



UNIVERSITAT  
POLITÈCNICA  
DE VALÈNCIA

UNIVERSITAT POLITÈCNICA DE VALÈNCIA

Dpto. de Ingeniería Química y Nuclear

Estudio de la caracterización de microplásticos y su  
eliminación en estaciones de potabilización. Presencia de  
MPs en acuíferos y agua subterráneas

Trabajo Fin de Máster

Máster Universitario en Seguridad Industrial y Medio Ambiente

AUTOR/A: Grimaldos Lodaes, Carlos

Tutor/a: Cuartas Uribe, Beatriz Elena

Cotutor/a: Luján Facundo, María José

CURSO ACADÉMICO: 2023/2024



UNIVERSITAT  
POLITÈCNICA  
DE VALÈNCIA



ESCUELA TÉCNICA  
SUPERIOR INGENIERÍA  
INDUSTRIAL VALENCIA

## Trabajo Fin de Máster

Máster Universitario en Seguridad Industrial y  
Medioambiente

# **Estudio de la caracterización de microplásticos y su eliminación en estaciones de potabilización. Presencia de MPs en acuíferos y aguas subterráneas.**

Autor: Carlos Grimaldos Lodaes

Tutores: María José Luján Facundo  
Beatriz Elena Cuartas Uribe

## **Agradecimientos**

Este trabajo no habría sido posible sin la confianza que se depositó en mí desde la Cátedra FACSA-FOVASA para poder realizar prácticas y el Trabajo Fin de Máster. También me gustaría agradecer la financiación de este trabajo por su parte.

Agradecer también a mis tutoras, Beatriz Cuartas Uribe y María José Luján Facundo, por el constante apoyo y cercanía que han mostrado en todo momento, así como por la gran paciencia que han tenido para poder adaptarse a todas las dificultades personales que se me han presentado durante la realización de este trabajo.

## Resumen

El trabajo se centra en el análisis de muestras de agua procedentes de dos Estaciones de Tratamiento de Aguas Potables (ETAP). En los análisis realizados se realiza una cuantificación de los microplásticos contenidos en ellas, a la vez que se lleva a cabo una identificación de las partículas encontradas con el objetivo de intentar determinar su naturaleza y procedencia. Estos análisis empiezan mediante el filtrado de las muestras para aislar las partículas y posteriormente se hace uso de técnicas de tinción, fluorescencia y microscopía para poder alcanzar los objetivos.

Cómo técnica de cuantificación se hace uso de tinción por Rosa Bengala, un tinte incapaz de teñir los microplásticos, que resaltarán en contraste con el resto de las partículas, que quedarán teñidas de un color rosa intenso. Por otra parte, para la identificación de las partículas, se emplea tinción por iDye Pink, lo que posibilita la identificación de las partículas mediante la fluorescencia emitida, que es observada mediante un microscopio de epifluorescencia y posteriormente comparada con patrones preestablecidos. Adicionalmente, se hace uso de un microscopio Raman.

Finalmente, empleando los mismos métodos, se analizan muestras de agua bidestilada tras su previo paso por una planta piloto recreando los procesos de microfiltración con filtros de cartucho y el de ósmosis inversa con el objetivo de observar un posible aporte interno de microplásticos (experimentos de migración). También se analiza la presencia de microplásticos en muestras de acuíferos ubicados a gran profundidad.

**Palabras clave:** Microplásticos, Cuantificación, Identificación, ETAP, Rosa Bengala, Contaminación, iDye Pink, Filtración, Acuíferos, Ósmosis Inversa.

## **Abstract**

The study focuses on the analysis of water samples from two Drinking Water Treatment Plants (DWTP). The analyses involve quantifying the microplastics contained in them and identifying the particles found to determine their nature and origin. These analyses begin with filtering the samples to isolate the particles, followed by staining, fluorescence, and microscopy techniques to achieve the objectives.

Rose Bengal staining is used for quantification, a dye that cannot stain microplastics, which will stand out in contrast to the other particles stained with an intense pink colour. On the other hand, iDye Pink staining is used for particle identification, allowing its identification through emitted fluorescence, observed with an epifluorescence microscope and compared with pre-established patterns. Additionally, a Raman microscope is also used for identification.

Finally, using the same methods, samples of double-distilled water are analysed after passing through a pilot plant, which recreates microfiltration processes with cartridge filters and reverse osmosis to observe potential internal contributions of microplastics (migration experiments). The presence of microplastics is also analysed in samples from deep aquifers.

**Key words:** Microplastics, Quantification, Identification, DWTP, Rosa Bengal, Pollution, iDye Pink, Filtration, Aquifer, Reverse osmosis.

## Resum

El treball es centra en l'anàlisi de mostres d'aigua procedents de dues Estacions de Tractament d'Aigües Potables (ETAP). En els anàlisis realitzats es fa una quantificació dels microplàstics continguts en elles, alhora que es porta a terme una identificació de les partícules trobades amb l'objectiu d'intentar determinar la seua naturalesa i procedència. Estos anàlisis comencen mitjançant el filtrat de les mostres per aïllar les partícules i posteriorment es fa ús de tècniques de tinció, fluorescència i microscòpia per poder assolir els objectius.

Com a tècnica de quantificació s'utilitza la tinció per Rosa Bengala, un colorant incapaç de tenyir els microplàstics, que ressaltaran en contrast amb la resta de partícules, que quedaran tenyides d'un color rosa intens. D'altra banda, per a la identificació de les partícules, s'empra la tinció per iDye Pink, la qual cosa possibilita la identificació de les partícules mitjançant la fluorescència emesa, que és observada mitjançant un microscopi d'epifluorescència i posteriorment comparada amb patrons preestablerts. Addicionalment, s'utilitza un microscopi Raman.

Finalment, emprant els mateixos mètodes, s'analitzen mostres d'aigua bidestil·lada després del seu previ pas per una planta pilot recreant els processos de microfiltració amb filtres de cartutx i el d'osmosi inversa amb l'objectiu d'observar una possible aportació interna de microplàstics (experiments de migració). També s'analitza la presència de microplàstics en mostres d'aqüífers ubicats a gran profunditat.

**Paraules clau:** Microplàstics, Quantificació, Identificació, ETAP, Rosa Bengala, Contaminació, iDye Pink, Filtració, Aqüífers, Osmosi Inversa.

# MEMORIA

## ÍNDICE DE LA MEMORIA

1.	Justificación .....	1
2.	Objetivos .....	4
3.	Introducción .....	5
3.1.	Tipos de plásticos.....	6
3.2.	Microplásticos.....	6
3.3.	¿Dónde se encuentran los microplásticos? .....	7
3.3.1.	Microplásticos en medios acuáticos. ....	7
3.3.2.	Microplásticos en medios terrestres.....	10
3.4.	Problemática de los microplásticos. ....	10
3.4.1.	Impacto en ecosistemas terrestres .....	10
3.4.2.	Efectos sobre la salud en humanos .....	12
3.4.3.	Estrategias para combatir los microplásticos .....	14
3.4.4.	Legislación contra los microplásticos .....	14
4.	Detección de microplásticos .....	16
4.1.	Pretratamiento.....	16
4.1.1.	Digestión .....	16
4.1.2.	Concentración .....	17
4.2.	Cuantificación e identificación .....	18
4.2.1.	Técnicas de tinción para cuantificación.....	18
4.3.	Caracterización.....	19
4.3.1.	Técnicas de tinción para caracterización .....	19
4.3.2.	Análisis Termogravimétrico (TGA) .....	20
4.3.3.	Análisis de tamaño de Partículas.....	20
4.3.4.	Espectroscopía Raman .....	21
4.3.5.	Espectroscopía infrarroja por transformada de Fourier (FTIR) .....	21
4.3.6.	Espectroscopía de fluorescencia .....	22
5.	Metodología experimental.....	23
5.1.	Limpieza del material y contaminación cruzada .....	23
5.2.	Filtrado de muestras y blanco.....	23
5.3.	Técnicas de tinción .....	25
5.3.1.	Tinción con <i>Rosa Bengala</i> .....	25
5.3.2.	Tinción con <i>iDye Pink</i> .....	26
5.4.	Caracterización de las ETAPs analizadas y puntos de muestreo .....	26
5.5.	Recuento microplásticos .....	29

Estudio de la caracterización de microplásticos y su eliminación en estaciones de potabilización.  
Presencia de MPs en acuíferos y aguas subterráneas

---

5.6.	Caracterización microplásticos por fluorescencia.....	31
5.7.	Ensayos de migración con agua bidestilada.....	32
5.7.1.	Microfiltración con filtros de cartucho.....	32
5.7.2.	Ósmosis Inversa.....	33
5.8.	Análisis por espectroscopía Raman .....	34
6.	Resultados .....	36
6.1.	Cuantificación microplásticos .....	36
6.1.1.	Blancos .....	36
6.1.2.	Análisis muestras ETAP A.....	37
6.1.3.	Análisis muestras ETAP B.....	42
6.1.4.	Ensayos de migración.....	43
6.1.4.1.	Microfiltración .....	43
6.1.4.2.	Ósmosis inversa .....	45
6.1.5.	Muestreo Acuíferos .....	46
6.2.	Caracterización de microplásticos.....	47
6.2.1.	Caracterización física.....	47
6.2.2.	Caracterización por fluorescencia .....	49
6.2.2.1.	Caracterización ETAP A .....	50
6.2.2.2.	Caracterización ETAP B.....	54
6.2.2.3.	Caracterización migración en microfiltración .....	56
6.2.2.4.	Caracterización migración en OI .....	57
6.2.3.	Identificación por Raman .....	57
6.3.	Comparación y discusión de resultados.....	59
6.3.1.	Comparación entre experimentos .....	59
6.3.2.	Comparación con otros estudios.....	61
7.	Conclusiones .....	63
8.	Bibliografía.....	65
1.	Cuadro de Mano de Obra.....	1
2.	Cuadro de Maquinaria.....	2
3.	Cuadro de Materiales .....	3
4.	Anejo de justificación de precios.....	4
5.	Cuadro de Precios.....	16
6.	Resumen del presupuesto.....	0

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Diagrama de bloques de las ETAPs estudiadas en el trabajo. ....	2
<b>Figura 2.</b> Esquema del mecanismo y las consecuencias de la contaminación por microplásticos en ecosistemas terrestres (Rai et al., 2023). ....	12
<b>Figura 3.</b> Estructura molecular del Rosa Bengala. ....	19
<b>Figura 4.</b> Estructura molecular del Rojo 277 disperso. ....	20
<b>Figura 5.</b> Filtros Whatman nuclepore y pinzas de precisión utilizadas. ....	24
<b>Figura 6.</b> Montaje empleado para la filtración de las muestras. ....	24
<b>Figura 7.</b> Disolución preparada de Rosa Bengala (1 g/L). ....	25
<b>Figura 8.</b> Disolución preparada de iDye Pink (1 g/L). ....	26
<b>Figura 9.</b> Diagrama de flujo de las ETAPs correspondientes con cada uno de los puntos de muestreo estudiados (Adaptado de las ETAPs). ....	28
<b>Figura 10.</b> Estereomicroscopio Leica MZ APO utilizada para el conteo de microplásticos. ....	30
<b>Figura 11.</b> Malla empleada para la división del filtro en 8 sectores. ....	30
<b>Figura 12.</b> Montaje final para la caracterización mediante iDye Pink. ....	31
<b>Figura 13.</b> Microscopio de epifluorescencia Olympus BX50 empleado. ....	32
<b>Figura 14.</b> Montaje del filtro de cartucho empleado para el experimento de migración. ....	33
<b>Figura 15.</b> Planta piloto de Ósmosis inversa empleada para el experimento de migración. ....	33
<b>Figura 16.</b> Equipo Raman WITec Alpha 300 utilizado en el análisis de las micropartículas. ....	34
<b>Figura 17.</b> Partículas teñidas por el tinte Rosa Bengala sobre fondo blanco procedentes de la muestra “Agua Bruta” correspondiente a la ETAP A a x60 aumentos. ....	37
<b>Figura 18.</b> Fibras blancas sin teñir sobre fondo negro procedentes de la muestra “Agua Bruta” correspondiente a la ETAP A a x25 aumentos. ....	37
<b>Figura 19.</b> Fibra negra sobre fondo blanco procedente de la muestra “Agua Bruta” correspondiente a la ETAP A a x25 aumentos. ....	38
<b>Figura 20.</b> Cuantificación de microplásticos del primer muestreo correspondiente a la ETAP A. ....	40
<b>Figura 21.</b> Cuantificación de microplásticos en las distintas muestras del segundo muestreo correspondiente a la ETAP A. ....	41
<b>Figura 22.</b> Cuantificación de microplásticos en las distintos puntos del muestreo correspondiente a la ETAP B. ....	43
<b>Figura 23.</b> Clasificación por forma en las muestras de la ETAP A. ....	47
<b>Figura 24.</b> Clasificación por naturaleza de las fibras en el primer muestreo de la ETAP A. ....	48
<b>Figura 25.</b> Clasificación por naturaleza de los fragmentos en el primer muestreo de la ETAP A. ....	48

<b>Figura 26.</b> Fluorescencia de una partícula fibrosa encontrada en la muestra “Salida Filtro Arena” en el primer muestreo de la ETAP A. (a) azul, (b) rojo, (c) verde .....	49
<b>Figura 27.</b> Clasificación de microplásticos en el agua osmotizada.....	50
<b>Figura 28.</b> Distribución de MPs por fluorescencia. <b>Agua Bruta (izda) y Salida Filtro Arena (dcha). ETAP A primer muestreo.</b> .....	51
<b>Figura 29.</b> Distribución de MPs por fluorescencia. <b>Salida Microfiltración (izda) y Salida Ósmosis Inversa (dcha). ETAP A primer muestreo.</b> .....	51
<b>Figura 30.</b> Distribución de MPs por fluorescencia. <b>Salida Depósito. ETAP A primer muestreo.</b> .....	52
<b>Figura 31.</b> Distribución de MPs por fluorescencia. <b>Agua Bruta (izda) y Salida Filtro Arena (dcha). ETAP A segundo muestreo.</b> .....	53
<b>Figura 32.</b> Distribución de MPs por fluorescencia. <b>Salida Microfiltración (izda) y Salida Ósmosis Inversa (dcha). ETAP A segundo muestreo.</b> .....	53
<b>Figura 33.</b> Distribución de MPs por fluorescencia. <b>Salida Depósito. ETAP A segundo muestreo.</b> .....	54
<b>Figura 34.</b> Distribución de MPs por fluorescencia. <b>Agua Bruta (izda) y Salida Microfiltración (dcha) pertenecientes a la ETAP B.</b> .....	55
<b>Figura 35.</b> Distribución de MPs por fluorescencia. <b>Salida Ósmosis Inversa (izda) y Salida Depósito (dcha) pertenecientes a la ETAP B.</b> .....	55
<b>Figura 36.</b> Distribución de MPs por fluorescencia en el ensayo de migración en el proceso de microfiltración. ....	56
<b>Figura 37.</b> Distribución de MPs por fluorescencia en el ensayo de migración en el proceso de ósmosis inversa. ....	57
<b>Figura 38.</b> Espectro Raman de una fibra perteneciente a la muestra “Salida Ósmosis Inversa” del primer muestreo de la ETAP A.....	58
<b>Figura 39.</b> Comparación espectro Raman obtenido (Rojo) con espectro de fibra de algodón de la base de datos “spectrabase” (azul). ....	59
<b>Figura 40.</b> Resultados obtenidos en este trabajo (MP1) y por un segundo investigador (MP2) para el primer muestreo de la ETAP A.....	60
<b>Figura 41.</b> Resultados obtenidos en este trabajo (MP1) y por un segundo investigador (MP2) para el primer muestreo de la ETAP B.....	60
<b>Figura 42.</b> Comparativa de microplásticos encontrados entre las dos ETAPs estudiadas.....	61

## ÍNDICE DE TABLAS

<b>Tabla 1.</b> Caracterización del agua bruta en la ETAP A. ....	36
<b>Tabla 2.</b> Resultados calidad blancos. ....	36
<b>Tabla 3.</b> Micropartículas en la muestra “Agua Bruta” sin digerir correspondiente a la ETAP A. .	38
<b>Tabla 4.</b> Micropartículas en la muestra “Agua Bruta” con digestión correspondiente a la ETAP A. .....	39
<b>Tabla 5.</b> Microplásticos detectados en cada punto de muestreo correspondiente a la ETAP A.	39
<b>Tabla 6.</b> Microplásticos detectados en cada punto de muestreo correspondiente al segundo muestreo de la ETAP A. ....	41
<b>Tabla 7.</b> Microplásticos detectados en cada punto de muestreo correspondiente a la ETAP B.	42
<b>Tabla 8.</b> Cuantificación de partículas en Blanco de Agua Bidestilada comercial.....	44
<b>Tabla 9.</b> Cuantificación de partículas en el experimento de migración tras microfiltración por cartucho. ....	44
<b>Tabla 10.</b> Segunda cuantificación de partículas en el experimento de migración tras microfiltración por cartucho. ....	45
<b>Tabla 11.</b> Cuantificación de partículas en el ensayo de migración en ósmosis inversa en planta piloto. ....	45
<b>Tabla 12.</b> Microplásticos obtenidos en los ensayos de migración realizados. ....	46
<b>Tabla 13.</b> Concentración de microplásticos en las muestras procedentes de acuíferos. ....	46

# 1. Justificación

El uso y creación de plásticos ha sufrido un aumento constante de manera global desde su descubrimiento a principios del siglo pasado. Este constante aumento le ha valido el título del material más ampliamente utilizado por la humanidad. Tras su introducción comercial en la primera mitad del siglo anterior, el consumo de todos los materiales derivados del plástico ha crecido de manera exponencial debido tanto a su practicidad y buenas características, como a su reducido coste de fabricación. A pesar de la revolución que ha supuesto para la humanidad, sus características han hecho que se convierta en un contaminante duradero, lo que ha dado lugar a un problema medioambiental derivado de los residuos generados tras su empleo (Homin et al. 2023).

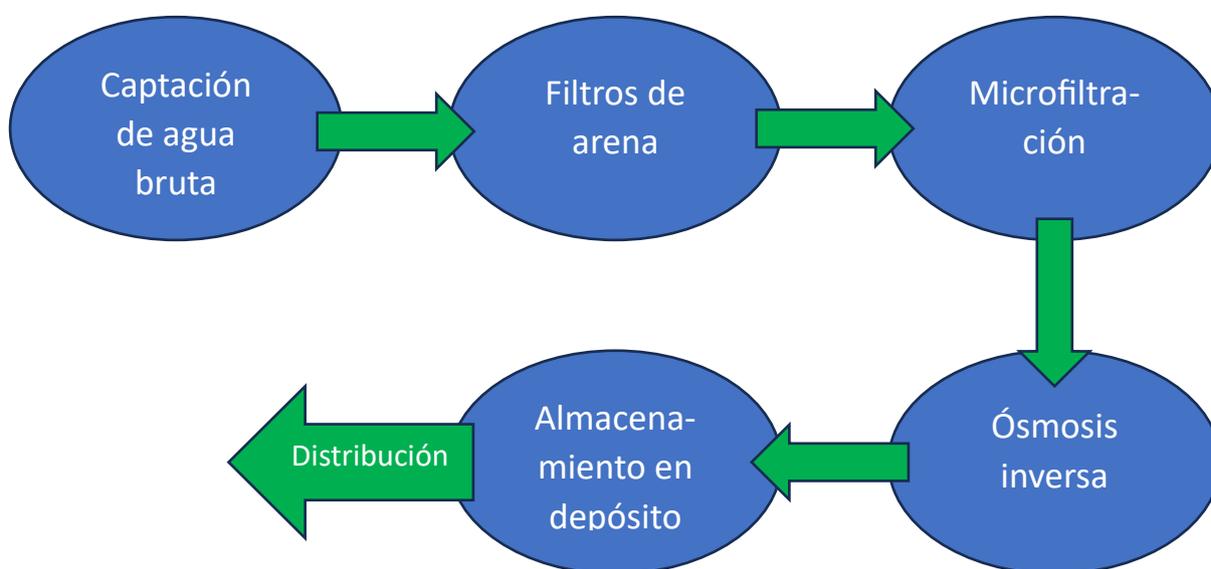
Una de las características que hace a los plásticos un material tan útil y versátil es su facilidad para trabajar con ellos y moldearlos a placer durante su fabricación y la resistencia que adquieren una vez finalizado ese proceso. Esta gran resistencia, a la vez que es uno de sus puntos fuertes se convierte en su mayor inconveniente ya que pueden llegar a requerir décadas o incluso siglos para descomponerse completamente de manera natural. Añadido a esta durabilidad, un estudio llevado a cabo en el año 2004 por *Thompson et al.* documentó por primera vez la presencia de microplásticos en aguas del Reino Unido, concretamente en agua marina a la orilla de una playa de Plymouth, además, comprobaron que estas partículas provenían principalmente de la degradación de residuos plásticos. Posteriormente se descubrió la existencia de estos microplásticos en zonas de todo el mundo incluso en zonas sin casi presencia humana como puede ser la Antártida.

Dado que los microplásticos actúan como adsorbentes de ciertos virus y bacterias y además son capaces de absorber diversos contaminantes, la existencia de estos compuestos en entornos acuáticos puede generar una gran diversidad de problemas. La alta presencia de ellos en los océanos conlleva su ingesta por parte de la fauna acuática y, en última instancia, por los seres humanos. La detección precisa de estos compuestos en todo tipo de aguas, especialmente en las destinadas al consumo humano, resulta crucial para poder disminuir su presencia en nuestro organismo.

La mayor parte del agua consumida en España para uso humano es sometida a tratamientos de potabilización los cuales son realizados en instalaciones llamadas ETAPs (Estación de Tratamiento de Agua Potable) por lo que es necesario observar cómo pueden verse

afectados estos procesos de potabilización por la contaminación por microplásticos y por consiguiente al agua que consumimos diariamente.

En este trabajo se han analizado dos ETAPs (debido a medidas de confidencialidad, la identidad y localización de dichas ETAPs se mantendrá anónima) las cuales tienen como punto de captación un pozo subterráneo, debido a esta característica, el agua tratada presenta una carga orgánica relativamente baja. En el proceso, el agua pasa por una serie de etapas de filtración antes de su distribución final. Después de su captación, el agua atraviesa filtros de arena, filtros de cartucho de microfiltración y membranas de ósmosis inversa, antes de ser almacenada en depósitos y distribuida a la población. Los procesos de ambas ETAPs se esquematizan en el diagrama de bloques de la *Figura 1*, siendo el mismo tipo de tratamiento en ambos casos.



**Figura 1.** Diagrama de bloques de las ETAPs estudiadas en el trabajo.

Dada la urgente problemática derivada de la contaminación por acumulación de microplásticos en diversos medios acuáticos, es de vital importancia contar con métodos eficaces para la detección de estos tanto por técnicas de cuantificación como por técnicas de identificación, con el fin de investigar su origen y presencia durante el proceso de potabilización del agua. Además del impacto ambiental, la presencia de microplásticos en cualquier medio representa una amenaza considerable para el ecosistema, dado que actúan como portadores de enfermedades debido a su alta capacidad de adsorción de patógenos y virus, y pueden ocasionar diversos problemas orgánicos en especies como aves y peces. Por tanto, en este estudio se llevará a cabo una revisión exhaustiva de los diferentes métodos disponibles para la

Estudio de la caracterización de microplásticos y su eliminación en estaciones de potabilización.  
Presencia de MPs en acuíferos y aguas subterráneas

---

cuantificación e identificación de microplásticos en entornos acuáticos, con el objetivo de seleccionar el más adecuado para analizar las muestras recolectadas en las ETAPs objeto de estudio.

Este estudio se puede enmarcar dentro de los Objetivos de Desarrollo Sostenibles (ODS) expuestos en la Agenda 2030. Los ODS con los que más se relaciona este trabajo son:

- ODS 3: Salud y Bienestar
- ODS 6: Agua limpia y saneamiento
- ODS 14: Vida submarina
- ODS 15: Vida de ecosistemas terrestres

## 2. Objetivos

El objetivo de este Trabajo Final de Máster (TFM) es cuantificar e identificar los microplásticos (MPs) en diversas muestras de agua provenientes de dos ETAPs diferentes (ETAP A y ETAP B por motivos de confidencialidad). Para llevar a cabo este objetivo principal, se plantean los siguientes objetivos específicos:

Dilucidar si hay aportación de microplásticos al agua de entrada por parte de las distintas etapas de las ETAPs estudiadas.

Cuantificar mediante técnicas de tinción y fluorescencia las partículas presentes en las muestras recogidas en cada una de las etapas de tratamiento de cada ETAP. En concreto, para estas técnicas de tinción se hará uso de los colorantes *Rosa Bengala* para cuantificar las partículas y el *iDye Pink* para poder identificar la naturaleza de estas.

Comparar los resultados obtenidos en este trabajo con una investigación paralela que se realiza con las mismas muestras y, además, comparar con resultados y conclusiones obtenidas por diversos autores para así comprobar la validez de las técnicas utilizadas y los resultados obtenidos en el presente trabajo.

Estudiar el aporte de microplásticos a la propia corriente de agua en las diferentes etapas del proceso de potabilización. Para ello, se procederá a realizar ensayos utilizando filtros de cartucho similares a los utilizados en la planta real (proceso de microfiltración) y una planta piloto de ósmosis inversa (etapa de ósmosis inversa). Además, se cuantificará e identificará las partículas antes y después de cada etapa.

Realizar un seguimiento de la calidad y presencia de microplásticos en la toma de captación del agua empleada en las ETAPs, así como de otros puntos de captación situados a grandes profundidades de entre 250 y 300 metros.

### 3. Introducción

La creciente preocupación por la contaminación ambiental ha puesto en el foco de la investigación científica a los microplásticos, pequeñas partículas derivadas de la degradación de productos plásticos que tienen un tamaño inferior a 5 milímetros. Estas micropartículas, ubicuas en diversos ecosistemas acuáticos, representan una amenaza significativa tanto para la vida silvestre como para la salud humana. Los microplásticos pueden ingresar al organismo humano a través del consumo de agua y alimentos contaminados, y su eliminación en las estaciones de potabilización es un desafío crucial en la gestión del agua potable.

