

INSTITUTO DEL MAR DEL PERÚ



INFORME

ISSN 0378-7702

Volumen 45, Número 2



Abril - Junio 2018
Callao, Perú



MANUAL PARA ACONDICIONAMIENTO Y REPRODUCCIÓN DE CHITA *Anisotremus scapularis*

MANUAL FOR PERUVIAN GRUNT *Anisotremus scapularis* CONDITIONING AND REPRODUCTION

Lili Carrera¹

Lucas Orihuela

Noemí Cota

Eduardo Silva

Joel Linares

Angélica Castro
Melissa Montes

RESUMEN

CARRERA L, COTA N, LINARES J, CASTRO A, ORIHUELA L, SILVA E, MONTES M. 2018. Manual para acondicionamiento y reproducción de chita *Anisotremus scapularis*. *Inf Inst Mar Perú*. 45(2): 263-276.- 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, ORIHUELA L, SILVA E, MONTES M. 2018. Manual for Peruvian grunt *Anisotremus scapularis* conditioning and reproduction. *Inf Inst Mar Peru*. 45(2): 263-276.- This manual is based on the experience and results obtained between 2013 and 2016 at the IMARPE Fish Cultivation Laboratory. It details procedures for seawater recirculation systems and characteristics of the handling and maintenance of laboratory specimens. In addition, the protocols for reproduction and other aspects such as pathologies observed during cultivation are explained.

KEYWORDS: Peruvian grunt, conditioning, reproduction, cultivation, spawn

1. 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) (Fig. 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 los 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 acuicultura 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.

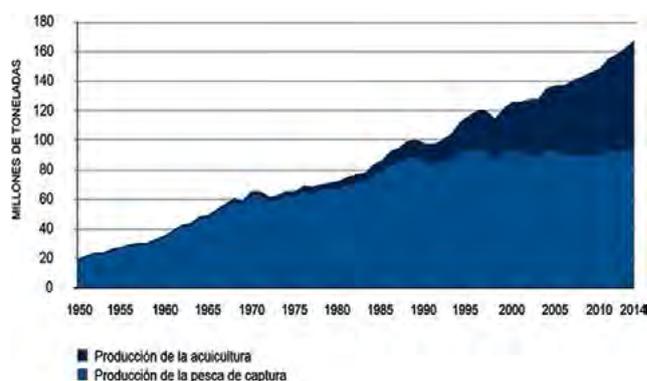


Figura 1.- Producción mundial de la pesca y acuicultura (FAO 2016)

¹ Laboratorio de Cultivo de Peces; Área Funcional de Investigaciones en Acuicultura; Dirección General de Investigaciones en Acuicultura; Instituto del Mar del Perú, lcarrera@imarpe.gob.pe.

Es así que, 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), señalan que la acuicultura peruana actualmente se encuentra orientada principalmente a la producción de cuatro especies: langostino (*Penaeus vannamei* Boone), concha de abanico (*Argopecten purpuratus* (Lamarck)), trucha (*Oncorhynchus mykiss* (Walbaum)) y tilapia (*Oreochromis niloticus* (Linnaeus)). Pero también, en estos documentos se establece 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 está basado en la experiencia y resultados obtenidos entre el 2013 y 2016 en el Laboratorio de Cultivo de Peces del IMARPE con esta especie.

GENERALIDADES

Anisotremus scapularis (Tschudi), 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 Manta (Ecuador) a Antofagasta, Isla Cocos (Chile) (Fig. 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) jugando 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 (IMARPE² 2015) (Fig. 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
- Especie: *Anisotremus scapularis* (Tschudi, 1846)

