

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA

FACULTAD DE PESQUERÍA



**“EFECTO DE LA EXPOSICIÓN DE MICROPLÁSTICOS DE
POLIETILENO DE ALTA DENSIDAD EN ALEVINES DE TRUCHA
ARCO IRIS (*Oncorhynchus mykiss*)”**

TESIS PARA OPTAR TÍTULO DE INGENIERO PESQUERO

GABRIELA ANGÉLICA SÁNCHEZ MATÍAS

Lima - Perú














2022

**La UNALM es titular de los derechos patrimoniales de la presente investigación (Art.
24 -Reglamento de Propiedad Intelectual)**

Document Information

Analyzed document	GABRIELA SANCHEZ.docx (D144971918)
Submitted	2022-09-27 20:44:00
Submitted by	Fernando Santiago Galecio Regalado
Submitter email	fgalecio@lamolina.edu.pe
Similarity	7%
Analysis address	fgalecio.unalm@analysis.arkund.com

Sources included in the report

SA	Trabajo de titulación Carol Crespo.docx Document Trabajo de titulación Carol Crespo.docx (D40408206)	 4
W	URL: https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fenvs.2017.00045/full Fetched: 2020-02-25 17:49:29	 5
SA	Tesis - Marcos Guale (1).docx Document Tesis - Marcos Guale (1).docx (D130950454)	 2
SA	Lucia.docx Document Lucia.docx (D126987832)	 7
SA	1595210790_853__Influencia_de_microplásticos_Casa_y_Dután.pptx Document 1595210790_853__Influencia_de_microplásticos_Casa_y_Dután.pptx (D77095832)	 1
SA	aec2. DISECCION e informeTRUCHA.JorgeHuergoJimenez.pdf Document aec2. DISECCION e informeTRUCHA.JorgeHuergoJimenez.pdf (D29144935)	 1
SA	TESIS GLORIA CECILIA PFUÑO CCUNO Y MARISOL YANQUI YANQUI REPOSITORIO.pdf Document TESIS GLORIA CECILIA PFUÑO CCUNO Y MARISOL YANQUI YANQUI REPOSITORIO.pdf (D121764660)	 5
SA	JARCAU_CP48914_20200702_1100_c007.pdf Document JARCAU_CP48914_20200702_1100_c007.pdf (D75955146)	 1
SA	AguilarAbril_OscardeBorja_TFM22.pdf Document AguilarAbril_OscardeBorja_TFM22.pdf (D144536792)	 3
SA	SAQUIPAY....docx Document SAQUIPAY....docx (D33475692)	 1
SA	NAVARRO_PE?ARANDA_BB02809_20220628_1100_c007.pdf Document NAVARRO_PE?ARANDA_BB02809_20220628_1100_c007.pdf (D141495891)	 2
SA	URIOS_VALIENTE_WD33574_20200702_1100_c007.pdf Document URIOS_VALIENTE_WD33574_20200702_1100_c007.pdf (D75962537)	 3
SA	Villegas-Proyecto de titulación-Formato Artículo-signed.pdf Document Villegas-Proyecto de titulación-Formato Artículo-signed.pdf (D103296010)	 2

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA

FACULTAD DE PESQUERÍA

**“EFECTO DE LA EXPOSICIÓN DE MICROPLÁSTICOS DE
POLIETILENO DE ALTA DENSIDAD EN ALEVINES DE TRUCHA
ARCO IRIS (*Oncorhynchus mykiss*)”**

Presentada por:

GABRIELA ANGÉLICA SÁNCHEZ MATÍAS

Tesis para optar el título de:

INGENIERO PESQUERO

Sustentada y aprobada por el siguiente jurado:

Dra. Patricia Liliana Gil Kodaka

Presidente

MSc. Arcadio Henry Orrego Albanil

Miembro

Mg. Paola Aurelia Jorge Montalvo

Miembro

MSc. Fernando Santiago Galecio Regalado

Asesor

Mg. Marco Cesar Medina Morillo

Co-asesor

Lima-Perú

2022

DEDICATORIA:

A mis padres y profesores que me apoyaron y confiaron en mí.

AGRADECIMIENTO:

Agradezco a mi madre, hermano y padre por apoyarme incondicionalmente.

Agradezco a mi profesor asesor M.Sc. Fernando Galecio por guiarme en la realización de la tesis, y a mi co-asesor Mg. Marco Medina por ayudarme a completar este trabajo de investigación.

También quisiera agradecer al Instituto del Mar del Perú por proveerme con los materiales e insumos necesarios para el desarrollo de los experimentos en sus instalaciones del laboratorio de ecotoxicología acuática.

Quisiera mencionar a los miembros del laboratorio de ecotoxicología del IMARPE, Ricardo, Aida y Manuel por apoyarme con los materiales y sistemas necesarios para realizar mi investigación y a mi amiga con la que realice tesis paralelamente Enrica Unzueta en el mismo laboratorio.

ÍNDICE GENERAL

I INTRODUCCIÓN	1
II REVISIÓN DE LITERATURA	3
2.1. Descripción de la especie.....	3
2.1.1. Taxonomía.....	3
2.1.2. Anatomía.....	3
2.1.3. Hábitat	8
2.1.4. Condiciones de crianza	9
2.1.5. Actividad Acuícola.....	10
2.1.6. Efecto de partículas finas en la trucha.....	11
2.2. Descripción de los microplásticos	11
2.2.1. Tipos de plástico	11
2.2.2. Tipos de microplástico	14
2.2.3. Compuestos aditivos en los plásticos	16
2.2.4. Microplásticos en agua dulce	17
2.3. Plásticos en la Acuicultura.....	20
2.4. Contaminación en el recurso hídrico continental en el Perú.....	20
2.5. Efecto del consumo de plástico en peces	23
III METODOLOGÍA.....	24
3.1. Lugar y periodo de ejecución.....	24
3.2. Diseño experimental	24
3.3. Peces	25
3.4. Condiciones de cultivo.....	25
3.5. Análisis de retención de microplásticos.....	26

3.6. Análisis de índices corporales.....	27
3.7. Análisis histológicos	28
3.8. Análisis estadístico.....	28
IV RESULTADOS Y DISCUSIONES	29
4.1. Análisis de retención de microplásticos.....	29
4.2. Análisis de índice corporales	34
4.3. Análisis histológicos	37
V CONCLUSIONES	42
VI RECOMENDACIONES	43
VII REFERENCIA BIBLIOGRÁFICA	44
VIII ANEXOS	55

Índice de Tablas

Tabla 1. Principales parámetros de la calidad del agua en el cultivo de <i>O. mykiss</i> (Blanco, 1994; Chiodo, 1998; Stevenson, 1999; Stickney, 2000).	9
Tabla 2. Principales parámetros físicos de la calidad del agua en el cultivo de <i>O. mykiss</i> . 10	
Tabla 3. Principales parámetros químicos de la calidad del agua en el cultivo de <i>O. mykiss</i>	10
Tabla 4. Densidad y cristalinidad de los diferentes tipos de polímeros.....	12
Tabla 5. Perfil sobre desarrollo de plásticos.....	13
Tabla 6. Tipos de microplásticos.....	15
Tabla 7. Lista de compuestos aditivos usados para la elaboración de plásticos con funciones determinadas.....	16
Tabla 8. Microplástico encontrado en aguas continentales.....	19
Tabla 9. Lista de los 21 ríos más contaminados en el Perú.....	21
Tabla 10. Número de fragmentos de microplástico (Número \pm SD) encontrados al día 15 y 30 en las muestras de tracto digestivo y las branquias de trucha arco iris. Diferencias significativas entre tratamientos: a y b.....	34
Tabla 11. Conversión alimenticia y tasa de crecimiento instantánea (TCI) obtenida al día 15 de la prueba.....	37
Tabla 12. Conversión alimenticia y tasa de crecimiento instantánea (TCI) obtenida del día 15 al día 30 de la prueba.....	38
Tabla 13. Proporción de branquias de trucha arco iris afectadas por exposición a microplásticos.....	42

Índice de Figuras

Figura 1. Esquema de la anatomía externa de la trucha. Fuente: BIOINNOVA (2016).....	4
Figura 2. Esquema de la visión periférica de la trucha. Fuente: BIOINNOVA (2016)	4
Figura 3. Esquema de la estructura interna de la trucha. Fuente: BIOINNOVA (2016)	7
Figura 4. Estructura interna de la trucha (ciegos pilóricos, esófago, gónada, riñón, miómeros, mioseptos, depósitos de grasa, ano, bazo). Fuente: BIOINNOVA, (2016)	7
Figura 5. Foto de la estructura internade la trucha (hígado, vesícula biliar, gónada, esófago, vejiga natatoria, bazo, ciegos pilóricos). Fuente: BIOINNOVA, 2016	8
Figura 6. Concentraciones de plástico (en partículas/m ³) en muestras no urbanas de bajo flujo (n = 40), esorrentía no urbana (n = 35), urbano de bajo flujo (n = 17) y urbano (n = 15). Las cuencas hidrográficas urbanas son aquellas con una cobertura de suelo urbano superior al 15%. Fuente: (Baldwin <i>et al.</i> , 2016).	17
Figura 7. Abundancia relativa media de diferentes tipos de microplástico en los Grandes Lagos en comparación con afluentes.Fuente: Baldwin, AK. 2016. Plastic Debris in 29 Great Lakes Tributaries: Relations to Watershed Attributes and Hydrology.	18
Figura 8. Gráfico con el tipo de fuentes contaminantes encontradas el año 2016. Fuente: Autoridad Administrativa del Agua.	22
Figura 9. Fuentes contaminantes identificadas por vertiente hidrográfica, 2010-2012.Fuente: MINAGRI (Ministerio de Agricultura, 2012) y ANA (Autoridad Nacional del Agua, 2015).	23
Figura 10. <i>Esquema de diseño experimental. Elaboración propia.</i>	26
Figura 11. Esquema del proceso de digestión de los tejidos para el análisis de retención de microplástico.	28
Figura 12. Microplásticos encontrados en las muestras. Microplástico obtenido mediante reacción química en el tracto gastrointestinal (A); heces recolectadas con partículas de microplástico (B).	30

Figura 13. Distribución del número de microplásticos encontrados en cada concentración en el día 15 de la prueba dentro del tracto digestivo. Diferentes letras indican diferencias significativas ($p < 0.05$).....	31
Figura 14. Distribución del número de microplásticos encontrados en cada concentración en el día 15 de la prueba en las branquias. Diferentes letras indican diferencias significativas ($p < 0.05$).....	32
Figura 15. Distribución del número de microplásticos encontrados en cada concentración en el día 30 de la prueba en el tracto digestivo. Diferentes letras indican diferencias significativas ($p < 0.05$).....	32
Figura 16. Distribución del número de microplásticos encontrados en cada concentración en el día 30 de la prueba en las branquias. Diferentes letras indican diferencias significativas ($p < 0.05$).....	33
Figura 17. Curva de crecimiento por cada concentración en relación con el peso.	36
Figura 18. Curva de crecimiento por cada concentración en relación con la longitud con barras de error.	36
Figura 19. Cortes histológicos de trucha arco iris <i>Oncorhynchus mykiss</i> : a) Porción de estómago rodeado de ciegos pilóricos (flechas). Se observa también tejido pancreático conservado (estrellas). B) Hepatocitos de forma y configuración normales. C) Tejido renal mostrando túbulos renales (flechas) y glomérulos rodeados (estrellas) de tejido linfohematopoyético. D) Lamelas branquiales secundarias y primarias mostrando arquitectura normal.....	40
Figura 20. Tejido branquial de trucha arco iris bajo condiciones de exposición a microplástico: A) Tejido normal (control). B) y C) Hiperplasia y fusión lamelar focal en branquias. D) Hiperplasia y fusión lamelar multifocal en branquias de trucha arco iris bajo exposición de microplásticos.....	42

Índice de Anexos

Anexo 1. Foto del manejo del experimento	56
Anexo 2. Parámetros fisicoquímicos.....	57
Anexo 3. Parámetros químicos.....	58
Anexo 4. Perú: Cosecha de Recursos Hidrobiológicos Procedentes de la Actividad de Acuicultura Según Ámbito Y Especie, 2019 (TM)	59
Anexo 5. Cosecha de Recursos Hidrobiológicos de la Actividad de Acuicultura según ámbito departamento y especie, 2019 (TM).....	60
Anexo 6. Tabla de relación de longitud en centímetros y peso en gramos para un ejemplar en trucha Arcoíris.	61
Anexo 7. Gráfico del crecimiento de la producción de trucha en el Perú.....	62
Anexo 8. Tabla de alimentación. (modificado de Leitritz.1980).	63
Anexo 9. Composición física domiciliaria y no domiciliaria en Yauyos de residuos sólidos.	64
Anexo 10. Composición física de los residuos sólidos de Huancavelica expresada en porcentaje (%)......	65
Anexo 11. Composición física de los residuos sólidos de Puno expresado en porcentajes. 66	
Anexo 12. Promedio de pesos obtenidos al día 15 y 30 respectivamente. No presento diferencias estadísticas usando la prueba Tuckey para $p < 0.05$ (ns.: no significativo). Barras de error indican error estándar.	67
Anexo 13. Promedio de longitudes obtenidas al día 15 y 30 respectivamente. No presento diferencias estadísticas usando la prueba Tuckey para $p < 0.05$ (ns.: no significativo). Barras de error indican error estándar.	68
Anexo 14. Promedio y desviación estándar del peso y talla de los peces muestreados los días 0, 8, 15 y 30 después de comenzado la exposición al microplástico.....	69
Anexo 15. Factor condición por día de muestreo y tratamiento.	70

RESUMEN

En el presente estudio se evaluó el efecto de a la exposición de fragmentos de microplástico de polietileno de alta densidad (PEAD) en alevinos de trucha arcoíris *Oncorhynchus mykiss*. Los microplásticos son partículas menores a 5 mm de tamaño cuya presencia en el medio ambiente se debe a la contaminación antropogénica. Esta presencia en el medio acuático puede causar efectos negativos en los peces. Mediante una prueba de exposición corta con muestreo a los 15 días y 30 días; se evaluó la retención de microplásticos en el tracto digestivo y las branquias como también se realizaron análisis histológicos en diferentes órganos de la trucha arco iris expuestos a diferentes concentraciones de microplástico (50, 600, y 1200 partículas/L). En el tracto digestivo se encontró diferencias significativas ($p < 0.05$) entre grupos respecto al número de partículas retenidas; y se observó una tendencia de una mayor acumulación de microplásticos por parte de los alevinos de trucha arco iris en los tratamientos con mayor concentración.

El porcentaje de la presencia de fragmentos de PEAD en el tracto digestivo de los peces a los 15 y 30 días varió del 62% a 100%, y en las branquias fue de 3% a 26% en los diferentes tratamientos de menor a mayor concentración de tratamiento; mientras que en el grupo control no hubo presencia de estos microplásticos. En el caso de las branquias, no se observaron diferencias significativas ($p < 0.05$) en la acumulación de microplásticos dado que el número de fragmentos observado en este órgano fue mínimo. Si bien se observaron cambios progresivos en las branquias a nivel histológico como probable consecuencia a la exposición de microplásticos, estos cambios no afectaron el desarrollo normal de los peces como pudo evidenciarse en los índices corporales, los cuales no fueron diferentes del grupo control. El presente estudio demuestra que los microplásticos son acumulados por alevinos de trucha arco iris y, aunque no afecta la supervivencia ni el desarrollo de los peces, las partículas de microplástico que son retenidas en el tracto digestivo y en las branquias podrían generar resultados negativos a largo plazo si la acumulación de estos continua.

Palabras clave: plásticos, acuicultura, contaminación, retención de plásticos, histología.

ABSTRACT

The present study evaluated the effect of high-density polyethylene (HDPE) microplastics fragments in rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* fingerlings. This presence in the aquatic environment could cause negative effects in the fishes. Through a short exposition assay of 15 and 30 days, with their respective samplings. The evaluation of the retention of microplastics in the gastrointestinal tract and in the gills, as well as histology analysis of different organs in the fingerlings of rainbow trout exposed to different concentrations of microplastics particles (50, 600, and 1200 part. /L) were carried out. Thus, within the results of the gastrointestinal tract there were found significant differences ($p < 0.05$) between the treatments regarding the number of particles retained; also, it was seen a higher tendency of accumulation of microplastics in the fingerlings of rainbow trout when there were exposed to a higher treatment concentration.

The presence percentage of particles of HDPE found at 15 and 30 days in the gastrointestinal tract ranged from 62% to 100%, and in the gills was from 3% to 26% relative to the treatment concentration, while in the control group there was no presence of this microplastic. In the gill there were seen progressive changes at a histologic level, this could be due to the exposition of microplastics, these changes did not affect the normal development of the fish as it was observed regarding the biometric index that were not different from the control group. The present research shows that the microplastics are accumulated into the rainbow trout fingerlings. Although its effects did not challenge the survival nor the development of them, the retention of the particles of microplastics in the gastrointestinal tract and the gills could produce negative changes in the long term if the accumulation prevalence does not stop.

Key words: plastics, aquaculture, contamination, plastic retention, histology.

I. INTRODUCCIÓN

Los residuos plásticos encontrados en los recursos hídricos marino y continental han generado problemas ambientales y ecológicos, lo cual ha propiciado el estudio de ellos como agentes contaminantes. Estos residuos han sido clasificados por rangos de tamaños en macroplásticos (> 200 mm), mesoplásticos (5 a 200 mm) (Eriksen *et al.*, 2014), microplásticos (5 mm) (Arthur *et al.*, 2009) y los nanoplásticos (entre 1µm a 1000µm) (Gigault *et al.*, 2018).

Los microplásticos son mayormente ingeridos por especies marinas y continentales. En ríos de Francia se obtuvo que el 12% del total de peces presentaba microplástico en sus órganos internos (Sanchez *et al.*, 2014). Dentro de los principales peligros físicos por la ingesta de microplástico en peces, aves y otros animales se encuentra: la obstrucción digestiva, la alteración de la reproducción, entre otros efectos biológicos adversos que pueden llevar a la muerte (USGS, 2016). En la ingestión de las partículas de microplásticos también se da la asimilación de aditivos insalubres y contaminantes tales como: bifenilos policlorados (PCB), hidrocarburos aromáticos policíclicos (HAP), plaguicidas organoclorados, metales traza y patógenos (USGS, 2016).

Dentro del recurso hídrico continental de la región andina del Perú, una de las especies de mayor presencia es la trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*) la cual se encuentra naturalizada o cultivada. En el Perú la acuicultura de la trucha es una de las más importantes; el volumen de cosecha hasta el año 2019 fue de 52 mil toneladas representando el 31.5% dentro de la acuicultura (PRODUCE, 2020) (Anexo 4). Las regiones con mayor producción de trucha arcoíris se encuentran: Puno, Huancavelica y Junín (PRODUCE, 2020) (Anexo 5) utilizando mayormente sistemas de jaulas flotantes.

Los reportes sobre el microplástico con que se cuenta en el Perú se encuentran en el ecosistema marino peruano con concentraciones de 522 fragmentos por m² en la playa Costa Azul (Purca & Henostroza, 2017). Estudios previos sobre evaluaciones de concentraciones de microplástico en aguas continentales en el Perú no se han desarrollado. Sin embargo, se ha reportado la presencia de plásticos en los informes de los Planes Integrales de Gestión

Ambiental de Residuos Sólidos (PIGARS) del ministerio del ambiente en las regiones de Puno, Junín y Huancavelica, en un porcentaje con respecto al total de los residuos sólidos de 7.5% (PIGARS - Puno, 2014) (Anexo 11), 12.72% (PIGARS - Yauyos, 2015) (Anexo 9), y 11.02% (PIGARS - Huancavelica, 2011) (Anexo 10) respectivamente. A consecuencia de ello se puede inferir que en el ámbito de estas tres regiones es posible encontrar microplástico en sus recursos hídricos naturales.

Los materiales usados en la Acuicultura, dentro de ellos productos a base de polímeros y mezclas de estos como las redes, tubos, cabos, etc., están expuestos a la luz ultravioleta directa, a la abrasión y cambios de temperatura (Lusher *et al.*, 2017). Estos factores generan desgaste y pueden contribuir a la fragmentación de los plásticos usados en las jaulas (Lusher *et al.*, 2017); lo que podría sugerir la posible presencia de microplásticos en los cultivos de trucha en jaula generados por las estructuras de cultivo, además de los obtenidos por los residuos sólidos provenientes de las poblaciones aledañas al cultivo.

En el presente estudio se evaluó el grado de retención de fragmentos de polietileno de alta densidad (PEAD) en la trucha arcoíris, el efecto producido en los principales órganos de funcionamiento fisiológico de los peces y en los datos biométricos; con el objetivo de estimar el efecto producido por la exposición de microplásticos de Polietileno de Alta Densidad (PEAD) en alevines de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*).

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Descripción de la especie:

2.1.1. Taxonomía:

Reino: Animal

- Phylum: Chordata
- Subphylum: Vertebrata
- Superclase: Pisces
- Clase: Osteichthyes
- Subclase: Actinopterygii
- Orden: Salmoniformes
- Familia: Salmonidae
- Género: *Oncorhynchus*
- Especie: *mykiss*
- Nombre científico: *Oncorhynchus mykiss* (Walbaum, 1792)
- Nombre común: Trucha arco iris.

2.1.2. Anatomía:

a. Anatomía externa:

Según BIOINNOVA (2016) las características generales de la familia Salmonidae son:

- Un maxilar superior el cual posee un premaxilar y un maxilar a cada lado.
- Ausencia de barbas, en otros peces estos son órganos sensoriales táctiles.
- Presencia de una aleta adiposa en la parte posterior-dorsal (Burton & Burton, 2017).
- Un cuerpo escamoso, exceptuando la cabeza.

La anatomía externa de la trucha está dividida en tres regiones, como se describe en la figura 1:

- Cefálica: desde el extremo anterior hasta la parte posterior del opérculo.
- Troncal: desde el opérculo hasta el orificio anal.

- Caudal: desde el final de la región troncal hasta el extremo posterior de la aleta caudal.

