



GOBIERNO
DE ESPAÑA

MINISTERIO
DE AGRICULTURA Y PESCA,
ALIMENTACIÓN Y MEDIO AMBIENTE



CONFEDERACIÓN
HIDROGRÁFICA
DEL EBRO

2018

**PROTOCOLO DE
TOMA DE MUESTRAS E IDENTIFICACIÓN
DE MACRÓFITOS EN RÍOS VADEABLES**



**ÁREA DE CALIDAD DE AGUAS
CONFEDERACIÓN HIDROGRÁFICA DEL EBRO**



PROTOCOLO DE TOMA DE MUESTRAS E IDENTIFICACIÓN DE MACRÓFITOS EN RÍOS VADEABLES

PROMOTOR:

CONFEDERACIÓN HIDROGRÁFICA DEL EBRO
ÁREA DE CALIDAD DE AGUAS



DIRECCIÓN DEL PROYECTO:

PATRICIA NAVARRO BARQUERO

EMPRESA CONSULTORA:

LABORATORIO DE ENSAYOS TÉCNICOS, S. A.



EQUIPO DE TRABAJO:

JOSÉ LUIS MORENO ALCARAZ (Universidad de Castilla-La Mancha)

PEDRO TOMÁS GIMÉNEZ (Laboratorio de Ensayos Técnicos, S.A. "ENSAYA")

CONTENIDO:

MEMORIA/ANEJOS/CD

AÑO DE EJECUCIÓN:

2018

FECHA ENTREGA:

MARZO 2018

REFERENCIA IMÁGENES PORTADA:

Superior izquierda: *Batrachospermum sp.*

Superior derecha: *Nostoc sp.*

Inferior izquierda: *Spirogyra sp.*

Inferior derecha: *Ranunculus sp.*

CITA DEL DOCUMENTO: Confederación Hidrográfica del Ebro (2018). Protocolo de toma de muestras e identificación de macrófitos en ríos vadeables. 2018, 39 pp. Disponible en PDF en la web: <http://www.chebro.es>

El presente informe pertenece al Dominio Público en cuanto a los Derechos Patrimoniales recogidos por el Convenio de Berna. Sin embargo, se reconocen los Derechos de los Autores y de la Confederación Hidrográfica del Ebro a preservar la integridad del mismo, las alteraciones o la realización de derivados sin la preceptiva autorización administrativa con fines comerciales, o la cita de la fuente original en cuanto a la infracción por plagio o colusión. A los efectos prevenidos, las autorizaciones para uso no científico del contenido deberán solicitarse a la Confederación Hidrográfica del Ebro.

ÍNDICE DE CONTENIDOS

1. OBJETO	7
2. ALCANCE	7
3. REFERENCIAS	8
4. PROCEDIMIENTO	9
4.1. MATERIAL RECOMENDADO.....	9
4.1.1. Equipos y material complementario	10
4.1.2. Equipo y material para la el análisis de muestras en el laboratorio	10
4.2. TOMA DE MUESTRA	11
4.2.1. Frecuencia y época de toma de muestra	11
4.2.2. Selección y delimitación del punto de muestreo	12
4.2.3. Toma de muestras.....	13
4.3. CONSERVACIÓN, ETIQUETADO Y TRANSPORTE DE LAS MUESTRAS.....	18
4.3.1. Conservación permanente.....	18
4.3.2. Etiquetado.....	20
4.3.3. Transporte y almacenamiento	20
4.4. IDENTIFICACIÓN Y PROCESADO DE LAS MUESTRAS	20
4.4.1. Análisis en el laboratorio.....	21
4.5. PROCESAMIENTO DE LOS DATOS.....	22
5. EXPRESIÓN DE RESULTADOS.....	22

ÍNDICE ANEXOS

Anexo 1. Listado Taxonómico y Ficha de Campo

Anexo 2. Bibliografía Claves de Identificación

Anexo 3. Periodos de Muestreo

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Clases de cobertura para taxones de gran tamaño.	15
Tabla 2. Clases de cobertura taxones que forman colonias de pequeño tamaño (CPT).	17
Tabla 3. Conservación de muestras. BF: Bolsa Fanerógamas; BB: Bolsa Briófitos; BA: Bolsa Algas.	19

1. OBJETO

El objeto del siguiente protocolo es desarrollar las directrices e instrucciones, que se deben seguir para realizar la toma de muestra e identificación *in situ* y en laboratorio de macrófitos en ríos; así como el cálculo posterior de las métricas.

La Directiva 2000/60/CE, Directiva Marco del Agua, establece que los Estados miembros deberán poner en marcha programas de seguimiento, que permitan controlar y evaluar la composición y abundancia de las comunidades de flora acuática.

Dicha Directiva establece que los métodos utilizados para controlar los parámetros de cada tipo serán conformes a las normas internacionales o nacionales que garanticen el suministro de información de calidad y comparabilidad científica equivalentes.

Por lo tanto, se debe establecer un método de toma de muestras y análisis de macrófitos en ríos que garantice el cumplimiento de los requisitos mencionados anteriormente.

2. ALCANCE

Este protocolo de toma de muestra y análisis de macrófitos es de obligada aplicación en la explotación de las redes oficiales de evaluación del estado / potencial ecológico en cumplimiento de la Directiva 2000/60/CE, de las Confederaciones Hidrográficas (CCHH), bien directamente o a través de contratos de servicios.

Las estaciones en las que se utilizará este protocolo son las pertenecientes al programa de control de vigilancia, programa de control operativo, programa de control de investigación y redes de referencia.

El objetivo principal es la obtención de datos de composición y abundancia mediante inventarios de macrófitos (plantas acuáticas visibles a simple vista, entre las que se encuentran plantas vasculares, briófitos y macroalgas tales como algas caráceas y otros grupos) y de sus coberturas en la estación de muestreo. Los grupos florísticos considerados son:

- Macroalgas (cianobacterias y algas eucariotas)
- Briófitos (musgos y hepáticas)
- Pteridófitos (helechos acuáticos)
- Fanerógamas (angiospermas)

Con la información recopilada mediante este protocolo se obtienen datos válidos para el cálculo de las métricas del elemento de calidad correspondiente a composición y abundancia de otra flora acuática (macrófitos) en ríos.

3. REFERENCIAS

Protocolo de muestreo y laboratorio de macrófitos en ríos. Código: ML-R-M-2015. (MAGRAMA, 2015).

Protocolo de cálculo del índice biológico de macrófitos en ríos en España. Código IBMR-2015. (MAGRAMA, 2015)

FLOR-ARNAU, N., M. REAL, G. GONZÁLEZ, J. CAMBRA, J. L. MORENO, C. SOLÀ y A. MUNNÉ. Índice de Macrófitos Fluviales (IMF), una nueva herramienta para evaluar el estado ecológico de los ríos mediterráneos. *Limnetica*, 34 (1): 95-114.

HAURY, J.; PELTRE, M.C; TREMOLIERES, M.; BARBE, J.; THIEBAUT, G.; BERNEZ, I.; DANIEL, H.; CHATENET, P.; HAAN-ARCHIPOF, G.; MULLER, S.; DUTARTRE, A.; LAPLACE-TREYTURE, C.; CAZAUBON, A. & E. LAMBERT-SERVIEN. 2006. A new method to assess water trophy and organic pollution—the Macrophyte Biological Index for Rivers (IBMR): its application to different types of river and pollution. *Hydrobiologia*, 570, 153–158.

MORENO, J. L., C. NAVARRO & J. DE LAS HERAS. 2006. Propuesta de un índice de vegetación acuática (IVAM) para la evaluación del estado trófico de los ríos de Castilla-La Mancha: Comparación con otros índices bióticos. *Limnetica*, 25 (3): 821-838.

MORENO, J.L., J. DE LAS HERAS, N. PRAT & M. RIERADEVALL. 2008. Evaluación del estado trófico de tres cuencas interiores de Cataluña (Foix, Besòs y Llobregat) mediante la vegetación acuática: aplicación de un índice trófico (IVAM-FBL). *Limnetica*, 27 (1): 107-118.

