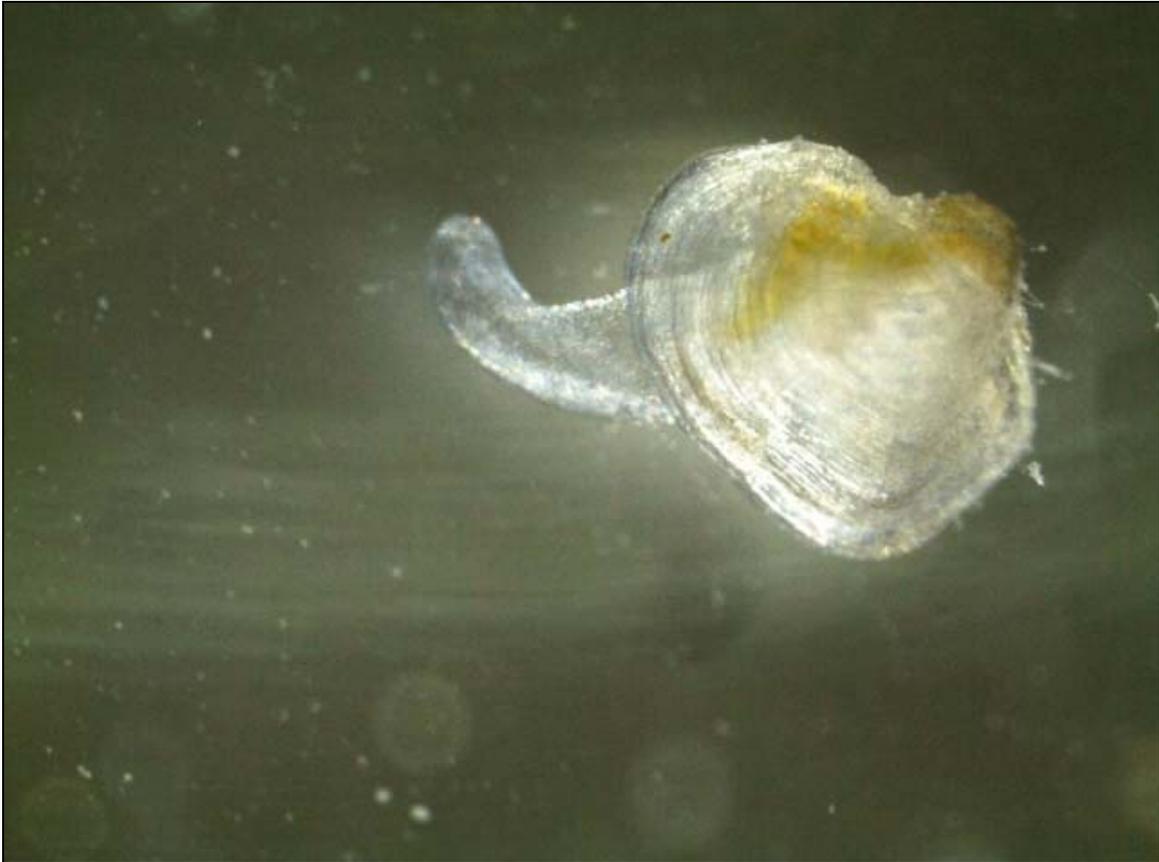




LIFE08 NAT/E/000078

"Mejora de los hábitats y especies de la Red Natura 2000 en Banyoles: Un proyecto demostrativo"



A.4. – PROTOCOLO DE CRÍA DE NÁYADES

Redacción de un protocolo para la cría en cautividad y reproducción de *Unio elongatulus*

Ver.6

Enero 2013



CONSORCI DE
l'estany





Protocolo de cría de náyades

Redacción de un protocolo para la cría en cautividad y reproducción de *Unio elongatulus*

Enero 2013 – versión 6 (Fecha actualización)

PRESENTACIÓN

El presente protocolo se redacta en el marco del “Proyecto Estany”- Mejora de los Hábitats y Especies de la Red Natura 2000 de Banyoles: Un proyecto demostrativo- (LIFE08 NAT/E/000078), correspondiente a la acción A4 de redacción de un protocolo para la cría en cautividad y reproducción de *Unio elongatulus*.

Equipo director:

Miquel Campos Llach. Coordinador técnico del proyecto Estany

Carles Feo Quer. Técnico del proyecto Estany

Equipo redactor:

Rafa Araujo Armero. Museo Nacional de Ciencias Naturales.

Carles Feo Quer. Técnico del proyecto Estany

Miquel Campos Llach. Coordinador técnico del proyecto Estany

Promotor:



Financiado por:

Beneficiarios



Cofinanciadores







PROTOCOLO DE CRÍA DE NÁYADES

1. INTRODUCCIÓN.....	7
Taxonomía.....	8
• <i>Potomida littoralis</i>	9
• <i>Unio mancus</i>	10
• <i>Unio ravoisieri</i>	11
• <i>Anodonta anatina</i>	11
2. ANTECEDENTES.....	12
3. OBJETIVOS.....	15
4. PROCEDIMIENTO.....	15
4.1. Recogida de náyades adultas.....	15
4.1.1. Muestreo en acequias. Vadeo.....	15
4.1.2. Muestreo en el lago de Banyoles. Buceo.....	16
4.2. Mantenimiento de náyades adultas.....	16
4.2.1. Piscinas.....	16
4.2.2. Acuarios.....	17
4.3. Mantenimiento de peces.....	17
4.3.1. Piscinas.....	17
4.3.2. Acuarios y depósitos.....	17
4.3.3. Prevención de las infecciones.....	17
4.3.4. Alimentación.....	18
4.4. Infestación de peces con gloquidios de náyades.....	18
4.4.1. Directamente en las piscinas metiendo peces.....	18
4.4.2. Acuarios.....	18
4.5. Recogida de las náyades juveniles.....	19
4.5.1. Directamente en las piscinas.....	19
4.5.2. En depósitos troncocónicos o cilindro cónicos.....	19
4.5.3. En acuarios.....	19
4.6. Mantenimiento y cría de juveniles.....	19
4.6.1. Directamente en las piscinas.....	19
4.6.2. Bandejas incubadoras.....	19
4.6.3. Recipientes cerrados.....	20
4.7. Repoblación del medio natural con los juveniles criados.....	20
4.7.1. Creación de zonas de reserva en el lago.....	20
4.7.2. Creación de zonas de reserva en acequias.....	20
4.8. Repoblación del medio natural con peces infectados en cautividad.....	20
5. INSTALACIONES REQUERIDAS.....	21
5.1. Instalaciones exteriores.....	22
5.1.1. Sistema de circulación de agua del lago.....	22
5.1.2. Piscinas.....	22
5.2. Instalaciones interiores Laboratorio de cría.....	23
5.2.1. Recipientes para el mantenimiento de peces y náyades.....	23
5.2.2. Sistema de circulación de agua.....	24
5.2.3. Mobiliario.....	24
5.2.4. Equipamiento especial para la cría de náyades y mantenimiento de peces.....	25
6. PLAN DE TRABAJO DEL AÑO 2011.....	25
6.1. Fase preparativa. Enero-Marzo 2011.....	25
6.1.1. Piscinas.....	25
6.1.2. Laboratorio.....	26
6.2. Fase reproductiva. 1 de abril 2011.....	26
6.2.1. Acumulación de colonias de náyades no grávidas.....	27
6.2.2. Inicio del control de temperatura a profundidad de las colonias.....	27
6.2.3. Recogida de náyades grávidas.....	27
6.2.4. Infección de peces con gloquidios.....	28



6.3. Fase engorde juveniles. Mayo 2011	30
6.3.1. Engorde de juveniles en laboratorio	30
6.4 Esquema resumen	31
7. PLAN DE TRABAJO DEL AÑO 2012	32
7.1. Fase preparativa. Noviembre 2011-marzo 2012	32
7.1.1. Piscinas	32
7.1.2. Laboratorio	32
7.2. Fase reproductiva. 1 de abril 2012	32
7.2.1. Acumulación de colonias de náyades no grávidas	33
7.2.2 Control de temperatura a profundidad de las colonias	33
7.2.3. Recogida de náyades grávidas	33
7.2.4. Infección de peces con gloquidios	34
7.3. Fase engorde juveniles. Mayo 2012	35
7.3.1 Engorde de juveniles en laboratorio	35
7.3.2 Engorde de juveniles en la naturaleza	35
7.3.3 Engorde de juveniles en recipientes de plástico	35
7.4. Fase de liberación de juveniles en el Lago. Junio-Agosto 2012	35
8. PLAN DE TRABAJO DEL AÑO 2013	35
8.1. Fase preparativa. Noviembre 2012-marzo 2013	35
8.1.1. Piscinas	35
8.1.2. Laboratorio	36
8.2. Fase reproductiva. 1 de abril 2013	36
8.2.1. Acumulación de colonias de náyades no grávidas	36
8.2.2 Control de temperatura a profundidad de las colonias	37
8.2.3. Recogida de náyades grávidas	37
8.2.4. Infección de peces con gloquidios	37
8.3. Fase engorde juveniles. Mayo 2013	38
8.3.1 Engorde de juveniles en laboratorio	38
8.3.2 Engorde de juveniles en la naturaleza	38
8.3.3 Engorde de juveniles en recipientes de plástico	39
8.4. Fase de liberación	39
8.4.1 Liberación de juveniles en el Lago. Junio-Agosto 2012	39
8.4.2 Liberación de juveniles de 2011 y 2012 en el Lago. Septiembre- noviembre 2012	39
8. BIBLIOGRAFÍA	40
9. ANNEXOS. Fichas de laboratorio	42



1. INTRODUCCIÓN

Las náyades o grandes bivalvos de agua dulce (*Mollusca*, *Bivalvia*, *Unionoidea*) se distribuyen por todo el mundo a excepción del continente antártico. Se reconocen unas 840 especies repartidas del modo siguiente: 302 en el Neártico, 172 en la región Neotropical, 85 en la Afrotropical, 219 en la Indotropical, 45 en el Paleártico y 33 en Australasia (Graf & Cummings, 2007; Bogan, 2008). Quizá la principal característica de estos moluscos es su ciclo vital, ya que presentan un estado larvario único en el reino animal; el más común es el denominado gloquidio, larva que requiere la presencia de un hospedador, en general un pez, en el que tras una metamorfosis se produce la fase juvenil. Es además frecuente la especificidad entre náyades y peces, de forma que no todas las especies de peces pueden actuar como hospedadoras de los gloquidios de todas las náyades. Ésta y otras razones pueden fácilmente explicar porqué las náyades están consideradas actualmente como uno de los grupos animales más amenazado del planeta.

Otra característica importante de las náyades es el papel que juegan en los ecosistemas de agua dulce donde viven, pudiendo afirmar que en un ecosistema sin modificar las náyades serían el grupo de animales con mayor biomasa (Negus, 1966). Intervienen además en la dinámica de los nutrientes de los sistemas acuáticos, removiendo fitoplancton, bacterias y materia orgánica del agua y sedimento y colaboran en la bioturbación de los fondos aumentando su contenido de oxígeno (Strayer y col., 1999; Vaughn, Nichols & Spooner, 2008). Son además especies con un alto poder bioindicador, lo que probablemente ha querido reflejar el nombre de náyade, en referencia a las hadas o ninfas que mantienen la pureza de las aguas dulces. De este modo, la presencia (o la desaparición documentada) de poblaciones reproductoras (con ejemplares juveniles) de estos moluscos, puede ser de gran utilidad para conocer cambios en el estado de calidad y conservación de las aguas superficiales, lo que hace de las náyades excelentes especies centinelas.

Una tercera razón que aumenta el interés biológico de las náyades es su antigüedad en el registro fósil. Algunos autores consideran el origen del grupo en el Paleozoico, hace más de 350 millones de años (ver Simpson, 1900, Watters, 2001 y Graf & Cummings, 2006). Se trata por tanto de animales del máximo interés para estudios de procesos evolutivos a lo largo del tiempo y del espacio, por lo que su filogenia debe reflejar la influencia de procesos como la ruptura y separación de Pangaea en el Mesozoico, así como la evolución de las cuencas hidrográficas durante el Terciario hasta las últimas glaciaciones del Pleistoceno (Graf & Cummings, 2006).

Como está ocurriendo en otras partes del mundo, también en la península Ibérica y en Catalunya los unionoideos son actualmente uno de los grupos animales más amenazados de desaparición. Entre las causas fundamentales están la fragmentación y/o desaparición de sus hábitats (detracciones de agua, alteración de los caudales y flujos por las centrales hidroeléctricas y riegos, aumento exponencial de industrias contaminantes y cultivos), aunque otros factores como la presencia de especies de peces y bivalvos invasores también pueden estar jugando un papel importante (Bogan, 1993; Ricciardi, Neves & Rasmunssen 1998; Lydeard y col., 2004; Strayer y col., 2004). Esta disminución en las poblaciones de náyades se está haciendo ya patente en los ríos peninsulares (Rolán, 1998; Martínez-Ortí y Robles, 2003; Reis, 2003; Morales y col., 2004; Soler y col., 2006; Velasco y Romero, 2006; Verdú y Galante, 2006; Barea, Ballesteros y Moreno, 2008; Gómez & Araujo, 2008).



Taxonomía

El primer intento moderno de estudio de las náyades de la península Ibérica se debe a Fritz Haas (1917a), uno de los principales especialistas del grupo a nivel mundial. Según este autor, las 161 especies ibéricas de náyades citadas en la bibliografía se reducirían a las 7 siguientes: *Anodonta cygnea* L., *Unio turtoni* Payraudeau, *Unio delphinus* Spengler, *Unio batavus* Lam., *Rhombunio littoralis* Lam., *Margaritifera auricularia* Spengler y *Margaritifera margaritifera* L. Posteriormente, Azpeitia (1933) publica otro exhaustivo trabajo en el que se consideran las especies de bivalvos ibéricas aunque no propone un análisis crítico de la taxonomía del grupo. Años más tarde se publica la monografía de Haas (1969), que junto con la de Simpson (1900) se ha considerado por los especialistas como el punto de partida moderno sobre la sistemática de la Superfamilia *Unionoidea*. Haas (1969) propuso una clasificación taxonómica que consideraba la existencia de una serie de especies fundamentales cada una de las cuales englobaba diferentes "razas locales" o "especies incipientes". De este modo, las especies presentes en la península Ibérica serían las siguientes: *M. (Margaritifera) margaritifera* (L.), *M. (Pseudunio) auricularia* (Spengler), *Unio pictorum mucidus* Morelet, *U. pictorum delphinus* Spengler, *U. elongatulus penchinatianus* Bourguignat, *U. elongatulus valentinus* Rossmässler, *U. crassus batavus* Maton & Rackett, *Potomida littoralis littoralis* (Lamarck), *P. littoralis umbonata* (Rossmässler) y *Anodonta (Anodonta) cygnea* (L.). A modo de ejemplo, dentro de la "especie fundamental" *Unio elongatulus*, distribuida por la Región Mediterránea y Asia Menor, Haas (1969) incluía 17 razas locales o subespecies, dos de las cuales estarían presentes en España: 1) *U. elongatulus penchinatianus*, en los ríos del nordeste mediterráneo incluyendo el Ebro como límite sur, y 2) *U. elongatulus valentinus*, en los ríos mediterráneos al sur del Ebro.

A nivel de las provincias catalanas, Altaba (1991) cita la presencia de las siguientes especies: *M. auricularia*, *A. cygnea*, *Psilunio littoralis*, con 5 subespecies: *P. l. littoralis* (Ter y ríos al norte), *P. l. subreniformis* (Estany de Banyoles), *P. l. catalonicus* (ríos de la depresión central), *P. l. umbonatus* (del Ebro hacia el sur) y *P. l. gaudiensis* (al norte de las sierras diánicas), y finalmente, *U. elongatulus* con 4 subespecies: *U. e. aleroni* (Tordera y ríos al norte), *U. e. penchinatianus* (Estany de Banyoles), *U. e. ssp.* (Ebro) y *U. e. valentinus* (ríos del golfo de Valencia).

En los últimos años del siglo XX e inicio del XXI empieza a revisarse la taxonomía de las náyades ibéricas estudiando no sólo los caracteres habitualmente usados de morfología de la concha y anatomía, sino que se incluyen además caracteres moleculares, cuyo uso es ampliamente recomendado en la bibliografía especializada (Graf & Cummings, 2006), así como información sobre la biología de las especies (gloquidio, peces hospedadores, época de reproducción). El uso de estos caracteres, especialmente las secuencias de los genes mitocondriales Col y 16S, ha permitido superar la subjetividad que hasta ahora atenazaba la taxonomía de las náyades, limitada al estudio de un carácter tan variable como es la forma de la concha, pudiendo así identificar linajes evolutivos muy claros.