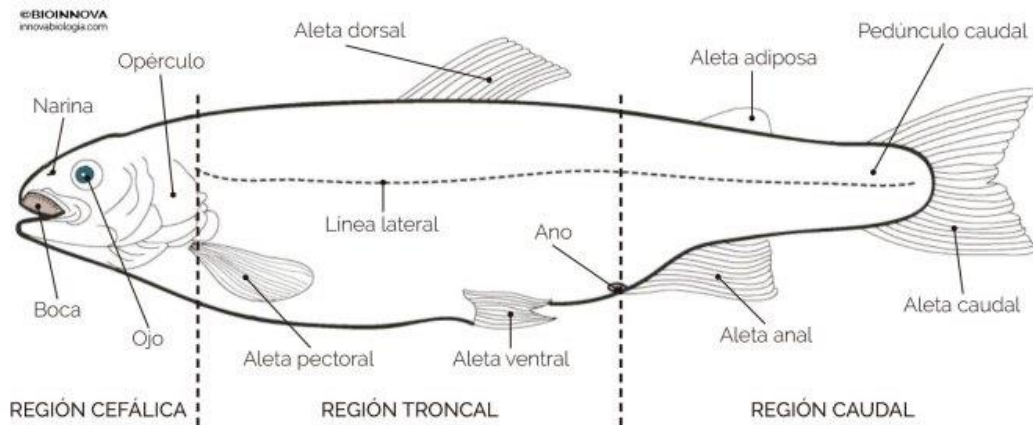


Figura 1. Esquema de la anatomía externa de la trucha. Fuente: BIOINNOVA (2016)

En la piel de las truchas el pigmento oscuro se encuentra bajo el control de la vista, con lo que cada individuo es capaz de modificar su propio matiz en cierto grado reproductiva (Burton & Burton, 2017). La disposición lateral de los ojos permite la existencia de grandes áreas de visión monocular, también la pupila de los ojos es triangular lo que ayuda a que tenga una visión de arriba hacia abajo y al frente, con estas características el pez puede percibir la presencia de predadores y presas incluso en zonas por detrás de él (Plyter, 2013)(figura 2). Sin embargo, la visión monocular no llega a percibir profundidades (BIOINNOVA, 2016; Plyter, 2013)

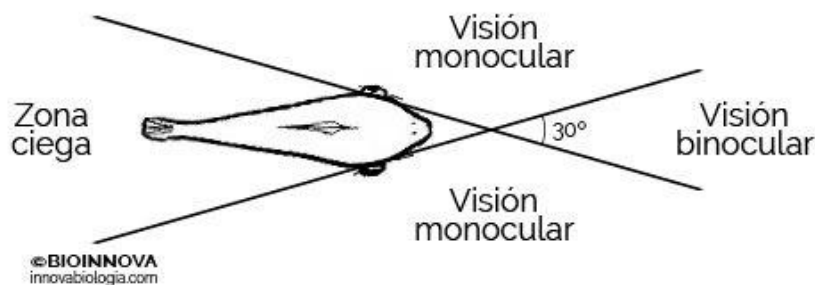


Figura 2. Esquema de la visión periférica de la trucha. Fuente: BIOINNOVA (2016)

A corta distancia y frente a cada ojo se dos orificios llamados “narinas”. Dichas cavidades contienen papilas olfativas que ayudan al pez a detectar olores de varias sustancias disueltas en el agua, incluida la sangre (BIOINNOVA, 2016; Plyter, 2013). Los ojos de los peces óseos poseen células foto-receptoras que ayudan a diferencias coloroes (Kunz, 2004)

La trucha respira incorporando agua por la boca (Plyter, 2013) y expulsándola al exterior por las branquias (BIOINNOVA, 2016). La respiración se logra mediante el movimiento de los opérculos el cual causa una presión en el piso bucal (BIOINNOVA, 2016).

b. Anatomía interna:

Como se observa en la figura 3, 4 y 5:

- El tubo digestivo está formado por: boca, faringe, esófago, estómago (con ciegos pilóricos) e intestino que desemboca en el ano (Moreno, A. *et al.* 2012). El alimento introducido por la boca es tragado entero con la ayuda de un mucus que contiene enzimas. Las branquias ayudan a que el alimento ingerido no entre en contacto con las branquias (Plyter, 2013). De ahí pasa por un corto esófago y termina en un esfínter. En el estómago, se realiza la digestión gástrica. En el duodeno se abren los ciegos pilóricos que cumplen la función de digerir el alimento mediante enzimas (Huff, 2012; Plyter, 2013), con la ayuda de glándulas secretoras de enzimas como la lactasa, sacarasa, lipasa; esto ayuda a la absorción de los nutrientes con ello se extiende la superficie del tracto intestinal (BIOINNOVA, 2016; Huff, 2012; Plyter, 2013). Los nutrientes son transportados mediante la sangre, y absorbidos en los ciegos pilóricos y el intestino y los desechos son expulsados por el ano (Huff, 2012).
- Las glándulas anejas son el hígado (con vesícula biliar), páncreas difuso y bazo (Moreno *et al.*, 2012). El hígado, está dividido en lóbulos derecho e izquierdo, se ubica cerca del estómago, unido a los miómeros y a la columna vertebral por tejido conectivo (BIOINNOVA, 2016). El hígado tiene una función desintoxicante al filtrar la sangre, también se encarga de producir la bilis para digerir la grasa (Huff, 2012; Plyter, 2013). Hay un páncreas difuso que ayuda al almacenamiento de la bilis (Huff, 2012). Adherido al estómago existe un gran bazo, espacioso órgano para el almacenamiento de sangre y otras funciones que le asocian con el sistema vascular sanguíneo (BIOINNOVA, 2016).
- La vejiga natatoria se encuentra entre el tubo digestivo y los riñones, en la parte dorsal a lo largo de toda la cavidad abdominal (BIOINNOVA, 2016). Aparece como un saco brillante de finas translúcidas paredes, es un órgano que almacena aire y cuya función es mantener el equilibrio del pez en su ambiente mediante la regulación de su

volumen controlando la flotación del pez, para que se mueva de arriba abajo en el agua (Huff, 2012; Jones, 1951; Plyter, 2013). También sirve para producir y recibir sonidos, y en algunos casos para respirar (BIOINNOVA, 2016).

- Riñones: Como en la mayoría de peces estos se representan en dos masas, adosadas a la parte dorsal de la cavidad visceral, y se abren en el orificio urogenital cercano al orificio anal (Moreno *et al.*, 2012). Tienen la función de osmorregulación de las sales, los riñones están compuestos por nefronas que se conectan con la arteria (A. J. Davidson, 2014; Huff, 2012; Kunz, 2004)
- Gónadas: Consiste en un par de gónadas y se encuentran situadas por debajo de los riñones en el caso de las hembras y de los machos. Su tamaño depende del estado de madurez (Moreno *et al.*, 2012).
- Corazón: Está formado por: ventrículo, seno venoso, aurícula, y bulbo aórtico (Moreno *et al.*, 2012).
- Branquias: se encuentran dentro de la cavidad branquial que contiene los arcos branquiales; presentan dos partes un borde externo que son las láminas branquiales y formadas por laminillas branquiales y un el borde interno con estructuras óseas llamadas branquispinas (Moreno *et al.*, 2012; Plyter, 2013). Las branquias proveen varias funciones además del intercambio de oxígeno, provee intercambio osmorregulación, intercambio de iones, balance de ácido-básico, y intercambio de amonio (Evans *et al.*, 2005; Hughes, 1984).
- Musculatura: La musculatura está compuesta de paquetes musculares llamados miómeros y separados por tejido conjuntivo llamados mioseptos (Moreno *et al.*, 2012).

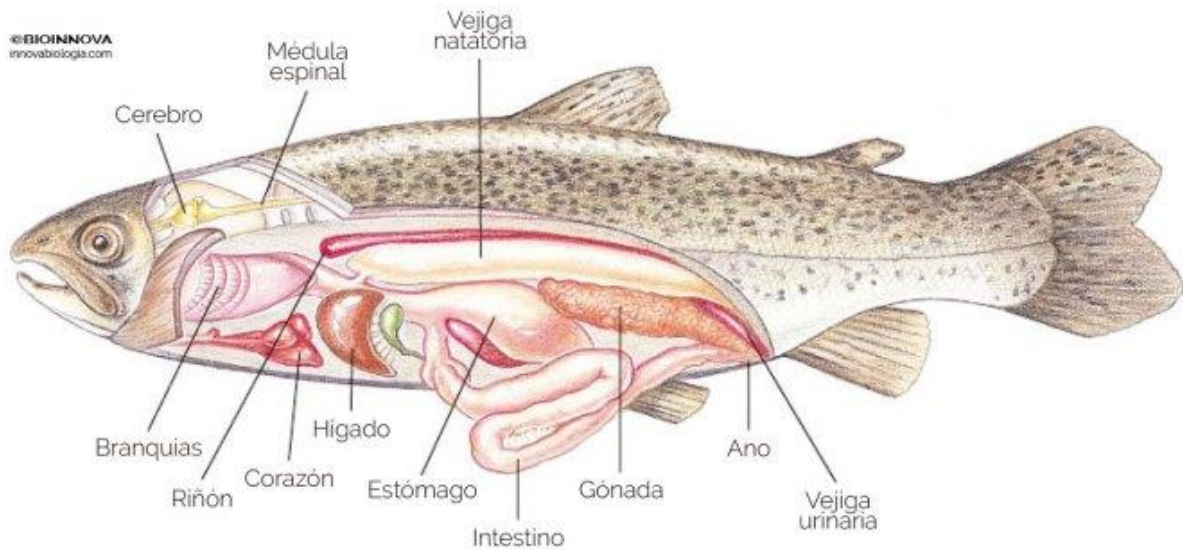


Figura 3. Esquema de la estructura interna de la trucha. Fuente: BIOINNOVA (2016)

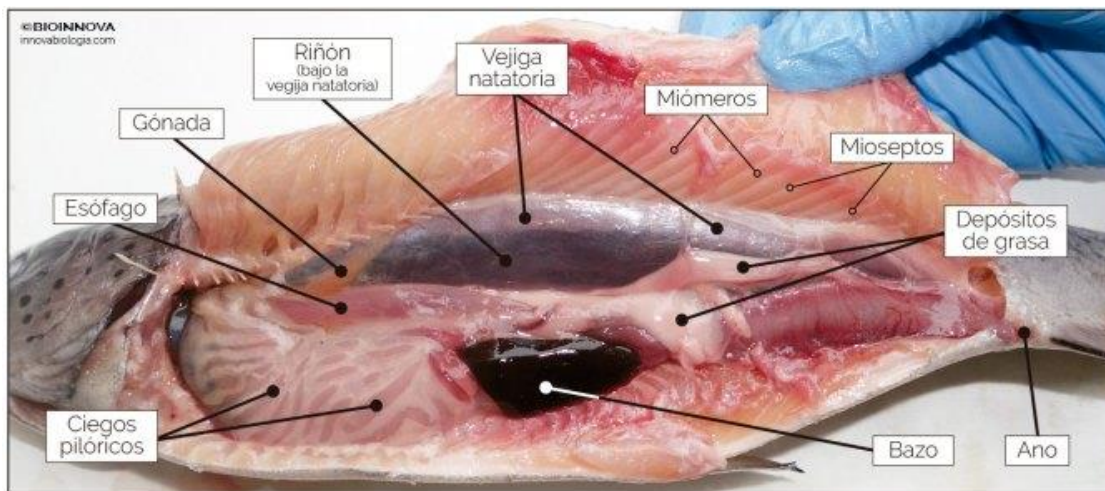


Figura 4. Estructura interna de la trucha (ciegos pilóricos, esófago, gónada, riñón, miómeros, mioseptos, depósitos de grasa, ano, bazo). Fuente: BIOINNOVA, (2016)

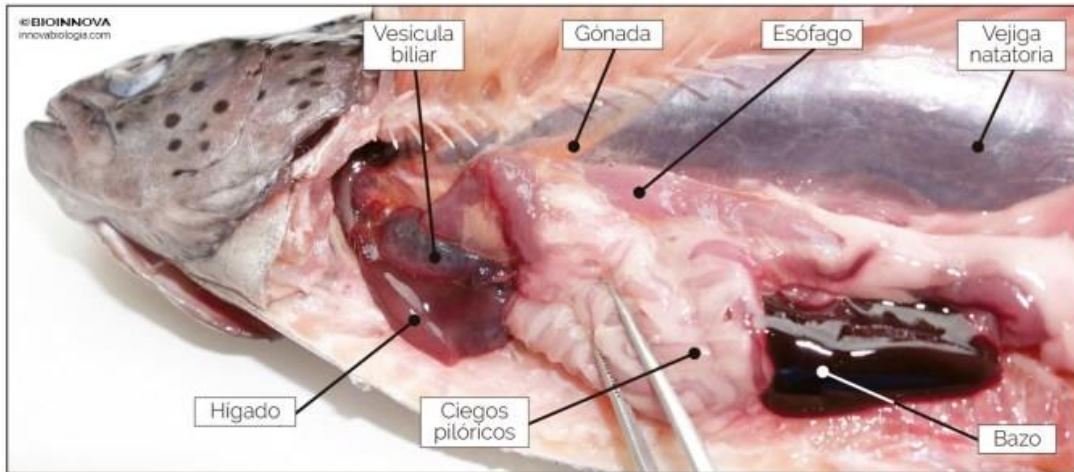


Figura 5. Foto de la estructura internade la trucha (hígado, vesícula biliar, gónada, esófago, vejiga natatoria, bazo, ciegos pilóricos). Fuente: BIOINNOVA, 2016

2.1.3. Hábitat:

La expansión de la trucha endémica *Salmo gairdneri* desde el año 1874 se expandió a lo largo de todos los continentes, los factores que fueron cruciales para la introducción y diversificación de esta especie fueron la calidad de agua, temperatura y precipitación (MacCrimmon, 2011). Las truchas son endémicas de Norteamérica en la Costa Oeste y se fue introduciendo hacia Alaska, Durango y México, y por el norte hasta el centro de Alberta (Schultz, 2010). La trucha arco iris en su ambiente natural, habita espacios acuáticos con aguas cristalinas y no contaminadas, con cauces de ríos que tengan desniveles para generar saltos y rápidos, estos que al tener una gran velocidad de corriente y suelo pedregoso son favorecedores para la presencia de las truchas (Camacho *et al.*, 2000). Aunque pueden vivir en lagos profundos las truchas prefieren ambientes con rápidas corrientes, así que son mayormente encontradas en zonas de rápidos y cambios de flujo de agua con cobertura de plantas (Schultz, 2010). La necesidad de corrientes de agua, la cual se da en espacios con cambios de altitud, hace que estos peces esten adaptados a regiones elevadas y montañosas (Camacho *et al.*, 2000).

2.1.4. Condiciones de crianza:

La trucha es una especie que habita en aguas de bajas temperaturas requiriéndose de 9-12°C para la producción de alevines y requiere un rango de temperaturas de 12-18°C para el engorde (Hardy, 2002; Maiz *et al.*, 2010; Schultz, 2010; Wedemeyer, 1996). El éxito del cultivo de la trucha depende de varios factores como son la cantidad y calidad del agua, la densidad, la uniformidad de tamaños, el manejo y la alimentación (Hardy, 2002; Maiz *et al.*, 2010) . Aunque la trucha arcoíris soporta cambios en la calidad de agua, estos factores influyen el cultivo de la trucha, el pH debe estar entre 7 y 8.5 (Hardy, 2002; Maiz *et al.*, 2010; Wedemeyer, 1996). Los rangos de parámetros fisicoquímicos adecuados para la trucha se muestran en las tablas 1, 2 y 3.

Tabla 1. Principales parámetros de la calidad del agua en el cultivo de *O. mykiss* (Blanco, 1994; Chiodo, 1998; Stevenson, 1999; Stickney, 2000).

Parámetro	Unidad de medida	Valor	Observación
Temperatura	°C	15	Tolera hasta 25°C por periodos cortos
Oxígeno disuelto (O₂)	mg/L	5	Puede sobrevivir en aguas con 3 mg/L
pH	-	6.5 -9.5	Valores inferiores a 5 y superiores a 9.5 son letales
Amonio (NH₄⁺)	mg/L	< 1	-
Nitritos (NO₂⁻)	mg/L	< 0.2	-
Nitratos (NO₃⁻)	mg/L	< 10	-

Fuente: (Montaña, 2009).

Tabla 2. Principales parámetros físicos de la calidad del agua en el cultivo de *O. mykiss*.

PARÁMETRO	RANGO	FUENTE	VALOR ÓPTIMO
Oxígeno (mg/L)	7.5 – 12	FAO	7.5
	6.0 – 8.5	FONDEPES	
Temperatura (°C)	13 – 18	FAO	16
	9 – 14	FONDEPES	
pH	6-9	Wedemeyer	7.5
	6.6 -7.9	FONDEPES	

Fuente: (FAO, 2014), (FONDEPES, 2014),(Wedemeyer, 1996).

Tabla 3. Principales parámetros químicos de la calidad del agua en el cultivo de *O. mykiss*.

PARÁMETRO	RANGO
Alcalinidad (ppm)	80 – 180 (FONDEPES, 2014)
Dureza total (ppm)	75 -300 (Wedemeyer, 1996)
CO₂ (ppm)	5-10 (Wedemeyer, 1996)
Nitratos (NO₃) (ppm)	<1 (Wedemeyer, 1996)
Nitritos (NO₂) (ppm)	<0.1 (Wedemeyer, 1996)
Amonio (NH₄) (ppm)	<0.02 (Wedemeyer, 1996)
Cloro (ppm)	<0.0003 (Wedemeyer, 1996)

El cultivo de la trucha presenta tres etapas las cuales alevinaje, juvenil y adulto. Cada etapa se desarrolla después de la eclosión de la ova, cuando el alevín presenta su saco vitelino, y al pasar aproximadamente 30 días este saco es absorbido y el alevín comienza a nadar y comer (Camacho et al., 2000). Después de la etapa de alevinaje la trucha pasa a la etapa de engorde que se lleva a cabo durante los 4 a 10 meses de crianza. Y Finalmente la trucha adulta se obtiene después de los 2 años (Hardy, 2002; Maiz et al., 2010; Wedemeyer, 1996).

2.1.5. Actividad acuícola:

El cultivo de la trucha esta esparcido alrededor del mundo siendo una de las producciones más importantes y son generalmente criadas en ambientes de agua dulce, aunque en algunos

casos como la variación *steelhead* después de llegar al estadio juvenil su cultivo se realiza en agua marina (Hardy, 2002). En los países de América Latina, la trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*) es una de las especies más cultivadas, perteneciente a la familia Salmonidae (Anexo 4, Anexo 5), originaria de las costas del Pacífico de América del Norte que su crianza ha sido ampliamente difundida (Maiz *et al.*, 2010). Las etapas de desarrollo de esta especie están bien caracterizadas dichas etapas son: incubación de ovas, hatchery, alevinaje y engorde, lo cual facilita el éxito de la producción de su cultivo (Maiz *et al.*, 2010).

2.1.6. Efecto de las partículas finas en la trucha:

El efecto de las partículas de sedimentos en las truchas se da en dos partes: en la sobrevivencia del embrión mediante el almacenamiento de partículas y el desarrollo de juveniles de trucha con las partículas en suspensión (Michel, 2013). Debido a que los embriones dependen de una cantidad necesaria oxígeno intersticial e intercambio de agua para asegurar el intercambio gaseoso y la expulsión de residuos metabólicos (Greig *et al.*, 2007; Malcolm *et al.*, 2004; Michel, 2013) la presencia de partículas del medio afecta la sobrevivencia de estos.

En las truchas juveniles, la concentración y duración de la exposición frente a los sedimentos finos afecta el nado libre de los salmónidos (Newcombe *et al.*, 1996) . En trucha arcoíris se ha probado que una concentración de 10000 mg/L partículas de Kaolin (silicato mineral) $\leq 30 \mu\text{m}$ causa el 28% de mortalidad (Goldes *et al.*, 1988). La turbidez puede generar respuestas de alarma hacia nuevos objetos suspendidos en el agua (Sneddon *et al.*, 2003).

Se ha demostrado que la presencia de partículas de microesferas de plástico después de su ingestión en las truchas observándose que pueden ser encontradas en la piel, branquias y en tracto intestinal; dichas incorporaciones de microesferas de plástico de en los tejidos de la trucha fueron obtenidas con partículas de $1 \mu\text{m}$ de diámetro en juveniles, y la ingesta puede ser observada a partir de un periodo de 24 h de exposición (Moore *et al.*, 1998).

2.2. Descripción del microplástico:

2.2.1. Tipos de plástico:

Varios tipos de polímeros han sido identificados dentro de los microplásticos que se encuentran en el medio ambiente, dentro de estos se hallan el polietileno, polipropileno,

poliestireno, poliuretano, cloruro de polivinilo (PVC) y tereftalato de polietileno (PET). Por lo general, el polietileno es el tipo de polímero más abundante que se observa en el medio ambiente (Moore *et al.* 2001; Thompson *et al.* 2004; Rios *et al.* 2007; Castaneda *et al.* 2014; Yonkos *et al.* 2014; Corcoran *et al.* 2015; Ballent *et al.* 2016; Mason *et al.* 2016; Sutton *et al.* 2016 en Munno, 2017)). En la tabla 4 se muestran los valores de densidad y cristalinidad de diferentes polímeros.

Tabla 4. Densidad y cristalinidad de los diferentes tipos de polímeros

Tipo de polímero	Densidad (g. cm⁻³)	Cristalinidad
Caucho natural	0.92	Baja
Polietileno de baja densidad	0.91-0.93	45-60%
Polietileno de alta densidad	0.94-0.97	70-95%
Polipropileno	0.85-0.94	50-80%
Poliestireno	0.96-1.05	Baja
Poliamida (PA6 y PA66)	1.12-1.14	35-45%
Policarbonato	1.2	Baja
Acetato de celulosa	1.28	Alta
Polivinilo clorado	1.38	Alta
Ácido poliláctico	1.21-1.43	37%
Polietileno tereftalato	1.34-1.39	30-40%
Polioximetileno	1.41	70-80%

Fuente: (Lambert & Wagner, 2018). Datos de cristalinidad de Beyler y Hirschler (2002) en Lambert y Wagner (2018).

En la tabla 5 se muestra el desarrollo de creación de los distintos tipos de polímeros.

