

PROTOCOLO PARA LA PLANIFICACIÓN,
MUESTREO, ANÁLISIS E IDENTIFICACIÓN DE
MICROPLÁSTICOS
EN RÍOS

PROTOCOLO PARA LA PLANIFICACIÓN, MUESTREO, ANÁLISIS
E IDENTIFICACIÓN DE MICROPLÁSTICOS EN RÍOS



EQUIPO REDACTOR Y COLABORADOR

David León Muez. *Asociación Hombre y Territorio, HyT.*

Patricio Peñalver Duque. *Asociación Hombre y Territorio, HyT.*

Eduardo Franco Fuentes. *Asociación Hombre y Territorio, HyT.*

Eduardo Benfatti. *Asociación Hombre y Territorio, HyT.*

Laura Comes Aguilar. *Asociación Hombre y Territorio, HyT.*

Carlos Ciudad Trilla. *SEO/BirdLife.*

Miguel Muñoz. *SEO/BirdLife.*

Sara Güemes. *Ecoembes.*

Aída Fernando de Fuentes. *Ecoembes.*

Laura Serrano Martín. *Departamento de Biología Vegetal y Ecología, Universidad de Sevilla.*

Rubén Parrilla Giraldez. *Servicio de microanálisis, Centro de Investigación Tecnológica e Innovación (CITIUS), Universidad de Sevilla.*

Índice

01. Resumen	5
02. Introducción justificación y objetivos	6
03. Usuarios potenciales	8
04. Microplásticos: definición y origen	10
05. Fases de trabajo	13
5.1. Alcance y objetivos	14
5.2. Planificación y selección de materiales	14
5.2.1. Qué muestreamos	16
5.2.2. Materiales de muestreo	18
5.2.3. Selección del punto de muestreo	20
5.3. Muestreo	22
5.3.1. cómo muestreamos	22
5.3.2. Secuencia de toma de muestras	24
5.4. Custodia y pre-tratamiento	27
5.4.1. Materiales	28
5.4.2. Secuencia	29
5.5. Análisis-1: Separación e identificación bajo lupa	32
5.5.1. Materiales	33
5.5.2. Secuencia	34
5.6. Análisis-2: Identificación de la naturaleza del polímero	37
5.6.1. Secuencia de custodia y envío	39
5.7. Volcado de datos y análisis	40
06. Programas y Redes para Networking. Bibliografía y proyectos/expertos consultados	42
07. Anexos	46
» Anexo 1: Modelo de hoja de campo	47
» Anexo 2: Hoja de muestreo e-Litter	50
» Anexo 3: Modelo de hoja de inventario de muestras	55
» Anexo 4: Guía de descarte y ayuda en la identificación	57
» Anexo 5: Hoja de registro de laboratorio	66

01. Resumen

Hombre y Territorio (HyT), dentro de su convenio con el proyecto LIBERA, ha elaborado durante 2019 un procedimiento de toma de muestras e identificación de microplásticos en ríos, de forma que este pueda ser utilizado por diferentes sectores de la sociedad. Así, se favorecen diferentes niveles de estudios de detalle y se facilita la puesta en marcha de iniciativas desde el punto de vista educativo, participativo, de seguimiento, gestión y/o investigación.

Este documento surge como resultado de un exhaustivo estudio bibliográfico, consultas y reuniones con expertos y proyectos nacionales e internacionales, participación en foros de metodologías a nivel estatal y europeo, pruebas de campo y laboratorio y una campaña extensiva por diferentes ríos y arroyos de la geografía española. Todos los datos bibliográficos, personal y proyectos consultados se encuentran en la sección de anexos.

La metodología de toma de muestras está pensada para ser sencilla, viable y logísticamente rentable; para ello se han elaborado unas instrucciones y una hoja de campo que pretenden ser una guía y *checklist* de la toma de datos, para obtener información accesoria del punto o zona de muestreo; así, se incluye también el recordatorio de realizar el muestreo de basuraleza (littering-abandono de basura en la naturaleza) siempre que se tome una muestra para microplásticos: este dato de littering es muy útil para reconocer posibles fuentes de entrada de materiales en los sistemas acuáticos.

Asimismo, la metodología de identificación se estructura en dos secciones, independientes pero complementarias entre sí: para ambas existen instrucciones y pasos a seguir, con datos, imágenes y enlaces para facilitar su ejecución.

Este documento incluye también instrucciones de manejo, seguridad, custodia y mantenimiento de muestras, modelos de hoja de campo y de laboratorio.

Se consigue con esto una guía metodológica, protocolo o método de trabajo estructurado en fases o pasos, complementarios pero no excluyentes, para que sea utilizado hasta el nivel elegido según el objetivo, presupuesto, escala temporal o nivel de detalle de cada iniciativa.

Este documento es uno de los resultados del convenio de HyT con el proyecto LIBERA de SEO/BirdLife en alianza con Ecoembes durante 2019.

02. Introducción justificación y objetivos

La basura es un problema de primer nivel a escala global: miles de toneladas de materiales manufacturados se utilizan cada día en las diferentes actividades industriales, agrícolas, de producción y domésticas. Un elevado porcentaje de todos estos materiales es de un solo uso, lo que unido a aquellos que terminan su vida útil o que son desechados, rotos, repuestos o descartados acaban finalmente por ser considerados residuos.

Un número cada vez mayor de estos residuos es reciclado o reutilizado, y poco a poco están cambiando algunos modelos productivos en el sentido de reducción de productos de desecho: la llamada economía circular trata de llevar a cabo este importantísimo cambio de modelo.



Dentro de las basuras, encontramos que los plásticos y sus derivados son uno de sus principales componentes, constituyendo alrededor del 10% del peso de la basura total generada en una población (Seoánez Calvo, 2000); si nos fijamos en el volumen la cifra entonces se dispara. El plástico tiene una función indiscutible en nuestra sociedad, y de hecho está presente en todo: ropa, aparatos electrónicos, neumáticos, envases, construcción, transporte...pero es obvio que la elevada producción, el elevado consumo, la mejorable tasa de reciclaje y reutilización y su enorme versatilidad lo hacen ser la insignia más visible del sobreconsumo en el que el mundo se halla actualmente.

Los plásticos, además, tienen una elevada vida tras ser desechados, debido a su resistencia a los agentes externos, así que su degradación en el medio es lenta y progresiva: poco a poco, los plásticos van disgregándose en porciones menores hasta llegar a ser partículas minúsculas, los comúnmente llamados microplásticos (*fragmentos menores de 5 milímetros*).

Se estima que existen microplásticos en prácticamente todos los hábitats del mundo (Zhang et al., 2019), y su estudio se encuentra de actualidad por los efectos que estos pueden tener en la salud humana y en el medio ambiente. Al ser partículas pequeñas los organismos filtradores las asimilan en gran cantidad y estos, al ser ingeridos por animales cada vez más grandes de la red trófica, se van acumulando hasta llegar a los alimentos que se consumen diariamente (D. Cox et al. 2019). Se desconocen aún los efectos que pueda provocar la ingesta de microplásticos en la salud, sobre todo en elevadas

cantidades. Se sabe que éstos están presentes en determinados alimentos y bebidas.; además, esta ingesta puede conllevar la asimilación de aditivos de estos materiales, muchos de los cuales son reconocidos cancerígenos o disruptores endocrinos (Reche *et al.* 2019).

El océano es quizás el sistema más estudiado en este sentido, ya que se estima que cerca de 10 millones de toneladas de basura llegan a él cada año, siendo cerca de un 80% de origen plástico (Decálogo ciudadano de la Asociación Española de Basuras Marinas, AEBAM 2014). Además, el potente efecto disgregante del agua de mar y el sol provocan una rápida descomposición en elementos más pequeños, que entran fácilmente en la red trófica marina.



Los ecosistemas terrestres se encuentran quizás menos estudiados en este sentido, pero es obvio que tienen una importancia capital, ya que se estima que cerca del 80% de toda la basura que llega al mar proviene de tierra (Decálogo ciudadano de la Asociación Española de Basuras Marinas, AEBAM 2014): así, elementos de entrada directa como los ríos se convierten en focos de altísima importancia para el conocimiento de las fuentes de entrada de basura al mar, y de su reducción. De hecho, se ha calculado que cerca del 95% de todos los plásticos que llegan al mar a nivel global provienen de un limitado número de ríos, principalmente situados en Asia (Jambeck *et al.*, 2015). Aunque ninguno de estos ríos se encuentra en España, sí se conocen estimaciones que sitúan a nuestro país como el segundo que más plástico vierte al Mediterráneo, que al ser un mar semicerrado se convierte en una trampa para la contaminación (informe de [Fundación Aquae](#) con datos del Servicio de Estudios del Parlamento Europeo, Greenpeace y WWF). De hecho, el Mediterráneo está considerado el mar más contaminado por plásticos de todo el planeta. Por este motivo, se considera de especial importancia estudiar y reducir las fuentes, aprovechando para ello acciones de información, sensibilización y participación.

Actualmente la Directiva Marco del Agua ([Directiva 2000/60/CE](#)), no vincula la presencia de estos residuos ni sus contaminantes derivados como indicadores de calidad. Sin embargo, se está revisando esta Directiva y su relación con la Directiva de Protección del Medio Marino y la presencia de basuras y microplásticos en los entornos fluviales, así como ciertos compuestos relacionados con su presencia, y es posible que acaben siendo incluidos como indicadores.

Teniendo en cuenta el escenario descrito en el apartado anterior, el objetivo del presente documento es elaborar un protocolo metodológico para el muestreo e identificación de microplásticos en ríos y otras aguas continentales, que pueda servir como herramienta tanto en el ámbito científico, en la gestión y control de la administración pública, como en el ámbito educativo. Asimismo, se pretende generar conciencia real del problema, de su origen y de posibles soluciones.

03. Usuarios potenciales

INVESTIGACIÓN

La metodología incluida en este documento se basa y se ha utilizado para realizar el primer estudio extensivo de microplásticos en ríos de España, realizado por Hombre y Territorio en colaboración con el CSIC y SEO/BirdLife en 2019. Se ha logrado así definir una metodología de toma de muestras basada en la experiencia y la mejora continua, versátil y aplicable en diversos escenarios, que cumple con los principios de seguridad, asepsia, control y replicabilidad.

Esta metodología podrá, por tanto, ser empleada en otros estudios similares que requieran de muestreo de microplásticos en ríos, desde un perfil científico y de investigación.

GESTIÓN

El material que se incluye para el muestreo, así como el modelo de hoja de campo, y los análisis en laboratorio con lupa están diseñados para ser puestos en marcha por una red de seguimiento y control por ejemplo a nivel de cuenca o Confederación Hidrográfica. Asimismo, el proceso de filtrado y observación bajo lupa en laboratorio son perfectamente replicables por una administración (local, regional o nacional). La fase final de "identificación del polímero" es una opción dependiente del presupuesto y objetivo del estudio.

CIENCIA CIUDADANA

Citizen science o ciencia ciudadana es una de las herramientas más potentes en el ámbito de la investigación, la conservación y la sensibilización. Las nuevas tecnologías y la facilidad de acceso a la información del ciudadano ayudan a que los problemas globales estén cada vez más presentes en la sociedad, creciendo a la vez un sentimiento de participación altruista en cuanto se pueda hacer para apoyar, colaborar o frenar ciertas amenazas. Los cambios global y climático son un claro ejemplo de esta, con los diversos efectos en cuanto a contaminación, destrucción de hábitats, desaparición de especies y cambios ambientales se refiere.

A nivel mundial, el número de iniciativas para tratar de aportar información acerca de los microplásticos que existen en los ríos no para de crecer: Reino Unido o Estado Unidos presentan redes (*Plastic aware project, 100 plastic rivers*) bien establecidas de técnicos y voluntarios que desarrollan ciencia ciudadana de forma conjunta para obtener información sobre las fuentes difusas de microplásticos al mar.

EDUCACIÓN

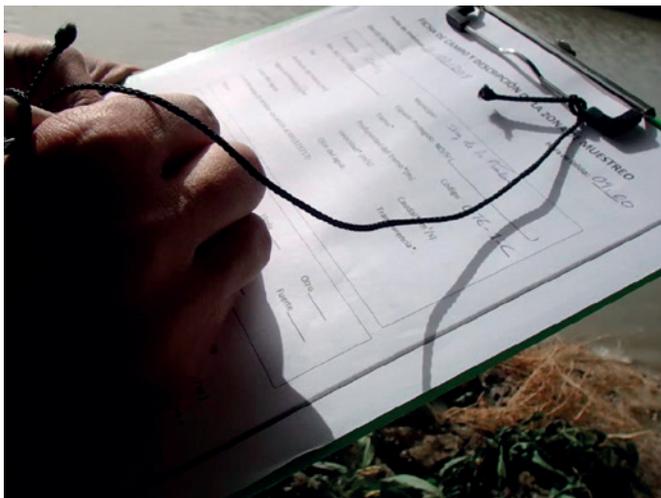
Los contenidos del presente documento, sus anexos bibliográficos y primeros pasos de muestreo y análisis son perfectamente replicables por el sector educativo de secundaria o bachiller, como una de las experiencias prácticas de los departamentos de ciencias, a la vez que se sensibiliza y conciencia sobre el problema. De hecho se han realizado talleres *in situ* con escolares para poder ofrecer la metodología más adecuada.



04. Microplásticos: definición y origen

Los llamados plásticos son materiales constituidos por compuestos orgánicos o semisintéticos, y que pueden proceder de materias primas renovables o fósiles. Normalmente se fabrican en procesos industriales y constituyen una familia de polímeros muy amplia, con gran variedad de fórmulas, mezclas y aditivados. Se utilizan desde hace varios años en un creciente número de usos. Su bajo coste de producción y su versatilidad los han convertido en imprescindibles en muchos ámbitos: sin embargo, se ha generado un exceso de producción de todo tipo de plásticos en la vida cotidiana, ganadería, agricultura,

pesca, industria; lo que unido a su abandono y escaso porcentaje de reutilización y reciclaje genera un excedente que, en muchos casos, acaba en el medio natural.



Aunque existen cientos de formulaciones de polímeros y mezclas, de forma general y para este documento y estudio vamos a utilizar los siguientes: PU (poliuretano), PEAD (Polietileno de alta densidad), PEBD (polietileno de baja densidad), PP (polipropileno), PS (Poliestireno), EVA (etilvinilacetato) y OTROS (que incluye otras mezclas como gomas, etc.). La razón de centrarnos en estos es su flotabilidad media, lo que les confiere la condición de hundirse o quedar en suspensión al llegar al medio líquido (Tabla 1). Estos grupos de polímeros, en solitario o combinados forman los grupos de elementos con los que trabajaremos en el análisis.

Los microplásticos son fragmentos de plástico de hasta 5 milímetros que pueden provenir de productos con ese tamaño en origen (primarios) o de la fragmentación de elementos plásticos más grandes (secundarios).

Los **microplásticos primarios**, aunque pueden provenir de pérdida o abandono de materiales agrícolas o industriales (como los "nurdles", granza o perlas de plástico usadas en las industrias como elemento primario para la fabricación de objetos) el origen principal son los entornos urbanos. Aún hoy en día muchos de los productos higiénicos que utilizamos incluyen

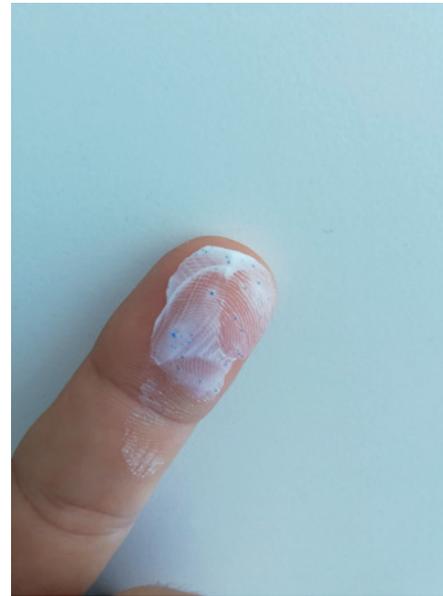
esferas (*microbeads*) o fragmentos plásticos de pequeño tamaño para generar un color, un aspecto, favorecer la exfoliación o el cepillado.

