

**UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ÁNDRES
FACULTAD DE AGRONOMIA
CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA**



TESIS DE GRADO

**COMPARACIÓN DE LA INCUBACIÓN DE OVAS DE PUNKU
(*Orestias luteus*) EN CONDICIONES DE LABORATORIO E IN SITU**

ANDRÉS LOAYZA APAZA

**La Paz – Bolivia
2009**

UNIVERSIDAD MAYOR DE SAN ÁNDRES
FACULTAD DE AGRONOMIA
CARRERA DE INGENIERÍA AGRONÓMICA

COMPARACIÓN DE LA INCUBACIÓN DE OVAS DE PUNKU
(*Orestias luteus*) EN CONDICIONES DE LABORATORIO E IN SITU

Tesis de Grado presentado como requisito
parcial para optar el título de
Ingeniero Agrónomo

ÁNDRÉS LOAYZA APAZA

Asesores:

Ing. Franklin Tarqui Carrillo

Ing. Victor Castañon Rivera

Tribunal Examinador:

Ing. Fanor Antezana Loayza

Ing. Eddy D. Gutierrez Gonzales

Mvz René J. Condori Equice

Aprobada

Presidente Tribunal Examinador

La Paz – Bolivia

2009

**Este trabajo es dedicado con mucho
amor y respeto a mis padres
Fernando y Luisa
y a mis abuelos
Justo y Ricarda**

AGRADECIMIENTOS

Agradezco por sobre todas las cosas a mis padres por su esfuerzo, sacrificio, la fuerza y el amor que dieron para continuar con mis estudios.

Agradezco a mi familia por su gran amor, comprensión, apoyó y aliento para alcanzar mis metas. Los agradecimientos merecidos a mi padre Fernando Loayza D. y a mi madre Luisa Apaza G. y hermanas Melanie y Dennisse. Gracias por siempre.

Agradezco al Centro de Investigación y Desarrollo Acuícola Boliviano (CIDAB) por la beca otorgada para la realización de este trabajo de investigación, por permitirme utilizar sus instalaciones y por la colaboración desinteresada de su personal técnico y administrativo.

Agradezco a los miembros del tribunal revisor por el seguimiento y corrección al presente trabajo, al Ing. Eddy Gutierrez, al Ing. Fanor Antezana y al Mvz René Condori. Al Ing. Franklin Tarqui por asesorarme y guiarme en dicho trabajo.

A los amigos de la facultad: A los M-K-Agros. A mis amigos de siempre Angel (rambo) y demonio (Boris), Walter, Jhonny, Bernardo, Eddie, Waldo P., Raúl, Saúl, Susi, Shaka. A los amigos que conocí en el TAVIA, Waldo B., Juan Carlos, Willy, Copa, Freddy, Ninfa, Karina, Suca, Chelo, Eddie, Devil. También a Vicente G. Milena, Ida, Verónica. A mis amigos (hermanos) Ronald, Harold y Carlos por su apoyo incondicional. Un agradecimiento especial a Angel Soria que me ayudo en la iniciación de la tesis y a Naxos en la culminación de la misma.

A todos los amigos que siempre estuvieron conmigo durante mi carrera universitaria y a todas las personas que me tuvieron paciencia y lealtad y que por sobre todo haberlos conocido para bien o para mal no fue un accidente.

ÍNDICE GENERAL	i
ÍNDICE DE CUADROS	v
ÍNDICE FIGURAS	vii
ÍNDICE DE ANEXOS	ix
RESUMEN	x
ABSTRACT	xii

ÍNDICE GENERAL

	Pág.
1. INTRODUCCIÓN	1
2. OBJETIVOS	3
2.1 Objetivo general	3
2.2 Objetivos específicos	3
3. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA	4
3.1 Generalidades sobre el lago Titicaca	4
3.1.1 Recursos naturales del ecosistema del lago Titicaca	5
3.1.2 Principales problemas del ecosistema del lago Titicaca	5
3.2 Ecología de las especies icticas del lago Titicaca	5
3.3 Biodiversidad de las especies ícticas del lago Titicaca	6
3.3.1. Distribución de los peces en ecosistemas acuáticos	10
3.4 Recurso pesquero de las especies icticas del lago Titicaca	11
3.4.1 Producción de semillas de especies ícticas	12
3.5 Piscicultura de especies ícticas	13
3.5.1 Acuicultura	13
3.5.2 Piscicultura	13
3.5.3 Tipos de piscicultura	14
3.6 Anatomía y fisiología básica de las especies ícticas	15
3.6.1 Características Externas	15
3.6.2 Esqueleto axial	16
3.6.3 Sistema respiratorio	17
3.6.4 Sistema excretor y reproductor	17
3.6.5 Sistema circulatorio	18
3.6.6 Aparato Digestivo y Órganos Asociados	18

3.6.7	Digestión y Absorción	19
3.7	Reproducción de los peces	20
3.7.1	Reproducción Natural	20
3.7.2	Reproducción en cautiverio	21
3.7.3	Reproducción artificial	21
3.8	Incubación	22
3.8.1	Condiciones para una sala de incubación	23
3.8.2	Condiciones del agua para la incubación	23
3.8.3	Problemas sanitarios durante la incubación	24
3.8.4	Incubadoras	24
3.8.4.1	Incubadora horizontal o de flujo horizontal	25
3.8.5	Incubación artesanal In situ	26
3.9	Fases de la incubación y alevinaje	26
3.9.1	Alimentación de los alevinos	27
3.9.1.1	En condiciones de laboratorio	27
3.9.1.2	En condiciones de in situ	27
3.10	El género <i>Orestias</i>	27
3.10.1	Distribución geográfica	27
3.10.2	Características biológicas de las <i>Orestias</i>	28
3.10.3	Reproducción artificial del género <i>Orestias</i>	29
3.11	Generalidades de Punku " <i>Orestias luteus</i> "	34
3.11.1	Taxonomía	35
3.11.2	Habitad	35
3.11.3	Épocas de Reproducción	36
3.11.4	Hábitos Alimenticios	36
3.11.5	Importancia Económica	36
4.	MATERIALES Y MÉTODO	37
4.1	Localización	37
4.2	Materiales	37
4.2.1	Material biológico	37
4.2.2	Material de campo	37
4.2.3	Material de laboratorio	38
4.3	Metodología	38

4.3.1	Obtención del material biológico	38
4.3.1.1	Selección de reproductores	39
4.3.2	Desove de hembras maduras	39
4.3.3	Obtención de líquido seminal	40
4.3.4	Fecundación artificial por el método seco	40
4.3.5	Separación de ovas	41
4.3.6	Conteo de ovas	41
4.3.7	Incubación	42
4.3.7.1	Ubicación experimental en laboratorio	42
4.3.7.2	Ubicación experimental In situ	43
4.3.8	Agua de incubación	45
4.3.9	Picaje y desinfección	45
4.4	Variables de respuesta	46
a)	Porcentaje de mortandad	46
b)	Determinación del tiempo de incubación	46
c)	Calidad físico químico del agua	46
4.5	Diseño de investigación	47
5.	RESULTADOS Y DISCUSIONES	48
5.1	Reproducción artificial	48
5.1.1	Relación de sexos	48
5.1.2	Método gravimétrico para el conteo de ovas	48
5.1.3	Porcentaje de fecundación de ovas	49
5.1.4	Distribución de ovas en los sistemas de incubación	50
A.	Incubación horizontal in situ	50
B.	Incubación horizontal en laboratorio	51
5.2	Resultados de la Incubación de ovas	51
5.2.1	Calidad físico químico del agua	52
a)	Temperatura	52
b)	Potencial hidrógeno (pH)	53
c)	Oxígeno disuelto (O. D.)	54
5.2.2	Temperatura y tiempo de Incubación	54
5.2.3	Porcentaje de mortandad	57

5.2.4	Problemas ictiopatológicos	61
5.2.4.1	Fungosis	61
5.2.4.2	Tratamiento	63
6.	CONCLUSIONES	65
7.	RECOMENDACIONES	68
8.	BIBLIOGRAFÍA	69
9.	ANEXOS	73

ÍNDICE DE CUADROS

		Pág.
Cuadro 1.	Especies icticas del lago Titicaca	6
Cuadro 2.	Resumen sobre manejo del recurso pesquero	12
Cuadro 3.	Funcionamiento comparativo de las incubadoras según sistema	25
Cuadro 4.	Clasificación taxonómica del Punku	35
Cuadro 5.	Relación de sexos	48
Cuadro 6.	Comparación de la temperatura	52
Cuadro 7.	Comparación del pH	53
Cuadro 8.	Comparación de oxígeno disuelto (O.D.)	54
Cuadro 9.	Tiempo y temperatura en el proceso de incubación en laboratorio	55
Cuadro 10.	Tiempo y temperatura en el proceso de incubación in situ	56
Cuadro 11.	Tasa de mortandad de ovas y alevinos por tratamiento	57
Cuadro 12.	Obtención de numero de ovas muertas	58
Cuadro 13.	Comparación de promedios entre tratamientos	58
Cuadro 14.	Análisis de varianza para la mortandad	58
Cuadro 15.	Resultados de la comparación de medias	59

ÍNDICE DE FIGURAS

		Pág.
Figura 1	Ispi (<i>Orestias ispi</i>)	7
Figura 2	Punku (<i>Orestias luteus</i>)	7
Figura 3	Carachi negro (<i>Orestias agassii</i>)	8
Figura 4	Carachi enano (<i>Orestias olivaceus</i>)	8
Figura 5	Suche (<i>Trichomycterus rivulatus</i>)	9
Figura 6	Mauri (<i>Trichomycterus dispar</i>)	9
Figura 7	Ecosistema acuático del lago Titicaca	11
Figura 8	Obtención de ovas	39
Figura 9	Obtención de semen	40
Figura 10	Conteo de ovas	41
Figura 11	Ubicación experimental en laboratorio	42
Figura 12	Ubicación experimental in situ	43
Figura 13	Incubadora Victoria	44
Figura 14	Distribución de ovas (Artesa circular)	51
Figura 15	Equipo del escamómetro (medición del alevino)	61
Figura 16	Ovas muertas cubiertas de filamentos fungosos	62
Figura 17	Desinfección de ovas con verde malaquita	63

ÍNDICE DE ANEXOS

- Anexo 1.** Fases del desarrollo embrionario
- Anexo 2.** Parámetros bionormativos
- Anexo 2 A.** Duración del proceso embrionario
- Anexo 2 B.** Supervivencia en el proceso embrionario
- Anexo 2 C.** Cantidad de ovas según reproductores
- Anexo 3.** Temperatura media mensual (°C) del agua superficial del lago menor

RESUMEN

El lago Titicaca cobija a una importante diversidad de peces nativos e introducidos, de esta manera los recursos pesqueros están constituidos por especies del género *Orestias* (carachi, ispi, boga, qañu, punku, carachi enano, etc), dos especies del género *Trichomycterus* (suche y mauri), y por las especies introducidas como son la trucha y el pejerrey.

El Centro de Investigación y Desarrollo Acuícola Boliviano (CIDAB), constantemente realiza estudios sobre el comportamiento biológico y la reproducción artificial de las especies ícticas nativas del lago Titicaca.

El presente trabajo investigativo planteó la comparación de la incubación de ovas del punku (*Orestias luteus*) en condiciones de laboratorio e in situ.

Se utilizó un diseño completamente al azar con dos tratamientos, cuatro repeticiones, haciendo un total de ocho unidades experimentales.

El primer tratamiento consistía en 2500 ovas incubadas en incubadoras con artesas de flujo horizontal ubicadas en la sala de experimentos húmedos (condición de laboratorio), el segundo tratamiento también consistía en 2500 ovas pero incubadas en incubadoras artesanales Victoria ubicadas en la bahía u orilla del CIDAB (condición in situ), haciendo un total de 5000 ovas embrionadas para las ocho unidades experimentales.

El tiempo de incubación fue muy importante en especial para comparar las condiciones de incubación, así el tiempo de incubación en el tratamiento 1 fue de 27 días desde la fecundación hasta la eclosión. Así mismo, en el tratamiento 2 el tiempo de incubación fue de 32 días.

El problema ictipatológico presentado en ambos tratamientos en la fase de incubación fue el ataque de hongos (*Saprolegnia sp*), siendo las ovas muertas el medio apropiado para su proliferación y desde donde se produjo el ataque de ovas vivas.

Finalizando el trabajo se observó que en la comparación de tratamientos, el tratamiento uno tuvo el menor índice de mortandad (29 %) con respecto al tratamiento dos (33 %),. La presente conclusión se basa en un análisis de varianza y su CV que es de 1.02 %, el cual indica que los resultados experimentales obtenidos son confiables.

El presente trabajo tiene la finalidad de apoyar el proceso de capacitación y asistencia técnica que es ejecutado por profesionales del CIDAB en coordinación con los pescadores del lago Titicaca, para que estos desarrollen conocimientos, habilidades y destrezas para realizar la reproducción artificial de los peces nativos, la incubación artesanal in situ y el posterior repoblamiento del lago Titicaca.

1 INTRODUCCION

El principal cuerpo de agua que se encuentra en el Altiplano es el lago Titicaca en donde se tiene los recursos pesqueros más importantes del país; las especies ícticas nativas de este lago son consideradas endémicas, porque son únicas en el mundo.

La introducción de la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) en 1939 y el pejerrey (*Odonthestes bonariensis*) en 1950, han afectado considerablemente la población de peces nativos del lago Titicaca, por ser especies ictiófagos. Al respecto Vellard mencionado por Lauzanne (1991) declara en particular: “pronto (las truchas) habrán terminado de destruir toda la fauna indígena de *Orestias* y souches” (*Trichomycterus rivulatus*). A ello se suma la sobre pesca por el aumento demográfico, uso irracional de redes y la pesca en épocas de reproducción.