Tabla 5. Perfil sobre desarrollo de plásticos.

Año	Tipo de polimero	Inventor/Notas
1839	Latex de caucho natural	Charles Goodyear
1839	Poliestireno	Descubierto por Eduard Simon
1862	Parquesina	Alexander Parkes
1865	Acetato de celulosa	Paul Schützenberger
1869	Celuloide	John Wesley Hyatt
1872	Polivinilo clorado (PVC)	Primero creado por Eugen Baumann
1894	Rayón viscoso	Charles Frederick Cross
1909	Bakelita	Leo Hendrik Backeland
1926	PVC plastificado	Walter Semon
1933	Polivinilideno clorado	Ralph Wiley
1935	Polietileno de baja densidad	Reginald Gibson y Eric Fawcett
1936	Acrílico	
1937	Poliuretano	Otto Bayer y colegas
1938	Poliestireno	Como polímero comercialmente viable
1938	Polietileno tereftalato	John Whinfield y James Dickson
1942	Poliéster insaturado	John Whinfield y James Dickson
1951	Polietileno de alta densidad	Paul Hogan y Robert Banks
1951	Polipropileno	Paul Hogan y Robert Banks
1953	Policarbonato	Herman Schnell
1954	Espuma de poliestireno	Ray McIntire
1960	Ácido poliláctico	Patrick Gruber acreditado por inventar un procesamiento comercial
1978	Polietileno lineal de baja densidad	Dupont

Fuente: (Lambert, 2013).

2.2.2. Tipos de microplástico:

Los microplásticos se encuentran divididos por la forma en la que se presentan y tienen cinco categorías comunes utilizadas las cuales son: perlas (beads), fragmentos, espuma, fibra / línea y pellets (Eriksen *et al.*, 2013; Ballent *et al.*, 2016; Mason *et al.* 2016; Sutton *et al.* 2016 citado en (Munno, 2017)), como se muestra en la tabla 6. Los microplásticos primarios se producen intencionalmente en su forma, a menudo utilizada en limpiadores, exfoliantes y otros productos de consumo, o como preproducción de pellets y abrasivos industriales (Arthur *et al.*, 2009). Microplástico secundario resultado del desglose de plásticos más grandes a través de la intemperie, la radiación ultravioleta y otras fuerzas energéticas (Arthur *et al.*, 2009).

Los microplásticos primarios provienen de una gama de productos de consumo y fuentes industriales. Los gránulos de polietileno y polipropileno son los más comúnmente utilizados en la industria del plástico para la producción de productos plásticos más grandes (Eerkes-Medrano *et al.*, 2015). Una serie de microplásticos los tipos se clasifican como fragmentos, incluidas las virutas y las partículas de forma irregular encontradas en limpiadores. Las virutas parecen ser el resultado de la eliminación de material extraño de las costuras y bordes de productos de plástico solidificados, generalmente hechos de polietileno y polipropileno (Ballent *et al.*, 2016).

Tabla 6. Tipos de microplásticos.

Tipo	IMAGEN
Cuenta, esferas (Beads)	
Fibras (lines, fibres)	
Espuma (foam)	
Pellets (cilíndrico, esférica)	
Fragmentos	

Fuente: Elaboración propia.

Los microplásticos aislados de varios limpiadores estuvieron presentes en una serie de formas, incluyendo elipses, cintas, hilos y fragmentos irregulares y microperlas, con el polietileno es el polímero dominante (Napper *et al.*, 2015). En los productos de cuidado personal como limpiadores faciales o exfoliantes se presentan dentro de sus ingredientes microplásticos y estos se conocen como microperlas o microbeads; a menudo tienen forma

de pequeñas cuentas esféricas y cuentas de forma irregular que se asemejan a una aglomeración de pequeñas cuentas esféricas (Anderson *et al.*, 2016; Eriksen *et al.*, 2013).

2.2.3. Compuestos aditivos en los plásticos:

Los plásticos son materiales procesables basados en polímeros (Piringer & Baner, 2008), y para convertirlos en materiales adecuados para diferentes propósitos, generalmente se procesan con una variedad de sustancias químicas aditivos (Tabla 7). Estos compuestos se usan para ajustar las propiedades del plástico y hacerlos adecuados para su propósito previsto. Por lo tanto, dentro clasificaciones de polímeros Los materiales plásticos aún pueden diferir en estructura y rendimiento dependiendo del tipo y la cantidad de aditivos con los que están compuestos. Más recientemente, los avances tecnológicos han visto el desarrollo de nuevas aplicaciones de elementos basados en nanoescalas que ahora producen nanocompuestos de plástico (Lambert & Wagner, 2018).

Tabla 7. Lista de compuestos aditivos usados para la elaboración de plásticos con funciones determinadas.

Aditivos	Función
Plastificadores	Hace que el material sea flexible
Retardantes de llama	Reduce la flamabilidad
Aditivos de entrecruzamiento	Une las cadenas de polímeros
Antioxidantes y otros aditivos	Incrementa la durabilidad de los plásticos bajando el rango en donde el oxígeno, calor y luz degradan un material
Sensibilizadores (ej. Pro – oxidante de transición de metales complejos)	Usado para dar una degradación acelerada de propiedades
Surfactantes	Usado para modificar propiedades de superficie para permitir la emulsión de sustancias normalmente incompatibles
Rellenos Inorgánicos	Usado para fortificar el material para mejorar la resistencia a impactos
Pigmentos	Para dar color

Fuente: Lambert, S.; Wagner, M. (2018).

2.2.4. Microplástico en agua dulce:

El ingreso de MP al recurso hídrico continental ocurre desde una amplia variedad de fuentes, incluidas las emisiones de las plantas de tratamiento de aguas residuales y degradación de desechos plásticos (Lambert & Wagner, 2018). Concentraciones de MP reportadas en muestras de aguas superficiales del río Rin (Alemania) poseen un promedio de 892,777 partículas por km² con una concentración máxima de 3.9 millones de partículas/km² (Mani *et al.*, 2015). Altas concentraciones en agua superficial se informan en la presa de las Tres Gargantas, China (192-13.617 partículas/km²), que se atribuyen a falta de instalaciones de tratamiento de aguas residuales en ciudades más pequeñas, así como problemas de infraestructura cuando se trata de reciclaje y eliminación de desechos (K. Zhang *et al.*, 2015). En un estudio desarrollado en 29 afluentes de los Grandes Lagos (Estados Unidos), se encontraron plásticos (en 107 muestras) con una concentración máxima de 32 partículas / m³ y una media de 1,9 partículas / m³. El noventa y ocho por ciento de las partículas de plástico muestreadas tenían menos de 4,75 mm de diámetro y, por lo tanto, se consideraban microplásticos (Baldwin *et al.*, 2016) (Figura 6).

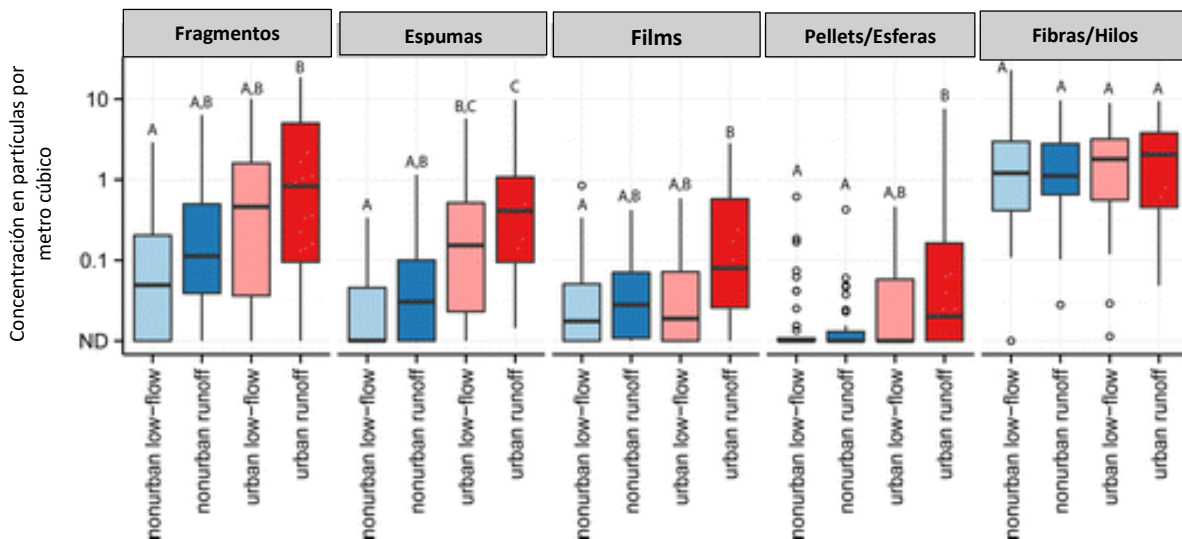


Figura 6. Concentraciones de plástico (en partículas/m³) en muestras no urbanas de bajo flujo (n = 40), escorrentía no urbana (n = 35), urbano de bajo flujo (n = 17) y urbano (n = 15). Las cuencas hidrográficas urbanas son aquellas con una cobertura de suelo urbano superior al 15%. Fuente: (Baldwin *et al.*, 2016).

U.S. Geological Survey y la Universidad Estatal de Nueva York analizaron muestras de ríos que desembocan en los Grandes Lagos para descubrir qué tipos de microplásticos se encuentran más comúnmente en los ríos y qué ríos contienen la mayoría de las partículas de microplásticos (Baldwin *et al.*, 2016). Se obtuvo que los ríos llevan muchos tipos diferentes de microplásticos dentro de los cuales la porción que viene de las microesferas es la menor encontrada. Mientras que las fibras componían un promedio del 71% del número total de partículas de microplásticos que se encuentran en muestras de agua de río (Baldwin *et al.*, 2016) (Figura 7).

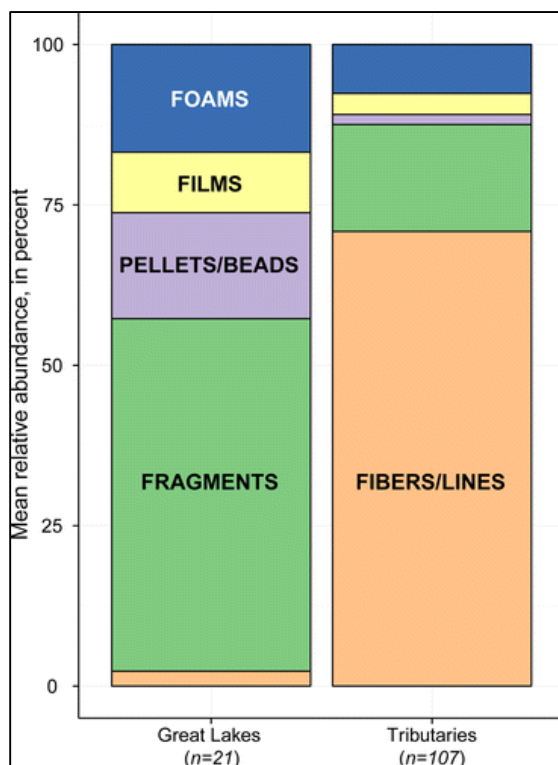


Figura 7. Abundancia relativa media de diferentes tipos de microplástico en los Grandes Lagos en comparación con afluentes. Fuente: Baldwin, AK. 2016. Plastic Debris in 29 Great Lakes Tributaries: Relations to Watershed Attributes and Hydrology.

En la tabla 8 se muestra la cantidad de plástico encontrado en muestreos de aguas continentales, valores que oscilan de 0.0028 partículas/m³ en Europa hasta 1,146,418 partículas/m³ en Estados Unidos. En el mismo cuadro se detalla el rango de tamaño encontrado de los microplásticos, cuyo alcance es de 153µm hasta 5mm.

Tabla 8. Microplástico encontrado en aguas continentales.

Ubicación	Cuerpo de agua	Autores	Tipo de muestra	Tamaño	Abundancia: máx./media
Norte America	Río St. Lawrence, Canadá/EE.UU	Castaneda <i>et al.</i> (2014)	Sedimento	>500µm	13,759-136,926 Part./m ³
	Lago Superior, Huron y Erie, Canadá/EE.UU	Ericksen <i>et al.</i> (2013)	Agua superficial	>355µm	463,423 Part./km ² 43,157 Part./km ²
	Orilla norte del canal de Chicago, EE.UU	McCortmick <i>et al.</i> (2014)	Agua superficial	0.3-5mm	17.93 Part./m ³ Se contó mayor cantidad en el río bajo
	Río Los Angeles, San Gabriel, Coyote Creek, EE.UU	Moore <i>et al.</i> (2011)	Columna de agua	1-4.75	Coyote: 4999 Part./m ³ San Gabriel: 51,603 Part./m ³ Los Angeles: 1,146,418 Part./m ³
	Ríos estuarinos por la bahía de Chesapeake, EE.UU	Yonkos <i>et al.</i> (2014)	Agua superficial	0.3-5mm	297,927 Part./km ² 254.7 g/m ²
	Lago Huron, Canadá/EE.UU	Zbyszewski y Corcoran (2011)	Sedimento	<5mm, >500 Poliest.	3209 Part.
	Lago Erie y St. Clair, Canadá/ EE.UU	Zbyszewski <i>et al.</i> (2014)	Sedimento	<2cm	Erie: 1576 Part. St. Clair: 817 Part.
Río Tennessee, EE.UU	Eerkes-Medrano, 2016	Agua superficial	153µm-5mm	? Se contó mayor cantidad en el río bajo	
Asia	Lago Hovsgol, Mongolia	Free <i>et al.</i> 2014	Agua superficial	355µm-4.74mm	44,435 Part./km ² 20,264 Part./km ²
Europa	Río Seine, Francia	Dris <i>et al.</i> (2015)	Agua superficial	?	108 Part./m ³
	Lago Geneva, Francia/ Suiza	Faure <i>et al.</i> (2012)	Sedimento	<2mm/<5mm	9 Part./muestra 48,146 Part./km ²
	Lago Garda, Italia	Imhof <i>et al.</i> (2013)	Agua superficial	<, >5mm	
	Lago Garda, Italia	Imhof <i>et al.</i> (2013)	Sedimento	9µm-5mm	1108 Part./m ³ ?
	Río Rhine, Alemania	Klein <i>et al.</i> (2015)	Sedimento	<5mm	3763 Part./kg
	Río Danube, Austria	Lechner <i>et al.</i> (2014)	Agua superficial	<2-20mm	141,647 Part./1000m ³ 317 Part./1000m ³
Estuario Tamar, Reino Unido	Sadri y Thompson (2014)	Agua Superficial	<2-5mm> 5mm	204 Part. 0.028 Part./m ³	
Ríos Elbe, Mosel, Neckar y Rhine, Alemania	Wagner <i>et al.</i> (2014)	Sedimento	<5mm	64 Part./kg	

Fuente: Eerkes-Medrano *et al.* (2015).

2.3. Plásticos en la Acuicultura:

Los plásticos producidos por la acuicultura en recursos hídricos naturales se dan mayormente con cultivos en jaula en la producción de peces. Las jaulas y corrales generalmente están compuestas por una red estirada sobre una estructura de soporte. Estas estructuras (Los tanques, corrales, redes, flotadores y pontones) están hechos principalmente de material plástico (Kumar & Karnatak, 2014).

Las redes a menudo se hacen de cordeles de monofilamento polietileno (PE), poliamida (PA), polietileno tereftalato (PET), polipropileno (PP) y trenzado de PE y PP; con los que se pueden usar varios métodos para la flotación de la estructura de la jaula (Lusher *et al.*, 2017). Las tuberías y contenedores son generalmente hechas de polivinilo clorado (PVC) y polietileno de alta densidad (PEAD)(Lusher *et al.*, 2017). Las boyas y flotadores PS. Los tubos de PEAD son ampliamente utilizados para las estructuras de jaula debido a su versatilidad y resistencia (Lusher *et al.*, 2017).


2.4. Contaminación del recurso hídrico continental en el Perú:

El Perú cuenta con 159 unidades hidrográficas (cuencas hidrográficas), y su distribución se encuentra en el ámbito regional o de vertiente hidrográfica (Pacífico, Amazonas y Titicaca) lo que ubica al Perú entre los 20 países más ricos del mundo en este recurso, con 72 510 m³ /habitante/año (ANA, 2015b). Sin embargo, su calidad es crítica en algunas regiones hidrográficas (ANA, 2015a). Las principales causas de esta deficiente calidad del agua son el insuficiente tratamiento de las aguas residuales domésticas, el vertimiento de aguas residuales no tratadas, el manejo inadecuado de los residuos sólidos, los pasivos ambientales (mineros, hidrocarburíferos, agrícolas y poblacionales) y características naturales (ANA, 2015b).

Un total de 21 ríos están contaminados por residuos sólidos, aguas residuales, los relaves de las minas, así como por pasivos industriales, mineros y poblacionales (ANA en el Peruano, 2011). Dentro de estos se encuentran: en la región Junín (6, tabla 9) los ríos Mantaro y Yauli, en la región Huancavelica (8, tabla 9.) los ríos Huachocolpa y Escalera; y en la región Puno (12, tabla 9) se encuentra la parte alta del río Ramis. El AAA (Autoridad Administrativa del

Agua) del Lago Titicaca en el año 2016 contó con el mayor número de fuentes de contaminación identificadas en ese año, dentro de su jurisdicción (ANA, 2018) (Figura 8).

Tabla 9. Lista de los 21 ríos más contaminados en el Perú.



[1] Tumbes	Río Puyango	Actividad minera.
[2] Piura	Río Chira	Residuos sólidos y poblacionales.
	Río Chipillico	Minería informal.
[3] Cajamarca	Río Tingo	Pasivos mineros y aguas residuales poblacionales.
[4] La Libertad	Río Moche	Pasivos mineros e industriales.
	Río Parcoy	Pasivos mineros e industriales.
[5] Áncash	Río Santa	Residuos poblacionales, actividad minera y pasivos mineros.
	Río Aija	Residuos poblacionales, actividad minera y pasivos mineros.
[6] Junín	Río Mantaro	Pasivos poblacionales y residuos sólidos.
	Río Yauli	Pasivos poblacionales y residuos sólidos.
[7] Pasco	Río San Juan	Pasivos poblacionales y residuos sólidos.
[8] Huancavelica	Río Huachocolpa	Pasivos mineros y actividad minera.
	Río Escalera	Pasivos mineros y actividad minera.
[9] Arequipa	Río Chili	Aguas residuales.
[10] Madre de Dios	Río Madre de Dios	Minería artesanal e informal.
	Río Huepetuhe	Minería artesanal e informal.
	Río Las Piedras	Minería informal.
	Río Tambopata	Minería informal.
	Río Malinowski	Minería informal.
[11] Ucayali	Río Abujao	Minería informal.
[12] Puno	Río Ramis (parte alta)	Minería informal.

Fuente: Autoridad Nacional del Agua (ANA) Elaboración: El Peruano

Fuente: Autoridad Nacional del Agua (ANA, 2011). El Peruano.

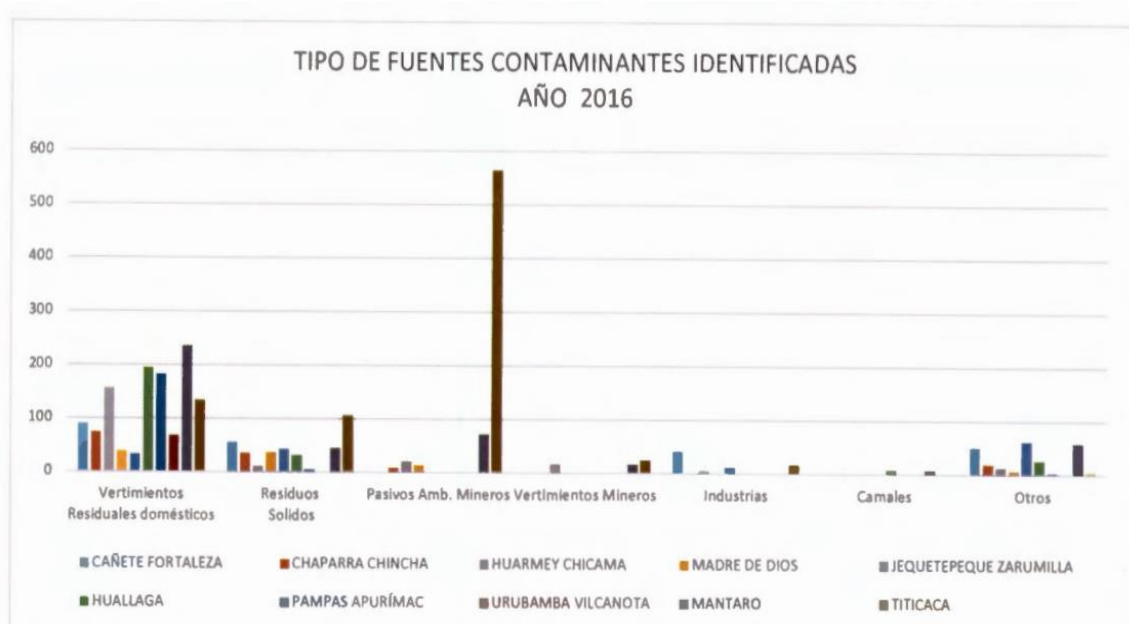


Figura 8. Gráfico con el tipo de fuentes contaminantes encontradas el año 2016. Fuente: Autoridad Administrativa del Agua.

Dentro de los Planes Integrales de Gestión Ambiental de Residuos Sólidos (PIGARS) en las regiones de Puno, Junín y Huancavelica, el porcentaje de plásticos con respecto a total de los residuos sólidos totales es de 7.5% (PIGARS – Puno. 2013), 12.72% (PIGARS – Yauyos. 2015), 11.02% (PIGARS – Huancavelica. 2011) respectivamente (Anexo 9, Anexo 10, Anexo 11).

