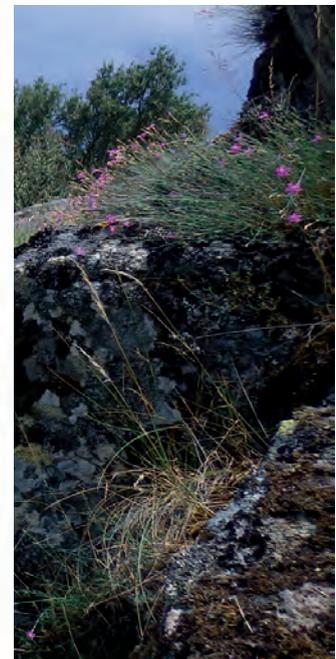




Manual de muestreo y seguimiento de anfibios



VNIVERSIDAD
D SALAMANCA

CAMPUS DE EXCELENCIA INTERNACIONAL
ÁREA DE BIOLOGÍA ANIMAL

Expte: CSM/2014/01

Informe Final - Abril de 2015





PROYECTO LIFE 11 NAT/ES/699 MEDWETRIVERS

PROGRAMA DE GESTIÓN Y SEGUIMIENTO DE LAS ZONAS HÚMEDAS Y RIBERAS MEDITERRÁNEAS INCLUIDAS EN LA RED NATURA 2000 EN CASTILLA Y LEÓN

**ACCIÓN A3: Inventario de especies de interés comunitario de LIC/ZEPA
Fluviales y Humedales Mediterráneos en Castilla y León**

**EXPTE. CSM/2014/01: ESTUDIO DE LA SITUACIÓN POBLACIONAL DE LOS ANFIBIOS
DENTRO DEL ÁMBITO DEL PROYECTO LIFE11 NAT ES/699 MEDWETRIVERS**

MANUAL PARA EL MUESTREO Y SEGUIMIENTO DE ANFIBIOS



**VNIVERSIDAD
D SALAMANCA**

CAMPUS DE EXCELENCIA INTERNACIONAL

Salamanca, Abril 2015

BENEFICIARIO COORDINADOR:**BENEFICIARIOS ASOCIADOS:**

El Programa de Gestión y Seguimiento de Zonas Húmedas y Riberas Mediterráneas en Natura 2000 (Proyecto LIFE+ 11 NAT/ES/699 MEDWETRIVERS), financiado por el instrumento financiero de la Unión Europea para el medio ambiente LIFE+, tiene por objeto contribuir a la conservación de estas zonas de gran valor natural, mediante la elaboración de las herramientas que permitan una gestión sostenible de las mismas y un seguimiento de sus valores naturales.

El ámbito geográfico del Proyecto incluye las ZEC (Zonas Especiales de Conservación) y ZEPA (Zonas de Especial Protección para las Aves) que representan a las zonas fluviales y humedales mediterráneos en Castilla y León.

Dentro de las líneas de trabajo previstas en el Proyecto se encuentra la acción A3 “Inventario de especies de interés comunitario de ZEC/ZEPA Fluviales y Humedales Mediterráneos en Castilla y León” que, entre sus objetivos, incluye el estudio de ciertos grupos taxonómicos indicadores de la calidad de los ecosistemas fluviales y humedales de los que, o bien hay un escaso conocimiento de los mismos a nivel de Castilla y León o bien, pese a contarse con registros históricos de información, es necesario proceder a su actualización.

El equipo de la Universidad de Salamanca y la Sociedad Aranzadi (A.Gosá) que ha realizado este estudio está formado por seis herpetólogos con amplia experiencia (en algunos casos más de 40 años) en diversos campos de la investigación en herpetología como la distribución y ecología de anfibios, atlas provinciales, regionales y español, experiencias de manejo y gestión de especies y hábitats para su conservación y efectos de las infraestructuras viarias sobre la herpetofauna. Han realizado el atlas preliminar de los anfibios y reptiles de Castilla y León (2002), diversas guías locales de herpetos y fauna en general (Sanabria, Arribes del Duero) y regionales (Castilla y León) y realizado estudios puntuales en muchas de sus provincias.

EQUIPO INVESTIGADOR (por orden alfabético)



Valentín Arévalo Santiago



M. Fabio Flechoso del Cueto



Francisco Álvarez Collado



Alberto Gosá Oteiza



Javier Morales Martín



Miguel Lizana Avia (Coord.)

Dirección: Departamento de Biología Animal (Zoología)

Universidad de Salamanca, 37007 Salamanca

Tfno. Dpto: 923-294596, E-mail: lizana@usal.es

ÍNDICE:

1.-	INTRODUCCIÓN	5
2.-	ELECCIÓN DEL ÁMBITO DE MUESTREO	5
3.-	ESPECIES OBJETIVO	5
4.-	METODOLOGÍA	6
4.1	Puntos de muestreo	6
4.1.1	Material a utilizar	6
4.1.2	Protocolo de muestreo	6
4.2	Transectos	8
4.2.1	Material a utilizar	8
4.2.2	Protocolo de muestreo	9
4.3	Periodicidad y calendario de muestreos	9
5.-	ÍNDICES DE ABUNDANCIA RELATIVA	10
6.-	INDICACIONES PARA RELLENAR LA FICHA DE MUESTREO	11
7.-	BIBLIOGRAFÍA RECOMENDADA	12
8.-	ANEXO I (FICHA DE MUESTREO)	12

1. INTRODUCCIÓN

Este Manual, que se presenta como parte complementaria de la Memoria final del estudio de la situación poblacional de los anfibios dentro del ámbito del Proyecto LIFE NAT ES/699 MEDWETRIVERS, pretende servir como orientación a técnicos y guardería de la Consejería de Fomento y Medio Ambiente de la Junta de Castilla y León para una mejor realización de las tareas de seguimiento futuro en la Red Natura 2000 y el territorio en general de la Comunidad.

Son unas indicaciones destinadas a personal no especializado y a un nivel no muy detallado, aunque los datos obtenidos son de gran importancia para el conocimiento y valoración del estado de las poblaciones, incluyendo posibles presiones y amenazas.

