



UNIVERSIDAD ESTATAL

PENÍNSULA DE SANTA ELENA

FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR

CARRERA DE BIOLOGÍA

CARACTERIZACIÓN DE BACTERIAS MARINAS EN RESIDUOS
MACROPLÁSTICOS PRESENTES EN SANTA ELENA-ECUADOR.

TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR

Previa a la obtención del título de:

BIÓLOGA

AUTORA:

ASTRID ANAHI OQUENDO AGUIRRE

TUTOR:

ACUIC. JOSÉ MELENA CEVALLOS PhD.

LA LIBERTAD – ECUADOR

2026

UNIVERSIDAD ESTATAL

PENINSULA DE SANTA ELENA

FACULTAD DE CIENCIAS DEL MAR

CARRERA DE BIOLOGÍA

**CARACTERIZACIÓN DE BACTERIAS MARINAS EN RESIDUOS
MACROPLÁSTICOS PRESENTES EN SANTA ELENA-ECUADOR.**

TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR

Previa a la obtención del título de:

BIÓLOGA

AUTORA:

ASTRID ANAHI OQUENDO AGUIRRE

TUTOR:

ACUIC. JOSE MELENA CEVALLOS PhD.

LA LIBERTAD – ECUADOR

DECLARACIÓN DEL DOCENTE TUTOR

En mi calidad de Docente Tutor del Trabajo de Integración Curricular, "**CARACTERIZACIÓN DE BACTERIAS MARINAS EN RESIDUOS MACROPLÁSTICOS PRESENTES EN SANTA ELENA-ECUADOR.**", elaborado por **Astrid Anahi Oquendo Aguirre**, estudiante de la Carrera de Biología, Facultad de Ciencias del Mar de la Universidad Península de Santa Elena, previo a la obtención del título de Biólogo/a, me permito declarar que luego de haber dirigido su desarrollo y estructura final del trabajo, este cumple y se ajusta a los estándares académicos, razón por la cual, apruebo en todas sus partes, encontrándose apto para la evaluación del docente especialista.

Atentamente

A handwritten signature in black ink, appearing to read 'Jose Melena Cevallos', is written over a horizontal line.

Acui. Jose Melena Cevallos. PhD.

Docente tutor

C.I. 0913432613

DECLARACIÓN DEL DOCENTE DE ÁREA

En mi calidad de Docente Especialista del Trabajo de Integración Curricular **“CARACTERIZACIÓN DE BACTERIAS MARINAS EN RESIDUOS MACROPLÁSTICOS PRESENTES EN SANTA ELENA-ECUADOR.”**, elaborado por Astrid Anahi Oquendo Aguirre, estudiante de la Carrera de Biología, Facultad de Ciencias del Mar de la Universidad Estatal Península de Santa Elena, previo a la obtención del título de Biología, me permito declarar que luego de haber evaluado el desarrollo y estructura final del trabajo, este cumple y se ajusta a los estándares académicos, razón por la cual, declaro que se encuentra apto para su sustentación.

Atentamente



Ing. John Pinargote Álava, Mgtr.

DOCENTE DE ÁREA

C.I. 1204916884

DEDICATORIA

Con inmenso amor a mi amada mamá que me dio las alas para alcanzar mi meta que a base de esfuerzo, cariño incondicional y mucho apoyo ha estado presente durante todo mi proceso, a mis hermanos que siempre los tengo en mi corazón, han sido incentivo durante este largo camino, brindándome sostén en los momentos difíciles, se lo dedico a todos ustedes, este logro es tan suyo como mío; finalmente se lo dedico a mi yo del pasado, a la que recién iniciaba este camino lejos de casa llena de sueños y temerosa, cada noche de desvelo, cada sacrificio y cada aprendizaje ha valido la pena, el esfuerzo y dedicación siempre rinden frutos, nunca olvides que “La vida es cuesta arriba pero la vista es genial”.

AGRADECIMIENTO

A la Virgen de Guadalupe y a Dios por sus eternas bendiciones, por darme salud, sabiduría y por siempre guiar e iluminar mi camino.

A la Universidad por abrirme las puertas para adquirir conocimiento y ser parte de anécdotas memorables, al igual que a cada uno de los docentes que me impartieron clases, fueron motivación para estimar y apreciar aún más la carrera.

Al Ac. José Melena por ser guía en todo el proceso, sus conocimientos y orientación fueron fundamentales para el desarrollo y culminación de este trabajo.

A la Bióloga Angela por estar a disposición y brindarme una mano ayuda para llevar a cabo de manera exitosa el trabajo experimental en laboratorio.

A mis abuelitos y familiares que me apoyaron durante toda la carrera, su apoyo ha sido invaluable para mí.

A mi pareja por su amor y paciencia, por estar en todo momento, incluso en los momentos de estrés y cansancio dándome apoyo incondicional y una mano ayuda en cada momento que lo necesité, por sus palabras de aliento y por creer en mí, gracias por ser mi soporte constante.

A mis amigos, gracias por acompañarme en este proceso, por compartir conocimientos, risas y momentos de aprendizaje en el salón de clases y fuera de ello, su compañía ha hecho más ameno y llevadero este camino.

TRIBUNAL DE GRADUACIÓN

Trabajo de Integración Curricular presentado por **ASTRID ANAHI OQUENDO AGUIRRE**, como requisito parcial para la obtención del grado de Biólogo/a de la Carrera de Biología, de la Facultad de Ciencias del Mar de la Universidad Estatal Península de Santa Elena.

Trabajo de Integración Curricular **APROBADO** el: 12/08/2026

Ing. Jimmy Vilón Moreno, MSc.
DIRECTOR DE CARRERA
PRESIDENTE DEL TRIBUNAL

Ing. John Pinargote Álava, Mgt.
DOCENTE DE ÁREA
MIEMBRO DEL TRIBUNAL

Acui. José Melena Cevallos, PhD.
DOCENTE TUTOR
MIEMBRO DEL TRIBUNAL

Blgo. Richard Duque Marín, Mgtr.
DOCENTE GUÍA DE UIC II
MIEMBRO DEL TRIBUNAL

Lic. Pascual Roca Silvestre, Mgtr.
SECRETARIO DEL TRIBUNAL

Declaración expresa

Yo, **Astrid Anahi Oquendo Aguirre**, me hago responsable por las ideas, datos y resultados que se presentan en este Trabajo de integración curricular.

Por medio de la presente declaración cedo los derechos de autoría y propiedad intelectual de este trabajo de investigación curricular a la UNIVERSIDAD ESTATAL PENÍNSULA DE SANTA ELENA (UPSE), según lo establecido por la ley de propiedad intelectual, reglamento y normativa institucional vigente.



Astrid Anahi Oquendo Aguirre

CI. 1752507747

ÍNDICE

CAPITULO I.....	1
1. INTRODUCCIÓN	1
2. PROBLEMÁTICA	5
3. JUSTIFICACIÓN.....	8
4. OBJETIVOS.....	11
4.1. OBJETIVO GENERAL:	11
4.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS:.....	11
5. HIPÓTESIS.....	12
5.1. HIPÓTESIS ALTERNATIVA:	12
5.2. HIPÓTESIS NULA:.....	12
CAPITULO II.....	13
6. MARCO TEORICO.....	13
6.1. ORIGEN Y AUMENTO DEL CONSUMO DE PLÁSTICOS.....	13
6.2. FUENTES DE CONTAMINACIÓN PLÁSTICA EN ECOSISTEMAS MARINOS.....	15
6.3. CLASIFICACIÓN DE PLÁSTICOS POR SU TAMAÑO.....	16
6.4. CARACTERÍSTICAS ECOLÓGICAS DE UNA PLAYA.....	17
6.4.1. SERVICIOS ECOSISTÉMICOS DE LAS PLAYAS	18
6.5. IMPACTO DE LA CONTAMINACIÓN POR MACROPLÁSTICOS EN EL ECOSISTEMA DE PLAYA.....	19
6.5.1. OBJETIVO DE DESARROLLO SOSTENIBLE 14.....	21
6.6. INTERACCIÓN ENTRE PLÁSTICO Y BACTERIA O PLASTISFERA	22
6.6.1. PROCESO DE FORMACIÓN DEL BIOFILM EN PLÁSTICOS....	23
6.7. FACTORES QUE FAVORECEN LA COLONIZACIÓN BACTERIANA EN MACROPLÁSTICOS	25
6.8. COMUNIDADES BACTERIANAS ASOCIADAS A PLÁSTICOS EN ECOSISTEMAS MARINOS	29

6.8.1.	CARACTERÍSTICAS DEL GÉNERO VIBRIO	31
6.8.2.	CARACTERÍSTICAS DEL GÉNERO PSEUDOMONAS	33
6.8.3.	CARACTERÍSTICA DEL GÉNERO SALMONELLA	35
6.8.4.	CARACTERÍSTICAS DEL GÉNERO ESCHERICHIA	37
6.8.5.	CARACTERÍSTICAS DEL GÉNERO PROTEUS	39
6.8.6.	CARACTERÍSTICAS DEL GÉNERO KLEBSIELLA	41
6.8.7.	MEDIOS DE CULTIVO SELECTIVOS	43
___6.8.7.1.	AGAR TCBS	44
___6.8.7.2.	AGAR CETRIMIDE	46
___6.8.7.3.	AGAR MACCONKEY (MAC)	47
___6.8.7.4.	AGAR SAL MANITOL (MSA)	49
6.9.	UNIDADES FORMADORAS DE COLONIAS	50
6.10.	IDENTIFICACIÓN PRESUNTIVA VS CONFIRMATORIA	51
6.11.	PRUEBAS BIOQUÍMICAS PRINCIPALES	53
6.11.1.	TINCIÓN GRAM	54
6.11.2.	PRUEBA DE MOTILIDAD	56
6.11.3.	CATALASA	56
6.11.4.	OXIDASA	56
CAPITULO III.....		58
7.	METODOLOGÍA.....	58
7.1.	LOCALIZACIÓN DE LA ZONA DE ESTUDIO	58
7.1.1.	TIPO DE INVESTIGACIÓN	59
7.2.	FASES DE LA INVESTIGACIÓN	59
7.2.1.	FASE DE CAMPO	59
___7.2.1.1.	ZONA DE MUESTREO	60
___7.2.1.2.	RECOLECCIÓN DE MUESTRAS	61
7.2.2.	FASE DE LABORATORIO	63
___7.2.2.1.	PREPARACIÓN DE AGAR	63
___7.2.2.2.	PROCESAMIENTO DE MUESTRAS	66

