente, mientras que a 60 mg/L, el tiempo de exposición es de $227,33 \pm 25,12$ s.

Estos resultados respaldan la idea de que a mayor concentración de MS-222, menor es el tiempo de inducción, una conclusión que es coherente con la investigación de Roohi et al. (2015), que establece una relación inversamente proporcional entre la concentración y el tiempo de inducción.

Además, se observa que las concentraciones más altas, como 80 mg/L, resultan en un tiempo de recuperación significativamente mayor, con un promedio de $1002,67 \pm 25,60$ s. Esto indica que concentraciones más altas de MS-222 generan un tiempo de recuperación más prolongado en los peces.

Por otro lado, se han realizado estudios previos que abordan la eficacia del MS-222 en otros peces. Uehara et al. (2019) concluyeron que el MS-222 indujo eficazmente la anestesia en lambari-bocarra, con anestesia profunda lograda a concentraciones de 100 y 75 mg de MS-222.

Rosado et al. (2016) evaluaron el uso de la tricaina (MS-222) como agente sedante para el transporte de juveniles de *A. scapularis*. Encontraron que el uso de tricaina disminuyó la excreción de amonio, pero dosis superiores a 20 mg/L de tricaina aumentaron la pérdida de equilibrio, especialmente a temperaturas más bajas.

Readman y colaboradores (2013) mencionan que la dosis efectiva de MS-222 varía según la especie de pez. Algunas especies requieren concentraciones más altas (140-150 mg/L) para lograr la inducción y recuperación deseables, mientras que, en otras especies, como la carpa y la trucha arcoiris, concentraciones de 100 mg/L son efectivas.

De los dos anestésicos en estudio, el eugenol presenta diferencias significativas en función de la especie y una escasa cantidad de referencias a su uso. Esto podría explicarse por el hecho de que la FDA no autoriza el eugenol para ser utilizado como anestésico en peces destinados al consumo humano o a la alimentación animal (FDA, 2007). En contraste, el anestésico MS-222 se considera más peligroso, habiendo informes de que la exposición crónica a este compuesto en peces, anfibios y humanos puede causar trastornos oculares y neurológicos, aunque no se han registrado incidentes recientes (Brown, 2011). Actualmente, la anestesia química es el único método aprobado para la anestesia de peces con fines de muestreo y procedimientos quirúrgicos, según muchas organizaciones (Durhack et al., 2020).

Además, Ninik et al. (2019) investigaron anestésicos naturales y sintéticos derivados de recursos terrestres y acuáticos, como las algas marinas, como alternativa. Establecieron que algunas algas marinas muestran potencial como anestésicos, aunque la información disponible aún es limitada. Por ejemplo, se ha estudiado el efecto sedante (anestésico) de la *Eclonia cava* (Cho et al., 2012) y la actividad antidepressiva del alga marrón *Inyegaria estrellada* (Bushra y otros, 2012). La *E. cottonii*, por su parte, contiene una variedad de compuestos activos, como alcaloides, flavonoides, fenólicos, esteroides, taninos y las saponinas (Sharo, Ningsih, Nasichuddin y Hanapi, 2013; Afif, Fasya y Ningsih, 2015; Rahayu, 2015), algunos de los cuales tienen propiedades sedantes o hipnóticas y pueden ser tóxicos para los peces (Harborne 1987; Rahayu, 2015; Rohyani, Aryanti y Suropto, 2015). La presencia de estos compuestos posiciona a la *E. cottonii* como una candidata prometedora como anestésico.

En última instancia, los estudios futuros se enfocarán en identificar anestésicos naturales que sean más efectivos, seguros y económicos para especies de peces de importancia económica, tanto ornamentales como destinadas al consumo, de diversos tamaños y edades (Purbosari et al., 2019).

CONCLUSIONES

Se evaluó el efecto de los anestésicos eugenol y tricaina (Ms-222), en juveniles de *A. scapularis*, comprendiéndose que los efectos son similares a las descritas para otros peces, siendo las dosis efectivas con las que se consiguieron tiempos de inducción y de recuperación inferiores a los 5 y 15 min respectivamente, de 60 mg/L para el eugenol, y de 80 mg/L para el Ms-222 el eugenol fue el anestésico más potente.

Se estimó el tiempo de inducción anestésica del eugenol, en *A. scapularis* que fue de 100 mg/L $96,00 \pm 14,41$ s (media \pm SEM), presentando tiempos de inducción menores. Comparativamente, los tiempos de inducción disminuyeron tras realizar las exposiciones repetidas con el anestésico. De este modo, puede establecerse una correlación positiva entre la exposición continuada al anestésico y la reducción del tiempo de inducción. Asimismo, se estimó el tiempo de recuperación teniendo el tiempo máximo con la concentración de 60 mg/L (934.00 s.), los tiempos de recuperación incrementaron con la exposición repetida.

Se estimó el tiempo de inducción anestésica del Ms-222, en *A. scapularis* el mismo que fue de 80 mg/L (150,583 s.) presentando tiempos de inducción menor, los tiempos de inducción disminuyeron tras el aumento de concentración del anestésico. De este modo, puede establecerse una correlación positiva entre la exposición continuada al anestésico y la reducción del tiempo de inducción. Así mismo se estimó el tiempo de recuperación teniendo el tiempo máximo con la

concentración de 100 mg/L 1534.00 seg, los tiempos de recuperación incrementaron con la exposición repetida.

RECOMENDACIONES

Se recomienda a los responsables del proyecto "Investigación y desarrollo de las tecnologías de cultivo de peces marinos de importancia económica: corvina *Cilus gilberti* y sargo *Anisotremus scapularis* en la Región Tacna", investigar anestésicos naturales para obtener una base de datos sobre su eficacia y seguridad en diferentes especies de peces.

Se recomienda a los futuros tesisistas de la escuela Profesional de Ingeniería Pesquera, estudiar los anestésicos ya que son una alternativa de bienestar de los peces en la acuicultura.

Asimismo, realizar trabajos de transporte con anestésicos buscando reducir el estrés en los peces de cultivo.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Altun, T., Bilgin, R., & Danabaş, D. (2009). Efectos del bicarbonato de sodio en la anestesia de los juveniles de carpa común (*Cyprinus carpio* L., 1758). *Revista turca de pesca y ciencias acuáticas Volumen 9, Número 1, abril de 2009, páginas 29-31, 9, 29-31.*
- Arjona, F. J., Vargas, C. L., Ruiz, J. I., Gonçalves, O., Páscoa, I., Martín del Río, M. P., & Mancera, J. M. (2009). *Tertiary stress responses in Senegalese sole (*Solea senegalensis* Kaup, 1858) to osmotic challenge: Implications for osmoregulation, energy metabolism and growth.* (Aquaculture, p. 287: 419-426.).
- Bell, T., Johnson, M., Jickells, T., & Liss, P. (2007). Corrigendum to: Ammonia/ammonium dissociation coefficient in seawater: A significant numerical correction. *Environmental Chemistry, 4, 183-186.*
<https://doi.org/10.1071/EN07032>
- Cárdenas, C., Toni, C., Martos-Sitcha, J. A., Cárdenas, S., Heras, V. de las, Baldisserotto, B., Heinzmann, B. M., Vázquez, R., & Mancera, J. M. (2016). Effects of clove oil, essential oil of *Lippia alba* and 2-phe anaesthesia on juvenile meagre, *Argyrosomus regius* (Asso, 1801). *Journal of Applied Ichthyology, 32(4), 693-700.* <https://doi.org/10.1111/jai.13048>
- Carrera, L., Cota, N., Linares, J., Castro, A., Orihuela, L., Silva, E., & Montes, M. (2018). (PDF) *MANUAL PARA ACONDICIONAMIENTO Y REPRODUCCIÓN DE CHITA *Anisotremus scapularis* MANUAL FOR*