SUÁREZ, M. L., A. MELLADO, M. M. SÁNCHEZ-MONTOYA & M. R. VIDAL-ABARCA. 2005. Propuesta de un índice de macrófitos (IM) para evaluar la calidad ecológica de los ríos de la cuenca del Segura. *Limnetica*, 24: 305-318.

TOMÁS, P., J. L. MORENO, M. ABOAL, J. OSCOZ, C. DURÁN & P. NAVARRO. 2016. Evaluación del estado ecológico de los ríos de la Cuenca del Ebro mediante el índice trófico de macrófitos IVAM-G (Índice de Vegetación Acuática Macroscópica). *Limnetica*, 35 (1): 219-234.

La normativa de referencia de este protocolo se enumera a continuación:

Directiva 2000/60/CE del Parlamento Europeo y del Consejo por la que se establece un marco comunitario de actuación en el ámbito de la política de aguas

RD Legislativo 1/2001 por el que se aprueba el Texto Refundido de la Ley de Aguas

RD 907/2007 por el que se aprueba el Reglamento de Planificación Hidrológica

Real Decreto 817/2015, de 11 de septiembre, por el que se establecen los criterios de seguimiento y evaluación del estado de las aguas superficiales y las normas de calidad ambiental. Boletín Oficial del Estado 219: 80582-80669.

Orden MAM/985/2006 por la que se desarrolla el régimen jurídico de las entidades colaboradoras de la administración hidráulica en materia de control y vigilancia de calidad de las aguas y de gestión de los vertidos al dominio público hidráulico

El presente protocolo se ha redactado teniendo en cuenta las siguientes normas:

- UNE-EN 14184. Calidad del agua. Guía para el estudio de los macrófitos acuáticos en cursos de agua
- UNE-EN 14996. Calidad del agua. Guía para el aseguramiento de la calidad de las evaluaciones biológicas y ecológicas en el medio ambiente acuático
- UNE EN ISO 5667-1. Calidad del agua – Muestreo – Parte 1: Guía para el diseño de programas de muestreo y técnicas de muestreo

4. PROCEDIMIENTO

4.1. MATERIAL RECOMENDADO

- Rastrillo con mango extensible para aguas someras. (Opcional)
- Gancho en corona con cuerda larga para aguas profundas (potera). (Opcional)
- Draga del tipo Van Veen para aguas profundas. (Opcional)
- Caja o cubo con el fondo de vidrio (Aquascope), para facilitar la visión de los crecimientos y sus coberturas. (Opcional)
- Bandejas de plástico blanco.
- Bolsas de plástico, p.ej: tipo Nasco Whirl Pak con varillas planas o herméticas con cierre zip y bandas blancas para escritura.
- Recipientes de plástico (100, 250 y 500 ml) y tubos pequeños de plástico (5 y 50 ml, para taxones pequeños).
- Nevera portátil refrigerada, sólo para muestras sin conservar.
- Espátula-cuchara.

- Pinzas.
- Prensa portátil con pliegos y almohadillas para la conservación en seco de macrófitos. (se podrán utilizar para hacer estudios genéticos). (Opcional)
- Sobres de papel para guardar briófitos. (Opcional)
- GPS.
- Mapas, con escalas compatibles con el muestreo de macrófitos. (Opcional)
- Claves de identificación y guías de campo (p. ej: ID-TAX).
- Papel vegetal.
- Bolígrafo, lápiz o rotulador permanente (o cualquier otro método para etiquetar las muestras). Si se usan etiquetas, estas deben ser resistentes a la humedad
- Lupa 10x aumentos
- Cámara fotográfica, preferentemente con objetivo macro y con filtros polarizadores
- Formaldehído (HCHO) al 4% v/v
- Líquido de Kew modificado, alcohol etílico con glicerina y agua, en proporción 65 %, 5 % y 30 %.
- Hoja de campo. Anexo 1.

4.1.1. Equipos y material complementario

- Botas o vadeadores
- Guantes de látex
- Gafas de sol polarizadas

4.1.2. Equipo y material para la el análisis de muestras en el laboratorio

- Claves de identificación de elementos de calidad biológicos para la clasificación del estado ecológico (ID-TAX)
- Ácido acético o clorhídrico
- Azul de metileno para teñir estructuras celulares
- Gelatina glicerinada según Kaiser
- Líquido de Kew modificado, alcohol etílico con glicerina y agua, en proporción 65 %, 5 % y 30 %.
- Lugol

- Agua destilada
- Microscopio
- Lupa binocular
- Cámara fotográfica
- Bandejas de plástico
- Placas de Petri
- Portas y cubres
- Pinzas
- Guantes
- Hoja de campo: Anexo 1.
- Papel vegetal
- Bolígrafo, lápiz o rotulador permanente (o cualquier otro método para etiquetar las muestras). Si se usan etiquetas, estas deben ser resistentes a la humedad

Tanto para el trabajo de campo como de laboratorio se deberán tomar las medidas necesarias para garantizar unas condiciones adecuadas de seguridad e higiene en el desarrollo de los trabajos.

Todo el material usado en campo deberá estar convenientemente limpio y desinfectado para evitar el transporte y la dispersión de propágulos o individuos de especies invasoras, siguiendo los protocolos establecidos por el Organismo de cuenca competente. El material de laboratorio será limpiado una vez analizadas cada una de las muestras. El microscopio y la lupa binocular se revisarán una vez terminado el análisis y se limpiarán en caso de que fuera necesario.

4.2. TOMA DE MUESTRA

4.2.1. Frecuencia y época de toma de muestra

El organismo de cuenca proporcionará los puntos de muestreo, que quedarán definidos por sus coordenadas UTM ETRS 89 Huso X e Y.

Los muestreos serán anuales y deberán realizarse durante el periodo vegetativo de las especies, que suele ser entre primavera y otoño. No se requieren frecuencias más cortas de muestreo, teniendo en cuenta que la respuesta de los macrófitos es más lenta que la de otros indicadores. No obstante el periodo óptimo puede variar con las condiciones climáticas características de cada tipo de masa de agua y con la especie. La recolección de ejemplares

inmaduros puede dar origen a errores de identificación. En el Anexo 3, se incluyen una serie de periodos recomendados para cada tipología de río en las cuencas hidrográficas correspondientes.

No deberán llevarse a cabo toma de muestras en los 30 días siguientes a crecidas ordinarias o extraordinarias que hayan provocado una movilización del sustrato del cauce y arrastre de macrófitos, para lo cual se consultará el SAIH (Sistema Automático de Información Hidrológica) y se registrará en el archivo de incidencias.

Semanalmente se realizará el plan de explotación de las estaciones a muestrear, se tendrá en cuenta si se han producido lluvias intensas o tormentas durante los últimos 30 días.

El plan de explotación semanal, una vez esté realizado, se enviará por correo electrónico al cliente.

4.2.2. Selección y delimitación del punto de muestreo

El punto de muestreo será un tramo de 100 m, representativo de las características físicas y estructurales de la masa de agua. Para su selección y delimitación se tendrán en cuenta los siguientes aspectos:

- El tramo incluirá los hábitats característicos y más frecuentes de la masa de agua: rápidos, remansos, pozas, zonas de limo y arenas.
- Se evitará muestrear, si es posible, en tramos en los que existan infraestructuras viales o hidráulicas (puentes, estaciones de aforo, azudes...) las cuales suelen modificar la estructura del sustrato, régimen de caudal y grado de sombra; en general estas infraestructuras suelen favorecer el crecimiento de los macrófitos.

Así como aquellos que presenten una turbidez elevada, como criterio se puede utilizar si en la orilla no se ve el sustrato del fondo.

Tampoco se muestrearán las charcas marginales y los brazos no conectados (superficial o subsuperficialmente) con el cauce principal. Estas charcas suelen presentar alta temperatura en relación al agua circulante y gran desarrollo de algas filamentosas.

