

DEPÓSITO LEGAL ZU2020000153

ISSN 0041-8811

E-ISSN 2665-0428

Revista de la Universidad del Zulia

Fundada en 1947
por el Dr. Jesús Enrique Lossada



Ciencias del
Agro,
Ingeniería
y Tecnología

Año 16 N° 45

Enero - Abril 2025

Tercera Época

Maracaibo-Venezuela

Detección, cuantificación y caracterización rápida de microplásticos: Comparación de dos métodos

Eduardo Abiv Flores Acosta *

José Luis Hernández Mendoza **

Cristian Lizarazo Ortega ***

Ana Verónica Martínez Vázquez****

Jesús Di Carlo Quiroz Velásquez*****

Israel García León*****

RESUMEN

La contaminación por microplásticos es un problema que afecta la salud humana y los ecosistemas. Estos diminutos fragmentos plásticos se acumulan en los tejidos de los organismos y pueden ingresar a la cadena alimentaria, llegando hasta el ser humano. Este estudio se centró en desarrollar, optimizar y comparar 2 métodos para detectar y cuantificar micropartículas de plástico en tejidos sintéticos y de algodón. Se emplearon tratamientos químicos y filtración para aislar las partículas, y se utilizó una cámara de Neubauer y la microscopía de fluorescencia para su visualización y conteo. Los resultados mostraron que la combinación de agua oxigenada y calor fue la más efectiva para purificar y visualizar las partículas, mientras que el sulfato ferroso dificultó su detección debido a la formación de flóculos. Estos hallazgos son relevantes para futuras investigaciones y para el desarrollo de estrategias de monitoreo y mitigación de la contaminación por microplásticos.

PALABRAS CLAVE: Degradación de plásticos, Comparación de métodos, Cuantificación de partículas, Observación por fluorescencia, Metodología estadística.

*Instituto Politécnico Nacional. Centro de Biotecnología Genómica, Reynosa, México. ORCID: <https://orcid.org/0009-0001-4278-913X>. E-mail: eduardo_abiv@live.com.mx

**Instituto Politécnico Nacional. Centro de Biotecnología Genómica, Reynosa, México. ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-1233-0133>. E-mail: jhernandezm@ipn.mx

***Instituto Politécnico Nacional. Centro de Biotecnología Genómica, Reynosa, México. ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-0010-9386>. E-mail: clizarazu@ipn.mx

****Instituto Politécnico Nacional. Centro de Biotecnología Genómica, Reynosa, México. ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-6144-5439>. E-mail: avmartinez@ipn.mx

*****Instituto Politécnico Nacional. Centro de Biotecnología Genómica, Reynosa, México. ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-6021-0427>. E-mail: jquiroz@ipn.mx

*****Instituto Politécnico Nacional. Centro de Biotecnología Genómica, Reynosa, México. ORCID: <https://orcid.org/0000-0002-7876-1219>. E-mail: igarcial@ipn.mx

Recibido: 26/07/2024

Aceptado: 18/10/2024

Rapid Detection, Quantification, and Characterization of Microplastics: A Comparison of Two Methods

ABSTRACT

Microplastic pollution is a pressing issue that impacts both human health and ecosystems. These tiny plastic fragments accumulate in the tissues of organisms and can enter the food chain, eventually reaching humans. This study focused on developing, optimizing, and comparing two methods for detecting and quantifying microplastic particles in synthetic and cotton fabrics. Chemical treatments and filtration were employed to isolate the particles, while a Neubauer chamber and fluorescence microscopy were used for visualization and counting. The results demonstrated that the combination of hydrogen peroxide and heat was the most effective for purifying and visualizing the particles, whereas ferrous sulfate hindered detection due to the formation of flocs. These findings are significant for future research and the development of strategies to monitor and mitigate microplastic pollution.

KEYWORDS: Plastic degradation, Method comparison, Particle quantification, Fluorescence observation, Statistical methodology.

Introducción

El desarrollo de medios de producción masivos ha resultado en una demanda cada vez mayor por parte de los consumidores, especialmente de plástico, debido a su gran versatilidad y relativamente bajo costo, desempeñando un papel fundamental en el esquema de consumo y siendo prácticamente imposible imaginar un mundo sin plástico en la actualidad (González Yurena, 2019). Sin embargo, la ubicuidad del plástico también conlleva una serie de problemas debido a su gran potencial contaminante. Cada año se producen millones de toneladas métricas de desechos plásticos, estimándose que entre 1950 y 2015 se han producido un total de 8.300 millones de toneladas métricas de desechos plásticos (Geyer *et al.*, 2017; Xu *et al.*, 2020). De estos, se estima que solo un 9% ha llegado a ser reciclado y/o reutilizado de alguna manera, mientras que la gran mayoría (un 79%) termina en el medio ambiente (Rhodes, 2018).

Los microplásticos (MP) son definidos como partículas de plástico con un tamaño que se encuentra entre 5 mm y 100 nm (Bollaín & Vicente, 2019), aunque otros los sitúan entre 5 mm y 1 µm (Turkey & Upadhyay, 2021). En la actualidad, los microplásticos representan uno de los

principales problemas derivados de esta contaminación debido a sus potenciales efectos nocivos en el ecosistema y en la salud humana. De acuerdo a su origen, los microplásticos pueden clasificarse en primarios y secundarios (Wu et al., 2019). Los primarios tienen un tamaño inferior a 5 mm y se utilizan como aditivos en forma de pellets o perlas esféricas en productos de higiene, cosméticos o pastas de dientes (Bajt, 2021; Yao *et al.*, 2020). Por otra parte, los microplásticos secundarios provienen de la degradación de plásticos de mayor tamaño como bolsas, envases o textiles (Issac & Kandasubramanian, 2021).

El proceso de fraccionamiento de los plásticos también genera partículas cuyo tamaño es aún más pequeño (inferior a un mm), denominándose a dichas partículas como nanoplásticos (Shoopman & Pan, 2021). Por su tamaño, quedan suspendidos en el ambiente y pueden ser ingeridos por la fauna local, especialmente en ecosistemas acuáticos (Talbot & Chang, 2022).

Al ingerir peces o mariscos, el ser humano se expone a la ingestión accidental de microplásticos, lo cual se suma a la exposición constante a través de otras fuentes como los textiles (Campanale *et al.*, 2020). En este sentido, se ha reportado un vínculo importante entre la presencia de microplásticos y reacciones inflamatorias debido a su presencia en los tejidos (Prata *et al.*, 2020; Wang *et al.*, 2022). Además, se han detectado alteraciones considerables en la microbiota intestinal y acumulación de micro y nanoplásticos en órganos como el hígado y el bazo en modelos animales (Blackburn & Green, 2022; Hirt & Body-Malapel, 2020; Kannan & Vimalkumar, 2021).