La calidad ambiental de las aguas superficiales continentales, debido al crecimiento poblacional de las ciudades, percibe un deterioro ambiental con respecto a la calidad del agua en las fuentes naturales, causado por el vertimiento de aguas residuales domésticas sin o con deficiente tratamiento (ANA, 2015b). Por otro lado, se tiene la descarga constante de otros tipos de efluentes residuales con alta carga contaminante, procedente de pasivos ambientales históricos y actividades económicas, cuyo destino final son las fuentes naturales de agua. Así también, la disposición inadecuada de residuos sólidos impacta directa o indirectamente en los cuerpos de agua. Esto ha sido registrado por la ANA, a través de la identificación de fuentes contaminantes por vertiente, estudio que se realizó en el periodo 2010-2012 (ANA, 2015b) (Figura 9).

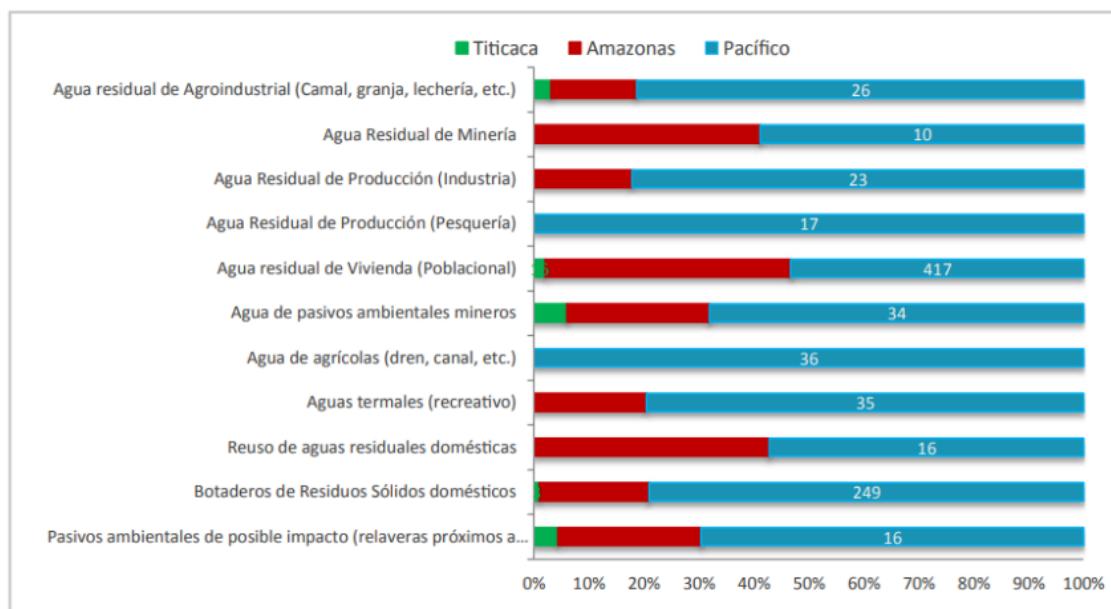


Figura 9. Fuentes contaminantes identificadas por vertiente hidrográfica, 2010-2012. Fuente: MINAGRI (Ministerio de Agricultura, 2012) y ANA (Autoridad Nacional del Agua, 2015).

2.5. Efecto del consumo de plástico en peces:

En el caso del pez zebra el consumo de microplástico fue demostrado al someter este pez a una prueba de exposición con microesferas de plástico el cual fue digerido y expulsado, se observó también que el pez reconoce el plástico y lo evita, pero las partículas pequeñas son ingeridas, esta ingesta causa que los peces puedan llegar a tener anorexia y letargia (de Sales-Ribeiro *et al.*, 2020). Al comparar resultados sobre los efectos del microplástico entre especies se vio en un meta-estudio que dichos efectos varía entre especies, llegando a afectar la reproducción, el crecimiento y supervivencia en algunos taxones, pero generalmente el resultado es neutral (Foley *et al.*, 2018).

Cuando los peces son expuestos al microplástico, ellos reconocen las partículas como no consumibles y/o las evitan o las expulsan; pero se ha observado que el tamaño de las partículas de microplástico afecta el consumo dado que estas partículas son consumidas con mayor frecuencia cuando el tamaño de las partículas es menor (Critchell & Hoogenboom, 2018; de Sales-Ribeiro *et al.*, 2020). Después del consumo de los microplásticos como en los casos del pez zebra de agua continental, y de los peces carnívoros marinos como la dorada (*Sparus aurata*) y en el planctívoro *Acanthochromis polyacanthus* se observó que los microplásticos son digeridos para luego ser excretados, lo cual no causó mayores cambios en la fisiología del pez (Critchell & Hoogenboom, 2018; de Sales-Ribeiro *et al.*, 2020; Jovanović *et al.*, 2018).

III. METODOLOGÍA

3.1. Lugar y periodo de ejecución

La presente investigación se llevó a cabo en las instalaciones del Instituto del Mar de Perú de su sede en Callao – Lima en el Laboratorio de Ecotoxicología Acuática y el Laboratorio de Patobiología Acuática. El periodo de experimentación se realizó del mes de noviembre del 2018 a febrero del 2019. La prueba ecotoxicológica se llevó a cabo en el laboratorio húmedo de Ecotoxicología Acuática (Anexo 1).

3.2. Diseño Experimental

En la presente investigación se probó el polietileno de alta densidad (PEAD) obtenido de fuente secundaria a partir de botellas blancas pertenecientes a artículos de aseo personal, de tamaño 0.5 a 1 mm a tres concentraciones de 50, 600 y 1200 Partículas/L (Referencia de la Tabla 8) y 1 grupo control 0 Partículas/L. las concentraciones se tomaron con respecto al mayor valor encontrado en recursos hídricos de agua dulce el cuál fue el río de Los Ángeles con 1 146 418 items/m³. Se tuvo 4 réplicas por cada uno durante el experimento. A continuación, se presentan el grupo control y los tratamientos, como se muestra en la figura 10:

Grupo Control (GC): 0 Partículas/L de PEAD.

Concentración I (C1): 50 Partículas/L de PEAD.

Concentración II (C2): 600 Partículas/L de PEAD.

Concentración III (C3): 1200 Partículas/L del PEAD.

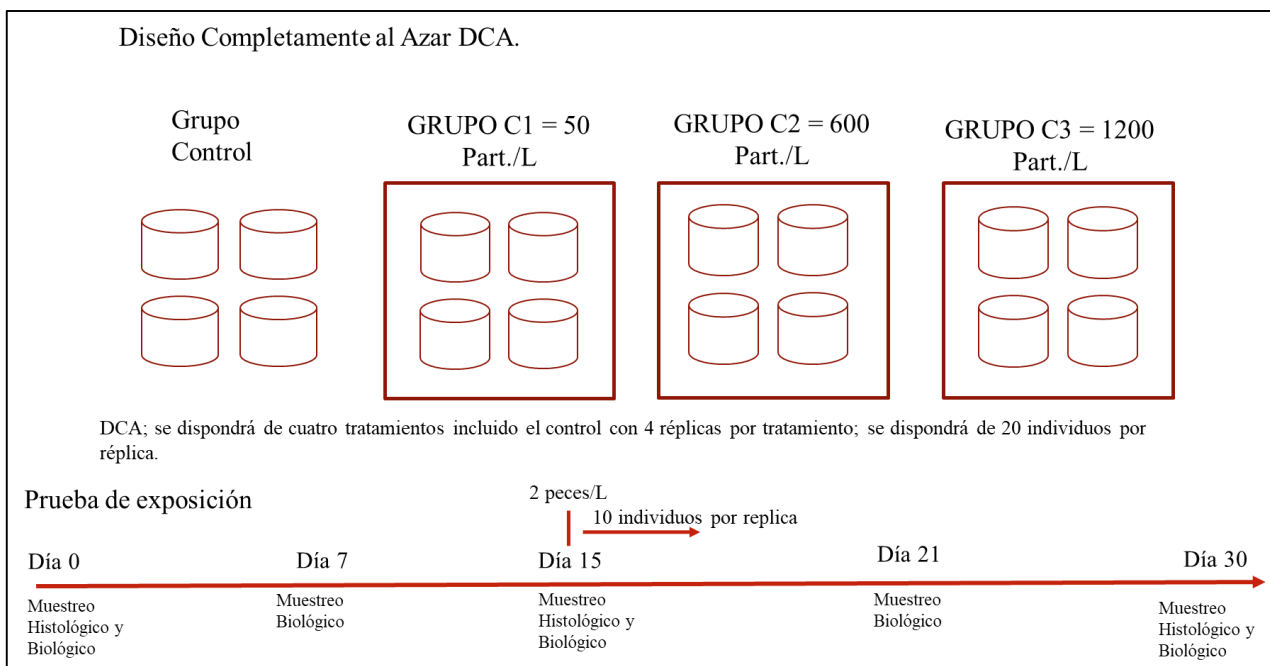


Figura 10. Esquema de diseño experimental. Elaboración propia.

3.3. Peces

Los alevines de trucha para el experimento fueron obtenidos de un centro de cultivo y pertenecieron al mismo lote, y se aclimataron en el laboratorio húmedo de Ecotoxicología Acuática (IMARPE) en un tanque circular durante un periodo de 3 semanas. Antes de iniciar el periodo experimental pasaron por una etapa de aclimatación en las unidades experimentales en la cual se les administró constantemente alimento por 5 días a una tasa de 5% del peso corporal con 2 raciones diarias. Se tomaron los datos biométricos de las muestras de alevinos y se empezó la etapa experimental con un promedio de talla de 6.6 cm y un peso de 3.2g en cada grupo muestral (Anexo 13, Anexo 14). Posterior a esa etapa, se sometió a los peces a 2 días de ayuno antes de comenzar la prueba de exposición. Previamente se tomaron datos de peso y talla mediante biometría a una submuestra de 45 individuos, además de 15 alevines para análisis histológicos para evaluar la constitución normal de los tejidos de los peces.

3.4. Condiciones de cultivo

Se seleccionaron 320 alevines de trucha de un peso aproximado de 2 ± 1 g para la prueba de exposición con microplástico. Fueron distribuidos equitativamente en 12 recipientes

translúcidos (previamente desinfectados) de 10 litros de capacidad, distribuidos equidistantemente dentro de la mesa de trabajo a razón de 2 pez/L con exposición de microplásticos. Se trabajó con agua de clorada, cuyo almacenaje siempre estuvo bajo aireación constante. Se midieron los parámetros fisicoquímicos antes de su uso para asegurar que se encontraran dentro de los rangos apropiados para el cultivo de trucha. Los parámetros fisicoquímicos como la temperatura, el pH, nitritos, nitratos, alcalinidad y el oxígeno fueron monitoreados y regulados según los valores óptimos (Tabla 2, Tabla 3) para el cultivo de esta especie (Anexo 2, Anexo 3).

Los peces fueron alimentados diariamente con una frecuencia de alimentación de 2 veces por día (Anexo 8) y se hizo recambios de agua diarios durante 30 días siguiendo un diseño estático y con recambios parciales y totales de agua. Durante el recambio se recuperaron los fragmentos de plástico con un tamiz de 500 μm y se adicionó el plástico restante para mantener la concentración para cada tratamiento.

3.5. Análisis de retención de microplásticos:

El análisis de retención de microplásticos se realizó posterior al sacrificio de los peces, estos fueron sacrificados mediante una sobredosis de anestesia (eugenol) (Millán-Ocampo *et al.*, 2012). Por tratamiento, se evaluó una submuestra de 30 peces (6-8 peces por replica) a los 15 días y 30 días después del inicio de la prueba de exposición. A cada individuo se le realizó un corte al nivel del opérculo para separar el cuerpo entre su región cefálica y el resto del cuerpo, esto para evaluar la presencia de fragmentos de plásticos entre las branquias y el tracto digestivo. Cada muestra fue sometida a un proceso de digestión de su tejido orgánico mediante el uso de hidróxido de potasio (KOH) al 20% a una temperatura de 60°C en estufa por un periodo de 24 horas (Karami *et al.*, 2016. Modificado), este procedimiento se realizó como se muestra en la Figura 11.

Los datos recolectados fueron: El número de partículas de microplásticos contabilizados mediante un estereoscopio en la superficie de los filtros de nylon (42 μm) usados para separar los líquidos digeridos, y los remanentes inorgánicos, estos resultados fueron tomados en las branquias (región cefálica), y tracto digestivo (región troncal) por concentración respectivamente.

Adicionalmente se observó la presencia de los fragmentos del microplástico en las heces excretadas en todos los tratamientos y el control al momento de la limpieza mediante el uso de un sifón, cabe mencionar que no se contabilizó el número de fragmentos excretados ni la frecuencia en que ello pasaba.

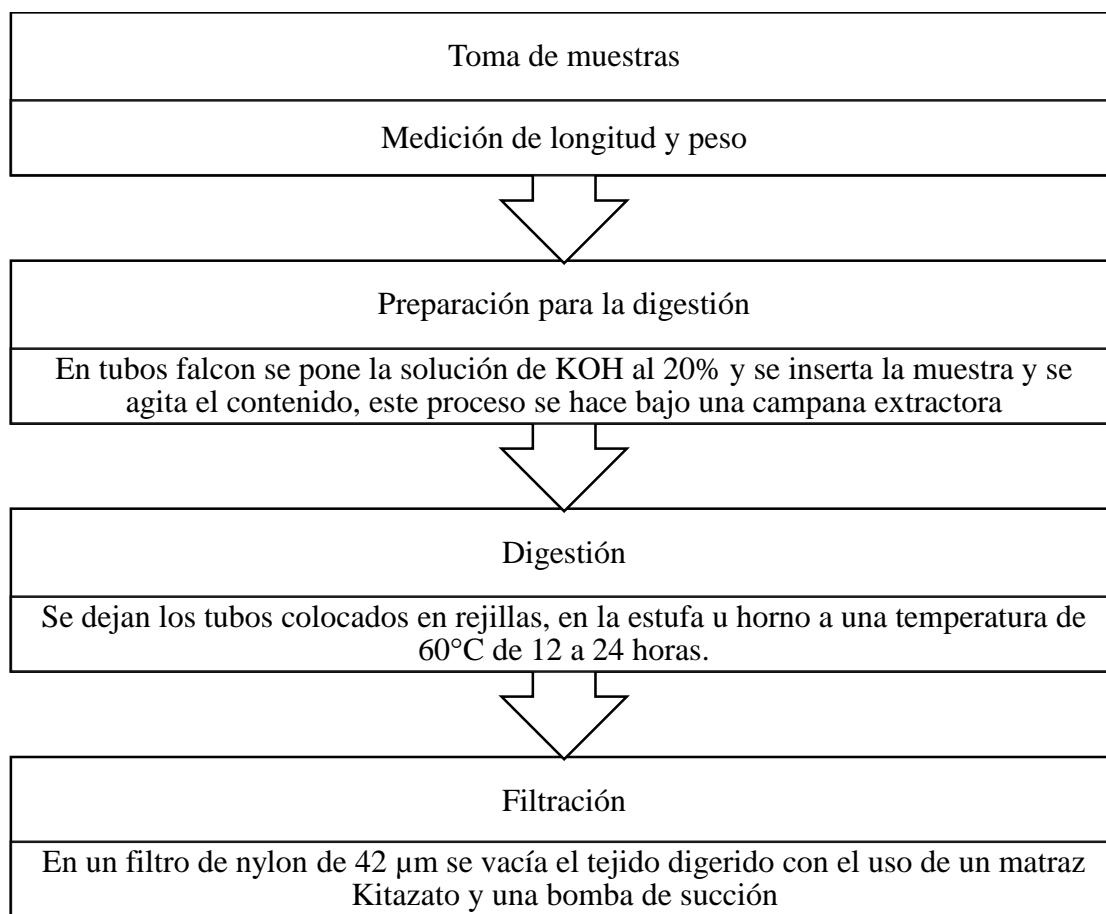


Figura 11. Esquema del proceso de digestión de los tejidos para el análisis de retención de microplástico.

3.6. Análisis de índices corporales:

Se calculó el factor de condición de los individuos (Anexo 6). Con la siguiente fórmula 1:

$$FC = \frac{\text{Peso del Individuo (g)}}{\text{Talla del individuo (cm)}} \quad (1)$$

Se calculó la tasa de crecimiento (TCI, tasa de crecimiento instantánea) (fórmula 2), mediante biometría semanal.

$$TCI = \frac{(\ln Pf - \ln Pi)}{t} \quad (2)$$

Donde: Pf = peso medio final (g), Pi = peso medio inicial (g) y t = tiempo (días)

Se calculó la conversión alimenticia, mediante la siguiente fórmula 3:

$$\text{Factor de Conversión Alimenticia (FCA)} = \frac{\text{Alimento entregado (g)}}{\text{ganancia de peso (g)}} \quad (3)$$

Los datos fueron recolectados semanalmente con un tamaño de muestra de 12 individuos por tratamiento. Las muestras de los 15 y 30 días se hicieron con los 40 peces muestreados por tratamiento.

3.7. Análisis histológicos:

Para determinar el daño en los tejidos se evaluó una submuestra de 10 peces a los 15 y 30 días por cada concentración, utilizando cortes histológicos de 3- 5µm del hígado, bazo, intestino, estómago, páncreas, riñón, corazón y branquias los cuales fueron fijados en formol neutro al 10% y luego almacenados en alcohol de 70%, para luego ser infiltrados en parafina, y cortados en láminas de 4µm, después de lo cual son teñidos con hematoxilina-eosina (Merck, Alemania) Luna (1939).

3.8. Análisis estadístico:

Los resultados de retención de plástico, biométricos, crecimiento y de conversión alimenticia fueron evaluados por medio de pruebas normalidad de Shapiro-Wilk, seguidas de test de homogeneidad de varianzas mediante el test Levene, para posteriormente, si se cumplieron los supuestos, realizar el análisis de varianza (ANOVA) de un factor con un nivel de confianza del 95%. Los datos de retención de microplásticos que no cumplieron con los supuestos de normalidad y homocedasticidad fueron evaluados con el test de Kruskal-Wallis y pruebas post-hoc con el método Dunn-Bonferroni. Los resultados del análisis histológico se organizaron mediante frecuencias según la evaluación de los tejidos. El *Software* estadístico utilizado será SPSS versión 20.0 (IBM, EE.UU).

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Análisis de retención de microplásticos

En estudios previos con otras especies se ha observado que cuando los peces consumen microplásticos los eliminan a través de las heces, pero dado que pueden reconocer las partículas de microplástico en suspensión, generalmente los evitan (de Sales-Ribeiro *et al.*, 2020; Jovanović *et al.*, 2018). En este estudio también se corroboró que los microplásticos consumidos por la trucha arco iris fueron excretados en las heces, las cuales fueron colectadas y observadas al momento del mantenimiento de las unidades experimentales (Figura 12).

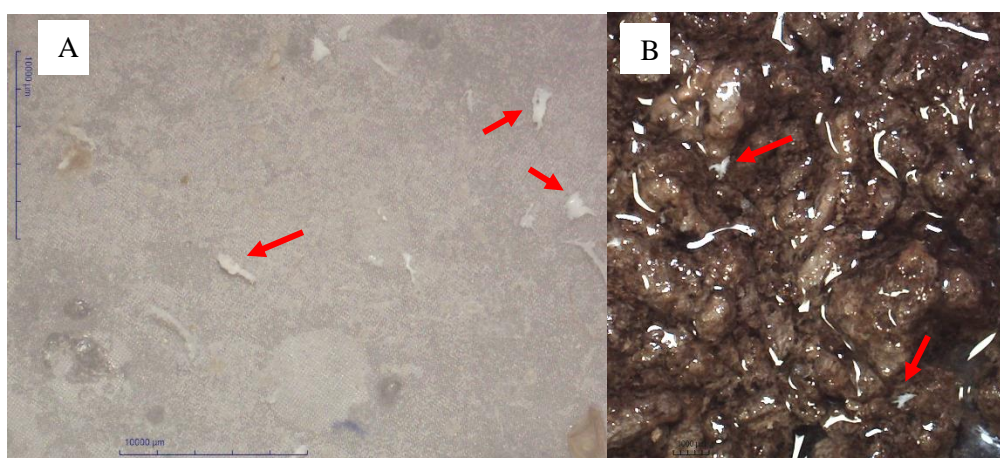


Figura 12. Microplásticos encontrados en las muestras. Microplástico obtenido mediante reacción química en el tracto gastrointestinal (A); heces recolectadas con partículas de microplástico (B).

En los peces de los grupos experimentales se detectó la presencia de microplásticos consumidos en tracto gastrointestinal y branquias mediante la técnica de digestión de tejidos con KOH al 20%. En la Figura 13 y Figura 15 se observa la tendencia que conforme aumenta la cantidad de microplásticos en el medio acuático (C1, C2 y C3), aumenta también la cantidad de estos en el tracto gastrointestinal de trucha arco iris en el día 15 y el día 30. A pesar que la acumulación de microplásticos en el tracto gastrointestinal de trucha arco iris entre los tratamientos C1 y C2 no difirió ($p > 0.05$) al día 15, estos fueron significativamente diferentes al control. Por otro lado, la acumulación de microplásticos por parte de las truchas arco iris en el tratamiento C3 fue significativamente mayor ($p < 0.05$) a todos los grupos (Figura 13). Al día 30, la acumulación de microplásticos en el tracto gastrointestinal de trucha

arco iris siguió un patrón similar donde los tratamientos con mayor concentración de microplásticos (C2 y C3) presentaron valores significativamente mayores ($p < 0.05$) respecto al tratamiento C1 y control (Figura 15). Esta acumulación mayor de partículas en los peces de los tratamientos de mayor concentración de microplásticos (C2 y C3) se podría deber a que al ser los microplásticos consumidos conjuntamente con el alimento en mayor presencia de partículas en el ambiente estos serían ingeridos con mayor frecuencia y al agregar el tiempo de excreción de las partículas de microplásticos que, podría demorar entre una semana o más (Ory *et al.*, 2018) esto generaría una mayor presencia de microplástico en el tracto digestivo. Cabe mencionar que aunque la excreción de partículas sería más frecuente y con mayor facilidad en peces de mayor tamaño (de Vries *et al.*, 2020), los individuos sometidos a los tratamientos eran de un tamaño homogéneo. Entonces el aumento de los valores de las partículas retenidas conforme la concentración aumentaba se debería a la mayor ingesta de manera involuntaria y una menor expulsión de los fragmentos de PEAD.

