

## Evaluación de Diferentes Concentraciones de Tricaína (MS-222) en el Transporte de Chitas (*Anisotremus scapularis*) Juveniles

### EVALUATION OF DIFFERENT TRICAININE (MS-222) CONCENTRATIONS ON THE TRANSPORT OF JUVENILE PERUVIAN GRUNT (*ANISOTREMUS SCAPULARIS*)

Maryandrea Rosado<sup>1,2,3</sup>, Jhon Dionicio<sup>1</sup>, Arturo Aguirre-Velarde<sup>1</sup>

#### RESUMEN

Se evaluó el uso de la tricaína (MS-222) como agente sedante para uso en el transporte de *Anisotremus scapularis* juveniles. Para ello, se realizó un transporte simulado de 24 horas a dos temperaturas (15 y 19 °C) usando concentraciones del anestésico de 0, 15, 20 y 25 mg.L<sup>-1</sup> en bolsas de polietileno (50% agua de mar - 50% oxígeno puro). Se monitoreó, tanto al inicio como al final de la simulación, la temperatura, saturación de oxígeno disuelto, pH y tasa de excreción individual de amonio. En los peces se evaluó la pérdida de equilibrio (%) y sobrevivencia (%) al término de la simulación y luego de un tiempo de recuperación de 24 horas adicionales. Los resultados muestran que el uso de tricaína favorece la disminución de la excreción de amonio; sin embargo, dosis superiores a 20 mg.L<sup>-1</sup> de tricaína incrementan considerablemente la pérdida de equilibrio. Además, el efecto de sedación es más intenso a temperaturas más bajas (15 °C). Por otro lado, el pH del agua se ve afectado mostrando una disminución promedio de 1.44 durante la simulación del transporte en todos los tratamientos. Con base a los resultados se recomienda el transporte de juveniles de chita a 19 °C con uso de tricaína a 15 mg.L<sup>-1</sup>.

**Palabras clave:** fisiología, tricaína, sedación, transporte de peces, maricultura, chita

#### ABSTRACT

The use of tricaine (MS-222) as sedative agent for transporting of *Anisotremus scapularis* juveniles was evaluated. A simulated transport of 24 hours was performed at two temperatures (15 and 19 °C) using the anaesthetic concentrations of 0, 15, 20 and 25 mg.L<sup>-1</sup> in polyethylene bags (50% seawater - 50% pure oxygen). At the beginning and the

<sup>1</sup> Laboratorio de Ecofisiología Acuática, Instituto del Mar del Perú (IMARPE), Callao, Perú

<sup>2</sup> E-mail: mrosado@imarpe.gob.pe

<sup>3</sup> Fuente de financiamiento: PpR Ordenamiento y Desarrollo de la Acuicultura (DGIA-IMARPE)

Recibido: 28 de abril de 2016

Aceptado para publicación: 15 de agosto de 2016

end of the simulation temperature, dissolved oxygen saturation, pH and ammonia excretion rate were monitored. On fishes, the loss of balance (%) and survival (%) were monitored at the end of the simulation and after an additional recovery time of 24 hours. The results showed that use of tricaine favours the reduction of ammonia excretion, however, tricaine doses over 20 mg.L<sup>-1</sup> significantly increase the loss of balance in fish. Furthermore, the sedating effect is magnified at lower temperature (15 °C). On the other hand, the water pH is affected showing an average decrease of 1.44 during the transport simulation in all treatments. Based on the results, transport of Peruvian grunt juveniles using tricaine in a dose of at 15 mg.L<sup>-1</sup> at 19 °C is recommended.

**Key words:** physiology, tricaine, sedation, live fish transport, mariculture, Peruvian grunt

## INTRODUCCIÓN

La chita (*Anisotremus scapularis* Tschudi, 1846) es una especie de importancia comercial en las costas del Perú, alcanzando desembarques anuales de hasta 274 t (Produce, 2015). Este pez marino, también conocido como Sargo (Peruvian grunt, en inglés) pertenece a la familia Haemulidae, distribuyéndose desde Manta (Ecuador) hasta Antofagasta (Chile), incluidas las Islas de Cocos y Galápagos (Chirichigno y Vélez, 1998). Presentan sexos separados, llegando a medir hasta 40 cm (Allen y Robertson, 1994) y 896 g de peso (Medina *et al.*, 2004). Tienen el cuerpo lateralmente comprimido, labios gruesos, hocico romo, aleta dorsal con 13 espinas y de 16 a 17 radios, aleta anal con 3 espinas y de 12 a 13 radios. *A. scapularis* es de color gris plateado con una mancha negra, tanto en la axila de la aleta pectoral como en la base del último radio dorsal y anal (Chirichigno y Vélez, 1998).

