



PERÚ

Ministerio
del Ambiente

Instituto de Investigaciones de la
Amazonía Peruana - IIAP

RESOLUCIÓN GERENCIAL N° 083-2018-IIAP-GE

Iquitos, 14 de diciembre de 2018

VISTO;

El Informe Legal N° 039-2018-IIAP-OAJ, de fecha 14 de diciembre de 2018, mediante el cual el Jefe de la Oficina de Asesoría Jurídica opina que el Protocolo de Reproducción de Peces Amazónicos debe ser aprobado mediante Resolución Gerencial;

CONSIDERANDO:

Que, mediante Carta N° 02-2018-IIAP-OCI, de fecha 26 de febrero de 2018, el Órgano de Control Institucional, remite el informe de Visita de Control N° 001-2018-OCI/0159-VC "Producción, comercialización y control de alevinos del Programa de Investigación AQUAREC", señalando en el caso 4: "se ha observado que el Programa de Investigación para el Uso y Conservación del Agua y sus Recursos -AQUAREC, no cuenta con un Protocolo para la Reproducción de Peces Amazónicos";

Que, mediante Memorandum N° 242-2018-IIAP-AQUAREC/CIFAAB, de fecha 12 de diciembre de 2018, el Director del Programa de PROBOSQUES, remite la propuesta de Protocolo de Reproducción de Peces Amazónicos, manifestando su aprobación;

Que, la Gerencia General mediante memorando N° 402-2018-IIAP-GE, solicita a esta Oficina de Asesoría Jurídica la proyección de la Resolución Presidencial de aprobación del Protocolo de Reproducción de Peces Amazónicos;

Que, mediante Informe Legal N° 039-2018-IIAP-OAJ, el Jefe de la Oficina de Asesoría Jurídica, informa que el literal h) del artículo 31 del Reglamento de Organización y Funciones dispone que la Gerencia Estratégica aprueba por Resolución Gerencial los manuales de procedimientos administrativos o técnicos u otros similares; por lo cual concluye que, la aprobación del Protocolo de Reproducción de Peces Amazónicos debe ser realizada mediante una Resolución Gerencial;

Que, resulta necesario aprobar el Protocolo de Reproducción de Peces Amazónicos;

Estando al documento del visto, los documentos señalados en el considerando, y contando con las visaciones de la Dirección del Programa de Investigación de AQUAREC, Oficina General de Administración y de la Oficina de Asesoría Jurídica;

Que, de conformidad a las facultades establecidas en el artículo 1 de la Ley N° 23374 y en el literal h) del Artículo 31° del Reglamento de Organización y Funciones del IIAP;



PERÚ

Ministerio
del Ambiente

Instituto de Investigaciones de la
Amazonía Peruana - IIAP

RESOLUCIÓN GERENCIAL N° 083-2018-IIAP-GE

SE RESUELVE:

Artículo 1°.- Aprobar el Protocolo de Reproducción de Peces Amazónicos del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana, que en anexo forma parte integrante de la presente Resolución.

Artículo 2°.- Encargar a la Dirección del Programa de Investigación de BIOINFO, la publicación de la presente Resolución en la página web institucional.

Regístrese, comuníquese y publíquese,



Instituto de Investigaciones de la
Amazonía Peruana IIAP
[Signature]
Ing. M. Sc. ITALO ORLANDO CARDAMA VÁSQUEZ
Gerente General



INSTITUTO DE INVESTIGACIONES DE LA AMAZONÍA PERUANA (IIAP)
CENTRO DE INVESTIGACIONES FERNANDO ALCÁNTARA BOCANEGRA (CIFAB)

PROTOCOLO DE REPRODUCCIÓN DE PECES AMAZÓNICOS

Equipo técnico : Ing. Christian Fernández Méndez
Blgo. Luciano Alfredo Rodríguez Chu
Blga. Miriam Adriana Alván Aguilar
Blga. Rosa Angélica Ismiño Orbe
Blgo. Germán Augusto Murrieta Morey
Blgo. Harvey Satalaya Arellano



Iquitos - Perú

2018

PROTOCOLO N° 01

SELECCIÓN DE REPRODUCTORES PARA INDUCCIÓN HORMONAL

OBJETIVO

Realizar una correcta selección de peces reproductores hembras y machos con fines de inducción hormonal a través de la evaluación del estado de maduración de sus gónadas.

DEFINICIONES

- **Biopsia ovárica:**
Técnica de extracción *in vivo* de una muestra de óvulos, con el fin de diagnosticar el grado de madurez ovárica en los reproductores.
- **Madurez sexual:**
Estado biológico de los animales cuyos órganos reproductores, contienen gametos que han alcanzado el estado de maduración.
- **Expulsión seminal.**
Técnica que consiste en verificar cualitativamente la madurez gonadal a través de la expulsión de semen mediante una ligera presión en la zona abdominal.
- **Óvulo:**
Célula sexual femenina sin fertilizar, tiene forma esférica, ovoide u elipsoide.
- **Oviducto:**
Conducto a través del cual se transportan los ovocitos desde el ovario.
- **Orificio urogenital:**
Conducto por donde salen los productos femeninos.
- **Reproductor:**
Individuo adulto, que ha alcanzado la madurez sexual y aporta gametos para la obtención de nuevos individuos.

