

# **ESTUDIO DE LAS COMUNIDADES DE ESPECIES NATIVAS DE PECES DEL LAGO TITICACA: CARACTERIZACIÓN ECOLÓGICA Y SU USO COMO BIOINDICADORES DEL ESTADO DE CONSERVACIÓN.**

## **INFORME FINAL**



**Adolfo de Sostoa  
Nuno A. Caiola  
Silvia Rodríguez  
Patricia Prado  
Orieta Flores  
Oriol Cano  
Alberto Maceda  
Mario Monroy**

**Julio 2011**



**PERÚ**

Ministerio  
de la Producción

Despacho Viceministerial  
de Pesquería



Generalitat  
de Catalunya



UNIVERSITAT DE BARCELONA



**ESTUDIO DE LAS COMUNIDADES DE ESPECIES NATIVAS DE PECES DEL LAGO TITICACA: CARACTERIZACIÓN ECOLÓGICA Y SU USO COMO BIOINDICADORES DEL ESTADO DE CONSERVACIÓN.**

**Dr. Adolfo de Sostoa**

**Dr. Alberto Maceda**

**M.Sc. Mario Monroy**

**Lic. Oriol Cano**

Dp. Biología Animal. Facultad de Biología.

Universidad de Barcelona.

**Dr. Nuno A. Caiola**

**Dra. Patricia Prado**

**M.Sc. Silvia Rodríguez**

Institut de Recerca i Tecnologia Agroalimentàries (IRTA)

Generalitat de Catalunya

**Dra. Orieta Flores**

Proyecto Especial Binacional Lago Titicaca (PELT)

Puno

**Con la colaboración de:**

**Proyecto Especial Binacional Lago Titicaca (PELT)**

**Instituto del Mar del Perú (IMARPE)**

**Autoridad Binacional Autónoma del Lago Titicaca (ALT)**

# ÍNDICE

---

---

1. Introducción.....	4
1.1. Uso de isótopos estables para conocer el nicho trófico y hábitos alimentarios.....	6
1.2. Uso de los peces como bioindicadores.....	7
1.3. Parámetros hematológicos como biomarcadores en peces.....	8
2. Objetivos.....	10
3. Materiales y métodos.....	11
3.1. Área de estudio.....	11
3.2. Distribución y composición batimétrica de las especies nativas en el Lago Titicaca. Estructura poblacional. Caracterización de los ambientes pelágicos y bentónicos....	13
3.3. Comparación entre artes de captura científica bentónica y pelágica. Selectividad de mallas. Recomendaciones para la gestión sostenible de la pesca en el Lago Titicaca.....	15
3.4. Estudio hematológico.....	15
3.5. Análisis de isótopos estables.....	23
3.6. Parámetros fisicoquímicos.....	24
3.7. Análisis estadístico de las firmas isotópicas, parámetros hematológicos e índices de condición.....	24
4. Resultados y discusión.....	26
4.1. Distribución y comparación batimétrica de las comunidades ícticas del Lago. Estructura poblacional. Densidad y biomasa de las principales especies capturadas...26	
4.2. Comparación entre artes de captura científica bentónica y pelágica. Selectividad de mallas. Recomendaciones aplicadas a la gestión y uso sostenible de la pesca en el Lago.....	34
4.3. Parámetros fisicoquímicos.....	44
4.4. Isótopos estables.....	45
4.5. Diagnóstico de los peces mediante indicadores generales de salud y biomarcadores hematológicos.....	54
5. Bibliografía.....	69
6. Anexos.....	77

# **1. Introducción**

---

Los ecosistemas continentales están considerados unos de los sistemas más amenazados a nivel mundial (Dudgeon *et al.*, 2006; Helfman, 2007). Esto es debido principalmente a la degradación del hábitat por contaminación y uso excesivo de los recursos y a la introducción de especies exóticas (Clavero y García-Berthou, 2006; Dudgeon *et al.*, 2006; Helfman, 2007). Un especial interés tienen las comunidades acuáticas endémicas o con un alto grado vulnerabilidad. Tal es el caso de la ictiofauna del Lago Titicaca, donde la mayoría de sus peces están catalogados en el Libro Rojo de especies en peligro (IUCN, 2007). La ictiofauna nativa del Lago Titicaca está representada sólo por dos géneros: *Orestias* (Cyprinodontidae) y dos especies por confirmar de bagres filtradores *Trichomycterus* (Trichomycteridae) (ver de Sostoa *et al.*, 2010).

El género *Orestias* se caracteriza por una gran plasticidad fenotípica y una alta diversidad genética (Lüssen *et al.*, 2003). El género *Orestias* es autóctono de los lagos de gran altitud y de los ríos tributarios de los Andes del Perú, Bolivia y Chile. Más de la mitad de las 43 especies de éste género son originarias de la cuenca del Titicaca y 23 de ellas sólo se conocen en el lago Titicaca (Parenti, 1984). Estas especies ocupan nichos diferentes y específicos en la zona litoral, bentónica y pelágica del lago, lo que hace posible que ocurra una división de los recursos entre las diferentes especies y una especialización o preferencia por el tipo de alimento (Lauzanne 1982; 1991; Vaux *et al.*, 1988; Lüssen, 2003; Maldonado *et al.*, 2009).

A partir de 1939 se introdujeron especies foráneas al lago Titicaca tales como: la trucha común (*Salmo trutta*), trucha lacustre (*Salvelinus namaycush*), la trucha de fontana

(*Salvelinus fontinalis*), la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*); y en la década del 50 el pejerrey argentino *Odontesthes bonariensis*. A finales de los años 70 se aprobó la incorporación de jaulas para cultivo de truchas casi sin ningún tipo de regulaciones respecto al manejo del pienso o de los desechos originados, lo que motivó el uso de especies autóctonas como materia prima para alimentar los cultivos por su bajo coste. La introducción de especies exóticas y el manejo de especies con interés en la acuicultura se plantea como la causa de la introducción del agente etiológico de la enfermedad del punto blanco, el protozoo ciliado *Ichthyophthirius multifiliis*, cuyo origen se cree asiático (Lom y Diková, 1992). Las epizootias tienden a pasar desapercibidas en la naturaleza a no ser que causen mortandades masivas. De los pocos casos descritos de esta enfermedad en la naturaleza (Pozo y Roman, 1969; Traxler *et al.*, 1998; Maceda-Veiga *et al.*, 2009), la detectada en 1981 en el Lago Titicaca, causó la muerte de 18 millones de *Orestias spp.* (Wurtsbaugh y Alfaro, 1988). (Wurtsbaugh y Alfaro, 1988). Otros factores como la competencia interespecífica y la depredación, así como la sobrepesca, la alteración del hábitat físico (en especial la disminución de cobertura macrofítica) y la contaminación vertida por los ríos tributarios (Gammons *et al.*, 2006), han causado alteraciones importantes en la estructura y composición de la comunidad íctica del Lago (Hanek, 1982; Loubens, 1989; Modenutti *et al.*, 1998; Vila *et al.*, 2007). De hecho, los últimos estudios ictiológicos muestran que actualmente habitan el lago aproximadamente 26 especies (Lauzanne, 1991; Vila *et al.*, 2007) pero se desconoce cuál sea el estado de conservación de algunas de ellas (*O. uruni*, *O. taquiri*, *O. tutuni*, *O. incae*) (Lauzanne, 1982; 1991; De Sostoa *et al.*, 2010).

El estado de conservación actual de las especies epicontinentales a escala mundial amén de los problemas derivados de la introducción de especies exóticas con fuertes

repercusiones ecológicas y económicas, e incluso de salud humana, sustentan la necesidad de implementar herramientas para conocer el estado actual de las especies ícticas y conocer las consecuencias de los posibles impactos sobre sus poblaciones.

### **1.1. Uso de isótopos estables para conocer el nicho trófico y hábitos alimenticios**

La estructura trófica de la comunidad de peces nativos del Lago Titicaca está pobremente estudiada y pocos estudios proveen evidencias sobre el tipo de dieta de algunas de las especies más abundantes de este género en el Lago Titicaca (Lauzanne, 1982; Vaux *et al.*, 1988; Maldonado *et al.*, 2009 y algunos trabajos desarrollados por entidades públicas tales como el IMARPE, PROPESCA, ALT y PELT) dejándose de lado las especies de menor valor económico. Por consiguiente y como complemento al análisis tradicional de contenido estomacal, el análisis de isótopos estables (SIA) usando los isótopos de carbono ( $^{13}\text{C}/^{12}\text{C}$ ,  $\delta^{13}\text{C}$ ) y nitrógeno ( $^{15}\text{N}/^{14}\text{N}$ ,  $\delta^{15}\text{N}$ ) es muy importante para dar una estimación integrada de la dieta de cada especie y para conocer su posición trófica (Hobson, 1999; Clarke *et al.*, 2005). En particular, las medidas de  $\delta^{13}\text{C}$  son ampliamente usadas como indicadores de la fuente de productividad primaria de carbono ya que provee información espacial sobre la localidad donde se alimenta la especie. Por otro lado, las medidas de  $\delta^{15}\text{N}$  sirven para identificar el nivel trófico del consumidor (Vander Zanden y Rasmussen, 2001; Clarke *et al.*, 2005).

El conocimiento de la estructura de las redes tróficas del lago es primordial para conocer las rutas de entrada de contaminantes, inferir las relaciones intra e interespecíficas, analizar fenómenos de solapamiento de nicho trófico y conocer la relevancia ecológica que tienen los impactos antrópicos a escala de ecosistema.

## **1.2. Uso de los peces como bioindicadores**

El posible riesgo a largo plazo, que genera para la fauna acuática el mal manejo de las aguas residuales, hace que se requiera diseñar una estrategia apropiada para estudiar los efectos de los contaminantes más comunes en los efluentes (p.e. fármacos, metales pesados, tensoactivos, etc.) (Camargo, 2005; Damásio *et al.*, 2008). Por lo tanto, la identificación de bioindicadores que ayuden a encontrar las causas de los cambios producidos en los ecosistemas, es un reto importante en la evaluación de riesgos ambientales (Baird y Burton, 2001). Actualmente, la cuantificación del grado de degradación de los lagos con miras a la restauración, se puede expresar en parámetros como la hidrología, la calidad del agua o la producción pesquera (Lyons *et al.*, 2000). Sin embargo, en el Lago Titicaca hace falta desarrollar un indicador integrado del estatus ecológico global del sistema (Lyons *et al.*, 2000). Para medir dicho estado ecológico se necesita disponer de condiciones de referencia de manera que se establezcan zonas no alteradas como control para evaluar las que sí están alteradas (Munné *et al.*, 2002; Munné *et al.*, 2006).

Los peces continentales son organismos ideales para hacer un monitoreo ambiental de la contaminación, así como para evaluar el riesgo que puede afectar a las poblaciones humanas que viven en áreas contaminadas (Barbour *et al.*, 1999; Damásio *et al.*, 2007; Benejam *et al.*, 2008). Debido a que la mayoría de los peces tienen ciclos de vida largos en comparación con otros elementos de calidad biótica (ej. macroinvertebrados, diatomeas) y muchas peces ocupan niveles altos de la cadena trófica e integran, por tanto, los impactos producidos en los niveles tróficos inferiores.

### **1.3. Parámetros hematológicos como biomarcadores en peces**

Los parámetros hematológicos son ampliamente utilizados en medicina humana y veterinaria como indicadores de estado de salud. No obstante, son escasos los estudios llevados a cabo en peces quizá por las dificultades metodológicas que acarrea y el desconocimiento de los valores de referencia para cada uno de los parámetros y dada la gran variabilidad detectada por especie (Hibiya 1995; Houston, 1997; Rowan, 2007). Además, el examen de las extensiones sanguíneas permite conocer el grado de citotoxicidad de los xenobióticos presentes. Por un lado, la presencia de núcleos en los eritrocitos permite detectar malformaciones que son indicadores de genotoxicidad, es decir, de daño en el ADN. Tales anomalías se producen por irregularidades en el proceso de división celular (ej. ruptura de cromosomas, repartición desigual de la cromatina entre las células hijas) (Everaarts *et al.*, 1993; Guilherme *et al.*, 2008; Di Giulio y Hinton, 2008; Maceda-Veiga *et al.*, 2010). Por el otro, la proporción de eritrocitos degenerados permite detectar procesos citolíticos, es decir, de muerte celular. Asimismo, la proporción de eritrocitos inmaduros y degenerados permite inferir la eritrocinesis, es decir, la formación de nuevos eritrocitos y su eliminación, principalmente, por parte del bazo) (Pacheco y Santos, 2002; Maceda-Veiga *et al.*, 2010). Junto con el perfil de eritrocitos, la fórmula leucocitaria también parece ser un buen indicador del estado de salud de los peces (Davis *et al.*, 2008; Maceda-Veiga *et al.*, 2010).

Existen diversos estudios publicados que muestran la relación entre las irregularidades nucleares de los eritrocitos y la presencia de contaminantes, tales como hidrocarburos aromáticos policíclicos (HAP) (Rowan, 2007), mercurio (Hg) (Pacheco y Santos, 2002), herbicidas (Guilherme, *et al.*, 2010) o complejos de xenobióticos presentes en los efluentes de depuradoras de aguas residuales (Maceda-Veiga *et al.*, 2010). La aplicación

de esta metodología en diferentes regiones geográficas, como en el Lago Titicaca, es interesante para conocer su potencial diagnóstico y para generalizar su uso como técnica poco-invasiva de evaluación del estado de salud de las poblaciones de peces (Rowan, 2007; Di Giulio y Hinton, 2008; Maceda-Veiga *et al.*, 2010).

## **2. Objetivos**

---

---

### **Objetivo General**

Contribuir al conocimiento sobre la ecología de las comunidades bentónicas y pelágicas de las especies de peces del lago Titicaca, estableciendo las interacciones tróficas a nivel interespecífico y para plantear el uso de los peces como bioindicadores del estado de conservación de los ecosistemas acuáticos altoandinos.

### **Objetivos Específicos**

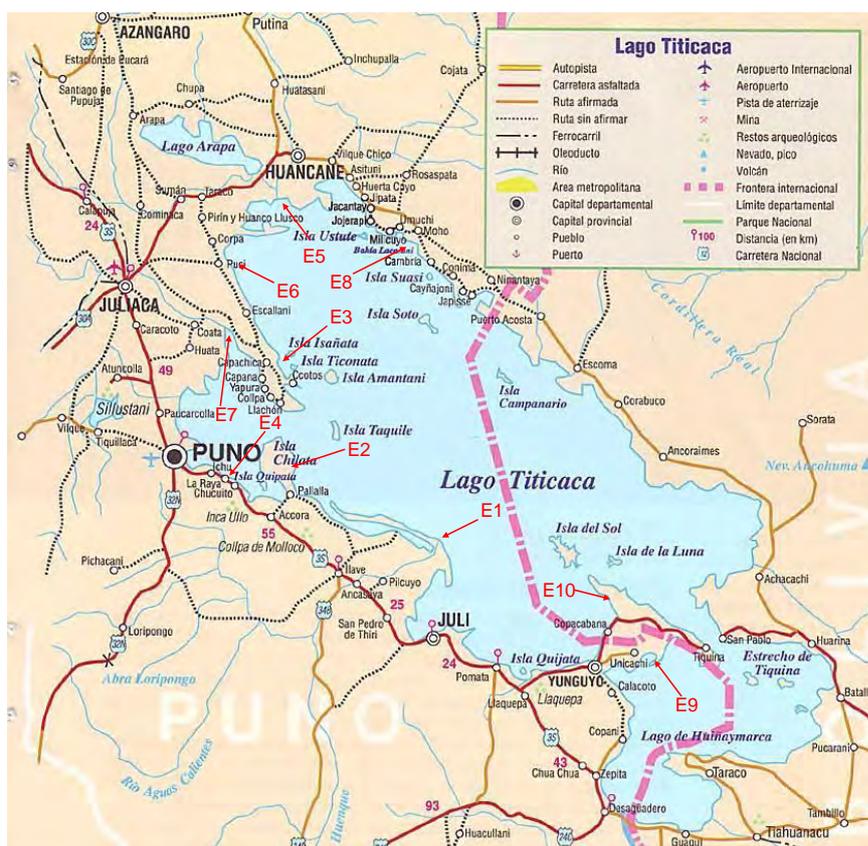
\* Caracterizar por primera vez la estructura trófica e inferir los hábitats ocupados y preferencias batimétricas de los peces nativos e introducidos del Lago Titicaca.

\* Evaluar el potencial de los biomarcadores hematológicos como indicadores del estado de salud de las especies nativas.

## 3. Material y Métodos

### 3.1. Área de estudio

Se muestrearon un total de 10 localidades seleccionadas en base a la accesibilidad y representatividad de especies (**Figura 1** y **Tabla 1**). Las primeras 6 localidades fueron muestreadas entre noviembre y diciembre de 2010 y las restantes en febrero de 2011.



**Figura 1. Mapa de las localidades de muestreo.**

Aunque el Lago Titicaca es un lago principalmente oligotrófico, se han detectado episodios puntuales de contaminación orgánica por vertidos directos o escorrentía de zonas agrícolas adyacentes que han causado la eutrofización de algunas áreas del lago (Fontúrbel, 2008). La gran mayoría de las localidades de muestreo fueron escogidas de acuerdo al grado de contaminación presente en cada localidad en base a los trabajos previos publicados: la **desembocadura del Río Ilave (E1)** recibe descargas de aguas

residuales (Pointec y Typsa, 2003), las localidades de **Huencalla (E2)** y **Bahía de Tamán (E3)** por ser las áreas con menos influencia antrópica, la localidad de **Chucuito (E4)** por estar situada dentro la bahía de Puno bajo la influencia de las aguas residuales procedentes de la población de su mismo nombre (Ministerio de Agricultura, 1995), la localidad de la **desembocadura del Río Ramis (E5)** que recoge las descargas de una de las principales zonas mineras adyacentes al lago (Gammons *et al*, 2006), la localidad de **Pusi-Escallani (E6)** que presenta contaminación por hidrocarburos en suelo, aire y agua a causa de emanaciones de petróleo (Ministerio de Agricultura, 1995), la localidad de **Coata (E7)** que al estar también ubicada en la Bahía de Puno, recibe los residuos industriales de la población de Juliaca por medio del río Coata que desemboca en el lago, la localidad de **Moho (E8)** que presenta poca influencia antrópica, la localidad **Mohokachi (E9)** situada en el lago Menor y la localidad de **Inka-Chaka (E10)** que está situada cerca de la población de Copacabana con gran afluencia turística (Dolbeth *et al.*, 2003).

**Tabla 1. Ubicación de las localidades seleccionadas.**

<b>Código</b>	<b>Localidad</b>	<b>UTM-X</b>	<b>UTM-Y</b>
<b>E1</b>	Desembocadura Río Ilave	0453200	8228489
<b>E2</b>	Huencalla (Nueva Alianza)	0421389	8240932
<b>E3</b>	Bahía de Tamán (P. Capachica)	0413150	8272466
<b>E4</b>	Chucuito (Barco)	04043801	8243906
<b>E5</b>	Desembocadura Río Ramis	0418134	8304874
<b>E6</b>	Pusi-Escallani	0404900	8288919
<b>E7</b>	Coata	0402749	8275194
<b>E8</b>	Moho	0443200	8300622
<b>E9</b>	Mohokachi (Lago Menor)	0499460	8202738
<b>E10</b>	Inka-Chaka (Copacabana)	0490817	8218142

### **3.2. Distribución y composición batimétrica de las especies nativas en el lago Titicaca. Estructura poblacional. Caracterización de los ambientes pelágico y bentónico.**

La identificación de las especies se hizo mediante el uso de la clave taxonómica suministrada por Parenti (1984) y mejorada en el anterior estudio efectuado por el equipo (“Estudio genético de las especies ícticas nativas del lago Titicaca: caracterización y estructura poblacional”, de Sostoa *et al.* (2010)). La identificación se realizó a nivel de especie.

La distribución batimétrica de la ictiofauna se evaluó mediante el calado de redes durante 12 horas a tres profundidades distintas (10, 20 y 30 m), representativas del perímetro costero del Lago Titicaca. A cada profundidad, se dispuso una red bentónica (p.ej.: sobre el fondo del lago) y una pelágica (p.ej.: suspendidas mediante boyas en la columna de agua). Cada red, tanto pelágica como bentónica está integrada por paneles de luz de malla entre 5 y 19.5 mm. Este proceso se repitió en cinco localidades del lago: Pomata, Escallani, Tilali, Moho e Inka-Chaka.

Los individuos capturados en cada panel de luz de malla, se desenmallaron y se transportaron al laboratorio donde se identificaron a nivel de especie, se midió su longitud total (mm) y su peso (g) y se evisceraron para posteriores análisis toxicológicos.

La estructura poblacional de las comunidades en términos de abundancia y biomasa de cada especie se evaluó mediante el recuento de los individuos de cada especie capturados en cada luz de malla y la suma de sus pesos (g WW), respectivamente, que se expresaron como % del total.

La riqueza específica se calculó como el total de especies encontradas en cada luz de malla y la diversidad alfa según la fórmula establecida para el índice de Shannon:

$$H' = - \sum_{i=1}^s (p_i (\log_2 p_i))$$

En la que “s” es el número total de especies de cada replica y “ $p_i$ ” la abundancia relativa de la especie “i”.

Se analizó la estructura de las poblaciones a nivel de la distribución de tallas de las 4 especies más representativas del lago Titicaca: *Orestias ispi*, *O. imarpe*, *O. mulleri* y *O. luteus*. Estas eran las especies que permitían hacer un análisis estadístico robusto de estructura poblacional y selección de mallas enfocada a la gestión sostenible de los recursos, pues fueron las especies con un tamaño de muestra suficientemente grande. Para hacer la conversión entre clases de tallas y edad, se aplicó el método de Bhattacharya que analiza la progresión de las clases modales de las frecuencias de tallas y encuentra las separaciones significativas entre dichas clases modales. Así pues, cada clase modal significativamente separada de las demás es considerada como una cohorte y, por lo tanto, una clase de edad. Se considera que una clase modal está significativamente separada cuando el índice de separación (S.I.) es mayor o igual que 2.

### **3.3. Comparación entre artes de captura científica bentónica y pelágica. Selectividad de mallas. Recomendaciones para la gestión sostenible de la pesca en el Lago Titicaca**

El diseño experimental consiste en un modelo mixto con cuatro factores: profundidad (10, 20 y 30 m; factor fijo), arte de pesca científica (bentónica y pelágica; factor fijo), localidad (factor aleatorio, anidado), y luz de malla (5, 6.25, 8, 10, 12.5, 15.5 y 19.5 mm; factor fijo). No obstante, para mayor detalle y comprensión, el análisis por localidades y por luz de malla se evaluó independientemente mediante ANOVAs de una vía y la interacción entre profundidad y luz de malla mediante una ANOVA factorial de dos vías. Las diferencias posteriores entre grupos, se evaluaron mediante análisis de SNK.

Para cada cohorte se calculó el valor medio de la talla de los individuos que la componen y se consideró ese valor como el representativo de la respectiva clase de edad. A continuación se representaron los datos de la dispersión de las tallas por luz de malla para determinar el tamaño mínimo de la red que se deberá utilizar bajo un criterio de sostenibilidad de los recursos piscícolas.

### **3.4. Estudio hematológico**

#### **Especies utilizadas**

En el presente estudio se escogieron 3 especies nativas de peces para evaluar la variabilidad en los parámetros hematológicos y posteriormente, considerar su idoneidad como bioindicadores. Las especies fueron seleccionadas en función de su abundancia, tamaño, importancia pesquera y posición en la columna de agua. Éstas fueron:

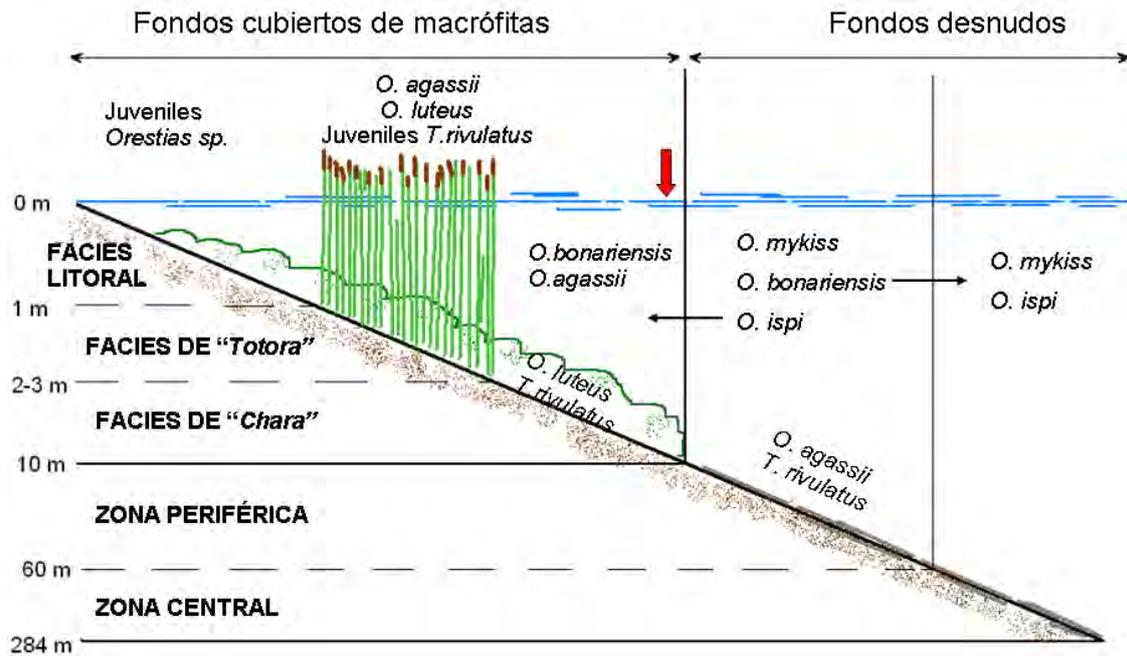
- *Orestias agassii* (Cyprinodontiformes: Cyprinodontidae) (Valenciennes 1846)



**Figura 2.** *Orestias agassii*.

También conocido como “carachi negro o gris” (**Figura 2**). Es el representante del género *Orestias* que tiene un área de distribución más amplia, además de ser la especie más abundante y la que presenta mayor variabilidad morfológica (Parenti, 1984). Durante la etapa de alevinaje habita zonas someras del litoral con abundancia de vegetación acuática. Posteriormente en la etapa de crecimiento, emigran a las facies de *totoras* y de *Charas* (**Figura 3**). Algunos individuos pueden encontrarse entre los 10 y 60 m de profundidad (Loubens, 1989).