La metodología propuesta se basa en las prescripciones indicadas por el propio proyecto LIFE, en nuestra propia experiencia como equipo de investigación en el campo de la herpetología y en el Manual SARE (Seguimiento de anfibios y reptiles españoles) publicado por la AHE (Asociación Herpetológica Española), en su versión 2 (Abril 2009).

2. ELECCIÓN DEL ÁMBITO DE MUESTREO

La unidad de muestreo es la cuadrícula UTM de 10x10 km. Sin embargo, hay que tener en cuenta que el objetivo del seguimiento son las poblaciones de anfibios asociadas a los LICs de riberas y zonas húmedas, por tanto, a la hora de seleccionar los puntos de muestreo y los transectos habrá que tener en cuenta que éstos se encuentren lo más directamente asociados al objetivo.

En cada cuadrícula se deberá elegir, al menos, un punto de muestreo por cada uno de los hábitats diferentes que existan en la cuadrícula apropiados a los anfibios (zonas remansadas de ríos, arroyos, pequeñas charcas y pozas, abrevaderos y pilones, cunetas inundadas, graveras, lavaderos, fuentes, etc.), siendo 3 el mínimo de puntos a elegir por cuadrícula y deberán estar situados lo más lejos posible uno de otro dentro de la cuadrícula. Lo mismo ocurrirá con los transectos, debiéndose elegir al menos uno por cuadrícula. Tanto los puntos de muestreo como los transectos serán siempre los mismos en cada cuadrícula, con el objetivo de que puedan ser comparados los resultados de unas campañas a otras.

3. ESPECIES OBJETIVO

Aunque durante los muestreos se debe reunir información sobre todas las especies de anfibios presentes en el ámbito de estudio, se considera prioritario aportar información suplementaria sobre las siguientes:

Chioglossa lusitanica (salamandra rabilarga) Anexo II Directiva 92/43/CEE. Bioindicador.
Triturus marmoratus (tritón jaspeado) Anexo IV Directiva 92/43/CEE. Bioindicador.
Triturus pygmaeus (tritón pigmeo) Anexo IV Directiva 92/43/CEE. Bioindicador.
Alytes cisternasii (sapo partero ibérico) Anexo IV Directiva 92/43/CEE. Bioindicador.
Alytes obstetricans (sapo partero común) Anexo IV Directiva 92/43/CEE. Bioindicador.
Discoglossus galganoi / jeanneae (sapillo pintojo ibérico) Anexo II Directiva 92/43/CEE.

Bioindicador.

Pelobates cultripes (sapo de espuelas) Anexo IV Directiva 92/43/CEE. Bioindicador.
Bufo calamita (sapo corredor) Anexo IV Directiva 92/43/CEE. Bioindicador.
Hyla molleri (ranita de San Antonio) Anexo IV Directiva 92/43/CEE. Bioindicador.
Hyla meridionalis (ranita meridional) Anexo IV Directiva 92/43/CEE. Bioindicador.
Rana dalmatina (rana ágil) Anexo IV Directiva 92/43/CEE. Bioindicador.
Rana iberica (rana patilarga) Anexo IV Directiva 92/43/CEE. Bioindicador.

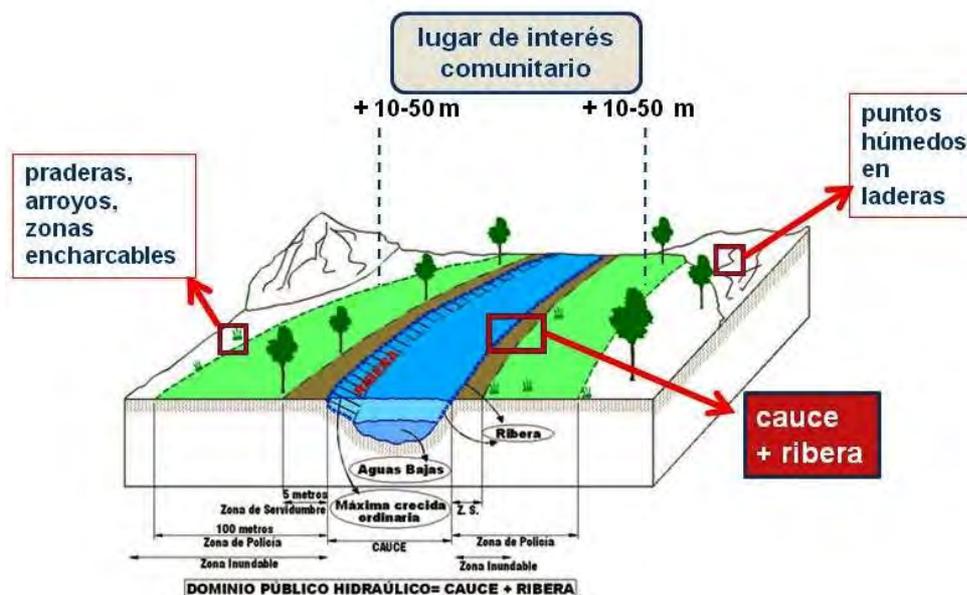
El resto de especies presentes en el ámbito de estudio son las siguientes:

Pleurodeles waltl (gallipato)
Salamandra salamandra (salamandra común)
Lissotriton boscai (tritón ibérico)
Lissotriton helveticus (tritón palmeado)
Mesotriton alpestris (tritón alpino)
Pelodytes punctatus (sapillo moteado)
Bufo spinosus (sapo común)
Rana temporaria (rana bermeja)
Pelophylax perezi (rana verde común)

4. METODOLOGÍA

4.1. Puntos de muestreo

Los muestreos en puntos concretos están orientados a recoger información fundamentalmente sobre puestas y larvas de anfibios y se realiza durante el día. También es posible detectar la presencia de adultos de algunas especies activas de día y acuáticas, como tritones y ranas.



Zonas de muestreo principales para anfibios en el LIFE MedWetRivers. Fuente: Web Confederación Hidrográfica del Duero. Modificación: J.Morales.

