



**CENIACUA**

# MANUAL DE CAPTURA Y MANEJO DE COBIA CON FINES REPRODUCTIVOS

**Mendoza – Rivera M.S, Martínez –Pardo X., Rojas J.A.\*  
Sierra de la Rosa J.F., Suárez C.A.**



Libertad y Orden

Departamento Administrativo de  
Ciencia, Tecnología e Innovación

**Colciencias**

República de Colombia

**ANTILLANA**



**Corporación Centro de Investigación  
de la Acuicultura de Colombia –  
CENIACUA**

Cra. 9B No. 113 – 60. Bogotá D.C.  
Tel: (1) 6121466  
[www.ceniagua.org](http://www.ceniagua.org)

**Director Ejecutivo**

Jorge Mario Díaz Luengas

**Director Sede Cartagena**

Carlos Andrés Suárez Navarrete

**Directora Científica**

Marcela Salazar Vallejo

**Director Sanidad**

Fernando Aranguren

**Director Genética**

Carlos Eduardo Pulgarín

**Directora Diversificación**

Mabel S. Mendoza Rivera

Bogotá, 2012

**Grupo de Investigación  
Diversificación**

Ximena Martínez Pardo  
Juan Felipe Sierra de la Rosa

**Asistentes de Investigación**

Vicente Micolta  
Carlos Julio Rivera  
Erlis González  
Roger Benítez

**Entidad de Investigación y  
Ejecutora:**

Corporación Centro de  
Investigación de la  
Acuicultura – CENIACUA

**Entidad del Sector Productivo**

C.I. Antillana

**Entidad Financiadora**

Departamento Administrativo  
de Ciencia, Tecnología e  
Innovación - COLCIENCIAS

Esta publicación es producto del proyecto de investigación titulado "Implementación en condiciones locales del paquete tecnológico para maduración, desove, larvicultura y alevinaje de la Cobia", el cual hace parte del Programa Implementación del cultivo de la Cobia (*Rachycentron canadum*) en el Caribe colombiano, con el apoyo financiero del Departamento Administrativo de Ciencia, Tecnología e Innovación COLCIENCIAS (código 6507-403-20577) y la colaboración de C.I. Antillana S.A.

Fotografías tomadas por los investigadores

Fotografía portada: Jaime A. Rojas

Todos los derechos reservados, prohibida la reproducción total o parcial, incluyendo cualquier medio electrónico o magnético, con fines comerciales. Esta publicación es de divulgación científica y para fines de investigación.

Cítese como:

Mendoza – Rivera M.S., Martínez – Pardo X., Rojas J.A. \*,  
Sierra de la Rosa J.F., Suárez C.A. 2012. Manual de  
captura y manejo de cobia con fines reproductivos.  
Bogotá. 27 pág.

## PRESENTACIÓN

La acuicultura en general, y particularmente la maricultura, se están consolidando como actividades productivas de gran potencial como fuentes de producción de proteína animal de excelente calidad. Como consecuencia del evidente estancamiento del volumen de capturas provenientes de la pesca, la acuicultura marina es la opción más viable para responder a la creciente demanda por este tipo de productos.

Siempre hemos escuchado que a pesar de su privilegiada ubicación geográfica, Colombia no aprovecha eficientemente su enorme potencial marino. Sin embargo, el esfuerzo conjunto del estado, el sector privado y la comunidad científica están mostrando que hay opciones válidas de aprovechamiento de dicho potencial.

Desde el año 2007 la empresa C.I. Antillana S.A., la Corporación Centro de Investigación de la Acuicultura de Colombia, CENIACUA y el Centro de Investigaciones, Educación y Recreación – CEINER han capitalizado sus capacidades empresariales y científicas para hacer realidad el primer proyecto productivo a escala comercial de acuicultura marina alejada de la costa (“off-shore”) en Colombia. Gracias a las sinergias creadas en torno a esta iniciativa, el país está acumulando una valiosa experiencia en este tipo de acuicultura y sus resultados son actualmente reconocidos a nivel internacional.

Este manual refleja la rigurosidad científica, la visión emprendedora y el compromiso de empresarios e investigadores por aprovechar nuestro recurso marino. La recopilación de estos protocolos se constituye en una valiosa herramienta para la divulgación del conocimiento adquirido durante la ejecución del proyecto mencionado.

