



INSTITUTO DEL MAR DEL PERÚ
INFORME

**Manual para acondicionamiento y reproducción
de chita *Anisotremus scapularis***



Octubre 2017
Callao, Perú

MANUAL PARA ACONDICIONAMIENTO Y REPRODUCCIÓN DE CHITA *ANISOTREMUS SCAPULARIS*

MANUAL FOR REARING AND REPRODUCTION OF PERUVIAN GRUNT *ANISOTREMUS SCAPULARIS*

Lili Carrera*, Noemi Cota, Joel Linares, Angélica Castro, Lucas Orihuella, Eduardo Silva y Melissa Montes

RESUMEN

Carrera L, Cota N, Linares J, Castro A, Orihuella L, Silva E, Montes M. 2016. Manual para acondicionamiento y reproducción de chita *Anisotremus scapularis*. Inf Inst Mar, Per. Inf. 43(especial): 000-000.- El presente manual está basado en la experiencia y resultados obtenidos entre el 2013 y 2016 en el Laboratorio de Cultivo de Peces del IMARPE. Se detalla procedimientos de los sistemas de recirculación de agua de mar y características del manejo y mantenimiento de ejemplares en laboratorio. Además se explican los protocolos para reproducción y otros aspectos como patologías observadas durante el cultivo.

PALABRAS CLAVE: chita, acondicionamiento, reproducción, cultivo, desove.

ABSTRACT

Carrera L, Cota N, Linares J, Castro A, Orihuella L, Silva E, Montes M. 2016. Manual for rearing and reproduction of peruvian grunt *Anisotremus scapularis*. Inf Inst Mar, Per. Inf. 43(especial): 000-000. This manual is based on the experience and results obtained since 2013 to 2016 in Fish Culture Laboratory of Marine Research Institute of Peru (IMARPE). This manual details procedures of the recirculating systems and characteristics of rearing specimen in laboratory. In addition, the protocols for reproduction and other aspects such as pathologies observed during cultivation are explained.

KEYWORDS: Peruvian grunt, management, reproduction, culture, spawning.

INTRODUCCIÓN

La acuicultura a nivel mundial ha tenido un importante desarrollo en relación a la pesca de captura, que desde finales de la década de 1980 se ha mantenido estable con una producción entre 80 a 100 millones de toneladas (FAO 2016) (Figura 1). Esta actividad representa casi el 50% de los productos pesqueros mundiales destinados a la alimentación y es importante para muchos países, ya que favorece los esfuerzos globales encaminados a eliminar el hambre y la malnutrición, además de impactar significativamente en la disminución de la pobreza e impulsar el crecimiento económico (AVILÉS 2000).

El cultivo de peces marinos ha venido experimentando un crecimiento sostenido en los últimos años, en particular el cultivo de peces marinos de escamas. Aunque estos cultivos representan el 12.6% de la producción total de estos peces, su valor llega a alcanzar el 26.9% del total, debido a que los peces de escama procedentes del cultivo marino comprenden especies como el salmón del Atlántico y los

meros, cuyo valor unitario es muy superior al de la mayoría de peces de escama criados en agua dulce (FAO 2014).

Por otro lado, el Perú cuenta con un gran potencial para el desarrollo de la maricultura, con una línea costera de 30795.50 km y una amplitud de 200 millas a lo que se suman características oceanográficas apropiadas para esta actividad. En general, la acui-

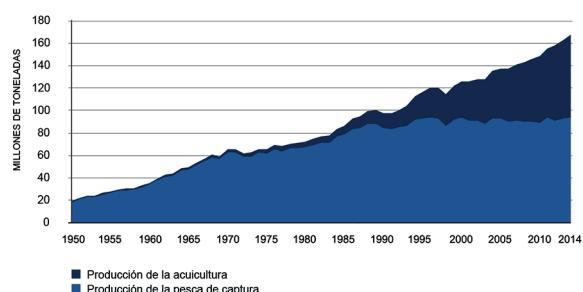


Figura 1. Producción mundial de la pesca y acuicultura (FAO 2016).

* lcarrera@imarpe.gob.pe. Laboratorio de Cultivo de Peces; Área Funcional de Investigaciones en Acuicultura; Dirección General de Investigaciones en Acuicultura; Instituto del Mar del Perú - IMARPE

cultura en el Perú ha tenido una tasa de crecimiento de 20% anual en los últimos años y es considerada una actividad importante por los altos niveles de producción obtenidos. Es así que, son definidos el Plan Nacional de Desarrollo Acuícola – (DS N° 30-2001-PE) y el Programa Nacional de Ciencia, Desarrollo Tecnológico e Innovación en Acuicultura 2013-2021 (C+DT+i), que señalan que la acuicultura peruana actualmente se encuentra orientada principalmente a la producción de cuatro especies: langostino (*Litopenaeus vannamei*), concha de abanico (*Argopecten purpuratus*), trucha (*Oncorhynchus mykiss*) y tilapia (*Oreochromis niloticus*). Pero también, en estos documentos se establecen la necesidad de apoyar y orientar las investigaciones al desarrollo tecnológico de la acuicultura en base a especies priorizadas (PRODUCE 2012).

Por estos motivos, el Instituto del Mar del Perú (IMARPE) desde el año 2013 inició investigaciones sobre el cultivo de la chita *Anisotremus scapularis* en sistemas de recirculación, dentro del proyecto “Acondicionamiento y Reproducción de la Chita”. El presente manual para acondicionamiento y reproducción de chita *Anisotremus scapularis* está basado en la experiencia y resultados obtenidos entre el 2013 y 2016 en el Laboratorio de Cultivo de Peces del IMARPE.