Ello ha originado que especies como el umanto (*Orestias cuvieri*) esté extinta, la boga (*Orestias pentlandii*), suche (*Trichomycterus rivulatus*) y qañu (*Orestias albus*) se encuentran en peligro de extinción y el carachi negro o carachi blanco (*Orestias agassii*), carachi amarillo o punku (*Orestias luteus*), ispi (*Orestias ispi*) y mauri (*Trichomycterus dispar*) se encuentran en la categoría de vulnerables (Ergueta, 1996).

A consecuencia de lo anteriormente expuesto, se viene produciendo la pérdida de biodiversidad de los peces nativos, esta situación se puede evidenciar realizando una simple clasificación de los peces capturados del género *Orestias*, por ejemplo hasta hace 10 años las especies que se podían capturar en el lago Menor en la región de Huatajata eran carachi, punku, carachi enano, qañu e ispi. Actualmente ya no ocurre lo mismo; por tanto se puede evidenciar una pérdida de la biodiversidad, este fenómeno no es reciente, ya que se ha venido registrando desde muchos años atrás; 20 aproximadamente (Castañón *et al*, 2002).

La biomasa registrada en el año 1992 para el género *Orestias* fue superior a las 10000 TM; y en el año 2000 se registró solamente 127 TM (ALT y PNUD, 2001).

Actualmente el Centro de Investigación y Desarrollo Acuícola Boliviano (CIDAB), constantemente realiza estudios sobre el comportamiento biológico y la reproducción artificial de las especies ícticas nativas del lago Titicaca.

Al margen de que en anteriores oportunidades se hicieron algunos trabajos de investigación, en lo que respecta a la reproducción y fecundación artificial de peces del género *Orestias*, sin embargo estos se realizaron en forma experimental en laboratorio.

Entonces nace la necesidad de trabajar a una escala mayor, en el tema de reproducción artificial, realizando y validando pruebas de incubación in situ de ovas de punku (*Orestias luteus*), los mismos que deben adecuarse a un nivel de conocimiento tecnológico básico y en condiciones artesanales con los logros alcanzados en el campo de la reproducción artificial aplicada en laboratorios, de manera que esta tecnología este al alcance de todos los pescadores de la cuenca del lago Titicaca.

Así se logrará repoblar en cierta medida el lago menor con esta especie, no por ser la que mayor demanda tiene, sino porque forma parte de los recursos pesqueros del lago Titicaca.

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo general

- Comparar la incubación de ovas de punku (*Orestias luteus*) en condiciones de laboratorio e in situ en incubadoras con flujo de agua horizontal, partiendo de un método conocido de reproducción artificial.

2.2 Objetivos específicos.

- Calcular el porcentaje de mortandad de ovas.
- Establecer el tiempo de incubación, desde la fecundación hasta la eclosión.
- Establecer el tiempo de reabsorción del saco vitelino desde la eclosión del alevino
- Evaluar la calidad físico-química del agua durante el periodo de investigación.
- Identificar los principales problemas ictiopatólogicos que se presenten durante el periodo de incubación.

3. REVISION BIBLIOGRÁFICA

3.1 Generalidades sobre el lago Titicaca

El lago Titicaca está situado en la porción Norte del Altiplano Boliviano – Peruano, sobre los 3.810 msnm, está conformado por dos cuencas lacustres: El Lago Menor o Wiñaymarca con una superficie de 1.428 km², que se caracteriza por sus bajas profundidades teniendo como promedio 9 m., excepto en la Fosa de Chua donde la profundidad es de 42 m. A través del estrecho de Tiquina el Lago Menor se comunica con el Lago Mayor o Chucuito, que ocupa una superficie de 7.131 km² y alcanza una profundidad máxima de 284 m con un promedio de 125 m (PELT, 2002).

Los límites geográficos del lago Titicaca son: 15°13'19" – 16°35'37" de Latitud Sud y 68°33'36" – 70°02'13" de Longitud Oeste (Dejoux e Iltis, 1991).

Es alimentado por cinco ríos principales: Ramis, Coata, llave, Huancané y Suhez y por los ríos secundarios que son: Zapatilla, Yanarico, Challa Jahuirá, Tiwanaku, Pallina, Catari, Batallas, Keka, etc. Posee un solo afluente: el río desaguadero (CIDAB, 2002)

La temperatura del agua en el Lago Mayor varía de 10.9 °C a 17.0 °C, mientras que en Lago Menor es de 8.5 °C a 18 °C. El clima en la región del lago es templado en verano, frío y seco en invierno. Debido al efecto del lago Titicaca sobre la cuenca lacustre que llega hasta ciertas regiones del altiplano sur, es posible la producción de papa, haba, arveja, oca, cebada, tarwi, avena y alfalfa (PELT, 2002).

Las áreas con zonas poco profundas están cubiertas con inmensos campos de totora, plantas sumergidas (lima, purina, chanco, etc.) (CIDAB, 2002).

3.1.1 Recursos naturales del ecosistema del lago Titicaca

Constituyen todos los componentes bióticos y abióticos del lago Titicaca. Entre los componentes abióticos se pueden señalar el aire, el agua, las rocas, los sedimentos, etc.; mientras que entre los componentes bióticos se consideran los peces (representada por especies del género *Orestias*: carachi, ispi, boga, qañu, etc.; dos especies del género *Trichomycterus*: suche y mauri, y por las especies introducidas como son el pejerrey y la trucha), aves, anfibios, zooplancton, todas las plantas, etc. (Proyecto Per – Bol, 2003),

3.1.2 Principales problemas del ecosistema del lago Titicaca

De acuerdo al Proyecto Per – Bol (2003), se tienen los siguientes problemas:

- a) Crecimiento de la población circunlacustre
- b) Erosión de suelos: natural y antropogénico
- c) Introducción e intromisión de peces foráneos
- d) Proceso de eutroficación y contaminación
- e) Pérdida de la biodiversidad.

3.2 Ecología de las especies icticas del lago Titicaca

En el lago Titicaca existe una diversidad de especies acuáticas las cuales se encuentran asociadas manteniendo en equilibrio el ecosistema acuático. Por lo que es muy importante cuidar evitando la contaminación de las aguas del lago con desechos y residuos tóxicos los cuales pueden causar daño a la biodiversidad (Tarqui, 2003).

Ecología, significa el estudio de la casa, en este caso es el estudio del medio en que habita los peces nativos (*Orestias* y *Trichomycterus*), los cuales se encuentran distribuidas en el lago e interrelacionadas con otras especies como

ser: plantas acuáticas (totora, elodea, myriophyllum, potamogeton, chara, etc), fitoplancton (cyanophytas y clorophytas), zooplancton (rotíferos, cladóceros y copépodos), insectos, crustáceos, moluscos y peces exóticos (trucha y pejerrey) (CIDAB, 2002).

3.3 Biodiversidad de las especies ícticas del lago Titicaca

Se refiere a la variedad de recursos vivos acuáticos que habitan en el lugar, en este caso los peces nativos que existen en lago Titicaca.

Con respecto al número de especies nativas existentes, algunos autores indican que existen más de 24 de estas especies, pero las más importantes se mencionan en el siguiente cuadro, donde se menciona la Boga y Umanto especies que prácticamente no existen en el sector boliviano y el Suche, como especie en peligro de extinción (Proyecto Bol, 2002).

Cuadro 1. Especies icticas del lago Titicaca

Nombre científico	Nombre común
<i>Orestias ispi</i>	Ispi
<i>Orestias agassii</i>	Carachi negro
<i>Orestias luteus</i>	Carachi amarillo, punku (kello)
<i>Orestias olivaceus</i>	Carachi enano (gringo)
<i>Orestias pentandlii</i>	Boga, Q'hesi (no existe)
<i>Orestias cuvieri</i>	Umanto (no existe)
<i>Trichomycterus rivulatus</i>	Suche (en peligro de extinción)
<i>Trichomycterus dispar</i>	Mauri

Fuente: Proyecto de Conservación de Biodiversidad, 2002

Algunas de estas especies, se ilustran gráficamente a continuación:

FIGURA 1. Toma fotográfica de *Orestias ispi* (ispi)



Fuente: CIDAB, 2003

FIGURA 2. Toma fotográfica de *Orestias luteus* (punku)



Fuente: CIDAB, 2003

FIGURA 3. Toma fotográfica de *Orestias agassii* (carachi negro)



Fuente: CIDAB, 2003

FIGURA 4. Toma fotográfica de *Orestias olivaceus* (carachi enano)



Fuente: CIDAB, 2003

FIGURA 5. Toma fotográfica de *Trichomycterus rivulatus* (suche)



Fuente: CIDAB, 2003

FIGURA 6. Toma fotográfica de *Trichomycterus dispar* (mauri)



Fuente: CIDAB, 2003

3.3.1 Distribución de los peces en ecosistemas acuáticos

Sarmiento *et al.* (1987), indican que tres son los factores que intervienen en la distribución de las poblaciones ícticas en el ecosistema lacustre, siendo estas: la profundidad del lago, la distribución de las macrófitas y la distancia de la orilla, en función de la cuál varían las poblaciones pelágicas.

Lauzanne *et al.* (1991) al respecto afirma: el grupo de las especies perimacrofíticas está constituido por *Orestias luteus*, *Orestias olivaceus* y *Orestias jussie*; estas especies se alimentan de vegetales y animales viviendo en las cercanías de las macrófitas (fito y zooperifiton, insectos, anfípodos, moluscos).

Existen dos zonas ecológicamente diferenciadas por su morfología y profundidad: la zona pelágica con aguas libres y profundidad; la zona litoral de menos profundidad con presencia de macrófitas (Poma, 2005).

Zonificación:

De acuerdo a Torres y Anatoli, la zoonificación se da de la siguiente manera:

- **Zona litoral**, desde el lugar que comienza el espejo de agua hasta crece la última planta (mayor disponibilidad de alimento, nutrientes para los peces, lugar de desove de los reproductores *Orestias* y viven todos los peces).
- **Zona béntica**, en esta zona inmediata a la zona litoral vive el ventos (conjunto de organismos como ser sanguijuelas, lombrices, caracoles, etc.), también se denota la presencia del Punku, otras *Orestias* y peces más grandes.

- **Zona pelágica**, es la que se encuentra al centro del lago, bajo la superficie y alejada de las orillas (existe mucho oelaje); se encuentran el ispi, pejerrey y trucha.
- **Zona de transición**, es el lugar donde vive el perifitrium (conjunto de organismos: pajaritos, lagartos, sapos, etc).

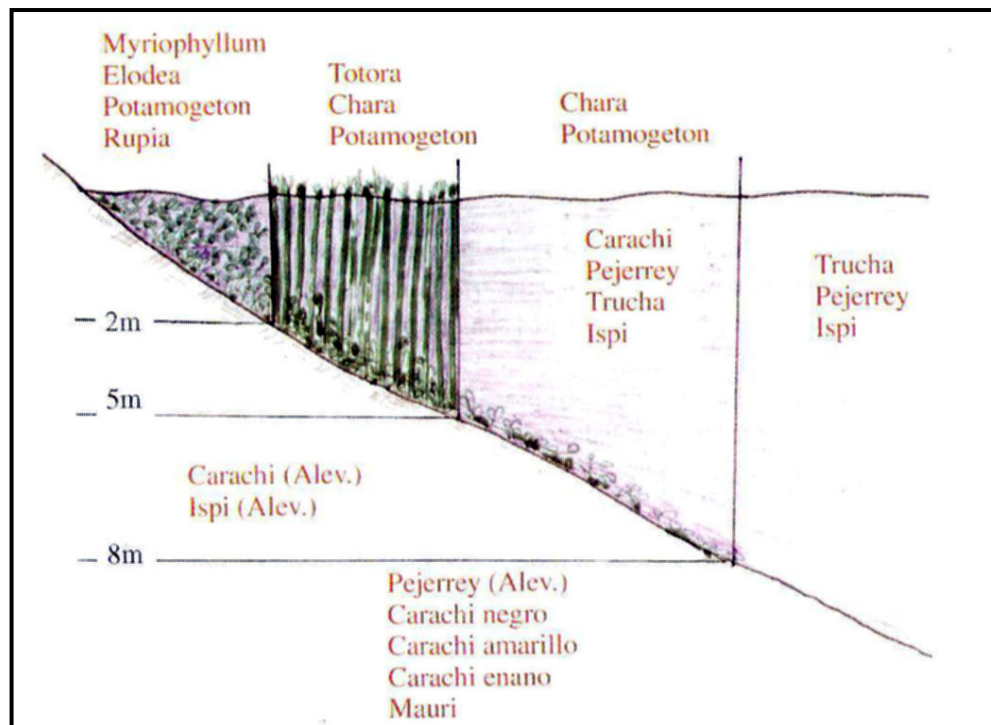


FIGURA 7. Ecosistema acuático del lago Titicaca

3.4 Recurso pesquero de las especies icticas del lago Titicaca

Es la cantidad de peces que viven en el lago, pueden ser peces viejos, juveniles, alevinos, larvas y ovas. Una parte que sirve para la venta se puede pescar, pero si se pesca peces pequeños ya no tienen oportunidad para que sean reproductores y que tengan crías. El recurso pesquero se puede preservar mediante la aplicación de reglamentos de pesca (Proyecto Bol, 2002).

3.4.1 Producción de semillas de especies ícticas

En un sistema de manejo integral de recursos pesqueros es también necesario considerar la disponibilidad de semilla o alevinos de cada especie, con fines de reproducción en cultivos y repoblamiento como una forma de contrarrestar los efectos de la disminución de la pesca (Proyecto Bol, 2002).

Así mismo, entre los aspectos más importantes a considerar en la producción de alevinos o semilla de especies nativas, se tiene:

- Instalación y metodología de incubación.
- Instalación y metodología de cría de alevinos.
- Alimento inicial y disponibilidad de insumos.
- Costo de material, equipos e instalaciones.