A pesar de los esfuerzos realizados en las ETAPs para eliminar los MPs, estos contaminantes persisten en concentraciones no despreciables en los efluentes tratados, los cuales son vertidos en cuerpos de agua como ríos, mares y océanos (Thiele et al., 2021). Esta situación se agrava con la mala gestión de residuos plásticos, que contribuye a la acumulación de grandes cantidades de desechos en los océanos. Los plásticos grandes se fragmentan con el tiempo en partículas más pequeñas debido a la acción del viento, las olas y el sol, resultando en una contaminación casi irreversible del medio marino (Geyer et al., 2017).

Además de la contaminación directa por residuos plásticos, la atmósfera puede actuar como un vector de transporte de microplásticos hacia los cuerpos de agua (Mehinto et al., 2021). La detección de microplásticos en fuentes subterráneas de agua potable plantea una preocupación adicional, ya que estas fuentes son esenciales para el suministro de agua en muchas regiones.

A medida que continuamos avanzando en el siglo XXI, es crucial tomar medidas concretas para reducir la producción y el uso de plásticos, así como para abordar la presencia de microplásticos en los ecosistemas. La investigación en este campo no solo busca mitigar los efectos negativos de los microplásticos en la salud y el medio ambiente, sino también establecer bases sólidas para políticas y prácticas sostenibles de gestión del agua. Solo a través de una combinación de esfuerzos individuales y colectivos se podrá abordar eficazmente este desafío y trabajar hacia un futuro más sostenible y libre de microplásticos (Borrelle et al., 2020).

### 3.1. Tipos de plásticos

Se suele creer que todos los plásticos tienen una composición similar y que por lo tanto se comportan de manera análoga. Sin embargo, esto no es cierto, la composición y diversidad de comportamiento entre unos plásticos y otros es muy diferente. Estas características hacen que sea necesaria la creación de una clasificación a la hora de trabajar con ellos. Los plásticos pueden variar en tamaño, textura, forma y composición química.

De acuerdo con la Administración Nacional Oceánica y Atmosférica (NOAA), a la hora de clasificarlos según su tamaño, se pueden encontrar los siguientes grupos:

- Macroplásticos: Todo aquel plástico mayor a 25 milímetros
- Mesoplásticos: Plásticos con tamaño entre 5 y 25 milímetros.
- Microplásticos: Plásticos con tamaño inferior a 5 milímetros.
- Nanoplásticos: Son todos aquellos plásticos cuyo tamaño es menor a una micra. Normalmente producidos por la degradación de objetos de plástico. Muestran un comportamiento coloidal (Gigault et al., 2018).

En cuanto a su clasificación según forma se puede distinguir diversas formas, entre las cuales se encuentran las perlas, fibras, esferas, películas, espumas y fragmentos. Se ha demostrado que las formas de los microplásticos en el medio ambiente pueden ser irregulares y variar significativamente en diferentes ecosistemas, siendo la forma más común en los medios acuáticos la de fibra (Gan et al., 2022).

La composición química de los plásticos es un parámetro muy importante a la hora de clasificarlos ya que de eso dependerá la degradación del plástico y su comportamiento y distribución en los diferentes medios. Los plásticos más comunes son los compuestos por polietileno, poliestireno, polipropileno...

### 3.2. Microplásticos

En cuanto a los microplásticos, se puede hacer otra clasificación interna dependiendo de cuál sea su origen (Lassen et al., 2015). Por un lado, están los microplásticos **primarios**, que son plásticos liberados directamente en el medio ambiente en forma de partículas pequeñas. Pueden ser una adición voluntaria a productos como agentes exfoliantes en productos de higiene personal y cosméticos (por ejemplo, dentífricos o geles de ducha). También pueden originarse a partir de la abrasión de objetos plásticos grandes durante su fabricación, uso o mantenimiento, como la erosión de neumáticos al conducir o la abrasión de textiles sintéticos durante el lavado. Por otro lado, los microplásticos **secundarios** son aquellos microplásticos que se originan a partir

de la degradación de objetos plásticos más grandes en fragmentos plásticos más pequeños una vez expuestos. Esto ocurre principalmente a través de procesos de foto- degradación, aunque también intervienen otros procesos de desgaste. La principal fuente de este tipo de microplásticos es debido a residuos mal gestionados, como bolsas de plástico desechadas, botellas de refresco tiradas al medio natural directamente, o también debido a pérdidas accidentales como redes de pesca. Otro de los grandes focos de generación de microplásticos que no debe pasar desapercibido es debido a la industria textil. El lavado de prendas textiles fabricadas con fibras sintéticas (lo que conforma la mayoría hoy en día) genera una gran parte de los microplásticos presentes en los medios acuáticos, llegando a generar hasta 2000 fibras tras el lavado de una sola prenda de ropa (Hale et al., 2020). Zambrano et al. (2019) observaron la existencia de una mayor degradación, en un entorno acuático, en fibras de origen vegetal como el rayón o el algodón que en fibras sintéticas como el poliéster. La degradación tras 240 días de exposición al medio fue de aproximadamente el 76% para el algodón, el 62% para el rayón y solo del 4% para el poliéster.

### 3.3. ¿Dónde se encuentran los microplásticos?

#### 3.3.1. Microplásticos en medios acuáticos.

Los medios acuáticos son los ecosistemas más castigados por contaminación de microplásticos, dentro de estos medios se encuentran:

- **Microplásticos en mares y océanos:**

La presencia de microplásticos ha sido comprobada en la mayoría de los mares y océanos del planeta, observándose las mayores concentraciones en el mar amarillo cerca de las costas de China y en el mar Mediterráneo oriental (Kyle et al., 2023). Es importante destacar que la concentración de microplásticos suele ser mayor cerca de la costa que en mar abierto, y también es más pronunciada en mares con características geográficas como bahías semicerradas. Una de las posibles razones de esta mayor concentración en las zonas costeras radica en la exposición más intensa a la radiación ultravioleta, la cual provoca una mayor degradación de los plásticos primarios, fragmentándolos en microplásticos, así como una mayor cercanía a los núcleos de población y actividad humana. Aun así, estos residuos plásticos están en constante movimiento y pueden llegar a concentrarse en gran proporción también en lugares más alejados de la actividad humana, por ejemplo, en 2017 un informe de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (IUCN) indicó que en torno al 30% del volumen de la ya conocida como Gran Mancha de Basura del Pacífico o Isla de basura, está compuesta por microplásticos (Boucher & Friot, 2017).

Aproximadamente el 80% del plástico en el mar proviene de fuentes terrestres (Bullan et al., 2021). Los plásticos terrestres se originan debido a una gestión y disposición inadecuadas de los residuos, vertederos y efluentes de plantas de tratamiento de aguas residuales, así como de la explotación de áreas agrícolas. Por lo general dentro de los plásticos de origen terrestres, se incluyen bolsas plásticas, botellas y tapas, envases de alimentos y bebidas, colillas de cigarrillos y muchos otros objetos de uso cotidiano. Estos plásticos son dejados en la playa o no son desechados de manera adecuada y posteriormente son transportados por ríos, precipitaciones, vientos, mareas e inundaciones. Por ejemplo, se estima que entre 1,15 y 2,41 millones de toneladas de residuos plásticos llegan a los océanos desde los ríos cada año, la mayoría proveniente de Asia (le Breton et al., 2017).

La concentración de microplásticos en mares y océanos no ha hecho más que aumentar a lo largo de los años, siguiendo un aumento alarmantemente rápido.

- **Microplásticos en masas de agua dulce:**

A nivel global, aún queda mucho trabajo por delante, por ejemplo, no existen datos contrastados sobre microplásticos en el lago de agua dulce más grande del mundo, el lago Baikal en Rusia, sin embargo, en el caso de Los Grandes Lagos de América, que en su conjunto contienen el 21% del agua dulce superficial del mundo y son una importante fuente de agua potable para EE. UU. y Canadá, sí que existen numerosos estudios. Baldwin et al. (2016) observaron niveles de concentración de microplásticos diez veces mayor a la media en puntos cercanos a grandes ciudades como Chicago, Toronto o Detroit. También señalaron que los microplásticos de menos de 1 mm representaban el 81% del total de partículas. Posteriormente, en 2023, Hateley et al. descubrieron que casi el 90% de las muestras de agua recolectadas en la cuenca de los Grandes Lagos contienen niveles de microplásticos que superan al menos uno de los umbrales de riesgo para la vida silvestre acuática establecidos por Mehinto et al. (2021).

Por lo general, los lagos tienen una gran relación de superficie-costa, es decir, los grandes lagos tienen una gran superficie en comparación a su costa. Debido a esta gran superficie, los microplásticos que ingresan al lago tienden a dispersarse más ampliamente a lo largo del agua. Esto significa que, aunque los microplásticos estén presentes, su concentración en cualquier punto específico del lago puede ser baja porque están distribuidos en un área grande lo que resulta en una dilución. Este efecto se puede apreciar relacionando la concentración de microplásticos obtenida con la superficie de cada lago, siendo esta menor cuanto más superficie presenta el lago. Para el lago Erie (26000 km<sup>2</sup>) se obtuvo una concentración de 0,66 partículas por metro cúbico, para el Hurón (60000 km<sup>2</sup>) se obtuvo una concentración de 0,034 y para el

Superior (82000 km<sup>2</sup>) de 0,02 (Eriksen et al., 2013). Como evidencia adicional de este efecto que ocurre en los lagos, Baldwin et al. (2016) determinaron que las concentraciones de microplásticos en las aguas superficiales de los afluentes superaban las de los Grandes Lagos. De estos estudios se puede sacar la conclusión de que la concentración de microplásticos depende de la actividad humana siendo esta mayor en masas de agua cercanas a grandes núcleos urbanos, pero también depende en gran medida de las condiciones del medio y de distintos efectos como el de dilución explicado anteriormente.

Las disparidades entre las concentraciones de microplásticos en diferentes sitios de muestreo pueden deberse a fuentes puntuales o a los métodos de muestreo empleados.

En el ámbito nacional existen estudios llevados a cabo por Aigües de Barcelona (2020) que alertan sobre la presencia de microplásticos en el río Llobregat. En este artículo, tras el filtrado de grandes muestras de agua en diversos puntos de la cuenca del Llobregat y utilizando técnicas avanzadas de reconocimiento de microplásticos, encontraron que estos estaban presentes en todas y cada una de las muestras analizadas.

- **Microplásticos en aguas residuales:**

La mayoría de los estudios exponen que los microplásticos fibrosos componen la mayor parte de la contaminación por microplásticos en aguas residuales, representando más de nueve décimas partes de todos los microplásticos hallados en aguas residuales. Estos microplásticos fibrosos son más pequeños que los fragmentos, lo que explica por qué se acumulan más en los lodos de las plantas de tratamiento de aguas residuales de las cuales se toman las muestras (Edo et al., 2020).

Los lodos de las plantas de tratamiento de aguas residuales (EDAR) son comúnmente utilizados en la agricultura, lo que resulta en la acumulación de microplásticos en el suelo donde se aplican. Un estudio llevado a cabo en China y realizado por Wang et al. (2020) encontró que los lodos pueden contener entre 1,60 y  $56,4 \cdot 10^3$  partículas de microplásticos por kilogramo. Esto significa que, al aplicar los lodos en áreas agrícolas, se puede estimar una acumulación de hasta  $1 \cdot 10^{14}$  partículas en el suelo. Debido a que los microplásticos más densos tienden a ser retenidos, alrededor del 90% de los microplásticos que ingresan a la planta de tratamiento terminan en los lodos. Se ha observado que los suelos tratados con estos lodos contienen una cantidad significativamente mayor de microplásticos que los suelos no tratados, lo que resalta la importancia de los lodos agrícolas como una fuente importante de microplásticos.

Además, la reutilización de estos lodos puede establecer una conexión entre cuerpos de agua y suelos. Las aguas residuales son ricas en nutrientes, lo que crea un ambiente favorable para la proliferación de microorganismos. Los microplásticos en los lodos pueden servir como hábitats para bacterias y transportarlas río abajo, potencialmente permitiendo la colonización de bacterias patógenas.

Por otra parte, aunque los países en vías de desarrollo son responsables del 60 % de la producción y consumo de plástico a nivel mundial, existe una falta de conocimiento sobre la presencia de microplásticos en sus aguas residuales. La falta de conocimiento y maneras de actuación sobre estos representa una gran amenaza para los ecosistemas en los que se vierten dichas aguas (Ta & Promchan, 2024).

### 3.3.2. Microplásticos en medios terrestres.

La mayor parte de las recientes investigaciones se ha centrado en la detección, presencia, caracterización y toxicología de microplásticos en ecosistemas marinos y de agua dulce; sin embargo, los microplásticos también están presentes en medios terrestres y es necesario seguir estudiando su origen y efectos sobre la biosfera. En estudios recientes se ha podido comprobar que el suelo es también un gran sumidero de microplásticos, llegando a encontrarse cifras de entre 60 y 80 partículas en distintas muestras de suelo, tanto profundas como superficiales. Esta cantidad de microplásticos mediante procesos de migración se introduce en ecosistemas terrestres, llegando a encontrar microplásticos en heces de animales domésticos y de granja tanto como en animales de menor tamaño como los caracoles (Guo, J. et al., 2020). La presencia de microplásticos en el suelo no es solo superficial, pueden distribuirse también de manera vertical mediante fisuras en el suelo o actividades agronómica, como arado o labranza. Además, pueden ser arrastrados por animales excavadores, como lombrices o topos, o por el crecimiento y expansión de las raíces de las plantas (He. et al., 2018).

## 3.4. Problemática de los microplásticos.

### 3.4.1. Impacto en ecosistemas terrestres

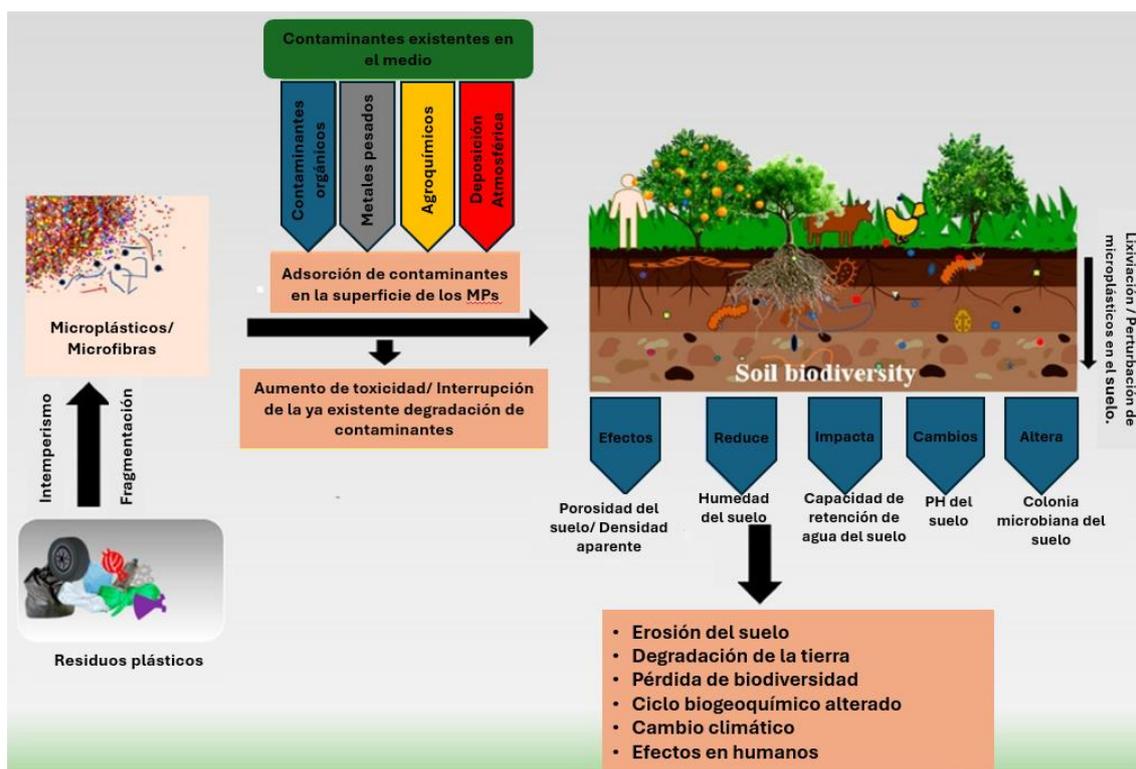
Los microplásticos pueden ser ingeridos por una amplia gama de organismos marinos, desde pequeños peces hasta aves y mamíferos marinos, con consecuencias graves para su salud y supervivencia. Al confundirse con alimentos naturales, los microplásticos pueden obstruir el tracto digestivo de los animales, causar deficiencias nutricionales y provocar problemas de reproducción. Además, los productos químicos tóxicos que se adhieren a los microplásticos pueden ser liberados en el cuerpo de los organismos, lo que aumenta aún más el riesgo para la vida marina.

Además de los impactos directos en la fauna marina, los microplásticos también afectan los ecosistemas marinos en su conjunto. Pueden alterar la composición y estructura de los hábitats marinos, como arrecifes de coral y lechos de algas, al atraparse en ellos o cubrirlos. Esto puede afectar la capacidad de los organismos para alimentarse, reproducirse y refugiarse, lo que altera el equilibrio ecológico de los ecosistemas (Ashrafy et al., 2023).

Otro aspecto preocupante es la capacidad de los microplásticos para transportar contaminantes químicos a través del océano. Estos productos químicos pueden incluir compuestos orgánicos persistentes (COPs) y metales pesados, que pueden acumularse en los tejidos de los organismos marinos y bioacumularse a lo largo de la cadena alimentaria, con efectos potencialmente devastadores para la salud humana y el medio ambiente (Agbekpornu et al., 2023).

Los microplásticos impactan negativamente el entorno biofísico del suelo a través de cambios en el pH del suelo, la densidad aparente, la capacidad de retención de agua o la porosidad. Además, este cambio en la porosidad del suelo debido a los microplásticos puede afectar la disipación de contaminantes volátiles del suelo y la propiedad de aglomeración de los microplásticos también puede afectar a la distribución vertical de contaminantes del suelo. En consecuencia, la fertilidad y la "salud" del suelo se ven afectadas gradualmente, perturbando las actividades ecológicas asociadas con ellas. Eventualmente, todos estos cambios afectan la sostenibilidad del suelo y el medio ambiente (Qi et al., 2020). Los microplásticos también pueden tener efectos negativos en la comunidad microbiana del suelo; la presencia de microplásticos en el suelo afecta la diversidad bacteriana y fúngica, además de reducir las actividades enzimáticas del suelo involucradas en el ciclo de nutrientes (Sajjad et al., 2022). Estos cambios enzimáticos tienen como efecto la posible perturbación de la absorción de sustancias por las raíces de las plantas afectando su crecimiento y desarrollo y pudiendo llegar a producir desequilibrios en el ecosistema (*Figura 2*).

La gran área superficial de los microplásticos les confiere una gran capacidad de adsorción de componentes. Los pesticidas se adsorben significativamente en la superficie de los microplásticos y finalmente alcanzan la cadena alimentaria trófica del ecosistema ocasionando problemas en los organismos en los que se introducen (Rai et al., 2023).



**Figura 2.** Esquema del mecanismo y las consecuencias de la contaminación por microplásticos en ecosistemas terrestres (Rai et al., 2023).

### 3.4.2. Efectos sobre la salud en humanos

A pesar de que aún no está ampliamente estudiado, se sabe que los microplásticos pueden tener muchos efectos adversos en la salud humana si estos consiguen entrar en el organismo.

Uno de los efectos que los microplásticos tienen sobre el cuerpo humano es la generación de un estrés oxidativo. El cuerpo humano mantiene un entorno reductor en las células, el cual es preservado gracias a la acción enzimática. Este entorno reductor puede verse afectado a causa de la acción de microplásticos presentes en el organismo, ya que, debido a su gran área específica, los microplásticos pueden tener adsorbidos agentes oxidantes, como por ejemplo algunos tipos de metales. La presencia de microplásticos en el organismo también puede producir inflamación, lo que a su vez provoca la producción de especies reactivas de oxígeno, las cuales contribuyen a la aparición del estrés oxidativo (Prata et al., 2020).

Otro de los posibles efectos adversos de los microplásticos podría ser un aumento de probabilidad de sufrir enfermedades autoinmunes. Estos casos se han registrado en experimentos realizados con ratones, pero aún no han podido ser observados en humanos.

Además, debido a su naturaleza resistente y a que son inertes químicamente, son difíciles de expulsar del organismo pudiendo provocar esta inflamación crónica, lo que aumenta el riesgo de cáncer (Anbumany et al., 2018).

- Estudios en animales de experimentación: Estudios realizados en ratones confirmaron que una ingesta de microplásticos por parte de los animales producía desequilibrios en la microbiota llegando a desarrollar un desequilibrio conocido como disbiosis (Ran et al. 2024). Esta enfermedad produce inflamación en el intestino, pero puede llegar a afectar negativamente a otros órganos como el hígado o el cerebro, efecto que fue confirmado posteriormente por Sheng-Han et al. (2024).
- Estudios en humanos: un estudio realizado por Zhua et al. (2022) observó que las personas que padecían una enfermedad inflamatoria intestinal presentaban una mayor concentración de microplásticos en sus heces, además expuso una correlación entre la concentración de microplásticos en las heces y la gravedad de los síntomas, a mayor concentración peor son los síntomas. Actualmente se están realizando muchos estudios en este ámbito que con el paso de los años serán capaces de dilucidar la verdadera negatividad de estas partículas en nuestro organismo tanto a corto plazo como a largo plazo.

### **Formas de exposición en humanos**

El ser humano actual está constantemente expuesto a microplásticos, y estos pueden introducirse al organismo por distintas vías. Estas vías son:

**Por ingestión:** Esta forma de exposición es la más importante, se estima que una persona consume entre 40000 y 50000 microplásticos por año (Cox et al., 2019). La mayor fuente de microplásticos vía ingestión es el consumo de pescado y bivalvos, componiendo más del 25% de los microplásticos totales aportados por ingestión (Prata et al., 2020). Otro de los grandes contribuyentes a esta cantidad de microplásticos es mediante el consumo de agua en el día a día o mediante el consumo de sal, se ha demostrado que en torno a una cuarta parte de la cantidad total de microplásticos que absorbe el cuerpo humano al año provienen por ingesta de estas sustancias (Peixoto et al. 2019).

**Por inhalación:** los microplásticos de menor tamaño también están presentes en el aire, con concentraciones que pueden llegar hasta 2 partículas por metro cúbico al aire libre y hasta 54 en sitios cerrados. Esto supone que una persona podría llegar a inhalar hasta 130 microplásticos al día (Dris et al., 2017). Posteriormente se ha podido demostrar que estos

microplásticos inhalados persisten en el sistema respiratorio e interaccionan con nuestro organismo llegando a encontrarse microplásticos de hasta 2mm de tamaño en muestras de tejido pulmonar de distintos pacientes (Jenner et al., 2022).

**Por contacto:** Es la forma de exposición menos importante y según estudios solo las partículas inferiores a 100 nanómetros podrían atravesar la barrera dérmica (Revel et al., 2018).

#### 3.4.3. Estrategias para combatir los microplásticos

En la actualidad, se emplean diversos métodos para combatir la contaminación por microplásticos. Los principales puntos de actuación son la reducción en la fuente o la eliminación de los ya existentes en el medio ambiente. Entre las principales estrategias se destacan las tecnologías de filtración avanzada, como la microfiltración y la ultrafiltración, utilizadas en plantas de tratamiento de aguas para eliminar microplásticos. Estos métodos emplean membranas con poros diminutos capaces de retener partículas pequeñas, incluida una amplia gama de microplásticos, mejorando significativamente la calidad del agua. Además, las técnicas de adsorción y coagulación, comúnmente usadas para eliminar contaminantes del agua, están sufriendo diversas adaptaciones para poder concentrar microplásticos. Sustancias como el carbón activado y coagulantes naturales ayudan a agrupar y precipitar microplásticos, facilitando su posterior eliminación (Lu et al., 2023).

Otra estrategia en auge es la biorremediación, que consiste en emplear métodos biológicos para la degradación de microplásticos. En este contexto, ciertas bacterias y hongos han mostrado capacidad para descomponer plásticos en condiciones específicas (Liu et al., 2020). Este tipo de técnicas se encuentran en una etapa muy temprana y no se han puesto a prueba a gran escala, sin embargo, se están haciendo constantes avances.

Adicionalmente, la regulación y la concienciación pública juegan un papel crucial en la reducción de microplásticos.

#### 3.4.4. Legislación contra los microplásticos

Controlar los microplásticos no es una tarea sencilla por lo que el primero de los objetivos a la hora de intentar reducirlos es restringir su generación. Precisamente esta es una de las tácticas que siguen diferentes estados a través de la aplicación de políticas restrictivas.

La legislación es esencial para enfrentar la contaminación por microplásticos tanto a nivel local como a nivel internacional. Sin embargo, por sí sola, la legislación no es suficiente para abordar completamente este problema. Se requieren medidas complementarias como incentivos económicos, avances tecnológicos que permitan idear sistemas de limpieza o

reducción de microplásticos, educación pública que enseñe la existencia y los peligros que estas partículas pueden llegar a tener para el ser humano y cooperación internacional para poder elaborar una respuesta firme y uniforme de manera global.

Es fundamental establecer políticas y regulaciones efectivas para reducir las emisiones y eliminar los microplásticos en su origen mediante la legislación. Además, es necesario implementar una legislación que aborde la gestión de los microplásticos más allá de las microesferas en cosméticos, incluyendo las microfibras, que han sido ignoradas en el ámbito político hasta el momento. Se deben explorar medidas como la imposición de tasas sobre productos o materiales que generen altas emisiones de microfibras para así poder cubrir los costos adicionales de tratamiento que son requeridos.

Actualmente, su enfoque se centra en aumentar la conciencia pública y promover la reducción del consumo de plástico como una estrategia clave para mitigar la contaminación por microplásticos a la vez que se buscan métodos cada vez más eficientes y efectivos a la hora de conseguir la identificación y eliminación de estos.