Por otro lado, el aumento de la prevalencia de genes bacterianos resistentes a los antibióticos puede estar asociado a los microplásticos, ya que se han detectado en mayor presencia en ambientes con alta concentración de estos materiales, puesto que algunas bacterias pueden adherirse a su superficie, promoviendo así su crecimiento y, por tanto, el intercambio de información genética (Yu *et al.*, 2022).

Considerando estos efectos potencialmente negativos, resulta importante contar con una metodología adecuada para la detección y cuantificación de esta clase de partículas en cuerpos de agua potencialmente contaminados. Uno de los desafíos más grandes es el tratamiento de la muestra para reducir la cantidad de materia orgánica sin deteriorar los plásticos. Se ha propuesto utilizar la degradación enzimática con proteinasa K, tripsina o papaína (Courtene-Jones *et al.*,

2017). Sin embargo, su efectividad es variable y depende de la estructura química del plástico a degradar (Prata *et al.*, 2019). También se ha sugerido el uso de bases o ácidos, sin embargo, los resultados son inconsistentes (Dehaut *et al.*, 2016) debido a que pueden alterarse las sustancias y producirse la pérdida de partículas cuantificables (Munno *et al.*, 2018).

El peróxido de hidrógeno (H_2O_2) se presenta como una alternativa viable a los compuestos mencionados anteriormente, ya que ha demostrado ser eficaz en la disolución de materia orgánica (MO) sin ocasionar la degradación de polímeros (Koelmans *et al.*, 2019; Mai *et al.*, 2018; Qiu *et al.*, 2015). Su efectividad también ha sido respaldada por estudios realizados en sedimentos y muestras de agua (Aytan *et al.*, 2022).

De igual manera, se ha descrito el uso de sulfato de hierro (II) ($FeSO_4$) y la aplicación de calor como catalizadores para la degradación de MO (Capparelli *et al.*, 2021; Egessa *et al.*, 2020; Lenaker *et al.*, 2019; Zhang *et al.*, 2021). La combinación de peróxido de hidrógeno (H_2O_2 al 30%) y sulfato de hierro (II) ($FeSO_4$) ha demostrado ser una solución efectiva para la descomposición de MO en muestras de lodo de aguas residuales (Al-Azzawi *et al.*, 2020) y la degradación de MO disuelta en muestras de agua marina (Aytan *et al.*, 2022). Diversos estudios han resaltado esta reacción como una estrategia fundamental para la estandarización de métodos de digestión de MO (Al-Azzawi *et al.*, 2020; Schrank *et al.*, 2022) debido a su rápida eficacia y ausencia de impactos adversos sobre la composición física y química de los plásticos (Al-Azzawi *et al.*, 2020; Schrank *et al.*, 2022).

La falta de técnicas estandarizadas para el aislamiento y cuantificación de los microplásticos ha dificultado el desarrollo de investigaciones debido a la heterogeneidad y al bajo índice de reproducibilidad de los resultados (Shoopman & Pan, 2021). La reciente introducción de la identificación guiada por fluorescencia mediante colorantes de tinción ha mejorado notablemente la visualización e identificación de microplásticos, permitiendo distinguirlos específicamente de minerales y materiales orgánicos en las muestras. Desde 2010, se han realizado estudios sobre el uso del colorante Rojo del Nilo (RN) para la identificación de microplásticos en muestras ambientales (Shruti *et al.*, 2022, Andrady, 2010). Este y otros tintes como el aceite rojo EGN, la eosina B, el rojo Bengala, el Hostasol Amarillo 3G, han demostrado

ser efectivos en la tintura de microplásticos (Maes *et al.*, 2017).

Sin embargo, la ventaja distintiva del RN respecto a otros tintes radica en su alta afinidad por los plásticos, intensidad de fluorescencia superior, menor tiempo de incubación y excelente compatibilidad con una amplia variedad de polímeros (Maes *et al.*, 2017, Lv *et al.*, 2019, Prata *et al.*, 2019). Anteriormente utilizado como sonda fluorescente para visualizar y cuantificar moléculas hidrófobas, el RN no presenta toxicidad a concentraciones que generan señales fluorescentes (Fowler y Greenspan, 1985).

Este tinte, hidrófobo, metacromático y estable fotoquímicamente, es especialmente apreciado en la investigación de microplásticos debido a su estructura molecular, 5H-benzo[a]fenoxazin-5-ona con un grupo dietilamino en la posición 9 (Greenspan *et al.*, 1985). La emisión de fluorescencia del RN varía según la hidrofobicidad del entorno, mostrando colores que van desde rojo intenso hasta amarillo dorado, lo que facilita su uso en medios no polares donde tiene un alto rendimiento cuántico (Martinez y Henary, 2016).

Dado los métodos analíticos limitados para la determinación de microplásticos, así como el potencial efecto en el ambiente y la salud humana, es oportuno optimizar una metodología para cuantificarlos y poder tomar las medidas necesarias para evitar su presencia en el ambiente, así como su potencial impacto negativo.

1. Materiales y métodos

1.1. Origen de las muestras

Se procesaron muestras provenientes de vestuario fabricado con fibras sintéticas y se compararon con otras provenientes de algodón. Posteriormente, las fibras fueron hidratadas en 50 mL de agua desionizada estéril para después filtrarlas en un tamiz de 50 μm (Endecotts ASTM E11. London, Inglaterra). El filtrado recuperado se dividió en tubos de polipropileno de 50 mL para continuar con el procesamiento.

1.2. Tratamiento

1.2.1. Separación de la materia orgánica

Se utilizó 5 ml de agua recuperada de las muestras, por triplicado, para cada una de las dos

metodologías. Una de las metodologías es con agua oxigenada (H_2O_2) (AO) al 30% como agente oxidante y otra empleando el AO al 30% en combinación con sulfato ferroso ($FeSO_4$) (SF) 0.05 M. Se establecieron tres series de tubos de vidrio, uno al lote testigo, otro al tratamiento con AO al 30% y el tercero para evaluar la efectividad del SF como catalizador de la reacción. También se pusieron como control tubos con 5 ml de agua recuperada de las muestras sin tratamiento alguno.

Finalmente, las muestras del sobrenadante con el AO o el SF fueron calentadas en una plancha con calentamiento y agitación magnética a una temperatura constante de 60 °C durante una hora. Las muestras se dejaron reposar a temperatura ambiente durante 24 horas para después realizar la observación microscópica y la cuantificación respectiva.

1.3. Detección y Cuantificación

1.3.1. Cámara de Neubauer

La cuantificación de las nanopartículas se efectuó colocando una gota de agua de cada uno de los tratamientos en una cámara de Neubauer para su observación en el microscopio compuesto (Leica). Las partículas se contaron usando cada uno de los cuatro cuadrantes de las esquinas de la cuadrícula, repitiéndose el procedimiento para cada una de las muestras y registrando todos los datos numéricos obtenidos para su posterior análisis.