Los **secundarios**, en cambio, provienen por tanto de la rotura, degradación o desintegración de elementos mayores. El abandono de materiales en el medio natural provoca que estos se enfrenten a condiciones ambientales extremas (variaciones de temperatura, radiación ultravioleta, condiciones de humedad/sequedad), que aceleran su degradación y disgregación. Asimismo los restos de materiales agrícolas o industriales, muchos de ellos derivados plásticos, si no son debidamente gestionados, acaban abandonados y dispersados en entornos naturales. El viento y la lluvia son vectores de

desplazamiento de muchos materiales que acaban en los ríos y finalmente en el mar. Estos residuos en entornos naturales se convierten en **basuraliza**, término acuñado por el proyecto LIBERA para denominar a esta basura que acaba en la naturaleza.

En un caso intermedio estarían las fibras textiles sintéticas desprendidas de la ropa en los lavados: una sola prenda puede desprender cientos de fibras en cada lavado, que van directamente al sistema hidráulico urbano: solo hay que hacer un pequeño cálculo para estimar qué cantidad de fibras puede generar una población con un elevado uso de prendas sintéticas.

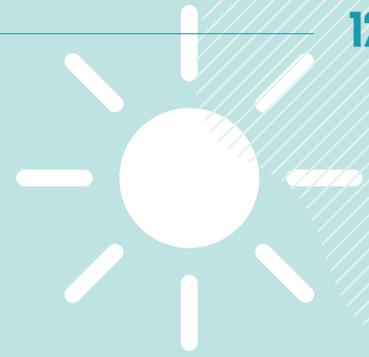
Afortunadamente, muchos estudios apuntan a que los sistemas de depuración, si están bien gestionados, pueden reducir el porcentaje de fibras y otros elementos pequeños en cerca de un 95% (Informe técnico MITECO 2017): esto es igualmente preocupante porque no corrige el problema en origen, se sabe de la inexistente o escasa actividad depuradora en muchas zonas y advierte de que una enorme cantidad de elementos acaban en los ríos, y de ahí al mar.



Los sistemas de depuración, si están bien gestionados, pueden reducir el porcentaje de fibras y otros elementos pequeños en cerca de un 80%.

FUENTES DE DEGRADACIÓN

Viento Radiación UV Contraste de temperatura Lluvia



01 poblaciones

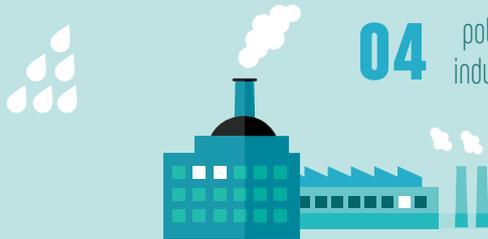
02 áreas recreativas



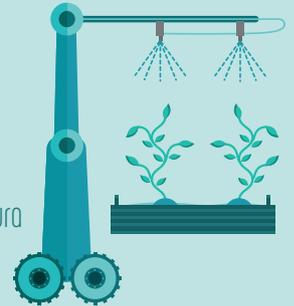
03 vertederos



04 polígonos industriales



05 agricultura



Ropa sintética

Cosméticos

Vertederos

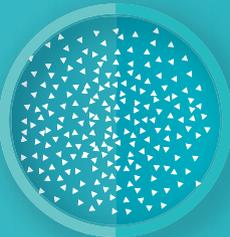
Escombreras

Industria

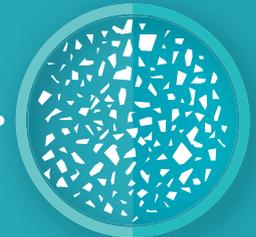
Basura

Depuradoras

MICROPLÁSTICOS primarios

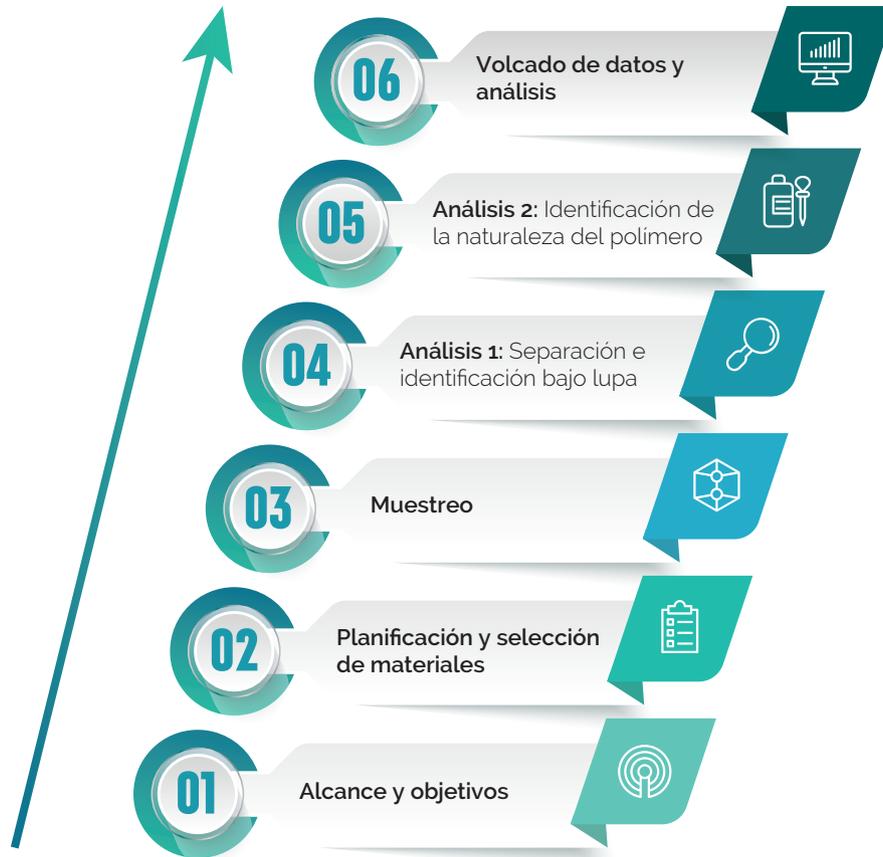


MICROPLÁSTICOS secundarios



05. Fases de trabajo

Este documento presenta una serie de pasos o fases para poner en marcha un estudio de análisis de microplásticos.



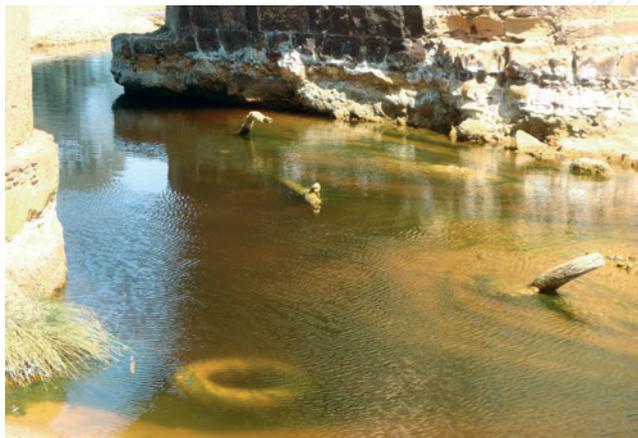
Estos pasos o fases se establecen en una secuencia, de manera que sea lo más adaptable posible a las necesidades o realidad de cada proyecto, iniciativa, entidad o estudio.

5.1. Alcance y objetivos

Esta es posiblemente la parte más importante de cualquier estudio, proyecto o actividad que vayamos a poner en marcha: debemos parar un momento a pensar qué queremos conseguir, para quién va destinada nuestra actividad, cuál es el alcance que queremos y de qué presupuesto disponemos, teniendo en cuenta los costes que se requieren, y para el tiempo que nos hemos (o no han) marcado.

Aunque los materiales de campo no son costosos hay que tener en cuenta que un número elevado de muestras dilata de forma apreciable el trabajo de campo así como el tratamiento posterior en laboratorio: todo esto debemos planificarlo previamente para no romper el equilibrio entre el objetivo y resultados, en el tiempo y en el presupuesto.

La metodología es válida para todos los niveles: por ejemplo, para una actividad educativa, y aunque en el presente documento se hable de una lupa binocular de laboratorio, existen lupas de escritorio o incluso de campo que pueden perfectamente servir para, bien ancladas y siguiendo el orden de verificación, identificar fragmentos en el filtro, aunque limitara su tamaño mínimo visible. En otro caso, para una puesta en marcha de un seguimiento en el tiempo de un arroyo tributario, de longitud 60 kilómetros y que atraviesa varias poblaciones antes de conectar con el río, es posible que se necesiten puntos de control en cabecera, tramo medio y final, o muestreos antes y después de zonas de potencial vertido (depuradoras de los municipios, explotaciones agrícolas, etc.).



» Basuraleza en un tramo medio: neumático abandonado y sumergido en el río Tinto (Huelva).

5.2. Planificación y selección de materiales

Lo interesante de esta sección es que una vez que tengamos más o menos fijado nuestro objetivo planifiquemos dónde, con qué frecuencia, en qué zona o zonas y cuándo vamos a muestrear. Existe una variabilidad impresionante en los ríos españoles, pero de forma general una gran mayoría pueden clasificarse como medianos o pequeños, en contraposición con otros ríos europeos, de mayor caudal, longitud y cauce. De hecho solo 3 ríos españoles están entre aquellos con un caudal medio anual de más de 100 m³/s, frente a los cerca de 50 del resto de Europa (informe del Grupo Técnico de basuras marinas para la Directiva Marco de la Estrategia Marina en Europa). Esto facilita que esta metodología sea aplicable

en la gran mayoría de ellos y sus tramos, o al menos que pueda usarse como complementaria a otras metodologías más costosas y sofisticadas. A partir de ahí, y siguiendo las pautas de la sección anterior, deberás definir los detalles del estudio.

Es importante tener en cuenta que los siguientes apartados no dejan de ser pautas recomendadas y basadas en conocimiento empírico, pero en cualquier caso podrán sufrir modificaciones o adaptaciones según requieran las circunstancias de muestreo.



» Cada río es diferente.

¿Cuándo muestrear? Esto depende de nuestro objetivo marcado y de la naturaleza hidrológica del río/tramo/cuenca que estemos estudiando.



5.2.1. QUÉ MUESTREAMOS

Los fragmentos plásticos que llegan a los ríos por sus diferentes vías pueden comportarse de manera bien distinta dependiendo de su tamaño, estado y, sobre todo, composición. La base del muestreo de microplásticos que aquí se presenta se basa en aquellos que se encuentran en la columna del agua en flotabilidad positiva o neutra, en los primeros centímetros de la masa de agua: según sea su composición, una parte de los polímeros flotan más o menos en el agua. Otro grupo tienen una densidad mucho mayor que el agua y decantan de forma inmediata.

En esta tabla adaptada de BASEMAN, 2019 puedes ver sus características:

↓ **Tabla 1.** Flotabilidad de diferentes polímeros (adaptado de BASEMAN, 2019).

Abreviatura	Polímero	Densidad* (g cm ⁻³)	Flotabilidad**	
PS	Poliestireno	0.01 – 1.06	▲	Positiva
PP	Polipropileno	0.85 – 0.92	▲	Positiva
LDPE	Polietileno de baja densidad	0.89 – 0.93	▲	Positiva
EVA	Etilvinilacetato	0.93 – 0.95	▲	Positiva
HPDE	Polietileno de alta densidad	0.94 – 0.98	▲	Positiva
PU	Poliuretano	1.00 – 1.03	▲	Positiva
PA 6,6	Nylon 6.6	1.13– 1.15	▼	Negativa
PMMA	(Polimetil) metacrilato	1.16 – 1.20	▼	Negativa
PC	Policarbonato	1.20 – 1.22	▼	Negativa
PA	Poliamida	1.12 – 1.15	▼	Negativa
PET	Tereftalato de polietileno	1.38 – 1.41	▼	Negativa
PVC	Policloruro de vinilo	1.38 – 1.41	▼	Negativa
PTFE	Politetrafluoretileno (teflón)	2.10 – 2.30	▼	Negativa

*La densidad de los diferentes materiales puede variar dependiendo de los aditivos añadidos en la producción. **Densidad del agua dulce 1: densidad del agua del mar 1.025.

Es por ello que vamos a muestrear los primeros centímetros de nuestro río o arroyo; para el resto de polímeros habría que realizar muestreos de sedimento, que no se tratan en el presente documento.

» Solo 3 ríos españoles están entre aquellos con un caudal medio anual de más de 100 m³/s, frente a un mayor número en otras áreas de Europa (informe del Grupo Técnico de basuras marinas para la Directiva Marco de la Estrategia Marina en Europa).



5.2.2. MATERIALES DE MUESTREO

Materiales* que vamos a necesitar en el campo:

<input checked="" type="checkbox"/> Hoja de campo (modelo incluido en anexos)	<input checked="" type="checkbox"/> Guantes (preferiblemente de algodón)
<input checked="" type="checkbox"/> Hoja de inventario de muestras (modelo incluido en anexos)	<input checked="" type="checkbox"/> Botes de boca ancha (preferiblemente de cristal)
<input checked="" type="checkbox"/> Hoja de muestreo eLitter (incluida en anexos)	<input checked="" type="checkbox"/> Agua oxigenada
<input checked="" type="checkbox"/> Cámara o teléfono móvil	<input checked="" type="checkbox"/> Cuerdas y mosquetones
<input checked="" type="checkbox"/> Termómetro (preferiblemente electrónico, para medir temperatura ambiente y del río/arroyo)	<input checked="" type="checkbox"/> Botas y/o vadeadores
<input checked="" type="checkbox"/> Equipo de filtración (preferiblemente de metal o PVC) con tapón enroscable y hueco por la base para fijar el filtro de campo y dejar pasar el agua.	<input checked="" type="checkbox"/> Frasco lavador con agua destilada (o del grifo en caso de no tener acceso a ella)
<input checked="" type="checkbox"/> Filtros de Nylal-Nytex	<input checked="" type="checkbox"/> Cinta métrica
<input checked="" type="checkbox"/> Cubo de 5-8 litros (preferiblemente de metal inoxidable)	<input checked="" type="checkbox"/> Marcador permanente, lápiz, goma, sacapuntas y bolígrafo
<input checked="" type="checkbox"/> Recipiente de 1-2 litros de capacidad (preferiblemente de acero inoxidable)	<input checked="" type="checkbox"/> GPS (opcional)
<input checked="" type="checkbox"/> Muestreador con pértiga telescópica (opcional)	<input checked="" type="checkbox"/> Correntimetro (opcional)
<input checked="" type="checkbox"/> Pinzas (preferiblemente de metal)	<input checked="" type="checkbox"/> Disco de Secchi (opcional)

Tras diversas pruebas en campo se propone como material de muestreo en campo una serie de **equipos de toma de agua y filtración que permitan volcar volúmenes de agua conocidos (por ejemplo de litro en litro), ya sean tomados a través del cubo o a través del recipiente. Además, se recomienda que el equipo de filtración tenga una boca con **tapón enroscable y hueco** que permita encajar el filtro de campo y después volcarlo en el bote de boca ancha introduciendo previamente la boca del equipo filtrador (ver fotos).*

