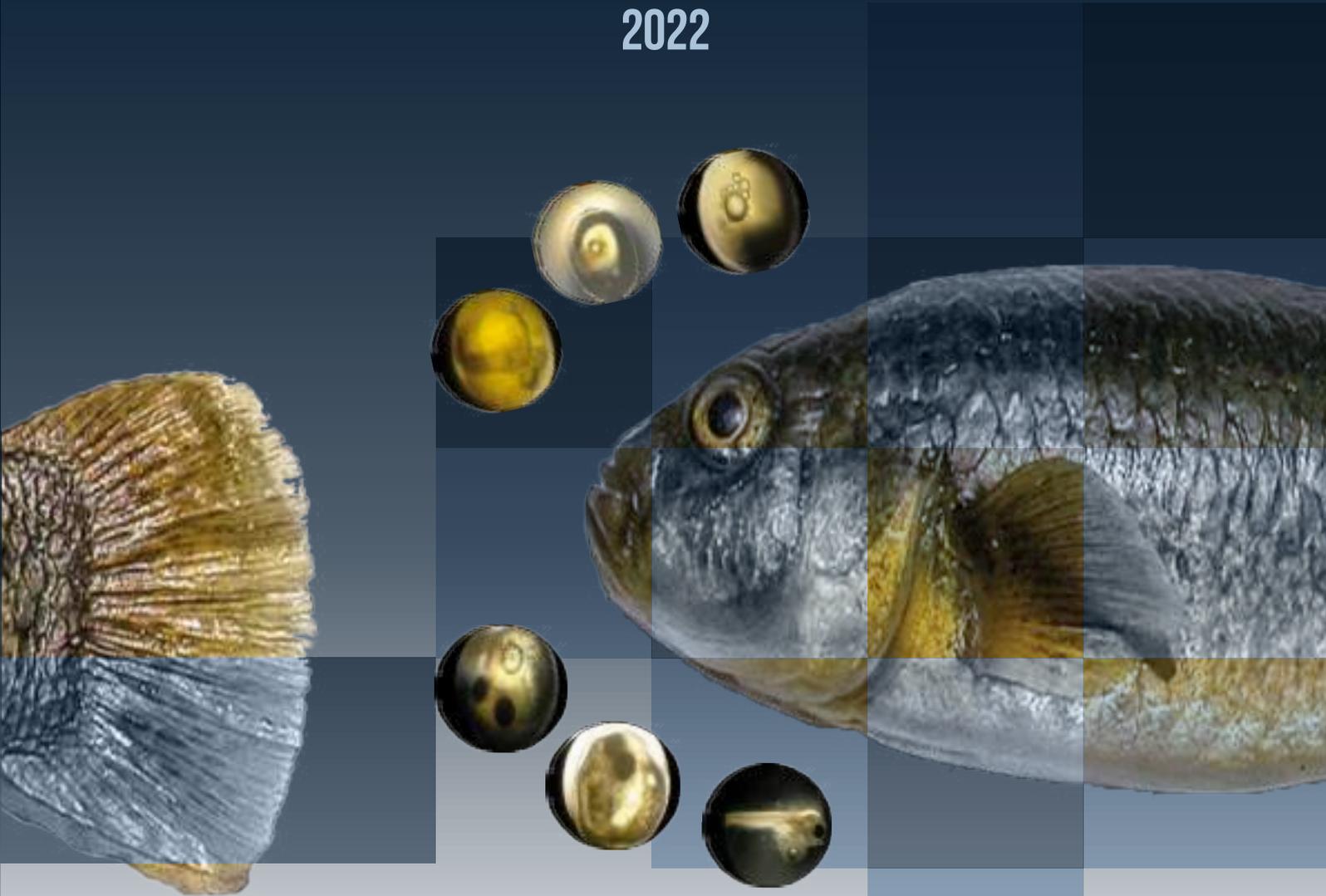




República del Perú
Estado Plurinacional de Bolivia
Autoridad Binacional Autónoma Lago Titicaca

PERÚ - BOLIVIA
2022



GUÍA TÉCNICA PARA LA REPRODUCCIÓN DE ESPECIES ÍCTICAS NATIVAS EN PELIGRO DE EXTINCIÓN EN EL ÁMBITO DEL SISTEMA TDPS

República del Perú
Estado Plurinacional de Bolivia
Autoridad Binacional Autónoma Lago Titicaca

Guía técnica binacional para la reproducción de especies ícticas nativas en peligro de extinción en el ámbito del Sistema TDPS

Primera edición

Juan José Ocola Salazar
Juan Mamani Ochochoque
Allan Steve Ñahuincopa Vergara

Perú - Bolivia, 2022

© **Autoridad Binacional Autónoma del Sistema Hídrico del Lago Titicaca-Río Desaguadero-Lago Poopó y Salar de Coipasa (ALT)**

Editado por:

Autoridad Binacional Autónoma Lago Titicaca (ALT)

Av. Costanera, Manzana D, Lote 26, Puno - Perú, Tel. (+5151) 601588

Av. Sánchez Bustamante esquina Calle 14 Calacoto, Piso 2 del Edificio Metrobol II No. 7995, La Paz- Bolivia, Tel.(591-2) 2112336 - 2128393.

Autores:

Lic. Juan José Ocola Salazar	ALT
Lic. Juan Mamani Ochochoque	ALT
Lic. Allan Steve Ñahuincopa Vergara	Consultor

Colaboradores - Perú

Ing. Esteban Aragón Figueroa	Especialista en pesca
Ing. Marco Antonio Meza Álvarez	ALT
Bach. Diego B. Ocola Villasante	Universidad Científica del Sur

Revisión y aportes:

Instituto del Mar del Perú	Laboratorio Continental – Puno
Blgo. Richard W. Apaza Arpasi	Consultor ambiental
PhD. Sabino Atencio Limachi	Docente de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional del Altiplano - Puno
Blgo. Herminio René Alfaro Tapia	Docente de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional del Altiplano
Blgo. Carla Ibáñez Luna	Investigador del Instituto de Ecología de la Universidad Mayor de San Andrés - Bolivia
Blgo. Erick Loayza Torrico	Investigador del Instituto de Ecología Acuática de la Universidad Mayor de San Andrés -Bolivia

Este documento debe ser citado como:

Ocola J., Mamani J., Ñahuincopa A., 2022. *Guía técnica binacional para la reproducción de especies ícticas nativas en peligro de extinción en el ámbito del Sistema TDPS.*

Primera edición, octubre 2022

Tiraje, 500 ejemplares

Depósito Legal en la Biblioteca Nacional de Perú: 2022-09448

ISBN en la Biblioteca Nacional de Perú: 978-612-49062-1-3

Edición y diseño: Meliza Ayaviri Arias

Imprenta: Arco Iris EIRL

Calle Carabaya N° 106 Puno, Perú

Octubre, 2022

La Autoridad Binacional Autónoma del Lago Titicaca se reserva todos los derechos de reproducción, publicación total o parcial.

Nota: El presente documento fue consensuado el 15 de julio de 2022 en la ciudad de La Paz, Bolivia entre Autoridades y representantes de las organizaciones pesqueras del lago Titicaca de Perú y Bolivia.

Perú - Bolivia

CONTENIDO

Presentación.....	5
Siglas y acrónimos.....	7
Glosario de términos.....	9
Capítulo I:	
ASPECTOS GENERALES.....	11
1.1. INTRODUCCIÓN.....	13
1.2. ANTECEDENTES.....	14
1.3. ASPECTOS BIOLÓGICOS DE LAS ESPECIES.....	15
1.4. OBJETIVO.....	16
1.5. ALCANCES Y APLICACIÓN.....	16
1.6. BREVE DESCRIPCIÓN DE LAS CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS GENERALES DE LAS ESPECIES NATIVAS.....	16
1.6.1. Aspectos generales de las <i>Orestias</i>	16
1.6.1.1. Ispi (<i>Orestias ispi</i>).....	16
1.6.1.2. El carachi negro o gris (<i>Orestias agassi</i>).....	17
1.6.1.3. El carachi amarillo “Punku” (<i>Orestias luteus</i>).....	18
1.6.1.4. La boga o k’esi (<i>Orestias pentlandii</i>).....	19
1.6.2. Aspectos generales de las especies del género <i>Trichomycterus</i>	20
1.6.3. Biología de la reproducción.....	21
1.6.3.1. Tamaño de madurez sexual.....	22
1.6.3.2. Proporción sexual de reproductores.....	22
1.6.3.3. Número de ovas.....	22
1.6.3.4. Diámetro relativo de ovas.....	23
1.7. DESCRIPCIÓN DE LOS ESTADIOS DE MADUREZ SEXUAL.....	23
1.8. MESES DE MAYOR MADURACIÓN SEXUAL DE PECES NATIVOS.....	24
1.9. PARÁMETROS FÍSICO-QUÍMICOS DEL AGUA PARA EL CULTIVO DE ESPECIES NATIVAS.....	25
Capítulo II:	
ASPECTOS METODOLÓGICOS.....	27
2.1. INTRODUCCIÓN.....	29
2.2. EQUIPOS, MATERIALES E INSUMOS BÁSICOS.....	29
2.3. METODOLOGÍA.....	31
2.3.1. Fecundación artificial.....	31
2.3.2. Flujograma del proceso de reproducción.....	32
2.4. DESCRIPCIÓN DE LOS PROCEDIMIENTOS METODOLÓGICOS.....	33
2.4.1. FASE I: OBTENCIÓN DE REPRODUCTORES.....	33
2.4.1.1. Obtención de los reproductores.....	33
2.4.1.2. Identificación de reproductores: aptos o grávidos.....	33
2.4.2. FASE II: PROCESO DE FECUNDACIÓN ARTIFICIAL.....	34
2.4.3. FASE III: PROCESO DE INCUBACIÓN.....	36
2.4.4. FASE IV: ECLOSIÓN Y LARVAJE.....	46
2.4.4.1. Aspectos básicos del desarrollo embrionario.....	46

Capítulo III:

SIEMBRA Y ALIMENTACIÓN EN LA FASE DE PRE LARVA Y LARVA	51
3.1. INTRODUCCIÓN.....	53
3.2. SIEMBRA EN SISTEMA: AGUA + AIRE + ALIMENTO.....	53
3.2.1. En la fase pre-larva.....	53
3.2.2. En la fase larval.....	54
3.2.3. En la fase post-larva.....	56
3.3. PRODUCCIÓN DE ALIMENTO VIVO.....	59
3.3.1. Producción de microalgas.....	59
3.3.2. Producción de micro crustáceos.....	61
3.4. PRODUCCIÓN DE ALIMENTO INERTE.....	62
3.5. PRODUCCIÓN DE ALIMENTO EN ESTANQUES.....	62
3.6. CERCO DE CONFINAMIENTO.....	63
3.6.1. Construcción.....	63
3.6.2. Mantenimiento del plantel de reproductores.....	63
BIBLIOGRAFÍA	65

PRESENTACIÓN

La Autoridad Binacional Autónoma del Sistema Hídrico Lago Titicaca-Río Desaguadero-Lago Poopó y Salar de Coipasa (TDPS), en el marco de sus funciones, realizó el Diagnóstico Binacional Pesquero y Acuícola en el ámbito del sistema TDPS, cuyos resultados demostraron que los volúmenes totales de captura extraídos del Lago Titicaca, disminuyeron notablemente en las últimas tres décadas; en el sector peruano 89% y en el sector boliviano 81%. Las especies nativas del Perú son del orden de 85%. Asimismo, el diagnóstico, basado en la revisión de fuentes secundarias, reveló la desaparición de: *Orestias jussiei Valenciennes*, *Orestias puni Tchernavin*, entre otras. Además están en proceso de extinción el suche (*Trichomycterus rivulatus*), el mauri (*Trichomycterus dispar*), la boga (*Orestias pentlandii*), el carachi gris (*Orestias agassii*), el carachi gringo (*Orestias mulleri*) y el carachi enano (*Orestias olivaceus*). Entre las causas principales que han ocasionado esta dramática realidad se encuentran la sobrepesca, la débil política binacional en materia de control y vigilancia, los procesos de eutroficación, contaminación, calentamiento global; así como la escasa responsabilidad social a nivel de pescadores, comerciantes, consumidores y de la sociedad en general.

Este es un problema del cual muy pocas veces se ha hablado, y sobre el cual no se ha tomado acciones concretas, excepto la reproducción artificial, que desde la década de los 90' el Proyecto Especial Lago Titicaca (PELT), brazo operativo de la ALT en Perú, ha venido desarrollando con fines de repoblamiento en zonas estratégicas del lago Titicaca.

Como resultado de esta experiencia desarrollada durante 28 años, actualmente se ha logrado conocer aspectos importantes relacionados con los procedimientos técnicos para la reproducción artificial de diferentes especies nativas, un aporte muy útil para entrar en una nueva etapa orientada a masificar la reproducción de estas, no sólo con fines de poblamiento y repoblamiento, en los lagos Titicaca (Perú-Bolivia), Umayo, Arapa, laguna Lagunillas en Perú; en los lagos Uru Uru, Poopó, y otras lagunas altoandinas de Bolivia.

En ese contexto la ALT consideró importante, presentar la *Guía técnica binacional para la reproducción de especies ícticas nativas en peligro de extinción en el ámbito del Sistema TDPS*, la cual ha sido elaborada a partir de la recolección y sistematización de toda la información relacionada con la reproducción de éstas, tarea encargada por los Gobiernos de Perú y Bolivia, y que hoy ponemos al alcance de las autoridades competentes, investigadores y de los pescadores, con la esperanza de que unificando esfuerzos logremos salvar de la extinción a nuestras *Orestias* (carachis, ispi y boga), suches y mauris; de esta manera contribuir al desarrollo de una pesca sostenible, responsable y amigable con el medio ambiente. Estamos seguros que trabajando juntos, lo lograremos.

Juan José Ocola Salazar
Presidente Ejecutivo
Autoridad Binacional Autónoma del Lago Titicaca

SIGLAS Y ACRÓNIMOS

ALT:	Autoridad Binacional Autónoma del Lago Titicaca
CIPBS:	Centro de Investigación y Producción de Bienes y Servicios
CIDAB:	Centro de Investigación y Desarrollo Acuícola Boliviano
IMARPE:	Instituto del Mar del Perú
PELT:	Proyecto Especial Lago Titicaca
TDPS:	Titicaca-Desaguadero-Poopó y Salar de Coipasa
GADOR:	Gobierno Autónomo Departamental de Oruro
DIREPRO:	Dirección Regional de la Producción
UNA:	Universidad Nacional del Altiplano
pH:	Potencial de Hidrogeniones
ppm:	Partes por millón
OD:	Oxígeno disuelto
°C:	Grados centígrados

GLOSARIO DE TÉRMINOS

Agua natural de siembra. Agua utilizada en el laboratorio para el proceso de reproducción y cría de peces. Puede ser agua captada de un río, lago o manantial, siempre y cuando cumpla con la calidad físico química que asegura la sobrevivencia de los peces.

Alevín. Pez que ha dejado de alimentarse de su saco vitelino y requiere de alimento exógeno.

Artemia salina. Es un diminuto crustáceo que habita en lagos y lagunas salobres. El cuerpo de la artemia es delgado y alargado, y está cubierto por un caparazón blando. Su longitud y aspecto varía según la especie o las condiciones ambientales en las que viven (salinidad o características Físico-químicas). Está compuesto de tres partes bien diferenciadas: Cabeza, tórax y abdomen. Su tamaño oscila entre 7 y 12 mm de longitud, llegando a alcanzar hasta 18 mm en la etapa adulta.

Ceriodaphnia. Organismo que pertenece al grupo de los cladóceros, que, debido a su talla pequeña, rápido desarrollo y temprana reproducción, son utilizados como alimento vivo en piscicultura.

Cladóceros. Son pequeños crustáceos que viven principalmente en agua dulce, aunque algunas especies habitan en ambientes marinos.

Daphnia pulex. Es una especie común dentro de las pulgas de agua, de amplia distribución.

Eclosión. Momento en que la cría del pez sale del huevo.

Especies ícticas nativas. Se refiere a especies de peces originarios o nativos que solamente habitan en los cuerpos de agua de una determinada región, sin intervención humana.

Esperma. Es el fluido un poco denso y de color blanquecino o lechoso en el que se encuentran los espermatozoides.

Estadio. Cada etapa en el desarrollo de los peces, crustáceos, insectos, etc., hasta llegar a la madurez sexual.

Fertilización. Proceso por el cual los gametos femeninos (óvulos) y masculino (espermatozoide) para formar un cigoto diploide,

Gónada: Son los órganos del pez que generan las células sexuales o gametos. En las hembras se denominan ovarios y en los machos, testículos.

Huevos demersales. Ovas que se hunden en el fondo del lago.

Ictiómetro. Es un aparato o instrumento usado en ictiología para medir la longitud de los peces.

Incubación. Mantenimiento de los huevos, en este caso de las *Orestias* o *Trichomycterus* fecundados en recipientes adecuados para el desarrollo embrionario.

Larva. Cuando en los pececillos se observa la boca, el orificio anal abierto y el saco vitelino absorbido.

Macrófitos. Son plantas acuáticas visibles a simple vista.

Madurez sexual. Es la edad o el momento en el cual un organismo, en este caso de un pez que tiene la capacidad de reproducirse.

Ova. Huevo de un pez.

Post larva: Es un pez inmaduro después de la absorción completa del saco vitelino, pero sin haber adquirido la apariencia de un pez adulto en miniatura.

Pre larva. Boca y orificio anal cerrado

Profilaxis. Prevención o control para evitar el desarrollo y propagación de enfermedades.

Proporción sexual. Se refieren a la *proporción* de machos a hembras en las poblaciones naturales.

Vómer. Hueso medial cerca de la parte anterior del paladar, generalmente con dientes.

Capítulo I

Aspectos generales

Capítulo I:

Aspectos generales

1.1. INTRODUCCIÓN

Los recursos pesqueros en el ámbito de la cuenca del Sistema TDPS, cumplen un rol importante debido a que han contribuido y contribuyen en la seguridad alimentaria, siendo también fuente de ingresos económicos para miles de familias peruano-bolivianas; no obstante, estos recursos, según el Diagnóstico Binacional Pesquero y Acuícola en el ámbito del Sistema Hídrico TDPS (2021) concluye que la actividad pesquera se encuentra al borde del colapso, como consecuencia de la sobrepesca, condiciones ambientales, escasa conciencia y sensibilidad de los pescadores, comerciantes, consumidores y población en general respecto a la importancia de las especies ícticas que conforman los recursos pesqueros, que sustentan la actividad pesquera.