MATERIALES Y EQUIPOS:

- Placas de petri
- Cánula (manguera de venoclisis, jeringa de 10 ml)
- Solución fijadora (1 solución salina fisiológica, 1 ml formol comercial).
- Solución aclaradora Serra (10% ácido acético glacial, 30% formol comercial, 60% alcohol comercial).
- Microscopio binocular.
- Estereoscopio.
- Red de pesca.
- Balanza.
- Ictiometro.
- Lector de chip.
- Bolsas transportadoras peces.
- Toallas.
- Marcadores.
- Redes tipo bolicheras.



PROCEDIMIENTO

Captura e Identificación de Reproductores.

1. La captura de reproductores, se efectúa utilizando la malla bolichera, teniendo mucho cuidado de no estresar a los peces. Se recomienda realizar esta actividad en las primeras horas del día.



Figura N° 01. Captura e identificación de reproductores.

2. Identificar y registrar el código numérico de chip de cada reproductor seleccionado y posteriormente determinar sus datos biométricos de longitud (cm) y peso (kg), utilizando un ictiómetro y una balanza, este dato es importante para la dosificación hormonal.



Figura N° 02. Identificación del reproductor mediante la identificación del Chip.

Selección de reproductores hembra.

1. Realizar la **preselección** consiste en seleccionar hembra con las siguientes características: a) Cuerpo más robustos, b) Vientre abultado y flácido y c) Orificio urogenital rojizo.

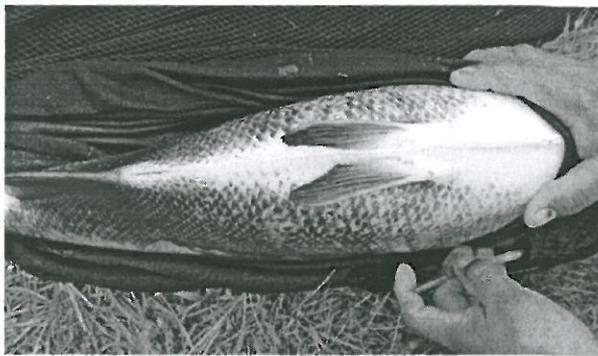


Figura N° 03. Identificación de la hembra.



2. Realizar la biopsia intraovarica colocando a cada reproductor sobre una colchoneta en posición ventro-dorsal, con el orificio urogenital expuesto, introduciendo una cánula por el oviducto del reproductor para extraer una pequeña muestra de óvulos. *Es recomendable cubrir los ojos del pez y tomarlo de la aleta caudal durante este proceso, para evitar que se estrese y facilite la extracción de la muestra de óvulos.*

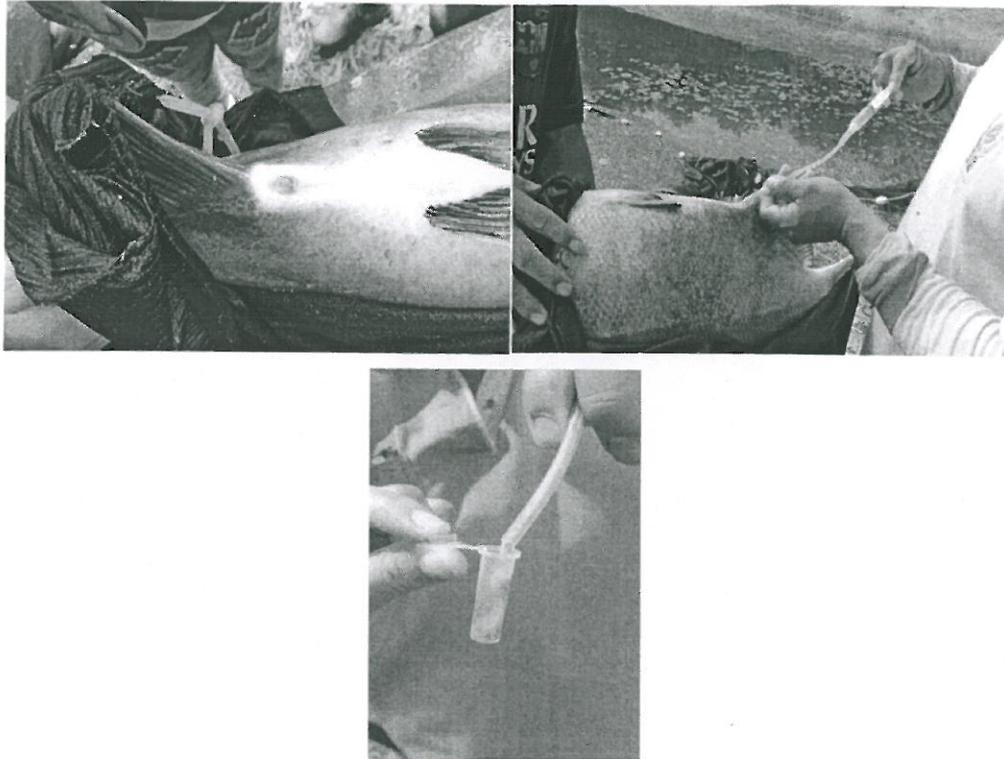


Figura N° 04, 05 y 06, extracción de ovocitos a través de sonda.