En el caso cercano de la Unión Europea, recientemente se han tomado medidas legislativas contra este problema; el día 17 de octubre de 2023 entró en vigor el Reglamento (UE) 2023/2055, el cual restringe las micropartículas de polímeros sintéticos por sí solas o añadidas intencionadamente a las mezclas con el fin de reducir las emisiones de microplásticos en los productos cotidianos con el fin de proteger el medio ambiente.

En el ámbito internacional, se están llevando a cabo grandes avances en la legislación contra las fuentes de generación de microplásticos (aunque no directamente contra ellos) en grandes países emisores como puede ser China, Indonesia o demás países asiáticos (Wen et al., 2021). A través del Organismo de las Naciones Unidas también se han llevado a cabo intentos de reducir la contaminación por plásticos mediante resoluciones como la lanzada en 2022 titulada "Fin a la contaminación por plásticos: Hacia un instrumento legalmente vinculante a nivel internacional". Esta resolución destaca la contaminación por plásticos como un importante problema ambiental global. El objetivo del instrumento propuesto es abordar la contaminación por plásticos de manera integral, considerando todo el ciclo de vida de los plásticos desde la producción hasta la gestión de residuos. Además, al mismo tiempo, la ONU realizó un compromiso innovador para desarrollar un acuerdo global legalmente vinculante para finales de 2024 con el objetivo de "poner fin a la epidemia que es la contaminación por plásticos". Estas circunstancias han dado lugar al lanzamiento de una normativa europea para la cuantificación de microplásticos en aguas destinadas al consumo humano (Comisión Europea, 2024).

## 4. Detección de microplásticos

A la hora de detectar y analizar microplásticos, es importante que existan métodos simples, económicos y reproducibles a gran escala. Sin embargo, hasta la fecha, los métodos y equipos existentes para detectar y cuantificar microplásticos en distintas muestras están limitados a algunos enfoques, como la inspección visual (por ejemplo, el estereomicroscopio y el microscopio de fluorescencia, que son métodos utilizados en este trabajo), técnicas espectroscópicas como la espectroscopia de infrarrojo por transformada de Fourier (FTIR) y la espectroscopia Raman, o la degradación térmica combinada con métodos analíticos, como la cromatografía de gases acoplada a espectrometría de masas mediante pirólisis (Pyr-GC/MS). Todos estos enfoques tienen sus ventajas y limitaciones. Entre los métodos mencionados anteriormente, la inspección visual ha sido más ampliamente explorada debido a su costo relativamente bajo, la posibilidad de automatización (mediante nuevos sistemas de redes neuronales e inteligencia artificial) y la amplia gama de tintes comercialmente disponibles que podrían explorarse como posibles candidatos para teñir diferentes tipos de polímeros, ya que esto es un requisito indispensable a la hora de realizar un análisis visual de la muestra. La inspección visual depende del uso de tintes fluorescentes, ya que estos permiten que los microplásticos se destaquen de las partículas naturales (por ejemplo, arena y materia orgánica) en una muestra, lo que permite su detección y cuantificación visual a través de un microscopio. Sin embargo, al igual que otros métodos, la inspección visual de microplásticos utilizando métodos de tinción tiene sus limitaciones y, para el Rojo del Nilo (NR), el tinte fluorescente más aplicado en la investigación de microplásticos, esas limitaciones incluyen: la tinción complementaria de materiales orgánicos naturales que aún puedan quedar en la muestra, la falta de discriminación del análisis de microplásticos y cierto grado de complejidad del proceso de tinción (Maes et al., 2017).

### 4.1. Pretratamiento

Para poder realizar un análisis efectivo de la muestra primero es necesario realizar un pretratamiento. Alguno de los métodos de pretratamiento es:

#### 4.1.1. Digestión

La digestión se realiza para eliminar elementos no deseados presentes en la muestra como, por ejemplo, la materia orgánica. La digestión puede dividirse en digestión química y digestión biológica o enzimática. Los reactivos más comúnmente empleados en la digestión

química son  $H_2O_2$ , HCl,  $HNO_3$  y el NaOH. Por ejemplo, Song et al. (2022) emplearon  $H_2O_2$  (34,5%) durante 1-2 semanas para realizar un proceso de digestión con objetivo de eliminar la materia orgánica en muestras de agua de mar. Por otro lado, Cole et al. (2014) eligieron una solución de NaOH (1 mol/L) para este mismo propósito llegando a alcanzar una eficiencia de digestión del 90% a temperatura ambiente. También expusieron que una mayor temperatura y concentración de la disolución haría mejorar la eficiencia de la digestión, pero algunos microplásticos pueden verse afectados si se eleva la concentración en gran medida.

El objetivo de realizar un pretratamiento como este tiene como objetivo eliminar la máxima cantidad de materia orgánica para mejorar la eficiencia de separación de microplásticos. Sin embargo, no existe un protocolo estandarizado para llevarlo a cabo, como por ejemplo la proporción de volumen de reactivos de digestión a emplear y el volumen de muestra, por lo que se suele estudiar las características iniciales de la muestra y preparar una disolución en consecuencia.

#### 4.1.2. Concentración

Aunque la contaminación por plásticos en el medioambiente aumenta progresivamente cada año, afortunadamente, la cantidad de microplásticos sigue siendo muy baja. Por lo tanto, en la mayoría de los casos, es inevitable realizar una etapa de concentración para poder analizar adecuadamente las muestras. Las técnicas más comunes para el análisis de microplásticos se basan en la separación mediante filtros, centrifugadoras o por diferencias de densidad. La elección de la técnica depende del tipo de matriz y del tamaño de las partículas que se pretende analizar. En general, cuanto más pequeño sea el tamaño de las partículas, más difícil será separarlas de la matriz circundante.

En el caso de la centrifugación, es una técnica simple y efectiva, aprovecha la fuerza gravitacional para aislar nanopartículas. La ultra-centrifugación, una variante más potente, se enfrenta a desafíos como las densidades similares al agua y el procesamiento de volúmenes más pequeños. Sin embargo, tanto la ultra-centrifugación como su variante analítica pueden alterar las muestras y afectar la morfología y la información espectroscópica del polímero. A pesar de sus limitaciones, estas técnicas ofrecen valiosa información sobre la composición y características de los materiales, siendo fundamentales en la investigación y desarrollo de nanotecnología y polímeros.

La separación por densidad es el principal método de procesamiento previo, que separa los microplásticos según la diferencia de densidad entre los microplásticos y la matriz de la muestra. Para este método, se utilizan reactivos de flotación comunes como el cloruro de Sodio

(NaCl), pero para plásticos con densidad superior a 1,2 g/L, como el polietileno tereftalato (PET) y el policloruro de vinilo (PVC), son preferibles soluciones con mayor densidad como las de cloruro de Zinc ( $ZnCl_2$ ). Sin embargo, esta solución es altamente tóxica y se deben tomar precauciones. La eficiencia de separación puede verse afectada y muchas partículas compuestas por PET pueden no detectarse después de la flotación debido a la degradación de los microplásticos producida por la solución. Por lo tanto, esta técnica puede resultar en omisiones de partículas y afectar la evaluación cuantitativa de los microplásticos (Zhang et al., 2024).

Otro método distinto, además el utilizado en el presente proyecto, es la filtración por membranas. Esta tecnología se utiliza para la potabilización de aguas, además de manera indirecta también sirve para aislar plásticos en muestras ambientales, sobre todo en agua, debido a su eficacia y practicidad. Las membranas pueden ser de diversos materiales y con diferentes tamaños de poro, lo que posibilita la separación de microplásticos de distintas dimensiones. Otras membranas estudiadas como la ultrafiltración, un método relacionado, ofrece una solución eficaz para concentrar y purificar estas partículas al mismo tiempo. Este enfoque es particularmente útil para el procesamiento de grandes volúmenes de agua en muestras ambientales. En resumen, la filtración por membranas y la ultrafiltración representan herramientas valiosas en la investigación de microplásticos, proporcionando métodos efectivos para el aislamiento y la caracterización de estas partículas en el medio ambiente. Aunque estas técnicas mantienen el tamaño y la forma de las partículas, el ensuciamiento de la membrana puede ralentizar el proceso y reducir el volumen válido de las muestras filtradas, especialmente cuando se trata de partículas muy pequeñas (Lares et al., 2018).

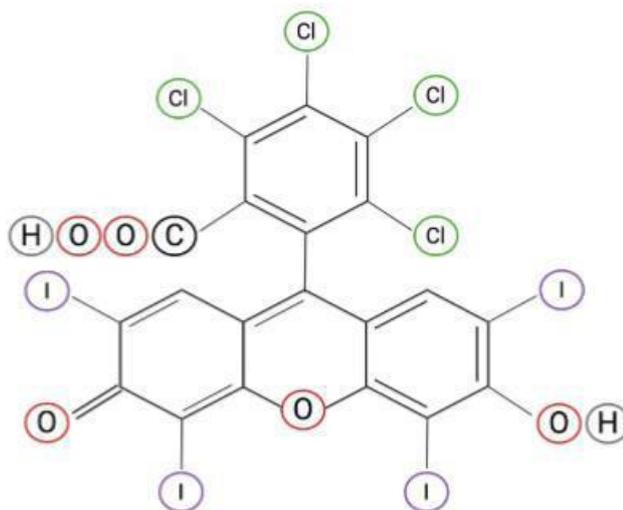
## 4.2. Cuantificación e identificación

Conocer la cantidad de microplásticos presentes en las muestras analizadas es crucial para conocer el grado de contaminación del medio que se está estudiando. Es por eso que el uso de técnicas de cuantificación fiables es totalmente necesario para cualquier estudio de este tipo.

### 4.2.1. Técnicas de tinción para cuantificación

Una de las técnicas más extendidas para la cuantificación de microplásticos es la tinción por *Rosa Bengala*. En esta tinción, se produce el teñido de partículas de origen biológico. Gracias a esta capacidad, el *Rosa Bengala* es un tinte que resulta de gran utilidad para facilitar la inspección visual de microplásticos aislados de muestras, como lodos o agua superficial y residual. En diversos estudios como el conducido por Gbogbo et al. (2020) se informa acerca de una reducción significativa en el número de partículas plásticas sospechosas después de emplear esta técnica de tinción.

En cuanto a las características de este compuesto, podemos decir que se trata de un compuesto soluble en agua, compatible con organismos vivos, económico y comúnmente utilizado como colorante. De esta manera, las partículas naturales adquieren un color rosa fucsia al teñirse, mientras que aquellas que no cambian de color se identifican como partículas sintéticas o microplásticos ya que el material del que están compuestas estas partículas nunca llega a teñirse. La estructura molecular de este colorante se presenta en la *Figura 3*.



**Figura 3.** Estructura molecular del Rosa Bengala.

### 4.3. Caracterización

A la hora de realizar un análisis exhaustivo de la muestra, caracterizar los microplásticos de manera precisa es igual o más importante que cuantificarlos. Una caracterización completa y efectiva debería indicar las propiedades de las partículas en cuestión, esto incluye tanto su composición química como su tamaño o forma. Una vez caracterizadas las partículas se podrá realizar una mejor tarea posterior, ya sea seguir estudiándolos para aumentar el conocimiento acerca de sus potenciales peligros o diseñar mejores sistemas de eliminación (Prata et al., 2019).

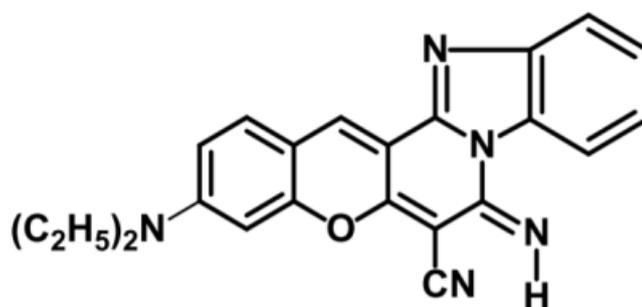
A continuación, se presentan algunos de los métodos de caracterización de microplásticos más empleados actualmente.

#### 4.3.1. Técnicas de tinción para caracterización

A pesar de que la tinción más extendida a la hora del análisis de la naturaleza de los microplásticos es el de Rojo Nilo (*Nile Red*), por falta de disponibilidad, en este trabajo solo se empleó el colorante *iDye Pink*. En la tinción por *iDye Pink*, el tinte es capaz de adherirse a las micropartículas plásticas y emitir fluorescencia en una determinada gama de colores dependiendo de las características superficiales de la partícula, sin embargo, esto puede llegar a

generar problemas ya que un cambio en las características superficiales del microplástico ya sea por contaminación o por envejecimiento podría suponer un cambio en el color emitido por el tinte. Se trata de una técnica que funciona extremadamente bien para estudiar los tipos de microplásticos más relevantes presentes en la naturaleza, como fragmentos de poliestireno (PS), PET y PVC, microesferas de polietileno de alta densidad (PAD) y fibras de PET, emitiendo en estos casos señales varias veces más fuertes que las del Rojo Nilo en la mayoría de estos casos (Karakolis et al., 2019). El protocolo basado en este tinte es sencillo y económico, permitiendo la evaluación simultánea de diferentes tipos de plásticos, cada uno etiquetado en un canal fluorescente particular.

El *iDye Pink* es un tinte azoico que contiene un grupo funcional  $RN = N-R'$ , donde tanto R como R' pueden ser radicales arilo o alquilo. Está compuesto por una disolución combinada de Rojo 277 disperso (20-30%) y sulfato de sodio (70-80%) en agua. La estructura química del Rojo 277 disperso se muestra en la *Figura 4*.



**Figura 4.** Estructura molecular del Rojo 277 disperso.

#### 4.3.2. Análisis Termogravimétrico (TGA)

El análisis termogravimétrico (TGA) es una técnica que mide el cambio de masa de un material al ser calentado, proporcionando información sobre su estabilidad térmica y composición. Estas características se pueden aprovechar en la identificación de diferentes tipos de microplásticos, incluyendo polímeros comúnmente encontrados en diferentes tipos de muestras. Su mayor ventaja es su capacidad para distinguir entre diferentes polímeros, aunque muestra una clara incapacidad para proporcionar información sobre el tamaño o forma de las partículas lo cual resume la importancia del análisis termogravimétrico en una técnica complementaria en la caracterización de microplásticos (Mansa & Zou 2021).

#### 4.3.3. Análisis de tamaño de Partículas

Utiliza técnicas como la dispersión de luz dinámica (DLS) o la microscopía electrónica de barrido (SEM) para medir el tamaño de las partículas.

En el caso del método DLS, se trata de un método sencillo para analizar el tamaño y carga superficial de partículas en líquidos, utilizando un rayo láser que atraviesa la muestra y genera dispersión en distintos ángulos. El movimiento aleatorio de las partículas en suspensión provoca cambios en la frecuencia de la luz, lo que resulta en variaciones temporales de la intensidad luminosa que contienen información sobre la forma y tamaño de las partículas. Aunque esta técnica se utiliza para caracterizar micro y nanoplásticos, su efectividad se ve limitada en medios líquidos complejos que contienen partículas de mayor tamaño. Estas partículas más grandes dispersan la luz de forma más intensa, lo que puede ocultar las señales de las partículas más pequeñas y dificultar la medición precisa del tamaño. Por lo tanto, esta técnica solo proporciona una medida del tamaño promedio de las partículas en estos entornos complejos (Calvo-Anglada, 2020).

#### 4.3.4. Espectroscopía Raman

La espectroscopia Raman es una técnica no destructiva que analiza la dispersión de la luz láser para obtener información sobre la estructura molecular de un material. En el contexto de la caracterización de microplásticos, esta técnica se utiliza para identificar y clasificar diferentes tipos de plásticos según sus espectros, que se generan debido a la interacción de la luz del láser con las vibraciones moleculares de los enlaces químicos en el material. Esto permite determinar la composición química de los microplásticos y distinguir entre diferentes polímeros. La espectroscopia Raman es particularmente útil porque no requiere preparación de muestras complejas y puede proporcionar resultados rápidos. Además, es capaz de detectar microplásticos incluso en matrices complejas, como sedimentos o tejidos biológicos, lo que la convierte en una herramienta muy potente para la investigación y la monitorización de la contaminación por microplásticos, es por eso por lo que actualmente es una de las técnicas más ampliamente utilizadas en este ámbito (Araujo et al., 2018).

#### 4.3.5. Espectroscopía infrarroja por transformada de Fourier (FTIR)

Esta técnica analiza la absorción de la luz infrarroja por parte de las moléculas de un material, lo que proporciona información sobre los grupos funcionales presentes en el mismo. En el contexto de los microplásticos, la espectroscopía FTIR se utiliza para identificar los polímeros presentes en las muestras, ya que los diferentes polímeros tienen espectros de absorción infrarroja únicos. Esto permite determinar la composición química de los microplásticos y distinguir entre diferentes tipos de plásticos. Al igual que la espectroscopia Raman, la FTIR es una técnica rápida pero destructiva que puede proporcionar resultados precisos incluso en matrices complejas.

Su espectro es complementario al espectro Raman, ya que la espectroscopía Raman proporciona una mejor respuesta de los enlaces simétricos no polares, mientras que el FTIR lo hace para los grupos polares (Prata et al., 2019).

#### 4.3.6. Espectroscopía de fluorescencia

La espectroscopia de fluorescencia es una técnica que se emplea en la caracterización de microplásticos debido a su sensibilidad y capacidad para identificar y cuantificar partículas fluorescentes en muestras ambientales. Estas técnicas se basan en la emisión de luz fluorescente por parte de las partículas cuando son excitadas por una fuente de luz adecuada.

Una de las técnicas más comunes es la espectroscopia de fluorescencia de rayos X (XRF), que utiliza la fluorescencia de los elementos presentes en los microplásticos para identificar su composición química. La espectroscopia de fluorescencia de rayos X también se puede utilizar para estudiar la distribución espacial de los elementos en los microplásticos, lo que puede proporcionar información sobre su origen y ruta de transporte en el medio ambiente (Song et al., 2019).

La principal desventaja que presenta esta técnica es la falta de firmas espectrales inherentes (patrones) de micropartículas capaces de proporcionar información química sobre el tipo de plástico.

## 5. Metodología experimental

La metodología seguida en el laboratorio se puede dividir en 4 fases que seguidamente se van a detallar.

### 5.1. Limpieza del material y contaminación cruzada

Con el objetivo de minimizar la posible contaminación externa de las muestras durante los análisis, se lleva a cabo una limpieza exhaustiva de todo el material utilizado antes y después de cada proceso. Este material incluye unas pinzas de precisión, un sistema de filtrado a vacío con matraz Kitasato y las placas Petri empleadas para almacenar las muestras. La limpieza se realiza utilizando una disolución 50:50 de agua osmotizada y etanol, siguiendo procedimientos establecidos previamente en el grupo de investigación. Posteriormente, el material se deja secando en una estufa para asegurar su secado y evitar la contaminación aérea del entorno. Para reducir aún más la exposición de las muestras al aire, las placas Petri se mantienen tapadas en todo momento, limitando el tiempo total de exposición al aire a aproximadamente una hora (tiempo que duran los procedimientos de cuantificación y de caracterización). Como medida final, se evita el uso de materiales plásticos, empleando siempre materiales de vidrio para minimizar cualquier posible contaminación.

### 5.2. Filtrado de muestras y blanco

Una vez se tienen las muestras obtenidas de las ETAPs en el laboratorio el primer paso es el filtrado de la muestra a analizar. Con la muestra de “Agua Bruta”, debido a posibles interferencias en las medidas debido a la posible presencia de materia orgánica, se planteó realizar una digestión antes del filtrado aplicando una relación 1:100 (oxidante: muestra) entre la muestra de “Agua Bruta” y agua oxigenada *Acros organics* 35 wt.%. Para el proceso de digestión se añadieron 500 mL de la disolución a un vaso de precipitados y posteriormente se mantuvo en una estufa a 60 °C durante 2 horas. En todo momento la muestra estaba cubierta con el fin de evitar contaminación externa.

Todas las muestras se filtraron a través de un filtro *Whatman nuclepore* de 10 µm de tamaño de poro y 47 mm de diámetro compuesto por policarbonato y mostrado en la *Figura 5*. Para el caso de la muestra “Agua Bruta” también se realizó el análisis de la muestra sin la digestión para poder comprobar si esta es realmente necesaria, ya que la DQO medida para el agua bruta es muy baja (como se puede observar en la sección de resultados). Para filtrar la muestra preparada se hizo uso de un montaje compuesto por un matraz Kitasato junto a una bomba de vacío mostrado en la *Figura 6*. Para la muestra “Agua Bruta” se filtraron 500 mL, para

las demás se filtraron 1000 mL y para la realización del blanco de agua osmotizada se filtraron 2000 mL.



**Figura 5.** *Filtros Whatman nuclepore y pinzas de precisión utilizadas.*

Una vez realizada la filtración se recoge el filtro con ayuda de las pinzas y se coloca en una placa Petri cerrada para evitar posible contaminación aérea. Posteriormente, se mantiene a 60 °C en la estufa durante una hora, y después se introduce en el desecador durante 10 minutos para que la muestra se atempere.



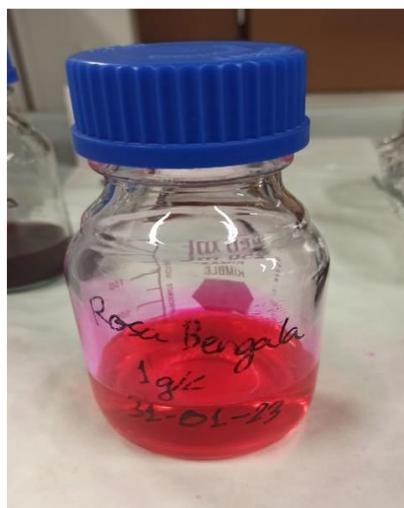
**Figura 6.** *Montaje empleado para la filtración de las muestras.*

### 5.3. Técnicas de tinción

Se utilizaron dos colorantes y se siguieron dos procedimientos distintos para cada uno de los colorantes utilizados. La tinción por *Rosa Bengala* se empleó para la cuantificación de microplásticos mientras que el *iDye Pink* se utilizó para la caracterización por fluorescencia.

#### 5.3.1. Tinción con *Rosa Bengala*

El primer paso para la tinción de las muestras es la obtención de una disolución de colorante de *Rosa Bengala*. Para ello y según los resultados obtenidos por (P. Alonso, 2022), se preparó una disolución con agua osmotizada de 1 mg/mL de tinte *Rosa Bengala* obteniendo el resultado mostrado en la *Figura 7*.



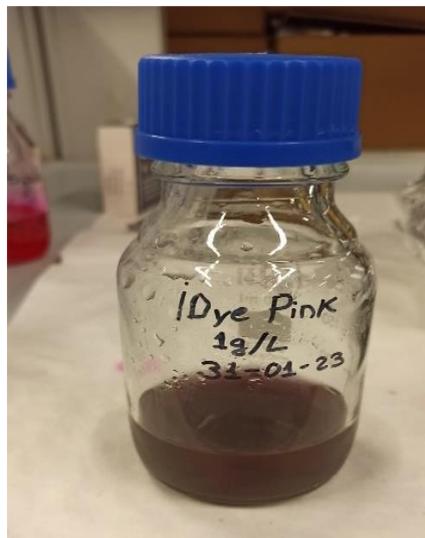
**Figura 7.** Disolución preparada de *Rosa Bengala* (1 g/L).

Una vez preparado el tinte, con la ayuda de una Pipeta Pasteur se tinte el filtro seco extraído del desecador tras haber pasado previamente por el proceso de filtración (sin sacarlo de la placa Petri). Una vez añadida la disolución a la muestra, se deja reposar en la estufa a 60°C durante una hora. Una vez finalizado este tiempo, se extrae el filtro de la estufa y de nuevo se deja reposar en el desecador durante otros 10 minutos para que se atempere.

Por último, se saca el filtro del desecador y se enjuaga cuidadosamente utilizando agua osmotizada para quitar el exceso de tinte. Posteriormente, la muestra se vuelve a filtrar para eliminar el agua de enjuague y el tinte haciendo uso del montaje explicado anteriormente. Con este lavado, se consigue eliminar todo el colorante sobrante. Finalmente, se extrae el filtro del montaje de nuevo con el uso de pinzas y se deja de en la placa Petri utilizada anteriormente, y se vuelve a introducir en la estufa durante otra hora. Una vez finalizado este tiempo, se deja la muestra de nuevo en el desecador ya preparada para su posterior análisis.

### 5.3.2. Tinción con *iDye Pink*

Al igual que con el *Rosa Bengala*, se prepara una disolución acuosa de este colorante a una concentración de 1 mg/mL, cuya apariencia se puede observar en la *Figura 8*.



**Figura 8.** Disolución preparada de *iDye Pink* (1 g/L).

En cuanto a la metodología para esta tinción, es básicamente la misma que con el *Rosa Bengala*, siendo el único paso distinto el tiempo que se mantiene el filtro tras la filtración y tintado de la muestra en la estufa a 60°C, siendo este de 2 horas.

### 5.4. Caracterización de las ETAPs analizadas y puntos de muestreo

Ambas estaciones de tratamiento comprenden 5 etapas (*Figura 9*), que a su vez representan los 5 puntos de muestreo que fueron estudiados posteriormente en el laboratorio.