Actualmente, la acuicultura peruana está orientada al cultivo de unas pocas especies, siendo las más desarrolladas la concha de abanico, langostino, trucha y tilapia (FAO, 2010). El Gobierno Peruano viene promoviendo la investigación e innovación de técnicas para el cultivo de chita, con el fin de brindar nuevas alternativas productivas y diversificar la maricultura. Sin embargo, los estudios que se han realizado sobre chita son aún escasos, conociéndose su distribución, taxono-

mía y características externas (ver Chirichigno y Vélez, 1998), la descripción de algunas especies parasitarias que presenta la chita en la zona central y sur del litoral (ver Ruelas y Cordova, 1995; Iannacone y Alvarino, 2009, 2012; Chero *et al.*, 2014), e información de desembarques pesqueros (ver Produce, 2015).

Un punto crítico necesario para la producción acuícola es el transporte de larvas, alevines o juveniles de la eclosión a los centros de engorde. Durante el transporte se producen cambios en la calidad de agua; entre ellos, aumento en la concentración de gas carbónico, disminución del pH y aumento de la concentración de amoníaco y de sólidos en suspensión (Kubitza, 2009). Esta degradación de la calidad de agua de transporte afecta la sobrevivencia de los peces (Hettiarachchi y Senadheera, 1999), reduciendo la productividad. Con el fin de evitar estos efectos adversos, los acuicultores utilizan una variedad de métodos, tales como la suspensión del alimento antes del transporte, disminución de la temperatura y uso de anestésicos (Hettiarachchi y Senadheera, 1999).

El uso de anestésicos con el fin de reducir la actividad metabólica y la respuesta de estrés en peces durante el transporte se ha incrementado en los últimos años (Summerfelt y Smith, 1990; Carter *et al.*, 2011). Dentro de los anestésicos más usados se encuentran 2-fenoxietanol, aceite de clavo, sulfato de quinaldina, benzocaína y

metasulfonato de tricafina (MS-222). Sin embargo, algunos de estos han sido clasificados como tóxicos para varias especies acuáticas, lo cual implica una rigurosa evaluación de sus efectos antes de recomendar su uso como alternativa para reducir el estrés durante la manipulación y transporte de peces (Velasco *et al.*, 2008).

La tricafina (MS-222) se clasifica como un anestésico local sintético tipo éster y se utiliza comúnmente en la industria pesquera y acuícola (Sato *et al.*, 2000; Carter *et al.*, 2011). Este anestésico es usado con éxito en las especies de las familias Ictaluridae (peces gato), Salmonidae (salmón, trucha, trucha ártica, pez blanco y túmalo), Esocidae y Percidae (Carter *et al.*, 2011). En este contexto, el objetivo del presente trabajo fue evaluar el uso de diferentes dosis de tricafina (MS-222) en el transporte de juveniles de chita, con el fin de aportar al conocimiento técnico que permita un transporte eficiente, con alto porcentaje de sobrevivencia y, de esta manera, impulsar el desarrollo del cultivo de peces marinos en el Perú.

## MATERIALES Y MÉTODOS

### Concentraciones de Tricafina (MS -222)

Se realizó una prueba preliminar para determinar las concentraciones de tricafina que podrían ser utilizadas durante la prueba de transporte simulado. Se emplearon juveniles de *A. scapularis* de 6- 7 cm, previamente aclimatados en tanques de 300 L de capacidad, con aireación constante y temperatura a 19 °C. En esta prueba se utilizaron cinco acuarios de vidrio de 5 L de capacidad (cuatro tratamientos y un control sin anestésico) con aireación constante y temperatura a 19 °C. En los acuarios con tratamiento de anestésico se disolvió tricafina suficiente para lograr concentraciones de 20, 23, 26, 29 mg.L<sup>-1</sup>. Luego, los peces fueron colocados en los acuarios y expuestos a las condiciones experimentales durante 24 horas.

En este periodo se evaluó en cada acuario, tanto al inicio como al final de exposición al anestésico, la Frecuencia Opercular (FO/min) de tres individuos con un contómetro manual en lapsos de 30 segundos, el porcentaje de individuos que presentaban Pérdida de Equilibrio (PE, %), Respuesta al Estimulo Mecánico (REM) y Sobrevivencia (%).

Como resultado de la prueba preliminar (Cuadro 1), se observó que 29 mg.L<sup>-1</sup> de tricafina sobrepasó los límites de sedación para juveniles de chita; presentando el mayor porcentaje de PE (>50%), donde incluso luego de 24 horas se podía observar individuos con nado irregular. La FO se mantuvo elevada en comparación con tratamientos de concentraciones más bajas de anestésico, además de presentar la menor sobrevivencia (40%) tras la exposición. Asimismo, a 26 mg.L<sup>-1</sup> de tricafina se observó individuos que presentaron pérdida del equilibrio (20%), sobrepasando el límite deseado de sedación de juveniles de chita para el transporte; sin embargo, la sobrevivencia fue de 100% al término de la exposición.