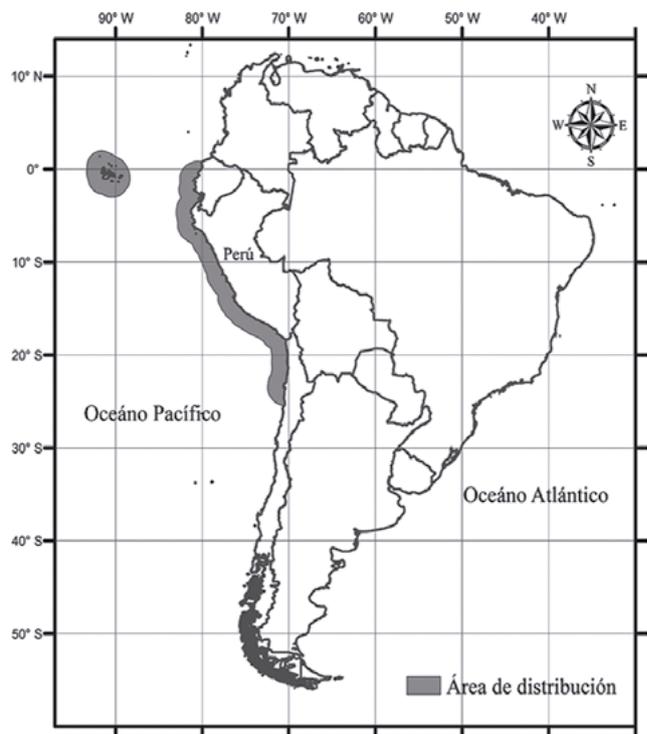


Figura 2.- Mapa de distribución de chita *Anisotremus scapularis*

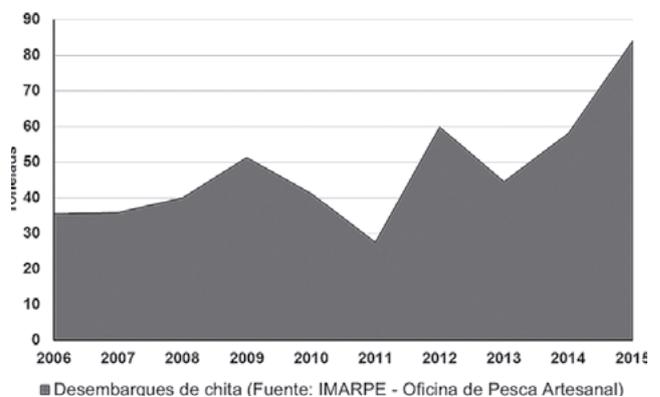


Figura 3.- Desembarque de chita *Anisotremus scapularis* 2006 - 2015

2 IMARPE. 2015. Desembarque de Chita *Anisotremus scapularis*. Oficina de Pesca Artesanal (Sistema de Captación de Información de Captura y Esfuerzo de la Pesca Artesanal)

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).

ACONDICIONAMIENTO Y CULTIVO

Sistema de recirculación

Según PIEDRAHITA (2005) un sistema de recirculación es aquel en el que 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/u oxigenación:** la falta de oxígeno es la primera limitante en la calidad del agua dentro de un sistema. Por lo tanto, la aireación y oxigenación es 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 amoníaco 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 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 (Fig. 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
- Control de la biomasa de peces con la posibilidad de incrementar la densidad en los cultivos
- Posibilidad de realizar repoblamiento en zonas en donde la presencia de una especie ha disminuido
- 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)

Como desventajas:

- El sistema es relativamente de tecnología avanzada, y requiere de una fuente de alimentación de soporte. Se requiere de un generador de energía de emergencia y un sistema de seguridad que esté operativo en cualquier momento