GENERALIDADES

Anisotremus scapularis conocida como chita, sargo, roncador, o corcovado es una de las seis especies del género *Anisotremus* conocidas en el Perú, se distribuye en las costas de Ecuador, Perú y Chile, desde Man-

ta (Ecuador) a Antofagasta, Isla Cocos (Chile) (Figura 2) en zonas rocosas hasta profundidades cercanas a los 25 metros (CHIRICHIGNO y CORNEJO 2001). Esta especie es un pez bento-pelágico carnívoro que forma grandes cardúmenes cerca de formaciones rocosas marinas (CHIRICHIGNO y VÉLEZ 1998), donde juega un papel importante en las interacciones comunitarias en los litorales marinos, tanto de ambientes arenosos como rocosos donde se alimenta preferentemente de invertebrados (IANNACONE y ALVARIÑO 2012). En el Perú, la captura de la chita es una de las pesquerías artesanales con menor cantidad de desembarque en el país (IMARPE 2015) (Figura 3).

Aunque la chita es un recurso muy valorado en el Perú, no existen estudios previos sobre la cría o producción en cautiverio, no obstante, se puede encontrar alguna información sobre sus parásitos (IANNACONE y ALVARIÑO 2012; CHERO ET AL. 2014) y relaciones tróficas (VARGAS ET AL. 1999).

CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA

CLASE: ACTINOPTERYGII

ORDEN: PERCIFORMES

FAMILIA: HAEMULIDAE

GÉNERO: *ANISOTREMUS*

ESPECIE: *ANISOTREMUS SCAPULARIS* (TSCHUDI, 1846)

CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS

El cuerpo es robusto, comprimido y con un perfil pronunciado. En adultos las escamas son grandes con manchas oscuras en sus márgenes anteriores, las cuales le dan una apariencia de bandas oblicuas. Son de color plateado; las aletas pectorales son de color blanco o plomo claro. Presenta radios dorsales XII, 14–17; radios anales III, 12–13, altura del cuerpo en longitud estándar 2.1–2.5 veces, labios gruesos, aleta caudal truncada o ligeramente recortada radios anteriores de la aleta dorsal y de la anal mucho más largos que los radios posteriores, lo que da a estas aletas una forma un tanto triangular (HILDEBRAND 1946).



Figura 2. Mapa de distribución de *Anisotremus scapularis* (Tschudi, 1846) conocido localmente como “Chita o roncador”.

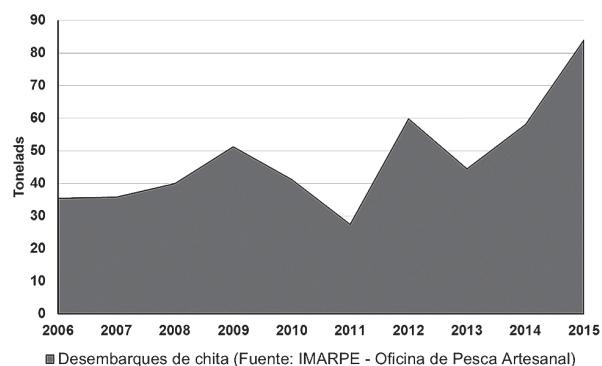


Figura 3. Total de desembarques de la chita, *Anisotremus scapularis* (Tschudi, 1846) registrados en Perú.

ACONDICIONAMIENTO Y CULTIVO

a. Sistema de Recirculación

Según PIEDRAHITA (2005), un sistema de recirculación es aquel en el cual el agua es tratada después de ser usada en el sistema y luego recircula en el mismo, donde el tratamiento incluye procesos como la oxigenación del agua, la eliminación de sólidos y amoníaco, entre otros. La cantidad de agua recirculada depende de los procesos de tratamiento incluidos en el sistema así como su eficacia, siendo los tratamientos tecnológicos más utilizados:

-*Aireación y/o oxigenación*: La falta de oxígeno es normalmente la primera limitante en la calidad del agua dentro de un sistema. Por lo tanto, la aireación y oxigenación es normalmente el primer tipo de tratamiento aplicado cuando se quiere intensificar la producción sin aumentar el consumo de agua, siendo un elemento primordial en un sistema de recirculación.

-*Remoción de partículas*: Este proceso es clave para la disminución de la carga orgánica, y favorece posteriormente la biofiltración. En el sistema, se busca minimizar el tiempo de residencia de las partículas en el agua sobre todo dentro de los tanques de cultivo. La remoción se realiza en varias unidades (tanques de sedimentación, filtración, entre otros) para incrementar la eficiencia total.

-*Biofiltración*: Este proceso se lleva a cabo para transformar el amoniaco producido por los organismos

cultivados en nitrato, ya que éste es el componente menos tóxico.

-*Remoción de dióxido de carbono*: Este proceso está considerado por algunos como el factor limitante en ciertos sistemas de recirculación y se controla a través de la aireación. Existe poca información sobre los efectos de exposiciones crónicas a elevadas concentraciones de dióxido de carbono y tampoco sobre los valores que puedan considerarse elevados.

-*Control de crecimiento microbiano*: Este proceso se lleva a cabo con un esterilizador ultravioleta contribuyendo a mantener las condiciones óptimas de cultivo (Figura 4).

El cultivo de peces en sistemas de recirculación tiene como ventajas:

- Flexibilidad en la selección del lugar de cultivo.
- Reducción de uso del agua.
- Disminución de los costos energéticos.
- Control de los parámetros físico-químicos del agua (pH, salinidad, temperatura, oxígeno disuelto, etc.).
- Reducción de los efluentes orgánicos de los cultivos ya que los residuos del sistema pueden ser tratados para la producción de fertilizantes.
- Bioseguridad (desinfección de los cultivos y efluentes) permitiendo la reducción del riesgo de enfermedades.