Gracias a estos y otros estudios hoy sabemos que las especies citadas por Haas (1969) *U. elongatulus penchinatianus* y *U. elongatulus valentinus* corresponden la primera a *U. ravoisieri*, localizada en el lago de Banyoles y el río Ser, y la segunda a *U. mancus*, distribuida por los ríos mediterráneos ibéricos incluido el Ebro (Araujo, Gómez & Machordom, 2005; Araujo y col. 2009). Con respecto al género *Psilunio* citado por Altaba (1991), hoy también sabemos que debe llamarse *Potomida* (Araujo, 2008), y que en toda la península solo existe una especie, *P. littoralis* (Araujo y col. 2009). Finalmente, la especie de *Anodonta* que vive en los ríos catalanes y la mayoría de los del resto de la península es *A. anatina* y no *A. cygnea*. En conclusión, actualmente se considera la existencia en la península Ibérica de las siguientes 10 especies (Araujo y col., 2009): *Margaritifera auricularia* (Spengler,



1793), *M. margaritifera* (L., 1758), *Potomida littoralis* (Cuvier, 1798), *U. mancus* Lamarck, 1819, *Unio gibbus* Spengler, 1793, *U. delphinus* Spengler, 1793, *U. tumidiformis* Castro, 1885, *U. ravoisieri* Deshayes, 1847, *Anodonta anatina* (L. 1758) y *A. cygnea* (L., 1758), de las que 6 vivirían en los ríos catalanes: *M. auricularia*, *U. ravoisieri*, *P. littoralis*, *U. mancus*, y *A. anatina*.

De estas, solamente cuatro viven en la cuenca de l'Estany de Banyoles:

- ***Potomida littoralis***

Distribución Paleártica circummediterránea. Suroeste de Europa: Francia, España, Portugal y Grecia (Haas, 1969; Araujo, 2008). También en el norte de África (Marruecos, Argelia y Túnez) y suroeste de Asia (Armenia, Turquía, Siria, Israel y Palestina). En la península Ibérica tiene un área de distribución muy amplia, ocupando la mayoría de las vertientes atlánticas y mediterráneas. En el lago de Banyoles se ha convertido en una especie rarísima, la menos abundante de las cuatro náyades presentes, y son pocos los ejemplares vivos localizados, mientras en el fondo se encuentran centenares de conchas de ejemplares muertos.

Aunque su aspecto es muy variable dependiendo del hábitat, es la especie de náyade ibérica más fácil de identificar. Concha sólida, alta y gruesa, de contorno variable: oval, elíptica, romboide o ligeramente cuadrangular. Color oscuro, de castaño a negro, a veces verdoso y en ocasiones con líneas amarillentas radiales que parten del umbo. Charnela corta y fuerte, con dientes cardinales piramidales cónico obtusos, fuertes y aserrados: valva izquierda con 2 dientes laterales y 2 cardinales y valva derecha con 1 diente lateral y 1 cardinal. Inserción del músculo aductor anterior muy marcada. Normalmente alcanzan tamaños de 6-8 cm.

En la península Ibérica los peces hospedadores de sus gloquidios parecen ser los barbos (género *Barbus*), aunque también podrían actuar como tales las bogas (género *Chondrostoma*) (Haas, 1917b; Araujo y col, 2009).

Se trata de una especie típicamente fluvial, propia de los sectores medios y bajos de las cuencas. Aunque prefiere los ríos de mayor tamaño y caudal, vive también en afluentes menores con cierta corriente, en acequias y canales de riego que mantienen los fondos naturales, e incluso en grandes lagos (Ruidera, Estany de Banyoles). En los canales del Ebro es la especie de náyade más común. Muchas veces se encuentra enterrada en zonas de sustratos gruesos, entre piedras y rocas, aunque también aparece en lugares tranquilos entre arena y fango. Puede vivir en la zona central del lecho del río, incluso hasta 6-10m de profundidad, pero es más común entre las raíces de los árboles de las riberas y en los taludes. También entre piedras en zonas de rápidos y aguas someras. Habita en aguas de distinta naturaleza (silíceas, calizas) y, aunque necesita aguas limpias, no aparece en aguas oligotróficas de montaña.

Catalogada De Interés Especial en el Catálogo de Especies Amenazadas de Castilla-La Mancha y Vulnerable en el de Galicia. Vulnerable en el Libro Rojo de los Invertebrados de España (Verdú y Galante, 2006) y Andalucía (Barea y col., 2008) y en el de los moluscos de Castilla-La Mancha (Bragado, Araujo y Aparicio, 2010). Cada vez es menos frecuente encontrar grandes colonias, apareciendo poblaciones con muy pocos individuos y sin juveniles. Es una especie en franca regresión que ha desaparecido de muchas localidades. Se ha recomendado su inclusión en el nuevo Catálogo Español de Especies Amenazadas en la Categoría de Vulnerable (Araujo y col., 2009).



- ***Unio mancus***

En la península Ibérica vive en los ríos de las cuencas mediterráneas con un límite meridional situado entre las cuencas del Júcar y el Segura. Es la única especie de *Unio* que vive en la cuenca del Ebro y la más común en los ríos del mediterráneo ibérico. En el lago de Banyoles se ha detectado esta especie conviviendo con *Unio ravoisieri*, mostrando el primero una mayor preferencia por las acequias y las zonas con agua con corriente, y siendo más escasa en el mismo lago. No se descarta su presencia en el río Fluvià, cerca de la cuenca lacustre de Banyoles.

Es también una especie muy variable, con caracteres externos diferentes según el hábitat. Solamente por la concha es difícil de distinguir de la especie atlántica ibérica *U. delphinus*. Por su distribución, solamente puede confundirse con ejemplares simpátricos de *U. ravoisieri*, pues los individuos de esta especie que viven en ríos pueden ser similares a los de *U. mancus*.

Forma muy variable, con ejemplares de concha pequeña, fina y delicada, hasta otros con concha muy robusta. Presenta el aspecto típico de mejillón de río con una concha generalmente abombada y alargada de coloración pardo-negrizca o pardo-amarillenta con zonas más verdosas. Parte anterior redondeada y posterior alargada y truncada, acabando en un corto pico. Umbo prominente, redondeado, que en ocasiones puede presentar escultura consistente en 2 filas de tubérculos. Valva izquierda con dos dientes posteriores de aspecto laminar y muy alargados y dos dientes cardinales crenulados, muy pronunciados en los ejemplares más grandes, que en ocasiones pueden aparecer fusionados en una única estructura laminar. La valva derecha presenta un diente lateral posterior muy alargado y un único diente cardinal que puede resultar muy variable incluso entre los ejemplares de una misma población, donde se pueden observar desde estructuras robustas y crenuladas a formas más delicadas y de aspecto laminar. El tamaño siempre es menor de 10 cm y raramente supera los 9 cm.

Se trata de una especie típicamente fluvial que, a excepción de las zonas de alta montaña, es capaz de ocupar todo tipo de tramos de ríos, tanto de primer orden como de afluentes menores, así como canales de riego que mantengan sus fondos naturales. Puede aparecer también en lagos (ej. Albufera de Valencia, Estany de Banyoles). En los ríos vive generalmente semienterrado en fondos de gravas bien asentadas de los brazos secundarios, en el centro del cauce en zonas con poca corriente y en los taludes bien conservados a la sombra de la vegetación de ribera e incluso entre las raíces de los árboles. Todos ellos hábitats donde los peces hospedadores de sus gloquidios pasan gran parte de su vida. Sin embargo, también se han localizado ejemplares en zonas de sustrato grueso encajados entre piedras y rocas, en fondos de fango y materia orgánica y en playas de arena. Es una especie propia de aguas duras con concentraciones de calcio superiores a 100 mg/l. Aunque, como la mayoría de las náyades, requiere aguas limpias, puede vivir en acequias de riego.

Con el nombre de *U. elongatulus* está amparada por las siguientes figuras de protección: Directiva Hábitats (Anexo V): Especies animales y vegetales de interés comunitario cuya recogida en la naturaleza y cuya explotación pueden ser objeto de medidas de gestión. Convenio de Berna (Anexo III): Especies protegidas que pueden ser objeto de explotación controlada, pero para las que está prohibido utilizar los métodos de caza/captura/pesca que se mencionan en el anexo IV. Catálogo Valenciano de Especies de Fauna Amenazada (Anexo I): En peligro de extinción. Amparada por la ley 3/1988 (DOGC nº 967, de 18/03/1988) de la Generalitat de Cataluña de protección de animales (anexo b): Regulación de las actividades fotográficas, científicas y deportivas que puedan afectar a la fauna salvaje. Dado que el nombre *U. mancus* se asigna en la península Ibérica a las poblaciones anteriormente conocidas como *U. elongatulus*, toda la normativa que se aplica a esta especie debe ahora asignarse a *U. mancus*.



Como *U. mancus* está incluida en el Libro Rojo de los Invertebrados de España en la categoría Casi amenazado (Verdú y Galante, 2006). Se trata de una especie en franca regresión por las afecciones antrópicas al medio. Se ha recomendado su inclusión en el nuevo Catálogo Español de Especies Amenazadas en la Categoría de Vulnerable (Araujo y col., 2009).

- ***Unio ravoisieri***

En la península Ibérica se encuentra restringida al lago de Banyoles y cuenca del Fluvià, donde se conoce del río Ser (Araujo y col., 2009; Khalloufi, y col., 2011). Es una especie común en el norte de África al este del río Moulouya (Argelia y Túnez). En el lago de Banyoles se ha detectado esta especie, citada como *Unio elongatulus penchinatianus* por Haas (1969) y Altaba (1991), conviviendo con *Unio mancus*, mostrando el primero una mayor preferencia por las aguas remansadas del mismo lago, evitando las acequias y zonas con agua corriente. Se trata de la misma especie que vive en el río Ser, citada por Altaba (1991) como *Unio elongatulus aleroni*, aunque morfológicamente son muy diferentes.

Los ejemplares del río Ser presentan una concha muy fina, pequeña, siempre alargada y comprimida, de color pardo, a menudo verde o incluso amarillento, con los anillos de crecimiento externos muy juntos. Bordes dorsal y ventral paralelos, el dorsal a veces ligeramente ascendente hacia la región posterior. Umbos planos, muy poco prominentes. Escultura del umbo formada por dos filas de tubérculos a menudo muy marcados y picudos, aunque no siempre presente. Rara vez mayor de 60 mm aunque hay ejemplares hasta de 95 mm. Una de las principales características de esta especie es la forma redondeada del borde anterodorsal de la concha, que dibuja un arco muy patente, aunque este carácter se encuentra también en algunas poblaciones de *U. mancus*. Ligamento fino. Charnela muy débil y delgada, con los dientes pseudocardinales pequeños y laminares, los de la valva izquierda generalmente fusionados en uno. La forma de las conchas de los ejemplares de Banyoles es bastante diferente, como suele ocurrir con las poblaciones que viven en lagos (ej. *U. tumidiformis* de las Lagunas de Ruidera). Tamaño muy grande (hasta 105 mm), con la concha mucho más espesa, inflada y sólida que en los ejemplares de río, y de color pardo amarillento, nunca verde. La región posterior aparece siempre cubierta de travertino (Haas, 1916). Silueta cuadrangular muy característica, con el umbo retrasado, de forma que la parte anterior es muy corta y la posterior muy alargada. Charnela y ligamento muy desarrollados; dientes pseudocardinales muy fuertes, aserrados y separados en la valva izquierda. Escultura del umbo similar a la de los ejemplares de río.

En sus localidades ibéricas, *U. ravoisieri* solamente puede confundirse con *Unio mancus*. En el lago de Banyoles las dos especies son bastante difíciles de distinguir por sus caracteres externos.

Se desconoce la morfología del gloquidio de las poblaciones españolas y sus posibles peces hospedadores, aunque se han citado las especies *Barbus meridionalis* Risso y *Squalius cephalus* L. (Generalitat de Catalunya, 2004). En ríos de Túnez se ha visto que la liberación de las larvas se produce en marzo (Khalloufi, y col., 2011).

- ***Anodonta anatina***

Esta especie ha sido confundida innumerables veces con *A. cygnea*, siendo ambas muy polimórficas. Aunque Haas (1969) consideró que *A. anatina* era un sinónimo de *A. cygnea*, hoy sabemos que son especies diferentes (Araujo y col., 2009).



Se distribuye por toda la península Ibérica, en ríos, embalses y lagos. Es la especie de *Anodonta* más común. En el Estany de Banyoles se ha detectado esta especie, tanto en el mismo lago como en las acequias de salida del mismo, y no se descarta su presencia en el río Fluvià.

Especie muy polimórfica de concha muy frágil y sin dientes en la charnela. Puede llegar a ser muy grande y abombada dependiendo del hábitat que ocupa. Color pardo o negro, a veces verde. Silueta generalmente oval o cuadrangular, en ocasiones alargada pero nunca tanto como *A. cygnea*. En proporción suele ser siempre más alta que ésta. Habitualmente presenta un ala dorsal o cresta en la parte posterior más patente en los ejemplares juveniles. Borde ventral generalmente curvo. El borde dorsal puede ser curvo o recto, dibujando, en este segundo caso, los lados de un triángulo: uno anterior que asciende hasta el vértice del ala y uno posterior que desciende bruscamente. Umbon plano y ancho, más saliente que en *A. cygnea*.

Mantiene los gloquidios en las branquias durante todo el invierno. Entre las especies hospedadoras de sus gloquidios en la península Ibérica se han señalado *Barbus graellsii* Steindachner, *Chondrostoma miegii* Steindachner, *Salaria fluviatilis* (Asso), *Gobio gobio* (L.), *Squalius pyrenaicus* (Günther) y *S. cephalus* (L.) (Gómez, obs. pers.).

Vive en todo tipo de ríos, también en lagos (ej. Ruidera, Albufera de Valencia, Banyoles). Habitualmente en fondos blandos de cieno y aguas remansadas, aunque también puede vivir en gravas y zonas de corriente. Es una de las náyades menos exigentes en cuanto al hábitat, probablemente por tener un amplio rango de peces hospedadores. En los embalses suele ser la única náyade presente.

Catalogada como Casi Amenazada en el Libro Rojo de los Invertebrados de España (Verdú y Galante, 2006) y en el Libro Rojo de los Invertebrados de Andalucía (Barea y col., 2008). Vulnerable en el Libro Rojo de los moluscos de Castilla-La Mancha (Bragado, Araujo y Aparicio, 2010).

Aunque es necesario proteger sus poblaciones, parece tener una mayor valencia ecológica que el resto de especies de náyades ibéricas.

2. ANTECEDENTES

Son pocos los proyectos relacionados con la cría de náyades en la Península Ibérica, y hasta ahora la propuesta de reproducir y engordar juveniles de náyades en un centro de cría puede considerarse como pionera. Aún así, en España se han desarrollado tres proyectos previos con objetivos similares. El primero, dentro de un convenio entre el Museo Nacional de Ciencias Naturales (MNCN. CSIC) y la Dirección General de Aragón (DGA) consistió en la cría en cautividad de juveniles de *Margaritifera auricularia* infectando peces de dos especies: *Salaria fluviatilis* y *Acipenser naccarii* (Araujo, Quirós y Ramos, 2003). A continuación, y con base en el anterior, un proyecto LIFE de Conservación de *Margaritifera auricularia* (LIFE04 NAT/ES/000033) en Aragón se propuso reproducir en cautividad esta especie en diferentes instalaciones en Zaragoza. En ambas experiencias se infectaron con éxito peces con gloquidios de *Margaritifera* y se obtuvieron juveniles que sobrevivieron hasta una edad de 5 meses. También en el Parque Natural de la Zona Volcánica de la Garrotxa (PNZVG) se ha estado desarrollando un proyecto de reproducción de *Unio elongatulus aleroni* (actualmente *U. ravoisieri*) desde 1994. En este caso se procedía a la infección de peces con los gloquidios para liberar posteriormente los peces infectados al río, sin que hubiera un seguimiento posterior del éxito de la actuación. Otra experiencia interesante ha sido el trabajo realizado en las instalaciones de Camadoca (Osona, Barcelona), un centro de fauna que ha conseguido reproducir de forma natural algunos ejemplares de náyades pero en baja cantidad.



Se puede ampliar información de estas experiencias en la ambiciosa recopilación sobre cría de náyades en el mundo (Araujo y Morales, 2010) en su informe sobre la cría en cautividad y semicautividad de *Margaritifera margaritifera* en el Río Negro.

