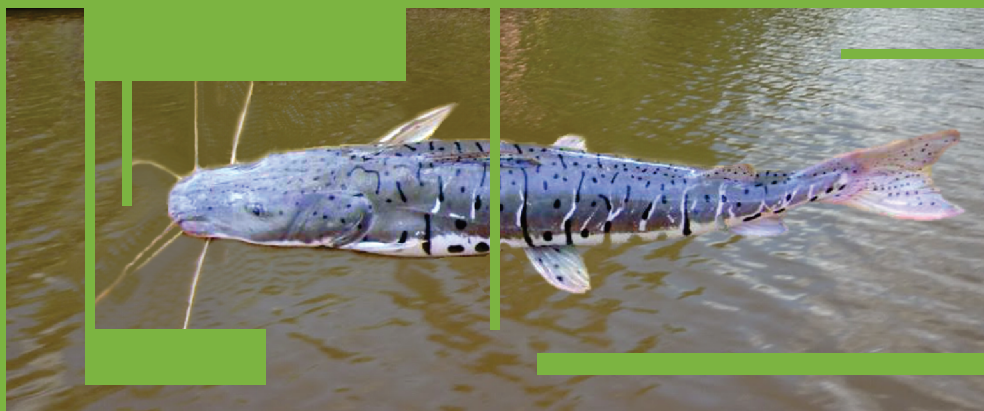


Protocolo de Reproducción de Doncella

Pseudoplatystoma punctifer



Doncella



PERÚ

Ministerio
de la Producción



Protocolo de Reproducción de Doncella

Pseudoplatystoma punctifer

PEDRO OLAECHEA ÁLVAREZ-CALDERÓN
Ministro de la Producción

HÉCTOR EUGENIO D. SOLDI SOLDI
Viceministro de Pesca y Acuicultura

MARÍA ISABEL CASTRO SILVESTRE
Jefa del Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero

OSCAR DEL VALLE AYALA
Director General de Capacitación y Desarrollo
Técnico en Acuicultura

Prohibida su reproducción total o parcial, sin permiso del
Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero - FONDEPES

Editado por:
Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero – FONDEPES
Av. Petit Thouars N° 115 – 119, Lima – Perú



Trabajando para
todos los peruanos

INDICE

I. INTRODUCCIÓN	4
II. ANTECEDENTES	5
III. OBJETIVO	7
IV. ASPECTOS TÉCNICOS	8
4.1 PARÁMETROS FÍSICO-QUÍMICOS DEL AGUA DE CULTIVO	8
4.2 MATERIALES Y EQUIPOS	8
4.3 INFRAESTRUCTURA	11
4.4 METODOLOGÍA	11
4.4.1 Acondicionamiento del estanque para los reproductores	11
4.4.2 Manejo de reproductores	12
4.4.3 Proceso de Inducción	17
4.4.4 Transporte de larvas, post larvas y alevinos de doncella	29
V. BENEFICIOS	30
VI. RECOMENDACIONES	30
VII. BIBLIOGRAFÍA	32
VIII. ANEXO	35

I. INTRODUCCIÓN

La acuicultura, tiene como objetivo principal la producción de organismos acuáticos, en ambientes controlados, utilizando técnicas de cultivo, viables y sostenibles. En la práctica, esta actividad supone el manejo técnico de los diferentes estadios biológicos de las especies hidrobiológicas, asegurando sus condiciones óptimas con respecto a su bioecología, teniendo como finalidad llegar a lograr mejores índices de sobrevivencia, conversión alimenticia, tallas comerciales y menor tiempo de crianza.

Asimismo, el cultivo de peces, introduce en la mayoría de los casos, variaciones respecto a las condiciones en las que se encuentran las poblaciones naturales, provocando modificaciones en su ciclo reproductivo. De hecho, numerosas especies no se reproducen en los ambientes de crianza, probablemente por la falta de síntesis y/o liberación de gonadotropinas en este período y otras no lo llegan a hacer nunca.

Actualmente, la acuicultura amazónica en nuestro país, viene alcanzando cada vez más importancia como actividad productiva abastecedora de alimentos de primera calidad para la región, motivo por el cual, se debe promover su difusión sobre la base de conocimientos sólidos de su manejo productivo integral. El FONDEPES, en el marco de sus competencias funcionales en acuicultura, viene desarrollando en el Centro de Acuicultura Nuevo Horizonte-Loreto, la tecnología del cultivo de zungaros, entre ellas, la especie Doncella (*Pseudoplatystoma punctifer*), cuyos resultados logrados respecto a su reproducción, daremos a conocer en el presente documento técnico.

II. ANTECEDENTES

La reproducción controlada de peces se inició en 1949, cuando se empezó a usar la técnica de hipofización, extendiéndose la aplicación de esta técnica a diferentes especies en todo el mundo.

Los peces del orden Siluriformes, comúnmente llamados peces gato y también conocidos en Ecuador como peces camchimala, comprenden 33 familias, unos 400 géneros y más de 3,093 especies; entre ellas, se encuentra la familia de Pimelodidae que vive exclusivamente en aguas dulces y al mismo tiempo la más importante como recurso pesquero. Escobar (2001) y simultáneamente Daza *et al.*, (2005), señalan que, estas son especies de gran tamaño, y suelen realizar migraciones alimenticias o reproductivas. Sin embargo, en condiciones de cautiverio su desarrollo gonadal la realiza a una edad más temprana que en el medio natural (terminando su proceso de vitelogenesis), coincidiendo con la época de migración y reproducción de la cuenca;

Ramírez & Ajiaco (1995), mencionan que su época reproductiva se inicia con la temporadas de lluvias, en los meses de abril-mayo de cada año, coincidiendo con los investigadores Díaz-Olarte *et al.*, (2008), quienes indican que, los ciclos de maduración gonadal de la Doncella (*Pseudoplatystoma punctifer*), están asociados a fenómenos migratorios durante la época estacional de lluvia, los cuales están sumados a otros factores ambientales como la temperatura y conductividad. Daza *et al.*, (2005), mencionan que la densidad de siembra de reproductor debe fluctuar entre 200 g de pez/m², con abundante agua que pueda generar corriente y ayude a estimular a la maduración gonadal con una temperatura promedio de 27°C.