Según los últimos estudios, realizados por el IMARPE (2019), las pesquerías de los peces nativos económicamente más importantes (con excepción del ispi), se encuentran en situación de agotadas, sobre explotadas y plenamente explotadas. Otras como el suche (*Trichomycterus rivulatus*) y la boga (*Orestias pentlandii*), se encuentran en proceso de extinción, en tanto que el resto de la diversidad íctica nativa, reportada para el lago Titicaca, se desconoce de su existencia real y tangible, así como de sus respectivas biomazas y distribución geográfica (Ocola *et al* 2021).

Siendo el lago Titicaca un condominio exclusivo e indivisible entre Perú y Bolivia y, considerando que sus recursos naturales acuáticos son transfronterizos, comunes y de mutuo beneficio, es también de responsabilidad compartida el cuidado, el control y la vigilancia sobre estos recursos; puesto que su uso indebido, deterioro o pérdida, causaría graves problemas ambientales a ambos países. En ese contexto, la ALT, como Autoridad binacional, en el marco de sus funciones ha considerado importante ejecutar acciones concretas en materia de reproducción artificial de peces nativos destinados al poblamiento y repoblamiento de los lagos Titicaca, Arapa, Umayo, laguna Lagunillas, Uru Uru y Poopó, como estrategia clave para la recuperación y conservación de los recursos pesqueros, los que cumplieron y cumplen un rol importante en la economía de miles de familias peruano – bolivianas, como fuentes de recursos alimenticios de gran valor nutritivo, además de constituir parte de la reserva genética íctica de ambos países. La pérdida de estos recursos únicos en el mundo desataría graves problemas ambientales, económicos, sociales, alimentarios y de salubridad.

1.2. ANTECEDENTES

El Diagnóstico Binacional Pesquero y Acuícola en el ámbito del Sistema Hídrico Lago Titicaca-Río Desaguadero-Lago Poopó y Salar de Coipasa (Ocola *et al.*, 2021) describe la situación actual de los peces nativos, los que según Van Damme *et al.*, (2019) se encuentran en vías de extinción: dos del género *Orestias* y dos del género *Trichomycterus*; además, en Bolivia, la totalidad del género *Orestias* se encuentra categorizado como Vulnerable.

Adicionalmente, a partir de la información secundaria analizada y presentada en el Diagnóstico mencionado, se reporta la extinción de 20 especies del género *Orestias*. Asimismo, en base a la información científica proporcionada por el Instituto del Mar del Perú (Laboratorio Continental-Puno) se observa que, respecto al estado de explotación, las diversas poblaciones de peces nativos se encuentran en agotamiento, sobre explotadas o plenamente explotadas, tal como se muestra en la Tabla 1.1.

TABLA 1.1: GRADO DE EXPLOTACIÓN O ESTADO POBLACIONAL DE LOS RECURSOS PESQUEROS EN EL LAGO TITICACA

Nombre científico	Nombre común	Serie de tiempo	Periodo (años)	Estado de la población
<i>Orestias luteus</i>	Carachi amarillo	1981-2018	38	Agotamiento
<i>Orestias agassii</i>	Carachi gris	1981-2018	38	Sobre explotado
<i>Orestias mulleri</i>	Carachi gringo	1981-2018	38	Sobre explotado
<i>Orestias ispi</i>	Ispi	1981-2018	38	Plenamente explotado
<i>Orestias olivaceus</i>	Carachi enano	1981-2018	38	Agotamiento
<i>Orestias imarpe</i>	Picachu	2007-2018	12	---
<i>Trichomycterus dispar</i>	Mauri	1981-2018	38	Plenamente explotado
<i>Oncorhynchus mykiss</i>	Trucha arco iris	1981-2018	38	En desarrollo y/o recuperación
<i>Odontesthes bonariensis</i>	Pejerrey	1981-2018	38	Sobre explotado

Fuente: IMARPE (2019).

El Proyecto Especial Lago Titicaca (PELT) en 1993 implementó el Laboratorio de Acuicultura en la localidad de Muelle Barco, en el distrito de Chucuito - Puno, con el objeto de realizar estudios orientados a lograr la reproducción artificial, recuperar las especies amenazadas de **extinción**, poblar y repoblar cuerpos de agua y lograr el cultivo intensivo de los peces nativos de la cuenca del Titicaca. Desde entonces, el PELT ha logrado conocer aspectos técnicos relacionados con la reproducción artificial, los mismos que en parte son recogidos en el presente documento.

En Bolivia, el Gobierno Autónomo Departamental de Oruro (GADOR) cuenta con el Centro Piscícola de Paria, localizado en el municipio del mismo nombre, el cual desde 1990 viene llevando a cabo la reproducción artificial y manejo de *Orestias* y pejerrey, constituyendo un aporte importante para el poblamiento y repoblamiento de las lagunas altoandinas del departamento de Oruro.

Otro antecedente importante a destacar, en materia de reproducción de especies ícticas nativas en laboratorio, son los conocimientos generados por el Biólogo Juan Mamani Ochochoque de Fundación Titicaca Perú, quien desde hace más de 20 años se dedica a esta actividad, cuyos resultados han sido tomados en cuenta en la preparación de la presente guía.

1.3. ASPECTOS BIOLÓGICOS

Los carachis, ispis y bogas pertenecen al Género *Orestias*¹, que forman parte de la familia Cyprinodontidae, son **endémicos** de lagos, ríos y bofedales del Altiplano entre Perú, Bolivia y Chile (Sarmiento *et al.*, 2014). Su rango de distribución se extiende desde el centro del Perú hasta el Noreste de Chile, con la mayor concentración en el lago Titicaca entre Perú y Bolivia (Parenti, 1984). Atencio (1998) propone el siguiente orden taxonómico para las especies ícticas nativas del lago Titicaca.

a) Taxonomía de los carachis:

Reino	: Animalia
Phylum	: Chordata
Sub phylum	: Vertebrata
Grupo	: Gnathostomata
Super clase	: Pisces
Clase	: Osteichthyes
Subclase	: Actinopterygii
División	: Teleostei
Super orden	: Cyprinodontimorpha
Orden	: Cyprinodontiformes Berg, 1940
Sub orden	: Cyprinodontoidei Jordan, 1923
Super familia	: Cyprinodontoidae
Familia	: Cyprinodontidae Agassii, 1834
Subfamilia	: Cyprinodontinae (Günther, 1968)
Género	: <i>Orestias</i> Valenciennes, 1839
Nombre común:	Carachis (Perú-Bolivia)

b. Taxonomía de los suches y mauris:

Reino	: Animalia
Phylum	: Chordata
Sub phylum	: Vertebrata
Grupo	: Gnathostomata
Super clase	: Pisces
Clase	: Osteichthyes
Subclase	: Actinopterygii
División	: Teleostei
Orden	: Siluriformes Cuvier, 1817
Sub orden	: Siluroidei
Familia	: Trichomycteridae Gill, 1872
Género	: Trichomycterus Humboldt, 1811
Especie	: <i>Trichomycterus dispar</i> Valenciennes, 1846 “mauri” <i>Trichomycterus rivulatus</i> Valenciennes, 1846 “suche”

1 El nombre “*Orestias*” (Ορέστιας) viene de las figuras de la mitología griega que representan a las ninfas de las montañas, en alusión a su distribución en las altas montañas de los Andes de Sur América (Cuvier & Valenciennes, 1846: citado por Ocola *et al.*, 2021).

1.4. OBJETIVO

Contribuir al conocimiento de los procedimientos técnicos de la reproducción artificial de peces nativos de los géneros *Orestias* (carachis) y *Trichomycterus* (suche y mauri) a nivel de laboratorio, como estrategia orientada a la recuperación y conservación de su biomasa, en el ámbito del Sistema TDPS.

1.5. ALCANCES Y APLICACIÓN

La presente guía para la reproducción de peces nativos (*Orestias* y *Trichomycterus*) en condiciones de laboratorio en el ámbito del sistema TDPS, puede ser usado por todos los profesionales, técnicos, pescadores, así como por la comunidad académica y sociedad civil de ambos países, interesados en desarrollar esta actividad en pro de la recuperación y conservación de estas valiosas especies, a partir de la aplicación de los criterios y procedimientos metodológicos para realizar la reproducción artificial, obtención de alevinos de peces nativos para el poblamiento y repoblamiento de los diversos lagos y lagunas.

1.6. BREVE DESCRIPCIÓN DE LAS CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS GENERALES

1.6.1. Aspectos generales de las *Orestias*

Los peces del género *Orestias* se caracterizan por tener una sola gónada, no tienen aletas ventrales tampoco poseen vómer² y el primer postcleithrum (Parenti, 1984), además los machos generalmente son más pequeños que las hembras. Usualmente tienen el cuerpo alargado y con frecuencia son fusiformes. Poseen una sola aleta dorsal. Las escamas del cuerpo varían dependiendo de la edad y del crecimiento, aumentando el número de éstas, y el área del cuerpo cubiertas por las mismas. La cabeza contiene un patrón de descamación irregular, generalmente sin escamas en la región anterior a la órbita y la ausencia de escamas a cada lado de la línea medio dorsal cefálica, especialmente en los juveniles, escamas lisas o suavemente estriadas (DIREPRO, 2010).

1.6.1.1. Ispi (*Orestias ispi*)

Es la única especie de *Orestias* (pelágica) del lago Titicaca, que solo migra a la zona litoral para desovar. Habita en profundidades intermedias de 10 a 40 m. formando cardúmenes. Miden entre 7 y 9 cm. en el caso de las hembras y los machos de 6 a 8 cm. Tienen el cuerpo más alargado y comprimido de las *Orestias*, boca protractil y color plateado (ver figura 1.1), se alimenta de *Daphnia*, *Cyclops*, *Bosmina*, entre otros grupos zooplanctónicos.

² Vómer: es un hueso que se encuentra en la cara del pez. Generalmente con dientes.



Figura 1.1: Ejemplar de ispi. (A) Ispi (*Orestias ispi*), (B) Gónada de ispi.
Fuente: Ocola D. (2022).

Su biomasa se encuentra en franca recuperación (según los últimos informes reportados por el IMARPE). Es el alimento natural de los peces ictiófagos grandes, como truchas y pejerreyes que viven en la zona pelágica del lago. El ispi es el más consumido y explotado por los pobladores ribereños, por su alto valor proteico y valor económico.

1.6.1.2. El carachi negro o gris (*Orestias agassii*)

Este carachi tiene tamaño mediano con longitudes que varían de 10 a 18 cm. Es de color negro grisáceo en el dorso y blanco en el vientre (ver figura 1.2). En época de reproducción se le encuentra en la zona litoral principalmente entre la vegetación acuática. En la etapa de crecimiento migra hacia zonas más profundas. Tienen ovas durante todo el año y en mayor medida entre julio a octubre, su único ovario (ver figura 1.3) contiene un promedio de 640 ovas viables para la reproducción. Su alimentación es omnívora, y consiste en zooplancton, algas e invertebrados como chironómidos, pulgas de agua, pero principalmente de hyalellas, y caracoles, aunque ocasionalmente se alimenta de huevos de peces (Loayza *et al.*, 2020).



Figura 1.2: Ejemplar de Carachi negro o gris (*Orestias agassii*)
Fuente: Ocola D. (2022).

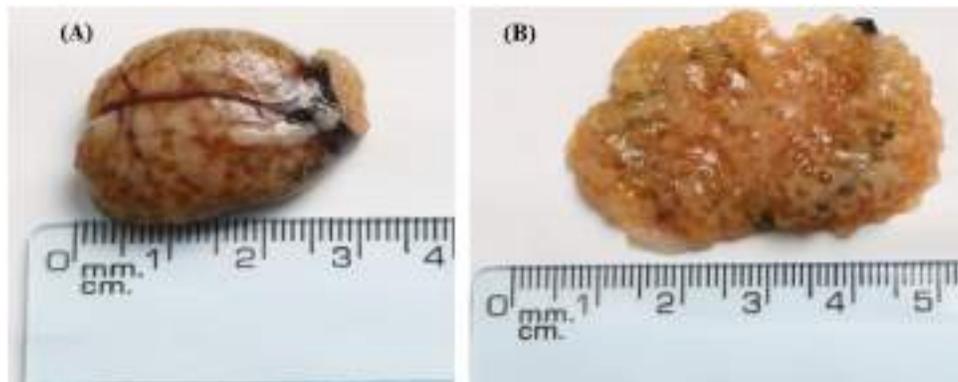


Figura 1.3: (A) Gónadas de carachi negro o gris (*Orestias agassii*), (B) Ovas de carachi negro o gris.

Fuente: Ocola D. (2022).

1.6.1.3. El carachi amarillo “Punku” (*Orestias luteus*)

La longitud de los peces adultos varía de 10 a 15 cm. Tiene una coloración café negruzca en la parte dorsal del tronco y amarillo vivo en el vientre que se intensifica en periodos de reproducción, igualmente, con una sola gónada (ver figuras 1.4 y 1.5). Aunque se pueden reproducir todo el año, su alimentación es la de un microcarnívoro, alimentándose principalmente de *Hyaella*, y caracoles como *Littoridina*, *Sphaerium*, *Taphius* y huevos de peces, en menor cantidad (Loayza *et al.*, 2020). De gran dispersión y abundantes, en el pasado. La Dirección Regional de Pesquería XI, en 1989 informaba que “el carachi amarillo alcanzaba tallas de 22 cm. y un peso de 130 gr., de preferencia se alimenta de moluscos, anfípodos y larvas de insectos acuáticos, su distribución se encuentra en el lago, lagunas, ríos y riachuelos e inclusive en las aguas empozadas, deduciéndose de ello que son peces de escaso requerimiento de oxígeno”, aunque de manera más precisa, se puede indicar que estos peces podrían ser tolerantes a pobres condiciones de calidad del agua.



Figura 1.4: Carachi amarillo (*Orestias luteus*). Fuente: Ocola D. (2022).

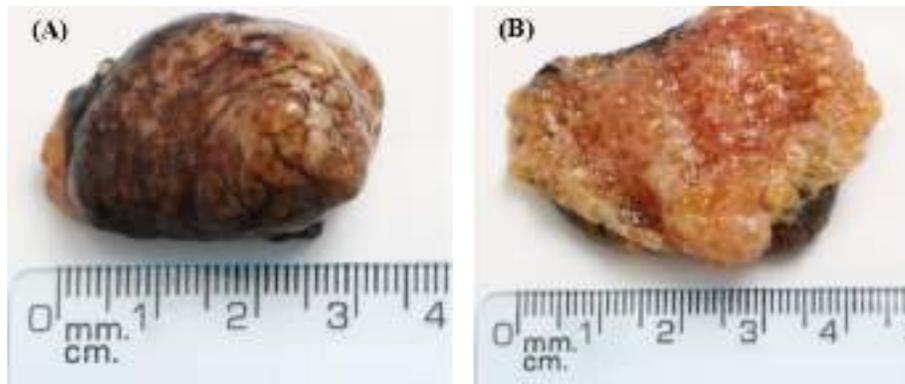


Figura 1.5: (A) Gónadas de carachi amarillo (*Orestias luteus*), (B) Ovas de Carachi amarillo.

Fuente: Ocola D. (2022).

1.6.1.4. La boga o k'esi (*Orestias pentlandii*)

La boga (ver figuras 1.6 y 1.7) es una especie de hábitos pelágicos, que migraba hacia las zonas de orilla para desovar. Se alimenta de zooplancton especialmente de *Daphnia*, *Hyaella*, copépodos, etc. llega a medir hasta 21 cm. y pesar 170 gr. aproximadamente. Actualmente es inexistente en el lago Titicaca y hasta los últimos años del siglo pasado aún se los podía capturar en el extremo suroeste del lago Arapa de donde el PELT tomó algunos reproductores para sembrarlos en varios cuerpos de agua; habiendo logrado recuperarlos en las lagunas Saracocha y Alonso del distrito de Santa Lucía. *O. pentlandii*, era relativamente abundante en algunas zonas del lago Mayor como la bahía de Pusi, la desembocadura del río Ramis y en la parte Noreste del lago Mayor (Bustamante y Treviño, 1980).



Figura 1.6: Ejemplar del pez boga (*Orestias pentlandii*).

Fuente: Fundación Titicaca Perú (2022).



Figura 1.7: Ejemplares de bogas (*Orestias pentlandii*).

Fuente: Flores (2007).

1.6.2. Aspectos generales de las especies del género *Trichomycterus*

Estos peces no tienen vejiga natatoria y tienen una sola gónada. Sus óvulos son traslucidos y sueltos (no forman racimos), por lo que entierran sus huevos en nidos de arena o piedrecillas pequeñas (Flores, 2020). Su cuerpo carece de escamas estando cubierto de una ornamentación característica que les permite mimetizarse entre la vegetación acuática (ver figura 1.8). Presentan tres pares de barbos (dos en la mandíbula superior y el resto a ambos lados de las comisuras de la boca); se alimentan de moluscos, *Daphnia*, anfípodos, copépodos y huevos de peces. Los peces del género *Trichomycterus* son los llamados mauri y suche, tienen características externas muy comunes principalmente en la pigmentación de patrones de diseño de color oscuro encontrándose diferencias sólo en el tamaño. Por ahora, se distingue al mauri del suche por su menor tamaño: 158 mm. y 50 gr. el mauri, y el suche 239 mm. y 176 gr. (Flores, 2000).



Figura 1.8: Ejemplares de suches (*Trichomycterus rivulatus*) y mauris (*Trichomycterus dispar*).

Fuente: Ocola J. (2019), en la feria del distrito de Capachica, Puno. Perú.



Figura 1.9: (A) Ejemplar de mauri (*Trichomycterus dispar*) (B) Gónada de mauri.

Fuente: Ocola D. (2022).

El hábitat del mauri es a menor profundidad con vegetación sumergida y el habitat del suche es a mayor profundidad, en fondos pedregosos. El suche se encuentra en el lago Titicaca y en los cursos bajos de los tributarios, el mauri tiene una amplia distribución llegando hasta las partes altas de los afluentes del lago. Se han observado ejemplares desovantes en los meses de septiembre a octubre, con mayor incidencia, tanto en suche como en mauri (Dirección Regional de Pesquería XI Puno, 1989).

1.6.3. Biología de la reproducción

A continuación, las principales características relacionadas con la reproducción de peces nativos.

1.6.3.1. Tamaño de madurez sexual

Lauzanne (1991) menciona que los peces del género *Orestias* tienen desoves fraccionados y escalonados durante todo el año, además presenta ausencia de sincronización de los ciclos individuales sexual. Mientras que Flores (2000) reportaba que para la boga el tamaño de madurez sexual es de 125 mm. (longitud promedio de 140 a 210 mm.), en Bolivia (Ohashi *et al.*, 1992) indicaban que la madurez sexual de carachi amarillo y negro se lograba a los dos años con algunos casos de precocidad. El PELT (2000), reporta como tamaño de la primera madurez sexual de los trichomycteridos, 14 cm para macho y 15 cm para hembras.