___ 7.2.2.3. PROTOCOLO DE SIEMBRA BACTERIANA	68
___ 7.2.2.4. CONTEO DE UFC	69
___ 7.2.2.5. IDENTIFICACIÓN DE COLONIAS BACTERIANAS	72
___ 7.2.2.5.1. TINCIÓN GRAM.....	72
___ 7.2.2.5.2. PRUEBA DE CATALASA	74
___ 7.2.2.5.3. PRUEBA DE OXIDASA.....	74
___ 7.2.2.5.4. PRUEBA DE MOTILIDAD.....	74
___ 7.2.2.6. POROSIDAD DE LAS MUESTRAS.....	75
7.3. ANÁLISIS ESTADÍSTICO	76
CAPITULO IV	79
7. RESULTADOS	79
7.1. AISLAMIENTO DE BACTERIAS DE LA SUPERFICIE DE MACROPLÁSTICOS	79
7.2. CARACTERIZACIÓN DE BACTERIAS AISLADAS	80
7.3. CUANTIFICACIÓN DE UNIDADES FORMADORAS DE COLONIAS	84
7.4. DENSIDAD BACTERIANA ENTRE TIPOS DE MACROPLÁSTICO 89	
7.5. PRUEBA DE CATALASA.....	92
7.6. PRUEBA DE OXIDASA.....	92
7.7. PRUEBA DE MOTILIDAD.....	93
7.8. RUGOSIDAD DE LAS MUESTRAS.....	94
CAPITULO V.....	102
8. DISCUSIONES.....	102
9. CONCLUSIONES.....	114
10. RECOMENDACIONES	118
11. BIBLIOGRAFÍA	120

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1 <i>Etapas de formación y desarrollo de biopelículas</i>	25
Figura 2 <i>Vibrio cholerae en Tinción Gram</i>	33
Figura 3 <i>Pseudomona aeruginosa</i>	34
Figura 4 <i>Bacteria del género Salmonella</i>	36
Figura 5 <i>Bacteria Escherichia coli en tinción Gram</i>	38
Figura 6 <i>Proteus spp.</i>	40
Figura 7 <i>Klebsiella pneumoniae</i>	42
Figura 8 <i>Clasificación de medios de cultivo según la promoción de crecimiento de organismos específicos</i>	44
Figura 9 <i>Tipos de estructuras morfológicas de las bacterias</i>	54
Figura 10 <i>Diferenciación de bacterias Gram Positivas y Gram negativas</i>	55
Figura 11 <i>Zona de estudio</i>	58
Figura 12 <i>Esquema de muestreo, indicando el transecto y subestaciones a realizar</i>	60
Figura 13 <i>Preparación de Agares selectivos</i>	66
Figura 14 <i>Preparación de las muestras para la suspensión bacteriana</i>	67
Figura 15 <i>Siembra microbiológica de las muestras recolectadas</i>	69
Figura 16 <i>Procedimiento tinción Gram</i>	73
Figura 17 <i>Total de placas con aislamientos bacterianos en 4 medios de cultivo</i>	80
Figura 18 <i>Características principales de las colonias y bacterias presuntivas aisladas de los macroplásticos</i>	82
Figura 19 <i>Incidencia de los géneros aislados de los medios de cultivo</i>	84
Figura 20 <i>Densidad de bacterias por medios de cultivo selectivos en macroplásticos</i>	88
Figura 21 <i>Crecimiento bacteriano $\log_{10}$UFC/cm² por tipo de macroplástico</i>	91
Figura 22 <i>Reacción de la prueba catalasa</i>	92
Figura 23 <i>Reacciones del test de oxidasa</i>	93

Figura 24 <i>Dispersión entre rugosidad y Log10 UFC/cm² de los macroplásticos.</i>	99
Figura 25 <i>Densidad de crecimiento bacteriano de acuerdo a el nivel de rugosidad de los macroplásticos recolectados.</i>	101

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1 Composición del Agar TCBS	45
Tabla 2 Componentes del Agar Cetrimide	47
Tabla 3 Composición del Agar MacConkey.....	49
Tabla 4 Composición del Agar Sal Manitol.....	50
Tabla 5 Coordenadas de las 5 estaciones de muestreo	61
Tabla 6 Clasificación de plásticos.....	62
Tabla 7 Formulación de la concentración en gramos de cada medio selectivo.	64
Tabla 8 Caracterización macroscópica y microscópica de bacterias presuntivas aisladas de los macroplásticos por agar.	81
Tabla 9 Test de normalidad en los 4 medios selectivos y las 5 categorías de macroplásticos.	86
Tabla 10 Diferencias entre medios de cultivos selectivos a través de Post hoc Dunn.....	87
Tabla 11 Estadística descriptiva en medios de cultivo selectivo	87
Tabla 12 Estadística descriptiva correspondiente a tipo de macroplásticos	90
Tabla 13 Movimiento observado de las cepas presuntivas bacterianas aisladas de cada tipo de agar	94
Tabla 14 Distribución entre rugosidad por tipo de macroplástico	95
Tabla 15 Resumen de análisis estadísticos realizados.....	97

ÍNDICE DE ANEXOS

ANEXOS TRABAJO EN CAMPO.....	162
ANEXOS TRABAJO EN LABORATORIO.....	165
ANEXOS ANÁLISIS ESTADÍSTICO.....	168

RESUMEN

Esta investigación tuvo como objetivo analizar la presencia de bacterias marinas en residuos macroplásticos determinando los géneros que albergan, verificando si existe una correlación entre la superficie rugosa y la densidad bacteriana. Este estudio fue realizado en dos fases, una de campo y otra de laboratorio con un diseño experimental en donde se recolectaron 3 ítems por cada tipo de residuos macroplásticos entre ellos tapas de botella, colillas de cigarro, trozos de plumavit, envoltorios de comestibles y fundas de comestibles, realizando inoculaciones en 4 medios selectivos específicamente TCBS y Sal Manitol incubadas durante 18-24 h y de 24 a 48 h para Cetrimide y MacConkey, a una temperatura de 37°C, las placas se cuantificaron y se caracterizaron a través de tinción Gram y pruebas bioquímicas; se determinó el nivel de rugosidad de los macroplásticos a través de un microscopio, estableciendo 3 categorías: nivel 1= bajo; nivel 2= medio; nivel 3= alto. Los resultados arrojaron un crecimiento en agar TCBS Y MacConkey mayor a otros medios, se identificaron 6 presuntivos géneros bacterianos o “plastisfera” entre ellos *Vibrio spp.*, Enterobacterias y *Pseudomona spp.*, siendo este último género el de menor concurrencia; en cuanto a la densidad bacteriana mayor reportada en el macroplástico correspondió a los trozos de plumavit con 3,13 Log₁₀ UFC/cm², seguido de las colillas de cigarro con una mediana de 2,95 Log₁₀ UFC/cm², la correlación de Spearman a nivel estadístico fue significativamente débil, con coeficiente de $r_s=0,266$ y $p=0,0018$ reflejando que la rugosidad si aumenta la colonización pero que también está asociado a factores como los nutrientes, temperatura, la estacionalidad y el tiempo de asentamiento en el sustrato arenoso.

Palabras clave: macroplástico, plastisfera, medios selectivos, densidad bacteriana.

ABSTRACT

This research aimed to analyze the presence of marine bacteria on macroplastic waste, determining the genera they harbor and verifying whether there is a correlation between surface roughness and bacterial density. This study was conducted in two phases: a field phase and a laboratory phase. An experimental design was used in which 3 items of each type of macroplastic waste were collected, including bottle caps, cigarette butts, pieces of polystyrene foam, food wrappers, and food bags. These items were inoculated onto four selective media: TCBS and Mannitol Salt, incubated for 18–24 h for Cetrimide and MacConkey agar, and for 24–48 h for Cetrimide and MacConkey agar, at a temperature of 37°C. The plates were quantified and characterized using Gram staining and biochemical tests. The roughness level of the macroplastics was determined using a microscope, establishing three categories: level 1 = low; level 2 = medium; level 3 = high. The results showed greater growth on TCBS and MacConkey agar than on other media. Six presumptive bacterial genera or "plastisphere" were identified, including *Vibrio* spp., Enterobacteriaceae, and *Pseudomonas* spp., with the latter being the least prevalent. The highest bacterial density reported on the macroplastic corresponded to pieces of polystyrene foam with 3.13 Log₁₀ CFU/cm², followed by cigarette butts with a median of 2.95 Log₁₀ CFU/cm². The Spearman correlation was statistically significant and weak with coefficient $r_s=0,266$ y $p=0,0018$, reflecting that roughness does increase colonization, but that it is also associated with factors such as nutrients, temperature, seasonality, and settling time on the sandy substrate.

Keywords: macroplastic, plastisphere, selective media, bacterial density.

CAPITULO I

1. INTRODUCCIÓN

Desde el nacimiento del plástico en el año 1950, se marcó de manera gradual a este material como de uso central e indispensable para el día a día, aumentando el consumo y producción hasta un 4% al año y a pesar de alternativas sostenibles las tendencias seguirán en aumento en un futuro (Tramoy, 2023). Esta década marcó notablemente un uso extremo de plásticos ya que es un material que posee varias características favorables tanto para productores como para consumidores, representadas en las siguientes: una gran versatilidad, durabilidad, e impermeabilidad (Prieto, 2023).

Actualmente los plásticos comprenden alrededor del 60-80% de los residuos que se encuentran en zonas costeras, lugar donde pueden perdurar más de 20 años sin que puedan degradarse (Titirico, 2023). Según el Programa para el Medio Ambiente de las Naciones Unidas- UNEP (2023) estos materiales se definen como basura marina, puesto que forma gran parte importante de la misma con aproximadamente once millones de toneladas métricas de plástico, esto abarca todo

tipo de material procesado de estado sólido y perdurable que es desechado en la costa, como fundas, botellas, sorbetes, tarrinas, entre otros, que además de causar daños a ecosistemas costeros, afecta a la vida marina, la cadena alimenticia y la salud humana.

Elementos como el viento y las corrientes oceánicas tienen un papel importante en cuanto a la distribución de estos elementos plásticos, aunque a ciencia cierta definir la verdadera fuente de la misma resulta complicado (Kandziora et al., 2019).

De acuerdo con Campoy-López y Beiras (2019) la variación de tamaño del plástico resultado de procesos fisicoquímicos, se clasifican en categorías, misma característica que sirve para monitorear y cuantificar impactos en fauna y flora, dividiéndose en 4 tipos, el nanoplástico de 1 nm a 1 μm ; microplástico de 1 μm a 5mm; mesoplástico de 5mm a 25 mm y macroplástico $>25\text{mm}$; esta clasificación ha sido aprobada por varias instituciones, entre ellas se encuentran: Programa de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente (UNEP), Directiva sobre la Estrategia Marina (MSFD), y la Administración Nacional Oceánica y Atmosférica (NOAA).