PERUVIAN GRUNT Anisotremus scapularis CONDITIONING AND REPRODUCTION.

https://www.researchgate.net/publication/336370942_MANUAL_PARA_A_CONDICIONAMIENTO_Y_REPRODUCCION_DE_CHITA_Anisotremus_scapularis_MANUAL_FOR_PERUVIAN_GRUNT_Anisotremus_scapularis_CONDITIONING_AND_REPRODUCTION

Carter, K. M., Woodley, C. M., & Brown, R. S. (2011). A review of tricaine methanesulfonate for anesthesia of fish. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 21(1):51-59, 21(1), Article PNNL-SA-72945. <https://doi.org/10.1007/s11160-010-9188-0>

Chirichigno, N., & Cornejo, M. (2001). *"Catálogo comentado de los peces marinos del Perú. Instituto del Mar del Perú". Publicación Espacial. Abril 2001. Callao, Perú.*

<https://www.google.com/search?q=%E2%80%9CCat%C3%A1logo+comentado+de+los+peces+marinos+del+Per%C3%BA.+Instituto+del+Mar+del+Per%C3%BA%E2%80%9D.+Publicaci%C3%B3n+Espacial.+Abril+2001.+Callao%2C+Per%C3%BA&oq=%E2%80%9CCat%C3%A1logo+comentado+de+los+peces+marinos+del+Per%C3%BA.+Instituto+del+Mar+del+Per%C3%BA%E2%80%9D.++Publicaci%C3%B3n+Espacial.+Abril+2001.+Callao%2C+Per%C3%BA&aqs=chrome..69i57.1102j0j4&sourceid=chrome&ie=UTF-8>

Cho, G. K., & Heath, D. D. (2000). *Comparison of tricaine methanesulphonate (MS222) and clove oil anaesthesia effects on the physiology of juvenile*

chinook salmon Oncorhynchus tshawytscha (Walbaum).

<https://pubag.nal.usda.gov/catalog/2022609>

Cooke, S. J., Suski, C. D., Ostrand, K. G., Tufts, B. L., & Wahl, D. H. (2004).

Behavioral and physiological assessment of low concentrations of clove oil anaesthetic for handling and transporting largemouth bass (*Micropterus salmoides*). *Aquaculture*, 239(1), 509-529.

<https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2004.06.028>

Cota Mamani, N. (2016). Ontogenia del sistema digestivo y caracterización de la

actividad enzimática de las larvas de chita *Anisotremus scapularis* (Tschudi, 1846). *Instituto del Mar del Perú - IMARPE*.

<http://biblioimarpe.imarpe.gob.pe/handle/123456789/3049>

Cunha, M. A. da, Silva, B. F. da, Delunardo, F. A. C., Benovit, S. C., Gomes, L. de

C., Heinzmann, B. M., & Baldisserotto, B. (2011). Anesthetic induction and recovery of *Hippocampus reidi* exposed to the essential oil of *Lippia alba*.

Neotropical Ichthyology, 9(3), 683-688. <https://doi.org/10.1590/S1679-62252011000300022>

dos Santos Batista, E., Brandão, F. R., Majolo, C., Inoue, L. A. K. A., Maciel, P. O.,

de Oliveira, M. R., Chaves, F. C. M., & Chagas, E. C. (2018). *Lippia alba* essential oil as anesthetic for tambaqui. *Aquaculture*, 495, 545-549.

<https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2018.06.040>

Félix, L. M., Luzio, A., Santos, A., Antunes, L. M., Coimbra, A. M., & Valentim, A.

M. (2020). MS-222 induces biochemical and transcriptional changes related to oxidative stress, cell proliferation and apoptosis in zebrafish

- embryos. *Comparative Biochemistry and Physiology Part C: Toxicology & Pharmacology*, 237, 108834. <https://doi.org/10.1016/j.cbpc.2020.108834>
- Fernandes, I. M., Bastos, Y. F., Barreto, D. S., Lourenço, L. S., Penha, J. M., Fernandes, I. M., Bastos, Y. F., Barreto, D. S., Lourenço, L. S., & Penha, J. M. (2017). The efficacy of clove oil as an anaesthetic and in euthanasia procedure for small-sized tropical fishes. *Brazilian Journal of Biology*, 77(3), 444-450. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.15015>
- Flores, Q. C. (2002). *Respuestas neuroendocrinas al estrés en peces teleósteos*. Revista de Ictiología.
- Francis-Floyd, R. (2018, diciembre 17). *Stress?Its Role in Fish Disease*. Fisheries and Aquatic Sciences. <https://edis.ifas.ufl.edu/fa005>
- Gárate, A., & Pacheco, A. (2004). Cambios en la distribución y abundancia de la ictiofauna de aguas someras en San Bartolo (Lima, Perú) después del ENSO 1997-98. *Ecología Aplicada*, 3(1-2), 148-153.
- Gesto, M., Soengas, J. L., -Lopez, P. M. A., Hernandez, J., & Míguez, J. M. (2013). *The response of brain serotonergic and dopaminergic systems to an acute stressor in rainbow trout: A time course study*. *J. Exp. Biol.* 216: (pp. 4435–4442).
- Ghanawi, J., Monzer, S., & Saoud, I. P. (2013). Anaesthetic efficacy of clove oil, benzocaine, 2-phenoxyethanol and tricaine methanesulfonate in juvenile marbled spinefoot (*Siganus rivulatus*). *Aquaculture Research*, 44(3), 359-366. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2011.03039.x>

- Ghazilou, A., Hasankandi, H. S., Chenary, F., Nateghi, A., Haghi, N., & Sahraeean, M. R. (2010). The Anesthetic Efficiency of Clove Oil in Caspian Salmon, *Salmo trutta caspius* K., Smolts in Dosage–Salinity–pH Linked Approach. *Journal of the World Aquaculture Society*, 41(4), 655-660. <https://doi.org/10.1111/j.1749-7345.2010.00407.x>
- Giari, L., Manera, M., Simoni, E., & Dezfuli, Bs. (2007). Cellular alterations in different organs of European sea bass *Dicentrarchus labrax* (L.) exposed to cadmium. *Chemosphere*, 67(6). <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2006.10.061>
- Githukia, M. C., Kembenya, Y. O., & Opiyo, M. A. (2016). Eficacia anestésica del bicarbonato de sodio a diferentes concentraciones en el bagre africano, *Clarias gariepinus* Juveniles. *Journal of Aquaculture Engineering and Fisheries*, 2, 151-158.
- Gressler, L. T., Silvia, L., & Heinzmann, B. M. (2017). “Anestésicos em animais aquáticos,” in *Farmacologia Aplicada à Aquicultura*, eds. B. Baldisserotto, A. P. Damasceno, A. V. Zarnot, A. G. Schmitz Filho, D. A. Coronel, F. Geremia, et al. (Santa Maria, RS (Brazil)). (Universidade Federal de Santa Maria).
- Hajek, GJ., Kłyszczko, B., & Dziaman, R. (2006). El efecto anestésico del aceite de clavo en la carpa común, *Cyprinus carpio* L. *Akademia Rolnicza w Szczecinie*, 36, 93-97. <https://doi.org/10.3750 / AIP2006.36.2.01>
- Hasimuna, O. J., Maulu, S., Monde, C., & Mweemba, M. (2019). Cage aquaculture production in Zambia: Assessment of opportunities and challenges on Lake