Asimismo, Loubens & Aquim, (1986); Barthem *et al.*, (1995), manifiestan que la talla de la primera maduración varía en las diferentes regiones. En caso de esta especie en la Amazonía, la talla de su primera maduración gonadal es a los 53 cm., en bajo Apure y Arauca regiones del Orinoco las tallas fluctúan entre 54 - 60cm., sin embargo Ferreira *et al.*, (2001), afirman que la maduración gonadal se inicia a una temperatura de 17°C., desovando dos veces al año en época de invierno y verano., y Pérez-Chaparro *et al.*, (2001) y Junca *et al.*, (2002), indican que la época de reproducción se realizan en los meses de Abril y Mayo, presentando desoves asincrónicos y fecundidad total con un promedio de 1.494 +/- 627 huevos. Gomes *et al.*, (2000), menciona que por cada kilo de hembra reproductor, produce entre 1.141 a 216.000 ovocitos, la cual que se encuentra directamente influenciado por el suministro de alimento, y calidad de agua.

Rodríguez (1994), afirma que esta especie es de hábitos carnívoros, carroñeros, pero pueden alimentarse ocasionalmente de frutos y crustáceos, adaptándose fácilmente al consumo de alimento artificial.

Díaz Olarte *et al.*, (2008), indican que el alimento y la densidad de siembra juegan un papel importante en el desarrollo y sobrevivencia de las larvas. Kestemont *et al.*, (2003), mencionan que para obtener densidades apropiadas de siembra en larvas y alevinos, se deben realizar selecciones periódicas por talla, proporcionándoles condiciones apropiadas para disminuir el canibalismo

Segura *et al* (2004), menciona que las altas densidades de siembra afectan negativamente y de forma lineal la ganancia de peso y mortalidad en mayor proporción por depredación intraespecífica.

Los factores que afecta la sobrevivencia en las larvas de *P. fasciatum*, es la regulación del fotoperíodo junto con frecuencia alimenticia, según investigaciones realizadas por Núñez *et al* (2008).

López *et al* (2001); Segura *et al* (2004), afirman que la eficiencia de este proceso de larvicultura depende en alto grado de la calidad de agua, densidad de siembra, disponibilidad de alimento y técnica de cultivo. Sin embargo Kossowski (1996)., indica que tanto en la fase de larvicultura como en la mayor parte del periodo de alevinaje se presentan elevadas tasas de mortalidad, debido principalmente a depredación intraespecífica, conocida como canibalismo fraternal e intra-corte. Qin & fast (1996), menciona que esta conducta caníbal del *P. fasciatum*, puede ser altamente reducida, seleccionando por talla, suministrando alimento *ad libitum* y asegurando una buena calidad de agua.

El Centro de Acuicultura Nuevo Horizonte-Loreto, desde su creación, se encuentra comprometido con la promoción de la acuicultura amazónica, desarrollando a lo largo de estos años trabajos experimentales con las principales especies ícticas, buscando objetivamente la mejora constante de su producción y en este caso la reproducción de la especie Doncella.

III. OBJETIVO

Brindar las pautas técnicas necesarias para el manejo de la reproducción inducida de la especie *Pseudoplatystoma punctifer* "Doncella".

IV. ASPECTOS TÉCNICOS

4.1 PARÁMETROS FÍSICO-QUÍMICOS DEL AGUA DE CULTIVO

Los parámetros fisicoquímicos del agua para la especie Doncella, son los siguientes:

Tabla 01: Parámetros Fisicoquímicos del Agua

Parámetro	Rango	Unidades
Oxígeno Disuelto del agua.	> 4.0	mg/L
Temperatura del Agua	26 - 30	°C
Transparencia	15- 30	cm.
PH	6,5 - 7,5	valor absoluto
Amonio	0.06	ppm

4.2 MATERIALES Y EQUIPOS

4.2.1 Semovientes

La doncella, es una especie acuícola que llega a su madurez sexual a partir de los 05 años de edad, a partir de la cual se acopian o se reclutan, para el proceso de acondicionamiento, siendo el objetivo tener la cantidad adecuada de ejemplares de doncella sexualmente maduros, para ello se deben tomar en cuenta las siguientes características: talla, peso, apariencia morfológica y su estado de salud.

a. Reclutamiento de reproductores de Doncella del ambiente Natural

Los reproductores de Doncella se pueden reclutar de los ríos. También se realiza el reclutamiento de los cuerpos de agua de las reservas naturales, los reproductores del ambiente natural son muy nerviosos y no son muy manejables durante el transporte; del mismo modo toma un tiempo prolongado al acostumbamiento de alimento balanceado.

b. Reclutamiento de reproductores de estación piscícola

La domesticación y elección de los ejemplares reproductores de Doncella es posible de realizar en las estaciones piscícolas, teniendo en consideración los registros sobre las características de cada uno de los ejemplares de Doncella.

Se toman en cuenta los siguientes datos:

- Resistente al manipuleo.
- Resistente a enfermedades.
- Rápido crecimiento.
- Baja conversión alimenticia.

Los registros de seguimiento de los futuros reproductores permiten tener al día los pesos, el crecimiento, estado de salud de los ejemplares, para llevar a cabo los programas de alimentación y mantenimiento en los estanques. La selección de sexo se realiza en época de reproducción, ya que como mencionamos estos especímenes no presentan dimorfismo sexual marcado.