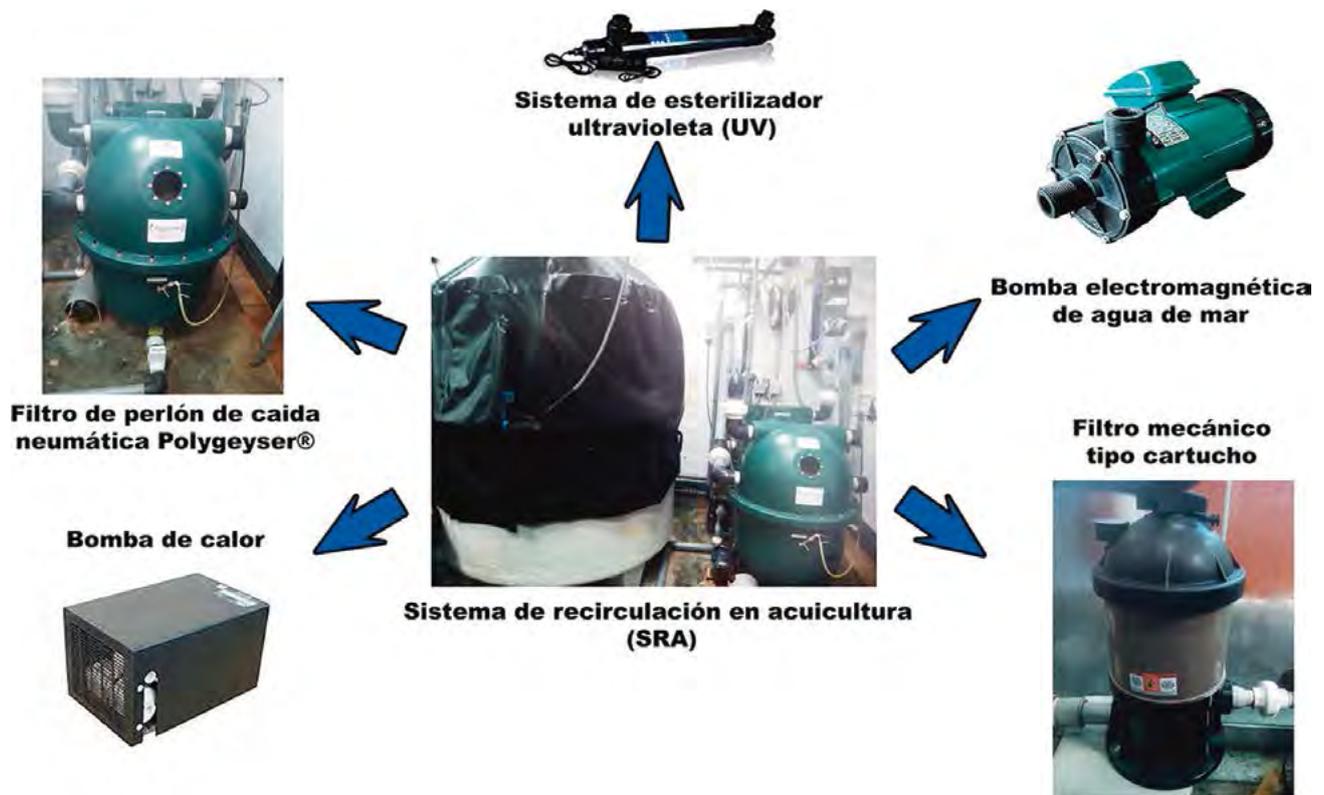


Figura 4.- Sistema de recirculación de agua de mar y componentes

- El sistema requiere una competencia especial y necesita de personal de trabajo calificado
- El sistema es relativamente costoso debido al equipamiento que demanda y necesita 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 tiene 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 y 1,00 m altura de cuerpo. La capacidad total es de 2,5 m³ y capacidad efectiva de 1,96 m³.

Los tanques cuentan con una entrada de agua de 2" y en la zona central se coloca 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 la estructura cónica de acero inoxidable, sin elementos que generen oxidación. En la parte lateral se encuentra una abertura con un traslape de 30 cm. Largo del cobertor de 2 m (Fig. 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 (Fig. 6).