- Kariba, Siavonga district. *The Egyptian Journal of Aquatic Research*, 45(3), 281-285. <https://doi.org/10.1016/j.ejar.2019.06.007>
- He, R., Lei, B., Su, Y., Wang, A., Cui, K., Shi, X., & Chen, X. (2020a). 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>
- He, R., Lei, B., Su, Y., Wang, A., Cui, K., Shi, X., & Chen, X. (2020b). 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>
- Herrera, M., Ruiz, J., I., Hachero, I., Vargas, L. C., Amo, A., & Mancera, J. M. (2012). *Stocking density affects growth and metabolic parameters in the brill (Scophthalmus rhombus)*. *Aquaculture International*, (p. 20: 1041–1052).
- Hikasa, Y., Takase, K., Ogasawara, T., & Ogasawara, S. (1986). Anesthesia and recovery with tricaine methanesulfonate, eugenol and thiopental sodium in the carp, *Cyprinus carpio*. *Nihon Juigaku Zasshi. The Japanese Journal of Veterinary Science*, 48(2), 341-351. <https://doi.org/10.1292/jvms1939.48.341>
- Hoseini, S. M., Mirghaed, A. T., & Yousefi, M. (2019). Application of herbal anaesthetics in aquaculture. *Reviews in Aquaculture*, 11(3), 550-564. <https://doi.org/10.1111/raq.12245>

- Hoseini, S. R., Nazemi, A., & Mehrabian, A. (2018). Desired Transmission Rate and Coverage Region Analysis for Frequency-Selective Fading Amplify-and-Forward MIMO Relay Channel. *2018 9th International Conference on Computing, Communication and Networking Technologies (ICCCNT)*, 1-5. <https://doi.org/10.1109/ICCCNT.2018.8494048>
- Iannacone, J., & Alvarino, L. (2012). Microecología del Monogeneo mexicana sp en las branquias de *Anisotremus scapularis* (Tschudi, 1846) (Osteichthyes, Haemulidae) de la costa marina de Lima, Perú. *Neotropical Helminthology*, 6(2), 271-275.
- IMARPE, I. del M. del P. (2015). *Laboratorio de Cultivos Marinos*. http://www.imarpe.pe/imarpe/det_convocatoria.php?id_seccion=101700501010000000000000
- Inoue, L. A. K. A., Hackbarth, A., & Moraes, G. (2010). *Efeito da benzocaína nas respostas metabólicas ao estresse do matrinxã submetido ao transporte em sacos plásticos*. - Portal Embrapa. <https://www.embrapa.br/busca-de-publicacoes/-/publicacao/684788/efeito-da-benzocaina-nas-respostas-metabolicas-ao-estresse-do-matrinxa-submetido-ao-transporte-em-sacos-plasticos>
- Iwama, G. K., Afonso, L. O. B., & Vijayan, M. M. (2004). *Stress in Fish*. *AquaNet Workshop on Fish Welfare*. Campbell River, B. C.
- Iwama, G. K., Thomas, P. T., Forsyth, R. B., & Vijayan, M. M. (1998). *Heat shock protein expression in fish*. *Reviews in Fish Biology and Fisheries*.

- Jerez-Cepa, I., Fernández-Castro, M., Alameda-López, M., González-Manzano, G., Mancera, J. M., & Ruiz-Jarabo, I. (2021). Transport and recovery of gilthead seabream (*Sparus aurata* L.) sedated with AQUI-S® and etomidate: Effects on intermediary metabolism and osmoregulation. *Aquaculture*, 530, 735745. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.735745>
- Kamble, A. D., Saini, V. P., & Ojha, M. L. (2014). *La eficacia del aceite de clavo como anestésico en la carpa común (Cyprinus carpio) y su potencial capacidad reductora del metabolismo. 1, 1-6.*
- Keene, J. L., Noakes, D. L. G., Moccia, R. D., & Soto, C. G. (1998). La eficacia del aceite de clavo como anestésico para la trucha arco iris, *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum). *Keene, J.L.; Noakes, D.L.G.; Moccia, R.D.; Soto, C.G. (Axelrod Institute of Ichthyology and Department of Zoology, University of Guelph, Guelph. https://agris.fao.org/agris-search/search.do?recordID=GB1997034680*
- Kong, I., & Castro, H. (2002). *(PDF) guía de biodiversidad numero 3 (peces) | ivonnecaballero—Academia.edu.* https://www.academia.edu/28058729/guia_de_biodiversidad_numero_3_peces_
- Kwasek, K., Rimoldi, S., Cattaneo, A. G., Parker, T., Dabrowski, K., & Terova, G. (2017). The expression of hypoxia-inducible factor-1 α gene is not affected by low-oxygen conditions in yellow perch (*Perca flavescens*) juveniles. *Fish*

Physiology and Biochemistry, 43(3), 849-862.

<https://doi.org/10.1007/s10695-017-0340-9>

- Mancera, J. M., Martínez-Rodríguez, G., Skrzynska, A. K., & Martos-Sitcha, J. A. (2018). Osmoregulatory role of vasotocinergic and isotocinergic systems in the gilthead sea bream (*Sparus aurata* L). *General and Comparative Endocrinology*, 257, 177-183. <https://doi.org/10.1016/j.ygcen.2017.01.005>
- Melchorita. (2016). *Chita (Anisotremus scapularis) – Infopes*. <http://tumi.lamolina.edu.pe/infopes/?product=chita-anisotremus-scapularis>
- Mommsen, T. P., Vijayan, M. M., & Moon, T. W. (1999). *Cortisol in teleosts: Dynamics, mechanisms of action, and metabolic regulation. Reviews in Fish Biology and Fisheries*, 9 (pp. 211–268).
- Montes, M., Castro, A. M., Linares, J. F., Orihuela, L. I., Carrera, L. J., Montes, M., Castro, A. M., Linares, J. F., Orihuela, L. I., & Carrera, L. J. (2019). Embryonic development of Peruvian grunt *Anisotremus scapularis* (Perciformes: Haemulidae). *Revista de biología marina y oceanografía*, 54(2), 166-173. <https://doi.org/10.22370/rbmo.2019.54.2.1881>
- Moraes, G., Afonso, L. B., Barton, B. A., Iwama, G. K., & Mackinlay, D. (2004). *Physiology Section, American Fisheries Society*. <http://citeseerx.ist.psu.edu/viewdoc/download?doi=10.1.1.617.6984&rep=rep1&type=pdf>
- Muñoz., J. L., Mardones, O., Vargas, L. C., & Gesto, M. (2015, agosto 25). *Estrés en peces: Respuesta fisiológica y sus implicaciones en el cultivo de salmónidos - SalmonExpert.cl*. <https://www.salmonexpert.cl/article/estres->