La toma de muestra quedará restringida a la lámina de agua. Debe llevarse a cabo en la zona de cauce inundada durante la mayor parte del año (canal bajo). Se excluirá la zona de ribera situada por encima de la lámina de agua inundable en crecidas ordinarias (periodo de retorno aproximado de 2 años).

El tramo seleccionado se delimitará mediante la anotación de las coordenadas UTM ETRS 89 del punto de inicio y final de tramo en la ficha de campo y laboratorio.

- Punto inicio tramo : UTM ETRS 89 HUSO X Y
- Punto final del tramo: UTM ETRS 89 HUSO X Y

También es recomendable anotar aquella información que ayude a la localización del tramo muestreado en campañas posteriores. Se pueden realizar fotos del punto de inicio y fin. Así como su almacenamiento junto a las coordenadas en un SIG móvil (Google Maps, Orux Maps, QField), de tal forma que en años sucesivos se podrá repetir, en la medida de lo posible, el tramo muestreado en años anteriores.

4.2.3. Toma de muestras

Los grupos de macrófitos que se consideran son macroalgas, briófitos (musgos y hepáticas), pteridófitos y angiospermas, siendo necesaria una identificación a nivel de género o especie según el caso. Para ello resulta recomendable realizar un trabajo previo de gabinete para familiarizarse con la determinación de los taxones presentes en el tipo de río, y más concretamente, en la masa de agua a muestrear, así como recopilar material de apoyo para la identificación en campo (claves de identificación ID-TAX, fotografías, descripciones, etc). En relación con este nuevo protocolo, se realizarán nuevas claves de identificación que incluyan únicamente los taxones considerados.

Se realizará un muestreo semicuantitativo que permita obtener el listado de los taxones presentes en el tramo y una estimación aproximada de su abundancia.

Según el tamaño del organismo, se tomarán datos relativos a:

- Especies de tamaño grande: rango de cobertura (en porcentaje) de cada taxón en el tramo. Cuando los taxones se encuentren espacialmente superpuestos, la suma de sus coberturas podrá superar el 100%, Tabla 1.
- Especies de pequeño tamaño (algunas algas): número de talos y/o colonias en el tramo, o número de piedras con colonias, Tabla 2.

Las técnicas de recolección de muestras aplicables en cada estación se adecuarán a sus características y a los distintos tipos de macrófitos tal y como se indica a continuación:

- Especies de algas del *pecton* (talos aplanados, laminares, esféricos o globulares, adheridos al sustrato; principalmente cianobacterias). Con la ayuda de una pequeña espátula cuchara se despegará una muestra del sustrato. Posteriormente se conservarán según lo indicado en el apartado 4.3.
- Especies de algas del *plocon* (organismos sujetos por la base pero cuya biomasa se extiende a cierta distancia del sustrato, o flotantes por desprendimiento del sustrato;

principalmente algas filamentosas). Se recogerán a mano, con un rastrillo o potera y se guardarán en bolsas de plástico herméticas, recipientes de plástico o pliegos de herbario.

- Briófitos. Se recogerán a mano y se guardarán en bolsas de plástico herméticas, recipientes de plástico o sobres de papel.
- Plantas vasculares. Se tomarán muestras a mano y se guardarán en bolsas de plástico herméticas, recipientes de plástico o pliegos de herbario. Posteriormente se conservarán según lo indicado en el apartado 4.3

Las pozas profundas poco extensas presentes en tramos vadeables se pueden muestrear con la ayuda de rastrillos con mango telescópico o poteras.

A continuación se describe el procedimiento de muestreo diferenciado para ríos vadeables.

Se considerará río vadeable a efectos del presente protocolo, aquel que pueda ser cruzado a pie en la mayor parte del tramo de muestreo definido o aquel que no pudiendo ser cruzado a pie, pueda alcanzarse, al menos, la mitad de su anchura con seguridad y sin riesgo alguno para el muestreador.

Ríos vadeables

Se recorre el tramo de muestreo en zig-zag (de una orilla a otra) remontando el río aguas arriba. En el curso del recorrido se identifican los diferentes taxones *in situ* y se estima su porcentaje de recubrimiento en el tramo al finalizar el recorrido (% de cobertura respecto a la superficie total del tramo o número de colonias/piedras colonizadas). Se tomará muestra de los todos los taxones observados para proceder a su identificación posterior, o a la confirmación de la identificación realizada. Los taxones que no se puedan identificar en el campo, se separarán en submuestras que se etiquetarán según el Apdo. 4. 3. 2.

Las estimas de cobertura para los taxones de gran tamaño (plantas vasculares, briófitos y algas no incluidas en la Tabla 2), se harán teniendo en cuenta los siguientes rangos, Tabla 1:

Tabla 1. Clases de cobertura para taxones de gran tamaño.

Clases de cobertura (%)	V_COBERTURA_ IVAM, IM	V_COBERTURA_ IBMR, IMF	Observaciones
0% (ausencia)	-	-	
<0.1% (presencia)	1	1	Se detecta presencia puntual (<5 parches) en el tramo de aquellos taxones que no se incluyen en la tabla de abundancias de taxones que forman colonias de pequeño tamaño (Tabla 2). También se incluyen en esta categoría aquellos taxones detectados al analizar las muestras en el laboratorio.
0.1 - <1% (raro)		2	Se detectan varias colonias (5-10 parches cuya suma es < 1%) en el tramo de aquellos taxones que no se incluyen en la tabla de abundancias de taxones que forman colonias de pequeño tamaño (Tabla 2).
1 - < 5%		3	
5 - <10%	2	4	
10 - <20%		3	
20 - <30%			
30 - <40%			
40 - <50%	3	5	
50 - <60%			
60 - <70%			
70 - <80%			
80 - <90%			
90 - 100%			

A continuación se presenta un ejemplo de apoyo para la estima de coberturas, Gráfico 1.

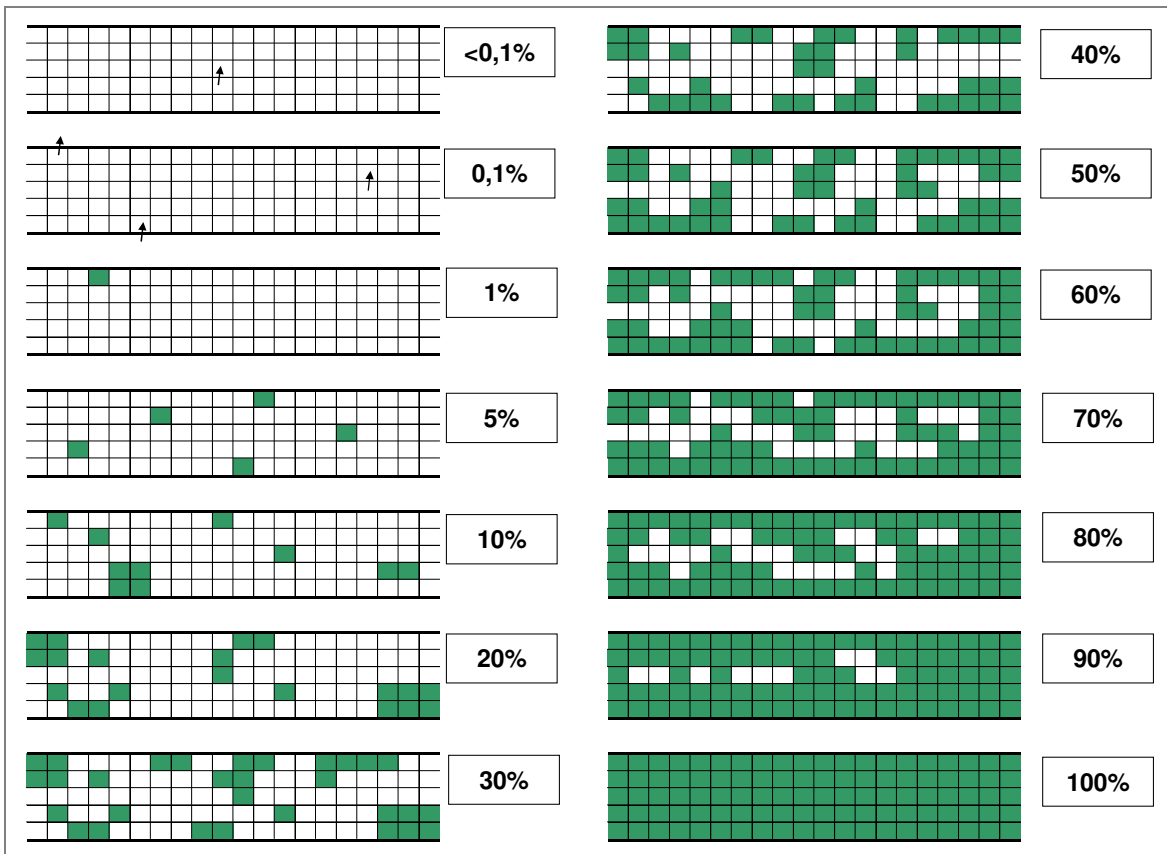


Gráfico 1. Ejemplo de escala de coberturas. Hay que tener en cuenta que la distribución del elemento a analizar puede encontrarse disperso o agrupado en mayor o menor grado.