1.4. Marcación con rojo de Nilo

Se preparó una solución stock de rojo Nilo con acetona (2 mg/ml), que se mezcló con la muestra y agua Milli-Q, en proporción 3/3/4, que se mezcló con 0.03 ml de para obtener un volumen final de 0.1 mL, con una concentración final de rojo de nilo de 600 μ g/mL. Las muestras se sonicaron durante 8 minutos. Como control positivo se añadió 0.03 mL de micropartículas a base de poliestireno y como control negativo se usaron 0.03 mL de agua milli-Q. Se sonicaron cada una de las muestras preparadas durante 8 minutos.

También se realizó el paso anterior con 2 viales adicionales, uno 0.03 mL (con 3.15 μ g de micropartículas de poliestireno) de estándar de microplásticos basados en poliestireno y otro vial con 0.03 mL de agua milli-Q, para emplearlos como control positivo y negativo. Para evitar

un excedente de la tinción se hizo un prelavado de las muestras y controles con papel filtro Whatman GF/D y 1 ml de agua milli-Q, se eliminó el volumen filtrado y se resuspendieron los MPs teñidos con 1.8 ml de metanol.

Se repitió el procedimiento una vez más, pero se resuspendió en agua milli-Q, en vez de metanol. Una vez completados los lavados se colocaron 0.1 ml de la solución resultante de MPs teñidos en un portaobjetos para observar en el microscopio de fluorescencia.

1.5. Microscopia de fluorescencia

Las muestras teñidas fueron observadas en un microscopio de fluorescencia Olympus BX51 usando los juegos de filtros en posición 3 (U-MWIG2) y 5 (PI-41005), La emisión se obtiene utilizando un filtro de paso de banda 515/30 (verde) o un filtro 580LP (rojo) y una superposición de estas dos imágenes. Ambos juegos de filtros permiten la excitación verde y la emisión roja, la diferencia es que la posición 3 tiene un filtro de excitación más estrecho y un filtro de emisión más ancho, mientras que la posición 5 tiene un filtro de excitación más ancho y un filtro de emisión más estrecho. En la microscopia se caracterizaron los plásticos por su forma de la siguiente manera:

Pellets y gránulos (PyG): Tienen forma redonda o semirredonda.

Microfibras (M): Son filamentos plásticos delgados y ligeros.

Película plástica (PP): Es de forma plana y alargada.

Fragmentos y Espumas (FyG): Tienen forma irregular y diversos tamaños.

1.6. Análisis estadístico

Se realizaron pruebas de normalidad (shapiro test) y pruebas de homogeneidad de varianzas (Levene test), una vez se constató que los datos no tenían distribución normal ni varianzas iguales se realizó una prueba paramétrica para dos grupos (Mann Whitney Posteriormente se realizó un anova de dos vías, para determinar significancia en muestras (algodón y sintética) tipo de tratamiento (AO y SF) y la interacción muestra por tratamiento. Los análisis fueron realizados en la plataforma RStudio version 4.2.1 (RStudio Team, Boston, MA).

2. Resultados y discusión

2.1. Separación de la materia orgánica

Los tubos de control de las muestras de ropa sintética que no recibieron tratamiento se ven de color amarillento y con sedimento en el fondo de entre 1 a 2 ml de espesor. Las muestras que sí recibieron tratamiento no tiene color y su sedimento es menor de 1 ml. Los tubos de control de las muestras de ropa de algodón que no recibieron tratamiento se ven de color blanquecino y con sedimento en el fondo de 1 ml de espesor. Las muestras que sí recibieron tratamiento no tiene color y su sedimento es menor de 1 ml. Este paso muestra el efecto del tratamiento sobre la materia orgánica de las muestras.

2.2. Detección y Cuantificación

2.2.1. Cámara de Neubauer

Se usó la cámara de Neubauer para conocer la cantidad de micropartículas encontradas en las muestras que tuvieron tratamiento tanto de agua oxigenada como de sulfato ferroso (ver tabla 1). Se hicieron 3 repeticiones de cada muestra y se contaron las micropartículas de los 4 cuadrantes de los extremos de la cámara. Para el Algodón se obtuvo un promedio de 20 y 23 partículas en las muestras tratadas con AO 30% y SF respectivamente, mientras que para las sintéticas se obtuvo 337 y 285 respectivamente. Los resultados generales se pueden ver en la gráfica 1. El promedio total por micropartícula por tratamiento para fibras de algodón fue de 20 en AO 30% y de 23 en FS (Diferencia de 13%). Para las muestras de fibras sintéticas, el promedio total por micropartícula por tratamiento para fibras de algodón fue de 337 en AO 30% y de 285 en FS (Diferencia de 15%). Estos resultados muestran que en las fibras de algodón se encuentran mucho menos residuos plásticos que en las fibras sintéticas. A su vez, también vemos que, aunque la cantidad total de micropartículas es mucho mayor en las muestras de fibras sintéticas, la diferencia encontrada en la cantidad de micropartículas entre los 2 métodos es muy similar en ambos tipos de muestra.

Gráfico de conteo de micropartículas

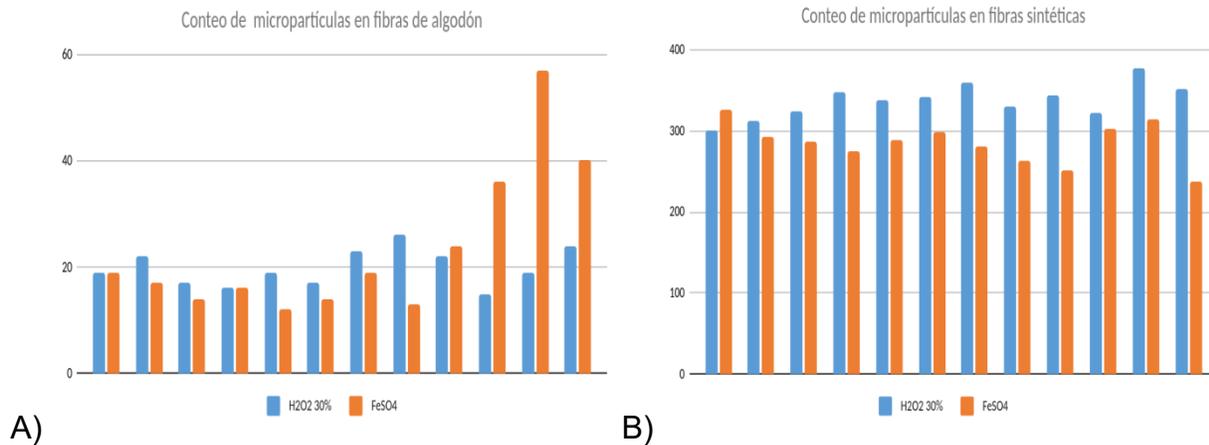


Gráfico 1. Cantidad de micropartículas encontrada en los cuadrantes de la cámara de Neubauer. A) Muestras de fibras de algodón B) Muestras de fibras sintéticas.