en-peces-respuesta-fisiologica-y-sus-implicaciones-en-el-cultivo-de-salmonidos/

- Nascimento, H. dos S., Crispim, B. do A., Francisco, L. F. V., Merey, F. M., Kummrow, F., Viana, L. F., Inoue, L. A. K. A., & Barufatti, A. (2020). Genotoxicity evaluation of three anesthetics commonly employed in aquaculture using *Oreochromis niloticus* and *Astyanax lacustris*. *Aquaculture Reports*, 17, 100357. <https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2020.100357>
- NIST. (2019). Eugenol. En *Wikipedia, la enciclopedia libre*. <https://es.wikipedia.org/w/index.php?title=Eugenol&oldid=117570835>
- Opiyo, MA., Ogello, EC., & Charo, K., H. (2013). Eficacia del bicarbonato de sodio como anestésico para diferentes tamaños de juveniles de tilapia del nilo (*oreochromis niloticus* L., 1758). *International Journal of Aquatic Science*, 4, 14-22.
- Pawar, H. B., Sanaye, S. V., Sreepada, R. A., Harish, V., Suryavanshi, U., Tanu, & Ansari, Z. A. (2011). Comparative efficacy of four anaesthetic agents in the yellow seahorse, *Hippocampus kuda* (Bleeker, 1852). *Aquaculture*, 311(1), 155-161. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2010.12.007>
- Pirhonen, J., & Schreck, C. B. (2003). Effects of anaesthesia with MS-222, clove oil and CO₂ on feed intake and plasma cortisol in steelhead trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture*, 220(1), 507-514. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(02\)00624-5](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(02)00624-5)

- Priborsky, J., & Velisek, J. (2018). *Una revisión de tres anestésicos para peces de uso común: Revisiones en Ciencias Pesqueras y Acuicultura: Vol 26, No4*.
<https://www.tandfonline.com/doi/full/10.1080/23308249.2018.1442812>
- Programa Nacional de Toxicología Capturado em* (2002). (2002, mayo 23).
<http://ntpserver.niehs.nih.gov/>
- Purbosari, N., Warsiki, E., Syamsu, K., & Santoso, J. (2019). Natural versus synthetic anesthetic for transport of live fish: A review. *Aquaculture and Fisheries*, 4(4), 129-133. <https://doi.org/10.1016/j.aaf.2019.03.002>
- Putri, R. L., Hidayat, N., & Rahmah, N. L. (2014). *Pemurnian eugenol Dari minyak daun cengkeh dengan reaktan basa kuat KOH dan Ba (OH)2 (kajian konsentrasi reaktan)*. 3(1), 1-12.
- Randall, D. . J., & Perry, S. F. (1992). *Catecholamines*. En: *Randall D.J., Hoar W.S. (eds), Fish Physiology, The Cardiovascular System, Academic Press: Vol. XIIB (pp. 255–300)*.
- Readman, G. D., Owen, S. F., Murrell, J. C., & Knowles, T. G. (2013). *Do Fish Perceive Anesthetics as Aversive? PLoS ONE 8 (9): E73773*.
<https://doi.org/10.1371/journal.pone.0073773>
- Reid, S. G. (2011). "Hormonal Responses to Stress / Catecholamines," in *Encyclopedia of Fish Physiology (Elsevier)*. *fdocuments.in*, 55, 375–389.
<https://doi.org/10.1016/B978-0-12-374553-8.00187-8>
- Rosado, R., Dionicio, J., & Aguirre, A. (2016). *Evaluación de Diferentes Concentraciones de Tricaína (MS-222) en el Transporte de Chitas (Anisotremus scapularis) Juveniles*.

http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1609-91172016000400007

Ross, L. G., & Ross, B. (2008). *Técnicas anestésicas y sedantes para animales acuáticos, 3ª edición* | Wiley. Wiley.com. <https://www.wiley.com/en-us/Anaesthetic+and+Sedative+Techniques+for+Aquatic+Animals%2C+3rd+Edition-p-9781405149389>

Sindhu, M. C., & Ramachandran, A. (2013). Toxicidad aguda y dosis óptima de aceite de clavo como anestésico para la trucha azul *Barilius bakeri*. *Tecnología Pesquera, 50*, 280-283.

Sneddon, L. U. (2012). Clinical Anesthesia and Analgesia in Fish. *Journal of Exotic Pet Medicine, 21*(1), 32-43. <https://doi.org/10.1053/j.jepm.2011.11.009>

Stoskopf, M. (1993). La acuicultura para los veterinarios: Piscifactoría de cría de peces y medicina , Pergamon Press , Oxford, Inglaterra (1993) , pp. 161—168. *Scopus preview*. <https://www.scopus.com/record/display.uri?eid=2-s2.0-85047961724&origin=inward&txGid=2cec1dcbf19cc7556c811c11c96e003b>

Tacchi, L., Lowrey, L., Musharrafieh, R., Crossey, K., Larragoite, E. T., & Salinas, I. (2015). Effects of transportation stress and addition of salt to transport water on the skin mucosal homeostasis of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Aquaculture, 435*, 120-127. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2014.09.027>

- Teixeira, R. R., Souza, R. C., Sena, A. C., Baldisserotto, B., Heinzmann, B. M., Couto, R. D., & Copatti, C. E. (2016). Aceite esencial de *Aloysia triphylla* en tilapia del Nilo: Anestesia, parámetros de estrés y evaluación sensorial de filetes. *Investigación en acuicultura*, 48. <https://doi.org/10.1111/are.13165>
- Tschudi, J. J. von. (1846). *Anisotremus scapularis*. En *Wikipedia, la enciclopedia libre*. https://es.wikipedia.org/w/index.php?title=Anisotremus_scapularis&oldid=120773949
- Uehara, S. A., Andrade, D. R., Takata, R., Gomes Júnior, A. V., & Vidal, M. V. (2019). The effectiveness of tricaine, benzocaine, clove oil, and menthol as anesthetics for lambari-bocarra *Oligosarcus argenteus*. *Aquaculture*, 502, 326-331. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2018.12.054>
- Vanderzwalmen, M., Eaton, L., Mullen, C., Henriquez, F., Carey, P., & Snellgrove, D. (2019). *The use of feed and water additives for live fish transport*. *Rev. Aquac. Doi.* <https://doi.org/10.1111/raq.12239>
- Vargas, L. C., Calvo, A., Ruiz, J., I., Villarroel, F., Muñoz, J. L., Tinoco, A.B, A. B., Salvador, C., & Mancera, J. M. (2011). *Growth performance, osmoregulatory and metabolic modifications in red porgy fry, Pagrus pagrus, under different environmental salinities and stocking densities*. *Aquaculture Research* (p. 42: 1269-1278.).
- Vargas-Chacoff, L., Ruiz-Jarabo, I., Páscoa, I., Gonçalves, O., & Mancera, J. M. (2014). Yearly growth and metabolic changes in earthen pond-cultured

- meagre *Argyrosomus regius*. *Scientia Marina*, 78(2), 193-202.
<https://doi.org/10.3989/scimar.03965.06B>
- Walsh, C. T., & Pease, B. C. (2002). The use of clove oil as an anaesthetic for the longfinned eel, *Anguilla reinhardtii* (Steindachner). *Aquaculture Research*, 33(8), 627-635. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2109.2002.00701.x>
- Weber, E. S. (2011). Fish analgesia: Pain, stress, fear aversion, or nociception? *The Veterinary Clinics of North America. Exotic Animal Practice*, 14(1), 21-32. <https://doi.org/10.1016/j.cvex.2010.09.002>
- Wedemeyer, G. A., Barton, B. A., & McLeay, D. J. (1990). *Stress and acclimation*. In C. B. Schreck and P. B. Moyle (eds.), *Methods for fish biology*, pp. 451–489. (pp. 451–489).
- Wendelaar, S. (2011). Hormonal responses to stress | Hormone Response to Stress. *Encyclopedia of Fish Physiology*, 2, 1515-1523.
<https://doi.org/10.1016/B978-0-12-374553-8.00183-0>
- Woody, C. A., Nelson, J., & Ramstad, K. (2002). *El aceite de clavo como anestésico para el salmón rojo adulto: Ensayos de campo*. <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/j.1095-8649.2002.tb00284.x>
- Zahl, I. H., Samuelsen, O., & Kiessling, A. (2012). Anaesthesia of farmed fish: Implications for welfare. *Fish Physiology and Biochemistry*, 38(1), 201-218.
<https://doi.org/10.1007/s10695-011-9565-1>