4.2.2 Equipos y Materiales.

a. Abastecimiento de agua:

- Oxímetro Digital YSI 550, HACH 1A,
- Filtros mecánicos de 10 hasta 50 micras,
- 50 metros de tela organza,
- 02 motobombas de 2",
- 01 generador de 5.5 kw,
- Termostatos de 150 watts.

b. Monitoreo y evaluación:

- 02 unidades de red tipo chinchorro de 70 metros con un coeficiente de embande del 35%, con 12 kg de plomo tubular en la relinga inferior.
- Ictiómetro.
- Balanza de 20 kg.
- Bolsas plásticas para el transporte de peces.
- Hamacas de acuerdo al tamaño de los reproductores.
- Guantes de Hilo

c. Reproducción:

- 30 reproductores de Doncella,
- Inductores (Hipófisis de carpa, ovudal, ovupet, conceptual, Iliren, etc.)
- 12 incubadoras verticales de 60 litros c/u,
- 01 incubadora de 200 litros,
- 04 tanques de 1x1x0.5 m.
- Accesorios de PVC en general.

d. Post Reproducción:

- 09 artesas de 4x1x0.3 metros,
- 05 baldes translucidos de 20 litros c/u,
- Malla de 400 micras.
- Recipientes de PVC de 10 L.
- Seleccionadores de 0,3 - 0,4 - 0,5 - 0,6 - 0,7 - 0,8 - 0,9 mm.

4.3 INFRAESTRUCTURA

Estanques entre 2.000m² a 3.000m² de superficie con pendiente aproximada de 0,3%.

- 70m de largo, 30m de ancho y 1,80m de tirante de agua, son los más recomendados.
- Los taludes internos del estanque es de 1:1.5
- Sistema de desagüe sólido (monje) y/o tubo pivotantes.
- El fondo del estanque no debe formar fango.
- Alternativamente se puede instalar un sistema de abastecimiento de agua (vertedero), en casos que se requiera realizar recambios de agua constantes.

Nota.- Para la mejor estabulación y manejo de los reproductores se pueden utilizar corrales; la pared de división tiene que ser de un material solido como un cerco de madera.

4.4 METODOLOGÍA

4.4.1 Acondicionamiento del estanque para los reproductores ²

- Encalado del fondo del estanque a una dosis de 20 - 40 gr de Cal viva/m (Desinfectante y contribuye a mejorar el pH del agua).
- Llenado del estanque, previa filtración del agua mediante malla con una luz de 10 mm.

- Si la transparencia supera los 50 cm., se debe fertilizar el agua con gallinaza a razón de 40 – 50 gr/m², se recomienda utilizar la dosis exacta. La forma de aplicación es previa disolución de la gallinaza con el agua y el líquido es vertido y distribuido homogéneamente en el estanque (los sólidos residuales formados durante la disolución son desechados).
- Se espera la maduración del agua del estanque por un lapso de 7 días, la coloración aparente del agua es verdosa, por la presencia de microalgas esperando una transparencia de 25 a 30 cm. Para poder acelerar este proceso se puede utilizar la inoculación de plancton de otro estanque maduro.

4.4.2 Manejo de reproductores

El éxito en la reproducción se inicia con un adecuado manejo de los peces reproductores, el objetivo es tener la cantidad adecuada de Doncellas hembras y machos sexualmente maduros, para ello, se toma en cuenta la talla, peso, apariencia morfológica y su estado de salud.

a. Densidades de siembra para el manejo de reproductores

Se recomienda mantener una densidad de 1 kg de peso de reproductor por cada 10 m² de superficie de estanque.

Estos estanques deben tener un tirante de agua mayor a 1.5 metros y un área total entre 2.500 – 3.000 m².

b. Alimentación

se debe suministrar a los reproductores, alimentos ricos en lipoproteínas, y las fuentes pueden ser diversos, el porcentaje de proteínas del alimento balanceado debe ser un 45 % de Proteína Bruta, como mínimo.

Actualmente no existe en nuestro medio, producto comercial alguno específico para esta especie, razón por la cual, se puede suministrar alimentos balanceado extruidos alternativos para peces carnívoros; del mismo modo se debe suministrar peces forraje como ciclidos.

Las tasas de alimentación no deben ser mayores al 3 % del peso corporal. Se les puede suministrar alimento suplementario (el tamaño debe ser 50% menor a la boca del reproductor) consistente en frutas de la zona, si esto se hace regularmente, estas pueden convertirse en una buena fuente de fibra, vitaminas y minerales; del mismo modo se le puede suministrar peces forraje muertos de preferencia ciclidos.

Una deficiente alimentación en los reproductores puede afectar el proceso de vitelogénesis, consecuentemente, la formación de ovocitos viables. El alimento natural producido en el estanque es importante por lo que es necesario hacer la fertilización debida en forma oportuna.

c. Selección de reproductores

Al iniciar la temporada de reproducción, se hace una evaluación del stock de reproductores, con el objetivo de seleccionar a los ejemplares de mejor configuración fenotípica, en buen estado de salud, buena relación talla/peso, realizándose además la determinación del estadio de desarrollo gonadal, y determinándose la proporción sexual a utilizar, etc. La información que se obtiene es una buena base para programar el proceso de reproducción.



Foto N° 01 y 02: Evaluación de reproductores

d. Evaluación de la maduración gonadal

Método empírico

A través de este método, se efectúa un diagnóstico presuntivo basado en la observación de las características externas. Siendo este método muy subjetivo, requiere de experiencia y de pericia del observador.

El presente método es conveniente aplicar en época natural de reproducción.

Del plantel de reproductores con edades entre 4-5 años se seleccionarán a los que tengan las siguientes características:

Reproductor hembra:

- Poro genital dilatado y sobresaliente, de color rojizo.
- Vientre abultado, ligeramente suave.
- El pez será dócil durante la evaluación.