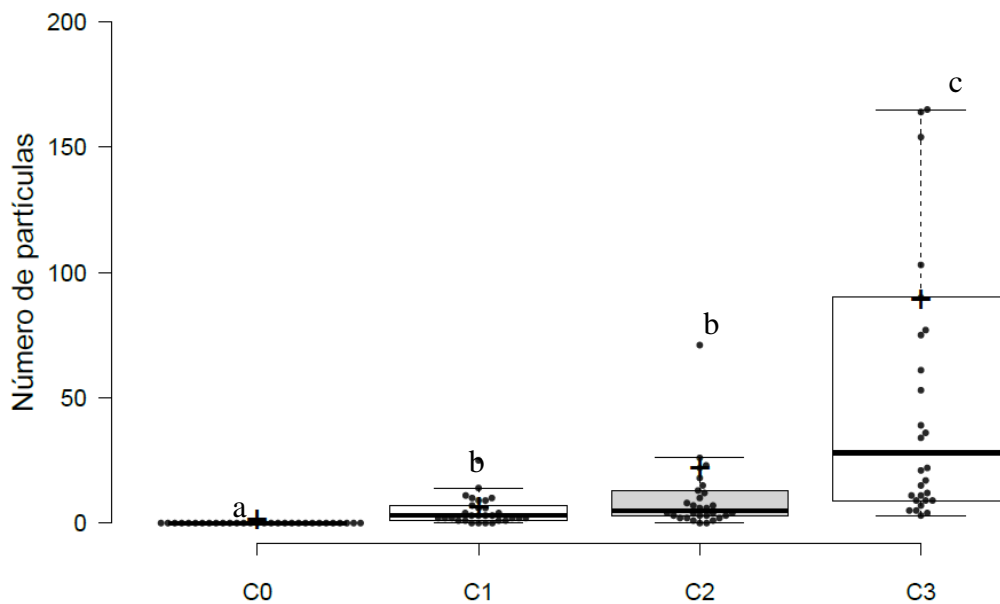


Figura 13. Distribución del número de microplásticos encontrados en cada concentración en el día 15 de la prueba dentro del tracto digestivo. Diferentes letras indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

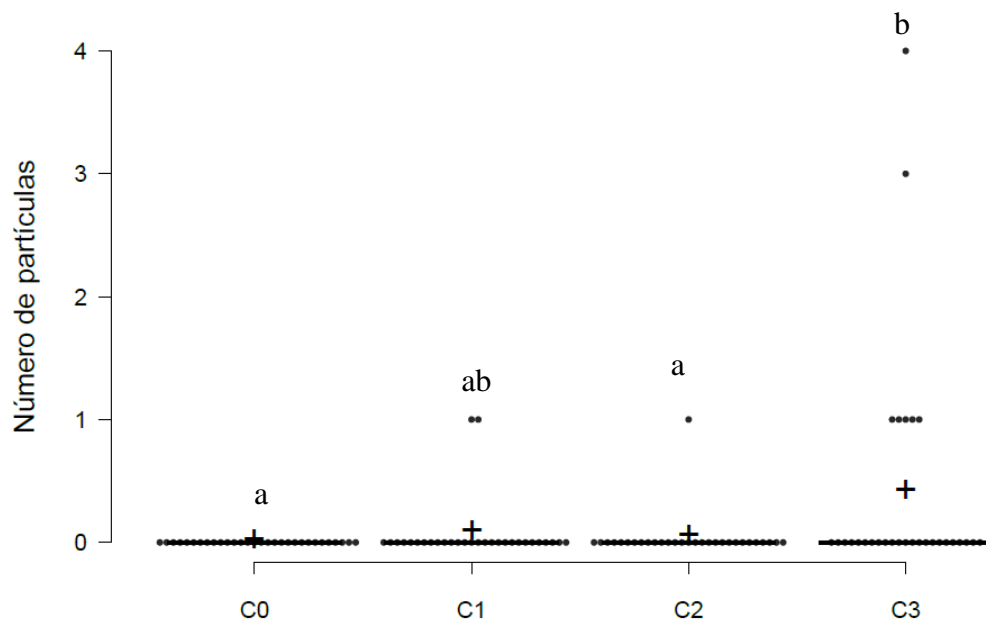


Figura 14. Distribución del número de microplásticos encontrados en cada concentración en el día 15 de la prueba en las branquias. Diferentes letras indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

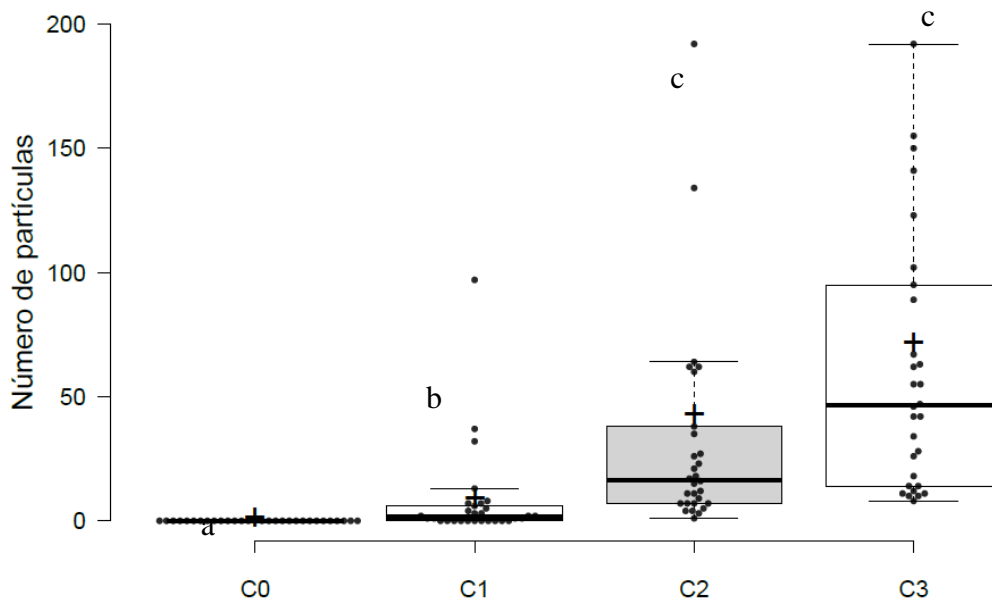


Figura 15. Distribución del número de microplásticos encontrados en cada concentración en el día 30 de la prueba en el tracto digestivo. Diferentes letras indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

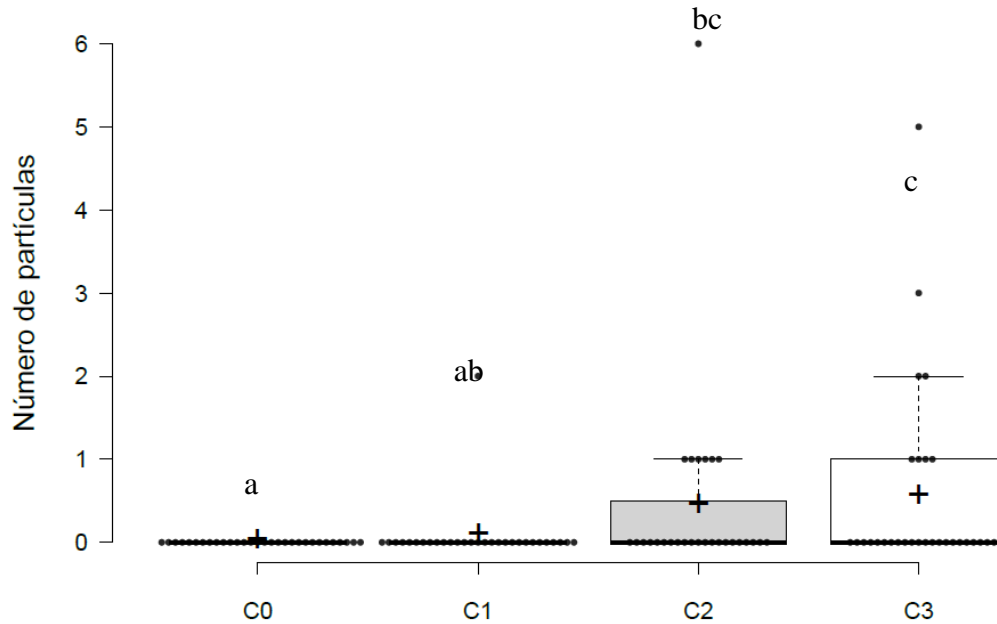


Figura 16. Distribución del número de microplásticos encontrados en cada concentración en el día 30 de la prueba en las branquias. Diferentes letras indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

Además, el aumento del número de fragmentos de microplástico en el tracto gastrointestinal parece acumulativo conforme avanza el tiempo ya que se observó que en del día 15 al día 30 (Tabla 10), especialmente en el caso de C2, los valores de las partículas retenidas en el tracto intestinal fueron significativamente mayores en el día 30 ($p < 0.05$). En un estudio que evaluó el efecto de las concentraciones de microplásticos acumulándose en medio ambiente marino con respecto al tiempo se demostró que afectó el normal crecimiento y desarrollo en larvas de la perca europea (Lönnstedt & Eklöv, 2016). De estos resultados se pueden inferir que el aumento y acumulación de microplásticos en el medio ambiente en periodos más largos podría afectar el desarrollo de cualquier especie como la trucha arcoíris (De Sales-Ribeiro *et al.*, 2020; Jovanović *et al.*, 2018). Caso contrario, el promedio del número de fragmentos de microplástico en el tratamiento C3 se mantuvo sin cambio aparente el día 15 y 30 ($p > 0.05$). Esto puede indicar que los valores de microplástico retenido en el tracto gastrointestinal pueden tener un límite máximo de acumulación (Tabla 10). Esto se puede comparar con el caso de juveniles de los peces marinos *Fundulus heteroclitus* y *Pagrus major* donde se halló que la cantidad de partículas de microplásticos ingeridas fueron expulsadas y dado que el

porcentaje de eliminación fue mayor al 95% (Ohkubo *et al.*, 2020); se puede deducir que el número de partículas retenidas de plásticos podría tener un límite en su ingesta y retención debido a la excreción natural de estas. La acumulación de microplástico indicaría un mayor problema en escalas superiores debido a que la ocurrencia de esta en ambientes naturales a causa de la contaminación, la cual si no se reduce causaría un mayor consumo de estos por parte de los organismos acuáticos (Foley *et al.*, 2018) lo que afectaría las poblaciones de peces, lo que englobaría también a la trucha arcoíris.

Tabla 10. Número de fragmentos de microplástico (Número \pm SD) encontrados al día 15 y 30 en las muestras de tracto digestivo y las branquias de trucha arco iris. Diferencias significativas entre tratamientos: a y b.

	Concentración	15 días	30 días
Tracto digestivo	C0 (0part/L)	0	0
	C1 (50part/L)	4.8 \pm 5.4	7.7 \pm 19
	C2(600part/L)	20.7 \pm 61.8 ^a	41.5 \pm 70.8 ^b
	C3(1200part/L)	87.6 \pm 140.3	70.5 \pm 78.9
Branquias	C0 (0part/L)	0	0
	C1 (50part/L)	0.07 \pm 0.25	0.07 \pm 0.37
	C2(600part/L)	0.03 \pm 0.18	0.43 \pm 1.17
	C3(1200part/L)	0.4 \pm 0.93	0.53 \pm 1.14

En el caso de las branquias, los valores se mantuvieron similares en los dos respectivos muestreos, similar al estudio reportado por F. Zhang *et al.* (2021), quienes registraron un promedio menor a 1 partícula de microplástico en branquias de peces capturados en el área de pesca de Zhoushan, indicando que el nivel de acumulación de microplásticos en este órgano es baja. Esta baja acumulación de microplásticos se debería a que la mucosa de las branquias funcionaría como barrera para el ingreso de partículas (Scown *et al.*, 2010), además de contribuir a su eliminación (C. Lu *et al.*, 2018), por lo que estos aspectos son clave para mantener la capacidad de intercambio gaseoso de este órgano en peces. Otro aspecto que podría haber contribuido a la baja acumulación de microplásticos en las branquias es que en este experimento el tamaño de los microplástico en cada tratamiento estuvo en el rango de

500µm a 1 mm, y es que, la eliminación de los fragmentos de microplásticos de este tamaño por parte de la trucha arco iris podría no ser complejo ya que partículas de microplásticos menores a 40 µm han sido mayormente encontradas en las branquias de la trucha arcoiris (C. Lu *et al.*, 2018); en el caso de la lisa (*Mugil cephalus*) se encontró microplástico de tamaño menor a 1 mm y se observó una mayor incidencia en el tracto digestivo (Kılıç & Yücel, 2022).

4.2. Análisis de índices corporales

Los parámetros fisicoquímicos y químicos (Anexo 2, Anexo 3), estuvieron dentro de los parámetros normales para el cultivo de la trucha arcoiris (Wedemeyer, 1996), lo que asegura que la calidad de agua no afectó los resultados de este experimento respecto a los índices corporales.

El peso y longitud promedio (Figura 17, Figura 18) de las truchas arco iris expuestas a diferentes concentraciones de microplásticos en el agua de cultivo, no mostró diferencias significativas ($p > 0.05$). Los peces en el grupo control crecieron de forma similar a los peces expuestos a microplásticos. Al parecer, los microplásticos no fueron impedimento para la digestión y absorción de nutrientes por parte de la trucha arco iris, lo que se reflejó en similar conversión alimenticia en los tratamientos comparados con el grupo control. En este contexto, la ingesta de microplásticos no han demostrado cambios en el crecimiento de peces expuestos a diferentes tipos de ellos (Kim *et al.*, 2019); dado que estos pueden ser inmediatamente expulsados cuando el plástico en el medio ambiente es consumido (de Sales-Ribeiro *et al.*, 2020; Jovanović *et al.*, 2018; Kim *et al.*, 2019). Además, los peces carnívoros (entre ellos la trucha arco iris) presentan una mayor resistencia a la presencia de microplásticos, dado que la ingesta de estas partículas presenta menor ingestión y retención comparados con los omnívoros y herbívoros (C. Zhang *et al.*, 2021). A pesar de ello, Wright *et al.* (2013) sugiere que el constante consumo de microplásticos podría ocasionar bloqueos en el tracto intestinal lo que generaría desnutrición y menor ingesta de alimento. La mortalidad causada por la ingesta de plástico ha sido comprobada en diferentes especies, sin embargo, estos reportes fueron llevados a cabo con plástico de mayor tamaño, y no microplástico (mayor a 5 mm), los cuales llegan a causar la muerte de los peces debido al daño mecánico (Derraik, 2002; Gregory, 2009; Laist, 1997; van Franeker *et al.*, 2011;

Yamashita *et al.*, 2011). En este estudio, el tamaño del microplástico no fue mayor a 1mm por lo tanto fue eliminado en las heces de las truchas arco iris.

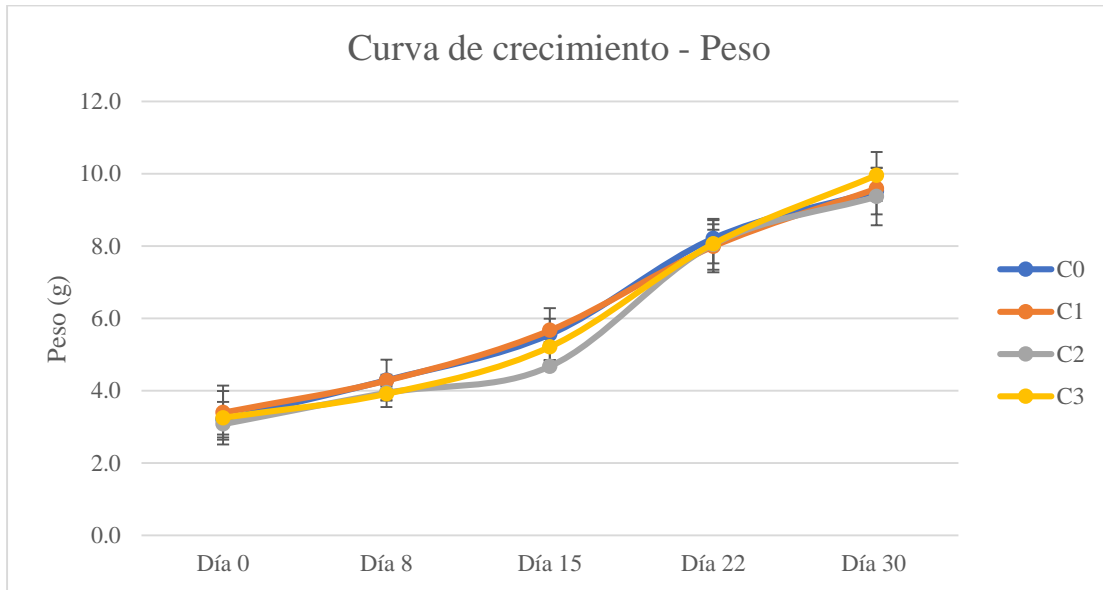


Figura 17. Curva de crecimiento por cada concentración en relación con el peso.

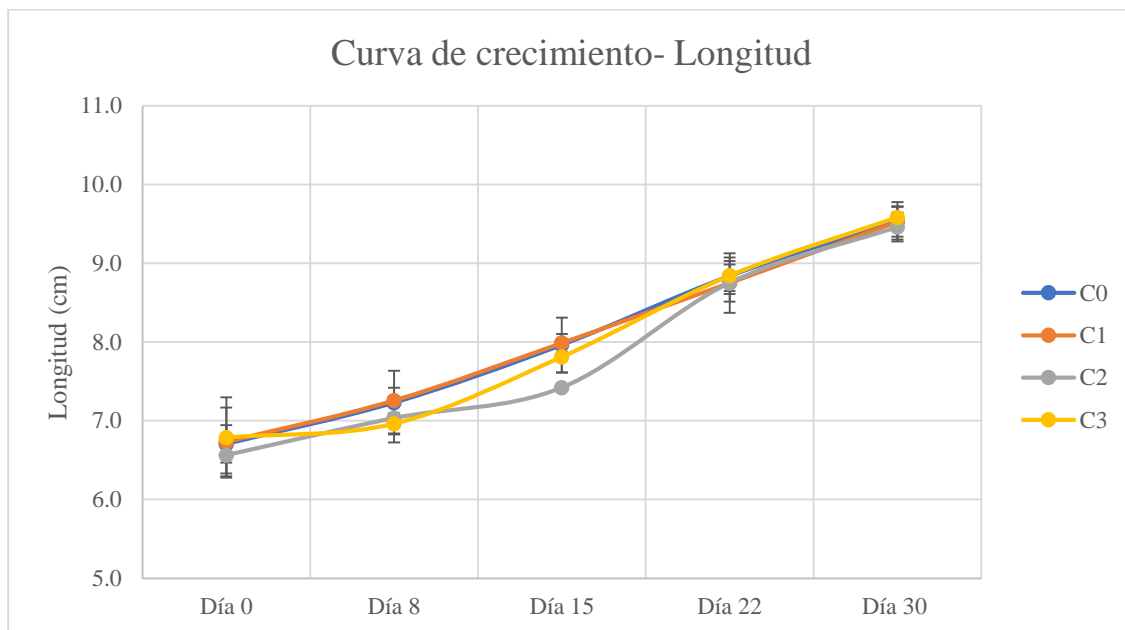


Figura 18. Curva de crecimiento por cada concentración en relación con la longitud con barras de error.

La frecuencia de alimentación podría ser otro aspecto relevante en la acumulación de microplástico en el tracto gastrointestinal de truchas arco iris en el presente estudio. Dado que los peces al día 30 presentaron mayor tamaño, también con esto aumenta una mayor ingesta de alimento comparado a las fases iniciales del experimento como se observó en el análisis de tasa de alimentación (Tabla 11, Tabla 12). Además, los peces son más susceptibles a ingerir el microplástico cuando estas partículas son pequeñas (Jovanović *et al.*, 2018). En ese sentido, al crecer los peces (día 30) comenzaron a ingerir más partículas debido a que estas se vieron más pequeñas.

La conversión alimenticia y tasa de crecimiento instantánea (Tabla 11, Tabla 12) no fue diferente entre los tratamientos. La conversión alimenticia tampoco se diferenció a valores mencionados en literatura, como es conocido en las etapas de mayor crecimiento o crecimiento exponencial el factor de conversión alimenticia es usualmente menor a 1 y normalmente los valores de conversión alimenticia son entre 1 a 2 (Papoutsoglou *et al.*, 1987)

Tabla 11. Conversión alimenticia y tasa de crecimiento instantánea (TCI) obtenida al día 15 de la prueba.

Día 15	Peso prom. Inicial (g)	Peso prom. Final (g)	Alimento (g)	Conversión alimenticia	TCI
C0	3.2	5.6	1.64	0.7	0.04
C1	3.4	5.7	1.65	0.7	0.03
C2	3.1	4.7	1.48	0.9	0.03
C3	3.3	5.2	1.63	0.8	0.03

Tabla 12. Conversión alimenticia y tasa de crecimiento instantánea (TCI) obtenida del día 15 al día 30 de la prueba.

Día 15-30	Peso prom. Inicial (g)	Peso prom. Final (g)	Alimento (g)	Conversión alimenticia	TCI
C0	5.6	9.5	4.31	1.1	0.04
C1	5.7	9.6	4.34	1.1	0.04
C2	4.7	9.4	4.20	0.9	0.05
C3	5.2	10.0	4.50	1.0	0.04

Por otra parte, aunque diversos estudios afirman que la ingesta de microplásticos afecta el crecimiento y el desarrollo de las larvas de peces (Foley *et al.*, 2018; Lönnstedt & Eklöv, 2016), estudios en peces más desarrollados, pasado el estadio larvario, resultaron, más bien, neutrales en considerar que los microplásticos tengan un papel relevante en cambiar la condición de los peces (de Sales-Ribeiro *et al.*, 2020; Jovanović *et al.*, 2018; Kim *et al.*, 2019; Ohkubo *et al.*, 2020) En el presente estudio, por ejemplo, el factor de condición de los peces expuestos a microplásticos mantuvo valores similares comparado con los peces del grupo control sin microplásticos (Anexo 15) . Estos valores estuvieron cercanos a 1 al día 30, valor que concuerda con otros estudios en trucha arcoíris (J. Davidson *et al.*, 2009, 2013).