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

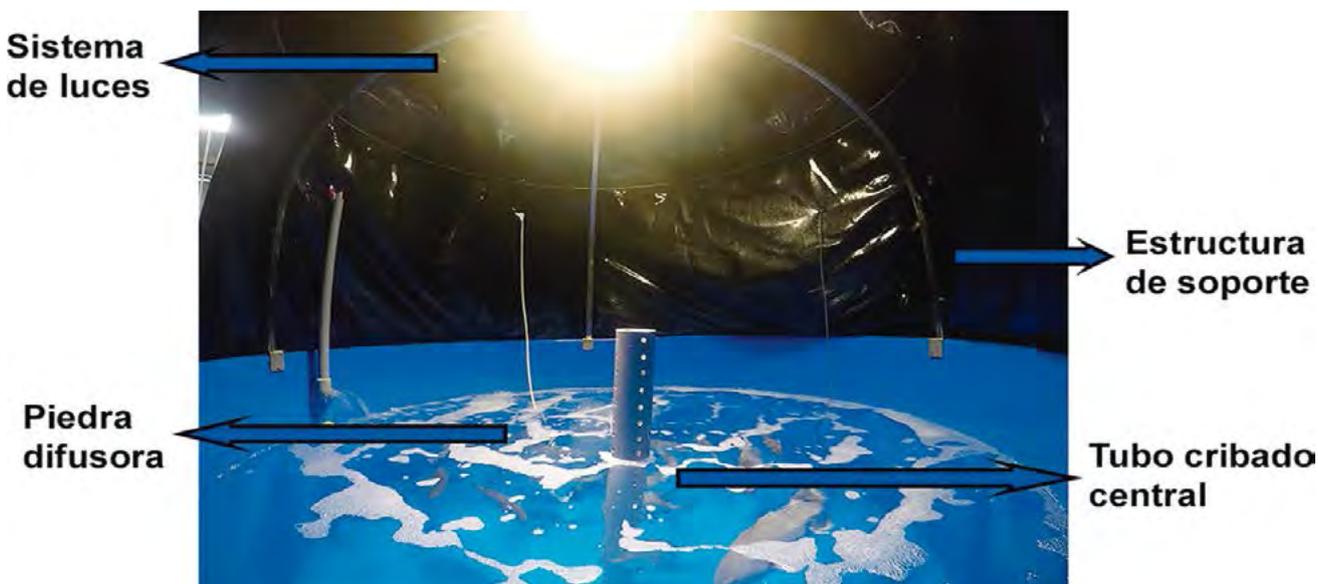


Figura 6.- Parte interna del tanque de cultivo, se observa la estructura de soporte de acero inoxidable, tubo cribado central, piedra difusora y sistema de luces interior

Mantenimiento de tanques

El mantenimiento de los tanques de cultivo es importante para evitar 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

amoniaco 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).

Los equipos para la medición de la calidad de agua dentro de los tanques de cultivo que se utilizan son un multiparámetro YSI Pro 1020 con sensor ISE pH, sensor de oxígeno disuelto,

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:

$\text{NO}_2 =$ nitrógeno nitrito \times (masa del NO_2 -/peso atómico del N)

Factor de corrección = 3,28

$\text{NO}_3 =$ nitrógeno nitrato \times (masa del NO_3 -/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 a las paredes dentro del tanque, al tubo cribado céntrico 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), 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 y las líneas del sistema de recirculación se desinfectan con cloro comercial al 5% a concentración de 10 ppm.

La solución de agua clorada se deja reposar por 24 horas en las líneas, 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 es específico por sistema, para evitar contaminación cruzada entre 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 fisicoquímicos 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 (Fig. 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 copépodo ectoparásito, *Metapeniculus antofagastiensis* Castro-Romero y Baeza-Kuroki, que se observa como hilos a los lados del cuerpo y en las aletas del pez (Fig. 8).