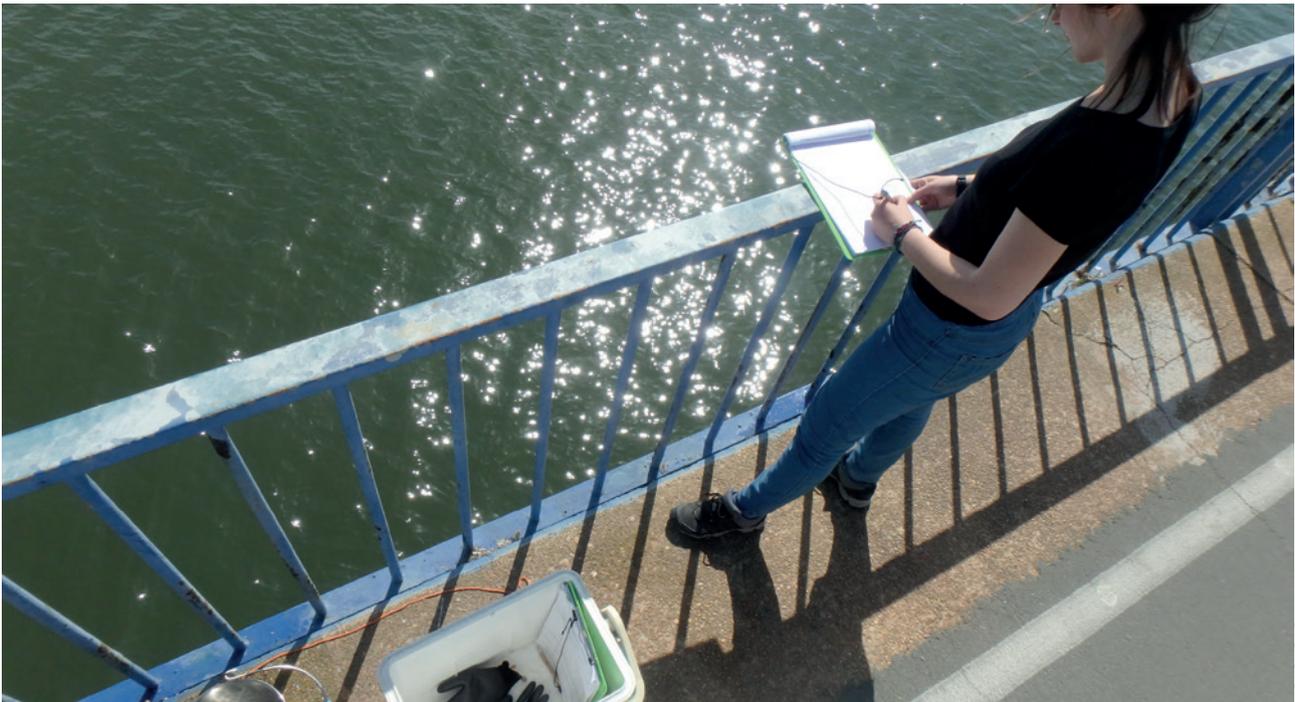
*Asimismo, se recomienda realizar los muestreos con **filtros de nylal-nytex de 45 micras de luz de malla**. Este material, que se vende en pliegos y que se puede adquirir en tiendas especializadas de entomología o de laboratorio, es muy resistente y flexible, lo que permite un paso fluido de importantes volúmenes de agua a través suya reteniendo materiales que se encuentran en el intervalo de los microplásticos (hasta 5 milímetros) y visibles por el ojo humano prácticamente a simple vista (100-200 micras).*

Este sistema de equipamiento permite llevar un número importante de materiales en un espacio reducido; además reduce la potencial contaminación entre muestras al usarse un único filtro para cada punto. Además, al ser de PVC (un material con flotabilidad negativa) nos aseguramos que no haya contaminación que pueda alterar los resultados.

El fin de la **hoja de campo** es recopilar el máximo de información posible acerca de la zona en la que se toma el agua, algo imprescindible para apuntar y tener la información del sitio, después del muestreo: en una campaña de semanas o meses visitando varias zonas es muy fácil confundirse si no hemos registrado bien algunos datos importantes; en este sentido es interesante registrar con la mayor exactitud posible la localización: si se tiene localizada la zona previamente se puede indicar a través de un servicio georeferenciado (tipo Google Earth o Pixelis); también se puede (siempre que haya cobertura) enviar un mensaje de **whatsapp** con la ubicación y después pasar esta información a la hoja de campo o al documento digital de recopilación.

Es interesante realizar alguna **fotografía** de la zona, rellenar toda la información que podamos de la hoja de campo y escribir comentarios que después aclaren aspectos concretos del sitio, día, situación, etc.

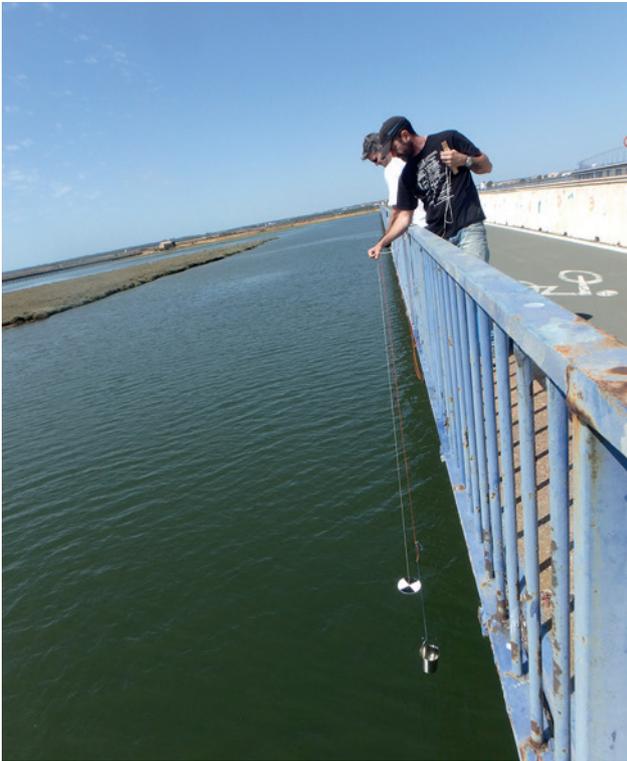
El fin de la hoja de campo es recopilar el máximo de información posible acerca de la zona en la que se toma el agua.



5.2.3. SELECCIÓN DEL PUNTO DE MUESTREO

A la hora de seleccionar el punto de muestreo debemos tener en cuenta varias consideraciones, ya que un río, arroyo o tramo de estos puede ser vadeable o no. En caso de ser **vadeable**, y siempre teniendo en cuenta las condiciones de seguridad y accesibilidad, tomaremos el agua directamente con el recipiente o cubo (ayudándonos o no, según el caso, del palo extensible o de las cuerdas y mosquetones). Iniciaremos el transecto siempre en contra de la corriente, para evitar contaminar la muestra con el sedimento que podamos levantar al caminar por el cauce. En el caso de **tramos no vadeables** o con corriente fuerte, optaremos por tomar el agua indirectamente desde una estructura perimetral (puente, dique) o flotante (embarcación) con la ayuda del cubo y las cuerdas.

En la sección de anexos tienes un modelo de [hoja de campo](#).



» Dependiendo del tramo, optaremos por muestrear de forma indirecta (puente, en la imagen izquierda) o directa (sobre el cauce, en la imagen derecha).



A la hora de seleccionar el punto de muestreo y sus posibles réplicas (ya dependientes de los objetivos y selección iniciales) se podrán tener en cuenta muestreos por tramos (alto-medio-bajo), muestreos control y antes-después de posibles efluentes o impactos (EDAR, zona agrícola, zona industrial). Estas consideraciones dependerán, como hemos dicho anteriormente, de cada estudio, cada objetivo, cada equipo y cada presupuesto.

A la hora de seleccionar el punto de muestreo se podrán tener en cuenta muestreos por tramos, de control y antes-después de posibles efluentes o impactos.

5.3. Muestreo

5.3.1. CÓMO MUESTREAMOS

Para la toma de muestras, y en cualquiera de las dos situaciones (zona vadeable o no) se localizará la mejor zona del tramo que cumpla en la medida de lo posible las condiciones de:

Seguridad (propia y de los materiales).

Nunca muestreamos solos, siempre **planificamos** bien dónde vamos, cómo accedemos y chequeamos previamente la zona antes de comenzar.

Accesibilidad (especial atención a zonas fangosas o riberas muy tupidas).

Si un sitio no reúne las condiciones de seguridad y comodidad es mejor buscar otro.

Potencialidad.

Buscando **zonas de remanso** o, en su defecto, próximas a la orilla o en la zona interna de un meandro: esto lo hacemos para asegurarnos de tomar agua en zonas donde potencialmente pueden acumularse microplásticos.

Orientación.

Teniendo en cuenta la corriente y la dirección del viento, seleccionando siempre la zona de toma de muestras en la zona del tramo **más a sotavento** (hacia donde el viento se dirige), ya que como hemos visto muchos tienen flotabilidad positiva y son arrastrados no solo por la corriente sino también por el viento.

Colapso e intrusión.

Evitando en la medida de lo posible la "pesca" de materiales potencialmente perturbadores para el filtro (hojas, algas flotantes..).

Asepsia.

Para evitar posibles contaminaciones en las muestras evitaremos en la medida de lo posible llevar **prendas sintéticas** durante el muestreo.

Se toma agua dentro de los primeros 20-30 centímetros de profundidad, que es la profundidad a la que se hunde el cubo de 5-8 litros o en la que introducimos el recipiente. En el caso del vadeo comenzaremos por un punto e iremos remontando el tramo para no "pescar" los sedimentos o turbulencias que vamos generando, fijándonos en posibles zonas de acumulación (por ejemplo en las orillas, o en la vegetación riparia). En el caso de un tramo no vadeable lanzaremos el cubo en diferentes zonas del área seleccionada.

Para tratar de definir una metodología para un estudio de seguimiento, para un control periódico, para un análisis de presencia/ausencia o para estudios de intercalibración entre grupos de trabajo definimos un **esfuerzo de muestreo** o unidad prefijada para el campo.

Para esta metodología LIBERA, y tras haber realizado diferentes pruebas en localizaciones muy diversas, estudiando el tiempo promedio de una campaña de campo extensiva, y según el tipo de filtro elegido, nos decantamos por un tipo de muestreo cuyo esfuerzo relacione los litros filtrados y el tiempo de muestreo de cada punto/réplica. No todas las aguas son iguales y no todos los puntos de muestreo tienen iguales características, por lo que es necesario definir un máximo de litros filtrados (en algunos casos el filtro nunca se colapsa) o en su caso de tiempo (algunas veces el tipo de agua colapsa rápidamente el filtro y usamos demasiado tiempo en filtrar una determinada cantidad).

Esto significa que la unidad mínima de muestreo será esa por punto, y que al menos se recogerá una muestra en cada zona, ya que por ejemplo, para una planificación de seguimiento en un tramo concreto en el tiempo o para un estudio científico de cuantificación, el protocolo puede ampliarse e indicar, por ejemplo, una serie de réplicas en el caso de zonas con cauce mayor por ejemplo a 20 metros de ancho.



Es interesante definir un esfuerzo de muestreo, por ejemplo dependiente del tiempo o de los litros filtrados.

Este esfuerzo de muestreo sugerido se basa en la experiencia obtenida en la puesta en marcha de este manual, en campañas extensivas de muestreo y en un proyecto de seguimiento de una red de control de cuenca hidrológica por personal técnico, para facilitar su aplicación en diferentes situaciones.

5.3.2. SECUENCIA DE TOMA DE MUESTRAS

Al llegar a la zona definida, y tras rellenar los primeros aspectos en la hoja de campo,

01

Tomaremos uno de los botes y lo **marcaremos con el rotulador indeleble** según nuestro **código** elegido; de forma complementaria podemos usar etiquetas adhesivas.

NOM_XYZ_FECHA): GUA_11b_31012019 (Río Guadalquivir, tramo alto, réplica 1, después del efluente)

» **NOM:** tres letras en mayúsculas o tres números referidos al río: se pueden tomar las tres primeras o la primera, intermedia y última letra del nombre (que aparece completo indicado en la hoja), o asignar un código dependiente de una metodología prefijada (Comunidad-Provincia-Municipio)

» **X:** indica el tramo aproximado del río (1-alto, 2-medio 3-bajo)

» **Y:** indica, si lo hubiera, la réplica transversal (X1Z, X2Z, X3Z..)

» **Z:** indica la zonación, si la hubiera, respecto a un punto de efluente (a-antes, d-después).

» **FECHA:** fecha de toma de la muestra en forma día/mes/año.

Tras etiquetarlo, lo lavaremos bien con el agua de la zona de muestreo al menos tres veces.



02

Tomaremos el **equipo de filtración** y lo lavaremos bien con el agua de la zona de muestreo al menos tres veces. Posteriormente colocaremos uno de los **filtros** en la boca, asegurándonos que el tapón bloquea bien el filtro sin dejar ningún hueco por donde pueda pasar el agua sin haber sido filtrada. Podemos comprobar este sellado dando pequeños golpes al filtro desde fuera.



» Comprobación del sellado del filtro.

03

Tras comenzar a **contar el tiempo**, iremos **volcando agua al interior** del equipo de filtración, primero poca cantidad para ver qué tal se filtra, y después adaptaremos el ritmo al flujo de filtrado. Con cierta regularidad podremos dar unos pequeños golpes con la yema de los dedos al filtro por la parte exterior para resuspender los materiales que pudieran estar colapsando los poros. Para realizar este movimiento con seguridad debemos estar bien seguros de haber colocado correctamente el filtro (paso 2).

04

Antes de acabar el esfuerzo de muestreo (litros o tiempo, dependiendo de las condiciones del agua) volcaremos una cantidad de agua de la zona (filtrada preferentemente, obtenida de la que cae del filtro) en el **bote receptor** de la muestra hasta llegar aproximadamente a un centímetro del borde superior.

05

Al finalizar el esfuerzo de muestreo, **desenroscaremos el tapón** y con cuidado separaremos el equipo de filtración del tapón y el filtro (que normalmente saldrán juntos). Inmediatamente introduciremos el **cuello final** del equipo de filtración en el bote con agua para recoger posibles fragmentos adheridos a las paredes o rosca del equipo. Después, y con cuidado, colocaremos el tapón con el filtro encima del bote y empujaremos el filtro al interior.



06

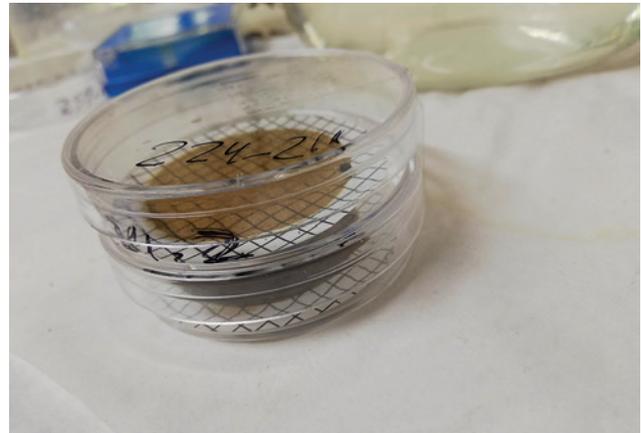
Tras recoger el filtro dentro del bote ya etiquetado, echaremos una pequeña cantidad de **agua oxigenada** para oxidar la materia orgánica, cerraremos el bote herméticamente y agitaremos suavemente para distribuir el oxidante.

07

Guardaremos el bote preferentemente en un **lugar seco y oscuro** y terminaremos de rellenar la hoja de campo y de eLitter.