Cuadro 2. Resumen sobre manejo del recurso pesquero

Que hacer	Como hacerlo
Disminuir el esfuerzo de pesca	Disminuyendo el número de botes, arte de pesca, los días de trabajo
Conservar los recursos pesqueros	No capturar peces con redes de abertura de malla pequeña
Conservar a los reproductores	Evitando la destrucción de los totorales y lugares de desove (no pescar en el cinturón vegetal)
Declarar veda	Respetando las fechas de veda – control y vigilancia (julio a octubre)
Apoyar el aumento de recursos pesqueros	repoblamiento con alevinos de especies de peces nativos
Estabilizar o elevar el precio de pescado	Control de cuotas de pesca y su reglamentación

Fuente: Proyecto de Conservación de Biodiversidad, 2002

3.5 Piscicultura de especies ícticas

3.5.1 Acuicultura

El término acuicultura se define como “el arte de multiplicar y cultivar los animales y plantas acuáticas”; engloba las actividades que tienen por objeto principal la producción de especies acuáticas, bajo condiciones controladas o semicontroladas por el hombre, se trate de plantas, de animales de agua dulce, salobre o salada (Barnabé, 1991).

Uno de los objetivos de acuicultura es producir el máximo de peces o de otras especies comercializables, a partir de un volumen de agua dado, en el tiempo más corto y con el más bajo costo posible. Se comprende pues, que el conocimiento de la nutrición y la reproducción de los peces sean la base de su acuicultura (Barnabé, 1996).

3.5.2 Piscicultura

La piscicultura tiene por objeto el cultivo racional de los peces, que comprende particularmente el control de su crecimiento y su reproducción. Es el cultivo de peces mediante diferentes técnicas de crianza, así por ejemplo, se puede cultivar trucha, pejerrey, suche, mauri, boga, etc. (Castañón *et al*, 2002).

El cultivo de los peces se orienta no sólo a su multiplicación cuantitativa, sino a la mejora cualitativa de los productos. Los peces cultivados están destinados al consumo o a la repoblación de aguas libres (aguas corrientes; aguas estancadas: lagos y estanques naturales o artificiales) (Huet, 1998).

Se distingue la “piscicultura de repoblación”, cuyo fin es la producción de alevines y peces pequeños para repoblación; la misma puede tener objetivos económicos o fines recreativos (Huet, 1998).

3.5.3 Tipos de Piscicultura

Los peces son producidos según diferentes tipos de procesos desde el punto de vista de la nutrición, así se tiene:

A. Producción Extensiva

Se habla de piscicultura extensiva (o piscicultura de producción), ya que se efectúa en medios extensos (estanques) en los que los animales, poco concentrados, obtienen su alimento, en su totalidad o parcialmente, del medio en el que viven (Barnabé, 1996).

Las actividades que se realizan en la piscicultura extensiva se reducen a un estudio de la calidad y cantidad de agua; la siembra de alevinos, la cosecha de peces y la comercialización del pescado cosechado. Este tipo de cultivo es muy rentable siempre y cuando el lago, represa o laguna tenga una buena cantidad de alimento para los peces (Castañón *et al*, 2002).

En este tipo de producción, no se puede controlar las enfermedades que se presenten, cuidar los peces del ataque de las aves, no se suministra alimento balanceado y no se tienen datos sobre el porcentaje de mortalidad. También es importante mencionar que la tasa de captura o cosecha de los peces sembrados es baja (Castañón *et al*, 2002).

B. Producción Semi extensiva

Este tipo de explotación tiene en cuenta la productividad acuática natural y la utilización de alimentos complementarios para aumentar la producción (Barnabé, 1996).

Se práctica en pequeños reservorios de agua. En este tipo de cultivo tampoco se pueden controlar las enfermedades, el crecimiento no es muy rápido y no se pueden cultivar muchos peces (Castañón *et al*, 2002).

C. Producción Intensiva

Se califica a este tipo de explotaciones de acuicultura de transformación, ya que un alimento dado, a menudo no consumible por el hombre (pescado poco apreciado, harinas diversas), es transformado en un apreciado manjar (Barnabé, 1991).

Este tipo de piscicultura, se practica en espacios pequeños donde por lo general se crían muchos peces, por ejemplo en una jaula flotante se puede cultivar hasta 250 Kg. de peces (500 truchas de ½ kilo de peso). En el sistema intensivo los peces se pueden criar en estanques de cemento, estanques artesanales y estanques de fibra de plástico; si los peces se enferman se los tienen que curar puesto que se lleva un registro del control de la mortalidad, etc. (Castañón, 1995).

3.6 Anatomía y fisiología básica de las especies ícticas

La diferencia importante entre peces y mamíferos, aparte de su nivel evolutivo, radica en el hecho de que el pez vive en el agua y la temperatura de su cuerpo es igual a la del agua circundante (poiquilothermia), lo cual afecta profundamente todas sus funciones corporales: a bajas temperaturas, de 1 o 2 °C, el corazón da 10 latidos por minuto, mientras que a 20°C estará por encima de los 100 latidos (Watanabe, 1988).

3.6.1 Características Externas

a) Aletas.- órgano característico de los peces de forma aplanada, le sirve para la estabilidad y locomoción. Estructuralmente está conformada por: a) radios

(prolongaciones filiformes, blandas o cartilaginosas), b) Espinas (formaciones óseas duras y puntiagudas), Membrana (formación dérmica laminar que une radios y espinas) (Torres/Anatoli).

Las aletas pares actúan como remos, son estabilizadoras y se utilizan en movimientos locales para balancear, voltear, frenar, retroceder y tomar el alimento, y las impares pueden maniobrar durante el nado (Sarmiento, 1991).

b) Piel.- Formada por dos capas como son: Epidermis y Dermis.

La piel del pez es una estructura especializada que, a diferencia de los humanos, no tiene capa exterior de células muertas (stratum corneum), el revestimiento exterior es una capa de células vivas extremadamente delgada y transparente.

La epidermis cubre la totalidad del pez donde están las escamas (*Orestias*), los *Trichomycterus* no tienen escamas (Sarmiento, 1991).

Este revestimiento es la primera barrera de protección del pez frente a su medio acuático; retiene afuera a bacterias, hongos y virus, además actúa como osmoregulador, manteniendo al agua y sales dentro o fuera, ya sea que el pez se encuentre en aguas dulces o saladas (Tarqui, 2003).

3.6.2 Esqueleto axial.

Según Tarqui (2003), el esqueleto axial está formado por cráneo, columna vertebral, costillas y huesos intermusculares, los cuales describe de la siguiente manera:

a) Cráneo.- Es una estructura esquelética, que ocupa la extremidad cefálica del esqueleto axial, sostiene y protege el encéfalo, órganos sensoriales y parte de los aparatos respiratorio y digestivo.

b) Huesos intermusculares.- Huesos planos y delgados de forma variada en el miosepto, los cuales suelen causar molestias en la alimentación humana.

c) Columna vertebral.- Es el eje esquelético o punto de sostén, que nace en la base del cráneo, esta debe ser segmentada para que su rigidez no obstaculice los movimientos. Sus segmentos se llaman vértebras.

d) Músculos.- El sistema muscular produce movimientos, las cuales se producen gracias a la capacidad de contracción que poseen las células que componen el músculo, especializadas y que por su forma alargada son llamadas fibras musculares.

3.6.3 Sistema respiratorio.

Vejiga natatoria.- Es una bolsa que nace en la región anterior del tubo digestivo y se encuentra llena de aire y otros gases. Su función es la de órgano de flotación; llenar o vaciar la vejiga modifica el peso específico del pez y le ayuda a la profundidad óptima (Torres/Anatoli).

3.6.4 Sistema excretor y reproductor.

a) Riñón.- Es un órgano del sistema urinario, estructuralmente esta formada por un gran número de túmulos que desemboca a un sistema de tubos que terminan en la superficie corporal. Tiene la función osmoreguladora, de eliminación de desechos como la orina, que es excretada y proviene de los vasos sanguíneos.

La orina esta compuesta de agua, sales, urea o ácido úrico (Ospina, 1995).

b) Órganos reproductores.- Los órganos en los que maduran las células sexuales se llaman gónadas, las masculinas son los testículos donde se forman los espermatozoides y los femeninos son los ovarios, donde se producen los

óvulos. Los órganos reproductores están complementados, por un sistema de conductos comunicantes con el exterior (Torres/Anatoli).

3.6.5 Sistema circulatorio.

a) Corazón.- Situado inmediatamente posterior a las branquias. Aspira la sangre venosa de todas las regiones del cuerpo y la bombea hacia delante. Las arterias tienen paredes densas y en las que la sangre esta a presión mayor a las de vías de retorno. Una vez que los vasos han llegado a los tejidos se denominan capilares que son de diámetro más pequeño, estos vasos poco a poco van aumentando de diámetro y reciben la denominación de venas, las que tienen como características que las paredes flácidas que permiten el retorno de sangre lenta (Ospina, 1995).

b) Bazo.- Se encuentra flojamente unido al estómago, órgano de color rojo, responsable de la producción de células sanguíneas (Ospina, 1995).

3.6.6 Aparato Digestivo y Órganos Asociados

El tracto digestivo consta de boca, faringe, esófago, estómago, intestino y ano; los órganos asociados son el páncreas difuso y el hígado con la vesícula biliar (tarqui, 2003):

a) Boca.- Esta situada en el extremo del rostro paralela al eje longitudinal del pez para capturar el alimento situado a ella. Tienen agudos dientes que emplean para morder y capturar las presas. La lengua es inmóvil.

b) Faringe.- Es como un filtro que evita que pasen las partículas grandes suspendidas en el agua.

c) Esófago.- Es un tubo muscular recto, elástico y corto situado entre la boca y el tubo digestivo. Tiene un recubrimiento epitelial ciliado rico en células secretoras de moco. Puede deglutir grandes presas. El fuerte esfínter esofágico impide la entrada de agua procedente del aparato respiratorio durante la deglución.

d) Estómago.- Es la porción más ensanchada. Sus paredes tienen una musculatura desarrollada, que se caracteriza por la mucosa que tapiza la cavidad, en la que se diferencian células excretoras, importante en la digestión, y tiene su salida en el esfínter pilórico.

e) Intestinos.- Son cortos, típicos de un depredador. En el epitelio existen proyecciones citoplasmáticas (micro vellosidades) y pliegues sub microscópicos donde ocurre la digestión, los cuales que cumplen funciones complementarias de digestión a la realizada por el estómago, aumentando la superficie de mucosa intestinal, para favorecer la absorción de sustancias alimenticias.

f) Hígado.- Es la glándula anexa de mayor volumen. Cumple funciones metabólicas esenciales como la de sintetizar y almacenar el glucógeno y de elaborar la bilis, que participa en la digestión de los lípidos. Se ha comprobado que cumple función endocrina y como órgano productor de células sanguíneas.

g) Páncreas.- Es una glándula exócrina, segrega bajas cantidades de insulina y el jugo pancreático que contienen pro enzimas que se transforman en enzimas, participan en la digestión de las proteínas, lípidos y carbohidratos.

3.6.7 Digestión y Absorción

A. Digestión Intestinal

La digestión en el intestino tiene lugar gracias a la acción de distintas sustancias secretadas por las pared intestinal y por las glándulas anexas, páncreas e hígado.

El páncreas vierte al intestino enzimas digestivas diversas, proteasas, carbohidrazas y lipasas (Torres/Anatoli).

B. Absorción Intestinal

Uno de los requisitos para una absorción adecuada, es un área de contacto suficiente, los mecanismos de absorción de aminoácidos se realizan contra gradiente de concentración. El transporte activo de los aminoácidos es realizado por el ión Na⁺ (Torres/Anatoli).

3.7 Reproducción de los peces

El aspecto más vital de la lucha por la existencia es la capacidad por reproducirse fructífera y repetidamente durante su ciclo de vida, incrementando así la producción original con su descendencia (Woynarovich y Horvath, 1981).

Los peces mediante la reproducción aseguran la continuidad de su especie y esta varía de acuerdo al tipo de pez y al lugar; por ejemplo el carachi amarillo (*Orestias luteus*) tiene diferente forma de reproducción que el mauri (*Trichomycterus dispar*) (Castañón *et al*, 2002).

Algunas especies se reproducen varias veces al año, en tanto que algunas lo realizan sólo una vez. De acuerdo con esto la cantidad de huevos es mayor en el segundo caso, lo cual se debe a un factor genético de conservación de la especie (Ospina, 1995).

3.7.1 Reproducción Natural

La ictiofauna del lago Titicaca por lo general se reproduce de forma natural, por ejemplo, el carachi se reproduce de manera natural depositando sus ovas en las plantas acuáticas donde existe la cintura vegetal (totora, lima, purina, janchalia y

chanco), donde se incuban hasta el momento de la eclosión de las ovas. Otras especies como el mauri y el suche, buscan los lugares arenosos del lago y de los ríos para depositar sus ovas (Castañón *et al*, 2002).

Naturalmente en este proceso una cantidad de las ovas depositadas y fecundadas no llegan a eclosionar, debido a que sirven de alimento a otros peces o se enferman y mueren. Cuando nacen los alevinos son comidos por otros peces más grandes (Lauzane *et al*, 1991).

3.7.2 Reproducción en cautiverio

Los peces que viven en cautiverio también pueden reproducirse de forma natural siempre y cuando tengan buenas condiciones, para que esto ocurra debe existir una buena domesticación de esta especie. Esta situación se puede observar al criar carachi en estanques artesanales los cuales al llegar a la madurez sexual se reprodujeron al encontrar buenas condiciones en el estanque (plantas acuáticas, alimentos, temperatura del agua, pH, etc.) (Castañón *et al*, 2002).

Este tipo de reproducción es también un buen método para conseguir alevinos de especies nativas del género *Orestias*, ya que una vez que estos han nacido, se los libera en el lago (Lauzane *et al*, 1991).