Para la especie *Unio mancus*, según datos obtenidos en el río Ebro (Araujo y col. 2005), la liberación de gloquidios se produce entre marzo y agosto. En el río Ebro el pez hospedador de *Unio mancus* es *Barbus graellsii*, el barbo del Ebro, una especie introducida recientemente en el Lago de Banyoles.

Especie de pez	Nº	Lugar de infectación	Temperatura media	Días-grados	Número de juveniles
<i>Barbus graellsii</i>	4-2	Branquias y aletas	19°- 28°	278-141	42-170
<i>Barbus haasi</i>	5	"	26°	287	115
<i>Squalius pyrenaicus</i>	3	"	19°	254	100
<i>Squalius cephalus</i>	2	"	23.5°	235	181
<i>Chondrostoma miegii</i>	5	"	23.5°	235	110
<i>Phoxinus phoxinus</i>	4	"	26°	197	43
<i>Cyprinus carpio</i>	2	-	19°	-	-
<i>Gobio gobio</i>	2	-	19°	-	-
<i>Acipenser baeri</i>	3	-	26°	-	-
<i>Salaria fluviatilis</i>	8	"	19°	272	379

Tabla 1. Resultados de infectación de peces con gloquidios de *Unio mancus* (Araujo y col., 2005)

No obstante, experimentos realizados en laboratorio (Araujo y col., 2005) han identificado hasta siete especies diferentes de peces en los que los gloquidios de *U. mancus* completan su metamorfosis y que podrían por lo tanto actuar como hospedadores de esta especie: *Barbus graellsii* Steindachner, *Barbus haasi* Mertens, *Squalius pyrenaicus* (Günther), *Squalius cephalus* (L.), *Chondrostoma miegii* Steindachner, *Phoxinus phoxinus* L. y *Salaria fluviatilis* (Asso). Los gloquidios se fijan a las branquias (90%) y aletas (10%). Se han obtenido ejemplares juveniles en 141 grados/día (Tabla 1). En las pruebas realizadas con *Cyprinus carpio* L., *Gobio gobio* (L.) y *Acipenser baerii* Brandt los gloquidios se desprendieron antes de completar su metamorfosis.

En cuanto a la especie *U. ravoisieri*, es especialmente interesante el contenido de los trabajos del Parque Natural de la Zona Volcánica de la Garrotxa (PNZVG), donde la especie es citada como *Unio aleroni* (*U. elongatulus aleroni*). Los informes sobre las náyades del PNZVG (Minuartia, 1995-2005) son de especial importancia pues al trabajar con la especie de *Unio* del río Ser, han utilizado una de las dos especies del lago de Banyoles. Según estos trabajos iniciados en 1994, hasta 2005 (Figuras 1 y 2), se ha determinado que para *Unio ravoisieri* el mejor pez hospedador es el bagre (*Squalius laietanus*), aunque también funciona con el barbo (*Barbus meridionalis*).

La conclusión de estos datos es que las hembras de *U. ravoisieri* están grávidas entre marzo y julio de cada año, y que los meses con mayor liberación de gloquidios son los meses de mayo y junio.



A continuación se incluyen los datos de emisión de gloquidios de cada uno de los años del proyecto:

Año	Febrero	Marzo	Abril	Mayo	Junio	Julio	Agosto	Sept.
1994								
1995								
1996								
1997		15				8		
1998		23				19		
1999				5	9, 16			
2000					20, 27			
2001	7						16	
2004								
2005								

Figura 1. En color gris se indica el periodo del año en que las hembras de *U. ravoisieri* del río Ser liberan los gloquidios. En gris más oscuro los meses con mayor número de gloquidios, y los números corresponden al día exacto de cada mes. (Minuartía, 1995-2005).

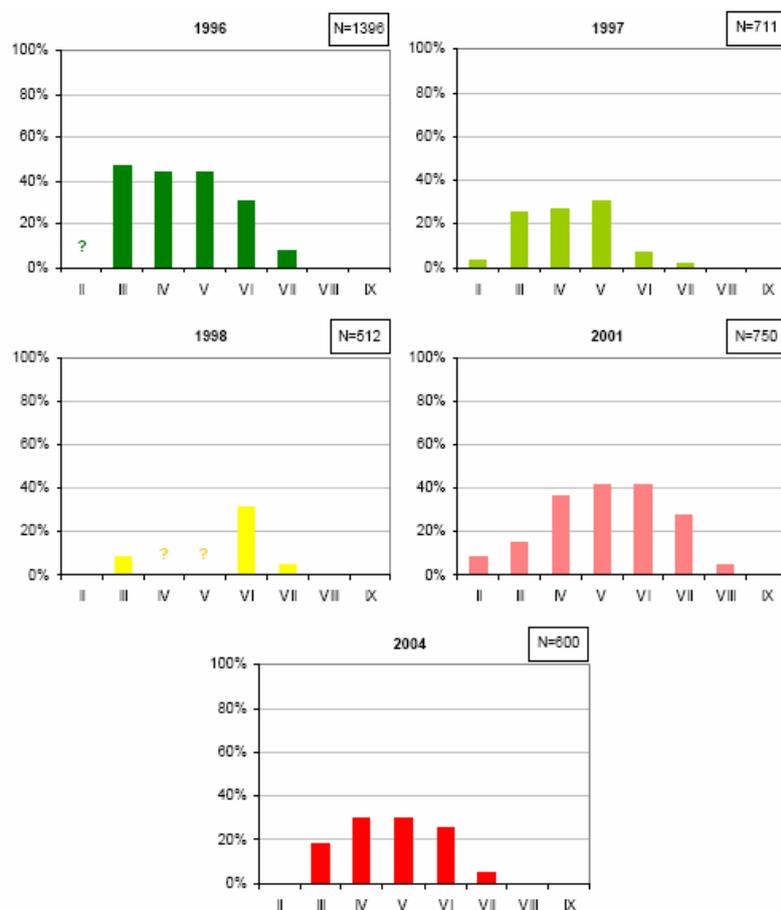


Figura 2. Evolución anual de náyades grávidas en la población del río Ser en los diferentes años de seguimiento 1996-2004 (Minuartía, 1995-2005).



3. OBJETIVOS

Se redacta este protocolo en cumplimiento de la acción A4 del PROYECTO ESTANY como base para conseguir el objetivo del proyecto, es decir, la mejora de las poblaciones de *Unio elongatulus* a partir de su reproducción en semicautividad, tal como marca la acción C6 del PROYECTO ESTANY.

Estos son los objetivos específicos del proyecto de cría de náyades:

- Conocer la época de reproducción y liberación de gloquidios de las náyades
- Conocer los peces hospedadores de las náyades
- Obtener ejemplares juveniles viables de náyades
- Criar y engordar los juveniles
- Repoblar el lago con juveniles de náyades y/o peces infectados con gloquidios
- Establecer una metodología y un protocolo de trabajo para la cría en cautividad de las náyades.
- Definir las instalaciones y necesidades del laboratorio de cría de náyades del proyecto LIFE.

4. PROCEDIMIENTO

Según el proceso secuencial de experiencias necesarias para el cumplimiento de los objetivos, las principales técnicas a llevar a cabo son las siguientes:

- 4.1. Recogida de las náyades adultas
- 4.2. Mantenimiento de náyades adultas
- 4.3. Mantenimiento de peces
- 4.4. Infestación de peces
- 4.5. Nacimiento de las náyades juveniles
- 4.6. Mantenimiento y cría de juveniles
- 4.7. Repoblación del medio natural con los juveniles criados
- 4.8. Repoblación del medio natural con peces infectados en cautividad

4.1. Recogida de náyades adultas

Dado que en Cataluña las especies objetivo del proyecto están protegidas, su captura en el medio natural requiere de una autorización especial de la autoridad competente en medioambiente.

La tramitación de la autorización, en este caso por parte de la Generalitat de Catalunya, va a permitir la captura de un número determinado de náyades para poder ser utilizadas como individuos adultos reproductores.

Además, en el caso del lago de Banyoles es necesaria otra autorización del ayuntamiento de Banyoles por ser las aguas del espacio natural de su propiedad. La aprobación por el mismo ayuntamiento del proyecto Estany y su apoyo al proyecto nos permiten la recogida de adultos en el lago y en las acequias que lo desaguan.

La recogida de náyades adultas reproductoras se va a realizar con dos sistemas diferentes de muestreo:

4.1.1. Muestreo en acequias. Vadeo.



Las acequias de desagüe del lago tienen un nivel de agua entre 10 y 50 cm de profundidad, lo que permite su muestreo con botas vadeadoras altas. Para ello, se realiza un reconocimiento del fondo de las acequias a contra corriente, evitando pisar ningún ejemplar de náyade, y se van recogiendo los ejemplares necesarios con las manos, preferiblemente con guantes. Si la visibilidad no es buena, se puede muestrear con las manos tocando el fondo, aunque es preferible no alterar excesivamente el sustrato del curso de agua. Material necesario: Botas vadeadoras, guantes y un cubo.

4.1.2. Muestreo en el lago de Banyoles. Buceo.

La profundidad del lago de Banyoles obliga a recoger las náyades mediante buceo. Aunque en verano puede no ser necesario, el muestreo se realizará para mayor confort y seguridad utilizando un traje de neopreno. Se ha descartado la utilización de escafandra autónoma por la mayor dificultad del muestreo, y porque las zonas de más densidad de náyades se pueden muestrear perfectamente a pulmón libre. Aun así, si que se han realizado trabajos previos de prospección de náyades para tener una idea aproximada del tamaño poblacional mediante buceo con botella. Material necesario: traje de neopreno, gafas, tubo, aletas y una malla bolsa para la recogida de adultos.

Se realiza una inspección minuciosa desde una barca para localizar las zonas más apropiadas del litoral del lago que permitan su muestreo a pulmón libre, entre 0 y 6 metros de profundidad, organizando la prospección por tramos y zonas. A medida que se localizan los ejemplares, estos son recogidos y mantenidos en una malla hasta su traslado al laboratorio.

Tanto en las acequias como en el lago, los ejemplares son fácilmente visibles con un poco de practica, bien por asomar cuando están medio enterrados en el lodo del fondo, bien por la marca en forma de surco que dejan cuando se mueven. En zonas de fondos muy sucios, con restos de hojas y ramas, así como en zonas con rocas, la prospección puede ser mucho más lenta y dificultosa. Se anotan los datos de recogida, UTM del lugar y se toman medidas biométricas de la concha (longitud, anchura a nivel del umbo y altura). Los ejemplares con los que se va a trabajar se marcan con una etiqueta de plástico con números secuenciales pegada cerca del umbo con un adhesivo tipo "superglue" en formato gel.

Las náyades recogidas pueden ser inspeccionadas para comprobar si son hembras grávidas. Para ello se pueden abrir ligeramente con las manos, evitando la rotura del músculo, o con el apoyo de unas pinzas especiales y mirando el interior para comprobar si tienen huevos (bandas amarillas) o gloquidios (masas grises) almacenados en los túbulos de las branquias.

4.2. Mantenimiento de náyades adultas

4.2.1. Piscinas

Dada la precariedad de la población de náyades residente en el Estany, así como las incertidumbres en cuanto al tema de alimentación en cautividad, parece adecuado mantener un cierto "pool" de reproductores para no tener que repetir las capturas en el medio natural todos los años. La población cautiva debería abarcar la máxima variedad genética posible para reducir el riesgo de endogamia.

Las principales limitaciones de este tipo de solución podrían ser:

- La exposición de los ejemplares a un medio artificial aunque con agua y sedimento natural.
- La disposición en un medio naturalizado pero de acceso público, susceptible de sufrir vandalismo o accidentes.



4.2.2. Acuarios

Es la solución que se considera menos viable para la estabulación de adultos a largo plazo debido fundamentalmente a las dificultades de mantener la calidad del agua en los acuarios y de alimentar a las náyades adultas. Sin embargo, sí puede aplicarse en determinadas épocas del ciclo vital o de forma puntual en las épocas de infestación de peces con gloquidios.

Las principales limitaciones de este tipo de solución podrían ser:

- El elevado nivel de mantenimiento que necesitan los acuarios (limpieza de paredes, añadir productos anti-algas, ...) para evitar su suciedad y la proliferación de parásitos y microorganismos patógenos.
- Problemas derivados de mantener la calidad del agua en los tanques de almacenamiento y en los propios acuarios (oxigenación, eliminación de amonio, ...).
- La incertidumbre del tiempo máximo de reclusión de admiten los adultos en los acuarios, ya que en las experiencias previas no han sobrevivido mucho tiempo en cautividad.
- El desconocimiento sobre el tipo y dosificación de la alimentación de los ejemplares.

4.3. Mantenimiento de peces

4.3.1. Piscinas

Necesario para mantener las poblaciones disponibles de peces sin necesidad de ir a pescarlos antes de la época de infección. Se requiere una progresiva adaptación de los peces a la cautividad y a la alimentación con piensos y alimentos congelados.

Dado que albergan peces que alimentados con pienso compuesto, las piscinas necesitan un gran esfuerzo de mantenimiento y saneamiento frente a la colonización de saprofitos infecciosos y/o parásitos. Los tratamientos más frecuentes suelen utilizar fungicidas, antibióticos, etc.

4.3.2. Acuarios y depósitos

Solamente se utilizarán en las épocas inmediatamente anteriores y posteriores a la infección con gloquidios. Es una opción técnicamente más complicada que las piscinas, y tanto más lo será cuanto más pequeños sean los acuarios o los tanques de almacenamiento. Los peces silvestres tienen unas necesidades de oxigenación y de control de sustancias disueltas en el agua (amonio y demás ictiotóxicos) bastante estricto, de manera que el sistema de circulación de agua debe ser potente, y el caudal de agua empleado muy grande, lo que podría ser la principal limitación.

4.3.3. Prevención de las infecciones

Para evitar la proliferación de infecciones en los peces, antes o durante la infección con juveniles de náyades cabe aplicar un protocolo estricto de prevención de infecciones y desinfección del material. Estas son algunas de las recomendaciones:

- Limpieza mecánica periódica de filtros, acuarios y material.
- Desinfección de los materiales utilizados: salabres, pipetas, placas de petri, componentes acuarios, etc. Se utilizará una dilución de 1 a 10 de lejía apta para consumo humano dejando actuar durante 10 minutos como mínimo. Posteriormente enjuagar con abundante agua el material.
- Tratamientos de los peces entrantes al laboratorio:



- Primer tratamiento: Utilización del antibiótico enrofloxaxina. Aplicación de una solución de enrofloxaxina de 25 mg/ml al 2,5% (4 ml por cada 100 litros de agua). El tratamiento es de 24 horas y es preventivo para diferentes enfermedades de los peces.
- Segundo tratamiento: Utilización de verde de malaquita para evitar la enfermedad del "punto blanco". Aplicación de un baño de 1 mg por cada 10 litros de forma preventiva. En caso de infección hay que repetir el tratamiento a los 2-3 días.

Conviene comprobar previamente que los tratamientos no afecten al desarrollo de la metamorfosis ni a la viabilidad de los juveniles de náyades.

4.3.4. Alimentación

Para mantener a los peces en un estado físico óptimo es vital poder alimentar de forma correcta a los peces con una dieta variada y equilibrada. No es fácil obtener una alimentación a base de pienso específica para las especies autóctonas del proyecto, pues no existe en el mercado un producto con tales características.

En base a la experiencia de otros centros de cría se ha optado por una alimentación a base de pienso para truchas de la marca: T-2 Optiline Skretting, y también complementado con alimento congelado (Larva roja, krill, artemia, larva blanca,...) y pienso para ciprínidos marca ASTRA-POND MULTISTICKS. Se ha utilizada el pienso a proporción 0,5-0,7% del peso del pez.

4.4. Infestación de peces con gloquidios de náyades

El mantenimiento de una población importante de peces infectados es el paso limitante para poder disponer de grandes cantidades de náyades juveniles para criar y engordar. Del éxito en esta fase depende en gran medida el cumplimiento global del programa de cría en cautividad.

4.4.1. Directamente en las piscinas metiendo peces

Se meterán los peces en las piscinas con náyades grávidas hasta que se infecten. Después los peces pueden pasarse a otras piscinas o mantenerlos hasta el nacimiento de los juveniles. Una vez no queden quistes en los peces, éstos se sacan a otras piscinas o depósitos junto con otros peces que ya han terminado el proceso de infección.

4.4.2. Acuarios

En el primer año, este sistema permitirá conocer el tiempo y temperatura que requiere la metamorfosis, lo que será fundamental para planificar las experiencias de los siguientes años.