Tabla 1.- Síntomas y tratamientos de las enfermedades más frecuentes en el cultivo de *Anisotremus scapularis* en sistemas de recirculación, acuicultura

Nombre de la enfermedad	Causas y síntomas	Tratamiento
Vibriosis	Infección bacteriana por <i>Vibrio</i> sp. Se observan laceraciones en las aletas	Baños de antibióticos por 60 minutos. Se recomienda aislar el pez y manipular delicadamente para reducir los daños a la piel
<i>Metapeniculus antofagastiensis</i>	Ectoparásitos que infectan la piel. La mucosa de la piel se observa opaca, los animales se raspan en las paredes de los taques ocasionando heridas en la piel	Baños con formol 3 días seguidos

Figura 7.- Vibriosis que infecta la piel de *Anisotremus scapularis* en sistemas de recirculación en acuicultura, PerúFigura 8.- *Metapeniculus antofagastiensis* Castro-Romero y Baeza-Kuroki, copépodo que infecta la piel de *Anisotremus scapularis* en sistemas de recirculación en acuicultura, Perú

Estos parásitos se adhieren en la piel de los peces mediante ventosas que contienen en la cavidad oral, causando debilitamiento, pérdida del apetito, mal aspecto y finalmente muerte del pez.

El parásito se elimina 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).

Captura y transporte

Los reproductores son capturados del medio natural utilizando una red denominada "atarraya", que ocasiona menor daño a los ejemplares. Cuando el transporte es de lugares alejados, se prepara un tanque de 1 m³ tipo DINO equipado con piedra difusora de aire y 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 trasladados en recipientes de 20, 50 o 100 L, además de tener un aireador para mantener el oxígeno (Fig. 9). Cuando los peces llegan a las instalaciones del Laboratorio de Cultivo, 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 marcaje 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 de clavo de olor a 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, que es colocado intramuscularmente entre la línea lateral y la aleta dorsal. Se desinfecta la zona elegida con yodo povidona y el marcador se inyecta con la ayuda de una jeringa, o en caso contrario se hace

un pequeño corte con un bisturí y se introduce suavemente (Fig. 10). Para evitar infección bacteriana, producto del marcaje, en el tanque de cultivo se realiza un baño de antibiótico oxitetraciclina a una concentración de 100 ppm por 24 h.