3. Colocar en una placa Petri la muestra de óvulos obtenida de cada reproductor, luego lavarla con solución fisiológica (Cloruro de sodio al 9 %) y observar ciertas características de los óvulos que complementen la adecuada selección del reproductor, como: a) el tamaño, que debe ser uniforme; b) la coloración, dependiendo de la especie, que debería estar en un tono de verde claro; y c) sin presencia de grumos, d) ausencia de líquido blanquecino.
4. Posteriormente clarificar los óvulos con solución Serra (60% de alcohol, 30% de formol y 10% de ácido acético glacial) por un lapso de 2 - 4 minutos y con la ayuda de un microscopio estereoscopio evaluar el estado de maduración de los óvulos a través de la observación de la posición del núcleo (Figura N° 07).



Tabla N° 01. Caracterización de los ovocitos

Posición de núcleo	Porcentaje (%)	Evaluación
Núcleo central		Individuo aún no ha alcanzado el punto óptimo para la inducción
Núcleo migrando o periférico	50 % a mas	Individuo apto para ser inducido
Núcleo ausente		Individuo con inicio de regresión de gónada.

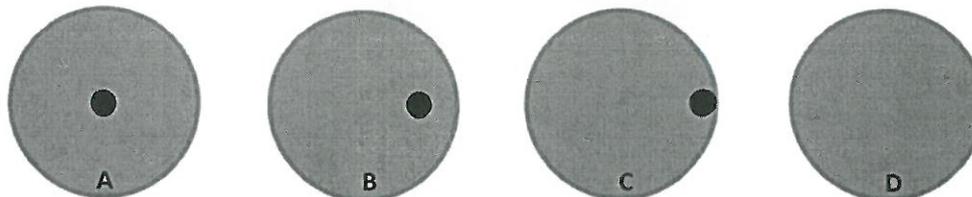


Figura N° 07. Representación esquemática de la posición del núcleo en los ovocitos. A: central; B: en migración; C: periférico; D: ausente.

- Después de este proceso, los reproductores que reúnan las características mencionadas en el procedimiento N° 4 y 5, serán **seleccionados** para el proceso de inducción hormonal.
- Colocar al reproductor seleccionado en una bolsa transportadora y llevarla al laboratorio para iniciar el proceso de inducción hormonal correspondiente.

Selección de reproductores machos.

- Realizar una leve presión del vientre de cada reproductor y seleccionar aquellos individuos que emitan un líquido espermático blanquecino, de aspecto lechoso y de considerable viscosidad, determinando el grado de expulsión seminal (Grado 1: Expulsión a la primera presión, +++; Grado 2: Expulsión a la segunda presión ++; Grado 3: Expulsión a la tercera presión +; Grado 4: Sin emisión de líquido seminal).



Figura N° 08. Selección de reproductor Macho.

- Colocar con mucho cuidado al reproductor seleccionado en una bolsa transportadora y llevarlo al laboratorio para iniciar el proceso de inducción hormonal correspondiente.

Acondicionamiento de los reproductores en la sala de reproducción.

- Los reproductores seleccionados serán acondicionados en tanques de mayólica con capacidad de 700 L, estas se colocan en parejas, separados por un bastidor.



2. El agua debe ser limpia y de preferencia que provenga del estanque para así evitar estrés, debe estar en continuo recambio, considerando un flujo de 2 L/min., además de permanente oxigenación.

Recomendaciones

- Evitar manipular excesivamente a los reproductores.
- Contar con un buen plantel de reproductores.
- Es necesario colocar código numérico de identificación (Chip) a cada reproductor.



PROTOCOLO N° 02

PROTOCOLO DE INDUCCIÓN HORMONAL

OBJETIVO

- Realizar la inducción hormonal de peces reproductores con fines de producción de larvas.

DEFINICIONES.

- **Hormona:**
Sustancia química producida por glándulas, tejidos especializados y neuronas que equilibran las funciones biológicas del cuerpo, tal como el metabolismo, crecimiento, sexualidad, entre otros.
- **Inducción hormonal.**
Técnica de reproducción asistida consistente en la estimulación de la ovulación mediante la administración de distintos fármacos de naturaleza hormonal, generalmente antiestrógenos y gonadotropinas. Es utilizada comúnmente en los casos en los que existe un desajuste hormonal que provoca la falta de ovulación o una ovulación fuera del período normal.
- **EPC.**
Glandula de peces (pituitaria) disecadas "in natura", contiene la hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH), la GtH y los esteroides gonadales. Estas hormonas, así como otras que no se encuentran en los peces, controlan las actividades reproductoras.
- **Mesa de manipulación piscícola.**
Mesa pequeña adaptada para el manejo de reproductores, la cual consta de un almohada para evitar golpes.
- **Conceptal.**
Análogo sintético del factor liberador de gonadotropinas (GnRH) que estimula a la hipófisis para la liberación de las hormonas luteinizante (LH) y folículo estimulante (FSH).
- **Intraperitoneal.**
No se utiliza con frecuencia en seres humanos. Es una técnica de uso frecuente en farmacología experimental, muy peligrosa en humanos, por una posible perforación del intestino que puede causar una peritonitis. Que está localizado en el interior de la cavidad **peritoneal**. Se dice de la vía de administración de fármacos por la cual estos son introducidos directamente dentro de la cavidad **peritoneal**.
- **Intramuscular.**
La inyección **intramuscular (IM)** es una forma de administración rápida en la que el medicamento es inyectado directamente dentro de un músculo. Es utilizada con el fin de que la sustancia administrada sea absorbida de forma eficaz.