1.6.3.2 Proporción sexual de reproductores

Flores (2000) informó que el sex ratio empleado en laboratorio para Ispi era 20:1 (20 hembras para un macho respectivamente). Para carachi negro, 2-3:1 y para boga 2:1; mientras que para *Trichomycterus*, reportó 2:1. La Asociación IIP Qollasuyo – CIP Chucuito UNA-Puno (2002), empleó para carachi amarillo y negro, una proporción de 1:2-3 (1 macho para 2 o 3 hembras). Nótese que para el caso del ispi esta Asociación empleó una proporción sexual de 1:4 (1 macho para 4 hembras), indicando que Castañón *et al* (1995), había trabajado con una proporción de 1:8.

El PELT (2021), según las experiencias de laboratorio, menciona que el sex ratio para *Orestias luteus* es de 2:1 (dos hembras para un macho), y para *Trichomycterus dispar* el sex ratio es de 3:1 (tres hembras para un macho). De acuerdo a lo mencionado anteriormente, y para tener una estandarización adecuada para las especies y que esta sea eficiente en la reproducción artificial, se recomienda utilizar una proporción para ambos géneros de 2 hembras para 1 macho. Sin embargo, las proporciones sexuales (sex ratios), son referenciales y están en función a la edad y tamaño de los peces.

1.6.3.3. Número de ovas

El desove de los carachis en ambientes naturales se realiza cuando estos depositan las ovas en los tallos y hojas de las plantas acuáticas del lago a profundidades de 30 a 50 cm. Ohashi *et al.* (1992) indicaban asimismo que “una hembra (dependiendo de la edad y el peso) posee entre 500 a 1 500 unidades en su saco ovárico”. También precisaban que el ispi podía tener de 200 a 700 unidades de ovas. Tarqui (2003) reportaba que *O. agassii* tenía 224 ovas (hembra de 58,2 gr.) y *O. luteus*, 231 ovas (hembra de 44,9 gr.). Flores (2017) informaba que *O. luteus* tenía 640 ovas (hembra de 64,1 gr.) y *O. pentlandii*, 2.500 ovas (hembra de 115 gr.) como se muestra en la Tabla 1.2.

TABLA 1.2: CANTIDAD PROMEDIO DE ÓVULOS DE PECES NATIVOS

Especie	N° de hembras	Longitud total promedio (mm)	Peso total promedio (gr)	Peso de gónadas promedio (gr)	N° de óvulos promedio
<i>Orestias ispi</i>	181	82	5,7	1,4	200
<i>Orestias luteus</i>	66	154	64,1	9	640
<i>Trichomycterus rivulatus</i>	45	231,9	137,3	17	5 500
<i>Orestias pentlandii</i>	41	200	115	17	2 500

Fuente: Flores, 2017.

Los *trichomycteridos* también tienen un solo ovario que contiene en promedio 5 500 óvulos en suche y 4 500 en mauri, sus óvulos son traslúcidos y sueltos (Flores, 2017).

1.6.3.4. Diámetro relativo de ovas

Lauzanne (1991) menciona que los *Orestias* producen huevos demersales más pesados que el agua, adhesivos, traslucidos, viscosos y a menudo amarillentos, indica asimismo que el tamaño de los óvulos poco antes del desove varía entre 1,3 y 2,3 mm. según las especies.

Ohashi *et al.* (1992) indicaban que “*las ovas de los carachis, son de forma esférica, con un diámetro de 1,5 a 2,0 mm., siendo el vitelo de las mismas de color amarillo traslúcido con gotitas de aceite distribuidas uniformemente en su interior*”. Respecto al diámetro promedio de los óvulos viables en los peces del género *Trichomycterus*, este varía entre 1,8 a 2,00 mm. (Flores, 2010).

1.7. DESCRIPCIÓN DE LOS ESTADIOS DE MADUREZ SEXUAL

Para los trabajos de reproducción artificial de peces es indispensable conocer el estadio de maduración sexual de los peces nativos (machos y hembras). Para este fin, existen varias tablas, de las cuales se presenta una de ellas: la escala de maduración sexual de peces, según Woynarovich y Horváth, 1981. Ver Tabla 1.3.

TABLA 1.3: ESCALA DE MADURACIÓN SEXUAL

Estadios	Características
Estadio I:	Las células huevo primitivas (oogonios) son muy pequeñas, apenas mayores que las demás células (8–12 micras). Se multiplican por mitosis.
Estadio II:	Las células huevo crecen hasta unas 12–20 micras y alrededor de cada una de ellas empieza a formarse un folículo, cuya función es alimentar y proteger al huevo durante su desarrollo, se convierte en último término en una capa doble de células.
Estadio III:	Durante esta fase, la célula huevo aumenta considerablemente de tamaño, llegando a 40–200 micras, y queda encerrada en el folículo. Estos tres primeros estadios constituyen el período anterior a la acumulación de nutrientes en el huevo.
Estadio IV:	Durante esta fase comienza la producción y acumulación de vitelo, proceso conocido con el nombre de vitelogénesis. El huevo sigue creciendo hasta llegar a 200–350 micras y acumula en su protoplasma gotas de sustancias lipoides.
Estadio V:	Constituye la segunda parte de la vitelogénesis. El citoplasma está lleno de gotas lipoides y empieza la producción del vitelo. El tamaño del huevo llega a 350–500 micras.
Estadio VI:	Es la tercera parte de la vitelogénesis, durante la cual las placas de vitelo empujan las gotas lipoides hacia los bordes de la célula, donde empiezan a formarse dos anillos. Los nucléolos, que intervienen en la síntesis de la proteína y en la acumulación de nutrientes, pueden verse adheridos a la membrana del núcleo. El tamaño del huevo es de 600–900 micras.
Estadio VII:	Durante este, se completa el proceso de vitelogénesis y el huevo alcanza un tamaño de 900–1 000 micras. Cuando termina la acumulación de vitelo, los nucléolos se retiran hacia el centro del núcleo. Durante este estadio se desarrolla la micropila (pequeña abertura en la membrana del huevo).

Fuente: Woynarovich y Horváth (1981).

1.8. MESES DE MAYOR MADURACIÓN SEXUAL DE PECES NATIVOS

Con la finalidad de tener una idea relacionada a los meses de mayor maduración sexual de los peces nativos, en la Tabla 1.4, se presentan cuáles son estos meses; según lo reportado por diversos autores.

TABLA 1.4: MESES DONDE SE PUEDE ENCONTRAR PECES CON MAYOR ACTIVIDAD REPRODUCTIVA

Especies	Periodo de mayor maduración sexual	Autor
<i>Orestias agassii</i>	Febrero a abril	Flores, O. (2010)
	Julio a octubre	
	Julio a octubre	Tarqui, F. (2003)
	Octubre a diciembre en Bolivia	Ohashi et al. (1992)
<i>Orestias luteus</i>	Febrero a abril	Flores, O. (2010)
	Agosto a octubre	Tarqui, F. (2003)
	Julio a octubre	
<i>Orestias ispi</i>	Abril a julio en Ilave	Flores, O. (2010)
	Mayo a septiembre en Socca	
	Enero a marzo, en Llachón, Taquile y Amantaní	
Genero <i>Orestias</i>	Todo el año con mayor incidencia en: Mayo a octubre Diciembre a marzo	Ohashi et al. (1992)
Boga	----	---
Mauri y suche	Septiembre a octubre	Bustamante y Treviño, (1980)
Género <i>Trichomycterus</i>	Octubre a noviembre en Isla Taquiri	Ohashi et al. (1992)
<i>Trichomycterus dispar</i> “mauri”	Febrero a marzo	Tarqui, F. (2003)
	Octubre a noviembre	
<i>Trichomycterus rivulatus</i> “suche”	Noviembre a febrero	Tarqui, F. (2003)

Fuente: Extractado de varios autores citados

Según la tabla anterior, se observa que las diversas especies del género *Orestias* presenta ejemplares maduros sexualmente durante casi todo el año. Según Flores (2010) los reproductores se obtienen prácticamente en todo el lago y de las lagunas según temporadas de mayor maduración sexual.

En la Tabla 1.5 se presenta las épocas (meses) donde se encuentran reproductores sexualmente maduros.

TABLA 1.5:
MESES EN LOS QUE SE PUEDE ENCONTRAR PECES SEXUALMENTE MADUROS

Especie	Meses											
	E	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
<i>Orestias agassii</i> (carachi negro) *												
<i>Orestias luteus</i> (carachi amarillo) **												
<i>Orestias ispi</i> (ispi) ***												
<i>Trichomycterus dispar</i> (mauri) ****												
<i>Trichomycterus rivulatus</i> (suche) ****												

* El carachi negro tiene una maduración sexual todo el año, el mayor índice se encuentran en los meses de julio a octubre. Fuente: CIDAB, 2000a.

** El carachi amarillo tiene una maduración sexual todo el año, el mayor índice se encuentran en los meses de octubre a diciembre. Fuente: CIDAB, 2000a.

*** El ispi tiene una maduración sexual todo el año, el mayor índice se encuentran en los meses de mayo a octubre y diciembre a marzo. Fuente: CIDAB, 2000b.

**** Fuente: CIDAB, 2002c.

1.9. PARÁMETROS FÍSICO-QUÍMICOS DEL AGUA PARA EL CULTIVO DE ESPECIES NATIVAS

El conocimiento de los parámetros físicos y químicos del agua utilizada en el laboratorio para el proceso de reproducción es importante. En la Tabla 1.6 se presentan datos físico químicos tomados en cuatro (4) laboratorios en Perú por la Asociación IIP Qollasuyo – CIP Chucuito UNA-Puno (2002), y en el área de Tiquina en Bolivia (Tabla 1.7), los parámetros anotados por Castañón *et al.*, 1995. En la Tabla 1.8, se muestran parámetros físicos, químicos y biológicos para *Orestias luteus* registrados por Atencio y Alfaro (DIREPRO-PUNO, 2010).

TABLA 1.6: CALIDAD FÍSICO QUÍMICA DEL AGUA DE LOS CENTROS PILOTO

Factores físico químicos	Centros pilotos			
	Arapa	Chucuito	Pomata	Laboratorio Chucuito
pH	6,4	6,9	7,6	8,70
Dureza total como CaCO ₃	254,52	36,36	48,48	190,96
Alcalinidad como CaCO ₃	23,78	15,86	23,78	95,14
Cloruros como Cl ⁻	85,05	7,40	9,24	247,77
Sulfatos como SO ₄ ⁻	156,00	32,00	24,00	190,00
Calcio como Ca ⁺⁺	51,71	4,85	12,93	43,12
Magnesio como Mg ⁺⁺	30,44	5,89	3,91	20,22
Sólidos totales	339,57	43,76	57,72	438,73

Fuente: Asociación IIP Qollasuyo – CIP Chucuito UNA-Puno (2002).

TABLA 1.7: VALORES DE LOS PARÁMETROS FÍSICO QUÍMICOS PARA EL CRECIMIENTO NORMAL DE ISPI

Parámetro	Rango óptimo
Oxígeno disuelto (OD)	6 ppm (a 15 °C se considera 10.2 mg/l como saturación)
pH	6,7 a 8,6
Dióxido de carbono, CO ₂ libre	3 mg/l
Amoniaco, NH ₃	0,02 ppm o menos
Dureza como CaCO ₃	100 ppm o menos (20 ppm promedio)
Temperatura (°C)	13,8 – 15

Fuente: Castañón et al., (1995).

TABLA 1.8: PARÁMETROS FÍSICOS, QUÍMICOS Y BIOLÓGICOS DE REFERENCIA PARA EL CULTIVO DE CARACHI AMARILLO

Parámetros	Características
Temperatura, °C	10 a 13
Oxígeno disuelto, en ppm	6 a 7
pH	7 a 8
Hábitat	Pivotante demersal
Alimentación	Zoo bentónico
Grupo ecológico de desove	Fitofílico
Tipo de desove	Parcial
Época de desove	Permanente
Carácter de ovas	Aglutinadas
Color de ovas	Amarillo
Diámetro de ovas en mm.	1,50 – 2,00
Fecundidad	300 – 350
Proporción de sexos	3 a 1
Método de fecundación	Seco
Tiempo de incubación (g.d.)	345 a 460
Porcentaje de supervivencia	30%
Duración del tiempo de eclosión (g.d.)	26 a 50
Reabsorción saco vitelino – larva (g.d.)	65 – 104
Alimentación de alevinos	Microalgas, larvas de zooplancton
Siembra, liberación (g.d.)	400 – 2100
Talla de reproductores	12 a 13 cm

g.d. = grados por día.

Fuente: DIREPRO-PUNO, 2010.

Capítulo II

Aspectos metodológicos

Capítulo II:

Aspectos metodológicos

2.1. INTRODUCCIÓN

La reproducción artificial de peces requiere del conocimiento técnico científico de las diversas etapas, que se inicia con la recolección de reproductores sexualmente maduros, manejados en sistemas controlados adecuados como jaulas o estanques.

También es necesario el conocimiento del uso de equipos multiparámetros para la medición y registro de parámetros físico-químicos básicos de la calidad del agua utilizada en laboratorio para incubación y mantenimiento de larvas (alevinos), sistemas de transporte y siembra. Estos aspectos deberán ser de amplio dominio de quienes se dediquen a esta actividad.

2.2. EQUIPOS, MATERIALES E INSUMOS BÁSICOS

Los equipos y materiales básicos con los que se debe disponer en el laboratorio de reproducción de alevinos se muestran en la Tabla 2.1.

TABLA 2.1: EQUIPOS, MATERIALES E INSUMOS BÁSICOS

Ítems	Descripción
Insumos vivos	Género <i>Orestias</i> (hembras y machos)
	Género <i>Trichomycterus</i> (hembras y machos)
Equipos	Microscopio
	Estereoscopio
	Multiparamétrico para calidad de agua
	Balanza analítica
	Aireadores
	Vasos de incubación tipo Chasse
	Artesas de alevinaje
	Acuarios

Ítems	Descripción
Materiales de laboratorio	Matraces de vidrio de 250, 500 ml y 1.000 ml
	Pipetas de vidrio y plástico milimetradas.
	Gradilla
	Estuche de disección
	Termómetro
	Bandejas de porcelana
	Ictiómetro
	Regla de Von Bayer
	Bombillas de jebe
	Baldes transparentes (de 10 o 20 litros)
	Bolsas plásticas para el transporte de peces
	Tablero
	Cuaderno de registro de datos
Accesorio	Plumas grandes de aves, aleta caudal de pez
Vestuario	Mameluco térmico
	Mandil blanco
	Botas de jebe
	Ropa para agua
	Guantes quirúrgicos
	Guantes de hilo
	Toca
Barbijo	
Materiales básicos	Balde de plástico de 5 o 10 litros (recipiente de peces)
	Bandejas de plástico o de metal (recipientes para separar peces machos y hembras)
	Pocillo metálico o de plástico (para recepcionar las ovas y realizar la fecundación de óvulos)
	Mortero

Fuente: Elaboración propia.

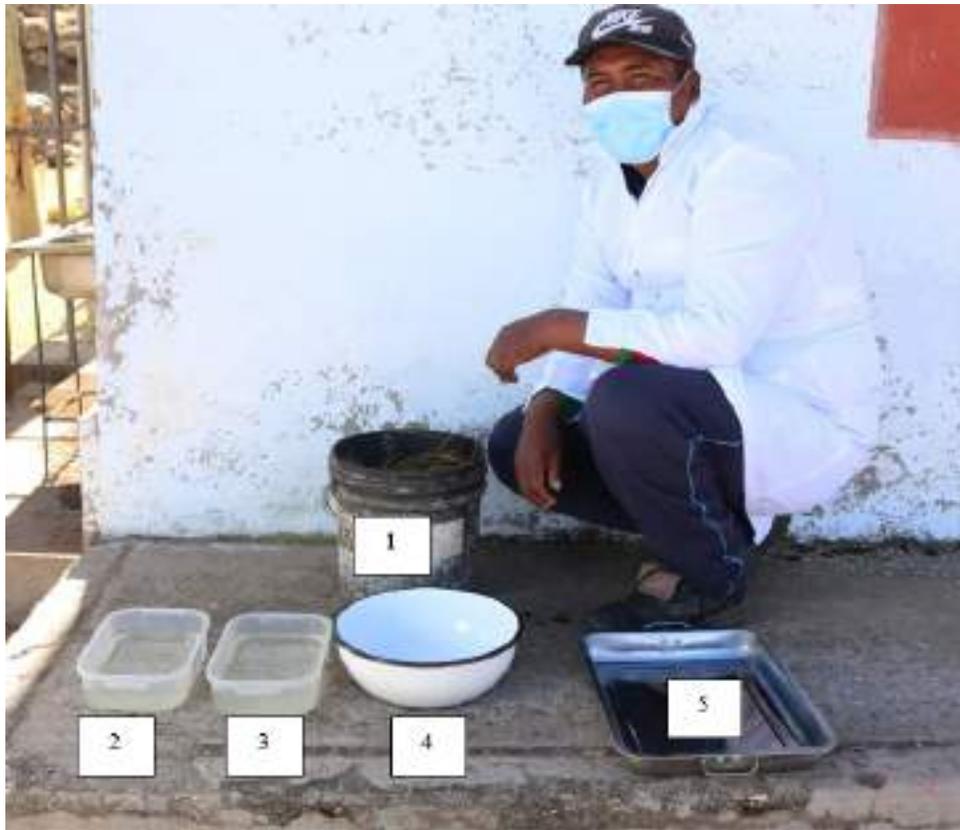


Figura 2.1: Materiales básicos utilizados en la fertilización artificial: (1) balde de plástico, (2 y 3) bandejas de plástico, (4) pocillo metálico, (5) bandeja metálica.

2.3. METODOLOGÍA

2.3.1. Fecundación artificial

La técnica de fecundación artificial en peces es empleada para la reproducción de estos (géneros *Orestias* y *Trichomycterus*). Es similar a la que se emplea en la reproducción artificial de truchas (*Oncorhynchus mykiss*) y pejerreyes (*Odontesthes bonariensis*). A continuación, se presenta una descripción detallada de la metodología a seguir, según lo descrito en diversos documentos generados por el PELT, IMARPE, CIDAB, UNA Puno, Asociación IIP Qollasuyo - CIPBS Chucuito - UNA Puno, DIREPRO Puno, o autores como: Flores, O., Ohashi *et al.*, Tarqui, F., Mamani, J., experto de la Fundación Titicaca Perú; entre otros. Se precisa que esta es una técnica de reproducción asistida en la que el especialista o técnico logra la unión de los gametos del macho (esperma) con gametos de la hembra (óvulos) por medios mecánicos.

La metodología de fecundación artificial se basa principalmente en el método seco, el cual consiste en la mezcla de ovas con esperma utilizando una pluma de ave y una solución ringer o solución salina, después de 2 a 3 minutos se lavan las ovas del esperma excedente con agua normal.