Con estos productos, CENIACUA reafirma su compromiso por contribuir al fortalecimiento de las capacidades científicas y tecnológicas y a la consolidación de nuevos emprendimientos orientados al desarrollo de la maricultura en Colombia.

**Jorge Mario Díaz L.**  
**Director Ejecutivo**

## **AGRADECIMIENTOS**

Los autores expresan sus más sinceros agradecimientos a Martín Echavarría, Gilbert Thiriez y Diego Ardila de C.I.ANTILLANA.

A Rafael Vieira, Jaime Rojas y Paola Pinzón del Centro de Investigaciones, Educación y Recreación – CEINER, por su sinergia y colaboración permanente.

Al grupo de investigadores de la Universidad de Miami liderados por Daniel Benetti, particularmente a Bruno Sardenberg y Aaron Welch III, por su capacitación y acompañamiento durante todo el proceso.

Al personal científico, administrativo, operativo y pasantes de CENIACUA.

## Contenido

PRESENTACIÓN.....	3
AGRADECIMIENTOS.....	4
1. Captura de ejemplares .....	8
1.1. Consideraciones previas.....	8
1.2. Caladeros de Pesca.....	8
1.3. Artes de pesca en el medio natural.....	9
2. Transporte al Laboratorio .....	11
3. Ingreso de ejemplares al laboratorio .....	14
4. Manipulación en condiciones de cautiverio .....	20
5. Manipulación en condiciones de semi cautiverio .....	22
6. Alimentación .....	26
BIBLIOGRAFÍA.....	27

## Lista de Figuras

Figura 1. Jaula flotante para el acopio de ejemplares silvestres capturados con línea de mano en Rincón del Mar – Sucre

Figura 2. Faena de pesca usando red de cerco en el Cabo de la Vela – Guajira

Figura 3. Tanque de transporte acuático

Figura 4. Tanque de transporte terrestre

Figura 5. Tanque de sedación de los ejemplares con oxígeno suplementario

Figura 6. Inyección de oxitetraciclina en el dorso

Figura 7. Canulación en un ejemplar de cobia

Figura 8. Protocolo de ingreso de ejemplares de cobia al laboratorio

Figura 9. Manipulación de ejemplares en condiciones de cautiverio A. Tanque de reproductores B. Preparación del trasmallo C. Captura con el trasmallo D. Tanques de observación o tratamiento

Figura 10. Encierros de reproductores y tanques de desove en condiciones de semi cautiverio (Fuente: CEINER)

Figura 11. Canulación de un ejemplar adulto para determinar el sexo (Fuente: CEINER)

Figura 12. Introducción del chip digital en el dorso y verificación con el lector del código en el reproductor (Fuente: CEINER)

Figura 13. A. Detalle de los encierros y el corredor que conduce al tanque de reproductores; B. Compuerta de ingreso (Fuente CEINER)

Figura 14. Apareamiento de los reproductores y fertilización de los huevos (Fuente CEINER)

Figura 15. Detalle del tanque para colectar ovas por rebose (Fuente CEINER)

## Lista de Tablas

Tabla 1. Principales caladeros de pesca identificados para la consecución de ejemplares silvestres de cobia en el mar Caribe colombiano

Tabla 2. Planilla de ingreso de ejemplares de cobia al lote de reproductores

## 1. Captura de ejemplares

### 1.1. Consideraciones previas

El estrés de la captura y la manipulación de los ejemplares pueden afectar los parámetros sanguíneos, el hipotálamo y la pituitaria, con las correspondientes afectaciones de los niveles de gonadotropina, esteroides y el cortisol en sangre. En cuanto al sistema reproductivo se puede presentar: atresia de los ovocitos, huevos de menor tamaño, y en consecuencia disminución en los parámetros reproductivos (fertilización, eclosión y viabilidad de las larvas). De igual manera se pueden presentar ciertas afectaciones físicas, como descamaciones y pérdida del mucus, lo cual incrementa la probabilidad de infecciones que pueden llegar a provocar la muerte.