### Material Biológico

Se utilizaron juveniles de *A. scapularis* con 6-9 cm de rango de longitud total, obtenidos de desoves en cautiverio en el Instituto del Mar del Perú (IMARPE). Previo al experimento, los peces fueron aclimatados en dos tanques de 2 m<sup>3</sup>, equipados con sistema de recirculación, aireación constante y fotoperiodo natural. En cada tanque fueron colocados 85 peces. La temperatura inicial del agua de los tanques fue de 19 °C. En uno de los tanques la temperatura fue disminuida a 15 °C en un lapso de 5 días. Las temperaturas de 15 y 19 °C en los tanques se mantuvieron constantes por 7 días antes del inicio de la exposición al anestésico. Durante la aclimatación, los ejemplares fueron alimentados una vez al día con dieta comercial para peces marinos OTOHIME EP2 de 2 mm de diámetro. La alimentación fue suspendida 24 horas antes de la simulación de transporte.

Cuadro 1. Resultados de frecuencia opercular (FO), sobrevivencia, pérdida de equilibrio (PE) y respuesta al estímulo mecánico (REM) en juveniles de *A. scapularis* en la prueba preliminar de determinación de concentraciones de tricaína (MS-222) al inicio y a 24 h de exposición

Tiempo (h)	Tricaína (mg.L <sup>-1</sup> )	FO (/min)	Sobrevivencia (%)	PE (%)	REM
0	Control	32.6	100	0	Presente
	20	33.2	100	0	Presente
	23	30.6	100	0	Presente
	26	32.0	100	20	Presente
	29	32.6	100	60	Ausente
24	Control	24.0	100	0	Presente
	20	28.0	100	0	Presente
	23	25.2	100	0	Presente
	26	26.6	100	0	Presente
	29	31.0	40	20	Presente

### Prueba de Simulación de Transporte

Se utilizó un diseño factorial cruzado 2 x 4, teniendo dos temperaturas (15 y 19 °C) y cuatro concentraciones de tricaína (control, 15, 20, 25 mg.L<sup>-1</sup>), sumando un total de ocho tratamientos, cada uno con tres repeticiones (Cuadro 2). Las concentraciones de tricaína utilizadas son el resultado de la prueba preliminar descrita anteriormente. Para la simulación de transporte, se utilizaron bolsas de polietileno transparente con capacidad de 10 L. Las bolsas fueron llenadas con 5 L de agua de mar a 15 y 19 °C según el caso. En las bolsas con tratamiento de anestésico, se disolvió tricaína suficiente para lograr concentraciones de 15, 20 y 25 mg.L<sup>-1</sup>. Se colocaron siete peces en cada bolsa, teniendo en cuenta la temperatura de transporte igual a la temperatura de aclimatación. Se inyectó 5 L aproximadamente de oxígeno puro industrial en las bolsas (Figura 1a) y fueron cerradas en forma hermética utilizando bandas elásticas (ver Woynarovich y Horváth [1981] para descripción detallada de la técnica) (Figura 1b).

Para mantener constante la temperatura del agua, las bolsas fueron colocadas en los tanques con agua termorregulados a 15 y 19 °C de temperatura, respectivamente. Las condiciones de transporte simulado fueron mantenidas por un periodo de 24 horas.

Cuadro 2. Nomenclatura de los tratamientos utilizados en la simulación de transporte de juveniles de chita

Temperatura (°C)	Tricaína (mg.L <sup>-1</sup> )	Nomenclatura de tratamientos
15	Control	15C-0
	15	15C-15
	20	15C-20
	25	15C-25
19	Control	19C-0
	15	19C-15
	20	19C-20
	25	19C-25

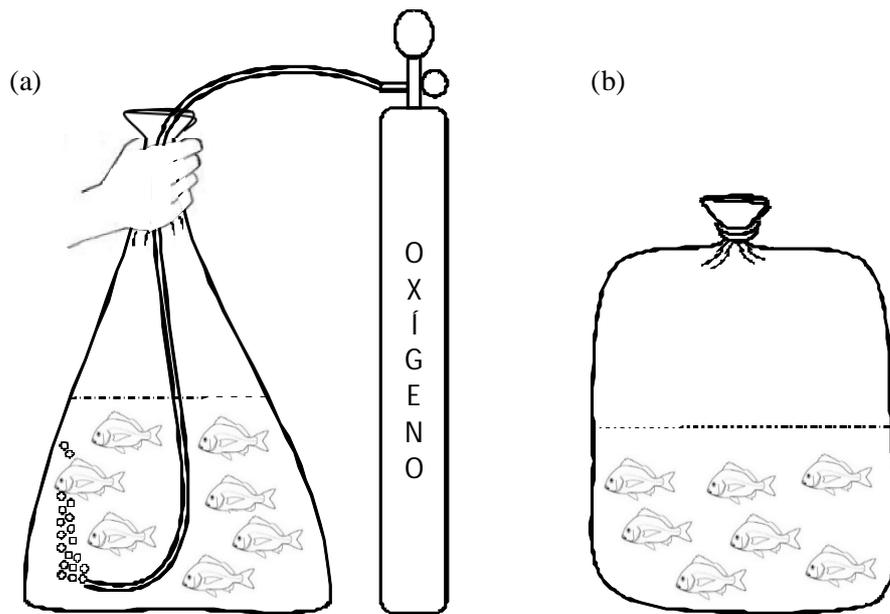


Figura 1. Descripción de llenado de bolsas utilizadas en la simulación de transporte de chita. Se muestra detalle de la inyección de  $O_2$  (a) y bolsa sellada herméticamente conteniendo 5 L agua y 7 peces (b)

Luego del transporte simulado, los peces fueron transferidos a jaulas flotantes dentro de los tanques termorregulados a las temperaturas de 15 y 19 °C. Las tres réplicas de cada tratamiento se colocaron en una sola jaula a la temperatura correspondiente. Los peces fueron observados por 24 horas adicionales para evaluar su recuperación y sobrevivencia (evaluaciones luego de 48 horas de iniciada la simulación de transporte).