ANEXOS

Anexo 1. Matriz de consistencia

TÍTULO: “EFECTO DEL EUGENOL Y TRICAINA (MS-222) EN EL TIEMPO DE SEDACIÓN EN JUVENILES DE *Anisotremus scapularis*

Fuente: Elaboración propia

Problema General	Objetivos	Hipótesis.	Variables e Indicadores	Metodología
<p>Principal</p> <p>¿Existe diferencia al aplicar los anestésicos: eugenol y tricaina (Ms-222), en el tiempo de sedación, en juveniles de <i>A. scapularis</i>?</p>	<p>Objetivo General</p> <p>Evaluar el efecto de los anestésicos: eugenol y tricaina (Ms-222), en el tiempo de sedación, en juveniles de <i>A. scapularis</i></p>	<p>Existe diferencia en el tiempo de sedación al aplicar los anestésicos en diferentes concentraciones de eugenol y tricaina (MS-222) en juveniles <i>A. scapularis</i></p>	<p>Variable X = Variable Independiente:</p> <ul style="list-style-type: none"> — Eugenol — Tricaina (MS-222) 	<p>Tipo de Investigación Investigación experimental</p> <p>Nivel de la Investigación Estudio experimental.</p> <p>Método de la Investigación experimental</p>
<p>Problemas Secundarios</p> <p>a. ¿Cuál será el tiempo de inducción y recuperación de <i>A. scapularis</i> a diferentes concentraciones de eugenol?</p> <p>b. ¿Cuál será el tiempo de inducción y recuperación de <i>A. scapularis</i> a diferentes concentraciones de tricaina (Ms-222)?</p>	<p>Objetivos Específicos</p> <p>a Estimar el tiempo de inducción y recuperación de <i>A. scapularis</i> a diferentes concentraciones de eugenol.</p> <p>b Estimar el tiempo de inducción y recuperación de <i>A. scapularis</i> a diferentes concentraciones de tricaina (Ms-222).</p>		<p>Variable Y = Variable Dependiente:</p> <ul style="list-style-type: none"> — Tiempo de sedación de juveniles <i>A. scapularis</i> 	<p>Diseño de la Investigación: Experimental</p> <p>Muestreo Se tomará como universo la producción del proyecto.</p> <p>Técnicas.-evidencias fotográficas</p>

Anexo 2. Análisis estadístico del anestésico eugenol

Tabla 18. Anova estadístico procesado por el programa estadística de eugenol

Effect	Degr. of Freedom	IA		IIA		IIIA		IIR		IIIR		IIRF		IIIRF		IIRF		IIIRF							
		SS	MS	F	p	SS	MS	F	p	SS	MS	F	p	SS	MS	F	p	SS	MS	F	p				
Intercept	1	17544.60	17544.60	1078.561	0.000000	54120.07	54120.07	482.9274	0.000000	85579.27	85579.27	423.1012	0.000000	179068.1	179068.1	2039.727	0.000000	736593.4	736593.4	4886.765	0.000000	4252811	4252811	78658.65	0.000000
Tratamientos	4	2885.73	721.43	44.350	0.000002	9310.27	2327.57	20.7695	0.000078	13123.07	3280.77	16.2200	0.000227	7318.9	1829.7	20.840	0.000077	12526.3	3131.6	20.776	0.000078	87651	21913	405.29	0.000000
Error	10	162.67	16.27			1120.67	112.07			2022.67	202.27			878.0	87.8			1507.3	150.7			541	54		
Total	14	3048.40				10430.93				15145.73				8196.9				14033.6				88192			

Tabla 19. Tabla de diferencias significativas de los tratamientos establecidos con el anestésico eugenol.

Tukey HSD test; variable IA (Spreadsheet75) Homogenous Groups, alpha = .05000 Error: Between MS = 16.267, df = 10.000					
Cell No.	Tratamientos	IA Mean	1	2	3
5	100	15.66667	****		
4	80	20.33333	****		
3	60	40.33333		****	
2	40	42.66667		****	****
1	20	52.00000			****

Tukey HSD test; variable IIA (Spreadsheet75) Homogenous Groups, alpha = .05000 Error: Between MS = 112.07, df = 10.000				
Cell No.	Tratamientos	IIA Mean	1	2
5	100	29.00000		****
4	80	31.33333		****
2	40	71.33333	****	
1	20	82.33333	****	
3	60	86.33333	****	

Tukey HSD test; variable IIIA (Spreadsheet75) Homogenous Groups, alpha = .05000 Error: Between MS = 202.27, df = 10.000				
Cell No.	Tratamientos	IIIA Mean	1	2
5	100	35.0000		****
4	80	44.3333		****
2	40	94.3333	****	
3	60	100.6667	****	
1	20	103.3333	****	

Tukey HSD test; variable IIR (Spreadsheet75) Homogenous Groups, alpha = .05000 Error: Between MS = 87.800, df = 10.000					
Cell No.	Tratamientos	IIR Mean	1	2	3
1	20	79.3333	****		
3	60	101.3333	****	****	
2	40	104.0000	****	****	
5	100	114.6667		****	
4	80	147.0000			****

Tukey HSD test; variable IIR (Spreadsheet75) Homogenous Groups, alpha = .05000 Error: Between MS = 150.73, df = 10.000					
Cell No.	Tratamientos	IIR Mean	1	2	3
1	20	170.0000			****
5	100	218.3333	****		
2	40	229.0000	****	****	
3	60	232.6667	****	****	
4	80	258.0000		****	

Tukey HSD test; variable IIIR (Spreadsheet75) Homogenous Groups, alpha = .05000 Error: Between MS = 54.067, df = 10.000						
Cell No.	Tratamientos	IIIR Mean	1	2	3	4
1	20	390.6667		****		
2	40	525.6667			****	
5	100	548.3333				****
4	80	597.6667	****			
3	60	600.0000	****			

Anexo 3. Análisis estadístico del anestésico Ms-222

Tabla 20. Anova estadístico procesado por el programa estadística de Ms-222

Effect	Degr. of Freedom	IR				IIA				IIIA				IIR				IIIR							
		SS	MS	F	p	SS	MS	F	p	SS	MS	F	p	SS	MS	F	p	SS	MS	F	p				
Intercept	1	218406.7	218406.7	3503.850	0.000000	41081.67	41081.67	591.3868	0.000000	103833.6	103833.6	2241.013	0.000000	6912.267	6912.267	90.63287	0.000002	71553.07	71553.07	2637.091	0.000000	752192.1	752192.1	7227.983	0.000000
Tratamientos	4	171312.0	42828.0	687.080	0.000000	32898.67	8224.67	118.3973	0.000000	95097.1	23774.3	513.114	0.000000	99.067	24.767	0.32474	0.855141	8961.60	2240.40	82.570	0.000000	18162.3	4540.6	43.631	0.000003
Error	10	623.3	62.3			694.67	69.47			463.3	46.3			762.667	76.267			271.33	27.13			1040.7	104.1		
Total	14	171935.3				33593.33				95560.4				861.733				9232.93				19202.9			