MATERIALES Y EQUIPOS

- Jeringas hipodérmicas de 10 ml y 5 ml.
- Agujas
- Hormonas.
- Bolsas transportadoras adaptadas para la captura de los reproductores en tanques.
- Bandejas.
- Balanza analítica.
- Suero fisiológico al 9%.
- Placas Petri.
- Mortero y pilón.
- Papel secante.
- Papel cansón.
- Guantes quirúrgicos.
- Mesa de manipulación piscícola.
- Toallas.

PROCEDIMIENTO.

1. Preparar la cantidad de hormona que será inoculada a cada reproductor: a) Para el caso de hembras se utiliza la hormona extracto de pituitaria de carpa (EPC) a razón de 6 mg/kg de pez, suministrada en dos dosis (10 % en la primera y 90% en la segunda dosis). b) Para el caso de los machos se utiliza la hormona Conceptal a razón de 1 ml/kg de pez, suministrado el 50% en dos dosis. Para ambos casos el intervalo entre cada dosis será de 12 horas.

Tabla N° 01. Dosificación hormonal.

Hormona	Dosis hormonal/Kg del pez	Aplicación inicial (7 pm)	Aplicación Final (7 am)	sexo
Extracto de Pituitaria de Carpa (EPC)	6 mg	10%	90%	Hembra
Conceptal	1 ml	50%	50%	Macho

2. El extracto de pituitaria de carpa (EPC), es molido y pulverizado, utilizando el mortero y pilón, esta se disuelve en suero fisiológico al 9%. Para el caso del conceptual esta se extrae en forma directa del frasco que lo contiene. Ambas hormonas deben estar contenidas en jeringas de acuerdo a la cantidad a suministrar.



Figura N° 01. Hormonas utilizadas para la inducción hormonal.

3. Para la inducción el individuo es retirado del tanque de mayólica donde se encuentra acondicionado, utilizando para ello la bolsa transportadora y toalla.



4. El pez es llevado a la mesa de manipulación piscícola, colocado en posición lateral, cubriendo los ojos, sujetando la cabeza y la aleta caudal, para evitar movimientos bruscos y estrés en el pez.



Figura N° 02. Aplicación de hormona.

5. El lugar de aplicación e inoculación de la hormona puede ser: a) Intra peritoneal debajo de la aleta pectoral o en la posición intermedia de las aletas ventrales, b) Intramuscular, se aplica en la zona de la parte media del pez a tres dedos del inicio de la aleta dorsal.
6. En este proceso se monitorea la temperatura, cada hora hasta el desove, después de la segunda dosis hormonal, para determinar el valor de las horas/grado de desove.

Recomendaciones

- El uso de filtros mecánicos, mejorara la calidad del agua que abastece al laboratorio de reproducción.



PROTOCOLO N° 03

PROTOCOLO DE DESOVE, FECUNDACION, INCUBACION, ECLOSION Y CONTEO DE LARVAS

OBJETIVO

- Establecer y garantizar un adecuado procedimiento en las etapas de desove inducido, fecundación, incubación y eclosión en laboratorio de reproducción, para los fines de producción

DEFINICIONES

- **Desove inducido**
Es el acto de extraer ovocitos de reproductores (hembra) previamente inducidos, a través de un leve masaje abdominal.
- **Fecundación**
Fase de la reproducción sexual en la cual el elemento reproductor masculino (espermatozoides) se une con el femenino (ovocitos), para iniciar el desarrollo de un nuevo organismo.
- **Incubación**
Mantenimiento de huevos fecundados de un pez en incubadoras en condiciones de calidad de agua adecuada y constante, para garantizar el desarrollo de los embriones.
- **Desarrollo embrionario**
Es el periodo que se produce entre la fecundación y la eclosión. Constituye la fase inicial del desarrollo de un organismo, mientras éste se encuentra contenido dentro de las membranas del huevo.
- **Eclosión**
Es el momento en que los embriones de peces que han alcanzado su máximo nivel de desarrollo (larvas), comienzan a librarse de su huevo.
- **Incubadoras cónicas de flujo vertical para peces.**
Incubadoras diseñadas de forma cónica con entrada de agua en la parte inferior del cono fluye hacia la parte superior de la misma.
- **Balde concentrador y/o colector.**
Envase diseñado para la colecta de larvas de la incubadora a los baldes concentradores para el respectivo conteo, los cuales una vez contados van a ser llevados a los tanques de mayólicas para el respectivo manejo.