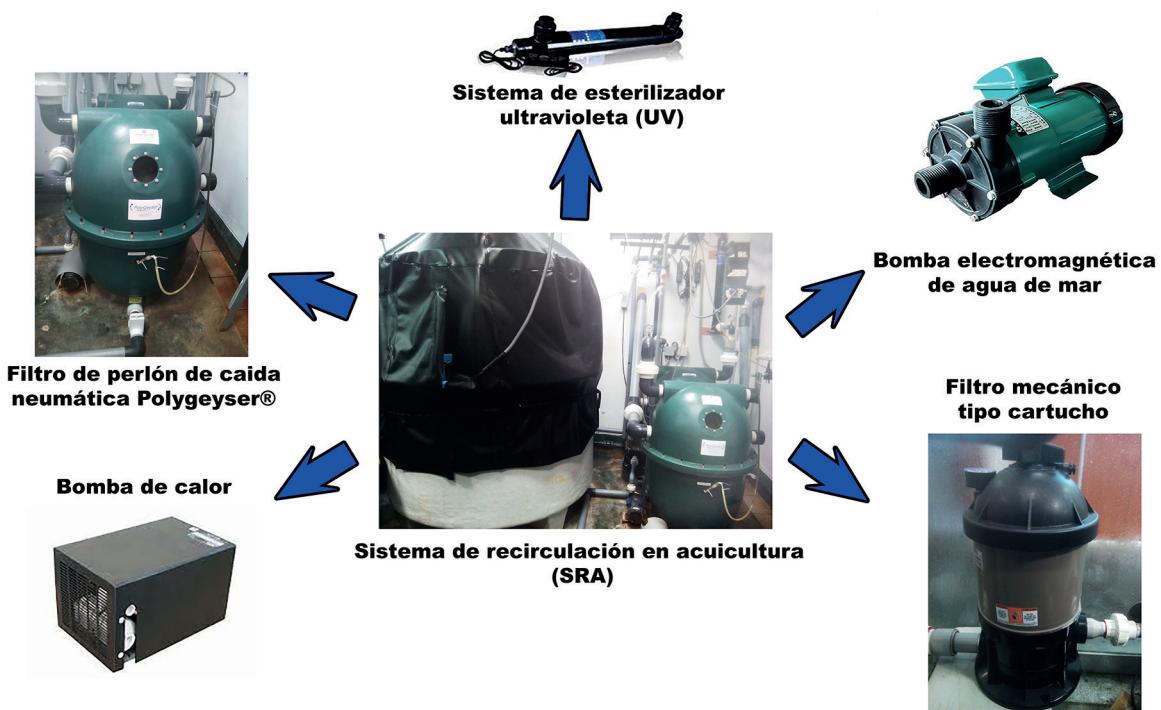


Figura 4. Sistema de Recirculación de agua de mar y componentes.

- Control de la biomasa de peces con la posibilidad de incrementar la densidad en los cultivos.
- Posibilidad de realizar repoblamientos en zonas en donde determinada especie ha disminuido su presencia.
- Calidad constante para el mercado.
- Posibilidad de integrar los cultivos con otras actividades (por ejemplo: cultivos asociados, cultivos hidropónicos, entre otros (LOSORDO ET AL. 1998; TIMMONS et al. 2002; LAZUR et al. 2003).

Asimismo, tiene como desventajas:

- El sistema es relativamente de tecnología avanzada, y requiere de una fuente de alimentación de soporte. Se requiere un generador de energía de emergencia y un sistema de seguridad que esté operativo para cualquier momento.
- El sistema requiere una competencia especial y necesita de personal de trabajo calificado.
- El sistema es relativamente costoso debido al equipamiento con el que cuenta, y requiere una capacidad mínima de producción para una operación económica. Se utiliza en especies de alto valor comercial.

UNIDADES DE CULTIVO

La unidad para el cultivo, se compone de:

Tanques de cultivo: los cuales son de forma cilíndrico vertical, liso, revestido con resina polimérica reforzada con fibras (FRP), resistente a corrosión y agua

de mar. El fondo presenta una ligera pendiente hacia el centro donde se encuentra el desagüe. Son de color celeste (interior) y blanco (exterior). Las dimensiones son: 1.74 m diámetro interno, 1.80 m diámetro externo, 1.00 m altura de cuerpo. Poseen una capacidad total aproximada de 2.5 m³ y una capacidad efectiva de 1.96 m³. Los tanques cuentan con una entrada de agua de 2" y en la zona central tiene un tubo cribado de 3.5", el cual está conectado al desagüe de 4". Además, cada tanque tiene una piedra difusora de 18 cm de longitud con manguera de aire de silicona de 3/16".

Cobertores de tanques: la estructura de soporte, es un armazón de acero inoxidable de 1.2 m de altura, se fija en las paredes internas del tanque para dar la forma cónica o piramidal deseada con anclajes o soportes tipo uña apoyados sobre el borde superior del tanque. Presenta una cobertura de geomembrana de polietileno de alta densidad (HDPE) de color negro de 0.5 mm de espesor para tanques de fibra de vidrio de 1.80 m Ø, sobre una estructura cónica de acero inoxidable sin elementos que generen oxidación. En la parte lateral se presenta una abertura con un traslape de 30 cm. Largo del cobertor de 2 m (Figura 5).

Sistema de iluminación: consta de un sistema de luces interior con temporizador que permite el encendido y apagado automático con regulación de intensidad. Las luces se encuentran ancladas al soporte de acero inoxidable del cobertor, mediante cables de acero inoxidable (Figura 6). Los cables, la caja de control, las conexiones, la programación y el anclaje se dan según el modelo dado por el usuario.



Figura 5. Parte externa de tanque de cultivo, presentando: geomembrana de color negro y apertura con traslape.

MANTENIMIENTO DE TANQUES

El mantenimiento de los tanques de cultivo es importante debido a que evita el acúmulo de materia orgánica y posibles focos contaminantes para los peces. También permite el buen funcionamiento de los sistemas de cultivo, extendiendo así, el tiempo de vida de materiales y equipos.