2.3.2. Flujograma del proceso de reproducción

En el flujograma de la figura 2.2, se presenta los pasos a seguir para reproducir especies de los géneros *Orestias* y *Trichomycterus*.

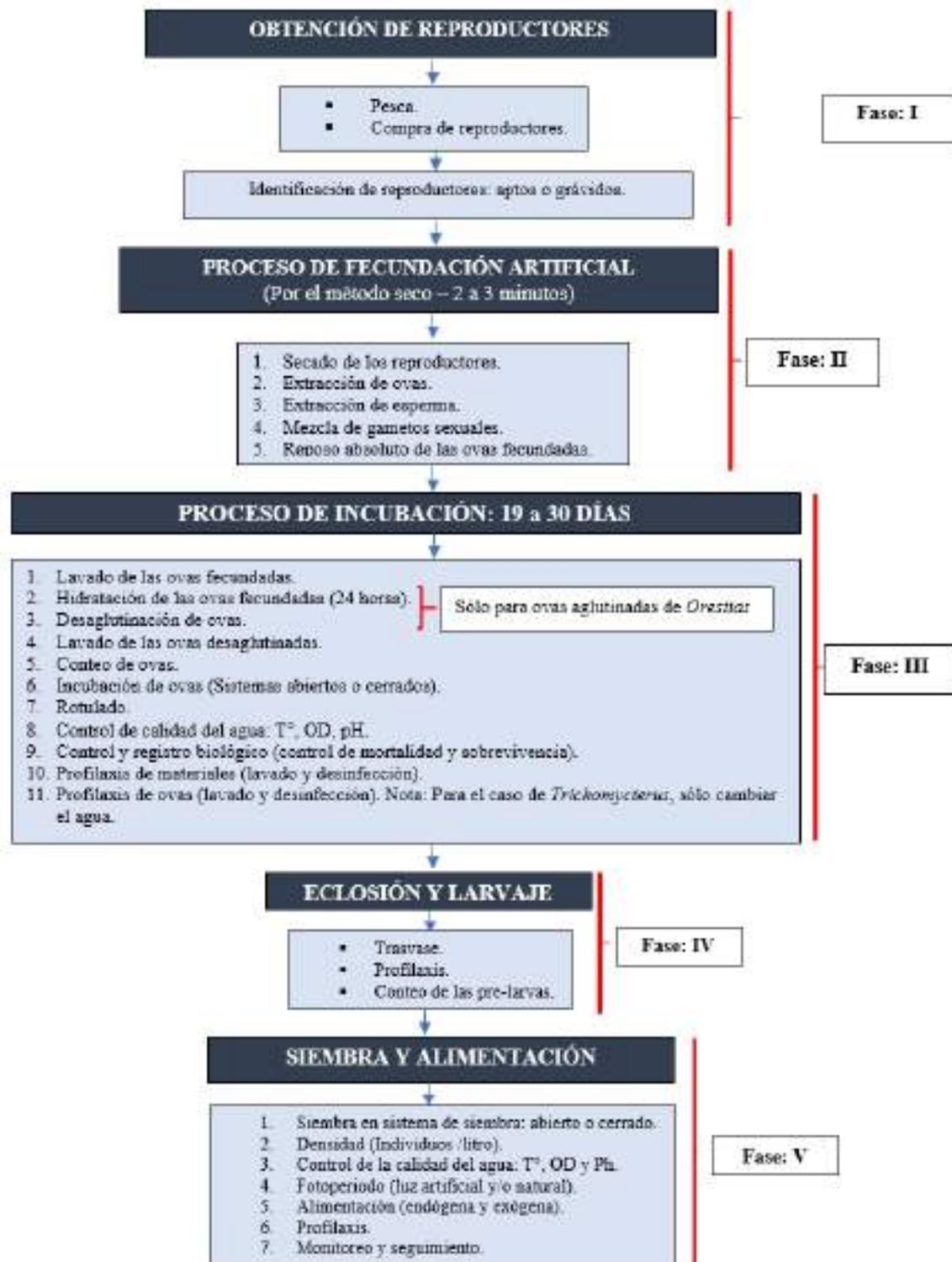


Figura 2.2: Diagrama de flujo del proceso de reproducción artificial de las especies ícticas nativas (*Orestias* y *Trichomycterus*). Fuente: Fundación Titicaca Perú, 2022.

2.4. DESCRIPCIÓN DE LOS PROCEDIMIENTOS METODOLÓGICOS

2.4.1 FASE I: OBTENCIÓN DE REPRODUCTORES

2.4.1.1. Obtención de los reproductores

Al no contar con un plantel de reproductores en cautiverio, es necesario capturarlos en sus hábitats naturales; para ello se debe tener en consideración la distribución en diferentes cuerpos de agua de la cuenca del lago Titicaca, como en cuencas vecinas, como el caso de la laguna Asiruni, Jucumarini, en la cuenca alta del río Tambo, de la región Moquegua. El personal (técnico, pescadores o interesados) dedicados a la actividad, debe tener pleno conocimiento de las especies, de las áreas de pesca de reproductores y de los mercados (rurales o urbanos) donde se comercializan, donde también se puede obtener reproductores vivos. Los reproductores se pueden obtener de la siguiente manera:

- **Pesca directa:** Previa identificación de la zona de pesca y coordinación con pescadores, se realiza mediante la instalación y recojo de redes agalleras.

Para realizar esta práctica, es recomendable iniciar la actividad con la sensibilización a los pescadores artesanales y a la población aledaña de la zona de pesca, respecto a la importancia de llevar a cabo una pesca responsable.

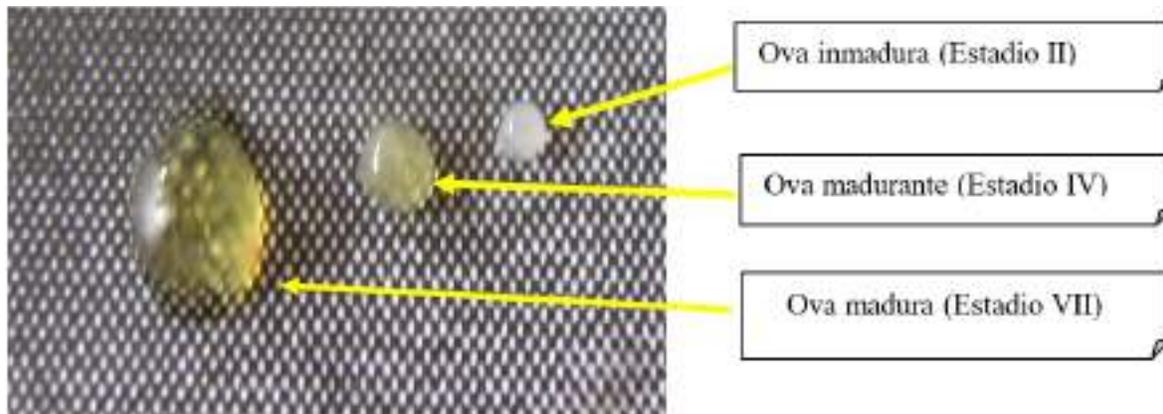
- **Compra de productores:** la compra se puede realizar en horas de la mañana en las ferias (Katos) diarias o semanales, donde se comercializan peces nativos (carachis, mauris y suches) o también en los desembarcaderos. Se debe tener en cuenta que se debe comprar peces vivos y sexualmente maduros.

Los peces adquiridos deben ser colocados en recipientes previamente acondicionados con agua natural (río o lago) en los que se debe colocar un sistema de oxigenación artificial, con el propósito de mantenerlos vivos hasta obtener sus gametos sexuales o asegurar su transporte hasta el laboratorio.

2.4.1.2. Identificación de reproductores: aptos o grávidos

La identificación de reproductores sexualmente maduros se realiza por el método de observación y palpación directa, con los dedos, desde la parte anterior del abdomen hacia el poro genital, permitiendo la expulsión de sus productos sexuales; en los reproductores aptos apenas con fricciones suaves expulsaran sus productos sexuales. Asimismo, se debe tomar en cuenta los rasgos morfológicos de hembras y machos y la especie (taxa), separando las hembras de los machos aptos o grávidos en recipientes separados.

También se puede identificar visualmente el grado de madurez sexual, especialmente de las hembras, examinando el tamaño, la forma y color de las ovas, en la figura 2.3, se muestra tres estadios de madurez de las ovas: ovas maduras, ovas madurantes y ovas inmaduras (DIREPRO-Puno, 2010).



2.4.2. FASE II: PROCESO DE FECUNDACIÓN ARTIFICIAL

Es una técnica de reproducción asistida, que consiste en la unión de gametos sexuales de los peces hembras (ovas) y machos (esperma) por medios mecánicos.

Previo a la fecundación artificial, se separa la proporción sexual: un macho por una hembra (1:1), esto para los géneros *Orestias* y *Trichomycterus*.

Los pasos a seguir durante el proceso de fecundación son los siguientes:

I. Secado de los reproductores:

El secado del reproductor se realiza con la ayuda de una franela limpia, de la siguiente manera:

- Coger del recipiente al reproductor previamente seleccionado.
- Agarrar con una de las manos al reproductor de la parte de la cabeza y con la otra mano la franela estéril, y proceder con el secado de todo el cuerpo.

II. Extracción de ovas:

Consiste en extraer las ovas maduras, según el siguiente procedimiento:

- Sujetar al pez (previamente seco) de la parte de la cabeza con la mano con que más se domine (izquierda o derecha) y con la otra mano agarre el pedúnculo caudal, casi cubriendo desde el dorso.
- Coloque al reproductor en posición hacia la bandeja de porcelana limpia seca y estéril, para recolectar las ovas.
- Las ovas se extraen presionando suavemente el vientre del pez con los dedos pulgar e índice, empezando en la parte pectoral, desplazando hacia la parte del poro genital. Repita la acción hasta que libere todas las ovas maduras [ver figura 2.5 (b)].
- Dejar las ovas en forma dispersa en la bandeja (ver figura 2.4).



Figura 2.4: Obtención de óvulos del género *Trichomycterus* sp.
Fuente: PELT (2018).

III. Extracción de esperma

Consiste en extraer el esperma, según el siguiente procedimiento:

- Sujetar al pez (previamente seco) de la parte de la cabeza con la mano con que más se domine (izquierda o derecha) y con la otra mano agarre el pedúnculo caudal, casi cubriendo desde el dorso.
- Coloque al reproductor en posición hacia la bandeja donde se encuentran las ovas.
- El esperma se extrae presionando suavemente el vientre del pez con los dedos pulgar e índice, empezando en la parte pectoral, desplazando hacia la parte del poro genital. Repita la acción hasta que libere suficiente cantidad de esperma [ver figura 2.5 (a)].



Figura 2.5: (a) Obtención de esperma del género *Trichomycterus dispar*, (b) Fecundación de ovas del género *Trichomycterus dispar* Fuente: PELT (2009).

Otra de las formas de extraer el esperma según el PELT es:

- Utilizando una jeringa (más efectivo), procedimiento poco frecuente, pero que no causa daño al pez.
- Extracción del testículo, para luego molerlos en un mortero y añadirlos a las ovas (este procedimiento implica sacrificar al espécimen).

IV. Mezcla de los gametos sexuales (ovas y esperma)

Consiste en la mezcla de las ovas y el esperma, recientemente obtenidos. Proceder de la siguiente manera:

- Sujetar al pez macho por la cabeza con la mano que más domine.
- Con la otra mano agarrar la bandeja que contiene los productos sexuales.
- Colocar el pedúnculo caudal del pez sobre los productos sexuales depositados en la bandeja.
- Realizar un suave movimiento circular sobre los productos sexuales de manera que puedan mezclarse completamente. Este proceso debe realizarse en un tiempo de 2 a 3 minutos.

V. Reposo absoluto de las ovas fecundadas

Este proceso tiene la finalidad de facilitar la unión de los gametos sexuales (ovas y esperma) de una misma especie. Para ello se procede de la siguiente manera:

- Agregar una pequeña cantidad de agua natural en la bandeja que contiene las ovas y realizar un movimiento circular para lograr la mezcla de las ovas y el esperma.
- Colocar la bandeja con las ovas fecundadas en un lugar adecuado, inclinando hacia una esquina de la bandeja.
- Cubrir el recipiente con una franela estéril para evitar la caída de contaminantes.
- Dejar reposar absoluto por un tiempo de dos a tres minutos, para lograr la unión de los gametos sexuales.

2.4.3. FASE III: PROCESO DE INCUBACIÓN

Es la fase donde se produce el desarrollo de la nueva generación de peces, la cual, para el caso de las especies del género *Orestias*, se lleva a cabo entre 19 a 30 días; y, para el género *Trichomycterus*, entre 7 a 10 días. Involucra los siguientes pasos:

I. Lavado de las ovas fecundadas

Es la eliminación del exceso de esperma e impurezas (restos de sangre, contenido estomacal, ovas reventadas, etc.) que se encuentran junto a las ovas reposadas, mediante lavado con agua natural; según el siguiente procedimiento:

- Colocar sobre la mesa o área de trabajo el recipiente conteniendo las ovas fecundadas.
- Añadir suficiente cantidad de agua natural, al recipiente que contiene las ovas fecundadas.
- Realizar movimientos circulares suaves, que permita la flotación de las impurezas y materia orgánica que se encuentra junto a las ovas.
- Eliminar el agua en el recipiente de “aguas servidas” o al drenaje del laboratorio, tratando de que se eliminen todas las impurezas y materia orgánica.
- Los residuos que no se eliminan con el arrastre del agua, extraerlos con la ayuda de una bombilla a través de succión mecánica.
- Repetir este procedimiento hasta dejar las ovas completamente limpias.

II. Hidratación de las ovas fecundadas

Las ovas fecundadas, se colocan en recipientes: vasos Mac Donald (de metacrilato/PVC transparente. Volumen: 8 litros, y una capacidad aproximada de incubación de hasta 20 000 óvulos) o jarras de incubación u otros, sometidas al contacto directo con el agua en movimiento permanente que facilita la oxigenación, con caída libre de agua; en caso que no exista esta condición, la oxigenación se puede generar mediante burbujeo con la ayuda de una compresora.

El procedimiento para la hidratación de las ovas es el siguiente:

- Colocar las ovas fecundadas en los recipientes de incubación, a una densidad entre 1 000 a 1 500 ovas por cada litro de agua.
- Colocar el recipiente con las ovas hidratadas en el carril correspondiente.
- Para asegurar la oxigenación del agua, se debe considerar lo siguiente: si el recipiente recibe caudal constante, este debe ser llenado hasta que rebose; caso contrario llenar el recipiente hasta el 70% de su capacidad.
- Regular la presión del agua o el aire, según el caso, que facilite un movimiento circular suave de las ovas.
- Dejar hidratar las ovas durante 24 horas. En este tiempo las ovas adquieren dureza.

Nota: El proceso de hidratación solo se aplica para ovas aglutinadas.

III. Desaglutinación de ovas

Es la separación manual de las ovas de sus filamentos por el método de fricción, aplicable solamente a las ovas de los géneros de *Orestias*.

El procedimiento es el siguiente:

- Disponer de una bandeja limpia.

- Suspender el sistema de oxigenación (caída libre de agua o compresora).
- Retirar el recipiente con las ovas en proceso de hidratación de su carril a la mesa de trabajo.
- Elimine aproximadamente el 80% del agua del recipiente de las ovas en proceso de hidratación.
- Trasvasar las ovas hidratadas a una bandeja limpia.
- Agregar agua limpia en la bandeja que contiene las ovas hidratadas
- Agarrar las ovas cuidadosamente con la yema de los dedos de la mano (evitando dañarlas) y realizar la fricción o deslizamiento de adentro hacia afuera, hasta lograr que se liberen completamente todas.
- Desechar adecuadamente los filamentos de las ovas.

IV. Lavado de las ovas desaglutinadas

Es una acción que permite la eliminación de todo tipo de impureza y materia orgánica (ovas reventadas, restos de filamentos y otros) que se encuentren juntas a las ovas producto de la desaglutinación, mediante arrastre con abundante agua, hasta dejarlas libres de toda impureza.

La finalidad del lavado de las ovas es prevenir de la infestación y proliferación de patógenos durante la etapa del desarrollo embrionario.

V. Conteo de las ovas desaglutinadas

a) Método volumétrico

Con la finalidad de conocer la cantidad de ovas fertilizadas a incubar, se procede a realizar el respectivo conteo. Se realiza mediante dos métodos: el método volumétrico (usando una probeta graduada en milímetros) establecido por Amaru y Yujra (2021), y el método gravimétrico. En el primer caso ver el ejemplo siguiente:

Fórmula:

$$CO = (V * K)$$

Donde:

CO = cantidad de ovas fecundadas

V = volumen de ovas fecundadas en ml que se desea calcular.

K = constante (1 ml = 115 unidades).

Ejemplo: Se tiene 20 ml. de ovas de mauri, y se desea calcular la cantidad de ovas en unidades, para ello, conociendo que en 1 ml. existen 115 unidades de ovas, empleando la fórmula anterior, se realiza la siguiente operación:

Reemplazando:

CO = 20 ml * 115 unidades

CO = 2.300 unidades de ovas de mauri

El procedimiento de conteo de las ovas desaglutinadas es el siguiente:

- Colocar sobre la mesa de trabajo una bandeja limpia, y en ella colocar una probeta graduada.
- Trasladar las ovas lavadas a una jarra limpia.
- Eliminar el exceso de agua del recipiente.
- Colocar las ovas en la probeta previamente preparada, con la ayuda de una espátula o cuchara.
- Esperar que las ovas se asienten en la base de la probeta.
- Realizar un leve movimiento en forma circular, a fin de lograr nivelar las ovas.
- Ponerse frente a la probeta conteniendo las ovas niveladas.
- El nivel de las ovas en la probeta debe quedar a la altura de los ojos (ver figura 2.6).
- Realizar la lectura que ocupan las ovas en la probeta graduada.
- Registrar el volumen que ocuparon las ovas en la probeta graduada.
- Aplicar la fórmula indicada anteriormente para determinar la cantidad total de ovas a incubar.



Figura 2.6: (A) Probeta graduada con ovas, (B) Observación del nivel de las ovas en la probeta graduada.
Fuente: Fundación Titicaca Perú, 2022.

Nota: La cantidad de ovas según Mamani (2022) es la siguiente:

- *Orestias luteus* (carachi amarillo) es de aproximadamente 134 ovas/ml.
- *Orestias agassii* (carachi gris o negro) es de aproximadamente 184 ovas/ml.
- *Trichomycterus dispar* (mauri) es de aproximadamente 92 ovas/ml.