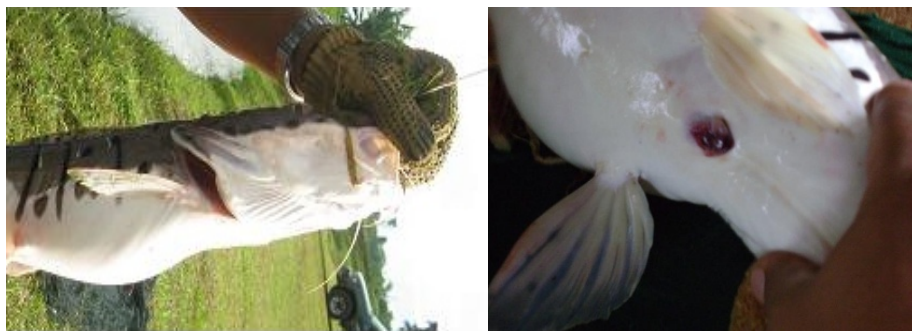


Foto N° 03 y 04: Reproductor Hembra con Vientre Abultado con Papila Genital Dilatada.

Reproductor macho:

- Expulsión de semen al realizar presión en la parte abdominal a la altura de las aletas ventrales.
- Semen denso, color blanco lechoso.
- El pez mostrará vitalidad en sus movimientos

Traslado de los reproductores

Los reproductores seleccionados, son trasladados al laboratorio de reproducción o hatchery mediante una hamaca transportadora, para llevarlos desde el estanque a los tanques del “hatchery”. Se usarán tanques de cemento revestidos, de 1 m³ aproximadamente, donde serán colocados 1 hembra en un tanque y 1 macho en otro tanque, para iniciar los tratamientos.

Métodos Directos

Los métodos científicos son diagnósticos confirmativos. Tenemos dos métodos, la biopsia ovárica y el análisis de los niveles hormonales en el plasma.

Biopsia

La biopsia o canulación intraovárica, se realiza luego de determinar que la hembra presenta los signos exteriores de madurez sexual, consiste en la extracción de óvulos, mediante el uso de una cánula que es una jeringa conectada a una manguerita fina. La biopsia del ovario permitirá determinar el estado de maduración de los óvulos.

Se coloca una muestra de óvulos en una placa petri con solución Serra¹ para ser observado al estereoscopio.

Si el núcleo es central, se dice que se tiene un óvulo inmaduro, si es un núcleo excéntrico es un óvulo apto. Con un porcentaje superior al 70 % de óvulos con núcleo migrando, se dice que es el momento de inducir el desove.

La desventaja de la biopsia es que puede producir hemorragias internas o acelerar el proceso de reabsorción y lo que es más frecuente produce estrés, haciendo a la hembra refractaria al tratamiento, por lo que se requiere de mucha destreza para realizar este diagnóstico.

Niveles hormonales en plasma

Este tipo de análisis se hace en laboratorios especializados. A través de un examen de suero de la sangre de una hembra de Doncella se pueden determinar el nivel de hormonas de estrógenos, el cual es un indicador de la etapa de maduración gonadal en la que se encuentra.

¹ La solución Serra contiene: 60 % alcohol, 30 formol y 10% ácido acético glacial

4.4.3 Proceso de Inducción

a. Dosis hormonal

El cálculo de la dosis completa se realiza en base al peso total del ejemplar, en el “hatchery”, se trabajará de preferencia con dos machos para cada hembra (2:1), en base a su peso total, se calcula la dosis a aplicar de la siguiente manera:

Tabla N° 02: Dosificación de Hormonas Más Comunes Ejemplares Hembra

Reproductor	Tipo de Hormona	Dosis Hembras
Doncella	Ovupet	4 ug/kg
	Conceptal, Gestal, Hiliren	2,6 ml/kg.
	Hipófisis de Carpa	5 mg/kg.

Fuente: CANH 2014.

Generalmente los machos no requieren de inducción hormonal, sin embargo si no se dispone de semen denso lechoso se aplica una dosis del 25% con referencia a las hembras.

b. Inducción hormonal

Una dosis.

En los casos que la hembra muestre signos muy evidentes de maduración se aplicará la inducción hormonal suministrándole el 100 % en una sola dosis.

Dos dosis

En el caso de que la maduración aun esté en proceso, la inducción se realizará en 2 dosis. La primera dosis será del 10 % de la dosis total. La segunda dosis (90% DT) se aplicará 12 horas después de la primera dosis.



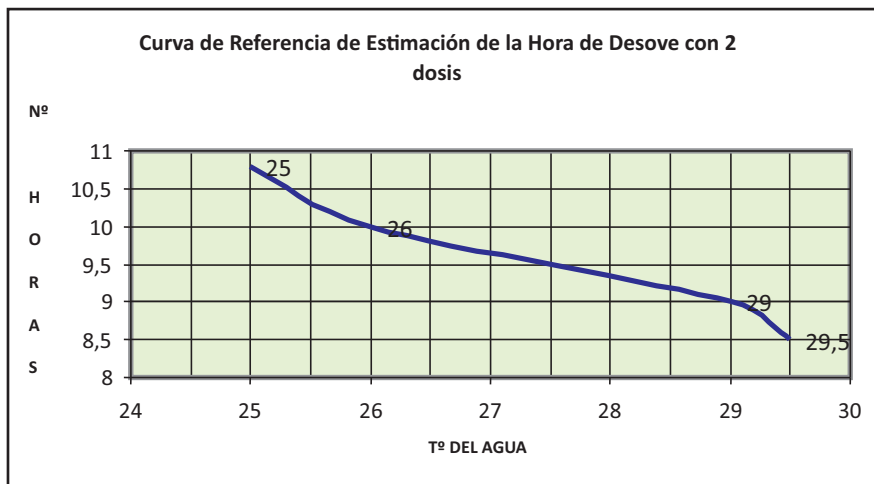
Foto N° 05: Aplicación Inductor en Aleta pectoral

c. Tiempo de respuesta

Luego de la inyección, se les dejará reposar en el tanque de tratamiento, con un flujo abierto de 12 l/min, si es que no se dispone de aireación; la temperatura del agua es el factor más importante en el proceso de maduración e influye en el tiempo que dure el proceso hasta el desove.