4.1.1. Material a utilizar

Durante el muestreo se deberá llevar:

- ✓ Mapa topográfico u ortofoto de la zona y un GPS o equipamiento móvil (teléfono, tablet, etc.) con recepción GPRS. Existen múltiples aplicaciones con visores cartográficos y mapas topográficos que funcionan con señal de teléfono, wifi o sin conexión (como p.e. OruxMaps).
- ✓ Ficha de muestreo (anexo)
- ✓ Termo-higrómetro ambiental
- ✓ Termómetro o sonda para tomar la temperatura del agua
- ✓ Manga de muestreo (tipo salabre o) con una luz de manga lo menor posible (máximo 0,5 cm). La manga de muestreo será desinfectada después de cada punto de muestreo sumergiéndola en agua con lejía durante 10 minutos y aclarando bien después.
- ✓ Vadeador de peto o botas altas para entrar en el agua (sin suela de fieltro). En el invierno unos guantes de neopreno.
- ✓ Regla metálica o plástico rígido, o bien papel milimetrado plastificado.
- ✓ Cubos o cajas de plástico (previamente desinfectados como las mangas).
- ✓ Bandeja de plástico blanca o transparente (previamente desinfectada)
- ✓ Cámara digital para la fotografía de puestas y larvas
- ✓ Lupa de mano o cuentahílos de poco aumento (6x ó 10x es suficiente)
- ✓ Guías de campo y fotocopias de claves.



Métodos de muestreo, redes tipo piscina, bandejas para las larvas.

4.1.2. Protocolo de muestreo

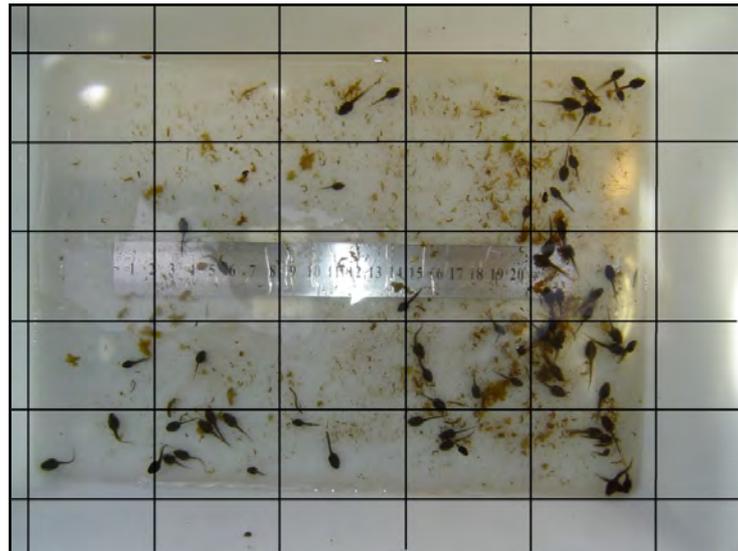
Para **masas de agua de pequeño tamaño** con buena visibilidad (por ejemplo un pilón o charca pequeña sin vegetación), o **para masas de agua de tamaño medio o grande** donde las larvas puedan ser divisadas con facilidad, al menos en los primeros 2-4 metros de orilla (por ejemplo, lagunas de montaña con aguas cristalinas), se utilizará el conteo directo, es decir, se recorrerá despacio el perímetro de la masa de agua (si es pequeña) o varios tramos (si es demasiado grande), anotando tanto las puestas como las larvas que se detecten. Trascorridos al menos 15 minutos, se repite el conteo en sentido inverso. Si el conteo final difiere significativamente entre repeticiones (el número total de una de ellas es casi el doble de la otra), se repetirá el proceso hasta que ambas estimas sean similares.



transectos con mangueros en los Arribes de Zamora. Fotografías. M. Lizana

Para el **resto de masas de agua**, se realizará un muestreo con manga, a diferentes profundidades y distancias de la orilla, comenzando siempre por las zonas menos profundas, y considerando zonas con y sin vegetación acuática. Los mangueros deberán estar separados entre sí lo máximo posible, sin repetir nunca la zona manguera. Los mangueros deben ser rápidos, manteniendo la manga paralela a la orilla más o menos a la misma profundidad, y cubriendo siempre unos 2 metros lineales en cada manguero. El número de mangueros por charca dependerá del tamaño y la complejidad de ésta, y una vez establecido al final del primer muestreo, se mantendrá constante en muestreos sucesivos.

Una vez realizado un manguero, se colocarán las larvas capturadas en una bandeja con agua de la charca, y devolver a la misma todo lo que no sean larvas de anfibios (invertebrados, vegetación, etc.). Si la abundancia de renacuajos es grande, se pueden usar varias bandejas para facilitar el conteo de las larvas. Dentro de la bandeja se colocará una regla o un trozo de papel milimetrado para tener una referencia del tamaño de las larvas. A continuación se tomará una fotografía del contenido de la bandeja (ver ejemplo), y se anotará el número de fotografía. Es conveniente identificar, in situ, las diferentes especies de larvas capturadas para facilitar el conteo posterior. Posteriormente, se contabilizará para cada fotografía el número total de larvas de cada especie en la pantalla del ordenador, completando la ficha. Una vez anotada la información, se devolverán cuidadosamente al agua todas las larvas. En caso de capturar también algún ejemplar adulto, se anotará la información junto con la de larvas.