Según el PELT (2010), para el caso de *Trichomycterus dispar*, determino que en 1 ml. se encuentran 115 unidades de ovas, para *Orestias luteus* (carachi amarillo) de 126 a 142 unidades de ovas fecundadas hidratadas. Para *Orestias agassii* (carachi negro) de 180 a 198 ovas/ml.

b) Método gravimétrico

Para obtener el número de ovas, primeramente, se obtiene el peso total en gramos de las ovas fecundadas, y luego se divide sobre el peso promedio de una ova 0.0031 gramos, según lo establecido por Oscar Ticona y Carlo Copa (2013). Utilizar una pequeña balanza analítica. Aplicar la siguiente fórmula:

$$CO = WtOf \text{ en gr}/0.0031 \text{ gr}$$

Donde:

CO = cantidad de ovas fecundadas

Wt = Peso total en gramos.

Of = Ovas fecundadas en gr.

Ejemplo: Se tiene 95 gramos de ovas fecundadas de carachi y se desea calcular la cantidad de ovas en unidades, empleando la fórmula anterior:

Reemplazando:

$$CO = 95 \text{ gr}/0.0031 \text{ gr}$$

$$CO = 30\ 645 \text{ unidades de ovas fecundadas}$$

VI. Incubación de ovas

Las ovas fecundadas son colocadas en unidades de incubación: vasos de incubación o jarras, utilizando el sistema abierto (con rebose de agua) o cerrado (con sistema de aireación) en donde se llevará a cabo el desarrollo del embrión, hasta terminar en la eclosión o nacimiento.

La densidad de ovas a incubar por litro de agua es de:

- De 1 000 a 1 500 ovas/l para el caso de carachi gris y amarillo.
- 800 ovas/l para el caso de mauri.

Se puede incubar en los siguientes sistemas, según el siguiente procedimiento:

En sistema cerrado (con sistema de aireación)

- Colocar las ovas embrionadas en el recipiente de incubación.
- Añadir agua natural en cantidad necesaria.
- Colocar la unidad de incubación en el carril que corresponda.
- Activar el sistema de recirculación hidráulica.
- Mediante la llave de paso, regular el ingreso del caudal de agua a los recipientes de incubación.
- Asegurar la tapa y demás componentes del recipiente de incubación.
- Recepcionar el agua de rebose del recipiente de incubación en el sistema de recirculación previamente acondicionado.

Nota:

- El tiempo de incubación para el caso de *Orestias luteus* (carachi amarillo) es de 19 a 22 días y para el caso de carachi negro *Orestias agassii* de 26 a 30 días a una temperatura de 14 a 16°C para ambos casos.
- Para el género *Trichomycterus dispar* (mauri) es de 7 a 10 días a una temperatura de 14 a 16°C.
- Es la fase mediante el cual se produce el desarrollo de la nueva generación de peces, la cual para el caso de las del género *Orestias* se lleva a cabo entre 19 a 30 días y para el género *Trichomycterus*, entre 7 a 9 días.

En un sistema abierto (con rebose de agua)

- Trasladar las ovas embrionadas en el recipiente de incubación.
- Añadir agua natural en cantidad necesaria.
- Colocar la unidad de incubación en el carril que corresponda.
- Mediante la llave de paso regular el ingreso del caudal de agua a los recipientes de incubación.
- Asegurar la tapa y demás componentes del recipiente de incubación.
- Asegurar que el agua de rebose caiga al sistema de drenaje.

VII. Rotulado

Es la generación de datos básicos de las ovas recientemente incubadas, los que son exhibidos en la parte más visible de la unidad de incubación o sobre la mesa dentro del laboratorio.

Los datos a consignar son los siguientes: lugar, institución, nombre científico y común de la especie, fecha de inicio, número de especies, número de recipientes (jarras, vasos o tanques), procedencia biológica, parámetros físicos básicos de calidad de agua de siembra (temperatura, pH, oxígeno disuelto), autor o ejecutor.

Para la confección de los rótulos se puede emplear diferentes tipos de materiales y tamaños, según sea el caso: papel bond, cartón u otros. El rótulo debe ser protegido con una mica para evitar su deterioro por humedecimiento.

Cabe señalar que los datos básicos facilitan determinar el nivel de comportamiento de las ovas y su interacción con el medio ambiente y también sirven para mitigar o corregir las alteraciones que puede presentarse durante el desarrollo embrionario.

Seguir el siguiente procedimiento:

- Determinar los datos a consignar en el rótulo.
- Preparar el material a utilizar (papel, cartón, etc.).
- Escribir los datos: nombre de la entidad, especie, procedencia, fecha, responsable, cantidad de ovas, etc.).
- Visto bueno del personal responsable.
- Colocar el rótulo en un lugar visible y seguro sobre la unidad de incubación.

VIII. Control de la calidad del agua

Con la finalidad de conocer y llevar el control de la calidad del agua de incubación, se realiza con la ayuda de un equipo multiparámetro básico, con el que se deberá realizar las mediciones de los siguientes parámetros: temperatura (T°), oxígeno disuelto (OD) y potencial de hidrogeniones (pH). Los resultados deberán ser registrados en una ficha de campo (véase Anexo 1).

TABLA 2.2: CALIDAD DEL AGUA ÓPTIMA PARA LA INCUBACIÓN

Parámetro	Unidad	Rango	Óptimo
Oxígeno	mg/l	4,7 a 7,9	6,5
Temperatura	°C	12 a 16	14
pH	Unidad	7,5 a 9,0	8,6

Fuente: Mamani, 2022.

Realizar el siguiente procedimiento:

- Encender el equipo multiparámetro.
- Introducir el electrodo o sonda en el agua contenida en la unidad de incubación (vaso MacDonalds o jarra).
- Esperar el tiempo necesario hasta que se estabilicen las lecturas en pantalla.
- Realizar la lectura de las mediciones de los parámetros requeridos.
- Grabe o registre en una ficha la lectura de los valores de los parámetros medidos.
- Si hay parámetros que no se estabilizan en pantalla, registre 4 a 5 mediciones y obtener un promedio.

- Retire la sonda o el sensor del equipo del agua de la unidad de incubación.
- Después del uso, lavar el electrodo o sonda con agua hervida, en el caso de que no tenga agua destilada.
- Apagar y guardar el equipo de multiparámetro.

IX. Control y registro biológicos

Es la vigilancia y evaluación permanente del comportamiento de las ovas durante el desarrollo embrionario, sobre la posible aparición de organismos patógenos que pueden ser letales. La aparición de organismos patógenos es registrada y comunicados al especialista y luego ser mitigados y finalmente controlados.

X. Profilaxis de materiales (lavado y desinfección)

Es un conjunto de actividades que se deben llevar a cabo, para mantener y cumplir rigurosamente con la limpieza de materiales y equipos utilizados en el proceso de incubación. En el caso de un sistema cerrado debe ser diario y en sistema abierto de 3 a 5 días. Ello permitirá mantener limpio los materiales y equipos usados durante el desarrollo embrionario.

Lavado de materiales

Los pasos a seguir son los siguientes:

- Mediante la llave de paso cerrar el sistema hidráulico o de oxigenación del recipiente de incubación.
- Retirar el recipiente de incubación de su carril y ponerla en la mesa de trabajo.
- Vaciar las ovas del recipiente de incubación a otro recipiente previamente preparado, colocar y activar un sistema de oxigenación auxiliar para evitar la mortandad de las ovas.
- Lavar el recipiente de incubación con chorro de agua, y con la ayuda de una esponja, escobillón, espátula o varilla hasta quitar todos los residuos que puedan existir en ella.
- Sumergir la unidad de incubación al recipiente con agua con detergente durante 2 o 3 minutos.
- Lavar en agua con detergente hasta que quede bien limpio y luego enjuagar con chorro de agua hasta dejarlo libre de partículas del detergente.
- Secar con una franela y dejar embrocado en el ordenador de materiales.

Desinfección de materiales

Consiste en desinfectar los materiales y equipos previamente lavados, que permite mantener saludable a los embriones durante el proceso de incubación.

Se realiza de la siguiente manera:

- Preparar una solución salina (sal y agua al 30%).
- Llenar la solución en un recipiente aspersor.
- Aplicar la solución (desinfectante) a manera de una “lluvia” fina en todos los materiales, por dentro y por fuera, durante 3 a 5 minutos o sumergiendo los materiales en la solución salina al 30% por 10 a 15 minutos.

XI. Profilaxis de ovas (lavado y desinfección)

Para lavar y retirar las ovas muertas es recomendable utilizar materiales transparentes y agua natural. Realizar el siguiente procedimiento:

- Drenar aproximadamente el 80% de agua del recipiente de incubación.
- Llenar el recipiente con agua y lavar varias veces, removiendo en forma circular hasta dejarlos libres de toda materia orgánica y otros.
- Depositar las ovas lavadas en un recipiente limpio y añadir agua, cubriendo por completo.

Para la extracción de ovas muertas y materia orgánica, realizar el siguiente procedimiento:

- Drenar el agua del recipiente de ovas, dejando en proporción de un volumen de ovas por dos volúmenes de agua.
- Agarrar una bombilla y succionar las ovas muertas y la materia orgánica hasta dejarlos libres de toda impureza.

Para la desinfección de las ovas, realizar el siguiente procedimiento:

- Desechar el 95% de agua del recipiente donde se encuentran las ovas limpias.
- Sumergir las ovas lavadas en solución salina al 9% y mantenerlas durante 3 a 5 minutos. Durante el proceso, evitar la alteración de la concentración de oxígeno disuelto y pH del medio desinfectante.
- Pasado el tiempo de inmersión, desechar la solución salina y lavar tres (3) veces las ovas.
- Re incubar las ovas desinfectadas en el recipiente lavado y desinfectado.

Nota: En la figura 2.7 se presenta la secuencia fotográfica del procedimiento para la reproducción de especies ícticas nativas.



Figura 2.7: (1) Selección de reproductores, machos y hembras, (2) Carachi hembra grávida, (3) Extracción de ovas maduras, (4) agregando agua al mortero de trituración de esperma, (5) Trituración de esperma del carachi macho, (6) ovas con contenido de esperma, (7) proceso de fertilización con el uso de una pluma durante 2 a 3 minutos, (8) lavado de ovas fecundadas, (9) eliminación de agua de lavado de ovas fertilizadas (continúa en siguiente página)

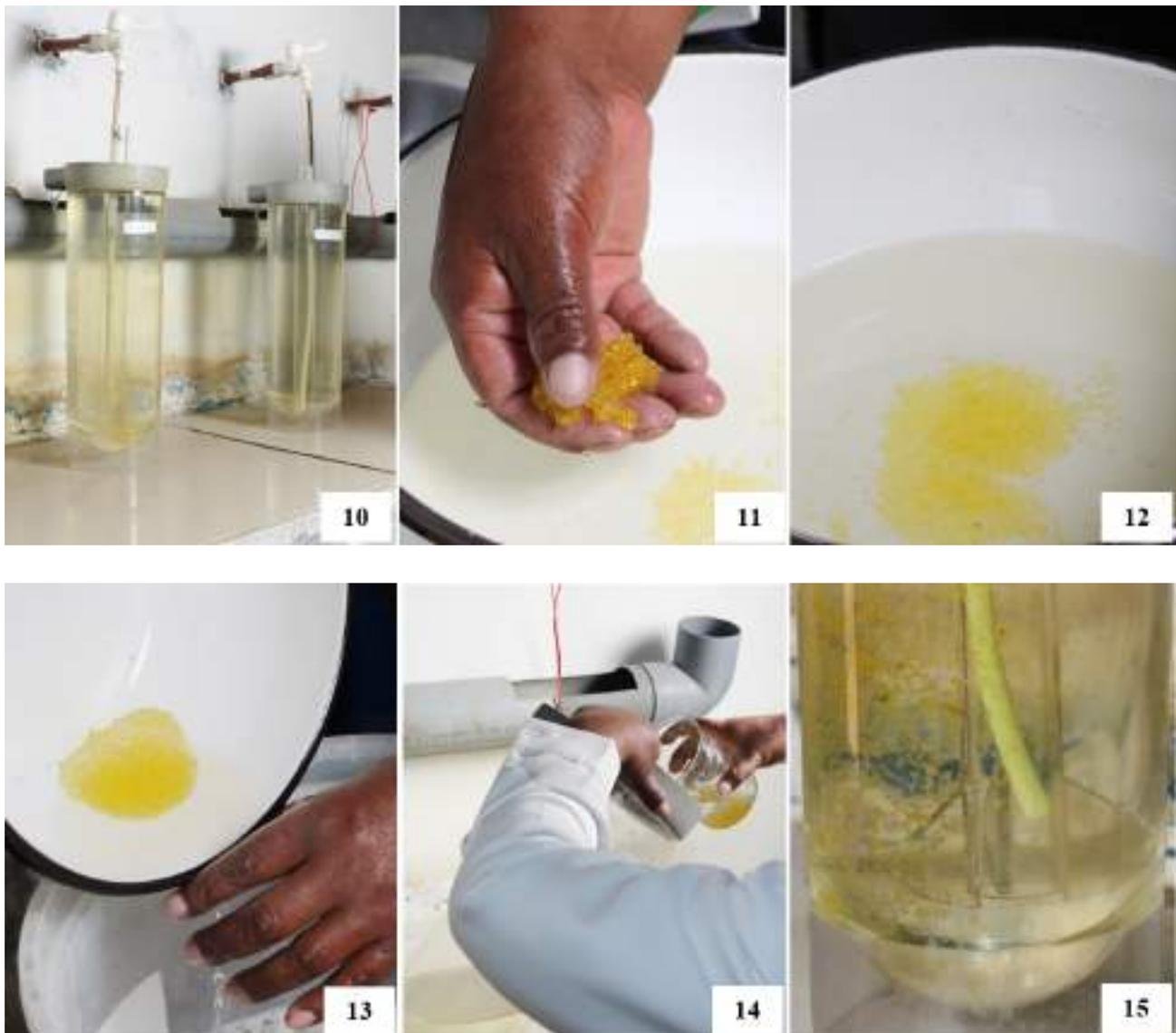


Figura 2.7: (10) ovas fertilizadas colocadas en los vasos de incubación donde se realiza el proceso de hidratación durante 7 a 8 horas, (11) ovas hidratadas en racimo, (12) ovas desaglutinadas, (13) ovas desaglutinadas limpias, (14) vaciado de las ovas desaglutinadas y limpias en el vaso de incubación (15) ovas en proceso de incubación. Fuente: Ocola, D. (2022).

2.4.4. FASE IV: ECLOSIÓN Y LARVAJE

2.4.4.1. Aspectos básicos del desarrollo embrionario

La ova fecundada inicia el proceso de multiplicación celular y da lugar finalmente al desarrollo de la larva dentro del huevo. En las Tablas 2.2 y 2.3, Tarqui (2003) describe las fases del proceso embrionario del mauri “*Trichomycterus dispar*” (véase figura 2.8: a-f), y del carachi gris “*Orestias agassii*”, de los que se presenta un resumen.

TABLA 2.2: FASES DEL PROCESO EMBRIONARIO DE MAURI

Ova	Las ovas del mauri son de color blanquecino, recubierta por una capa gruesa de proteína gelatinosa, no tiene filamentos. El diámetro de la ova es 1,85 mm.
Ova fecundada	Existe una división celular, a las 6 horas se observan 4 células o blastómeros y a las 6 horas posteriores, se observan 8 células (ver imagen a de la Figura 2.8).
Mórula	A las 17 horas se puede apreciar más de 100 blastómeros en la zona del blastodisco (Ver imagen b de la Figura 2.8).
Blástula	A las 30 horas, se observan más de mil células en la zona del blastodisco (Ver imagen c de la Figura 2.8).
Morfogénesis	A los 3 días, se puede observar el vitelo completamente cubierto por el disco germinativo (Ver imagen d de la Figura 2.8).
Embrión	A los 5 días, se observa el embrión en movimiento y se aprecia el latido del corazón (Ver imagen e de la Figura 2.8).
Eclosión	La eclosión se realiza a los 12 días y dura hasta 16 días, a una temperatura del agua de 14°C, donde se observa la rotura de la membrana externa de la ova producida por la presión del embrión.
Larva	La larva en el momento de eclosionar mide aproximadamente 5,31 mm. El peso del saco vitelino impide la flotación por lo que se encuentran en el fondo de las incubadoras (Ver imagen f de la Figura 2.8). La reabsorción del saco vitelino dura aproximadamente 15 días, momento en que las larvas pasan a ser alevines.

Fuente: Tarqui, 2003 (adaptado).

TABLA N° 2.3: FASES DEL PROCESO EMBRIONARIO DE CARACHI GRIS

Ova	Las ovas de <i>Orestias agassii</i> tienen la disposición de sus filamentos muy dispersos y distribuidos, respecto al color, no son tan pigmentados. El diámetro de una ova es de 0.90 mm.
Ova fecundada	La ova fecundada se muestra al microscopio cerrado, presenta el citoplasma concentrado en un polo, existe una división celular, a las 6 horas, se observan 4 células o blastómeros, y a las 7 horas, 8 células.
Mórula	A las 12 horas, se puede apreciar más de 100 blastómeros en la zona del blastodisco.
Blástula	A los 3 días se observa más de mil células en la zona de blastodisco.
Morfogénesis	A los 7 días se puede observar el vitelo completamente cubierto por el disco germinativo.
Embrión	A los 15 días se observa que el embrión ocupa el 90% del perímetro de la ova, se divisan los melanóforos dispersos sobre el cuerpo, más densos en la región de la cabeza, latido del corazón. El saco vitelino se reabsorbe gradualmente.
Eclosión	La eclosión se realiza a los 30 días y dura hasta 35 días, donde se observa la rotura de la membrana externa de la ova producida por la presión del embrión.
Larva	La larva en el momento de eclosionar mide aproximadamente 4,23 mm. El peso del saco vitelino impide la flotación, por lo que se encuentran en el fondo de la incubadora. La reabsorción del saco vitelino dura aproximadamente 7 días, momento en que las larvas pasan a ser alevines.

Fuente: Tarqui, 2003 (adaptado).