3.7.3 Reproducción artificial

Al mezclar las ovas con el semen, se realiza un proceso que se conoce como fecundación artificial. Este proceso se puede conseguir gracias a la intervención directa de la mano del hombre (Castañón, 1995).

Según Huet (1998), las principales etapas que condujeron a la reproducción artificial (fecundación e incubación), tal como se practica actualmente, fueron:

- 1) El descubrimiento o más bien redescubrimiento de la fecundación artificial por vía húmeda, hacia 1842.
- 2) El descubrimiento de la fecundación por vía seca, hacia 1857.
- 3) La utilización de incubadoras con circulación de agua de abajo hacia arriba.

Al mismo tiempo Huet (1998), indica las principales ventajas de la reproducción e incubación artificial:

- 1) La obtención de gran cantidad de huevos fecundados.
- 2) La protección de huevos y alevines contra muchos de sus enemigos naturales.
- 3) La facilidad de repoblar las aguas libres.
- 4) La posibilidad de repoblar ciertos cursos de agua de llanura que no poseen frezaderos naturales.

3.8 Incubación

.

Este periodo contempla el total desarrollo de las ovas, hasta la posterior eclosión y absorción del saco vitelino. Este periodo es clave para el buen desarrollo de los peces, se requieren aguas cristalinas y bien oxigenadas, con temperaturas apropiadas y en condiciones de penumbra o semipenumbra (Ávila *et al.*, 1994).

Este procedimiento, puede llevarse a cabo en incubadoras especiales o en estanques apropiados, donde el proceso se desarrolla de manera natural (Secretaría de pesca, 1986).

La incubación puede presentar un carácter industrial, pero también puede desarrollarse en una instalación de carácter rústico u artesanal (Huet, 1998).

3.8.1 Condiciones para una sala de incubación

La sala de incubación debe ser un local dedicado exclusivamente a este fin.

Debe cumplir las siguientes condiciones: cómodo acceso; espacio suficiente; que permita trabajar con limpieza, facilidad y rapidez; buena iluminación día y noche, estando por completo al abrigo de los rayos solares directos en el interior; protección eficaz contra el hielo; buena aireación; buena toma, distribución y evacuación del agua (Huet, 1998).

3.8.2 Condiciones del agua para la incubación

- **Temperatura:** La temperatura, tiene una incidencia directa sobre el tiempo de incubación de las ovas hasta su eclosión (Blanco, citado por Aparicio 1993).
- **Oxigenación:** Se necesita una buena oxigenación durante el proceso de la incubación, de no ser así se produce la muerte de las ovas por asfixia (Imaki, 1987).
- **Luz:** Las ovas no son resistentes a la luz, sobre todo en el primer periodo embrionario, debiendo conservarlas en la oscuridad; ya que puede ocasionar la muerte de las mismas (Imaki, 1987).

3.8.3 Problemas sanitarios durante la incubación

Durante la incubación se presentan problemas causados por *Saprolegnia* sp, el cual es un micófito acuático que ataca a las ovas fecundadas y muertas, el mismo presenta una coloración blanquecina (materia parecida a la fibra de algodón).

Este micófito aparece inclusive en la superficie de las ovas sanas situadas a su alrededor matándolas por asfixia (Espinoza, 1999).

3.8.4 Incubadoras

Las incubadoras mantienen a los huevos fecundados y embrionados en un ambiente lo más ideal posible, permitiendo al mismo tiempo la vigilancia del desarrollo embrionario; es por ello que habitualmente se emplean sistemas de fácil manipuleo (Aparicio, 1993).

Todos los aparatos de incubación deben hacerse de forma que ninguna parte quede fuera de la acción de la corriente, lo que favorece el buen desarrollo de huevos y alevines (Huet, 1998).

De acuerdo a la circulación del agua existen dos formas representativas de incubadoras: las de sistema lateral y las de sistema vertical (Imaki, 1987).

Las ventajas y desventajas de cada uno de estos sistemas son descritas en el siguiente cuadro:

Cuadro 3. Funcionamiento comparativo de las incubadoras según sistema

Parámetros	Lateral	Vertical
Tiempo	Hasta la alimentación inicial	Hasta el término de la absorción del saco vitelino
Capacidad	Pequeña	Grande
Control	Fácil	Difícil
Extracción de ovas muertas	Fácil	Difícil
Movimiento de agua	Un poco defectuoso	Bueno
Frecuencia de asfixia de los alevinos	Frecuente	Rara

Fuente: Imaki, 1987.

En general ambos sistemas son utilizados en condiciones de incubación ex situ, es decir en laboratorio; pero también se adaptan para mejorar las condiciones naturales de incubación (incubación in situ) (Buitrón, 2005).

3.8.4.1 Incubadora horizontal o de flujo horizontal

Consta de un canal o un estanque, en el cual se insertan las artesas las que se encuentran sujetas al fondo del canal o al borde del estanque (Perez, 1982).

Estas incubadoras tienen la ventaja adicional de requerir un caudal que se puede considerar pequeño, entre 15 y 45 litros por minuto. Vale la pena destacar que esta diseñado únicamente para su utilización en incubación y no para la cría o levante de alevinos (Ospina, 1995).

3.8.5 Incubación artesanal In situ

La incubación artesanal in situ está referida a técnicas de incubación de bajo costo, empleando para ello incubadoras artesanales (artesas), construidas con materiales económicamente accesibles para los pescadores y muchos de ellos obtenidos en su lugar de origen (Castañón, 1994).

De acuerdo a Vibert, citado por Huet (1998) señala que las incubadoras in situ deben cumplir con las siguientes condiciones:

- Estar bañados por una corriente de agua suficiente.
- Hallarse a bastante profundidad, para que se encuentren en una oscuridad total.
- No debe existir la posibilidad que sea cubierta por cieno o arena.

3.9 Fases de la incubación y alevinaje

Según Huet (1998), se distinguen tres fases en el periodo que se extiende desde el principio de la incubación hasta que finaliza la reabsorción de la vesícula vitelina:

Primera fase: Desde la fecundación hasta la aparición de los ojos del embrión

Segunda fase: Esta fase va desde la aparición de los ojos (oculación) a la eclosión o nacimiento de los peces

Tercera fase: Esta última fase comprende desde la eclosión hasta la reabsorción del saco vitelino (bolsa en el estómago que tienen los alevinos después de nacer).

3.9.1 Alimentación de los alevinos

3.9.1.1 En condiciones de laboratorio

Hasta un mes de edad la alimentación en laboratorio se realiza con zooplancton (copépodos, nauplius, daphnia, brachionus) que se recolecta del lago o de estanques de producción de zooplancton, los cuales deben pasar por un tamiz de 250 micras (Tarqui, 2003)

3.9.1.2 En condiciones de in situ

Una vez que han nacido los peces, no es necesario preocuparse por alimentar a los peces, porque una vez que han consumido su saco vitelino, comienzan a alimentarse del plancton que existe en el lago, además que todos los alevinos se van saliendo paulatinamente de la incubadora hacia el lago (Castañón, 1994).

3.10 El género *Orestias*

Son especies nativas del lago Titicaca, exclusivas de la zona central andina. En este grupo se encuentran distintas especies con diferentes formas de vida e importancia en la pesquería lacustre, su clasificación sistemática es un problema hasta hoy no bien resuelta. Aquí se agrupan los ispis, bogas y carachis (IMARPE *et al*, 1986).

3.10.1 Distribución geográfica

El rango conocido de *Orestias*, se extiende desde la provincia de Ancash al norte del Perú, hasta Antofagasta, en Chile (09° a 22° latitud sur). Es endémica de los lagos y corrientes de los andes peruanos, bolivianos y chilenos. Mas de la mitad de las 43 especies conocidas son endémicas de la cuenca cerrada del Titicaca y de aquellas 23 existen sólo en el lago Titicaca (Parenti, 1984).

3.10.2 Características biológicas de las *Orestias*

Según Lauzane (1991), las principales características del género *Orestias* son:

- Ausencia de aletas ventrales en todas las especies conocidas.
- La escamación es irregular y reducida en la mayor parte de las especies, particularmente en las regiones dorsal frontal y post opercular.
- La línea lateral es siempre clara, uniforme y consiste de una hilera más o menos regular de escamas perforadas y ranuradas a lo largo del canal sensorial.
- Los dientes de las mandíbulas son cónicos, formando mayormente más de una hilera irregular.
- Marcado diformismo sexual; por ejemplo, las espinas y los ganchos que se encuentran en las escamas ctenoideas y los radios; existen en menor número y en menor grado en las hembras maduras.
- Las hembras tienen un solo ovario y los machos un solo testículo; en ambos casos con una línea divisoria central.
- La forma de la cabeza es triangular presentando además, boca terminal superior y protráctil.
- Tienen dos aletas pectorales, una dorsal posterior, una anal y una caudal. Sus aletas presentan radios blandos ramificados. Cabe señalar que la aleta anal y dorsal se encuentran a la misma altura.
- La aleta pectoral se inicia al final del opérculo.
- Internamente el aparato digestivo se inicia en la boca con premaxilares y maxilar protráctil, provisto de dientes cortos y pequeños de un número escaso, posee una laringe pequeña, lisa a los lados de la cavidad buco-faríngea donde se encuentran las branquias, el hígado es voluminoso y de color rojizo, la vesícula biliar es casi esférica de color verde amarillento y el corazón es pequeño y está situado cerca de la cavidad opercular.

3.10.3 Reproducción artificial del género *Orestias*

La reproducción artificial de todas las especies ícticas nativas del género *Orestias* es similar (Tarqui, 2003).

a) Obtención de reproductores.

La obtención de reproductores se realiza en la zona Litoral instalando redes agalleras para su captura o comprando directamente de los pescadores. Es muy importante que los peces estén vivos, para lo cual los especímenes se extraen de la red directamente a un contenedor con agua (Tarqui, 2003).

Las especies del género *Orestias* realizan el desove en la zona litoral u orilla donde hay la presencia de plantas acuáticas (*Elodea*, *Miriophyllum* y *Chara* sp) (Lauzane *et al*, 1991).

b) Selección y transporte de reproductores

Los peces seleccionados como reproductores, deben estar maduros, es decir, tener ovas y semen de buena calidad. Los reproductores deberán ser de una misma especie, por ejemplo, si queremos reproducir carachi, tanto la hembra como el macho serán de esta especie. Finalmente los reproductores no deben presentar signos de enfermedades o deformaciones, ya que al utilizar peces con estas características, corremos el riesgo de que las crías que se obtengan sean portadores de enfermedades o presenten malformaciones (Castañón *et al*, 2002).

Así mismo, el mismo autor recomienda que si se van a utilizar reproductores muertos y con el objetivo de conseguir altos porcentajes de fecundación, estos no deben tener más de tres horas de muertos.

c) Control de madurez

Es el proceso en donde se realiza el sexado (separación de machos y hembras) y selección de peces sexualmente maduros mediante el método de presión manual (Tarqui, 2003).

d) Identificación del sexo de los reproductores

Según Sarmiento (1991), por lo general las especies nativas (*Orestias*) pueden ser identificadas sexualmente mediante tres métodos, pero aún así se corre el riesgo de cometer equivocaciones. Estos métodos son los siguientes:

d1) Tamaño

Generalmente en los peces del género *Orestias*, la hembra es más grande que el macho, pero éste método funciona cuando los peces son adultos. En los peces jóvenes o pequeños es muy difícil de aplicar este método, ya que se puede confundir una hembra joven que esta en pleno crecimiento con un macho, por tanto la eficiencia de este método es limitada.

d2) Disección

La identificación del sexo es mediante la observación directa de los testículos de los peces machos (gónada masculina) y los ovarios en las hembras (gónada femenina).

Mediante este método se puede diferenciar con mayor exactitud las hembras de los machos, aunque esto no será posible si los peces son pequeños y todavía no han alcanzado su madurez sexual (Castañón *et al*, 2002).

d3) Presión manual

Este método consiste en realizar una presión suave con los dedos en el estomago del pez o cerca al poro genital, con esta presión se provoca la salida de los productos sexuales: líquido seminal de color blanco lechoso en los machos y ovas maduras de color amarillo en hembras, característicos estos en el género *Orestias*.

Este método da buenos resultados, cuando los peces se encuentran sexualmente maduros y están en plena época de reproducción. Se debe recordar que la presión que se realiza debe ser suave para no lastimar los órganos internos de los peces o provocar la expulsión de ovas inmaduras que no son aptas para la fecundación (Castañón *et al*, 2002).

e) Desove.

Es el proceso de la extracción de las ovas del pez hembra, la cual se realiza secando al pez con una toalla y apretando el abdomen suavemente con el dedo pulgar e índice. Las ovas que están maduras saldrán muy fácilmente ante una leve presión, las cuales luego deben depositadas en un recipiente limpio (Polo, 2005).

Esta operación debe realizarse de manera rápida y en un lugar sombreado para evitar que las ovas mueran por efecto de los rayos solares. También se debe evitar cualquier contacto de la ova con el agua, porque se produce el cierre del micrópilo (abertura por donde penetra el espermatozoide para fecundar el óvulo); por otra parte, al realizar el desove se debe evitar la salida de restos fecales, sangre u orina ya que al mezclarse con las ovas extraídas puede dificultar la fecundación (Poma, 2005).

f) Obtención de semen.

Es el proceso de la extracción de la lecha espermática de los reproductores machos, para lo cual existen dos métodos: succión y extracción. El método succión consiste en presionar el abdomen del pez a la altura del poro urogenital y succionar el esperma utilizando una jeringa. El método extracción consiste en extraer la gónada del macho y moler en un mortero (Tarqui, 2003).

El mismo autor afirma: el más eficaz es el método succión, con la que se alcanza una fecundación de 98%, mientras con el método extracción sólo se alcanza una fecundación de 60%.