El cuadro siguiente muestra de manera referencial, la duración del proceso, según la temperatura.

Diagrama N° 01: Cantidad de Horas Grado para el Desove, después de la segunda dosis



Fuente: CANH 2014

Para estimar la hora del desove, se evalúa las horas grado (°H) requeridas en relación a la temperatura y el tiempo después de aplicada el total de la dosis de hormona utilizada. Ver anexo N° 01

d. Desove

Acondicionamiento del ambiente y preparación de los materiales para la recepción de óvulos y espermatozoides

Es muy importante tener todos los materiales listos antes del desove como:

- Toallas limpias y secas.
- Bandejas plásticas de 5 litros, con fondo plano.

- La mesa de desove con una esponja (dunlopillo - cucharas plásticas para la extracción del semen - un juego de jarras de ½ litro.)

Observación del comportamiento de los reproductores.

Prestar mayor atención al comportamiento de los reproductores sobre todo en las horas grado (H°) cerca al desove, especialmente a las hembras porque podría producirse desoves espontáneos en el tanque lo que significaría pérdida de óvulos.

Cuando la hembra esta lista para el desove, se observan movimientos lentos en el tanque.



Foto N° 06: Reproductores en Cortejo.

Cumplida los grados hora estimadas, se retira del agua al reproductor hembra, se le envuelve en toallas y se seca para proceder a la extracción de los óvulos suavemente.

Técnicas de desove y fertilización.

Primero, se debe secar a la hembra, para evitar que escurra agua por la aleta caudal o aleta anal a las bandejas de recepción de óvulos. El agua reduce el tiempo de abertura del micrópilo², pudiendo quedarse sin fertilizar.

Para el desove, se realiza inicialmente una ligera presión con la mano en el abdomen y seguidamente se hace una suave frotación desde la parte delantera del abdomen hasta la salida del poro genital, para obtener los óvulos.

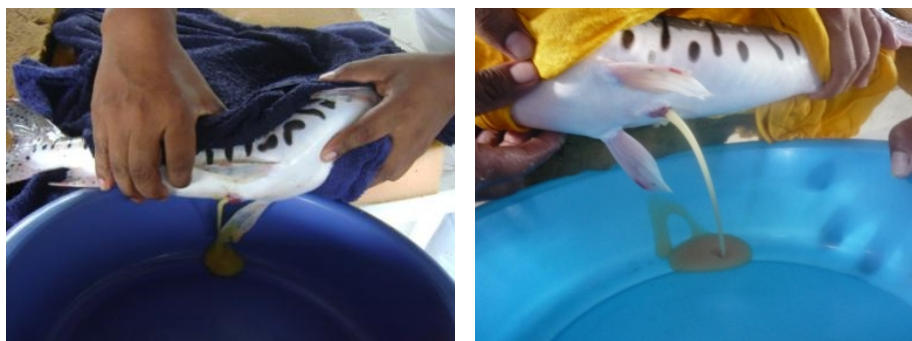


Foto N° 07: Desove y Recepción de óvulos.

El mismo procedimiento se realizará con los machos para extraer el semen. Es recomendable que se extraiga primero los espermatozoides para que la fertilización se haga inmediatamente después de extraídos los óvulos.

² Cavidad microscópica que posee el óvulo, por donde puede ingresar solo un espermatozoide para fecundarlo.



Foto N° 08: Colecta de Esperma

Una vez recepcionados los óvulos, inmediatamente se procede a mezclar con el semen, removiendo con una espátula delgada y suave. La fertilización se realizará en seco por aproximadamente 2 minutos como máximo.

Seguimiento del proceso de hidratación.

Se agregará al recipiente en donde se colectaron los óvulos, agua limpia e igual temperatura del agua en que se mantenían los reproductores. En este proceso, los huevos se hidratarán y aumentarán hasta cuatro veces su diámetro en un lapso, de 5 - 10 minutos. Posteriormente estos huevos se “sembrarán” en las incubadoras, previamente instaladas.



Foto N° 09: Hidratación de Huevos

e. **Reproductores post desove**

Los reproductores, especialmente las hembras, requieren de un proceso de recuperación al final del proceso de desove. Estos ejemplares deben mantenerse por un tiempo promedio de 12 horas en el tanque de tratamiento, con un flujo de agua de 20 l/min; si es que no se dispone de aireación, se debe contar con baja intensidad de luz, y asimismo evitar cualquier estímulo que los pueda molestar.

Luego se transportarán cuidadosamente a un ambiente independiente de recuperación post desove, pero previamente, se les aplicará un baño directo con una solución de permanganato de potasio a una concentración de 0.5 gr/10 litros. Éste actuará como agente antifúngico de efecto prolongado, y ayudará al reproductor a recuperarse de las magulladuras y posibles cortes.

f. Incubación

Acondicionamiento del sistema de incubación

Independiente del origen del abastecimiento de agua para el proceso de incubación, es necesario que el agua que se utiliza en este proceso, debe tener la menor cantidad posible de sólidos en suspensión y que sus parámetros fisicoquímicos se encuentren dentro de los rangos recomendados para esta etapa del cultivo.

A continuación, se mencionan los tratamientos previos que se debe dar al agua del sistema de incubación.

El tanque que abastece de agua a las incubadoras de 60L durante el proceso de incubación debe mantenerse en el mismo nivel.