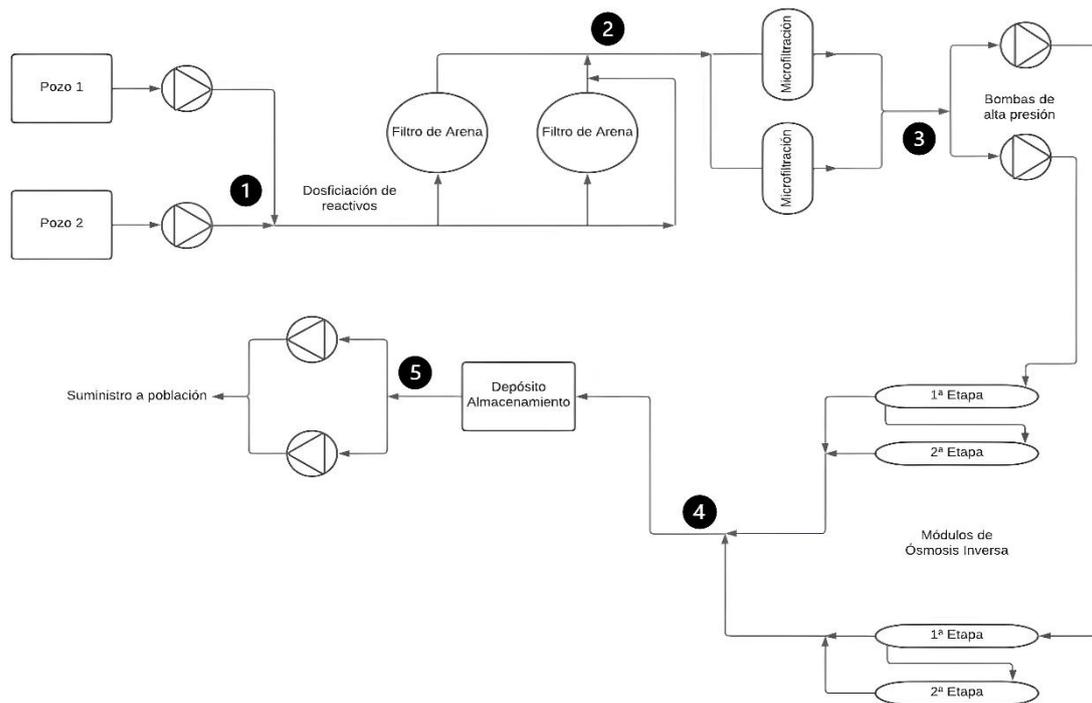
- **Captación de Agua Bruta:** El primer paso que tiene lugar en las ETAP estudiadas consiste en la extracción del agua desde el subsuelo. Esta captación del agua se realiza a través de un pozo, con ayuda de una red de tuberías y una bomba. En el caso de las ETAPs analizadas, el agua se extrae de pozos con una profundidad de 15 metros. El terreno en el que se encuentran los pozos está compuesto por capas de arcillas y calizas que actúan como filtro, resultando en un agua con bajo nivel de contaminación y poca carga orgánica, como se detallará en los resultados. Sin embargo, el agua extraída presenta un exceso de nitratos, sulfatos y alta dureza, debido a la actividad agrícola cercana al punto de captación y las características del terreno. Los productos agrícolas, especialmente los fertilizantes, se filtran al subsuelo desde las áreas tratadas. Como pretratamiento, antes de pasar a la siguiente etapa consistente en filtración por los filtros de arena, el agua se

trata con una solución ácida para ajustar su pH y con hipoclorito sódico que actúa como desinfectante.

- **Filtración por filtros de arena:** Tras el pretratamiento, el agua captada discurre por un filtro de arena para continuar posteriormente con su potabilización. Estos filtros están conformados por una serie de piezas de polipropileno en su parte inferior, y por las capas principales del filtro, que están formadas por grava (1,5-2,5 mm) y un recubrimiento de arena. Después de la filtración, se añaden reactivos antiincrustantes y bisulfito sódico (agente reductor).
- **Microfiltración (5 µm):** Luego del paso por el filtro de arena y como tratamiento previo al proceso de ósmosis inversa, el agua pasa por dos módulos de filtros de cartucho de microfiltración compuestos por polipropileno. Después de estos filtros, las corrientes se impulsan mediante bombas de alta presión hasta los dos módulos de ósmosis inversa.
- **Tratamiento por Ósmosis Inversa:** Este tratamiento consta de dos etapas en configuración piramidal. La primera etapa tiene 14 tubos de presión, mientras que la segunda tiene 7 tubos, cada uno con 6 membranas enrolladas en espiral. Las bombas de alta presión aumentan la presión de la corriente de entrada a los módulos hasta una presión de alrededor de los 10 bar. El rechazo es obtenido a 6,5 bar con una pérdida de 1-1,5 bar por etapa. La conversión final de la configuración en dos etapas es del 75%. Las membranas de ósmosis inversa utilizadas están compuestas por poliéster, polisulfona y poliamida.
- **Depósito de almacenamiento:** Finalmente el agua es recogida por una serie de colectores compuestos de PVC (Policloruro de vinilo), y tras añadir hidróxido sódico para aumentar ligeramente el pH y más compuestos para su remineralización, además de la adición de hipoclorito sódico para su desinfección. Finalmente, el agua llega a un depósito de almacenamiento de hormigón, donde queda a la espera para el suministro a las poblaciones cercanas.

Resumiendo, las muestras tomadas en las dos ETAPs análogas provienen de los siguientes puntos, los cuales se pueden visualizar en la *Figura 9*.

1. Agua Bruta.
2. Salida Filtro Arena.
3. Salida Microfiltración.
4. Salida Membranas Ósmosis Inversa.
5. Salida Depósito.



**Figura 9.** Diagrama de flujo de las ETAPs correspondientes con cada uno de los puntos de muestreo estudiados (Adaptado de las ETAPs).

En este sentido, las muestras de agua analizadas proceden de dos ETAPs distintas y fueron tomadas por un operario de la ETAP en botellas cristal con tapones de corcho recubiertos con teflón para preservar la idoneidad de las muestras. En total se tienen 5 muestras de diferentes puntos (Figura 9) del proceso de potabilización de las ETAP objeto de estudio.

A continuación, se expone una cronología de la obtención de cada una de las muestras que se han necesitado para realizar el estudio completo.

- Un primer muestreo de la ETAP A, el cual incluye cada uno de los 5 puntos de tratamiento de la misma anteriormente explicados. Estas fueron las muestras corresponden a **“primer muestreo de la ETAP A”**.
- Agua comercial bidestilada (botella de 500 mL, marca Fischer Scientific), usada como blanco, y empleada para los experimentos de migración (microfiltración y ósmosis inversa).
- Un nuevo muestreo de la ETAP A, incluyendo los 5 puntos de tratamiento de la misma. Con esta recogida obtuvieron los resultados correspondientes a **“segundo muestreo ETAP A”**.

- Muestras de la ETAP B tomadas siguiendo los mismos procedimientos de recogida y almacenamiento que en la ETAP A. Estas muestras solo se pudieron tomar en 4 de los 5 puntos de tratamiento que posee la ETAP (tiene los mismos tratamientos que la ETAP A) debido a problemas logísticos. Correspondiente a “**muestreo ETAP B**”.
- Dos muestras procedentes de acuíferos ubicados a gran profundidad. Las características de estos dos acuíferos se detallan a continuación:
  - **Aljibes 2:** Esta muestra fue recogida de un acuífero situado en una zona cercana a las ETAPs estudiadas, situado a 255 metros de profundidad. Dicho acuífero está compuesto por una serie de capas de roca caliza que actúan como lecho filtrante, extrayéndose el agua del acuífero mediante tuberías de acero.
  - **Contadores:** El acuífero del cual fue recogida esta muestra se encuentra situado en la misma zona que el anterior, pero a una profundidad de 300 metros. Al igual que el otro acuífero, está compuesto por una serie de capas de roca caliza a modo de lecho filtrante, sin embargo, el agua de este acuífero es extraída mediante tuberías de PVC.

### 5.5. Recuento microplásticos

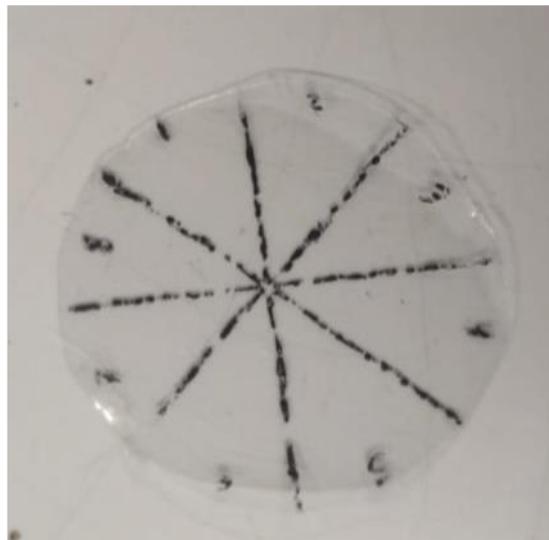
Para el conteo de microplásticos es necesario haber seguido el proceso de tinción por *Rosa Bengala* explicado anteriormente. Para este caso, todas las partículas que aparecen teñidas por el característico color rosa de este tinte quedan clasificadas como partículas naturales, mientras que todas aquellas partículas que, tras el proceso de tinción, no se tintan quedarían clasificadas como partícula de origen artificial y, por tanto, microplástico (Alvim, 2021).

Para cuantificar los microplásticos se siguió un procedimiento visual para el que se hizo uso de un estereomicroscopio (Leica MZ APO) con una cámara incorporada (*Figura 10*) para poder contabilizar las partículas tintadas de color rosa, y las partículas no tintadas y por lo tanto de un color distinto al rosa. Esta lupa dispone de un rango de aumentos que van desde los 8 hasta los 80 aumentos.

Con el objetivo de facilitar el recuento, se ideó la creación de una malla circular (*Figura 11*) que se coloca por debajo de la placa Petri en la que se sitúa el filtro tras la tinción, esta malla está dividida en 8 octantes y se va anotando en cada una de ellas la cantidad de partículas.



**Figura 10.** Estereomicroscopio Leica MZ APO utilizada para el conteo de microplásticos.



**Figura 11.** Malla empleada para la división del filtro en 8 sectores.

Para el recuento se emplearon un fondo blanco y otro negro para así poder observar todas las fibras más fácilmente ya que muchos microplásticos son de color blanco o gris.

### 5.6. Caracterización microplásticos por fluorescencia

Este proceso tiene lugar tras la tinción de los filtros con *iDye Pink* y consiste en una identificación cualitativa de la naturaleza de los microplásticos. En primer lugar, se seleccionan una serie de partículas de la muestra filtrada (con ayuda de la lupa anteriormente citada y las pinzas de precisión) y se colocan en un portaobjetos en el que anteriormente se han rotulado unas líneas con números bajo ellas (*Figura 12*). El objetivo de esta técnica es poder tener localizadas las partículas que se quieren analizar posteriormente ya que así será más sencillo observarlas en el microscopio de epifluorescencia.

Para realizar este paso, se extrae el filtro de la placa Petri en la que se ha secado y se coloca en una placa de mayor tamaño, donde previamente se ha colocado el portaobjetos descrito anteriormente, este filtro se coloca sobre el portaobjetos y se pega a la placa con la ayuda de celo para evitar el movimiento de este durante la manipulación.



**Figura 12.** Montaje final para la caracterización mediante *iDye Pink*.

Una vez colocadas las fibras/fragmentos, el siguiente paso es observar la fluorescencia que emiten cuando son excitadas con una cierta longitud de onda. Para ello, se llevaron a un microscopio de epifluorescencia modelo Olympus BX50 (*Figura 13*). La fluorescencia se determina a tres longitudes de onda de excitación y, para cada una, se obtiene una emisión asociada a un color determinado.

- Ultravioleta (330-385 nm) → Emitiendo la partícula un color azul (385 nm).
- Azul (460-490 nm) → Emitiendo la partícula un color verde (515 nm).
- Verde (520-550 nm) → Emitiendo la partícula un color rojo (580 nm).

Para identificar las partículas seleccionadas previamente, es necesario comparar la fluorescencia emitida por dichas partículas con la fluorescencia emitida por una serie de patrones. Estos patrones de fluorescencia se realizaron durante trabajos anteriores llevados a cabo en el mismo grupo de investigación (P. Alonso 2022) y con los mismos equipos y materiales empleados en el presente trabajo.



**Figura 13.** Microscopio de epifluorescencia Olympus BX50 empleado.

### 5.7. Ensayos de migración con agua bidestilada

Adicionalmente, se llevaron a cabo dos experimentos de migración replicando las condiciones de las ETAPs en plantas piloto en el laboratorio con el objetivo de identificar una posible aportación interna de microplásticos durante los procesos de depuración del agua.

#### 5.7.1. Microfiltración con filtros de cartucho

Para el experimento de la microfiltración con filtros de cartucho se utilizó un filtro de cartucho de polipropileno con una luz de paso de 5 micras, en el montaje que se puede ver en la *Figura 14*. Para este experimento no se empleó bombeo, se realizó únicamente con la fuerza de la gravedad. Este proceso se realizó con agua bidestilada comercial. Una vez recogida la muestra de agua bidestilada después de realizar la microfiltración, se efectuó el conteo y clasificación de los microplásticos presente en las muestras siguiendo la misma metodología descrita anteriormente.



**Figura 14.** Montaje del filtro de cartucho empleado para el experimento de migración.

#### 5.7.2. Ósmosis Inversa

En el caso de la ósmosis inversa, el procedimiento consiste en hacer circular el agua bidestilada a través de una planta piloto de ósmosis inversa (*Figura 15*). Esta planta tiene una microfiltración previa propia en la cual se ha usado el mismo filtro que en el experimento de microfiltración. En cuanto a la membrana de ósmosis inversa utilizada, cabe decir que está compuesta por poliamida (capa activa), poliéster y polisulfona (capa soporte).

En cuanto al modo de trabajo, se empleó recirculación del rechazo y el permeado se recopiló en un vaso de precipitados para su posterior análisis y cuantificación de microplásticos presentes siguiendo la metodología ya mencionada. La presión de trabajo fue de 9,5 bar y el caudal de 80 L/h.



**Figura 15.** Planta piloto de Ósmosis inversa empleada para el experimento de migración.

## 5.8. Análisis por espectroscopía Raman

Adicionalmente, como técnica complementaria para la caracterización de partículas se hizo uso de la espectroscopía Raman, ya que es un método capaz de analizar las muestras con mayor rapidez a la vez que presenta una mayor fiabilidad. Sin embargo, la espectroscopía Raman es una técnica muy sensible a la fluorescencia de las muestras. Por esta razón, realizar un análisis Raman de partículas tras un análisis de fluorescencia, como lo es el de tinción por *iDye Pink*, es inviable, lo que hace necesario emplear una metodología distinta.

Para el análisis por espectroscopía Raman, es necesario preparar muestras adicionales que fueron sometidas a un proceso de digestión, al igual que se realizó la primera vez con la muestra "Agua Bruta", con el objetivo de eliminar materia orgánica y colorantes que puedan causar fluorescencia en las partículas y por lo tanto producir interferencias en el espectro obtenido por el microscopio Raman. Posteriormente, se sigue el mismo procedimiento de filtrado utilizado para las demás muestras y finalmente, se localizan las partículas con la ayuda del estereomicroscopio y se colocan en las posiciones correspondientes de manera similar a la metodología empleada para el análisis con *iDye Pink*, pero sin la presencia de este (*Figura 12*).

Una vez preparada la muestra, el filtro se coloca en el objetivo del equipo, se enfoca la muestra deseada y se incide un láser para obtener un espectro. Los picos del espectro permiten identificar el material, basándose en patrones establecidos. En la *Figura 16* se presenta el equipo Raman utilizado para el análisis de la cadena polimérica, ubicado en el ISIRYM de la Universitat Politècnica de València.



**Figura 16.** Equipo Raman WITec Alpha 300 utilizado en el análisis de las micropartículas.

Los espectros obtenidos mediante el Raman presentan cierto ruido, por lo que es necesario emplear algoritmos especializados para eliminar dichas interferencias y poder obtener una lectura correcta del espectro. En este caso, siguiendo la metodología ya establecida en el grupo de investigación, se empleó el algoritmo desarrollado por Ghosal et al. (2018), que incluye un ajuste multipolinómico y un suavizado utilizando un filtro Savitzky-Golay.

## 6. Resultados

En este apartado, se detallan los resultados obtenidos a partir de los experimentos planteados a la vez que se intentará dar un significado y evaluación crítica a cada uno de ellos.

En primer lugar, se caracterizó la muestra “Agua Bruta” midiendo algunos de sus parámetros característicos, tal como se muestra en la *Tabla 1*:

**Tabla 1.** Caracterización del agua bruta en la ETAP A.

Parámetro	Muestreo 1	Muestreo 2
pH	7,12	7,09
Conductividad ( $\mu\text{S}/\text{cm}$ )	1596	1577
Turbidez (NTU)	3,1	3
DQO ( $\text{mg O}_2/\text{L}$ )	0,103	0,108

En esta tabla se puede observar la caracterización del agua captada en la ETAP A para los dos muestreos distintos realizados. El agua está marcada por un pH neutro, una baja DQO y una conductividad típica del agua potable, además presenta una baja turbidez. Esta muestra se toma directamente de un pozo subterráneo por lo que los resultados concuerdan con los valores esperados inicialmente.

### 6.1. Cuantificación microplásticos

En este subapartado se presentan los resultados de número de microplásticos presentes en cada muestra siguiendo la metodología explicada en el apartado 6.3.1. Tinción por *Rosa Bengala*.

#### 6.1.1. Blancos

Estos resultados se obtienen tras la realización de los procedimientos explicados sobre muestras de agua bidestilada (utilizada en los experimentos de migración) y agua osmotizada (utilizada en el resto de los experimentos).

**Tabla 2.** Resultados calidad blancos.

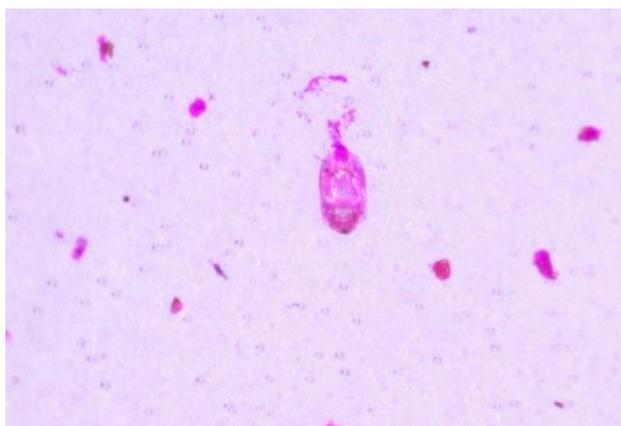
Muestra	Contaminación (MP/L)
Agua osmotizada	21
Agua bidestilada	12

A la vista de los resultados expuestos en la *Tabla 2* se deduce que a lo largo del procedimiento se produce contaminación cruzada, lo que podría alterar los resultados finales. Es por eso que se hará uso de estos valores, mediante restas a los resultados de cada punto de muestreo, para poder obtener una visión más fidedigna de la realidad en los siguientes experimentos.

#### 6.1.2. Análisis muestras ETAP A

Para la cuantificación de microplásticos en la primera ETAP se siguió la metodología de conteo visual tras tinción con *Rosa Bengala* explicada anteriormente en el apartado 6.4 Recuento de microplásticos.

Tras la tinción de las partículas, estas se cuantificaron primeramente sobre fondo blanco y posteriormente sobre fondo negro para poder apreciar todas ellas. En las *Figuras 17-19* se muestran algunos ejemplos de micropartículas visualizadas mediante este método.



**Figura 17.** Partículas teñidas por el tinte Rosa Bengala sobre fondo blanco procedentes de la muestra "Agua Bruta" correspondiente a la ETAP A a x60 aumentos.



**Figura 18.** Fibras blancas sin teñir sobre fondo negro procedentes de la muestra "Agua Bruta" correspondiente a la ETAP A a x25 aumentos.



**Figura 19.** Fibra negra sobre fondo blanco procedente de la muestra “Agua Bruta” correspondiente a la ETAP A a x25 aumentos.

Según lo explicado anteriormente, la tinción con *Rosa Bengala* solo tiñe las partículas orgánicas, por lo que las partículas no teñidas de rosa serán consideradas como microplásticos. Teniendo en cuenta los ejemplos mostrados, en la *Figura 17* no se contabilizaría ningún microplástico mientras que en la *Figura 18* se observan 3 fibras no teñidas que son consideradas microplásticos y en la *Figura 19* se contabilizaría un microplástico.

Para el caso del primer punto de muestreo (Punto 1 de la *Figura 9*) de la ETAP A se hizo una prueba para comprobar si un proceso previo de digestión, tal y como se enuncia en la metodología experimental, es necesario. Para comprobarlo, se realizó un conteo de la muestra sin digerir y otro con la muestra digerida.

Los resultados que se muestran en la *Tabla 3* reflejan cómo se estableció el conteo para las distintas muestras examinadas a lo largo del trabajo empleando como ejemplo la muestra “Agua Bruta” sin digerir.

**Tabla 3.** Micropartículas en la muestra “Agua Bruta” sin digerir correspondiente a la ETAP A.

FONDO	FIBRAS		FRAGMENTOS	
	Sin teñir	Teñidas	Sin teñir	Teñidas
BLANCO	73	77	9	14
OSCURO	34	-	2	-

Finalmente, el valor de concentración de microplásticos se puede obtener [1] restando al total de las micropartículas no teñidas la cantidad de microplásticos obtenidos en el blanco y posteriormente dividiendo por el volumen de muestra filtrado:

$$MP(\text{sin digestión}) = \frac{(118-21)MP}{0,5L} = 194 \text{ MP/L} \quad [1]$$

Para poder comprobar si la digestión de las muestras es necesaria, se ha realizado el mismo método y procedimiento para la muestra digerida resultando en los datos de la *Tabla 4*.

**Tabla 4.** Micropartículas en la muestra "Agua Bruta" con digestión correspondiente a la ETAP A.

FONDO	FIBRAS		FRAGMENTOS	
	Sin teñir	Teñidas	Sin teñir	Teñidas
BLANCO	93	18	4	11
OSCURO	13		6	

$$MP(\text{con digestión}) = \frac{(116-21)MP}{0,5L} = 190 \text{ MP/L} \quad [1]$$

Como se puede observar, la diferencia entre las muestras no es significativa más allá de una mínima variación en el número final de microplásticos, que puede deberse más a la sensibilidad del método que al proceso de digestión en sí. Por lo tanto, se puede afirmar que una digestión no es necesaria para procesar las muestras que tengan una concentración muy baja de DQO (como lo son las de este trabajo).

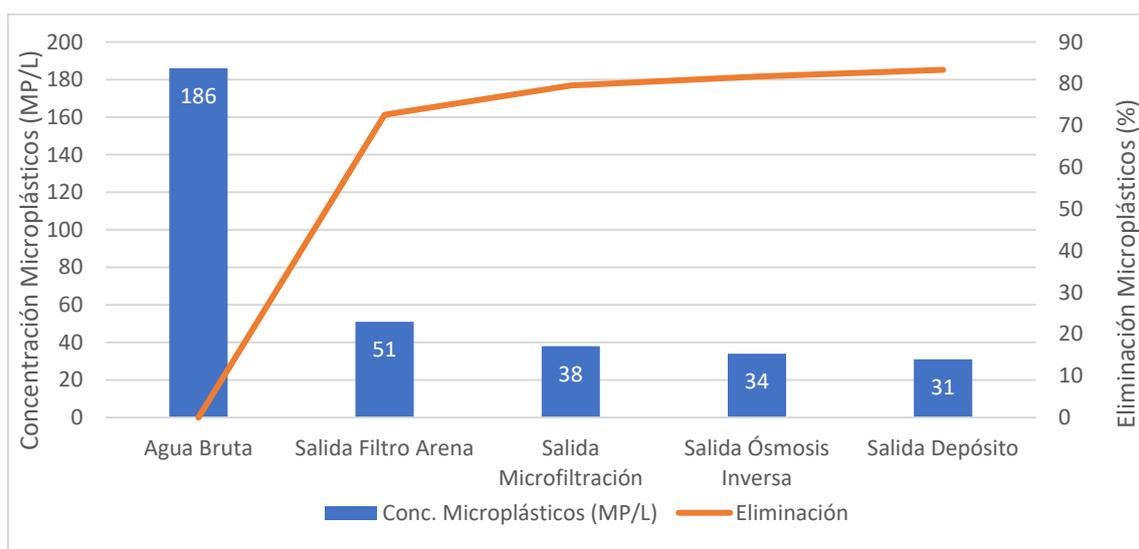
Una vez realizada esta comprobación se continuó con el resto de los puntos de muestreo de la ETAP siguiendo el mismo proceso de conteo y cálculos que para la primera muestra.

**Tabla 5.** Microplásticos detectados en cada punto de muestreo correspondiente a la ETAP A.

Punto de muestreo	Concentración (MP/L)
Agua Bruta	186
Salida Filtro Arena	51
Salida Microfiltración	38
Salida Membranas OI	34
Salida Depósito	31

A continuación, en la *Figura 20* se han graficado los datos de microplásticos obtenidos en cada una de las muestras analizadas correspondientes al primer muestreo de la ETAP A (*Tabla 5*). Además, se ha añadido una línea indicando el porcentaje de microplásticos totales que se ha conseguido eliminar, de forma indirecta, después de cada etapa.

Estudio de la caracterización de microplásticos y su eliminación en estaciones de potabilización.  
Presencia de MPs en acuíferos y aguas subterráneas



**Figura 20.** Cuantificación de microplásticos del primer muestreo correspondiente a la ETAP A.

A la vista de los resultados, el punto de muestreo con una mayor concentración de microplásticos es el primero, el situado en el punto de captación y llamado “Agua Bruta”. Esto concuerda con lo esperado ya que es normal que un agua que no ha pasado por ningún tratamiento contenga un mayor número de micropartículas que un agua que ya ha pasado por distintos procesos de filtración. En el segundo punto de muestreo se observa la mayor disminución en la concentración de microplásticos pasando de 186 MP/L a 51 MP/L, lo que supone una disminución del 72,58%.

Con las sucesivas etapas, la concentración de microplásticos sigue disminuyendo hasta llegar a los 34 MP/L para la muestra “Salida Depósito”. Sin embargo, entre este último punto de muestreo y el anterior (“Salida Ósmosis Inversa”), como es posible observar en la Figura 9, no tiene lugar ningún proceso más, por lo que resulta difícil explicar el descenso visto en los datos obtenidos. No obstante, son valores muy parecidos.