### Monitoreo de Condiciones Experimentales

Se evaluaron las condiciones de transporte al inicio y final de la simulación en cada una de las bolsas. La temperatura (°C), la saturación de oxígeno disuelto (%) y el pH fueron evaluados con un multiparámetro WTW Multi 3430.

La concentración de amonio ( $\mu\text{M}$ ) fue determinada por fluorimetría con el equipo 10-AU Tuner Designs. Para este fin, se colectaron 40 ml de agua en frascos de vidrio

con tapa hermética. La tasa de excreción de amonio individual ( $\mu\text{M} \cdot \text{ind}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$ ) se estimó con la fórmula  $EAI = [(CA_{\text{final}} - CA_{\text{inicial}}) / n_{\text{ind}}] / t$ , donde EAI: tasa de excreción de amonio individual ( $\mu\text{M} \cdot \text{ind}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$ );  $CA_{\text{final}}$ : concentración de amonio en la bolsa al finalizar la simulación de transporte ( $\mu\text{M}$ );  $CA_{\text{inicial}}$ : concentración de amonio al inicio de la simulación de transporte ( $\mu\text{M}$ );  $n_{\text{ind}}$ : número de peces vivos dentro de la bolsa al finalizar la simulación de transporte; y  $t$ : tiempo de duración de la simulación de transporte (24 horas).

Además, se registraron los porcentajes de PE (%) y de sobrevivencia (%) de los peces en cada réplica (bolsa de simulación de transporte). Estas observaciones se realizaron en cada una de las bolsas al finalizar la simulación de transporte y al finalizar el periodo de recuperación en las jaulas flotantes.

### Evaluación de Tratamientos

Con el fin de identificar las mejores condiciones de transporte, se evaluaron los indi-

ces de EAI, PE y sobrevivencia. Para ello se estimaron las medias de cada índice y se compararon los errores estándar de cada índice alrededor de la media entre los tratamientos. Se implementó un sistema de puntaje, en el cual se otorgó el puntaje de «1» al «mejor tratamiento», según sea el caso del índice evaluado. De igual manera se otorgó el puntaje de «1» a aquellos tratamientos cuyo índice promedio se encontrara dentro del rango del error estándar del «mejor tratamiento». Un puntaje de «0» fue otorgado a aquellos tratamientos cuyo índice promedio se encontrara por debajo o por encima, según el caso, del rango de error estándar del «mejor tratamiento». Por último, se sumaron puntos de cada índice para cada tratamiento. El tratamiento que presentó mayor puntaje fue recomendado para el transporte de juveniles de chita con MS-222 a las temperaturas evaluadas.

## RESULTADOS

### Condiciones Experimentales

La temperatura del agua se mantuvo relativamente constante ( $14 \pm 0.7$  y  $19 \pm 0.4$  °C) en los estanques durante la simulación de transporte y posterior recuperación de los peces. El oxígeno disuelto se encontró supersaturado, con valores mayores al 120% al interior de las bolsas, tanto al inicio como al finalizar la simulación. En cuanto a los valores de pH (Cuadro 3), se observó una disminución promedio para todos los tratamientos de cerca de 1.44.

En los tratamientos 15C-20, 15C-25, 19C-15 y 19C-20, la producción de amonio se mantuvo relativamente baja con valores alrededor de los  $0.008 \mu\text{M} \cdot \text{ind}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$ . Valores de excreción ligeramente más elevados fueron observados en el tratamiento 15C-15 con una tasa de  $0.009 \mu\text{M} \cdot \text{ind}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$ . Los tratamientos 15C-0 y 19C-0 presentaron las tasas de excreción de amonio más altas con promedios de  $0.012$  y  $0.018 \mu\text{M} \cdot \text{ind}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$ , res-

Cuadro 3. Valores de pH en cada tratamiento (concentración de triclaína (MS-222 y temperatura del estanque) al inicio y al final de la prueba

Tratamiento	pH	
	Inicial	Final
15C-0		6.49
15C-15	7.91	6.44
15C-20		6.46
15C-25		6.47
19C-0		6.37
19C-15	7.81	6.41
19C-20		6.41
19C-25		6.37

pectivamente. La excreción en el tratamiento 19C-25 no fue calculada por presentar una alta mortalidad (>50%) (Figura 2a).