Debido a la capacidad de colonizar diversos medios, su alimentación presenta un espectro muy amplio. Consume algas, macrófitas, zooplancton, anfípodos, ostracodos, insectos y larvas de insectos variando la predominancia de sus presas según el medio en el que vive.



**Figura 3.** Diferentes hábitats del lago y distribución de sus especies más características (Tomado y modificado de Lauzanne, 1991).

- *Orestias luteus* (Cyprinodontiformes: Cyprinodontidae) (Valenciennes 1846)



**Figura 4.** *Orestias luteus*.

También llamado "carachi amarillo" (**Figura 4**). Especie bentónica de cuerpo robusto (Lauzanne, 1982; Maldonado *et al.*, 2009). Los sub-adultos de esta especie habitan la facies de *Totorá* entre los 2-3 m de profundidad y los adultos prefieren la facies de *Chara* (Lauzanne, 1991) (**Figura 3**). Es una especie perimacrofítica que se alimenta de

vegetales, fito y zooplancton, insectos, anfipodos, y preferentemente moluscos gasterópodos y bivalvos (Lauzanne, 1991). En ocasiones puede comer algunos huevos de peces (Northcote, 2000).

**- *Trichomycterus rivulatus* (Siluriformes: Trichomycteridae)(Valenciennes 1846)**

También conocido como “suche” (**Figura 5**). La abundancia del género *Trichomycterus* es mucho menor que la del género *Orestias*. De acuerdo a las últimas conclusiones del estudio genético de la ictiofauna del Lago Titicaca, se ha considerado que *Trichomycterus dispar* “mauri” y *Trichomycterus rivulatus* son la misma especie. Aunque existen diferencias morfológicas, éstas no son suficientes para determinar que son 2 especies distintas (de Sostoa *et al*, 2010).



**Figura 5. *Trichomycterus rivulatus*.**

Pueden ocupar diversos hábitats. Los juveniles prefieren las aguas tranquilas cerca de las riberas, entre piedras y vegetación acuática mientras que los adultos habitan hasta los 70 m. Son bentónicos y prefieren vivir sobre sustratos rocosos o de limo fino. Los alevines se alimentan mayoritariamente de zooplancton constituido por copépodos, daphnias y fitoplancton. Los adultos se alimentan de gamáridos, quironómidos, odonatos, moluscos, huevos de peces y algas (Centro de Investigación y Desarrollo Acuícola Boliviano, 2002).

Con la utilización de *T. rivulatus* y *O. luteus* como especies bentónicas y *O. agassii* como bentopelágica, se cubre un amplio espectro de las facies de *titora*, de *Chara* y de la zona periférica. La escogencia de especies bentopelágicas puede ser útil para estudiar los efectos locales ya que tiene hábitats más reducidos que otras especies.

### **Preparación y medida de los parámetros hematológicos**

Se realizó una extracción de sangre mediante una punción en la vena caudal utilizando jeringuillas de insulina de 1 ml con aguja 25G (0.5 X 16 mm) previamente impregnadas con heparina de Litio como anticoagulante (**Figura 6**).

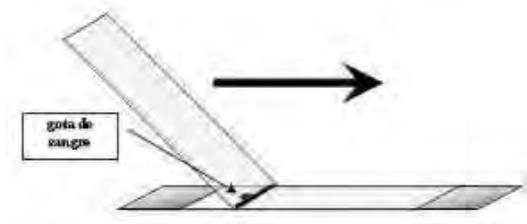


**Figura 6. Extracción sanguínea por medio de punción caudal por la línea lateral (L).**

Las muestras se recogieron en campo utilizando peces recién capturados los cuales fueron anestesiados con MS-222. Dado que la dosis de anestésico varía en función de la temperatura, el tamaño de los peces y la especie, se aplicó el anestésico a una dosis estándar (50 mg/l) y se controló el nivel de sedación por exposición. Los peces fueron procesados cuando perdieron el reflejo de huida y se ralentizó el movimiento opercular, quedando éstos inmóviles en el fondo sobre uno de sus flancos.

Las muestras de sangre se refrigeraron en una caja isotérmica con hielo picado hasta su llegada al laboratorio. Una vez allí se homogeneizaron las muestras en la propia

jeringuilla moviendo el émbolo suavemente y se procedió a su preparación. Se colocó una gota de sangre en un portaobjetos previamente desengrasado con un baño de alcohol seguido de uno de agua desionizada y, a continuación, se realizó la extensión de sangre colocando otro portaobjetos a 45° sobre la muestra y desplazándolo lateralmente (**Figura 7**).



**Figura 7. Procedimiento para realizar un frotis sanguíneo.**

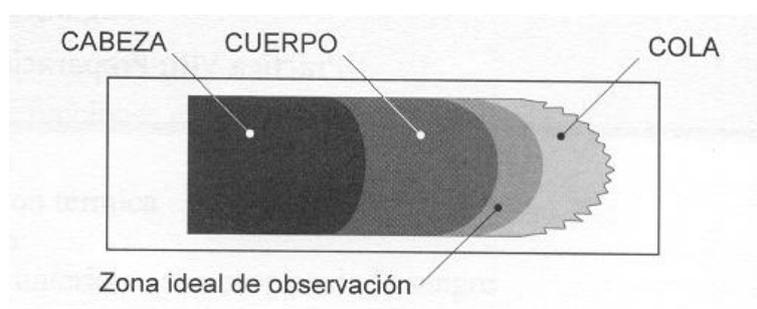
Las muestras se dejaron secar y se les aplicó el protocolo de la tinción dicrómica de Diff-Quick® (fijador/colorante básico/ácido). Una vez teñidas se colocó una gota de medio del medio de montaje DPX y un cubreobjetos, se dejaron secar durante 24h y se procedió a su observación mediante el microscopio óptico OLYMPUS CH2. El medio de montaje es imprescindible para la correcta observación de las células ya que mejora el índice de refracción del haz de luz que atraviesa la muestra (Junqueira y Carneiro, 2000). La caracterización de cada uno de los tipos celulares se hizo en la Universidad de Barcelona siguiendo otros trabajos y atlas publicados (Hibiya, 1995; Houston, 1997; Rowan, 2007; Maceda-Veiga *et al.*, 2010).

Se examinaron un total de 1000 eritrocitos por preparación a 1000 aumentos para conocer la proporción de eritrocitos con anomalías, y el de inmaduros o degenerados. Según lo recomendado por diversos autores como Pacheco y Santos (2002), Guilherme

*et al.* (2008) o Maceda-Veiga *et al.* (2010), en los glóbulos rojos se determinaron los siguientes parámetros:

1. Proporción de eritrocitos inmaduros.
2. Eritrocitos con anomalías en el núcleo (ENAs).
3. Eritrocitos en proceso de muerte celular.
4. Eritrocitos en proceso de división celular.
5. Eritrocitos sin núcleo.
6. Eritrocitos con punteado basófilo.

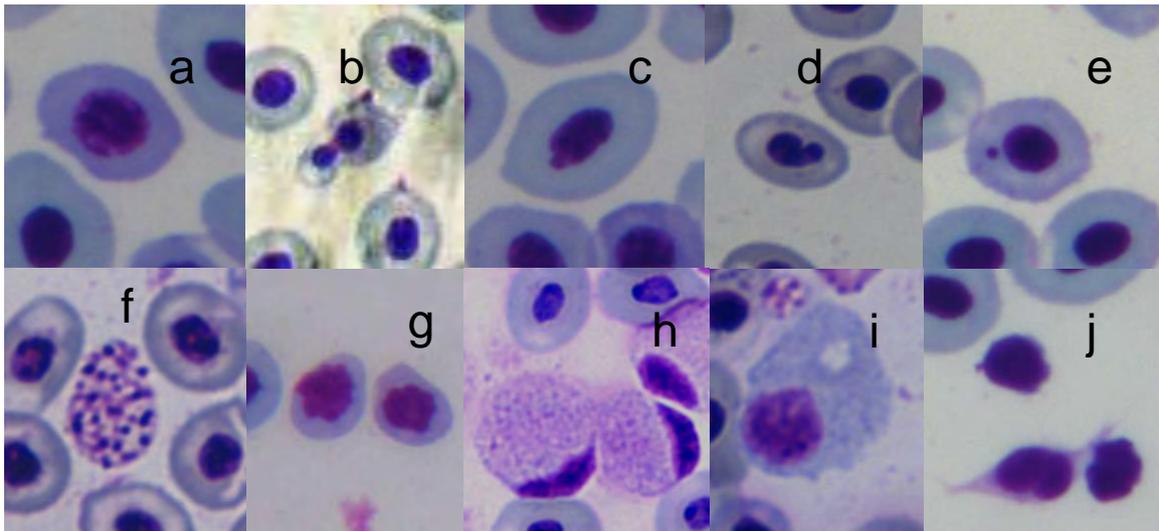
Por el contrario, se examinaron un total de 100 leucocitos por preparación a 1000 aumentos para determinar la fórmula leucocitaria. Todos los recuentos fueron realizados en la misma región del portaobjetos siguiendo protocolos ya previamente establecidos (Junqueira y Carneiro, 2000) (**Figura 8**).



**Figura 8. Zona ideal de observación celular en un frotis sanguíneo.**

Para la presentación de resultados se sumaron los eritrocitos con micronúcleo, lobulados, binucleados, sin núcleo y los que presentaban incisiones nucleares como ENAs (Ayllón y García-Vázquez, 2001; Guilherme *et al.*, 2008) y, por otro lado, se sumaron los eritrocitos picnóticos y cariorrécicos (ambos indicadores de procesos de muerte celular) (Zamzami y Kroemer, 1999) (**Figura 9**).

Para conocer la fórmula leucocitaria se determinaron el número de monocitos, linfocitos y neutrófilos (**Figura 9**). También se determinó la ratio granulocitos /linfocitos que relaciona la respuesta del sistema inmune innato (los primeros) respecto a la respuesta del sistema inmune adquirido (linfocitos). El sistema inmune adquirido presenta una respuesta mucho más tardía y más específica que los primeros.



**Figura 9. Células y anomalías de la sangre de los peces nativos del Lago Titicaca. a. Eritrocito joven; b. Eritrocito en división; c. Eritrocito lobulado; d. Eritrocito con incisión; e. Eritrocito con micronúcleo; f. Punteado basófilo; g. Eritrocito degenerado; h. Neutrófilo; i. Monocito; j. Linfocito.**

Después de la extracción de sangre, los peces fueron sacrificados con una exposición prolongada al anestésico (Noga, 2000) y se realizó una disección anotando los siguientes parámetros: sexo, peso total (WT) y eviscerado (Wev), el peso del hígado (Wh) y el peso del bazo (Wb). A partir de estos parámetros se calcularon los índices de condición física siguientes:

- El factor de condición de Fulton (K) (Ricker, 1975).

$$K_{\text{Fulton}} = \frac{1000 * WT}{LT} * 100$$

Está relacionado principalmente con la disponibilidad de alimento.

- Los índices hepatosomáticos (IHS) y esplenosomáticos (IES):

$$\text{IHS} = \frac{W_h}{WT} * 100$$

$$\text{IES} = \frac{W_b}{WT} * 100$$

El IHS está relacionado con alteraciones severas de la estructura del hígado, un órgano clave en los procesos de detoxificación, así como con la movilización de reservas energéticas. Por el contrario, el IES guarda relación con la activación del sistema inmune.

### **3.5. Análisis de isótopos estables**

Muestras de músculo e hígado de cada pez fueron congeladas y transportadas a los Serveis Científico-Tècnics de la Universidad de Barcelona. Las muestras fueron liofilizadas durante 3 días hasta alcanzar un peso constante. Posteriormente, fueron molturadas con nitrógeno líquido hasta quedar convertidas en polvo. A cada muestra se le extrajeron los lípidos mediante 3 baños de cloroformo-metanol, según el método de Folch (en proporción 2:1 respectivamente), a fin de evitar las firmas excesivamente negativas del carbono inducidas por los lípidos.

Una submuestra de 0,03 ml fue pesada en cápsulas de estaño para las lecturas en un analizador elemental Flash EA 1112 acoplado a un espectrómetro de masas de relación isotópica Delta C (Thermo Finnigan) mediante el cual se obtuvieron las firmas isotópicas de  $N_{15}$  y  $C_{13}$ . Se utilizaron patrones internacionales cada 12 muestras, que en el caso del carbono fueron: IAEA CH<sub>7</sub> (87% de C), IAEA CH<sub>6</sub> (42% de C) y USGS 24 (100% de C) y que para el nitrógeno fueron: IAEA N<sub>1</sub>, IAEA N<sub>2</sub> (21% de N) y IAEA NO<sub>3</sub> (13,8% de N). Los standards para  $N_{15}$  y  $C_{13}$  fueron nitrógeno atmosférico (AIR) y Pee Dee Belemnite (PBD) respectivamente.

Para corroborar los valores isotópicos de las especies con escasa información acerca de su dieta, se realizó la disección de contenidos estomacales de algunos individuos (Anexo 1).

### **3.6. Parámetros fisicoquímicos**

En cada localidad de muestreo se determinaron los siguientes parámetros fisicoquímicos en el agua superficial: temperatura del agua (°C), oxígeno disuelto (mg/l), conductividad ( $\mu\text{S}/\text{cm}$ ), y el pH mediante la sonda YSI® 556 MPS; y los valores de dureza total (°dGH), dureza de carbonatos (°dKH), amonio ( $\text{NH}_4$ , mg/l), nitritos ( $\text{NO}_2$ , mg/l), nitratos ( $\text{NO}_3$ , mg/l) y fosfatos ( $\text{PO}_4$ , mg/l) utilizando el kit colorimétrico VISOCOLOR®.

### **3.7. Análisis estadístico de las firmas isotópicas, parámetros hematológicos e índices de condición.**

Se comprobó la normalidad y homocedasticidad utilizando el test de Kolmogorov-Smirnov y el test de Levene, respectivamente. En caso de no cumplirse los requisitos de la estadística paramétrica, se aplicaron transformaciones (ej. ln, raíz cuadrada) a los datos en función del tipo de variable (p.ej.: porcentaje). En caso de no mejorar su condición, se optó por la aplicación de estadística no paramétrica. El análisis de la varianza entre especies, localidades y/o sexos (según proceda) fue llevado a cabo utilizando el análisis ANOVA (estadística paramétrica) o el test de Kruskal-Wallis (estadística no paramétrica). Para realizar un análisis de la varianza entre pares de grupos (p.ej.: dos localidades) se utilizó el Test de Tukey en el caso de ANOVA con homocedasticidad o el de Games-Howell en caso de heterocedasticidad. En condiciones de estadística no-paramétrica se utilizó el test U de Mann Withney para estas

comparaciones bivariadas. Asimismo, se determinó la relación entre pares de variables utilizando los coeficientes de correlación de Pearson (paramétrico) y Spearman (no paramétrico) según procediera. La realización de comparaciones múltiples puede conllevar falsos positivos (rechazos falsos de hipótesis nula) y, por ello, es necesario corregir los p-valores. En este caso se aplicó el protocolo de Benjamini y Hochberg (1995) que controla los falsos positivos, hace un mejor balance los los errores de tipo I y II, y tiene mayor poder estadístico que otras aproximaciones más convencionales como la corrección de Bonferroni.

Para medir el efecto potencial de las especies introducidas sobre las nativas se realizó un modelo bayesiano mixto para análisis de isótopos estables a través de la librería SIAR, en el programa estadístico R (Parnell *et al.*, 2010). Este modelo consistió en que los espacios específicos del nicho trófico ( $\delta$ -espacios), delimitados por la composición isotópica de los peces nativos, fueron incorporados como puntos finales para obtener un índice de solapamiento relativo de nicho que varía entre 0% a 100%. Los niveles de significancia fueron establecidos en  $p = 0.05$ .

## 4. Resultados y discusión

---

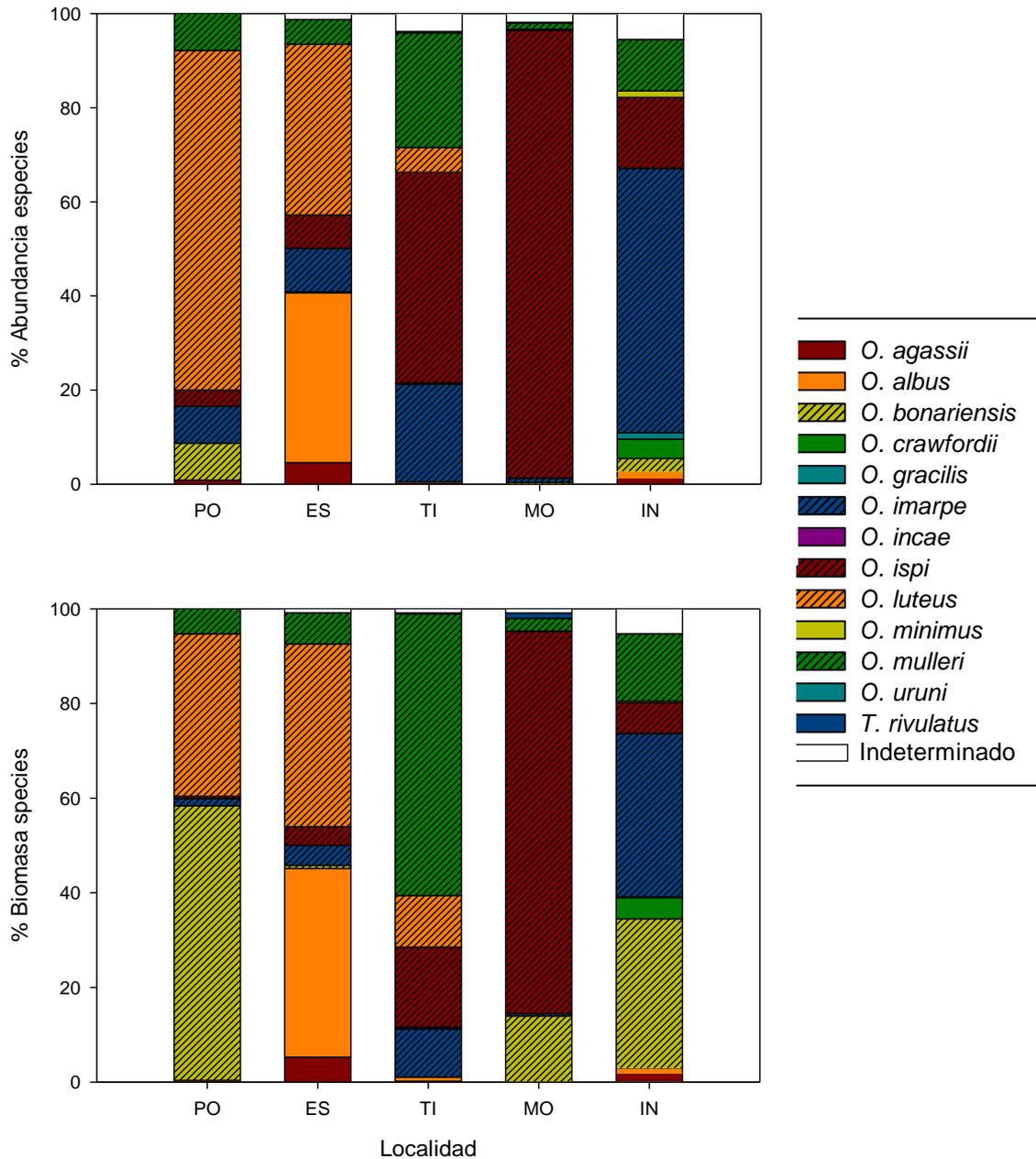
### 4.1. Distribución y composición batimétrica de las comunidades ícticas del Lago. Estructura poblacional. Densidad y biomasa de las principales especies capturadas.

#### Composición específica de la ictiofauna del Lago Titicaca

Un total de 14 especies fueron capturadas en febrero de 2011 durante los muestreos realizados en 5 localidades y a 3 profundidades (10m, 20m y 30m) mediante el uso de artes de pesca de tipo bentónico y pelágico. Las especies más abundantes en términos de número de individuos son *Orestias imarpe*, *O.ispi*, *O. luteus* y *O. mulleri*, mientras que a nivel de biomasa, *Odontesthes bonariensis* también ejerce una contribución importante. Se observaron diferencias importantes entre localidades, rangos batimétricos y ambientes (p.ej.: bentónico vs. pelágico) que se detallan a continuación.

#### Abundancia y biomasa de especies por localidad

Se detecta una gran variación de la composición de la comunidad ictica en las distintas localidades evaluadas, tanto en abundancia como en biomasa de especies (**Figura 10**). En las localidades de Pomata y Moho tan solo se capturaron seis especies. En Pomata, la comunidad está dominada por las especies *Orestias luteus* en abundancia y por *Odontesthes bonariensis* en biomasa, mientras que la comunidad de Moho se encuentra dominada por *Orestias ispi* tanto en abundancia como en biomasa, y en menor medida, por *O. bonariensis*. En las localidades de Pusi-Escallani, Tilali e Inka-Chaka, se capturo un total de 7, 8 y 9 especies, respectivamente, de variada composición y dominancia. La comunidad está dominada por *Orestias luteus* y *O. albus* en Pusi-Escallani por *O. mulleri*, *O. ispi* y *O. luteus* en Tilali y por *O. imarpe*-*O. ispi* (abundancia) y *O. bonariensis* (biomasa) en Inka-Chaka.

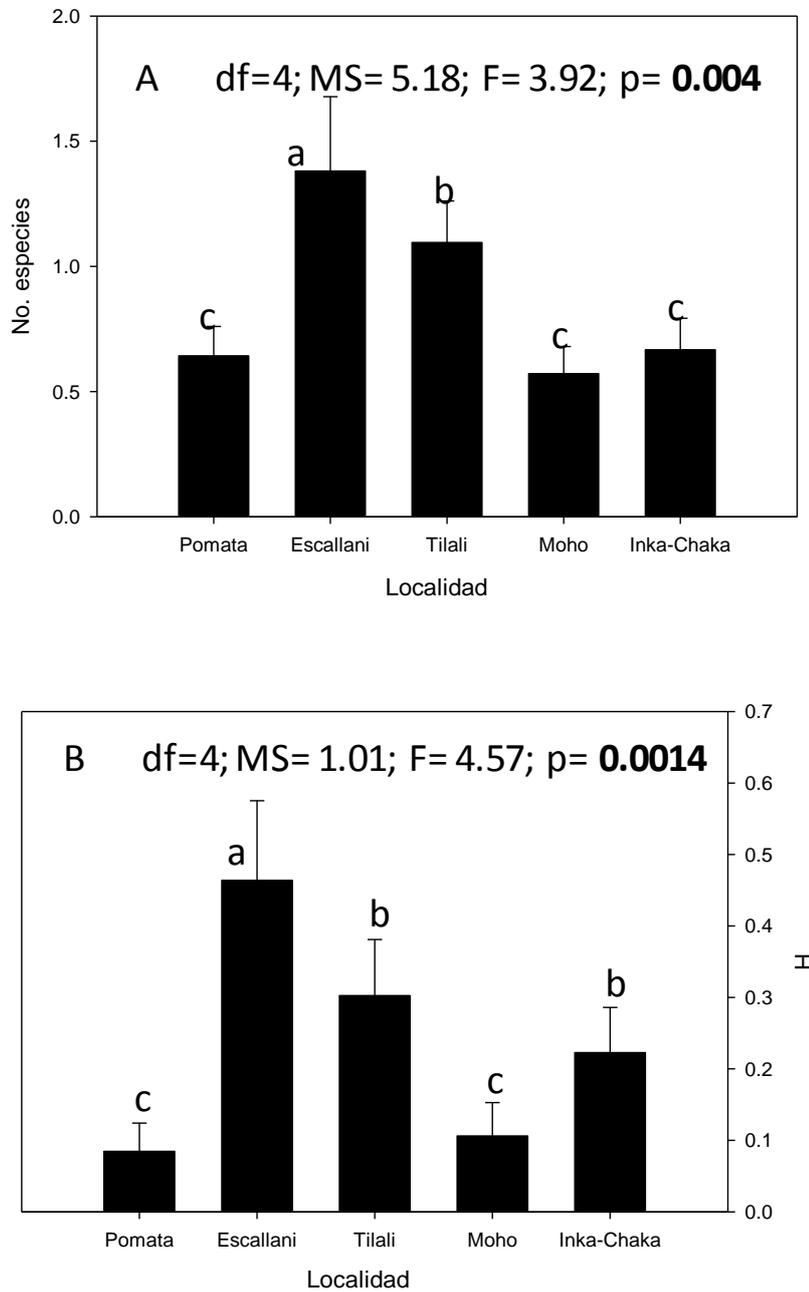


**Figura 10. a) Abundancia (%) y b) biomasa (%) de especies por localidad (i.e., capturas bentónicas y pelágicas a 10, 20 y 30 m de profundidad de cada localidad de muestreo. PO (Pomata), ES (Pusi-Escallani), TI (Tilali), MO (Moho) y IN (Inka-Chaka).**

### Riqueza específica y diversidad (Shannon Index) por localidad

Se observan diferencias significativas en la riqueza específica de las localidades estudiadas, con un máximo en Pusi-Escallani que no supera dos especies por panel de luz de malla utilizado, y mínimos alrededor de 0.5 en Pomata y Moho. La diversidad

sigue patrones parecidos, si bien las diferencias entre localidades, son aun más acusadas (Figura 11).