4.3. Análisis histológico

Las láminas conteniendo cortes de bazo, riñón, estómago, hígado, bazo, intestino, estómago, páncreas, riñón y corazón no presentaron cambios en su arquitectura y se mostraron tal como en el grupo control (Figura 19). El efecto de fragmentos de microplásticos PEAD a los 15 y 30 días de la prueba no causó cambios en los tejidos observados. Similares resultados afirman que no se evidenciaron cambios en los órganos de peces causados por la exposición de microplásticos (de Sales-Ribeiro *et al.*, 2020; Jovanović *et al.*, 2018; Wright *et al.*, 2013). Por ejemplo, en de Sales-Ribeiro *et al.* (2020) usaron polietileno obtenido de una fuente secundaria, como en el presente estudio, en peces zebra y no observaron diferencias a nivel

histológico comparado con el grupo control. En otro estudio en el que utilizaron trucha arcoíris con exposición a partículas de microplástico expuestas a matrices ambientales de drenaje y efluentes, tampoco hubo cambios en el tejido del intestino después de 4 semanas de exposición a microplásticos (Ašmonaite *et al.*, 2018). Esto se podría deber a la protección de la mucosa propia de los intestinos con su funcionalidad de protección mecánica (Ašmonaite *et al.*, 2018; Crespo *et al.*, 1986).

En contraste, se ha encontrado que la exposición de microplástico (PVC) afecta los órganos internos, como el intestino, de la lubina Europea (*Dicentrarchus labrax*) (Pedà *et al.*, 2016). También en el pez zebra (*Danio rerio*) se observó estrés oxidativo e inflamación en el estómago a los 21 días de exposición a microbeads de poliestireno (Qiao *et al.*, 2019). En otro estudio en la misma especie, usando diferentes tipos de plásticos incluido el poliestireno, se evidenció daño en las vellosidades intestinales, también se encontró división de los eritrocitos (Lei *et al.*, 2018).

El consumo constante de microplásticos contenidos en el medio acuático afectaría bloqueando el intestino de los peces afectando su condición (Critchell & Hoogenboom, 2018; Jovanović, 2017) y por lo tanto podrían inducir a cambios estructurales en el tejido intestinal. Por otra parte, la traslocación de fragmentos de microplásticos en el hígado (Avio *et al.*, 2015; Y. Lu *et al.*, 2016), es uno de las posibilidades de la exposición e ingesta de los microplásticos, pero estos son debatibles según de Sales-Ribeiro *et al.* (2020). Dado que el tipo de plástico usado en esta investigación, del cual es el polietileno de alta densidad, es resistente a varios factores químicos como la acidez (L. Zhang *et al.*, 2018), lo cual hace que sea poco posible que este haya sido degradado por el pez, no hubo absorción de sustancias tóxicas derivadas de sus componentes. En ese contexto, se ha comprobado que la presencia de sustancias tóxicas como los bifenilos policlorados, hidrocarburos aromáticos policíclicos y difenilos polibromados mezclados con partículas de polietileno de alta densidad de tamaño menor a 0.5 mm causó estrés hepático, depleción de glucógeno, vacuolización grasa, necrosis celular y lesiones en la medaka japonesa *Oryzias latipes* (Rochman *et al.*, 2013). Como estos estudios ha habido otros estudios de toxicidad de los microplásticos en peces pero estos han sido realizados en ambientes controlados y con concentraciones superiores a las encontradas en el ambiente natural, además que fueron llevados a cabo en condiciones controladas de

laboratorio lo que hacen que estos estudios no muestren dato realísticos del sistema acuático(Wang *et al.*, 2020)

Los individuos que serían más susceptibles a la exposición de microplásticos serían los de menor tamaño ya que la ingesta de microplásticos podría causar bloqueos en el intestino y daños físicos (Kim *et al.*, 2019).

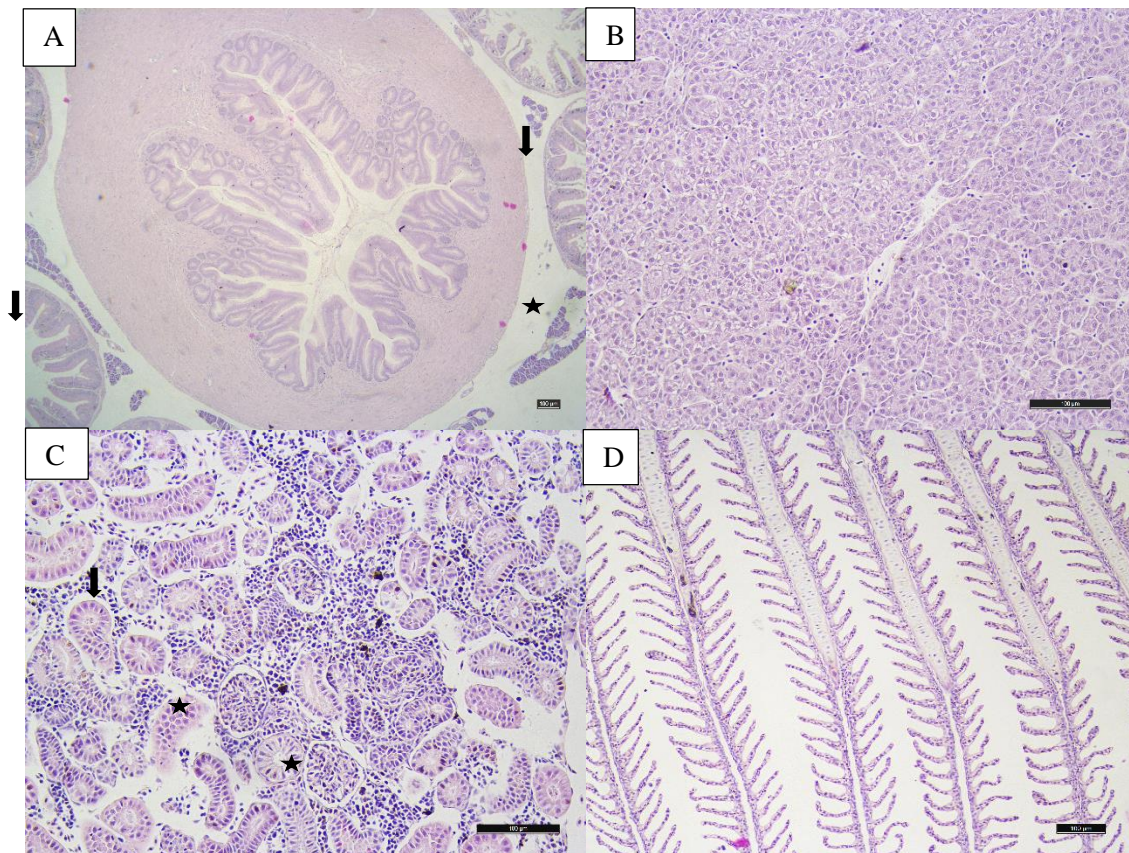


Figura 19. Cortes histológicos de trucha arco iris *Oncorhynchus mykiss*: a) Porción de estómago rodeado de ciegos pilóricos (flechas). Se observa también tejido pancreático conservado (estrellas). B) Hepatocitos de forma y configuración normales. C) Tejido renal mostrando túbulos renales (flechas) y glomérulos rodeados (estrellas) de tejido linfohematopoyético. D) Lamelas branquiales secundarias y primarias mostrando arquitectura normal.

Por otro lado, las branquias fueron los únicos órganos donde se evidenciaron, a nivel histológico, cambios evidentes en comparación del grupo control. En las branquias de los peces de los grupos experimentales se evidenciaron cambios progresivos (Figura 20),

principalmente hiperplasia y fusión lamelar (Figura 20; B, C y D). Estos cambios progresivos (Bernet *et al.*, 1999) se refieren al incremento de actividad de células y tejidos. La hiperplasia se refiere al incremento de células sin afectar el volumen de estas la cual indica una importancia patológica moderada que puede ser reversible si se elimina el estresor (Bernet *et al.*, 1999), que en este caso sería el microplástico. El análisis de las branquias es usado como indicador ecotoxicológico debido a que proporciona señales tempranas de la presencia de contaminantes (Fiedler *et al.*, 2020). La hiperplasia y fusión lamelar, entre otras lesiones histopatológicas son producto de irritantes en el ambiente y se producen en respuesta al estrés o como mecanismo de defensa (Mallatt, 2011). La presencia de estos cambios en la morfología de las branquias indica que la exposición de microplásticos afectaría a los alevines de trucha arcoíris a partir de los 15 días de realizada la prueba (Figura 20, Tabla 13).

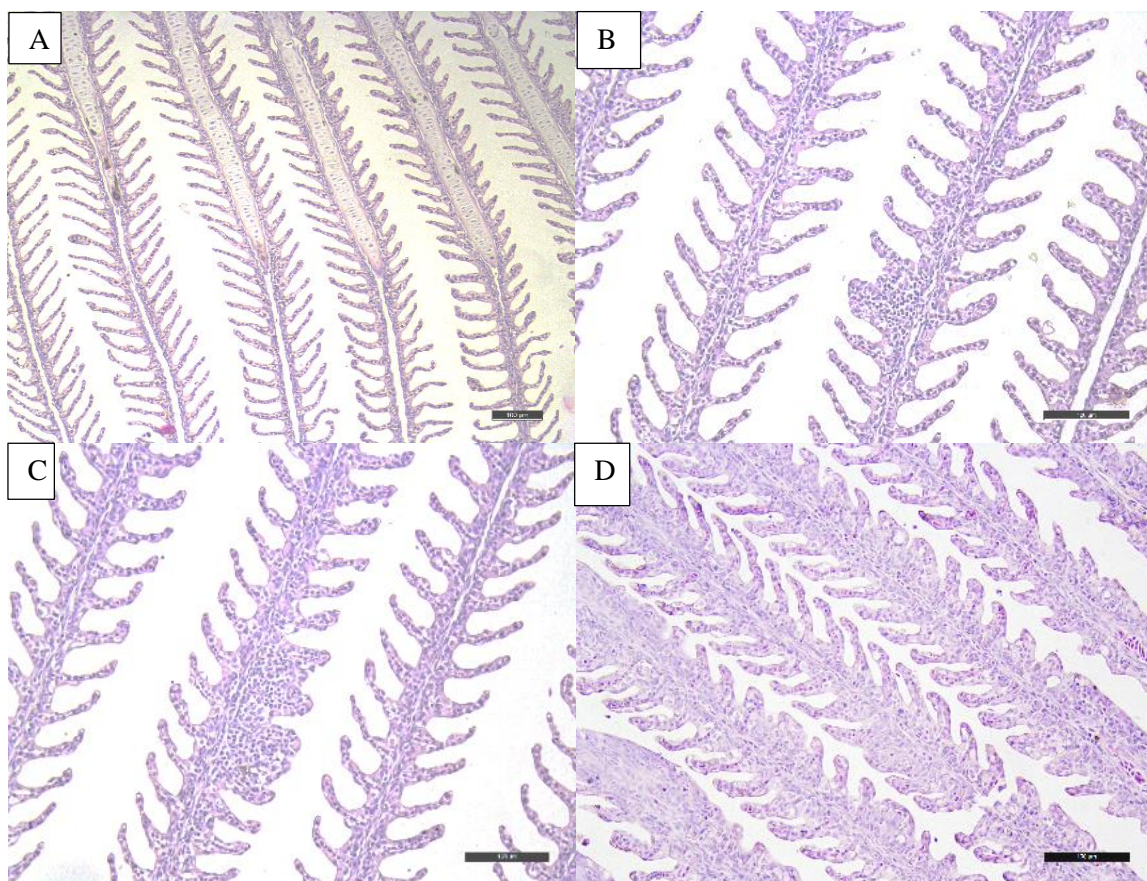


Figura 20. Tejido branquial de trucha arco iris bajo condiciones de exposición a microplástico: A) Tejido normal (control). B) y C) Hiperplasia y fusión lamelar focal en branquias. D) Hiperplasia y fusión lamelar multifocal en branquias de trucha arco iris bajo exposición de microplásticos.

En la Tabla 13 se muestra que se observó hiperplasia y fusión lamelar en las tres concentraciones al día 15 y día 30 pero no el número de peces que presentaron esta condición disminuyó para el día 30. Esto se puede deber a la adaptabilidad que presentan las branquias para recuperarse (C. Lu *et al.*, 2018), aunque en la concentración 3 el número de peces afectados se mantuvo similar esto sería relacionado a la abundante cantidad de partículas que haría difícil la recuperación de las branquias. En el cangrejo de orilla *Carcinus maenas* la inhalación de microbeads poliestireno llegó a depositarse en las branquias lo que afectó el consumo de oxígeno (Watts *et al.*, 2016). En el pez zebra supuesto a la exposición de microplásticos de poliestireno se observó la que estos se adhirieron a las branquias, pero estos fueron expulsados constantemente (Batel *et al.*, 2018), esto explicaría que en los grupos sometidos a los microplásticos se encontraron reacciones en el tejido branquial.

Tabla 13. Proporción de branquias de trucha arco iris afectadas por exposición a microplásticos.

Cambio progresivo	Día de muestreo	Proporción de peces afectados por grupo		
		Concentración 1	Concentración 2	Concentración 3
Hiperplasia y fusión lamelar	Día 15	3/10	4/10	4/10
	Día 30	1/10	1/10	3/10

En estudios previos el efecto de los microplásticos cuando se presenta la ingesta y eliminación de estos muestran que la supervivencia no es diferente comparada a ambientes limpios (de Sales-Ribeiro *et al.*, 2020; Jovanović *et al.*, 2018; Kim *et al.*, 2019; Ohkubo *et al.*, 2020). Aunque se ha demostrado que el consumo de microplásticos puede afectar el crecimiento, generalmente no hay daño aparente en los órganos y el correcto funcionamiento en los peces marinos y de agua dulce (Critchell & Hoogenboom, 2018; Foley *et al.*, 2018; Lönnstedt & Eklöv, 2016; C. Zhang *et al.*, 2021).

V. CONCLUSIONES

- En el presente estudio, los microplásticos derivados del polietileno de alta densidad, de tamaño entre 0.5 y 1 mm y de fuente secundaria de productos cosméticos, son consumidos por truchas arco iris de rango de peso de 3.2 a 10 g y rango de longitud de 6.6 a 9.6 cm, para luego ser excretados junto con las heces.
- En el presente estudio, los microplásticos de polietileno de alta densidad, de tamaño entre 0.5 y 1 mm consumidos por los alevines de trucha arcoíris no tienen efecto en los parámetros de índices corporales como promedio de peso y talla, el factor condición, la tasa conversión alimenticia, la tasa de crecimiento instantánea; los cuales son importantes factores productivos de la trucha arco iris.
- No se observaron cambios aparentes a nivel histológico en órganos internos de trucha arco iris expuesta a microplásticos, excepto por las branquias donde se observaron cambios progresivos reversibles en los peces expuestos a microplásticos comparados con el grupo control. Estos cambios arquitectónicos en las branquias no afectaron el crecimiento de las truchas arco iris.

VI. RECOMENDACIONES

- Se recomienda mayor tiempo de exposición (de hasta 6 meses) para poder corroborar los efectos a largo plazo de la exposición al microplástico, porque la trucha llegaría a estadio juvenil y estarían entrando a la etapa en la producción a la que son cosechadas a una edad de 8 a 9 meses, con un número menor de replicas por el mayor espacio que ocuparían las unidades experimentales y en cambio obtener un mayor tamaño de estas para simular las condiciones de cultivo de la trucha arcoíris.
- Para obtener una información más detallada con respecto a los microplásticos de origen secundario, se podrían someter a análisis espectrometría infrarroja por Transformadas de Fourier (FTIR), para la obtención de todos los compuestos químicos encontrados en el tipo de plástico usado, que en este caso sería polietileno de alta densidad y su origen vendría de una botella de champú.
- Futuros estudios comparando el efecto del tipo de plástico y el tamaño de estos en peces de menor tamaño obtendrían información relevante para comprender el efecto de los microplásticos en la trucha arcoíris.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ANA. (2015a). Informe Técnico N° 021-2015-ANA-DGCRH-GOCRH - Calidad de agua en cuencas hidrográficas a nivel nacional.

ANA. (2015b). Resumen ejecutivo estudio de desempeño ambiental: 2003-2013.

ANA. (2018). Lineamientos para la identificación y seguimiento de fuentes contaminantes relacionadas con los recursos hídricos.

Anderson, A. G., Grose, J., Pahl, S., Thompson, R. C., & Wyles, K. J. (2016). Microplastics in personal care products: Exploring perceptions of environmentalists, beauticians and students. *Marine Pollution Bulletin*, 113(1–2), 454–460. <https://doi.org/10.1016/J.MARPOLBUL.2016.10.048>

Arthur, C., Baker, J. E., & Bamford, H. A. (2009). Proceedings of the International Research Workshop on the Occurrence, Effects, and Fate of Microplastic Marine Debris, September 9-11, 2008, University of Washington Tacoma, Tacoma, WA, USA.

Ašmonaite, G., Sundh, H., Asker, N., & Carney Almroth, B. (2018). Rainbow Trout Maintain Intestinal Transport and Barrier Functions Following Exposure to Polystyrene Microplastics. *Environmental Science and Technology*, 52(24), 14392–14401. https://doi.org/10.1021/ACS.EST.8B04848/SUPPL_FILE/ES8B04848_SI_001.PDF

Avio, C. G., Gorbi, S., & Regoli, F. (2015). Experimental development of a new protocol for extraction and characterization of microplastics in fish tissues: First observations in commercial species from Adriatic Sea. *Marine Environmental Research*, 111, 18–26. <https://doi.org/10.1016/J.MARENVRES.2015.06.014>

Baldwin, A. K., Corsi, S. R., & Mason, S. A. (2016). Plastic Debris in 29 Great Lakes Tributaries: Relations to Watershed Attributes and Hydrology. *Environmental Science and Technology*, 50(19), 10377–10385.

https://doi.org/10.1021/ACS.EST.6B02917/ASSET/IMAGES/LARGE/ES-2016-02917N_0006.JPEG

Ballent, A., Corcoran, P. L., Madden, O., Helm, P. A., & Longstaffe, F. J. (2016). Sources and sinks of microplastics in Canadian Lake Ontario nearshore, tributary and beach sediments. *Marine Pollution Bulletin*, 110(1), 383–395. <https://doi.org/10.1016/J.MARPOLBUL.2016.06.037>

Batel, A., Borchert, F., Reinwald, H., Erdinger, L., & Braunbeck, T. (2018). Microplastic accumulation patterns and transfer of benzo[a]pyrene to adult zebrafish (*Danio rerio*) gills and zebrafish embryos. *Environmental Pollution*, 235, 918–930. <https://doi.org/10.1016/J.ENVPOL.2018.01.028>

Bernet, D., Schmidt, H., Meier, W., Burkhardt-Holm, P., & Wahli, T. (1999). Histopathology in fish: proposal for a protocol to assess aquatic pollution. *Journal of Fish Diseases*, 22(1), 25–34. <https://doi.org/10.1046/J.1365-2761.1999.00134.X>

BIOINNOVA. (2016). Anatomía de un vertebrado: Trucha arcoíris. Grupo de Innovación Sobre La Docencia En Diversidad Biológica- UNED. <http://www.innovabiologia.com/biodiversidad/diversidad-animal/anatomia-oncorhynchus-mykiss/>

Burton, D., & Burton, M. (2017). *Essential fish biology: Diversity, structure, and function*. Oxford University Press.

Camacho, B., Moreno, E. M., Rodríguez, R. M., Luna Romo, G. C., & Vásquez, M. (2000). *Guía para el cultivo de trucha*. Secretaría de Medio Ambiente, Recursos Naturales y Pesca.

Crespo, S., Nonnotte, G., Colin, D. A., Leray, C., Nonnotte, L., & Aubree, A. (1986). Morphological and functional alterations induced in trout intestine by dietary cadmium and lead. *Journal of Fish Biology*, 28(1), 69–80. <https://doi.org/10.1111/J.1095-8649.1986.TB05143.X>

Critchell, K., & Hoogenboom, M. O. (2018). Effects of microplastic exposure on the body condition and behaviour of planktivorous reef fish (*Acanthochromis polyacanthus*). *PLOS ONE*, 13(3), e0193308. <https://doi.org/10.1371/JOURNAL.PONE.0193308>

Davidson, A. J. (2014). Kidney Regeneration in Fish. *Nephron Experimental Nephrology*, 126(2), 45–49. <https://doi.org/10.1159/000360660>

Davidson, J., Bebak, J., & Mazik, P. (2009). The effects of aquaculture production noise on the growth, condition factor, feed conversion, and survival of rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. *Aquaculture*, 288(3–4), 337–343. <https://doi.org/10.1016/J.AQUACULTURE.2008.11.037>

Davidson, J., Good, C., Barrows, F. T., Welsh, C., Kenney, P. B., & Summerfelt, S. T. (2013). Comparing the effects of feeding a grain- or a fish meal-based diet on water quality, waste production, and rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* performance within low exchange water recirculating aquaculture systems. *Aquacultural Engineering*, 52, 45–57. <https://doi.org/10.1016/J.AQUAENG.2012.08.001>

de Sales-Ribeiro, C., Brito-Casillas, Y., Fernandez, A., & Caballero, M. J. (2020). An end to the controversy over the microscopic detection and effects of pristine microplastics in fish organs. *Scientific Reports* 2020 10:1, 10(1), 1–19. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-69062-3>

de Vries, A. N., Govoni, D., Árnason, S. H., & Carlsson, P. (2020). Microplastic ingestion by fish: Body size, condition factor and gut fullness are not related to the amount of plastics consumed. *Marine Pollution Bulletin*, 151. <https://doi.org/10.1016/J.MARPOLBUL.2019.110827>

Derraik, J. G. B. (2002). The pollution of the marine environment by plastic debris: a review. *Marine Pollution Bulletin*, 44(9), 842–852. [https://doi.org/10.1016/S0025-326X\(02\)00220-5](https://doi.org/10.1016/S0025-326X(02)00220-5)

Eerkes-Medrano, D., Thompson, R. C., & Aldridge, D. C. (2015). Microplastics in freshwater systems: A review of the emerging threats, identification of knowledge gaps and prioritisation of research needs. *Water Research*, 75, 63–82. <https://doi.org/10.1016/J.WATRES.2015.02.012>

El Peruano. (2011, August 6). Autoridad del Agua reporta contaminación en 21 ríos.