MATERIALES

- Bandejas de 4 y 5L.
- Bandejas de 30 L.
- Balanza.
- Papel secante.
- Toallas.
- Bolsa transportadora.
- Mesa de manipulación piscícola (MMP).
- Incubadoras cónicas de flujo vertical.
- Pluma de ave.



- Vaso precipitado (500 mL).
- Manguera ½", ¾" y 1".
- Mangueras para aeración.
- Piedras difusoras.
- Electrobombas.
- Kit de análisis de agua.
- Mangueras para abastecimiento de aire.
- Placas Petri.
- Coronas filtro.
- Tubos de plástico 3 ml.
- Estereoscopio.
- Linterna.
- Blower 1HP.
- Balde concentrador.

PROCEDIMIENTO

1. Se determina las horas grado midiendo la temperatura cada hora luego de aplicada la segunda dosis hormonal.
2. Se procede a esperar el desove que se efectúa a las 8 horas aproximadamente, luego de aplicada la segunda dosis hormonal.
3. Las incubadoras deben ya estar instaladas con flujo de agua, filtros y oxígeno de manera permanente considerando un flujo de 1.4 a 1.6 L/min., la concentración de oxígeno óptima para el desarrollo embrionario debe ser de 4.5 a 6 ppm., esta se logra inyectando oxígeno a través de un blower y una piedra difusora por incubadora, regulándose a través de una llave.
4. Para el desove se recomienda tomar y manipular a los individuos con toallas, guantes y materiales adaptados y evitar traumas y pérdida de escamas.
5. Para el desove, la hembra es capturada de los tanques de selección utilizando la bolsa transportadora. Es recomendable la inmovilización de cada individuo tapando la cabeza y tomándolo de la cola con ayuda de una toalla.



Figura N° 01. Expulsión de ovocitos por parte de la hembra

6. Antes del desove, secar la zona ventral de los individuos reproductores con papel secante.
7. Para el desove, realizar una ligera presión con las manos en el abdomen y hacer una frotación en la zona ventral, desde la parte anterior o delantera hacia la salida del poro genital.
8. Una vez realizada el desove estos ovocitos se receptionan en recipientes de plástico secos de aproximadamente 5 litros, debidamente pesados.



9. Extraer aproximadamente 1 gr. del desove y colocarlos en tubos de plásticos debidamente rotulados con los datos de la hembra desovada (Chip, fecha y especie), para posteriormente realizar el conteo de ovocitos y determinar la tasa de eclosión.
10. Inmediatamente se procede a capturar al macho utilizando la misma metodología empleada en el ítem 5.
11. La obtención del producto sexual masculino se obtiene presionando la parte abdominal de los reproductores machos y colocarlo en el envase que contiene el desove.



Figura N° 02. Fecundación de los ovocitos.

12. Proceder a mezclar ambos productos sexuales con ayuda de una pluma de ave (Pato), después de un minuto adicionar agua a la mezcla para activar a los espermatozoides e iniciar la fecundación. Lavar la mezcla 3 veces para eliminar los residuos, permitiendo la hidratación de los huevos.



Figura N° 03. Lavado e hidratación de los huevos.



13. Distribuir los huevos fecundados en forma equitativa en las incubadoras, a una densidad de 1 a 1.5 gr/litro y flujo de 1.2 a 1.5 L/min.

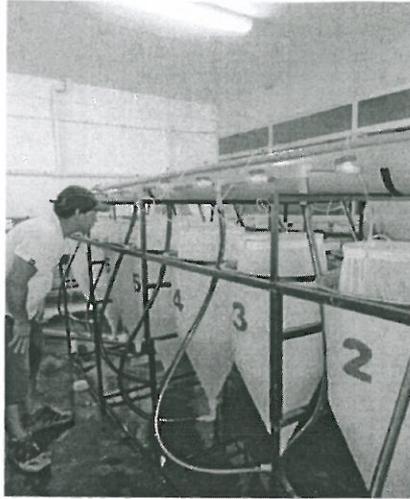


Figura N° 04. Incubadoras ya con huevos en proceso de incubación.

14. En la incubación se monitorea los parámetros de la calidad del agua: concentración de oxígeno, pH, conductividad, temperatura y los productos nitrogenados como el nitrato y amonio.
15. Esperar la eclosión de las larvas, que debe ocurrir entre 18 a 20 horas post fecundación.