Con respecto a lo mencionado, la playa es un ecosistema que comprende a la orilla de un cuerpo de agua que posee arena, rocas, dunas y olas que rompen, existe dentro de la misma varios elementos que la componen como los vientos, fauna y flora que albergan allí; este lugar brinda oportunidades de recreación para muchas personas y de la mano también contribuye a la economía de habitantes locales, sin embargo, también son importantes porque sirven de protección para diferentes eventos climáticos (EPA, 2016).

Además, posee una serie de particularidades que lo convierte en un ambiente frágil, sirviendo como sitio para protección, anidación, alimentación y reproducción de distintas especies (Enríquez, 2003). La playa arenosa constituye un hábitat natural importante que ofrece varios servicios ambientales esenciales para las actividades humanas reflejados en: almacenamiento y transporte de sedimentos, disipación de la fuerza del oleaje en caso de fuertes vientos o tsunamis, respuesta dinámica al aumento del nivel del mar, mantenimiento de la biodiversidad y recursos genéticos (Zielinski & Botero, 2012)

En base a lo descrito, la región costera del Ecuador presenta un turismo de playa muy pronunciado, convirtiendo a estos lugares en predilectos para los visitantes, en especial en vacaciones, donde es más notable la presencia de plásticos debido a la demanda de personas, poco control y manejo inadecuado de los mismos (Bueno, 2019). En este contexto Santa Elena comprende un lugar preferido por

locales y turistas en sus playas, derivada de esta actividad recreativa se observa gran cantidad de basura, lo cual se refleja notablemente como un impacto negativo en el ecosistema, donde pueden inclusive propagarse enfermedades por el sustrato arenoso y mar polucionado (EPA, 2018). Con relación a la contaminación en playas, el mismo material plástico aporta una superficie dura y persistente ideal para para la colonización de bacterias, debido a la rugosidad que proporciona agujeros en la superficie convirtiéndolo en un material menos hidrofóbico (Campos-Gutiérrez, 2022).

De acuerdo con Rojo-Nieto y Montoto (2017), estudios recientes reflejan la presencia de biofilms de bacterias como *Vibrio spp.*, *Escherichia coli.*, etc. Sobre la superficie del residuo plástico, teniendo una gran capacidad de persistencia. Los residuos macroplásticos que han permanecido durante un extenso periodo varados en el ambiente marino son más susceptibles a albergar comunidades de bacterias gracias a características como su hidrofiliidad y presencia de fuentes de carbono alternas en la superficie de este (Peressutti et al., 2022).

Este estudio tiene como objetivo investigar la presencia de bacterias marinas que colonizan macro residuos plásticos que se encuentran en el sedimento de la zona costera de “Ballenita” con el fin de determinar qué bacterias se pueden encontrar.

2. PROBLEMÁTICA

Se calcula que el plástico forma parte de aproximadamente el 85% total de los residuos marinos (PNUMA, 2021). Los macroplásticos son polímeros que pueden fusionarse con otros materiales (Campoy-López & Beiras, 2019). Y suelen acumularse en ambientes costeros por actividades del ser humano como la recreación en las playas, convirtiendo al sedimento arenoso un lugar idóneo para el sumidero final de estos materiales.

Una vez que los plásticos son depositados en la playa, empiezan a desgastarse debido a la radiación del sol, y otros factores ambientales, deteriorando el lugar marino (IAEA, 2018). Aunque existen medidas por parte del gobierno, organizaciones privadas y centros de investigación para promover el uso sostenible y adecuado de plásticos (GIZ, 2023), resultan no ser suficientes para combatir o mantener controlado, la producción y consumo de plásticos actualmente (Prieto-Ortiz, 2023).

La presencia de macroplásticos en el sedimento de la playa de “Ballenita” es visualmente significativa, observándose una variedad de plásticos a lo largo de la misma, convirtiéndolo en una zona representativa para este estudio, pues al permanecer un largo periodo en el suelo, proporciona condiciones favorecedoras al macroplástico para convertirlo en un sustrato ideal, funcionando como reservorio para microorganismos como *Escherichia coli*, *Vibrio spp.* *Pseudomona spp.*, *Bacillus cereus*, *Stenotrophomonas maltophilia*, entre otros (Munier & Bendell, 2018). Precizando que, debido al alcance de esta investigación, la caracterización bacteriana será abordada a nivel de identificación presuntiva mediante agares selectivos y diferenciales, sin confirmar taxonómicamente a nivel de especie, que requeriría técnicas moleculares complementarias.

En referencia con esto es notable que el ecosistema se encuentra expuesto a amenazas por contaminación, que no solo afecta a la biodiversidad y el equilibrio ecológico del mismo, sino que representa un riesgo a los servicios ecosistémicos, que brinda a la comunidad local (Soledispa-Ronquillo & Salvatierra-Pilozo, 2024). Agregando que las bacterias que alojan estos residuos artificiales pueden convertirse en potenciales patógenos oportunistas que afectan a animales marinos como peces, aves, mamíferos y a bañistas, propagando afectaciones a la salud.

Si bien existen estudios previos, estos han tenido un enfoque a plásticos flotantes en la columna de agua, por lo cual existe un vacío con respecto a las comunidades bacterianas que colonizan los macroplásticos en el sedimento, de igual manera la interacción entre residuos macroplásticos y las comunidades bacterianas en el ecosistema costero es un proceso poco estudiado que podría tener implicaciones ya sea para la ecología marina, la salud pública o el ciclo del carbono.

3. JUSTIFICACIÓN

La contaminación por plásticos es un factor presente a nivel global, manteniendo un crecimiento acelerado en la actualidad, alrededor del 60-80% de plásticos se encuentran en el medio marino como las playas, este material gracias a su durabilidad y persistencia puede permanecer durante años en el medioambiente, causando impactos negativos significativos.

Playas como la de Ballenita ubicada en la provincia de Santa Elena, se ha convertido en partícipe, siendo testigo de esta realidad, donde la combinación de actividades turísticas y recreativas y un manejo poco idóneo de los residuos sólidos desembocan en una acumulación notable a simple vista de los desechos macroplásticos y que como respuesta presenta efectos desfavorables como una alteración a la dinámica natural del ecosistema, pues estos plásticos se convierten en un sustrato ideal para la colonización de bacterias al permanecer postrados durante largos periodos en la playa, facilitando su persistencia en el ambiente costero. La interacción que existe entre los residuos macro plásticos y las bacterias es un tema poco tomado en cuenta, que sin duda es importante ya que se necesita comprender que riesgos asociados a la contaminación por estos residuos están presentes, yendo más allá de los impactos físicos comúnmente conocidos.

Además, las bacterias que colonizan estos materiales resultan ser posibles patógenos emergentes en el medio marino, siendo importantes en la ecología y salud de animales marinos, gracias a su papel importante en eventos de mortalidad masiva (Zotto et al., 2025).

A nivel de medio ambiente, bacterias de diversos géneros como *Klebsiella*, *Proteus*, *Pseudomonas*, *Serratia*, *Enterobacter*, etc. Por condiciones estresantes pueden convertirse en patógenos oportunistas, causando infecciones en tejidos, hemorragias en órganos internos y disminución de la inmunidad en peces que subsisten (Cortés-Sánchez et al., 2025).

Este estudio se enfocará en analizar la presencia de bacterias en macroplásticos puesto que resulta importante comprender la ecología bacteriana en estos materiales, se pretende aislar e identificar, si existen bacterias que utilicen este elemento como reservorio, por medio de agares selectivos, y determinar si el tipo de macroplástico influye en la composición de bacterias que lo coloniza por medio de su textura o porosidad para proporcionar datos que puedan ser utilizados por la autoridad ambiental u organizaciones privadas con el propósito de promover la concienciación sobre la contaminación plástica, fortalecer sus políticas de residuos sólidos, conservación del ecosistema costero, y también se pueda explorar implicaciones para la salud del ecosistema, aportando así evidencia crucial para la

gestión integral de la contaminación marina que tiene una alineación directa con el Objetivo de Desarrollo Sostenible 14 que busca reducir la misma.

4. OBJETIVOS

4.1. OBJETIVO GENERAL:

Analizar la presencia de bacterias marinas en residuos macroplásticos, mediante la siembra en agares selectivos determinando los tipos de géneros bacterianos, relacionando la rugosidad superficial del macroplástico y la densidad bacteriana.

4.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS:

- Aislar cepas bacterianas alojadas en la superficie de los residuos macroplásticos mediante siembra por extensión en agares selectivos, identificando su género.
- Cuantificar las unidades formadoras de colonias (UFC) aisladas de los residuos macroplásticos recolectados, a través de un contador de colonias manual.
- Relacionar el tipo de material plástico con la densidad de bacterias (UFC/cm²) estableciendo que material favorece a la persistencia de estos organismos en el ambiente costero.

5. HIPÓTESIS

5.1. HIPÓTESIS ALTERNATIVA:

Existe una correlación positiva entre la rugosidad del macroplástico y la densidad bacteriana (UFC/cm²).

5.2. HIPÓTESIS NULA:

No existe una correlación positiva entre la rugosidad del macroplástico y la densidad bacteriana (UFC/cm²).

CAPITULO II

6. MARCO TEORICO

6.1. ORIGEN Y AUMENTO DEL CONSUMO DE PLÁSTICOS

El origen del plástico se da en el año 1860 con la baja disponibilidad del marfil, es así que la empresa Phelan & Collander realizó un concurso para la persona que logrará elaborar un material con el que se pueda producir bolas de billar, premiando al ganador con 10.000 dólares (Naeco, 2023). El inventor John Wesley Hyatt fue el ganador al combinar elementos como la nitrocelulosa, alcanfor y alcohol, y someterlos a altas temperaturas bajo presión con máquinas elaboradas por él, así dio origen para el proceso de fabricar celuloide, material considerado como el primer plástico artificial (National Inventors Hall of Fame Inductee, 2026).

En el siglo XIX llegó a ser muy conocido el término “celuloide” haciendo referencia a materiales modificados de la celulosa con nitratos, denominándose ampliamente como polímeros (Perdomo, 2002). Sin embargo, uno de los polímeros realmente sintéticos y altamente comercial se remonta al año 1907, donde el Químico estadounidense Leo Hendrick Baekeland creó la baquelita, siendo pionero en dar origen a una sustancia plástica capaz de moldearse al calor, que con el pasar de minutos enfriaría y se convertiría en un material sintético resistente, dando paso así al inicio de una nueva era, sustituyendo al shellac (Naeco, 2023).