Las abundancias para las algas que forman colonias de pequeño tamaño se estimarán conforme a la Tabla 2. Si se observaran varias colonias sobre una misma piedra, se contabilizaría el número de piedras que contienen varias colonias en el tramo. Si fueran colonias aisladas se contabilizaría el número de colonias en el tramo.

Las abundancias de las submuestras que se conservan en botes para identificar en el laboratorio, p ej.: algas filamentosas 30 %, si estuvieran en igual proporción en la submuestra se asignaría un 10 % a cada una, en el caso de que hubiera tres taxones.

Si se diera el caso de que hubiera 1 taxón dominante y 2 de forma puntual, se le asignaría un 30 % al primero e <math>< 0.1 \%</math> a los otros 2 taxones.

Tabla 2. Clases de cobertura taxones que forman colonias de pequeño tamaño (CPT).

Clases de cobertura (%)	V_COBERTURA_IBMR-2015	Nº talos, colonias o piedras colonizadas	Taxones
0% (ausencia)	-	-	<i>Nostoc; Cyndrospermum; Hydrococcus, Rivularia; Scytonema-Plectonema; Tolypothrix; Dichothrix; Nostochopsis; Cymbella; Diatoma; Audouinella-Chantransia; Batrachospermum/Kumanoa; Chroothece; Chroodactylon; Kyliniella; Chaetophora; Draparnaldia; Bulbochaete</i>
<0.1% (presencia)	1	1-3	
0.1 - <1% (raro)	2	4-7	
1 - < 5%	3	8-15	
5 - <10%			
10 - <20%	4	16-32	
20 - <30%			
30 - <40%			
40 - <50%			
50 - <60%	5	>32	
60 - <70%			
70 - <80%			
80 - <90%			
90 - 100%			

En el caso de los musgos y algunas fanerógamas, debido a que pueden albergar algas epífitas incluidas en el listado taxonómico del Anexo I, conviene recoger varias muestras en diferentes puntos del tramo para luego ser revisadas en el laboratorio. Igualmente, las madejas de algas filamentosas pueden presentar otras algas mezcladas con la especie dominante, solo detectables en el laboratorio. Los taxones detectados en el laboratorio se añadirán al inventario del tramo. Las anotaciones en la ficha de campo y laboratorio se realizarán con bolígrafo de diferente color.

Es recomendable tomar nota de las características del hábitat en el que se ha recogido cada taxón, en especial el tipo de sustrato, profundidad, velocidad del agua (rápidos o pozas) o el grado de insolación.

Además será necesario recoger la información necesaria para completar la **Ficha de Campo y Laboratorio**.

4.3. CONSERVACIÓN, ETIQUETADO Y TRANSPORTE DE LAS MUESTRAS

Se recomienda obtener y conservar muestras de los diferentes taxones, con la finalidad de asegurar la identificación y mantener una colección de referencia.

Las muestras recogidas en el campo se guardarán en fresco en viales (macroalgas) o bolsas de plástico, bien refrigeradas hasta su identificación o se conservarán de forma permanente, según el punto 4.3.1. En la Tabla 3 se presenta un ejemplo sobre los posibles métodos de recolección y conservación para los taxones objeto del inventario del Anexo 1.

4.3.1. Conservación permanente

- Macroalgas y fanerógamas de pequeño tamaño en viales herméticos o pequeños botes de plástico herméticos con una solución de formaldehído al 4% o Líquido de Kew modificado. Las macroalgas también se pueden conservar en pliegos al igual que las fanerógamas.
- Musgos: Dejar secar al aire y guardar en sobres de papel. También se pueden conservar en bolsas de plástico herméticas o pequeños botes de plástico herméticos, con una solución de formaldehído al 4% o Líquido de Kew modificado.
- Especies fanerógamas de mayor tamaño. Conservación en seco: colocar el ejemplar entre hojas de periódico o papel secante y prensar durante 3-5 días, cambiando el papel cada dos días hasta que la planta esté lo suficientemente seca. Guardar las plantas convenientemente etiquetadas en pliegos de papel blanco. También se pueden conservar en la bolsa hermética de toma de muestras fijadas con una solución de formaldehído al 4% o Líquido de Kew modificado.

Tabla 3. Conservación de muestras. BF: Bolsa Fanerógamas; BB: Bolsa Briófitos; BA: Bolsa Algas.

Formas de vida o crecimiento	Recolección	Ejemplos	Conservación
Fanerógamas			
Bolsa fanerógamas, formol 4% o Líquido de Kew modificado (BF)			
Enraizadas sumergidos, con o sin hojas flotantes	a mano, pinzas o espátula-cuchara	<i>Callitriche, Potamogeton, Zannichellia, Myriophyllum, Ceratophyllum, Ranunculus, Ruppia, Rorippa, Apium, Veronica, Nuphar, Nymphaea, Elodea, Berula, Polygonum, Alisma, Isoetes, Mentha, Isolepis, Salomus, Omphalodes, Eichornia, Elodea, Egeria, Mentha, Oenanthe, Glyceria</i>	BF (formol 4%, Líquido de Kew)
Flotantes	a mano, colador	<i>Lemna, Spirodela</i>	BF (formol 4%, Líquido de Kew)
Briófitos			
Bolsa briófitos, formol 4% o Líquido de Kew modificado (BB)			
Talos con caulidios y filidios postrados o erectos (musgos, hepáticas foliosas)	a mano	<i>Hygroamblystegium, Brachytecium, Cratoneuron, Palustriella, Fissidens, Platyhypnidium, Leptodictyum, Fontinalis, Cinclidotus, Chyloscyphus, Scapania, Hydrogonium, Porella, Nardia, Sphagnum</i>	BB (formol 4%, Líquido de Kew)
Talos laminares adheridos al sustrato (hepáticas talosas)	a mano, pinzas o espátula-cuchara	<i>Pellia Riccia</i>	BB (formol 4%, Líquido de Kew)
Algas (incluidas cianobacterias)			
Bolsa algas, formol 4% o Líquido de Kew modificado (BA)			
Filamentosas flotantes o cladomas/arbúsculos, fijados al sustrato	a mano, pinzas o espátula-cuchara	<i>Spirogyra, Zygnema, Mougeotia, Cladophora-Aegagropila- Rhizoclonium, Oedogonium, Chara, Nitella, Stigeoclonium, Microspora, Ulothrix, Batrachospermum-Kumanoa, Lemanea-Paralemanea, Tribonema, Bangia, Hydrurus, Hydrodictyon, Draparnaldia, Chaetomorpha, Compsopogon, Thorea, Kyliniella, Klebsormidium, Geminella, Schizomeris, Pithophora</i>	BA (sueltas o vial formol 4%, Líquido de Kew, según tamaño)
Filamentosas difluentes (se desintegran)	colador, jeringa	<i>Melosira, Fragilaria, Diademsis</i>	Vial formol 4%, Líquido de Kew, introducir en BA
Masas flotantes gelatinosas	a mano	<i>Anabaena, Nodularia</i>	BA (sueltas o vial formol 4%, Líquido de Kew, según tamaño)
Láminas delgadas, desprendidas del sustrato	a mano	<i>Tetrasporidium, Monostroma, Ulva</i>	BA (sueltas o vial formol 4%, Líquido de Kew, según tamaño)
Tapetes gruesos, lisos o pilosos, fácilmente desprendibles	a mano, espátula	<i>Phormidium-Oscillatoria-Lyngbya, Microcoleus, Cyllindrospermum, Aphanizomenon, Vaucheria, tapetes diatomeas (Gomphonema, Gomphoneis, Cocconeis, Didymosphenia, Diatoma, Pleurosira, Cymbella, Navicula, Nitzschia, Encyonema)</i>	BA (sueltas o vial formol 4%, Líquido de Kew, según tamaño)
Tapetes delgados fuertemente adheridos a piedras, incrustados	raspado, pinzas o espátula-cuchara	<i>Hildenbrandia, Heribaudiella</i>	Vial formol 4%, Líquido de Kew, introducir en BA
Mechones o almohadillas, fuertemente adheridos	pinzas o espátula-cuchara	<i>Audouinella-Chantransia, Tolypothrix, Scytonema, Plectonema, Dichothrix, Calothrix, Stigonema, Chroodactylon</i>	BA (sueltas o vial formol 4%, Líquido de Kew, según tamaño)
Colonias globulares o lobuladas, duras o blandas	pinzas o espátula-cuchara	<i>Nostoc, Rivularia, Hydrococcus, Schizothrix, Nostochopsis, Chroothecce, Tetraspora, Chaetophora, Bulbochaete, Gongrosira</i>	BA (sueltas o en vial formol 4%, Líquido de Kew, según tamaño)