08

Justo al guardar el bote o al final de la jornada (si hemos hecho varias zonas) se puede **completar y repasar** la hoja de inventario de muestras con los datos que hemos tomado.

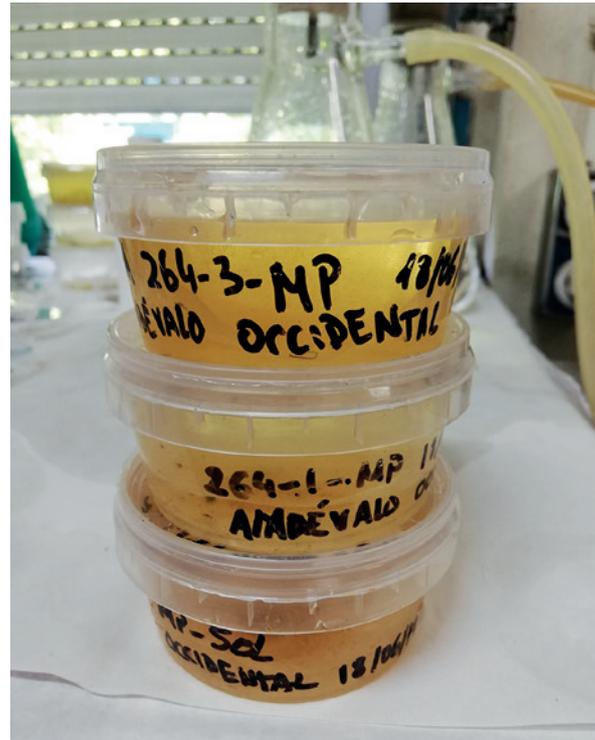


5.4. Custodia y pre-tratamiento

Una de las ventajas de este sistema de toma de muestras, y siempre que hayamos seguido los pasos indicados anteriormente, es que éstas no necesitan unos cuidados especialmente complicados hasta que se realiza el siguiente tratamiento en laboratorio. Debemos estar seguros de haber **recogido correctamente la muestra** en el campo, de haber echado una **cantidad de oxidante** aproximadamente de un 10% del volumen total de la muestra (como ejemplo, si esta es de 90 ml echaremos 9 ml) y equilibrada al aparente contenido en materia orgánica de la muestra, de **haber cerrado bien el bote** y de mantenerlo en un **lugar fresco, seco y preferentemente en oscuridad** (para evitar la proliferación de algas). En el caso de botes de plástico deberemos tener precaución para evitar que este se por el aumento de temperatura o el metabolismo de la muestra y la tapa se abra.

Cuando las muestras llegan al destino, se realiza el primer tratamiento que permitirá reducir el espacio total que ocupan nuestras muestras y asegurará una correcta y duradera permanencia de nuestra muestra. Se tratará de mantener un espacio de trabajo ordenado y limpio, lejos de zonas con viento o posible resuspensión de suciedad, evitando en la medida de lo posible llevar prendas sintéticas durante las operaciones de filtración.

Una de las ventajas de este sistema de toma de muestras es que éstas no necesitan unos cuidados especialmente complicados.



5.4.1. MATERIALES

Esta fase y la siguiente (*Análisis-1: separación e identificación bajo lupa*) son de las más importantes porque marcan el límite entre el estudio general y el más específico. Para estas fases se plantean una serie de materiales relativamente accesibles e incluso ya presentes en muchas entidades (incluyendo colegios e institutos) y proyectos. Asimismo, todos los materiales son en parte "adaptables" según cada tipo de Proyecto, naturaleza, objetivos y presupuesto.

<input checked="" type="checkbox"/> Hoja de inventario de muestras rellena (<i>modelo incluido en anexos</i>)	<input checked="" type="checkbox"/> Filtros de nitrato de celulosa (para esta metodología recomendamos de 0.45 o 0.8 micras de tamaño de poro y 47 mm de diámetro)
<input checked="" type="checkbox"/> Hoja de registro de laboratorio y Análisis-1 (<i>incluida en anexos</i>)	
<input checked="" type="checkbox"/> Nevera	<input checked="" type="checkbox"/> Rotulador indeleble
<input checked="" type="checkbox"/> Equipo de filtración y bomba de vacío	<input checked="" type="checkbox"/> Bolígrafo, lápiz, goma y sacapuntas.
<input checked="" type="checkbox"/> Cámara de secado*	<input checked="" type="checkbox"/> Cámara de fotos o móvil
<input checked="" type="checkbox"/> Pinzas entomológicas y pinzas de laboratorio (de acero inoxidable)	<input checked="" type="checkbox"/> Cinta adhesiva transparente o translúcida
<input checked="" type="checkbox"/> Placas de petri de al menos 50 mm de diámetro	<input checked="" type="checkbox"/> Agua oxigenada y agua destilada

* Una cámara de secado es un espacio (una caja o recipiente oscuro) estanco donde se pueden colocar muestras sin riesgo de contaminación mientras se secan completamente. Para ello introducimos dentro varios paquetes de gel de sílice.



5.4.2. SECUENCIA

En destino se realiza un segundo filtrado, ahora con bomba de vacío, a cada una de las muestras obtenidas en el campo con el fin de concentrar la muestra y eliminar el agua. Cada muestra se filtra a través de un filtro/disco que posteriormente se coloca en una placa de petri con la identificación de la muestra, según sistema seleccionado.

Para esta metodología se han seleccionado filtros de nitrato de celulosa de 0.45 y 0.8 micras de tamaño de poro, cuadrado y estéril.

01

Lavamos previamente con **agua destilada** el embudo contenedor del equipo de filtración y colocamos, con ayuda de pinzas, un filtro nuevo en el cono.

02

Tras colocarlo, **vertemos una pequeña cantidad de agua** de la muestra en el embudo, y entonces **accionamos el interruptor**. Así veremos el ritmo de filtración de la muestra, y entonces podremos verter una cantidad mayor. Dependiendo del contenido en suspensión en el agua (algas, bacterias, sólidos) esta se filtrará a mayor o menor velocidad: si vertemos demasiada agua y el filtro se colapsa tendremos que recoger toda esa agua y usar otro filtro, lo que complica mucho la operación.

03

Si toda el agua de nuestro bote pasa por el filtro, tendremos un filtro único para nuestra muestra. Si vemos que el filtro se colapsa y tarda demasiado en filtrar, no volcaremos toda el agua y esperaremos a que termine de filtrar ese volumen que hemos echado antes de cambiar el filtro y continuar filtrando la muestra.

En destino se realiza un segundo filtrado con bomba de vacío.



04

En cualquiera de los dos casos anteriores, al acabar de filtrar dejaremos la bomba en funcionamiento unos segundos más para que se elimine toda la humedad. Entonces apagaremos el interruptor y echaremos una pequeña cantidad de **agua oxigenada** sobre las paredes del embudo: esta agua arrastrará posibles fragmentos que se hayan quedado adheridos a la pared y oxidará parcialmente la materia pegada al filtro. Tras dejarla actuando unos segundos accionaremos de nuevo el interruptor y esperaremos hasta que el filtro esté seco.

05

Al retirar el embudo veremos el filtro con una **marca circular** del color característico del agua y sus partículas en suspensión (verde, amarillo, marrón). Con cuidado examinaremos la parte final del embudo por si hubiera alguna partícula adherida y, en su caso, la cogeremos con una pinza de precisión y la colocaremos con cuidado en el borde del filtro que no está con color.

06

Cogeremos el filtro con unas pinzas y lo introduciremos en la **placa de petri** correspondiente. En este momento, y como alternativa, se puede echar algunas gotas de agua oxigenada sobre la parte central del filtro para que actúe. Añadir las gotas justas para empapar el filtro sin derramar líquido en la placa.



07

Inmediatamente colocaremos la placa de petri **abierta e identificada** con su filtro dentro de la **cámara de secado**. La identificación de la muestra en la placa se coloca con rotulador indeleble tanto en la parte superior de la placa de petri (para facilitar su lectura e identificación) como en el lateral de la parte inferior (para reducir el riesgo de confusión al manipular los filtros posteriormente).

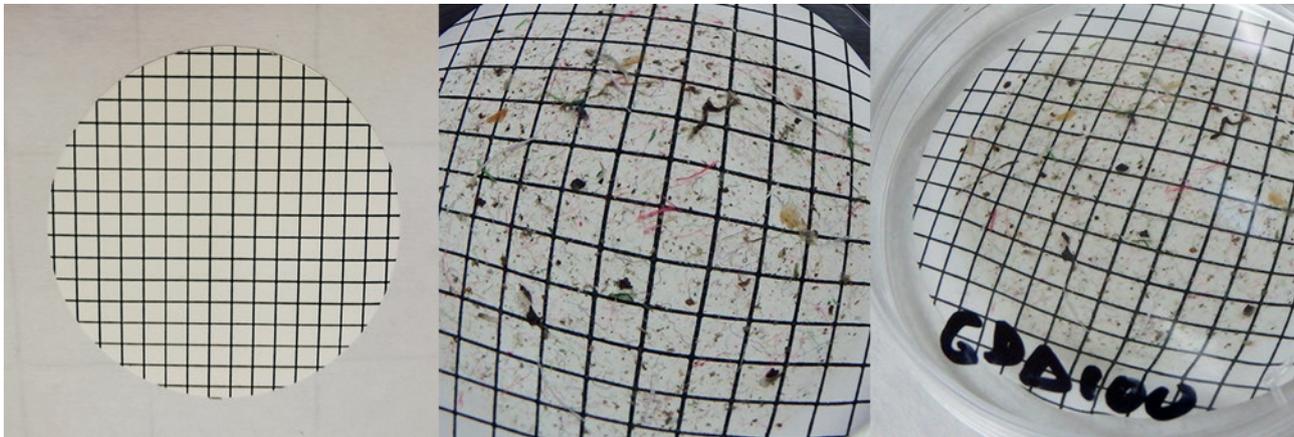
08

Tras **48 horas en la cámara de secado** (que debe mantenerse en un lugar fresco y seco), procederemos a cerrar la placa hasta su identificación bajo lupa. Para evitar posibles pérdidas o confusiones se fijan las dos partes de la placa con una porción de cinta transparente adhesiva a cada lado. Así, cuando se proceda a la identificación bajo lupa, se quitará solo una, quedando la otra a modo de bisagra.

Tras el proceso de filtrado y secado y en la placa de petri cerrada y etiquetada, las muestras permiten su almacenaje durante un periodo mayor.

Después de realizar el filtrado se obtiene, por tanto, un filtro con el contenido "parcialmente" incrustado en él (nitrato de celulosa) debido a la presión a la que ha sido sometido, lo que permite un transporte y manipulación más seguros. Aún así es importante tratar con precaución la muestra para no separar los diferentes fragmentos: En cualquier caso, si esto ocurriera, estos quedarían atrapados en la placa de petri que contiene el filtro con lo que podrían ser fácilmente recuperados.

Tras realizar el filtrado se obtiene, por tanto, un filtro con el contenido "parcialmente" incrustado en él.



» Aspecto del filtro antes, después del filtrado y tras el etiquetado.

5.5. ANÁLISIS-1: Separación e identificación bajo lupa

Para realizar la identificación inicial de microplásticos se utilizará preferentemente lupa binocular, además de microscopio óptico y otras vías directas e indirectas de verificación. Toda la información obtenida se traslada a una hoja de registro, según modelo incluido en los anexos, que sirve de hoja de de registro para su posible envío al [Análisis-2](#).

Para identificar microplásticos bajo lupa primero debemos saber qué aspecto tienen los diferentes tipos de elementos que nos podemos encontrar y también qué aspecto tienen y qué son otras cosas que nos podemos encontrar en el filtro (pequeñas rocas, algas, restos de vegetación, invertebrados o restos de ellos), que obviamente no son microplásticos, por lo que la persona que lo realiza debe estar bien formada y/o tener un catálogo de descarte. Para ello se incluye una [guía de descarte y ayuda a la identificación](#) (incluida en los anexos), que también incluye alguna de las pruebas de verificación que podemos realizar si aún así tenemos dudas.

A la hora de identificar, se tratará de mantener un espacio de trabajo ordenado y limpio, lejos de zonas con viento o posible resuspensión de suciedad, y se evitará en la medida de lo posible llevar prendas sintéticas durante las operaciones de filtración. Se recomienda usar siempre una bata de laboratorio.



5.5.1. MATERIALES

<input checked="" type="checkbox"/> Lupa binocular con aumentos de 10x-20x	<input checked="" type="checkbox"/> Punzón entomológico**
<input checked="" type="checkbox"/> Soporte para filtro* (recomendable)	<input checked="" type="checkbox"/> Mechero
<input checked="" type="checkbox"/> Hoja de registro de laboratorio y Análisis-1 (incluida en anexos)	<input checked="" type="checkbox"/> Cámara o móvil
<input checked="" type="checkbox"/> Guía de descarte y ayuda a la identificación (incluida en anexos)	<input checked="" type="checkbox"/> Bolígrafo, lápiz, goma y sacapuntas
<input checked="" type="checkbox"/> Pinzas entomológicas y pinzas de laboratorio (de acero inoxidable)	<input checked="" type="checkbox"/> Microscopio óptico (opcional)

*Podemos fabricarlo nosotros artesanalmente (con un cubre objetos cuadrado o con vidrio plástico) o encargarlo y hacerlo por ejemplo con una impresora 3D, y nos permite "mover" el filtro debajo de la lupa para ir chequeando la muestra.

**Un punzón entomológico se compone de una aguja entomológica y una empuñadura que puede fabricarse artesanalmente con una pipeta o un eppendorf; su función es manipular elementos pequeños y, en nuestro caso, acceder a los elementos para realizar prueba de resistencia al calor.



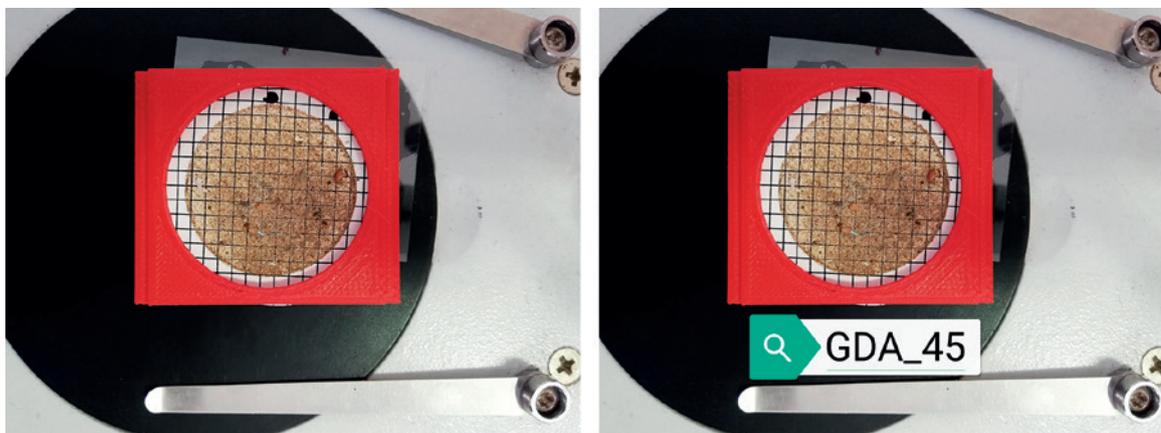
5.5.2. SECUENCIA

01

El filtro se coloca en el soporte **bajo la lupa** y antes de fijarlo se le realiza una marca con rotulador negro que marcará el norte (0°-360°) para guiarnos en la identificación y para guiar, en caso que se decida enviar, al laboratorio para el [Análisis_2](#): este punto marcará el origen de referencia para la localización de elementos a analizar, y corresponderá con el cero-360 de la hoja de laboratorio.