Entre los aspectos importantes a tener en cuenta antes y durante la captura y la manipulación de los ejemplares están (Álvarez – Lajonchère y Hernández, 2001; Harmon, 2009):

- No se deben capturar muchos ejemplares a la vez, ya que la interacción entre ellos pueden causarles laceraciones.
- Emplear bolsas oscuras, sin nudos, suaves al tacto y con orificios en el extremo para desocupar el agua.
- No se deben colocar los animales con el vientre hacia arriba, a no ser que sea necesario y sólo bajo sedación.
- Uso de técnicas de captura eficientes.
- Empleo de artificios para manipular los ejemplares individualmente.
- En lo posible no se deben manipular a los animales en seco.
- Uso de anestésicos efectivos y seguros.
- Asegurar condiciones de tranquilidad, pocas personas y silencio durante el manejo de los animales.

### 1.2. Caladeros de Pesca

La cobia es una especie de hábitos solitarios o que forma muy pequeños cardúmenes, buscando zonas con corrientes debido a que no tiene vejiga natatoria y busca la sustentación física del medio. Por estas razones, es una especie que tiene un bajo reporte de captura y los registros de

pesca la consideran incidental. No obstante, se han logrado identificar tres caladeros para esta especie como se describe a continuación (Tabla 1)

**Tabla 1. Principales caladeros de pesca identificados para la consecución de ejemplares silvestres de cobia en el mar Caribe colombiano**

Caladero de Pesca	Ubicación	Posición	Latitud	Longitud
Bajo La 26 Punta Canoa	Cartagena, Bolívar	NW	+10.5811	-75.5381
Arrecife artificial	Cabo de la Vela, Guajira	NW	+10.2644	-72.1694
Rincón del Mar	Sucre	NW	+9.6181	-75.7700

### 1.3. Artes de pesca en el medio natural

#### Línea de Mano

Para la captura de reproductores de cobia del medio natural se recomienda utilizar palangre o línea de mano en las áreas de manglar, siempre y cuando este último se recoja rápido (máximo media hora después de arrojarlo). Este método de pesca consiste en la utilización de una línea y un anzuelo, normalmente con cebo, se puede utilizar como carnada el macabí, que se introduce en el agua desde una barca a la deriva, anclada o en movimiento, o desde una escollera, muelle o roca de la costa en contacto con el agua.

Este procedimiento, aparentemente sencillo, supone un gran esfuerzo de planificación para elegir un anzuelo, una línea y un lastre que sean los más adecuados para la talla y fuerza de los peces que se desean capturar. Además, hay que disponer de la técnica necesaria para cobrar los peces, una vez que se consigue que piquen el anzuelo. Las horas en que se logra una mejor captura es durante el atardecer 5:00 a 7:00 p.m. y en la mañana hacia las 5:00 y 6:00 a.m. Este método fue utilizado en el municipio de Rincón del Mar en el departamento de Sucre, por parte de los pescadores artesanales durante sus faenas habituales. Se dispuso una pequeña jaula rectangular hecha con tubos de P.V.C. y un ojo de malla de 2 ¼” para el acopio de los ejemplares (Figura 1).



**Figura 1. Jaula flotante para el acopio de ejemplares silvestres capturados con línea de mano en Rincón del Mar – Sucre**

### Red de Cerco

En los arrecifes artificiales se usa red de cerco para rodear la formación desplegándolo desde la lancha (Figura 2), y se pasa por encima con ayuda de buzos. Un arte de cerco se reduce a un gran paño de red de forma rectangular, cuyas dimensiones varían entre 250 y 1000 metros de longitud y alrededor de 40 de profundidad. En la parte superior de la red se dispone de un número adecuado de flotadores que la mantienen en posición vertical, cuando se utiliza. En la parte inferior lleva una serie de plomos que ayudan al mantenimiento vertical, contando además con un conjunto de anillos por los que pasa un cabo resistente que se encarga de cerrar la red.



**Figura 2. Faena de pesca usando red de cerco en el Cabo de la Vela - Guajira**

## **2. Transporte al Laboratorio**

Durante el proceso de captura, la manipulación del pez debe ser mínima, llevándolo directamente al tanque de transporte sin ponerlo en contacto con las superficies duras del bote. Es recomendable que los ejemplares se mantengan en condiciones de semi cautiverio por un espacio de 24 horas en ayuno, con el fin de evitar que se deteriore el agua durante el transporte.