El mantenimiento se compone de:

Recambios de agua: dependen de la calidad del agua de mar. Los parámetros de calidad del agua que se registran son: concentración de nitrógeno amoniacal total (NAT), nitrito ($-NO_2$) y nitrato ($-NO_3$). Es indispensable para el cultivo mantener los niveles de seguridad de estos componentes en el agua, valores que excedan los niveles de seguridad de la especie van a requerir recambios de agua desde un 10 a 100%. Concentraciones de amonio equivalentes al 10% del LC_{50} pueden ser seguras para la mayoría de los organismos de cultivo (SPRAGUE 1971). Entre los equipos para la medición de la calidad de agua dentro de los tanques de cultivo se utiliza: un multiparámetro YSI Pro 1020 con sensor ISE pH, sensor de oxígeno disuelto y sensor integrado de temperatura y kits para nitrógeno amoniacal, nitrito, nitrato y dióxido de carbono (LAMOTTE). La conversión de los valores registrados a valores reales de los compuestos se realiza de la siguiente manera:

$NO_2 = \text{nitrógeno nitrito} \times (\text{masa del } NO_2^- / \text{peso atómico del N})$

Factor de corrección = 3.28

$NO_3 = \text{nitrógeno nitrato} \times (\text{masa del } NO_3^- / \text{peso atómico del N})$

Factor de corrección = 4.42

Limpieza y desinfección: La limpieza parcial de los tanques de cultivo se lleva a cabo diariamente durante la mañana. La limpieza interna de los tanques se realiza mediante el uso de esponjas, escobilla o escoba con el fin de eliminar el material orgánico adherido dentro del tanque a las paredes, el tubo cribado central y la entrada de agua. Finalmente, los residuos sólidos (heces y alimento no consumido) se retiran mediante el sifoneo del fondo.

La limpieza total del tanque de cultivo se lleva a cabo una vez al mes previo al muestreo biométrico, para lo cual se realiza el traslado de los peces a tanques de 300 L. Para la desinfección del tanque se utiliza una solución de hipoclorito de sodio (lejía) disuelto en agua a 200 ppm.

La limpieza de los tanques de reserva y las tuberías se programan cada 6 meses, a fin de evitar focos contaminantes en estos, que puedan causar patologías en los peces. Para esto, se procede a realizar la limpieza completa del tanque, para así eliminar toda partícula adherida a las paredes. El cloro es eliminado agregando una concentración de tiosulfato a una proporción 1:0.5 (cloro: tiosulfato), luego se enjuaga con abundante agua dulce y luego agua de mar para eliminar trazas.

Las líneas (tuberías) de agua de mar del reservorio hacia los tanques de cultivo como las líneas del sistema de recirculación se desinfectan con cloro comercial al 5% a una concentración de 10 ppm. La

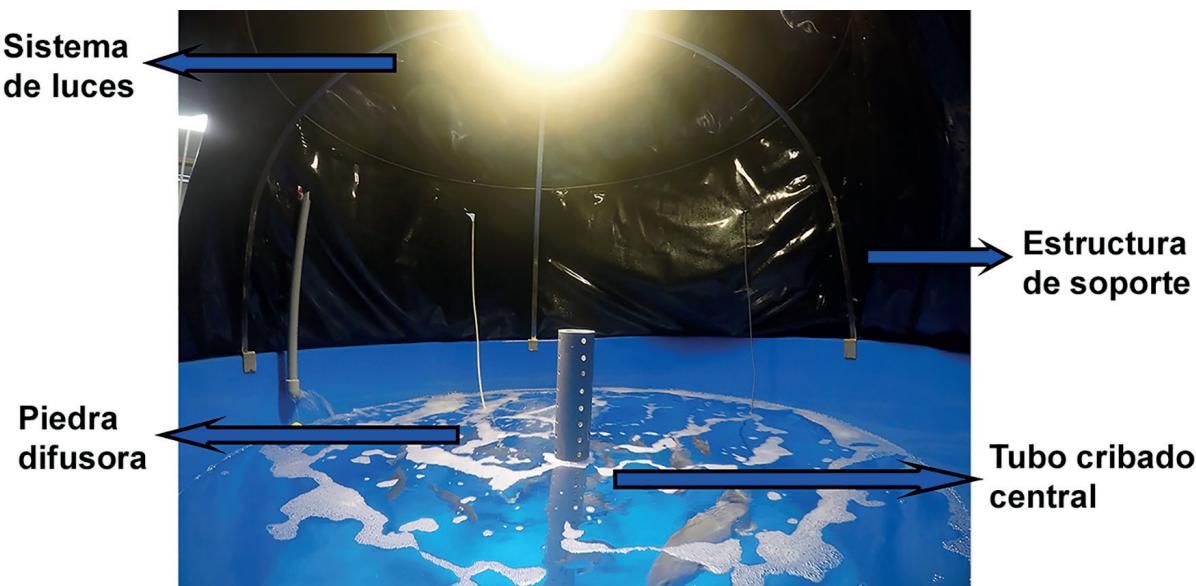


Figura 6. Parte interna del tanque de cultivo, presentando: estructura de soporte de acero inoxidable, tubo cribado central, piedra difusora y sistema de luces interior.

solución de agua clorada se deja reposar por 24 horas en las líneas, luego se enjuaga con agua dulce y tiosulfato a una proporción 1:0.5 (cloro: tiosulfato) para finalmente enjuagar con agua de mar. Todo el proceso de limpieza de las líneas demora 72 horas antes de ingresar agua del tanque reservorio hacia los sistemas de recirculación.

El material de limpieza y de manejo como: esponjas, mallas, mangueras y sifones son específicos por sistema, para así evitar contaminación cruzada entre los tanques de cultivo. El material se desinfecta mediante una solución de cloro a 200 ppm y previa utilización es enjuagado con agua dulce para eliminar trazas del desinfectante.

CONTROL DE ENFERMEDADES

En condiciones de cultivo, los peces disminuyen su capacidad de defensa y son susceptibles a ser infectados con virus, bacterias, hongos y parásitos, que puedan producir trastornos patológicos.