4.3.2. Etiquetado

Todas las muestras y preparaciones deben estar convenientemente etiquetadas de forma que se identifique un código de la muestra, toponimia (nombre río / localización), fecha de recolección y persona o entidad a cargo de la recolección e identificación.

Por ejemplo:

- Código estación: 0033 (suministrado por el cliente o creado por el muestreador)
- Río / Localidad: Alcanadre /Peralta
- Fecha: 6-7-2011
- Recolector: XXXX

Las submuestras de los taxones que no se pudieran identificar en el campo, se identificarán con los campos anteriores, a los que se añadirá, p. ej.:

- Taxón A, abundancia 5-10 %
- Taxón B, abundancia <0.1 %

El código de la muestra servirá de enlace en la base de datos. Se usará un rotulador resistente al agua o lápiz sobre papel vegetal.

4.3.3. Transporte y almacenamiento

Los viales y recipientes de muestras fijadas con formol se transportarán en una caja. Las muestras en fresco se transportarán en nevera con hielo. Las muestras prensadas se transportarán en la propia prensa.

Todas las muestras se preservarán de la exposición a la luz (en cajas cerradas).

Se conservarán un tiempo mínimo de 2 años para la administración.

4.4. IDENTIFICACIÓN Y PROCESADO DE LAS MUESTRAS

La identificación de los taxones se realizará mediante la observación de características morfológicas, utilizando una lupa binocular o microscopio óptico y siguiendo guías apropiadas de identificación al nivel taxonómico requerido. Se elaborará una guía de identificación de los taxones incluidos en el listado taxonómico de este protocolo para facilitar su aplicación. Adicionalmente, se podrá utilizar el Catálogo y claves de identificación de organismos del grupo macrófitos utilizados como elementos de calidad biológicos en las redes de control del estado ecológico elaborada por la Dirección General del Agua (ID-TAX). En el Anexo 2 se enumeran algunas obras taxonómicas como bibliografía complementaria.

Para la identificación de macroalgas es recomendable la realización de preparaciones microscópicas y el uso de reactivos:

- En la mayoría de las ocasiones será suficiente la observación en agua destilada sin tratamiento alguno.
- Ácido acético o clorhídrico según convenga, para eliminar los carbonatos de las algas incrustantes o las incrustaciones que diversos grupos algales pueden presentar y que dificultan la identificación.
- Azul de metileno y carmín acético para teñir estructuras celulares.
- En caso de realizar preparaciones microscópicas permanentes de macroalgas, se montarán en gelatina glicerizada o en un medio apropiado, y se sellarán con laca de uñas. Es recomendable realizar una colección de referencia de preparaciones microscópicas permanentes en el caso de las algas y los musgos (preparaciones permanentes en gelatina glicerizada de filidios).

Los ejemplares fotografiados formarán parte de la colección de referencia.

4.4.1. Análisis en el laboratorio

En el laboratorio se verterá la muestra en una batea blanca, para a continuación realizar una separación y aclarado con agua destilada de dicha muestra en pequeñas submuestras mediante placas de Petri. Sobre estas submuestras, etiquetadas convenientemente, se realizará un análisis macroscópico a la lupa binocular (estereomicroscopio) y, para aquellos casos en los que sea necesario, un análisis microscópico mediante la observación de preparaciones microscópicas en agua con portas y cubres. De esta manera se confirmarán y determinarán correctamente los ejemplares recogidos en cada estación. Una vez observadas las preparaciones microscópicas se devolverán a la bolsa. En los casos en los que hubiera dudas sobre la correcta identificación del ejemplar se realizarán fotografías que serán enviadas a los especialistas correspondientes. Durante el proceso se anotarán, con bolígrafo de diferente color al de campo, los distintos taxones identificados en la **Ficha de Campo y Laboratorio: Anexo 1**, para posteriormente calcular el valor resultante de las métricas correspondientes para cada estación analizada.

En el caso de los musgos y madejas de algas filamentosas, se examinará la presencia de taxones adicionales entremezclados o epífitos que estén incluidos en el listado taxonómico (Anexo 1).

4.5. PROCESAMIENTO DE LOS DATOS

Para cada masa de agua y para cada muestreo se generará, además de la información habitual relativa a la localización y características del muestreo, un listado de taxones presentes en el tramo muestreado con sus abundancias correspondientes. La nomenclatura y clasificación de las especies se adaptará a la tabla de sistemática estándar elaborada por la Dirección General del Agua.

5. EXPRESIÓN DE RESULTADOS

Los resultados se expresarán de la siguiente forma en ríos Vadeables:

Inventario con las coberturas (%).

Nº colonias de pequeño tamaño.

ANEXO 1. LISTADO TAXONÓMICO Y FICHA DE CAMPO Y LABORATORIO

Cianobacterias (Cyanophyta)

Anabaena
Aphanizomenon
Calothrix
Cylindrospermum
Dichothrix
Homoeothrix
Hydrococcus
Microcoleus
Nodularia
Nostoc
Nostochopsis
Oscillatoria / Phormidium / Lyngbya
Rivularia
Schizothrix
Scytonema / Plectonema
Stigonema
Tolypothrix

Diatomeas (Bacillariophyta)

Cocconeis
Cymbella
Diadismis
Diatoma
Didymosphenia geminata
Encyonema
Fragilaria
Gomphonema / Gomphoneis
Melosira
Navicula
Nitzschia
Pleurosira

Algas rojas (Rhodophyta)

Audouinella / Chantransia
Bangia atropurpurea
Batrachospermum / Kumanoa
Chroodactylon ornatum
Chrootheca
Compsopogon coeruleus
Hildenbrandia rivularis
Kyliniella latvica
Lemanea / Paralemanea
Thorea

Algas doradas (Chrysophyta)

Hydrurus foetidus

Algas pardas (Phaeophyta)

Heribaudiella fluviatilis

Algas verde-amarillas (Xanthophyta)

Tribonema

Vaucheria

Algas verdes (Chlorophyta)

Bulbochaete

Chaetomorpha

Chaetophora elegans

Chaetophora lobata

Chara fragilis

Chara hispida

Chara sp.