En cuanto a la capacidad de natación, en los tratamientos 19C-0 y 19C-15 se registraron bajos porcentajes de pérdida de equilibrio, con un promedio del 14% para ambos casos. El tratamiento 15C-0 con un promedio de 29% también presentó un porcentaje relativamente bajo de individuos con pérdida de equilibrio. Los tratamientos 15C-15, 19C-20 y 19C-25 sobrepasaron el 50% de individuos con pérdida de equilibrio, mientras que los tratamientos 15C-20 y 15C-25 alcanzaron 100% (Figura 2b).

Finalizada la simulación del transporte, luego de las 24 horas, se registró un 100% de sobrevivencia en los tratamientos 15C-0, 15C-15, 19C-0 y 19C-15. Los tratamientos 15C-20, 15C-25 y 19C-20 también presentaron altos porcentajes de sobrevivencia con el 95, 67 y 71%, respectivamente; sin embargo, la sobrevivencia se vio afectada en el tratamiento 19C-25, registrándose solo el 29% del total de individuos (Figura 2c).

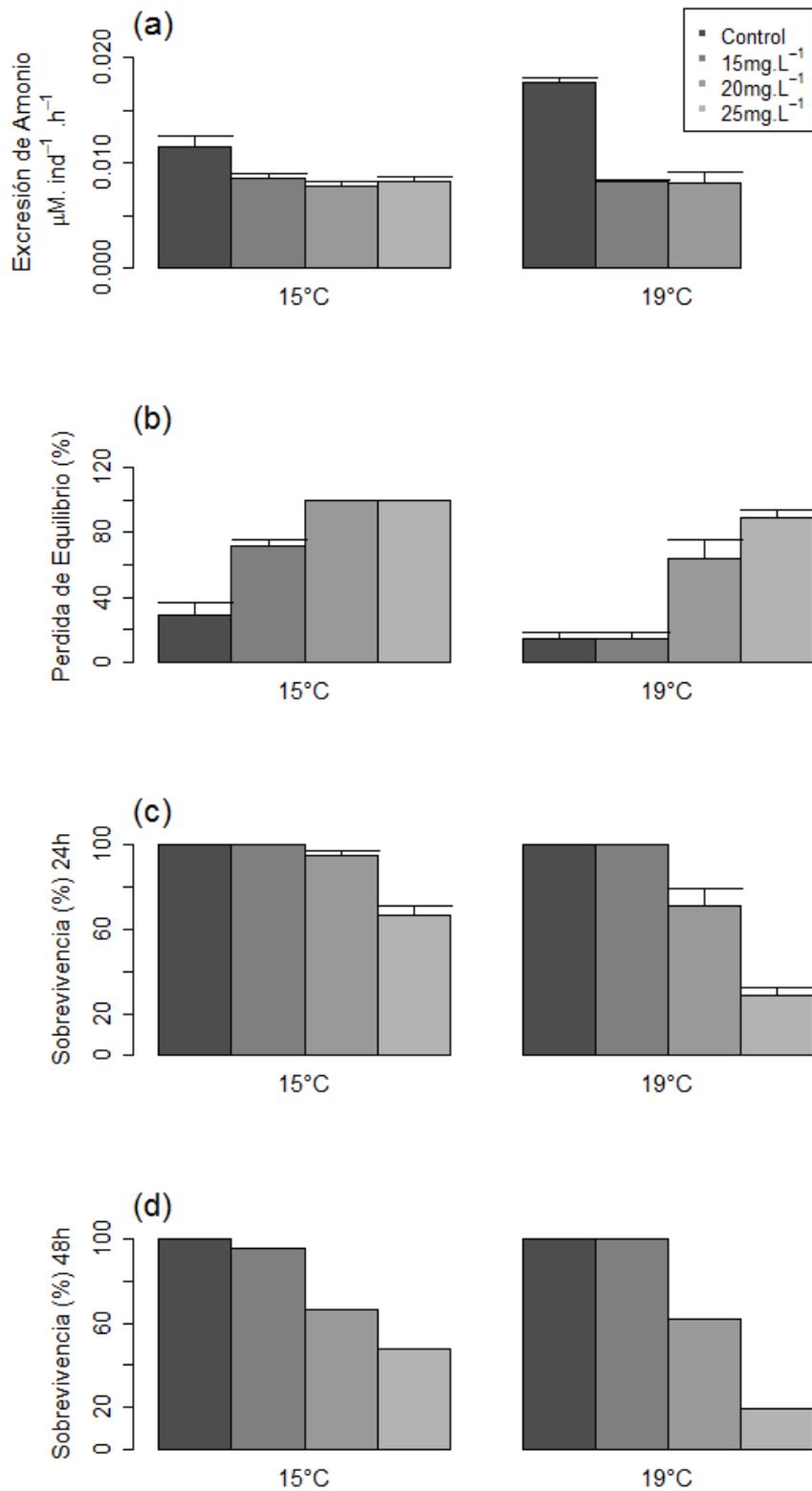


Figura 2. Resultados de la prueba de simulación de transporte para juveniles de Chita mostrando (a) índices de tasa de excreción de amonio individual; (b) Pérdida de Equilibrio; (c) Sobrevivencia 24 h; (d) Sobrevivencia 48 h