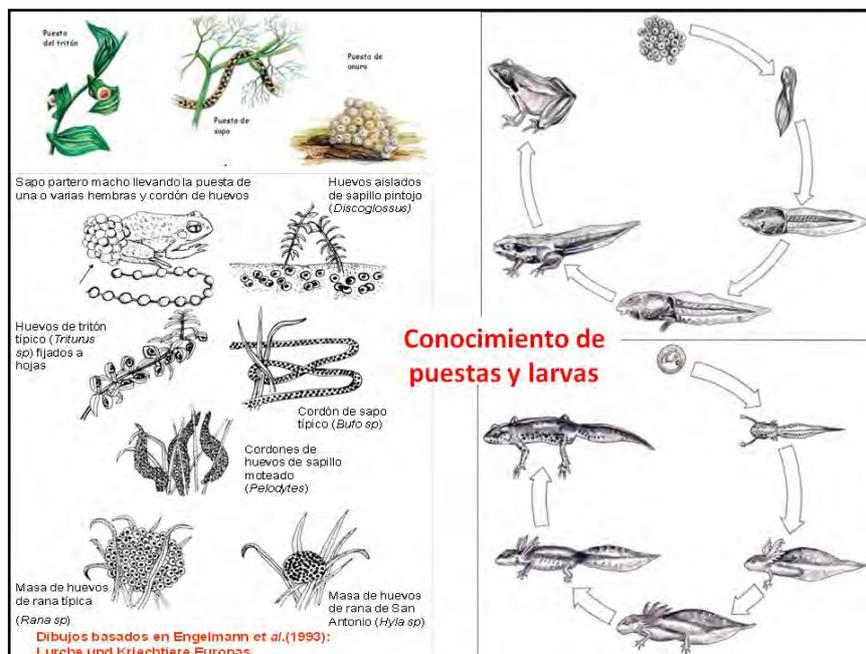


Cubeta o bandeja de plástico con el resultado del manguero en una charca. En el fondo se ha colocado una escala milimétrica y ya en el ordenador se ha dividido la superficie en cuadrículas para contar fácilmente el número de larvas.

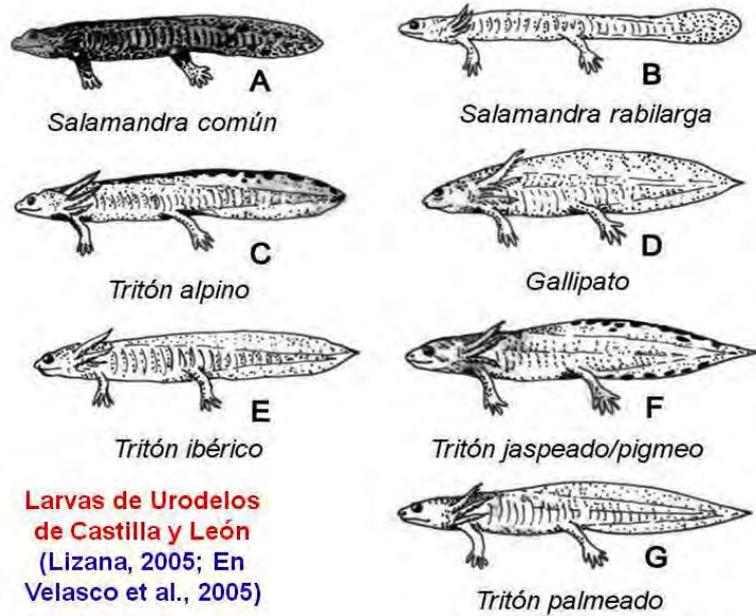
Finalmente, para **pequeños cursos de agua** (arroyos y ríos de pequeña anchura) se elegirá un tramo de unos 500 metros que resulte representativo, marcando el inicio y el final de forma inequívoca para muestreos siguientes. Dentro del tramo elegido se prospectarán los microhábitats importantes existentes (por ejemplo, pozas, cascadas y zonas remansadas).

En cada uno de las unidades de microhábitat se realizaran 5 sesiones de búsqueda intensiva de 1 min. de duración cada una, empezando aguas abajo. En la búsqueda de larvas se levantarán pequeñas rocas, troncos u otros objetos, ayudándose de la manga o pequeño colador para capturar las larvas. Las larvas capturadas serán depositadas en la bandeja con agua del tramo estudiado hasta completar las 5 sesiones de cada unidad de microhábitat, cuando serán contabilizadas y liberadas a su lugar de captura.

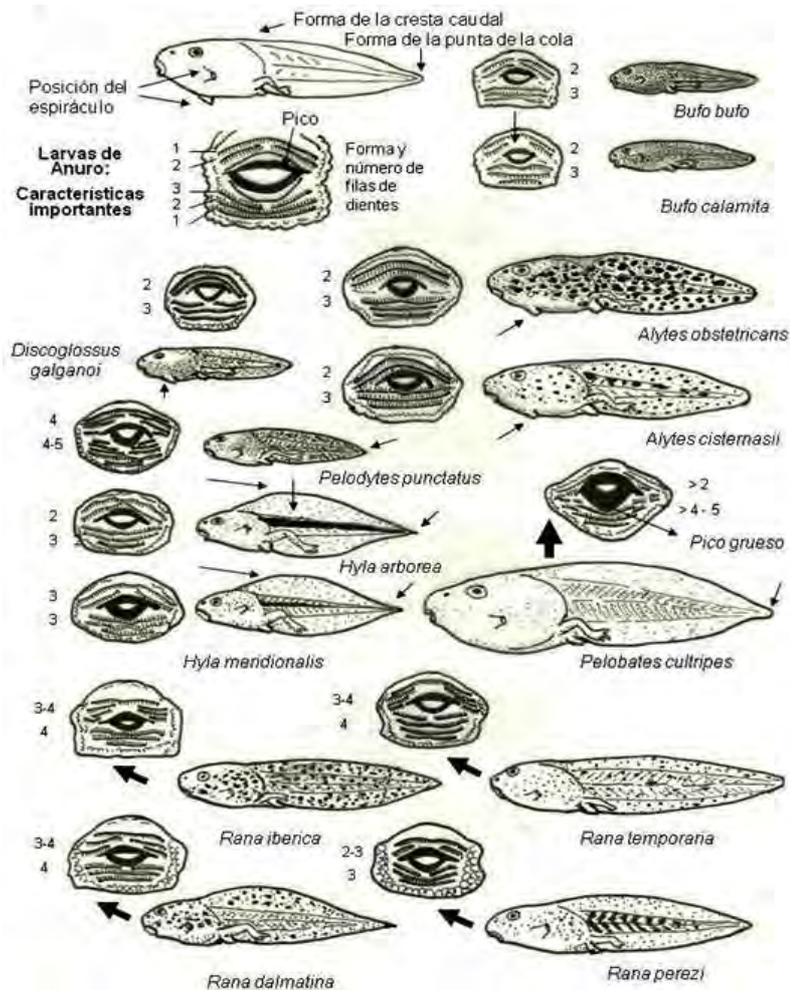
Durante estos muestreos también es posible encontrar adultos de algunas especies que se refugian durante el día en lugares frescos cercanos a los cursos de agua, incluyendo la vegetación de las orillas.