El semen que sale por el poro genital es un líquido blanco lechoso, por lo general no pasa de dos gotas en el mejor de los casos en el género *Orestias*. Este líquido seminal extraído, debe ponerse en contacto inmediatamente con los óvulos para asegurar un alto porcentaje de fecundación (Martinez, 1996).

g) Fecundación artificial

Para la fecundación artificial se utilizan bandejas esmaltadas o plásticas con sus tapas, toallas, una pluma de ave, un colador plástico y un recipiente (Ospina, 1995).

Se realiza mediante el método seco, que consiste en la mezcla de ovas con semen utilizando una pluma de ave (para evitar que las ovas se revienten durante la mezcla).

Una vez realizada la mezcla, se debe agregar agua limpia a la mezcla hasta cubrir completamente todas las ovas. Se debe tener mucho cuidado con el agua que se utilizará, por lo general, no se recomienda utilizar agua potable, ya que el cloro es mortal para las ovas (Martinez, 1996).

h) Desaglutinación de ovas.

Las ovas de las *Orestias* antes, durante y después de la fecundación se agrupan formando racimos, permanecen en este estado durante todo el proceso de incubación. Si se incuban las ovas en este estado, se enfermaran y morirán rápidamente, por tanto; las ovas deben ser separadas lentamente teniendo cuidado de no reventarlas (Lauzane *et al*, 1991).

Entonces la desaglutinación es el proceso de la separación de las ovas, las cuales se encuentran aglutinadas mediante sus filamentos. La misma se debe realizar 6 horas después de la fecundación cuando las ovas adquieren mayor resistencia, mediante el enrollamiento de los filamentos utilizando dos pinzas (tarqui, 2003).

i) Incubación.

Se puede realizar en incubadoras de flujo horizontal utilizando “artesas” o en incubadoras de flujo vertical utilizando “jarra soung modificado”, este último método es muy eficiente siempre y cuando se tenga un flujo de agua constante y uniforme (Tarqui, 2003).

Los canales de incubación se deben tapar para evitar que entre luz solar directa y afecte los huevos, ya que las radiaciones solares pueden producir daños causando la muerte del embrión (Ospina, 1995).

j) Limpieza y desinfección.

Iniciada la etapa de incubación, se debe realizar una selección de las ovas no fecundadas y las que van muriendo durante el proceso de incubación (Tarqui, 2003).

El baño con verde malaquita para evitar las infecciones fúngicas se realiza semanalmente con una concentración de 3 ppm durante 30 minutos, también se debe realizar la limpieza de las ovas muertas diariamente (Ospina, 1995).

k) Eclosión.

Es importante realizar el seguimiento post eclosión como ser: larvaje (absorción del saco vitelino) y alevinaje en donde se debe suministrar alimento natural lo cual consiste en plancton que se recolecta del lago o producir artificialmente mediante fertilización de estanques (Tarqui, 2003).

El porcentaje de nacimiento puede alcanzar hasta un 60 % en los peces del género *Orestias*, siempre y cuando realice un buen cuidado de las ovas (Castañón *et al*, 2002).

3.11 Generalidades de Punku “*Orestias luteus*”

Esta especie es considerada en Libro Rojo de los Vertebrados de Bolivia, como especie vulnerable, es decir aquel que enfrenta una alta probabilidad de extinción en un mediano plazo (Ergueta *et al*. 1996).

El Punku, también denominado carachi amarillo es una de las especies ícticas más comunes del lago Titicaca. La longitud corporal del adulto varía en el rango de 10 a 15 cm: tiene una coloración café negruzca en la parte dorsal del tronco y varía a un color amarillento vivo en la parte ventral y la parte superior de la cabeza es más ancha en comparación al *Orestias agassii* y los machos son más pequeños que las hembras (Ohashi *et al.*, 1992).

Esta especie presenta el cuerpo cubierto de escamas: ausencia de aletas pélvicas y adiposas. (Sarmiento, 1991)

3.11.1 Taxonomía

La ubicación taxonómica según Valenciennes y Tchernavin, (1944), mencionados en PELT, (1997) y IIP Qollasuyo – CIPP Chuchito, (2002), es la siguiente:

Cuadro 4. Clasificación taxonómica del Punku

Phylum:	Chordata
Sub Phylum:	Vertebrata
Super Clase:	Piscis
Clase:	Osteichthyes
Sub Clase:	Actinoptarygii
Super Orden:	Teleostei
Orden:	Ciprinodontiformes
Familia:	Ciprinodontidae
Sub Familia:	Orestiinae
Género:	Orestias
Especie:	luteus
Nombres comunes:	Punku, carachi amarillo

Fuente: Basado en PELT, (1997) y IIP Qollasuyo – CIPP Chuchito, (2002).

3.11.2 Habitat

Esta especie en la etapa de alevinaje habita en las regiones someras del litoral, en sitios de vegetación acuática abundante, en la etapa de crecimiento emigran hacia las zonas profundas. En cuanto a la temperatura ideal para el crecimiento está dentro un rango de 15 a 20 °C (Ohashi, *et al.*, 1992).

3.11.3 Épocas de Reproducción

Estos especímenes se encuentran maduros sexualmente durante todo el año, la época de mayor reproducción es el periodo entre los meses de Julio a Octubre; las ovas que producen son demersales más pesados que el agua, adhesivos y de color amarillo (Lauzane *et al*, 1991).

3.11.4 Hábitos Alimenticios

En el estómago de esta especie se puede encontrar en mayor proporción el zooplancton y crustáceos, encontrándose también insectos del orden Díptera y Odonata, Moluscos y algas, considerándose omnívora a esta especie (Puña, 2004).

3.11.5 Importancia Económica

Por la textura dura de las escamas y huesos, es una especie poco cotizada en el mercado en relación a otras, pero la más ofertada. El consumidor inclina su preferencia por esta especie para la elaboración de una sopa muy típica y popular en la región del lago llamada “wallake” (Castañón *et al*, 2002).

4. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Localización

El Centro de Investigación y Desarrollo Acuícola Boliviano (CIDAB) se encuentra localizado en las inmediaciones de la población de San Pablo de Tiquina, provincia Manco Kápac, del Departamento de La Paz, a 117 kilómetros de esta ciudad.

Este Centro se encuentra a una altitud de 3815 m, ubicado geográficamente en el lago Menor (Wiñaymarca), a 16°13´ de latitud Sur y 68°50´ de latitud Oeste.

La temperatura promedio anual es de 10.5 °C, la precipitación media anual registrada del promedio de 10 años es de 560 mm.

4.2 Materiales

4.2.1 Material biológico

Se utilizaron 5000 ovas de punku (*Orestias luteus*)

4.2.2 Material de campo

- Incubadoras Victoria
- Una lancha
- Cordel
- Bandas de hule
- Cámara fotográfica
- Libreta de apuntes
- Bolígrafo

4.2.3 Material de Laboratorio

- Laboratorio de experimentos húmedos
- Laboratorio de físico – química
- Incubadoras con flujo de agua horizontal
- Artesas
- Cajas petri
- Pinzas
- Pipetas
- Microscopio óptico
- Balanza digital
- Cámara fotográfica
- Toalla
- Mortero
- Jeringa
- Porta y cubre objetos
- Pluma de ave
- Verde malaquita
- Hipoclorito de sodio

4.3 Metodología

La reproducción artificial e incubación de ovas de punku (*Orestias luteus*) se realizó en el Centro de Investigación y Desarrollo Acuícola Boliviano (CIDAB) con reproductores obtenidos del lago menor.

4.3.1 Obtención del material biológico

La obtención de reproductores se efectuó mediante la compra directa a los pescadores; debido a que en la actualidad aún no se cuenta con una institución o centro de investigación que proporcione reproductores de esta especie.

4.3.1.1 Selección de reproductores

Se realizó mediante un control de madurez, el cual consistió en un proceso de sexado (separación de machos y hembras) y selección de peces sexualmente maduros consistente en palpar el abdomen y presionar el lugar del poro urogenital, saliendo una ova y líquido blanquecino respectivamente, indicándose de esta manera la madurez sexual del macho y la hembra.

4.3.2 Desove de hembras maduras

Se realizó secando al pez con una toalla y apretando el abdomen suavemente con dos dedos pulgar e índice, depositando luego las ovas en una caja petri.

Se tuvo mucho cuidado de no tener la presencia de impurezas (sangre, orina y restos fecales) en las ovas extraídas.



FIGURA 8. Obtención de ovas

4.3.3 Obtención de líquido seminal

Para este proceso se utilizaron ambos métodos de succión y extracción para una fecundación más eficaz.

Se presionó el abdomen del pez a la altura del poro urogenital y se succionó el esperma utilizando una jeringa. Seguidamente se extrajo la gónada del macho la cual se molió en un mortero; posteriormente se mezclaron el esperma succionado con la gónada extraída para una mayor obtención de semen.



FIGURA 9. Obtención de semen

4.3.4 Fecundación artificial por el método seco

Una vez obtenidos los productos gonadales, estos se fecundaron de la siguiente manera:

- Las ovas obtenidas se recibieron en cajas petri.
- El líquido seminal obtenido se mezcló con una solución salina.

- Se mezcló las ovas con la solución obtenida.
- Las ovas se mezclaron cuidadosamente con una pluma de ave para evitar daños.
- Una vez mezclados, se procedió a bañar las ovas con abundante agua para eliminar la suciedad.
- Las ovas se pusieron en artesas de plástico durante 6 horas en las tinas para la respectiva imbibición de agua y su posterior fortificación.

4.3.5 Separación de ovas

Se la realizó 6 horas después de la fecundación cuando las ovas adquirieron mayor resistencia, mediante el enrollamiento de los filamentos utilizando dos pinzas.

4.3.6 Conteo de ovas

El conteo de ovas se realizó por el método gravimétrico utilizando balanza digital; las ovas fueron contadas 48 horas después de la fecundación.



FIGURA 10. Conteo de ovas

4.3.7 Incubación

Una vez separadas y libres de los filamentos, las ovas se trasladaron inmediatamente a las incubadoras ya preparadas de tipo flujo horizontal situadas en laboratorio y en la orilla del lago.

4.3.7.1 Ubicación experimental en laboratorio

Las artesas se adecuaron a las incubadoras que se utilizan en laboratorios de incubación, en sistemas de flujo horizontal. Dichas artesas son bandejas flotantes o de superficie, cuyo fondo es malla milimétrica de plástico (coladeras de forma circular) depositadas en tinas con chorro de agua constante, en ambientes protegidos (Ohashi *et al*, 1992).



FIGURA 11. Ubicación experimental en laboratorio

4.3.7.2 Ubicación experimental In situ

Se procedió a la ubicación del experimento, seleccionando el lugar adecuado para la instalación de las incubadoras victoria, el mismo fue la región litoral, pues los reproductores buscan lugares poco profundos para desovar y fecundar. Por tanto la instalación se situó delante del límite de crecimiento de las totoras (profundidad aproximada de 3 metros); y un constante oleaje para una buena oxigenación, además de una transparencia adecuada del agua.



FIGURA 12. Ubicación experimental in situ

Incubadora Victoria

Las artesas de incubación son incubadoras artesanales denominadas “incubadora Victoria”, que se adecuan a las condiciones in situ. (Castañón *et al.* 2002).

Una Incubadora Victoria está construida sobre un marco de madera, con una división central y cubierta con pintura al aceite para resistir la humedad del agua, tiene la base de malla plástica fina que evita que las ovas se salgan, y al mismo

tiempo permite la circulación del agua, además cuenta con una tapa de madera que protege a las ovas de los rayos solares

Sus dimensiones son 45 por 35 cm. Este marco presenta una división central de madera que evita que las ovas se agiten demasiado durante el oleaje y se salgan de la incubadora. A este marco de madera se coloca una red de plástico que sea bastante fina; no es conveniente usar malla milimetrada porque las ovas se salen de la incubadora, tampoco es recomendable utilizar mallas metálicas (a no ser que estas sean galvanizadas), ya que al estar sumergidas en el agua se oxidan rápidamente y matan a las ovas (Castañón *et al.* 2002).

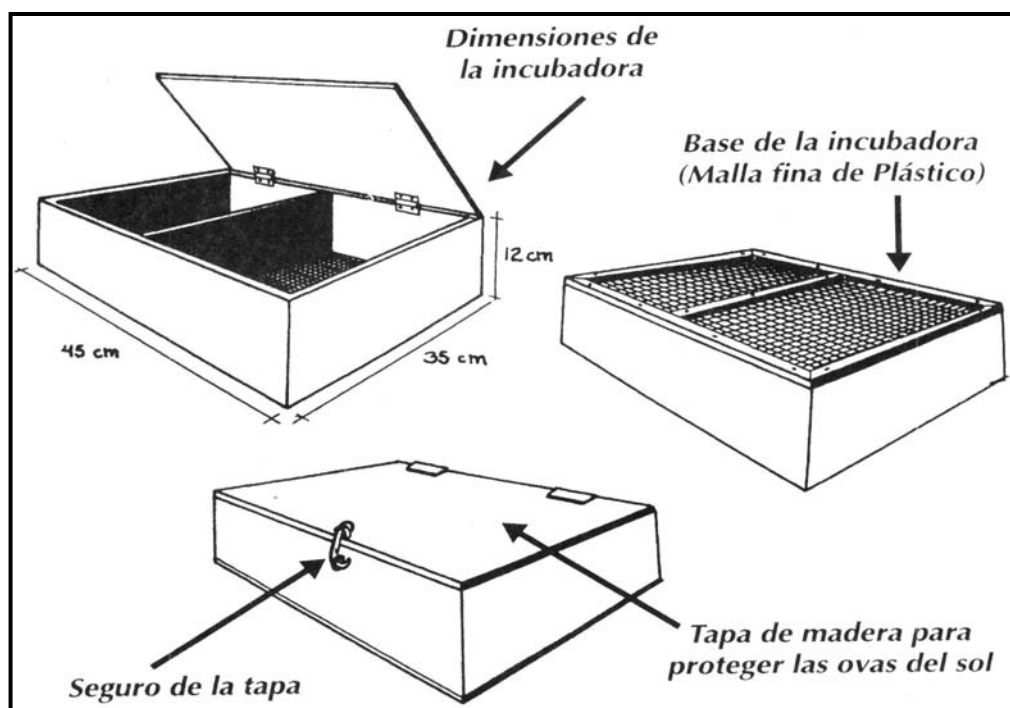


FIGURA 13. Incubadora Victoria

La Incubadora Victoria, debe ser instalada en la orilla del lago sujetando la misma a una cuerda amarrada a dos flotadores.