Tabla 21. Tabla de diferencias significativas de los tratamientos establecidos con el anestésico Ms-222

Tukey HSD test; variable IR (Datos MS-222) Homogenous Groups, alpha = .05000 Error: Between MS = 62.333, df = 10.000						
Cell No.	Tratamientos	IR Mean	1	2	3	4
5	100	24.3333	****			
4	80	41.6667	****	****		
3	60	50.3333		****		
2	40	186.6667			****	
1	20	300.3333				****

Tukey HSD test; variable IIA (Datos MS-222) Homogenous Groups, alpha = .05000 Error: Between MS = 69.467, df = 10.000					
Cell No.	Tratamientos	IIA Mean	1	2	3
2	40	0.0000	****		
1	20	0.0000	****		
5	100	53.0000			****
3	60	98.0000		****	
4	80	110.6667		****	

Tukey HSD test; variable IIIA (Datos MS-222) Homogenous Groups, alpha = .05000 Error: Between MS = 46.333, df = 10.000						
Cell No.	Tratamientos	IIIA Mean	1	2	3	4
2	40	0.0000	****			
1	20	0.0000	****			
5	100	72.6667		****		
4	80	139.3333			****	
3	60	204.0000				****

Tukey HSD test; variable IR (Datos MS-222) Homogenous Groups, alpha = .05000 Error: Between MS = 76.267, df = 10.000				
Cell No.	Tratamientos	IR Mean	1	
2	40	19.33333	****	
4	80	19.33333	****	
1	20	21.00000	****	
3	60	21.33333	****	
5	100	26.33333	****	

Tukey HSD test; variable IIR (Datos MS-222) Homogenous Groups, alpha = .05000 Error: Between MS = 27.133, df = 10.000					
Cell No.	Tratamientos	IIR Mean	1	2	3
2	40	51.3333	****		
3	60	51.3333	****		
1	20	53.3333	****		
4	80	74.6667		****	
5	100	114.6667			****

Tukey HSD test; variable IIIR (Datos MS-222) Homogenous Groups, alpha = .05000 Error: Between MS = 104.07, df = 10.000					
Cell No.	Tratamientos	IIIR Mean	1	2	3
2	40	188.3333	****		
1	20	192.0000	****		
3	60	220.6667		****	
4	80	234.3333		****	
5	100	284.3333			****

Anexo 4. Acondicionamiento de especímenes *A. scapularis*

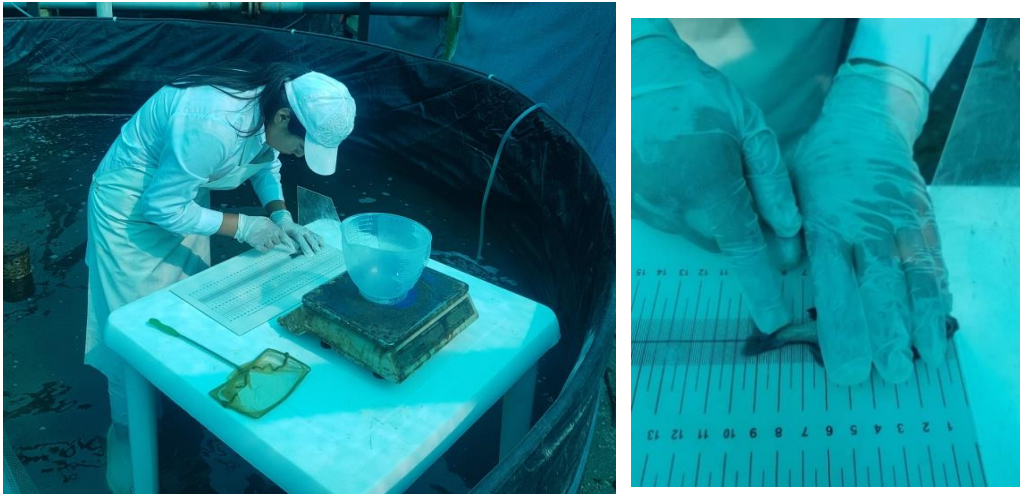


Figura 16. Biometría de *Anisotremus scapularis*



Figura 17. Tanque de acondicionamiento de especímenes juveniles *Anisotremus scapularis*.



Figura 18. Tanque de inanición de juveniles *Anisotremus scapularis*.