02

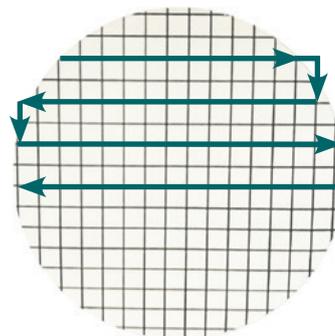
Antes de comenzar, se realiza una **fotografía general** del filtro, que se etiqueta digitalmente: esto sirve para tener el registro de la muestra y para facilitar la localización de los fragmentos seleccionados para su identificación bajo infrarrojo.



» El filtro, con su marca de origen y fijado, antes y después del etiquetado digital.

03

La **búsqueda y el conteo de fragmentos** se realiza por todo el filtro: para ello usamos la guía del punto inicial de referencia marcado y, siguiendo el grillado, vamos realizando barridos de izquierda a derecha: al llegar al final se baja y se prosigue el análisis de derecha a izquierda: este método de búsqueda en paralelo o zig zag asegura la total revisión de la muestra y una forma efectiva de no perder la orientación.



» Análisis del filtro en zig-zag.

04

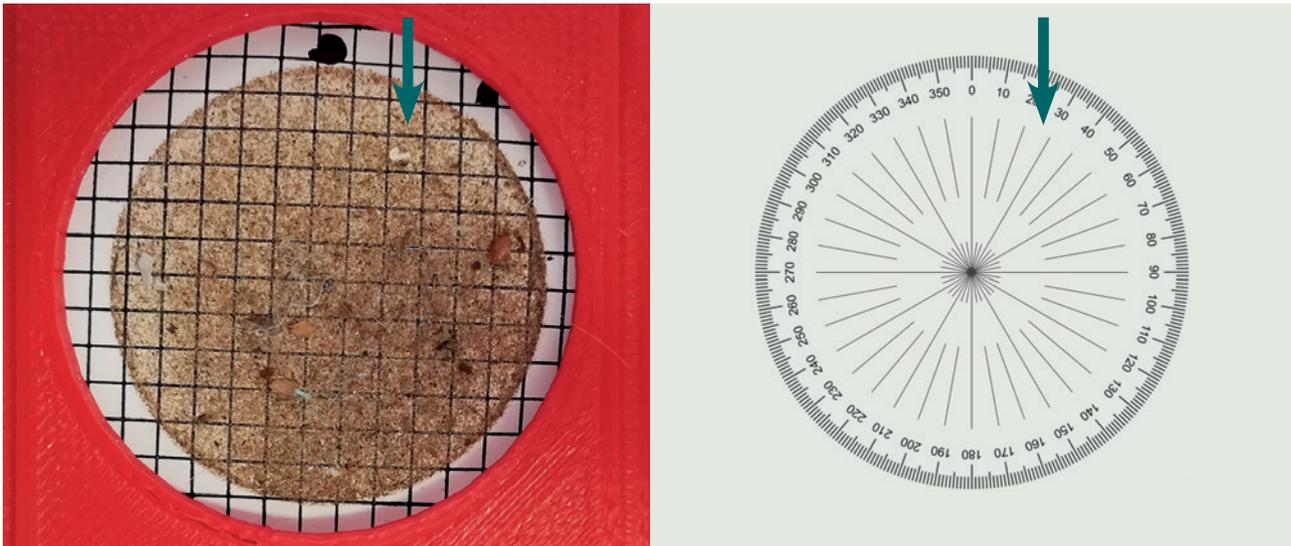
Al localizar un elemento, este se identifica previamente mediante los **6 tipos generales** que aparecen en la ficha (fibra, fragmento, esfera, film, esponja, goma): para ello previamente se ha debido descartar que no es una roca, resto de animal (individuo o parte de rotífero, molusco, crustáceo, escama de pez) o vegetal (individuo o colonia de algas, fragmento de planta superior), con la [guía de descarte y ayuda a la identificación](#) (incluida en los anexos).

05

Al recoger el elemento en la ficha, este se ubica en su celda correspondiente identificando su **color prioritario** (Verde-v-, Blanco-b-, Rojo-r-, Azul-a-...): esto permite clasificar posteriormente, si hubiera más, si son de este o de otro tipo (posible origen), obteniendo una evaluación cuantitativa por tipología.

06

Si el elemento es indudablemente un **derivado plástico** y su tamaño es suficiente para el análisis con infrarrojo (150-200 micras de diámetro), este se señala en la última celda de la ficha con su ubicación: para ello utilizamos el sistema sexagesimal (grados), que permite, teniendo un punto de referencia norte (nuestro origen marcado con el rotulador) situar cualquier elemento teniendo en cuenta su orientación y distancia respecto al centro, en rumbos imaginarios que parten del centro hacia fuera. El fragmento puede además ser localizado aproximadamente en el diagrama de la celda final.



» Filtro, sistema sexagesimal y marca en la ficha, con un fragmento blanco (Fb) localizado que se selecciona para IR (en el ejemplo, el fragmento seleccionado estaría situado aproximadamente al final del rumbo 30°, lo que facilita la localización por parte del servicio externo al colocarlo en la hoja de registro y Análisis-1).

07

Si el elemento es demasiado pequeño para el análisis, este se contabiliza en la ficha pero no se señala como posible elemento a identificar. En este caso se pueden realizar **varias pruebas de descarte** para verificar su naturaleza, y tener una menor incertidumbre de su origen (ver [guía de descarte y ayuda a la identificación](#) incluida en los anexos). En el caso de que se detectara una importante cantidad de algún elemento que requiriera de alguna o varias de estas pruebas, siendo el resultado con probabilidad alta, esta se identificaría según protocolo y se indicaría en la ficha para su análisis por infrarrojo.



08

Tras finalizar el recuento, colocaremos el **filtro en su placa** y, dependiendo de lo que hayamos decidido, lo enviaremos al [Análisis-2](#) en laboratorio o lo archivaremos en lugar fresco y seco.

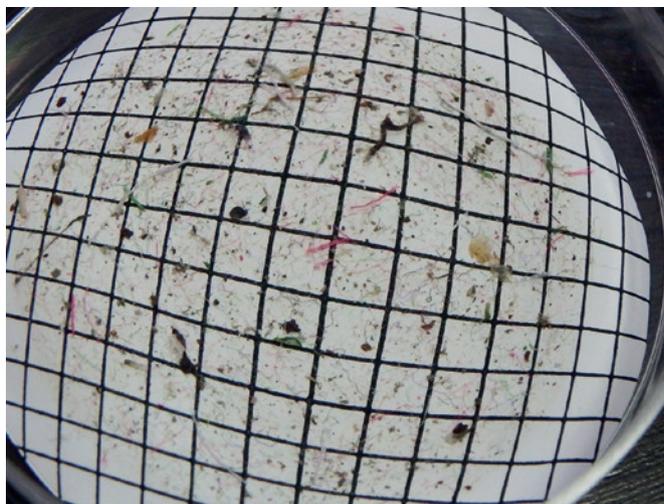


5.6. ANÁLISIS-2: Identificación de la naturaleza del polímero

La **espectroscopia de transmisión de infrarrojo con transformada de Fourier (FTIR)** se emplea en la caracterización de diferentes compuestos para identificar los grupos funcionales presentes en las muestras. Esta técnica es sensible a la estructura ya que refleja las vibraciones características de los grupos de átomos por lo que se emplean para identificar especialmente los grupos orgánicos.

La técnica seleccionada en el presente manual para la identificación de la naturaleza del polímero es la espectroscopia de transmisión de infrarrojo con transformada de Fourier (FTIR) mediante reflectancia total atenuada (ATR). Con esta técnica se obtiene, de una manera rápida y fiable el espectro característico de cada elemento. Este espectro, al compararlo con una biblioteca de materiales que incorpora el equipo, indica con un porcentaje de probabilidad la naturaleza del elemento. **Es la técnica más rápida y fiable utilizada actualmente** en la identificación de polímeros en todo el mundo.

Para ello se trabaja directamente sobre el filtro, previa identificación del/los elemento/s que se hayan seleccionado como objetivo (ver [Análisis-1: separación e identificación bajo lupa](#)), aunque igualmente se puede aislar el /los fragmento/s y enviar a su análisis. El elemento en cuestión es identificado y a través de un proceso en el laboratorio se obtiene su espectro de transmisión tras ser atravesado por la luz infrarroja.

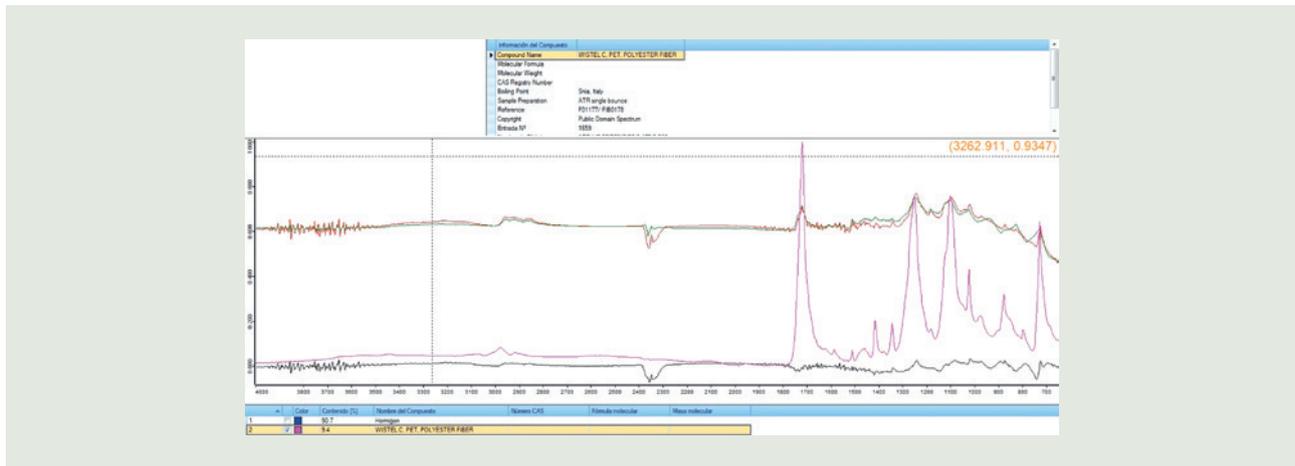


» Se identifica la muestra (en este caso fibra color rosa en el centro del filtro), se marca en la ficha de laboratorio y se envía la muestra a análisis de IR.

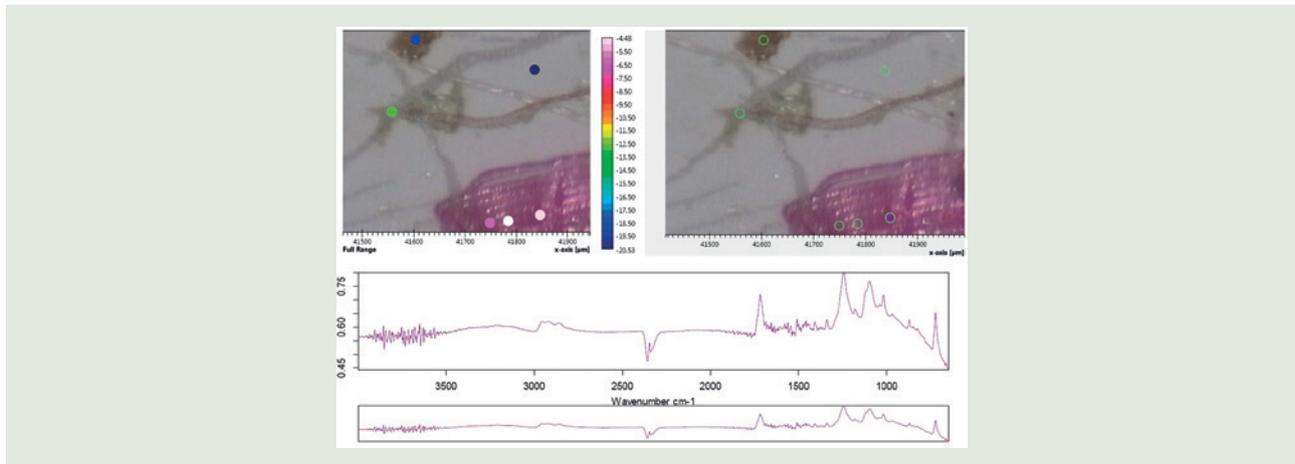
La espectroscopia de transmisión de infrarrojo con transformada de Fourier (FTIR) mediante reflectancia total atenuada (ATR) permite obtener, de una manera rápida y fiable el espectro característico de cada elemento.

Existen **otras técnicas** como la detección bajo fluorescencia (luz azul 450-510 nm²), tras tratamiento con colorante (rojo de Nilo), la cromatografía de gases acoplada a espectrometría de masas o el uso del microscopio electrónico, que permite analizar su microestructura y detectar además su composición química.

En España hay un número creciente de laboratorios públicos y privados que ofrecen estos servicios. Para la puesta a punto de esta guía se han realizado pruebas y ensayos con los Servicios de microanálisis y microscopía del CITIUS (Servicios Generales de Investigación) de la Universidad de Sevilla.



» Se localiza la posible muestra (en este caso fibra color rosa) y se obtiene su espectro de reflectancia. Imagen CITIUS.



» El espectro se compara con la librería para obtener, en este caso, la naturaleza: polyester. Imagen CITIUS.

5.7. Volcado de datos y análisis

Al igual que con cualquier grupo de datos, trabajaremos de la manera más sencilla y útil para los objetivos marcados en el estudio. Podemos hacer múltiples análisis, tanto descriptivos como de hipótesis, teniendo en cuenta que no estamos trabajando con organismos vivos (con lo que en principio no podremos usar análisis de comunidades).

Dependiendo de si los datos están en unidades por litro, unidades totales, tipo de elementos, tamaño o incluso volumen, podemos inferir una serie de resultados.

Lo más importantes es diseñar la tabla en la que vamos a ir volcando la información: de este diseño dependerá que después podamos extraer información que necesitemos, tomar solo la que queramos o traspasarla a diferentes formatos o software para realizar diferentes análisis.