Es recomendable usar un soporte tipo canguro de una textura suave para reducir el daño potencial de partes delicadas del pez como branquias, ojos y aletas en el momento de trasladarlo, el cuidado extremo durante este proceso disminuye el riesgo posterior de una infección. El comportamiento de esta especie es de nado es circular, razón por la cual es conveniente utilizar tanques ovalados o cilíndricos, en la medida de lo posible completamente lisos en el interior para evitar que se lastimen durante el trayecto. La boca del tanque de transporte debe ser del mismo ancho que el recipiente, con suministro permanente de aireación u oxígeno. Es conveniente no exceder una densidad máxima de  $50 \text{ kg} \cdot \text{m}^{-3}$  durante el transporte (Figura 3).

Por la cercanía del caladero de Rincón del Mar con el CEINER, se empleó un tanque adaptado para el transporte en lancha, el cual va recambiando constantemente el agua a medida que se desplaza lo que garantiza la oxigenación constante.



**Figura 3. Tanque de transporte acuático**

Para los ejemplares capturados en la Guajira se utilizó un tanque adaptado para el transporte terrestre, que cuenta con ventanillas en la tapa con el fin de monitorear el comportamiento de los animales, y una pequeña chimenea para garantizar la estabilidad de la columna de agua, además de una válvula en la parte inferior para el recambio de agua (Figura 4).



**Figura 4. Tanque de transporte terrestre**

La supervivencia de los peces durante el transporte está influenciada por varios factores o combinaciones de éstos como se describe a continuación.

### **Estado de los peces**

Los peces a transportar deben estar saludables, por lo que es recomendable descartar aquellos que presentan laceraciones o nado errático. En ocasiones y como un método para reducir el estrés se puede manipular la temperatura del agua en el tanque de transporte con una diferencia de no sea mayor de 10°C respecto a la del ambiente.

### **Agua de transporte**

Cuando se efectúa el transporte por vía terrestre el agua debe ser de la misma fuente de donde proviene el ejemplar. En algunos casos si el trayecto es muy largo, se puede abastecer de otra fuente que esté libre de partículas en suspensión, recambiando lentamente la totalidad del volumen.

### **Oxígeno**

La cobia es un pez que requiere un nivel de oxígeno igual o superior a 5 mg/L, por eso se requieren por lo menos dos cilindros de oxígeno para el transporte, además de contar con una sonda multiparámetros para monitorear esta variable regularmente durante el recorrido. Existen otros factores que pueden afectarlo como son el estrés, el peso, la temperatura, y los productos metabólicos como el amonio. Por ejemplo, a mayor peso y mayor temperatura, los animales necesitan mayor oxígeno

### **pH**

Es un factor de control, ya que las proporciones de amonio y CO<sub>2</sub> tóxicos están en función directa del pH y la temperatura. Si se incrementa el tiempo de transporte, el CO<sub>2</sub> de la respiración disminuye el pH y puede pasar a valores ácidos. El pH óptimo es entre 7,5 – 8.

### 3. Ingreso de ejemplares al laboratorio

Dentro del laboratorio se deben tener acondicionados con aireación permanente los siguientes tanques:

- (3) Tanques de 1000 litros con agua de mar filtrada
- (1) Tanque de 1000 litros con agua dulce
- (1) Tanque de 5 toneladas con agua de mar filtrada

El agua de mar no debe contener rastros de cloro, por eso es conveniente realizar una prueba previa con ortotoluidina, para descartar la presencia de este ión y así evitar un efecto tóxico sobre los especímenes. Durante la manipulación de los animales todo el personal debe utilizar guantes de látex y se debe evitar la exposición a las altas temperaturas o la incidencia de rayos solares durante el manejo. Siempre que se introduzcan animales del medio al laboratorio es necesario llenar un formato de entrada del mismo (Tabla 2).