DESARROLLO EMBRIONARIO

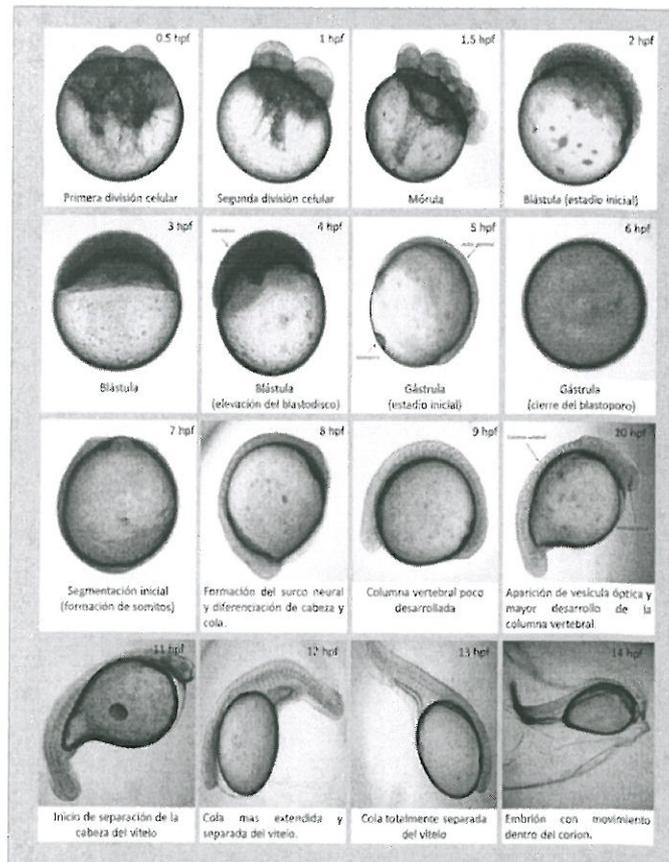


Figura N° 05. Etapas del desarrollo embrionario.

16. Incrementar el flujo de agua de las incubadoras a 4.5 L/min. por un espacio de 45 minutos, para eliminar los residuos de este proceso (corión, cascaras, huevos no viables entre otros).
17. Cerrar el flujo de agua de las incubadoras y esperar aproximadamente 5 minutos, para que los residuos precipiten facilitando la colecta de larvas.
18. Para la colecta de las larvas se realiza el sifoneo utilizando una manguera de 1" de diámetro (evitar succionar los restos orgánicos), hacia el balde concentrador con volumen conocido (7 a 8L), el cual debe colocarse dentro de una bandeja de agua para evitar daños a las larvas por presión de agua.
19. Para el conteo, se aplica el método volumétrico que consiste en homogenizar y extraer 3 muestras de 100 ml del balde concentrador, posteriormente contar el número de larvas por cada muestra, determinar el promedio y multiplicar por el factor de conversión del balde
20. esta se realiza mediante el método volumétrico, que consiste en extraer tres muestras de un volumen conocido, promediar el número de larvas contadas en dichas muestras para luego multiplicar por el volumen del balde concentrador, el número obtenido es el número de larvas por esa incubadora en el volumen conocido, utilizando la siguiente formula:

$$\text{Numero total de larvas} = \frac{\text{Numero de larvas promedio} \times \text{Volumen del balde (ml)}}{\text{Volumen de la muestra (ml)}}$$

21. Las larvas se siembran en tanques de concreto revestidas de mayólica de 700 L., a razón de 100 larvas/L.

Recomendaciones

- El agua que se utiliza en el proceso de incubación debe ser limpia y adecuadamente filtrada y tener un adecuado control de las características físico químicas del agua durante el proceso.
- Una vez efectuado el desove se toma a la hembra y macho para realizar un baño de sal, utilizándose 2 g de sal/L de agua., esto para evitar algún tipo de infección externa.
- Previo al conteo se prepara los tanques donde irán las larvas, estos tanques tienen una capacidad de 700 L, se limpian y desinfectan adecuadamente con formol al 5% o lejía, esta limpieza se realiza en todo el tanque de mayólicas, luego de aplicar estos desinfectantes, se procede a lavar estos tanques con abundante agua, eliminando todo residuo del desinfectante.



PROTOCOLO N° 04

MANEJO ALIMENTARIO Y SIEMBRA DE LARVAS Y POST LARVAS

OBJETIVO

Realizar un adecuado manejo de larvas y post larvas de peces amazónicos en el laboratorio.

DEFINICIONES

- **Larva**
Etapa del desarrollo post embrionario de los animales que experimentan desarrollo indirecto.
- **Post larva**
Es un estadio del ciclo biológico, alcanzado después de haber evolucionado, a través de los diferentes estadios larvales.
- **Nauplio de artemia**
Primera larva característica de los crustáceos. Posee forma piriforme y presenta sólo tres pares de apéndices cefálicos: anténulas, antenas y mandíbulas, con los que nada.
- **Chlorella sp.**
Conjunto de organismos exclusivamente vegetales que forman parte del plancton.
- **Scenedesmus sp.**
Scenedesmus es uno de los géneros de algas de agua dulce más comunes; sin embargo, las morfologías extremadamente diversas que se encuentran dentro de las especies dificultan la identificación. Si bien la mayoría de las especies se encuentran en todo el mundo
- **Rotíferos**
Los rotíferos constituyen un filo de animales pseudocelomados microscópicos con unas 2.200 especies que habitan en aguas dulces, tierra húmeda, musgos, líquenes, hongos, e incluso agua salada.
- **Moina sp.**
Moina es un género de crustáceos dentro de la familia Moinidae. Se les conoce como pulgas de agua, pero son más pequeños que sus primos más conocidos: la *Daphnia magna* más grande y la *Daphnia pulex* de tamaño mediano. Este género demuestra la capacidad de sobrevivir en aguas que contienen bajos niveles de oxígeno, salinidad alta y otras impurezas, incluidas salinas, y comúnmente eutrofización
- **DPE**
Días por eclosión, días transcurridos después de la eclosión de la larva.