Nosotros recomendamos hacer **dos tablas**, con mismo orden en una de uno de los ejes, el de las muestras; así en una de las tablas tendremos las muestras en las diferentes filas mientras que en las columnas podemos incluir toda la información que consideremos relevante (tanto en número como en texto) de cada una:

Muestra	Nombre	Hábitat	Fecha	Provincia	Tramo	Coordenadas	Altitud	Impactos	Color
AAA									
BBB									
CCC									

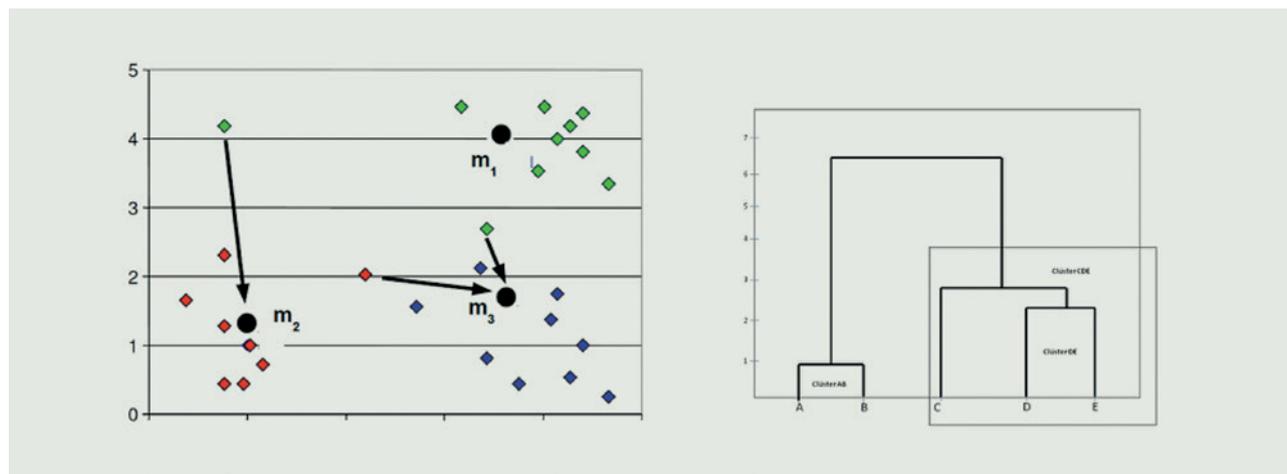
Muestra	Anchura	Profundidad	Corriente	Volumen filtrado	Caudal	Transparencia	Color	Comentarios
AAA								
BBB								
CCC								

En **otra tabla**, y **siguiendo el orden de las muestras** (pero esta vez traspuestas en las columnas) podemos ir pasando los datos de los análisis, por ejemplo por categorías:

	AAA	BBB	CCC	DDD	EEE	FFF	GGG	HHH	III
FIBRAS									
FRAGMENTOS									
ESFERAS									
FILMS									
ESPONJAS									
OTROS									

Así podemos tener dos tablas con la misma estructura de base (las muestras) pero con diferente información, una variada correspondiente a variables ambientales numéricas o no y otra totalmente cuantitativa: algunos análisis estadísticos como por ejemplo de similitud o similitud requieren de la agrupación de las muestras en categorías: muchas de las columnas creadas en la primera tabla pueden ser perfectamente elementos de categorización para separar muestras de diferentes Comunidades Autónomas.

Si queremos obtener directamente datos totales o parciales de elementos por muestra podemos irnos directamente a la tabla 2 y calcular por tipología, por volumen filtrado, etc.



» Ejemplos de cómo podría quedar un análisis de distribución de muestras por tramos en distintas cuentas.

06. Programas y Redes para Networking. Bibliografía y proyectos/expertos consultados

Como resultado, se ha contactado con los responsables de 16 proyectos nacionales e internacionales relacionados con microplásticos en ríos, obteniendo una serie de informes, protocolos y respuestas a cuestiones relacionadas con las diferentes fases de la metodología. Igualmente figuran las fuentes informativas con las que se ha contado para la elaboración de este documento.

Los **proyectos, centros o estudios consultados** y contactados son:

- ✗ Aalborg University, Environmental Engineering Dpt.: *Dr. Jes Vollertsen*.
- ✗ Microplastics Initiatives of Adventure Scientists: *Dra. Abigail Barrows*.
- ✗ Global Microplastics Initiative
- ✗ Florida Microplastic Awareness Project
- ✗ Marine and Environmental Research Institute
- ✗ St. Lawrence University, Biology Department: *Dra. Samantha Haab*.
- ✗ Coalition Clean Baltic: *Dr. Mikhail Durkin*.
- ✗ NOAA Marine Debris Program,
- ✗ Universidad de Cádiz. Dpto. Biología, Área de Ecología. *Dr. Andrés Cozar Cabañas*.
- ✗ Fredonia University: *Dra. "Sam" Sherri A. Mason*.
- ✗ University of Applied Sciences: *Dr. Sven Huppertsberg*.
- ✗ Centro de Estudios y Experimentación de OP del Ministerio de Fomento (CEDEX).
- ✗ Asociación Vertidos Cero.
- ✗ Asociación Paisaje Limpio.
- ✗ Universidad de Sevilla, Dpto. Biología Vegetal y Ecología: *Laura Serrano Martín*.
- ✗ Marine and Environmental Sciences Centre (MARE). Faculdade de Ciências e Tecnologia, Universidade de Coimbra, Portugal. *Filipa Bessa*.

Asimismo, durante el desarrollo del proyecto, se ha **participado o expuesto resultados** en:

- ✘ Centro de Estudios y Experimentación de Obras Hidráulicas (CEDEX, Madrid), mayo 2019.
- ✘ Workshop on Riverine Litter (OSPAR COMMISSION, Paris), junio 2019.
- ✘ Seminario "problemática de las basuras marinas", Sevilla, octubre 2019.

Los **informes, artículos y/o manuales consultados** son:

- » A Methodology for Measuring Microplastic Transport in Large or Medium Rivers, 2018. Marcel Liedermann *et al.* *Water* 2018, 10, 414.
- » A watershed-scale, citizen science approach to quantifying microplastic concentration in a mixed land-use river, 2018. Abigail P.W.Barrows *et al.* *Water Research*.
- » Advanced Method for the Treatment of Organic Aqueous Wastes: Wet Peroxide Oxidation, 1997. Hubert Debellefontaine *et al.* *Environmental Technologies and Trends*.
- » Advanced Oxidation Processes for Waste Water Treatment, Chapter 12- Catalytic Wet Peroxide Oxidation. *Emerging Green Chemical Technology* 2018.
- » Analysis of Microplastics using FTIR Imaging. Agilent report.
- » Automatic Counting and Classification of Microplastic Particles, 2018. Javier Lorenzo-Navarro *et al.* (ICPRAM 2018).
- » Determinación de la presencia de microplásticos en playas de Tenerife. Trabajo de Fin de Grado Daniel Cabrera Dorta (curso 2017-2018). Universidad de La Laguna.
- » Florida microplastic awareness project volunteer manual, 2017.
- » Grab vs. neuston tow net: a microplastic sampling performance comparison and possible advances in the field, 2017. Abigail *et al.* *Analytical methods*, 9.
- » Guide to microplastic identification, 2017. MERI
- » Identification and Assessment of Riverine Input of (Marine) Litter (Report for the EC DG Environment).
- » Marine Anthropogenic Litter, Ch. 8 Methodology for the Detection and Identification of Microplastic.
- » Microplastic scholar activities, Sea Grant Oregon.
- » Microplastics in aquatic environments: implication for Canadian ecosystems, 2016. Julie C. Anderson *et al.* *Environmental Pollution*.
- » Microplastics in freshwater and terrestrial environments: Evaluating the current understanding to identify the knowledge gaps and future research priorities, 2017. Alice A.Hortona *et al.* *Science of The Total Environment*, Volume 586. 15.

- » Microplastics in freshwater ecosystems: what we know and what we need to know, 2014. Martin Wagner *et al.* *Environmental Sciences Europe* 2014, 26:12.
- » Microplastics in freshwater ecosystems: A review on occurrence, environmental effects and methods for mp detection, 2018. JingYi Li *et al.* *Water Research* 137.
- » Microplastics in Irish freshwaters: a preliminary study, 2015. Cedro A. and Cleary J. International Conference on Environmental Science and Technology.
- » Microplastics in the Freshwater Environment. Nanna Brande-Lavridsen, U. of Tennessee.
- » Microplastics Initiatives of Adventure Scientists report.
- » Microplastics profile along the Rhine River, 2015. Thomas Man *et al.* Scientific Reports.
- » Microscopic anthropogenic particles – methods for monitoring and results from a survey, 2013. The Marine Strategy Framework Directive. Kerstin Magnusson.
- » National Microplastics Field Methodology Review (2017). Abigail P.W. Barrows.
- » Occurrence and distribution of microplastics in the Scheldt river, 2015. Niels De Troyer.
- » Overview of methods and challenges for microplastic analysis. Jes Vollertsen, Professor of Environmental Engineering, Aalborg University.
- » Plastic debris in the open ocean, 2014. Andrés Cózar *et al.* PNAS 111 (28).
- » Plastic waste inputs from land into the ocean. Jenna R. Jambeck *et al.* 2015. *Science* 13 Feb 2015; Vol. 347, Issue 6223, pp. 768-771.
- » Protocol for Microplastics Sampling on the Sea Surface and Sample Analysis. Manca Kovač *et al.* 2016. *Journal of Visualized Experiments*.
- » The Environmental Impacts of Microplastics: An Investigation of Microplastic Pollution in North Country Waterbodies, 2016. Samantha and Kimberly Haab. Biology Department St. Lawrence University (NY).
- » Comparativa metodológica y propuesta de un protocolo para la extracción y detección mediante fluorescencia de microplásticos en muestras biológicas. Susana Torres Hernández. Memoria del Grado de Biología 2017-18. Universidad de las Islas Baleares.
- » Programa de seguimiento de micropartículas en playas (bm-6) – 2018. Apoyo técnico en las estrategias marinas informe específico. Ministerio para la Transición Ecológica Secretaría de Estado de Medio Ambiente Dirección General de Sostenibilidad de la Costa y del Mar. CEDEX, 2018.

Bibliografía sobre FTIR-ATR:

- » <https://www.thermofisher.com/es/es/home/industrial/spectroscopy-elemental-isotope-analysis/spectroscopy-elemental-isotope-analysis-learning-center/molecular-spectroscopy-information/ftir-information/ftir-sample-handling-techniques/ftir-sample-handling-techniques-attenuated-total-reflection-atr.html>
- » https://web.archive.org/web/20070216065646/http://las.perkinelmer.com/content/TechnicalInfo/TCH_FTIRATR.pdf
- » <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0025326X17310949>
- » <https://heritagesciencejournal.springeropen.com/articles/10.1186/2050-7445-1-28>
- » http://rrp.infim.ro/2014_66_3/A17.pdf

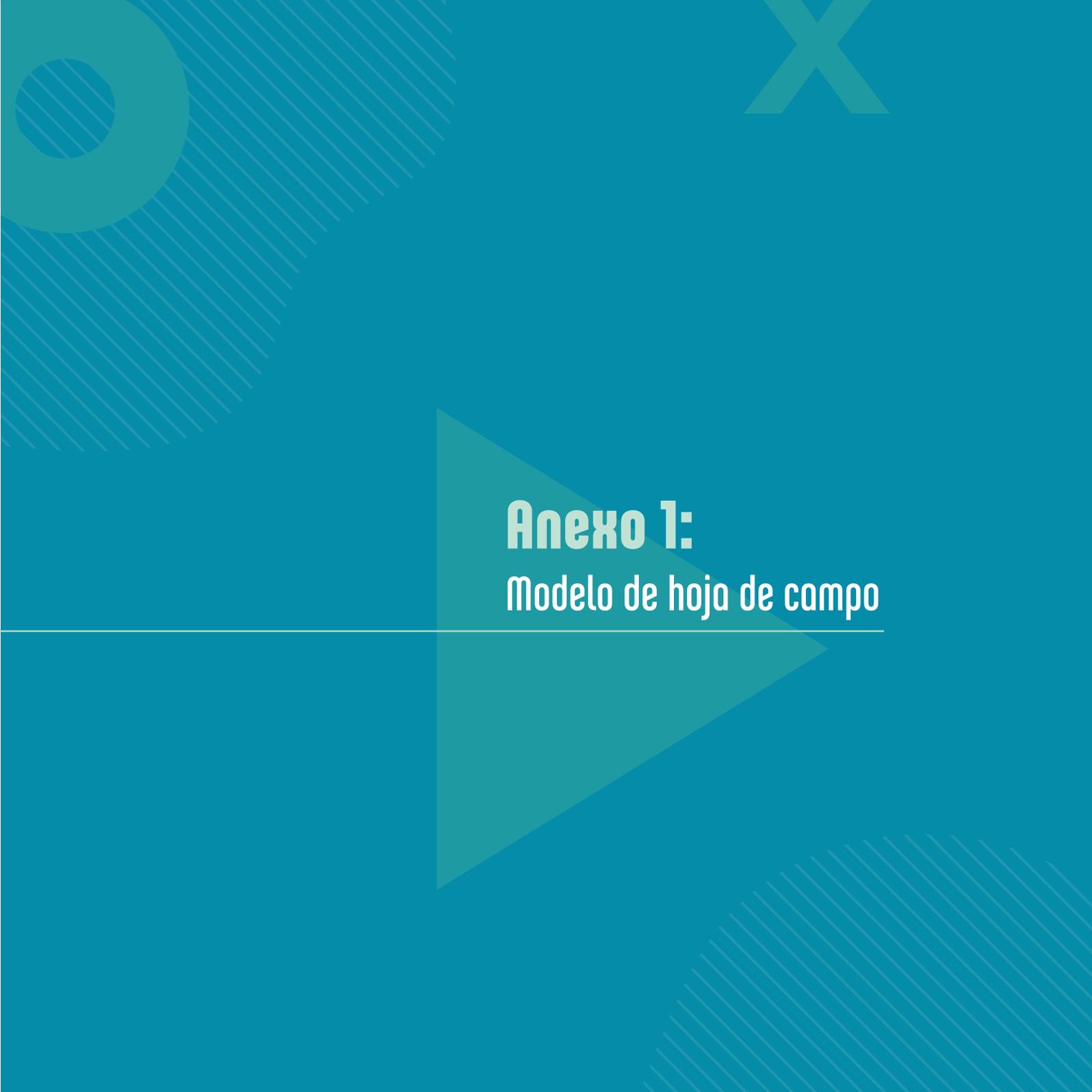
Algunos de los posibles proyectos para networking:

- ✗ [Global Microplastic Initiative](#)
- ✗ [Global Microplastic Project](#)
- ✗ [Florida Microplastics Awareness Project](#)
- ✗ [Plastic aware project. Universidad de Florida](#)
- ✗ [100 plastic rivers. Universidad de Birmingham](#)
- ✗ [Programa Playas, Ríos, voluntariado y Custodia del Territorio](#)
- ✗ [Programa Andarrios \(Andalucía\)](#)
- ✗ [Programa de Voluntariado en ríos \(Murcia\)](#)
- ✗ [Programas de voluntariado \(Estado por CCAA\)](#)





07. Анежос



Anexo 1:

Modelo de hoja de campo



FICHA DE CAMPO Y DESCRIPCIÓN DE LA ZONA DE MUESTREO

Fecha de muestreo: __ / __ / __

Hora de inicio: __: __

DATOS GENERALES

Provincia: _____ Municipio: _____
 IBA: NO/ SI (código _____) Espacio Protegido: NO/SI (_____)
 Río: _____ Tramo*: _____ Código: _____
 Anchura del tramo (m): _____ Profundidad del tramo*(m): _____
 Agua corriendo: SÍ/NO Velocidad* (m/s): _____ Caudal* (m³/s): _____
 Color del agua: _____ Olor del agua: _____ Transparencia*: _____
 Coordenadas (o enviar ubicación al **691373717**): _____
 Fotos:

Meteorología: Soleado Nublado Lluvia Otro
Viento: Calma Brisa Medio Fuerte
Temperatura: Ambiente* (°C): _____ Agua* (°C): _____

*Tramo: medio, alto o bajo;

*Profundidad: Estimar la profundidad del tramo.

*Velocidad: Calcular el tiempo que tarda un elemento flotante (hoja, rama) en recorrer una distancia determinada.

*Caudal: Cálculo aproximado según anchura media (m) x profundidad media (m) x velocidad del agua (m/sg.)

*Transparencia: Estimar visulamente cuantos cm se ve en el agua hacia abajo (hasta donde llega la luz).

*Temperatura ambiente: Colocar un termómetro a la sombra en una zona cercadel punto de muestreo, siempre a la sombra.

*Temperatura del agua: Introducir el termómetro en el agua del río o recoger una muestra con el cubo y medir la temperatura , siempre a la sombra.