Se pueden realizar infestaciones metiendo peces en acuarios con náyades grávidas para su seguimiento, así como en recipientes con gloquidios extraídos de náyades mantenidas en acuarios.

Se ha comprobado que la infección de peces en recipientes es muy efectiva. Se introducen unos 200 gloquidios en un recipiente de plástico tapado con agua y uno o dos peces de entre 5 y 20 cm. El proceso dura aproximadamente 2 minutos y debe ayudarse con un difusor de aire. Hay que utilizar recipientes distintos para cada especie de pez y de náyade.

Los peces infectados pasarán a piscinas, acuarios y/o depósitos, y finalmente al sistema de recolección de juveniles.



4.5. Recogida de las náyades juveniles

Con estos sistemas de recogida se obtendrán los juveniles para su paso posterior a las bandejas incubadoras u otros sistemas de engorde.

4.5.1. Directamente en las piscinas

Una vez realizada la metamorfosis y desprendidos de los peces, las náyades recién nacidas caen directamente en el sedimento de las piscinas. Estos juveniles se dejarán durante varios años sin intervención, en una experiencia similar a la de la Masía Camadoca.

4.5.2. En depósitos troncocónicos o cilindro cónicos

Los peces se mantendrán en estos depósitos durante los últimos días de la metamorfosis sin alimentación. Los depósitos tienen forma inclinada en el fondo y un agujero provisto de un tapón o grifo dirigido a un sistema de recogida o filtraje. Los juveniles desprendidos de los peces caen al fondo, quedando almacenados y recogidos al abrir el grifo. Puede también diseñarse un sistema de filtro y recogida automático.

Debe instalarse una red o malla para evitar que los peces depreden sobre los juveniles del fondo o pasen por el agujero hacia el filtro o sistema de recogida.

Si estos depósitos se suplementan con filtros que limpien el agua, pueden albergar peces infectados durante todo el proceso de metamorfosis que serán además alimentados. Los filtros se desactivarían durante los últimos días para evitar la pérdida de juveniles y se eliminará la comida de los peces.

4.5.3. En acuarios

En los acuarios se mantendrán los peces, sin alimento, durante los dos o tres últimos días de infección hasta el desprendimiento y recolección de todos los juveniles. Para la recogida de estos juveniles depositados en el acuario se sifonará de forma manual el fondo con un tubo y un filtro en el extremo con una malla de 200 micras de diámetro, o con un sistema automatizado de succión que los dirija hacia el filtro.

4.6. Mantenimiento y cría de juveniles

4.6.1. Directamente en las piscinas

Los ejemplares juveniles se mantendrán en el fondo de las piscinas, bien directamente o bien en bateas, bandejas o cestas sumergidas. Cuando sea posible, manteniendo condiciones que permitan hacer un seguimiento de su desarrollo.

La conexión directa pero regulada con el Estany y la presencia de sustrato natural permitirá que los juveniles recién nacidos dispongan de alimentación. Además, la posibilidad de utilizar bandejas compartimentadas permitirá también la posibilidad de utilizar diferentes tipos de sustratos así como añadir alimentación externa si se estima necesario.

4.6.2. Bandejas incubadoras

Se instalarán en el laboratorio y se alimentarán con sedimento y agua del Estany.

Diseño 1. Su diseño permite que en cada bandeja el agua circule de abajo hacia arriba, contribuyendo a la limpieza y oxigenación del sistema. Funcionarán en sistema cerrado y abierto, siempre con circulación de agua. En ellas se plantarán los juveniles obtenidos en los acuarios y/o depósitos cónicos.

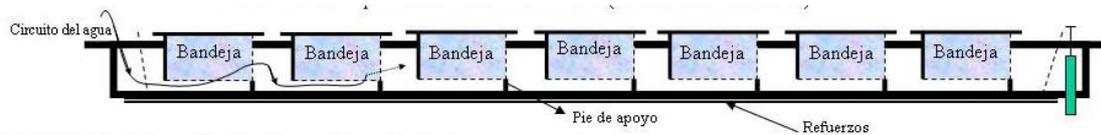


Figura 3. Esquema del funcionamiento de una bandeja incubadora.

Su diseño permite que en cada bandeja el agua circule de abajo hacia arriba, contribuyendo a la limpieza y oxigenación del sistema. Funcionarán en sistema cerrado y abierto, siempre con circulación de agua. En ellas se plantarán los juveniles obtenidos en los acuarios y/o depósitos cónicos.

Diseño 2. Se va a utilizar la pila de incubación como si fuera un canal. Se van a sacar las bandejas y se va a depositar sedimento del lago en el fondo de la bandeja incubadora, luego se va a hacer circular agua igual que en el diseño 1, con sistema cerrado y abierto, siempre con circulación de agua. Se va a añadir un fluorescente de luz para acuarios con longitud de onda buena para las algas, con una programación para simular la luz del día.

Se va a experimentar con cada uno de los dos diseños para comprobar cual es mejor para la cría y engorde de la náyades.

4.6.3. Recipientes cerrados

Se instalarán en el laboratorio un conjunto de recipientes de plástico cerrados donde se mantendrán los juveniles de náyades en dilución en agua del lago. El agua se cambiará semanalmente. Se va a proceder a la alimentación de los juveniles aportando una mezcla de algas y detritus en el recipiente en diferente concentración y tipología de material..

4.7. Repoblación del medio natural con los juveniles criados

4.7.1. Creación de zonas de reserva en el lago

A partir del tercer año, si se han obtenido cantidades importantes de juveniles, se podrá plantear la posibilidad de plantarlos, bien recién nacidos o bien con más de un año, en zonas seleccionadas del Estany. Para ello se diseñarán cestas especiales que se anclarán al fondo del lago.

4.7.2. Creación de zonas de reserva en acequias

A partir del segundo año, si se han obtenido cantidades importantes de juveniles, se podrá plantear la posibilidad de plantarlos, bien recién nacidos o bien con más de un año, en zonas seleccionadas de las acequias de desagüe del lago o de los arroyos de entrada. También se diseñarán cestas especiales.

4.8. Repoblación del medio natural con peces infectados en cautividad

La medida de infección de los peces con el retén de náyades estabuladas en las instalaciones de cría controlada es una acción fácil de realizar de forma paulatina a lo largo de las semanas de gravidez de las náyades. Por lo general esta infestación controlada se realiza confinando peces en recipientes con una gran carga de gloquidios, o bien mediante la inoculación con una pipeta o jeringuilla en las agallas del pez de una solución de gloquidios recién extraídos de las náyades.

Sería un tipo de cría "extensiva" que se debería apoyar en una corta fase de recuperación de los peces en ambiente con aireación forzada, para evitar posibles daños derivados de una carga excesiva de gloquidios en las branquias.

Posteriormente, el traslado de los peces hasta el Estany se podría hacer con un remolque-tanque especialmente dotado para esta tarea.

La repoblación del Estany con peces autóctonos infectados se hará cuando el descaste de peces exóticos esté avanzado, a mediados de 2012.

5. INSTALACIONES REQUERIDAS

Se ha previsto la construcción de un laboratorio de cría con unas instalaciones interiores bien equipadas, y un conjunto de instalaciones exteriores que además de un sistema de piscinas incluye todo el sistema de captación de agua del lago.

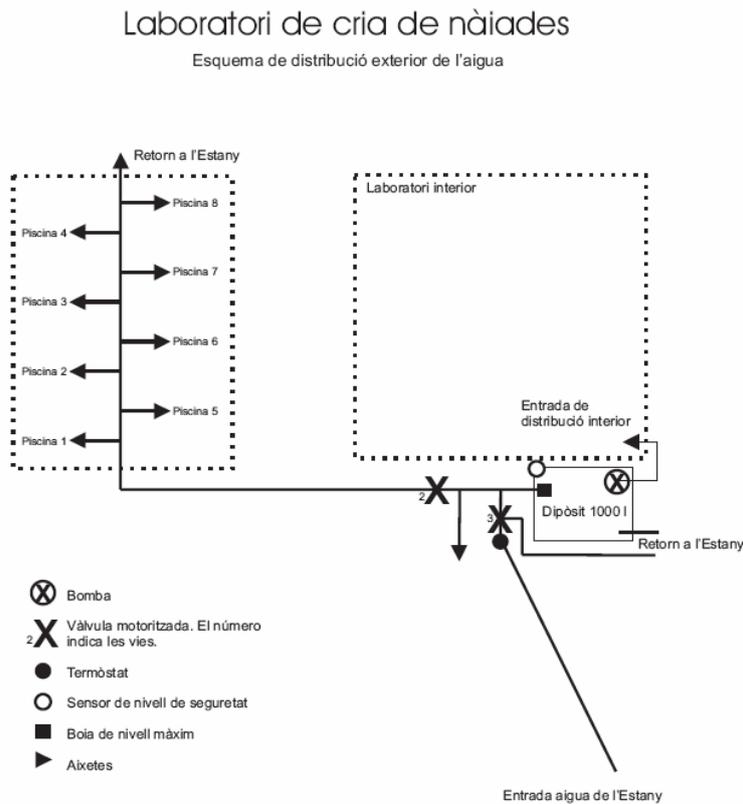


Figura 4. Esquema de funcionamiento de la circulación del agua en las instalaciones del laboratorio de cría. El agua procedente del lago se divide en dos líneas, una para las piscinas exteriores y otra para un depósito que alimenta el laboratorio.

5.1. Instalaciones exteriores

5.1.1. Sistema de circulación de agua del lago

5.1.2. Piscinas

5.2. Instalaciones interiores Laboratorio de cría

5.2.1. Recipientes para el mantenimiento de peces y náyades

5.2.2. Mobiliario

5.2.3. Equipamiento especial para la cría de náyades

5.2.4. Sistema de circulación de agua del lago



5.1. Instalaciones exteriores

Se ha previsto la construcción de unos tanques - piscinas para el mantenimiento de peces en estoc para su utilización en el laboratorio de cría. Las piscinas también pueden servir para el mantenimiento y cría natural de náyades y peces.

El agua que alimenta el sistema procede del lago de Banyoles a través de un complejo sistema de circulación.

5.1.1. Sistema de circulación de agua del lago

Una de las mayores dificultades en los proyectos de cría en cautividad de náyades es la alimentación de los juveniles. Para ello se ha determinado que es de vital importancia disponer de agua (y sedimento) del mismo lago de Banyoles para llenar los acuarios, tanques y circular por la pila de incubación, por lo que es necesario un sistema de circulación de agua desde el mismo lago.

La instalación consta de los siguientes elementos:

- Bomba de agua dentro del lago de Banyoles. Se va a colocar una bomba en el mismo lago de Banyoles, en el punto más cercano en línea recta al laboratorio de cría y a 5 metros de profundidad.
- Tubo de 500 metros desde la bomba sumergida en el lago hasta las instalaciones del laboratorio. Paralelo al tubo debe haber un cable eléctrico para activar la bomba a distancia de la misma longitud, 500 metros.
- Sistema de control de la calidad del agua de entrada. Una válvula automatizada de tres vías equipada con un sensor de temperatura debe descartar la entrada de agua en el sistema si se encuentra por encima o por debajo de una determinada temperatura límite. Si la válvula está cerrada el agua sale por un desagüe fuera del sistema. Si está abierta sigue adelante.
- Sistema para repartir el agua hacia las instalaciones interiores y las exteriores. Una canalización conducirá el agua hacia las piscinas exteriores, y otra hacia un depósito de agua enterrado.
- Válvulas de dos vías. Una válvula controla el paso del agua hacia las piscinas exteriores, puede estar abierta o cerrada. Una segunda válvula, también de dos vías, regula el paso del agua hacia el depósito enterrado.
- Depósito para almacenar el agua destinada a las instalaciones interiores. Tendrá una bomba de agua que permita dar agua a presión dentro del laboratorio. El depósito tiene un rebosadero para cuando entra mucho agua y no se utiliza dentro del laboratorio.
- Sistema de distribución del agua en las piscinas del exterior del laboratorio, a base de tubos, conexiones y grifos.

5.1.2. Piscinas

En las instalaciones del proyecto se han construido 8 piscinas de hormigón de 1,5 x 1,2 metros y 1,2 de alto (capacidad máxima: 2160 litros, de uso 1600 l.), con un sistema de distribución de agua procedente del lago y dos desagües, uno superficial y otro de fondo. También cada tanque dispone de acceso a una toma eléctrica para poder colocar aireadores o bombas de circulación de agua. En los laterales del sistema de piscinas se va a disponer una pasarela o andamio elevado para poder trabajar con comodidad en el interior de las piscinas. También se va a colocar un apoyo fijo dentro de cada piscina para poder trabajar desde dentro con comodidad. Finalmente, para evitar evaporación, calentamiento excesivo del agua y el efecto negativo de la exposición permanente a la intemperie, se ha procedido a la instalación de un toldo de sombreado por encima de las piscinas.



Figura 5. Imagen de las piscinas con el sistema de entrada de agua del lago.

5.2. Instalaciones interiores Laboratorio de cría

El laboratorio de cría debe de disponer de una infraestructura mínima suficiente para el desarrollo del proyecto de cría en cautividad en las mejores condiciones posibles. El protocolo va a definir las necesidades básicas y una referencia a las desarrolladas en el "Proyecto Estany".

5.2.1. Recipientes para el mantenimiento de peces y náyades

Acuarios. Van a ser necesarios un conjunto de acuarios para el desarrollo de los experimentos iniciales para comprobar cual de los peces autóctonos del lago es el pez hospedador de la náyade *Unio elongatulus* (*U. mancus* y *U. ravoisieri*). Para ello hacen falta un mínimo de dos acuarios para cada especie de náyade, y un mínimo de tres acuarios para cada uno de los peces autóctonos del lago, en nuestro caso: barbo, bagre y pez fraile. También son útiles acuarios de reserva para las tareas de limpieza, cambios de acuario y situaciones de emergencia. En el momento de infectar los peces con los gloquidios, los peces infectados van a ser dispuestos en acuarios individualizados, de menor tamaño, para su seguimiento, y que pueden ser desde 9 a 18 acuarios.

En el laboratorio se ha previsto la instalación de 10 acuarios de 120 litros y de un mueble similar al de las tiendas de acuarofilia con una batería de 21 acuarios de 30 – 50 litros.

Equipamiento de los acuarios:

- 2-4 Bombas de circulación (para acuarios con náyades)
- 4-6 Aireadores con salidas múltiples, tubo y difusores de piedra y de goma
- 6-8 Filtro de agua (excepto para los acuarios con náyades)
- 20 Termómetros, uno para cada acuario
- 4 Termostatos para el calentamiento del agua de los acuarios con náyades
- En caso de no disponer de luz natural, pueden ser necesarios fluorescentes para iluminar los acuarios.
- Salabres, uno para cada acuario.
- Comida para peces, granulado y copépodos y cladóceros congelados.
- Limpia cristales para la limpieza de los acuarios y rascadores para quitar la cal de las paredes.
- Manga de succión para sifonar el fondo del acuario.

Tanques. Van a ser útiles para aclimatar peces al entorno del laboratorio, previamente a su instalación en acuarios. Son tanques de 500 litros equipados con un filtro de agua de gran capacidad o con un sistema de circulación y regeneración del agua.

En el laboratorio se ha previsto la instalación de 5 tanques de 500 litros con un filtro de 500 litros.

Depósitos cilindrocónicos o troncocónicos. Son una alternativa para mantener los peces en el mismo recipiente durante toda su fase de infección, y no tener que moverlos de acuarios en todo el proceso. El troncocónico es un acuario de forma cilíndrica pero que en su parte inferior tiene forma de cono para acabar con una boca de salida que puede cubrirse con un tapón o con un sistema de salida de tubos. Esto puede ser útil para mantener con alimentación los peces y a su vez, en la fase final de la infección, colocar un sistema de filtrado para los juveniles en la parte inferior. Van a funcionar con un filtro para la limpieza mientras los peces no liberen juveniles. Existen muchos modelos de cilindrocónicos y para diferentes volúmenes de agua.

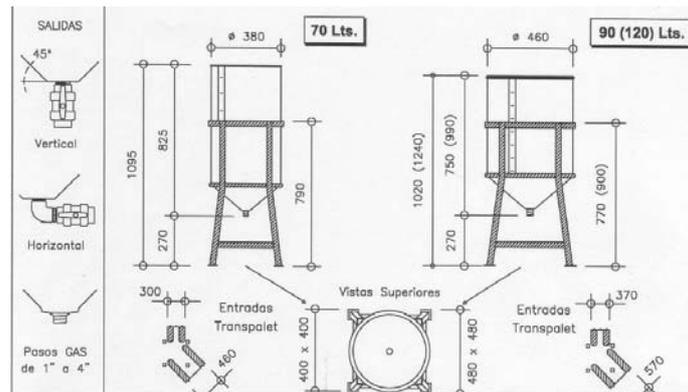


Figura 6. Un modelo de cilindrocónico de los que se han utilizado en el proyecto.