La cantidad de ovas que se puede colocar en la incubadora varía desde 15000 a 20000 dependiendo de su tamaño (Buitron, 2005).

4.3.8 Agua de incubación

En el estudio se utilizó agua a temperatura ambiente del lago Titicaca que es bombeada por un sistema para la distribución en todo el CIDAB (Tiquina). Por tanto el agua de incubación en condiciones de laboratorio e in situ fue la misma.

Según Wheaton (1982), la calidad del agua así como su cantidad juegan un papel importante en el proceso de incubación.

4.3.9 Picaje y desinfección

La eliminación de las ovas muertas se denomina picaje. Las ovas no fecundadas y las que van muriendo en el proceso de incubación, toman una coloración blanquecina en su interior, debido a la reacción de la globulina con el agua, provocando una precipitación blanquecina; estas ovas fueron retiradas inmediatamente con la ayuda de una pipeta y pinzas artesanales, para de esta manera evitar que se constituyan en un medio ideal para el establecimiento y proliferación de hongos (*Saprolegnia sp*).

Se realizó la extracción de las ovas muertas diariamente y la desinfección con verde malaquita cada dos días a la semana.

Según Castañón (1994), en el caso de la incubación in situ de peces del género *Orestias*, corresponde efectuar una selección de las ovas muertas cada 2 días, esta selección siempre se la debe realizar en la sombra.

4.4 Variables de respuesta

a) Porcentaje de mortandad

El porcentaje de mortandad se determinó de acuerdo a la siguiente relación:

$$\% M = \frac{\text{N}^{\circ} \text{ovas muertas}}{\text{n}^{\circ} \text{total ovas}} * 100$$

Donde:

% M = Porcentaje de mortandad

Nº ovas muertas = Número de ovas muertas

nº total ovas = Número total de ovas puestas a incubar

b) Determinación del tiempo de incubación

El tiempo de incubación de las ovas se determina por medio de unidades de medida que fueron los días y la temperatura, desde la fecundación de las ovas hasta la eclosión de las mismas, y desde la eclosión del alevino hasta la reabsorción del saco vitelino.

c) Calidad físico químico del agua

Los parámetros que se midieron fueron: temperatura, pH del medio líquido y cantidad de oxígeno disuelto.

4.5 Diseño de investigación

Toda vez que las condiciones de evaluación son las mismas para las unidades experimentales y teniendo condiciones homogéneas de experimentación. Los tratamientos estudiados fueron acomodados en un diseño completamente al azar, teniendo 8 unidades experimentales en total. Analizando los resultados a través del siguiente modelo aditivo lineal.

$$Y_{ij} = \mu + \beta_i + \xi_{ij}$$

Donde:

Y_{ij} = Observación cualquiera

μ = Media general

β = Efecto del i-ésimo tratamiento

ξ_{ij} = Efecto del error experimental

Las características del trabajo de investigación fueron:

Número de tratamientos: 2

Numero de repeticiones: 4

Número de unidades experimentales: 8

Tamaño de las unidades experimentales: "Artesas de incubación con circulación de agua horizontal"

Detalle de los tratamientos:

T1= Incubadora de agua con flujo horizontal en laboratorio = 2500 ovas

T2= Incubadora Victoria en el lago = 2500 ovas

Como se puede apreciar se utilizaron un total de 5000 ovas embrionadas

5. RESULTADOS Y DISCUSIONES

Los resultados que a continuación se presentan fueron obtenidos durante el trabajo de campo en el Centro de Desarrollo Acuícola Boliviano (CIDAB), ubicado en la localidad de Tiquina.

5.1 Reproducción artificial

5.1.1 Relación de sexos

La relación de sexos del presente estudio es de 2 : 1, entonces se deduce que la relación hembra macho se ha reducido en los últimos años debido a factores antes mencionados.

Lo que es corroborado por Castañon, V. (1994), que expone que la relación de sexos para *Orestias luteus* es de 2,72 : 1; que quiere decir que existen 2,72 hembras maduras por cada macho maduro.

Cuadro 5: Relación de sexos

Hembra	Macho
2	1

Fuente: Elaboración propia

5.1.2 Método gravimétrico para el conteo de ovas

Se basó en determinar el peso promedio de las ovas, consistente en tomar una muestra de ovas, la cual se drenó y pesó, calculándose así el peso promedio de las muestras. El siguiente paso fue el de pesar en su totalidad las ovas a contar, una vez realizado esto, se multiplicó el peso total de las ovas por el número de

ovas de la muestra, a este resultado se le dividió por el peso promedio determinado a partir de las muestras.

Se determinó un total de 5000 ovas fecundadas para incubar.

5.1.3 Porcentaje de fecundación de ovas

El porcentaje de fecundación se calculo tomando una muestra al azar del grupo de ovas que se sometieron a la fecundación artificial, se colocaron en un estereomicroscopio y por medio de la observación, se contaron las ovas que fueron fecundadas y se dividió entre el número de ovas totales de la muestra, el resultado se multiplico por cien.

$$\begin{array}{c} \text{Ovas fecundadas} \\ \text{\% Fec.} = \frac{\text{-----}}{100} * \\ \text{Total de ovas} \end{array}$$

El porcentaje máximo de fecundación logrado alcanzó al 95 % del total de ovas y en promedio la tasa de fecundación fue de 90 %, lo que indica que el método empleado fue eficiente. La variación aunque no fue significativo, se atribuye a daños físicos que pueden haber sufrido los productos sexuales durante el proceso de fecundación.

Las ovas fecundadas son de color amarillo (más oscuro que las no fecundadas) y tienden a hundirse; por el contrario, las no fecundadas flotan y son cristalinas.

Al respecto Buitron C. (2005), en trabajo realizado en condiciones in situ consiguió los porcentajes de fecundación, siendo los valores más altos de *Orestias luteus* (97%, 95,37%, 92,13%) seguido de *Orestias agassi* y *Orestias olivaceus*.

Según Castañón (1994): conseguir un alto porcentaje de fecundación estará en función de la buena calidad de los productos sexuales. Por otra parte es importante el tiempo de oportunidad para la mezcla de dichos productos sexuales, por lo que se recomienda, una vez colectado el líquido seminal mezclarse inmediatamente con los óvulos, con el fin de asegurar una alta fecundación.

5.1.4 Distribución de ovas en los sistemas de incubación

Conocido el número de ovas fecundadas a incubar estas fueron adecuadas en las incubadoras de flujo horizontal tanto en laboratorio como en in situ. La distribución de las ovas en los aparatos de incubación estuvo en función del sistema de incubación que se utilizó, por lo tanto se realizó de la siguiente manera:

A. Incubación horizontal in situ

Una vez que se tuvo instalada la incubadora en la orilla del Lago, las ovas se trasladaron protegiéndolos siempre de los rayos solares. Las ovas se colocaron en las dos divisiones de la incubadora Victoria muy lentamente y de manera uniforme, tratando de que no exista una sobre posición, esto con el objetivo de evitar una deficiente circulación de agua y una pobre oxigenación, que puede ocasionar problemas de enfermedades y mortalidad.

Durante el proceso de incubación in situ no se debió preocupar por controlar la calidad y cantidad del agua, ya que las ovas se estaban incubando en su medio natural, por lo tanto no fue necesario vigilar la temperatura, pH, transparencia, oxígeno disuelto (DO), etc.

B. Incubación horizontal en laboratorio

La distribución de las ovas en este sistema de incubación fue lo más homogéneamente posible. Las ovas se colocaron en la artesa circular lentamente y con mucha suavidad evitando una sobre posición de las mismas para evitar la posible presencia de problemas sanitarios y de oxigenación.

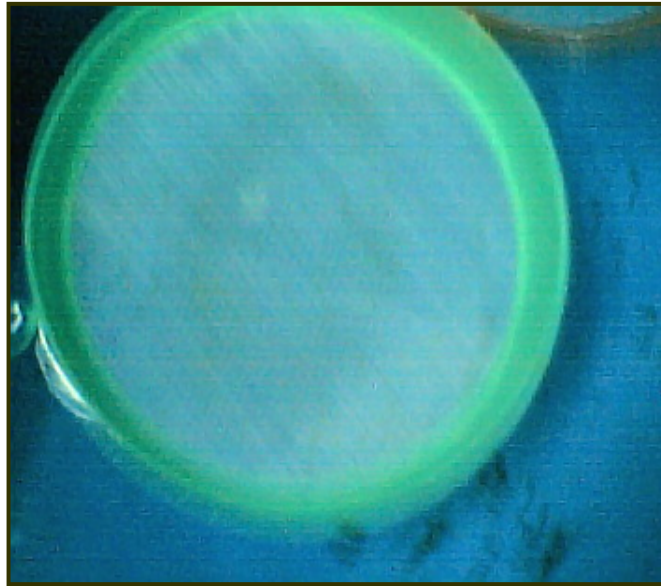


FIGURA 14. Distribución de ovas (artesa circular)

5.2 Resultados de la Incubación de ovas

5.2.1 Calidad físico – químico del agua

La duración del proceso de desarrollo de las ovas dependió de muchos factores del medio de incubación (agua), de los cuales los más importantes fueron: temperatura, pH, oxígeno disuelto. Las lecturas de temperatura se determinaron mediante el uso de termómetro manual de mercurio, los registros de pH se

obtuvieron mediante el método calorimétrico, y la concentración de oxígeno disuelto expresado en mg/l de agua fue realizada mediante el método Winkler.

a) Temperatura:

El presente trabajo utilizó agua a temperatura ambiente de la bahía del CIDAB (lago menor del Titicaca) que es bombeada por un sistema para la distribución respectiva.

Cuadro 6. Comparación de la temperatura (°C)

Lugar	Temperatura media del medio de incubación
Sala de Incubación en laboratorio	14.3
Condición in situ (Bahía del CIDAB)	13.5

Fuente: Elaboración propia

Como el presente trabajo se realizó bajo dos condiciones, se afirma que en laboratorio la temperatura promedio del medio de incubación fue de 14.3 °C. durante el día y la noche, esto se atribuye a que el agua bombeada al CIDAB se conservaba en estanques, por esta razón es que la temperatura se mantenía constante.

En el caso de la incubación in situ, la temperatura del agua era irregular durante el día debido a muchos factores ambientales que no son controlables (**Ver Anexo3**). Sin embargo se tuvo un promedio de 13.5 °C en la temperatura durante todo el proceso de incubación.

Al respecto Dejoux e Ittis (1991) aclaran que factores tales como: la temperatura del aire, la fuerza del viento y la radiación global ocasionan las variaciones de la temperatura del agua del lago Titicaca durante el transcurso del año.

b) Potencial hidrógeno (pH):

El pH, que viene a ser la expresión química usada para indicar la concentración de iones hidrógeno (H^+), en una solución, siendo muy útil para indicar cuantitativamente la acidez o basicidad (OH^-) en un sistema acuático

En los análisis químicos efectuados del pH, tanto en el lago menor (bahía del CIDAB) como en la sala de incubación en laboratorio, se pudo verificar que no existe mucha variación entre ambos valores 8.2 y 8.3 respectivamente, por lo que este factor puede considerarse constante durante la fase de incubación y muy parecido al medio natural donde se produce el desarrollo embrionario natural de esta especie.

Esta similitud se debe a que el agua utilizada en la sala de incubación procede de la bahía del CIDAB.

Cuadro 7. Comparación del PH

Lugar	pH del medio de incubación
Sala de incubación en laboratorio	8.2
Condición in situ (Bahía del CIDAB)	8.3

Fuente: Elaboración propia

En la presente investigación el promedio del pH fue de 8.25, lo que hace suponer que el medio de incubación fue ligeramente alcalino.

Al respecto, Dejoux e Iltis (1991) afirman que los valores extremos de pH en el lago Titicaca están comprendidos entre los 8,06 y 9,38. Es así que los valores hallados en el presente trabajo de investigación se encuentran dentro de dicho rango.

También señalan que el potencial de hidrógeno del lago menor no sufre variaciones durante el año, fluctuando desde 8.2 en febrero a 8.4 en noviembre.

c) Oxígeno disuelto (O.D.):

En análisis realizados en aguas procedentes de la bahía del CIDAB (lago menor), se determinó una disolución de oxígeno de 5.50 mg/lit, mientras que en la sala de incubación fue de 5.12 mg/lit. Esta pequeña diferencia observada permite mostrar la similitud existente entre el ambiente controlado y el ambiente natural, debido a que el agua como medio de incubación proviene del lago menor por medio de bombas.

Según Sarmiento (1991), la cantidad de oxígeno disuelto tiene una estrecha relación con la temperatura y altitud del lugar; si la temperatura es alta la cantidad de oxígeno disminuye; de igual manera si la altitud es mayor la concentración de oxígeno es bajo. Por lo tanto el oxígeno disuelto es inversamente proporcional a la temperatura y altitud.

Cuadro 8. Comparación de oxígeno disuelto (O.D.)

Lugar	Oxígeno disuelto (mg/lit)
Sala de incubación en laboratorio	5.12
Condición in situ(Bahía del CIDAB)	5.50

Fuente: Elaboración propia

5.2.2 Temperatura y tiempo de Incubación

Durante la incubación se produce el desarrollo embrionario (**Ver Anexo 1**), cuyo tiempo de duración depende básicamente de la temperatura del agua; el tiempo de incubación para condición de laboratorio fue de 27 días, a una temperatura promedio de 4.3 °C.