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

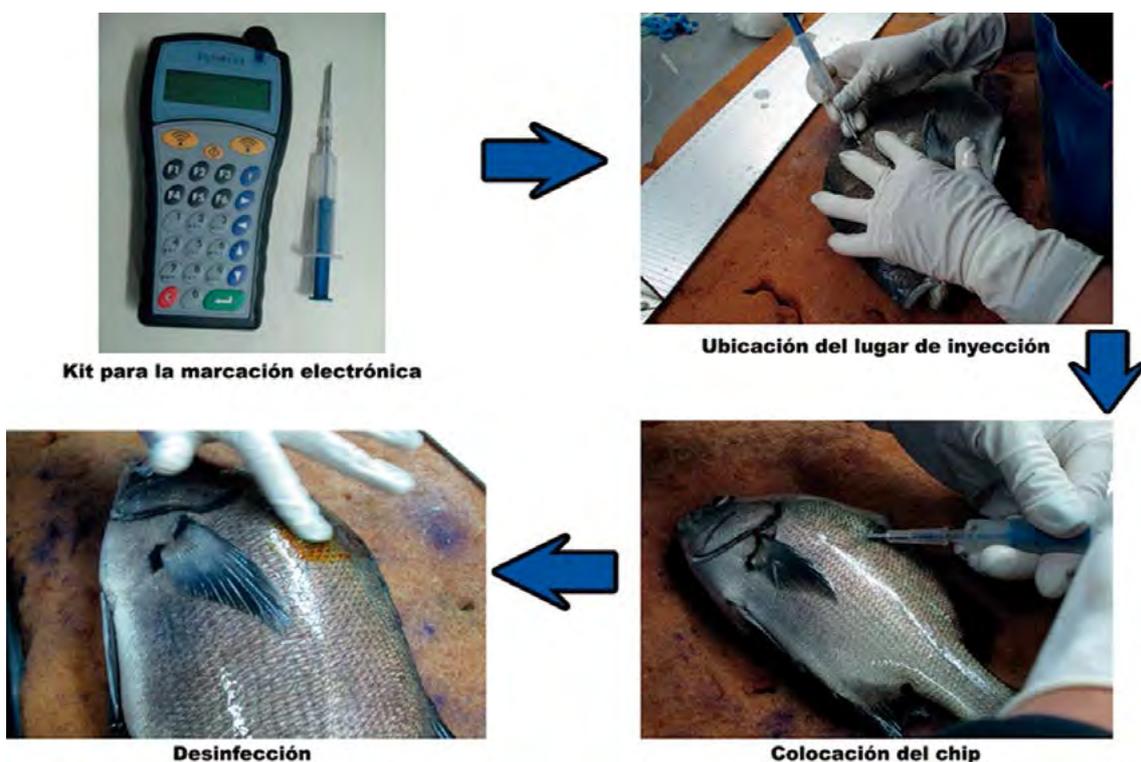


Figura 10.- Marcaje con chip electrónico de la chita *Anisotremus scapularis*

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 alimentan *ad libitum* con presas vivas como choros *Semimytilus algosus* (Gould), que es 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* Jenyns. Adicionalmente, los trozos de anchoveta se pueden complementar con vitaminas, ácidos grasos (omega 3) contenidos en cápsulas de gelatina (Fig. 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 la misma manera 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 verificar la calidad espermática en los machos (Fig. 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 obtiene la muestra de ovocitos 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 revisando las muestras de ovocitos al microscopio óptico. En base a las características del desarrollo y tamaño de los ovocitos se determina el estadio de madurez (SÁNCHEZ *et al.* 2013).

Los estadios establecidos son: 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 μ L utilizando una micropipeta.

Evaluación de la calidad espermática: se evalúan 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:

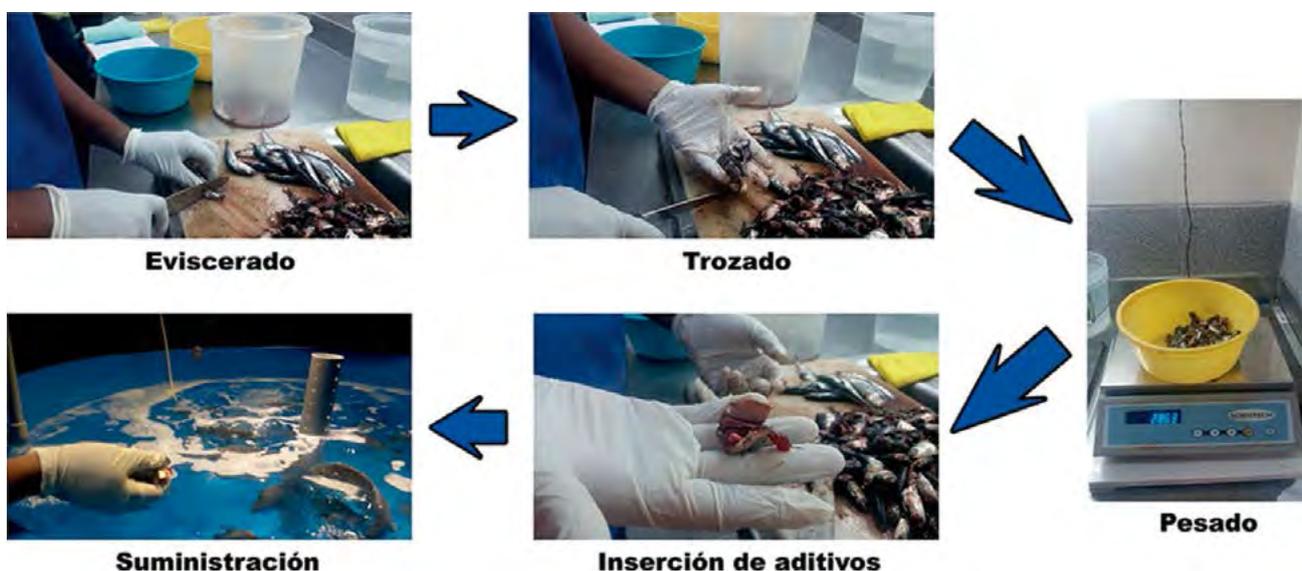


Figura 11.- Proceso de alimentación de los reproductores de *Anisotremus scapularis* en condiciones de laboratorio

[Concentración espermática] esp/mL = N * 5×10⁸

Dónde:

N= promedio del número de espermatozoides.