#### **Paso 1**

Se puede tener un tanque adicional de 1000 litros para la recuperación de los especímenes, pero es un paso opcional para aquellos animales que han estado sometidos a un trayecto muy largo antes de ingresar al laboratorio.

#### **Paso 2**

En uno de los tanques de 1000 litros con agua de mar se adicionan 2-5 ml por cada 100 litros (20-50 ppm) de eugenol - aceite de clavo (García, 2002) con el fin de anestesiarse los especímenes (Figura 5). La anestesia es importante en la clínica de peces para facilitar la inmovilización e inhibir la respuesta refleja. Un paciente inmóvil y no reactivo permite una intervención más rápida, precisa y menos traumática que si se realizara en un pez sin anestesiarse.



**Figura 5. Tanque de sedación de los ejemplares con oxígeno suplementario**

Cuando los peces son colocados en una solución anestésica, ellos la absorben a través de las branquias y en parte a través de la piel, lo cual causa la anestesia general del pez. De esta manera los peces pasan a través de una secuencia de estados anestésicos descritos ampliamente como: sedación, pérdida del equilibrio, pérdida de la actividad refleja, colapso medular y muerte.

Aunque en la práctica existen desviaciones, este patrón puede servir como base para evaluar el nivel de anestesia en algunos peces. El más importante signo diagnóstico de que un pez está anestesiado es el movimiento opercular, el cual va disminuyendo en frecuencia al inducir la anestesia en el pez (Moyano, 1997).

### **Paso 3**

Una vez se observe la relajación del individuo, se procede a tomar las medidas de longitud (total, estándar y horquilla) y peso. Para pesar se coloca suspendido el animal en un soporte tipo canguro. Con el dato del peso se procede a calcular la dosis de antibiótico Oxitetraciclina, teniendo en cuenta que se aplican 25 mg por kg de ejemplar (Figura 6).



**Figura 6. Inyección de oxitetraciclina en el dorso**

La cobia no presenta dimorfismo sexual (caracteres sexuales externos) que permita diferenciar a simple vista los machos de las hembras y por tal motivo es necesario realizar un muestreo de sus productos sexuales por canulación. Si se trata de animales silvestres, la determinación del sexo y del grado de madurez puede realizarse inmediatamente después de ingresar al laboratorio los reproductores capturados, siempre y cuando éstos tengan un peso mayor o igual a los 2 Kg, pues éste ha sido el peso mínimo reportado en eventos de desove (Benetti *et al.*, 2008). El muestreo gonadal se realiza insertando una sonda o catéter plástico de 1,27 mm de diámetro externo (0,97 mm de diámetro interno) por el poro genital de las hembras o por el poro urogenital (en machos) (Figura 7).



**Figura 7. Canulación en un ejemplar de cobia**

La presencia de un contenido blanco, viscoso (esperma) indica que se trata de un macho y la presencia de una masa de pequeños huevos (ovocitos) indica que se trata de una hembra. Los ovocitos con un diámetro mayor o igual a 500  $\mu\text{m}$  indican que las hembras están en una condición madura de desove y que pueden ser ubicadas en tanques junto con otros individuos maduros, realizando la transferencia de los peces camillas de lona o bolsas plásticas que garanticen la inmersión del pez en un pequeño volumen de agua.

#### **Paso 4**

Los animales se llevan a un tanque con agua de mar al que se le ha adicionado formalina en proporción de 10 mL por cada 100 L (100 ppm). En esta solución se pueden dejar entre 5 a 10 minutos para su desinfección. Es importante observar la reacción de los animales a medida que despiertan de la anestesia y se recuperan de la inyección del antibiótico. En caso que no se vea actividad, se recomienda tenerlos sujetos con ambas manos frente a la salida del oxígeno moviéndolo suavemente de adelante hacia atrás hasta ver movimiento de las branquias.

#### **Paso 5**

Los peces se trasladan a un tanque de 1000 litros de capacidad con agua dulce, dejándolos por espacio de diez minutos con el fin de provocar un choque osmótico que permita el desprendimiento de los ectoparásitos.