5.2.2. Sistema de circulación de agua

En el laboratorio se ha previsto la instalación de un sistema de circulación del agua del lago.

- A partir del depósito exterior que almacena agua del lago, y de una bomba de presión, se va a inyectar agua dentro del laboratorio donde se va a construir una red de tubos de PVC para cañerías con agua a presión con 13 grifos con la correspondiente salida de agua para alimentar acuarios y tanques. Cada salida de agua está adaptada para la colocación de una manguera y así facilitar el llenado de los acuarios.
- En los mismos puntos donde existe una entrada de agua con un grifo se han dispuesto unos desagües, también con tubo de PVC, que transportan el agua fuera del laboratorio. Existen 7 desagües con varias tomas cada uno, para poder vaciar el agua de los acuarios sin esfuerzo.
- Sistema de control electrónico monitorizado. Dentro del laboratorio se encuentra el sistema de control que permite automatizar la entrada de agua del lago, la abertura o cierre de las válvulas, o la activación o no de la bomba del lago. Todo este sistema puede ser utilizado de forma manual o se puede programar el funcionamiento en función de las necesidades de renovación del agua.

5.2.3. Mobiliario

Para la correcta organización del laboratorio hay que organizar el poco espacio disponible y aprovechar el espacio. Se han previsto la siguiente distribución:

- Laboratorio húmedo: Zona del laboratorio con los estantes con acuarios, la batería de acuarios y los tanques.
- Laboratorio en seco. Zona para la observación con el binocular estereoscópico, toma de datos y mantenimiento de material sensible a la humedad.

El laboratorio debería estar equipado con los siguientes muebles.

- Estanterías para a organización de los acuarios. Tienen que ser estanterías que resistan pesos grandes.
- Mueble con cajones o armario para el almacenaje de material delicado.



- Mesa de trabajo para la lupa (binocular estereoscópico) y toma de datos.
- Sillas o taburetes.
- Escalera baja.
- Pila de agua y encimera.
- Sistema de climatización, calefacción para el invierno, y especialmente necesario aire acondicionado para el verano.
- Bloques de hormigón para la sustentación de los tanques de agua.

5.2.4. Equipamiento especial para la cría de náyades y mantenimiento de peces

- Pilas de incubación. Para mantener juveniles en un ambiente con agua corriente y poca profundidad, con compartimentos, se va a disponer de unas pilas de incubación en fibra de vidrio y poliéster, a demás de un desagüe. Estas pilas de incubación miden 2,4 metros de largo por 60 cm. de ancho y 17 cm. de altura, con 4 bandejas o cajones de incubación de 40 x 40 cm. y un sistema de rejillas para permitir el paso del agua a través de las bandejas.
- Batería de acuarios con tapas, filtros, rejillas y desagües. Para la recogida en masa de los juveniles que se desprenden de los peces infectados. Alternativa a los cilindrocónicos.
- Cilindrocónicos con un sistema de recogida de juveniles por la parte inferior, y capacidad para mantener peces durante toda la fase de infección. Alternativa a las baterías de acuarios.
- Lupa binocular con cámara digital. Para el estudio y registro en imágenes del proceso de infestación y desarrollo de los gloquidios y juveniles de las náyades es básico disponer de una buena lupa binocular con cámara digital incorporada. Se necesita un microscopio estereoscopio de 10 x 80 aumentos y equipada.
- Material manipulación gloquidios. Pipetas de vidrio, pipetas de plástico, placas de petri, botes de cristal para la manipulación de los gloquidios de las náyades.
- Alimentación y control de enfermedades en los peces. Hay que disponer de pienso para la alimentación de los peces, variado y con vitaminas, así como productos para tratar enfermedades de los peces que puedan surgir durante su mantenimiento en cautividad.

6. PLAN DE TRABAJO DEL AÑO 2011

Planificación de la cría en cautividad para el año 2011.

6.1. Fase preparativa. Enero-Marzo 2011

6.1.1. Piscinas

Disponer de las 8 piscinas limpias y listas para ser usadas.

Numeración de las piscinas exteriores:

5	6	7	8
1	2	3	4

Las náyades se van a colocar en las piscinas 1 y 2 más próximas al laboratorio.

- Piscina 1. Con sedimento para juveniles de *U. mancus*
- Piscina 2. Con sedimento para juveniles de *U. ravoisieri*
- Piscina 3. Piscina libre para emergencias
- Piscina 5. 100 Barbos capturados en el entorno
- Piscina 6. 100 Bagres capturados en el entorno
- Piscina 7. 50-100 Salarias capturados en el entorno
- Piscina 8. Piscina para Salarias una vez infectados y liberados los gloquidios.
- Piscina 4. Barbos y bagres una vez infectados y liberados los gloquidios.



* Dentro de las piscinas se puede colocar algún elemento naturalizador del espacio (piedras/ladrillos, plantas con maceta).

* Los peces deben pasar un proceso de aclimatación de 2 meses antes de la infección.

* Preparación del sedimento de las piscinas 1 y 2 para las náyades

- 17 cm. de sedimento del lago (limos y fangos)
- 3 cm. mezcla con gravas finas de río
- 8 bloques de hormigón por piscina para poder pisar dentro sin hundirse en el sedimento. Dispuestos a los laterales de las piscinas.

6.1.2. Laboratorio

Disponer de acuarios con peces, cuatro con náyades y acuarios vacíos.

Se considera como fecha límite para disponer de acuarios y tanques interiores con peces bien adaptados el 20 de abril, aunque a ser posible estos van a estar ya operativos a mediados de marzo o principios de abril, y de forma efectiva deberían estar al 100 % a fecha 1 de abril.

Esperando la aparición de los gloquidios ya deben estar listos y llenos de peces los acuarios y tanques interiores:

- P1. Acuario con 10 barbos
- P2. Acuario con 10 bagres
- P3. Acuario con 10-20 Salaria
- P4. Acuario para hacer fotografías con barbos y bagres
- P5. Acuario con 20 espinosos
- T1. Tanque con 20 -50 barbos
- T2. Tanque con 20 -50 bagres
- T3. Tanque con 20-50 blenios
- T4. Tanque vacío para peces infectados
- T5. Tanques vacío para peces infectados
- P7- P27.
 - 21 Acuarios vacíos para los peces infectados
 - 5 acuarios para mantener grupos de peces infectados en buenas condiciones
 - 16 acuarios para la última fase cuando deben caerse los juveniles

Los acuarios para peces cada uno sin sedimento con dos difusores de aire y un filtro de gran capacidad.

Los acuarios con náyades con dos difusores de aire tipo piedra, sin filtro ni bomba. Solo uno de los acuarios con sedimento, los otros 3 limpios.

Tener preparada la batería de acuarios vacíos y limpios para los peces durante la última fase de la metamorfosis.

6.2. Fase reproductiva. 1 de abril 2011

Se van a realizar inmersiones en al lago a partir del 1 de abril para localizar náyades grávidas. En caso de no estar grávidas se va a agrupar los ejemplares localizados, concentrando las poblaciones en puntos concretos para facilitar de nuevo la localización más adelante. También se van a realizar visitas a la población de *U. mancus* de las acequias de salida del lago.



Cada ejemplar va a ser examinado. Se van a realizar visitas con inmersiones hasta conseguir un mínimo de 30 ejemplares de *U. ravoisieri* del lago y 20 *U. mancus* de las acequias.

6.2.1. Acumulación de colonias de náyades no grávidas

- Grupo a. Norte. Punta de los Amaradors o en la zona entre la caseta de fusta y las gradas de remo
- Grupo b. Cap de Bou
- Grupo c. Inspeccionar el "Front d'Estany" (poco prospectado)
- Grupo d. Frente Riera Can Morgat
- Grupo e. Punta Freixenet
- En las acequias no se van a acumular en colonias pues ya se forman acumulaciones importantes debajo de puentes.

6.2.2 Inicio del control de temperatura a profundidad de las colonias

Se van a colocar 3 dispositivos (datta-loggers) para registrar la temperatura del agua en continuo cada 4 horas. El dispositivo tiene la forma de una pastilla, como una pila botón, y va protegido dentro de un tubo de cobre con cierre estanco. La lectura de los datos de cada colonia de náyades del lago al final del año nos va a indicar la evolución de la Tª del lugar donde viven las náyades a lo largo del año.

A partir del marzo hay que ajustar la temperatura de los acuarios de dentro del laboratorio a la del agua del lago. Esta función la realiza el sensor de temperatura del agua que entra al laboratorio procedente de una profundidad de 6 metros.

Hay que programar la recogida de los datos del botón e instalarlos cuanto antes en el lago. Serán 6 registros diarios, uno cada 4 horas: a las 00:00h, las 04.00h, las 08.00h, las 12.00h, las 16.00h y las 20.00h. Cada botón de toma de datos se va a colocar clavado sobre una superficie vertical (muerto, rea) a unos 5 cm. del sedimento del fondo y marcado a poca distancia por un boyarín.

Distribución de los dispositivos (datta-loggers):

- 2 en el lago
- 1 en las acequias
- 1 en una piscina exterior del laboratorio de cría
- 1 en un acuario del laboratorio

6.2.3. Recogida de náyades grávidas

La previsión es que las náyades del género *Unio* estén grávidas entre febrero y agosto, pero la época con mayor porcentaje de hembras grávidas y mayores posibilidades de obtener gloquidios será de abril a junio.

Una vez se hayan obtenido hembras grávidas de náyades se van a instalar en los acuarios:

- 30 *U. ravoisieri* grávidos o no acumulados. A medida que se van encontrando ejemplares grávidos se van instalando en dos acuarios hasta un total de 30.
- 30 *U. mancus* grávidos acumulados. A medida que se van encontrando ejemplares grávidos se van guardando en dos acuarios hasta un total de 30.

Se colocan en acuarios sin sedimento por el periodo solo entre que están grávidas y que sueltan los gloquidios. Cuando se recojan las náyades en el lago y/o acequia se va a medir la temperatura del fondo del agua y se va a proceder a que los acuarios tengan la misma temperatura.

La temperatura en la que se va a mantener el laboratorio de cría depende de la temperatura del agua del lago. Mientras el agua del lago esté por debajo de los 20 °C, aproximadamente hasta el 1 de junio, se va a mantener el laboratorio 1°C por encima más o menos de la temperatura del agua del lago. Cuando la temperatura del agua del lago supere los 20°, aproximadamente a partir del 1 de junio, se va a utilizar al climatizador para mantener el laboratorio por debajo de los 20°. Se va a estudiar la posibilidad que los acuarios con náyades lleven un termostato para calentar el agua a la misma temperatura del lago (23 -26°C) en este periodo.



Una vez tenemos las náyades a punto de soltar gloquidios hay que asegurarse de tener todo el protocolo siguiente preparado.

Acuarios de náyades

- N1. Acuario sin sedimento con 20 *mancus* de las acequias
- N2 y N3. Acuario sin sedimento con 30 *ravoisieri*
- N4. 1 acuario con sedimento con 10 *mancus* de las acequias

Se puede colocar unos alambres dentro de los acuarios para facilitar la visualización de los hilos de gloquidios. Cada acuario con dos difusores de aire y sin bomba de agua ni filtro. Se va a instalar unos termostatos para mantener el agua de los acuarios a la misma temperatura que el agua del lago.

Renovación del agua. Al menos cambiar un cuarta parte del agua cada 3 días.

Todas las náyades van a ser etiquetadas para su seguimiento a largo plazo.

6.2.4. Infección de peces con gloquidios

Una vez disponemos de los peces en acuarios tal como indica en punto 5.1.2 y de las náyades grávidas como indica el punto 5.2.3 se va a proceder como sigue:

1. En el momento que se liberan los gloquidios, hay que sacarlos con una pipeta, mirarlos a la lupa en una placa de petri y comprobar su estado.



2. Si hay gloquidios vivos en alto porcentaje se van a infectar entre 5 y 10 peces de cada especie dependiendo de la cantidad de gloquidios.

3. Se mezcla en un recipiente de plástico los gloquidios con los peces a infectar con un aireador con la misma agua del acuario. Sería recomendable entre 100 y 200 gloquidios por pez, 50-100 si son peces pequeños. Mantener 2-3 minutos. Los peces una vez infectados se ponen en otro acuario con agua del lago, si puede ser la misma del acuario de procedencia, y a la misma temperatura. De momento se guardan en el mismo acuario de procedencia si son muchos o en un tanque de peces infectados.



4. Se pueden realizar diferentes series de infecciones con gloquidios. Los peces de la misma especie infectados por gloquidios aparecidos con 2 o 3 días de diferencia se pueden colocar en el mismo acuario. Como máximo sería 5-10 peces por acuario.

5. Se pueden realizar hasta tres series de infecciones separadas por estos 2-3 días de margen que se van a mantener en acuarios separados. Estas tres series se pueden realizar para cada una de las especies de peces y para las dos especies de *Unio*. Por ello se pueden necesitar 3 acuarios para bagre, 3 para salaria y 3 para barbo para infecciones con *U. mancus* y otras 9 para *U. ravoisieri*. En total 18 acuarios disponibles, en caso de que la emisión de gloquidios sea simultánea para las dos especies de *Unio*.

6. Todos los movimientos deben ser anotados en unas fichas de laboratorio (ver anexo) con las fechas de infección de los peces, y los datos correspondientes a la especie de náyade y de pez y a su número.

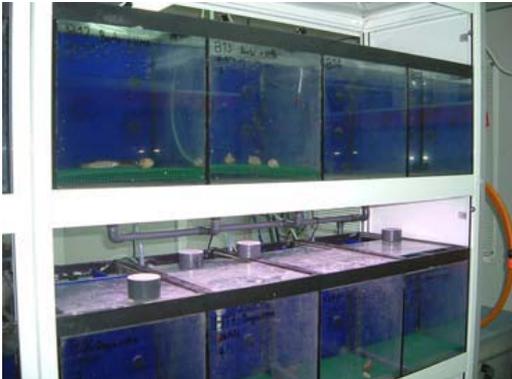
7. En resumen se necesitan 4 acuarios por cada especie de pez (3 acuarios + 1 tanque), uno para los peces sin infectar y tres para los infectados, y por especie de náyade.

9. Según la bibliografía el gloquidio forma el quiste en una hora y la metamorfosis se produce a partir de los 10 días si se mantienen a 23°C; y a partir de los 13 días si se mantienen a 19°C. En el laboratorio se va a mantener 21°C, por lo que hasta el día 9 se puede seguir alimentando a los peces; a partir de entonces se suspende la alimentación para no ensuciar el agua del acuario y facilitar la recuperación de los juveniles.

10. Tener a punto los acuarios limpios con una red debajo para evitar que los peces se coman los juveniles recién nacidos. Sirve una malla de red verde con una luz de malla de 2-3 mm de ancho. En caso de tener un sistema automático para la recogida de juveniles esto no será necesario.

11. Los últimos 3-5 días hay que aislar los peces en acuarios limpios con la red debajo para proteger los juveniles y poder succionar el fondo. Algunos acuarios van a estar preparados para filtrar de forma automática con un aireador, uno por acuario. Se va a probar de colocar una bomba para succionar el agua del acuario,

crear una corriente que obligue a los juveniles a pasar por un tubo de PVC con un filtro con una malla de 200 micras donde van a quedar atrapados los juveniles.



Figuras 7 y 8. Baterías de acuarios para el mantenimiento de peces infectados y visión parcial del sistema de recogida automática de juveniles.

14. Manga de succión para capturar los juveniles (si no está automatizado el acuario). Se saca la malla del fondo, se deja el pez, o se aparta el pez, y con la manga de succión y con un tubo succionar agua del fondo con juveniles que se vierten en una red de filtraje de 200 micras. Llevar los juveniles a la lupa y comprobar que estén vivos.

15. Si el pez huésped ya no tiene gloquidios, se devuelven al tanque original o a la piscina preparada número 4.

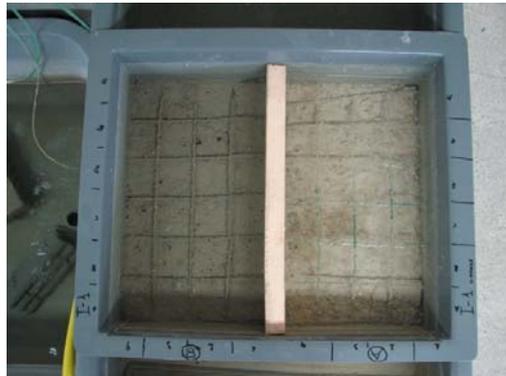
6.3. Fase engorde juveniles. Mayo 2011

6.3.1. Engorde de juveniles en laboratorio

Una vez recuperados los juveniles de náyades en un filtro de malla de 200 micras se van a sembrar en la pila de incubación.