El segundo parámetros es la motilidad espermática que 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.

% Motilidad = (# Espermatozoides mótiles) / (# 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 - termoperiodo durante los experimentos es mostrado en la Tabla 2. Durante los meses de primavera - verano se obtuvieron los desoves de chita.

Tabla 2.- Foto-termoperiodo 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	17:00	17:30	17:45	18:15	18:30

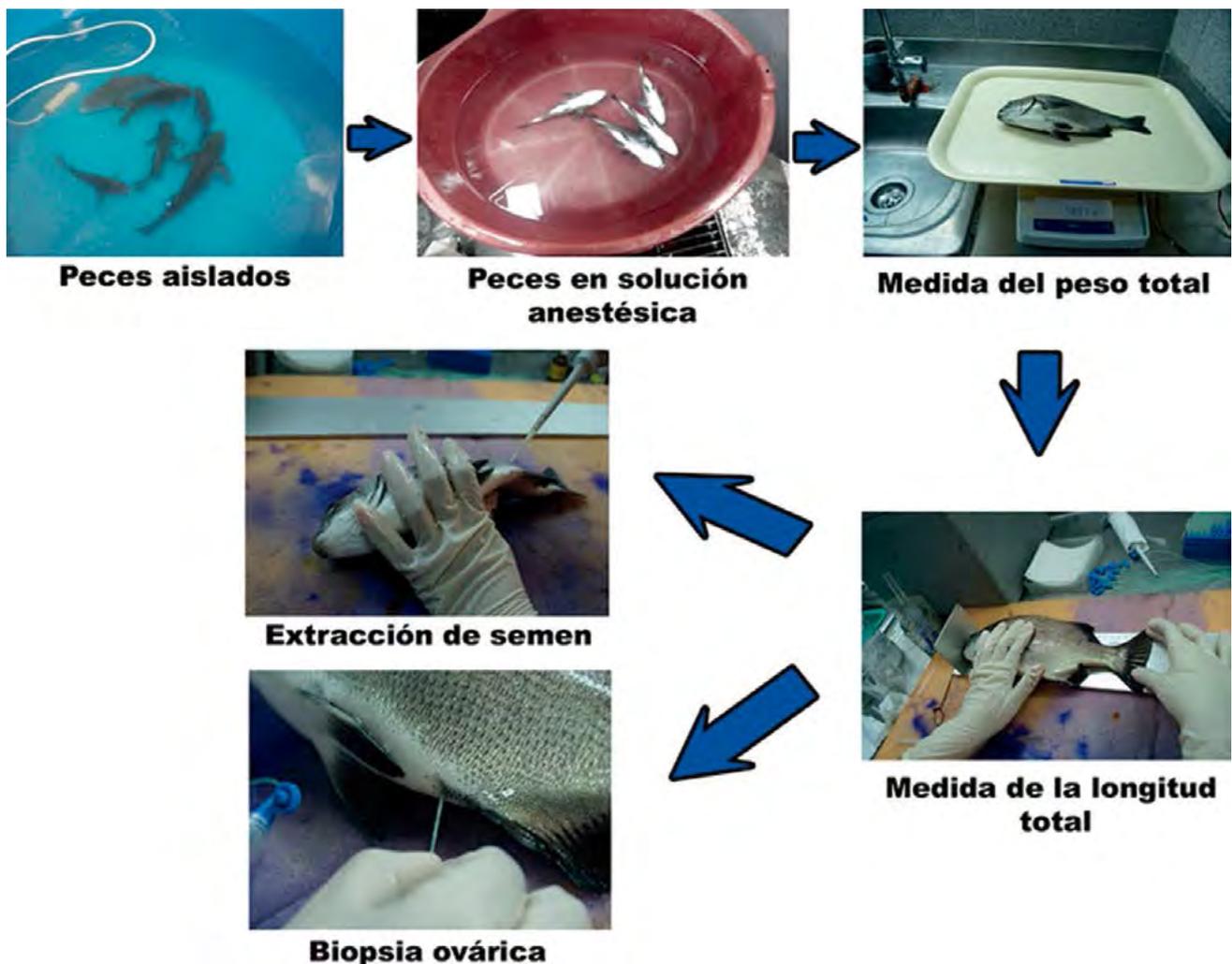


Figura 12.- Muestreo biométrico de los reproductores de *Anisotremus scapularis* en condiciones de laboratorio

Recolección de desoves

Para la obtención de desoves, se seleccionan hembras maduras que presenten muestras ováricas con gran proporción de ovocitos maduros y diámetro promedio mayor a 500 µm, así como machos que presenten buena calidad espermática principalmente con motilidad mayor al 50%.

Los individuos seleccionados son colocados en un tanque oval de 1500 L de capacidad con recambios 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 (Fig. 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 o 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 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

Este 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.



Figura 13.- Recolección y desinfección de huevos

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 acuicultura. Compil. México: Secretaría de Medio Ambiente, Recursos Naturales y Pesca. Cap. XV: 1-16 pp.
- CHERO J, CRUCES C, IANNAONE J, SAEZ G, ALVARIÑO L. 2014. Helminth parasites of *Anisotremus scapularis* (Tschudi, 1846) (Perciformes: Haemulidae) “Peruvian grunt” acquired at the fishing terminal of Villa Maria del Triunfo, Lima, Perú. *Neotrop. Helminthol.* 8(2): 411-428.