En general, a lo largo de los diferentes procesos de filtrado de la ETAP se favorece la eliminación de microplásticos siendo el principal la filtración mediante filtros de arena con un 72,58% de eliminación relativa, y luego la microfiltración y la osmosis inversa con 25,5% y 10,5%, respectivamente. La eliminación total obtenida llega a alcanzar el 84%.

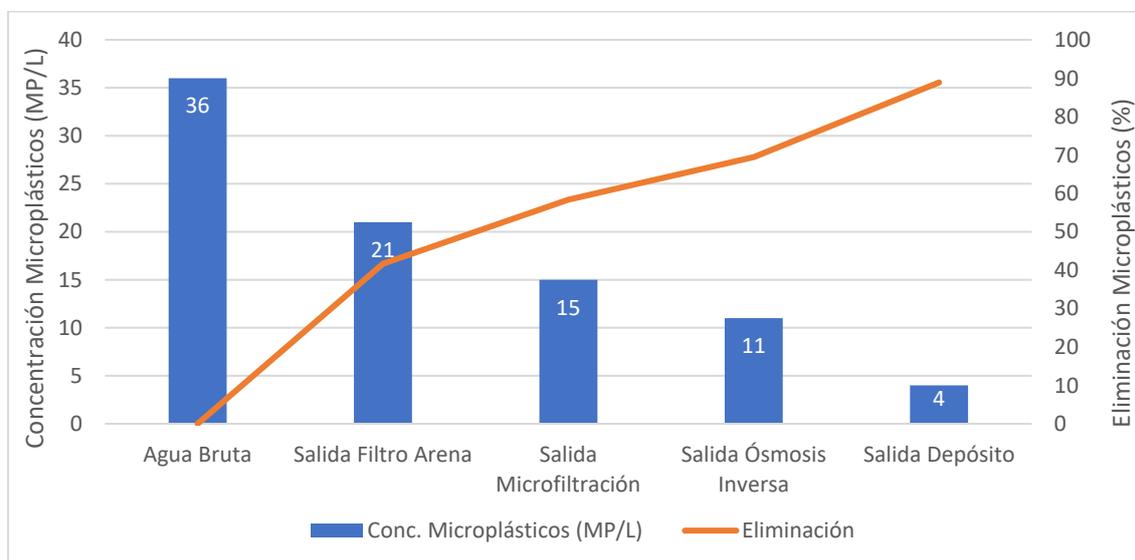
Sin embargo, a la vista de estos resultados se tomó la decisión de realizar un segundo muestreo de la ETAP A ya que los resultados obtenidos eran más elevados de lo que se suponía para un agua de esas características. Los puntos de muestro y método de recogida no fueron alterados en este segundo muestreo.

Tras la realización del análisis en laboratorio, siguiendo una metodología casi idéntica a la anterior, con la única diferencia de que para la muestra de “Agua Bruta” se filtró el doble de volumen de muestra gracias a que había una mayor disponibilidad. Finalmente, tras realizar los análisis se obtuvieron los datos mostrados en la *Tabla 6*.

**Tabla 6.** Microplásticos detectados en cada punto de muestreo correspondiente al segundo muestreo de la ETAP A.

Punto de muestreo	Concentración (MP/L)
Agua Bruta	36
Salida Filtro Arena	21
Salida Microfiltración	15
Salida Membranas OI	11
Salida Depósito	4

Graficando los datos de la *Tabla 6*, es posible obtener una mejor visualización de la variación de microplásticos que tiene lugar tras cada etapa de la planta de potabilización.



**Figura 21.** Cuantificación de microplásticos en las distintas muestras del segundo muestreo correspondiente a la ETAP A.

Como se puede ver en la *Figura 21*, los valores obtenidos para cada una de las muestras analizadas son significativamente inferiores a los obtenidos durante el primer muestreo (*Figura 20*), a pesar de que ambos muestreos provienen de la misma ETAP. Esta diferencia puede ser

debida a una adquisición de practica a la hora de realizar la metodología experimental a la vez que un mejor entendimiento sobre la importancia de minimizar cualquier posible contaminación cruzada de la muestra. Todo esto acaba resultando en un proceso más refinado en el que se reduce el tiempo que la muestra está expuesta al ambiente a la vez que se presta más atención a la limpieza del material. También es necesario apuntar que el único punto en el que se ha cambiado la metodología, pasando de filtrar 0,5 L a 1 L de “Agua Bruta”, es el que mayor variabilidad presenta.

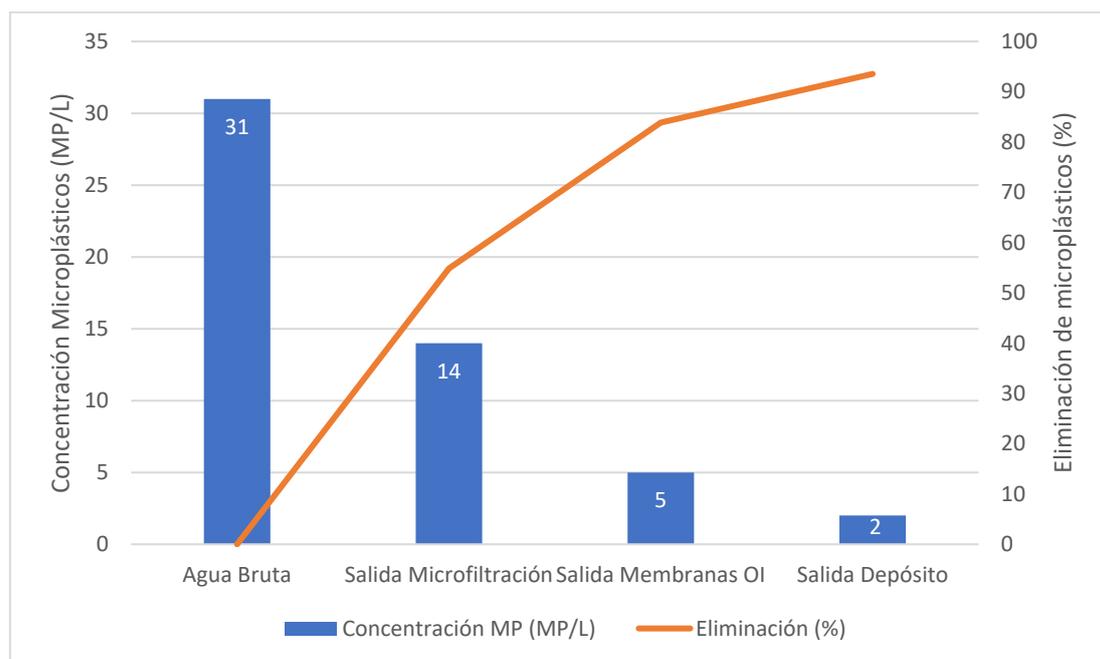
Independientemente de la magnitud de los resultados obtenidos, al igual que en el primer muestreo, se sigue observando una clara disminución en la concentración de microplásticos a medida que el agua avanza a través de los diferentes procesos de la ETAP, logrando una eliminación total de microplásticos de hasta el 89%.

#### 6.1.3. Análisis muestras ETAP B

Las muestras de la ETAP B fueron tomadas en las mismas condiciones que para la ETAP A. Tras el análisis se obtiene la cantidad de microplásticos representada en la *Tabla 7* y *Figura 22*.

**Tabla 7.** *Microplásticos detectados en cada punto de muestreo correspondiente a la ETAP B.*

Punto de muestreo	Concentración (MP/L)
Agua Bruta	31
Salida Filtro Arena	--
Salida Microfiltración	14
Salida Membranas OI	5
Salida Depósito	2



**Figura 22.** Cuantificación de microplásticos en los distintos puntos del muestreo correspondiente a la ETAP B.

Para esta segunda ETAP, aunque se obtuvieron valores menores de concentración de microplásticos se sigue observando la misma tendencia en la disminución de concentración con cada etapa. Para este caso se llega a conseguir una disminución entorno al 95%, llegando a obtener una salida de agua a la red de distribución con una contaminación por microplásticos prácticamente inexistente (2 MP/L).

#### 6.1.4. Ensayos de migración

Otro de los objetivos de este trabajo es el de comprobar si los diferentes procesos que tienen lugar en las ETAPs son capaces de aportar microplásticos debido al propio material del que estén hechos los distintos componentes de los procesos, como por ejemplo la membrana en la ósmosis inversa o los filtros de cartucho en la microfiltración, ya que estos están compuestos por distintos tipos de plástico como ya se ha explicado anteriormente. Debido a esta preocupación, se decidió plantear los siguientes ensayos de migración.

##### 6.1.4.1. Microfiltración

Según lo explicado en la metodología el primer paso se trata de caracterizar un agua bidestilada comercial que será utilizada como blanco para los ensayos de migración. Los resultados de dicha cuantificación se expresan en la *Tabla 8*. Estos datos nos proporcionan el valor total de 12 MP/L.

**Tabla 8.** Cuantificación de partículas en Blanco de Agua Bidestilada comercial.

FONDO	FIBRAS		FRAGMENTOS	
	Sin teñir	Teñidas	Sin teñir	Teñidas
BLANCO	2	10	0	2
OSCURO	7		3	

Una vez obtenido el valor del blanco es posible realizar los experimentos de migración pertinentes, a los que habrá que restar dicho valor de 12 MP/L a su resultado final.

Siguiendo la metodología se realizó el ensayo de microfiltración haciendo uso del agua bidestilada.

**Tabla 9.** Cuantificación de partículas en el experimento de migración tras microfiltración por cartucho.

FONDO	FIBRAS		FRAGMENTOS	
	Sin teñir	Teñidas	Sin teñir	Teñidas
BLANCO	17	119	4	14
OSCURO	20		2	

A la vista de los datos de la *Tabla 9*, y comparando con el valor del blanco de agua bidestilada (*Tabla 2*), se puede comprobar que tras el paso por el filtro de cartucho hay un fuerte aumento de microplásticos en las muestras analizadas. Este aumento tan importante significaría que el aporte de microplásticos por parte de la etapa de microfiltración sería significativo en el resultado final. Además, se observa una fuerte presencia de partículas orgánicas teñidas, lo que puede indicar que el material empleado no estaba lo suficientemente limpio. Por lo tanto, se replanteó el proceso buscando posibles errores y se llegó a la conclusión de que el brusco aumento en la concentración de microplásticos podría ser debido a que las tuberías empleadas en el laboratorio a la hora de realizar la microfiltración no se encontraban en un estado adecuado. Finalmente, se decidió repetir el experimento en mejores condiciones y se compraron tuberías y filtros de cartucho nuevos. Los resultados obtenidos en este nuevo experimento se muestran en la *Tabla 10*.

**Tabla 10.** Segunda cuantificación de partículas en el experimento de migración tras microfiltración por cartucho.

FONDO	FIBRAS		FRAGMENTOS	
	Sin teñir	Teñidas	Sin teñir	Teñidas
BLANCO	5	52	0	3
OSCURO	8		1	

Estos nuevos resultados, que muestran un valor de 14 MP/L muy cercano al de blanco concuerdan mejor con los experimentos anteriores y muestran un muy ligero aumento de los microplásticos detectados, el cuál seguramente sea debido a contaminación externa producida durante el proceso de conteo o a pequeñas variaciones propias del método empleado.

Las diferencias entre estos experimentos destacan la importancia de mantener en buen estado los equipos y elementos auxiliares del sistema de filtración. Si estos componentes están desgastados o en mal estado, pueden contribuir a un aumento de microplásticos en el agua a tratar. En cambio, cuando los equipos están en óptimas condiciones, esta cantidad se reduce considerablemente.

#### 6.1.4.2. Ósmosis inversa

En esta etapa se llevó a cabo en la planta piloto del laboratorio detallada en la metodología.

En la *Tabla 11* se muestran las concentraciones de microplásticos obtenidas tras el experimento en la corriente de permeado, que es la corriente que sigue el proceso de depuración en las dos ETAPs objeto de estudio.

**Tabla 11.** Cuantificación de partículas en el ensayo de migración en ósmosis inversa en planta piloto.

FONDO	FIBRAS		FRAGMENTOS	
	Sin teñir	Teñidas	Sin teñir	Teñidas
BLANCO	7	49	3	6
OSCURO	8		1	

Los resultados, con un valor de 19 MP/L, demuestran un mayor aumento en la concentración de microplásticos que para el ensayo de microfiltración. Estos datos podrían indicar la presencia de cierto aporte de microplásticos por parte de esta etapa. Para poder

confirmar esta hipótesis es necesario hacer un análisis cualitativo de los microplásticos para entender su naturaleza, en el caso que los microplásticos presentes estuvieran compuestos por alguno de los materiales de la membrana de ósmosis se podría plantear la idea de que efectivamente el proceso está aportando microplásticos a la corriente.

**Tabla 12.** Microplásticos obtenidos en los ensayos de migración realizados.

Experimento	Concentración inicial (MP/L)	Concentración final (MP/L)	Variación (%)
Microfiltración	12	14	16
Ósmosis inversa		19	58

La *Tabla 12* muestra un resumen de los resultados obtenidos en los experimentos de migración en el que se puede ver el aumento porcentual obtenido en cada uno de los ensayos con respecto al valor del blanco obtenido previamente.

#### 6.1.5. Muestreo Acuíferos

Tal y como se ha comentado con anterioridad, se recogieron dos muestras procedentes de dos acuíferos nombradas como: Contador y Aljibes 2. Los resultados tras la cuantificación de microplásticos, tras haber filtrado un total de 2 litros de cada muestra, se recogen en la *Tabla 13*.

**Tabla 13.** Concentración de microplásticos en las muestras procedentes de acuíferos.

Muestra	Concentración (MP/L)
Contador	7
Aljibes 2	8

Como puede observarse, la cantidad de microplásticos hallada en ambas muestras es bastante baja, obteniéndose una concentración de microplásticos inferior a los 10 MP/L. Estos valores son mucho más bajos que los obtenidos con el resto de las muestras analizadas (ETAP A y ETAP B). Teniendo en cuenta que la concentración de MPs en el agua bidestilada era de 10 MP/L y, que en estas dos muestras ha sido en las únicas que no se ha restado este valor (pues daría un valor negativo), se confirma que los MPs encontrados en estas muestras se debe exclusivamente a contaminación cruzada. Esta ausencia de microplásticos puede verse explicada por el hecho de la gran profundidad de captación, de casi 300 metros de profundidad. Adicionalmente es imposible observar ninguna diferencia entre la captación hecha mediante

tuberías de acero inoxidable y la de tuberías de PVC. Esto nos indica que no hay ninguna contaminación por microplásticos por degradación de la tubería de PVC.

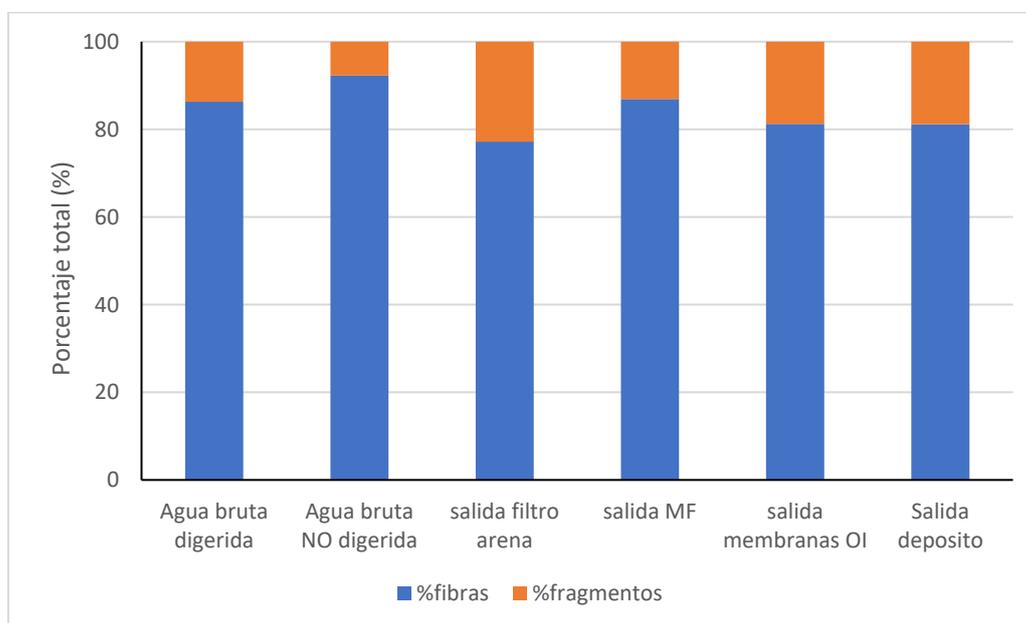
## 6.2. Caracterización de microplásticos

En este trabajo se enfocó el análisis cualitativo de las muestras en dos tipos de caracterización distintas. Primeramente, se han clasificado las partículas encontradas en las muestras atendiendo a su caracterización física (fibras o fragmentos) y a continuación se ha procedido a caracterizarlas según el material del que están formadas ya sea por técnicas de fluorescencia o con ayuda de un microscopio Raman.

### 6.2.1. Caracterización física

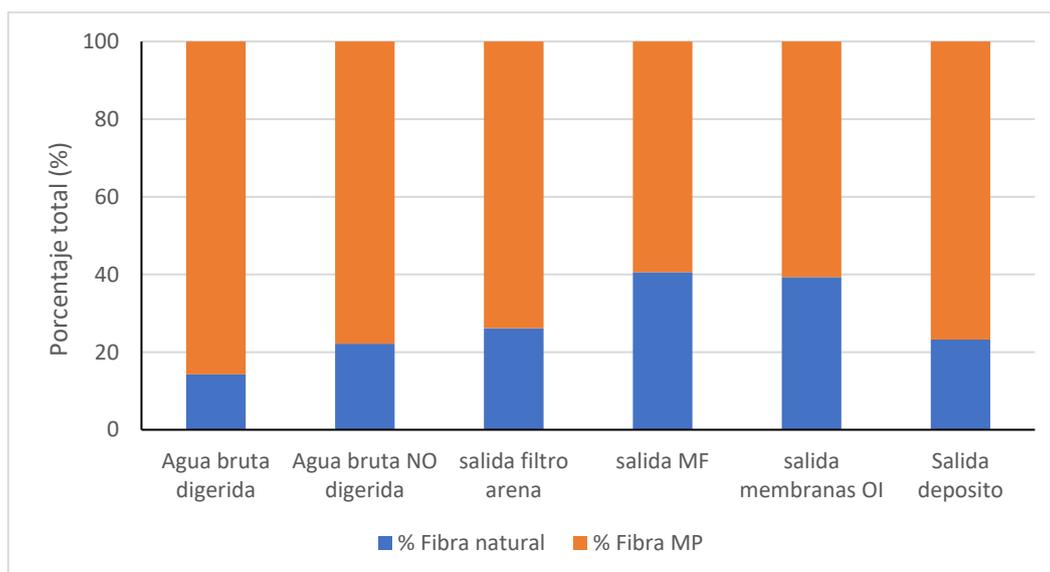
En cuanto a la caracterización física de las partículas, se distinguió principalmente entre las dos formas predominantes de los microplásticos, las fibras (*Figura 24*) y los fragmentos (*Figura 25*).

Atendiendo a este primer criterio de clasificación, se ha procedido a realizar un análisis visual a la vez que se realizaba el conteo de las muestras, clasificando cada partícula también por su forma. En la *Figura 23*, se demuestra la distribución de las partículas correspondientes al primer muestreo de la ETAP A conforme a esta clasificación.

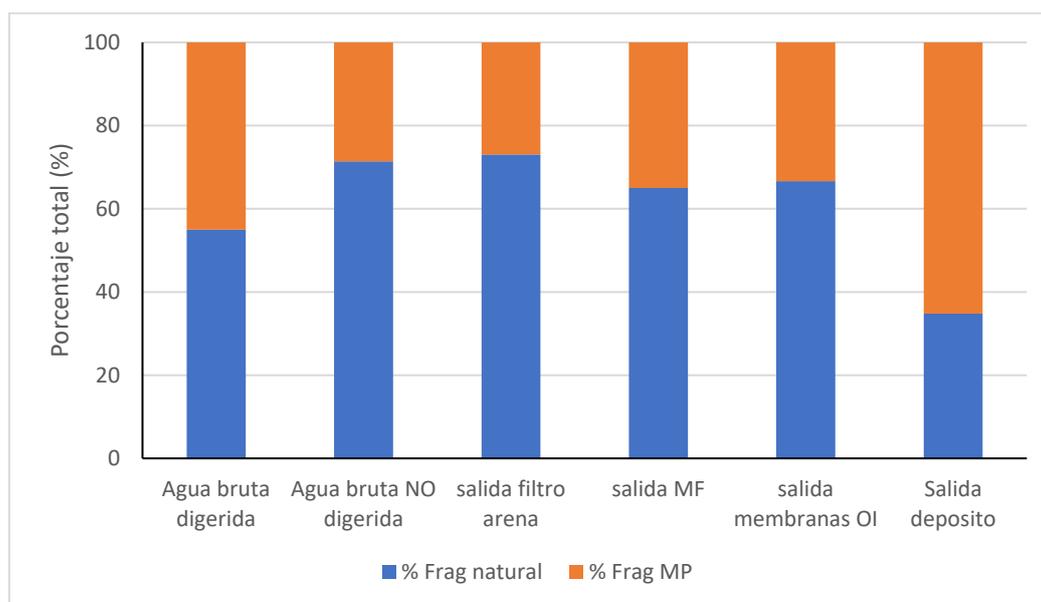


**Figura 23.** Clasificación por forma en las muestras de la ETAP A.

Este gráfico indica que en las muestras estudiadas el tipo más común de partícula encontrada fue en forma de fibra, mientras que el porcentaje de fragmentos es mucho menor situándose de media en torno al 15% de la distribución total.



**Figura 24.** Clasificación por naturaleza de las fibras en el primer muestreo de la ETAP A.



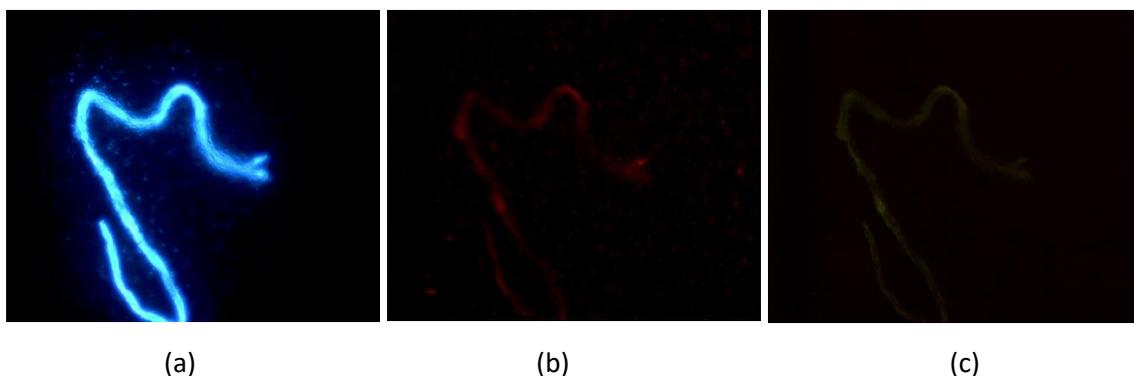
**Figura 25.** Clasificación por naturaleza de los fragmentos en el primer muestreo de la ETAP A.

Elaborando un análisis dentro de cada grupo de partículas encontradas se puede hacer una división entre si las fibras o fragmentos encontrados han sido clasificados como microplásticos o como fibras naturales (teñidas por el *Rosa Bengala*). El resultado descrito en las Figuras 24 y 25, se observa que la mayor parte de las fibras encontradas correspondían a microplásticos mientras que en el caso de los fragmentos ocurre lo contrario. Esto concuerda con lo estudiado en literatura, por ejemplo, Dris et al. (2021) indica las fibras constituyen una

proporción significativa de los microplásticos encontrados, lo que sugiere que estas son la forma predominante en las muestras de agua.

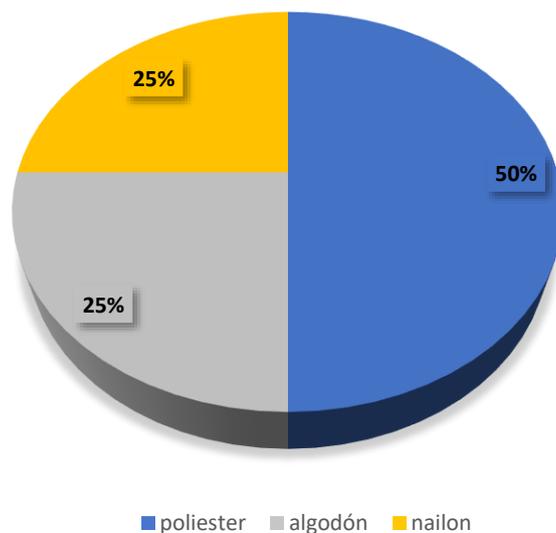
### 6.2.2. Caracterización por fluorescencia

Con ayuda de un microscopio de fluorescencia y la tinción con *iDye Pink* y siguiendo la metodología explicada en el apartado correspondiente es posible saber de qué material está compuesta cada partícula presente en las muestras gracias a la fluorescencia que muestran distintas partículas a determinadas longitudes de onda (*Figura 26*). Saber de qué material están compuestos los microplásticos presentes en las muestras es de vital importancia ya que aporta información muy útil a la hora de obtener la procedencia de dichas partículas, lo que puede ayudar a reducir la contaminación por microplásticos en el futuro.



**Figura 26.** Fluorescencia de una partícula fibrosa encontrada en la muestra "Salida Filtro Arena" en el primer muestreo de la ETAP A. (a) azul, (b) rojo, (c) verde.

Comparando estos espectros de fluorescencia con los patrones ya mencionados es posible establecer una clasificación completa de cada una de las micropartículas encontradas en cada una de las muestras. Adicionalmente, en la *Figura 27* se detalla el análisis del blanco de agua osmotizada. En este caso, los resultados para el blanco demuestran una presencia de fibras textiles como el nailon, algodón y poliéster. Cabe destacar que, durante este proceso, se han observado partículas cuyas fluorescencias no se asemejaban a ninguno de los patrones consultados.