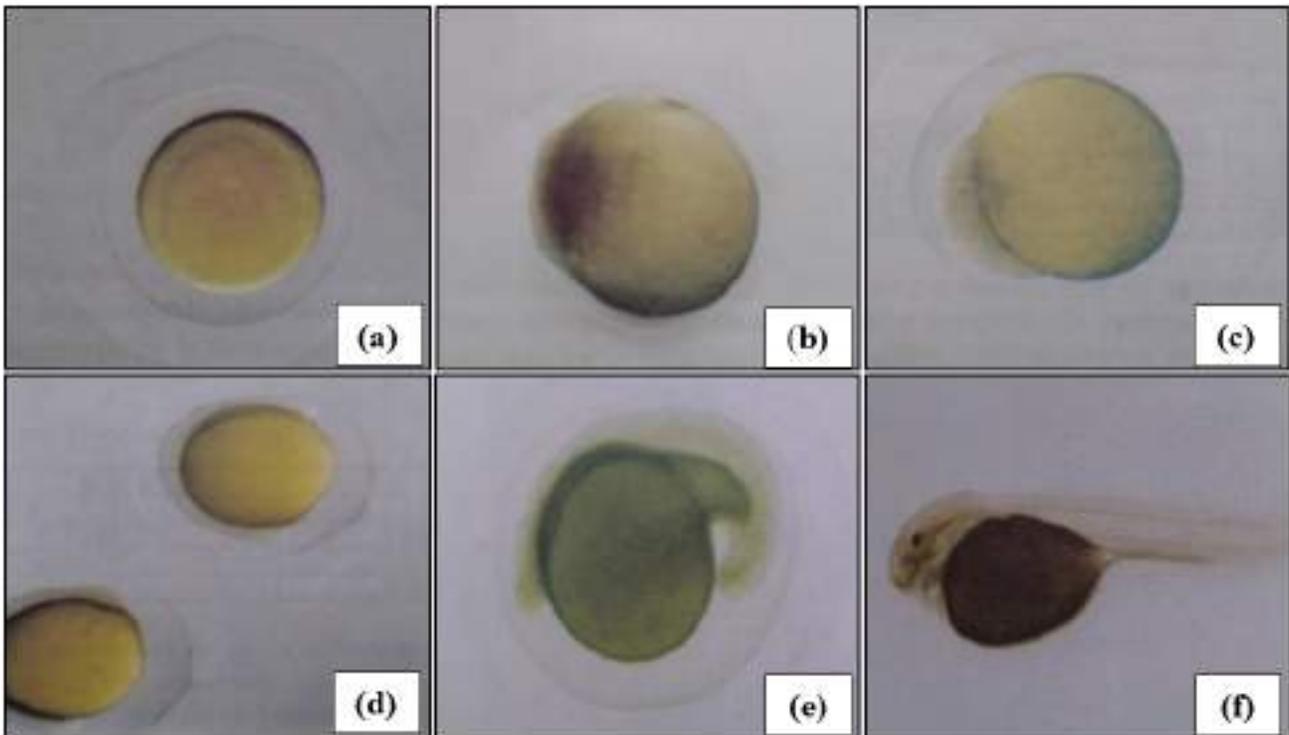


Figura 2.8: Fases del proceso embrionario de *Trichomycterus dispar*. (a) Ova fecundada, (b) Mórula, (c) Blástula, (d) Morfo-génesis, (e) Embrión, (f) Larva de mauri. Fuente: Tarqui, 2003.

A continuación, también se muestra una secuencia de fotos de la embriogénesis (DIREPRO Puno, 2010), durante el desarrollo embrionario de carachi amarillo “*Orestias luteus*” (véase figura 2.9 y 2.10).

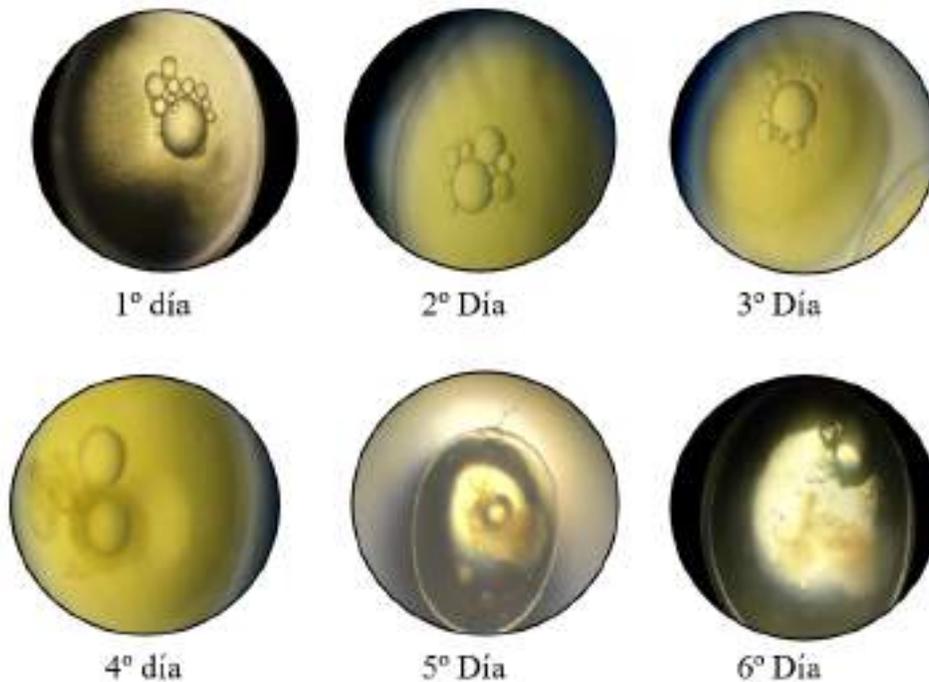


Figura 2.9 Embriogénesis durante el desarrollo embrionario de *Orestias luteus* durante los primeros seis días. Fuente: DIREPRO Puno, 2010.

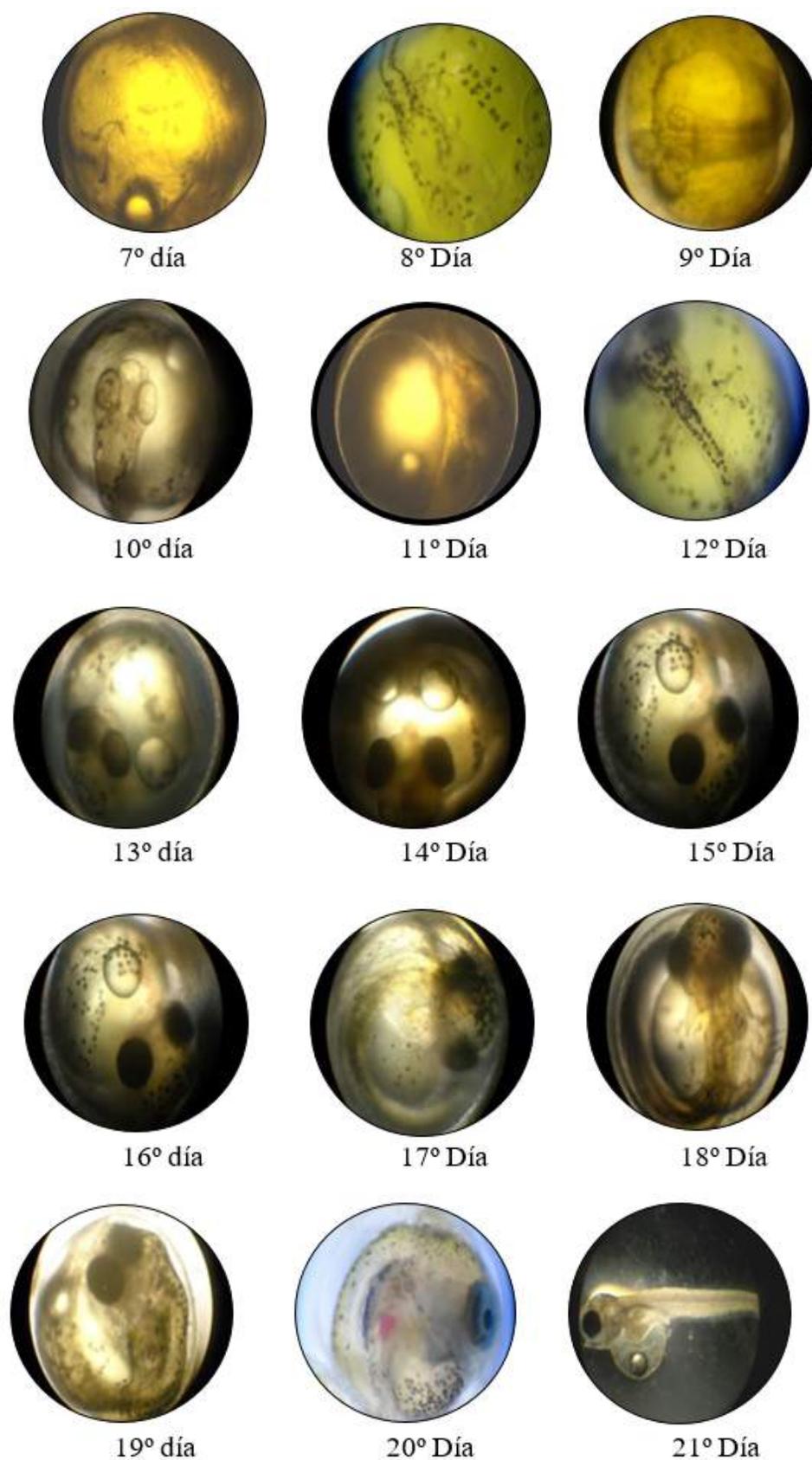


Figura 2.10: Embriogénesis durante el desarrollo embrionario de *Orestias luteus*, del séptimo días hasta los veintiún días. Fuente: DIREPRO Puno, 2010.

El proceso embrionario termina con el nacimiento (eclosión) de una nueva generación de peces.

Durante la etapa de eclosión, se debe realizar las siguientes actividades:

a) Traslado

Las pre-larvas eclosionadas se trasladan al recipiente de siembra (acuarios) por un periodo de 5 días.

b) Profilaxis

Es la limpieza de las pre-larvas recientemente nacidas con la ayuda de una bombilla succionar las ovas muertas y la materia orgánica.

c) Conteo de pre-larvas

Una vez registrada la cantidad de ovas totales haciendo la profilaxis se determina la cantidad de ovas muertas.

Capítulo III

Alimentación y siembra

Capítulo III:

Alimentación y siembra

3.1. INTRODUCCIÓN

El éxito o fracaso de la producción de alevinos de peces, principalmente en las primeras fases de vida, depende en gran medida del conocimiento práctico de los requerimientos y procedimientos que aseguren una buena sobrevivencia. En ese contexto en el presente capítulo se describe detalladamente los tipos de sistemas en donde se puede realizar el cultivo de las pre-larvas y larvas de los géneros *Orestias* y *Trichomycterus*, como los requerimientos alimenticios, además de los materiales básicos.

3.2. SIEMBRA EN SISTEMA: AGUA + AIRE + ALIMENTO

Para la cría larvaria de *Orestias* y *Trichomycterus*, se debe acondicionar diversos sistemas de siembra, ello de acuerdo a sus edades. Se puede utilizar para siembra de pre-larvas: acuarios, artesas y tanques; para el caso de larvas: tanques, tinas de plástico; y para las post-larvas: tanques de tierra, jaulas o corrales acuáticos. Estos pueden tener forma rectangular o circulares y de diferentes capacidades, según necesidad; apoyados (de ser necesario) con sistemas de oxigenación artificial o natural permanente. A continuación, se describe la siembra en la fase pre larva y en la fase larval.

3.2.1. En la fase pre-larva

a) Siembra de pre-larva

Es la siembra de pre-larvas a nivel de laboratorio, utilizando unidades de siembra como acuarios, artesas y otros; con alimentación (reserva alimenticia + nauplius de *Artemia salina*).

El procedimiento a utilizar es el siguiente:

- Adecuar la unidad de siembra: acuario, artesas u otro.
- Llenar la unidad de siembra con agua natural, según la densidad de carga (pre-larvas/litro).
- Adecuar y activar el sistema de oxigenación dentro de la unidad de siembra.
- Regular manualmente el abastecimiento de oxígeno a la unidad de siembra, usando la llave de paso ubicado en el tubo conectado a la unidad de aireación.

- Mantener las condiciones de calidad del agua de siembra como son: oxígeno disuelto (OD) rango de 4,7 a 8,0, un pH en un rango de 7,5 a 9,0, y una temperatura en un rango de 12 a 16°C. Utilizar un multiparámetro y registrar los datos obtenidos.

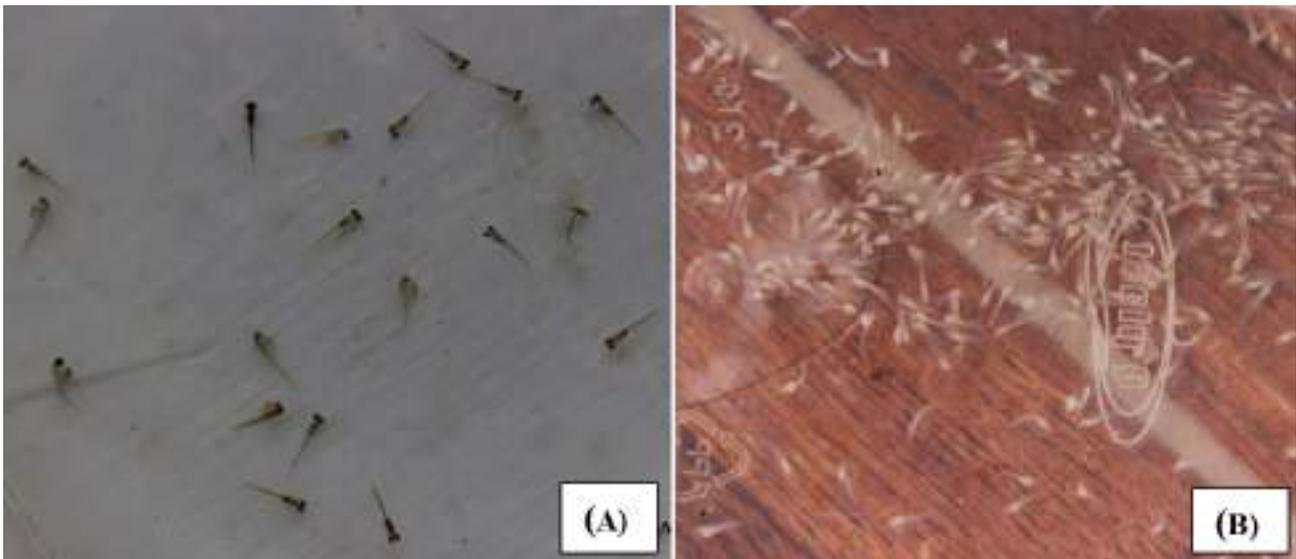


Figura 3.1: (A) Pre.larvas de *Orestias luteus* (carachi amarillo). (B) Pre larvas de *Trichomycterus sp.* (mauri). Fuente: Mamani (2020).

b) Alimentación y frecuencia alimentaria de las pre-larvas

La alimentación de pre-larvas consiste en: reserva alimenticia (saco vitelino) + nauplios de *Artemia salina*, la cual se puede adquirir en el mercado.

Es recomendable alimentar tres (3) veces al día, siendo:

- La primera alimentación se debe realizar en horas de la mañana entre las 7:00 y 8:00 horas.
- La segunda alimentación al medio día, alrededor de las 12:00 horas.
- La tercera alimentación en horas de la tarde entre las 17:00 y la 18:00 horas.

Para ello se debe tener en cuenta lo siguiente:

- Verificar la existencia de alimento en la unidad de siembra, y si aún existe alimento, esperar hasta que sea totalmente consumido.
- Previo a la primera alimentación, realizar el sifoneado de heces y alimentos no consumidos.

3.2.2. En la fase larval

a) Siembra y alimentación en sistema fuera del sistema acuático

La siembra de larvas de los géneros *Trichomycterus* y *Orestias* se realiza en artesas o tanques, con alimentación mixta: *Artemia salina* + *Ceriodaphnia*.

b) Siembras según tipo de recinto

- En artesas: sistema cerrado dentro del laboratorio, con alimentación viva mixta: *Artemia salina* + *Ceriodaphnia*, a tres (3) raciones/día, y con asistencia permanente de oxígeno.
- En tanques: sistema cerrado, dentro o fuera de laboratorio, con asistencia alimentaria mixta: *Artemia salina* + *Ceriodaphnia*, a tres (3) raciones/día y con asistencia de oxígeno.

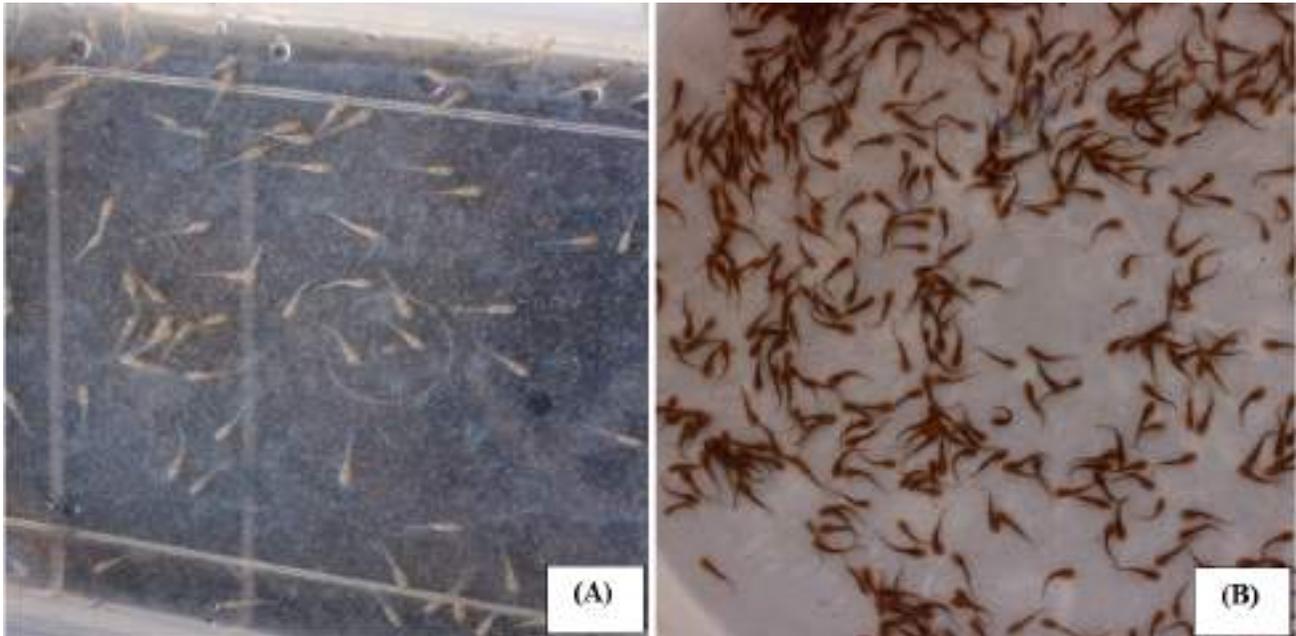


Figura 3.2: (A) Larvas de *Orestias pentlandii* (boga). (B) Larvas de *Trichomycterus* sp. Fuente: Mamani, (2022).

c) Alimentación y frecuencia alimentaria de larvas

La alimentación de las larvas de los géneros de *Orestias* y *Trichomycterus* es: *Artemia salina* y *Ceriodaphnia*. Respecto a la frecuencia alimentaria debe ser tres (3) veces al día.