Cuadro 4. Índices de la simulación de transporte con uso de tricafina (MS-222: 0, 15, 20 y 25 mg/L) a 15 y 19 °C para juveniles de chita

Tratamiento	Excreción de amonio	PE <sup>1</sup>	Sobrevivencia		Resultado
			24h	48h	
15C-0	0	1	1	1	3
15C-15	1	0	1	0	2
15C-20	1	0	0	0	1
15C-25	1	0	0	0	1
19C-0	0	1	1	1	3
19C-15	1	1	1	1	4
19C-20	1	0	0	0	1
19C-25	0	0	0	0	0

<sup>1</sup> Pérdida de equilibrio

Al término de las 48 horas, incluyendo el periodo de recuperación, la sobrevivencia en los tratamientos 15C-15, 19C-0 y 19C-15 se mantuvo en 100%. En los tratamientos 15C-15, 15C-20, 15C-25 y 19C-20 la sobrevivencia disminuyó a 95, 67, 48 y 62%, respectivamente. En el tratamiento 19C-25 se registró el porcentaje de sobrevivencia más bajo con 19% del total de individuos (Figura 2d).

### Simulación del Transporte

Los resultados de la evaluación de la simulación del transporte (Cuadro 4) muestran que el tratamiento 19C-15 alcanza un puntaje final de 4, haciéndolo el tratamiento más adecuado para el transporte de juveniles de chita en comparación con el resto de condiciones evaluadas. Los tratamientos 15C-0 y 19C-0 obtuvieron un puntaje adecuado de 3, de modo que también podrían considerarse como una alternativa viable. Los demás tratamientos (15C-15, 15C-20, 15C-25, 19C-20 y 19C-25) presentan valores menores que 3, considerándose como no recomendables.

### DISCUSIÓN

Las concentraciones de tricafina (MS-222) utilizadas durante la prueba preliminar fueron inicialmente propuestas usando como referencia las utilizadas por Schoettger y Julian (1967) en transporte de salmón. Sin embargo, estas concentraciones podrían variar según la especie y tamaño del pez, así como la temperatura y la dureza del agua (Cho y Heath, 2000; Hinostroza y Serrano, 2013). En la prueba preliminar se determinó que concentraciones de tricafina mayores de 26 mg.L<sup>-1</sup> no serían recomendables; pues según Summerfelt y Smith (1990), una sedación profunda con pérdida de equilibrio no es deseable en el transporte de peces debido al incremento de riesgo de lesiones físicas y de asfixia (acumulación de peces en el fondo y esquinas del recipiente de transporte). Con este criterio se fijó la concentración máxima de tricafina en 25 mg.L<sup>-1</sup> para las prueba de transporte simulado en bolsas con inyección de oxígeno.

Las temperaturas fueron establecidas tomando el rango de tolerancia de la chita, el cual está entre 11 y 32 °C (IMARPE, 2014). En estos casos, el tratamiento a 19 °C buscó simular una temperatura ambiental (transporte simple y menos costoso) y el tratamiento a 15 °C simuló una temperatura con tendencia al límite bajo de tolerancia (disminución del metabolismo).

Las mediciones de pH al interior de las bolsas de transporte muestran una disminución importante al término de las 24 horas de simulación. Una disminución del pH por efecto de la disolución de la triclaína en el agua ha sido reportado por Velasco *et al.* (2008) y Guo *et al.* (1995). Sin embargo, Oikawa *et al.* (1994) afirman que cuando la MS-222 es disuelta en agua de mar a concentraciones entre 50 y 100 ppm, el pH de la solución resultante estaría en un rango neutro (7.72 - 7.15), debido a la presencia de minerales carbonatados, generando un efecto de amortiguación sobre el pH del agua (Barceló *et al.*, 2002). Además, Carter *et al.* (2011) mencionan que el agua de mar o el agua dulce con alta alcalinidad contienen suficientes amortiguadores para mantener el pH en un rango aceptable. Por otro lado, Woynarovich y Horváth (1981) mencionan que la disminución del pH es debido al CO<sub>2</sub> producido por la respiración de los peces. En ese sentido, resultados de consumo de oxígeno muestran que la tasa de respiración de *A. scapularis* es relativamente elevada (IMARPE, 2014), siendo entonces la producción de CO<sub>2</sub> la causa más probable de disminución de pH en las bolsas de transporte. Por otro lado, es posible la adición de buffers para mantener el pH del agua de transporte en valores seguros (Hettiarachchi y Senadheera, 1999). En este caso, se deberá considerar la biomasa de peces a transportar, la temperatura y las condiciones de transporte en general.

El uso de anestésico favorece la disminución de la excreción de los peces durante el transporte (Bower y Turner, 1982). La tendencia observada en el presente estudio corrobora estas observaciones, donde los tra-

tamientos con MS-222 mostraron menores tasas de excreción individual en ambas temperaturas, coincidiendo con Guo *et al.* (1995). Sin embargo, en los tratamientos sin triclaína, se observó que las concentraciones de amonio fueron mayores a 19 °C, debido a que la temperatura, como en otros ectotermos, aumenta el metabolismo de los peces, haciendo que excreten mayor cantidad de desechos metabólicos (Kubitza, 2009). En ese sentido, cabe resaltar que, si bien, a 15 °C sin anestésico, la excreción es relativamente baja, se obtuvieron excreciones similares con el uso de triclaína a 19 °C. Esto confirma la capacidad del anestésico utilizado para reducir la actividad metabólica de *A. scapularis* durante la simulación de transporte.