#### **Paso 6**

Los peces se trasladan a un tanque de 5 toneladas para su período de cuarentena. Durante este tiempo es importante ver características de comportamiento en busca de señales como movimiento repetido en tragar agua o rascarse contra el fondo del tanque, así como estar atento al aspecto de la piel. En caso que presente una alteración y baje el frenesí alimenticio se debe repetir el tratamiento profiláctico antes descrito aplicando Oxitetraciclina, baño en formol y baño en agua dulce (Figura 8).

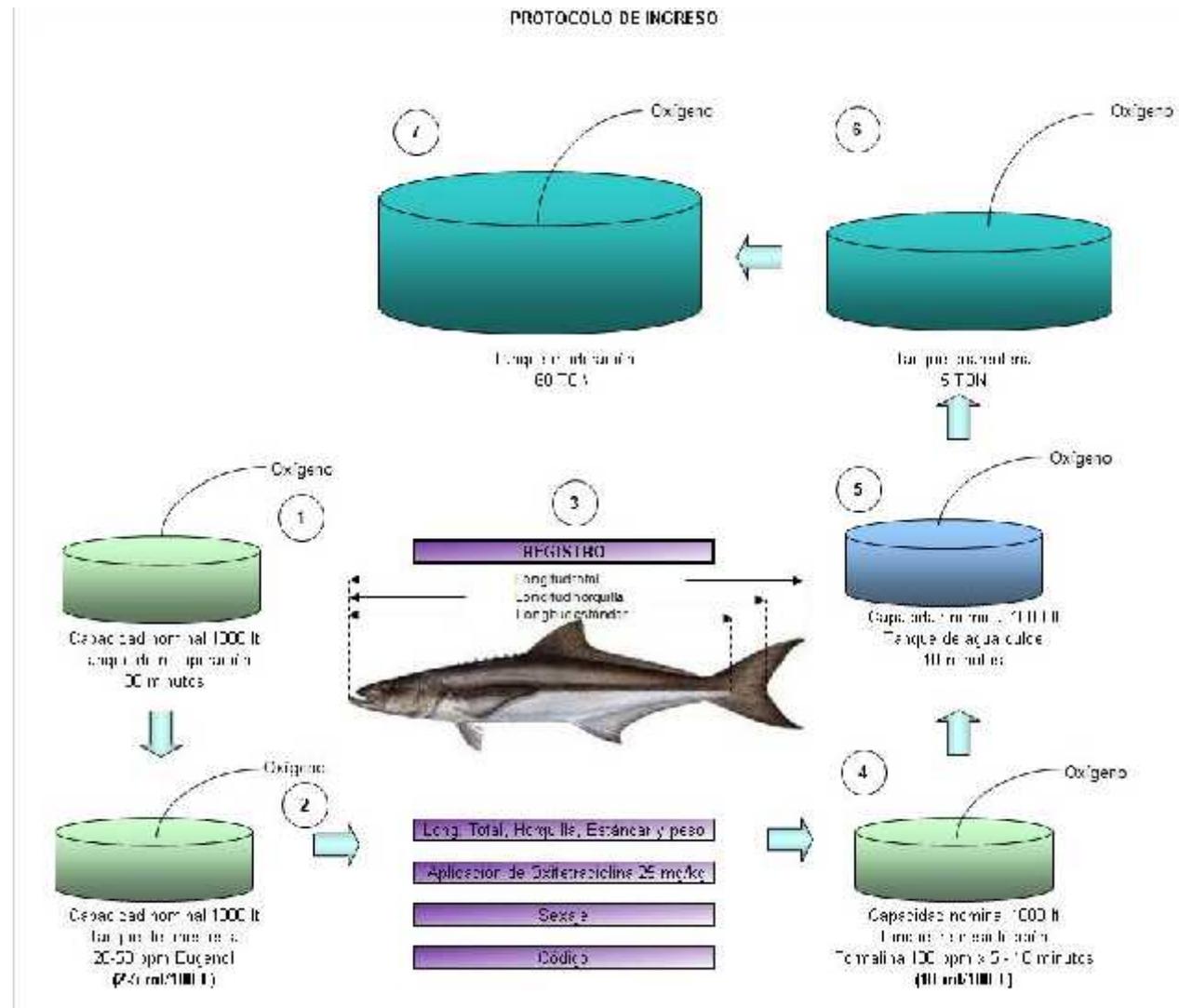


Figura 8. Protocolo de ingreso de ejemplares de cobia al laboratorio



#### 4. Manipulación en condiciones de cautiverio

Los tanques deben ser circulares para facilitar el nado con una capacidad mínima de 60 toneladas. En condiciones de cautiverio se dispone un sistema doble de aireación que consiste en un anillo concéntrico en P.V.C. sujeto en el fondo, y un anillo externo que rodea el tanque del cual se suspenden seis mangueras y piedras de aireación que se introducen en tubos de P.V.C. con un codo de 90° del mismo material, con el fin de crear contracorriente al interior del tanque.