El procedimiento para alimentar larvas de *Orestias* y *Trichomycterus* es el siguiente:

- Verificar la existencia de alimento en las unidades de siembra, y si aún queda en el recipiente dejar que este sea consumido.
- Previa a la primera dotación de alimento, realizar el sifoneado de heces y restos de alimento no consumido.
- Verificar las condiciones de la calidad del agua de las unidades de siembra; temperatura, oxígeno disuelto y pH. De encontrar alguna anomalía, se deberá de corregir.
- La primera ración de alimento es a las 8:00 horas proporcionando 60 unidades de micro crustáceos por larva.
- La segunda ración de alimento es a las 12:00 horas (medio día), en igual proporción que la primera ración.

- La tercera ración de alimento a las 18:00 horas, proporcionando 125 unidades de micro crustáceos por larva.

Nota: La dotación de las raciones de alimento en diferentes horarios aumentará progresivamente cada vez que disminuyan los microcrustáceos en las unidades de siembra, de preferencia en las últimas horas del día.

d) Secuencia alimentaria de las larvas

La secuencia alimentaria es el cambio progresivo del tipo de alimento según crecimiento de larvas.

El procedimiento de secuencia alimentaria es:

- Larvas de seis (6) a diez (10) días de edad, son alimentadas con alimento vivo: nauplios de *Artemia salina* recién eclosionados.
- Larvas de once (11) a quince (15) días de edad son alimentadas con alimentación mixta: nauplios de *Artemia salina* + *Ceriodaphnia*.
- Larvas de dieciséis (16) a veinte (20) días, alimentadas con *Ceriodaphnia*.

3.2.3. En la fase post-larva

a) Siembra en sistema fuera del cuerpo acuático

Este tipo de siembra se realiza en tanques (dentro o fuera de laboratorio) o estanques (fuera de laboratorio) con sistemas de siembra cerrados. Se trabaja con post-larvas de 21 a más de 45 días de edad.

b) Siembra en tanques

El procedimiento para la siembra de post-larvas es el siguiente:

- Colocar el tanque de siembra en un lugar adecuado, previamente desinfectado.
- Llenar el tanque con agua estéril según la densidad de carga de las post-larvas.
- Adecuar el sistema de oxigenación dentro del laboratorio.
- Distribuir oxígeno a las unidades de siembra a través de tubos o mangueras.
- Activar el sistema de oxigenación.
- Regular el ingreso de oxígeno con la llave de paso.
- Sembrar una a diez (1 a 10) post-larva/litro de agua.

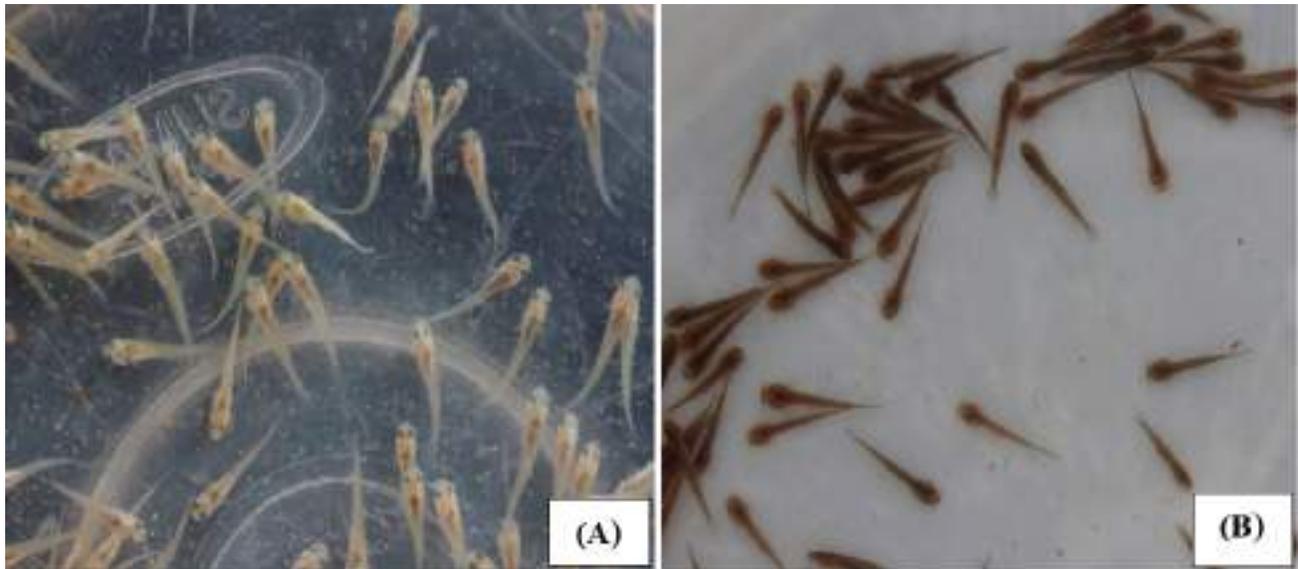


Figura 3.3: (A) Post-larvas de *Orestias pentlandii* (boga). (B) Post-larvas *Trichomycterus* sp. Fuente: Mamani, (2022).

En la alimentación de post-larvas se utiliza la alimentación mixta viva conformada por *Ceriodaphnia* + *Daphnia pulex* (cladóceros).

- Post-larvas de 21 a 30 días de edad: alimentarlas con *Ceriodaphnia*.
- Post-larvas de 31 a 35 días de edad, alimentarlas con: *Ceriodaphnia* + *Daphnia pulex*.
- Post-larvas de 36 a 45 días de edad, alimentarlas sólo con *Ceriodaphnia* + *Daphnia pulex*.
- Post-larvas con edad mayor a 45 días se alimentan solamente con *Daphnia pulex*.

La frecuencia alimentaria es tres (3) veces por día.

El procedimiento para la alimentación de post-larvas en tanques es el siguiente:

- Verificar la existencia de alimento en las unidades de siembra, y si aún existe, esperar hasta que este sea consumido.
- Previa a la primera dotación de alimento, realizar el sifoneado de heces y restos de alimentos no consumido.
- Verificar las condiciones de la calidad del agua de las unidades de siembra: temperatura, oxígeno disuelto y pH. De verificar alguna anomalía, corregirla.
- La primera ración de alimento es a las 8:00 a.m., proporcionando 60 microcrustáceos, por post larva.
- La segunda ración de alimento es a las 12:00 horas (medio día), en igual proporción que la primera ración.
- La tercera ración de alimento a las 18:00 horas, proporcionando 125 microcrustáceos por post larva.

Secuencia alimentaria de post-larvas.

- Post-larvas de 21 a 30 días de edad: alimentarlas con *Ceriodaphnia*.
- Post-larvas de 31 a 35 días de edad, alimentarlas con: *Ceriodaphnia* + *Daphnia pulex*.
- Post-larvas de 36 a 45 días de edad, alimentarlas sólo con *Ceriodaphnia* + *Daphnia pulex*.
- Post-larvas con edad mayor a 45 días se alimentan solamente con *Daphnia pulex*.

Nota: La dotación diaria de alimentos aumentará progresivamente cada vez que disminuyan los microcrustáceos en las unidades de siembra, de preferencia en las últimas horas del día.

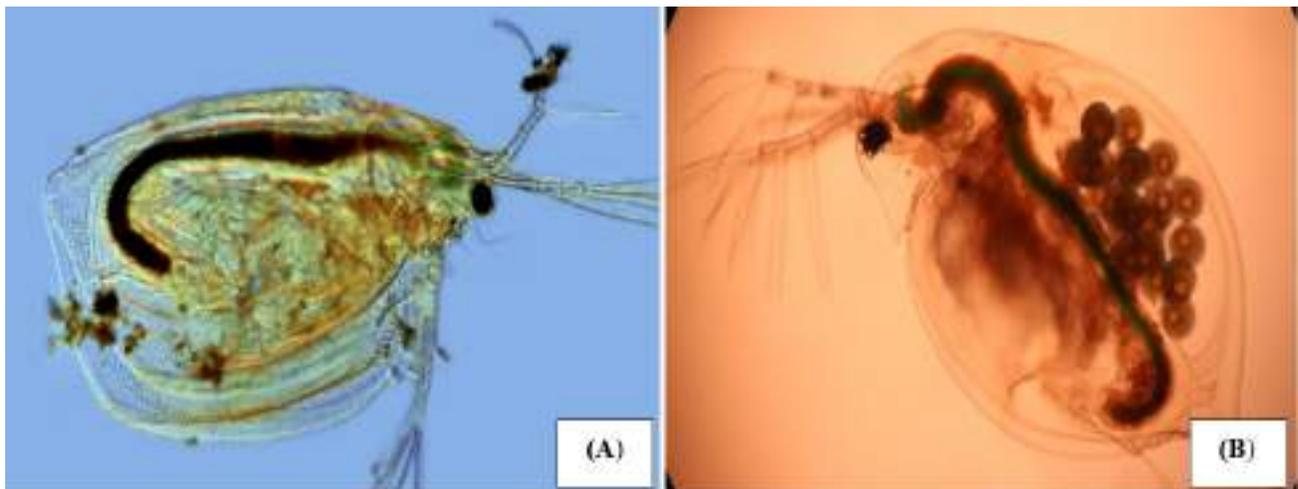


Figura 3.4: (A) *Daphnia pulex*.

Fuente: Mamani, J., 2020. (B) *Ceriodaphnia* sp. Fuente: <https://www.flickr.com/photos/microagua/4647879116/in/photostream/>.

c) Siembra en estanques

También se puede realizar la siembra de post-larvas en estanques abiertos al aire libre. La alimentación en este sistema es por el método Ad-libitum (libre disponibilidad).

El procedimiento para la siembra de post-larvas en estanques es el siguiente:

- Adecuar el estanque: seco, desinfectado y encalado.
- Fertilizar el estanque con estiércol de ganado, con veinte (20) días antes de la siembra de peces.
- Adecuar el sistema de oxigenación mediante un sistema de caída de agua sobre el estanque.
- Llenar el estanque con agua de siembra según la densidad de carga de las post-larvas.
- Evaluar la calidad del agua de siembra en el estanque: oxígeno disuelto (OD), pH, temperatura.
- Realizar la siembra en el estanque a razón de una a diez post-larva por cada litro de agua.

El procedimiento para la alimentación de post-larvas en estanques es el siguiente:

Las post-larvas sembradas en un estanque, se alimentan de pequeños organismos vivos, como rotíferos, cladóceros, copépodos, entre otros, los que previamente han sido sembrados en el estanque con la fertilización.

3.3. PRODUCCIÓN DE ALIMENTO VIVO.

El alimento vivo consiste de microalgas y micro crustáceos.

3.3.1. Producción de microalgas

Para producir un litro de microalgas, se necesita 800 ml. de agua estéril (agua hervida, de preferencia agua destilada), 1,5 gramos de harina de pescado, 200 ml. de inóculo (cepa pura de microalgas), la cual se obtiene mediante el arrastre con una red fito planctónica de 25 o 30 micras, hasta coleccionar la cantidad necesaria, de preferencia 1 litro. Esto se realiza con el apoyo de una embarcación, en una zona limpia y sin oleaje en el lago.

Cm = 800 ml de agua estéril + 2 gr de harina de pescado + 200 ml de la muestra de fitoplancton recolecta

Donde:

Cm = cultivo madre

El cultivo madre se incuba a una temperatura de 18 a 22°C en la cámara artesanal acondicionada con luz artificial. En el recipiente con el cultivo se coloca un aireador. El periodo de cultivo es de 10 a 12 días.

El cultivo se retira y se lleva a la mesa de trabajo, donde se extrae 2 ml y se colocan en una placa Petri, la cual es colocada en un microscopio, donde se selecciona una sola especie con la ayuda de una micropipeta. Esta muestra se coloca en un matraz de 500 ml, al que se le agrega 400 ml de agua estéril y 1 g de harina de pescado. El cultivo preparado se coloca en la cámara artesanal de cultivo, y se incuba a una temperatura de 18 a 22°C. Es la forma de obtener un cultivo puro.

Para ello es necesario contar con un laboratorio básico de cultivos auxiliares, el cual tiene la función de producir fito y zooplancton destinado a cubrir las necesidades de alimentación de las post larvas y alevinos de especies nativas. Este laboratorio debe funcionar con luz artificial y temperaturas de 18 a 22 °C, esencial para la producción de micro algas y zooplancton.

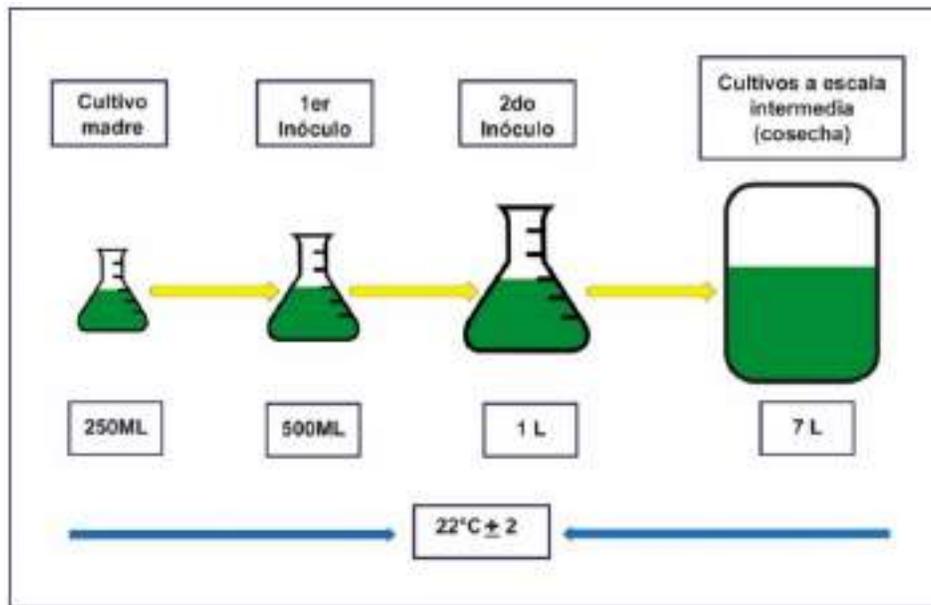


Figura 3.5: Etapas del cultivo de microalgas en el laboratorio de cultivos auxiliares. Fuente: PELT (2018).

El PELT (2018) informa que: “Entre las especies de microalgas que se cultivan en el Laboratorio de cultivos auxiliares, se tiene *Chlorella sp.* y *Scenedesmus sp.*, estos son parte de un cultivo mixto destinado para la alimentación de post larvas de los géneros *Trichomycterus*, *Orestias* y de *Odontesthes bonariensis* (pejerrey)”. Una descripción simplificada se presenta en la figura 3.5 detallada por el PELT (2018). Cabe indicar que estas proporciones están en función a la demanda de alimento.



Figura 3.6: Cámara de cultivo artesanal en la que se aprecian matraces Erlenmeyer utilizados en la producción de alimento vivo en laboratorio. Fuente: Mamani (2022).

“Es necesario revisar las muestras de los matraces previo a una inoculación, esto se hace a través de un conteo diario en una cámara de Neubauer (instrumento utilizado para el recuento de células) con el fin de determinar la densidad de producción en cada matraz o garrafa”.

El cultivo de alimento vivo se realiza utilizando matraces de vidrio de diferente volumen.

a) Matraz de 250 ml

“Se colocan 100 ml de medio de cultivo enriquecido con nutrientes, agua destilada y se inoculan con 80 a 100 ml de cultivo de microalgas aproximadamente, donde se mantienen por un lapso de 4-5 días para lograr una buena concentración y densidad de microalgas para después inocular un matraz con una capacidad de 500 ml.”

b) Matraz de 500 ml

“Los matraces se llenan con 200 ml de agua destilada (filtrada y esterilizada), y finalmente, se inocula con 150-200 mililitros de cultivo de microalgas provenientes del matraz anterior, manteniendo un medio de cultivo con 400 ml por un lapso de 4-5 días para obtener una concentración mayor de 10 millones de células por mililitro”.

c) Matraz de 1000 ml

“Los matraces se inoculan con el 70% aprox. de los cultivos de los matraces de 500 ml o bien se realiza la transferencia completa de los matraces de 500 ml. Luego se completan con el medio preparado, agua destilada, se mantiene hasta obtener una densidad mayor a 12 millones de células por mililitro para continuar con el escalamiento de la producción a garrafones” (Adaptado de la Memoria anual 2018, Meta: 0014 PELT).

3.3.2. Producción de micro crustáceos

Para la producción de micro crustáceos se requiere cepas puras de especies zooplancton: rotíferos, cladóceros y copépodos, la cual se extrae mediante el arrastre con una red Fito zoo planctónica de 300 micras, hasta coleccionar la cantidad necesaria, de preferencia 1 litro. Esto se realiza con el apoyo de una embarcación, en una zona limpia y sin oleaje en el lago.

El medio para la siembra de micro crustáceos es agua natural (agua hervida) de 250 ml. para los reproductores de micro crustáceos, con alimentación de microalgas. Cada reproductor de especies de zooplancton, a partir de la segunda generación deja 120 efiopios (huevos) por cada 3 días a una temperatura de 18°C.

En la actualidad, algunos laboratorios como el PELT o el IMARPE prefieren emplear como complemento, nauplios de *Artemia salina* de procedencia norteamericana para la alimentación de post larvas de peces nativos, por ser más prácticos porque se logran mejores resultados a un costo relativamente económico (véase figura 3.7).



Figuras 3.7: Nauplios de Artemia salina importados, empleados como alimento de post larvas de especies nativas. Fuente: ALT (2021).

3.4. PRODUCCIÓN DE ALIMENTO INERTE

Hasta donde se conoce, los alevinos o adultos no aceptan alimento inerte o alimento balanceado, se sabe de algunos esfuerzos de investigación que se han estado realizando en este tema, pero sin mayor éxito. De allí la importancia de los laboratorios de cultivos auxiliares, como medio para la producción de alimento vivo.

3.5. PRODUCCIÓN DE ALIMENTO EN ESTANQUES

La producción de alimento vivo en estanques, es menos costoso que producirlo en laboratorio. Para producir este tipo de alimento, se debe seguir el siguiente procedimiento:

- Llenar agua en el estanque donde se realizará el cultivo.
- Fertilizar adecuadamente (no sobre fertilizar) el estanque con la aplicación de estiércol de ganado: oveja, vacuno, u otro. Se aplica una cantidad moderada.
- Fertilizar el estanque en intervalos regulares de tiempo, de 1 a 2 meses, evitando la sobre carga de estiércol.
- La rutina de fertilización se debe basar en observaciones de la calidad del agua, utilizando para ello un disco sechi, manteniendo lecturas entre 20 y 30 cm. Tener en cuenta que un agua totalmente transparente indica una baja productividad primaria.
- Disponer de un sistema de alimentación de agua fresca, para que en caso que la concentración de oxígeno disuelto baje por debajo de lo normal (de 5 a 7 mg/l), agregarla al estanque.
- Suspender o reducir la fertilización del estanque en caso de la disminución de la concentración de oxígeno disuelto.