Para la identificación de puestas y larvas es necesario utilizar claves. Incluidas generalmente en las guías de campo. Ilustración de M. Lizana basada en otras publicaciones.



Larvas de urodelos de Castilla y León. Ilustración Miguel Lizana. En Velasco et al., 2005.



Larvas de Anuros y bocas (filas de dientes córneos) de los anuros de Castilla y León. Ilustración Miguel Lizana. En Velasco et al., 2005.

4.2. Transectos

Los transectos son recorridos destinados a obtener información sobre ejemplares adultos y se realizan durante la noche o al atardecer. Pueden realizarse a pie o en coche dependiendo de la distancia y de los ecosistemas que se atraviesan. Como regla general, siempre es preferible realizar varios transectos cortos más que uno de gran longitud.

4.2.1. Material a utilizar

El material básico a utilizar será:

- ✓ Mapa topográfico u ortofoto de la zona y un GPS o equipamiento móvil (teléfono, tablet, etc.) con recepción GPRS. Existen múltiples aplicaciones con visores cartográficos y mapas topográficos que funcionan con señal de teléfono, wifi o sin conexión (como p.e. OruxMaps).
- ✓ Ficha de muestreo (anexo I). El papel es incómodo de manejar por la noche, especialmente si está lloviendo. Alternativamente se pueden grabar los datos en una grabadora digital (protegida en una bolsa de cierre zip-lock) o bien una aplicación de tipo Cybertracker para móvil o tablet que te permite ir almacenando las citas directamente georeferenciadas.

Nótese que los dispositivos electrónicos se pueden quedar sin cobertura, señal 3G o batería, por eso se recorrienda disponer también de libreta de campo y lapicero.

- ✓ Termo-higrómetro ambiental
- ✓ Cámara digital
- ✓ Lupa de mano o cuentahílos de poco aumento (6x ó 10x es suficiente)
- ✓ Guías de campo
- ✓ Para los transectos nocturnos y las estaciones de escucha una linterna (frontal o de cabeza para tener ambas manos libres) y una grabación digital de los cantos (teléfono, grabadora, etc.). La linterna mejor si es impermeable y/o sumergible.

4.2.2. Protocolo de muestreo

Se deben comenzar los recorridos alrededor de una hora después del ocaso, anotando la hora solar (sin cambios de horario) y las condiciones meteorológicas en la ficha de muestreo (Anexo I), así como las coordenadas UTM mediante GPS. Los transectos deben realizarse a muy baja velocidad si son en coche (10-20 km/h) y buscando cualquier ejemplar que se encuentre en una franja de 2 m a cada lado si se realizan andando, o de 4 metros si es en coche. Cuando se observe un ejemplar dentro del ancho establecido, se deberá detener la marcha e identificar el animal (especie, sexo y si es posible edad), y anotar inmediatamente los datos de la observación en la ficha de muestreo, incluyendo las coordenadas GPS.

Al finalizar el recorrido, se deben anotar de nuevo las coordenadas del punto de finalización, las condiciones meteorológicas y la hora solar final.

Varias especies de anuros con cantos relativamente fuertes (por ejemplo *Hyla molleri*, *Bufo calamita*, *P.perezi*, *Alytes sp.*) pueden detectarse a larga distancia o en otros casos (*P. cultripipes*, *Discoglossus galganoi*, *P.punctatus*) a menor distancia de los medios acuáticos. En estos casos se pueden realizar lo que se denominan “**estaciones de escucha**”, grabando e identificando tanto las especies que están cantando como el número de ejemplares. También pueden realizarse “**reclamos**” de cantos, reproduciendo el sonido de alguno de ellos y esperando la respuesta de los individuos de la misma especie.

Si los puntos de muestreo elegidos pueden unirse por un itinerario (a pie o en coche) que sea favorable para la observación de ejemplares adultos, se pueden incluir estos tramos como recorridos.

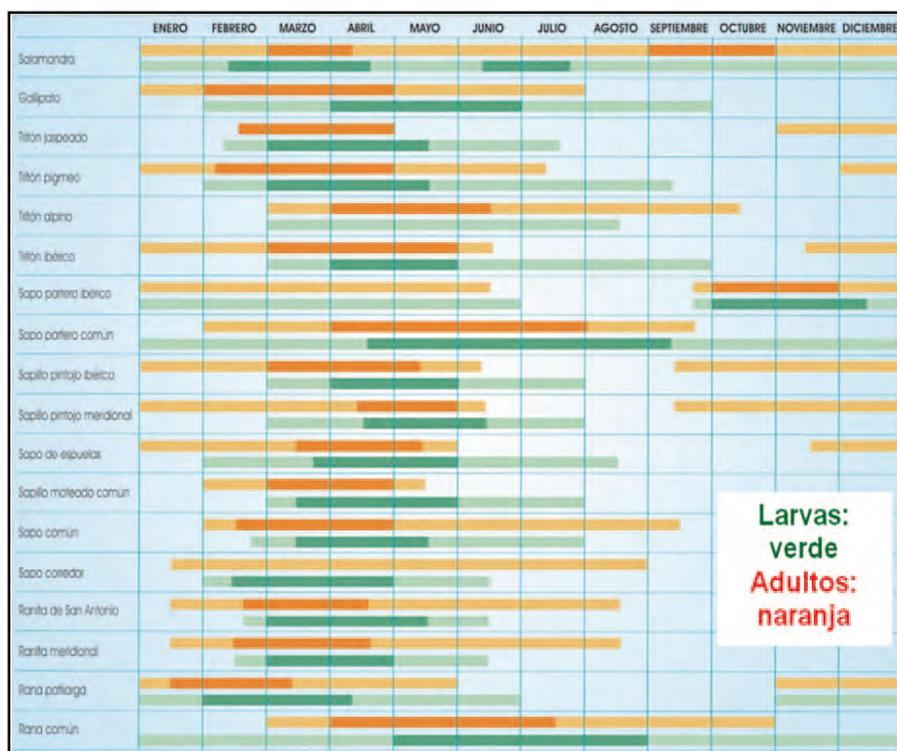
4.3. Periodicidad y calendario de muestreos