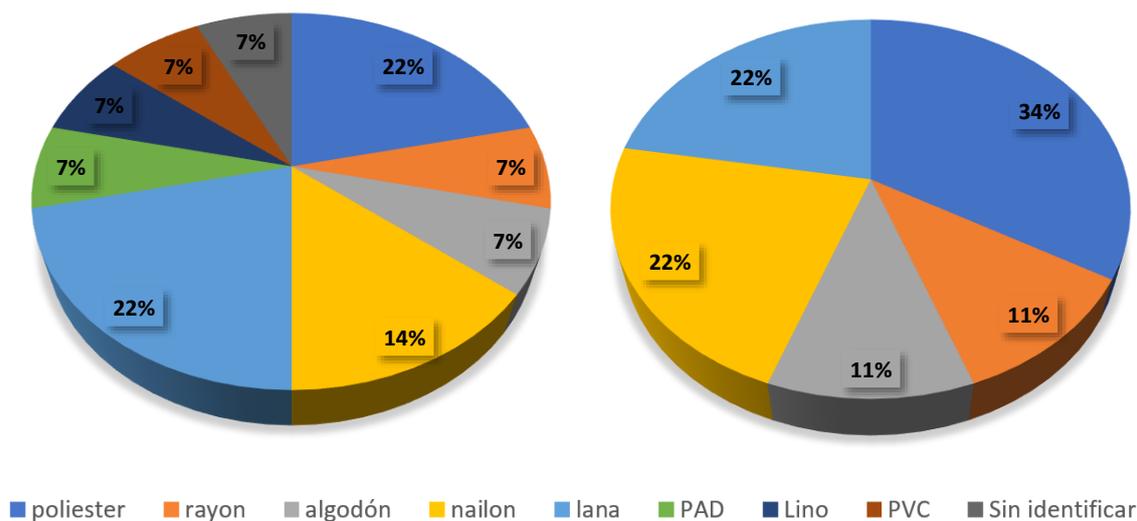


**Figura 27.** Clasificación de microplásticos en el agua osmotizada.

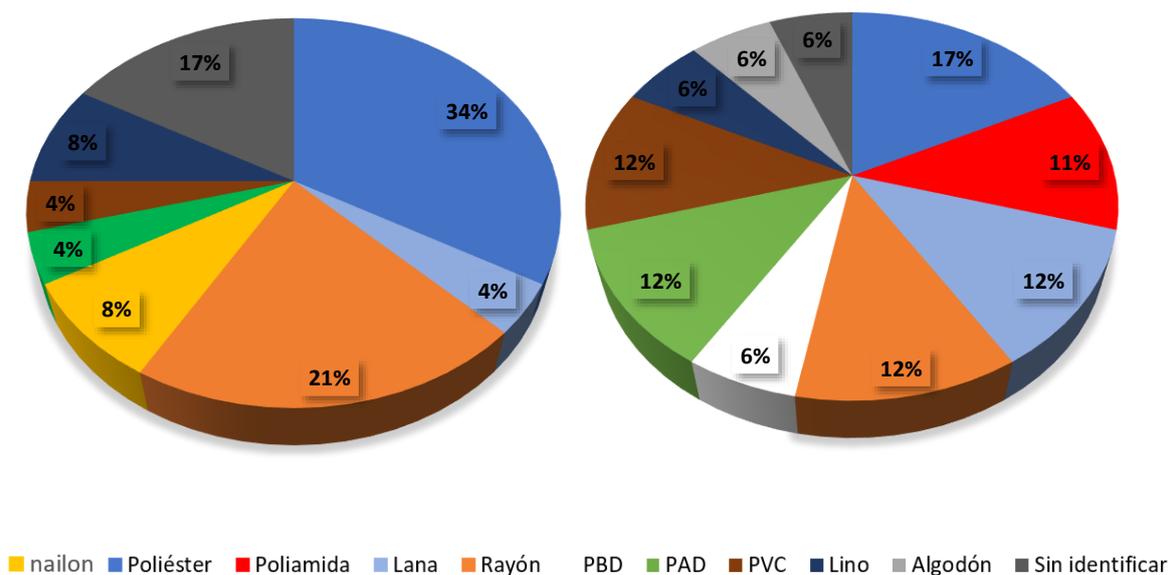
#### 6.2.2.1. Caracterización ETAP A

En función del color emitido por estas partículas y mediante el uso de unos patrones con fluorescencias similares a las observadas en las muestras, se clasifican estas partículas dependiendo del patrón al que se asemejen (P. Alonso, 2022). Hubo ciertas fibras/fragmentos, que o bien emitían fluorescencia solo en ciertas longitudes de onda, o bien sus fluorescencias no se asemejaban a ninguno de los patrones documentados, por ello no se pudo determinar el material del cual estaban compuestos y se ha clasificado como “Sin identificar”.

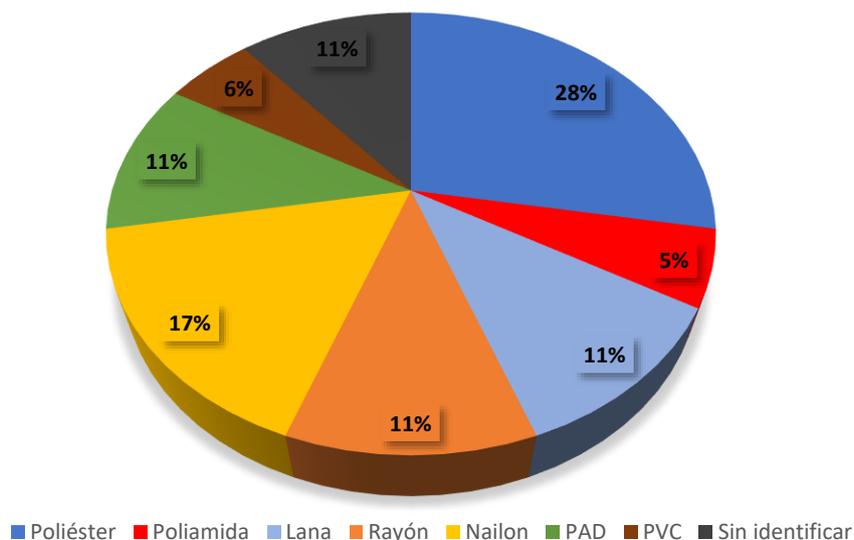
En las Figuras 28-30 se muestran los resultados de caracterización del primer muestreo de la ETAP A.



**Figura 28.** Distribución de MPs por fluorescencia. **Agua Bruta** (izda) y **Salida Filtro Arena** (dcha). **ETAP A primer muestreo.**



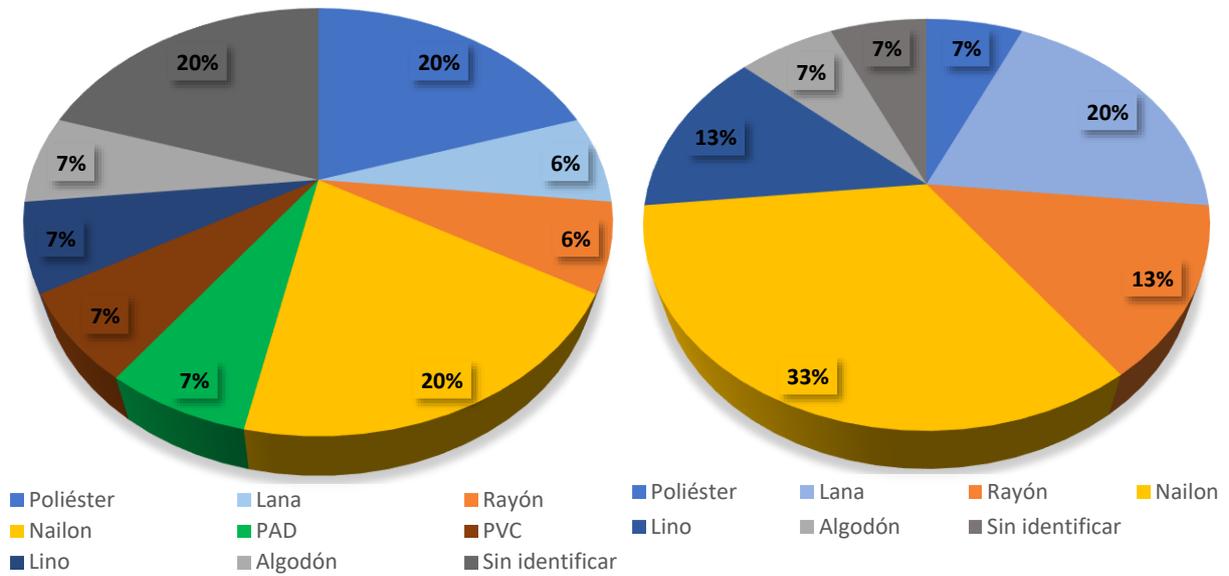
**Figura 29.** Distribución de MPs por fluorescencia. **Salida Microfiltración** (izda) y **Salida Ósmosis Inversa** (dcha). **ETAP A primer muestreo.**



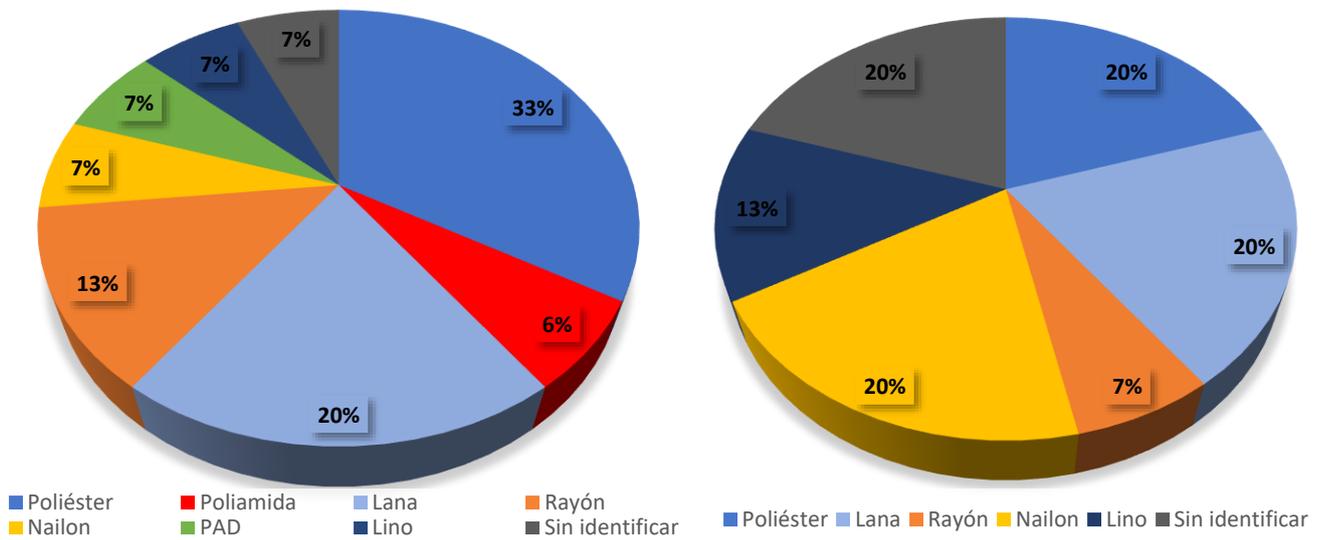
**Figura 30.** Distribución de MPs por fluorescencia. **Salida Depósito. ETAP A primer muestreo.**

En general,, se puede observar que el material que se encuentra en mayor porcentaje es el poliéster, con un porcentaje de entre el 17% y el 34% de las partículas analizadas. También se observan elevados porcentajes de otros materiales textiles como el Rayón, el nailon y la lana, con porcentajes de entorno al 15% de media. En cuanto a partículas plásticas, se observa la presencia en menores porcentajes de polipropileno, PVC o PAD.

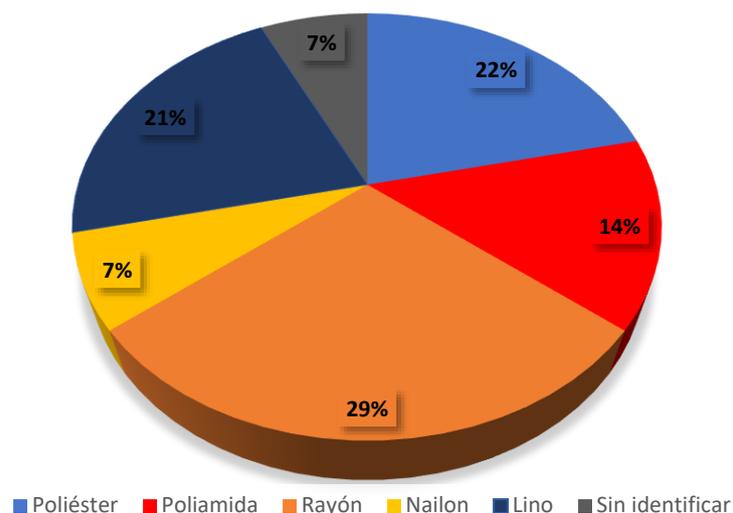
En el punto, “Salida Microfiltración”, a pesar de que los filtros de cartucho son de polipropileno, no se aprecia ninguna partícula de este polímero, por lo que se puede deducir que este tratamiento no aporta contaminación al agua de captación. En cuanto a la salida de las membranas de ósmosis inversa se observa la aparición de poliamida (5%). Las membranas de OI están compuestas, entre otros materiales, de poliamida. Por esta razón, podría ser coherente la aparición de este material en el análisis de identificación de esta muestra. Finalmente, a la salida del depósito se observa un aumento en la variedad de los microplásticos.



**Figura 31.** Distribución de MPs por fluorescencia. **Agua Bruta** (izda) y **Salida Filtro Arena** (dcha). **ETAP A segundo muestreo.**



**Figura 32.** Distribución de MPs por fluorescencia. **Salida Microfiltración** (izda) y **Salida Ósmosis Inversa** (dcha). **ETAP A segundo muestreo.**

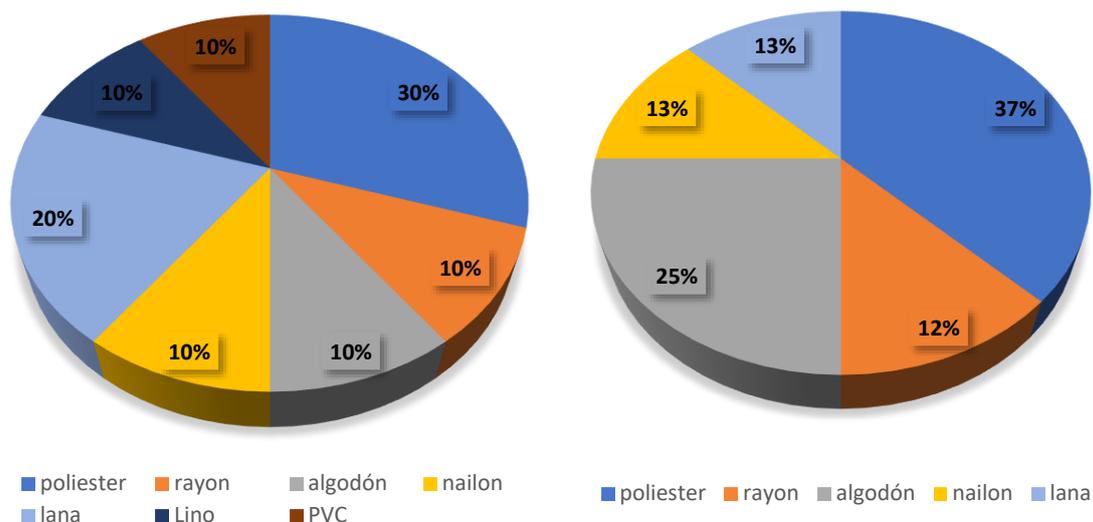


**Figura 33.** Distribución de MPs por fluorescencia. *Salida Depósito. ETAP A segundo muestreo.*

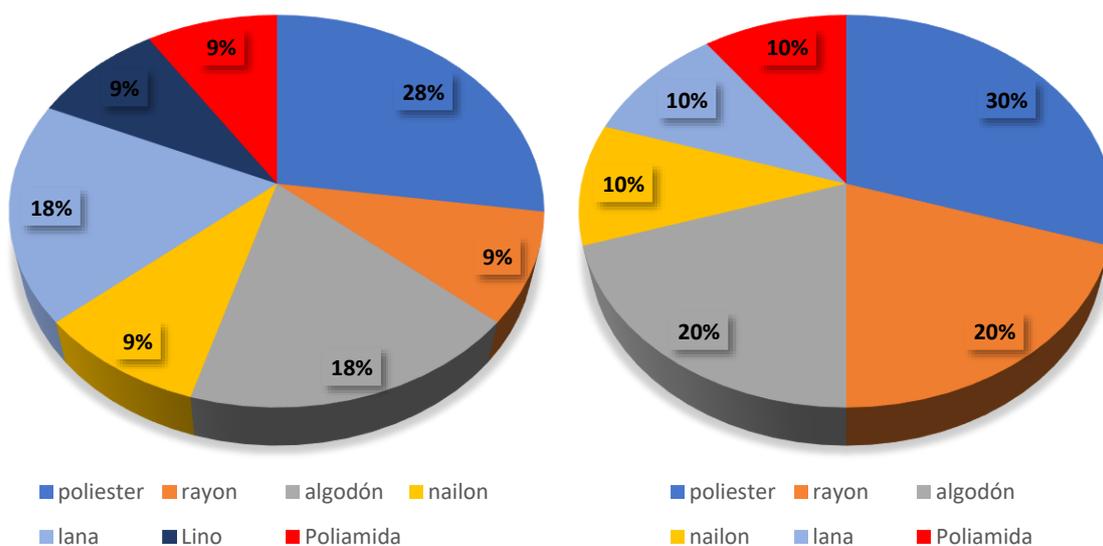
Para el caso del segundo muestreo realizado en la ETAP A (Figuras 31-33) se sigue observando la presencia mayoritaria de materiales típicamente textiles (poliéster, algodón, Rayón...) y no se observa una gran cantidad de los materiales (polipropileno, PVC, poliamida, poliéster, polietileno) usados en los distintos equipos y/o elementos de la ETAP. Esto nos lleva a deducir que gran parte de los microplásticos encontrados pueden ser debidos a contaminación ambiental o contaminación cruzada.

#### 6.2.2.2. Caracterización ETAP B

Para el caso de las muestras obtenidas de la ETAP B, se obtuvieron resultados de identificación de microplásticos para cada uno de los distintos puntos de dicha ETAP, obteniendo los gráficos mostrados en las Figuras 34 y 35.



**Figura 34.** Distribución de MPs por fluorescencia. **Agua Bruta (izada)** y **Salida Microfiltración (dcha)** pertenecientes a la ETAP B.

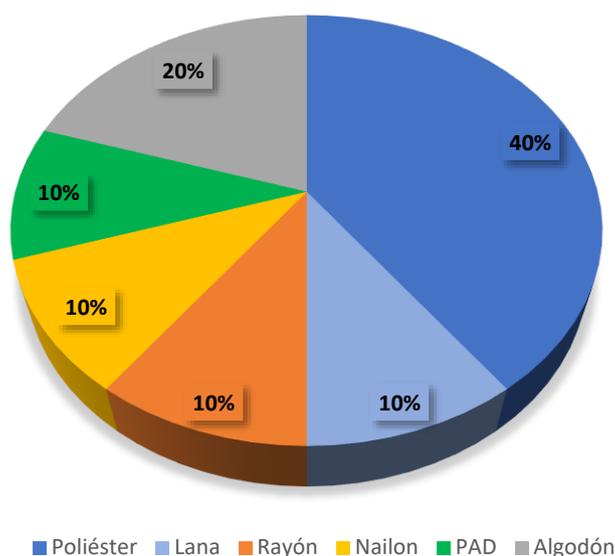


**Figura 35.** Distribución de MPs por fluorescencia. **Salida Ósmosis Inversa (izada)** y **Salida Depósito (dcha)** pertenecientes a la ETAP B.

Como se puede ver en estas dos últimas figuras, nuevamente, la mayoría de las micropartículas identificadas son de origen textil, siendo los más comunes el poliéster, rayón y lino, con porcentajes que se sitúan entre el 15 y el 30% para cada uno. Sin embargo, se siguen detectando microplásticos, principalmente compuestos por poliamida o PVC. Es necesario destacar la no presencia de polipropileno en ninguna de las etapas del proceso, ni siquiera a la

salida de la microfiltración. El filtro de cartucho utilizado en dicho proceso está hecho de polipropileno, lo que podría causar una posible contaminación por migración desde el filtro hacia la muestra de agua, sin embargo, en este caso no se aprecian trazas de este material. Posteriormente, esta suposición se intentará corroborar en los experimentos de migración.

#### 6.2.2.3. Caracterización migración en microfiltración

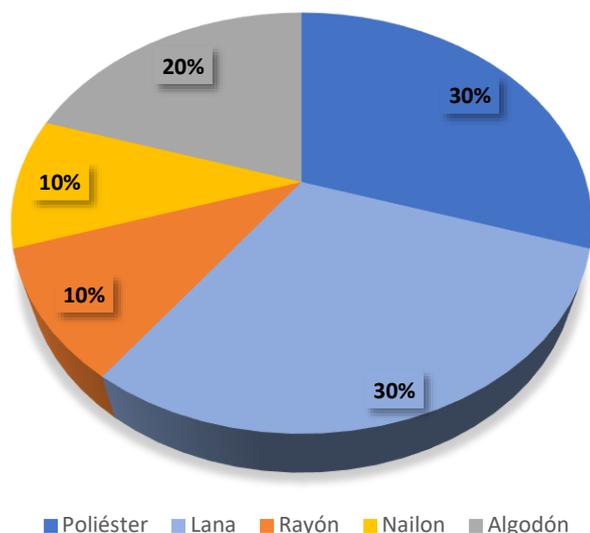


**Figura 36.** Distribución de MPs por fluorescencia en el ensayo de migración en el proceso de microfiltración.

Los compuestos identificados tras la microfiltración del agua bidestilada (*Figura 36*) son casi los mismos que los presentes en las muestras iniciales. Además, siguiendo la tendencia de las demás muestras analizadas son fibras textiles.

Teniendo en cuenta que tanto en el caso del experimento como en las ETAPs el filtro de cartucho empleado para la microfiltración está compuesto en su totalidad por polipropileno, la presencia de este compuesto en la muestra final del proceso de microfiltración indicaría una contribución de microplásticos por parte del filtro. Sin embargo, como se puede observar, la muestra no contenía polipropileno, lo que indica que el proceso de microfiltración empleando materiales en buen estado no debería ser causante de una aportación de microplásticos a la corriente.

#### 6.2.2.4. Caracterización migración en OI



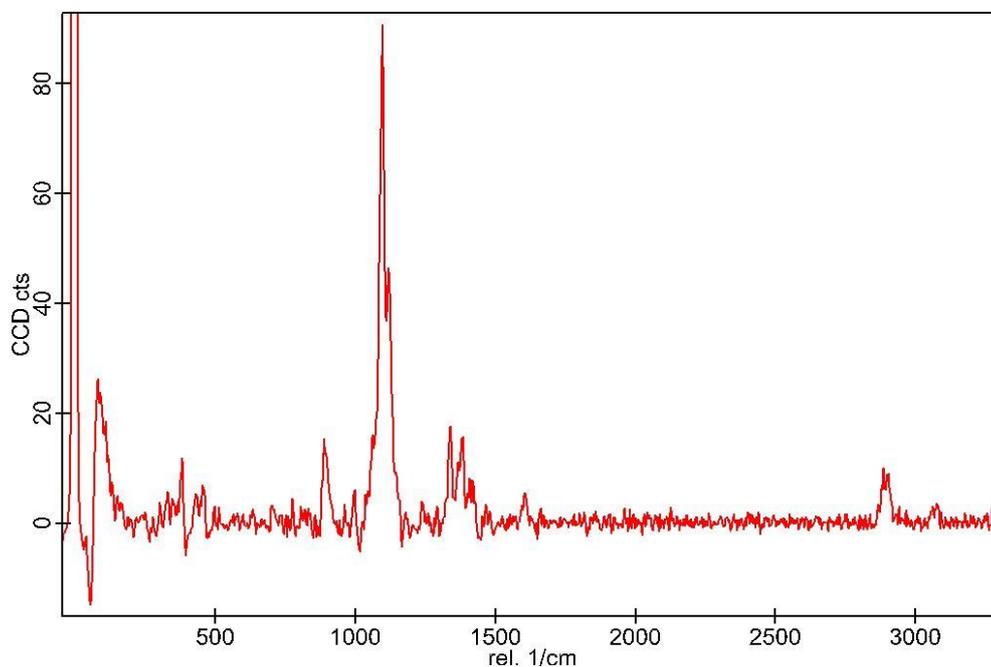
**Figura 37.** Distribución de MPs por fluorescencia en el ensayo de migración en el proceso de ósmosis inversa.

Siguiendo con este análisis, se obtienen resultados muy similares al resto de las muestras, observando la presencia de materiales típicamente textiles. Para poder afirmar que pueda existir un aporte de microplásticos por parte de los equipos empleados en esta etapa habría que haber detectado materiales que forman las membranas de ósmosis inversa utilizada, como pueden ser la polisulfona, poliamida o poliéster. Sin embargo, de estos materiales el único detectado durante este experimento ha sido el poliéster, el cual se encuentra presente en la mayoría de las muestras analizadas durante este proyecto, lo que nos indica que es muy improbable que se encuentre en las muestras debido a la degradación de la membrana de ósmosis inversa.

#### 6.2.3. Identificación por Raman

Adicionalmente a las técnicas de tinción se hizo uso de equipamiento avanzado como lo es un microscopio Raman para la caracterización de las micropartículas. Esta técnica únicamente se pudo emplear para el análisis de partículas encontradas en muestras de la ETAP A. A pesar de que se trata de un método potente y fiable, no resultaba viable utilizar este equipo para un número elevado de muestras debido a la falta de disponibilidad y la necesidad constante de personal especializado para poder manejarlo.