Más adelante en los años 50 estos polímeros empezaron a producirse de manera masiva, hasta la actualidad, ya que se estima que al menos el 50% de materiales plásticos fabricados son solamente de un solo uso (Rojo-Nieto & Montoto, 2017). Según el informe de Plastics Europe de 2025, la producción mundial de plásticos ascendió a un 4.1% en 2024, produciendo un total global de 430.9 Mt, y que va aumentando un 16.3% desde el año 2018 (Koshiikene, 2025). Ligado a la producción, se encuentra el aumento a la demanda, que en 2015 alcanzó 49 millones de toneladas en Europa, en ese entonces el segundo mayor productor de plásticos, cifra que se veía representada en: 40% de envases y embalaje; 20% en sector de construcción y edificaciones y un 9% en la industria automovilística (Rojo-Nieto & Montoto, 2017). Actualmente la industria China comprende el primer lugar en la mayor producción de plásticos con un 34.5%, seguido del resto de Asia con un

20.1% (Plastics Europe, 2025). Según la ONU (2025) los residuos de plástico en el medio ambiente aumentarán un 50% en el 2040 y se triplicarán para 2060.

Se estima que un aproximado de 275 Mt de plásticos fueron generadas por 192 países costeros en el año 2010, generándose 99.5 millones de toneladas métricas equivalente al 36% en ciudades costeras pobladas a 5 km de la costa, donde el 12% fue catalogado como mal manejado, considerando que aprox. un 2-5% de residuos plásticos fueron lanzados al mar (Sarria-Villa & Gallo-Corredor, 2016).

En Ecuador en el año 2022 se produjeron 627 Mt de basura plástica, lo que sugiere que cada persona produce al menos 34.8 kg de residuos al año, siendo el 40% gestionados incorrectamente, ya sea quemándolos o dejándolos al aire libre, convirtiéndolos en contaminación terrestre o acuática (WWF, 2024).

6.2. FUENTES DE CONTAMINACIÓN PLÁSTICA EN ECOSISTEMAS MARINOS

En los últimos años, varios países han despertado interés en estudiar sus costas para obtener información espacio temporal sobre residuos plásticos, puesto que se ha dado un crecimiento poblacional cerca de las costas, añadiendo el mal uso del mar,

la hidrodinámica y actividades marítimas que hacen que se conviertan en el factor principal de producción de residuos marinos plásticos (Bhuyan et al., 2021).

La razón principal de contaminación está dada gracias a los factores antropogénicos, ya que a través del procesamiento de residuos se ha aumentado de manera global gran proporción de material plástico, variando en cada país; es así que el 95% del plástico se constituye de residuos en playas, fondo del mar y lecho marino (Bhuyan et al., 2021).

Botellas plásticas, redes de pesca, envolturas y envases de alimentos y bebidas tiene como destino final las playas conformando el 80% de basuras en las playas (Bhuyan et al., 2021).

6.3. CLASIFICACIÓN DE PLÁSTICOS POR SU TAMAÑO

La nomenclatura más común y reportada es basada en el tamaño de microplásticos donde se encuentran 4 categorías: nanoplastico 1-1000 nm, con subdivisiones en nanoplastico de 1-100 nm y submicroplásticos de 100-1000 nm; microplásticos 1-

1000 μm , mesoplástico 1-10 mm y macroplásticos mayor a 1 cm (Bermúdez & Swarzenski, 2021).

6.4. CARACTERÍSTICAS ECOLÓGICAS DE UNA PLAYA

Es un ecosistema costero que cubre dos tercios de la costa a nivel mundial y se compone básicamente de olas y sedimentos, sin embargo, su formación se da por la acumulación de sedimento gracias a la acción de las olas desde la profundidad hacia tierra generando un gradiente de humedad, salinidad y temperatura (Torres, 2010). Estos procesos mayoritariamente se llevan a cabo en la zona de ascenso-descenso conocido también como zona de Swash, refiriéndose como una zona seca y una zona húmeda, debido al oleaje y marea, es en este lugar donde se desarrollan procesos de erosión-acreción de la línea costera, dinámicas vitales para predecir y mitigar impactos frente a una variedad de complicaciones climáticas (Montaño-Muñoz et al., 2018).

Las costas arenosas están constituidas por dos subsistemas: marino, provisto por acción de las olas y terrestre, representado por el viento; estos dos factores interactúan en la zona litoral activa, comprendiendo una fase media entre el océano

y el continente transportándose continuamente el sedimento (Belmonte-Serrato et al., 2022)

En este sentido, Rodríguez-Baranda (2016) manifiesta que los macroinvertebrados son el componente principal en dicho ecosistema, encontrándose de manera representativa grupos de poliquetos, moluscos y crustáceos.

De acuerdo con Barragán-Muñoz (2003) este ecosistema costero registra una dinámica y funcionamiento complejo puesto que sus interacciones, cambios biológicos, geomorfológicos y químicos suceden en un tiempo muy breve, proporcionando una alta productividad secundaria.

6.4.1. SERVICIOS ECOSISTÉMICOS DE LAS PLAYAS

Es un proveedor principal de servicios de soporte albergando biodiversidad, geodiversidad y llevando a cabo procesos como el ciclo de nutrientes y ciclo del agua; brinda provisionamiento tanto a animales como plantas y a la humanidad, derivadas en recursos alimenticios, hídricos, medicinales y materia prima; proporciona servicios de regulación climática, morfo-sedimentaria, control de la

erosión, protección contra fenómenos climáticos, captación y purificación del agua (Llambrich et al., 2022).

Además, suministra servicios ecosistémicos temporales ya sea el turismo, actividades recreativas, deleite estético, paisajístico o espirituales (Llambrich et al., 2022).

Aunque todos los servicios son importantes, tienen más peso los servicios de regulación morfo-sedimentaria y de perturbaciones naturales (erosión y protección) ante tormentas, tsunamis, o un ascenso del nivel del mar, dependiendo en la mayoría del tiempo, del estado en el que se encuentra el ecosistema que a su vez va de la mano del funcionamiento general y su capacidad de absorción de formas diferentes de las concentraciones de energía del medio oceánico (Merlotto et al., 2019).

6.5. IMPACTO DE LA CONTAMINACIÓN POR MACROPLÁSTICOS EN EL ECOSISTEMA DE PLAYA

Se presenta varios impactos, entre ellas, la amenaza a la vida en el mar por la ingesta de estos residuos plásticos, afectando aproximadamente 267 especies a nivel mundial (tortugas, mamíferos y aves marinas) (López-Aguirre et al., 2020). Además, es muy común que los plásticos se acumulen en la arena convirtiéndolos en un peligro latente impidiendo el intercambio de gases en aguas superficiales y en los poros del sedimento, causando hipoxia o anoxia en la comunidad bentónica resultando en una alteración del ecosistema (López-Aguirre et al., 2020). Según Mieles-Giler (2024) se han presentado varios casos que interrumpen el proceso reproductivo de especies principales en la cadena alimentaria, tales como los moluscos y crustáceos pues al ser filtradores ingieren partículas de plástico que como consecuencia impedirá la absorción de nutrientes y tasa de crecimiento, resultando en mortalidades.

En los ecosistemas costeros dificulta que desempeñen ciertas funciones, como la protección contra tormentas, regulación del clima y almacenamiento de carbono, ya que la acumulación de plástico deteriora su capacidad para cumplir dichos roles, provocando mayor erosión (Mieles-Giler, 2025).

Asimismo, afecta al valor de recreación en las playas y aumenta el taponamiento en las redes de alcantarillas sanitarias (Molina-Castro et al., 2021).

De acuerdo con Stevenson et al. (2025), el plástico es un contaminante ambiental que mantiene biofilms microbianos denominados también plastisfera, alojando comunidades bacterianas patógenas que pueden resultar resistentes a los antimicrobianos, funcionando como un reservorio génico horizontal representando un problema para el medio ambiente y la salud de humanos y animales.

6.5.1. OBJETIVO DE DESARROLLO SOSTENIBLE 14

Tiene el fin de conservar y utilizar sosteniblemente los océanos, mares y recursos marinos, pues proporcionan varios bienes, como alimentos, medicinas, biocombustibles, etc. Adicional contribuyen a la descomposición y eliminación de residuos, disminuyendo la contaminación (Naciones Unidas, 2024).

La contaminación, destrucción del hábitat y sobreexplotación de recursos oceánicos tienen un papel enorme en agraviar la disponibilidad de estos; otro de los problemas nacientes es la acumulación de plásticos en gran cantidad, presentes a nivel mundial desde playas en Indonesia hasta el fondo oceánico en el Polo Norte, lo que podría

causar que el océano tenga más plásticos que animales marinos, consecuencia de que las tendencias actuales se mantengan (ONU España, 2025).

Esta ODS se enfoca en proteger los ecosistemas marinos y costeros, disminuyendo la contaminación y acidificación de los océanos a través de erradicar prácticas poco o nada sostenibles y promoviendo las investigaciones de ámbito científico en materia de tecnología marina, impulsar el desarrollo de poblaciones insulares en desarrollo, incluyendo pescadores artesanos, así como promover y reforzar el derecho internacional a los océanos y mares (ONU España, 2025).

Para el año 2030, Ecuador se plantea como uno de los países megadiversos del mundo, liderando regionalmente la ejecución de gobernanzas marinas con la intención de conservar el ecosistema marino costero y usar responsablemente los recursos y servicios que provee (ODS Ecuador, s.f.).

6.6. INTERACCIÓN ENTRE PLÁSTICO Y BACTERIA O PLASTISFERA

Dado que los plásticos son sustratos artificiales, pueden ocasionar la ruptura de los límites naturales y perturbar el correcto funcionamiento del ecosistema, permitiendo el desarrollo de comunidades autosostenibles, refiriéndose a ellas como plastisfera (Lacerda et al., 2024).

Es así que se define al término plastisfera como el ecosistema que se encuentra compuesto por plásticos en suspensión y su microbioma, propuesta por primera vez en 2013 para ayudar a describir las comunidades que viven en los desechos plásticos marinos, recalando que el microbioma constituye también elementos estructurales como genes, proteínas, metabolitos, moléculas de señalización y las condiciones ambientales del alrededor (Li et al., 2025)

A nivel del país la caracterización de la plastífera en macroplásticos en zonas costeras ha sido estudiada de manera inicial por Zambrano-Witong et al. (2024), evaluando en la Playa de San Vicente-Manabí, la dinámica de la colonización del biofilm bacteriano en microplásticos, reportando que la actividad antropogénica vinculada con los desembarcos de botes pesqueros artesanales favorece mayor colonización bacteriana en las playas ecuatorianas, entre ellas La Libertad en Santa Elena.