3.6. CERCO DE CONFINAMIENTO

3.6.1. Construcción

Los cercos de confinamiento pueden ser empleados para el mantenimiento del plantel de reproductores o para sembrar alevinos obtenidos en laboratorio, y pueden ser instalados en las orillas del cuerpo de agua, lago o lagunas.

El cerco de confinamiento es un ambiente opcional. Se construye con paño anchovetero y cuenta con relingas superior e inferior. La relinga superior está bordeada por flotadores de 10 cm de diámetro colocadas cada 0.5 m; mientras que la relinga inferior está aplastada por rocas que impiden cualquier paso entre el cieno y las redes. Estas dimensiones pueden variar según las necesidades.

3.6.2. Mantenimiento del plantel de reproductores

El mantenimiento de reproductores, se puede llevar a cabo en cercos de confinamiento ubicado en el cuerpo de agua (lago o laguna), en un lugar cercano al laboratorio y próximo a la orilla o en estanques; esto por tratarse de peces grandes que están acostumbrados a vivir en el medio natural. En los cercos de confinamiento, los reproductores sufren menos estrés debido a que se encuentran en un su ambiente que garantiza su protección contra depredadores naturales, como las aves. Los cercos de confinamiento se construyen con redes anchoveteras.

Para post larvas

Los cercos de confinamiento para post larvas de especies nativas, se construyen con un paño de celosía y cubierto por paños anchoveteros o simplemente contruidos con celosía, para evitar la depredación y escape de los alevinos.

En este recinto, es fácil agregar los cultivos de fito o zooplancton como alimento capturado en el medio u el obtenido en el laboratorio de cultivos auxiliares.

Es recomendable que la ubicación de este cerco de confinamiento se encuentre cercano al laboratorio, de preferencia ubicado en un lugar despejado libre de totorales. Esta área cercada debe contar con la presencia de plantas acuáticas sumergidas (macrófitas) como los “llachus”: *Elodea potamogeton*, *Myriophyllum elatinoides* y *Potamogeton strictus* u otras plantas acuáticas del lugar, como áreas de refugio para los pequeños peces.

Bibliografía

1. Amaru, G. y Yujra, E. (2021). Guía para la obtención de alevinos de pejerrey *Odeontesthes bonariensis* en condiciones de laboratorio.
2. Asociación IIP Qollasuyo – CIP Chucuito UNA - Puno (2002). Informe de actividades Capítulo 9 Producción (de especies nativas).
3. Asociación IIP Qollasuyo – CIP Chucuito UNA - Puno (2000a). Sinopsis Biológica *Trichomycterus rivulatus* “Suche”. Puno. Publicación N° 08.
4. Asociación IIP Qollasuyo – CIP Chucuito UNA - Puno (2000b). Adaptación de *Trichomycteridos* en Ambientes Controlados: “Suche y Mauri”. Puno. Publicación N° 09.
5. Asociación IIP Qollasuyo – CIP Chucuito UNA - Puno (2000c). Construcción y Adecuación de Estanques para *Trichomycteridos*: “Suche y Mauri”. Puno. Publicación N° 10.
6. Atencio, S. (1998). Aportes a la revisión taxonómica de la ictiofauna nativa del lago Titicaca”. Edit. Universitaria, UNA Puno.
7. Bustamante E. y Treviño H. (1980). Descripción de las Pesquerías en el Lago Titicaca 1975-1979. Instituto del Mar del Perú, Puno. 73 p.
8. Castañón V.A., De la Quintana H. y Limachi J. Reproducción artificial del ispi (*Orestias ispi*) (1995). Manual Técnico IV del CIDPA. La Paz, Bolivia.
9. Centro de Investigación y Desarrollo Acuícola Boliviano (CIDAB), 2002a. Manual Áreas, Cría y Manejo de Especies Ícticas Nativas Reproducción Artificial de *Orestias agassii* y *Orestias luteus*. La Paz, Bolivia.
10. Centro de Investigación y Desarrollo Acuícola Boliviano (CIDAB), 2002b. Manual Áreas, Cría y Manejo de Especies Ícticas Nativas Reproducción Artificial de *Orestias ispi*. La Paz, Bolivia.
11. Centro de Investigación y Desarrollo Acuícola Boliviano (CIDAB), 2002c. Manual Áreas, Cría y Manejo de Especies Ícticas Nativas Reproducción Artificial de *Trichomycterus dispar* y *Trichomycterus rivulatus*. La Paz, Bolivia.
12. Comisión de las Comunidades Europeas-Repúblicas de Perú y Bolivia (1993). “Diagnóstico y Estudio de Desarrollo Pesquero” Plan Director Global Binacional de Protección - Prevención de Inundaciones y Aprovechamiento de los Recursos del TDPS.

13. Convenio OEA/PNUMA, Gobiernos de Perú y Bolivia y la ALT (1999). Proyecto Plan de Gestión Ambiental para el Sistema TDPS (La Paz, Bolivia y Puno, Perú).
14. De Sostoa, A. (2000). “Estudio de actividades y mejora de las condiciones de producción acuícola en el lago Titicaca, campaña marzo abril de 2000”, Proyecto PADESPA.
15. Dirección Regional de Pesquería XI de Puno (1989). Diagnóstico pesquero Regional. Julio, 1989.
16. DIREPRO Puno (2004). Revista de PRODUCE. “Promoviendo el desarrollo de la región”.
17. DIREPRO Puno (2009a). Manual de capacitación Pesquera. Proyecto: Transferencia Tecnológica y Capacitación Pesquera. Componente “Crianza de alevinos de *Orestias luteus* en el laboratorio de la DIREPRO Puno”.
18. DIREPRO Puno (2009b). Manual de capacitación Pesquera. Proyecto: Transferencia Tecnológica y Capacitación Pesquera. Componente “Desarrollo de programas de poblamiento y repoblamiento de especies ícticas nativas del lago Titicaca”.
19. DIREPRO Puno (2010a). Manual de capacitación Pesquera. Proyecto: Transferencia Tecnológica y Capacitación Pesquera. Componente “Desove, fecundación, hidratación y desaglutinación de ovas de *Orestias luteus* en el laboratorio de la DIREPRO Puno”.
20. DIREPRO Puno (2010b). Manual de capacitación Pesquera. Proyecto: Transferencia Tecnológica y Capacitación Pesquera. Componente “Protocolo: III y IV incubación y larvaje de especies ícticas nativas del lago Titicaca - “*Orestias luteus*” (carachi amarillo)”.
21. Flores, O. (2000). “Cultivo intensivo de especies nativas”. PELT. Informe final. Puno - Perú.
22. Flores, O. (2008). Manual de Buenas Prácticas Acuícolas “BPPA” en la producción de alevinos Dirección de Recursos Hidrobiológicos del PELT.
23. Flores, O. (2010). Reproducción artificial de especies nativas, *Orestias*. Dirección de Recursos Hidrobiológicos del PELT.
24. Flores, O. (2010). Reproducción artificial de *Trichomycterus*. Dirección de Recursos Hidrobiológicos del PELT.
25. Flores, O. (2017). Boletín técnico de cultivo de peces nativos de la cuenca con fines de conservación y (re)Poblamiento (inédito).
26. Flores, O. y Ñahuincopa A. (2015). “Informe de Posgrado: Cultivo de especies nativas en el lago Titicaca”. No publicado.
27. Goyzueta G., Alfaro. R., Aparicio M. (2009). “Totoraes del lago Titicaca Importancia, Conservación y gestión ambiental”. Ed. UNA Puno y Gobierno Municipal de Puno. Puno-Perú.
28. Herbas Teran, Kelvin R. (2013). Variabilidad morfológica del complejo *agassii*, género *Orestias* (Teleostei: Cyprinodontidae), en sistemas acuáticos de altura. La Paz, Bolivia. Resumen de ponencia en el “II Simposio Internacional del lago Titicaca-TDPS...una responsabilidad compartida”.
29. Ibáñez, C (2014). Línea de base del conocimiento sobre los recursos hidrobiológicos en el Sistema TDPS con enfoque en la cuenca del lago Titicaca. La Paz – Bolivia.

30. IMARPE (2019). Módulo III: a) Volumen de desembarque por especie, artes, zonas de desembarque. Clasificación del estado de explotación de los recursos pesqueros Lago Titicaca.
31. IMARPE (2020). “Información sobre experiencias en reproducción de especies nativas del lago Titicaca a nivel de laboratorio, capacidad instalada y disponibilidad de especialista en el Laboratorio Continental de Puno del IMARPE.
32. Lauzanne L. (1991). Especies nativas. Los *Orestias* (Capítulo VI.5a del lago Titicaca síntesis del conocimiento limnológico actual). editado por: Claude Dejoux y André Iltis.
33. Loayza E., Muñoz-Saravia A., Ibañez C., Pouilly M., De Troch M., Janssens G.J.P. 2020. Diet and Body Composition of Two Native Andean Killifish of Lake Titicaca: Understanding Their Nutritional Ecology. Proceedings of the Thirteenth Symposia of the Comparative Nutrition Society. P 50-54.
34. Luchini, Laura (1990). Manual para el cultivo del bagre sudamericano (*Ramdia sapo*), Ed por la FAO, Santiago de Chile.
35. Mamani, J. (2022). Comunicación personal.
36. Ohashi, M., De la Quintana, H. y Castañón, V. (1994). Técnicas de producción de semillas de *Orestias agassii*, *Orestias luteus*, *Orestias ispi*, *Trichomycterus spp.* y *Odontesthes bonariensis* en el lago Titicaca. Manual técnico II. publicado por el Centro de Desarrollo Piscícola y enseñanza Técnica del altiplano “Tiquina-Pongo”. Ed JICA.
37. Ocola, J., Escalante, J., Ñahuincopa, A. (2021) – Autoridad Binacional Autónoma del Lago Titicaca. Diagnóstico Binacional Pesquero y Acuícola en el ámbito del Sistema Hídrico TDPS.
38. Parenti L. (1984). Una revisión taxonómica del género *Orestias* de los killis andinos (Cyprinodontiformes, Cyprinodontidae). Boletín del Museo Americano de Historia Natural 178: 107-214.
39. PELT (2018). Memoria anual 2018 (Meta: 0014 Promoción de la Actividad Pesquera).
40. PELT (2010a). Reproducción artificial de especies nativas (*Orestias*).
41. PELT (2010b). Revista del CICTRAT (Centro de Investigación científica y transferencia tecnológica).
42. PELT (2008). Manual de Buenas Prácticas de Producción acuícola “BPPA” en la producción de alevinos barco. Chucuito, Puno.
43. Ruiz V. y Marchant M. (2004). “Ictiofauna de aguas continentales chilenas”. Universidad de Concepción. Departamento de Zoología.
44. Sarmiento, J., Bigorne, R., Carvajal-Vallejos, Maldonado M., Leciak E. & Oberdorff T. (2014). Peces de Bolivia. Plural, La Paz.
45. Tarqui Franklin C. (2003). Biología y reproducción artificial de las especies ícticas nativas del lago Titicaca CIDPA-JICA La Paz – Bolivia.

46. Van Damme P.A., Carvajal-Vallejos F.M., Sarmiento J., Barrera S., Osinaga K., Miranda Chumacero G. (2009). Peces. P. 25-90. En: Ministerio de Medio Ambiente y Agua (Ed.). Libro Rojo de la fauna silvestre de vertebrados de Bolivia. La Paz, Bolivia.
47. Woynarovich E. y Horváth L. (1981). Propagación artificial de peces de aguas templadas. Manual para extensionistas. FAO, Doc. Tec. Pesca (201). 187p. Departamento de Pesca de la FAO. Oficiales regionales de pesca de la FAO.

Anexos

Anexo 2: Formato de registro de sobrevivencia diaria

		REGISTRO DE SOBREVIVENCIA (Pre-Larva; Larva y Post-Larva)			FORMATO N° 02
MES:		RESPONSABLE:			FIRMA:
DÍAS	HORA	ACUARIO			OBSERVACIONES
		1	2	3	
1	08:00 am				
2	08:00 am				
3	08:00 am				
4	08:00 am				
5	08:00 am				
6	08:00 am				
7	08:00 am				
8	08:00 am				
9	08:00 am				
10	08:00 am				
11	08:00 am				
12	08:00 am				
13	08:00 am				
14	08:00 am				
15	08:00 am				
16	08:00 am				
17	08:00 am				
18	08:00 am				
19	08:00 am				
20	08:00 am				
21	08:00 am				
22	08:00 am				
23	08:00 am				
24	08:00 am				
25	08:00 am				
26	08:00 am				
27	08:00 am				
28	08:00 am				
29	08:00 am				
30	08:00 am				
31	08:00 am				
32	08:00 am				
33	08:00 am				
34	08:00 am				
35	08:00 am				

Pre-Larva; día 1 a día 5
 Larva; día 6 a día 20
 Post-Larva; día 21 a + días

Anexo 3: Formato de control de biometría de larvas

	CONTROL BIOMÉTRICO DE LARVAS		FORMATO N° 03
	Especie:.....		
FECHA:	RESPONSABLE:		FIRMA:
Número	Longitud (cm)	Peso (gr)	OBSERVACIONES
1			
2			
3			
4			
5			
6			
7			
8			
9			
10			
11			
12			
13			
14			
15			
16			
17			
18			
19			
20			
21			
22			
23			
24			
25			
26			
27			
28			
29			
30			

Σ longitud (cm)	Σ peso (gr)
Promedio longitud (cm)	Promedio peso (gr)

Anexo 4: Formato de Control de Alimentación Diaria

		CONTROL DE ALIMENTACION DIARIA (Pre-Larva)			FORMATO N° 04
MES:		RESPONSABLE:			FIRMA:
DIA	HORA	ACUARIO			OBSERVACIONES
		1	2	3	
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				

		CONTROL DE ALIMENTACIÓN DIARIA (Larva)			FORMATO N° 05
MES:		RESPONSABLE:			FIRMA:
DIA	HORA	ACUARIO			OBSERVACIONES
		1	2	3	
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				

		CONTROL DE ALIMENTACIÓN DIARIA (Post-Larva)			FORMATO N° 06
MES:		RESPONSABLE:			FIRMA:
DIA	HORA	ACUARIO			OBSERVACIONES
		1	2	3	
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				
	08:00 am				
	12:00 horas				
	06:00 pm				

ISBN: 978-612-49062-1-3



9 786124 906213

Av. Sánchez Bustamante esquina Calle 14

Calacoto – Piso 2 Edificio Metrobol II N° 7995

La Paz – Bolivia

Tel. (+591-2) 2128393 – 2112336

Av. Costanera, Manzana D Lote 26

Puno – Perú

Tel. (+5151) 601588

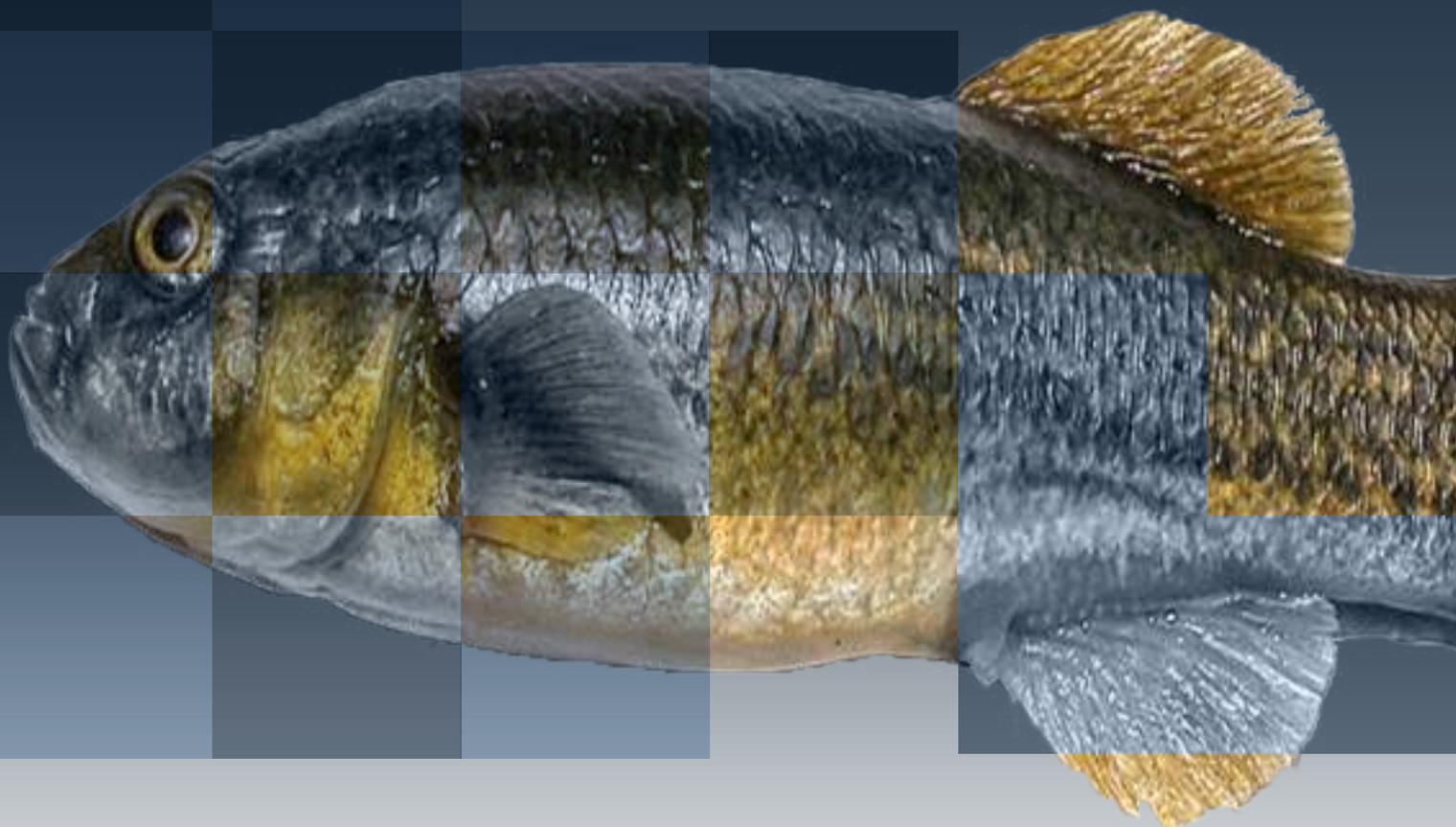
Calle Presidente Montes, entre Bolívar y Adolfo Mier

Edificio Consistorial del Gobierno Autónomo

Departamental de Oruro, Tercer Piso

Oruro – Bolivia

Tel: (+591) 78986243



 contacto@alt-perubolivia.org

 www.alt-perubolivia.org

 www.facebook.com/altsedepuno/



¡SIGUENOS!