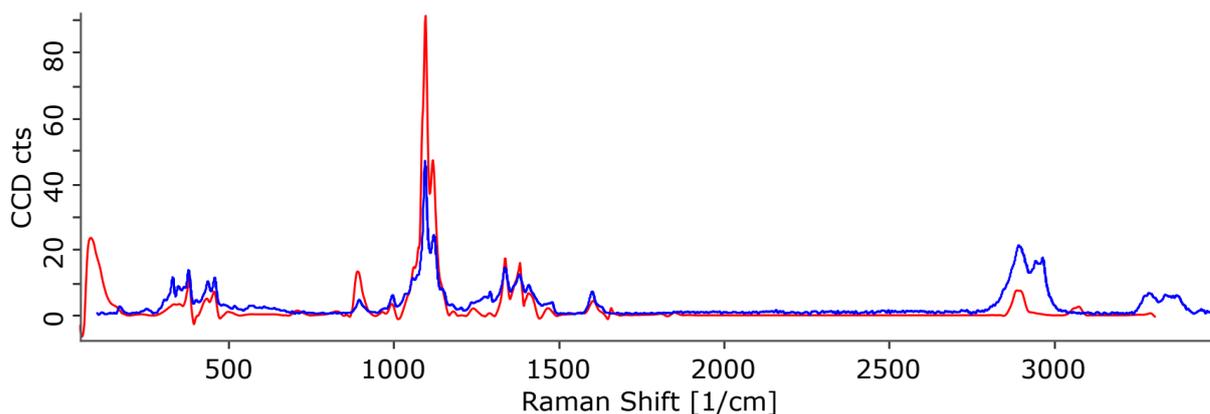
En este sentido, solo se analizaron fibras encontradas en la muestra “Salida Ósmosis Inversa” perteneciente al primer muestreo de la ETAP A, entre las cuales solo se pudo conseguir detectar las fibras que estaban compuestas por algodón, como es el caso del espectro mostrado en la *Figura 38*.



**Figura 38.** Espectro Raman de una fibra perteneciente a la muestra “Salida Ósmosis Inversa” del primer muestreo de la ETAP A.

Una vez obtenido el espectro, mediante software específico, se comparó con una base de datos (spectrabase) para poder asignar un material a dicho espectro.

Una vez finalizado el análisis, se encontró que el espectro analizado tenía más de un 90% de similitud con el patrón denominado como “Cotton 16a. White Lab Coat” de la base de datos utilizada (*Figura 39*).



**Figura 39.** Comparación espectro Raman obtenido (Rojo) con espectro de fibra de algodón de la base de datos "spectrabase" (azul).

En total se pudieron obtener y analizar cuatro espectros Raman concluyentes. De estos cuatro espectros obtenidos, tras la comparación con la base de datos del equipo, el espectro con mayor semejanza para todos ellos fue el de "Cotton 16a. White Lab Coat". Es decir, se podría asumir que estas cuatro micropartículas analizadas eran algodón. Estos resultados podrían confirmar la existencia de contaminación en las distintas fases del experimento por parte de las prendas de ropa utilizadas durante el proceso de análisis de las muestras. Estos resultados se complementan con los obtenidos gracias al análisis por fluorescencia, donde se puede apreciar la presencia de partículas de algodón en muchas de las muestras analizadas.

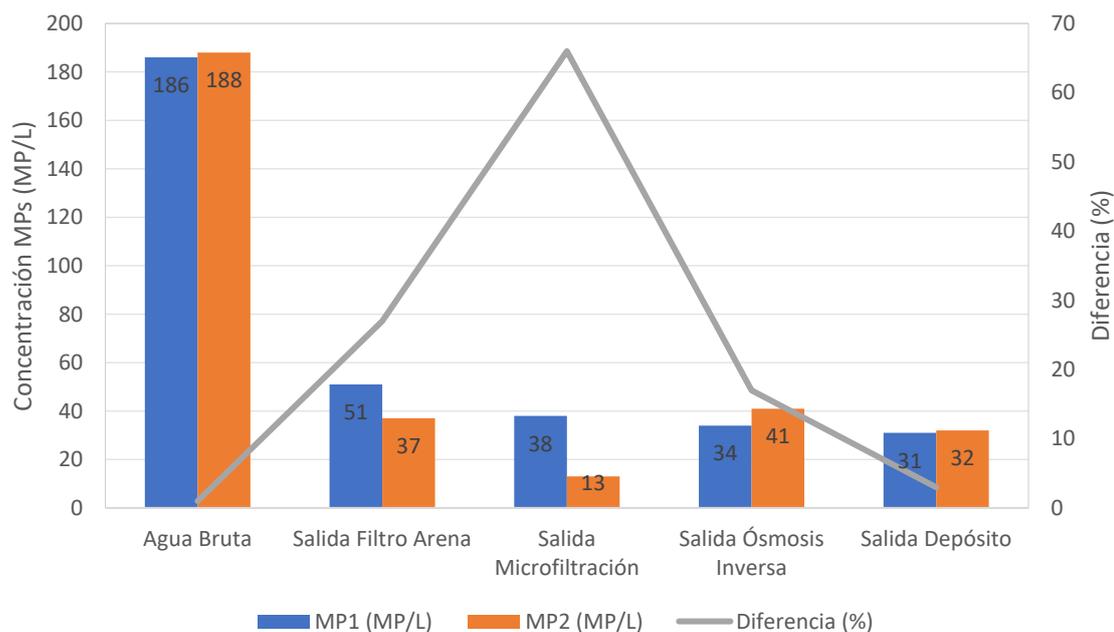
### 6.3. Comparación y discusión de resultados

#### 6.3.1. Comparación entre experimentos

Simultáneamente a la realización de este proyecto, otro investigador se encargaba de realizar un duplicado de los experimentos. El objetivo de esto no es otro que el de obtener una mayor fiabilidad a la hora de analizar los datos e intentar reducir el factor humano a la hora de obtener los resultados finales. Es por eso por lo que a continuación se plantea una comparación de los resultados de los experimentos que se han realizado por duplicado a la vez que se analizan dichos resultados de manera crítica comprándolos con datos obtenidos en literatura ya existente.

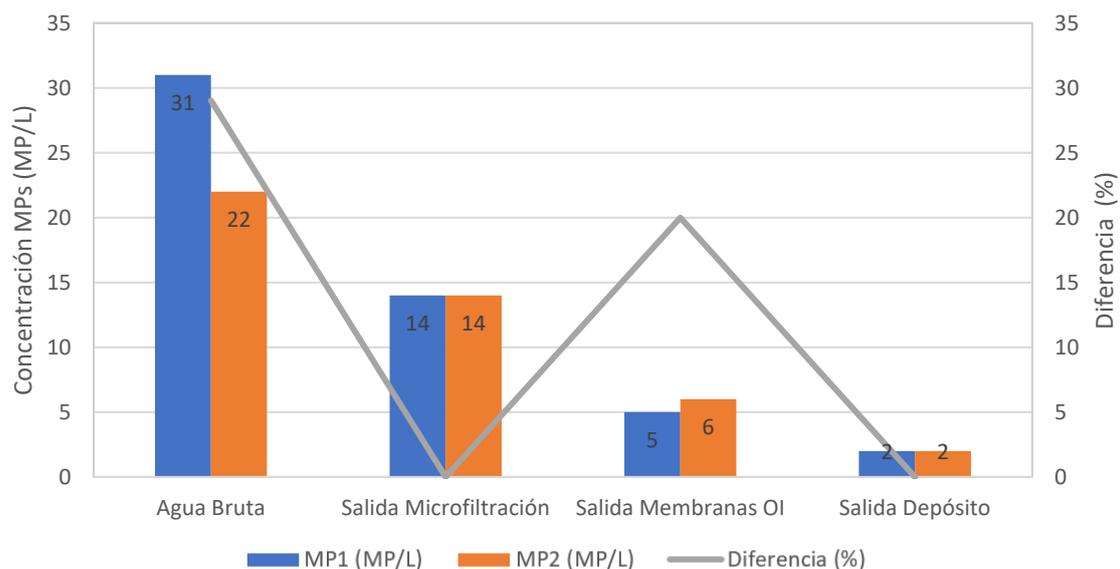
Los experimentos que se hicieron por duplicado y por tanto los que pueden ser comparados son la cuantificación de microplásticos para el primer muestreo de la ETAP A (Figura 40) y la cuantificación de la ETAP B (Figura 41). De aquí en adelante se empleará la nomenclatura MP1 para referirse a los resultados obtenidos en este trabajo y MP2 para referirse a los resultados obtenidos por el segundo investigador.

Estudio de la caracterización de microplásticos y su eliminación en estaciones de potabilización.  
Presencia de MPs en acuíferos y aguas subterráneas



**Figura 40.** Resultados obtenidos en este trabajo (MP1) y por un segundo investigador (MP2) para el primer muestreo de la ETAP A.

Comparando los resultados de ambos investigadores para la ETAP A se obtienen tendencias parecidas, detectando en el “Agua Bruta” la mayor cantidad de microplásticos y obteniendo una reducción total de microplásticos casi equivalente. Sin embargo, para la muestra “Salida Microfiltración” se observa que el segundo investigador (MP2) ha reportado una cantidad muy pequeña de microplásticos que posteriormente se incrementa hasta volver a alcanzar niveles muy parecidos a los de este trabajo.

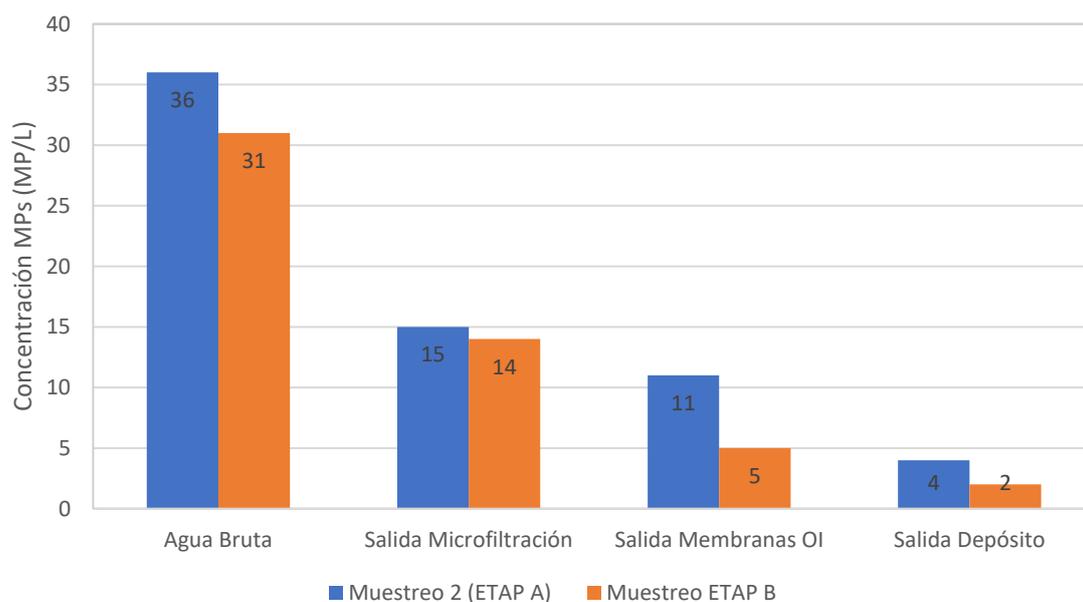


**Figura 41.** Resultados obtenidos en este trabajo (MP1) y por un segundo investigador (MP2) para el primer muestreo de la ETAP B.

Para la ETAP B se observa similitud en la mayoría de los resultados, sin embargo, la muestra “Agua Bruta” presenta una mayor diferencia (29%).

A pesar de pequeñas variaciones se puede decir que los resultados de ambos investigadores se encuentran en los mismos ordenes de magnitud para todas las muestras, llegando a tomar exactamente los mismos valores en algunas ocasiones. Esta similitud de resultados aporta fiabilidad a los resultados finales y disminuye en gran medida las probabilidades de que los resultados no sean concluyentes. A su vez, las pequeñas variaciones entre investigadores ponen de manifiesto la variabilidad del método, el cual es dependiente de la pericia del investigador y es muy sensible a la contaminación externa.

Otra de las comparativas que pueden ayudar a entender mejor los datos es la comparativa entre las dos ETAPs analizadas (*Figura 42*). Esta comparación tiene sentido ya que las dos están ubicadas geográficamente cerca y, los pozos de captación, aunque sean distintos, comparten muchas características.



**Figura 42.** Comparativa de microplásticos encontrados entre las dos ETAPs estudiadas.

### 6.3.2. Comparación con otros estudios

Los resultados obtenidos durante este trabajo indican que las concentraciones de microplásticos en las muestras de agua bruta pueden llegar a alcanzar hasta niveles alrededor de 100 MP/L. Estos resultados son consistentes con los resultados obtenidos por Zhang et al. (2020), quienes reportaron concentraciones de microplásticos en el rango de 30 a 100 MP/L en

aguas subterráneas obtenidas de pozos con profundidades entre 5 y 50 metros. Adicionalmente, la mayoría de los estudios llevados a cabo, como el realizado por Dalmau-Soler et al. (2021), demuestran que las primeras etapas de tratamiento de agua, entre las que típicamente se incluye el filtrado con filtros de arena, son las que mayor porcentaje de eliminación de microplásticos demuestran, con un porcentaje de  $79 \pm 9\%$ . Estos resultados cuadran perfectamente con lo expuesto en el apartado de resultados de este trabajo.

Otro de los principales puntos de investigación de este trabajo insiste en comprobar si los procesos de microfiltración y ósmosis inversa son capaces de aportar contaminación por microplásticos al efluente final. Aunque en los ensayos de migración se ha comprobado que no hay aporte de estas micropartículas por parte de ninguno de los componentes de los procesos, esto puede ser debido al perfecto estado de los componentes utilizados. Estudios como el de Mintenig et al. (2019) han encontrado mediante el uso de técnicas más avanzadas, como el uso de microscopio FTIR, que tanto la microfiltración como la ósmosis inversa pueden estar implicadas en la introducción de microplásticos en el agua tratada. Esta hipótesis, aunque no puede ser respaldada con los experimentos de migración ya mencionados anteriormente, sí que concuerda con las partículas de materiales típicos de membranas de ósmosis inversa encontradas en los experimentos de caracterización por fluorescencia llevados a cabo en las muestras provenientes de las ETAPs.

## 7. Conclusiones

Se han analizado muestras de agua provenientes de dos ETAPs (ETAP A y ETAP B) con el objetivo de cuantificar y caracterizar los microplásticos presentes en cada una de las 5 etapas que componen el proceso de potabilización. A continuación, se exponen las conclusiones más relevantes.

En el primer muestreo de la ETAP A, se obtuvo un valor inicial de 186 MP/L y en el último punto de muestreo, tras todas las etapas, se obtuvo un valor de 31 MP/L, lo que supone una eliminación indirecta de MPs total del 84% dentro del cual, la etapa de filtración mediante filtros de arena acumula la mayor efectividad con una eliminación parcial del 72%.

En el segundo muestreo de la ETAP A se obtuvieron unos valores de microplásticos totales inferiores, siendo el valor de entrada de 36 MP/L y el final de 4 MP/L, lo que supone una eliminación indirecta de MPs total del 90%. Las diferencias entre los resultados del primer y segundo muestreo de la ETAP A son notables. Se entiende que los resultados del segundo muestro son más fiables, pues la metodología estaba más refinada y se intentó minimizar al máximo la contaminación cruzada. No obstante, la eliminación indirecta de MPs total obtenida en ambos casos es muy similar.

Para el caso de la ETAP B, el valor inicial obtenido fue de 31 MP/L y el final de 2 MP/L, lo que supone una eliminación total del 95%. A pesar de la diferencia en concentración de microplásticos entre las distintas muestras, se ha podido observar una consistencia en los porcentajes de eliminación, lo que pone de manifiesto que estos métodos de potabilización ayudan al control de la contaminación por microplásticos.

Adicionalmente, tras analizar los resultados de migración obtenidos, se observó que el uso de tuberías o filtros en un estado poco adecuado puede contribuir a la introducción de microplásticos adicionales en el agua tratada. Este hecho pone de manifiesto la necesidad de un mantenimiento riguroso y la renovación periódica de los equipos para evitar contaminaciones adicionales, así como la sensibilidad de los efluentes a la contaminación externa.

Tras los ensayos de identificación se registró la presencia de partículas de materiales de origen plástico como lo son el polipropileno, el PVC o el PET, sin embargo, también se evidenció la presencia de partículas de origen natural típicamente textiles como el algodón y la lana, probablemente procedentes de una contaminación externa.

El uso de la técnica del Raman presentó diversos problemas logísticos y técnicos debido a lo cual la cantidad de muestras analizadas fue mínima y solo se pudieron obtener espectros de muestras de fibras de algodón correspondientes al primer muestreo de la ETAP A en el punto “Salida Ósmosis Inversa”.

La cuantificación de microplásticos en dos muestras obtenidas de dos acuíferos distintos ubicados a gran profundidad demostró una muy baja concentración de MPs (entre 7 y 8 MP/L).

Finalmente, los resultados obtenidos durante este trabajo fueron comparados tanto con los resultados de otros investigadores y estudios ya publicados en bibliografía. Tras esta comparación se ha podido observar una consistencia en los resultados obtenidos, a la vez que se observan resultados del mismo orden de magnitud en otros estudios realizados en condiciones parecidas a las de este trabajo. La duplicación de experimentos y la comparación crítica de los resultados con datos existentes en la literatura científica son prácticas esenciales para minimizar el error humano y asegurar la precisión en los análisis de microplásticos. Sin embargo, la falta de una metodología normalizada de análisis de microplásticos en aguas potables hasta principios del año 2024 (Comisión Europea, 2024) hace difícil la obtención de conclusiones más relevantes y complica la comparación de resultados.

## 8. Bibliografía

Agbekpomu, P., & Kevudo, I. (2023). The Risks of Microplastic Pollution in the Aquatic Ecosystem. In *Advances and Challenges in Microplastics*. IntechOpen.

Amato-Lourenço, L. F., Carvalho-Oliveira, R., Júnior, G. R., Dos Santos Galvão, L., Ando, R. A., & Mauad, T. (2021). Detection of microplastics in human lung tissue using  $\mu$ FTIR spectroscopy. *Science of The Total Environment*, 781, 146688.

Anbumani, S., & Kakkar, P. (2018). Ecotoxicological effects of microplastics on biota: a review. *Environmental Science and Pollution Research*, 25, 14373-14396.

Araujo, C. F., Nolasco, M. M., Ribeiro, A. M. P., Ribeiro-Claro, P. J. A. (2018). Identification of microplastics using Raman spectroscopy: Latest developments and future prospects. *Water Research*, 142, 426-440.

Ashrafy, A., Liza, A. A., Islam, M. N., Billah, M. M., Arafat, S. T., Rahman, M. M., & Rahman, S. M. (2023). Microplastics pollution: a brief review of its source and abundance in different aquatic ecosystems. *Journal of Hazardous Materials Advances*, 9, 100215.

Bhuyan MS, S, V, S, Szabo S, Maruf Hossain M, Rashed-Un-Nabi, Paramasivam CR, M P, J, Shafiqul Islam M. (2021) Plastics in marine ecosystem: A review of their sources and pollution conduits. *Reg Stud Mar Sci* 41:101539.

Borrelle, S. B., Ringma, J., Law, K. L., Monnahan, C. C., Lebreton, L., McGivern, A., & Jambeck, J. R. (2020). Predicted growth in plastic waste exceeds efforts to mitigate plastic pollution. *Science*, 369(6510), 1515-1518.

Boucher, J., & Friot, D. (2017). *Primary Microplastics in the Oceans: A Global Evaluation of Sources*. Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (IUCN).

Calvo Anglada, S. (2020). *Detección y caracterización por tamaños de micro y nanoplásticos en muestras de interés ambiental*. Universidad de Zaragoza.

Cole, M., Lindeque, P., Fileman, E., Halsband, C., Goodhead, R., Moger, J., & Galloway, T. S. (2014). Microplastic ingestion by zooplankton. *Environmental Science & Technology*, 48(12), 6646-6655.

Comisión Europea. (2024). *Anexo de la Decisión Delegada de la Comisión de 11.3.2024 por la que se completa la Directiva (UE) 2020/2184 del Parlamento Europeo y del Consejo mediante el establecimiento de una metodología para medir los microplásticos en las aguas destinadas al consumo humano*. Bruselas: Comisión Europea.

Comisión Europea. (2024). *Decisión Delegada de la Comisión de 11.3.2024 por la que se completa la Directiva (UE) 2020/2184 del Parlamento Europeo y del Consejo mediante el establecimiento de una metodología para medir los microplásticos en las aguas destinadas al consumo humano*. Bruselas: Comisión Europea.

Cox, K. D., Covernton, G. A., Davies, H. L., Dower, J. F., Juanes, F., & Dudas, S. E. (2019). Human consumption of microplastics. *Environmental science & technology*, 53(12), 7068-7074.

Dris, R., Gasperi, J., Mirande, C., Mandin, C., Guerrouache, M., Langlois, V., & Tassin, B. (2017). A first overview of textile fibers, including microplastics, in indoor and outdoor environments. *Environmental pollution*, 221, 453-458.

Dris, R., Imhof, H., Sanchez, W., Gasperi, J., Galgani, F., Tassin, B., & Laforsch, C. (2016). Beyond the ocean: contamination of freshwater ecosystems with (micro-)plastic particles. *Environmental Chemistry*, 13(6), 541-548. DOI: 10.1071/EN14172

Edo, C., González-Pleiter, M., Leganés, F., Fernández-Piñas, F., & Rosal, R. (2020). Fate of microplastics in wastewater treatment plants and their environmental dispersion with effluent and sludge. *Environmental Pollution*, 259, 113837.

Gan, Q., Cui, J., & Jin, B. (2022). Environmental microplastics: Classification, sources, fates, and effects on plants. *Chemosphere*, 137559.

Gbogbo, F., Takyi, J.B., Billah, M.K. et al. (2020). Analysis of microplastics in wetland samples from coastal Ghana using the Rose Bengal stain. *Environ Monit Assess* 192, 208.

Gigault, J., Ter Halle, A., Baudrimont, M., Pascal, P. Y., Gauffre, F., Phi, T. L., ... & Reynaud, S. (2018). Current opinion: what is a nanoplastic? *Environmental pollution*, 235, 1030-1034.

Guo, J. J., Huang, X. P., Xiang, L., Wang, Y. Z., Li, Y. W., Li, H., ... & Wong, M. H. (2020). Source, migration and toxicology of microplastics in soil. *Environment international*, 137, 105263.

Hale, R. C., Seeley, M. E., La Guardia, M. J., Mai, L., & Zeng, E. Y. (2020). A Global Perspective on Microplastics. *Journal of Geophysical Research: Oceans*, 125, e2018JC014719.

Hale, R. C., Seeley, M. E., La Guardia, M. J., Mai, L., & Zeng, E. Y. (2020). A Global Perspective on Microplastics. *Journal of Geophysical Research: Oceans*, 125.

Hataley, E., Rochman, C., & IISD Experimental Lakes Area. (2023). Microplastics now pervasive in Great Lakes, with 90% of water samples surpassing safe levels for aquatic wildlife: new studies. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*. International Institute for Sustainable Development.

He, D.; Luo, Y.; Lu, S.; Liu, M. (2018) Microplastics in soil: Analytical methods, pollution characteristics and ecological risks. *Trend. Anal. Chem*, 109, 163–172.

K. Homin, K. Jiyeon, J. Seonghyeon, L. Junho, L. Chaehwi y Y. Yeojoon, «Microplastics in water systems: A review of their impacts on the environment and their potential hazards, » *Heliyon*, vol. 23, p. 31, 2023.

Kye, H., Kim, J., Ju, S., Lee, J., Lim, C., & Yoon, Y. (2023). Microplastics in water systems: A review of their impacts on the environment and their potential hazards. *Heliyon*.

Lares, M., Ncibi, M. C., Sillanpää, M., & Sillanpää, M. (2018). Occurrence, identification and removal of microplastic particles and fibers in conventional activated sludge process and advanced MBR technology. *Water Research*, 133, 236-246.

Lassen, C., Foss Hansen, S., Magnusson, K., Noren, F., Bloch Hartmann, N.I., Rehne Jensen, P., Gisel Nielsen, T., and Brinch, A. (2015). Microplastics: Occurrence, effects and sources of releases to the environment in Denmark (Environmental Project No. 1793) The Danish Environmental Protection Agency.

Lebreton LCM, van der Zwet J, Damsteeg J-W, Slat B, Andrady A, Reisser J. (2017) River plastic emissions to the world's oceans. *Nat Commun* 8:15611.

Liu, P., Zhan, X., Wu, X., Li, J., Wang, H., & Gao, S. (2020). Biodegradation of microplastics by fungi: A review. *Journal of Hazardous Materials*, 400, 123310. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2020.123310>

Lu, Y., Li, M. C., Lee, J., Liu, C., & Mei, C. (2023). Microplastic remediation technologies in water and wastewater treatment processes: current status and future perspectives. *Science of The Total Environment*, 868, 161618.

Maes, T., Jessop, R., Wellner, N., Haupt, K., & Mayes, A. G. (2017). A rapid-screening approach to detect and quantify microplastics based on fluorescent tagging with Nile Red. *Scientific Reports*, 7(1), 44501.

Mansa, R., & Zou, S. (2021). Thermogravimetric analysis of microplastics: A mini review. *Environmental Advances*, 5, 100117.

Mehinto, A. C., et al. (2021). Risk-based management framework for microplastics in aquatic ecosystems. *Microplastics and Nanoplastics*.

Meyers, N., Catarino, A. I., Declercq, A. M., Brennan, A., Devriese, L., Vandegheuchte, M., ... & Everaert, G. (2022). Microplastic detection and identification by Nile red staining: Towards a semi-automated, cost-and time-effective technique. *Science of the Total Environment*, 823, 153441.

Peixoto, D., Pinheiro, C., Amorim, J., Oliva-Teles, F., Guilhermino, L., & Vieira, M. N. (2019). Microplastics in European sea salts – An example of exposure through consumer choice and of interstudy methodological discrepancies. *Chemosphere*, 223, 61-68.