2.3. Microscopia de fluorescencia

Se tomó una imagen del área central de los portaobjetos en todas las muestras y repeticiones. En los cubreobjetos de las muestras de algodón solo se encontró una micropartícula fluorescente en las muestras de AO, mientras que en las de FS no se encontró ninguna. En las muestras de fibras sintéticas se encontraron micropartículas fluorescentes con un total de 21. De las 21 micropartículas, 12 se encontraron en las muestras de AO (8% de película plástica, 8% de microfibras, 50% de fragmentos y espumas y 34% de pellets y granulados). En el caso de las muestras de FS se encontraron 9 micropartículas fluorescentes (11% de película plástica, 11% de microfibras, 45% de fragmentos y espumas y 35% de pellets y granulados). Estos resultados refuerzan los resultados anteriores, ya que en las muestras de fibra de algodón hay menos micropartículas fluorescentes que en las de fibra sintéticas. A su vez, también vemos que la recuperación de micropartículas con el método que solo incluye AO no es lejana a las obtenidas con el método que incluye FS. En la figura 1 se pueden ver algunas de las micropartículas que se detectaron con el microscopio de fluorescencia.

Tinción de las muestras con Rojo de Nilo y revisión en el microscopio de fluorescencia.

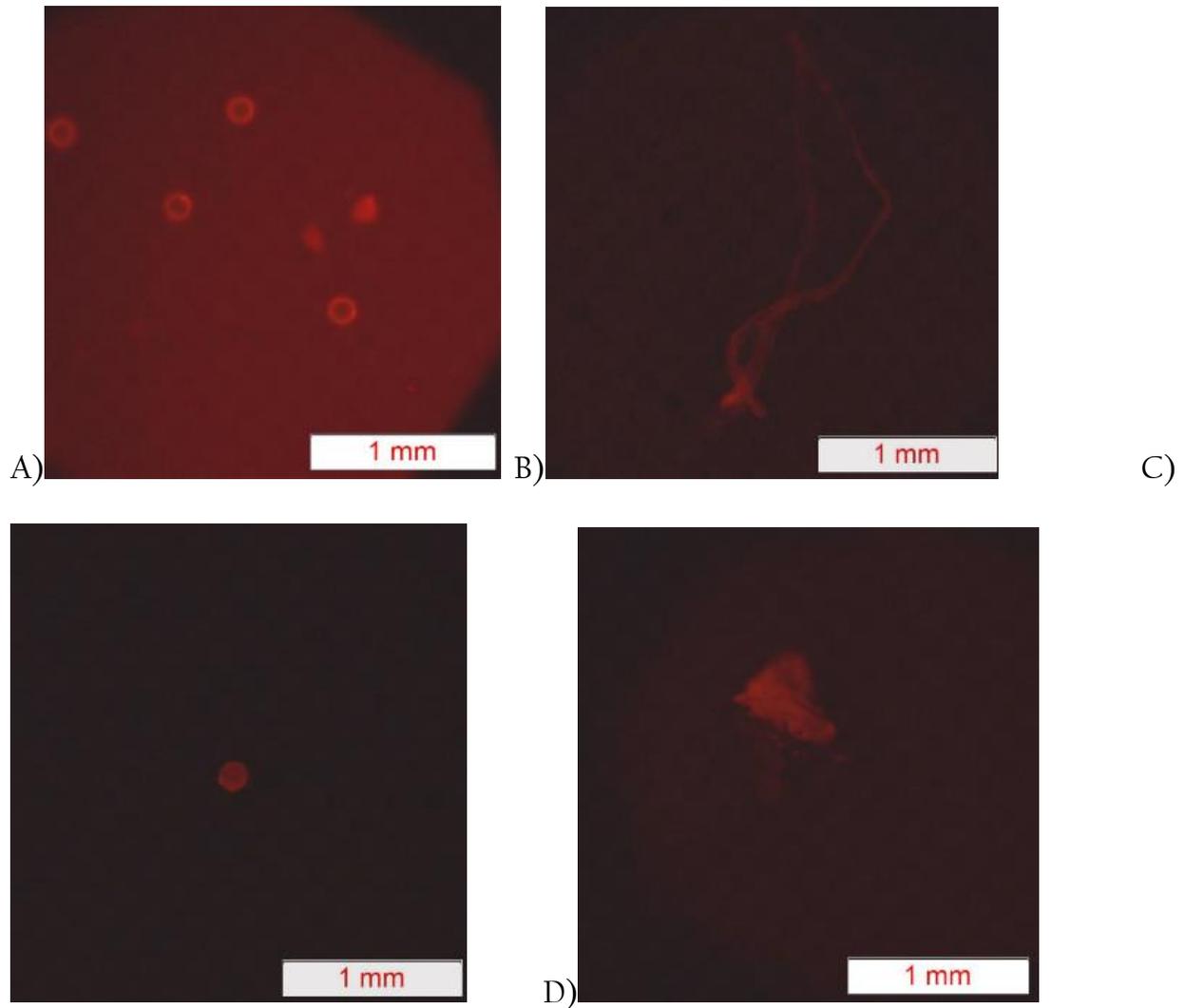


Figura 1. A) Estándar de microplásticos. B) Micropartícula en forma de fibra. C) Micropartícula en forma de fragmento. D) Micropartícula en forma de pellet.

2.4. Análisis estadístico

Se realizó un primer análisis para ver si había diferencias en los niveles de microplásticos según el tipo de muestra (algodón y sintético), se presentaron diferencias significativas $p < 2.98 \times 10^{-9}$, ver tabla 1.

Tabla 1. Resultados de ANOVA de una vía comparando los tipos de muestras

Predictor	Sum of Squares	df	Mean Square	F	p	partial η^2	partial η^2 90% CI [LL, UL]
(Intercep)	11.266,67	1	11.266,67	16,79	,000		
Muestra	1.003.408,33	1	1.003.408,33	1495,46	,000	,97	[,95, ,98]
Error	30.864,67	46	670,97				

El resultado de este primer análisis arrojó una diferencia altamente significativa ($p = 0.000$) entre los conteos de las muestras de algodón (promedio de 21,6 micropartículas por cuadrante) y de fibras sintéticas (promedio de 310,8 micropartículas por cuadrante). El hallazgo de una mayor cantidad de micropartículas en muestras de fibras sintéticas coincide con diversos reportes en los que se estipula que los textiles fabricados con fibras sintéticas liberan una cantidad mayor de micropartículas en comparación con textiles fabricados exclusivamente con fibras de algodón. La liberación de partículas se explica debido a que las fibras de poliéster presentan una mucho menor resistencia a la abrasión que las de algodón (Šaravanja *et al.*, 2022; Zambrano *et al.*, 2019). Así mismo, las partículas de fibras sintéticas toman un tiempo mucho mayor para degradarse en el ambiente, resultando así potencialmente más resistentes a un tratamiento químico (De Falco *et al.*, 2019; Singh *et al.*, 2020).