Al respecto Aparicio (1993), indica que la duración de la incubación es inversamente proporcional a la temperatura media del agua.

Cuadro 9. Tiempo y temperatura en el proceso de incubación en laboratorio

Etapa	Tiempo (días)	Temperatura media del agua (°C)
Etapa 1	Promedio: 8	14, 4
Etapa 2	Promedio: 14	14, 2
Etapa 3	Promedio: 5	14, 5
Desde la fecundación hasta la eclosión	Promedio: 22	14, 3
Desde la eclosión hasta la reabsorción	Promedio: 27	14, 4

Castañón (1994), al respecto afirma: se considera óptimo un rango de temperatura de 14 °C a 24 °C, para la incubación de *Orestias* en laboratorio; porque en ese intervalo se produce el nacimiento de alevinos sanos, fuertes y en cantidades elevadas.

Así mismo indica que a temperaturas menores a 14 °C, la tasa de mortalidad de ovas por ataque de hongos acuáticos es elevada y a temperaturas mayores a 24 °C, las ovas pierden la rusticidad y resistencia que las caracteriza y los alevinos nacidos son muy débiles y presentan malformaciones físicas.

Del mismo modo afirma: los resultados de las técnicas de incubación utilizados, permiten afirmar que por medio del control de la temperatura del agua de incubación, se puede acelerar o retardar el desarrollo embrionario de las ovas; es

así que el tiempo de incubación conseguido para *Orestias agassi* y *Orestias luteus* fue de 25 días a 14.9 °C y de 13 días a 22 °C.

Cuadro 10. Tiempo y temperatura en el proceso de incubación in situ

Etapa	Tiempo (días)	Temperatura media del agua (°C)
Etapa 1	Promedio: 10	13, 2
Etapa 2	Promedio: 16	13, 3
Etapa 3	Promedio: 6	13, 6
Desde la fecundación hasta la eclosión	Promedio: 26	13, 5
Desde la eclosión hasta la reabsorción	Promedio: 32	13

El cuadro anterior muestra los valores de tiempo y temperatura para cada etapa de incubación in situ y para todo el proceso en general. Por tanto, dicho ensayo de incubación a 13.5 °C como temperatura promedio del lago Titicaca en la bahía del CIDAB produjo un tiempo de incubación de aproximadamente un mes (32 días).

Polo (2005) afirma: tanto la temperatura como el tiempo son aspectos muy importantes durante el proceso de incubación. Estos dos factores están estrechamente relacionados, puesto que de la temperatura dependerá el tiempo de incubación o el tiempo que tarden en eclosionar los alevines e incluso el tiempo que tardan estos en reabsorber el saco vitelino. Así mismo, indica que la incubación debe realizarse en meses donde la temperatura media del agua alcance los máximos valores.

Así mismo Morales (1996), indica que en el lago Menor, las temperaturas medias mensuales del agua superficial varían entre 9° C (junio) y 17° C (enero).

5.2.3 Porcentaje de mortandad

Tomando en cuenta las tres principales fases de desarrollo embrionario, se realiza una descripción de la tasa de mortandad en estas distintas fases, de acuerdo a los tratamientos establecidos de experimento:

Cuadro 11. Tasa de mortandad de ovas y alevinos por tratamiento

T1		T2	
Etapa	% de mortandad	Etapa	% de mortandad
1ra. fase	16	1ra. fase	18
2da. fase	9	2da. fase	10
3ra. fase	4	3ra. fase	5
Total	29	Total	33

De acuerdo a los resultados mostrados en los cuadros anteriores, se deduce que el tratamiento 1 obtuvo en total un menor porcentaje de mortandad, por tanto presenta una mejor eficiencia en la incubación, no desmereciendo de esta manera al tratamiento 2, que por ser artesanal tampoco obtuvo un porcentaje total muy alto de mortandad, siendo de esta manera también eficiente.

- Análisis estadístico

Cuadro 12. Tabla de datos (Obtención de número de ovas muertas)

Tratamiento				
1	183.0000	179.0000	182.0000	181.0000
2	205.0000	204.0000	207.0000	209.0000

Cuadro 13. Comparación de promedios entre tratamientos

Trat.	Rep.	Promedio	Sumatoria
1	4	181.25	725
2	4	206.25	825

El porcentaje de mortandad por cada tratamiento, se obtuvo de los datos obtenidos en el trabajo de campo, presentando la mejor estimación en los resultados del análisis de varianza (ANVA) que a continuación se presenta:

Cuadro 14. Análisis de varianza para la mortandad

FV	GL	SC	CM	Fc	Ft (5%)
Tratamientos	1	1250.000000	1250.000000	319.15	5.99 *
Error	6	23.500000	3.916667		
Total	7	1273.500000			

$$CV = 1.02 \%$$

Decisión $F_c > F_t$, las medias son significativamente diferentes

El coeficiente de variación de 1.02 % indica que los resultados experimentales obtenidos son confiables.

Cuadro 15. Resultados de la comparación de medias

Trat.	Media
2	206.2500 A
1	181.2500 B

Nivel de significancia = 0.05

El número de ovas muertas difiere entre tratamientos, por lo que la diferencia entre medias es significativa de acuerdo al análisis de varianza.

La comparación de medias nos muestra diferencia entre el tratamiento 1 y el tratamiento 2, siendo este último el que presenta el mayor índice de mortalidad de ovas.

Según el análisis estadístico, el tratamiento 1 presenta un menor número de ovas muertas.

Las causas principales para la mortandad en condiciones in situ fueron las siguientes:

- La exposición a los rayos solares, durante la inspección que se realizó en las artesas.
- La presencia de partículas en suspensión y algas, ocasionando la muerte por asfixia.

Al respecto Castañón (1994) asegura que en condiciones óptimas de recolección, transporte, separación e incubación, la tasa de mortalidad in situ promedio alcanza el 50% del total de ovas fecundadas recolectadas.

Así mismo Rivera (2002) en trabajos realizados en laboratorio, obtuvo mayor mortalidad de ovas en las especies *Orestias agassi* y *Orestias luteus* (punku), siendo estos valores de 25,24% y 35,41% respectivamente.

Por otra parte Flores (1999) menciona que el carachi es altamente sensible, pudiendo ser esta la causa para que el *Orestias luteus* (punku) presente alta mortalidad de ovas.

Eclosión de alevinos

La eclosión empieza cuando se completa el desarrollo embrionario y el embrión se vuelve activo, rompiendo el tejido de la ova (corión); no todos los embriones de *Orestias* eclosionaron en un solo día, puede durar este proceso hasta 7 días, dependiendo la temperatura del agua.

Los alevinos recién eclosionados no poseen mucha capacidad de nadar por lo menos durante las primeras 24 – 28 incluso 72 horas después de su nacimiento, en este tiempo se reabsorbe su pequeño saco vitelino.

Con la ayuda del escamómetro se midió los alevinos (**Ver figura 15**). Las larvas inmediatamente después de su nacimiento presentan las siguientes características:

Longitud promedio = 7, 5 mm; Peso promedio = 0, 0074 gr.

El alevín recién nacido, presenta una coloración grisácea transparente y una forma triangular debido a los ojos y cabeza que son de gran tamaño.



FIGURA 15. Equipo del escamómetro (medición del alevino)

5.2.4 Problemas ictiopatólogicos

Para los problemas ictiopatólogicos, se observó minuciosamente la presencia de alguna anomalía o enfermedad que puede ser causada por algún organismo durante la incubación.

Para determinar la presencia de enfermedades se observó si las ovas presentaban un halo blanquecino a simple vista durante la incubación, y así fue.

5.2.4.1 Fungosis

El agente causal es la *Saprolegnia sp.* El hongo es cosmopolita, pero mientras el pez no tenga una herida sobre su cuerpo y los huevos en el medio de incubación estén sanos y limpios el hongo no va a actuar (Castañón, comunicación personal).

La saprolegniosis es provocada por ciertos hongos de los géneros *Saprolegnia* y *Achlya* que se desarrollan sobre peces heridos, débiles, enfermos o muertos; también se desarrollan sobre los huevos muertos en los aparatos de incubación, pudiendo contaminar por contacto los huevos próximos sanos. **Ver figura 16**

Según Huet (1998), estos hongos están presentes en todas las aguas dulces, sobre todo en las ricas en materias orgánicas, donde encuentran un medio propicio para desarrollarse. Así mismo afirma que los huevos atacados están completamente envueltos por los hongos, que cubren a los huevos muertos y a los sanos que están próximos, frecuentemente aglomerados.

Al respecto Arrignon (1984) e Imaki (1987), indican que los hongos atacan a las ovas en el proceso de incubación y la proliferación de sus micelios puede amenazar el entorno donde se encuentran, provocando la muerte de las mismas por asfixia; razón por la cual es necesario eliminar las ovas muertas en cuanto se las encuentre.



FIGURA 16. Ovas muertas cubiertas de filamentos fungosos

5.2.4.2 Tratamiento

El control respectivo en laboratorio se realizó mediante baños de inmersión de las ovas en agua con verde malaquita a modo de desinfección. Los resultados de este tratamiento fueron totalmente alentadores, ya que después de estos baños la mortandad bajo considerablemente.

El verde malaquita (generalmente un oxalato de cobre) se utiliza corrientemente para combatir la aparición y proliferación de los hongos sobre los huevos en incubación (Huet, 1998).

Gottwald, mencionado por Huet (1998) aconseja una concentración de 10 mg. de verde malaquita por litro durante 15 minutos cada dos días; por lo tanto se utilizó dicha concentración en la desinfección de las ovas.

El verde malaquita reduce el oxígeno del agua (en el tanque de desinfección), por lo cual se utilizó una bomba de aire eléctrico que procuró oxígeno al tanque durante la desinfección.

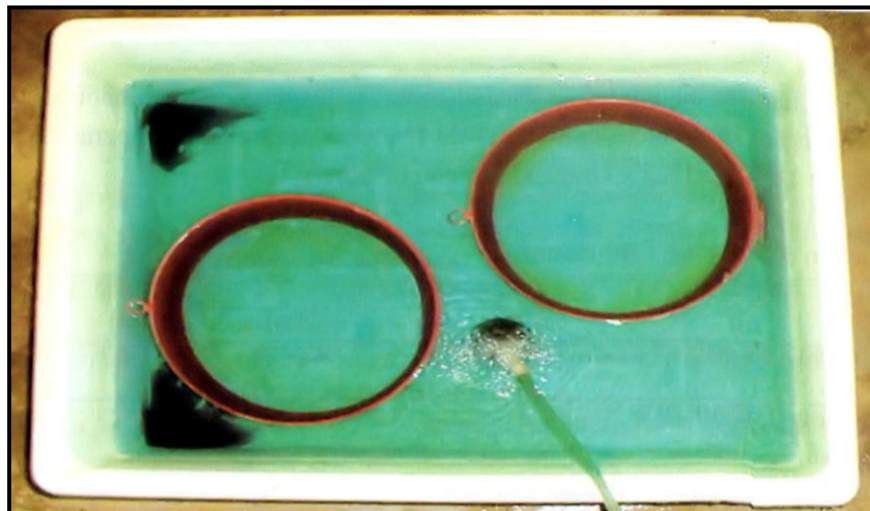


FIGURA 17. Desinfección de ovas con verde malaquita

En la incubación artesanal in situ no se realizó el tratamiento químico, ya que la circulación del agua y el constante movimiento que experimentan las ovas no permite la desinfección de las mismas, por tanto, el control sanitario en este tipo de incubación se limitó a la extracción de ovas muertas con pinzas artesanales o pipeta, las cuales por su densidad tienden constantemente a emerger cerca de la superficie del agua.

Al respecto Castañón, *et al* (2002), afirma: en el caso de la incubación in situ de peces del género *Orestias*, corresponde efectuar una selección de las ovas muertas cada dos días, la cual se la debe realizar en la sombra. Además indica que si no se realiza dicha selección, los hongos que crecen sobre las ovas muertas atacarán a las ovas vivas hasta provocar también su muerte.

6. CONCLUSIONES

- El conteo de ovas a fecundar, dado el gran número de estas, se realizó por el método gravimétrico, que dio como resultado un total de 5000 ovas de punku (*Orestias luteus*)
- La época más conveniente para realizar la fecundación artificial en *Orestias*, comprende los meses de agosto, septiembre y octubre, por ser la época de temperaturas óptimas, que influye en el desarrollo embrionario y coadyuva en la fecundidad de los reproductores; alcanzando su mejor estadio, en los meses de noviembre y diciembre, si bien aumenta aún mas la temperatura pero baja también la cantidad de reproductores maduros, donde escasean los productos gonadales.
- El porcentaje de fecundación promedio fue de 90%, con un máximo de 95%, valores que demuestran la eficiencia del método seco.
- El tiempo de incubación fue muy importante en especial para comparar las condiciones de incubación. Durante la incubación se produce el desarrollo embrionario cuyo tiempo de duración depende básicamente de la temperatura del agua; el tiempo de incubación en el tratamiento 1 fue de 27 días desde la fecundación hasta la eclosión. Así mismo, en el tratamiento 2 el tiempo de incubación fue de 32 días.
- Es necesario resaltar que no todas las ovas eclosionaron en un solo día, puesto que desde la eclosión de las primeras ovas hasta completar la eclosión total de las ovas transcurrieron 2 a 3 días en ambos tratamientos.
- El problema ictipatológico presentado en ambos tratamientos en la fase de incubación fue el ataque de hongos (*Saprolegnia sp*), siendo las ovas

muertas el medio apropiado para su proliferación y desde donde se produjo el ataque de ovas vivas.