Prata, J. C., da Costa, J. P., Lopes, I., Duarte, A. C., & Rocha-Santos, T. (2020). Environmental exposure to microplastics: An overview on possible human health effects. *Science of the total environment*, 702, 134455.

Prata, J. C., da Costa, J. P., Lopes, I., Duarte, A. C., & Rocha-Santos, T. (2019). Methods for sampling and detection of microplastics in water and sediment: A critical review. *TrAC Trends in Analytical Chemistry*, 110, 150-159.

Qi, Y.; Beriot, N.; Gort, G.; Lwanga, E.H.; Gooren, H.; Yang, X.; Geissen, V. Impact of plastic mulch film debris on soil physicochemical and hydrological properties. *Environ. Pollut.* 2020, 266, 115097.

Rai, M., Pant, G., Pant, K., Aloo, B. N., Kumar, G., Singh, H. B., & Tripathi, V. (2023). Microplastic pollution in terrestrial ecosystems and its interaction with other soil pollutants: A potential threat to soil ecosystem sustainability. *Resources*, 12(6), 67.

Ran, X., Li, Y., Chen, Z., Wang, H., & Liu, J. (2024). Effects of microplastic ingestion on gut microbiota and health in mice. *Journal of Environmental Science and Health, Part A\**, 59(2), 123-134.

Revel, M., Châtel, A., & Mouneyrac, C. (2018). Micro (nano) plastics: a threat to human health? *Current Opinion in Environmental Science & Health*, 1, 17-23.

Sajjad, M.; Huang, Q.; Khan, S.; Khan, M.A.; Yin, L.; Wang, J.; Lian, F.; Wang, Q.; Guo, G. Microplastics in the soil environment: A critical review. *Environ. Technol. Innov.* 2022, 12, 102408.

Sheng-Han, L., Wei, C., & Ming, Y. (2024). Impact of microplastic-induced dysbiosis on liver and brain health in mice. *Environmental Toxicology and Pharmacology\**, 98, 103450.

Song, Y., Lu, J., Li, L., Liu, J., & Yuan, X. (2019). Microplastics in sediments from the coastal waters of the Yellow Sea and Bohai Sea, China. *Science of The Total Environment*, 688, 360-366.

Ta, A. T., & Promchan, N. (2024). Microplastics in wastewater from developing countries: A comprehensive review and methodology suggestions. *TRAC Trends in Analytical Chemistry*, 117537.

Thompson, R. C., Olsen, Y., Mitchell, R. P., Davis, A., Rowland, S. J., John, A. W. G., McGonigle, D., & Russell, A. E. (2004). Lost at Sea: Where Is All the Plastic? *Science*, 304(5672), 838.

UNFCCC. (2024, March 6). A new plastics economy is needed to protect the climate. United Nations Climate Change.

Wen, Z., Xie, Y., Chen, M. et al. (2021). China's plastic import ban increases prospects of environmental impact mitigation of plastic waste trade flow worldwide. *Nat Commun* 12, 425.

Wu, C.; Pan, S.; Shan, Y.; Ma, Y.; Wang, D.; Song, X.; Hu, H. Microplastics mulch films affect the environmental behaviour of adsorption of pesticides residues in soil. *Environ. Res.* 2022, 214, 114133.

Zambrano, M. C., Pawlak, J. J., Daystar, J., Ankeny, M., Cheng, J. J., & Venditti, R. A. (2019). Microfibers generated from the laundering of cotton, rayon and polyester based fabrics and their aquatic biodegradation. *Marine pollution bulletin*, 142, 394-407.

Zhang, J., Wang, Y., Feng, H., Xue, Y., Sha, X., Fu, D., & Wang, L. (2024). Analysis and detection methods of microplastics in the environment. In *Microplastic Contamination in Aquatic Environments* (pp. 33-63). Elsevier.

Zhang, L., Xie, Y., Liu, J., Zhong, S., Qian, Y., & Gao, Y. (2020). "Microplastics in groundwaters: Presence, analytical methods and environmental implications." *Chemosphere*, 251, 126405.

Zhua, L., Sun, J., Li, D., & Zhang, Y. (2022). Microplastics in feces of patients with inflammatory bowel disease and their correlation with disease severity. *Science of The Total Environment\**, 803, 149675.

# **PRESUPUESTO**

## ÍNDICE DEL PRESUPUESTO

<b>1. Cuadro de Mano de Obra.....</b>	<b>1</b>
<b>2. Cuadro de Maquinaria .....</b>	<b>2</b>
<b>3. Cuadro de Materiales.....</b>	<b>3</b>
<b>4. Anejo de justificación de precios.....</b>	<b>4</b>
<b>5. Cuadro de Precios .....</b>	<b>16</b>
<b>6. Resumen del presupuesto .....</b>	<b>0</b>

# 1. Cuadro de Mano de Obra

<b>Cuadro de mano de obra</b>					
Núm.	Código	Denominación de la mano de obra	Precio	Horas	Total
1	M03	Tutora de universidad	40,000	5,000	200,00
2	M02	Tutora de universidad	40,000	5,000	200,00
3	M01	Ingeniero en prácticas	5,192	520,000	2.700,00
			<b>Total mano de obra:</b>		<b>3.100,00</b>

## 2. Cuadro de Maquinaria

Núm.	Código	Denominación de la maquinaria	Precio	Cantidad		Total
1	E_ISIRYM	Uso de equipos ISIRYM (pH-metro, Conductímetro, Turbidímetro, Equipo de Filtración, Estufa, Desecador, Estereomicroscopio, Raman)	25,000	7,000	d	172,50
2	Epi	Microscopio de epifluorescencia Olympus BX50	20,000	31,000	h	620,00
3	Com	Ordenador	0,050	200,000	h	10,00
			<b>Total maquinaria:</b>			<b>802,50</b>

### 3. Cuadro de Materiales

Cuadro de materiales						
Núm.	Código	Denominación del material	Precio	Cantidad		Total
1	Filtros	Filtros Whatman Nuclepore, 47 mm diámetro y luz de paso de 10 micras	154,000	1,000	Ud	154,00
2	Agua_bidestilada	Agua bidestilada comercial (Fisher Scientific) empleada en experimentos de migración.	93,890	5,000	Ud	469,45
3	RB	Rosa Bengala para tinción (50 mg)	50,000	1,000	Ud	50,00
4	OI	Membrana de ósmosis inversa empleada durante los experimentos de migración	120,000	1,000	Ud	120,00
5	L_ISIRYM	Uso de los laboratorios y los materiales del ISIRYM (kit DQO, placas Petri, pipetas, cuentagotas, pinzas).	20,000	13,000	d	268,00
6	Cartucho	Filtro de cartucho de 5 micras empleado en los ensayos de migración.	30,000	1,000	Ud	15,00
7	IDP	Colorante utilizado para la identificación a partir de la fluorescencia (iDye Pink) (14 g)	6,000	1,000	Ud	6,00
			<b>Total material:</b>			<b>1097,45</b>

## 4. Anejo de justificación de precios

Núm	Código	Ud	Descripción	Precio	Total	
<b>1 ADQUISICIÓN DE MATERIALES Y DEFINICIÓN DEL PLAN EXPERIMENTAL</b>						
1.1			<b>Primera reunión dedicada a establecer los objetivos del trabajo y el plan que se va a seguir para alcanzarlos</b>			
Ord		1,000	h	Ordenador	0,050	0,05
M01		3,000	h	Ingeniero en prácticas	5,192	15,576
M02		3,000	h	Tutora de universidad	40,000	120,00
M03		3,000	h	Tutora de universidad	40,000	120,00
Filt		1,000	Ud	Caja de Filtros	154,000	154,00
IDP		1,000	Ud	iDye Pink	6,000	6,00
RB		1,000	Ud	Rosa Bengala	50,000	50,00
%0030		3,000	%	Costes directos complementarios 3%	465,626	13,97
		3,000	%	Costes indirectos	479,596	14,38
				<b>Precio total</b>	<b>493,98</b>	

<b>2 PEPARACIÓN DE LOS BLANCOS</b>					
2.1		<b>Control de calidad para determinar la posible presencia de MPs en agua osmotizada</b>			
MO1	15,000	h	Ingeniero en prácticas	5,192	77,88
L_ISIRYM	0,500	d	Laboratorios ISIRYM	20,000	10,00
E_ISIRYM	0,250	d	Equipos ISIRYM	25,000	6,25
%0030	3,000	%	Costes directos complementarios 3%	94,08	2,82
	3,000	%	Costes indirectos	96,90	2,90
<b>Precio total</b>				<b>99,80</b>	
2.2		<b>Control de calidad para determinar la posible presencia de microplásticos en Agua Bidestilada comercial</b>			
MO1	15,000	h	Ingeniero en prácticas	5,192	77,88
L_ISIRYM	0,500	d	Laboratorios ISIRYM	20,000	10,00
E_ISIRYM	0,250	d	Equipos ISIRYM	25,000	6,25
Agua_bidestilada	5,000	Ud	Agua Bidestilada Comercial	93,890	469,45
%0030	3,000	%	Costes directos complementarios 3%	563,58	16,91
3,000		%	Costes indirectos	580,49	17,41
<b>Precio total</b>				<b>597,90</b>	

<b>3 EXPERIMENTOS ETAP A</b>					
3.1		<b>Caracterización del agua de entrada: Turbidez, DQO, Conductividad y pH</b>			
MO1	10,000	h	Ingeniero en prácticas	5,192	51,92
E_ISIRYM	0,200	d	Equipos ISIRYM	25,000	5,00
L_ISIRYM	0,200	d	Laboratorios ISIRYM	20,000	4,00
%0030	3,000	%	Costes directos complementarios 3%	60,920	1,83
	3,000	%	Costes indirectos	62,75	1,88
			<b>Precio total</b>	<b>64,63</b>	
3.2		<b>Determinación de la concentración de microplásticos tras el proceso de tinción con Rosa Bengala</b>			
MO1	50,000	h	Ingeniero en prácticas	5,192	259,60
L_ISIRYM	2,000	d	Laboratorios ISIRYM	20,000	40,00
E_ISIRYM	1,000	d	Equipos ISIRYM	25,000	25,00
%0030	3,000	%	Costes directos complementarios 3%	324,600	9,74
	3,000	%	Costes indirectos	334,34	10,03
			<b>Precio total</b>	<b>344,37</b>	

3.3		<b>Identificación de micropartículas teñidas con iDye Pink, según su fluorescencia, en base a patrones preestablecidos</b>			
M01	60,000	h	Ingeniero en prácticas	5,192	311,52
L_ISIRYM	2,000	d	Laboratorios ISIRYM	20,000	40,00
E_ISIRYM	1,000	d	Equipos ISIRYM	25,000	25,00
Epi	11,000	h	Microscopio Olympus BX50	20,000	220,00
%0030	3,000	%	Costes directos complementarios 3%	596,52	17,90
	3,000	%	Costes indirectos	614,42	18,43
			<b>Precio total</b>	<b>632,85</b>	
3.4		<b>Transporte de las muestras</b>			
Transporte_ida	1,000		Envío ida	30,000	30,000
Transporte_vuelta	1,000		Envío de vuelta	30,000	30,000
%0030	3,000	%	Costes directos complementarios 3%	60,000	1,80
	3,000	%	Costes indirectos	61,800	1,85
			<b>Precio total</b>	<b>63,65</b>	

<b>4 EXPERIMENTOS ETAP B</b>					
4.1		<b>Caracterización del agua de entrada: Turbidez, DQO, Conductividad y pH</b>			
M01	10,000	h	Ingeniero en prácticas	5,192	51,92
E_ISIRYM	0,200	d	Equipos ISIRYM	25,000	5,00
L_ISIRYM	0,200	d	Laboratorios ISIRYM	20,000	4,00
%0030	3,000	%	Costes directos complementarios 3%	60,920	1,83
	3,000	%	Costes indirectos	62,75	1,88
			<b>Precio total</b>	<b>64,63</b>	
4.2		<b>Determinación de la concentración de microplásticos tras el proceso de tinción con Rosa Bengala</b>			
M01	50,000	h	Ingeniero en prácticas	5,192	259,60
L_ISIRYM	2,000	d	Laboratorios ISIRYM	20,000	40,00
EQ_ISIRYM	1,000	d	Equipos ISIRYM	25,000	25,00
%0030	3,000	%	Costes directos complementarios 3%	324,600	9,74
	3,000	%	Costes indirectos	334,34	10,03
			<b>Precio total</b>	<b>344,37</b>	

4.3		<b>Identificación de micropartículas teñidas con iDye Pink, según su fluorescencia, en base a patrones preestablecidos</b>			
M01	60,000	h	Ingeniero en prácticas	5,192	311,52
L_ISIRYM	2,000	d	Laboratorios ISIRYM	20,000	40,00
E_ISIRYM	1,000	d	Equipos ISIRYM	25,000	25,00
Epi	11,000	h	Microscopio Olympus BX50	20,000	220,00
%0030	3,000	%	Costes directos complementarios 3%	596,52	17,90
	3,000	%	Costes indirectos	614,42	18,43
<b>Precio total</b>				<b>632,85</b>	
4.4		<b>Transporte de las muestras</b>			
Transporte_ida	1,000		Envío ida	30,000	30,000
Transporte_vuelta	1,000		Envío de vuelta	30,000	30,000
%0030	3,000	%	Costes directos complementarios 3%	60,000	1,80
	3,000	%	Costes indirectos	61,800	1,85
<b>Precio total</b>				<b>63,65</b>	

<b>5 ENSAYOS DE MIGRACIÓN</b>					
5.1		<b>Adquisición de los materiales empleados durante los ensayos de migración: Filtros de cartucho de microfiltración y membranas de ósmosis inversa</b>			
Cartucho	1,000	Ud	Filtro de cartucho de 5 micras	30,000	30,00
OI	1,000	Ud	Membrana de ósmosis inversa	120,000	120,00
%0030	3,000	%	Costes directos complementarios 3%	150,000	4,50
	3,000	%	Costes indirectos	154,500	4,64
			<b>Precio total</b>	<b>159,14</b>	
5.2		<b>Determinación de la concentración de microplásticos tras el proceso de tinción con Rosa Bengala</b>			
M01	10,000	h	Ingeniero en prácticas	5,192	51,920
L_ISIRYM	1,000	d	Laboratorios ISIRYM	20,000	20,00
E_ISIRYM	0,500	d	Equipos ISIRYM	25,000	12,50
%0030	3,000	%	Costes directos complementarios 3%	104,420	3,13
	3,000	%	Costes indirectos	107,550	3,23
			<b>Precio total</b>	<b>110,78</b>	

5.3		<b>Identificación de micropartículas teñidas con iDye Pink, según su fluorescencia, en base a patrones preestablecidos</b>			
M01	12,000	h	Ingeniero en prácticas	5,192	62,30
L_ISIRYM	1,000	d	Laboratorios ISIRYM	20,000	20,00
E_ISIRYM	0,500	d	Equipos ISIRYM	25,000	12,50
Epi	5,000	h	Microscopio Olympus BX50	20,000	100,00
%0030	3,000	%	Costes directos complementarios 3%	194,800	5,84
	3,000	%	Costes indirectos	200,64	6,02
<b>Precio total</b>				<b>206,66</b>	

<b>6 EXPERIMENTOS SOBRE ACUÍFEROS</b>					
6.1		<b>Determinación de la concentración de microplásticos tras el proceso de tinción con Rosa Bengala</b>			
M01	5,000	h	Ingeniero en prácticas	5,192	25,96
E_ISIRYM	0,200	d	Equipos ISIRYM	25,000	5,00
L_ISIRYM	0,200	d	Laboratorios ISIRYM	20,000	4,00
%0030	3,000	%	Costes directos complementarios 3%	34,96	1,05
	3,000	%	Costes indirectos	36,01	1,08
<b>Precio total</b>				<b>37,09</b>	
6.2		<b>Identificación de micropartículas teñidas con iDye Pink, según su fluorescencia, en base a patrones preestablecidos</b>			
M01	20,000	h	Ingeniero en prácticas	5,192	103,84
Lab_ISIRYM	2,000	d	Laboratorios ISIRYM	20,000	40,00
EQ_ISIRYM	1,000	d	Equipos ISIRYM	25,000	25,00
%0030	3,000	%	Costes directos complementarios 3%	168,84	5,06
	3,000	%	Costes indirectos	173,90	5,22
<b>Precio total</b>				<b>179,12</b>	
6.3		<b>Transporte de las muestras</b>			
Transporte_ida	1,000		Envío ida	30,000	30,000
Transporte_vuelta	1,000		Envío de vuelta	30,000	30,000
%0030	3,000	%	Costes directos complementarios 3%	60,000	1,80
	3,000	%	Costes indirectos	61,800	1,85
<b>Precio total</b>				<b>63,65</b>	

<b>7 ANÁLISIS DE RESULTADOS</b>					
7.1		<b>Análisis de los resultados de los blancos: agua bidestilada y agua osmotizada</b>			
M01	2,000	h	Ingeniero en prácticas	5,192	10,39
Com	1,000	h	Ordenador	0,050	0,05
%0030	3,000	%	Costes directos complementarios 3%	10,440	0,31
	3,000	%	Costes indirectos	10,750	0,32
			<b>Precio total</b>	<b>11,07</b>	
7.2		<b>Análisis de los resultados obtenidos de la ETAP A: análisis agua de entrada, recuento e identificación de microplásticos</b>			
M01	70,000	h	Ingeniero en prácticas	5,192	363,44
Com	70,000	h	Ordenador	0,050	3,50
%0030	3,000	%	Costes directos complementarios 3%	366,940	11,00
3,000		%	Costes indirectos	377,940	11,33
			<b>Precio total</b>	<b>389,27</b>	

7.3		<b>Análisis de los resultados obtenidos en la ETAP B: análisis agua de entrada, recuento e identificación de microplásticos</b>			
M01	60,000	h	Ingeniero en prácticas	5,192	311,52
Com	60,000	h	Ordenador	0,050	3,00
%0030	3,000	%	Costes directos complementarios 3%	314,520	9,44
3,000		%	Costes indirectos	323,960	9,72
			<b>Precio total</b>	<b>333,68</b>	
7.4		<b>Análisis de los resultados obtenidos durante los experimentos de migración</b>			
M01	30,000	h	Ingeniero en prácticas	5,192	155,76
Com	30,000	h	Ordenador	0,050	1,50
%0030	3,000	%	Costes directos complementarios 3%	157,260	4,72
3,000		%	Costes indirectos	161,980	4,86
			<b>Precio total</b>	<b>166,84</b>	

7.5		<b>Análisis de los resultados obtenidos durante los análisis de muestras a gran profundidad</b>			
M01	30,000	h	Ingeniero en prácticas	5,192	155,76
Com	30,000	h	Ordenador	0,050	1,50
%0030	3,000	%	Costes directos complementarios 3%	157,260	4,72
3,000		%	Costes indirectos	161,980	4,86
			<b>Precio total</b>	<b>166,84</b>	
7.6		<b>Reunión final en la que se ponen en común los resultados y se redactan las conclusiones del trabajo</b>			
M01	8,000	h	Ingeniero en prácticas	5,192	41,54
M02	2,000	h	Tutora de universidad	40,000	80,00
M03	2,000	h	Tutora de universidad	40,000	80,00
Com	8,000	h	Ordenador	0,050	0,40
3,000		%	Costes indirectos	201,940	6,06
			<b>Precio total</b>	<b>208,00</b>	

## 5. Cuadro de Precios

Cuadro de precios			
N.º	Designación	Importe	
		En cifra (euros)	En letra (euros)
	<b>1 ADQUISICIÓN DE MATERIALES Y DEFINICIÓN DEL PLAN EXPERIMENTAL</b>		
1.1	Primera reunión dedicada a establecer los objetivos del trabajo y el plan que se va a seguir para alcanzarlos	493,98	CUATROCIENTOS NOVENTA Y TRES EUROS CON NOVENTA Y OCHO CÉNTIMOS
	<b>2 PREPARACIÓN DE LOS BLANCOS</b>		
2.1	Control de calidad para determinar la posible presencia de MPs en agua osmotizada	99,80	NOVENTA Y NUEVE EUROS CON OCHENTA CÉNTIMOS
2.2	Control de calidad para determinar la posible presencia de microplásticos en Agua Bidestilada comercial	597,90	QUINIENTOS NOVENTA Y SIETE EUROS CON NOVENTA CÉNTIMOS

	<b>3 EXPERIMENTOS ETAP A</b>		
3.1	Caracterización del agua de entrada: Turbidez, DQO, Conductividad y pH	64,63	SESENTA Y CUATRO EUROS CON SESENTA Y TRES CÉNTIMOS
3.2	Determinación de la concentración de microplásticos tras el proceso de tinción con Rosa Bengala	344,37	TRESCIENTOS CUARENTA Y CUATRO EUROS CON OCHENTA Y UN CÉNTIMOS
3.3	Identificación de micropartículas teñidas con iDye Pink, según su fluorescencia, en base a patrones preestablecidos	632,85	SEISCIENTOS TREINTA Y DOS EUROS CON OCHENTA Y CINCO CÉNTIMOS
3.4	Transporte de las muestras	63,65	SESENTA Y TRES EUROS CON SESENTA Y CINCO CÉNTIMOS
	<b>4 EXPERIMENTOS ETAP B</b>		
4.1	Caracterización del agua de entrada: Turbidez, DQO, Conductividad y pH	64,63	SESENTA Y CUATRO EUROS CON SESENTA Y TRES CÉNTIMOS
4.2	Determinación de la concentración de microplásticos tras el proceso de tinción con Rosa Bengala	344,37	TRESCIENTOS CUARENTA Y CUATRO EUROS CON OCHENTA Y UN CÉNTIMOS
4.3	Identificación de micropartículas teñidas con iDye Pink, según su fluorescencia, en base a patrones preestablecidos	632,85	SEISCIENTOS TREINTA Y DOS EUROS CON OCHENTA Y CINCO CÉNTIMOS
4.4	Transporte de las muestras	63,65	SESENTA Y TRES EUROS CON SESENTA Y CINCO CÉNTIMOS

	<b>5 ENSAYOS DE MIGRACIÓN</b>		
5.1	Adquisición de los materiales empleados durante los ensayos de migración: Filtros de cartucho de microfiltración y membranas de ósmosis inversa	159,14	CIENTO CINCUENTA Y NUEVE EUROS CON CATORCE CÉNTIMOS
5.2	Determinación de la concentración de microplásticos tras el proceso de tinción con Rosa Bengala	110,78	CIENTO DIEZ EUROS CON SETENTA Y OCHO CÉNTIMOS
5.3	Identificación de micropartículas teñidas con iDye Pink, según su fluorescencia, en base a patrones preestablecidos	206,66	DOSCIENTOS SEIS EUROS CON SESENTA Y SEIS CÉNTIMOS
	<b>6 EXPERIMENTOS SOBRE ACUÍFEROS</b>		
6.1	Determinación de la concentración de microplásticos tras el proceso de tinción con Rosa Bengala	37,09	TREINTA Y SIETE EUROS CON NUEVE CÉNTIMOS
6.2	Identificación de micropartículas teñidas con iDye Pink, según su fluorescencia, en base a patrones preestablecidos	179,12	CIENTO SETENTA Y NUEVE EUROS CON DOCE CÉNTIMOS
6.3	Transporte de las muestras	63,65	SESENTA Y TRES EUROS CON SESENTA Y CINCO CÉNTIMOS

	<b>7 ANÁLISIS DE RESULTADOS</b>		
7.1	Análisis de los resultados de los blancos: agua Bidestilada y agua osmotizada	11,07	ONCE EUROS CON SIETE CÉNTIMOS
7.2	Análisis de los resultados obtenidos de la ETAP A: análisis agua de entrada, recuento e identificación de microplásticos	389,27	TRESCIENTOS OCHENTA Y NUEVE EUROS CON VEINTISIETE CÉNTIMOS
7.3	Análisis de los resultados obtenidos en la ETAP B: análisis agua de entrada, recuento e identificación de microplásticos	333,68	TRESCIENTOS TREINTA Y TRES EUROS CON SESENTA Y OCHO CÉNTIMOS
7.4	Análisis de los resultados obtenidos durante los experimentos de migración	166,84	CIENTO SESENTA Y SEIS EUROS CON OCHENTA Y CUATRO CÉNTIMOS
7.5	Análisis de los resultados obtenidos durante los análisis de muestras de acuíferos	166,84	CIENTO SESENTA Y SEIS EUROS CON OCHENTA Y CUATRO CÉNTIMOS
7.6	Reunión final en la que se ponen en común los resultados y se redactan las conclusiones del trabajo	208,00	DOSCIENTOS OCHO EUROS

## 6. Resumen del presupuesto

Capítulo	Importe (€)
<b>1 DEFINICIÓN DEL PLAN EXPERIMENTAL Y ADQUISICIÓN DE MATERIALES</b>	<b>493,99</b>
<b>2 PEPARACIÓN DE LOS BLANCOS</b>	<b>697,70</b>
<b>3 EXPERIMENTOS ETAP A</b>	<b>1.105,50</b>
<b>4 EXPERIMENTOS ETAP B</b>	<b>1.105,50</b>
<b>5 ENSAYOS DE MIGRACIÓN</b>	<b>476,58</b>
<b>6 FILTRADO MEDIANTE TAMICES</b>	<b>279,86</b>
<b>7 ANÁLISIS DE RESULTADOS</b>	<b>1275,70</b>
<b>Presupuesto de ejecución material (PEM)</b>	<b>5.434,83</b>
5% de gastos generales	271,74
0% de beneficio industrial	0,00
<b>Presupuesto de ejecución por contrata (PEC = PEM + GG + BI)</b>	<b>5.706,57</b>
21% IVA	1.198,38
<b>Presupuesto de ejecución por contrata con IVA (PEC = PEM + GG + BI + IVA)</b>	<b>6.904,95</b>

Asciende el presupuesto de ejecución por contrata con IVA a la expresada cantidad de SEIS MIL NOVECIENTOS CUATRO EUROS CON NOVENTA Y CINCO CÉNTIMOS.