Se van a preparar dos bandejas de una pila de incubación, una para sembrar *U. mancus* y la otra para *U. ravoisieri*. Se van a probar diferentes tipos de sedimentos en estas bandejas para probar cual es mejor para el engorde de los juveniles.

La bandeja cuenta con un sistema de recirculación constante del agua y periódicamente se le añade agua del mismo lago para aportar nutrientes al sistema (Ver Figura 3, punto 2.6.4.)



Figuras 9 y 10. Pila de incubación donde se van a sembrar los juveniles de náyades.



6.4 Esquema resumen

Esquema resumen del proceso de cría de náyades des del inicio de recogida de náyades, hasta el engorde de juveniles

Esquema resumen de una simulación del proceso de experimentación entre una especie de náyade y un pez hospedador, considerando que el proceso de infección tiene una duración de 15 días.

Fecha	Inicio 1 Mayo	20 mayo	25 mayo- 1 junio	1 junio	1-5 junio	5-10 junio	10 junio
Situación		1ª Liberación gloquidios	2ª liberación de gloquidios	Previsión salida juveniles	3ª liberación de gloquidios	Previsión salida juveniles	Previsión salida juveniles
Actuación		1ª Infección peces	2ª Infección peces	Aislamiento peces infectados 1	3ª Infección peces + salida juveniles	Aislamiento peces infectados 2 + salida de juveniles	Salida juveniles
Recipiente	Individuos	Situación 1	Situación 2	Situación 3	Situación 3bis	Situación 4	Situación 5
P1 Acuario 120l.	10	10 infectados	10 infectados (5 días)	10 no infectados	10 infectados	10 infectados (5 días)	10 no infectados
P20 Batería ac.	0	0	0	5 infectados P1	5 infectados liberan juveniles	5 nuevos infectados P7	5 nuevos infectados P1
P21 Batería ac.	0	0	0	5 infectados P1	5 infectados liberan juveniles	5 nuevos infectados P7	5 nuevos infectados P1
P7 Acuario 120l.	0	10 no infectados	10 infectados	10 infectados (5 días)	10 infectados (5 días)	10 no infectados	10 no infectados
T1 Tanque	50	50*	50*	40*	40*	50*	50*
Piscina ext. 5	100	100*	100*	100*	100*	80*	80*
Piscina ext. 4	0	0	0	0	0	20 de P1 y P7	20 de P1 y P7
Peces que han liberado juveniles					10 de P1	10 de P1 y 10 de P7	10 de P1 y 10 de P7
TOTAL	170	170	170	170	170	170	170

* Hay que considerar que para infectar otras especies de náyade también se van a usar los peces de los tanques y piscinas por lo que el balance global es variable.

Para una especie de pez y una especie de náyade se necesitan:

- 4 acuarios, 2 para peces infectados, 2 para la liberación de juveniles
- Además de disponer de peces en estoc en un tanque y una piscina.

Si tenemos 3 especies de pez y 3 náyades, el total se precisa:

$4 \times 3 \times 3 = 36$ acuarios siempre en el caso que los gloquidios se liberen simultáneamente. Esta cifra de acuarios permitiría hacer tres series de infecciones seguidas en un mes y 10 días de tiempo, para la cuarta infección se debería esperar 10 días más.



7. PLAN DE TRABAJO DEL AÑO 2012

Planificación de la cría en cautividad para el año 2012.

Para el año 2012 se fija como objetivo la cría de 300.000 juveniles de náyade.

7.1. Fase preparativa. Noviembre 2011-marzo 2012

7.1.1. Piscinas

Disponer de las 8 piscinas limpias y listas para ser usadas.

5	6	7	8
1	2	3	4

Para cubrir las necesidades del 2012, y después del resultado de las infecciones de 2011 disponemos de:

- Piscina 1. Con sedimento y juveniles de *U. manicus* del 2011, sin peces.
- Piscina 2. Con sedimento y juveniles de *U. ravoisieri* del 2011, sin peces.
- Piscina 3. Piscina libre para emergencias
- Piscina 4. Barbos y bagres infectados en 2011 (peces out).
- Piscina 5. 100 Barbos capturados en el entorno
- Piscina 6. 100 Barbos capturados en el entorno
- Piscina 7. 100 Bagres capturadas en el entorno
- Piscina 8. 100 Bagres capturadas en el entorno

* Los peces deben pasar un proceso de aclimatación de 5 meses antes de la infección por lo que van a ser pescados en noviembre de 2011, para estar listos en abril de 2012.

7.1.2. Laboratorio

Disponer de 6 acuarios vacíos para náyades (4 *U. manicus*, 2 *U. ravoisieri*), con aireadores, unos alambres y sin filtros.

Esperando la aparición de los gloquidios en marzo ya deben estar listos y llenos de peces los tanques interiores:

- T1. Tanque con 50 barbos
- T2. Tanque con 50 barbos
- T3. Tanque con 50 bagres
- T4. Tanque con 50 bagres

En 2012 se ha previsto utilizar únicamente barbos y bagres.

También van a estar listos los cilindrocónicos. Se va a disponer de 2 baterías de estructura metálica de 3 depósitos cilindrocónicos de 190 lts. abiertos de arriba y con una salida moldeada en la parte inferior con una rosca macho de 1". En la salida se va a adaptar un sistema de tubos, con un filtro de agua que va a recoger el agua por debajo y devolverla por arriba el depósito. En este mismo sistema de filtrado se va a poder adaptar un sistema de filtro con una malla de 200 micras para los juveniles de náyade.

No se descarta utilizar también en 2012 el sistema de infección adoptado en 2011 con peces infectados en acuarios y recogida de juveniles en la batería de acuarios (ver plan de trabajo 2011).

7.2. Fase reproductiva. 1 de abril 2012

Se van a realizar visitas a la población de *U. manicus* de las acequias de salida del lago a partir del 2 de abril, para la recogida de ejemplares grávidos.



Se van a realizar inmersiones en el lago a partir del 1 de mayo para localizar náyades grávidas en los puntos donde en 2011 se habían concentrado los ejemplares. En caso de no estar grávidas se va a agrupar los ejemplares localizados aisladamente, concentrando las poblaciones en puntos concretos para facilitar de nuevo la localización más adelante.

Cada ejemplar va a ser examinado. Se van a realizar visitas con inmersiones hasta conseguir un mínimo de 40 ejemplares de *U. ravoisieri* del lago y 80 *U. mancus* de las acequias. A medida que las náyades liberen los gloquidios estas van a ser retornadas al entorno para evitar el riesgo de una mala alimentación y su posible muerte. No se recomienda tener durante más de un mes las náyades en el laboratorio, por lo que periódicamente se deberán recolectar nuevos ejemplares.

7.2.1. Acumulación de colonias de náyades no grávidas

Se va a continuar con la acumulación de náyades en puntos concretos para facilitar su recolección así como control.

- Grupo a. Norte. Punta de los Amaradors o en la zona entre la caseta de fusta y las gradas de remo
- Grupo b. Cap de Bou
- Grupo c. "Front d'Estany"- Banyes Vells
- Grupo d. Frente Riera Can Morgat
- Grupo e. Punta Freixenet
- Grupo d. Frente Rec Major.
- En las acequias no se van a acumular en colonias pues ya se forman acumulaciones importantes debajo de puentes.

7.2.2 Control de temperatura a profundidad de las colonias

Se van a mantener los 3 dispositivos (datta-loggers) para registrar la temperatura del agua en continuo cada 4 horas colocados en el agua en 2011. El dispositivo tiene la forma de una pastilla, como una pila botón, y va protegido dentro de un tubo de cobre con cierre estanco. La lectura de los datos de cada colonia de náyades del lago al final del año nos va a indicar la evolución de la Tª del lugar donde viven las náyades a lo largo del año.

A partir del marzo hay que ajustar la temperatura de los acuarios de dentro del laboratorio a la del agua del lago. Esta función la realiza el sensor de temperatura del agua que entra al laboratorio procedente de una profundidad de 6 metros.

Distribución de los dispositivos (datta-loggers):

- 2 en el lago
- 1 en las acequias
- 1 en una piscina exterior del laboratorio de cría
- 1 en la pila de incubación del laboratorio
- 1 en el exterior del laboratorio

Periódicamente hay de descargar los datos y volver a programar el dispositivo.

7.2.3. Recogida de náyades grávidas

La previsión es que las náyades del género *Unio* estén grávidas entre febrero y agosto, pero la época con mayor porcentaje de hembras grávidas y mayores posibilidades de obtener gloquidios será de abril a junio. En fecha 1 de abril se va a iniciar la recogida de náyades.

Una vez se hayan obtenido hembras grávidas de náyades se van a instalar en los acuarios:



- 40 *U. ravoisieri* grávidos acumulados en 2 acuarios. A medida que se van encontrando ejemplares grávidos se van instalando en dos acuarios hasta un total de 40.
- 80 *U. mancus* grávidos acumulados en 4 acuarios. A medida que se van encontrando ejemplares grávidos se van guardando en cuatro acuarios hasta un total de 80.

Se colocan en acuarios sin sedimento por el periodo solo entre que están grávidas y que sueltan los gloquidios. Cuando se recojan las náyades en el lago y/o acequia se va a medir la temperatura del fondo del agua y se va a proceder a que los acuarios tengan la misma temperatura.

La temperatura en la que se va a mantener el laboratorio de cría va a continuar con los criterios establecidos en 2011.

7.2.4. Infección de peces con gloquidios

Una vez disponemos de los peces en acuarios tal como se hizo en 2011, se va a proceder como sigue:

1. En el momento que se liberan los gloquidios, hay que sacarlos con una pipeta, mirarlos a la lupa en una placa de petri y comprobar su estado.
2. Si hay gloquidios vivos en alto porcentaje se van a infectar el máximo de peces de cada especie dependiendo de la cantidad de gloquidios (200 gloquidios por pez).
3. Se mezcla en un recipiente de plástico los gloquidios con los peces a infectar con un aireador con la misma agua del acuario. Sería recomendable entre 100 y 200 gloquidios por pez, 50-100 si son peces pequeños. Mantener 2-3 minutos. Los peces una vez infectados se ponen en un cilindrocónico con agua del lago a la misma temperatura, un filtro y un aireador.
4. Se pueden realizar diferentes series de infecciones hasta tener unos 20-25 peces en cada cilindrocónico (3 con barbos, 3 con bagres, 4 de *U. mancus* y 2 con *U. ravoisieri*).
5. Si hay excedentes de gloquidios se pueden infectar peces y estos ser liberados en las piscinas 1 y 2 exteriores (dependiendo de la especie de náyade) e incluso ya pueden ser liberados en el mismo lago de Banyoles, en las acequias o en las lagunas de Can Morgat. También se pueden mantener en la batería de acuarios y seguir el mismo procedimiento adoptado en el 2011.
6. Todos los movimientos deben ser anotados en unas fichas de laboratorio con las fechas de infección de los peces, y los datos correspondientes a la especie de náyade y de pez y a su número.
7. Conociendo la fenología de la maduración de los gloquidios de náyade en los peces infectados se va a calcular el momento justo cuando se debe dejar de dar alimento a los peces de los cilindrocónicos, y cuanto se tiene que sustituir el filtro normal, por el filtro con una malla de 200 micras para la recogida de juveniles.
8. Se va a revisar los filtros diariamente para contabilizar los juveniles vivos y se van a guardar en un recipiente para su sembrado posterior.
9. Los peces una vez infectados se van a liberar en una piscina exterior o directamente en el medio natural.
10. Se va a realizar una prueba de infección de peces ya infectados en el año 2011 para comprobar si los peces que han sido infectados con gloquidios desarrollan resistencia en futuras infecciones. Esto va a ser un pequeño experimento con una parte de los peces disponibles del 2011 suficientemente significativa y se va a



realizar en acuarios y utilizando las baterías de acuarios para la recogida de juveniles.

7.3. Fase engorde juveniles. Mayo 2012

7.3.1 Engorde de juveniles en laboratorio

Una vez recuperados los juveniles de náyades en un filtro de malla de 200 micras se van a sembrar en un cajón de la pila de incubación como en 2011 en diferentes tipos de sedimento.

7.3.2 Engorde de juveniles en la naturaleza

Se propone la siembra de juveniles (los del 2011 que aun estén vivos, o los nacidos en 2012) en unos recipientes en forma de bandeja o cestas en el fondo del lago o en puntos controlados del estanque de la Draga o las acequias. Estas bandejas pueden disponer de patas o estar directamente en contacto con el fondo del lago. También se pueden utilizar a modo de jaulas.

Se estudiará la mejor forma de sembrar los juveniles en el sedimento de las bandejas antes de colocarse en el agua o hacer la siembra directamente en el sustrato. Para mejorar el seguimiento, se recomienda el uso de tappers, cestas o recipientes pequeños individualizados dentro de las bandejas.

7.3.3 Engorde de juveniles en recipientes de plástico

Se instalarán en el laboratorio un conjunto de recipientes de plástico cerrados donde se mantendrán los juveniles de náyades en dilución en agua del lago. El agua se cambiará semanalmente. Se va a proceder a la alimentación de los juveniles aportando una mezcla de algas y detritus en el recipiente. Se van a mantener en estos recipientes hasta que alcancen 1 mm. de longitud.

7.4. Fase de liberación de juveniles en el Lago. Junio-Agosto 2012

Se van a infectar peces autóctonos, bagres y barbos con gloquídios y van a ser liberados en el lago de Banyoles y en la zona de la riera de Can Morgat. De esta forma se va a proceder a una repoblación mas natural del lago con náyades. Con este sistema pero se hace imposible un seguimiento de estos juveniles, por lo que la valoración del éxito de estas actuaciones no es fácilmente demostrable.

8. PLAN DE TRABAJO DEL AÑO 2013

Planificación de la cría en cautividad para el año 2013.

Para el año 2013 se fija como objetivo la cría de 100.000 juveniles de náyade.

8.1. Fase preparativa. Noviembre 2012-marzo 2013

8.1.1. Piscinas

Disponer de las 5 piscinas limpias y listas para ser usadas.

Para cubrir las necesidades del 2013, y después del resultado de las infecciones de 2012 disponemos de:

5	6	7	8
1	2	3	4



- Piscina 1. Con sedimento y juveniles de *U. mancus* del 2011-12, sin peces.
- Piscina 2. Con sedimento y juveniles de *U. ravoisieri* del 2011-12, sin peces.
- Piscina 3. Con sedimento y juveniles de *U. mancus* y *ravoisieri* del 2012, sin peces.
- Piscina 4. Can cajas con sedimento y juveniles de *U. mancus* y *U. ravoisieri* de 2012, sin peces
- Piscina 5. Sin peces, para mantenimiento.
- Piscina 6. 100 Barbos capturados en el entorno
- Piscina 7. 80 Barbos del Ebro capturados en el entorno
- Piscina 8. 80 Barbos del Ebro capturados en el entorno

* Los peces deben pasar un proceso de aclimatación de 5 meses antes de la infección por lo que van a ser pescados en noviembre de 2012, para estar listos en abril de 2012.

8.1.2. Laboratorio

Disponer de 6 acuarios vacíos para náyades (4 *U. mancus*, 2 *U. ravoisieri*), con aireadores y sin filtros.

Esperando la aparición de los gloquidios en marzo ya deben estar listos y llenos de peces los tanques interiores:

- T1. Tanque con 20 barbos del Ebro
- T2. Tanque con 20 barbos del Ebro
- T3. Tanque con 20 barbos del Ebro
- T4. Tanque con 20 barbos del Ebro

En 2013 se ha previsto utilizar únicamente barbos y barbos del Ebro.

Se va a disponer de 2 baterías de estructura metálica de 3 depósitos cilindrocónicos de 190 lts. abiertos de arriba y con una salida moldeada en la parte inferior con una rosca macho de 1".

No se descarta utilizar también en 2012 el sistema de infección adoptado en 2011 con peces infectados en acuarios y recogida de juveniles en la batería de acuarios (ver plan de trabajo 2011).

8.2. Fase reproductiva. 1 de abril 2013

Se van a realizar visitas a la población de *U. mancus* de las acequias de salida del lago a partir del 2 de abril, para la recogida de ejemplares grávidos.