Eriksen, M., Lebreton, L. C. M., Carson, H. S., Thiel, M., Moore, C. J., Borerro, J. C., Galgani, F., Ryan, P. G., & Reisser, J. (2014). Plastic Pollution in the World's Oceans: More than 5 Trillion Plastic Pieces Weighing over 250,000 Tons Afloat at Sea. *PLOS ONE*, 9(12), e111913. <https://doi.org/10.1371/JOURNAL.PONE.0111913>

Eriksen, M., Mason, S., Wilson, S., Box, C., Zellers, A., Edwards, W., Farley, H., & Amato, S. (2013). Microplastic pollution in the surface waters of the Laurentian Great Lakes. *Marine Pollution Bulletin*, 77(1–2), 177–182. <https://doi.org/10.1016/J.MARPOLBUL.2013.10.007>

Evans, D. H., Piermarini, P. M., & Choe, K. P. (2005). The multifunctional fish gill: Dominant site of gas exchange, osmoregulation, acid-base regulation, and excretion of nitrogenous waste. *Physiological Reviews*, 85(1), 97–177. <https://doi.org/10.1152/PHYSREV.00050.2003/ASSET/IMAGES/LARGE/Z9J0010503440040.JPEG>

FAO. (2014). Manual práctico para el cultivo de la trucha arcoiris.

Fiedler, S., Wünnemann, H., Hofmann, I., Theobalt, N., Feuchtinger, A., Walch, A., Schwaiger, J., Wanke, R., & Blutke, A. (2020). A practical guide to unbiased quantitative morphological analyses of the gills of rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) in ecotoxicological studies. *PLOS ONE*, 15(12), e0243462. <https://doi.org/10.1371/JOURNAL.PONE.0243462>

Foley, C. J., Feiner, Z. S., Malinich, T. D., & Höök, T. O. (2018). A meta-analysis of the effects of exposure to microplastics on fish and aquatic invertebrates. *Science of The Total Environment*, 631–632, 550–559. <https://doi.org/10.1016/J.SCITOTENV.2018.03.046>

FONDEPES. (2014). Manual de Trucha en Ambientes Convencionales. In Fondo Nacional de Desarrollo Pesquero (p. 88).

Gigault, J., Halle, A. ter, Baudrimont, M., Pascal, P. Y., Gauffre, F., Phi, T. L., el Hadri, H., Grassl, B., & Reynaud, S. (2018). Current opinion: What is a nanoplastic? *Environmental Pollution*, 235, 1030–1034. <https://doi.org/10.1016/J.ENVPOL.2018.01.024>

Goldes, S. A., Ferguson, H. W., Moccia, R. D., & Daoust, P. -Y. (1988). Histological effects of the inert suspended clay kaolin on the gills of juvenile rainbow trout, *Salmo gairdneri* Richardson. *Journal of Fish Diseases*, 11(1), 23–33. <https://doi.org/10.1111/J.1365-2761.1988.TB00520.X>

Gregory, M. R. (2009). Environmental implications of plastic debris in marine settings entanglement, ingestion, smothering, hangers-on, hitch-hiking and alien invasions. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, 364(1526), 2013–2025. <https://doi.org/10.1098/RSTB.2008.0265>

Greig, S. M., Sear, D. A., & Carling, P. A. (2007). A review of factors influencing the availability of dissolved oxygen to incubating salmonid embryos. *Hydrological Processes*, 21(3), 323–334. <https://doi.org/10.1002/HYP.6188>

Hardy, R. W. (2002). *Oncorhynchus mykiss* 14. Nutrient requirements and feeding of finfish for aquaculture.

Huff, E. (2012). A trout's anatomy. MPFA. <https://nrm.dfg.ca.gov/FileHandler.ashx?DocumentID=55577>

Hughes, G. M. (1984). 1 General Anatomy of the Gills. *Fish Physiology*, 10(PA), 1–72. [https://doi.org/10.1016/S1546-5098\(08\)60317-9](https://doi.org/10.1016/S1546-5098(08)60317-9)

Jones, F. R. H. (1951). The Swim bladder and the Vertical Movement of Teleostean Fishes I. Physical Factors. *Journal of Experimental Biology*, 28(4), 553–566. <https://doi.org/10.1242/JEB.28.4.553>

Jovanović, B. (2017). Ingestion of microplastics by fish and its potential consequences from a physical perspective. *Integrated Environmental Assessment and Management*, 13(3), 510–515. <https://doi.org/10.1002/IEAM.1913>

Jovanović, B., Gökdağ, K., Güven, O., Emre, Y., Whitley, E. M., & Kideys, A. E. (2018). Virgin microplastics are not causing imminent harm to fish after dietary exposure. *Marine Pollution Bulletin*, 130, 123–131. <https://doi.org/10.1016/J.MARPOLBUL.2018.03.016>

- Kim, S. W., Chae, Y., Kim, D., & An, Y. J. (2019). Zebrafish can recognize microplastics as inedible materials: Quantitative evidence of ingestion behavior. *Science of The Total Environment*, 649, 156–162. <https://doi.org/10.1016/J.SCITOTENV.2018.08.310>
- Kılıç, E., & Yücel, N. (2022). Microplastic occurrence in the gastrointestinal tract and gill of bioindicator fish species in the northeastern Mediterranean. *Marine Pollution Bulletin*, 177, 113556. <https://doi.org/10.1016/J.MARPOLBUL.2022.113556>
- Kumar, V., & Karnatak, G. (2014). Engineering consideration for cage aquaculture. *IOSR Journal of Engineering*, 4(6), 11–18.
- Kunz, Y. W. (2004). Developmental Biology of Teleost Fishes. In *Developmental Biology of Teleost Fishes*. Springer Netherlands. <https://doi.org/10.1007/978-1-4020-2997-4>
- Laist, D. W. (1997). Impacts of Marine Debris: Entanglement of Marine Life in Marine Debris Including a Comprehensive List of Species with Entanglement and Ingestion Records. 99–139. https://doi.org/10.1007/978-1-4613-8486-1_10
- Lambert, S. (2013). Environmental risk of polymer and their degradation products. <https://theses.whiterose.ac.uk/4194/>
- Lambert, S., & Wagner, M. (2018). Microplastics are contaminants of emerging concern in freshwater environments: an overview. *Freshwater Microplastics*, 1–23.
- Lei, L., Wu, S., Lu, S., Liu, M., Song, Y., Fu, Z., Shi, H., Raley-Susman, K. M., & He, D. (2018). Microplastic particles cause intestinal damage and other adverse effects in zebrafish *Danio rerio* and nematode *Caenorhabditis elegans*. *Science of The Total Environment*, 619–620, 1–8. <https://doi.org/10.1016/J.SCITOTENV.2017.11.103>
- Lönnstedt, O. M., & Eklöv, P. (2016). Environmentally relevant concentrations of microplastic particles influence larval fish ecology. *Science*, 352(6290), 1213–1216. https://doi.org/10.1126/SCIENCE.AAD8828/SUPPL_FILE/LONNSTEDT.SM.PDF
- Lu, C., Kania, P. W., & Buchmann, K. (2018). Particle effects on fish gills: An immunogenetic approach for rainbow trout and zebrafish. *Aquaculture*, 484, 98–104. <https://doi.org/10.1016/J.AQUACULTURE.2017.11.005>

- Lu, Y., Zhang, Y., Deng, Y., Jiang, W., Zhao, Y., Geng, J., Ding, L., & Ren, H. (2016). Uptake and Accumulation of Polystyrene Microplastics in Zebrafish (*Danio rerio*) and Toxic Effects in Liver. *Environmental Science and Technology*, 50(7), 4054–4060. https://doi.org/10.1021/ACS.EST.6B00183/SUPPL_FILE/ES6B00183_SI_001.PDF
- Lusher, A., Hollman, P., & Mendoza-Hill, J. (2017). Microplastics in fisheries and aquaculture: status of knowledge on their occurrence and implications for aquatic organisms and food safety. <https://oceanrep.geomar.de/id/eprint/49179/1/Microplastics%20in%20fisheries%20and%20aquaculture.pdf>
- MacCrimmon, H. R. (2011). World Distribution of Rainbow Trout (*Salmo gairdneri*). <https://doi.org/10.1139/F71-098>, 28(5), 663–704. <https://doi.org/10.1139/F71-098>
- Maiz, A., Valero, L., & Briceño, D. (2010). Elementos prácticos para la cría de truchas en Venezuela. *Mundo Pecuario*, 6(2), 157–168.
- Malcolm, I. A., Soulsby, C., Youngson, A. F., Hannah, D. M., McLaren, I. S., & Thorne, A. (2004). Hydrological influences on hyporheic water quality: implications for salmon egg survival. *Hydrological Processes*, 18(9), 1543–1560. <https://doi.org/10.1002/HYP.1405>
- Mallatt, J. (2011). Fish Gill Structural Changes Induced by Toxicants and Other Irritants: A Statistical Review. <https://doi.org/10.1139/F85-083>, 42(4), 630–648. <https://doi.org/10.1139/F85-083>
- Mani, T., Hauk, A., Walter, U., & Burkhardt-Holm, P. (2015). Microplastics profile along the Rhine River. *Scientific Reports* 2015 5:1, 5(1), 1–7. <https://doi.org/10.1038/srep17988>
- Michel, C. (2013). Fine sediment effects in trout-new insights from laboratory and field studies [Doctoral dissertation]. University of Basel.
- Millán-Ocampo, L., Torres-Cortés, A., Marín-Méndez, G. A., Ramírez-Duart, W., Vásquez-Piñeros, M. A., & Schroniltgen Rondón-Barragán, I. (2012). CONCENTRACIONES ANESTÉSICA DEL EUGENOL EN PECES ESCALARES (*Pterophyllum scalare*). *Revista de Investigaciones Veterinarias Del Perú*, 23(2), 171–181. <https://doi.org/10.15381/rivep.v23i2.897>

Montaña, C. A. (2009). Crecimiento y sobrevivencia en el levante de alevinos de trucha arcoíris (*Oncorhynchus mykiss*) en sistemas cerrados de recirculación de agua. Universidad Militar Nueva Granada.

Moore, J. D., Ototake, M., & Nakanishi, T. (1998). Particulate antigen uptake during immersion immunisation of fish: The effectiveness of prolonged exposure and the roles of skin and gill. *Fish & Shellfish Immunology*, 8(6), 393–408. <https://doi.org/10.1006/FSIM.1998.0143>

Moreno, A., Outerelo, R., Ruiz, E., Aguirre, J., Almodóvar, A., Alonso, J., Benito, J., Arillo, A., & Cano, J. (2012). Prácticas de Zoología. Estudio y diversidad de Tunicados, Cefalocordados y Vertebrados peces. Disección de la trucha. *Reduca (Biología). Serie Zoología.* , 5, 71–80.

Munno, K. E. (2017). Microplastic Retention by Type in Several Species of Fish from the Great Lakes. University of Toronto.

Napper, I. E., Bakir, A., Rowland, S. J., & Thompson, R. C. (2015). Characterisation, quantity and sorptive properties of microplastics extracted from cosmetics. *Marine Pollution Bulletin*, 99(1–2), 178–185. <https://doi.org/10.1016/J.MARPOLBUL.2015.07.029>

Newcombe, C. P., Jensen, J. O. T., & BC Environment. Habitat Protection Branch. (1996). Channel suspended sediment and fisheries : a synthesis for quantitative assessment of risk and impact. 25. https://books.google.com/books/about/Channel_Suspended_Sediment_and_Fisheries.html?id=VQ7aPQAACAAJ

Ohkubo, N., Ito, M., Hano, T., Kono, K., & Mochida, K. (2020). Estimation of the uptake and gut retention of microplastics in juvenile marine fish: Mummichogs (*Fundulus heteroclitus*) and red seabreams (*Pagrus major*). *Marine Pollution Bulletin*, 160, 111630. <https://doi.org/10.1016/J.MARPOLBUL.2020.111630>

Ory, N. C., Gallardo, C., Lenz, M., & Thiel, M. (2018). Capture, swallowing, and egestion of microplastics by a planktivorous juvenile fish. *Environmental Pollution*, 240, 566–573. <https://doi.org/10.1016/J.ENVPOL.2018.04.093>

Papoutsoglou, S. E., Papaparaskeva-Papoutsoglou, E., & Alexis, M. N. (1987). Effect of density on growth rate and production of rainbow trout (*Salmo gairdneri Rich.*) over a full rearing period. *Aquaculture*, 66(1), 9–17. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(87\)90279-1](https://doi.org/10.1016/0044-8486(87)90279-1)

Pedà, C., Caccamo, L., Fossi, M. C., Gai, F., Andaloro, F., Genovese, L., Perdichizzi, A., Romeo, T., & Maricchiolo, G. (2016). Intestinal alterations in European sea bass *Dicentrarchus labrax* (Linnaeus, 1758) exposed to microplastics: Preliminary results. *Environmental Pollution*, 212, 251–256. <https://doi.org/10.1016/J.ENVPOL.2016.01.083>

PIGARS - Huancavelica. (2011). Plan Integral de Gestión Ambiental de Residuos Sólidos –Huancavelica.

[http://www2.congreso.gob.pe/sicr/cendocbib/con4_uibd.nsf/1176F4FF6A0E272205257D6C006E0CA7/\\$FILE/OM_013_2011_CM_MPH.pdf](http://www2.congreso.gob.pe/sicr/cendocbib/con4_uibd.nsf/1176F4FF6A0E272205257D6C006E0CA7/$FILE/OM_013_2011_CM_MPH.pdf)>

PIGARS - Puno. (2014). Plan Integral de Gestión Ambiental de Residuos Sólidos – Puno.

PIGARS - Yauyos. (2015). Plan Integral de Gestión Ambiental de Residuos Sólidos – Yauyos.

Piringer, O. G., & Baner, A. L. (2008). Plastic Packaging: Interactions with Food and Pharmaceuticals, Second Edition. *Plastic Packaging: Interactions with Food and Pharmaceuticals, Second Edition*, 1–614. <https://doi.org/10.1002/9783527621422>

Plyter, J. (2013). *Rainbow Trout Anatomy: A Study and Dissection Guide*. The South Carolina Department of Natural Resources. https://documen.site/download/trout-dissection_pdf

PRODUCE. (2020). ANUARIO ESTADÍSTICO Pesquero y Acuícola 2019. www.produce.gob.pe

Purca, S., & Henostroza, A. (2017). Presencia de microplásticos en cuatro playas arenosas de Perú. *Revista Peruana de Biología*, 24(1), 101–106. <https://doi.org/10.15381/RPB.V24I1.12724>

Qiao, R., Sheng, C., Lu, Y., Zhang, Y., Ren, H., & Lemos, B. (2019). Microplastics induce intestinal inflammation, oxidative stress, and disorders of metabolome and microbiome in

zebrafish. *Science of The Total Environment*, 662, 246–253.
<https://doi.org/10.1016/J.SCITOTENV.2019.01.245>

Rochman, C. M., Hoh, E., Kurobe, T., & Teh, S. J. (2013). Ingested plastic transfers hazardous chemicals to fish and induces hepatic stress. *Scientific Reports* 2013 3:1, 3(1), 1–7. <https://doi.org/10.1038/srep03263>

Sanchez, W., Bender, C., & Porcher, J. M. (2014). Wild gudgeons (*Gobio gobio*) from French rivers are contaminated by microplastics: Preliminary study and first evidence. *Environmental Research*, 128, 98–100. <https://doi.org/10.1016/J.ENVRES.2013.11.004>

Schultz, K. (2010). *Ken Schultz's field guide to freshwater fish*. John Wiley & Sons.

Scown, T. M., Santos, E. M., Johnston, B. D., Gaiser, B., Baalousha, M., Mitov, S., Lead, J. R., Stone, V., Fernandes, T. F., Jepson, M., van Aerle, R., & Tyler, C. R. (2010). Effects of Aqueous Exposure to Silver Nanoparticles of Different Sizes in Rainbow Trout. *Toxicological Sciences*, 115(2), 521–534. <https://doi.org/10.1093/TOXSCI/KFQ076>

Sneddon, L. U., Braithwaite, V. A., & Gentle, M. J. (2003). Novel object test: examining nociception and fear in the rainbow trout. *The Journal of Pain*, 4(8), 431–440. [https://doi.org/10.1067/S1526-5900\(03\)00717-X](https://doi.org/10.1067/S1526-5900(03)00717-X)

USGS. (2016). *Microplastics in our Nation's waterways*. United States Government. <https://labs.waterdata.usgs.gov/visualizations/microplastics/index.html>

van Franeker, J. A., Blaize, C., Danielsen, J., Fairclough, K., Gollan, J., Guse, N., Hansen, P. L., Heubeck, M., Jensen, J. K., le Guillou, G., Olsen, B., Olsen, K. O., Pedersen, J., Stienen, E. W. M., & Turner, D. M. (2011). Monitoring plastic ingestion by the northern fulmar *Fulmarus glacialis* in the North Sea. *Environmental Pollution*, 159(10), 2609–2615. <https://doi.org/10.1016/J.ENVPOL.2011.06.008>

Wang, W., Ge, J., & Yu, X. (2020). Bioavailability and toxicity of microplastics to fish species: A review. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 189, 109913. <https://doi.org/10.1016/J.ECOENV.2019.109913>

Watts, A. J. R., Urbina, M. A., Goodhead, R., Moger, J., Lewis, C., & Galloway, T. S. (2016). Effect of Microplastic on the Gills of the Shore Crab *Carcinus maenas*.

Environmental Science and Technology, 50(10), 5364–5369.
https://doi.org/10.1021/ACS.EST.6B01187/SUPPL_FILE/ES6B01187_SI_001.PDF

Wedemeyer, G. A. (1996). Physiology of Fish in Intensive Culture Systems. Physiology of Fish in Intensive Culture Systems. <https://doi.org/10.1007/978-1-4615-6011-1>

Wright, S. L., Thompson, R. C., & Galloway, T. S. (2013). The physical impacts of microplastics on marine organisms: A review. Environmental Pollution, 178, 483–492.
<https://doi.org/10.1016/J.ENVPOL.2013.02.031>

Yamashita, R., Takada, H., Fukuwaka, M. aki, & Watanuki, Y. (2011). Physical and chemical effects of ingested plastic debris on short-tailed shearwaters, *Puffinus tenuirostris*, in the North Pacific Ocean. Marine Pollution Bulletin, 62(12), 2845–2849.
<https://doi.org/10.1016/J.MARPOLBUL.2011.10.008>

Zhang, C., Wang, J., Zhou, A., Ye, Q., Feng, Y., Wang, Z., Wang, S., Xu, G., & Zou, J. (2021). Species-specific effect of microplastics on fish embryos and observation of toxicity kinetics in larvae. Journal of Hazardous Materials, 403, 123948.
<https://doi.org/10.1016/J.JHAZMAT.2020.123948>

Zhang, F., Xu, J., Wang, X., Jabeen, K., & Li, D. (2021). Microplastic contamination of fish gills and the assessment of both quality assurance and quality control during laboratory analyses. Marine Pollution Bulletin, 173, 113051.
<https://doi.org/10.1016/J.MARPOLBUL.2021.113051>

Zhang, K., Gong, W., Lv, J., Xiong, X., & Wu, C. (2015). Accumulation of floating microplastics behind the Three Gorges Dam. Environmental Pollution, 204, 117–123.
<https://doi.org/10.1016/J.ENVPOL.2015.04.023>

Zhang, L., Bouazza, A., Rowe, R. K., & Scheirs, J. (2018). Effects of a very low pH solution on the properties of an HDPE geomembrane. <https://doi.org/10.1680/Jgein.17.00037>, 25(2), 118–131. <https://doi.org/10.1680/JGEIN.17.00037>

VIII. ANEXOS

Anexo 1. Foto del manejo del experimento



Anexo 2. Parámetros fisicoquímicos

Tratamiento	pH	Temp. (c°)	OD (mg/l)	Sal (%)	Conduct. (µs/cm)
Co	7.76	15.03	8.44	0.21	642.68
C1	7.81	14.87	8.14	0.21	641.32
C2	7.79	14.99	8.24	0.20	635.36
C3	7.84	14.87	8.45	0.21	643.64
Promedio	7.8	14.94	8.32	0.21	640.75
Desv. Estándar	0.25	0.60	1.27	0.03	57.85
Error estándar	0.022	0.053	0.112	0.003	5.467
Fuente de agua	8.24	16.1	9.38	0.2	596
Desv. Estándar	0.11	0.17	0.53	0.2	43.59
Error estándar	0.06	0.10	0.31	0.00	25.17

C0=Control; C1=Concentración 1; C2=Concentración 2; C3= Concentración 3

Anexo 3. Parámetros químicos.