MATERIALES Y EQUIPOS

- Manguera 1"
- Piedras difusoras
- Mangueras para abastecimiento de aire
- Baldes de 20 l
- Bandejas de 4 y 5 l
- Kit de análisis de agua



- Cultivo de *Chlorella* y/o *Scenedesmus*
- Cultivo de rotíferos
- Cultivo de *Moina* sp.
- Placas Petri
- Formol
- Lejía
- Tamiz de 150, 100, 50 y 30 micras
- Balde concentrador
- Promolas ½
- Contometro
- Cámaras de conteo Neubauer y Sedgewick Rafter
- Microscopio ocular
- Estereoscopio

PROCEDIMIENTOS.

1. Durante los primeros cuatro días DPE, las larvas no son alimentadas.
2. Al cuarto día, se inicia la alimentación de las larvas.
3. Estas son alimentadas con el cultivo de *Chlorella* y *Scenedesmus*, proporcionando 1×10^6 de células/ml, provenientes de los tanques de producción previamente preparadas (siguiendo la tabla de alimentación N° 01 de larvas).

Tabla 1. Alimentación de larvas y/o post larvas de *Gamitana*. DPE = días post eclosión.

PROTOCOLO DE ALIMENTACIÓN		
Día post eclosión (DPE)	N° de larvas o post lavas	Alimentación
1-2	Hasta 50,000	No se alimentan a las larvas; solo se realiza la limpieza de cada tanque de siembra (por sifoneo) para eliminar los huevos no eclosionados y larvas muertas
	50,000 – 100,000	
3	Hasta 50,000	40 litros de cultivo de plancton
	50,000 – 100,000	60 litros de cultivo de plancton
4	Hasta 50,000	60 litros de cultivo de plancton
	50,000 – 100,000	80 litros de cultivo de plancton
5	Hasta 50,000	80 litros de cultivo de plancton
	50,000 – 100,000	100 litros de cultivo de plancton
6	Hasta 50,000	100 litros de cultivo de plancton
	50,000 – 100,000	120 litros de cultivo de plancton
7	Hasta 50,000	120 litros de cultivo de plancton + 10 g de quiste de <i>Artemia</i>
	50,000 – 100,000	140 litros de cultivo de plancton + 20 g de quiste de <i>Artemia</i>
A partir del 8° día post eclosión (DPE), las post larvas están listas para ser sembradas en estanques de tierra o transferidas a otros lugares.		



Recomendaciones

- Durante todo el proceso se efectúa la limpieza de los tanques a través del sifoneo del 50 a 60 % del volumen del agua, esta se efectúa antes de cada alimentación.

SIEMBRA DE POST LARVAS

4. Para la siembra se monitorea la calidad del agua del estanque de destino y del tanque de origen.
5. Se realiza un conteo a través del método volumétrico, para determinar el total de post larvas sembradas en cada estanque (estos datos servirán para determinar la producción por cada pareja de reproductores y el porcentaje de sobrevivencia de larva a post larva).

$$\text{Numero total de larvas} = \frac{\text{Numero de larvas promedio} \times \text{Volumen del balde (ml)}}{\text{Volumen de la muestra (ml)}}$$

6. Una vez contadas son concentradas en el balde filtrador transportadas al estanque y aclimatadas por espacio de 5 minutos para luego ser liberadas.



PROTOCOLO N° 05
PROTOCOLO DE PREPARACIÓN DE ESTANQUE PARA EL LEVANTE DE ALEVINOS EN
EL CIFAB-IIAP

OBJETIVO

Realizar una correcta preparación de estanque para la siembra de post larvas y obtener una buena producción de alevinos.

DEFINICIONES.

- **Estanque**
Es un ambiente acuático, la cual es diseñada y construida bajo especificaciones que permiten el cultivo eficiente de organismos acuáticos. En la piscicultura, los estanques de más aplicación son los estanques de presa, se construyen en el fondo de un valle colocando un dique, a través de éste y quedando alimentado por una o varias fuentes de agua.
- **Alevinos**
La palabra alevín es utilizada comúnmente en actividades como la piscicultura y la acuicultura, o en ciencias como la ictiología, para designar a las crías recién nacidas de peces.
- **Fertilización orgánica**
Es la práctica de aumentar el nivel de nutrientes del suelo o columna de agua en un estanque, mediante la aplicación directa de productos orgánicos provenientes del estiércol de gallina, cerdo, ganado, residuos de la agroindustria, etc.
- **Productividad acuática**
Producción de biomasa por unidad de tiempo, cantidad total de materia orgánica que es formada en cierto tiempo por actividad fotosintética de las plantas.
- **Densidad de siembra**
Se define como el número de individuos por unidad de área de terreno o estanque. Tiene un marcado efecto sobre la producción y se considera como un insumo para la producción.
- **Encalado**
Etapa de tratamiento del estanque que consiste en calentar el estanque, el encalado mejora la estructura del suelo del estanque, mejora y estabiliza la calidad del agua y hace que los fertilizantes actúen más eficazmente aumentando el alimento natural disponible.