Se van a realizar inmersiones en al lago a partir del 1 de mayo para localizar náyades grávidas en los puntos donde en 2011 se habían concentrado los ejemplares. En caso de no estar grávidas se va a agrupar los ejemplares localizados aisladamente, concentrando las poblaciones en puntos concretos para facilitar de nuevo la localización más adelante.

Cada ejemplar va a ser examinado. Se van a realizar visitas con inmersiones hasta conseguir un mínimo de 40 ejemplares de *U. ravoisieri* del lago y 80 *U. mancus* de las acequias. A medida que las náyades liberen los gloquidios estas van a ser retornadas al entorno para evitar el riesgo de una mala alimentación y su posible muerte. No se recomienda tener durante más de un mes las náyades en el laboratorio, por lo que periódicamente se deberán recolectar nuevos ejemplares.

8.2.1. Acumulación de colonias de náyades no grávidas

Se va a continuar con la acumulación de náyades en puntos concretos para facilitar su recolección así como control.



- Grupo a. Norte. Punta de los Amaradors o en la zona entre la caseta de fusta y las gradas de remo
- Grupo b. Cap de Bou
- Grupo c. "Front d'Estany"- Banyes Vells
- Grupo d. Frente Riera Can Morgat
- Grupo e. Punta Freixenet
- Grupo d. Frente Rec Major.
- En las acequias no se van a acumular en colonias pues ya se forman acumulaciones importantes debajo de puentes.

8.2.2 Control de temperatura a profundidad de las colonias

Se van a mantener los 3 dispositivos (datta-loggers) para registrar la temperatura del agua en continuo cada 4 horas colocados en el agua en 2011. El dispositivo tiene la forma de una pastilla, como una pila botón, y va protegido dentro de un tubo de cobre con cierre estanco. La lectura de los datos de cada colonia de náyades del lago al final del año nos va a indicar la evolución de la Tª del lugar donde viven las náyades a lo largo del año.

A partir del marzo hay que ajustar la temperatura de los acuarios de dentro del laboratorio a la del agua del lago. Esta función la realiza el sensor de temperatura del agua que entra al laboratorio procedente de una profundidad de 6 metros.

Distribución de los dispositivos (datta-loggers):

- 2 en el lago
- 1 en las acequias
- 1 en una piscina exterior del laboratorio de cría
- 1 en la pila de incubación del laboratorio
- 1 en el exterior del laboratorio

Periódicamente hay de descargar los datos y volver a programar el dispositivo.

8.2.3. Recogida de náyades grávidas

La previsión es que las náyades del género *Unio* estén grávidas entre febrero y agosto, pero la época con mayor porcentaje de hembras grávidas y mayores posibilidades de obtener gloquidios será de abril a junio. En fecha 1 de abril se va a iniciar la recogida de náyades.

Una vez se hayan obtenido hembras grávidas de náyades se van a instalar en los acuarios:

- 40 *U. ravoisieri* grávidos acumulados en 2 acuarios. A medida que se van encontrando ejemplares grávidos se van instalando en dos acuarios hasta un total de 40.
- 80 *U. mancus* grávidos acumulados en 4 acuarios. A medida que se van encontrando ejemplares grávidos se van guardando en cuatro acuarios hasta un total de 80.

Se colocan en acuarios sin sedimento por el periodo solo entre que están grávidas y que sueltan los gloquidios. Cuando se recojan las náyades en el lago y/o acequia se va a medir la temperatura del fondo del agua y se va a proceder a que los acuarios tengan la misma temperatura.

La temperatura en la que se va a mantener el laboratorio de cría va a continuar con los criterios establecidos en 2011.

8.2.4. Infección de peces con gloquidios

Una vez disponemos de los peces en acuarios tal como se hizo en 2012, se va a proceder como sigue:



1. En el momento que se liberan los gloquidios, hay que sacarlos con una pipeta, mirarlos a la lupa en una placa de petri y comprobar su estado.
2. Si hay gloquidios vivos en alto porcentaje se van a infectar el máximo de peces de cada especie dependiendo de la cantidad de gloquidios (200 gloquidios por pez).
3. Se mezcla en un recipiente de plástico los gloquidios con los peces a infectar con un aireador con la misma agua del acuario. Sería recomendable entre 100 y 200 gloquidios por pez, 50-100 si son peces pequeños. Mantener 2-3 minutos. Los peces una vez infectados se ponen en un cilindrocónico con agua del lago a la misma temperatura, un filtro y un aireador.
4. Se pueden realizar diferentes series de infecciones hasta tener unos 10 peces en cada cilindrocónico (3 con barbos del Ebro o de montaña, 4 de *U. mancus* y 2 con *U. ravoisieri* según se den las infecciones)
5. Si hay excedentes de gloquidios se pueden infectar peces y estos ser liberados en las piscinas 1 y 2 exteriores (dependiendo de la especie de náyade) e incluso ya pueden ser liberados en el mismo lago de Banyoles, en las acequias o en las lagunas de Can Morgat. También se pueden mantener en la batería de acuarios y seguir el mismo procedimiento adoptado en el 2011.
6. Todos los movimientos deben ser anotados en unas fichas de laboratorio con las fechas de infección de los peces, y los datos correspondientes a la especie de náyade y de pez y a su número.
7. Conociendo la fenología de la maduración de los gloquidios de náyade en los peces infectados se va a calcular el momento justo cuando se debe dejar de dar alimento a los peces de los cilindrocónicos, y cuanto se tiene que sustituir el filtro normal, por el filtro con una malla de 200 micras para la recogida de juveniles.
8. Se va a revisar los filtros diariamente o cada dos días para contabilizar los juveniles vivos y se van a guardar en un recipiente para su sembrado posterior.
9. Los peces una vez infectados se van a liberar en una piscina exterior o directamente en le medio natural.
10. Se van a realizar infección de peces ya infectados para aprovechar la aclimatación de los peces al laboratorio. Las pruebas de 2012 confirman que se pueden volver a infectar aunque hay un aumento del número de abortos.

8.3. Fase engorde juveniles. Mayo 2013

8.3.1 Engorde de juveniles en laboratorio

Una vez recuperados los juveniles de náyades en un filtro de malla de 200 micras se van a sembrar en un cajón de la pila de incubación como en 2012 en el canal de incubación con sedimento simulando un canal. Se va a estudiar la opción de alimentarlos artificialmente con algas marinas u otro compuesto similar a raíz de los experimentos de 2012 con recipientes cerrados.

Una parte de los juveniles también se van a sembrar en las piscinas exteriores que tan buenos resultados han dado anteriormente. Actualmente se dispone de 4 piscinas con sedimento, una con cajas, y se van a distribuir en función del momento y necesidades.

8.3.2 Engorde de juveniles en la naturaleza

Se propone la siembra de una parte de los juveniles (los del 2011 que aun estén vivos, o los nacidos en 2012) en unos recipientes en forma de jaula o caja en el



fondo del lago. Estas bandejas pueden disponer de patas o estar directamente en contacto con el fondo del lago.

Se estudiará la mejor forma de sembrar los juveniles en el sedimento de las bandejas antes de colocarse en el agua o hacer la siembra directamente en el sustrato.

El 2013 es el último año del proyecto por lo que se va a proceder antes de finalizar, en otoño, a la siembra de todos los juveniles restantes de las piscinas de 2011 a 2013 en el lago y las acequias. Si es posible mantener el laboratorio activo para 2014 se va a mantener un estoc en cautividad para ver su evolución. Esta siembra se va a realizar en función de los resultados obtenidos en las siembras en jaulas.

8.3.3 Engorde de juveniles en recipientes de plástico

Se instalarán en el laboratorio un conjunto de recipientes de plástico cerrados donde se mantendrán los juveniles de náyades en dilución en agua del lago, tal como se hizo en 2012. El agua se cambiará cada cinco días. Se va a proceder a la alimentación de los juveniles aportando una mezcla de algas y detritus en el recipiente en diferente proporción.

8.4. Fase de liberación

8.4.1 Liberación de juveniles en el Lago. Junio-Agosto 2012

Se van a infectar peces autóctonos, bagres y barbos con gloquídios y van a ser liberados en el lago de Banyoles y en la zona de la riera de Can Morgat. De esta forma se va a proceder a una repoblación más natural del lago con náyades. Con este sistema pero se hace imposible un seguimiento de estos juveniles, por lo que la valoración del éxito de estas actuaciones no es fácilmente demostrable.

También se van a sembrar juveniles recién caídos de los peces recogidos en troncocónicos para realizar siembras localidades de miles de individuos.

8.4.2 Liberación de juveniles de 2011 y 2012 en el Lago. Septiembre-noviembre 2012

Con la finalización del proyecto está previsto el cierre y desmantelamiento del laboratorio de cría de náyades por lo que se va a proceder a liberar todos los ejemplares juveniles de náyades de 1 y 2 años de edad que aún se mantienen en las piscinas exteriores del laboratorio.

En caso de poder mantener las instalaciones en funcionamiento hasta 2014, se va a mantener un grupo de náyades para ser liberadas en el lago con más edad y más tamaño para mejorar sus opciones de supervivencia.



9. BIBLIOGRAFÍA

- ALTABA, C. R. 1991. Les náyades (Mollusca: Bivalvia: Unionoida) dels Països Catalans. Butlletí de la Institució Catalana d'Història Natural, 60 (Secció de Zoologia, 9): 23-44.
- ARAUJO, R. 2008. On the validity of the name *Potomida littoralis* (Cuvier, 1798) (Bivalvia: Unionidae). *Graellsia*, 64(1): 135-137.
- ARAUJO, R., GÓMEZ, I. & MACHORDOM, A. 2005. The identity and biology of *Unio mancus* Lamarck, 1819 (= *U. elongatulus*) (Bivalvia: Unionidae) in the Iberian Peninsula. *Journal of Molluscan Studies*, 71(1): 25-31.
- ARAUJO, R., QUIRÓS, M. & RAMOS, M. A. 2003. Laboratory propagation and culturing of juveniles of the endangered freshwater mussel *Margaritifera auricularia* (Spengler, 1793). *Journal of Conchology*. 38(1): 53-60.
- ARAUJO, R. & MORALES, J. 2010. Estudio de viabilidad de cría en cautividad y posterior suelta y desarrollo en el medio fluvial de la náyade *Margaritifera margaritifera* en el Río Negro (Zamora). Informe inédito, 272 pp.
- ARAUJO, R., REIS, J., MACHORDOM, A., TOLEDO, C. MADEIRA, M.J., GÓMEZ, I., VELASCO, J.C., MORALES, J., BAREA, J.M., ONDINA, P. & AYALA, I. 2009. Las náyades de la península Ibérica. *Iberus*, 27(2): 7-72.
- AZPEITIA, F. 1933. Conchas bivalvas de agua dulce de España y Portugal. Memorias del Instituto Geológico y Minero de España, Madrid. 2 vol. 763 pp + 36 lám.
- BAREA-AZCÓN, J. M., BALLESTEROS-DUPERÓN, E. Y MORENO, D. (coords.). 2008. Libro Rojo de los Invertebrados de Andalucía. 4 Tomos. Consejería de Medio Ambiente, Junta de Andalucía, Sevilla. 1430 pp.
- BOGAN A. E. 1993. Freshwater bivalve extinctions (Mollusca: Unionoida): A search for causes. *American Zoologist*, 33: 599-609.
- BOGAN, E. 2008. Global diversity of freshwater mussels (Mollusca, Bivalvia) in freshwater. *Hydrobiologia*, 595: 139-147.
- BRAGADO, D., ARAUJO, R. Y APARICIO, M.T. 2010. Atlas y Libro Rojo de los Moluscos de Castilla-La Mancha. Organismo Autónomo Espacios Naturales de Castilla-La Mancha. Junta de Comunidades de Castilla-La Mancha. Guadalajara. 506 pp.
- ELLIS, D. 1978. British freshwater bivalve mollusca. Synopses of the British fauna (new series), 11. The Linnean Society of London & Academic Press, London. 110 pp.
- GÓMEZ, I. & ARAUJO, R. 2008. Channels and ditches as the last shelter for freshwater mussels. The case of *M. auricularia* and other naiads at the mid Ebro River basin, Spain. *Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems*, 18: 658-670.
- GRAF, D. & CUMMINGS, K. 2006. Palaeoheterodont diversity (Mollusca: Trigonioidea + Unionoida): what we know and what we wish we knew about freshwater mussel evolution. *Zoological Journal of the Linnean Society*, 148: 343-394.
- GRAF, D. & CUMMINGS, K. 2007. Review of the systematics and global diversity of freshwater mussel species (Bivalvia: Unionoida). *Journal of Molluscan Studies* 73: 291-314.
- HAAS, F. 1917a. Estudio para una monografía de las náyades de la península Ibérica. *Anuari de la Junta de Ciències Naturals*, 2: 131-190.
- HAAS, F. 1917b. Estudio sobre las náyades del Ebro. *Boletín de la Sociedad Aragonesa de Ciencias Naturales*, 16: 71-82.
- HAAS, F. 1969. Superfamilia Unionacea. *Das Tierreich*, 88: 1-663.
- KHALLOUFI, N., TOLEDO, C., MACHORDOM, A., BOUMAÏZA, M. & ARAUJO, R. 2011. The unionids of Tunisia: taxonomy and phylogenetic relationships, with redescription of *Unio ravoisieri* Deshayes, 1847 and *U. durieui* Deshayes, 1847. *Journal of Molluscan Studies*, 77: 1-13.
- LYDEARD, C., COWIE, R. H., PONDER, W. F., BOGAN, A. E., BOUCHET, P., CLARCK, S. A., CUMMINGS, K. S., FREST, T. J., GARGOMINY, O., HERBERT, D. G., HERSHLER, R., PEREZ, K. E., ROTH, B., SEDDON, M., STRONG, E. E. & THOMPSON, F. G. 2004. The global decline of nonmarine mollusks. *BioScience*, 54: 321-330.
- MARTINEZ-ORTI, A. & ROBLES, F. 2003. Moluscos continentales de la Comunidad Valenciana. Generalitat Valenciana. Conselleria de Territori i Habitatge. Valencia. 261 pp.



- MINUARTIA, Estudios ambientales. 1995 a 2005. Seguiment del projecte d'estudi i recuperació de les náïades (*Unio aleroni*) de la Zona Volcànica de la Garrotxa. Informes inéditos del PNZVG.
- MINUARTIA, Estudios ambientales. 2004. Projecte d'estudi i recuperació de náïades (*Unio aleroni*) del Parc Natural de la Zona Volcànica de la Garrotxa. . Informes inéditos del PNZVG.
- MORALES, J.J., NEGRO, A.I., LIZANA, M., MARTÍNEZ, A. & PALACIOS, J., 2004. Preliminary study of the endangered populations of pearl mussel *Margaritifera margaritifera* (L.) in the river Tera (north-west Spain): habitat analysis and management considerations. *Aquatic conservation: marine and freshwater ecosystems*, 14: 587-596.
- NEGUS, C.L. 1966. A quantitative study of growth and production of unionid mussels in the River Thames at Reading. *Journal of Animal Ecology*, 35: 513-532.
- PÉREZ-QUINTERO, J.C.. 2009. Revision of the distribution of *Corbicula fluminea* (Müller, 1744) in the Iberian Peninsula. *Aquatic Invasions*, 3(3): 355-358.
- POU-ROVIRA, Q., ARAUJO, R., BOIX, D., CLAVERO, M., FEO, C., ORDEIX, M. & ZAMORA, L. 2009. Presence of the alien species Chinese pond mussel *Anodonta woodiana* (Lea, 1834) in the Iberian Peninsula. *Graellsia*, 65(1): 67-70.
- REIS, J., 2003. The freshwater pearl mussel *Margaritifera margaritifera* (L.) (Bivalvia, Unionoidea) rediscovered in Portugal and threats to its survival. *Biological Conservation*, 114: 447-452.
- REIS, J. & ARAUJO, R. 2009. Redescription of *Unio tumidiformis* Castro, 1899 (Bivalvia: Unionoidea), an endemism from Southwestern Iberian Peninsula. *Journal of Natural History*, 43(31-32): 1929-1945.
- RICCIARDI, A., NEVES, R.J. & RASMUNSEN, J.B. 1998. Impending extinctions of North American freshwater mussels (Unionida) following the zebra mussel (*Dreissena polymorpha*) invasion. *Journal of Animal Ecology*, 67: 613-619.
- ROLÁN, E. 1998. Evolución de la situación actual de las especies de moluscos de agua dulce existentes en el tramo del río Miño de Goián-Eiras (Galicia, NO España). *Thalassas*, 14: 99-103.
- SIMPSON, C. T. 1900. Synopsis of the Naiades or pearly fresh-water mussels. *Proceedings of the United States National Museum*, 22 (1205): 501-1044.
- SOLER, J.; MORENO, D.; ARAUJO, R. & RAMOS, M.A. 2006. Diversidad y distribución de los moluscos de agua dulce en la Comunidad de Madrid (España). *Graellsia*, 62: 201-252.
- STRAYER, D. L., CARACO, N. F., COLE, J. J., FINDLAY, S. & PACE, M. L. 1999. Transformation of freshwater ecosystem by bivalves. *BioScience*, 49: 19-27.
- STRAYER, D. L., DOWNING, J. A., HAAG, W. R., KING, T. L., LAYZER, J. B., NEWTON, T. J. & NICHOLS, S. J. 2004. Changing perspectives on pearly mussels, North America's most imperiled animals. *BioScience*, 54: 429-439.
- VAUGHN, C. C., NICHOLS, S. J. & SPOONER, D. E. 2008. Community and foodweb of freshwater mussels. *Journal of the North American Benthological Society*, 27: 409-423.
- VELASCO, J. C. & ROMERO, R. 2006. Las náyades en Castilla y León. Junta de Castilla y León. Consejería de Medio Ambiente. Valladolid. 77 pp.
- VERDÚ, J. R. & GALANTE, E. (eds.). 2006. Libro Rojo de los Invertebrados de España. Dirección General para la Biodiversidad. Ministerio de Medio Ambiente, Madrid. 411 pp.
- WATTERS, G.T. 2001. The evolution of the Unionacea in North America, and its implications for the worldwide fauna. En Bauer, G. & Wächtler, K. (Eds.): *Ecology and Evolution of the freshwater mussels Unionoidea*. Springer-Verlag, Berlin Heidelberg, *Ecological Studies*, 145: 281-307.