Tabla N° 03: Distribución del agua hasta el hatchery

Punto de captación	Estanque - tratado para decantar sólidos en suspensión
Punto intermedio	Tanque elevado de (1 - 6m ³)
Punto intermedio	Filtros mecánicos y de carbón activado (en función a la calidad de agua)
Punto intermedio	Tanque cisterna > a 5m ³
Punto intermedio	Filtros de celulosa (si fuera necesario hasta 10 u).
Punto intermedio	Tanque en el hatchery de 1 m ³ almacenamiento (como mínimo) para el abastecimiento de agua a la batería de incubadoras de 60 litros.
Punto intermedio	Tubo matriz de 6 " diámetro con salida de caños de ¾ "
Punto de llegada	Incubadoras tipo Woynarovich de 60 y 200 litros

Fuente : CANH,2014



Foto N° 10: Sistema de Tiramiento de agua al Hatchery

Incubación de los huevos.

Las incubadoras que se emplean son las denominadas tipo Woynarovich, de 60 litros de capacidad, tienen forma cilindro cónica y son de flujo ascendente, hechas de fibra de vidrio.

Estas incubadoras se llenarán de agua, ajustando el flujo a 2 – 3 l/min, en cada una de ellas

Se colocarán aproximadamente 40 a 80 gramos de huevos de Doncella fertilizados e hidratados

Una vez efectuada la siembra no se deben realizar movimientos bruscos ni traslados de huevos que pudieran romper su membrana externa y por lo tanto producir la muerte de los mismos.

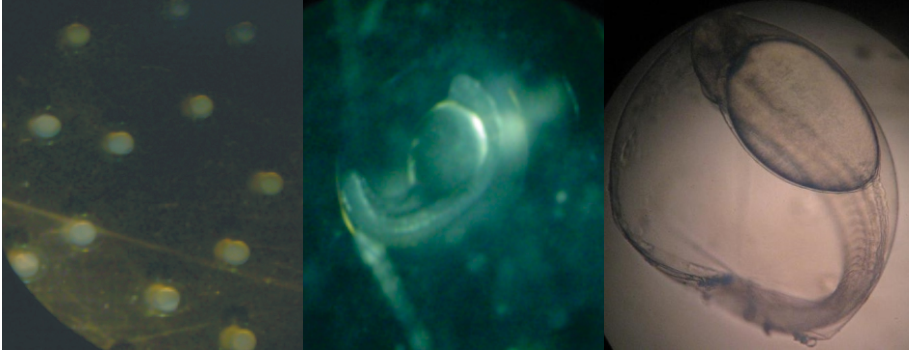


Foto N° 11: Muestra de Huevos en Proceso de Desarrollo Embrionario

Flujo de agua en las incubadoras.

El flujo de agua en las incubadoras ingresará por la parte inferior de la incubadora y la salida por rebose. De esta manera se crea una corriente ascendente muy suave y continua a fin de que mantenga los huevos en movimiento y suficientemente oxigenados.

El flujo de agua será continuo para evitar que los huevos precipiten al fondo de la incubadora. Es importante mantener la presión constante en el sistema de abastecimiento de agua, porque su variación puede provocar movimientos bruscos a los huevos, llegando a perjudicar el proceso.

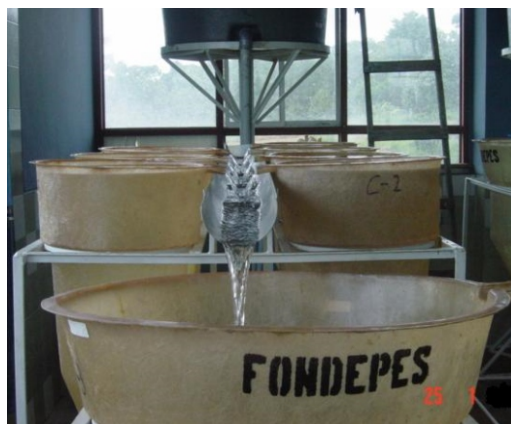


Foto N° 12: Proceso de Incubación y canaleta de colección de larvas

Lo importante es que de acuerdo a la cantidad de huevos en incubación, el flujo de agua debe que generar un movimiento lento de los huevos, pudiendo verificarse este comportamiento al inicio del cono en la incubadora; para ello, se manejan flujos iniciales de 2 l/min elevándolo hasta 4 litros.

g. Eclosión de huevos y estimación de larvas

El tiempo requerido para la incubación hasta la eclosión de los huevos está en función de la temperatura del agua. Es necesario monitorear la temperatura del agua y proyectar el tiempo en función de las horas grado (H°).

Las primeras eclosiones se observan a las 340 - 360 horas grado (H°); siendo en mayor intensidad a las 400 horas grado (H°). A fin de llevar un mejor control del proceso de incubación, se recomienda ir sacando muestras de los huevos en incubación y observando el desarrollo embrionario y confirmar el momento de la eclosión.

Preparación de materiales.

En esta etapa, se requiere de baldes colectores operativos, mangueras de ½" y tinas grandes que servirán para trasladar a las larvas de los colectores a los ambientes de la primera pre cría.

Larvas.

Las larvas recién eclosionadas son colectadas en una incubadora de 200 litros que es abastecida por una canaleta colectora de la batería de las incubadoras de 60 litros.

Generalmente, el término de eclosión de la mayoría de las larvas es a las tres horas de haberse iniciado la primera eclosión, luego a través de una manguera de ½" se aplicará el sistema sifón leve, colectando las larvas en un balde filtrador (400 micras) de una capacidad útil de 10 litros, seguidamente se procede a la siembra en una artesa de 4x1x.02 metros.

En este periodo, las larvas pueden ser transportadas por más de 24 horas a densidades de 1500 larvas/litro de agua según las horas de transporte..

Técnicas de estimación.

Para estimar el número aproximado de larvas, se utilizará el método de conteo volumétrico. La muestra de 500 ml se toma del balde (10 litros) al momento del traslado del colector (200 litros) a la artesa, se las cuenta directamente y con un cálculo de regla de 3 simple se estima la población en el balde colector de 10 litros, para obtener una muestra representativa se homogeniza todo el balde (10 litros) antes de tomar la muestra.