- El ataque de fungosis en el tratamiento 1 (incubación en condición de laboratorio) fue controlado con la ayuda del verde malaquita y la limpieza diaria de ovas muertas.
- En la incubación artesanal in situ (tratamiento 2) no se realizó el tratamiento químico, ya que la circulación del agua y el constante movimiento que experimentan las ovas no permite la desinfección de las mismas, por tanto, el control sanitario en este tipo de incubación se limitó a la extracción de ovas muertas con pinzas artesanales o pipeta, las cuales por su densidad tienden constantemente a emerger cerca de la superficie del agua.
- En condiciones de in situ, una vez que han nacido los peces, no es necesario preocuparse por alimentar a los mismos, porque una vez que han consumido su saco vitelino, comienzan a alimentarse del plancton que existe en el lago, además que todos los alevinos se van saliendo paulatinamente de la incubadora victoria hacia el lago.
- En tesis anteriores se constato que la concentración de ovas en un volumen y espacio reducido, ocasiona la presencia de enfermedades y un lento desarrollo. Por tal motivo se utilizó la cantidad de 2500 ovas en cada tratamiento, repartidas en cuatro repeticiones cada uno, optimizando de esta manera el espacio requerido para un buen desarrollo embrionario.
- El porcentaje de mortandad fue mayor en el tratamiento 2 (33 %), mientras que el tratamiento 1 presentó un porcentaje menor (29 %), es decir, que el tratamiento 1 resultó ser más eficiente. Pero al ser no tan alto el porcentaje

de mortandad, se puede considerar al tratamiento 2, también eficaz para trabajos de incubación.

- Se obtuvo un coeficiente de 1.02 % en el ANVA, el cual indica que los resultados experimentales obtenidos son confiables.

- Finalmente como aporte complementario, se puede decir que el sistema de incubación artesanal Victoria (in situ), al ser validado mediante la comparación con condiciones de laboratorio, puede ser utilizado masivamente por los propios pescadores y personas interesadas en la conservación de la biodiversidad de las especies endémicas del lago Titicaca, siempre y cuando se tenga un buen manejo en la reproducción artificial y tener un nivel de conocimiento tecnológico básico adecuado a las condiciones artesanales.

7. RECOMENDACIONES

- El repoblamiento es una actividad de reponer peces de cualquier especie que se encuentra sobre explotada o degradada, restableciendo mediante este mecanismo su población. Por lo tanto, este debe ser realizado partiendo de la capacitación sobre reproducción artificial, incubación y la posterior liberación de los alevinos obtenidos en el lago, como una alternativa real y efectiva para conservar los recursos pesqueros nativos.
- Este repoblamiento no solucionará los problemas de pérdida de biodiversidad en el lago Titicaca, pero sin duda ayudará a frenar la disminución y pérdida de las poblaciones de peces nativos que son de gran importancia social, genética, económica y ecológica.
- Es necesario desarrollar mas estrategias de conservación y tecnologías que se adecuen a las condiciones artesanales in situ, tiempo, recursos técnicos y económicos del pescador permitiendo de esta manera al mismo ser el directo responsable de conservar la biodiversidad de los recursos pesqueros y que cuente con su propia producción de semilla de especies nativas, cortando de esta manera la dependencia por las instituciones encargadas del repoblamiento del lago.
- Es de vital importancia precautelar y preservar el punku (*Orestias luteus*), a fin de evitar problemas de disminución en su población teniendo en cuenta que como especie perteneciente a un determinado nicho ecológico, juega un papel importante en la estabilidad ecológica y su posterior aporte a la biodiversidad de la ictiofauna del lago Titicaca.

8. BIBLIOGRAFÍA

ALT (Autoridad Binacional del Lago Titicaca); PELT (Programa Especial Lago Titicaca). 1994. Memorias: "Seminario uso y aprovechamiento de las aguas del lago Titicaca", La Paz, BO, p. 185.

ALT (Autoridad Binacional del Lago Titicaca), PNUD (Programa de Naciones Unidas para el Desarrollo). 2001. Informe final: "Proyecto evaluación del potencial de especies introducidas en el ámbito boliviano del sistema TDPS". La Paz, BO. 55p.

Aparicio, J. 1993. "Validación de técnicas de inducción al desove e incubación controlada para mauri del lago Titicaca". Tesis Lic. Ing. Agr. La Paz, BO. UMSA. 115p.

Arrignon, J. 1984. "Ecología y piscicultura de aguas dulces". Ed. Mundi Prensa. 2da edición. 388p.

Ávila, M; Seguel, M; Plaza, H; Bustos, E; Otaiza, R. 1994. "Estado de situación y perspectivas de la Acuicultura en Chile" s.n.t. Informe CORFO – IFOP. 170p.

Barnabé, G. 1991. "Acuicultura Vol. II". Ediciones Omega, S.A., Barcelona, España. 1099 p.

Barnabé, G. 1996. "Bases biológicas y ecológicas de la acuicultura". Editorial Acribia, S:A., Zaragoza, España. 519p.

Buitrón, C. 2005. "Utilización de diferente tipos de Kakabans para incubación in situ de ovas de carachi, punku y carachi enano en el lago menor del Titicaca" Tesis Lic. Ing. Agr. La Paz, BO. UMSA. 83p.

Blaz, S. 2003. "Evaluación de la incubación de ovas de carachi negro (*Orestias agassii*) a cuatro densidades". Tesis Lic. Ing. Agr. La Paz, BO. UMSA.

Castañón, V. 1994. "Evaluación de técnicas de desove e incubación artificial para *Orestias agassii* y *Orestias luteus*". Tesis Lic. Ing. Agr. La Paz, BO. UMSA.

Castañón, V; Flores, T; Limachi, J. 2002. "Manual pesquero para el repoblamiento del lago Titicaca con peces nativos". La Paz, BO. 85p.

Castañón, V. 1995. "Reproducción artificial de ispi (*Orestias ispi*)". Manual técnico IV. Centro de Investigación y Desarrollo Piscícola del Altiplano – CIDPA. 1r edición. 27p.

CIDAB (Centro de Investigación y Desarrollo Acuícola Boliviano). 2002. Seminario: Manejo de recursos pesqueros en el lago Titicaca". La Paz, BO. 38p.

Dejoux, C. Iltis, A (1991). "El lago Titicaca, síntesis del conocimiento limnológico actual". Ed. ORSTOM, ISBOL. La Paz-Bolivia. 265-415p.

Ergueta, P; Morales, C. 1996. "Libro Rojo de los Vertebrados de Bolivia" Editorial FOCET Boliviana EDOBOL. Centro de Datos para la Conservación – Bolivia. 347p.

Espinoza, P. 1999. "Reproducción artificial de maui por el método seco bajo tres niveles de temperatura y oxígeno". Tesis Lic. Ing. Agr. La Paz, BO. UMSA. 90p.

Flores, T. 1999. "La actividad pesquera en la dinámica socioeconómica de la microregión Taraq; caso comunidad de Ñachuqa circulaestre al lago Titicaca". Tesis Lic. Ing. Agr. La Paz, BO. UMSA. 136p.

Huet, M. 1998. "Tratado de piscicultura". Ed. Mundi Prensa. 3ra edición. 745p.

Imaki, A. 1987. "Introducción a la crianza de trucha arco iris". La Paz BO. 79 p.

IMARPE (Instituto del Mar del Perú); CAF –UMSA (Corporación Andina de Fomento – UMSA). 1986. Proyecto: "Evaluación de recursos pesqueros del lago Titicaca". 3er Informe de Progreso. 174p.

Lauzanne, K. Millar, R. Bardach, J. 1991. "Especies Nativas, los *Orestias* en el lago Titicaca", Ed. HISBOL-ORSTOM. 1ra edición. 580 p.

Ledesma, A. 2002. "Técnicas y manejo en el cultivo del salmón coho (*Oncorhynchus kisutch*), tendientes a mejorar su rendimiento y adaptabilidad en balsa – jaula". 1 ed. Santiago, eH. Pontificia Universidad Católica de Chile. 44p.

Martinez, J. 1996. "Reproducción artificial de la boga (*Orestias pentlandii*) y su importancia en el mercado". Tesis Lic. Ing. Agr. La Paz, BO. UMSA. 94p.

Morales, S. 1996. "Control de calidad de agua en: lagunas Minas Khota, lago Menor, aguas de altura, sistemas de jaulas, agua residual". La Paz, BO. p 34 – 51.

Ohashi, M; De la Quintana, H; Castañón, V. 1992. "Técnicas de producción de semillas de *Orestias agassi*, *Orestias luteus*, *Orestias ispi*, *Trichomycterus sp* y *Odontesthes bonariensis* del lago Titicaca". MACA – JICA, 1ra edición. 35p.

Ospina, J. E. 1995. Enciclopedia Agropecuaria TERRANOVA: "Producción Pecuaria". Impreso en Colombia. Terranova editores.

Parenti, LR. 1984. "A taxonomic revision of the andean killifish genus *Orestias* (Cyprinodontiformes, Cyprinodontidae). Bulletin of the American Museum of Natural History 178 (2): 107-214p.

Perez, L. 1982. "Piscicultura, ecología, explotación e higiene". Ed. El manual moderno. 2da edición. 154p.

PELT (Proyecto Especial Binacional del lago Titicaca). 2002. "Legislación pesquera de aguas continentales, especies ícticas nativas del lago Titicaca. 1 ed, La Paz, BO.

PELT (Proyecto Especial Binacional del lago Titicaca). 1997. "Apoyo a las actividades pesqueras y de acuicultura en la cuenca del lago Titicaca". Informe final. Puno – Perú. 76p.

Poma, N. 2005. "Reproducción artificial e incubación artesanal in situ del mauri". Tesis Lic. Ing. Agr. La Paz, BO. UMSA. 67p.

Polo, M. 2005. "Reproducción artificial e incubación artesanal in situ del qañu (*Orestias albus*)". Tesis Lic. Ing. Agr. LaPaz, BO. UMSA. 155p.

Puña, A. 2004. "Evaluación del hábito alimenticio del punku (*Orestias luteus*) en la parte boliviana del lago Titicaca". Tesis Lic. Ing. Agr. La Paz, Bo. UMSA. 113p.

Proyecto Perú – Bolivia. 2003. Guía técnica: "Reproducción y crianza del género *Orestias*". Asociación IIP Qollasuyo – CIDAB. Sub contrato: Programas de crianza de peces en hábitats de totora. 14p.

Proyecto Bolivia. 2002. Manual: "Manejo de pesca sostenible en el lago Titicaca". Sub contrato: Desarrollar la capacidad de programas de pesca artesanal en Bolivia. 23p.

Rivera, W. 2002. "Hibridación artificial entre carachi (*Orestias agassii*) y punku (*Orestias luteus*) Killifish del lago Titicaca". Tesis Lic. Ing. Agr. La Paz, BO. UMSA. 62p.

Sarmiento, J. 1991. "Diccionario de ecología". Editorial J.L. Gómez Martínez. 1ra Ed. Quito, Ec. Aloya- Yala. 220p.

Sarmiento, J; Azabache, L; Mariño, L; Hinojosa, A. 1987. "Sinopsis Biológica de las Principales Especies Icticas del lago Titicaca". Lima, PE. 1ra Edición. 173p.

Secretaría de Pesca. 1986. "Piscicultura de agua dulce; Manual recetario". México. 461p.

Tarqui, F. 2003. Programa de capacitación: "Biología y reproducción artificial de las especies ícticas nativas del lago Titicaca". CIDAB – JICA. Tiquina, La Paz, BO. 1ra edición. 56p.

Torrez, J; Anatoli, V. "Morfología y fisiología de los peces". Editorial Pueblo y Educación de la República de Cuba. 77p.

Watanabe, T. 1988. "Fish Nutrition and Mariculture"; Japan International Cooperation Agency; Tokio. p 4-94.

Wheaton, F. 1982. "Acuicultura, diseño y construcción de sistemas". Ed. AGT. Editor, S.A.; 1ra edición. 704p.

Woyanovich, E; Horvath, L. 1981. "Propagación artificial de peces de aguas templadas". Ed. FAO. 181p.

9. ANEXOS

Anexo 1. Fases del desarrollo embrionario

Ova	Las ovas de <i>Orestias</i> tienen una disposición de los filamentos muy dispersa y distribuida. El color no es tan pigmentado. El diámetro de la ova es de 1.90 mm.
Ova fecundada	La ova fecundada muestra el micrópilo 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 se observan 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 1000 células en la zona del 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 visualizan los melanóforos dispersos sobre el cuerpo, más densas en la región de la cabeza y 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: CIDAB, 2003

Anexo 2. Parámetros bionormativos

En los cuadros siguientes se pueden observar los parámetros bionormativos del proceso reproductivo artificial de *Orestias luteus*, a una temperatura del agua de 14°C, pH 8.2 y Oxígeno disuelto de 5mg/l (Fuente: CIDAB, 2003).

Anexo 2 A. Duración del Proceso embrionario

Espece	Proceso embrionario (Grados/día)	(Días)	Larvaje (Días)
<i>Orestias luteus</i>	420 – 518	30 - 37	5 - 7

Anexo 2 B. Supervivencia en el proceso embrionario

Espece	Fecundación (%)	Mortalidad (%)	Supervivencia a 1 mes (%)
<i>Orestias luteus</i>	95	30	89

Anexo 2 C. Cantidad de ovas según reproductores

Long Total (cm)	Peso (gr)	Peso Ova (gr)	Diámetro (mm)	Peso Total Ovas (gr)	Nro. Ovas	Edad Aprox. (años)
12.2	44.9	0.0038	2.18	0.877	231	2+

Anexo 3. Temperatura media mensual (°C) del agua superficial del lago menor (Bahía del CIDAB)

Mes	Hora	Temperatura
Septiembre	06:00	12, 16
	15:00	14, 55
	21:00	13, 78
	Promedio:	13, 50
Octubre	06:00	12, 84
	15:00	15, 23
	21:00	13, 82
	Promedio:	13, 96
Noviembre	06:00	13, 28
	15:00	16, 77
	21:00	14, 62
	Promedio:	14, 89
Diciembre	06:00	14, 37
	15:00	17, 15
	21:00	14, 06
	Promedio:	15, 19