Las condiciones de cultivo que podrían favorecer las infecciones pueden ser: disminución en el contenido de oxígeno disuelto, hacinamiento, elementos tóxicos que influyen en la respuesta inmunológica del pez. Un inadecuado manejo de parámetros fisiocoquímicos como: pH, salinidad, manejo físico, transporte, nutrición, entre otros, también ocasionan estrés en los peces, lo que se manifiesta como mayor susceptibilidad a enfermedades, y eventos

epidémicos ocasionados por organismos oportunistas (AURO y OCAMPO 1999; PASNIK et al. 2010). Por lo tanto, medidas preventivas y el mantenimiento de buenas condiciones de cultivo, con la finalidad de generar un ambiente saludable permitirá un cultivo exitoso.

En *Anisotremus scapularis*, se ha identificado enfermedades como vibriosis, causada por *Vibrio* sp., que se presenta principalmente en la zona ventral y lateral del pez y se manifiesta mediante la aparición de lesiones que liberan exudados sanguinolentos (Figura 7). El tratamiento para curar estas infecciones bacterianas consiste en baños con oxitetraciclina (al 99%) a una concentración de 50 mg/L de agua de mar durante 1 h por un periodo de 3 – 5 días dependiendo de la gravedad de la herida.

Por otro lado, también se ha presentado un copéodo ectoparásito *Metapeniculus antofastensis*, el cual se observa como hilos en los laterales del cuerpo y en las aletas del pez (Figura 8). Estos parásitos se adhieren en la piel de los peces mediante unas ventosas que contienen en la cavidad oral, causando debilitamiento, pérdida del apetito, mal aspecto y finalmente muerte del pez. El tratamiento para eliminar este parásito es mediante baños con formol por 60 minutos durante 3 días. Los primeros dos días la dosis es de 250 ppm de formol en el agua, mientras que el tercer día es de 200 ppm (Tabla 1).



Figura 7. Vibriosis que infecta la piel de *Anisotremus scapularis* en sistemas de recirculación en acuicultura, Perú.

CAPTURA Y TRANSPORTE

Los reproductores son capturados del medio natural utilizando una red denominada “atarraya”, lo que ocasiona un menor daño a los ejemplares. Cuando el transporte es de lugares alejados, se prepara un tanque de 1 m³ tipo DINO equipado con una piedra difusora de aire y un compresor a batería para mantener los niveles de oxígeno del agua mayores a 5 mg/L. Además, se le adiciona 5 mL de acondicionador de agua (AQUASAFE) por cada 40 L de agua de mar para disminuir el estrés de los peces y 100 g de piedras zeolita. La temperatura del tanque se mantiene entre 17 – 19 °C utilizando bolsas de hielo.

Si el transporte es en zonas aledañas, los ejemplares pueden ser transportados en recipientes de 20,

50 o 100 L, además de tener un aireador para mantener el oxígeno (Figura 9). Cuando los peces llegan a las instalaciones del Laboratorio de Cultivo de Peces del IMARPE, son colocados en un tanque de cultivo de 1500 L, en el cual se realizan recambios diarios del 100% con agua esterilizada por radiación ultravioleta (UV). Después de un periodo de cuarentena, los ejemplares se colocan en los tanques que conforman el sistema de recirculación.

MARCAJE

Una vez que los peces se encuentran acondicionados a los sistemas de recirculación se realiza el marcado y determinación del sexo de los individuos. Con la finalidad de facilitar su manejo, los peces se sumergen en baños de solución anestésica de aceite

Tabla 1. Síntomas y tratamientos de las enfermedades más frecuentes en el cultivo de *Anisotremus scapularis* en Sistemas de Recirculación en Acuicultura

Nombre de la enfermedad	Causas y síntomas	Tratamiento
Vibrosis	Infección bacteriana debida a <i>Vibrio</i> sp. Se observan laceraciones en las distintas aletas.	Los baños de antibióticos por 60 minutos son efectivos. Se recomienda aislar al pez y manipular delicadamente a los peces para reducir los daños en la piel.
<i>Metapeniculus antofastensis</i>	Ectoparásitos que infectan la piel de los peces. La mucosa de la piel se observa opaca y se raspan en los bordes de los tanques de cultivo ocasionando mayor herida en la piel.	Baños con formol por tres días seguidos.



Figura 8. *Metapeniculus antofastensis* copépodo que infecta la piel de *Anisotremus scapularis* en sistemas de recirculación en acuicultura, Perú.

de clavo de olor a una concentración de 81 ppm en agua de mar durante 5 minutos. Esta solución anestésica se prepara agregando 3.2 mL de una solución de aceite de clavo diluido en alcohol a 96° (1:1) a 40 L de agua de mar.

El marcaje, se realiza con un chip o marcador electrónico de 7 x 1.35 mm, el cual es colocado intramuscularmente entre la línea lateral y la aleta dorsal. Se desinfecta la zona elegida con iodo povidona y el marcador se inyecta con la ayuda de una jeringa, o en caso contrario se hace un pequeño corte con la ayuda de un bisturí y se introduce suavemente (Figura 10). Para evitar una infección bacteriana producto del marcaje, se realiza en el respectivo tanque de cultivo un baño de antibiótico oxitetraciclina a una concentración de 100 ppm por 24 h.

ALIMENTACIÓN

Los ejemplares adultos colectados se mantienen en ayuno por un periodo de 5 días desde su llegada a las instalaciones del laboratorio, posteriormente se alimentaron *ad libitum* con presas vivas como choros *Semimytilus algosus* que son su alimento en el medio natural. Gradualmente y por un periodo de 15 días este alimento se reemplaza hasta su totalidad por trozos descongelados de anchoveta *Engraulis*

ringens. Adicionalmente, los trozos de anchoveta se pueden complementar con vitaminas, ácidos grasos (omega 3) contenidos en cápsulas de gelatina (Figura 11). La alimentación se suministra 3 veces a la semana en raciones del 4% de su biomasa, entre las 11:00 y 13:00 horas del día, registrando el alimento suministrado y al día posterior el alimento no consumido (Anexo 2).