6.6.1. PROCESO DE FORMACIÓN DEL BIOFILM EN PLÁSTICOS

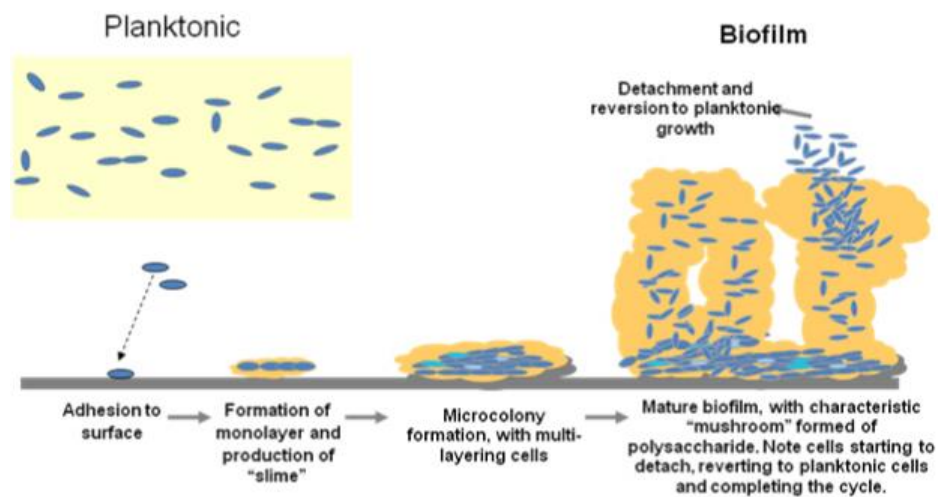
La formación sucede en varios pasos: contacto inicial con la superficie, donde implica un contacto primario con la superficie derivado del movimiento browniano o fuerzas gravitacionales, anclaje primario reversible, consiste en que las bacterias planctónicas se adhieren a la superficie, dependiendo de interacciones fisicoquímicas y electrostáticas entre el organismo y el sustrato, pudiendo revertirse en algún momento (Vasudevan, 2014).

Anclaje irreversible, donde una vez adherida, comienza a formarse una monocapa bacteriana, produciendo una matriz extracelular (polisacáridos, proteínas extracelulares como la fibronectina, laminina y plasminógeno, restos celulares y ácidos nucleicos) compuesta por sustancias poliméricas extracelulares, para protección (Vasudevan, 2014).

La maduración se da una vez que la matriz se formó, ya que favorece el crecimiento bacteriano y la comunicación celular denominada también quorum sensing, es así que ocurre la dispersión, creciendo de manera tridimensional, formando un entorno fisicoquímico heterogéneo, que provee a algunas bacterias caracteres especiales para diferenciarlos de comunidades planctónicas a comunidades maduras, es así que alcanzada la población celular idónea algunas células en el biofilm maduro se desprenden y dispersan nuevamente para comenzar un nuevo ciclo (Vasudevan, 2014).

Figura 1

Etapas de formación y desarrollo de biopelículas



Nota. Ilustración del proceso de formación de Biofilm. Tomado de *Various stages of biofilm formation and development* [Imagen] Vasudevan, 2014, ResearchGate.

6.7. FACTORES QUE FAVORECEN LA COLONIZACIÓN BACTERIANA EN MACROPLÁSTICOS

Existen estimaciones de que 1 gr de desecho plástico marino puede transportar 10 veces mayor cantidad de biomasa que 1000 L de agua de mar abierto (Li et al., 2025).

Gracias a diversos factores como lenta sedimentación de los plásticos suspendidos, la gran superficie, los procesos de meteorización causando texturas rugosas, grietas o poros en la misma y la hidrofobicidad, fortalecen la transportación de biomasa bacteriana, ya que reducen la exposición a factores externos, facilitando la adición de polisacáridos extracelulares y formación de biopelículas, que a la par contribuye a la protección de los macroorganismos de las condiciones ambientales, mejorando su supervivencia y crecimiento (Li et al., 2025).

De acuerdo con Cooksey & Wigglesworth-Cooksey (1995) la fijación y la colonización de los microorganismos se encuentra muy relacionado con propiedades fisicoquímicas del sustrato artificial.

Como describe Caruso (2020), durante las primeras etapas de formación de la plastisfera, se presentan diversas propiedades particulares de cada sustrato, tales

como humectabilidad, hidrofobicidad, polarización superficial y tensión, que probablemente afectan a la adhesión de microorganismos.

Las diversas interacciones que mantiene el residuo plástico al residir en el ecosistema costero como el calor, las fuerzas mecánicas o los organismos vivos hacen que sufran alteraciones químicas llegando a fragmentarse, proporcionando el sustrato ideal para la adhesión y desarrollo de comunidades llamadas plastisfera (Karkanorachaki et al., 2023).

Cuando el material plástico se encuentra expuesto al ambiente, se reviste de proteínas, carbohidratos y demás materia orgánica, denominando a este conjunto generalmente como ecocorona, que resultante de dicho proceso reduce su hidrofobicidad, lo que aumenta la colonización de bacterias (Wright et al., 2020)

Los plásticos al ser desechados son expuestos a los rayos ultravioletas, a temperaturas altas y bajas, que erosionan la superficie de estos materiales provocando en su morfología grietas y rugosidad, reduciendo su capacidad de

repeler el agua, es así que, a mayor rugosidad, aumenta la capacidad de absorción de nutrientes para que las bacterias puedan colonizar (Hossain et al., 2018).

La composición del biofilm está fuertemente influenciada por los nutrientes que circulan en el agua de mar, un bajo nivel de nutrientes origina la adhesión de un gran número de bacterias en la superficie del plástico, por lo contrario, si existe un alto nivel el asentamiento disminuye potencialmente, pues deriva un nivel de nutrientes bajo proveniente de los plásticos, reduciendo su especificidad (Du et al., 2022)

De tal forma que, con los factores y condiciones adecuadas, los primeros microorganismos en asentarse en las películas plásticas son pertenecientes al filo Gammaproteobacteria y el grupo Alphaproteobacteria, definiéndose como colonizadores pioneros, formando una biopelícula primaria, que proveerán de condiciones para la formación de biopelículas secundarias, convergiendo diversas especies en la superficie del plástico (Du et al., 2022).

6.8. COMUNIDADES BACTERIANAS ASOCIADAS A PLÁSTICOS EN ECOSISTEMAS MARINOS

Las comunidades bacterianas asociadas a polímeros son en su mayoría pertenecientes al clado marino Roseobacter de la clase Alphaproteobacteria, también se encuentra algunas clases como: Gammaproteobacterias con grupos como Alteromonadaceae y Vibrionaceae, además de la clase Deltaproteobacteria; y el filo Bacteroidetes (Dang & Lovell, 2015).

Varios de estos microorganismos tienen la capacidad de producir enzimas extracelulares para degradar biopolímeros (Dang & Lovell, 2015).

La presencia de bacterias degradadoras de plástico varían entre la superficie de diversos tipos de plástico, ya que gracias a la hidrofobicidad los microorganismos degradan de manera más eficaz, a diferencia de cepas plantónicas marinas (Du et al., 2022)

Patógenos oportunistas

Se han aislado de la superficie del plástico, bacterias como *Aeromonas hydrophila*, *Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Salmonella spp*, *Staphylococcus*

aureus,, *Streptococcus faecalis*, *Klebsiella pneumoniae*, *Alcaligenes spp*, *Micrococcus spp* (Stabnikova et al., 2021).

En este contexto Garcés-Ordóñez et al. (2024), identificaron un total de 19 especies bacterianas potencialmente patógenas asociadas a la plastífera presente en sedimentos, agua y tracto digestivo de peces comerciales, donde se incluyen géneros como *Pseudomonas* y *Vibrio*, confirmando que los residuos plásticos funcionan como reservorio y dispersor de bacterias hacia la fauna íctica y su cadena trófica.

Así mismo Pazos et al. (2020) confirmaron la presencia de bacterias como *Escherichia coli* y enterococos, indicadoras de contaminación fecal en muestras recolectadas en sedimentos intermareales con distinto uso de suelo, con mayores descargas de origen doméstico, evidenciando que la plastísfera es útil como un indicador indirecto de la calidad sanitaria de ambiente costero.

Además, debido al incremento de temperatura del agua mundialmente conlleva al aumento de la abundancia de bacterias *Vibrio spp*. Y el surgimiento de especies de *Vibrio* potencialmente patógenas (Glackin et al., 2024).

Degradadores de hidrocarburos

Varios microorganismos provenientes del suelo y agua tienen la capacidad de degradar hidrocarburos que contaminan (Das & Chandran, 2011). En una investigación de Adebuse et al. (2007) se aislaron 9 cepas en las que se incluían *Pseudomonas fluorescens*, *P. aeruginosa*, *Bacillus subtilis*, *Bacillus sp*, *Alcaligenes sp*, *Acinetobacter lwoffii*, *Flavobacterium sp*, *Micrococcus roseus*, *Corynebacterium sp*,

Existen microorganismos aislados del medio marino llamadas bacterias hidrocarbonoclasticas profesionales que incluyen bacterias del género *Vibrio*, *Pseudoalteromonas* *Aeromonas*, y otras bacterias consideradas terrestres como *Staphylococcus*, *Micrococcus*, *Sphingomonas* y *Geobacillus* (Echeverri-Jaramillo et al., 2010).

6.8.1. CARACTERÍSTICAS DEL GÉNERO VIBRIO

Son bacterias pertenecientes al Filo Proteobacteria, Gram negativas, que posee en su membrana externa lipopolisacáridos, comprendiendo bacterias acuáticas de la familia Vibrionaceae, habitando aguas cálidas con variable salinidad, ya sea en aguas dulces, salobres y marinas (Sampaio et al., 2022). Comprende un género de

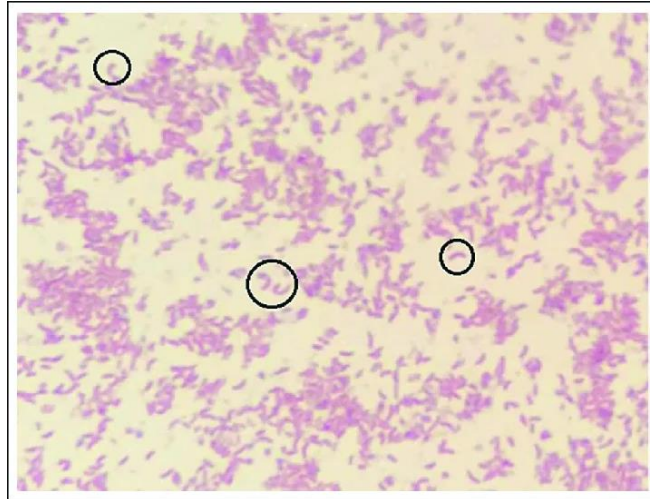
más de 130 especies, demostradas que al menos una docena son patógenas para humanos (Glackin et al., 2024).