Anexo 5. Control de parámetros fisicoquímicos

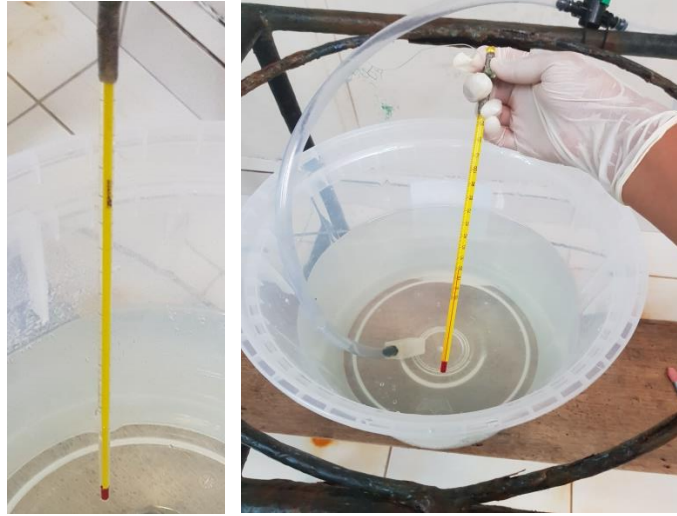


Figura 19. Parámetro de temperatura

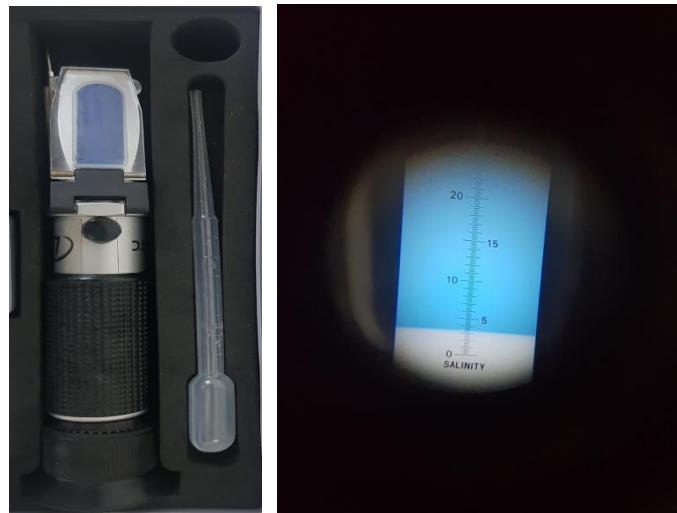


Figura 20. Salinómetro digital



Figura 21. Parámetro para determinación de pH

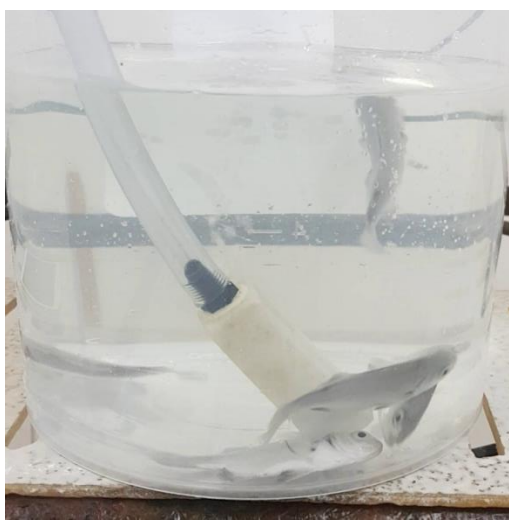


Figura 22. Oxinometro digital

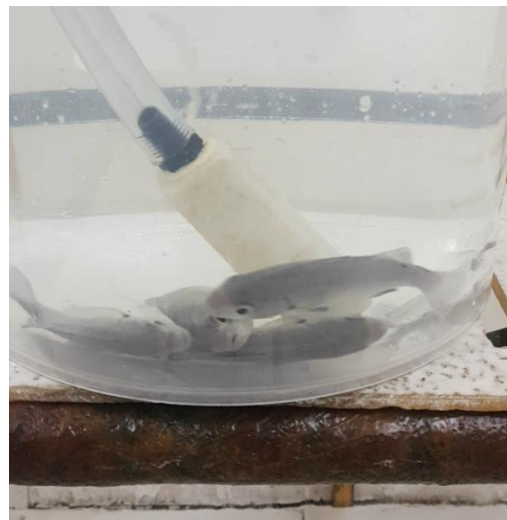
Anexo 6. Tratamientos con Anestésico Eugenol



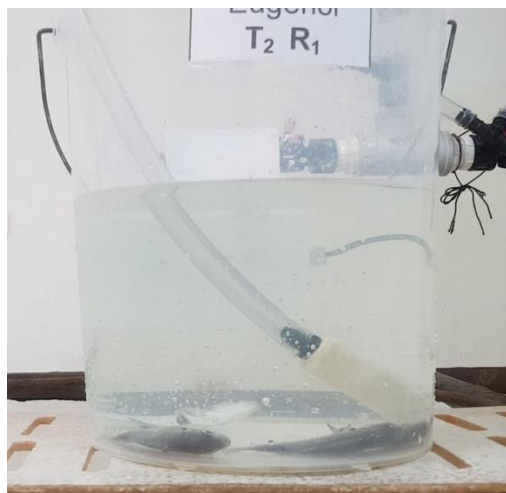
Figura 23. Distribución de anestésico (eugenol) por tratamiento y repetición



(a)

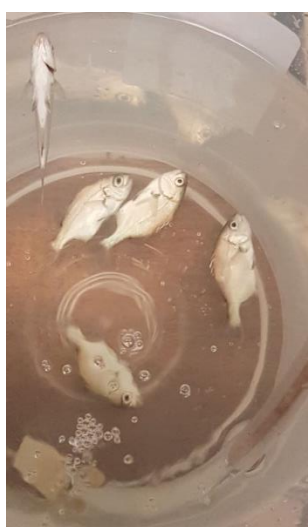


(b)



(c)

Figura 24. Inducción anestésica del eugenol; (a) etapa I. A, (b) etapa II. A, (c) etapa III. A.



(a)



(b)



(c)

Figura 25. Recuperación anestésica; (eugenol) etapa I. R., (b) etapa II. R., (c) etapa III. R.



Figura 26. Post anestesia previa experimentación (eugenol)

Anexo 7. Tratamiento con anestésico Tricaina Ms-222

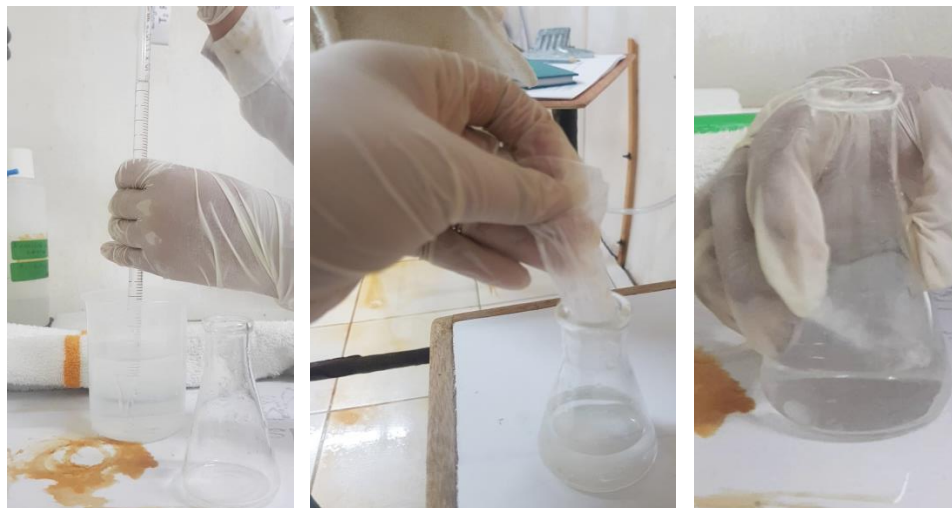


Figura 27. Distribución de anestésico (tricaina Ms-222) por tratamiento y repetición





(a)



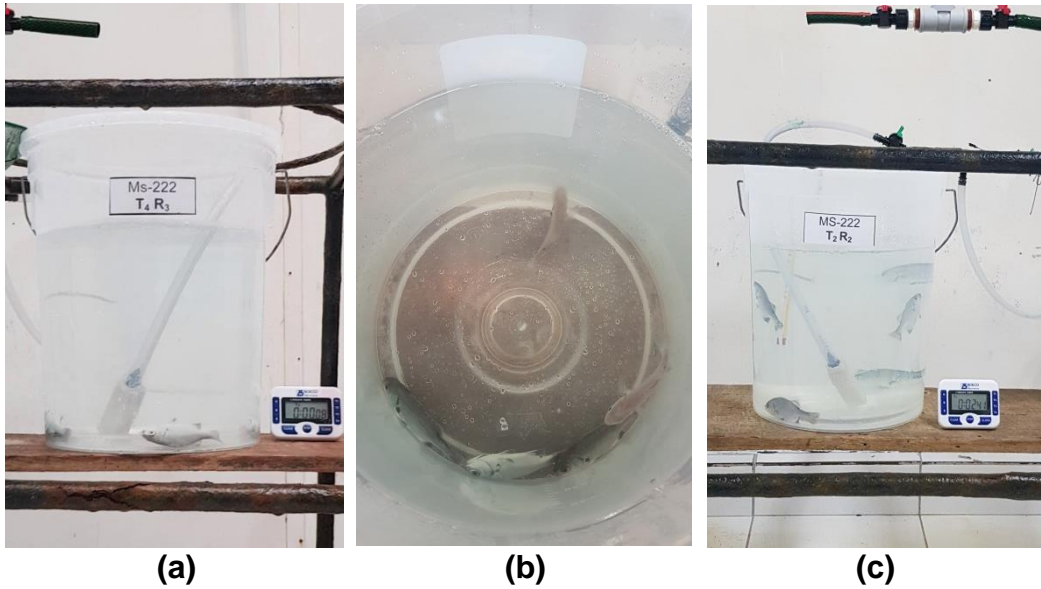
(b)



(c)

Figura 28. Inducción anestésica de tricaina Ms-222; (a) etapa I. A, (b) etapa II. A, (c) etapa III. A.