MUESTREO BIOMÉTRICO

Mensualmente se realizan muestreos biométricos para monitorear el estado físico y de madurez gonadal de los peces. Para ello, los peces se sumergen en baños de solución anestésica de igual modo como se realizó para el marcaje y sexaje. Luego, se registra el peso total (g) utilizando una balanza digital, la longitud total (cm) mediante un ictiómetro (Anexo 3) y posteriormente se realiza la biopsia ovárica o canulación para la evaluación de la madurez gonadal en las hembras y la colecta de semen para la evaluación de la calidad espermática en los machos (Figura 12).

Biopsia ovárica o canulación: consiste en la introducción de una cánula de polietileno de 0.86 mm de diámetro interno y 1.2 mm de diámetro externo por el conducto urogenital y succionando suavemente con una jeringa de 3 mL se obtienen la muestra de ovoci-



Figura 9. Captura y transporte de ejemplares reproductores de chita *Anisotremus scapularis*.



Kit para la marcación electrónica



Ubicación del lugar de inyección



Desinfección



Colocación del chip

Figura 10. Marcaje con chip electrónico de la chita *Anisotremus scapularis*.

tos para determinar el grado de madurez gonadal de las hembras. Este procedimiento se realiza según la metodología descrita por MYLONAS et al. (2010).

Evaluación de la madurez gonadal en las hembras: se realiza evaluando las muestras de ovocitos al microscopio óptico. En base a las características del desarrollo de los ovocitos y tamaño se determinó el estadio de madurez (SÁNCHEZ et al. 2013). Siendo los siguientes estadios I o inmaduro, II en maduración, III maduro y IV desovante.

Colecta de semen: se limpia la zona del poro urogenital con un papel toalla para evitar el contacto de la muestra con el agua de mar. Luego se realiza el stripping o masaje abdominal y se colecta una muestra de semen (LANES et al. 2010) de 10 µL utilizando una micropipeta.

Evaluación de la Calidad espermática: se evalúa dos parámetros, el primero que es la concentración espermática. Para ello, se diluye sucesivamente la muestra de semen en solución salina (1:10, 1:20 y 1:10).

Se contabiliza el número de espermatozoides en 3 campos diferentes de la cámara de Neubauer (por

triplicado), se calcula el promedio y aplica la siguiente fórmula:

$$[\text{Concentración espermática}] \text{ esp/mL} = N * 5 \times 10^8$$

Dónde:

N= promedio del número de espermatozoides.

La motilidad espermática se valora empleando el porcentaje de espermatozoides con desplazamiento progresivo. Se realiza el conteo de espermatozoides motiles y no motiles en las cuadrículas de la cámara de Neubauer.

$$\% \text{ Motilidad} = (\# \text{ Espermatozoides móviles}) / (\# \text{ Espermatozoides totales}) * 100\%$$

INDUCCIÓN A LA MADUREZ GONADAL

Los sistemas de recirculación de chita poseen un sistema de iluminación que permiten simular las condiciones naturales de luz y oscuridad según los datos registrados por la Administración Nacional Oceánica y Atmosférica (NOAA) para la zona de Callao. El régimen de foto – termoperíodo durante los experimentos es mostrado en la Tabla 2. Durante los meses de primavera – verano se obtuvieron los desoves de chita.

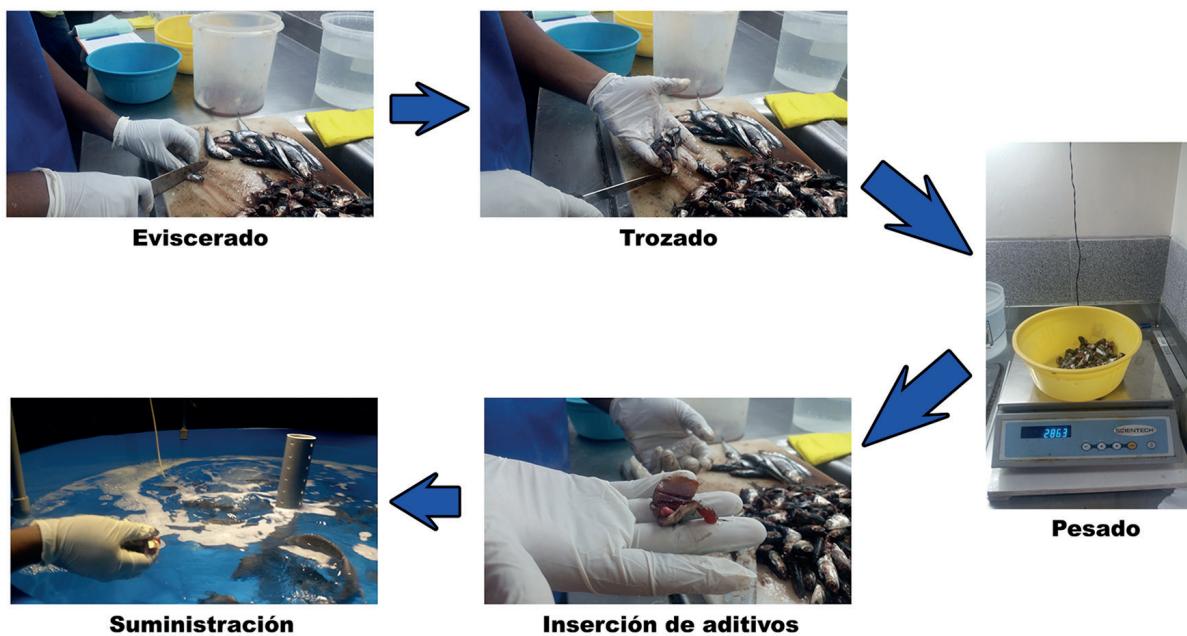


Figura 11. Proceso de alimentación de los reproductores de *Anisotremus scapularis* en condiciones de laboratorio.