Por otro lado, Hettiarachchi y Senadheera (1999) mencionan que el problema de la acumulación de amonio en el transporte de peces se debe principalmente a la alimentación. Peces en inanición por un periodo de 2 a 3 días, dependiendo su peso corporal, disminuirán considerablemente su tasa de excreción. En este caso, los peces no fueron alimentados por un periodo 24 horas; sin embargo, al finalizar la simulación se observaron heces en el fondo de las bolsas. Con base a estos resultados, sería recomendable realizar los transportes con un periodo de inanición superior a 24 horas.

Un mayor porcentaje de pérdida de equilibrio fue observado en juveniles de chita transportados a 15 °C en comparación con 19 °C. Esto coincide con otros resultados (Schoettger y Julian, 1967; Smith y Bell, 1967) en salmónidos, donde un mayor efecto sedante fue registrado a temperaturas más bajas. Hikasa *et al.* (1986) indican que la temperatura influye en el estado de la anestesia y en el tiempo de recuperación, mientras que Schoettger y Julian (1967) indican que la anestesia se combina con el efecto del letargo del animal cuando es colocado a temperaturas bajas. Un transporte a bajas temperaturas requerirá, por lo tanto, de concentraciones de anestésico más bajas para evitar el incremento de la frecuencia de pérdida de equilibrio.

Existen muchas alternativas de anestésicos en el mercado, como la benzocaina, lidocaina, quinaldina (Coyle *et al.*, 2004) y eugenol, entre otros; sin embargo, el MS-222 (metanosulfonato de triciana) es el único aprobado por la Food and Drug Administration (FDA) para uso en animales de consumo humano. Además, Hikasa *et al.* (1986) indican que la predilección de la MS-222 se debe a la rápida inducción y recuperación que muestran los peces.

## CONCLUSIONES

- El uso de una dosis baja de tricaina (15 mg.L<sup>-1</sup>) mejora las condiciones de transporte de juveniles de chita a temperatura ambiental (19 °C).
- La disminución de la temperatura incrementa el efecto sedante de la tricaina en juveniles de chita.
- El uso de tricaina en el transporte de juveniles de chita (6-9 cm) no deberá superar los 20 mg.L<sup>-1</sup>.

## Agradecimientos

Los autores agradecen al PpR «Ordenamiento y Desarrollo de la Acuicultura» (DGI-IMARPE) por el financiamiento del presente proyecto de investigación. Asimismo, se agradece el valioso apoyo de los colegas del Laboratorio de Cultivos Marinos (IMARPE) que proporcionaron los ejemplares para la ejecución del experimento.

## LITERATURA CITADA

1. **Allen GR, Robertson DR. 1994.** Fishes of the tropical Eastern Pacific. Honolulu, USA: University of Hawaii Press. 332 p.
2. **Barceló I, Allende I, Solís H, Bussy A, González C. 2002.** Determinación del estado de equilibrio de un sistema hídrico. *Rev Soc Quím Méx* 46: 93-104.
3. **Bower C, Turner D. 1982.** Ammonia removal by Clinoptilolite in the transport of ornamental freshwater fishes. *Prog Fish Cult* 44: 19-23. doi: 10.1577/1548-8659(1982)44[19:ARBCIT]2.0.CO;2
4. **Carter K, Woodley C, Brown R. 2011.** A review of tricaine methanesulfonate for anesthesia of fish. *Rev Fish Biol Fisheries* 21: 51-59. doi: 10.1007/s11160-010-9188-0
5. **Chero J, Cruces C, Iannacone J, Saez G, Alvaríño L. 2014.** Helmintos parásitos de *Anisotremus scapualris* (Tschudi, 1846) (Perciformes: Haemulidae) «Chita» adquiridos en el terminal pesquero de Villa María del Triunfo, Lima, Perú. *Neotrop Helminthol* 8: 411-428.
6. **Chirichigno N, Vélez J. 1998.** Clave para identificar los peces marinos del Perú. 2ª ed. Perú: Instituto del Mar del Perú. 496 p.
7. **Cho GK, Heath DD. 2000.** Comparison of tricaine methanesulphonate (MS22) and clove oil anaesthesia effects on the physiology of juvenile chinook salmon *Oncorhynchus tshawytscha* (Walbaum). *Aquac Res* 31: 537-546. doi: 10.1046/j.1365-2109.2000.00478.x
8. **Coyle S, Durborow R, Tidwell J. 2004.** Anesthetics in aquaculture. SRAC Publication No. 3900. Texas, USA: Southern Regional Aquaculture Center. 6 p.
9. **[FAO] Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. 2010.** Perfiles sobre la pesca y la acuicultura por países: la República del Perú. [Internet]. Disponible en: <http://www.fao.org/fishery/facp/PER/es>
10. **Guo F-C, Teo L-H, Chen T-W. 1995.** Effects of anaesthetics on the water parameters in a simulated transport experiment of platyfish, *Xiphophorus maculatus* (Günther). *Aquaculture Res* 26: 265-271. doi: 10.1111/j.1365-2109.1995.tb00911.x
11. **Hettiarachchi M, Senadheera SP. 1999.** Efficacy of quinaldine sulphate as an anaesthetic for the ornamental carp (*Cyprinus carpio*) in simulated packaging for long distance transport. *Sri Lanka J Aquat Sci* 4: 13-22.