**Figura 11. a) Riqueza específica y b) diversidad (Índice de Shannon) por localidad. Los errores corresponden a SE. Se indican los resultados de las ANOVAs y los análisis a posteriori (SNK).**

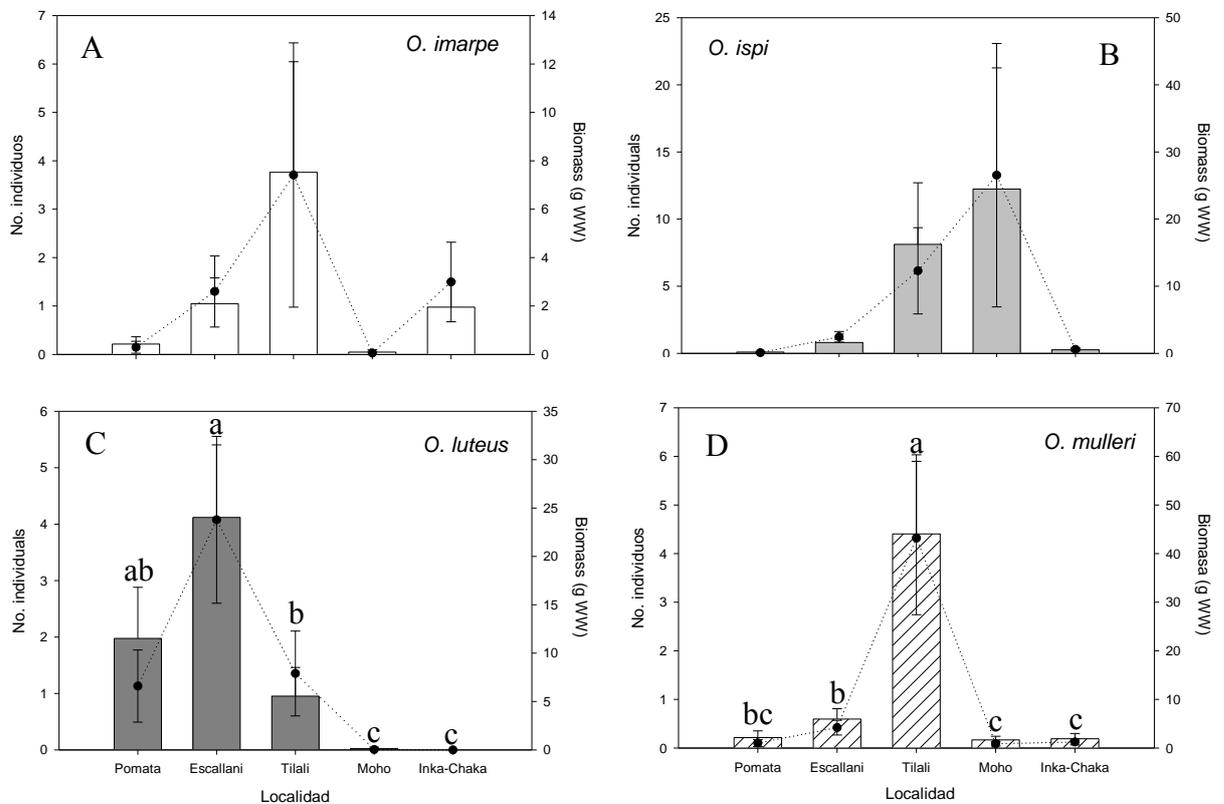
### Abundancia y biomasa de las especies más abundantes por localidad

La captura de las cuatro especies más abundantes varía entre ca. 0-12 individuos por panel de luz de malla utilizado para *Orestias ispi* y entre ca. 0-4 individuos para las otras tres especies.

*Orestias imarpe*, muestra un máximo de abundancia y biomasa en Tilali y un mínimo Moho, si bien las variaciones (SE) son tan elevadas que no detecta un efecto significativo de la localidad (**Figura 12, Tabla 2**). *O. ispi* presenta un pico de abundancia y biomasa en Moho y Tilali, pero igualmente variables de forma que las diferencias entre localidades no son significativas (**Figura 12**). En cambio, tanto para *O. luteus* como *O. mulleri*, se detectan diferencias significativas entre localidades tanto a nivel de abundancia como de biomasa, con picos en Pusi-Escallani y Tilali, respectivamente (**Figura 12**).

**Tabla 2. ANOVA de una vía para la abundancia y biomasa de las cuatro especies más abundantes en función de su distribución por localidad. Los resultados significativos se indican en negrita.**

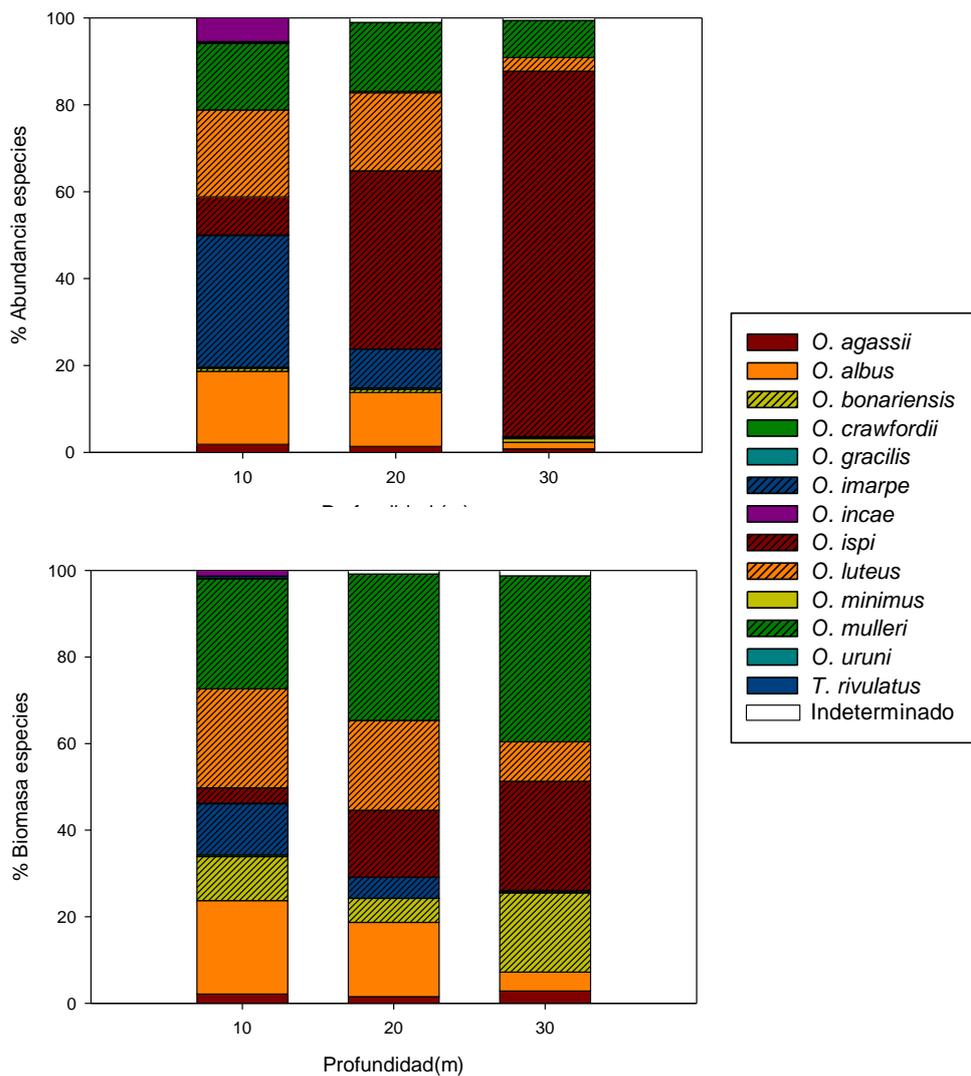
ANOVA		Abundancia			Biomasa		
Localidad	df	MS	F	p	MS	F	p
<i>O. imarpe</i>	4	93.47	1.90	0.111	366.307	1.249	0.2912
<i>O. ispi</i>	4	1294.91	1.495	0.204	366.30	1.249	0.291
<i>O. luteus</i>	4	124.17	5.389	<b>0.0038</b>	3965.52	4.372	<b>0.002</b>
<i>O. mulleri</i>	4	143.10	6.206	<b>0.0000</b>	14433	6.779	<b>0.0000</b>



**Figura 12.** Abundancia (No. de individuos; barras verticales) y biomasa (g WW; línea de puntos) de las cuatro especies más abundantes en el Lago Titicaca. A) *O. imarpe*; B) *O. ispi*; C) *O. luteus*; D) *O. mulleri*. Los errores son SE. Las letras indican los resultados de los SNK de las abundancias.

### Abundancia y biomasa de especies por profundidad (10, 20 y 30m)

Un mayor número de especies fueron capturadas a 10 m de profundidad (11 especies) que a 20 y a 30 m (9 especies en ambos casos). Además, la distribución batimétrica se caracteriza por una distribución más homogénea de la composición de especies en superficie, y un aumento de la dominancia de *Orestias ispi* a medida que desciende la profundidad (**Figura 13**). Con la excepción de esta especie y de *Odontesthes bonariensis*, que presenta abundancias similares a las tres profundidades evaluadas, la tendencia general de las especies es una disminución en la captura a medida que aumenta la profundidad, especialmente en la transición de los 20 a los 30 m.



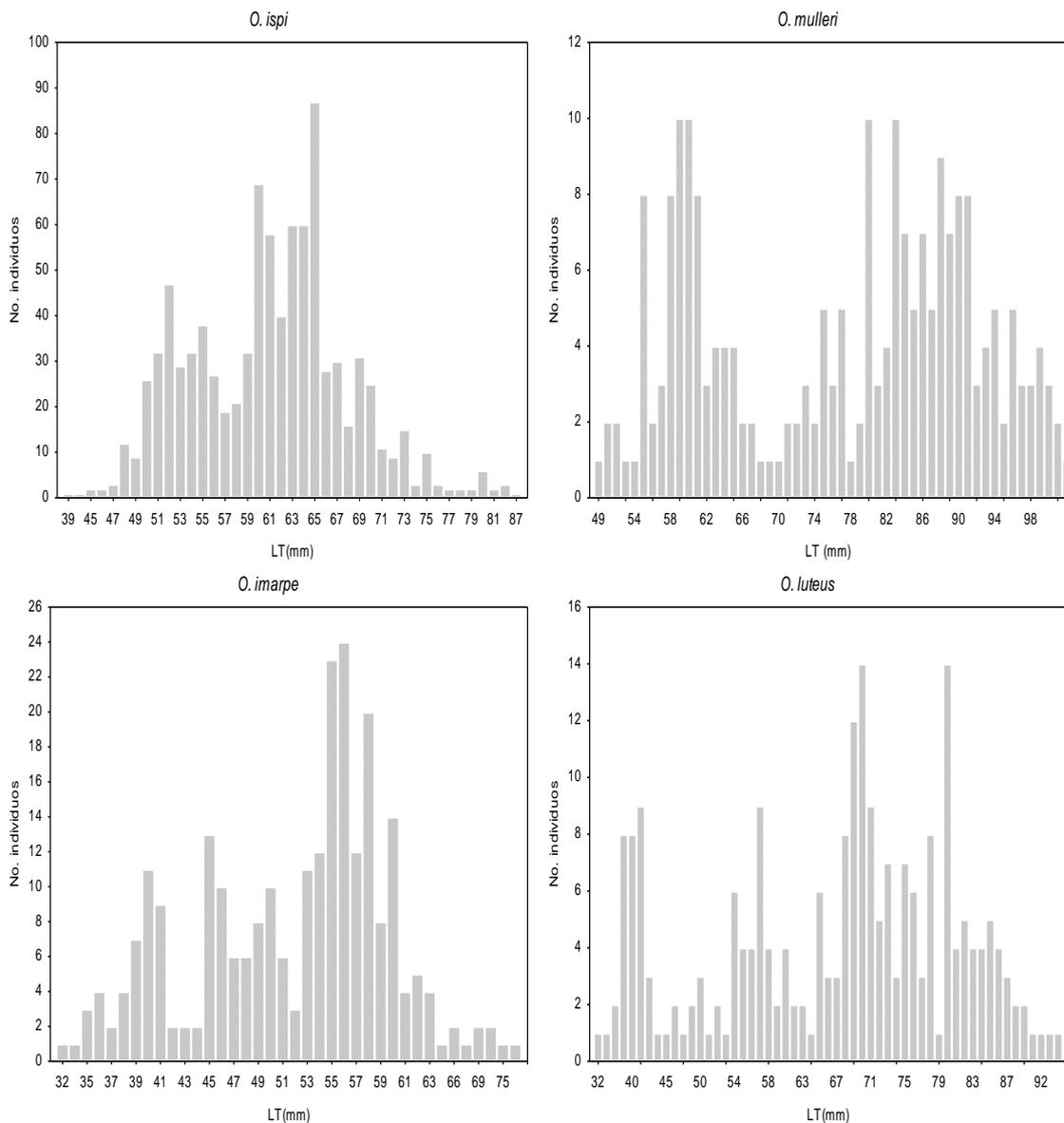
**Figura 13. Abundancia (%) y b) biomasa (%) de especies por profundidad (p.ej.: capturas bentónicas y pelágicas de todas las localidades).**

### Estructura de las poblaciones

Las cuatro especies analizadas (*Orestias ispi*, *O. imarpe*, *O. mulleri* y *O. luteus*), son las más representativas y abundantes del Lago Titicaca, según los resultados del presente estudio.

En la **Figura 14** se puede apreciar que de estas cuatro especies *O. ispi* presenta una estructura poblacional más simplificada, es decir con menos cohortes, lo que significa

que tiene una estrategia biológica diferente de las otras especies. Tal estrategia incluye menos longevidad y mayor tasa de crecimiento. El patrón de las otras tres especies es algo diferente, pues presentan una estructura que demuestra que viven más tiempo, crecen de una forma más lenta y, probablemente presentan esfuerzos reproductores menores.



**Figura 14. Estructura de de tallas de las poblaciones de las cuatro especies más representativa del Lago Titicaca (*O. ispi*, *O. mulleri*, *O. imarpe* y *O. luteus*).**

Esta interpretación hecha en base al análisis de los histogramas de la **Figura 14** se corroboró al aplicar el método de Bhattacharya de la progresión de las clases modales (**Tabla 3**).

**Tabla 3. Valores medio de la longitud total y respectiva desviación estándar (valor entre paréntesis) por cohorte, asumiendo cada cohorte como una clase de edad, de las cuatro especies más representativas. S.I es el índice de separación entre la clase modal y la anterior.**

Edad estimada	O. ispi		O. mulleri		O. imarpe		O. luteus	
	Lt	S.I.	Lt	S.I.	Lt	S.I.	Lt	S.I.
0+	53.30(2.71)	n.a.	58.66(2.19)	n.a.	35.76(1.06)	n.a.	41.19(1.67)	n.a.
1+	62.73(2.07)	3.95	75.74(1.24)	9.96	39.81(1.18)	3.62	49.50(1.06)	6.09
2+	76.65(3.84)	4.71	87.13(4.47)	3.99	45.81(0.91)	5.74	57.47(2.31)	4.73
3+			105.00(0.67)	6.95	49.69(1.54)	3.17	69.81(2.56)	5.07
4+					56.63(2.38)	3.54	79.42(2.15)	4.08
5+					74.58(5.29)	4.68	85.89(2.5)	2.78
6+							94.17(3.59)	2.72

Así pues, se puede observar que *O. ispi* vive hasta los dos años de vida, *O. mulleri* hasta los 3 años, *O. imarpe* puede vivir cinco años mientras que *O. luteus* es, de las especies analizadas, la más longeva pudiendo alcanzar los 6 años de vida. Hay que remarcar que este tipo de resultados obtenidos a través del análisis de las frecuencias de tallas sólo se pueden considerar validados cuando se acompañan con métodos directos de determinación de la edad, como por ejemplo la lectura de anillos de crecimiento en estructuras calcificadas (escamas, otolitos, radios de aletas, etc).

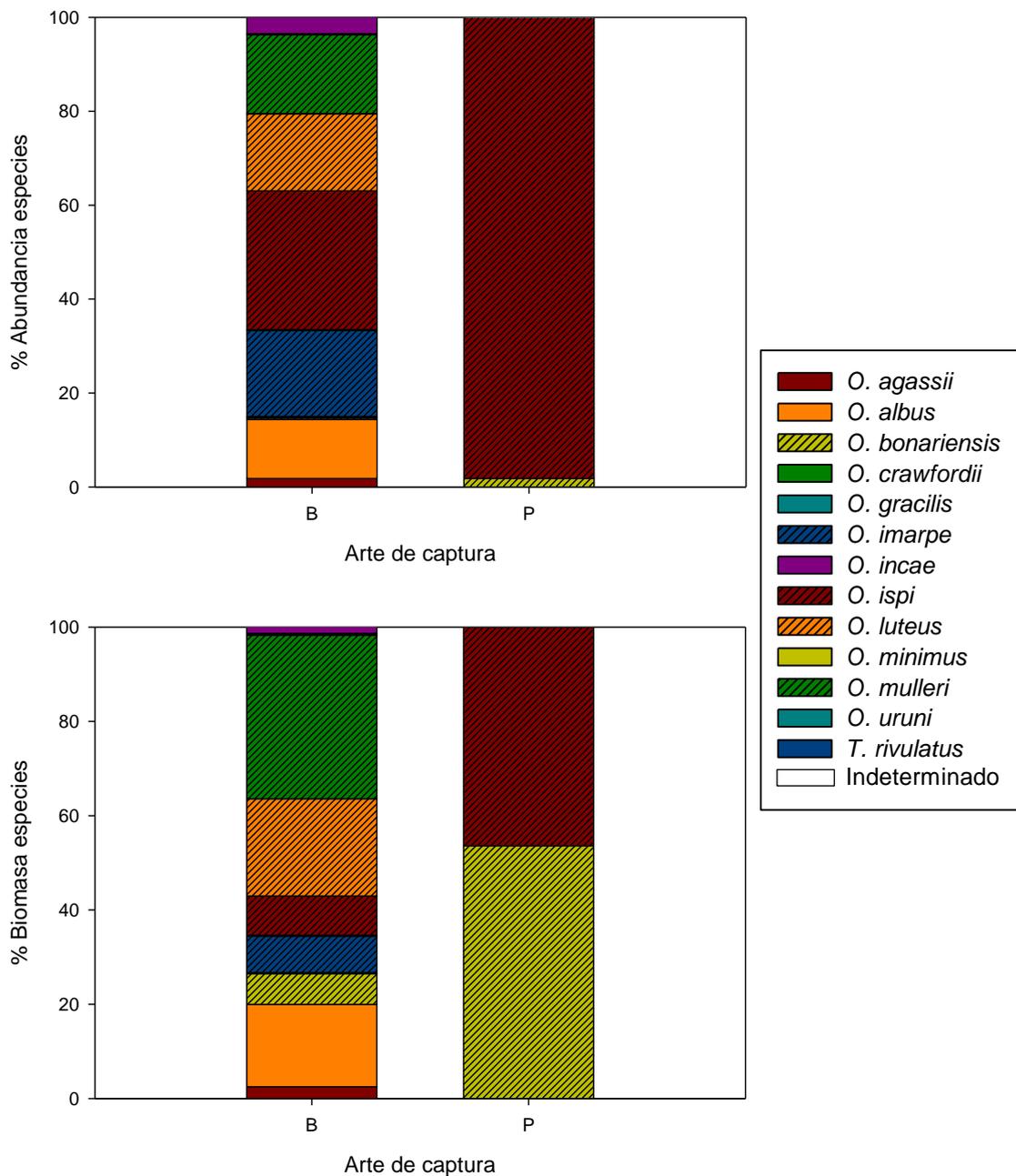
Al determinar la talla media por clase de edad para cada una de las especies, fue posible obtener la talla mínima de captura, asumiendo que las especies menos longevas se reproducen con un año de edad y las más longevas con dos años de edad. Teniendo en cuenta que es una asunción conservadora que solo se podrá corroborar con estudios de biología básica en los cuales se pueda determinar la edad de la primera madurez a través

del análisis de los estadios de desarrollo de las gónadas, a lo largo de un ciclo anual completo.

#### **4.2. Comparación entre artes de captura científica bentónica y pelágica. Selectividad de mallas. Recomendaciones aplicables a la gestión y uso sostenible de la pesca en el Lago.**

##### **Abundancia y biomasa de especies por arte de captura científica bentónica y pelágica**

Las diferencias en la composición de especies entre las capturas bentónicas y pelágicas son aun más evidentes que las variaciones observadas por efecto de la profundidad (ver **Figura 15**). Con la excepción de *O. ispi* y de *O. bonariensis*, todas las demás especies (12 especies) fueron capturadas solamente con redes bentónicas. El grueso de la comunidad pelágica está dominado por *O. ispi*, si bien la presencia de *O. bonariensis* alcanza una importancia igual o ligeramente superior a nivel de biomasa.



**Figura 15. Abundancia (%) y b) biomasa (%) de especies por arte de captura científica bentónica (B) y pelágica (P) (p.ej.: capturas de las tres profundidades de todas las localidades).**

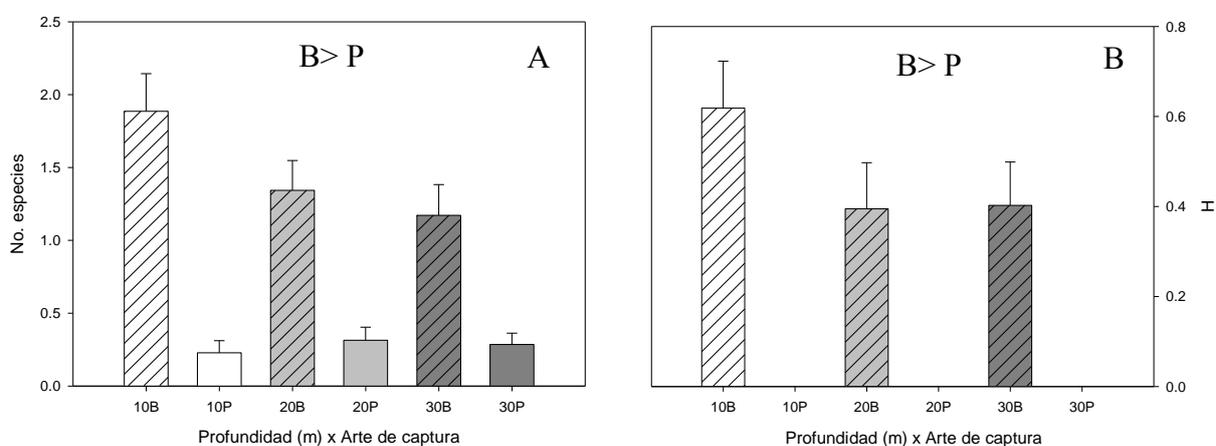
**Riqueza específica y diversidad (Shannon Index) por profundidad y arte**

Tanto para la riqueza específica como para la diversidad, los valores máximos (ca. 2 especies) se observan a 10 m de profundidad con una tendencia a la disminución a los

20 m que se mantiene hasta los 30 m (1 a 1.5 especies), pero que no llega a ser significativa (**Tabla 4**). En cambio, el efecto del arte de pesca (p.ej.: redes bentónicas vs. pelágicas), es de marcada importancia, por los valores tan bajos que se observan en las capturas pelágicas, en las que no se superan valores de una especie por panel de luz de malla (**Figura 16**).

**Tabla 4. ANOVA de dos vías (profundidad y arte de captura científica) para la abundancia y biomasa de las cuatro especies más abundantes. Los resultados significativos se indican en negrita.**

ANOVA		Riqueza específica			H		
	df	MS	F	p	MS	F	p
<b>Profundidad (P)</b>	2	1.985	1.954	0.144	0.282	1.577	0.208
<b>Arte (A)</b>	1	74.404	73.23	<b>0.000</b>	11.693	65.350	<b>0.000</b>
<b>P x A</b>	2	2.947	2.90	0.057	0.282	1.577	0.208
<b>Error</b>	204	1.016			0.178		



**Figura 16. a) Riqueza específica y b) diversidad (Shannon Index) de las capturas realizadas a cada profundidad (10, 20 y 30 m) con artes bentónicas (B) y pelágicas (P).**

### **Abundancia y biomasa de las especies más abundantes por profundidad y arte de captura**

En términos generales se observan un claro efecto de la profundidad y del tipo de hábitat (bentónico vs. pelágico) en la distribución de las comunidades icticas del Lago Titicaca. No obstante, también existe una gran variación en las capturas más abundantes (**Figura 17**), por lo que los factores evaluados no son significativos en todos los casos.