Poseen un tamaño de 0,5-0.8 x 1,4-2,6 μm , no forman endosporas o microquistes; el Na^+ impulsa el crecimiento de todas las especies, desarrollándose bien en medios que contienen como base agua de mar, son oxidasas positivas, reducen el nitrato a nitrito, crecen a temperaturas desde 4°C hasta 37°C, solo algunas especies son bioluminiscentes; su distribución depende de la temperatura los nutrientes y el contenido de Na^+ , muy comunes en el contenido intestinal de animales marinos (Farmer et al., 2015).

Como manifiesta Sampaio et al. (2022), presentan forma de bastón curvado o coma, en su mayoría con flagelos polares, característica que lo hace móvil; además son quimiorganotrofos, respirando de manera aeróbica y fermentando pocos azúcares para producir ácido fórmico, láctico, acético, succínico.

Figura 2

Vibrio cholerae en Tinción Gram



Nota. Microfotografía de la bacteria *Vibrio cholerae* en tinción Gram. Tomado de Grain stain of *V. cholerae*, with typical comma-shaped gram-negative bacilli circle (1,000 x magnification) [Fotografía] Ummu et al, 2023, ResearchGate.

En medios adecuados, se desarrollan más rápido, con un tiempo mínimo de 30 minutos, es posible también que crezcan en condiciones anaeróbicas como en condiciones aeróbicas, son sensibles a un pH bajo, presentando mortalidad a un pH menor a 6, aunque también toleran condiciones alcalinas, características que han sido de aprovechamiento para la selección de medios de cultivo para aislarlos, como el TCBS (Finkelstein, 2021).

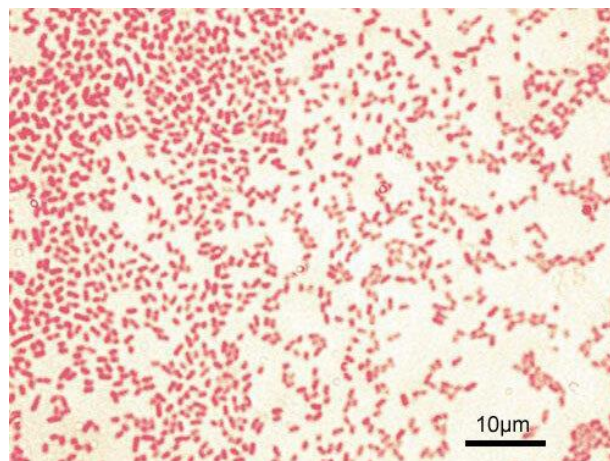
6.8.2. CARACTERÍSTICAS DEL GÉNERO PSEUDOMONAS

Dentro de este género se encuentran alrededor de 140 especies, donde en su mayoría son saprofitas, aproximadamente 25 especies se asocian con humanos (Iglewski, 2020)

Su morfología se presenta a manera de bacilos, son aerobios y Gram negativos, su tamaño va desde 0.5 a 0.8 μm por 1.5 a 3 μm , poseen un flagelo polar que les permite tener motilidad (Iglewski, 2020).

Figura 3

Pseudomona aeruginosa



Nota. Microfotografía de la bacteria *Pseudomona aeruginosa* en tinción Gram. Tomado de *Pseudomona aeruginosa*. Imagen microscópica de la bacteria Gram negativa *Pseudomona aeruginosa* (bacilos de color rosa rojizo. Centros para el control y prevención de enfermedades [Fotografía] Wilson & Pandey, 2021, National Library of Medicine.

Habitan comúnmente en agua, suelos, vegetación y también se encuentran presentes en la piel, garganta y heces de personas sanas, además colonizan alimentos y grifos (Iglewski, 2020). Producen pigmentos hidrosolubles muy distintivos del grupo, como la piocianina, que es de color azul y puede afectar a la respiración, y la piorubina de coloración roja; son comúnmente identificables por su olor a uva o por su producción de pioverdina reflejando un color fluorescente aún más pronunciado ante luz UV (EBSCO, 2024).

El agar más común donde suelen aislarse estas bacterias es el Cetrimide, ya que proporciona las condiciones suficientes para que los microorganismos se desarrollen a una temperatura optima.

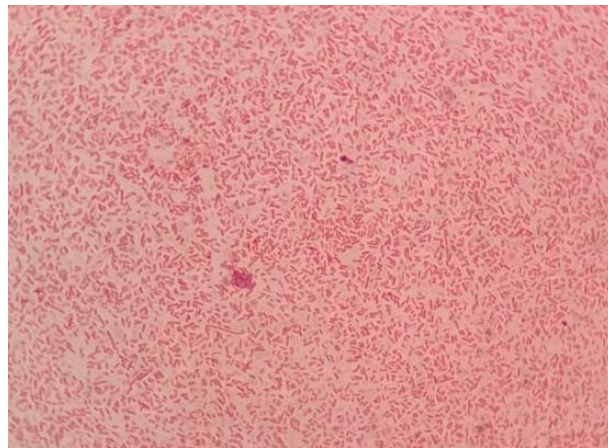
6.8.3. CARACTERÍSTICA DEL GÉNERO SALMONELLA

Pertenecen al grupo de las bacterias Gram negativas, dentro de la familia Enterobacteriaceae, poseen movimiento, colonizan e infectan a humanos, causando distintas afectaciones como la bacteriemia, fiebre tifoidea entre otras (Ajmera & Shabbir, 2023).

Tienen un tamaño de $1 \times 3 \text{ }\mu\text{m}$ de longitud por $0,5$ a $0,6 \text{ }\mu\text{m}$ de diámetro, presentan flagelos peritricos sin formación de esporas, citocromo oxidasa negativos y catalasa positiva, fermentan glucosa y reducen los nitratos a nitritos (UNAM, s.f.).

Figura 4

Bacteria del género Salmonella



Nota: Microfotografía de bacteria perteneciente al género Salmonella en tinción Gram. Tomado de Salmonella bacteria are rod-shaped (bacilli) and appear as Gram-negative cells under Gram's staining [Fotografía] Farooq et al (2045), ResearchGate

Son aerobios y anaerobios facultativos, resistentes a las condiciones ambientales, sobreviviendo varios días en ambientes secos y hasta meses en el agua; este género comprende 2 especies *S. bongori* y *S. entérica*, este último presentando un gran rango de hospederos en los que incluye mamíferos, aves y seres humanos (Instituto de Salud Pública de Chile, 2019).

Produce sulfuro de hidrógeno y lábil ácido que causa gastroenteritis y provoca infecciones de manera cruzada entre humanos y animales, mencionando que muchos animales son portadores de este microorganismo; existen a nivel mundial un total de 2500 serotipos, algunos de ellos restringiéndose a especies de animales vertebrados (Ajmera & Shabbir, 2023).

Pueden ser aisladas y diferenciadas en medio de cultivo Agar MacConkey debido a que pertenecen a la familia Enterobacteriaceae, incluyendo a otras bacterias relacionadas con infecciones gastrointestinales (Microgen Ltda, 2024).

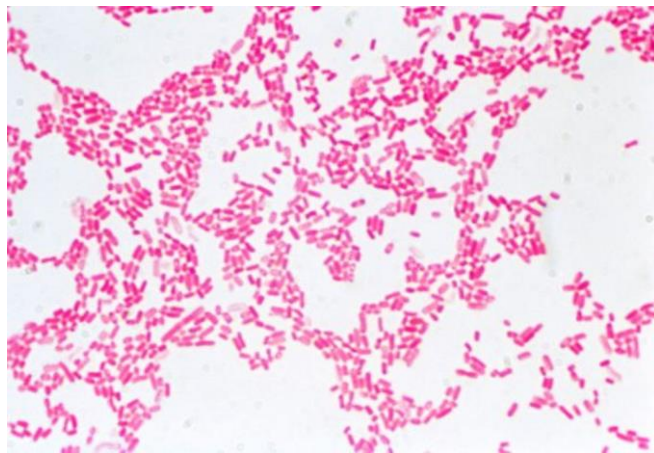
6.8.4. CARACTERÍSTICAS DEL GÉNERO ESCHERICHIA

Las bacterias de este género son Gram negativas, pertenecientes al grupo de las Enterobacterias, es muy común encontrarla en los intestinos de todos los animales, sobre todo en el intestino grueso de seres humanos, ya que son necesarias para un proceso digestivo adecuado (García-López, 2013).

Es anaerobio facultativo, se mueve por sus flagelos que se encuentran alrededor de su cuerpo, mide 0,5 x 1.9 a 3.0 micras (García-López, 2013).

Figura 5

Bacteria Escherichia coli en tinción Gram



Nota. Microfotografía de bacterias *Escherichia coli*. Tomada de Tinción de Gram (*Escherichia coli*) [Fotografía] Vazquez-Pertejo & Bush (2025), *Microscopia*. Manual MSD Versión Para Profesionales.

Es una bacteria heterótrofa facultativa, que puede desarrollarse en ausencia de oxígeno como en presencia de aquel (Guamán-Salazar, 2017). Tienen la capacidad de fermentar la lactosa con el fin de producir ácido o a su vez dióxido de carbono gaseoso en un tiempo estimado de 24 a 48h (Alvarado-Pariona, 2020).

En su mayoría estas son inofensivas, sin embargo, existen cepas que pueden causar enfermedades de transmisión por alimentos, gracias a el consumo de agua o

alimentos que están contaminados; el aislamiento de este género de bacterias se da muy comúnmente en el Agar MacConkey sorbitol (Gonzales-Castro & Rojas-Franco, 2018).

6.8.5. CARACTERISTICAS DEL GÉNERO PROTEUS

Incluye bacilos Gram negativos, anaerobios facultativos heterótrofos y proteolíticos, patógenos oportunistas de humanos y algunos animales, miembros de la flora fecal de la mayoría de la población, pertenecientes a la familia Enterobacteriaceae, y consta de 4 especies (Drzewiecka, 2016). Miden de 1 a 2 μm de longitud con 6 a 10 flagelos, que en medios solidos su enjambre o crecimiento mide de 80 a 20 μm de longitud (Różalski et al., 2012).