MATERIALES Y EQUIPOS

- Motobombas de 4" 1Hp
- Mangueras de succión 4".
- Tubos de 4".
- Carretilla tipo Buggi.
- Combustible
- Cal hidratada
- Fertilizante orgánico (gallinaza).
- Harina de Pescado
- Agua abundante
- Kits de análisis de agua
- Pala



PROCEDIMIENTOS.

La preparación de estanques para el levante de alevinos en el CIFAB, se sincroniza con el proceso de reproducción y comprende el acondicionamiento de los estanques para la siembra de post larvas y levante de alevinos comprende actividades de mejoramiento de la calidad del agua, la cual involucra la productividad acuática y la producción del plancton en sus diferentes etapas, así mismo se utilizan insumos químicos y materia orgánica que ayudaran a mejorar la calidad del agua y con ello la productividad, es un proceso que requiere el trabajo del personal de apoyo, las cuales cumplen las labores y acciones abajo mencionadas:

1. Secado del Estanque

- 1.1. Para el secado total del estanque se debe sacar el tubo de rebose del desagüe y eliminar la totalidad del agua del estanque.
- 1.2. El estanque debe estar seco y expuesto al sol aproximadamente 48 horas, con anterioridad al trabajo de reproducción de peces amazónicos, debe secarse totalmente y para eliminar cualquier predador presente en ellas.

2. Encalado

- 2.1 La cal es almacenada en un lugar seco y es trasladado desde el almacén al estanque utilizando carretillas.
- 2.2. El caleado se debe realizar manualmente, considerando el sentido a favor del viento para evitar desperdiciar la cal o que el viento lleve la cal a otro lugar.
- 2.3. Durante el caleado en zonas húmedas o charcos, se debe colocar cal viva en los charcos que se formen dentro del estanque.
- 2.4. El operador de la cal debe tener cuidado para el manipuleo de la cal ya que en contacto con las zonas húmedas del cuerpo, esta reacciona y puede producir una irritación. Se debe usar lentes protectores, mascarilla y guantes.
- 2.5. La cantidad de cal que se utiliza es de 50 g/m².

3. Fertilizado

- 3.1. Luego del caleado se debe iniciar el bombeo de agua al estanque hasta lograr tener de 20 a 30 cm de altura del estanque.
- 3.2. Debe abonarse el estanque con estiércol de gallina o gallinaza y pasto verde esparciendo por toda la zona de inundación del estanque, la cual permitirá la proliferación de organismos acuáticos en todo el estanque.
- 3.3. Culminada la fertilización se debe iniciar el bombeo hasta completar el nivel del agua del estanque.
- 3.4. La cantidad de gallinaza y pasto verde a utilizarse es de 120 g/m² y 60 g/m² respectivamente.
- 3.5. Se debe reforzar el fertilizado a las 24 horas de haber sido caleado y fertilizado, aplicando harina de pescado, en una proporción de 5 g/m², de esta manera mejorar la productividad acuática.



4. Reposo del Estanque

- 4.1. Dejar reposar el estanque por un espacio de 72 horas, una vez culminado el bombeo de agua con la finalidad de que la materia orgánica se descomponga y se genere producción de microorganismos acuáticos como los rotíferos y los cladóceros.

RECOMENDACIONES.

- Realizar el monitoreo de la calidad de agua 24 hora antes de realizar la siembra de las post larvas, considerando los valores de pH, concentración de oxígeno y conductividad eléctrica.
- Se debe sincronizar la preparación del estanque con el proceso de reproducción inducida siguiendo la tabla N° 01.

Tabla N° 02. Tabla de Sincronización de las actividades de producción de post larvas.

Proceso de Reproducción /Día	Días de preparación de Estanque	Labores o Actividades
1		Selección/ Inducción
2		Desove/Fecundación/Incubación
3	1	Nacimiento/Eclósión/Conteo 1. Secado del estanque (1 día)
4	2	2. Encalado 3. Llenar el estanque de 20 a 30 cm 4. Fertilizado y Abonamiento con gallinaza y pasto verde. 5. Continuar con el bombeo hasta el llenado total
5	3	6. Reforzar con harina de pescado
6	4	7. Dejar reposar el estanque
7	5	8. Dejar reposar el estanque
8	6	9. Dejar reposar el estanque
9	7	10. Dejar reposar el estanque
10	8	11. Dejar reposar el estanque
11	9	12. Siembra de post-larvas
12	10	13. Inicio de alimentación con balanceado en polvo (28% PB)
	30 - 40	Evaluación
	45	Cosecha



RESUMEN DEL PROCESO DE REPRODUCCIÓN.