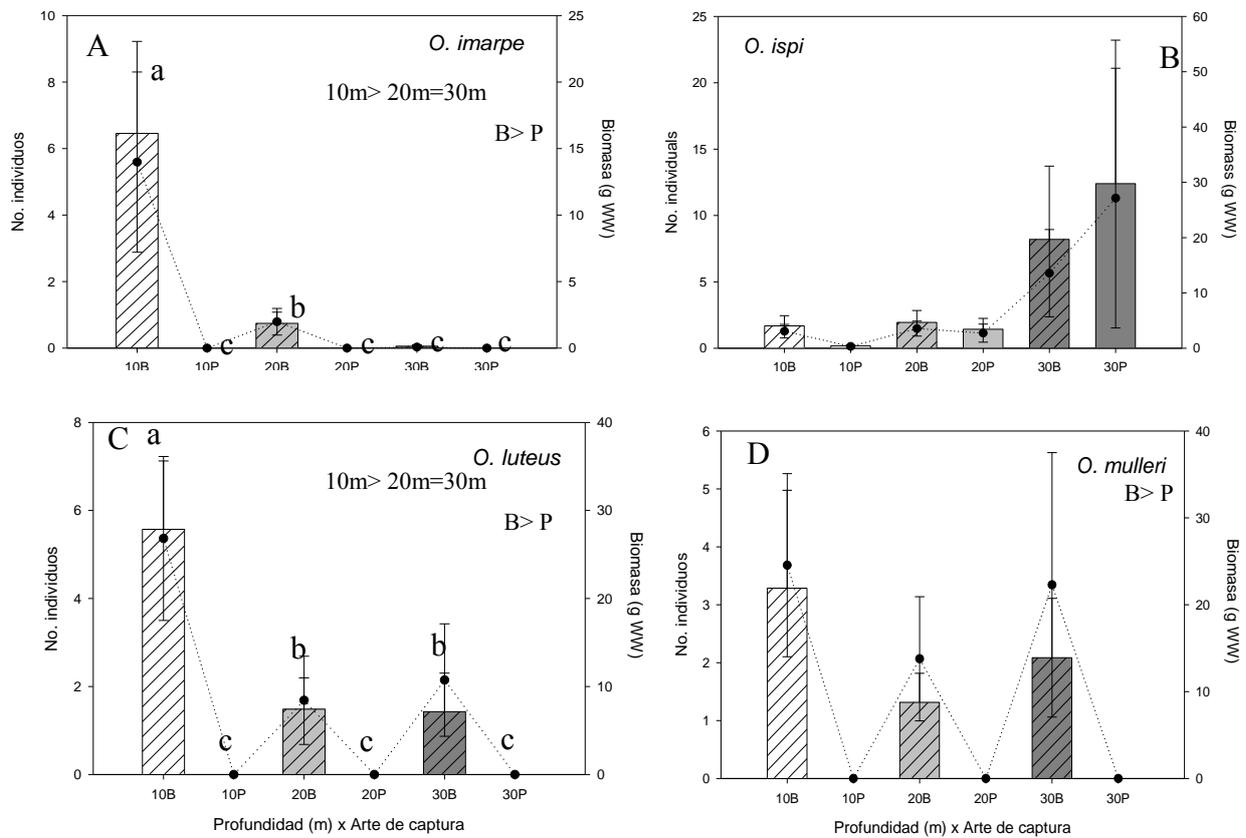
*Orestias imarpe*, muestra valores pelágicos mínimos a todas las profundidades y un máximo de abundancia y biomasa en el bentos a 10 m (ca. 6 individuos por panel de malla utilizado) y un mínimo bentónico a 30 m (p.ej.: interacción Profundidad x Arte significativa; **Figura 17**).

*O. ispi* presenta un pico de abundancia y biomasa a 30 m de profundidad, que tiende a ser mayor en el hábitat pelágico si bien las variaciones (SE) son tan elevadas que no detectan efectos significativo de ningún factor (**Figura 17**).

*O. luteus* y *O. mulleri*, muestran patrones de distribución parecidos con ausencia de capturas pelágica; máximos de abundancia y biomasa bentónicos a 10 m de profundidad y capturas similares a 20 y 30 m (**Figura 17**). No obstante, las diferencias entre profundidades son mayores para *O. luteus* que para *O. mulleri*, así como la magnitud de las variaciones (SE), por lo que solo se detectan efectos significativos en la primera (profundidad, arte y su interacción; **Tabla 5, Figura 17**).

**Tabla 5. ANOVA de dos vías (profundidad x arte de pesca pelágica y bentónica) para la abundancia y biomasa de las cuatro especies más abundantes. Los resultados significativos se indican en negrita.**

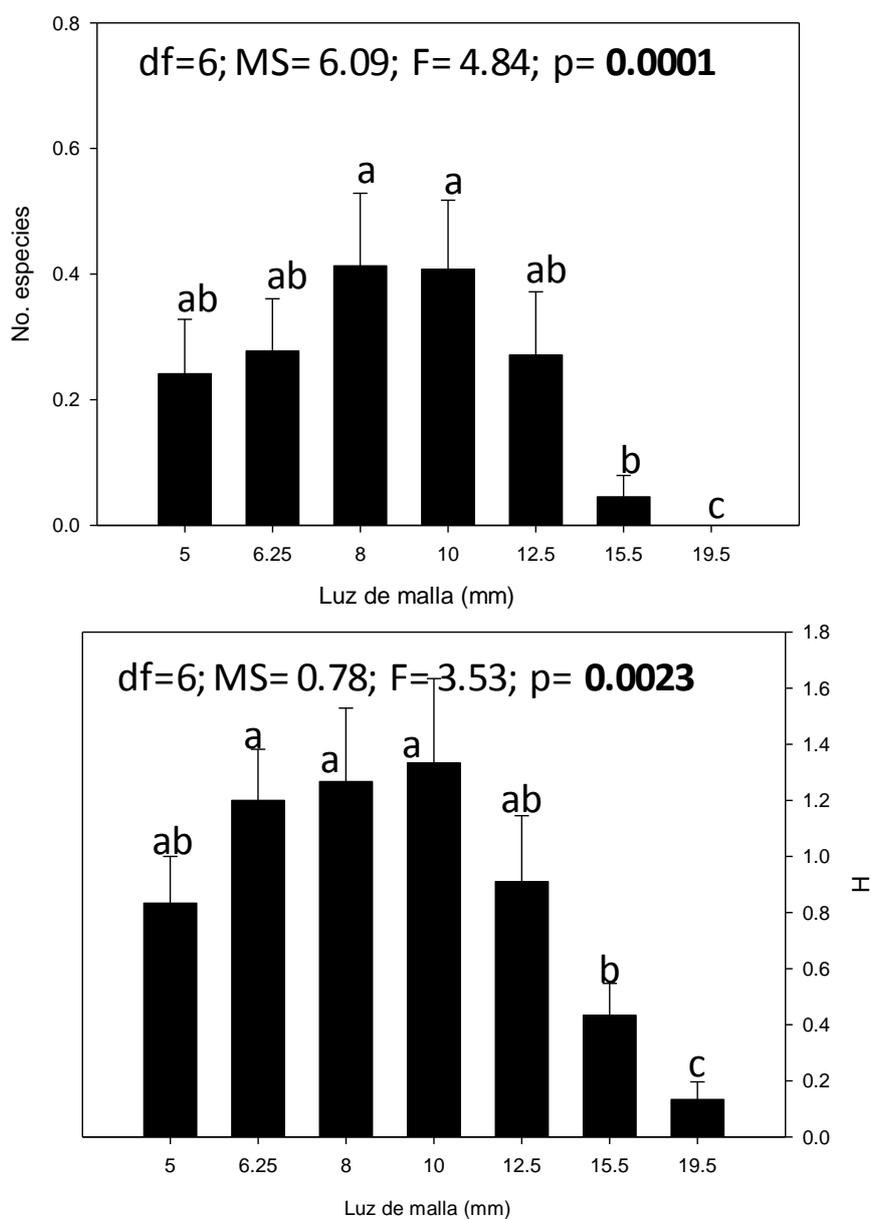
ANOVA		Abundancia			Biomasa			
		df	MS	F	p	MS	F	p
<i>O. imarpe</i>	Profundidad (P)	2	216,07	4,777	<b>0,0093</b>	994,61	3,636	<b>0,0280</b>
	Arte (A)	1	307,21	6,792	<b>0,0098</b>	1499,39	5,481	<b>0,0201</b>
	P x A	2	216,07	4,777	<b>0,0093</b>	994,617	3,636	<b>0,0280</b>
	Error	204	45,23			273,516		
<i>O. ispi</i>	Profundidad (P)	2	1897,03	2,177	0,115	7546,43	2,087	0,1266
	Arte (A)	1	27,50	0,031	0,859	583,51	0,161	0,6883
	P x A	2	162,97	0,187	0,829	1393,33	0,385	0,6807
	Error	204	871,27			3615,84		
<i>O. luteus</i>	Profundidad (P)	2	98,75	4,595	<b>0,0111</b>	1756,66	1,973	0,1418
	Arte (A)	1	420,04	19,546	<b>0,0000</b>	12330	13,859	<b>0,0006</b>
	P x A	2	98,75	4,595	<b>0,0111</b>	1756,66	1,973	0,1418
	Error	204	21,48			890,17		
<i>O. mulleri</i>	Profundidad (P)	2	17,27	0,712	0,4917	565,22	0,246	0,7820
	Arte (A)	1	260,74	10,751	<b>0,0012</b>	21439,1	9,336	<b>0,0025</b>
	P x A	2	17,27	0,712	0,4917	565,22	0,246	0,7820
	Error	204	24,25			2296,38		



**Figura 17.** Abundancia (No. de individuos; barras verticales) y biomasa (g WW; línea de puntos) de las cuatro especies más abundantes en el Lago Titicaca según su captura por profundidad (10, 20 y 30 m) y hábitat de captura (Bentónico (B) vs. Pelágico (P)). A) *O. imarpe*; B) *O. ispi*; C) *O. luteus*; D) *O. mulleri*. Los errores son SE. Los resultados de los SNK (abundancias) son indicados para cada factor significativo y su interacción (letras).

### Riqueza específica y diversidad (Índice de Shannon) por luz de malla

Tanto la riqueza específica como la diversidad presentaron diferencias significativas entre las distintas luces de malla utilizadas (**Figura 18**). En ambos casos, los valores mínimos se observan para las luces de malla de 15.5-19.5 mm y los máximos alrededor de los 8-10 mm para la riqueza específica y los 6.25-10 mm en el caso de la diversidad.



**Figura 18. a) Riqueza específica y b) diversidad (Índice de Shannon) de las capturas realizadas con las distintas luces de malla (5, 6.25, 8, 10, 12.5, 15.5 y 19.5 mm). Los errores corresponden a SE. Se indican los resultados de las ANOVAs y los SNK (letras).**

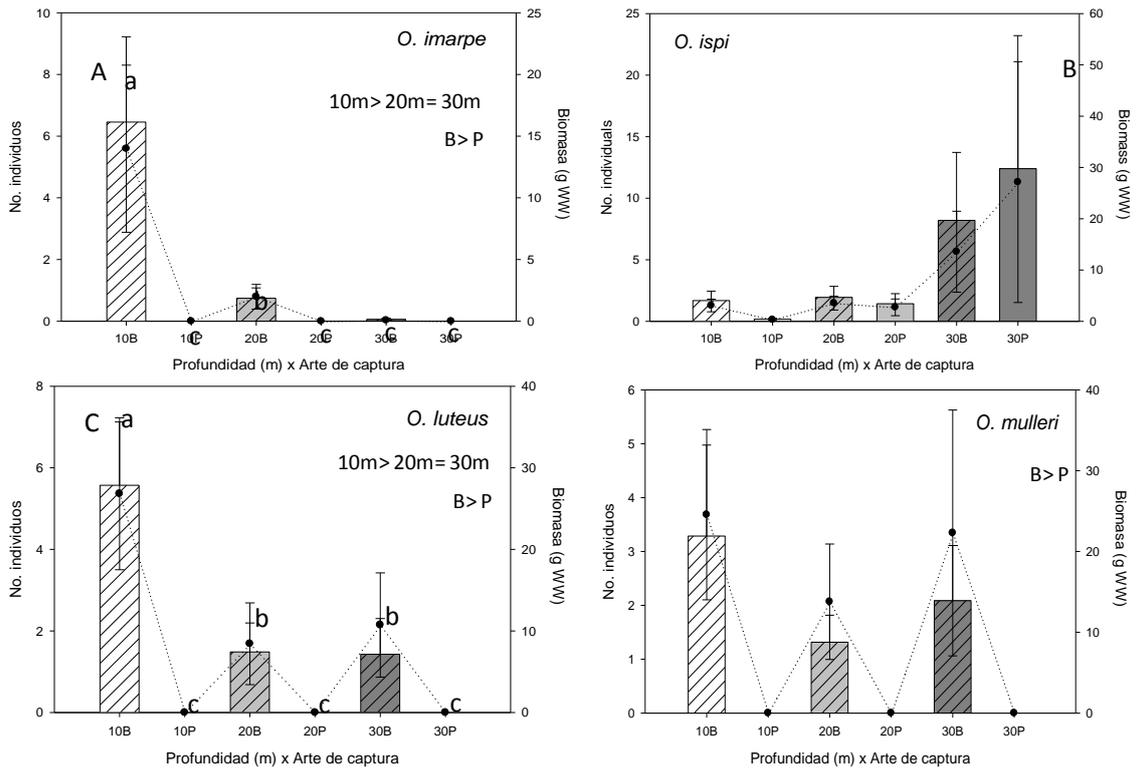
### Abundancia y biomasa de las especies más abundantes por luz de malla

Se detectan diferencias importantes entre las capturas por luz de malla para cada especie si bien todas ellas presentan mínimos a partir de tallas superiores a los 15,5 mm.

*O. imarpe* presenta el pico de abundancia y biomasa (diferencias significativas; **Tabla 6**) en la malla de 8 mm, con una disminución brusca en mallas superiores hasta alcanzar valores cercanos a cero a los 15.5 mm (**Figura 19**). Las capturas de *O. ispi* tienden (p.ej.: diferencias no significativas estadísticamente) a un primer pico en la malla de 5mm, seguido por un máximo absoluto en la malla de 8 mm, a partir de la cual caen y dejan de capturarse a partir de mallas superiores a los 10 mm (**Figura 19**). La única especie para la cual las abundancias entre las luces de malla son estadísticamente significativas es *O. luteus* (**Tabla 6**), con un primer pico de abundancia a 5 mm y otro a 10-12.5 mm, a partir del cual su captura decae bruscamente (**Figura 19**). Finalmente, *O. mulleri* es capturada entre los 6.25 y los 19.5 mm de luz de malla, donde se observan valores mínimos, y distribución relativamente uniforme entre los 8 y los 15.5 mm (**Figura 19**).

**Tabla 6. Tabla ANOVA de una vía (Luz de malla) para la abundancia y biomasa de las cuatro especies más abundantes. Los resultados significativos se indican en negrita.**

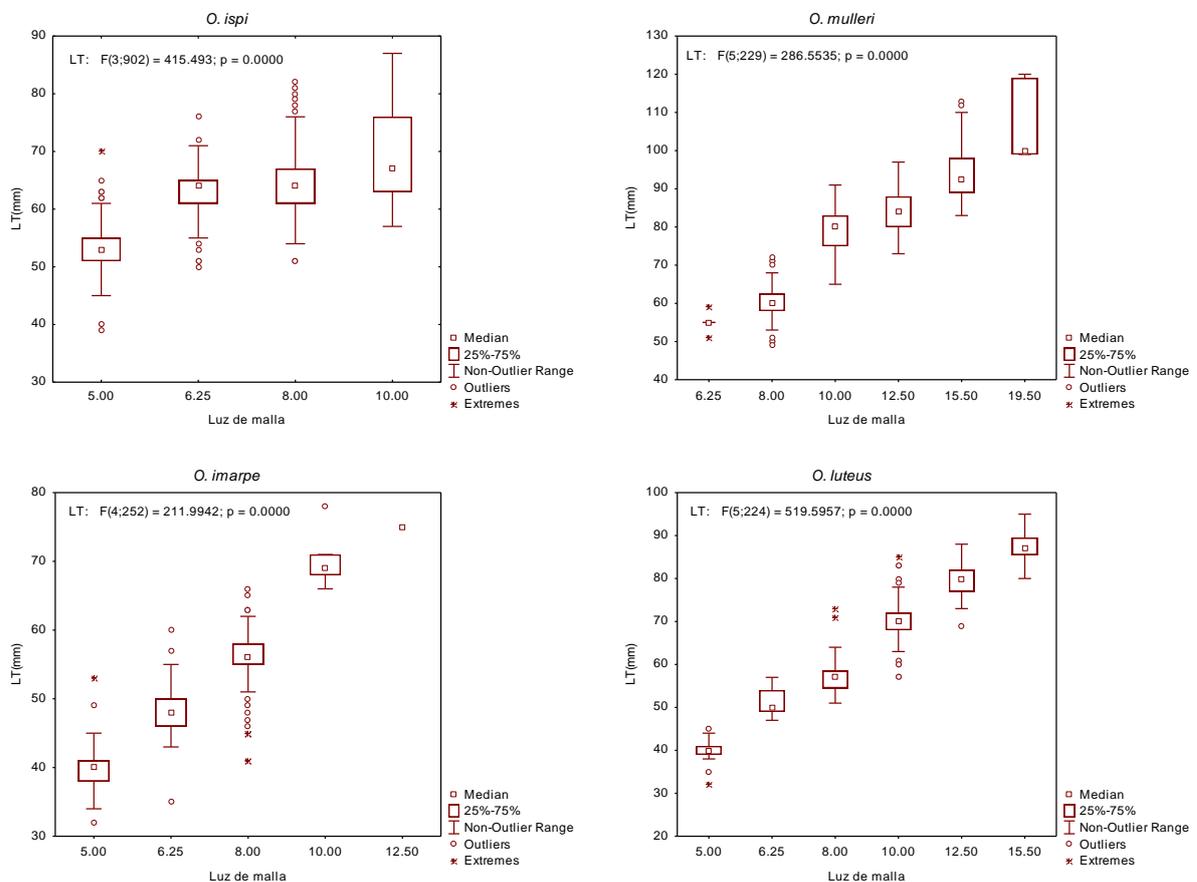
ANOVA		Abundancia			Biomasa		
Luz de malla	df	MS	F	p	MS	F	p
<i>O. imarpe</i>	6	94.77	1.947	0.074	680.93	2.405	<b>0.028</b>
<i>O. ispi</i>	6	930.10	1.065	0.384	3921.3	1.081	0.374
<i>O. luteus</i>	6	53.77	2.228	<b>0.041</b>	2602.29	2.837	<b>0.011</b>
<i>O. mulleri</i>	6	30.508	1.210	0.302	4418.28	1.911	0.079



**Figura 19. Abundancia (No. de individuos; barras verticales) y biomasa (g WW; línea de puntos) de las cuatro especies más abundantes en el Lago Titicaca según su captura por luz de malla (5, 6.25, 8, 10, 12.5, 15.5 y 19.5 mm). A) *O. imarpe*; B) *O. ispi*; C) *O. luteus*; D) *O. mulleri*. Los errores son SE. Los resultados de los SNK (abundancias) son indicados para cada factor significativo y su interacción (letras).**

## Selectividad de malla y propuestas de gestión

La selectividad de malla se analizó cruzando los resultados obtenidos en el punto anterior en el cual se discute como inferir la talla de la primera madurez y la información sobre que rangos de tallas se capturan con las diferentes luces de malla. En la **Figura 20** se puede observar la distribución de las tallas de las cuatro especies analizadas para cada una de las mallas utilizadas en el muestreo.



**Figura 20. Distribución de tallas para cada una de las mallas de las redes agalladeras utilizadas.**

Asumiendo entonces que *O. ispi* y *O. mulleri* se reproducen a partir de un año de edad, analizando la dispersión de los valores de las tallas para estas dos especies según la luz de malla se concluye que para no causar desequilibrios poblacionales por sobre pesca, la

malla mínima que deberá ser utilizada es de 10 mm, pues es la malla con la cual más de 75% de los individuos capturados son de una talla superior a la talla de la supuesta primera madurez. Aplicando este mismo criterio para las dos otras especies, pero considerando que se reproducen a los dos años de edad, las mallas mínimas serían de 10 mm para *O. luteus* y 6.25 mm para *O. imarpe*. Sin embargo, para evitar capturar individuos inmaduros de las otras tres especies, se recomienda que, también para *O. imarpe* se utilice una malla no inferior a 10 mm.

#### **4.3. Parámetros fisicoquímicos**

Los resultados de las mediciones fisicoquímicas realizadas en el Lago Titicaca se presentan en la **Tabla 7**. Los máximos valores de temperatura fueron encontrados en la estación de Huencalla con 17,1, mientras que los mínimos en la estación de Mohokachi en el Lago Menor con 13,9°C por ser un lago menos profundo que el Lago Mayor.

Así mismo, los máximos valores de oxígeno disuelto se encontraron en Pomata con 10,86 mg/l y los menores en Coata con 4,48 mg/l. Esta última estación presentó los valores mínimos de conductividad, pH, GH, KH y los máximos valores de NO<sub>2</sub> con respecto a las demás estaciones. El NH<sub>4</sub> y el PO<sub>4</sub> se mantuvieron entre 0 y 0,1 en todas las localidades muestreadas. En cuanto al NO<sub>3</sub>, la estación con más altos valores fue Barco localizada en la Bahía de Puno, con 4 mg/l.

**Tabla 7. Datos fisicoquímicos medidos en el Lago Titicaca.**

Localidad	T° (°C)	OD (mg/l)	Conductividad (µS/cm)	pH	GH (dGH)	KH (dKH)	NH <sub>4</sub> (mg/l)	NO <sub>2</sub> (mg/l)	NO <sub>3</sub> (mg/l)	PO <sub>4</sub> (mg/l)
Desembocadura Río Ilave	14,6	6,64	1239	8,2	17	8	0	0,02	0,5	0
Huencalla (Nueva Alianza)	17,1	5,72	1307	8,2	17	6	0,1	0,02	0,5	0
Bahía de Tamán (P. Capachica)	14,9	6,09	1239	8,2	20	7	0,1	0	0,5	0
Barco (Chucuito)	16,3	5,47	1318	8,2	18	5	0,1	0,03	4	0
Desembocadura Río Ramis	14,6	5,29	754	8,3	20	7	0,1	0,02	2	0,1
Pusi	15,1	6,19	1258	8,3	16	6	0,1	0	3	0,1
Pomata (Villa Santiago)	15,2	10,86	1570	8,6	17	7	0	0	1	0
Coata	13,9	4,48	460	8	5	3	0,1	0,05	2	0,1
Escallani	15,3	6,12	1220	8,7	16	6	0,1	0	0,5	0,1
Tilali	14,3	5,84	1280	8,7						
Moho	14,6	7,26	1280	8,6	18	8	0	0	1	0
Mohokachi (Lago Menor)	13,9	5,69	1540	8,9	16	4	0,1	0	1	0
Inka-Chaka (Copacabana)	15	6,88	1280	8,8	18	7	0	0	0,5	0

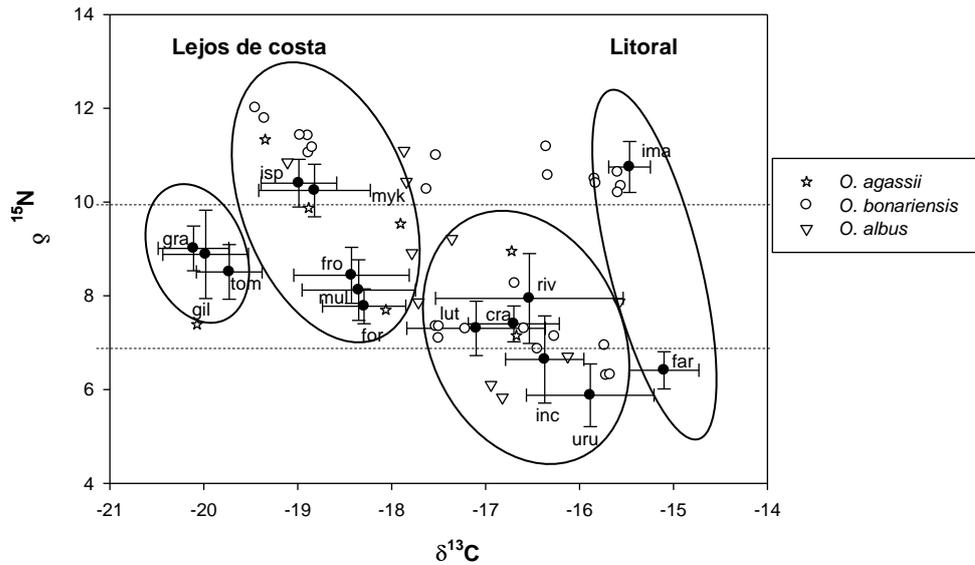
#### 4.4. Isótopos estables

Las signaturas isotópicas de las especies de peces del Lago Titicaca fueron estadísticamente significativas ( $p < 0,05$ ). Las medias de estos valores de  $\delta^{15}\text{N}$  variaron entre 5,88‰ a 10,75‰ (Tabla 8).