Se verificó la normalidad y la homocedasticidad de varianzas. Los datos no se distribuyen de manera normal y las varianzas no son iguales, se realizó una prueba de Mann Whitney gráfica 2.

Prueba de Mann Whitney

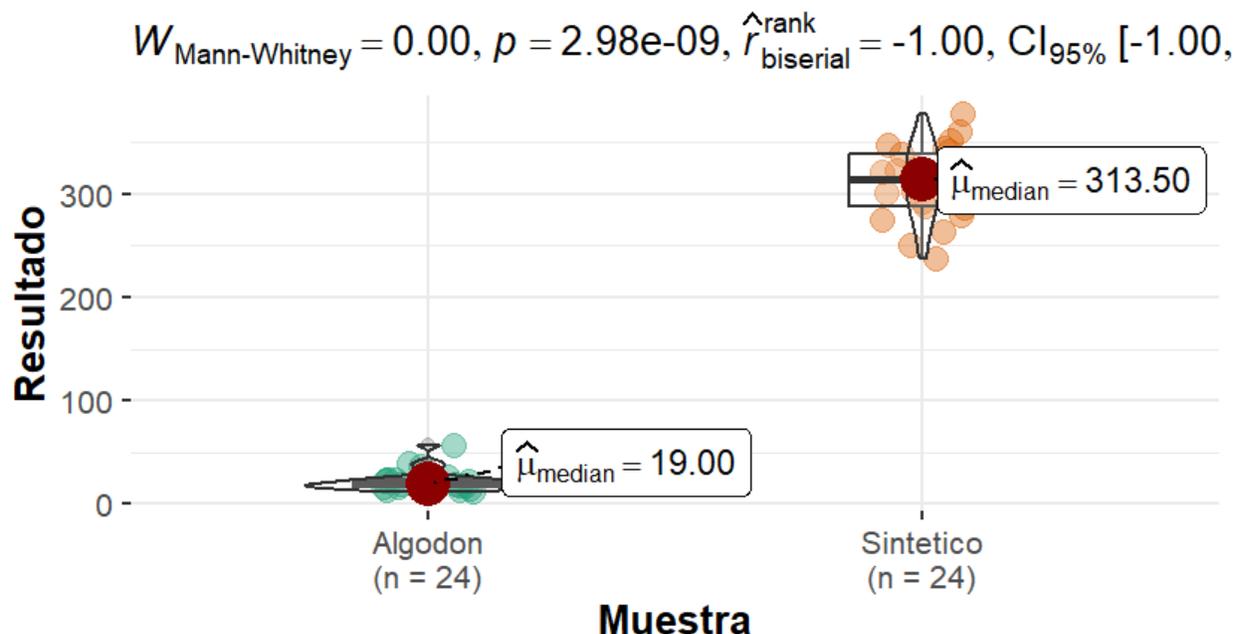


Gráfico 2. Cuantificación de microplásticos: comparación a partir de algodón o tela sintética

Se presenta el tamaño del efecto (rank biserial), ese valor superior a 0.4 indica que hay efectivamente un efecto grande en la cantidad de partículas que se encuentran dependiendo del tipo de tejido.

Cuando comparamos el efecto del tratamiento, no se presentaron diferencias estadísticas para la extracción con FS y AO ($P > 0.05$), el resultado de la prueba de Mann Whitney se presenta en el gráfico 3.

En la gráfica 3 podemos ver los valores medianos de los dos tratamientos son 147.5 para el SF y 163.5 para el AO, se observa como se separan los valores (círculos verdes y naranjas) para cada una de las muestras, en cada tratamiento, en la parte de abajo se observa el algodón y en la parte de arriba la muestra sintética.

Posteriormente, se efectuó un ANOVA de dos vías (Tabla 2) para comprobar si existen diferencias significativas entre el tratamiento realizado exclusivamente con AO al 30% y AO al 30% en combinación con SF, considerando también el tipo de muestra.

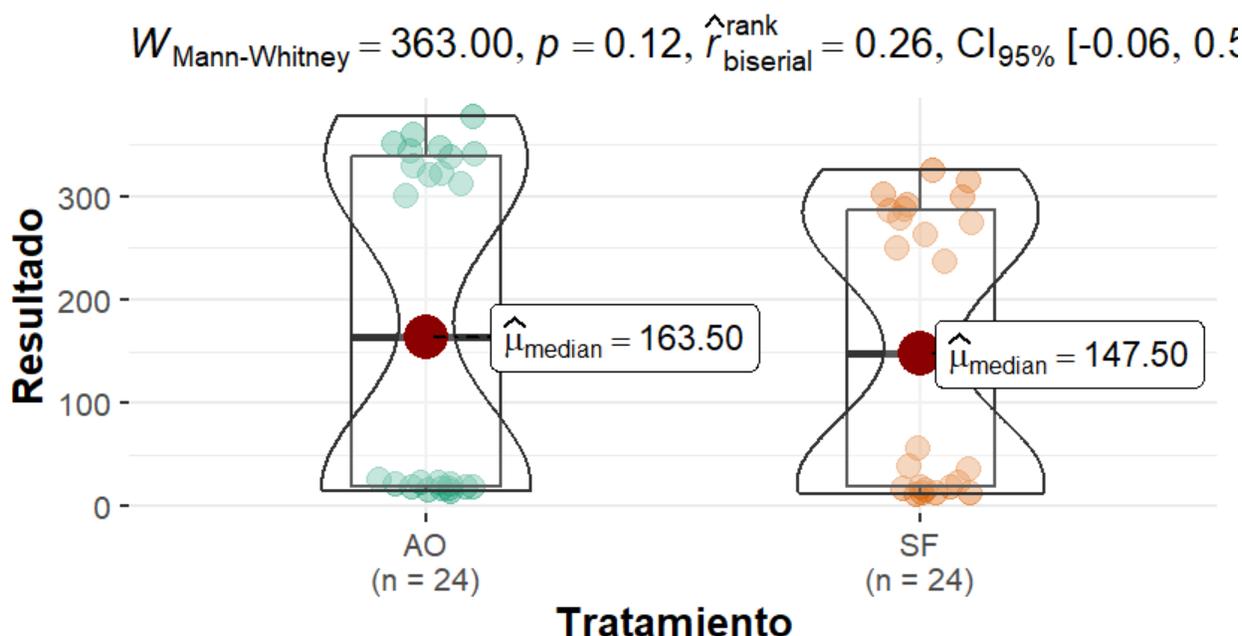


Gráfico 3. Cuantificación de microplásticos: comparación de dos métodos

Los resultados obtenidos del ANOVA de dos vías indican que si bien no existen diferencias significativas considerando solo el tipo de tratamiento ($p = 0,636$), sí las hay cuando se considera tanto el tipo de tratamiento como la muestra ($p = 0,000$).