Chara vulgaris

Cladophora / Aegagropila / Rhizoclonium

Draparnaldia

Geminella

Gongrosira

Hyalotheca

Hydrodictyon reticulatum

Klebsormidium

Microspora

Monostroma

Mougeotia

Nitella

Oedogonium

Pithophora

Schizomeris

Spirogyra

Stigeoclonium

Tetraspora

Tetrasporidium javanicum

Tolypella

Ulothrix

Ulva (=Enteromorpha)

Zygnema

Bryophyta

Musgos

Brachythecium plumosum
Brachythecium rivulare
Brachythecium rutabulum
Cinclidotus fontinaloides
Cinclidotus riparius
Cratoneuron filicinum
Fissidens crassipes
Fissidens grandifrons
Fissidens polyphyllus
Fissidens pusillus
Fontinalis antipyretica
Fontinalis hypnoides
Fontinalis squamosa
Hydrogonium orientale (=B. bolleana)
Hygroamblystegium varium
Hygroamblystegium fluviatile
Hygroamblystegium tenax
Hygrohypnum luridum
Hyocomium (*H. armoricum*)
Leptodictyum riparium=*Amblystegium riparium*
Palustriella commutata
Palustriella falcata
Platyhypnidium (*P. riparioides*=
Rhynchostegium riparioides)
Sphagnum cuspidatum
Sphagnum denticulatum
Sphagnum fallax

Hepáticas

Chyloscyphus polyanthus
Nardia compressa
Pellia endiviifolia
Porella pinnata
Preissia quadrata
Riccia fluitans
Scapania undulata

Pteridophyta

Azolla filiculoides
Isoetes fluitans

Helófitos

Alisma lanceolatum
Alisma plantago-aquatica
Apium inundatum
Apium nodiflorum
Apium repens
Berula erecta
Glyceria fluitans
Juncus heterophyllus
Mentha aquatica

Phanerophyta

Hidrófitos

Callitriche brutia
Callitriche hamulata
Callitriche lusitanica
Callitriche palustris
Callitriche stagnalis
Callitriche truncata
Ceratophyllum demersum
Ceratophyllum submersum
Egeria densa
Eichornia crassipes
Elodea canadensis
Groenlandia densa
Isolepis fluitans
Lemna gibba
Lemna minor
Myriophyllum alterniflorum
Myriophyllum spicatum
Nuphar luteum
Nymphaea alba
Polygonum amphibium
Potamogeton acutifolius
Potamogeton alpinus

Potamogeton berchtoldii

Potamogeton coloratus
Potamogeton crispus
Potamogeton filiformis
Potamogeton lucens
Potamogeton natans
Potamogeton nodosus
Potamogeton pectinatus
Potamogeton perfoliatus
Potamogeton trichoides
Potamogetonpusillus
Ranunculus peltatus
Ranunculus penicillatus
Ranunculus sp.
Ranunculus trichophyllus
Ruppia cirrhosa
Ruppia maritima
Spirodela polyrrhiza
Zannichellia contorta
Zannichellia palustris
Zannichellia pedunculata
Zannichellia peltata

Helófitos

Oenanthe crocata

Omphalodes nitida

Rorippa (R. nasturtium-aquaticum) (=Nasturtium officinale)

Salomus valerandi

Veronica anagallis-aquatica

Veronica beccabunga



ABUNDANCIAS		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13		
MAGRAMA (2015)		<0.1%	0.1-1%	1-<5%	5-<10%	10-<20%	20-<30%	30-<40%	40-<50%	50-<60%	60-<70%	70-<80%	80-<90%	90-100%	* Hábitat epilítico, epífito, otro (indicar), rápido, poza, orilla	
IVAM, IM		<5% (1)		5-50%(2)		>50%(3)										
IBMR, IBMR-2015, IMF		0.1% (1)	0.1-1% (2)	1-10% (3)		10-50% (4)						>50% (5)				
Taxones que forman Colonias de Pequeño Tamaño (CPT) (nº de colonias)		2 (1)	4 (2)	8 (3)		16 (4)						>32 (5)				
Bryophyta		<0.1%	0.1-1%	1-<5%	5-<10%	10-<20%	20-<30%	30-<40%	40-<50%	50-<60%	60-<70%	70-<80%	80-<90%	90-100%	Hábitat*	Prof.(m)
Musgos																
Considerar solo cuando estén Sumergidos (S)																
S	<i>Brachythecium plumosum</i>															
S	<i>Brachythecium rivulare</i>															
S	<i>Brachythecium rutabulum</i>															
	<i>Cinclidotus fontinaloides</i>															
	<i>Cinclidotus riparius</i>															
S	<i>Cratoneuron filicinum</i>															
	<i>Fissidens crassipes</i>															
	<i>Fissidens grandifrons</i>															
	<i>Fissidens polyphyllus</i>															
	<i>Fissidens pusillus</i>															
	<i>Fontinalis antipyretica</i>															
	<i>Fontinalis hypnoides</i>															
	<i>Fontinalis squamosa</i>															
	<i>Hydrogonium orientale (=B. bolleana)</i>															
	<i>Hygroamblystegium varium</i>															
	<i>Hygroamblystegium fluviatile</i>															
	<i>Hygroamblystegium tenax</i>															
	<i>Hygrohypnum luridum</i>															
S	<i>Hyocomium (H. arnicum)</i>															
	<i>Leptodictyum riparium=Amblystegium riparium</i>															
S	<i>Palustriella commutata</i>															
S	<i>Palustriella falcata</i>															
	<i>Platyhypnidium (P. riparioides=Rhynchostegium riparioides)</i>															
S	<i>Sphagnum cuspidatum</i>															
S	<i>Sphagnum denticulatum</i>															
S	<i>Sphagnum fallax</i>															
Hepáticas																
	<i>Chyloscyphus polyanthus</i>															
	<i>Nardia compressa</i>															
S	<i>Pellia endiviifolia</i>															
	<i>Porella pinnata</i>															
	<i>Preissia quadrata</i>															
	<i>Riccia fluitans</i>															
	<i>Scapania undulata</i>															
Pteridophyta																
	<i>Azolla filiculoides</i>															
	<i>Isoetes fluitans</i>															
Phanerophyta		<0.1%	0.1-1%	1-<5%	5-<10%	10-<20%	20-<30%	30-<40%	40-<50%	50-<60%	60-<70%	70-<80%	80-<90%	90-100%	Hábitat*	Prof.(m)
Hidrófitos																
	<i>Callitriche brutia</i>															
	<i>Callitriche hamulata</i>															
	<i>Callitriche lusitanica</i>															
	<i>Callitriche palustris</i>															
	<i>Callitriche stagnalis</i>															
	<i>Callitriche truncata</i>															
	<i>Ceratophyllum demersum</i>															
	<i>Ceratophyllum submersum</i>															
	<i>Egeria densa</i>															
	<i>Eichornia crassipes</i>															
	<i>Elodea canadensis</i>															
	<i>Groenlandia densa</i>															
	<i>Isolepis fluitans</i>															
	<i>Lemna gibba</i>															
	<i>Lemna minor</i>															
	<i>Myriophyllum alterniflorum</i>															
	<i>Myriophyllum spicatum</i>															
	<i>Nuphar luteum</i>															
	<i>Nymphaea alba</i>															
	<i>Polygonum amphibium</i>															
	<i>Potamogeton acutifolius</i>															
	<i>Potamogeton alpinus</i>															
	<i>Potamogeton bertholdii</i>															
	<i>Potamogeton coloratus</i>															
	<i>Potamogeton crispus</i>															
	<i>Potamogeton filiformis</i>															
	<i>Potamogeton lucens</i>															
	<i>Potamogeton natans</i>															
	<i>Potamogeton nodosus</i>															
	<i>Potamogeton pectinatus</i>															
	<i>Potamogeton perfoliatus</i>															
	<i>Potamogeton trichoides</i>															
	<i>Potamogeton pusillus</i>															
	<i>Ranunculus peltatus</i>															
	<i>Ranunculus penicillatus</i>															
	<i>Ranunculus sp.</i>															
	<i>Ranunculus trichophyllus</i>															
	<i>Ruppia cirrhosa</i>															
	<i>Ruppia maritima</i>															
	<i>Spirodela polyrrhiza</i>															
	<i>Zannichellia contorta</i>															
	<i>Zannichellia palustris</i>															
	<i>Zannichellia pedunculata</i>															
	<i>Zannichellia peltata</i>															