Concentración	Alcalinidad (caco3 mg/l)	Amonio (nh4 mg/l)	Nitrito (no2 mg/l)	Nitrato (no3 mg/l)	—
Concentración 0 (c0)	136.67	0.027	0.097	2.773	
Concentración 1 (c1)	135.00	0.053	0.101	2.844	
Concentración 2 (c2)	135.00	0.080	0.076	3.023	
Concentración 3 (c3)	146.67	0.037	0.395	3.225	
Promedio	138.33	0.049	0.167	2.966	
Desv. Estándar	15.80	0.03	0.23	1.02	
Error estándar	3.950	0.008	0.057	0.256	
Fuente de agua	95.000	<<0,01	0.020	3.870	

C0=Control; C1=Concentración 1; C2=Concentración 2; C3= Concentración 3

Anexo 4. Perú: Cosecha de Recursos Hidrobiológicos Procedentes de la Actividad de Acuicultura Según Ámbito Y Especie, 2019 (TM)

Ámbito / Especie	Total	Ene	Feb	Mar	Abr	May	Jun	Jul	Ago	Set	Oct	Nov	Dic
Total	161 279,12	16 127,72	11 061,37	11 917,40	13 129,95	13 612,44	10 004,36	15 179,86	13 177,76	15 444,11	16 888,31	14 233,63	10 502,20
Continental	56 948,94	5 047,64	4 091,01	5 066,88	6 037,57	4 931,46	5 288,02	3 521,92	4 115,82	4 248,30	4 816,85	5 080,78	4 702,69
Boquichico	5,64	0,32	1,39	0,10	0,15	0,09	1,35	0,59	1,65	-	-	-	-
Camarón Gigante de Malasia	60,37	2,26	0,17	0,17	36,18	1,99	1,98	2,21	2,84	2,91	3,12	3,07	3,48
Carachama	0,95	0,08	0,07	0,06	0,16	0,05	0,07	0,05	0,07	0,08	0,09	0,09	0,09
Carpa	0,14	0,02	0,02	0,02	-	0,08	-	-	-	-	-	-	-
Gamitana	786,72	22,00	8,74	1,69	101,14	88,90	68,19	29,12	32,38	88,01	106,88	107,02	132,67
Paco	1 871,28	169,97	113,81	93,37	194,43	171,18	143,50	161,11	111,51	126,62	194,86	194,22	196,70
Pacotana/Gamipaco	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Paiche	85,87	10,31	7,51	10,12	8,85	5,14	3,57	4,03	9,99	7,47	10,77	2,42	5,71
Sábalo	148,33	6,55	5,48	0,28	10,08	8,30	7,06	1,63	2,30	13,05	22,73	21,72	49,16
Tilapia	3 195,64	290,08	96,57	197,81	308,25	256,59	323,01	273,72	253,85	265,23	302,37	306,36	321,81
Trucha	50 792,78	4 545,96	3 857,15	4 763,16	5 378,05	4 398,85	4 739,27	3 049,42	3 701,21	3 744,91	4 175,96	4 445,82	3 993,01
Otros	1,22	0,11	0,11	0,11	0,28	0,28	0,03	0,03	0,03	0,03	0,07	0,07	0,07
Maricultura	104 330,18	11 080,08	6 970,36	6 850,52	7 092,38	8 680,98	4 716,33	11 657,94	9 061,94	11 195,81	12 071,47	9 152,85	5 799,51
Algas	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Concha de Abanico ^{1/}	53 495,76	5 436,19	3 107,29	1 794,99	1 703,77	4 174,15	1 264,27	7 510,81	5 614,03	6 666,36	8 591,79	5 604,71	2 027,40
Langostino	50 819,62	5 642,94	3 860,00	5 054,58	5 387,19	4 505,76	3 451,11	4 146,23	3 446,88	4 528,50	3 478,51	3 547,04	3 770,88
Lenguado	14,80	0,95	3,07	0,95	1,41	1,08	0,96	0,90	1,03	0,95	1,17	1,11	1,22

Fuente: (PRODUCE, 2020)

Anexo 5. Cosecha de Recursos Hidrobiológicos de la Actividad de Acuicultura según ámbito departamental y especie, 2019 (TM).

Departamento / Especie	Total	Ámbito	
		Continental	Maricultura
Total	161 279,12	56 948,94	104 330,18
Amazonas	433,05	433,05	0,00
Gamitana	7,56	7,56	-
Otros	0,73	0,73	-
Tilapia	16,53	16,53	-
Trucha	408,23	408,23	-
Ancash	11 336,51	89,48	11 247,03
Concha de Abanico	11 232,23	-	11 232,23
Lenguado	14,80	-	14,80
Trucha	89,48	89,48	-
Apurímac	174,33	174,33	0,00
Trucha	174,33	174,33	-
Árequipa	20,27	20,27	0,00
Trucha	20,27	20,27	-
Ayacucho	784,52	784,52	0,00
Trucha	770,88	770,88	-
Otros	13,64	13,64	-
Cajamarca	206,17	206,17	0,00
Tilapia	15,96	15,96	-
Trucha	186,22	186,22	-
Otros	3,99	3,99	-
Cusco	1 162,70	1 162,70	0,00
Trucha	537,70	537,70	-
Otros	625,00	625,00	-
Huancavelica	4 320,60	4 320,60	0,00
Trucha	4 320,60	4 320,60	-
Huánuco	437,88	437,88	0,00
Trucha	325,21	325,21	-
Otros	112,66	112,66	-
Ica	404,61	1,95	402,66
Algas (sargazo)	0,00	-	-
Concha de Abanico	402,66	-	402,66
Tilapia	1,95	1,95	-
Junín	3 198,29	3 198,29	0,00
Trucha	3 198,29	3 198,29	-
Otros	0,00	-	-
La Libertad	187,69	187,69	0,00
Trucha	183,59	183,59	-
Otros	4,10	4,10	-
Lambayeque	5,43	5,43	0,00
Tilapia	5,38	5,38	-
Otros	0,05	0,05	-
Lima	813,60	813,60	0,00
Algas (Cochayuyo)	0,00	-	-
Tilapia	90,48	90,48	-
Trucha	723,13	723,13	-
Loreto	438,18	438,18	0,00
Boquichico	5,64	5,64	-
Gamitana	264,91	264,91	-
Paco	0,85	0,85	-
Pascotana	0,00	-	-
Paiche	17,95	17,95	-
Sábalo	148,33	148,33	-
Otros	0,49	0,49	-
Madre de Dios	329,04	329,04	0,00
Boquichico	0,00	-	-
Carachama	0,10	0,10	-
Gamitana	10,50	10,50	-
Paco	318,34	318,34	-
Pascotana	0,00	-	-
Tilapia	0,10	0,10	-
Otros	0,00	-	-
Moquegua	0,00	0,00	0,00
Trucha	0,00	-	-
Pasco	7 213,34	7 213,34	0,00
Trucha	7 213,34	7 213,34	-
Otros	0,00	-	-
Piura	47 908,61	1 921,81	45 986,80
Concha de Abanico	41 860,86	-	41 860,86
Langostino	4 125,94	-	4 125,94
Tilapia	1 921,81	1 921,81	-
Puno	32 549,21	32 549,21	0,00
Trucha	32 549,21	32 549,21	-
San Martín	2 396,87	2 396,87	0,00
Camarón Gigante de Malasia	24,68	24,68	-
Carachama	0,00	-	-
Carpa	0,00	-	-
Gamitana	489,74	489,74	-
Paco	735,69	735,69	-
Paiche	0,00	-	-
Tilapia	1 136,86	1 136,86	-
Trucha	0,00	-	-
Otros	9,90	9,90	-
Tacna	84,20	84,20	0,00
Trucha	84,20	84,20	-
Otros	0,00	-	-
Tumbes	46 693,69	36,88	46 693,69
Langostino	46 693,69	-	46 693,69
Tilapia	1,52	1,52	-
Otros	35,36	35,36	-
Ucayali	143,45	143,45	-
Gamitana	7,10	7,10	-
Paco	73,05	73,05	-
Paiche	63,30	63,30	-
Otros	0,00	-	-

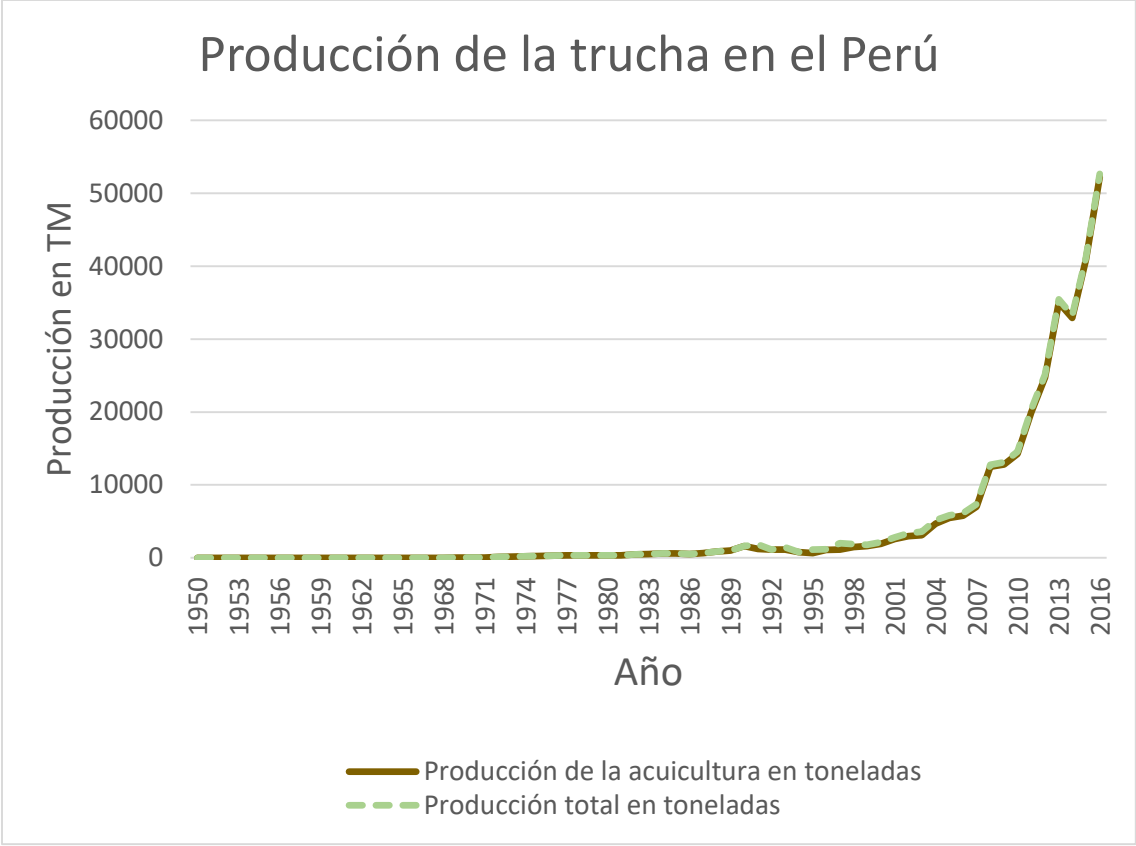
Fuente: PRODUCE (2020)

Anexo 6. Tabla de relación de longitud en centímetros y peso en gramos para un ejemplar en trucha Arcoíris.

Relación de longitud y peso de la trucha arcoíris			
Longitud en centímetros	Peso en gramos de un ejemplar	Longitud en centímetros	Peso en gramos de un ejemplar
2,0	0,11	16,5	54,3
2,5	0,18	17,0	60,0
3,0	0,40	17,5	65,8
3,5	0,61	18,0	72,1
4,0	0,86	18,5	78,8
4,5	1,15	19,0	86,6
5,0	1,49	19,5	92,0
5,5	2,18	20,0	98,0
6,0	2,87	20,5	105,0
6,5	3,72	21,0	112,0
7,0	4,60	21,5	119,0
7,5	5,60	22,0	128,0
8,0	6,70	22,5	136,0
8,5	7,90	23,0	145,0
9,0	9,20	23,5	154,0
9,5	10,53	24,0	163,0
10,0	12,00	24,5	172,0
10,5	14,00	25,0	182,0
11,0	16,40	25,5	194,0
11,5	18,70	26,0	208,0
12,0	21,40	26,5	222,0
12,5	24,10	27,0	236,0
13,0	27,00	27,5	251,0
13,5	30,00	28,0	266,0
14,0	33,20	28,5	281,0
14,5	36,50	29,0	297,0
15,0	40,00	29,5	314,0
15,5	44,20	30,0	330,0
16,0	49,80		

Fuente: FAO (2014)

Anexo 7. Gráfico del crecimiento de la producción de trucha en el Perú.



Elaboración propia. Fuente de datos: FAO.

Anexo 8. Tabla de alimentación. (modificado de Leiritz.1980).

Temperatura °C	Número de peces por cada 2,2 libras (1000 gramos)										
	5592	5592	669	194	83.2	43.3	25.8	16.2	10.8	7.6	5.5
	669	194	83.2	43.3	25.8	16.2	10.8	7.6	5.5		
	Longitud en centímetros										
2.5	2.5	5	7.6	10	12.7	15.2	17.8	20.3	22.8	25.4	
	5	7.6	10	12.7	15.2	17.8	20.3	22.8	25.4		
Dosis de alimentación (%)											
8	4.3	3.6	3	2.3	1.7	1.4	1.2	1	0.9	0.8	0.7
9	4.5	3.8	3	2.4	1.8	1.5	1.3	1.1	1	0.9	0.8
10	5.2	4.3	3.4	2.7	2	1.7	1.4	1.2	1.1	1	0.9
11	5.4	4.5	3.6	2.8	2.1	1.7	1.5	1.3	1.1	1	0.9
12	5.8	4.9	3.9	3	2.3	1.9	1.6	1.4	1.3	1.1	1
13	6.1	5.1	4.2	3.2	2.4	2	1.6	1.4	1.3	1.1	1
14	6.7	5.5	4.5	3.5	2.6	2.1	1.8	1.5	1.4	1.2	1.1
15	7.3	6	5	3.7	2.8	2.3	1.9	1.7	1.5	1.3	1.2
16	7.8	6.5	5.3	4.1	3.1	2.5	2	1.8	1.6	1.4	1.3
17	8.4	7	5.7	4.5	3.4	2.7	2.1	1.9	1.7	1.5	1.4
18	8.7	7.2	5.9	4.7	3.5	2.8	2.2	1.9	1.7	1.6	1.5
19	9.3	7.8	6.3	5.1	3.8	3	2.3	2	1.8	1.7	1.6

Fuente: FAO (2014)

Anexo 9. Composición física domiciliaria y no domiciliaria en Yauyos de residuos sólidos.

TIPO DE RESIDUO	VALOR (%)	
	Domiciliarios	No domiciliarios
A. RESIDUOS SÓLIDO REAPROVECHABLES	59.60%	60.06%
A1. RESIDUOS SÓLIDOS ORGÁNICOS PARA ELABORAR COMPOST	44.01%	39.80%
RESIDUOS ORGÁNICOS (restos de cocina, estiércol de animal)	44.01%	39.80%
A2. RESIDUOS SÓLIDOS RECICLABLES	15.60%	20.26%
PAPEL	1.37%	6.38%
CARTÓN	1.56%	1.49%
VIDRIO	3.51%	3.28%
PLÁSTICO PET	1.58%	3.28%
PLÁSTICO DURO	4.25%	0.96%
TETRAPACK	0.22%	0.70%
METAL	3.10%	4.18%
B. RESIDUOS NO REAPROVECHABLES / INSERVIBLES	40.40%	39.94%
MADERA, FOLLAJE	0.24%	0.00%
BOLSAS DE PLÁSTICO	3.58%	3.78%
TECNOPOR Y SIMILARES	0.51%	1.16%
TELAS Y TEXTILES	1.23%	0.03%
CAUCHO, CUERO Y JEBE	2.38%	0.99%
PILAS	0.08%	0.00%
RESTOS DE MEDICINAS	0.06%	0.01%
RESIDUOS SANITARIOS	9.15%	4.58%
RESIDUOS INERTES	20.35%	21.61%
PLÁSTICO EN GENERAL	2.80%	7.78%
TOTAL	100.00%	100.00%

Fuente: PIGARS – Yauyos, 2015. Estudio de Caracterización de Residuos Sólidos de Yauyos del 17 al 24 de octubre del 2015

Anexo 10. Composición física de los residuos sólidos de Huancavelica expresada en porcentaje (%).

COMPONENTE	PROMEDIO
Materia orgánica	53.64%
Plásticos	11.03%
Huesos	0.87%
Papeles y cartones	5.06%
Textiles	2.44%
Metales	2.07%
Cerámicos	0.90%
Vidrios	1.46%
Madera y follaje	0.37%
Cenizas, tierra y escombros	13.82%
Otros	8.36%
TOTALES	100.00%

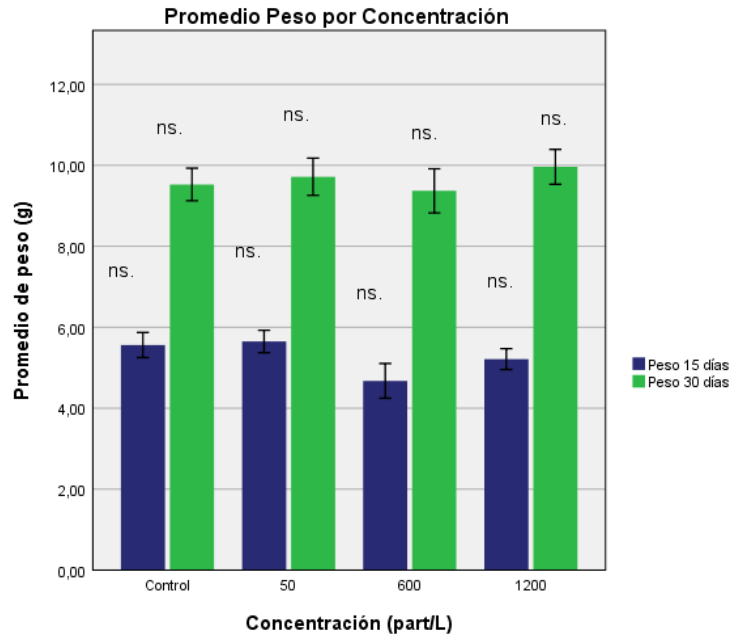
Fuente: PIGARS – Huancavelica, 2011.

Anexo 11. Composición física de los residuos sólidos de Puno expresado en porcentajes.

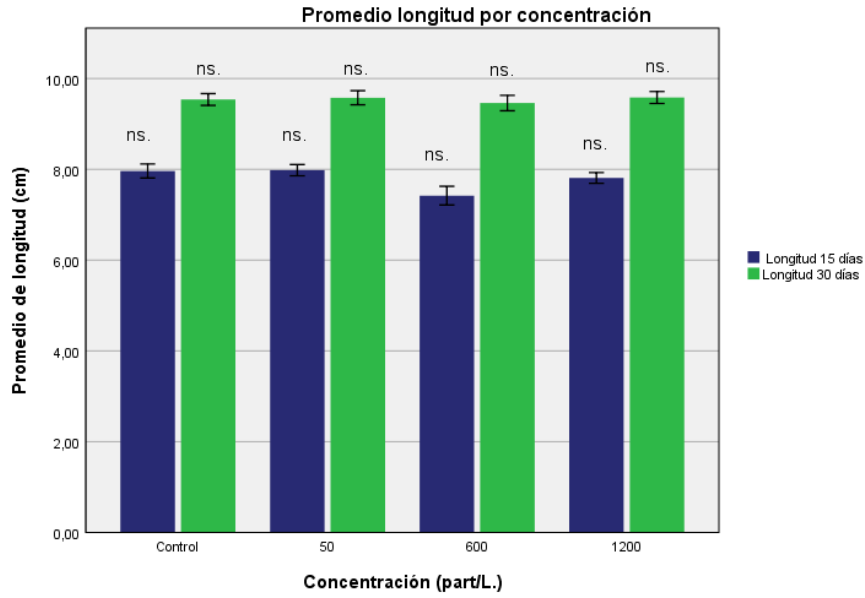
	MATERIALES	%
A	Residuos compostificables	64,18
A1	Materia Orgánica	61,38
A2	Madera, follaje	2,80
B	Residuos comerciales reciclables inorgánicos	13,72
B1	Papel	1,64
B2	Plástico PET	1,84
B3	Plástico duro	1,85
B4	Vidrio	2,47
B5	Cartón	3,76
B6	Metales ferrosos	1,73
B7	Caucho, cuero, jebe	0,42
C	Residuos reciclables inorgánicos No comerciales	6,40
C1	Tetrapack	0,39
C2	Papel periódico	3,89
C3	Telas, textiles	2,11
D	Residuos No reciclables	3,81
D1	Bolsas de despacho, envoltura de alimentos y otros similares	3,32
D2	Tecnopor y similares	0,49
E	Residuos domésticos peligrosos	8,76
E1	Restos de medicina, focos, etc	0,35
E2	Residuos de servicios higiénicos, Pañales descartables	8,41
F	Residuos domésticos inertes y otros	3,13
F1	Residuos inertes (tierra, porcelana, cenizas)	1,02
F2	Otros.	2,12

Fuente: PIGARS – Puno, 2013. Estudio de Caracterización de Residuos sólidos-2013

Anexo 12. Promedio de pesos obtenidos al día 15 y 30 respectivamente. No presento diferencias estadísticas usando la prueba Tuckey para $p < 0.05$ (ns.: no significativo). Barras de error indican error estándar.



Anexo 13. Promedio de longitudes obtenidas al día 15 y 30 respectivamente. No presento diferencias estadísticas usando la prueba Tuckey para $p < 0.05$ (ns.: no significativo). Barras de error indican error estándar.



Anexo 14. Promedio y desviación estándar del peso y talla de los peces muestreados los días 0, 8, 15 y 30 después de comenzado la exposición al microplástico.

Muestreo	C0		C1		C2		C3	
	Promedio ±desv.est.		Promedio ±desv.est		Promedio ± desv.est		Promedio ±desv.est	
	Peso (g)	Talla (cm)	Peso (g)	Talla (cm)	Peso (g)	Talla (cm)	Peso (g)	Talla (cm)
Día 0	3.2 ±0.5	6.7±0.2	3.4 ±0.8	6.7±0.4	3.1 ±0.3	6.6±0.2	3.3 ±0.7	6.8±0.5
Día 8	4.3±0.6	7.2±0.4	4.3 ±0.2	7.3±0.2	3.9 ±0.2	7.0±0.2	3.9 ±0.4	7.0±0.2
Día 15	5.6 ±0.7	8.0±0.4	5.7 ±0.3	8.0±0.1	4.7 ±0.01	7.4 ±0.04	5.2 ±0.4	7.8±0.2
Día 22	8.2 ±0.2	8.8±0.2	8.0 ±0.7	8.8±0.4	8.1 ±0.7	8.8±0.2	8.1 ±0.5	8.8±0.2
Día 30	9.5 ±0.7	9.5±0.2	9.6±0.3	9.5±0.2	9.4±0.8	9.5±0.2	10.0 ±0.7	9.6±0.1

Anexo 15. Factor condición por día de muestreo y tratamiento.

Día	C0	C1	C2	C3
Día 0	0.48	0.50	0.47	0.48
Día 8	0.59	0.59	0.56	0.56
Día 15	0.70	0.71	0.63	0.67
Día 22	0.93	0.91	0.92	0.91
Día 30	1.00	1.01	0.99	1.04