El número final total estimado de larvas, será la sumatoria del número de baldes (10 litros) sembrados en la artesa. Ver el anexo del Flujoograma de reproducción de Doncella.

4.4.4. Transporte de larvas, Post larvas y Alevinos de Doncella.

El transporte se efectúa en bolsas plásticas gruesas, con adición de $\frac{1}{4}$ de agua por $\frac{3}{4}$ de oxígeno, depositados en cajas de tecnopor, plásticos o cartón, por periodos de 8, 12 y 16 horas. Antes de ser embalado estos reciben un tratamiento profiláctico con sal común a razón de 3 ppm para controlar la presencia de hongos.

Es importante tener en cuenta para el transporte de pos larvas y alevinos los siguientes parámetros técnicos: la carga por litro de agua, la homogeneidad en tallas de los peces y el estado nutricional de los mismos.

Tabla N°04

Número de larvas, Post larvas y alevinos de Doncella para el transporte

Estadio	Longitud total (cm)	Ejemplares/Libro		
		8 hrs	12 hrs	16 hrs
Larva	0.5 - 1	1500	1250	1000
Post larva	1 -- 2	800	600	400
Alevino	3	100	60	20

Fuente: CANH - FONDEPES.

V. BENEFICIOS

Mediante la reproducción y el manejo de semilla de *Pseudoplatystoma punctifer* “Doncella”, se contribuirá a la conservación de la especie, reduciendo la presión de la pesca ejercida sobre esta especie y permitiendo como consecuencia su desarrollo en el hábitat natural.

La aplicación de las técnicas descritas en el presente protocolo, permite disponer de ellas, en forma sencilla para su aplicación de acuerdo a la realidad de la zona de la amazonia peruana, recomendando las alternativas que dieron resultados satisfactorios en los diferentes hatcherys implementados por los técnicos del FONDEPES.

VI. RECOMENDACIONES

1. Dependiendo del número final de semilla a producir, se hace necesario, contar con un buen plantel de reproductores, tanto en número, como en calidad, ya que del 100% del plantel de reproductores no necesariamente, el 50% son hembras, y el resto machos; adicionalmente a esto no todas las hembras cargan; esto con referencia a la planificación literal que se pueda plantear inicialmente en cuanto al número de reproductores.
2. El tratamiento previo del agua para el abastecimiento del hatchery es importante, ya que te reducirá costos en cuanto al uso de filtros y sus accesorios, adicionalmente aumentara el porcentaje de sobrevivencia en la fase de incubación; para ello es necesario contar con un estanque independiente de 800 m³, sin peces, y con vegetación acuática propia en el fondo, con la finalidad de bajar los niveles de sólidos en suspensión.

3. Para transportar a los reproductores desde los estanques al hatchery, es necesario hacerlo dentro de una bolsa plástica con un 3 % – 5 % de agua, con la finalidad de evitar fricción en los envases transportadores.
4. No es recomendable al momento del tratamiento hormonal de los peces reproductores, colocar más de un reproductor en un tanque.
5. Dependiendo del tipo de hormona que se usa, se recomienda ajustar las dosis e implementar técnicas específicas de la hormona a utilizar; aquí es importante conocer el historial de los reproductores.
6. Una vez identificada la expulsión de óvulos, sacar al reproductor hembra, prepararla, y seguidamente extraer el semen y proceder al desove y realizar la fertilización inmediatamente.
7. Independientemente del sistema de implementación de abastecimiento de agua a las incubadoras, y la cantidad de huevos sembrados, se debe observar que el comportamiento del movimiento del agua en las incubadoras sea lento.
8. Es importante que la presión del sistema de abastecimiento de agua a las incubadoras debe ser constante; para ello se tiene que romper la presión a través de un tanque independiente para cada batería de incubadoras, donde el nivel de agua no debe variar; pues esto afecta a los huevos en proceso de desarrollo.
9. Los reproductores pos desove, deben ser colocados en un estanque independiente, no perturbarlos hasta por un periodo de 02 meses; asimismo marcarlos y estabularlos por época de desove.