DESCRIPCIÓN DEL MEDIO NATURAL

TIPO DE TRAMO

- Estado:** Permanente Temporal Efímero
- Entorno:** Natural Agrícola Urbano Industrial
- Otros (especificar) _____
- Aspecto:** Artificial Natural Naturalizado
- Abierto:** sin vegetación
 con vegetación dispersa (hierbas escasas)
 con vegetación cerrada (carrizos, arbustos) solo en la orilla
- Cerrado:** con vegetación tipo árbol pero de plantación artificial
 con vegetación de ribera de aspecto natural

IMPACTOS VISIBLES

- Vertidos** (especificar): _____
- Littering** (especificar): _____
- Residuos** (especificar): _____
- Obras o infraestructuras** (especificar): _____
- Especies invasoras o exóticas** (especificar): _____
- Fotos:** _____

CHECK LIST DEL MUESTREO

- Muestras de agua:** Esfuerzo tipo tiempo: _____ Esfuerzo tipo volumen: _____
- Ficha de littering:** _____



Anexo 2:

Hoja de muestreo e-Litter



FORMULARIO littering PARA EL MEDIO TERRESTRE

TIPO DE ESPACIO (RÍO, SENDA, RAMBLA, BOSQUE...): _____

NOMBRE DE LA ZONA: _____

COORDENADAS DE INICIO: _____ COORDENADAS FINALES: _____

CCAA: _____

Provincia: _____

Municipio: _____

ESPACIO	Extensión del área de limpieza (longitud x anchura en m):	
	Fecha de la limpieza	
	Fecha de la última limpieza:	
CLIMA	Dirección e intensidad del viento:	
	Lluvia, niebla, hielo, nieve o tormentas de arena:	

Especificar cualquier circunstancia que pudiera haber incrementado recientemente la cantidad de basuras (eventos culturales, tormentas, desbordamientos de la red de alcantarillado, etc.):

FAUNA	Animales muertos:	<input type="checkbox"/> SÍ <input type="checkbox"/> NO	Nº:	
	Especies:			
	Enredados en residuos:	<input type="checkbox"/> SÍ <input type="checkbox"/> NO	Tipo de residuo:	

Fracción	PLÁSTICO	Total	Unidades
	Bolsas (compra, comida, congelados)		
	Botellas de bebida		
	Tapas y Tapones		
	Bolsas, envoltorios, palos... de chucherías		
	Pajitas, Cubiertos, Vasos, Tazas, Copas		
	Envases de comida		
	Envases de cosméticos		
	Cuerdas/ Cordeles		
	Cintas de embalaje (flejes, bridas...)		
	Embalajes industriales		
	Envases de aceite de motor, pegamento, silicona (incluido aplicador)...		
	Envases de limpiadores		
	Cintas portatalas		
	Envases de productos agrícolas (fertilizantes, pesticidas...)		
	Bidones grandes (> 25 litros)		
	Tuberías		
	Piezas de plástico 0-2,5 cm		
	Piezas de plástico 2,5 cm-50 cm		
	Piezas de plástico > 50 cm		
	Otros objetos plásticos identificables (especificar en observaciones)		
Fracción	PAPEL / CARTÓN	Total	Unidades
	Servilletas de papel, manteles		
	Briks (leche, zumos ..)		
	Cajas de cartón y fragmentos		
	Paquetes de tabaco		
	Bolsas de papel		
	Periódicos y Revistas		
	Trozos de papel y cartón		
	Otros papel/cartón (especificar en observaciones)		

Fracción	MADERA (trabajada)	Total	Unidades
	Corchos		
	Palos de helados, cubiertos ...		
	Palés		
	Cajas		
	Otras piezas de madera < 50 cm		
	Otras piezas de madera > 50 cm		
Fracción	METAL	Total	Unidades
	Latas de bebida		
	Tapas y Tapones, chapas, anillas de latas de bebida		
	Papel de aluminio		
	Envases de comida, latas de conservas, bandejas ...		
	Sprays		
	Bidones de aceite		
	Botes de pintura		
	Otras piezas metálicas < 50 cm		
	Otras piezas metálicas > 50 cm		
Fracción	VIDRIO	Total	Unidades
	Botellas y Tarros de vidrio		
	Piezas de vidrio		
Fracción	APARATOS ELÉCTRICOS Y BATERÍAS	Total	Unidades
	Baterías, pilas		
	Cables		
	Bombillas, Fluorescentes		
	Aparatos eléctricos (ordenadores, neveras, teléfonos...)		
Fracción	RESIDUOS HIGIÉNICO-SANITARIOS	Total	Unidades
	Preservativos		
	Bastoncillos de algodón		
	Compresas, salvaslips		
	Toallitas húmedas		
	Tampones (incluidos aplicadores)		

Fracción	RESIDUOS MÉDICOS	Total	Unidades
	Envases y Tubos de medicamentos		
	Jeringuillas		
	Otros (algodón, vendas ...)		
Fracción	OTROS	Total	Unidades
	Colillas		
	Chicles		
	Restos de comida		
	Goma (globos, balones, cintas, válvulas ...)		
	Neumáticos		
	Ropa y Zapatos (cuero)		
	Otros textil		
	Materiales de construcción		
	Otras piezas cerámicas		
	Heces de animales domésticos		
	Otros (especificar en observaciones)		
Observaciones:			

Leyenda fracciones residuos:

 Envases
 Papel/cartón

 Vidrio
 Resto

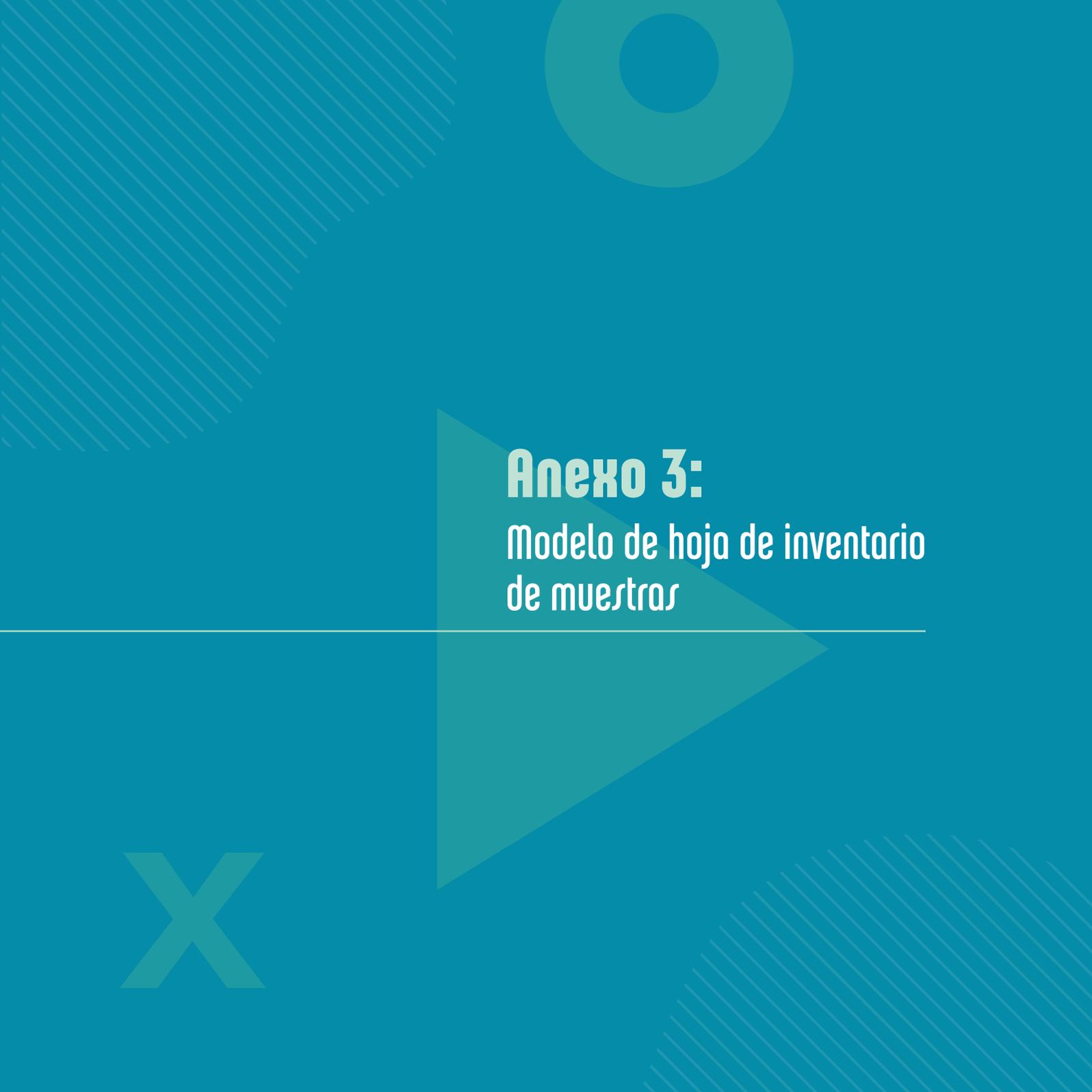
 Punto limpio
 Orgánica

 Farmacéuticos
 Entidad Local

PESOS DE LAS FRACCIONES DE RESIDUOS	Kg.
 Contenedor amarillo	
 Contenedor azul	
 Contenedor verde	

PESOS DE LAS FRACCIONES DE RESIDUOS	Kg.
 Contenedor resto	
 Contenedor de Materia Orgánica	
Otras fracciones (especificar):	





Anexo 3:

**Modelo de hoja de inventario
de muestras**

X

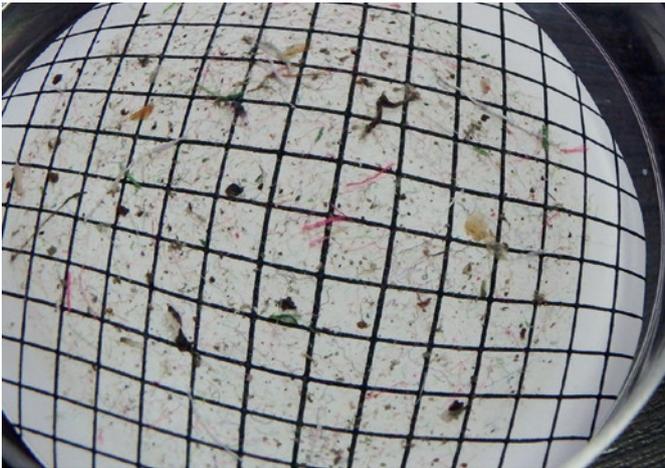


Anexo 4:

**Guía de descarte y ayuda en
la identificación**

GUIA DE DESCARTE Y AYUDA EN LA IDENTIFICACIÓN

El objetivo de este anexo es lograr identificar con la mayor certeza posible la naturaleza de polímero de cualquier fragmento que nos encontremos cuando lo analizamos en la sección "[Análisis_1: separación e identificación bajo lupa](#)" del manual. Hay que tener en cuenta que siempre nos basaremos en pruebas directas e indirectas pero sin un análisis de composición molecular que certifique la naturaleza del elemento: para ello tendríamos que enviar la muestra/s a un servicio de microanálisis, si no contamos con el equipamiento adecuado, pasando por tanto al paso "[Análisis_2: identificación de la naturaleza del polímero](#)".



De forma general, y al localizar un elemento, primero lo observaremos atentamente bajo lupa. De este primer análisis visual podemos obtener mucha información, ya que hay determinados elementos que, aún pareciendo a primera vista plástico, no lo son.

La manera de analizarlo es descartar primero que no sea una roca, resto de animal o vegetal, por lo que la persona que lo realiza debe estar bien formada y/o tener un catálogo de descarte como el que se presenta a continuación. Posteriormente a este descarte, pasaremos a pre-identificarlo y asociarlo a uno de los 6 tipos generales que aparecen en la ficha (fibra, fragmento, esfera, film, esponja, otros).

En primer lugar, al localizar un elemento, lo observaremos bajo lupa. Si confirmamos el descarte pasaremos a pre-identificarlo y a asociarlo a uno de los 6 tipos generales.

Existen **diferentes métodos** para evaluar su naturaleza: puedes apoyarte en uno o varios de ellos:

- ✘ **Flotabilidad:** como hemos señalado en la metodología, los elementos potenciales que nos vamos a encontrar en nuestro filtro estaban "flotando" o en semi-suspensión en la columna del agua. Si al fragmento o elemento en cuestión lo colocamos en un volumen de agua y flota, existen posibilidades de que sea un polímero.

✘ Rehidratación: como sabes, los tratamientos realizados a la muestra incluyen oxidación y deshidratación por filtrado: un elemento plástico no modificará su aspecto al volverlo a introducir en agua, mientras que otros elementos se hidratarán (hincharán) o cambiarán de forma o volumen.

✘ Simetría: mientras algunos elementos de la naturaleza tienen simetría o caracteres que se repiten, los elementos plásticos suelen ser irregulares.

✘ Flexibilidad: al contrario que muchos elementos naturales (p.ej. rocas, minerales) el plástico es más o menos flexible si se le manipula (en este caso con las pinzas).

✘ Elasticidad: muchos elementos que aparecen en los filtros se quiebran fácilmente al manipularlos o doblarlos: el plástico tiene esa particularidad elástica que lo hace tan popular.

✘ Reacción a oxidante: aunque ya hayan recibido un tratamiento, los elementos atrapados en el filtro pueden seguir reaccionando a un ambiente oxidante: un fragmento plástico no reaccionará (creando burbujas o disolviéndose) ante este tratamiento.

✘ Reacción a temperatura: al contrario que muchos elementos inorgánicos y orgánicos, los plásticos tienden a deformarse al aplicarles calor: para ello utilizaremos un mechero y el punzón entomológico podemos calentar y comprobar la reacción de cualquier elemento. Hay que tener precaución con el filtro y con la temperatura que se le induce a la punta del punzón.

✘ Color y aspecto: aunque la naturaleza tenga múltiples colores y formas, hay determinados elementos que presentan unas características que los hacen prácticamente inconfundibles: la práctica mejora considerablemente esta evaluación.

✘ Identificación bajo luz ultravioleta tras tinción con rojo de Nilo: es una técnica algo más costosa y lenta pero que desprende muy buenos resultados de descarte.

✘ Observación bajo microscopio óptico: con el microscopio podemos apreciar de forma más detallada contorno, aspecto, textura y opacidad de las muestras: muy recomendable contar con uno en nuestro espacio de trabajo.



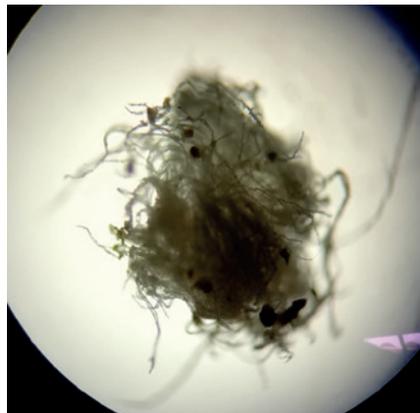
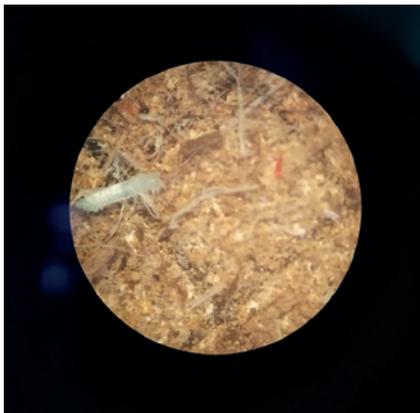
» Tras localizar el elemento pasamos a realizar su valoración.