Son oxidasa negativos, catalasa positivos, crece a manera extendida o en enjambre en la superficie diferenciándolos de los demás miembros de la familia Enterobacteriaceae, son móviles con flagelos peritricos, la fermentación de lactosa es rara (Kushwaha et al., 2014). Al pertenecer a la familia de las enterobacterias son macroorganismos que se pueden aislar fácilmente en Agar Mac Conkey.

La estructura química de la parte del azúcar del lipopolisacárido puede desempeñar un papel importante en la adaptación a las condiciones ambientales aumentando su patogenicidad (Drzewiecka, 2016)

Figura 6

Proteus spp.



Nota. Microfotografía de bacteria del género *Proteus*. Tomada de Gram stain of *Proteus spp* [Fotografía] Kamel & Fawzi (2015). Fundamentos de bacteriología e inmunología

Animales como mamíferos, aves, reptiles, anfibios, insectos, peces y crustáceos son huéspedes de esta bacteria siendo simbiótica, neutral o comensal parasitaria, que pueden representar una amenaza de infección cruzada: en tortugas está relacionada con enfermedades, siendo el 4to género más frecuente aislado de lesiones en estos animales, causando mortalidad (Drzewiecka, 2016).

En las tortugas marinas verdes anidantes *Chelonia mydas*, investigadores hallaron la presencia de *Proteus* spp en fluidos oviductales, representando un indicador de contaminación entre el Golfo de Omán y el Mar Árabe (Drzewiecka, 2016)

En cuanto a los mariscos esta bacteria provoca deterioro e intoxicación de alimentos, debido a que el agua está contaminada con heces, encontrándose bacilos de esta especie en esponjas comerciales *Spongia officinalis*, además se reconoce que *P. penneri* es un agente causante de la enfermedad del cuerpo rojo de los camarones *Penaeus vannamei*, cultivados en china (Drzewiecka, 2016).

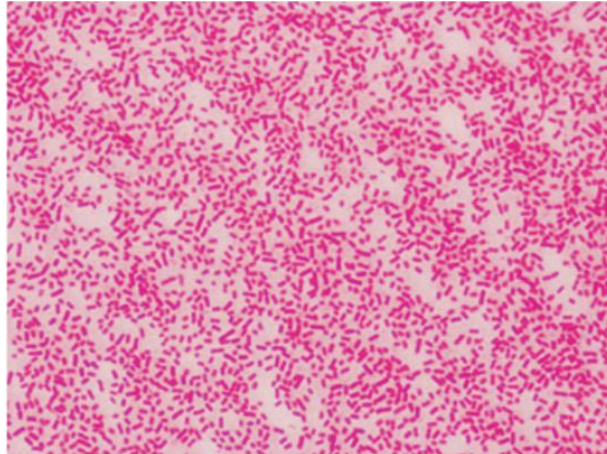
6.8.6. CARACTERISTICAS DEL GÉNERO KLEBSIELLA

Comprenden a Enterobacterias Gram negativas, sin movimiento, en forma de bacilos, oxidasa negativa y catalasa positiva (Dong et al., 2022).

Tienen entre 0,3 y 1,5 de diámetro y entre 0,5 y 6,0 de longitud, su temperatura optima de crecimiento es entre 30 y 37°C, presentando colonias mucoides o viscosas (Cortés-Sánchez et al., 2025).

Figura 7

Klebsiella pneumoniae



Nota. Microfotografía de la bacteria *Klebsiella pneumoniae* en tinción Gram Tomada de *K. pneumoniae* isolates [Fotografía] Kulkarni et al., (2019). Antibigram of Pathogens from Nasal Affections in Equine.

Son patógenas oportunistas, su reservorio está en el tracto intestinal humano, algunas cepas transmiten enterotoxinas que pueden aislarse de plantas y ecosistemas acuáticos (Guglielmetti & Bartoloni, 2003).

Son encontradas en el medio ambiente y en las mucosas de mamíferos, asociado a enfermedades también en animales, en especial en mamíferos marinos, tales como leones marinos (*Phocarcos hookeri*), focas del pacífico (*Phoca vituline richardii*) persistiendo por más de dos semanas en el ambiente, causando pleuritis y

bronconeumonía atribuido a un fenotipo de hipermucoviscosidad (Zotto et al., 2025).

Pueden infectar a varios peces, aislándose de branquias, piel, intestino, hígado y músculo, causando machas rojas en todo el cuerpo, hemorragias, pérdida de color en la piel, exoftalmia bilateral y mortalidad (Cortés-Sánchez et al., 2025).

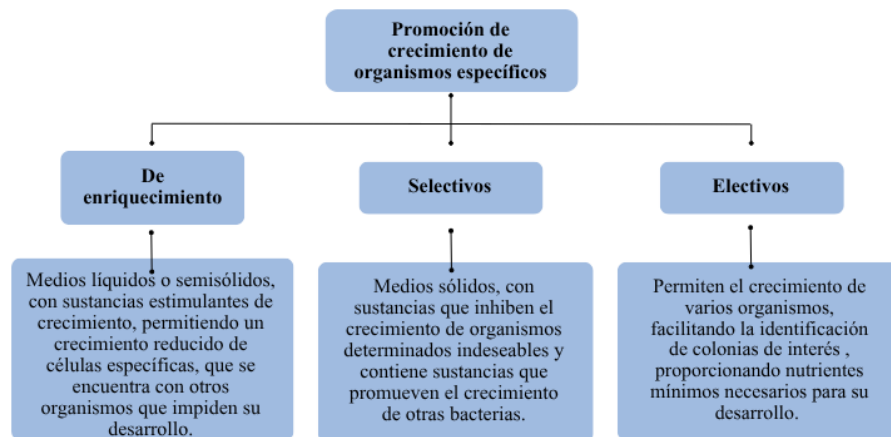
Al ser una Enterobacteria Gram negativa, se permite asilarla en el agar selectivo y diferenciador de MacConkey, fermentando lactosa formando colonias rosadas (Jung & Hoilat, 2024).

6.8.7. MEDIOS DE CULTIVO SELECTIVOS

Los medios de cultivo se clasifican de acuerdo a varios criterios, uno de ellos es por sus ingredientes: proteicos, sintéticos o intermedios; y según su promoción en el crecimiento de organismos específicos: de enriquecimiento, selectivos y electivos (Rodríguez-Martínez & Zhurbenko, 2018).

Figura 8

Clasificación de medios de cultivo según la promoción de crecimiento de organismos específicos



Nota. Elaboración propia, basado en los datos de Rodríguez-Martínez y Zhurbenko (2018).

6.8.7.1. AGAR TCBS

También conocido como tiosulfato, citrato, sacarosa de sales biliares (Glackin et al., 2024). Muy utilizado para aislar bacterias del género *Vibrio*, en especial *V. parahaemolyticus* y *V. cholerae*, permitiendo el crecimiento de todas las especies patógenas de este género, puesto que fue modificado por Kobayashy y otros, exceptuando el aislamiento de *V. hollisae* (Aryal, 2015).

La inhibición de bacterias enteropatógenas se da gracias al tiosulfato, citrato de sodio y la alcalinidad de su medio, por otro lado, la bilis de Buey y el colato de sodio ralentizan el desarrollo de enterococos y bacterias Gram positivas (Aryal, 2015).

Tabla 1

Composición del Agar TCBS

Componente	Concentración
Peptona	10 g
Extracto de levadura	5 g
Citrato de sodio	10 g
Tiosulfato de sodio	10 g
Cloruro de sodio	10 g
Bilis bovina	8 g
Citrato férrico	1 g
Sacarosa	20 g
Azul de bromotimol	0,04 g
Azul de timol	0,04 g
Agar	14 g
Agua destilada	1000 ml

Fuente. BIORAD (2023)

Es comúnmente utilizado para Vibrios puesto que se puede observar el fermento de la sacarosa en este medio, si es positivo el medio se tornará de color amarillo, indicando el cambio de pH del azul de bromitol (Yeung & Thorsen, 2016).

6.8.7.2. AGAR CETRIMIDE

Es un agar selectivo y diferencial donde se aísla e identifica la bacteria *Pseudomona aeruginosa*, inhibe bacterias funcionando como detergente gracias al bromuro de cetiltrimetilamonio, detergente catiónico de amonio cuaternario (Aryal, 2015).

Es un medio que fomenta la producción de fluorescencia (pyoverdin), pigmento amarillo verdoso oxidándose a amarillo, que se expande por todo el medio observándose verde fluorescente (Condalab, 2021).

Son los compuestos como el cloruro de magnesio y el sulfato de potasio quienes promueven la creación de piocianina, pioverdina, piomelanina y Fluoresceína; además este agar libera nitrógeno y fósforo de todas las células acompañantes (Britania, 2021).

Tabla 2

Componentes del Agar Cetrimide

Componente	Concentración
Peptona de gelatina	20.0 g
Cloruro de magnesio	1.4 g
Sulfato de potasio	10.0 g
Cetrimide	0.3 g
Glicerina	10 ml
Agar	13.6 g
Agua destilada	1000 ml

Fuente. Aryal (2015).

6.8.7.3. AGAR MACCONKEY (MAC)

Su nombre se da gracias al Bacteriólogo Alfred T. MacConkey, es un medio selectivo y diferenciador que solo permite el crecimiento de bacterias gramnegativas y que se diferencian de acuerdo con el metabolismo de la lactosa (Jung & Hoilat, 2024).

La fermentación de lactosa produce ácido láctico que reduce el pH del agar, característica que se convierte en indicador al tornarse de color rosa en un pH ácido, así bacterias que fermentan lactosa serán de color rosado y las que no serán de color serán de color blanco (Jung & Hoilat, 2024).

Este agar se utiliza para detectar y aislar bacterias de la Familia Enterobacteriaceae (Wanger, 2017).

Por el hidrolizado de páncreas en gelatina y las peptonas de carne y caseína, están presentes nutrientes esenciales, vitaminas y factores nitrogenados, fundamental para el crecimiento de microorganismos; la lactosa permite fermentar los carbohidratos, el cristal violeta y las sales biliares inhiben el crecimiento de bacterias grampositivas, el cloruro de sodio proporciona equilibrio osmótico y el rojo neutro es indicador de pH tornándose rojo a un pH <6,8 y siendo incoloro a un pH >6,8 (Aryal, 2015).