ABUNDANCIAS		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13		
MAGRAMA (2015)		<0.1%	0.1-1%	1-<5%	5-<10%	10-<20%	20-<30%	30-<40%	40-<50%	50-<60%	60-<70%	70-<80%	80-<90%	90-100%	* Hábitat epilítico, epífita, otro (indicar); rápido, poza, orilla	
IVAM, IM		<5% (1)			5-50%(2)			>50%(3)								
IBMR, IBMR-2015, IMF		0.1% (1)	0.1-1% (2)	1-10% (3)		10-50% (4)			>50% (5)							
Taxones que forman Colonias de Pequeño Tamaño (CPT) (n° de colonias)		2 (1)	4 (2)	8 (3)		16 (4)			>32 (5)							
Helófitos		<0.1%	0.1-1%	1-<5%	5-<10%	10-<20%	20-<30%	30-<40%	40-<50%	50-<60%	60-<70%	70-<80%	80-<90%	90-100%	Hábitat*	Prof.(m)
Considerar solo cuando estén Sumergidos (S)																
S	<i>Alisma lanceolatum</i>															
S	<i>Alisma plantago-aquatica</i>															
S	<i>Apium inundatum</i>															
S	<i>Apium nodiflorum</i>															
S	<i>Apium repens</i>															
S	<i>Berula erecta</i>															
S	<i>Glyceria fluitans</i>															
S	<i>Juncus heterophyllus</i>															
S	<i>Mentha aquatica</i>															
S	<i>Oenanthe crocata</i>															
S	<i>Omphalodes nitida</i>															
S	<i>Rorippa (R. nasturtium-aquaticum) (=Nasturtium officinale)</i>															
S	<i>Salomus valerandi</i>															
S	<i>Veronica anagallis-aquatica</i>															
S	<i>Veronica beccabunga</i>															

Leyenda y Anotaciones

CPT: colonias de pequeño tamaño
CM: colonia macroscópica
R: rara
S: sumergida
azul/negro: dato campo
rojo: dato laboratorio
??: confirmar en laboratorio
1 fil: presencia de al menos un filamento
> confirmar en laboratorio si ambas
\entremezcladas, confirmar en laboratorio

Otros géneros y especies:

Observaciones:

ANEXO 2. BIBLIOGRAFÍA CLAVES DE IDENTIFICACIÓN

Listado de claves	Grupo
Aizpuru, I. (2000). Claves ilustradas de la flora del País Vasco y territorios limítrofes. Dpto. de Agricultura y Pesca del Gobierno Vasco.	Macrófitos
Bailly, G.; Vadam, J. C. & Vergon, J. P. (2004). Guide pratique d'identification des bryophytes aquatiques. DIREN Franche-Comté, 2004	Briófitos
Barbe, J. (1984) Les végétaux aquatiques. Données biologiques et écologiques. Clés de détermination des macrophytes de France. Ministère de l'Agriculture, Laboratoire d'Hydroécologie du C.E.M.A.G.R.E.F., Division Qualité des Eaux, Pêche et Pisciculture, 3, quai Chauveau, 69009 LYON. Bull. Fr. Piscic. (1984) Hors Serie : 1-42	Macrófitos
Biggs, Barry J.F & Kilroy, C. (2000). Stream periphyton monitoring manual. NIWA, New Zealand Ministry of the Environment. http://www.niwa.co.nz/our-science/freshwater/tools/periphyton	Macrófitos
Bourrelly, P. (1981). Les algues d'eau douce. Initiation à la systématique. Tome II. Les algues jaunes et brunes. Chrysophycées, Phéophycées, Xanthophycées et Diatomées. N. Boubée et Cie. Paris. 517 pp.	<i>Chrysophyta, Xanthophyta y Haptophyta</i>
Bourrelly, P. (1985). Les algues d'eau douce. Initiation à la systématique. Tome III. Les algues bleues et rouges, les Eugléniens, Peridiniens et Cryptomonadines. N. Boubée y Cie. Paris, 606 pp.	<i>Cryptophyta, Dinophyta y Euglenophyta</i>
Bourrelly, P. (1988). Les Algues d'eau douce. Initiation à la systématique. Tome I: Algues vertes. Compléments á la 1re, 2e et 3e editon. N. Boubée et Cie. Paris, 182 pp.	<i>Chlorophyta (algas verdes)</i>
Bourrelly, P. (1990). Les algues d'eau douce. Initiation à la systématique. Tome I. Les algues vertes. N. Boubée et Cie. Paris, 572 pp.	<i>Chlorophyta (algas verdes)</i>
Cambra J. (2003). Algues del Parc Nacional d'Aigüestortes i estany de Sant Maurici. Dep. Medi Ambient. Gen. Cat. 191 p.	Macrófitos
Casas, C.; Brugués, M.; Cros, R. M. & Sérgio, C. (2006). Handbook of Mosses of the Iberian Peninsula and the Balearic Islands. C. Casas, M. Brugués, R. M. Cros y C. Sérgio (2006) Institut d'estudis catalans	Briófitos
Casas, C.; Brugués, M.; Cros, R. M.; Sérgio, C. & M. Infante (2009). Handbook of Liverworts and Hornworts of the Iberian Peninsula and the Balearic Islands. C. Casas, M. Brugués, R. M. Cros, C. Sérgio, M. Infante (2009) Institut d'estudis catalans	Briófitos
Cirujano, S.; Cambra, J.; Sánchez Castillo, P.M.; Meco, A. & Flor Arnau, N. (2008). Algues continentales. Flora ibérica. Carófitos (Characeae). CSIC Año: 2008 (1ª Ed.)	Charales
Cirujano, S.; Meco, A.; García Murillo, P.; Chirino Argenta, M. 2014. Flora acuática española. Hidrófitos vasculares. Ed. Gráficas Arias Montano. 320 pp. ISBN: 978-84-616-8681-0.	Macrófitos
Clave interactiva de algas de agua dulce de australia. Incluye descripción de los géneros, con fotos de campo y de microscopio. http://www.rbgsvd.nsw.gov.au/science/Research/australian_freshwater_algae2/algkey	Macrófitos
Coudreuse, J.; Haury, J.; Bardat, J. & Rebillard, J. P. (2005). Les bryophytes aquatiques et supra aquatiques. Clé d'identification pour la mise en œuvre de l'Indice Biologique Macrophytique en Rivière. Agence de l'Eau Adour-Garonne, 2005. 125 pages. https://hydrobio-dce.irstea.fr/wp-content/uploads/2015/10/Guide_Bryophyte_Coudreuseal_2005_complet.pdf Fe de erratas : https://hydrobio-dce.irstea.fr/wp-content/uploads/2015/10/Erratas-clés-des-bryos-v16032015.pdf	Briófitos
Eloranta, P. & Kwandrans, J. (2005) Freshwater Red Algae (Rhodophyta). Identification guide to European taxa, particularly to those in Finland. 103 p.	<i>Rhodophyta</i>
Eloranta, P.; Kwandrans, J. & Kusel-Fetzmann, E. (2011) Süßwasserflora von Mitteleuropa, Bd 7: Rhodophyta and Phaeophyceae 155 pages. Spektrum Akademischer Verlag	<i>Rhodophyta</i>