Algunos elementos que podemos encontrar en los filtros y **nos pueden confundir** son:

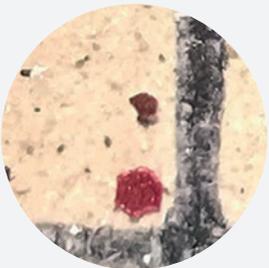
- ✘ Rocas/minerales: Algunos elementos pueden ser arrastrados por la corriente o haber sido resuspendidos por cualquier circunstancia en el momento del muestreo. Aunque normalmente serán muy duros y con una flotabilidad claramente negativa, pueden confundirse con elementos tipo FRAGMENTO, GOMA o FILM.
- ✘ Escamas de peces o reptiles: los reptiles y los peces óseos (también las aves en las patas y algunos mamíferos) presentan escamas que son placas más o menos rígidas que crecen de la piel de estos animales y les sirven, entre otras cosas, para aislamiento y protección. En nuestro caso podemos encontrarnos principalmente aquellas de peces (o reptiles), que pueden tener diferentes formas. Pueden confundirse con elementos tipo FILM, pero normalmente tendrán una serie de bandas paralelas que corresponden a las líneas de crecimiento del animal. Además no tendrán una reacción inmediata al calor.
- ✘ Algas filamentosas: presentes en muchos hábitats de los ríos, estas algas pueden confundirse con elementos tipo FIBRA o FILM. Además de su color verde característico, veremos que suelen ser de igual anchura en toda su extensión, tendrán divisiones marcadas correspondientes a las paredes celulares y reaccionarán de forma particular ante varios de los tests o métodos explicados (ver tabla siguiente). Asimismo existen algas con aspecto globular y de tamaño muy grande que podrían aparecer en los filtros: estas estarán altamente deshidratadas y deformadas, lo que nos ayudará a identificarlas respecto a un elemento tipo FILM.
- ✘ Resto de crustáceos o moluscos: estos invertebrados se caracterizan por tener partes más o menos duras compuestas de materiales como la quitina o queratina, con un aspecto muy parecido a veces a un elemento tipo FILM o FRAGMENTO. Un resto de exoesqueleto o una valva tendrá formas simétricas o conocidas en alguno de sus planos, pequeños pelos (quetas) o marcas que nos alerten de su origen. Asimismo los pequeños invertebrados como copépodos, ostrácodos, rotíferos o los estadios juveniles de crustáceos (nauplios) presentaran un aspecto con rasgos característicos para su identificación.
- ✘ Algodón: tanto al natural como teñido, este elemento puede ser muy común en los arroyos y ríos, tanto por su proximidad del cultivo como por llegada a través del alcantarillado, escorrentía, etc. Altamente confundible con elementos tipo FIBRA, el color y su reacción a diferentes métodos puede hacernos decidir su naturaleza plástica o no.
- ✘ Fragmento de planta superior: muy común en las muestras, suelen tener un aspecto y color muy característicos (por su naturaleza vegetal fibrosa), además de ser quebradizos o especialmente flexibles según su origen.
- ✘ Otros: seguro que te encuentras otros elementos como metales (lascas o fragmentos finos) muy brillantes, espumas o agregados (en una zona con salinidad elevada) o de otro tipo o naturaleza (samaras o restos de semillas, materiales viscosos) que pueden confundirte: en los diversos métodos de descarte, en la destreza y experiencia del equipo de identificación y de los análisis de composición dependerá la resolución de estos conflictos.

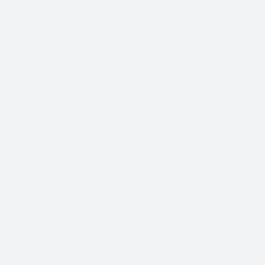
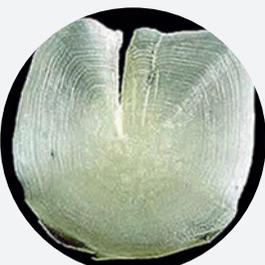
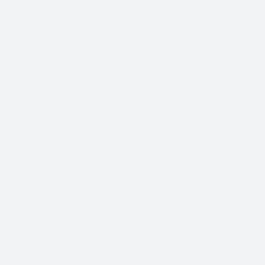
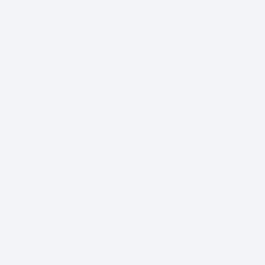
↓ **Tabla 2.** Resumen de Análisis indirectos en relación a la naturaleza del elemento.

	ROCAS/ MINERALES	ESCAMAS	ALGAS	CRUSTÁCEOS/ MOLUSCOS	ALGODÓN	PLANTA SUPERIOR	PLÁSTICO	OTROS
<input checked="" type="checkbox"/> Flotabilidad	-	0	0, +	0,+	+	+	+	Variable y dependiente de la naturaleza de cada elemento
<input checked="" type="checkbox"/> Rehidratación	0	0	+	0, +	+	0, +	-	
<input checked="" type="checkbox"/> Simetría	0,+	-	+	0,+	-	0,+	-	
<input checked="" type="checkbox"/> Flexibilidad	-	0,+	0,+	0,+	+	0,+	+	
<input checked="" type="checkbox"/> Elasticidad	-	-	0,-	0,+	-	0,+	+	
<input checked="" type="checkbox"/> Reacción a oxidante	-	-	0,+	0,+	0,-	0,+	-	
<input checked="" type="checkbox"/> Reacción a temperatura	-	-	-	-	-	-	+	
<input checked="" type="checkbox"/> Luz uv	-	-	-	-	-	-	+	
<input checked="" type="checkbox"/> Color y aspecto	Variable y dependiente de la naturaleza de cada elemento							
<input checked="" type="checkbox"/> Microscopio óptico	Variable y dependiente de la naturaleza de cada elemento							

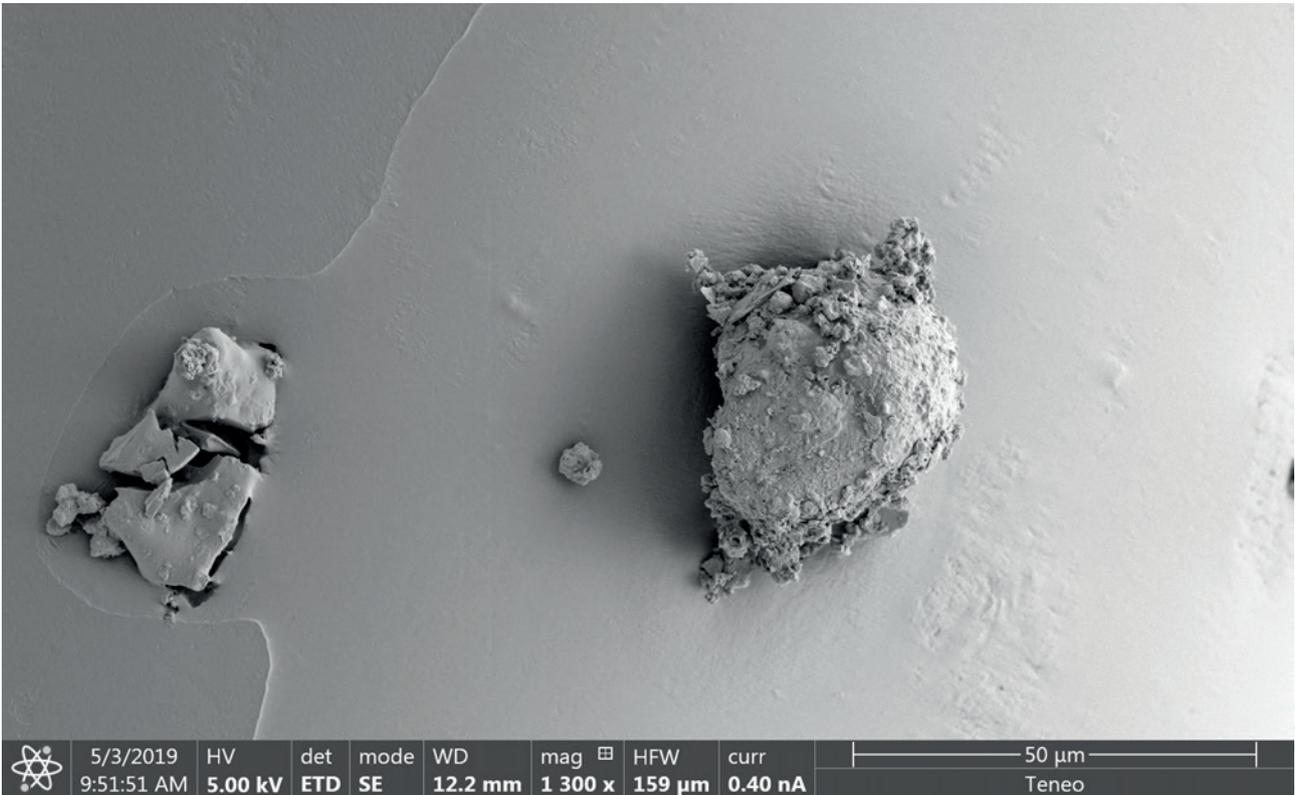
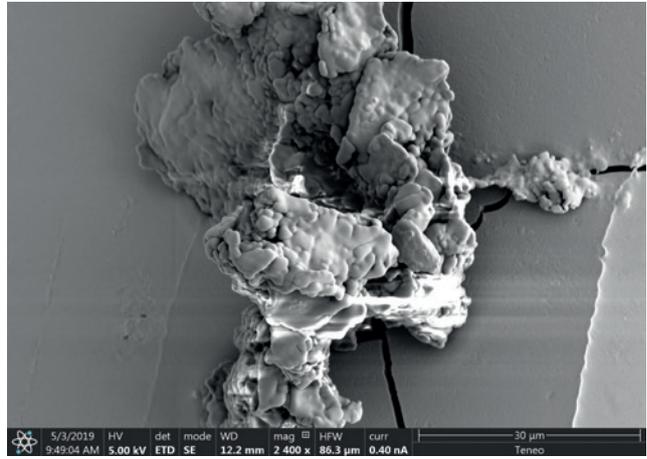
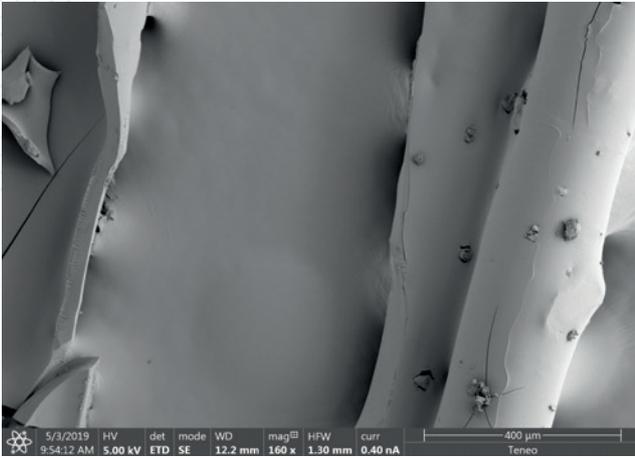


» Resultado positivo de elemento localizado bajo lupa (1) que se expone a fuente de calor y se observa bajo microscopio óptico (2 y 3). El elemento pasa a seleccionarse y localizarse para su análisis por infrarrojo (Fotos HyT).

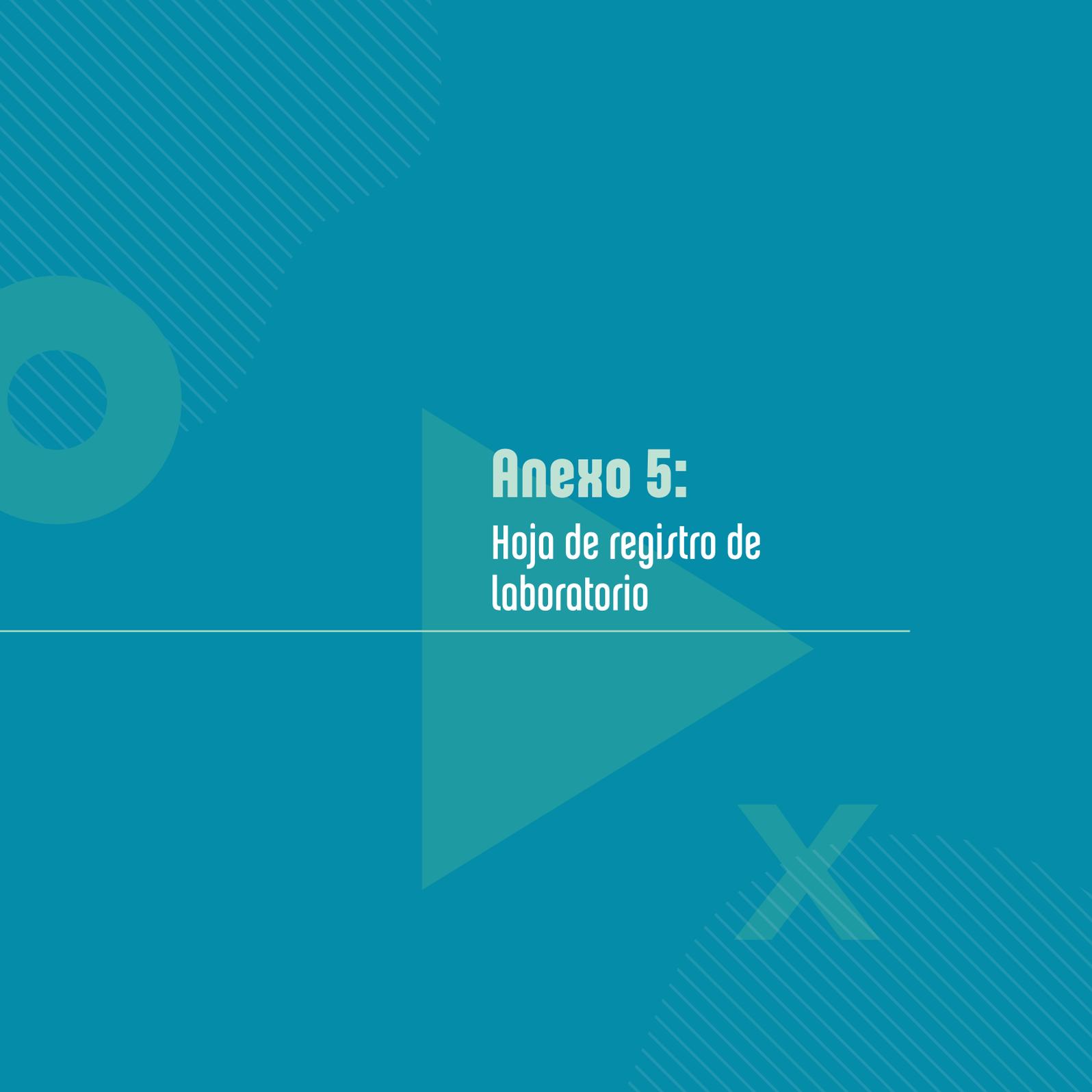
FIBRA	FRAGMENTO	FILM	ESFERA
			
			
			
			

ESPONJA	ALGAS	INVERTEBRADOS	AGREGADOS / ESCAMAS
			
			
			
			





» Imágenes de fibras vistas a través de un microscopio electrónico.



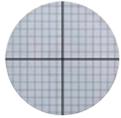
Anexo 5:

Hoja de registro de
laboratorio





INVENTARIO DE PRE-ANÁLISIS DE MICROPLÁSTICOS

Muestra	IBA	Campo	Filtrado	Pre-ID	Fibras (FB)	Fragmentos (FR)	Esferas (EF)	Films (FL)	Esponjas (EP)	Gomas (GO)	Comentarios y selección
											
											
											
											
											
											

PROTOCOLO PARA LA
PLANIFICACIÓN, MUESTREO,
ANÁLISIS E IDENTIFICACIÓN DE
MICROPLÁSTICOS EN RÍOS