12. **Hikasa Y, Takase K, Ogasawara T, Ogasawara S. 1986.** Anesthesia and recovery with tricaine methanesulfonate, eugenol and thiopental sodium in the carp, *Cyprinus carpio*. Jpn J Vet Sci 48: 341-351. doi: 10.1292/jvms 1939.48.341
13. **Hinostroza E, Serrano E. 2013.** Efecto anestésico del metasulfonato de tricaina en paiches (*Arapaima gigas*) juveniles. Rev Inv Vet Perú 24: 451-458. doi: 10.15381/rivep.v24i4.2736
14. **[IMARPE] Instituto del Mar del Perú. 2014.** Anuario Científico Tecnológico: evaluaciones ecofisiológicas en juveniles de chita y cabrilla. Vol 14. 146 p.
15. **Iannacone J, Alvariano L. 2009.** Aspectos cuantitativos de la parasitofauna de *Anisotremus scapularis* (Tschudi) (Osteichthyes, Haemulidae) capturados por pesquería artesanal en Chorrillos, Lima, Perú. Rev Ibero-Latinoam Parasitol 68: 56-64.
16. **Iannacone J, Alvariano L. 2012.** Microecology of the monogenean *Mexicana* sp on the gills of *Anisotremus scapularis* (Tschudi, 1846) (Osteichthyes, Haemulidae) of the marine coast of Lima, Peru. Neotrop Helminthol 6: 277-285.
17. **Kubitz F. 2009.** Manejo en la producción de peces: buenas prácticas en el transporte de peces vivos. Panorama da Acuicultura. [Internet]. Disponible en: [http://www.agroindustria.gob.ar/site/pesca/acuicultura/06\\_Publicaciones/\\_archivos/091230\\_Manejo%20en%20la%20producci%C3%B3n%20de%20peces.pdf](http://www.agroindustria.gob.ar/site/pesca/acuicultura/06_Publicaciones/_archivos/091230_Manejo%20en%20la%20producci%C3%B3n%20de%20peces.pdf)
18. **Medina M, Araya M, Vega C. 2004.** Alimentación y relaciones tróficas de peces costeros de la zona norte de Chile. Invest Mar 32: 33-47. doi: 10.4067/S0717-71782004000100004
19. **[PRODUCE] Ministerio de la Producción. 2015.** Anuario estadístico pesquero y acuícola 2013. Perú: Producción. 113 p. [Internet]. Disponible en: <http://www.produce.gob.pe/images/stories/Repositorio/estadistica/anuario/anuario-estadistico-pesca-2013.pdf>
20. **Oikawa S, Takeda T, Itazawa Y. 1994.** Scale effects of MS-222 on a marine teleost, porgy *Pagrus major*. Aquaculture 121: 369-379. doi: 10.1016/0044-8486(94)90271-2
21. **Ruelas N, Córdova B. 1995.** Monogeneos de *Scomber japonicus peruanus* del litoral sur peruano. Rev Peru Parasitol 11(1): 61-64.
22. **Sato T, Kitayama S, Mitsuhata C, Ikeda T, Morita K, Dohi T. 2000.** Selective inhibition of monoamine neurotransmitter transport by synthetic local anesthetics. Naunyn-Schmiedeberg's Arch Pharmacol 361: 214-220. doi:10.1007/s002109900184
23. **Schoettger R, Julian A. 1967.** Efficacy of MS-222 as an anesthetic on four salmonids. USA: US Fish and Wildlife Service. 15 p.
24. **Smith L, Bell G. 1967.** Anesthetic and surgical techniques for pacific salmon. J Fish Res Board Canada 24: 1579-1588. doi: 10.1139/f67-130
25. **Summerfelt R, Smith L. 1990.** Anaesthesia, surgery and related techniques. In: Schreck C, Moyle P (eds). Methods for fish biology. USA: American Fisheries Society. p 213-272.
26. **Woynarovich E, Horváth L. 1981.** Propagación artificial de peces de aguas templadas: manual para extensionistas. FAO, Documentos Técnicos de Pesca 201. Rome: FAO. 187 p.
27. **Velasco Y, Palacios C, Cruz P. 2008.** Eficiencia anestésica de 2-fenoxietanol, benzocaína, quinaldina y metasulfonato de tricaina en alevinos y juveniles de cachama blanca (*Piaractus brachyomus*). Rev MVZ Córdoba 13: 1435-1445.