**Tabla 8. Resumen de los valores isotópicos de las especies ícticas del Lago Titicaca. Las firmas isotópicas están representadas como la media  $\pm$  desviación estándar.**

Especie	N	Media LT	Rango de talla (mm)	$\delta^{13}\text{C}$ (‰)	$\delta^{15}\text{N}$ (‰)	r	p-valor
<i>Odontesthes bonariensis</i>	26	158	41-422	-17,06 $\pm$ 1,31	9,31 $\pm$ 2	0,814	7,33e-06
<i>Oncorhynchus mykiss</i>	8	200	149-268	-18,99 $\pm$ 0,48	10,4 $\pm$ 0,61	0,476	0,562
<i>Orestias luteus</i>	10	134,92	115-148	-17,1 $\pm$ 1,03	7,3 $\pm$ 0,81	-0,236	0,794
<i>Orestias gilsoni</i>	10	95,05	56-112	-19,98 $\pm$ 0,64	8,88 $\pm$ 1,32	-0,454	0,562
<i>Orestias gracilis</i>	10	52,07	47-57	-20,11 $\pm$ 0,53	9,01 $\pm$ 0,67	0,404	0,562
<i>Orestias aff. agassii</i>	7	134,27	112-163	-18,24 $\pm$ 1,28	8,85 $\pm$ 1,53	0,672	0,562
<i>Orestias crawfordi</i>	9	76,3	59-85	-16,7 $\pm$ 0,63	7,4 $\pm$ 0,5	0,158	0,819
<i>Orestias uruni</i>	4	44	40-46	-15,88 $\pm$ 0,43	5,88 $\pm$ 0,42	0,2	1
Complejo <i>mulleri</i>	6	81,8	70-91	-18,35 $\pm$ 0,57	8,12 $\pm$ 0,61	-0,289	0,794
<i>Orestias cf. incae</i>	3	52,33	48-60	-16,37 $\pm$ 0,17	6,64 $\pm$ 0,37	1	0,666
<i>Orestias albus</i>	10	125,4	84-167	-17,31 $\pm$ 1	8,49 $\pm$ 1,93	0,595	0,562
<i>Orestias farfani</i>	9	135,66	95-162	-15,1 $\pm$ 0,48	6,41 $\pm$ 0,52	-0,433	0,562
<i>Orestias forgeti</i>	4	62,6	60-65	-18,29 $\pm$ 0,28	7,78 $\pm$ 0,23	0	1
<i>Orestias frontosus</i>	7	144,57	128-168	-18,46 $\pm$ 0,66	8,44 $\pm$ 0,64	-0,321	0,794
<i>Orestias ispi</i>	8	83,8	80-90	-18,82 $\pm$ 0,71	10,25 $\pm$ 0,67	-0,554	0,562
Complejo <i>imarpe</i>	8	51,1	47-54	-15,47 $\pm$ 0,26	10,75 $\pm$ 0,65	0,227	0,794
<i>Orestias tomcooni</i>	9	48,67	39-55	-19,73 $\pm$ 0,45	8,51 $\pm$ 0,76	0,193	0,794
<i>Trichomycterus rivulatus</i>	8	134,12	65-159	-16,53 $\pm$ 1,19	7,94 $\pm$ 1,14	-0,012	1

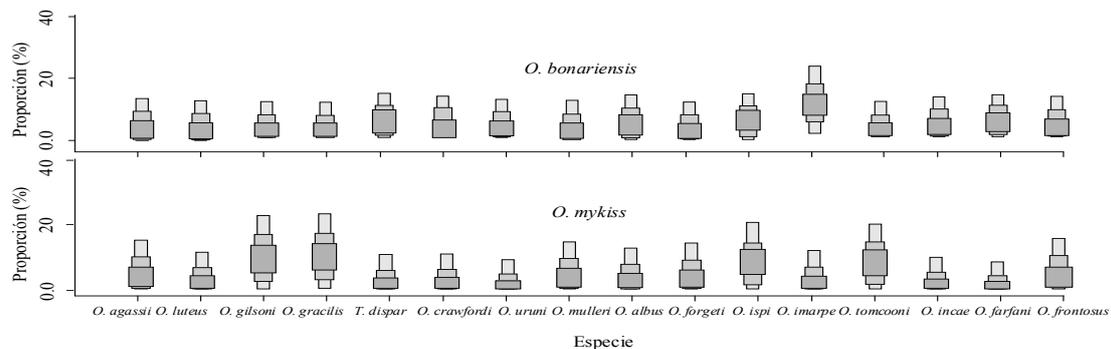
De acuerdo a los valores de  $\delta^{15}\text{N}$ , tres grupos de especies fueron identificados ( $p < 0,05$ ) (**Figura 21**). *O. bonariensis* mostró los más altos valores de  $\delta^{15}\text{N}$ . A la vez, *Orestias albus* fue la especie que presentó las mayores desviaciones (con una media de 8,49‰  $\pm$  1,93). Los más bajos valores fueron obtenidos en los peces litorales de menor tamaño tales como *Orestias farfani*, *O. incae* y *O. uruni*. Sin embargo, la mayoría de las especies mostraron un estrecho rango isotópico con valores intermedios de  $\delta^{15}\text{N}$  (**Figura 21**).



**Figura 21.** Composición isotópica ( $\delta^{13}\text{C}$  y  $\delta^{15}\text{N}$ , media y 95% de intervalo de confianza) para los peces del Lago Titicaca. (myk= *O. mykiss*, isp= *O. ispi*, gra= *O. gracilis*, tom= *O. tomcooni*, gil= *O. gilsoni*, fro= *O. frontosus*, mul= *O. mulleri*, for= *O. forgeti*, lut= *O. luteus*, cra= *O. crawfordi*, inc= *O. incae*, riv= *T. rivulatus*, uru= *O. uruni*, far= *O. farfani*, ima= Complejo imarpe). Líneas discontinuas representan los niveles tróficos. Las especies entre elipses y líneas discontinuas no presentan diferencias estadísticamente significativas en sus valores de  $\delta^{13}\text{C}$  y  $\delta^{15}\text{N}$  ( $p > 0.05$ ).

En cuanto a los valores de  $\delta^{13}\text{C}$ , las medias variaron entre  $-20,11\text{‰}$  to  $-15,1\text{‰}$  y fueron identificados 4 grupos de especies de acuerdo a sus valores de  $\delta^{13}\text{C}$  ( $p < 0,05$ ) (**Figura 21**). Los máximos valores de  $\delta^{13}\text{C}$  fueron encontrados en *O. gracilis*, *O. gilsoni* y *O. tomcooni*, especies sobre las cuales se tiene muy poca información sobre sus hábitos alimenticios. El segundo grupo fue conformado por especies tales como la trucha arco iris y *O. ispi* y especies bentopelágicas como *Orestias frontosus*, *Orestias mulleri* y *Orestias forgeti*. El tercer grupo incluyó especies tales como *Orestias crawfordi*, *O. luteus*, *T. dispar*, *O. incae* y *O. uruni*. Los más pequeños valores de  $\delta^{13}\text{C}$  fueron encontrados en *Orestias imarpe* y *Orestias farfani*. *O. agassii* y el pejerrey argentino mostraron las más grandes desviaciones estándar en  $\delta^{13}\text{C}$  (**Tabla 8**).

Al realizar correlaciones bivariadas entre la LF y los valores de  $\delta^{15}\text{N}$  de las especies ícticas del Lago Titicaca se encontraron relaciones positivas solamente en el pejerrey argentino ( $r = 0,814$ ,  $p < 0,001$ ) (**Tabla 8**). En relación al efecto potencial de las especies introducidas sobre las nativas, la estimación del índice de solapamiento relativo de nicho sugiere que el nicho trófico de la trucha arco iris puede afectar de mayor manera a *Orestias gilsoni*, *Orestias gracilis*, *Orestias ispi* y *Orestias tomcooni*. Por el contrario, el pejerrey argentino podría estar más solapado con el de *O. imarpe* (**Figura 22**).



**Figura 22. Índice relativo de solapamiento de nicho trófico de las especies introducidas sobre las nativas en el Lago Titicaca, utilizando modelos mixtos.**

Los resultados de este capítulo han sido objeto de la elaboración de un artículo que ha sido enviado a una revista internacional indexada y en estos momentos se encuentra en fase de revisión. Por tanto, la discusión aquí presentada es un resumen del contenido de dicho artículo. La ictiofauna del Lago Titicaca presenta un elevado grado de endemidad y algunas especies tienen una gran plasticidad fenotípica (Kawanabe *et al.*, 1997; Vila *et al.*, 2007). Sin embargo, esta biodiversidad puede verse afectada por la introducción de especies exóticas de peces y otros impactos antrópicos que tienen lugar

en el Lago (p.ej.: sobrepesca, contaminación, etc.). Las introducciones de especies foráneas pueden generar cambios en abundancia, distribución de hábitats, alteraciones de la cadena alimentaria y cambios en los ecosistemas (Townsend, 1996). Por lo tanto, entender la estructura de la cadena alimenticia y las relaciones tróficas es crucial para asesorar el potencial impacto ecológico causado por la introducción de las especies exóticas.

Aunque algunos estudios de contenido estomacal confirman que entre los peces del Lago Titicaca existe una división de los recursos (Lauzanne, 1982; Vaux *et al.*, 1988; Northcote, 2000; Maldonado *et al.*, 2009), la diversidad de hábitats en el lago alberga diferentes comunidades de presas, lo que genera interpretaciones erróneas sobre la posición trófica de las especies. Debido a que usualmente el análisis de los contenidos estomacales está sesgado hacia la presa más abundante y conspicua y que representa la comida consumida sólo por un corto período de tiempo en una pequeña área, los resultados no son concluyentes (Bootsma *et al.*, 1996). Por lo tanto, en los últimos años ha sido ampliamente utilizado el análisis de isótopos estables para conocer la interacción de las cadenas alimenticias, como una herramienta complementaria a los estudios convencionales de contenido estomacal (Vander Zanden *et al.*, 1999).

El amplio rango mostrado en los valores de  $\delta^{15}\text{N}$  muestra la existencia de tres diferentes niveles tróficos. Los peces litorales más pequeños fueron los que obtuvieron los más bajos niveles tróficos y por el contrario, los más altos se encontraron en las especies introducidas colectadas aguas adentro del lago, la trucha arco iris y el pejerrey argentino. Sin embargo, dos especies nativas de peces, el pelágico *O. ispi* y el litoral *O. imarpe* también ocupan los más altos niveles tróficos. Los altos valores de  $\delta^{15}\text{N}$

observados para *O. ispi* pueden ser sorprendentes si se tiene en cuenta que esta especie ha sido previamente descrita como estricta zooplanctófaga. No obstante, estos resultados también pueden ser debidos a que esta especie también puede alimentarse de huevos en muchas de sus incursiones al litoral, que utiliza como área de reproducción y alimentación (Alfaro *et al.*, 1982; Vaux *et al.*, 1988). De igual modo, son sorprendentes los valores isotópicos encontrados en *O. imarpe* ya que se tiene muy poca información acerca de esta pequeña especie litoral. Parenti (1984) colectó esta especie entre una profundidad de 1 a 2 m pero a una distancia de la costa entre los 70 o 100 m. Probablemente esta clase de hábitat permita que esta especie se alimente de organismos con un alto contenido de  $\delta^{15}\text{N}$  como las puestas de otras especies de peces (confirmado en observaciones personales).

La mayoría de las especies bentopelágicas muestran valores intermedios de  $\delta^{15}\text{N}$  con un estrecho rango lo que sugiere que están compartiendo el mismo nicho trófico. Entre las especies nativas *O. albus* es la única especie descrita como ictiófaga (Lauzanne, 1991; Vila *et al.*, 2007). La gran variabilidad observada en los valores de  $\delta^{15}\text{N}$  podría estar relacionada a cambios ontogénicos de la dieta. Sin embargo en este trabajo sólo se encontró una relación positiva entre LF y el  $\delta^{15}\text{N}$  del pejerrey. Por otra parte, es posible que la débil relación obtenida para *O. albus* pueda ser consecuencia del pequeño rango de tallas de los individuos estudiados. Los incrementos en  $\delta^{15}\text{N}$  a medida que aumenta las tallas en el pejerrey son debidos a cambios de alimentación en especial de tipo piscívora, lo que genera una posición trófica superior (Vaux *et al.*, 1988; Vila *et al.*, 2007).

Por otro lado, los valores de  $\delta^{13}\text{C}$  sugieren la existencia de 4 grupos diferentes relacionados con cadenas alimentarias lejanas o cercanas a la costa. Los valores más altos de  $\delta^{13}\text{C}$  en el Lago Titicaca fueron obtenidos en las especies litorales que en las pelágicas, tal como había sido descrito en otros lagos (Hecky y Hesslein, 1995). Esto puede ser debido a que los productores litorales comparados con los pelágicos, son más ricos en  $\delta^{13}\text{C}$  debido a factores como la limitación de  $\text{CO}_2$  y al fraccionamiento del carbono disuelto inorgánico (France, 1995).

Los más altos valores de  $\delta^{13}\text{C}$  fueron obtenidos en especies litorales tales como *O. imarpe* y *O. farfani*. Por lo tanto, el mayor aporte de  $\delta^{13}\text{C}$  de las especies litorales está influenciado con la gran diversidad de los alimentos terrestres en los sitios cubiertos por “totora”. Sin embargo, es sorprendente que estas especies tengan valores diferentes que las del segundo grupo con también características litorales como *O. incae* y *O. uruni*. Este resultado puede estar influenciado por la mezcla de comunidades de presas de la zona béntica y pelágica cerca de la costa. El segundo grupo está conformado por especies bentopelágicas y litorales las cuales se alimentan principalmente de anfípodos, ostrácodos y moluscos (Parenti, 1984; Lauzanne, 1991; Maldonado *et al.*, 2009). El tercer grupo está compuesto por especies pelágicas como *O. ispi* y *O. mykiss* y bentopelágicas como *O. frontosus*, *O. mulleri* y *O. forgeti*. Por lo tanto, las especies pelágicas pueden compartir los mismos recursos en diferente medida con las especies bentopelágicas, debido al uso del litoral como áreas de alimentación y reproducción.

En contraste con el gradiente descrito, los más bajos valores de  $\delta^{13}\text{C}$  fueron obtenidos en especies de pequeño tamaño como *O. gracilis*, *O. gilsoni* y *O. tomcooni* para las cuales los hábitos litorales han sido previamente descritos (Parenti, 1984). Estas

especies han sido capturadas en aguas someras (0-2 m de profundidad) pero generalmente a distancias de más de 30 m de la costa (Parenti, 1984). Sin embargo, la biología y ecología de estas especies es aún desconocida.

Muchas especies que se mueven entre aguas profundas y litorales, debido a patrones de alimentación y estratificación térmica, suelen mostrar valores de  $\delta^{13}\text{C}$  intermedios correspondientes a organismos litorales o pelágicos (France, 1995). Así mismo, algunas especies presentan diversidad de nichos y dietas como es el caso de *O. agassii*, que es la especie nativa más variable y de más amplia distribución dentro del lago (Parenti, 1984). Principalmente se distribuye en la zona pelágica pero es capaz de colonizar diferentes hábitats mostrando una dieta muy diversa (Lauzanne, 1991). Esta adaptabilidad a diversos nichos tróficos puede estar relacionada con algunas características morfológicas, que determinan en muchos casos los tipos de presas consumidas (Karpouzi y Stergiou, 2003). Lauzanne (1982) describió tres polimorfismos para esta especie. *O. agassii* litoral, el cual es predominante fitófago alimentándose de algas y crustáceos. Los grandes individuos de la zona pelágica son zooplanctófagos, los cuales presentan una dieta rica en copépodos, cladóceros y algunas veces fitoplancton. Los individuos que habitan la zona profunda consumen predominantemente restos del fondo como algas, larvas de quironómidos y ostrácodos. Por lo tanto es posible, de acuerdo al hábitat en el cual viven, determinar el tipo de dieta de cada especie (Lauzanne, 1991). Las grandes desviaciones en  $\delta^{13}\text{C}$  encontradas para esta especie ponen de manifiesto que *O. agassii* está ocupando varios hábitats dentro del lago.

Similarmente, *O. luteus* presenta una morfología robusta típica de una especie béntica. Trabajos previos señalan que esta especie presenta una dieta basada en crustáceos

bénticos y planctónicos, pero actualmente también incluye peces pequeños (observación personal) revelando una dieta más oportunista. Cabe resaltar que *O. luteus* está remplazando paulatinamente a *O. agassii* en las capturas comerciales del Lago Titicaca (Ministerio del Medio Ambiente y Agua, 2009) posiblemente porque la distribución de los recursos tróficos haya cambiado en los últimos años. Esto respalda la idea de que la mayoría de la ictiofauna del lago sea más oportunista que ecológicamente especializada, tal como lo sugiere Maldonado *et al.* (2009).

Por lo tanto, entender el grado de competencia por hábitat y recursos alimenticios que ejercen las especies introducidas sobre las nativas es fundamental para dictar medidas de manejo. El pejerrey argentino actualmente es el mayor y más abundante depredador del lago (Northcote, 2000). Aunque es un pez pelágico superficial, usualmente prefiere habitar áreas de macrófitas donde también se reproducen. Se alimentan de quironómidos anfípodos y zooplancton cuando son juveniles y de peces, especialmente *Orestias mooni*, cuando son adultos (Vila *et al.*, 2007). Probablemente la depredación ejercida sobre esta especie haya afectado la abundancia de su población en los últimos años. La composición isotópica del pejerrey argentino muestra pequeñas diferencias entre las estrategias alimentarias de sus individuos, los cuales obtienen sus presas en varios nichos tróficos. Aunque el pejerrey argentino pueda afectar a muchas especies nativas como depredador o competidor por recursos, incluyendo alevines de trucha (Northcote, 2000), puede afectar de forma más puntual especialmente a *O. imarpe*.

La trucha arco iris es el otro gran depredador introducido en el Lago Titicaca. Se alimentan principalmente de insectos acuáticos, crustáceos y pequeños peces nativos (Vila *et al.*, 2007), lo que explica su alta posición trófica. Nuestros resultados

demuestran que la trucha arco iris ejerce una depredación más generalista sobre muchas especies del lago, principalmente solapando su nicho con *O. gilsoni*, *O. gracilis*, *O. tomcooni* y *O. ispi*. Estudios anteriores muestran que un tercio de las presas de la trucha arco iris en el Lago Titicaca son *O. ispi* y jóvenes de pejerrey argentino (Hanek, 1982) quizás porque son las especies más abundantes en la zona litoral. Los efectos negativos de la trucha sobre los peces nativos ya han sido probados en otros ríos y lagos, generando cambios en abundancia, distribución y composición de las poblaciones nativas de peces (Townsend, 1996). Ya que en los últimos años evaluaciones hidroacústicas han demostrado una disminución en la biomasa íctica del Lago Titicaca (Vila *et al.*, 2007), entender la dinámica trófica es muy importante para proponer medidas urgentes de conservación.

#### **4.5. Diagnóstico de los peces mediante indicadores generales de salud y biomarcadores hematológicos**

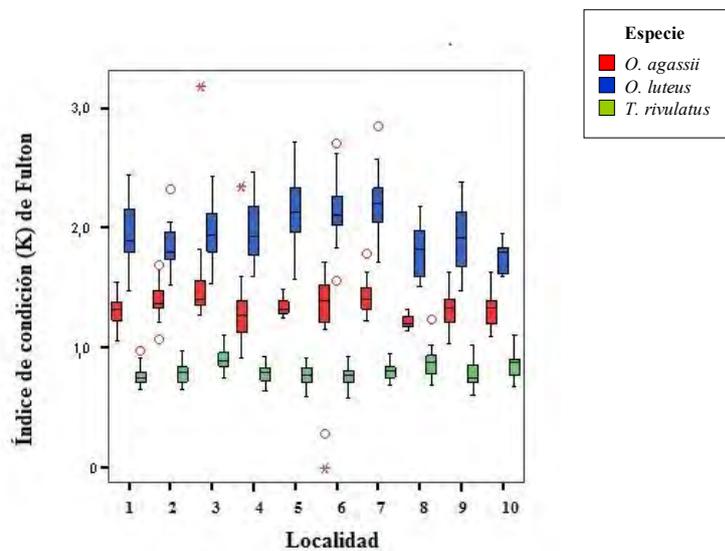
##### **Biometría e índices de condición de las especies estudiadas**

Los valores medios de las biometrías por localidad están condensados en el **Anexo 2**. Diferencias estadísticamente significativas fueron encontradas entre sexos analizando las distintas variables biométricas por localidad ( $p < 0,05$ ). Entre las 10 localidades del estudio, los individuos con menores tallas, pesos totales y pesos eviscerados en las 2 especies de *Orestias* fueron encontrados en Chucuito y Moho y para *Trichomycterus* en Chucuito e Inka-Chaka.

El menor índice hepatosomático en *O. agassii* fue encontrado en Chucuito ( $p < 0,05$ ). En *O. luteus* los menores índices se encontraron en Huencalla, Chucuito e Inka-Chaka. Por su parte, los menores índices de *T. rivulatus* se observaron en la desembocadura del Río

Ilave e Inka-Chaka. Al igual que el índice hepatosomático en *O. agassii* el esplenosomático fue menor en Chucuito. Para *O. luteus* este índice muy parecido entre las localidades con excepción de la desembocadura del río Ramis donde aumenta drásticamente. Por su parte en *T. rivulatus* se obtuvieron los menores valores en las estaciones de Tamán y Moho.

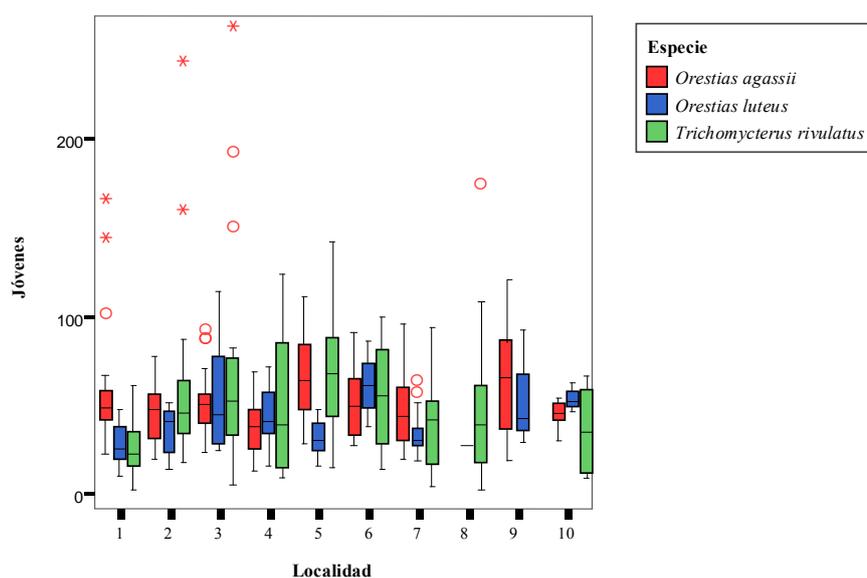
En cuanto al índice de condición de Fulton fue más alto en las especies de *Orestias* (K= 1,2-2,2) que en la de *Trichomycterus* (K= 0,7-0,9) (**Figura 23**). Los menores índices para *O. agassii* fueron encontrados en Chucuito y Moho. Por su parte los menores índices de condición en *O. luteus* fueron encontrados en Huencalla, Moho, Mohokachi e Inka-Chaka. *T. rivulatus* no presenta grandes diferencias en la condición de los peces entre localidades.



**Figura 23.** Índice de condición de Fulton (K) de 3 especies de peces del Lago Titicaca.

### Biomarcadores sanguíneos

Los coeficientes de correlación de Spearman de los parámetros biométricos y hematológicos medidos en las 3 especies están resumidos en los **Anexos 3, 4 y 5**. El recuento de los eritrocitos presenta una tendencia muy similar en las 3 especies de peces muestreadas (**Figura 24**). La mayor producción de células jóvenes en *O. agassii* se presentó en las estaciones ubicadas en la desembocadura del Río Ramis y Mohokachi con un porcentaje cercano al 60%. En *O. luteus* el mayor porcentaje de células inmaduras se encontraron en las localidades de la Bahía de Tamán, Pusi, Mohokachi e Inka-Chaka, con un porcentaje cercano al 50%. Por su parte, los porcentajes de eritrocitos jóvenes en *T. rivulatus* no presentaron grandes diferencias entre las diferentes localidades muestreadas.

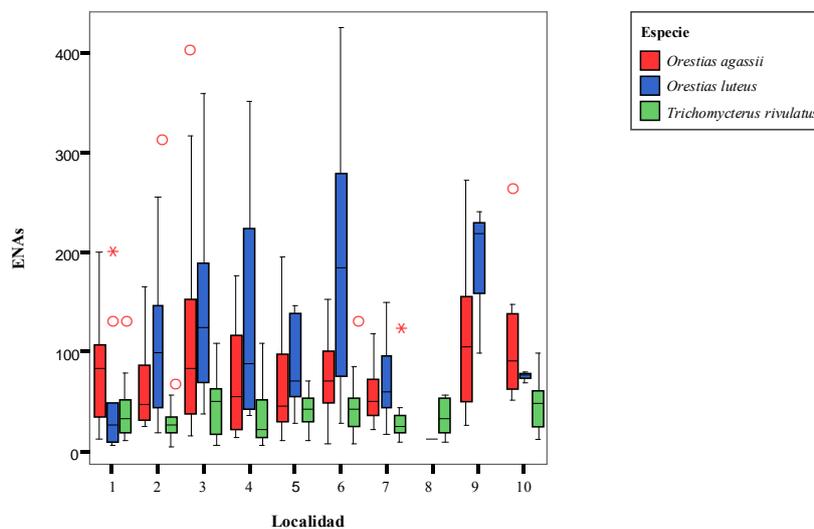


**Figura 24.** Eritrocitos inmaduros de 3 especies de peces del Lago Titicaca.

El mayor número de anomalías nucleares de los eritrocitos (ENAs) de *O. agassii* se presentaron en las estaciones de la Bahía de Tamán, Mohokachi e Inka-Chaka (**Figura**

25). En comparación con las demás especies, *O. luteus* presentó el mayor número de ENAs y las localidades donde se presentaron las mayores anomalías fueron Huencalla, la Bahía de Tamán, Chucuito, desembocadura del Río Ramis, Pusi y Mohokachi. En el número de ENAs de *T. rivulatus* tampoco se observaron diferencias entre localidades.

La especie donde se presentaron el mayor número de células degeneradas fue *O. agassii* con un porcentaje cercano al 20% (Figura 26). Los mayores valores se presentaron en las localidades de la desembocadura del Río Ilave, Chucuito y Coata, estas dos últimas pertenecientes a la Bahía de Puno. La especie con el menor porcentaje de células en estado de degeneración es *O. luteus* con un porcentaje cercano al 3%.