**Figura 9. Manipulación de ejemplares en condiciones de cautiverio A. Tanque de reproductores B. Preparación del trasmallo C. Captura con el trasmallo D. Tanques de observación o tratamiento**

Para el manejo de los ejemplares dentro del laboratorio, es importante utilizar redes de pesca fabricadas con materiales suaves, en lo posible sin nudo, para evitar laceraciones o descamaciones en la piel de los animales, y una vez utilizadas realizar una adecuada desinfección y secado de estos elementos.

En los tanques de reproductores cuando se requieren capturar ejemplares, estos no deben haber consumido alimento en las últimas 12 horas. Para capturarlos se baja el nivel del tanque de forma

que dos personas puedan caminar libremente, se agrega aceite de clavo a una concentración de 20 ppm esparciéndolo por todo el tanque. Se observa el comportamiento de los animales y cuando bajan su actividad dos personas entran al tanque con el trasmallo y se dirigen de un extremo al otro encerrando los animales (Figura 9). Previamente se tienen acondicionados tanques con mallas de hilo suave sin nudo, aireación y oxígeno suplementario donde se depositan los animales para su observación o tratamiento profiláctico si así se requiere.

## 5. Manipulación en condiciones de semi cautiverio



**Figura 10. Encierros de reproductores y tanques de desove en condiciones de semi cautiverio (Fuente: CEINER)**

En condiciones de semi cautiverio los tanques de reproducción están fabricados en fibra de vidrio reforzados en concreto con una capacidad nominal de 130 toneladas y cuentan con 120 orificios distribuidos por los costados para permitir el constante recambio al interior de los mismos ya que se encuentran semi sumergidos en el mar. Cuentan con una compuerta en la parte inferior por donde entran los animales seleccionados a partir del área de encierro y sobre ellos se coloca una malla polisombra (Figura 10).

Los reproductores mantenidos en semi-cautiverio en el CEINER se seleccionan de acuerdo a su origen buscando cruzar individuos no consanguíneos. Cada uno de los animales porta un chip electrónico en la parte dorsal y se lleva un registro pormenorizado de talla, edad estimada y origen. Para introducir el chip se acondicionan dos tanques de 500 L con oxígeno, uno contiene agua de mar y eugenol - aceite de clavo como anestésico (García, 2002) a una concentración de 7 ppm, y otro tanque con agua dulce como tratamiento profiláctico para favorecer el desprendimiento de ectoparásitos por choque osmótico.

Los animales que superan los 4 kg son capturados con una malla de algodón suave y se depositan en una bolsa oscura plástica que porta en el extremo un gancho que se sujeta a una balanza para estimar el peso, posteriormente se llevan los animales al tanque con anestésico y se espera de cinco a diez minutos hasta que surte efecto, se realiza la determinación de sexo del ejemplar manteniendo la cabeza dentro del agua tapando los ojos con un paño y se procede a insertar una cánula ( $\Phi = 2\text{mm}$ ) en el poro genital deslizándola suavemente y aspirando al mismo tiempo, se retira la cánula y a simple vista se puede constatar la presencia de huevos en la cánula o de líquido seminal, no obstante, se confirma con un microscopio (Figura 11).



**Figura 11. Canulación de un ejemplar adulto para determinar el sexo (Fuente: CEINER)**

A continuación se coloca por medio de una aguja el chip, se verifica con un lector digital el código (Figura 12), inmediatamente se toma la medida de longitud estándar y total del ejemplar y se lleva suavemente al otro tanque donde se espera por espacio de dos minutos observando si hay desprendimiento de parásitos. Una vez finalizado el tratamiento se llevan de nuevo al tanque o al encierro seleccionado para reproductores revisando que despierten completamente de la anestesia.