Tabla 2. Resultados de ANOVA de efectos fijos utilizando Resultado como criterio

Predictor	Sum of Squares	df	Mean Square	F	p	partial η^2	partial η^2 90% CI [LL, UL]
Muestra	1003408.33	1	1003408.33	3097.45	.000	.99	
Tratamiento	7203.00	1	7203.00	22.24	.000	.34	[.15, .48]
Muestra x Tratamiento	9408.00	1	9408.00	29.04	.000	.40	[.21, .53]
Error	14253.67	44	323.95				

Nota: LL y UL representan el límite inferior y el límite superior del intervalo de confianza de η^2 parcial, respectivamente.

Finalmente, se realizó un ANOVA de dos vías para determinar si hay efecto del tratamiento

y las muestra en al número de partículas. En la tabla 3 se presenta el resultado del ANOVA y en la gráfica 4 la interacción tratamiento por muestras

Se presentaron estadísticas para la interacción muestra por tratamiento $p < 0.05$, en la figura se presenta la comparación de medias.

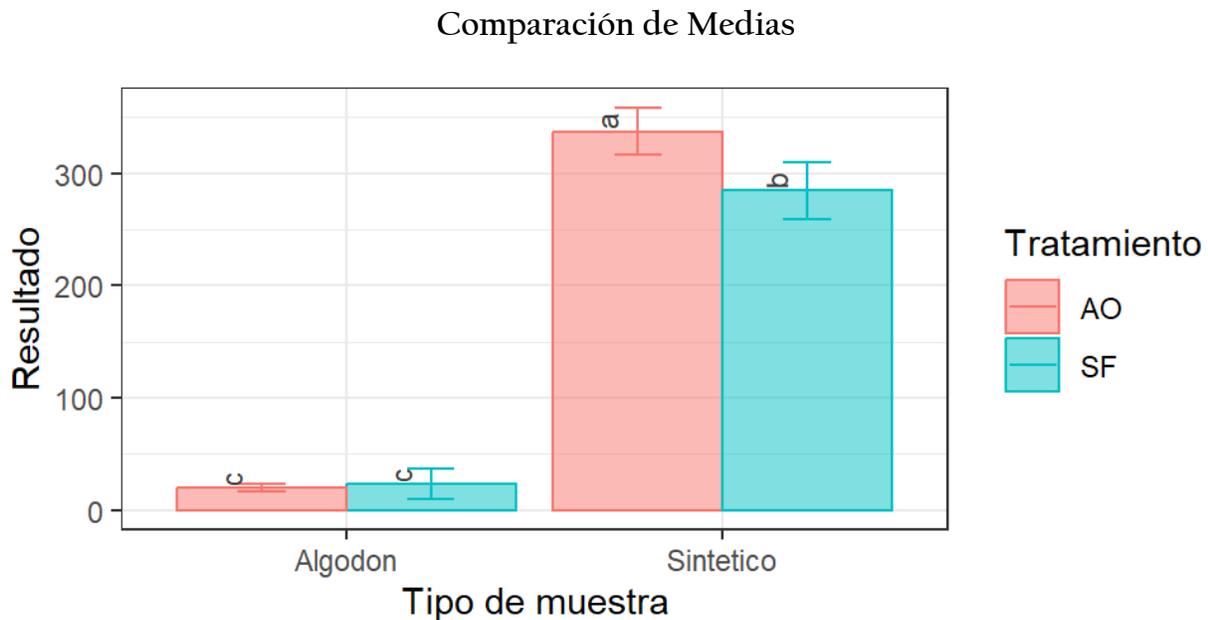


Gráfico 4. Interacción Muestra por tratamiento de microplásticos. Letras iguales indican medias iguales, letras diferentes indican diferencia de medias significativas.

Los valores más altos se presentaron con el tratamiento H2O2 en las muestras sintéticas con medias de 337.3; el tratamiento FeSO₄ registró promedios de 284.5; y las medias más bajas se presentaron cuando se usó H2O2 y FeSO₄ en algodón con 19.9 y 32.4 respectivamente.

Con base en estos resultados, es posible asegurar que el empleo del tratamiento que utiliza exclusivamente AO al 30% resulta más conveniente que el tratamiento de AO al 30% en combinación con SF, dado que si bien no hubo una diferencia significativa en la cantidad de micropartículas detectadas en muestras de algodón (19,9 y 23,4 nanopartículas en promedio por cuadrante respectivamente), si se encontró diferencia en las muestras de fibra sintética, permitiendo detectar un número mayor de nanopartículas en dichas muestras (337 micropartículas por cuadrante en comparación con 284 micropartículas en el tratamiento con

FS). Así mismo, utilizar un solo reactivo (el AO al 30%) facilita la realización de la técnica de purificación, además de hacerla más barata y rápida, al mismo tiempo que evita el efecto floculante ocasionado por el SF.

Conclusiones

El fraccionamiento de diversos tipos de plásticos genera residuos que se acumulan en el medio ambiente y, al no degradarse, se convierten en microplásticos. Su pequeño tamaño los hace imperceptibles a simple vista, por lo que es necesario optimizar técnicas y metodologías para evaluar su presencia de manera rápida y económica. En este estudio, se evaluaron dos técnicas utilizando residuos de vestuario: algodón y telas sintéticas. Los residuos fueron tratados con AO y calentamiento en una técnica, y con AO, SF y calentamiento en la otra.

La microscopia de fluorescencia con tinción de rojo de Nilo permite enfocar los microplásticos dentro de las micropartículas inorgánicas restantes, proporcionando información sobre sus características cualitativas. Los análisis estadísticos revelaron diferencias significativas entre los tratamientos y las muestras. Las telas sintéticas liberaron mayores volúmenes de microplásticos, y la técnica de AO y calentamiento recuperó una mayor cantidad de partículas en comparación con la técnica de AO y SF, donde una parte de los microplásticos se perdió por precipitación junto con otros sólidos.