(a) **(b)** **(c)**
Figura 29. (a) Recuperación anestésica; (tricaina- Ms-222) etapa I. R., (b) etapa II. R., (c) etapa III. R.

Anexo 8. Post. Anestesia del anestésico Tricaina Ms-222



Figura 30. Post anestesia previa experimentación (tricaina Ms-222)

Anexo 9. Ficha de datos de MS-222



Av. Alameda Sur 300 - 302 Urb. Villa Marina - Chorrillos, Lima 09 | Central: (01) 254 6070 Entel: 99 415 3252
 Celular: 94 441 1755 Rpm: #944 411 755 | aquacultura@spenafish.com | ambientales@spenafish.com | www.spenagroup.com
 INGENIERÍA Y EQUIPAMIENTO ESPECIALIZADO EN TRATAMIENTO DE AGUAS, RECUPERACIÓN DE ENERGÍA Y ACUICULTURA

TRICAÍNA-S ANESTÉSICO TÓPICO

Un gran sedante para transportar, clasificar y clasificar peces.

Esta es una marca ANADA #200-226, de alto grado, aprobada por la FDA, de MS-222 (metanosulfonato de tricaina), que es un anestésico / tranquilizante de peces y otros organismos acuáticos de sangre fría. Cuando se usa adecuadamente, induce un estado temporal de inmovilización que se revierte rápidamente cuando el animal vuelve a colocarse en agua limpia.

Comúnmente utilizado en el manejo de peces durante el desove manual (pelado), marcado, medición, pesaje y operaciones quirúrgicas.

Tricaine-S es un medicamento registrado por la FDA de Western Chemical Inc., una filial de Aquatic Life Sciences, Inc.

American Fisheries Society - El Grupo de Trabajo de la Sección de Cultivos de Peces sobre Acuicultura, Productos Químicos y Biológicos (WGADCB) ha publicado una Guía para el uso de drogas, productos biológicos y otros productos químicos en la acuicultura. WGADCB también ha desarrollado una calculadora de tratamiento para ayudar en los cálculos de dosificación de ciertos productos.



CÓDIGO	DESCRIPCIÓN
TRS4	Tricaina 5 g
TRS5	Tricaina 10 g
TRS1	Tricaina 100 g
TRS2	Tricaina 1 Kg



Anexo 10. Ficha de datos del Eugenol



PREVEST DENPRO LIMITED

Reg. Office : 38, Industrial Estate, Digiana, Jammu-180010, India
Unit II, EPIP, Bari Brahmana, Jammu-181133, India
Phones : +91 1923 222774, 222779, Fax : 222779
Web : www.prevestdenpro.com, E-mail : info@prevestdenpro.com

MATERIAL SAFETY DATA SHEET

SECTION 1: PRODUCT AND COMPANY IDENTIFICATION

Product Name: Eugenol
INTENDED USE: Temporary Cementation
Company Name: Prevest Denpro Limited
Address: 38, Industrial Estate, Digiana, Jammu-180010 (India)
Tel: + 91-191-2430442
Fax No. +91-191-2430442
Email: info@prevestdenpro.com
Web: www.prevestdenpro.com
Emergency Contact No:- +91-191-2432548

SECTION 2: COMPOSITION/INFORMATION ON INGREDIENTS

Eugenol USP CAS#97-53-0 Percent :100%

SECTION 3: HAZARDS IDENTIFICATION

This material is an aromatic chemical. Eugenol is irritating to the eyes. Repeated contact may cause allergic dermatitis. Swallowing may cause severe tissue damage.

SECTION 4: FIRST AID MEASURES

Eye Contact : Wash eyes by normal first aid methods
Skin Contact : Wash with soap and cold water
Inhalation : Remove person to well ventilated area
Ingestion : Seek medical attention immediately

SECTION 5: FIRE-FIGHTING MEASURES

Flash Point and Method : 252F, closed cup
Extinguishing Media : Carbon dioxide, dry chemical or foam
Special Fire Fighting procedures : Cool containers exposed to flame with water
Unusual Fire and Explosion Hazards: N/A

SECTION 6: ACCIDENTAL RELEASE MEASURES

Wipe small spills with paper and place into a metal waste container. For Large spills, use non-flammable absorbent.

SECTION 7: HANDLING AND STORAGE

Store in tightly sealed containers in cool dry area. Do not expose to temperatures above 35C

SECTION 8: EXPOSURE CONTROLS/PERSONAL PROTECTION



PREVEST DENPRO LIMITED

Reg. Office : 38, Industrial Estate, Digiana, Jammu-180010, India
Unit II, EPIP, Bari Brahmana, Jammu-181133, India
Phones : +91 1923 222774, 222779, Fax : 222779
Web : www.prevestdenpro.com, E-mail : info@prevestdenpro.com

MATERIAL SAFETY DATA SHEET

Respiratory Protection	:	Avoid casual breathing
Eye Protection	:	Use OSHA approved safety glasses
Exhaust Required	:	Local exhaust recommended(explosion proof)
Skin	:	Protective Gloves
Special Protective Clothing	:	Follow good industrial practice

SECTION 9: PHYSICAL AND CHEMICAL PROPERTIES

Appearance	:	Colorless or pale yellow oily liquid which darkness and thickness when expose in air
Odor	:	Cloves; pungent when exposed to air
Solubility in Water	:	Insoluble
Boiling Point (°C)	:	254
Melting Point (°C)	:	-9
Vapor Pressure (mm hg @ 20 C)	:	0.009
Specific Gravity(H₂O= 1)	:	1.064 @ 25 C

SECTION 10: STABILITY AND REACTIVITY

Stability	:	Stables
Material to Avoid	:	Strong oxidizing agents
Hazardous Polymerization	:	Will not occur
Hazardous Decomposition Products	:	Dioxide upon burning
Conditions To Avoid	:	Excessive heat

SECTION 11: TOXICOLOGICAL INFORMATION

LD₅₀ orally in rats: 2680 mg/kg

SECTION 12: ECOLOGICAL INFORMATION

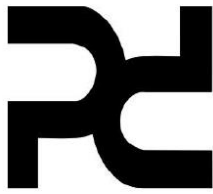
No data available

SECTION 13: DISPOSAL CONSIDERATIONS

Dispose of in accordance with all local, state, and federal regulations

SECTION 14: TRANSPORT INFORMATION

No Dot regulated



PREVEST DENPRO LIMITED

Reg. Office : 38, Industrial Estate, Digiana, Jammu-180010, India
Unit II, EPIP, Bari Brahmana, Jammu-181133, India
Phones : +91 1923 222774, 222779, Fax : 222779
Web : www.prevestdenpro.com, E-mail : info@prevestdenpro.com

MATERIAL SAFETY DATA SHEET

SECTION 15: REGULATORY INFORMATION

This mixture contains the following toxic chemicals subject to the reporting requirements of Section 313 of title III of Superfund Amendments and Reauthorization Act of 1986 and 40 CFR part 372.

SECTION 16: OTHER INFORMATION

The information contained herein is based on data considered accurate. However, No warranty is expressed or implied regarding the accuracy of these data or the results to be obtained from the use thereof. In no event will the manufacture of the distributor be responsible for damages of any nature whatsoever resulting from the use of or reliance upon this information. General properties are to be regarded as guidelines and are not guaranteed for all samples