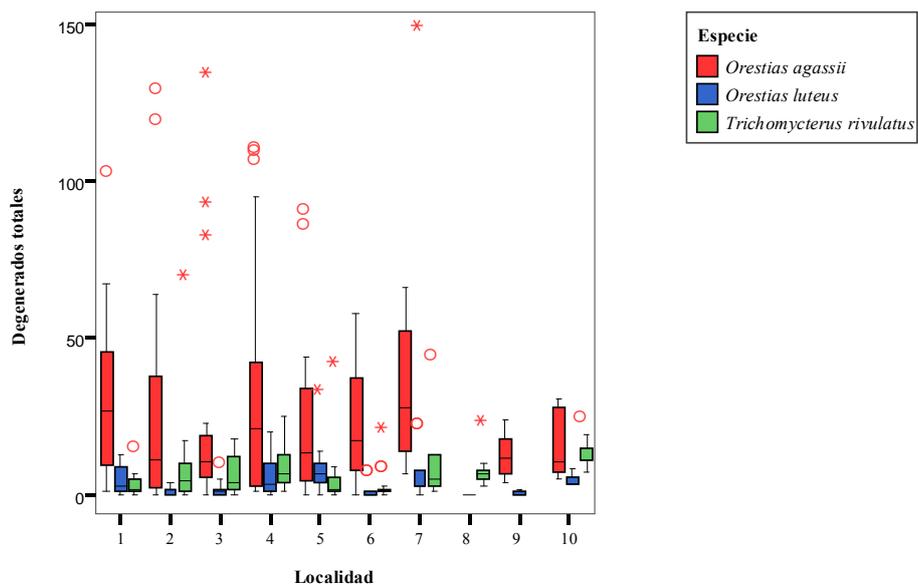


**Figura 25. Eritrocitos con anomalías en el núcleo (ENAs) presentes en 3 especies de peces del Lago Titicaca.**

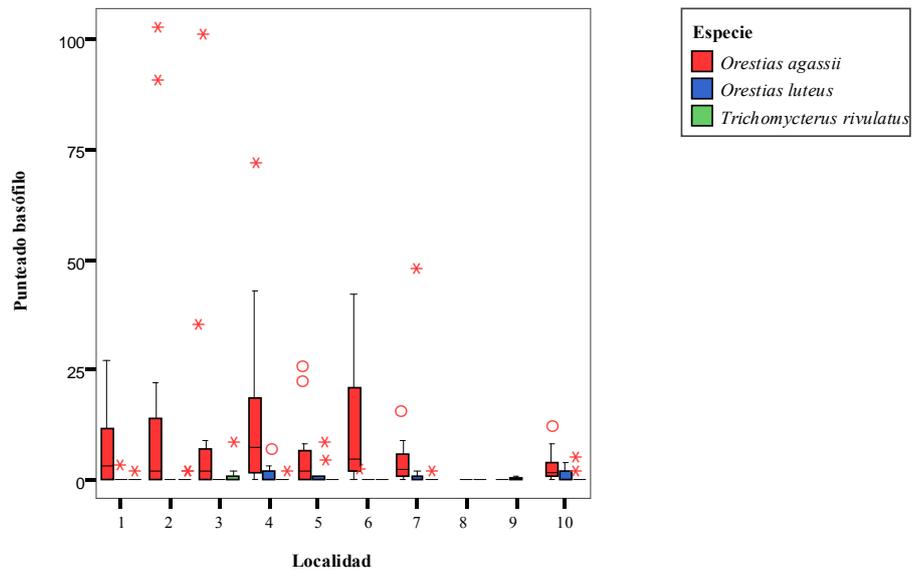
Los mayores porcentajes se encontraron en la desembocadura del Río Ilave, Chucuito, desembocadura del Río Ramis, Coata e Inka-Chaka. En *T. rivulatus* los porcentajes de

células degeneradas oscilaron cercanas al 10% y los más altos valores fueron encontrados en Huencalla, Bahía de Tamán, Chucuito, Coata e Inka-Chaka.

Entre las tres especies, el mayor número de eritrocitos con punteado basófilo fue encontrado en *O. agassii* (**Figura 27**). Las localidades donde se encontraron los mayores porcentajes de esta degeneración celular fueron Chucuito y Pusi. A su vez, *O. luteus* presenta pequeños porcentajes de eritrocitos con punteado basófilo en Chucuito e Inka-Chaka. *T. rivulatus* no presenta ninguna tendencia en este tipo de anomalía.

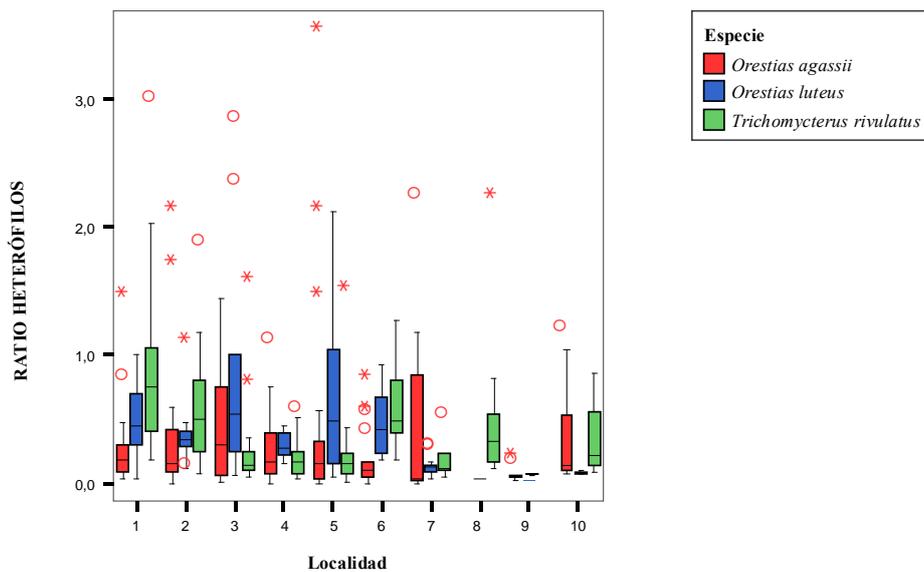


**Figura 26. Eritrocitos degenerados presentes en 3 especies de peces del Lago Titicaca.**



**Figura 27. Eritrocitos con punteado basófilo presentes en 3 especies de peces del Lago Titicaca.**

Al calcular la ratio de células con actividad fagocítica en *O. agassii* los mayores valores se obtuvieron en las localidades de la Bahía de Tamán, Coata e Inka-Chaka (**Figura 28**). Por su parte, los mayores valores en *O. luteus* fueron obtenidos en las desembocaduras de los ríos Ilave y Ramis, Bahía de Tamán y Pusi. En *T. rivulatus* los mayores valores se obtuvieron en la desembocadura del Río Ilave, Bahía de Tamán y Pusi.



**Figura 28. Ratio de heterófilos presentes en 3 especies de peces del Lago Titicaca.**

Hasta la fecha la mayoría de los programas de biomonitorización utilizando a los peces como bioindicadores han imbricado poco las disciplinas de la toxicología ambiental y de la ecología. En la aproximación ecológica, los estudios de impactos antrópicos sobre la ictiofauna se han basado principalmente en análisis poblacionales y de estructura de las comunidades, así como en índices de integridad biótica (IBI). A una escala más de organismo se han utilizado los parámetros morfométricos como indicadores del estado de condición de los individuos (Encina y Granado-Lorencio, 1997; Vila-Gispert y Moreno-Amich, 2001; Oliva-Paterna *et al.*, 2003; Benejam *et al.*, 2010).

En la vertiente de la toxicología ambiental, predominan los estudios realizados con biomarcadores de exposición (determinación de concentración de xenobióticos en tejidos diana) y efecto (histopatología) (Lavado 2006; Fernandes *et al.*, 2007; Damásio *et al.*, 2008; Raldúa *et al.*, 2008; Solé *et al.*, 2010). No obstante, la mayoría de estos

estudios utilizan como centinelas a especies exóticas (como la carpa *Cyprinus carpio*, principalmente), se centran en el estudio de los disruptores endocrinos y utilizan técnicas invasivas. En este sentido, la utilización de biomarcadores hematológicos tiene la ventaja que no conlleva el sacrificio de los animales analizados. En este sentido, los resultados recogidos en la presente memoria suponen un avance importante en la conservación de la ictiofauna altoandina y especialmente del Lago Titicaca.

La sensibilidad de un organismo a las perturbaciones antrópicas varía en función de la especie, del momento de su ciclo vital, de la población considerada y del tipo, duración e intensidad de la perturbación. Los vertidos de aguas residuales y la escorrentía superficial pueden contener una amplia gama de sustancias tóxicas (p.ej.: metales pesados, fertilizantes, pesticidas, medicamentos, etc.) y es muy costosa su detección individualizada en el medio natural (Prat y Munné, 2000; Teixidó *et al.*, 2001; Damásio *et al.*, 2008; Azzurro *et al.*, 2010). Además, el análisis químico permite detectar los llamados elementos o compuestos prioritarios, pero no informa de los efectos en la biota (Cheung *et al.*, 1993; Bellés *et al.*, 2002). Por otro lado, la concentración de estos compuestos en el medio puede ser muy baja o presentar fluctuaciones a lo largo del año que dificultan su monitorización (p.ej.: avenidas incrementan el poder de dilución, remueven sedimentos, etc.). Ésta pueda ser la causa de la discordancia entre los parámetros físico-químicos medidos por nuestro equipo en el Lago Titicaca y los episodios de contaminación descritos en la bibliografía. Por ejemplo, no se observan cambios en la conductividad entre localidades y tampoco los valores reflejan vertidos de aguas residuales, puesto que la geología del terreno unida a la elevada evaporación que presenta el Lago bien pueden ser los responsables de los valores determinados. Por otro

lado, la concentración de compuestos nitrogenados y fosfatados son bajas en todas las localidades no detectándose, por tanto, eutrofización.

La conductividad está relacionada con las sales disueltas y puede ser una medida indirecta del grado de contaminación. Las sales disueltas pueden tener un origen natural (p.ej.: rocas carbonatadas) o antrópico (p.ej.: vertidos de cloruros vía las aguas residuales). Los resultados de estos parámetros junto con los valores de oxígeno son perfectamente compatibles con la vida de los peces (Noga, 2000). No obstante, los análisis físico-químicos realizados no informan de manera alguna sobre la presencia de otros xenobióticos en el medio, tales como herbicidas, metales pesados y otros. La bahía de Puno es un buen ejemplo de esta discordancia entre los parámetros físico-químicos determinados en campo y lo reflejado en la bibliografía. La ciudad de Puno está considerada el principal foco de contaminación del Lago Titicaca debido al incremento poblacional que ha experimentado en los últimos años. La red de alcantarillado es ineficiente y, en muchos casos, se producen vertidos de aguas residuales directamente al Lago sin tratamiento alguno (Ministerio de Agricultura, 1995). Amén de la fluctuación natural que pueden presentar los contaminantes por causas naturales, la gran superficie y profundidad de la Bahía de Puno (564 km<sup>2</sup>, max. 30m respectivamente) hacen pensar también que quizá el punto de muestreo seleccionado no sea el más representativo de toda la masa de agua. Así mismo, la trayectoria que siguen los contaminantes en la Bahía dependen del *Fetch* que dado el tamaño de la misma no es nada despreciable y altera fuertemente la trayectoria de las corrientes (Margalef, 1983).

En relación al uso de bioindicadores, este diagnóstico permite evaluar la acción combinada de varios compuestos tóxicos bajo la influencia de las condiciones

ambientales. Se detecta el potencial efecto de los compuestos que hayan sido determinados en los análisis físico-químicos sobre los peces, pero también el de xenobióticos que pudieran estar presentes, como se comenta en el párrafo precedente. No obstante, este informe sólo pretende relacionar la variabilidad observada en los parámetros determinados en los peces por localidad y especie. No puede relacionarse tal variabilidad con gradiente de contaminación alguno al no estar reflejado en los parámetros ambientales determinados. Con este fin, se utilizaron indicadores generales del estado de salud de las poblaciones de peces (p.ej.: estructura de tallas), índices de condición física por individuo y también biomarcadores hematológicos que son compatibles con la conservación de las especies al ser una técnica poco invasiva y su potencial como herramientas de diagnóstico está ampliamente documentada (Houston, 1997; Maceda-Veiga *et al.*, 2010).

En relación a los biomarcadores hematológicos, se pretende evaluar su utilización futura para conocer el estado de salud de las poblaciones de peces del lago sin necesidad de proceder a su sacrificio. Por otro lado, la recogida de muestras es sencilla y el análisis económico (Blaxhall y Daisley, 1973; Houston, 1997). No obstante, su empleo como herramienta de diagnóstico tiene la dificultad de su escasa aplicación en peces y la ausencia de valores de referencia para cada uno de los parámetros. Por ello, uno de nuestros principales objetivos fue comprobar la utilidad de estos biomarcadores en *O. agassii*, *O. luteus* y *T. rivulatus*.

En cuanto a los índices de condición, se aplicaron el índice de condición física de Fulton que guarda relación con la disponibilidad de alimento, el índice hepatosomático que guarda relación con la movilización de reservas hepáticas y con alteraciones

estructurales que pudiera sufrir este órgano, y el índice esplenosomático que está directamente relacionado con la actividad del sistema inmune (Di Giulio y Hinton, 2008). Es, por tanto, esperable que aquellos peces que estén cursando algún proceso infeccioso de larga duración presenten un bazo dilatado (Noga, 2000; Di Giulio y Hinton, 2008). Y, finalmente, en relación a la estructura de la población, los sesgos en la distribución de tallas indican poblaciones de peces impactadas y además informan de la existencia de reclutamiento (p.ej.: detectando individuos jóvenes).

Los peces de todas las especies presentan una estructura poblacional sesgada hacia los individuos de menor talla en la localidad 4 (Chucuito). En esta localidad también se detectan los peces de peor condición corporal (índice de Fulton) y los valores del índice hepatosomático más bajos. Una reducción en el índice hepatosomático puede ser debida a la movilización de reservas hepáticas para hacer frente al gasto energético producido por los mecanismos fisiológicos de compensación (Di Giulio y Hinton, 2008). Estos procesos fisiológicos actúan cuando las condiciones ambientales son desfavorables para la especie (hay entrada de aguas residuales en esta localidad) y el organismo tiene que compensar los desajustes (p.ej.: tisulares, celulares, etc.) que se producen en su interior para garantizar su supervivencia (Di Giulio y Hinton, 2008). En este caso, también se ha producido una reducción de masa corporal que queda reflejado en el índice de Fulton. Por otro lado, las frecuencias relativas de eritrocitos en inmaduros y degenerados permiten inferir la eritropoyesis que muestra signos de cierta inhibición en esta localidad en el caso de *O. agassii*. No obstante, extraer estas conclusiones es un tanto arriesgado al carecer de los recuentos totales de glóbulos rojos (glóbulos rojos por  $\text{mm}^3$  o de los valores de hematocrito (porcentaje de glóbulos rojos en un volumen determinado de sangre) (Pacheco y Santos, 2002). Estos parámetros no se determinaron

por dificultades metodológicas en campo y al ser la sangre, un fluido altamente perecedero. En cambio, estos resultados nos permiten decir que en la localidad 4, *O. agassii* y *O. luteus* presentaron efectos citolíticos en sus eritrocitos y que, además, *O. luteus* incrementó significativamente el porcentaje de eritrocitos con anomalías nucleares. Estos resultados confirman los efectos deletéreos de los vertidos de aguas residuales de dicha localidad sobre estas dos especies y no sólo a nivel fisiológico, sino que también se evidencian los efectos a escala de organismo (menor condición física) y a nivel poblacional (estructura de tallas sesgada).

Por otro lado, en el caso de *T. rivulatus*, no hay evidencias de efectos ni citotóxicos ni citolíticos en sus eritrocitos ni tampoco alteraciones en ninguno de los otros parámetros analizados. Así pues, puede confirmarse que, de las especies estudiadas, sería la más tolerante a los episodios de contaminación detectados en esta localidad. Cabe decir que esta tendencia es aplicable al resto de las localidades, puesto que la variabilidad detectada en esta especie no se corresponde con ningún episodio potencial de contaminación que pudiera existir en ninguna de las localidades muestreadas.

En relación al resto de puntos muestreados, *O. agassii* y *O. luteus* coincidieron en detectar efectos genotóxicos en las localidades 3 (Tamán) y 9 (Mohokachi). La localidad 3 se consideraba de aguas limpias en un principio, no obstante estos resultados parecen indicar la presencia de xenobióticos que alteran el ADN. La mayoría de las malformaciones nucleares de los eritrocitos son indicadores inespecíficos de compuestos genotóxicos (imposible identificar al agente causante de la anomalía). No obstante, se observa en los ejemplares de *O. agassii* capturados en esta localidad un incremento de eritrocitos con punteado basófilo que es indicativo de contaminación por

plomo. Esta misma situación la encontramos en *O. agassii* de las localidades 1 (desembocadura del Río Ilave), 2 (Huencalla) y 6 (Pusi). En lo que concierne a la localidad 9, muestra cierta eutrofización de acuerdo con la bibliografía consultada pero no se describen vertidos de ningún tipo que pudieran explicar los efectos genotóxicos detectados. Por otro lado, la localidad 10 (Inka-Chaka) presenta compuestos genotóxicos según *O. agassii* y la localidad 7 (Coata) según *O. luteus*. De acuerdo con los informes técnicos consultados, la localidad 7 es la única que presentaría una fuerte presión antrópica por vertidos de aguas residuales de origen industrial. En estos vertidos es probable la presencia de metales pesados cuya acción genotóxica está ampliamente descrita (Maceda-Veiga *et al.*, 2010).

Junto con el perfil de eritrocitos, otro indicador del estado de salud de las poblaciones de peces y de situaciones de estrés es la fórmula leucocitaria (Davis *et al.*, 2008). La proporción granulocitos / linfocitos tiene relación con la activación del sistema inmune innato. Por tanto, que no se detecten diferencias en la ratio no es indicativo de ausencia proceso infeccioso, sino que quizá la respuesta sea del sistema inmune adquirido (reflejado fundamentalmente en los linfocitos). Es normal que exista gran variabilidad individual puesto que la respuesta del sistema inmune adquirido depende del Complejo Mayor de Histocompatibilidad (CMH) el cual presenta una gran variabilidad individual (Davis *et al.*, 2008; Di Giulio y Hinton, 2008). Nuevamente, la ausencia del recuento total de los diferentes tipos de leucocitos no nos permite discernir entre los dos procesos. Si bien, en caso de un proceso infeccioso o inflamatorio, se observaría además la dilatación del bazo. Precisamente, lo que se observó en la localidad 4. Respecto al resto de localidades, se observa un predominio de granulocitos en las localidades 1 en *O. luteus* y en *T. rivulatus*, en la 3 en *O. luteus* y *O. agassii*, en la 7 en *O. agassii* y en *T. rivulatus*, y en la 2 sólo en *T. rivulatus*.

La presencia de contaminación y el incremento de la susceptibilidad a las enfermedades es un fenómeno ampliamente reportado en la literatura científica (Noga, 2000). Muchos xenobióticos son supresores conocidos del sistema inmunitario. Además, algunos compuestos presentes en los efluentes de depuradoras de aguas residuales (p.ej.: disruptores endocrinos) tienen como dianas específicas receptores del sistema endocrino el cual guarda una estrecha relación con el sistema inmune. Pero también es cierto que pueden aparecer procesos infecciosos aún cuando las condiciones ambientales son favorables (p.ej.: parásitos introducidos por especies exóticas, etc.). No obstante, nuestro estudio no permite llegar hasta la causa del problema. Un examen histopatológico del hígado o del bazo puede aportar luz sobre las causas del problema, si bien las muestras todavía no fueron procesadas.

Como comentario general al análisis mediante biomarcadores, no debe sorprender al lector la discordancia que pueda existir entre los parámetros fisiológicos determinados en las diferentes especies. Los resultados dependen de la sensibilidad de cada uno de los organismos. Existe variabilidad tanto intraespecífica como interespecífica, y también influye el tiempo de exposición e intensidad de la perturbación, y el momento del ciclo vital del organismo centinela (Di Giulio y Hinton, 2008). En este sentido, también es importante tener en cuenta el grado de movilidad de las especies.

Por regla general, las especies bentónicas (p.ej.: *T. rivulatus*, *O. luteus*) se consideran mejor indicadoras de la contaminación por presentar menos movilidad. Por tanto, los resultados obtenidos con estas especies reflejarían mejor el escenario de contaminación de los puntos muestreados. En cualquier caso, sería necesario conocer el “*home range*”

de estas especies para poder asegurarlo (p.ej.: marcaje-recaptura). Por el contrario, *O. agassii* sería la especie más móvil y, de hecho, existen diversos morfotipos (bentónicos y pelágicos) que con toda probabilidad también aportan variabilidad a los resultados.

En resumidas cuentas, los biomarcadores hematológicos han permitido detectar disfunciones fisiológicas en los peces nativos del Lago Titicaca que corroboran su idoneidad como bioindicadores. De todos los biomarcadores son las anomalías nucleares de los eritrocitos aquellas que presentan una mejor relación causa-efecto. Es decir, el incremento significativo en su frecuencia es un claro indicador de la presencia de compuestos genotóxicos en el medio. En algunos casos, como se ha visto, estos impactos no estaban documentados en los informes técnicos consultados ni en la literatura científica consultada. Por tanto, será necesario realizar un estudio minucioso de estas localidades con el objetivo de conocer las causas de dicha alteración. Por otro lado, la correcta interpretación de la frecuencia de eritrocitos con anomalías nucleares pasa por un buen conocimiento de la cinética eritrocitaria (Pacheco y Santos, 2002; Maceda-Veiga *et al.*, 2010). Las investigaciones futuras deberían orientarse, entre otros aspectos, a estudiar de manera precisa la tasa de producción y eliminación de eritrocitos en estas especies. Con este propósito, deberían considerarse conjuntamente: los valores de hematocrito y hemoglobina (eritropoyesis), el porcentaje relativo de eritrocitos inmaduros y en proceso de degeneración (muerte por citotoxicidad y eliminación por parte del bazo), recuentos totales de eritrocitos por volumen de sangre (eritropoyesis, efectos citolíticos) y determinar la capacidad de eliminación de eritrocitos por parte del bazo, así como de los centros melanomacrofágicos o histiocitos del hígado (p.ej.: grado de hemosiderosis).

## 5. Bibliografía

---

---

Ayllón, F., y E. García-Vázquez. 2001. Micronuclei and other nuclear lesions as genotoxicity indicators in rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. *Ecotoxicology and Environmental Safety* **49**: 221–225.

Azzurro, E., M. Matiddi, E. Fanelli, P. Guidetti, G. L. Mesa, A. Scarpato, y V. Axiak. 2010. Sewage pollution impact on Mediterranean rocky-reef fish assemblages. *Marine Environmental Research* **69**:390-397.

Baird, D. J., y G. A. Burton. 2001. Ecological variability: Separating natural from anthropogenic causes of ecosystem impairment, SETAC, Bruselas, Bélgica.

Barbour, M. T., J. Gerritsen, B. D. Snyder, y J. B. Stribling. 1999. Rapid bioassessment protocols for use in streams and wadeable rivers: periphyton, benthic macroinvertebrates and Fish. 2ª edición. EPA 841-B-99-002. U.S. Environmental Protection Agency; Office of Water; Washington, D.C.

Bellés, M., M. L. Albina, D. J. Sánchez, J. Corbella, y J. L. Domingo. 2002. Interactions in Developmental Toxicology: Effects of Concurrent Exposure to Lead, Organic Mercury, and Arsenic in Pregnant Mice. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology* **42**:93-98.

Benejam, L., E. Aparicio, M. Vargas, A. Vila-Gispert, y E. García-Berthou. 2008. Assessing fish metrics and biotic indices in a Mediterranean stream: effects of uncertain native status of fish. *Hydrobiologia* **603**:197–210.

Blaxhall, P. C., y K. W. Daisley. 1973. Routine haematological methods for use with fish blood. *Journal of Fish Biology* **5**:771-781.

Camargo, J. A. 2005. Nitrate toxicity to aquatic animals: a review with new data for freshwater invertebrates. *Chemosphere* **58**:1255.

Centro de Investigación y Desarrollo Acuícola Boliviano. 2002. Manejo de pesca sostenible en el lago Titicaca. La Paz: CIDAB.

Cheung, K. C., L. M. Chu, y M. H. Wong. 1993. Toxic effect of landfill leachate on microalgae. *Water, Air, and Soil Pollution* **69**:337-349.

Clarke, L. R., D. T. Vidergar, y D. H. Bennett. 2005. Stable isotopes and gut content show diet overlap among native and introduced piscivores in a large oligotrophic lake. *Ecology of Freshwater Fish* **14**:267–277.

Clavero, M., y E. García-Berthou. 2006. Homogenization dynamics and introduction routes of invasive freshwater fish in the Iberian Peninsula. *Ecological Applications* **16**:2313-2324.

Damásio, J. B., C. Barata, A. Munné, A. Ginebreda, H. Guasch, S. Sabater, J. Caixach, y C. Porte. 2007. Comparing the response of biochemical indicators (biomarkers) and biological indices to diagnose the ecological impact of an oil spillage in a Mediterranean River (NE Catalunya, Spain). *Chemosphere* **66**:1206–1216.

Damásio, J. B., R. Tauler, E. Teixidó, M. Rieradevall, N. Prat, M. C. Riva, A. M. V. M. Soares, y C. Barata. 2008. Combined use of *Daphnia magna* in situ bioassays, biomarkers and biological indices to diagnose and identify environmental pressures on invertebrate communities in two Mediterranean urbanized and industrialized rivers (NE Spain). *Aquatic Toxicology* **87**:310–320.

Davis, A. K., D. L. Maney, y J. C. Maerz. 2008. The use of leukocyte profiles to measure stress in vertebrates: a review for ecologists. *Functional Ecology* **22**:760-772.

De Sostoa, A., I. Doadrio, C. P. Ornelas-García, N. Calola, C. Pedraza, O. Flores, M. Monroy, A. Maceda-Veiga. 2010. Estudio genético de las especies ícticas nativas del Lago Titicaca. Universidad de Barcelona/CSIC/PELT/IRTA.

Di Giulio, R. T., y D. E. Hinton. 2008. *Fish Toxicology*. CRC Press. Taylor & Francis

Group, LLC.