Referencias

- Al-Azzawi, M.S.M.; Kefer, S.; Weißer, J.; Reichel, J.; Schwaller, C.; Glas, K.; Knoop, O.; Drewes, J.E. (2020). Validation of Sample Preparation Methods for Microplastic Analysis in Wastewater Matrices—Reproducibility and Standardization. *Water*, 12, 2445, pp. 1-27. <https://doi.org/10.3390/w12092445>
- Andrady, A. L. (2010, November). Measurement and Occurrence of Microplastics in the Environment. In *Presentation at the 2nd research workshop on microplastic debris*. Tacoma, WA.
- Aytan, U., Esensoy, F. B., & Senturk, Y. (2022). Microplastic ingestion and egestion by copepods in the Black Sea. *The Science of the total environment*, 806(Pt 4), 150921, pp. 1-10. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2021.150921>
- Bajt, O. (2021). From plastics to microplastics and organisms. In *FEBS Open Bio* (Vol. 11, Issue 4, pp. 954–966. John Wiley and Sons Inc. <https://doi.org/10.1002/2211-5463.13120>

Blackburn, K., & Green, D. (2022). The potential effects of microplastics on human health: What is known and what is unknown. In *Ambio* (Vol. 51, Issue 3, pp. 518–530). Springer Science and Business Media B.V. <https://doi.org/10.1007/s13280-021-01589-9>

Bollaín Pastor, Clara, & Vicente Agulló, David. (2019). Presencia de microplásticos en aguas y su potencial impacto en la salud pública. *Revista Española de Salud Pública*, 93, e201908064, pp. 1-10. Epub 07 de septiembre de 2020. Recuperado en 04 de octubre de 2024, de <https://www.scielo.org/article/resp/2019.v93/e201908064/es/#>

Campanale, C., Massarelli, C., Savino, I., Locaputo, V., & Uricchio, V. F. (2020). A detailed review study on potential effects of microplastics and additives of concern on human health. In *International Journal of Environmental Research and Public Health* (Vol. 17, Issue 4) pp. 1-26. MDPI AG. <https://doi.org/10.3390/ijerph17041212>

Capparelli, M. V., Molinero, J., Moulatlet, G. M., Barrado, M., Prado-Alcívar, S., Cabrera, M., Gimiliani, G., Ñacato, C., Pinos-Velez, V., & Cipriani-Avila, I. (2021). Microplastics in rivers and coastal waters of the province of Esmeraldas, Ecuador. *Marine Pollution Bulletin*, 173, pp. 1-6. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2021.113067>

Courtene-Jones, W., Quinn, B., Gary, S. F., Mogg, A. O. M., & Narayanaswamy, B. E. (2017). Microplastic pollution identified in deep-sea water and ingested by benthic invertebrates in the Rockall Trough, North Atlantic Ocean. *Environmental Pollution*, 231, 271–280. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2017.08.026>

De Falco, F., Di Pace, E., Cocca, M., & Avella, M. (2019). The contribution of washing processes of synthetic clothes to microplastic pollution. *Scientific Reports*, 9(1), pp. 1-11. <https://doi.org/10.1038/s41598-019-43023-x>

Dehaut, A., Cassone, A. L., Frère, L., Hermabessiere, L., Himber, C., Rinnert, E., Rivière, G., Lambert, C., Soudant, P., Huvet, A., Duflos, G., & Paul-Pont, I. (2016). Microplastics in seafood: Benchmark protocol for their extraction and characterization. *Environmental Pollution*, 215, 223–233. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2016.05.018>

Egessa, R., Nankabirwa, A., Ocaya, H., & Pabire, W. G. (2020). Microplastic pollution in surface water of Lake Victoria. *Science of the Total Environment*, 741, pp. 1-9. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.140201>

Fowler, S. D., & Greenspan, P. (1985). Application of Nile red, a fluorescent hydrophobic probe, for the detection of neutral lipid deposits in tissue sections: comparison with oil red O. *The journal of histochemistry and cytochemistry : official journal of the Histochemistry Society*, 33(8), 833–836. <https://doi.org/10.1177/33.8.4020099>

Geyer, R., Jambeck, J. R., & Law, K. L. (2017). Production, use, and fate of all plastics ever made. *Science advances*, 3(7), e1700782, pp.1-5. <https://doi.org/10.1126/sciadv.1700782>

Greenspan, P., Mayer, E. P., & Fowler, S. D. (1985). Nile red: a selective fluorescent stain for intracellular lipid droplets. *The Journal of cell biology*, 100(3), 965–973. <https://doi.org/10.1083/jcb.100.3.965>

González, Y. (2019). Mejor sin plástico: guía para llevar una vida sostenible. Plataforma Editorial 4.ª ed. ISBN: 978-84-17622-16-9

Hirt, N., & Body-Malapel, M. (2020). Immunotoxicity and intestinal effects of nano- and microplastics: a review of the literature. In *Particle and Fibre Toxicology* (Vol. 17, Issue 1), BioMed Central Ltd, pp. 1-27.. <https://doi.org/10.1186/s12989-020-00387-7>

Issac, M. N., & Kandasubramanian, B. (2021). Effect of microplastics in water and aquatic systems. *Environmental science and pollution research international*, 28(16), 19544–19562. <https://doi.org/10.1007/s11356-021-13184-2>

Kannan, K., & Vimalkumar, K. (2021). A Review of Human Exposure to Microplastics and Insights Into Microplastics as Obesogens. *Frontiers in endocrinology*, 12, 724989, pp. 1-19. <https://doi.org/10.3389/fendo.2021.724989>

Koelmans, A. A., Mohamed Nor, N. H., Hermsen, E., Kooi, M., Mintenig, S. M., & De France, J. (2019). Microplastics in freshwaters and drinking water: Critical review and assessment of data quality. In *Water Research* (Vol. 155, pp. 410–422). Elsevier Ltd. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2019.02.054>

Lenaker, P. L., Baldwin, A. K., Corsi, S. R., Mason, S. A., Reneau, P. C., & Scott, J. W. (2019). Vertical Distribution of Microplastics in the Water Column and Surficial Sediment from the Milwaukee River Basin to Lake Michigan. *Environmental Science and Technology*, 53(21), 12227–12237. <https://doi.org/10.1021/acs.est.9b03850>

Lv, L., Qu, J., Yu, Z., Chen, D., Zhou, C., Hong, P., Sun, S., & Li, C. (2019). A simple method for detecting and quantifying microplastics utilizing fluorescent dyes - Safranin T, fluorescein isophosphate, Nile red based on thermal expansion and contraction property. *Environmental Pollution* (1987), 255(Pt 2), 113283–113283. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2019.113283>

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, pp. 1-10. DOI: <https://doi.org/10.1038/srep44501>

Mai, L., Bao, L. J., Shi, L., Wong, C. S., & Zeng, E. Y. (2018). A review of methods for measuring microplastics in aquatic environments. In *Environmental Science and Pollution Research* (Vol. 25, Issue 12, pp. 11319–11332). Springer Verlag. <https://doi.org/10.1007/s11356-018-1692-0>

Martinez, V., & Henary, M. (2016). Nile Red and Nile Blue: Applications and Syntheses of Structural Analogues. *Chemistry* (Weinheim an der Bergstrasse, Germany), 22(39), 13764–13782. <https://doi.org/10.1002/chem.201601570>