Se deben realizar, al menos, dos muestreos dentro del período reproductivo de la mayoría de especies presentes en la cuadrícula. Esto es la primavera-verano (de abril a junio) y para algunas especies en otoño (de octubre a diciembre). Hay que señalar que para detectar adultos son también útiles los periodos lluviosos en cualquier época con temperaturas mínimas de al menos 8-10 °C, en los que se producen desplazamientos tanto reproductivos como de otro tipo.

Los muestreos se deben realizar principalmente en condiciones meteorológicas favorables, es decir con lluvias o mayor humedad para los adultos. En el caso del muestreo de medios acuáticos con mangas esto es indiferente en principio, aunque se deben evitar los días con temperaturas extremas y sobre todo las bajas temperaturas o heladas en primavera temprana u otoño.

Los muestreos deberán ser suspendidos si las condiciones meteorológicas cambian bruscamente el día elegido, por ejemplo, por un descenso fuerte de la temperatura o un aumento importante del viento. En ese caso, el muestreo se pospondrá el tiempo necesario hasta que las condiciones meteorológicas vuelvan a ser favorables.

Una vez fijadas las fechas de los muestreos, estas se mantendrán en años sucesivos en la medida de lo posible. De la misma manera, el orden de los puntos de muestreo y de los recorridos, así como los tiempos empleados en cada uno de ellos, deberán mantenerse siempre lo más estrictamente posible entre muestreos sucesivos del mismo año y de años futuros.



Calendario reproductor (fenología reproductora) de los anfibios en España Central. Tomado de "Manual de Creación de charcas". Comunidad de Madrid. Larvas: verde, Adultos: naranja. Los colores más intensos reflejan la fenología más habitual y el resto el rango posible.

5. ÍNDICES DE ABUNDANCIA RELATIVA

Proponemos un método para elaborar un sencillo índice de abundancia relativa, fácil de calcular y que tiene en cuenta tanto los puntos de muestreo como los transectos, considerando ambos como "muestreos" en general.

El índice utiliza el número de contactos con cada especie de anfibio, considerando tanto adultos como huevos o larvas y por tanto refleja la presencia-ausencia de cada especie en cada muestreo. Aunque se observen varios individuos adultos o larvas, se consideran como un único contacto por muestreo.

La fórmula utilizada para el cálculo de este índice sería la siguiente:

$$I_{xy} (\%) = \frac{N_x}{M_y} \times 100$$

Siendo I_{xy} el índice de frecuencia o abundancia relativa de la especie "x" en el LIC "y". Para homogeneizarlo lo expresamos en porcentaje. N_x es el número de contactos positivos con la especie "x" en el LIC "y", dividido por el número de muestreos M_y en el LIC "y", y multiplicado por 100 para expresarlo en porcentaje.

De este modo, si la especie "x" se encuentra en todos los muestreos realizados en el LIC "y", obtendrá un índice del 100%, siendo una especie tanto ampliamente distribuida en el LIC como común o abundante. Valores bajos del índice muestran especies raras o escasas y/o con una distribución muy restringida en el LIC. Una especie que no se encuentre en el LIC obtendría un índice del 0%.

Pongamos un ejemplo práctico para entender mejor el cálculo de este índice.

Supongamos que hemos muestreado **4 cuadrículas** en el LIC “**Riberas del Alberche y afluentes**”, realizando en cada cuadrícula **10 puntos de muestreo y 3 transectos**.

Por tanto,

$$13 \times 4 = \underline{52 \text{ muestreos}} \text{ para el total del LIC}$$

A lo largo de esos 52 muestreos hemos encontrado las siguientes especies (sin diferenciar entre adultos, larvas o puestas):

Salamandra común en 35 muestreos

Tritón jaspeado en 20 muestreos

Tritón ibérico en 15 muestreos

Por tanto, podemos calcular el **Índice de abundancia relativa** para cada una de estas especies en el LIC **Riberas del Alberche y afluentes**.

Por ejemplo:

para la Salamandra común: $N_x = 35$, $M_y = 52$, $I = \frac{35}{52} \times 100 = 67,30 \%$

para el Tritón jaspeado: $N_x = 20$, $M_y = 52$, $I = \frac{20}{52} \times 100 = 38,46 \%$

para el Tritón ibérico: $N_x = 15$, $M_y = 52$, $I = \frac{15}{52} \times 100 = 28,84 \%$

Y de esta misma manera para el resto de las especies.

Este índice, comparado a lo largo de varios años, nos puede dar una idea bastante aproximada tanto del estado de conservación como de la evolución de las poblaciones de anfibios, así como del estado de conservación del LIC por lo que respecta a este grupo zoológico.