Dolbeth, M., M. A. Pardal, A. I. Lillebo, U. Azeiteiro, y J. C. Marques. 2003. Short- and long-term effects of eutrophication on the secondary production of an intertidal macrobenthic community. *Marine Biology* **10.1007**: 1133-1135.

Dudgeon, D., A. H. Arthington, M. O. Gessner, Z-I. Kawabata, D. J. Knowler, C. Lévêque, R. J. Naiman, A-H. Prieur-Richard, D. Soto, M. L. J. Stiassny, y C. A. Sullivan. 2006. Freshwater biodiversity: importance, threats, status and conservation challenges. *Biological Reviews* **81**:163-182.

Encina L., y C. Granado-Lorencio. 1997. Seasonal variations in the physiological status and energy content of somatic and reproductive tissues of chub. *Journal of Fish Biology* **50**:511-522.

Everaarts, J. M., L. R. Shugart, M. K. Gustin, W. E. Hawkins, y W.W. Walker. 1993. Biological markers in fish: DNA integrity, haematological parameters and liver somatic index. *Marine Environmental Research* **35**:101-107.

Fernandes C., A. Fontainhas-Fernandes F. Peixoto, y M. A. Salgado. 2007. Bioaccumulation of heavy metals in *Liza saliens* from the Esmoriz-Paramos coastal lagoon, Portugal. *Ecotoxicology and Environmental Safety* **66**:426-431.

Fontúrbel, F. E. 2008. Contaminación ambiental y cultural en el Lago Titikaka: estado actual y perspectivas. Ed. Publicaciones Integrales-Fundación Emegece. La Paz, Bolivia. 188 pp.

Gammons, C. H., D. G. Slotton, B. Gerbrandt, W. Weight, C. A. Young, R. L. McNearny, E. Cámac, R. Calderón, y H. Tapia. 2006. Mercury concentrations of fish, river water, and sediment in the Río Ramis-Lake Titicaca watershed, Peru. *Science of the Total Environment* **368**:637-648.

Guilherme, S., M. Válega, M. E. Pereira, M.A. Santos, y M. Pacheco. 2008. Erythrocytic nuclear abnormalities in wild and caged fish (*Liza aurata*) along an environmental mercury contamination gradient. *Ecotoxicology Environmental and Safety* **70**:411–421.

Hanek, G. 1982. La pesquería en el lago Titicaca (Perú): Presente y futuro. FAO FI: DP/PER/76/022, Roma, Italia.

Helfman, G. S. 2007. Fish conservation: a guide to understanding and restoring global aquatic biodiversity and fishery resources. International and Pan-American Copyright Conventions.

Hibiya, T. 1995. An Atlas of fish histology. Normal and pathological features. Tokio, Japón.

Houston, A. H. 1997. Review: Are the Classical Hematological Variables Acceptable Indicators of Fish Health? *Transactions of the American Fisheries Society* **126**:879-894.

Hobson, K. A. 1999. Tracing origins and migration of wildlife using stable isotopes: A review. *Oecologia* **120**:314-326.

IUCN (International Union for Conservation of Nature). 2007. 2007 IUCN Red list of threatened species. IUCN, Gland, Suiza.

Junqueira L. C., y J. Carneiro. 2000. Histología básica. Texto y Atlas. 5ª Edición. Masson.

Lauzanne, L. 1982. Les *Orestias* (Pisces, Cyprinodontidae) du Petit lac Titicaca. *Revue Hydrobiologie Tropical* **15**:39-70.

Lauzanne, L. 1991. Especies nativas. Los *Orestias*. Pages 149-160 in: C. Dejoux y A. Iltis, editores. El lago Titicaca: síntesis del conocimiento limnológico actual. ORSTOM, HISBOL, La Paz, Bolivia.

Lavado, L. 2006. The combined use of chemical and biochemical markers to assess water quality along the Ebro River. *Environmental Pollution* **139**:330.

Loubens, G. 1989. Observations sur les poissons de la partie bolivienne du lac Titicaca. IV. *Orestias* spp., *Salmo gairdneri*, et problèmes d'aménagement. *Revue d'Hydrobiologie Tropical* **22**:157-177.

Lüssen, A., T. M. Falk, y W. Villwock. 2003. Phylogenetic patterns in populations of Chilean species of the genus *Orestias* (Teleostei: Cyprinodontidae): results of mitochondrial DNA analysis. *Molecular Phylogenetics and Evolution* **29**:151-160.

Lom J., y I. Diková. 1992. Protozoan parasites of fishes. Elsevier, Amsterdam.

Maceda-Veiga, A., H. Salvadó, D. Vinyoles, y A. de Sostoa. 2009. Outbreaks of *Ichthyophthirius multifiliis* in redbell barb *Barbus haasi* in a Mediterranean stream during drought. *Journal of Aquatic Animal Health* **21**:189-194.

Lyons, J., A. Gutiérrez-Hernández, E. Díaz-Pardo, E. Soto-Galera, M. Medina-Nava, y R. Pineda-López. 2000. Development of a preliminary index of biotic integrity (IBI) based on fish assemblages to assess ecosystem condition in the lakes of central Mexico. *Hydrobiologia* **18**:57-72.

Maceda-Veiga, A., M. Monroy, G. Viscor, y A. de Sostoa. 2010. Changes in non-specific biomarkers in the Mediterranean barbell (*Barbus meridionalis*) exposed to sewage effluents in a Mediterranean stream (Catalonia, NE Spain). *Aquatic toxicology* **100**:229-237.

Maldonado, E., N. Hubert, P. Sagnes, y B. De Mérona. 2009. Morphology-diet relationships in four killifishes (Teleostei, Cyprinodontidae, *Orestias*) from Lake Titicaca. *Journal of Fish Biology* **74**:502-520.

Margalef, R. 1983. *Limnología*. Ediciones Omega. Barcelona. 1010 pp.

Ministerio de Agricultura. 1995. Evaluación de la contaminación del Lago Titicaca. Dirección General de Estudios y Proyectos Naturales. Lima, Perú. 21 pp.

Modenutti, B., E. G. Balseiro, C. P. Queimaliños, D. A. Añón, M. C. Dieguez, y R. J. Albariño. 1998. Structure and dynamics of food webs in Andean Lakes. *Lakes and Reservoirs: Research and Management* **3**:179-186.

Munné, A., L. X. Godé, y N. PRAT. 2002. Aplicació de la Directiva Marc de l'Aigua per a la millora dels ecosistemes fluvials. Un repte de futur. *Butlletí de la Institució Catalana d'Història Natural*, **70**:125-137.

Munné, M., C. Solà, y J. Pagès. 2006. Protocol d'avaluació del potencial ecològic dels embassaments. ECOEM. Agència Catalana de l'Aigua.

Noga, E. J. 2000. *Fish Disease: diagnosi and treatment*. Ames: Iowa State University Press. 519 pp. ISBN 0-8138-2558-X.

Northcote, T. G. 2000. Ecological interactions among an orestiid (Pisces: Cyprinodontidae) species flock in the littoral zone of Lake Titicaca. *Advances in Ecological Research* **31**:399-420.

Oliva-Paterna F. J., A. Vila-Gispert, y M. Torralva. 2003. Condition of *Barbus sclateri* from semi-arid aquatic systems: effects of habitat quality disturbances. *Journal of Fish Biology* **63**:699-709.

Pacheco, M., y M. A. Santos. 2002. Biotransformation, genotoxic, and histopathological effects of environmental contaminants in European eel (*Anguilla anguilla* L.). *Ecotoxicology Environmental and Safety* **53**: 331-347.

Parenti, L. 1984. A taxonomic revision of the Andean killifish genus *Orestias* (Ciprinodontiformes, Cyprinodontidae). *Bulletin of the American Museum of Natural History* **178**:107-214.

- Pozo, D. G., y R. L. Roman. 1969. *I. multifiliis*: probable cause for deaths of barbel in reservoirs of the province of Granada. *Revista Ibérica de Parasitología* **29**:197-218.
- Prat, N., y A. Munné. 2000. Water use and quality and stream flow in a Mediterranean stream. *Water Research* **34**:3876-3881.
- Prointec i Typsa. 2003. Diagnóstico del nivel de contaminación de los recursos hídricos del Lago Titicaca. [On line]. La Paz. Disponible en: [http://alt-perubolivia.org/web\\_lago/](http://alt-perubolivia.org/web_lago/)
- Raldúa D., F. Padrós, M. Solé, E. Eljarrat D. Barceló, M.C. Riva, y C. Barata. 2008. First evidence of polybrominated diphenyl ether (flame retardants) effects in feral barbel from the Ebro River basin (NE, Spain). *Chemosphere* **73**:56-64.
- Rowan, M. W. 2007. Use of blood parameters as biomarkers in brown bullheads (*Ameiurus nebulosus*) from Lake Erie tributaries and cape cod ponds. Ohio: The Ohio State University.
- Solé M., M. Antó, M. Baena, M. Carrasson, J. E. Cartes, y F. Maynou. 2010. Hepatic biomarkers of xenobiotic metabolism in eighteen marine fish from NW Mediterranean shelf and slope waters in relation to some of their biological and ecological variables. *Marine Environmental Research* **70**:181-188.
- Teixidó E., L. Olivella, M. Figueras, A. Ginebreda, y R. Tauler. 2001. Multivariate exploratory data analysis of the organic micropollutants found in the Llobregat River (Catalonia, Spain). *International Journal of Environmental Analytical Chemistry* **81**:295-313.
- Traxler G. S., J. Richard, y T. E. McDonald. 1998. *Ichthyophthirius multifiliis* (Ich) epizootics in spawning sockeye salmon in British Columbia, Canada. *Journal of Aquatic Animal Health*, **10**:143-151.
- Vander Zanden, M. J., y J. B. Rasmussen. 2001. Variation in  $\delta^{15}\text{N}$  and  $\delta^{13}\text{C}$  trophic fractionation: implications for aquatic food web studies. *Limnology and Oceanography* **46**:2061-2066.

Vaux, P., W. Wurtsbaugh, H. Treviño, L. Mariño, E. Bustamante, J. Torres, P. Richerson, y R. Alfaro. 1988. Ecology of the pelagic fishes of Lake Titicaca, Peru-Bolivia. *Biotropica* **20**:220-229.

Vila, I., R. Pardo, y S. Scott. 2007. Freshwater fishes of the Altiplano. *Aquatic Ecosystem Health and Manegement* **10**:201-211.

Vila-Gispert A., L. Zamora, y R. Moreno-Amich. 2000. Use of the condition of Mediterranean barbel (*Barbus meridionalis*) to assess habitat quality in stream ecosystems. *Archiv Fur Hydrobiologie* **148**:135-145.

Wurtsbaugh, W., y R. Alfaro. 1988. Mass mortality of fishes in Lake Titicaca (Peru-Bolivia) associated with the protozoan parasite *Ichthyophthirius multifilis*. *Transactions of the American Fisheries Society* **117**:213-217.

Zamzami, N., y G. Kroemer. 1999. Condensed matter in cell death. *Nature*, **401**:127-128.

## 6. Anexos

---

---

### Anexos 1. Descripción del contenido estomacal de algunas especies ícticas del Lago Titicaca con escasa información bibliográfica.

Especie	Tipo de alimentación
<i>O. imarpe</i>	Larvas de insectos (ácaros), gasterópodos, huevos de peces, restos vegetales.
<i>O. gilsoni</i>	Cladóceros, detrito.
<i>O. farfani</i>	Crustáceos, huevos de insectos, escama de pez.
<i>O. uruni</i>	Gasterópodos, ácaros, crustáceos.
<i>O. minimus</i>	Crustáceos.
<i>O. incae</i>	Gasterópodos, bivalvos, larvas de insectos, semilla.
<i>O. mulleri</i>	Crustáceos, Gasterópodos.
<i>O. crawfordi</i>	Gasterópodos.

**Anexo 2. Valores medios +/- desviación estándar de las variables biométricas por localidad. Los valores fueron separados por especie y sexo cuando el factor fue significativo (p<0,05). Las letras a,b,c,d señalan diferencias significativas entre grupos homogéneos (p<0,05).**

Localidad	Especie	Sexo	Nº individuos	LF (mm)	WT (g)	Wev (g)	IHS	IES
1	<i>O. luteus</i>	H	6	128,0±15,56 <sup>ab</sup>	54,94±22,26 <sup>abc</sup>	43,02±17,12 <sup>ab</sup>	1,864±0,4366 <sup>ab</sup>	0,0749±0,0225
		M	14	119,5±16,98 <sup>bc</sup>	42,01±19,67 <sup>bc</sup>	34,95±15,23 <sup>bc</sup>	1,514±0,3383	
	<i>O. agassii</i>	H	15	144,1±9,169 <sup>b</sup>	49,40±11,16 <sup>b</sup>	40,33±8,373 <sup>b</sup>	2,519±0,4519 <sup>ab</sup>	0,0881±0,0345 <sup>a</sup>
		M	3	121,8±20,40 <sup>abc</sup>	27,93±13,15 <sup>ab</sup>	24,02±10,99 <sup>abc</sup>	1,865±0,6923 <sup>a</sup>	
	<i>T. rivulatus</i>	H	15	180,5±14,62 <sup>a</sup>	58,06±14,33 <sup>a</sup>	44,72±9,947 <sup>a</sup>	0,954±0,4300 <sup>ab</sup>	0,0674±0,0336 <sup>ab</sup>
		M	5	172,2±6,458 <sup>a</sup>	46,58±1,091 <sup>ab</sup>	40,04±0,992 <sup>ab</sup>	0,568±0,2339	
2	<i>O. luteus</i>	H	13	133,4±18,31 <sup>ab</sup>	57,51±23,13 <sup>abc</sup>	44,05±15,98 <sup>ab</sup>	2,065±0,6714 <sup>ab</sup>	0,0620±0,0141
		M	7	126,0±16,08 <sup>abc</sup>	45,47±18,03 <sup>abc</sup>	38,68±15,60 <sup>abc</sup>	1,107±0,3463	
	<i>O. agassii</i>	H	15	138,9±16,95 <sup>bc</sup>	43,55±12,59 <sup>b</sup>	37,76±11,17 <sup>bc</sup>	2,233±0,3895 <sup>ab</sup>	0,1194±0,0791 <sup>a</sup>
		M	3	126,0±16,42 <sup>abc</sup>	35,30±20,09 <sup>ab</sup>	30,97±17,99 <sup>abc</sup>	1,513±0,3022 <sup>ab</sup>	
	<i>T. rivulatus</i>	H	7	168,0±13,01 <sup>ab</sup>	45,06±9,389 <sup>abc</sup>	37,70±6,838 <sup>abc</sup>	1,211±0,3217 <sup>ab</sup>	0,0890±0,0280 <sup>ab</sup>
		M	13	167,5±8,242 <sup>a</sup>	44,20±6,042 <sup>b</sup>	37,57±4,930 <sup>b</sup>	0,727±0,1240	
3	<i>O. luteus</i>	H	8	137,0±13,98 <sup>ab</sup>	68,34±17,50 <sup>a</sup>	53,15±10,67 <sup>a</sup>	2,106±0,6789 <sup>ab</sup>	0,0676±0,0209
		M	12	139,1±7,728 <sup>a</sup>	63,50±9,249 <sup>a</sup>	53,46±8,308 <sup>a</sup>	1,565±0,6186	
	<i>O. agassii</i>	H	16	137,4±12,97 <sup>bc</sup>	46,14±12,28 <sup>b</sup>	37,92±10,44 <sup>bc</sup>	2,273±0,4505 <sup>ab</sup>	0,0966±0,0517 <sup>a</sup>
		M	4	135,3±7,411 <sup>ab</sup>	41,61±8,139 <sup>ab</sup>	36,77±6,894 <sup>ab</sup>	1,253±0,1222 <sup>ab</sup>	
	<i>T. rivulatus</i>	H	14	168,1±10,37 <sup>abc</sup>	52,65±12,14 <sup>ab</sup>	39,08±4,887 <sup>ab</sup>	0,931±0,2050 <sup>b</sup>	0,0584±0,0284 <sup>b</sup>
		M	4	159,5±1,732 <sup>ab</sup>	42,94±4,778 <sup>ab</sup>	37,21±3,581 <sup>ab</sup>	0,717±0,1042	
4	<i>O. luteus</i>	H	5	116,6±12,22 <sup>b</sup>	36,35±13,50 <sup>c</sup>	29,51±9,617 <sup>b</sup>	1,730±0,2640 <sup>b</sup>	0,0646±0,0237
		M	15	115,1±14,23 <sup>c</sup>	38,48±16,30 <sup>c</sup>	32,82±13,73 <sup>c</sup>	1,259±0,2911	
	<i>O. agassii</i>	H	15	125,0±11,85 <sup>c</sup>	30,91±4,138 <sup>c</sup>	26,89±2,806 <sup>c</sup>	1,520±0,3190 <sup>c</sup>	0,0527±0,0177 <sup>b</sup>
		M	5	114,6±20,66 <sup>abc</sup>	26,40±14,97 <sup>ab</sup>	17,86±7,069 <sup>bc</sup>	0,924±0,2889 <sup>b</sup>	
	<i>T. rivulatus</i>	H	8	147,8±13,12 <sup>cd</sup>	27,74±5,253 <sup>c</sup>	21,78±4,124 <sup>c</sup>	1,070±0,2184 <sup>ab</sup>	0,0909±0,0249 <sup>a</sup>
		M	12	139,5±17,96 <sup>b</sup>	27,50±10,30 <sup>cd</sup>	23,23±8,961 <sup>cd</sup>	0,905±0,2319	
5	<i>O. luteus</i>	H	19	136,5±11,15 <sup>ab</sup>	70,37±14,56 <sup>a</sup>	52,87±8,106 <sup>a</sup>	2,244±0,5954 <sup>ab</sup>	0,0867±0,0379
		M	5	129,8±9,257 <sup>abc</sup>	57,52±5,254 <sup>ab</sup>	49,48±4,541 <sup>ab</sup>	1,348±0,4185	
	<i>O. agassii</i>	H	13	133,6±14,12 <sup>bc</sup>	36,44±8,727 <sup>bc</sup>	30,57±7,429 <sup>bc</sup>	2,194±0,3356 <sup>ab</sup>	0,0655±0,0319 <sup>ab</sup>
		M	7	123,8±6,998 <sup>bc</sup>	28,81±5,115 <sup>b</sup>	27,71±6,876 <sup>bc</sup>	1,295±0,1392 <sup>ab</sup>	
	<i>T. rivulatus</i>	H	12	166,1±19,76 <sup>abc</sup>	43,32±12,87 <sup>abc</sup>	32,66±8,150 <sup>abc</sup>	1,218±0,3359 <sup>ab</sup>	0,0888±0,0367 <sup>a</sup>
		M						

		M	7	158,1±11,88 <sup>ab</sup>	38,84±9,687 <sup>abc</sup>	33,22±9,628 <sup>abcd</sup>	0,870±0,2402	
6	<i>O. luteus</i>	H	8	133,3±10,14 <sup>ab</sup>	53,46±4,045 <sup>ab</sup>	42,87±4,334 <sup>ab</sup>	2,407±0,5381 <sup>ab</sup>	0,0646±0,0084
		M	12	125,9±5,680 <sup>bc</sup>	49,49±6,695 <sup>bc</sup>	42,09±5,502 <sup>bc</sup>	1,462±0,4131	
	<i>O. agassii</i>	H	16	137,1±25,81 <sup>bc</sup>	46,86±24,86 <sup>bc</sup>	36,86±17,49 <sup>bc</sup>	1,775±0,3306 <sup>bc</sup>	0,0860±0,0564 <sup>ab</sup>
		M	8	108,9±9,702 <sup>c</sup>	19,06±4,983 <sup>b</sup>	16,16±4,252 <sup>c</sup>	1,285±0,2506 <sup>ab</sup>	
	<i>T. rivulatus</i>	H	11	169,0±16,10 <sup>ab</sup>	45,40±12,60 <sup>abc</sup>	37,02±9,736 <sup>abc</sup>	1,022±0,2025 <sup>ab</sup>	0,0740±0,0295
		M	6	173,0±11,56 <sup>a</sup>	47,16±7,099 <sup>abc</sup>	36,28±10,88 <sup>abc</sup>	0,814±0,2058	
7	<i>O. luteus</i>	H	23	132,0±10,84 <sup>ab</sup>	65,38±18,57 <sup>ab</sup>	52,46±15,48 <sup>a</sup>	2,272±0,4136 <sup>ab</sup>	0,0681±0,0187
		M	12	121,4±11,08 <sup>bc</sup>	46,23±13,66 <sup>bc</sup>	39,32±11,42 <sup>bc</sup>	1,426±0,4381	
	<i>O. agassii</i>	H	26	129,1±14,84 <sup>bc</sup>	37,13±12,38 <sup>bc</sup>	31,61±10,67 <sup>bc</sup>	2,136±0,4441 <sup>bc</sup>	0,0643±0,0305 <sup>ab</sup>
		M	4	137,3±15,11 <sup>abc</sup>	41,29±12,14 <sup>ab</sup>	36,97±11,11 <sup>abc</sup>	1,183±0,2889 <sup>ab</sup>	
	<i>T. rivulatus</i>	H	16	175,4±12,90 <sup>ab</sup>	52,10±9,587 <sup>ab</sup>	43,54±8,433 <sup>a</sup>	1,302±0,3051 <sup>a</sup>	0,0827±0,0309 <sup>a</sup>
		M	11	166,4±6,329 <sup>a</sup>	43,26±8,551 <sup>ab</sup>	36,57±7,233 <sup>ab</sup>	0,958±0,4583	
8	<i>O. luteus</i>	H	5	123,0±24,71 <sup>ab</sup>	46,54±26,53 <sup>abc</sup>	39,02±22,28 <sup>ab</sup>	1,824±0,4196 <sup>b</sup>	-
		M	1	109,0	25,02	20,68	2,158	
	<i>O. agassii</i>	H	1	112,0	22,35	18,57	2,148	-
		M	2	123,0±4,243 <sup>c</sup>	23,95±1,039 <sup>b</sup>	21,83±1,379 <sup>bc</sup>	1,423±0,1208 <sup>ab</sup>	
	<i>T. rivulatus</i>	H	6	174,0±5,254 <sup>ab</sup>	55,27±5,100 <sup>a</sup>	47,01±12,38 <sup>a</sup>	1,247±0,3941 <sup>ab</sup>	-
		M	8	173,6±10,18 <sup>a</sup>	54,61±6,084 <sup>a</sup>	46,89±5,762 <sup>a</sup>	1,009±0,2760	
9	<i>O. luteus</i>	H	8	143,5±7,071 <sup>a</sup>	73,28±10,83 <sup>a</sup>	55,80±8,207 <sup>a</sup>	2,832±0,7218 <sup>a</sup>	-
		M	4	136,0±6,055 <sup>ab</sup>	59,12±9,306 <sup>abc</sup>	53,61±6,860 <sup>ab</sup>	1,503±0,2081	
	<i>O. agassii</i>	H	26	165,0±8,679 <sup>a</sup>	74,00±9,942 <sup>a</sup>	57,70±5,687 <sup>a</sup>	2,660±0,5969 <sup>a</sup>	-
		M	3	156,7±4,163 <sup>a</sup>	60,06±2,088 <sup>a</sup>	53,60±1,928 <sup>a</sup>	1,131±0,0340 <sup>ab</sup>	
	<i>T. rivulatus</i>	H	8	157,1±14,40 <sup>bcd</sup>	37,68±4,806 <sup>bc</sup>	29,19±3,003 <sup>bc</sup>	1,135±0,5452 <sup>ab</sup>	-
		M	6	141,2±11,22 <sup>b</sup>	29,58±3,953 <sup>cd</sup>	25,19±3,853 <sup>cd</sup>	0,820±0,3778	
10	<i>O. luteus</i>	H	1	117,0	34,64	29,40	1,761	-
		M	4	122,8±6,185 <sup>abc</sup>	37,14±5,331 <sup>c</sup>	32,41±5,790 <sup>c</sup>	1,186±0,3207	
	<i>O. agassii</i>	H	21	132,0±14,24 <sup>bc</sup>	36,82±11,42 <sup>bc</sup>	31,26±9,088 <sup>bc</sup>	2,044±0,6208 <sup>bc</sup>	-
		M	7	129,9±15,16 <sup>c</sup>	32,36±8,364 <sup>b</sup>	28,61±7,892 <sup>bc</sup>	1,186±0,4001 <sup>ab</sup>	
	<i>T. rivulatus</i>	H	9	142,6±12,80 <sup>d</sup>	28,52±7,278 <sup>c</sup>	25,39±7,447 <sup>c</sup>	0,815±0,1845 <sup>b</sup>	-
		M	2	133,0±16,97 <sup>b</sup>	22,07±4,723 <sup>d</sup>	19,75±4,879 <sup>d</sup>	0,623±0,1012	

En letras azules diferencias por localidad de *O. luteus*; en rojo de *O. agassii*; en verde de *T. rivulatus*.