Listado de claves	Grupo
FLORA IBÉRICA: http://www.floraiberica.es/floraiberica/texto/pdfs/000%20clavegeneral.pdf	Macrófitos
Haslam, S.M. (1978) River plants; the macrophytic vegetation of watercourses. Cambridge Univ. Press. 396 p. Sólo capítulo introductorio, con claves y dibujos.	Macrófitos
ID TAX. Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente. 2012	Macrófitos
John, D. M.; Whitton, B. A. & Brook, A.J (eds.) (2005). The freshwater algal flora of the British Isles: An identification guide to freshwater and terrestrial algae. 702 pp. The Natural History Museum, Cambridge University Press.	Macrófitos
Komárek J. & Hauer T. (2009): Cyanodb.cz - On-line database of cyanobacterial genera. - Word-wide electronic publication, Univ. of South Bohemia & Inst. of Botany AS CR, http://www.cyanodb.cz	Cyanophyta
Komarek, J. & Anagnostidis, K. (2007). Süßwasserflora von Mitteleuropa, Bd 19/2: Cyanoprokaryota Series: SUSSWASSERFLORA VON MITTELEUROPA 19/2. Teil: Oscillatoriales 759 pages, 1010 figs. Spektrum Akademischer Verlag	Cyanophyta
Kumano, S. (2002). Freshwater Red Algae of the World. Biopress Limited. Dorset, England.	Rhodophyta
Laplace-Treyture, C.; Peltre, M. C., Lambert, E. ; Rodriguez, S.; Vergon, J. P. & Chauvin, C. (2014). Guide pratique de détermination des algues macroscopiques d'eau douce. Les Editions d'Irstea Bordeaux, 2014, 175 pages. https://hydrobio-dce.irstea.fr/wp-content/uploads/2015/02/Guide-Algue_2015-01-08Versionpdf.pdf	Macrófitos
Rodríguez, S. & Vergon, J. P. (1996). Guide pratique de détermination générique des algues macroscopiques d'eau douce. Ministère de l'environnement, Diren Franche-Comté.	Macrófitos
Starmach, K. (1977). Phaeophyta-Brunatnice and Rhodophyta- Krasnorosty. Flora Slodkowodna Polski. Tomo 14. Polska Academia Navk. Warszawa. 425 pp. Con claves en inglés.	Rhodophyta
Süßwasserflora von Mitteleuropa. Varios volúmenes.	Macrófitos
Tomás, P. (2009). Guía Visual de Campo: Macrófitos de la Cuenca del Ebro. Confederación Hidrográfica del Ebro. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino.	Macrófitos
Wher, John, D. & Sheath, Robert G. (eds) (2003). Freshwater algae of North America: Ecology and Classification. 918 pp. Academic Press	Macrófitos

ANEXO 3. PERIODOS DE MUESTREO

Tipo	Denominación	CIC- CATALUÑA	CMA- ANDALUCIA	COCC- CANTABRICO	COR- CANTABRICO	COR- PAIS VASCO	DUERO	EBRO	GB- ANDALUCIA	GC-GALICIA	GUADALQUIVIR	GUADIANA	JUCAR	MINO-SIL	SEGURA	TAJO	TOP- ANDALUCIA
R-T01	Ríos de llanuras silíceas del Tajo y Guadiana											primavera a mitad julio					
R-T02	Ríos de la depresión del Guadalquivir										abril* a agosto						
R-T03	Ríos de las penillanuras silíceas de la Meseta Norte						junio-julio										
R-T04	Ríos mineralizados de la Meseta Norte						junio-julio										
R-T05	Ríos manchegos											primavera a finales junio	abril a junio				
R-T06	Ríos silíceos del piedemonte de Sierra Morena										abril* a agosto	primavera a finales junio					
R-T07	Ríos mineralizados mediterráneos de baja altitud										abril* a agosto						
R-T08	Ríos de baja montaña mediterránea silícea	junio-julio									abril* a agosto	primavera a finales junio					
R-T09	Ríos mineralizados de baja montaña mediterránea	abril a julio				junio a agosto		junio a agosto			abril* a agosto		abril a junio				
R-T10	Ríos mediterráneos con influencia cársica	abril a julio											abril a junio				
R-T11	Ríos de montaña mediterránea silícea	junio-julio					junio-julio	junio a agosto			abril* a agosto						

Tipo	Denominación	CIC- CATALUÑA	CMA- ANDALUCIA	COCC- CANTABRICO	COR- CANTABRICO	COR- PAIS VASCO	DUERO	EBRO	GB- ANDALUCIA	GC-GALICIA	GUADALQUIVIR	GUADIANA	JUCAR	MIÑO-SIL	SEGURA	TAJO	TOP- ANDALUCIA
R-T12	Ríos de montaña mediterránea calcárea	junio a agosto				junio a septiembre	junio-julio	junio a agosto			abril* a agosto				mayo a julio		
R-T13	Ríos mediterráneos muy mineralizados										abril* a agosto				abril a junio		
R-T14	Ejes mediterráneos de baja altitud										abril* a agosto				abril a junio		
R-T15	Ejes mediterráneo-continentales poco mineralizados	junio a agosto				junio a septiembre	julio a septiembre	julio a septiembre									
R-T16	Ejes mediterráneo-continentales mineralizados	junio a agosto					julio a septiembre	agosto-septiembre			abril* a agosto	primavera a fin junio			abril a junio		
R-T17	Grandes ejes en ambiente mediterráneo	junio a agosto					julio a septiembre				abril* a agosto	julio a septiembre	abril a junio		abril a junio		
R-T17bis	Grandes ejes en ambiente mediterráneo con influencia oceánica							julio a septiembre									
R-T18	Ríos costeros mediterráneos	abril a junio										primavera a finales junio					
R-T19	Río Tinto										abril* a agosto						
R-T19bis	Río Odiel																
R-T20	Ríos de serranías béticas húmedas																
R-T21	Ríos cántabro-atlánticos silíceos			junio a agosto											mayo a julio		
R-T22	Ríos cántabro-atlánticos calcáreos			junio a agosto	junio a agosto	junio a septiembre											

Tipo	Denominación	CIC- CATALUÑA	CMA- ANDALUCIA	COCC- CANTABRICO	COR- CANTABRICO	COR- PAIS VASCO	DUERO	EBRO	GB- ANDALUCIA	GC-GALICIA	GUADALQUIVIR	GUADIANA	JUCAR	MIÑO-SIL	SEGURA	TAJO	TOP- ANDALUCIA
R-T23	Ríos vasco-pirenaicos				junio a agosto	junio a septiembre											
R-T24	Gargantas de Gredos- Béjar																
R-T25	Ríos de montaña húmeda silíceo			junio a agosto			julio a septiembre			junio-julio				mayo a julio			
R-T26	Ríos de montaña húmeda calcárea	julio-agosto		junio a agosto		junio a septiembre	julio a septiembre	julio-agosto						mayo a julio			
R-T27	Ríos de alta montaña	julio-agosto					julio a septiembre	julio-agosto						mayo a julio			
R-T28	Ejes fluviales principales cántabro-atlánticos silíceos			julio a septiembre						junio a agosto				mayo a julio			
R-T29	Ejes fluviales principales cántabro-atlánticos calcáreos			julio a septiembre	julio a septiembre	junio a septiembre											
R-T30	Ríos costeros cántabro- atlánticos			junio a agosto		junio a septiembre				junio a agosto				mayo a julio			
R-T31	Pequeños ejes cántabro- atlánticos silíceos			junio a agosto						junio a agosto				mayo a julio			
R-T32	Pequeños ejes cántabro- atlánticos calcáreos			junio a agosto	junio a agosto	junio a septiembre											

* Debido a la abundancia de ríos temporales en la cuenca del Guadalquivir, los muestreos deben adelantarse al mes de Abril, evitando así la entrada del periodo de sequía.

Excepciones:

Para estos periodos de muestreo recomendados, existen una serie de excepciones que se detallan a continuación:

- Ríos que en los meses de verano se encuentran secos, se muestrearán en el mes de mayo, siempre y cuando no se hayan registrado tormentas o lluvias intensas durante los últimos 30 días, si es así se muestrearán el mes siguiente.
- Ríos que tienen alterado su régimen hidrológico natural, debido a aprovechamiento hidroeléctrico, sueltas para riego o retornos de regadío, en los dos últimos casos se muestrearán en la época previa a la época de riego; en el primero cuando sea posible, para ello se consultará en los días previos al muestreo el SAIH.