**Figura 12. Introducción del chip digital en el dorso y verificación con el lector del código en el reproductor  
(Fuente: CEINER)**

Cuando se programa un desove los animales seleccionados son conducidos por un corredor que comunica a una compuerta en la parte inferior del tanque de desove (Figura 13), por lo general se colocan dos machos por cada hembra. Los animales no son inducidos con hormonas ni manejo de fotoperíodo o temperatura.



**Figura 13. A. Detalle de los encierros y el corredor que conduce al tanque de reproductores; B. Compuerta de ingreso (Fuente CEINER)**

Los ejemplares son monitoreados a diario para determinar si hay comportamiento de apareamiento, el cual se hace evidente en las primeras horas de la mañana cuando la hembra que se encuentra apta comienza a tragar constantemente agua con el fin de hidratar los huevos exhibiendo dilatación abdominal mientras que los machos comienzan a seguirla durante todo el día, cerca del cenit o primeras horas de la noche aumenta el cortejo, y finalmente la hembra libera los huevos lo que estimula a los machos para liberar el esperma (Figura 14).



**Figura 14. Apareamiento de los reproductores y fertilización de los huevos (Fuente CEINER)**

Los huevos viables tienden a flotar y por rebose llegan al tanque accesorio (Figura 15) donde son colectados suavemente con mallas finas y se depositan en tanques de 20 L de capacidad.



**Figura 15. Detalle del tanque para coleccionar ovas por rebose (Fuente CEINER)**

## 6. Alimentación

Los reproductores deben ser alimentados con una dieta de pescado congelado (principalmente sardinas de la familia Clupeidae y ojonas de la familia Carangidae), calamar (Loligo) y camarón a saciedad seis veces a la semana. Se puede fabricar un embutido con estas materias primas para alimentarlos. La ración diaria corresponde a aproximadamente 2 - 4 % de su biomasa total. La dieta se complementa con una mezcla de vitamina y minerales que corresponde al 1% de la ración diaria dos veces por semana.

Al momento de proporcionar la comida, hay que esperar que consuman, observar el comportamiento alimenticio y volver a alimentar. Cuando hay problemas con el amonio, los peces bajan su tasa de alimentación, así que la inapetencia puede ser un indicador que hay altos niveles de este ión. En lo posible, es recomendable tener un lector para esta variable y llevar un registro pormenorizado, de forma que si las lecturas están por debajo de 0.25 mg/L se procede a alimentar (Benetti, 2008). Esto último aplica principalmente en condiciones de cautiverio.

## BIBLIOGRAFÍA

**Álvarez-Lajonchère L. y O.G. Hernández. 2001.** Producción de juveniles de peces estuarinos para un centro en América Latina y el Caribe: diseño, operación y tecnologías. The World Aquaculture Society, Baton Rouge, LA. 424 pp.

**Benetti, D., M.R. Orhun, B. Sardenberg, B. O' Hanlon, A. Welch, R. Hoenig, I. Zink, J.A. Rivera, B. Denlinger, D. Bacoat, K. Palmer & F. Cavalin. 2008.** Advances in hatchery and grow-out technology of cobia *Rachycentron canadum*. *Aquaculture Research*. 2008. Vol. 37 Issue 7. 701-711 pp.

**García A. 2002.** Utilización del aceite de clavo, *Syzygium aromaticum* L. (Merr. & Perry), como anestésico eficaz y económico para labores rutinarias de manipulación de peces marinos cultivados Bol. Inst. Esp. Oceanogr. 18 (1-4). pp 21-23.

**Harmon, T. 2009.** Methods for reducing stressors and maintaining water quality associated with live fish transport in tanks: a review of the basics. *Reviews in Aquaculture*. 1: 58-66.

**Moyano A. 1997.** Estudio descriptivo de tres productos anestésicos en Salmón del Atlántico (*Salmo salar*). Tesis de grado. Facultad de Ciencias Veterinarias Instituto de Patología Animal Ictiopatología. Universidad Austral de Chile. 34 p.