6. INDICACIONES PARA RELLENAR LA FICHA DE MUESTREO

Una vez rellenados los datos personales del muestreador y las características geográficas de la cuadrícula, se recogerá la información meteorológica del lugar siguiendo las indicaciones que se describen a continuación:

- ✓ Hora de inicio y hora final de cada muestreo (hora solar)
- ✓ Temperatura y humedad relativa del aire (mediante termo-higrómetro) o en su defecto, sólo temperatura ambiental.
- ✓ Temperatura del agua, mediante sonda (solo en el caso de muestreo de puestas y larvas)
- ✓ Viento (escala de Beaufort): Calma, 0-2 km/h, el humo sube verticalmente; Ventolina, 2-6 km/h, se define la dirección del viento por la del humo; Brisa débil, 7 -19 km/h, las hojas de los árboles se mueven; Brisa /viento fuerte, >20 km/h, se mueven ramas y pequeños árboles y se forman olas en las lagunas (en este caso, **NO MUESTREAR**).
- ✓ Nubosidad: Claro/sin nubes, Cubierto <50%, Cubierto >50%, Cubierto 100%, Niebla.
- ✓ Lluvia: Nula, Inapreciable, Débil, Moderada, Fuerte.
- ✓ En las Observaciones de anfibios, se marcará con un aspa (X) el tipo de muestra encontrada (adulto, amplexus, larva, puesta, cantos)
- ✓ En la Observaciones de Hábitat se indicará el Tipo de ecosistema muestreado (laguna, charca temporal, arroyo, remanso de río, pilón, etc.), los Tipos de hábitats del entorno (pastizal, cultivos de regadío, matorral, bosque de ribera con alisos, etc.), así como los Impactos y presiones que pudiéramos encontrar (vertidos, presencia de predadores, atropellos, etc.)
- ✓ En cuanto a las observaciones cuantitativas de anfibios, y después de anotar las coordenadas UTM del punto de muestreo, anotaremos las especies encontradas indicando el nombre corto (abreviado) construido con la primera letra del género y las tres primeras de la especie (por ejemplo: *Salamandra salamandra* se escribiría **Ssal**, *Alytes cisternasii* se escribiría **Acis**, etc.). A continuación anotaremos el estadio de crecimiento (M, macho; H, hembra; IND, adulto indeterminado, P, puesta; L, larva); el recuento de ejemplares; la actividad en que los hemos encontrado (EA, en amplexo; C, cantando; A, atropellado; M, muerto; IND, indeterminado) y por último las anotaciones que consideremos oportunas.
- ✓ Para los transectos y estaciones de escucha, rellenaremos de la misma forma, indicando el Tipo de recorrido (lineal o circular), las coordenadas UTM tanto del inicio como del final y la hora de inicio y final.

Protocolo de bioseguridad en los nuestros de campo:

En las últimas décadas se ha demostrado que diversas enfermedades infecciosas emergentes son una de las causas del declive local y global de los anfibios. Dos enfermedades infecciosas de gran importancia a nivel global son la quitridiomycosis cutánea de anfibios, causada por el hongo *Batrachochytrium dendrobatidis* y las infecciones por ranavirus, iridovirus o bacterias (síndrome de la pata roja). En especial la quitridiomycosis está causando la extinción de especies a nivel global y local especialmente en Australia y Centroamérica así como el declive de especies es en todos los continentes, En Europa los primeros casos de quitridios fueron detectados en las lagunas de Peñalara, Madrid .

Probablemente la principal causa de introducción de los patógenos es la manipulación de los anfibios por los propios investigadores, naturalistas, aficionados que los capturen ya que pueden dispersar las esporas de los hongos en su material de trabajo. Para evitar el contagio entre poblaciones es necesario tomar medidas preventivas para minimizar la posibilidad de introducir a los patógenos en la naturaleza o cautividad. Se han publicado diversos protocolos, de los que haremos un rápido resumen (ver por ejemplo Aguirre & Lampo, 2006):

1. **-planificar las visitas a localidades**, teniendo en cuenta si hay datos previos de infección en las mismas. Si fuera así, las visitas deben hacerse antes a las localidades no infectadas.
- recolección de animales vivos: si es necesario capturar al anfibio para su identificación, utilizar guantes desechables, aislar a los animales en bolsas de plástico no reutilizables y posteriormente desinfectar las manos.
2. **-desinfección del equipo de campo**: redes, mangas, trampas, botas, cubos, ruedas de vehículos y cualquier material que hayan estado en contacto con el agua en zonas de infección y en general, deben desinfectarse con lejía (4%), formol al 40%, etanol al 70% u otros desinfectantes comerciales. La desinfección debe hacerse en el campo para evitar la dispersión del patógeno, pero nunca cerca del medio acuático para evitar su contaminación.
3. **-transporte de animales vivos**: no deben trasladarse, pero si fuera necesario por alguna razón, los ejemplares deben introducirse en bolsas individuales con aire y sustrato húmedo. Las larvas en frascos con suficiente agua y aire. Transportar los ejemplares en condiciones de temperatura adecuadas, inferiores a 25-30°C (neveras refrigeradas, etc) no dejando al sol nunca las bolsas o botes.
4. **-manipulación de cadáveres**: nunca deben manipularse sin guantes animales moribundos o muertos que pudieran estar infectados. Los guantes deben después desecharse y ser destruidos como "desechos contaminados".
5. **-desinfección del instrumental**: cualquier instrumental utilizado en campo o laboratorio para manipulación e identificación por ejemplo de larvas (pinzas, tijeras, etc) debe desinfectarse sumergiéndolos en etanol al 70% durante 30 minutos o bien pasar por el autoclave.
6. **-Aviso a expertos** en caso de posible infección: en el caso de detectar una mortalidad inusual y/o síntomas de patógenos, contactar con los servicios de medio ambiente autonómicos para informar y que ellos contacten con los expertos apropiados que trabajen en estos aspectos (veterinarios de los centros de recuperación de la Junta de Castilla y León, Universidades, Museo Nacional de Ciencias Naturales de Madrid, Real Jardín Botánico, etc).

7. BIBLIOGRAFÍA RECOMENDADA

PÁGINAS WEB

SIARE (Servidor Informático de Anfibios y Reptiles). Asociación Herpetológica Española: <http://siare.herpetologica.es/bdh/distribucion>.

Vertebrados Ibéricos. Museo Nacional de Ciencias Naturales-CSIC: www.vertebradosibericos.org

Lista Roja de la IUCN. Version 2014.3. IUCN: www.iucnredlist.org

Biodiversia- Plataforma interactiva del Inventario Español del Patrimonio Natural y de la Biodiversidad. Fundación Biodiversidad-MAGRAMA: www.biodiversia.es

Portal de la Red Natura 2000 en Castilla y León. Junta de Castilla y León: <http://rednatura.jcyl.es/natura2000>

GUÍAS DE CAMPO Y LIBROS DE REFERENCIA

Barbadillo, L. J., Lacomba, J. I., Pérez-Mellado, V., Sancho, V. y López-Jurado, L. F. (1999). Anfibios y reptiles de la Península Ibérica, Baleares y Canarias. Barcelona: Geoplaneta.