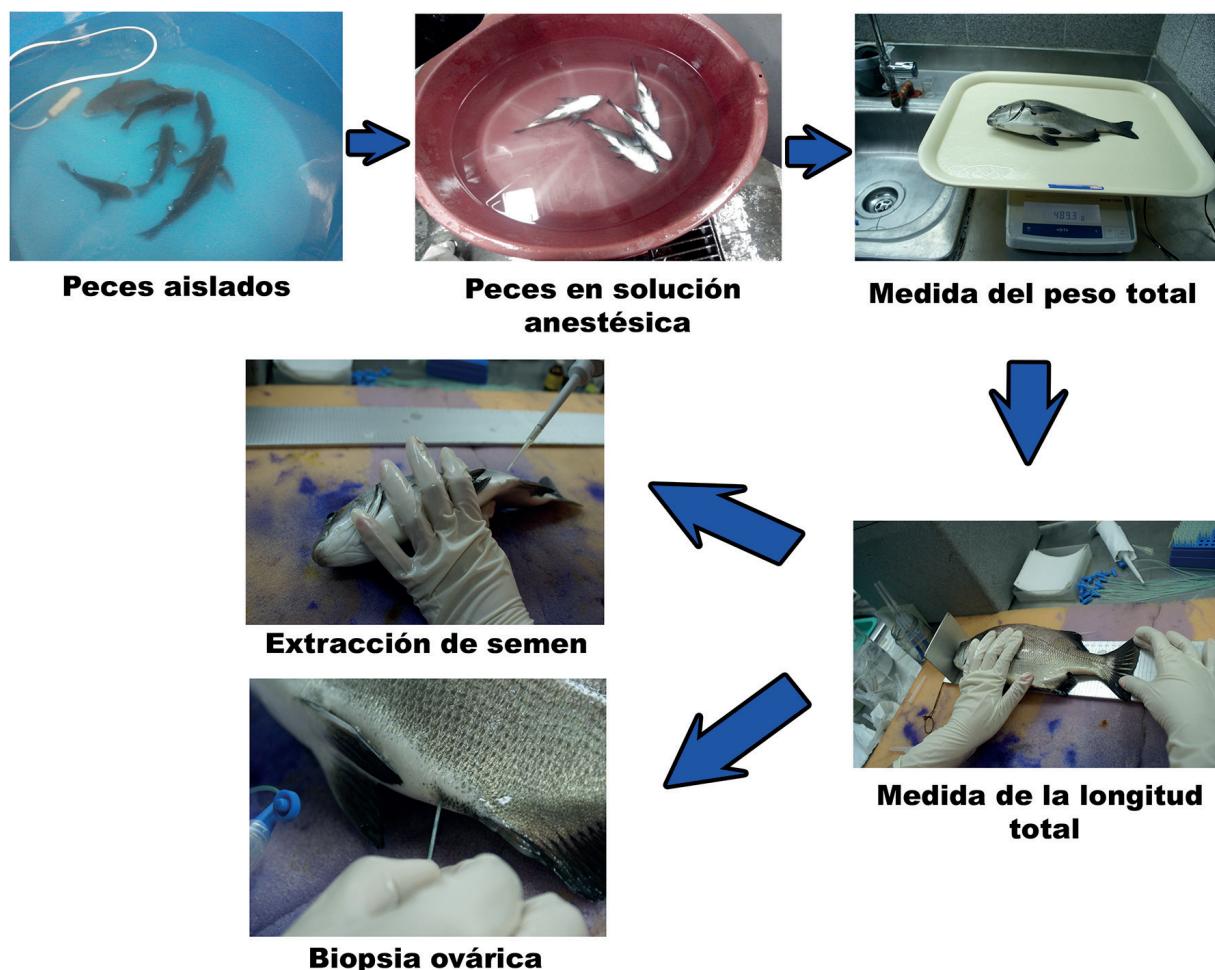


Figura 12. Muestreo biométrico de los reproductores de *Anisotremus scapularis* en condiciones de laboratorio.

COLECTA DE DESOVES

Para la obtención de desoves, se seleccionan hembras maduras que presentan muestras ováricas con una gran proporción de ovocitos maduros y un diámetro promedio mayor a 500 µm, así como machos que presentaron una buena calidad espermática principalmente con una motilidad mayor al 50%. Los individuos seleccionados son colocados en un tanque oval de 1500 L de capacidad con re-cambios diarios del 100% y al cual se le monitorea los parámetros de temperatura, oxígeno disuelto y pH.

Los desoves de chita ocurren de forma espontánea en el tanque. Los huevos se colectan utilizando una malla o tamiz de 500 µm y se trasvasan a un balde

de 20 L, para que ocurra la separación de los huevos viables (huevos flotantes). Posteriormente, son recuperados en un tamiz de 500 µm, desinfectados con iodo al 0.005% y finalmente sembrados en un tanque de 300 L para su incubación y cultivo a 19 °C (Figura 13).

La calidad del desove se evalúa mediante los parámetros de porcentaje de eclosión y el índice de supervivencia larval (ISL). El porcentaje de eclosión se calcula, incubando 50 huevos por triplicado en vasos de precipitado (500 ó 1000 mL) y se hace un conteo del número larvas eclosionadas a las 48 h. Posteriormente, para calcular el ISL se seleccionan 30 larvas por triplicado se siembran en los mismo envases y diariamente se cuantifica el número de larvas muertas y en base a dichos datos se calcula

Tabla 2. Foto-termo periodo para reproductores de chita *Anisotremus scapularis*

	ENE	FEB	MAR	ABR	MAY	JUN	JUL	AGO	SET	OCT	NOV	DIC
Temp (°C)	17	17	17	17	16	16	15	15	16	16	16	16
HL (h)	13:00	13:00	12:30	12:00	11:30	11:30	11:00	11:00	11:30	12:00	12:30	12:45
amanece	05:30	05:30	05:45	06:00	05:45	05:45	05:45	06:00	06:00	05:45	05:45	05:45
anochece	18:30	18:30	18:15	18:00	17:15	17:15	16:45	16:45	17:00	17:30	17:45	18:15



Figura 13. Colecta y desinfección de huevos.

la mortalidad acumulada al tercer día (ARISTIZABAL et al. 2009). Además, en cada desove se registran los parámetros como tamaño del huevo, gota oleosa y tamaño de larva recién eclosionada mediante un microscopio óptico, con una cámara digital incorporada y el programa de imágenes LAS versión 4.3.