VII. BIBLIOGRAFÍA

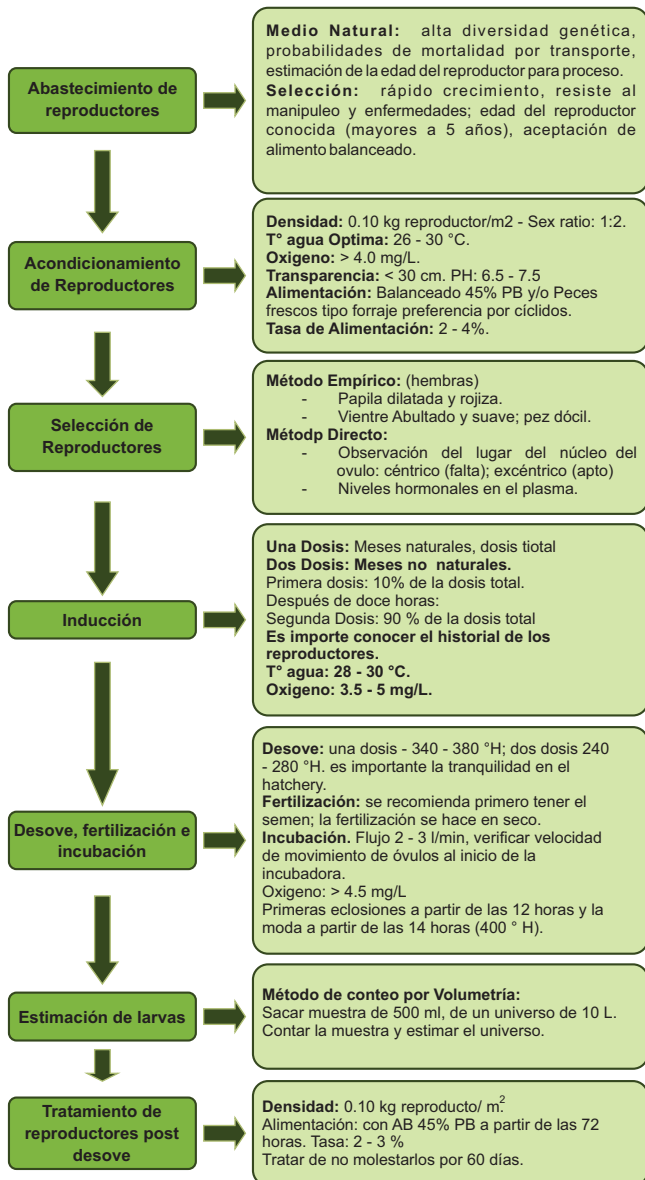
1. BARTHEM, R. B., H.; GUERRA Y VALDERRAMA, M., 1995. “*Diagnóstico de los recursos hidrobiológicos de la Amazonia*”. Tratado de Cooperación Amazónica. Brasilia, Brasil. 17p.
2. DAZA, V.; LANDINES, M. A. Y SANABRIA, A. I., 2005. “*Reproducción de peces en el trópico*”, INCODER/UNC. Bogotá-Colombia. 82 pp.
3. DÍAZ-OLARTE, J. J.; CRUZ-CASALLAS, N. E.; MARCIALES-CARO, L. J.; MEDINA-ROBLES, V. M., y CRUZ-CASALLAS, P. E., 2008. “Efectos de la densidad de siembra y disponibilidad de alimento sobre el desarrollo y sobrevivencia de larvas de *Pseudoplatystoma fasciatum*”. Investigación sobre Reproducción y Toxicología de Organismos Acuáticos – GRITOX, Instituto de Acuicultura, Universidad de Llanos, A.A.110, Villavicencio, Colombia. 21-299p.
4. ESCOBAR, M. D., 2001. Variabilidad genética de los bagres *Pseudoplatystoma fasciatum* y *Pseudoplatystoma tigrinum* en la Orinoquia Venezolana. Universidad Nacional experimental de los Llanos Occidentales Ezequiel Zamora, UNELLEZ. 90 p.
5. FERREIRA, A. A.; NUÑER, A. P. O.; LUZ, R. K., 2001. Avaliação qualitativa e quantitativa do sêmen de jundiá, *Ramdia quelen*. Boletim do Instituto de pesca, v 27, 57-60p.
6. GOMES, I. C.; GOLOMBIESKI, J. I.; CHIPPARI GOMES, A. R., 2000. Biología do jundiá *Ramdia quelen* (teleostei, pimelodidae) ciência rural, v30, 179-185p.

7. KESTEMONT, P.; JOURDAN, S., HOUBART, CC.; PASPATIS, M.; FONTAINE, P.; CUVIER, A. Y BARAS, E., 2003. Size heterogeneity, cannibalism and competition in cultured predatory fish larvae. Biotic and abiotic influences. *Aquaculture*. 227. 333- 356p
8. KOSSOWSKI, C., 1996. Perspective de L'élevage des poissons-chats (siluroidei), en Amerique du Sud. *Aquat. Living Resour. Hors Série*: 189-195p.
9. LÓPEZ, J. M.; SILVA, L.; BALDISSEROTTO, B., 2001. Survival and growth of silver catfish larvae exposed to different water pH., *Aquacult.* 9:73-80p.
10. LOUBENS, G. Y J. L. AQUIM, 1986. Sexualidad y reproducción de los principales peces de la cuenca del rio Mamore, Beni- Bolivia. ORSTON- Cordebeni – ATB, Inf. Cien. N°5. Trinidad, Bolivia.
11. NÚÑEZ, J.; DUGUÉ, R.; CORCUY-ARANA, N.; DUPONCHELLE, F.; RENNO, J. F.; RAYNAUD, T.; HUBERT, N., Y LEGENDRE, M., 2008. Induced breeding and larval rearing of Surubí, *Pseudoplatystoma fasciatum* (Linnaeus, 1766), from the Bolivian Amazon *Aquacult Res.* 39: 7664- 776p
12. PEREZ-CHAPARRO, L.B.; R.E. AJIACO-MARTI-NEZ. Y H. RAMIREZ-GIL. 2001. *Pimelodus pictus* eindachner, 1876. 203-205 p. En: Ramírez, H.y R. E. Ajiaco (Eds.). La pesca

13. QIN, J. Y FAST, A. W., 1996. Size and feed dependent cannibalism with juvenile snakehead *Chana striatus*. *Aquaculture*.144:313- 320p.
14. RAMÍREZ, G. H. Y R. H. AJIACO, 1995. Aspectos biológico-pesqueros en el alto río Meta. Bol. Del bagre rayado *Pseudoplatystoma fasciatum* (Linnaeus, 1766) *Pseudoplatystoma tigrinum* (Valenciennes), *Cient. INPA*, 3: 156-167.
15. RODRÍGUEZ, J.A.1994. Reproducción inducida del cajaro *Phratocephalus hemiliopterus* (Bloch y Schneider, 1801) 229-232 p. En: Memorias 8o Congreso Latinoamericano de Acuicultura y 5o Seminario Nacional de Acuicultura. COLCIENCIAS. Bogotá, D.C. - Colombia, 562 p.
16. SEGURA, L.; HAYASHI, C.; DE SOUZA, S. Y SOARES, C., 2004. Canibalismo entre larvas de pintado *Pseudoplatystoma corruscans*, cultivadas sob diferentes densidades de estocagem. *Acta Scientiarum Biological Sciencies*. 26(3), 299- 302p.

VIII. ANEXO

FLUJOGRAMA DE REPRODUCCION DE DONCELLA





Dirección General de Capacitación
y Desarrollo Técnico en Acuicultura
Av. Petit Thouars N° 115 - Lima - Perú
(01) 209-7700 Anexo: 7717
www.fondepes.gob.pe

Doncella