García París, M. & Salvador, A. (2001). Anfibios españoles: identificación, historia natural y distribución. 269 pp. Canseco editores. Talavera de la Reina (Toledo).

García París, M., Montori, A. & Herrero, P. (2004). Fauna Ibérica. Volumen 24: Lissamphibia. 640 pp. MNCN-CSIC. Madrid.

Masó, A. y Pijoán, M. (2011). Anfibios y reptiles de la Península Ibérica, Baleares y Canarias. Barcelona: Omega.

Pleguezuelos, J.M., Marquez R. y Lizana, M. (2002). Atlas y Libro Rojo de los Anfibios y Reptiles de España. Dirección General de Conservación de la Naturaleza – AHE. Madrid, 584 pp.

Velasco, J.C.; Lizana, M.; Sanz-Zuasti, J.; Velasco, T.; Román, J.; Delibes De Castro, M. & Fernández Gutiérrez, J. (2005): Fauna Vertebrada de Castilla y León. Tomo II. Peces, Anfibios, Reptiles y Mamíferos. 708 pp. Editorial Náyade. Medina del Campo.

8. ANEXO I (FICHA DE MUESTREO)

2 páginas

SEGUIMIENTO DE ANFIBIOS		PROYECTO LIFE11 NAT ES/699 "MedWetRivers"	
O 1 ^{er} muestreo	fecha:	O 2 ^o muestreo	fecha:
DATOS DEL EQUIPO:			
nombre:		e-mail:	teléfono:
IDENTIFICACIÓN DE LA ZONA A PROSPECTAR			
Cuadrícula UTM 10x10:		Provincia:	T. Municipal:
Altitud:		Denominación paraje:	
Cuenca hidrográfica:			
DATOS DEL MUESTREO		hora:	final:
Tta. aire (°C):	%HR aire:	Tta. agua (°C):	
viento:	nubosidad:	lluvia:	
Observaciones:			

OBSERVACIONES DE ANFIBIOS OBJETIVO (Anexo II# y IV Directiva de Hábitats)		
# <i>Ch lusitanica</i> (Clus) o Ad o larva o huevo	# <i>D galganoi</i> (Dgal) o Ad o amplexus o larva o huevo o cantos	# <i>R dalmatina</i> (Rdal) o Ad o amplexus o larva o huevo o cantos
# <i>R iberica</i> (Ribe) o Ad o amplexus o larva o huevo o cantos		
<i>A obstetricans</i> (Aobs) o Ad o amplexus o larva o huevo o cantos	<i>A cisternasii</i> (Acis) o Ad o amplexus o larva o huevo o cantos	<i>P cultripes</i> (Pcul) o Ad o amplexus o larva o huevo o cantos
<i>H arborea (molleri)</i> (Hmol) o Ad o amplexus o larva o huevo o cantos	<i>H meridionalis</i> (Hmer) o Ad o amplexus o larva o huevo o cantos	<i>B calamita</i> (Bcal) o Ad o amplexus o larva o huevo o cantos
<i>T marmoratus</i> (Tmar) o Ad o larva o huevo	<i>T pygmaeus</i> (Tpyg) o Ad o larva o huevo	
Observaciones (depredaciones, atropellos, etc.)		

OBSERVACIONES DE OTROS ANFIBIOS (no en Directiva de Hábitats)		
<i>S salamandra</i> (Ssal) o Ad o larva o huevo	<i>L boscai</i> (Lbos) o Ad o larva o huevo	<i>L helveticus</i> (Lhel) o Ad o larva o huevo
<i>P waltl</i> (Pwal) o Ad o larva o huevo	<i>M alpestris</i> (Malp) o Ad o larva o huevo	<i>B bufo (spinosus)</i> (Bspi) o Ad o amplexus o larva o huevo o cantos
<i>P punctatus</i> (Ppun) o Ad o amplexus o larva o huevo o cantos	<i>R temporaria</i> (Rtem) o Ad o amplexus o larva o huevo o cantos	<i>P perezi</i> (Pper) o Ad o amplexus o larva o huevo o cantos
Observaciones (depredaciones, atropellos, etc.)		

OBSERVACIONES DE HÁBITAT		
TIPO DE ECOSISTEMA MUESTREADO:	TIPOS DE HÁBITATS EN ENTORNO:	IMPACTOS Y PRESIONES:

OBSERVACIONES CUANTITATIVAS DE ANFIBIOS OBJETIVO					
	ESPECIE (nombre corto)	estadio	recuento	actividad	anotaciones (depredaciones, deformaciones, etc.)
PUNTO 1					
altitud:					
lugar/tramo:					
PUNTO 2					
altitud:					
lugar/tramo:					
PUNTO 3					
altitud:					
lugar/tramo:					
Observaciones (depredaciones, deformaciones, exóticas, etc.)					

TRANSECTOS Y ESTACIONES DE ESCUCHA			
RECORRIDO 1	tipo: coord. inicio: final: hora inicio: hora fin:	TIPO DE ECOSISTEMA MUESTREADO: TIPOS DE HÁBITATS EN ENTORNO:	RESULTADOS:
RECORRIDO 2	tipo: coord. inicio: final: hora inicio: hora fin:	TIPO DE ECOSISTEMA MUESTREADO: TIPOS DE HÁBITATS EN ENTORNO:	RESULTADOS:
RECORRIDO 3	tipo: coord. inicio: final: hora inicio: hora fin:	TIPO DE ECOSISTEMA MUESTREADO: TIPOS DE HÁBITATS EN ENTORNO:	RESULTADOS:



**VNiVERSiDAD
D SALAMANCA**

CAMPUS DE EXCELENCIA INTERNACIONAL

ÁREA DE BIOLOGÍA ANIMAL