### Anexo 3. Correlaciones bivariadas de Spearman de los parámetros biométricos y biológicos medidos en *O. agassii*.

Categorías		Inmaduros	División	Maduros	Monocitos	Neutrófilos	Linfoc	R. Heter.	ENAs	P. basófilo	Cariorr.	LT	WT	Wev	K	IHS	IES
Inmaduros	r	1															
	p-valor	.															
	N	147															
División	r	0,04	1														
	p-valor	0,66	.														
	N	147	147														
Maduros	r	-0,34	0,00	1													
	p-valor	0,00	0,99	.													
	N	147	147	147													
Monocitos	r	-0,10	0,13	0,09	1												
	p-valor	0,23	0,12	0,30	.												
	N	147	147	147	147												
Neutrófilos	r	-0,09	-0,16	-0,07	-0,10	1											
	p-valor	0,28	0,06	0,43	0,24	.											
	N	147	147	147	147	147											
Linfocitos	r	0,12	-0,12	-0,08	-1,00	0,03	1										
	p-valor	0,16	0,16	0,34	0,00	0,74	.										
	N	147	147	147	147	147	147										
R. Heter.	r	-0,12	0,12	0,08	1,00	-0,03	-1	1									
	p-valor	0,16	0,16	0,34	0,00	0,74	.	.									
	N	147	147	147	147	147	147	147									
ENAs	r	-0,02	0,00	-0,73	0,10	0,07	-0,11	0,11	1								
	p-valor	0,80	1,00	0,00	0,22	0,38	0,20	0,20	.								
	N	147	147	147	147	147	147	147	147								
P. basófilo	r	0,00	0,04	-0,07	-0,05	-0,02	0,04	-0,04	-0,27	1							
	p-valor	0,97	0,65	0,41	0,57	0,80	0,60	0,60	0,00	.							
	N	147	147	147	147	147	147	147	147	147							
Cariorreicos	r	0,15	-0,15	-0,15	-0,27	0,10	0,27	-0,27	-0,31	0,53	1						
	p-valor	0,07	0,07	0,07	0,00	0,22	0,00	0,00	0,00	0,00	.						
	N	147	147	147	147	147	147	147	147	147	147						
LT	r	0,11	-0,08	-0,02	0,00	0,06	0,00	0,00	0,25	-0,46	-0,19	1					
	p-valor	0,18	0,33	0,83	0,95	0,45	1,00	1,00	0,00	0,00	0,02	.					
	N	145	145	145	145	145	145	145	145	145	145	208					
WT	r	0,12	-0,08	-0,06	0,04	0,04	-0,04	0,04	0,31	-0,50	-0,19	0,94	1				
	p-valor	0,14	0,31	0,49	0,60	0,62	0,66	0,66	0,00	0,00	0,02	0,00	.				
	N	144	144	144	144	144	144	144	144	144	144	207	207				
Wev	r	0,12	-0,13	-0,01	0,06	0,05	-0,05	0,05	0,27	-0,51	-0,20	0,94	0,98	1			
	p-valor	0,17	0,12	0,87	0,49	0,55	0,54	0,54	0,00	0,00	0,02	0,00	0,00	.			
	N	143	143	143	143	143	143	143	143	143	143	204	204	204			
K	r	0,05	-0,03	0,13	0,11	-0,10	-0,09	0,09	0,04	-0,19	-0,13	-0,01	0,17	0,20	1		
	p-valor	0,55	0,75	0,13	0,21	0,24	0,27	0,27	0,64	0,02	0,14	0,91	0,01	0,01	.		
	N	141	141	141	141	141	141	141	141	141	141	201	200	199	203		
IHS	r	0,23	-0,09	-0,13	-0,01	0,00	0,02	-0,02	0,16	-0,29	-0,03	0,35	0,37	0,37	0,05	1	
	p-valor	0,01	0,31	0,11	0,87	0,99	0,84	0,84	0,06	0,00	0,73	0,00	0,00	0,00	0,48	.	
	N	146	146	146	146	146	146	146	146	146	146	206	205	202	202	208	
IES	r	0,07	-0,02	0,08	0,15	-0,03	-0,15	0,15	-0,05	-0,17	0,02	0,17	0,15	0,19	0,05	0,24	1
	p-valor	0,47	0,83	0,37	0,10	0,76	0,11	0,11	0,61	0,07	0,84	0,04	0,08	0,03	0,58	0,00	.
	N	120	120	120	120	120	120	120	120	120	120	141	140	139	137	142	143

Las correlaciones son significativas con  $p < 0,05$ .

#### Anexo 4. Correlaciones bivariadas de Spearman de los parámetros biométricos y biológicos medidos en *O. luteus*.

Categorías		Inmaduros	División	Maduros	Monocitos	Neutrófilos	Linfoc.	R. Heter.	ENAs	P. basófilo	Cariorr.	LT	WT	Wev	K	IHS	IES
Inmaduros	r	1															
	p-valor	.															
	N	80															
División	r	-0,08	1														
	p-valor	0,49	.														
	N	80	80														
Maduros	r	-0,64	-0,01	1													
	p-valor	0,00	0,92	.													
	N	80	80	80													
Monocitos	r	0,00	-0,07	0,06	1												
	p-valor	0,99	0,56	0,63	.												
	N	80	80	80	80												
Neutrófilos	r	0,15	-0,01	-0,24	-0,12	1											
	p-valor	0,18	0,92	0,03	0,30	.											
	N	80	80	80	80	80											
Linfocitos	r	0,02	0,08	-0,05	-0,98	-0,01	1										
	p-valor	0,89	0,47	0,69	0,00	0,92	.										
	N	80	80	80	80	80	80										
R. Heter.	r	-0,02	-0,08	0,05	0,98	0,01	-1	1									
	p-valor	0,89	0,47	0,69	0,00	0,92	.	.									
	N	80	80	80	80	80	80	80									
ENAs	r	0,54	-0,03	-0,97	-0,05	0,23	0,04	-0,04	1								
	p-valor	0,00	0,78	0,00	0,68	0,04	0,75	0,75	.								
	N	80	80	80	80	80	80	80	80								
P. basófilo	r	-0,10	0,15	0,17	-0,11	-0,06	0,10	-0,10	-0,22	1							
	p-valor	0,37	0,20	0,13	0,33	0,57	0,36	0,36	0,05	.							
	N	80	80	80	80	80	80	80	80	80							
Cariorreicos	r	-0,43	0,25	0,41	-0,02	-0,24	0,06	-0,06	-0,45	0,41	1						
	p-valor	0,00	0,02	0,00	0,85	0,04	0,61	0,61	0,00	0,00	.						
	N	80	80	80	80	80	80	80	80	80	80						
LT	r	-0,06	0,01	-0,22	-0,03	-0,09	0,03	-0,03	0,25	-0,17	0,02	1					
	p-valor	0,58	0,93	0,05	0,82	0,45	0,79	0,79	0,03	0,13	0,84	.					
	N	79	79	79	79	79	79	79	79	79	79	182					
WT	r	-0,10	0,04	-0,19	-0,05	-0,06	0,06	-0,06	0,22	-0,13	0,07	0,91	1				
	p-valor	0,40	0,70	0,09	0,67	0,58	0,61	0,61	0,06	0,26	0,54	0,00	.				
	N	78	78	78	78	78	78	78	78	78	78	178	179				
Wev	r	-0,04	0,08	-0,21	-0,01	-0,07	0,02	-0,02	0,22	-0,12	0,08	0,91	0,97	1			
	p-valor	0,73	0,48	0,07	0,91	0,56	0,84	0,84	0,05	0,28	0,49	0,00	0,00	.			
	N	77	77	77	77	77	77	77	77	77	77	177	178	178			
K	r	-0,03	0,15	0,14	0,15	0,10	-0,14	0,14	-0,15	0,11	0,23	0,00	0,25	0,28	1		
	p-valor	0,77	0,19	0,23	0,20	0,36	0,21	0,21	0,18	0,32	0,04	0,95	0,00	0,00	.		
	N	78	78	78	78	78	78	78	78	78	78	178	175	174	181		
IHS	r	-0,08	-0,18	-0,06	-0,18	0,00	0,18	-0,18	0,06	0,02	-0,03	0,41	0,49	0,40	0,10	1	
	p-valor	0,47	0,12	0,61	0,11	0,97	0,11	0,11	0,59	0,87	0,80	0,00	0,00	0,00	0,18	.	
	N	80	80	80	80	80	80	80	80	80	80	177	174	173	176	180	
IES	r	-0,04	-0,20	0,05	0,08	-0,03	-0,06	0,06	-0,08	0,03	-0,04	-0,04	-0,04	-0,03	0,07	-0,01	1
	p-valor	0,74	0,11	0,70	0,52	0,84	0,65	0,65	0,52	0,79	0,73	0,62	0,62	0,71	0,38	0,92	.
	N	67	67	67	67	67	67	67	67	67	67	147	143	143	146	144	149

Las correlaciones son significativas con  $p < 0,05$ .

**Anexo 5. Correlaciones bivariadas de Spearman de los parámetros biométricos y biológicos medidos en *T. rivulatus*.**

Categorías		Inmaduros	División	Maduros	Monocitos	Neutrófilos	Linfoc.	R. Heter.	ENAs	P. basófilo	Cariorr.	LT	WT	Wev	K	IHS	IES
Inmaduros	r	1															
	p-valor	.															
	N	148															
División	r	0,06	1														
	p-valor	0,50	.														
	N	148	148														
Maduros	r	-0,77	-0,07	1													
	p-valor	0,00	0,37	.													
	N	148	148	148													
Monocitos	r	-0,29	-0,11	0,30	1												
	p-valor	0,00	0,19	0,00	.												
	N	148	148	148	148												
Neutrófilos	r	-0,22	0,14	0,14	0,31	1											
	p-valor	0,01	0,10	0,09	0,00	.											
	N	148	148	148	148	148											
Linfocitos	r	0,27	-0,09	-0,20	-0,56	-0,95	1										
	p-valor	0,00	0,27	0,01	0,00	0,00	.										
	N	148	148	148	148	148	148										
R. Heter.	r	-0,27	0,09	0,20	0,56	0,95	-1	1									
	p-valor	0,00	0,27	0,01	0,00	0,00	.	.									
	N	148	148	148	148	148	148	148									
ENAs	r	-0,08	0,03	-0,44	-0,07	0,12	-0,07	0,07	1								
	p-valor	0,32	0,73	0,00	0,38	0,16	0,40	0,40	.								
	N	148	148	148	148	148	148	148	148								
P. basófilo	r	0,00	-0,11	-0,03	-0,01	-0,03	0,04	-0,04	0,08	1							
	p-valor	0,96	0,18	0,71	0,87	0,72	0,63	0,63	0,34	.							
	N	148	148	148	148	148	148	148	148	148							
Cariorreicos	r	0,02	-0,23	-0,07	0,07	-0,31	0,23	-0,23	-0,08	0,05	1						
	p-valor	0,77	0,00	0,39	0,37	0,00	0,01	0,01	0,31	0,51	.						
	N	148	148	148	148	148	148	148	148	148	148						
LT	r	-0,12	0,12	0,09	0,03	0,43	-0,38	0,38	0,02	-0,12	-0,30	1					
	p-valor	0,16	0,14	0,27	0,75	0,00	0,00	0,00	0,80	0,16	0,00	.					
	N	143	143	143	143	143	143	143	143	143	143	143	166				
WT	r	-0,09	0,05	0,07	-0,05	0,29	-0,24	0,24	0,04	-0,07	-0,20	0,91	1				
	p-valor	0,26	0,54	0,42	0,52	0,00	0,00	0,00	0,65	0,37	0,01	0,00	.				
	N	145	145	145	145	145	145	145	145	145	145	166	169				
Wev	r	-0,08	0,02	0,07	-0,01	0,31	-0,26	0,26	0,03	0,00	-0,21	0,90	0,96	1			
	p-valor	0,34	0,81	0,39	0,87	0,00	0,00	0,00	0,71	0,99	0,01	0,00	0,00	.			
	N	141	141	141	141	141	141	141	141	141	141	161	164	165			
K	r	0,14	-0,24	-0,16	-0,13	-0,30	0,31	-0,31	0,14	0,22	0,18	-0,24	0,03	0,09	1		
	p-valor	0,10	0,00	0,06	0,11	0,00	0,00	0,00	0,09	0,01	0,03	0,00	0,72	0,25	.		
	N	147	147	147	147	147	147	147	147	147	147	165	168	164	175		
IHS	r	0,26	-0,10	-0,29	0,02	-0,06	0,04	-0,04	0,03	-0,09	-0,02	0,01	-0,01	-0,03	-0,08	1	
	p-valor	0,00	0,24	0,00	0,81	0,49	0,67	0,67	0,76	0,30	0,82	0,88	0,94	0,69	0,33	.	
	N	143	143	143	143	143	143	143	143	143	143	161	164	160	170	172	
IES	r	-0,02	0,05	0,02	-0,04	-0,17	0,15	-0,15	-0,02	-0,13	0,13	-0,14	-0,18	-0,21	-0,01	0,08	1
	p-valor	0,81	0,59	0,86	0,63	0,06	0,09	0,09	0,83	0,16	0,16	0,10	0,04	0,01	0,87	0,36	.
	N	124	124	124	124	124	124	124	124	124	124	136	139	134	142	139	143

Las correlaciones son significativas con  $p < 0,05$ .

## Anexo 6. Campaña de colecta de noviembre-diciembre de 2010

ACTIVIDADES A DESARROLLAR	FECHA
Llegada a Lima.	28.11.2010
Reunión AECID	29.11.2010
Vuelo de Lima a Juliaca Llegada al aeropuerto de Juliaca, traslado a Puno	30.11.2010
Preparación materiales campaña y coordinación. Tarde colocación redes en Desembocadura río Ilave (Ilave-Pilcuyo)	1.12.2010
Mañana recogida redes Desembocadura río Ilave (Ilave-Pilcuyo). Especies capturadas: <i>Trichomycterus rivulatus</i> (30 individuos), <i>Orestias luteus</i> (30 individuos), <i>O. agassii</i> (30 individuos), <i>Odontesthes bonariensis</i> (10 individuos). Procesado de muestras de peces en laboratorio del PELT (Barco). Extracción de sangre y muestras tejidos. Recogida de datos fisico-químicos. Tarde colocación de redes en Huencalla (Nueva Alianza).	2.12.2010
Mañana recogida redes en Huencalla (Nueva Alianza). Especies capturadas: <i>Trichomycterus rivulatus</i> (30 individuos), <i>Orestias luteus</i> (29 individuos), <i>O. mulleri</i> (39 individuos), <i>O. agassii</i> (27 individuos), <i>Odontesthes bonariensis</i> (11 individuos). Procesado de muestras de peces en laboratorio del PELT (Barco). Recogida de datos fisico-químicos. Extracción de sangre y muestras tejidos. Tarde colocación de redes en Bahía de Tamán (Península de Capachica).	3.12.2010
Mañana recogida redes en Bahía de Tamán (Península de Capachica). Especies capturadas: <i>Trichomycterus rivulatus</i> (30 individuos), <i>Orestias luteus</i> (30 individuos), <i>O. mulleri</i> (29 individuos), <i>O. agassii</i> (22 individuos), <i>Odontesthes bonariensis</i> (10 individuos). Recogida de datos fisico-químicos. Procesado de muestras de peces en laboratorio del PELT (Barco). Extracción de sangre y muestras tejidos.	4.12.2010
Tarde colocación redes en Barco (Chucuito)	5.12.2010
Mañana recogida redes en Barco (Chucuito). Especies capturadas: <i>Trichomycterus rivulatus</i> (30 individuos), <i>Orestias luteus</i> (30 individuos), <i>O. mulleri</i> (10 individuos), <i>O. agassii</i> (30 individuos), <i>Odontesthes bonariensis</i> (10 individuos). Recogida de datos fisico-químicos. Procesado de muestras de peces en laboratorio del PELT (Barco). Extracción de sangre y muestras tejidos.	6-9.12.2010
Viaje a Pusi, contacto pescadores y colocación de redes.	10.12.2010
Mañana recogida redes en Pusi. Especies capturadas: <i>Trichomycterus rivulatus</i> (23 individuos), <i>Orestias luteus</i> (22 individuos), <i>O. mulleri</i> (26 individuos), <i>O. agassii</i> (34 individuos), <i>Odontesthes bonariensis</i> (10 individuos). Recogida de datos fisico-químicos. Procesado de muestras de peces en laboratorio del PELT (Barco). Extracción de sangre y muestras tejidos.	11.12.2010
Viaje a Desembocadura del río Ramis y contacto con los pescadores. Tarde colocación redes.	12.12.2010

Mañana recogida redes en Desembocadura del río Ramis y colecta muestras pescadores. Especies capturadas: <i>Trichomycterus rivulatus</i> (23 individuos), <i>Orestias luteus</i> (26 individuos), <i>O. agassii</i> (29 individuos), <i>Odontesthes bonariensis</i> (10 individuos). Recogida de datos fisico-químicos. Procesado de muestras de peces en laboratorio del PELT (Barco). Extracción de sangre y muestras tejidos.	13-12.2010
Puno. Actividades institucionales y divulgación. Coordinación PELT. Preparación material. Embalaje de muestras para traslado	14-15.12.2010
Traslado aeropuerto Juliaca. Salida vuelo a Lima	16.12.2010
Traslado a Aeropuerto Lima viaje a Barcelona,	17.12.2010
Llegada a Barcelona	18.12.2010

### Anexo 7. Campaña de colecta de febrero de 2011

ACTIVIDADES A DESARROLLAR	FECHA
Salida IB6771 (Barcelona-Madrid). A las 22.30. Madrid-Lima vuelo IB6659,	09.02.2011
Llegada a Lima a las 7:20h. Reunión AECID. Tarde Conferencia en Lima.	10.02.2011
Estancia Lima.	11.02.2011
Vuelo Lima- Puno. LA 2123. Salida a las 10:30h llegada a las 13:10h	12.02.2011
Preparación materiales y redes	13.02.2011
Viaje a sector Pomata y contacto con pescadores. Tarde colocación de redes en sector Pomata.	14.02.2011
Mañana recogida redes en sector Pomata . Estructura de comunidades y batimetría. Procesado de muestras de peces en laboratorio del PELT (Barco). Especies capturadas: <i>Odonthestes bonariensis</i> , <i>O. mulleri</i> , <i>O. luteus</i> , <i>O. imarpe</i> , <i>O. ispi</i> y <i>O. agassii</i> . Preparación de materiales. Contacto pescadores y calar redes en Llachón- Coata.	15.02.2011
Recogida redes en sector Llachón-Coata. Procesado de muestras de peces en laboratorio del PELT (Barco). Muestras de tejidos y sangre. Especies capturadas: <i>Trichomycterus rivulatus</i> (30 individuos), <i>Orestias luteus</i> (35 individuos), <i>O. agassii</i> (30 individuos), <i>Odontesthes bonariensis</i> (20 individuos).	16.02.2011
Contacto pescadores y calar redes en Pusi-Escallani	17.02.2011
Recoger redes en Pusi-Escallani. Procesado muestras <i>in situ</i> . Estructura de comunidades y batimetría. Especies capturadas: <i>Odonthestes bonariensis</i> , <i>O. mulleri</i> , <i>O. luteus</i> , <i>O. imarpe</i> , <i>O. ispi</i> y <i>O. agassii</i> y <i>O. albus</i> .	18.02.2011
Contacto pescadores y calar redes en Moho y Tilali	19.02.2011
Recogida redes en Moho. Muestras de tejidos y sangre, procesado muestras <i>in situ</i> . Especies capturadas:	20.02.2011

<p><b><i>Trichomycterus rivulatus</i></b> (18 individuos), <b><i>Orestias luteus</i></b> (6 individuos), <b><i>O. agassii</i></b> (3 individuos), <b><i>Odontesthes bonariensis</i></b> (5 individuos).</p> <p>Recogida redes Tilali para estructura de comunidades y batimetría. Especies capturadas: <b><i>O. mulleri</i></b>, <b><i>O. luteus</i></b>, <b><i>O. imarpe</i></b>, <b><i>O. ispi</i></b> y <b><i>O. uruni</i></b> y <b><i>O. incae</i></b>.</p> <p>Tarde calar redes en Moho. Estructura de comunidades y batimetría.</p>	
<p>Recogida redes en Moho para estructura de comunidades y batimetría. Especies capturadas: <b><i>O. mulleri</i></b>, <b><i>O. luteus</i></b>, <b><i>O. imarpe</i></b>, <b><i>O. ispi</i></b>, <b><i>Odontesthes bonariensis</i></b> y <b><i>Trichomycterus rivulatus</i></b>. Tarde calar redes en Mohokachi- Yunguyo (lago Menor)</p>	21.02.2011
<p>Recogida redes y material pescadores en Mohokachi- Yunguyo (lago Menor). Muestras de tejidos y sangre, procesado muestras <i>in situ</i>. Especies capturadas: <b><i>Trichomycterus rivulatus</i></b> (14 individuos), <b><i>Orestias luteus</i></b> (13 individuos), <b><i>O. agassii</i></b> (29 individuos), <b><i>Odontesthes bonariensis</i></b> (20 individuos). Tarde calar redes en Inka- Chaka ( Copacabana )</p>	22.02.2011
<p>Recogida redes en Inka- Chaka ( Copacabana ). Muestras de tejidos y sangre, procesado muestras <i>in situ</i>. Especies capturadas: <b><i>Trichomycterus rivulatus</i></b> (11 individuos), <b><i>Orestias luteus</i></b> (5 individuos), <b><i>O. agassii</i></b> (28 individuos), <b><i>Odontesthes bonariensis</i></b> (9 individuos).</p> <p>Estructura de comunidades y batimetría. Especies capturadas: <b><i>O. mulleri</i></b>, <b><i>O. albus</i></b>, <b><i>O. imarpe</i></b>, <b><i>O. ispi</i></b>, <b><i>O. gracilis</i></b>, <b><i>O. minimus</i></b>, <b><i>O. crawfordi</i></b>, <b><i>O. agassii</i></b> y <b><i>Odontesthes bonariensis</i></b>.</p>	23.02.2011
<p>Regreso a Puno y preparación de muestras en laboratorio PELT (Barco).</p>	24.02.2011
<p>Puno preparación muestras en laboratorio PELT (Barco).Tarde conferencia.</p>	25.02.2011
<p>Embalaje de muestras para traslado. Fin de campaña</p>	26.02.2011
<p>Traslado aeropuerto Juliaca. Salida vuelo a Lima-Juliaca. StarPeru. Vuelo 2I1162 . Salida a las 9:30h llegada a Lima a las 12:15h.</p>	27.02.2011
<p>Reunión AECID.Traslado a Aeropuerto Lima viaje a Madrid-Barcelona. Vuelo IB6650. Salida a las 20:55h</p>	28.02.2011
<p>Llegada a Barcelona alas 19:25 (vuelo IB2740)</p>	01.03.2011

**ESTUDIO DE LAS COMUNIDADES DE ESPECIES  
NATIVAS DE PECES DEL LAGO TITICACA:  
CARACTERIZACIÓN ECOLÓGICA Y SU USO COMO  
BIOINDICADORES DEL ESTADO DE CONSERVACIÓN**

**Primera edición digital**

**Diciembre, 2014**

**Lima - Perú**

**©Adolfo de Sostoa**

**Nuno A. Caiola**

**Silvia Rodríguez**

**Patricia Prado**

**Orieta Flore**

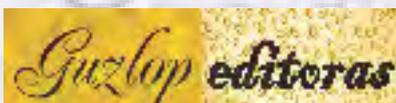
**Oriol Cano**

**Alberto Maceda**

**Mario Monroy**

**PLD 1565**

**Editor: Víctor López Guzmán**



<http://www.guzlop-editoras.com/>

[guzlopster@gmail.com](mailto:guzlopster@gmail.com)

[facebook.com/guzlop](https://www.facebook.com/guzlop)

[twitter.com/guzlopster](https://twitter.com/guzlopster)

731 2457 / 959 552 765

Lima - Perú

# PROYECTO LIBRO DIGITAL (PLD)

El proyecto libro digital propone que los apuntes de clases, las tesis y los avances en investigación (papers) de las profesoras y profesores de las universidades peruanas sean convertidos en libro digital y difundidos por internet en forma gratuita a través de nuestra página web. Los recursos económicos disponibles para este proyecto provienen de las utilidades nuestras por los trabajos de edición y publicación a terceros, por lo tanto, son limitados.

Un libro digital, también conocido como e-book, eBook, ecolibro o libro electrónico, es una versión electrónica de la digitalización y diagramación de un libro que originariamente es editado para ser impreso en papel y que puede encontrarse en internet o en CD-ROM. Por, lo tanto, no reemplaza al libro impreso.

Entre las ventajas del libro digital se tienen:

- su accesibilidad (se puede leer en cualquier parte que tenga electricidad),
- su difusión globalizada (mediante internet nos da una gran independencia geográfica),
- su incorporación a la carrera tecnológica y la posibilidad de disminuir la brecha digital (inseparable de la competición por la influencia cultural),
- su aprovechamiento a los cambios de hábitos de los estudiantes asociados al internet y a las redes sociales (siendo la oportunidad de difundir, de una forma diferente, el conocimiento),
- su realización permitirá disminuir o anular la percepción de nuestras élites políticas frente a la supuesta incompetencia de nuestras profesoras y profesores de producir libros, ponencias y trabajos de investigación de alta calidad en los contenidos, y, que su existencia no está circunscrita solo a las letras.

Algunos objetivos que esperamos alcanzar:

- Que el estudiante, como usuario final, tenga el curso que está llevando desarrollado como un libro (con todas las características de un libro impreso) en formato digital.
- Que las profesoras y profesores actualicen la información dada a los estudiantes, mejorando sus contenidos, aplicaciones y ejemplos; pudiendo evaluar sus aportes y coherencia en los cursos que dicta.
- Que las profesoras y profesores, y estudiantes logren una familiaridad con el uso de estas nuevas tecnologías.
- El libro digital bien elaborado, permitirá dar un buen nivel de conocimientos a las alumnas y alumnos de las universidades nacionales y, especialmente, a los del interior del país donde la calidad de la educación actualmente es muy deficiente tanto por la infraestructura física como por el personal docente.
- El personal docente jugará un rol de tutor, facilitador y conductor de proyectos

de investigación de las alumnas y alumnos tomando como base el libro digital y las direcciones electrónicas recomendadas.

- Que este proyecto ayude a las universidades nacionales en las acreditaciones internacionales y mejorar la sustentación de sus presupuestos anuales en el Congreso.

En el aspecto legal:

- Las autoras o autores ceden sus derechos para esta edición digital, sin perder su autoría, permitiendo que su obra sea puesta en internet como descarga gratuita.

- Las autoras o autores pueden hacer nuevas ediciones basadas o no en esta versión digital.

Lima - Perú, enero del 2011

“El conocimiento es útil solo si se difunde y aplica”

Víctor López Guzmán  
Editor