- CHIRICHIGNO N, VÉLEZ J. 1998. Clave para identificar los peces marinos del Perú. *Publicación Especial. Informe Instituto del Mar del Perú*. 496 p.
- CHIRICHIGNO N, CORNEJO R. 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). Fisheries and Aquaculture Department. Rome. 226 p.
- FAO (Food and Agriculture Organization). 2016. The state of world fisheries and aquaculture (SOFIA). Fisheries and Aquaculture Department. Rome. 226 p.
- HILDEBRAND S F. 1946. A descriptive catalog of the shore fishes of Peru. *Bull. U.S. Nat. Mus.* 189: 1-530.
- IANNAONE 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.
- LANES C F C, OKAMOTO M H, BIANCHINI A, MARINS L F, SAMPAIO L A. 2010. Sperm quality of Brazilian flounder *Paralichthys orbignyanus* throughout the reproductive season. *Aquaculture Research*. 41(9): 199-207.
- LAZUR A M, GOLDMAN J, SEMMENS K J, TIMMONS M B. 2003. Land-based Aquaculture Production Systems, Engineering, and Technology: Opportunities and Needs. Northeastern Regional Aquaculture Center. Publication No. 03-002. 17 pp.
- LOSORDO T M, MASSER M R, 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 R H. 2005. Sistemas de recirculación en acuicultura. En: Curso-Taller de Recirculación de Agua Aplicado al Cultivo de Moluscos. Universidad Católica del Norte. Coquimbo Chile. 150pp.
- PASNIK D, EVANS J, KLESIOUS P. 2010. Stress in fish. En: Roberts H, ed. *Fundamentals of ornamental fish*. 1^a ed. Iowa: Wiley – Blackwell Publishing. 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 J B. 1971. Measurement of pollutant toxicity to fish-III. Sublethal effects and safe concentration. *Water Research*. 5(6): 245-266.
- TIMMONS M B, EBELING J M, WHEATON F W, SUMMERFELT S T, VINCI B J. 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'S-20°20'S). *Revista de Biología Tropical* 47(3): 601-604.