AGRADECIMIENTOS

El presente trabajo de investigación fue financiado como parte del Programa Presupuestal – PP N° 0094 Ordenamiento y Desarrollo de la Acuicultura con el proyecto “Acondicionamiento y Reproducción de Chita y Cabrilla”. Asimismo, se agradece la colaboración del Laboratorio de Patobiología Acuática del Imarpe, por el procesamiento y revisión de muestras para el control de enfermedades.

REFERENCIAS

- ARISTIZABAL E, SUÁREZ J, VEGA A, BARGAS R. 2009. Egg and larval quality assessment in the Argentinean red porgy (*Pagrus pagrus*). Aquaculture, 287(3): 329 – 334.
- AURO A, OCAMPO L. 1999. Diagnóstico del estrés en peces. Veterinaria México, 30(4), 337-344.
- AVILÉS A. 2000. Cultivo de Peces Marinos. En: SEMARNAP. Estado de salud de la acuacultura. Compil. México: Secretaría de Medio Ambiente, Recursos Naturales y Pesca, 2000, Cap. XV, 1-16pp.
- CHERO J, CRUCES C, IANNACONE J, SAEZ G, ALVARIÑO L. 2014. Helminth parasites of *Anisotremus scapularis* (tchudi, 1846) (perciformes: haemulidae) "Peruvian grunt" acquired at the fishing terminal of Villa María del Triunfo, Lima, Perú. Neotrop. Helminthol. 8(2):411-428.
- CHIRICHIGNO N, VELEZ J. 1998. Clave para identificar los peces marinos del Perú. Publicación Especial. Informe Instituto del Mar del Perú. 496p.
- CHIRICHIGNO N, CORNEJO URM. 2001. Catálogo comentado de los peces marinos del Perú. Instituto del Mar del Perú. Publicación Especial. Abril 2001. Callao, Perú. Instituto del Mar del Perú. 314 p.
- FAO (FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION). 2014. The state of world fisheries and aquaculture (SOFIA) 2014. Fisheries and Aquaculture Department. Rome, 226 pp.
- FAO (FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION). 2016. The state of world fisheries and aquaculture (SOFIA) 2016. Fisheries and Aquaculture Department. Rome, 226 pp.
- HILDEBRAND SF. 1946. A descriptive catalog of the shore fishes of Peru. Bull. U.S. Nat. Mus., 189:1-530.
- IANNACONE J, ALVARIÑO 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. Neotropical Helminthol, 6(2): 277-285.
- IMARPE. 2015. Desembarque de Chita *Anisotremus scapularis*. Oficina de Pesca Artesanal (Sistema de Captación de Información de Captura y Esfuerzo de la Pesca Artesanal).
- LANES CFC, OKAMOTO MH, BIANCHINI A, MARINS LF, SAMPAIO LA. 2010. Sperm quality of Brazilian flounder *Paralichthys orbignyanus* throughout the reproductive season. Aquaculture Research 41(9): 199-207.
- LAZUR AM, GOLDMAN J, SEMMENS KJ, TIMMONS MB. 2003. Land-based Aquaculture Production Systems, Engineering, and Technology: Opportunities and Needs. Northeastern Regional Aquaculture Center. Publication No. 03-002. 17 pp.
- LOSORDO TM, MASSER MR, RAKOCY J. 1998. Recirculating Aquaculture Tank Production Systems: An Overview of Critical Considerations. Southern Regional Aquaculture Center. Publication No. 451. 6 pp.
- MYLONAS C, FOSTIER A, ZANUY S. 2010. Broodstock management and hormonal manipulation of fish reproduction. General and comparative endocrinology 165(3): 516 – 534.
- PIEDRAHITA RH. 2005. Sistemas de recirculación en acuacultura. En: Curso-Taller de Recirculación de Agua Aplicado al Cultivo de Moluscos. Universidad Católica del Norte. Coquimbo Chile. 150pp.
- PASNIK D, EVANS J, KLESIUS P. 2010. Stress in fish. En: Roberts H, ed. Fundamentals of ornamental fish. 1^a ed. Iowa: Wiley – Blackwell Publishing.p 33-34.
- PRODUCE. 2012. Programa Nacional de Ciencia, Desarrollo Tecnológico e Innovación en Acuicultura (C+DT+i) 2013 – 2021. Despacho Viceministerial de Pesquería - Ministerio de la Producción (PRODUCE).
- SÁNCHEZ J, PEREA A, BUITRÓN B, ROMERO L. 2013. Escala de madurez gonadal del jurel *Trachurus murphyi* Nichols 1920. Revista Peruana de Biología 20(1): 35 – 44.
- SPRAGUE JB. 1971. Measurement of pollutant toxicity to fish-III. Sublethal effects and safe concentration. Water Research, 5(6): 245-266.
- TIMMONS MB, EBELING JM, WHEATON FW, SUMMERFELT ST, VINCI BJ. 2002. Recirculating Aquaculture Systems, 2nd edition. Northeastern Regional Aquaculture Center. Publication No. 01-002. Cayuga Aqua Ventures. Ithaca, NY. 769 pp.
- VARGAS M, FUENTES P, HERNÁEZ P, OLIVARES A, ROJAS P. 1999. Relaciones tróficas de cinco peces costeros comunes en el área submareal del norte de Chile (20°11' -20°20' S). Revista de Biología Tropical 47(3): 601-604.

Anexo 1. Formato de parámetros de calidad del agua.

Anexo 2. Formato de ficha de alimentación.

Anexo 3. Formato de muestreo biométrico.