Munno, K., Helm, P. A., Jackson, D. A., Rochman, C., & Sims, A. (2018). Impacts of temperature and selected chemical digestion methods on microplastic particles. *Environmental Toxicology and Chemistry*, 37(1), 91–98. <https://doi.org/10.1002/etc.3935>

Prata, J. C., Reis, V., Matos, J. T. V., da Costa, J. P., Duarte, A. C., & Rocha-Santos, T. (2019). A new approach for routine quantification of microplastics using Nile Red and automated software (MP-VAT). *The Science of the total environment*, 690, 1277–1283. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2019.07.060>

Prata, J. C., da Costa, J. P., Duarte, A. C., & Rocha-Santos, T. (2019). Methods for sampling and detection of microplastics in water and sediment: A critical review. In *TrAC - Trends in Analytical Chemistry* (Vol. 110, pp. 150–159). Elsevier B.V. <https://doi.org/10.1016/j.trac.2018.10.029>

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. In *Science of the Total Environment* (Vol. 702). Elsevier B.V., pp. 1-9. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2019.134455>

Qiu, Q., Peng, J., Yu, X., Chen, F., Wang, J., & Dong, F. (2015). Occurrence of microplastics in the coastal marine environment: First observation on sediment of China. *Marine Pollution Bulletin*, 98(1–2), 274–280. <https://doi.org/10.1016/J.MARPOLBUL.2015.07.028>

Rhodes, C. J. (2018). Plastic pollution and potential solutions. *Science Progress*, 101(3), 207–260. <https://doi.org/10.3184/003685018X15294876706211>

Šaravanja, A., Pušić, T., & Dekanić, T. (2022). Microplastics in Wastewater by Washing Polyester Fabrics. In *Materials* (Vol. 15, Issue 7). MDPI., pp. 1-15. <https://doi.org/10.3390/ma15072683>

Schrank, I., Möller, J. N., Imhof, H. K., Hauenstein, O., Zielke, F., Agarwal, S., Löder, M. G. J., Greiner, A., & Laforsch, C. (2022). Microplastic sample purification methods - Assessing detrimental effects of purification procedures on specific plastic types. *The Science of the total environment*, 833, 154824, pp. 1-13. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2022.154824>

Shoopman, C. H., & Pan, X. (2021). Microplastics: A Review of Methodology for Sampling and Characterizing Environmental and Biological Samples. In *Methods in Molecular Biology* (Vol. 2326, pp. 339–359). Humana Press Inc. https://doi.org/10.1007/978-1-0716-1514-0_25

Shruti, V. C., Pérez-Guevara, F., Roy, P. D., & Kutralam-Muniasamy, G. (2022). Analyzing microplastics with Nile Red: Emerging trends, challenges, and prospects. *Journal of hazardous materials*, 423(Pt B), 127171, pp. 1-19. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2021.127171>

Singh, R. P., Mishra, S., & Das, A. P. (2020). Synthetic microfibers: Pollution toxicity and remediation. In *Chemosphere* (Vol. 257). Elsevier Ltd., pp. 1-17. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2020.127199>

Talbot, R., & Chang, H. (2022). Microplastics in freshwater: A global review of factors affecting spatial and temporal variations. In *Environmental Pollution* (Vol. 292). Elsevier Ltd., pp. 1-11. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2021.118393>

Tirkey, A., & Upadhyay, L. S. B. (2021). Microplastics: An overview on separation, identification and characterization of microplastics. *Marine Pollution Bulletin*, 170, 112604, pp. 1-12. <https://doi.org/10.1016/j.MARPOLBUL.2021.112604>

Wang, Y., Zhou, B., Chen, H., Yuan, R., & Wang, F. (2022). Distribution, biological effects and biofilms of microplastics in freshwater systems - A review. In *Chemosphere* (Vol. 299). Elsevier Ltd., pp. 1-14. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2022.134370>

Wu, P., Huang, J., Zheng, Y., Yang, Y., Zhang, Y., He, F., Chen, H., Quan, G., Yan, J., Li, T., & Gao, B. (2019). Environmental occurrences, fate, and impacts of microplastics. In *Ecotoxicology and Environmental Safety* (Vol. 184). Academic Press., pp. 1-16. <https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2019.109612>

Xu, S., Ma, J., Ji, R., Pan, K., & Miao, A. J. (2020). Microplastics in aquatic environments: Occurrence, accumulation, and biological effects. In *Science of the Total Environment* (Vol. 703). Elsevier B.V., pp. 1-14. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2019.134699>

Yao, L., Hui, L., Yang, Z., Chen, X., & Xiao, A. (2020). Freshwater microplastics pollution: Detecting and visualizing emerging trends based on Citespace II. In *Chemosphere* (Vol. 245). Elsevier Ltd., pp. 1-8. <https://doi.org/10.1016/j.chemosphere.2019.125627>

Yu, X., Zhang, Y., Tan, L., Han, C., Li, H., Zhai, L., Ma, W., Li, C., & Lu, X. (2022). Microplastisphere may induce the enrichment of antibiotic resistance genes on microplastics in aquatic environments: A review. In *Environmental Pollution* (Vol. 310). Elsevier Ltd., pp. 1-8. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2022.119891>

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. <https://doi.org/10.1016/j.MARPOLBUL.2019.02.062>

Zhang, Q., Liu, T., Liu, L., Fan, Y., Rao, W., Zheng, J., & Qian, X. (2021). Distribution and sedimentation of microplastics in Taihu Lake. *Science of the Total Environment*, 795, pp. 1-11. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2021.148745>

Agradecimientos

El financiamiento para la investigación fue proporcionado por Proyectos SIP-IPN. Hernández Mendoza & Quiroz Velasquez son EDI-IPN y SNI. Lizarazo Ortega es EDI-IPN.

Conflicto de interés

Los autores de este manuscrito declaran no tener ningún conflicto de interés.

Declaración ética

Los autores declaran que el proceso de investigación que dio lugar al presente manuscrito se desarrolló siguiendo criterios éticos, por lo que fueron empleadas en forma racional y profesional las herramientas tecnológicas asociadas a la generación del conocimiento.

Copyright

La *Revista de la Universidad del Zulia* declara que reconoce los derechos de los autores de los trabajos originales que en ella se publican; dichos trabajos son propiedad intelectual de sus autores. Los autores preservan sus derechos de autoría y comparten sin propósitos comerciales, según la licencia adoptada por la revista

Licencia Creative Commons

Esta obra está bajo una Licencia Creative Commons Atribución-NoComercial-Compartir Igual 4.0 Internacional



REVISTA DE LA UNIVERSIDAD DEL ZULIA, Fundada el 31 de mayo de 1947

UNIVERSIDAD DEL ZULIA, Fundada el 11 de septiembre de 1891