10. ANNEXOS. Fichas de laboratorio



<i>Fitxes de laboratori</i>	PROJECTE ESTANY LIFE +	 CONSORCI DE l'estany	 	CONTROL AMBIENTAL DEL LABORATORI	NÚM.:
---------------------------------	----------------------------------	---	---	---	--------------

DATA	HORA	LABORATORI						EXTERIOR				OBSERVACIONS
		Tª AC	INCUB.	Tª. AMBIENT	Tª. MAX	Tª. MIN	Tª AIGUA ESTANY	Tª EXTER.	Tª MAX EXTER.	Tª MIN EXTER.	Tª. TANCS EXTER.	



Fitxes de laboratori	PROJECTE ESTANY LIFE +	CONSORCI DE l'estany	 	CONTROL LABORATORI DE CRIA DE NÀIADES 2012	CODI:	NÚM. FULL:

DATA	HORA	Tª H20	NUM. INDIV.	ESPECIE	MALALTIA	PEIXOS MORTS	RESTES MENJAR	INFECCIÓ GLOQUIDIS	NETEJA	CANVI H20	OBSERVACIONS
					<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N:	<input type="checkbox"/> MOLT <input type="checkbox"/> P <input type="checkbox"/> G	<input type="checkbox"/> UMA <input type="checkbox"/> URA N°-INF:	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> OK
DATA	HORA	Tª H20	NUM. INDIV.	ESPECIE	MALALTIA	PEIXOS MORTS	RESTES MENJAR	INFECCIÓ GLOQUIDIS	NETEJA	CANVI H20	OBSERVACIONS
					<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N:	<input type="checkbox"/> MOLT <input type="checkbox"/> P <input type="checkbox"/> G	<input type="checkbox"/> UMA <input type="checkbox"/> URA N°-INF:	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> OK
DATA	HORA	Tª H20	NUM. INDIV.	ESPECIE	MALALTIA	PEIXOS MORTS	RESTES MENJAR	INFECCIÓ GLOQUIDIS	NETEJA	CANVI H20	OBSERVACIONS
					<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N:	<input type="checkbox"/> MOLT <input type="checkbox"/> P <input type="checkbox"/> G	<input type="checkbox"/> UMA <input type="checkbox"/> URA N°-INF:	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> OK
DATA	HORA	Tª H20	NUM. INDIV.	ESPECIE	MALALTIA	PEIXOS MORTS	RESTES MENJAR	INFECCIÓ GLOQUIDIS	NETEJA	CANVI H20	OBSERVACIONS
					<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N:	<input type="checkbox"/> MOLT <input type="checkbox"/> P <input type="checkbox"/> G	<input type="checkbox"/> UMA <input type="checkbox"/> URA N°-INF:	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> OK
DATA	HORA	Tª H20	NUM. INDIV.	ESPECIE	MALALTIA	PEIXOS MORTS	RESTES MENJAR	INFECCIÓ GLOQUIDIS	NETEJA	CANVI H20	OBSERVACIONS
					<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N:	<input type="checkbox"/> MOLT <input type="checkbox"/> P <input type="checkbox"/> G	<input type="checkbox"/> UMA <input type="checkbox"/> URA N°-INF:	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> OK
DATA	HORA	Tª H20	NUM. INDIV.	ESPECIE	MALALTIA	PEIXOS MORTS	RESTES MENJAR	INFECCIÓ GLOQUIDIS	NETEJA	CANVI H20	OBSERVACIONS
					<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N:	<input type="checkbox"/> MOLT <input type="checkbox"/> P <input type="checkbox"/> G	<input type="checkbox"/> UMA <input type="checkbox"/> URA N°-INF:	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> OK



Fitxes de laboratori	PROJECTE ESTANY LIFE +	 CONSORCI DE l'estany			CONTROL ALIMENTACIÓ PEIXOS 2012	CODI:	NÚM. FULL:
-------------------------	----------------------------------	---	--	---	--	--------------	-----------------------------

DATA	HORA	NUM. INDIV.	ESPECIE	MIDES 0-60	MIDES 60-100	MIDES 100-150	MIDES 150-200	GRAMS DE PEIX	DIETA 0.5%	DIETA 0.7%	DIETA GRAMS REALSDONATS:	MENJEN	TRACT.
											<input type="checkbox"/> PITR 0,5% <input type="checkbox"/> PITR 0.7% <input type="checkbox"/> PI3C <input type="checkbox"/> SPIR <input type="checkbox"/> CUVE <input type="checkbox"/> CUBL <input type="checkbox"/> LARO <input type="checkbox"/> KRIL <input type="checkbox"/> CRAN <input type="checkbox"/> RES	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> AB <input type="checkbox"/> VM <input type="checkbox"/> ALTRES
											<input type="checkbox"/> PITR 0,5% <input type="checkbox"/> PITR 0.7% <input type="checkbox"/> PI3C <input type="checkbox"/> SPIR <input type="checkbox"/> CUVE <input type="checkbox"/> CUBL <input type="checkbox"/> LARO <input type="checkbox"/> KRIL <input type="checkbox"/> CRAN <input type="checkbox"/> RES	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> AB <input type="checkbox"/> VM <input type="checkbox"/> ALTRES
											<input type="checkbox"/> PITR 0,5% <input type="checkbox"/> PITR 0.7% <input type="checkbox"/> PI3C <input type="checkbox"/> SPIR <input type="checkbox"/> CUVE <input type="checkbox"/> CUBL <input type="checkbox"/> LARO <input type="checkbox"/> KRIL <input type="checkbox"/> CRAN <input type="checkbox"/> RES	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> AB <input type="checkbox"/> VM <input type="checkbox"/> ALTRES
											<input type="checkbox"/> PITR 0,5% <input type="checkbox"/> PITR 0.7% <input type="checkbox"/> PI3C <input type="checkbox"/> SPIR <input type="checkbox"/> CUVE <input type="checkbox"/> CUBL <input type="checkbox"/> LARO <input type="checkbox"/> KRIL <input type="checkbox"/> CRAN <input type="checkbox"/> RES	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> AB <input type="checkbox"/> VM <input type="checkbox"/> ALTRES
											<input type="checkbox"/> PITR 0,5% <input type="checkbox"/> PITR 0.7% <input type="checkbox"/> PI3C <input type="checkbox"/> SPIR <input type="checkbox"/> CUVE <input type="checkbox"/> CUBL <input type="checkbox"/> LARO <input type="checkbox"/> KRIL <input type="checkbox"/> CRAN <input type="checkbox"/> RES	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> AB <input type="checkbox"/> VM <input type="checkbox"/> ALTRES
											<input type="checkbox"/> PITR 0,5% <input type="checkbox"/> PITR 0.7% <input type="checkbox"/> PI3C <input type="checkbox"/> SPIR <input type="checkbox"/> CUVE <input type="checkbox"/> CUBL <input type="checkbox"/> LARO <input type="checkbox"/> KRIL <input type="checkbox"/> CRAN <input type="checkbox"/> RES	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> AB <input type="checkbox"/> VM <input type="checkbox"/> ALTRES
											<input type="checkbox"/> PITR 0,5% <input type="checkbox"/> PITR 0.7% <input type="checkbox"/> PI3C <input type="checkbox"/> SPIR <input type="checkbox"/> CUVE <input type="checkbox"/> CUBL <input type="checkbox"/> LARO <input type="checkbox"/> KRIL <input type="checkbox"/> CRAN <input type="checkbox"/> RES	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> AB <input type="checkbox"/> VM <input type="checkbox"/> ALTRES
											<input type="checkbox"/> PITR 0,5% <input type="checkbox"/> PITR 0.7% <input type="checkbox"/> PI3C <input type="checkbox"/> SPIR <input type="checkbox"/> CUVE <input type="checkbox"/> CUBL <input type="checkbox"/> LARO <input type="checkbox"/> KRIL <input type="checkbox"/> CRAN <input type="checkbox"/> RES	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> AB <input type="checkbox"/> VM <input type="checkbox"/> ALTRES
											<input type="checkbox"/> PITR 0,5% <input type="checkbox"/> PITR 0.7% <input type="checkbox"/> PI3C <input type="checkbox"/> SPIR <input type="checkbox"/> CUVE <input type="checkbox"/> CUBL <input type="checkbox"/> LARO <input type="checkbox"/> KRIL <input type="checkbox"/> CRAN <input type="checkbox"/> RES	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> AB <input type="checkbox"/> VM <input type="checkbox"/> ALTRES
											<input type="checkbox"/> PITR 0,5% <input type="checkbox"/> PITR 0.7% <input type="checkbox"/> PI3C <input type="checkbox"/> SPIR <input type="checkbox"/> CUVE <input type="checkbox"/> CUBL <input type="checkbox"/> LARO <input type="checkbox"/> KRIL <input type="checkbox"/> CRAN <input type="checkbox"/> RES	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> AB <input type="checkbox"/> VM <input type="checkbox"/> ALTRES



<i>Fitxes de laboratori</i>	PROJECTE ESTANY LIFE +	 CONSORCI DE l'estany	 	CONTROL TRACTAMENTS PEIXOS 2012	CODI:	NÚM. FULL:
---------------------------------	----------------------------------	---	---	--	--------------	-----------------------

DATA	HORA	CODI AQUARI	TRACTAMENT PREVENCIÓ	MALALTIA	TRACT. AB	PROPOR.	HORES	TRACT. V MALAQ.	PROPOR.	HORES	DESTÍ	OBSERVACIONS
			<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> FONGS <input type="checkbox"/> PUNT BLANC	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N			<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N				
DATA	HORA	CODI AQUARI	TRACTAMENT PREVENCIÓ	MALALTIA	TRACT. AB	PROPOR.	HORES	TRACT. V MALAQ.	PROPOR.	HORES	DESTÍ	OBSERVACIONS
			<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> FONGS <input type="checkbox"/> PUNT BLANC	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N			<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N				
DATA	HORA	CODI AQUARI	TRACTAMENT PREVENCIÓ	MALALTIA	TRACT. AB	PROPOR.	HORES	TRACT. V MALAQ.	PROPOR.	HORES	DESTÍ	OBSERVACIONS
			<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> FONGS <input type="checkbox"/> PUNT BLANC	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N			<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N				
DATA	HORA	CODI AQUARI	TRACTAMENT PREVENCIÓ	MALALTIA	TRACT. AB	PROPOR.	HORES	TRACT. V MALAQ.	PROPOR.	HORES	DESTÍ	OBSERVACIONS
			<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> FONGS <input type="checkbox"/> PUNT BLANC	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N			<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N				
DATA	HORA	CODI AQUARI	TRACTAMENT PREVENCIÓ	MALALTIA	TRACT. AB	PROPOR.	HORES	TRACT. V MALAQ.	PROPOR.	HORES	DESTÍ	OBSERVACIONS
			<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> FONGS <input type="checkbox"/> PUNT BLANC	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N			<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N				
DATA	HORA	CODI AQUARI	TRACTAMENT PREVENCIÓ	MALALTIA	TRACT. AB	PROPOR.	HORES	TRACT. V MALAQ.	PROPOR.	HORES	DESTÍ	OBSERVACIONS
			<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> FONGS <input type="checkbox"/> PUNT BLANC	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N			<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N				
DATA	HORA	CODI AQUARI	TRACTAMENT PREVENCIÓ	MALALTIA	TRACT. AB	PROPOR.	HORES	TRACT. V MALAQ.	PROPOR.	HORES	DESTÍ	OBSERVACIONS
			<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N	<input type="checkbox"/> FONGS <input type="checkbox"/> PUNT BLANC	<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N			<input type="checkbox"/> S <input type="checkbox"/> N				



<i>Fitxes de laboratori</i>	PROJECTE ESTANY LIFE +		CONTROL FILTRES LABORATORI DE NÀIADES	NÚM. FULL:
---------------------------------	-----------------------------------	--	--	-----------------------

UBICACIÓ CODI PUNT	TIPU FILTRE	NUM.	DATA MUNTATGE	DATA 1 REVISIÓ	TEMA	DATA 2 REVISIÓ	TEMA	DATA 3 REVISIÓ	TEMA	DATA 4 REVISIÓ	TEMA
T1					<input type="checkbox"/> NETEJA <input type="checkbox"/> DESINFE.						
T2					<input type="checkbox"/> NETEJA <input type="checkbox"/> DESINFE.						
T3					<input type="checkbox"/> NETEJA <input type="checkbox"/> DESINFE.						
T4					<input type="checkbox"/> NETEJA <input type="checkbox"/> DESINFE.						
					<input type="checkbox"/> NETEJA <input type="checkbox"/> DESINFE.						
					<input type="checkbox"/> NETEJA <input type="checkbox"/> DESINFE.						
					<input type="checkbox"/> NETEJA <input type="checkbox"/> DESINFE.						
					<input type="checkbox"/> NETEJA <input type="checkbox"/> DESINFE.						
					<input type="checkbox"/> NETEJA <input type="checkbox"/> DESINFE.						
					<input type="checkbox"/> NETEJA <input type="checkbox"/> DESINFE.						
					<input type="checkbox"/> NETEJA <input type="checkbox"/> DESINFE.						
					<input type="checkbox"/> NETEJA <input type="checkbox"/> DESINFE.						

UBICACIÓ CODI PUNT	TIPU AIREJADOR	NUM.	DATA MUNTATGE	DATA 1 REVISIÓ	TEMA	DATA 2 REVISIÓ	TEMA	DATA 3 REVISIÓ	TEMA
LABORATORI	SERA				<input type="checkbox"/> NET FILTRE <input type="checkbox"/> CANVI FILTRE		<input type="checkbox"/> NET FILTRE <input type="checkbox"/> CANVI FILTRE		<input type="checkbox"/> NET FILTRE <input type="checkbox"/> CANVI FILTRE
LABORATORI	SERA PETIT	1			<input type="checkbox"/> NET FILTRE <input type="checkbox"/> CANVI FILTRE		<input type="checkbox"/> NET FILTRE <input type="checkbox"/> CANVI FILTRE		<input type="checkbox"/> NET FILTRE <input type="checkbox"/> CANVI FILTRE
LABORATORI	XINO				<input type="checkbox"/> NET FILTRE <input type="checkbox"/> CANVI FILTRE		<input type="checkbox"/> NET FILTRE <input type="checkbox"/> CANVI FILTRE		<input type="checkbox"/> NET FILTRE <input type="checkbox"/> CANVI FILTRE
EXTERIOR	COMPRESSOR	1			<input type="checkbox"/> NET FILTRE <input type="checkbox"/> CANVI FILTRE		<input type="checkbox"/> NET FILTRE <input type="checkbox"/> CANVI FILTRE		<input type="checkbox"/> NET FILTRE <input type="checkbox"/> CANVI FILTRE