Bacterias que son lactosa positiva y sus colonias son rosadas son; *Escherichia coli*, *Enterobacteria*, *Klebsiella*; bacterias lactosa negativos con colonias blancas: *Salmonella*, *Proteus*, *Yersinia*, *Pseudomonas*; bacterias con textura pegajosa y húmedas pueden ser: *Klebsiella*, *Enterobacter* (Jung & Hoilat, 2024)

Tabla 3

Composición del Agar MacConkey

Componente	Concentración
Peptona (digestión pancreática de gelatina)	17 g
Peptona de proteasa (carne y caseína)	3 g
Cloruro de sodio	5 g
Lactosa	10 g
Sales biliares	1,5 g
Rojo neutro	0,03 g
Violeta cristal	0,001 g
Agar	13.5 g
Agua destilada	1000 ml

Fuente. Aryal (2015)

6.8.7.4. AGAR SAL MANITOL (MSA)

Un medio diseñado por el microbiólogo George Chapman, para diferenciar *Staphylococcus* positivos a coagulasa a diferencia de *Staphylococcus* de coagulasa negativos; este agar obtiene nutrientes necesarios por medio de las peptonas y extractos de carne bovina; la inhibición de otras bacterias diferentes a *Staphylococcus* es gracias al cloruro sódico concentrado al 7,5% (Aryal, 2016). Por su alta concentración en sal pueden crecer bacterias halófilas como *Vibrios* y enterococos (Merck, s.f).

El manitol funciona como fuente de energía para los carbohidratos, que se fermenta y produce un ácido, detectándose a través del rojo de fenol, sirviendo de ayuda para diferenciar especies de bacterias del grupo mencionado (Aryal, 2016).

Tabla 4

Composición del Agar Sal Manitol

Componente	Concentración g/L
Extracto de carne	1
Digerido péptico de carne animal	5
Cloruro sódico	75
D-manitol	10
Digerido pancreático de caseína	5
Rojo fenol	0,03 g
Agar	15 g

Fuente. Condalab (2019).

Este medio permite la identificación ya que al fermentar el manitol la pigmentación cambia de color rojo a amarillo en caso de que sean coagulasa positivos, si resulta ser lo contrario, sus colonias son de color blanco a rosado de tamaño pequeño (Cervantes-García et al., 2014).

6.9. UNIDADES FORMADORAS DE COLONIAS

Las siglas UFC, están referidas a las unidades formadoras de colonias, compuestas por células vivas aisladas fijadas en un sustrato, produciendo colonias en poco tiempo en condiciones adecuadas (Valle-luquez & Natareno, 2020).

Comprenden un método cuantitativo a través del desarrollo o crecimiento de células individuales sobre un medio de cultivo que puede ser sólido, semisólido o también de metilcelulosa, incrementando su multiplicación gracias a las citocinas y otros elementos clave de crecimiento, dando origen a una acumulación de microorganismos con rasgos y aspectos que los distinguen según el tipo de célula (Wasnik et al., 2012)

6.10. IDENTIFICACIÓN PRESUNTIVA VS CONFIRMATORIA

La identificación de bacterias puede ser dada por dos opciones metodológicas con diferentes niveles de certeza: La identificación presuntiva, que se atribuye a las características fenotípicas tales como la morfología, tinción Gram, pruebas bioquímicas y el crecimiento en medio selectivos; la identificación confirmatoria basada en técnicas moleculares como la secuenciación del gen 16SrRNA (Nunes-Ramos et al., 2025).

La identificación fenotípica realizada a través de sistemas bioquímicos comerciales normalmente se emplea de manera preliminar y orientativa y constituye la primera etapa del proceso de diagnóstico, previa a la aplicación de métodos complejos como la espectrofotometría de masas MALDI-TOF o la secuenciación génica, los cuales permiten una mayor precisión de identificación del organismo a nivel de especie (Nunes-Ramos et al., 2025).

Según Glackin et al. (2024) demostraron que en conjunto los agares TCBS y CHROMagar permiten identificar solamente de manera básica a *Vibrio spp.* En un tiempo estimado de 48 horas, siendo oportuno complementarla para confirmar la especie con respaldo de pruebas moleculares. De manera coincidente Rodrigues y de Carvalho (2022) afirman que, al comparar métodos de identificación dependientes de cultivo entre métodos independientes de cultivo en ambientes marinos, los órdenes taxonómicos aislados no son detectados por las técnicas moleculares y viceversa, evidenciando que ambas practicas son complementarias.

El desempeño de la secuenciación de nueva generación del 16S rRNA, comparado con el cultivo convencional, refleja que la secuenciación ofrece mayor diagnóstico en microorganismos de crecimiento lento, resaltando que la implementación

rutinaria de dicha técnica requiere equipamiento especializado, personal capacitado y mayores costos operativos (Botan et al., 2024).

Rodrigues et al. (2023) describen que la inspección de rasgos como el tamaño, forma, borde, textura, pigmentación, entre otros, son de manera tradicional el primer paso para una diferenciación fenotípica antes de la aplicación de pruebas moleculares debido a la variabilidad de patrones en las colonias de bacterias, siendo este criterio una herramienta orientativa.

6.11. PRUEBAS BIOQUÍMICAS PRINCIPALES

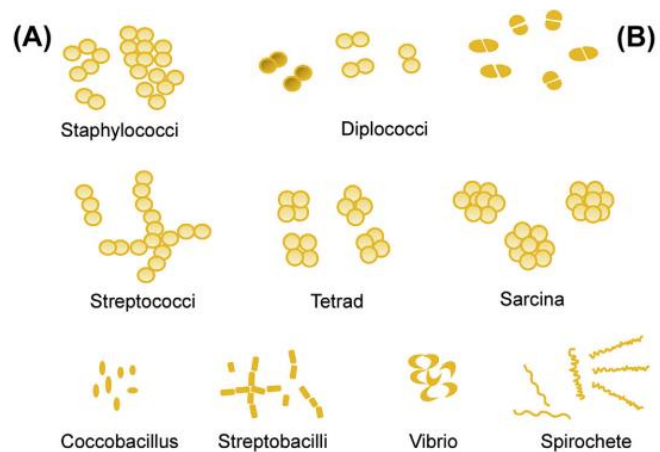
Utilizadas para identificar una bacteria, donde los más comunes o usados son: tinción Gram (Añilema, 2023). Son en su mayoría para conocer el género de la especie aplicando técnicas como la catalasa, oxidasa y prueba de motilidad (Valle-Luquez & Natareno, 2020).

6.11.1. TINCIÓN GRAM

Se utiliza comúnmente para la prueba microscópica en bacterias, clasificando a las bacterias en dos grupos, Gram positivas que se tiñen de color violeta y Gram negativas que se tornan de color rosado, permitiendo describir la morfología del microorganismo de acuerdo con su forma, ya sea cocos o bacilos (Celly, 2018).

Figura 9

Tipos de estructuras morfológicas de las bacterias



Nota. Ilustración de la variedad de formas de bacterias. Tomada de Basic Shape of bacteria [Imagen] Zhou y Li (2015), *Atlas of oral microbiology from healthy microflora to disease* (pp. 1–14).

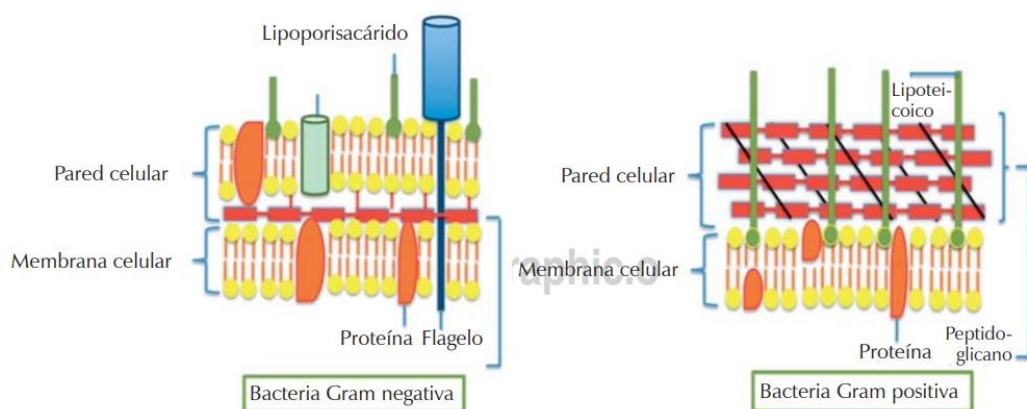
Las bacterias que poseen una pared celular con una fina capa de peptidoglicano y una membrana externa pertenecen a las bacterias Gram negativas, de otro modo las bacterias que son Gram positivas presentan una pared celular de peptidoglicano más

gruesa, con la ausencia de membrana externa, siendo estos factores determinantes para retener las tinciones celulares (Gancino, 2024).

Según manifiesta Jurado-Gómez et al. (2026) las bacterias que se tiñen de violeta resultan ser Gram positivas al retener la tinción violeta-yodo, pues la deshidratación por el alcohol disminuye su permeabilidad, mientras que las Gram negativas se tiñen rojo por la safranina, aumentando su permeabilidad celular por medio del alcohol, es así que con más facilidad pueden verse características como el tamaño, forma y demás aspectos físicos del microorganismo.

Figura 10

Diferenciación de bacterias Gram Positivas y Gram negativas



Nota. Diferenciación de la pared celular de bacterias Gram positivas y negativas Tomada de Esquema de las diferencias estructurales entre bacterias Gram negativas y Gram positivas [Imagen] López et al. (2013), ResearchGate, 3(1), p. 12

6.11.2. PRUEBA DE MOTILIDAD

Las bacterias poseen pared celular con uno o varios flagelos, que cumplen la función de movilizar al organismo (Delgado-Caizaguano, 2023). Esta prueba determina su movilidad, los flagelos que les da la capacidad de moverse están más presentes en bacilos (García-López, 2013).

6.11.3. CATALASA

Esta enzima protege a las células del estrés oxidativo (Hadwan et al., 2024). Identifica la actividad de la enzima catalasa ante el peróxido de hidrogeno (H_2O_2), es así que cuando la molécula entra en contacto con este compuesto se refleja mediante efervescencia, descomponiendo en agua (H_2O) y oxígeno molecular (O_2), efectuando su detoxificación celular (Velasco-López et al., 2025).

6.11.4 OXIDASA

Comprueba si la enzima oxidasa está presente (Añilema, 2023). Refleja una reacción debido a la presencia de citocromo oxidasa, dando paso a la oxidación del citocromo, que se reduce por moléculas de oxígeno, produciendo ya sea peróxido

de hidrogeno o agua dependiendo de la especie (Barrios-Díaz, 2015). Detecta la enzima citocromo oxidasa, que forma parte del proceso de transferencia de electrones durante la etapa final de la respiración aeróbica de bacterias (Velasco-López et al., 2025).

CAPITULO III

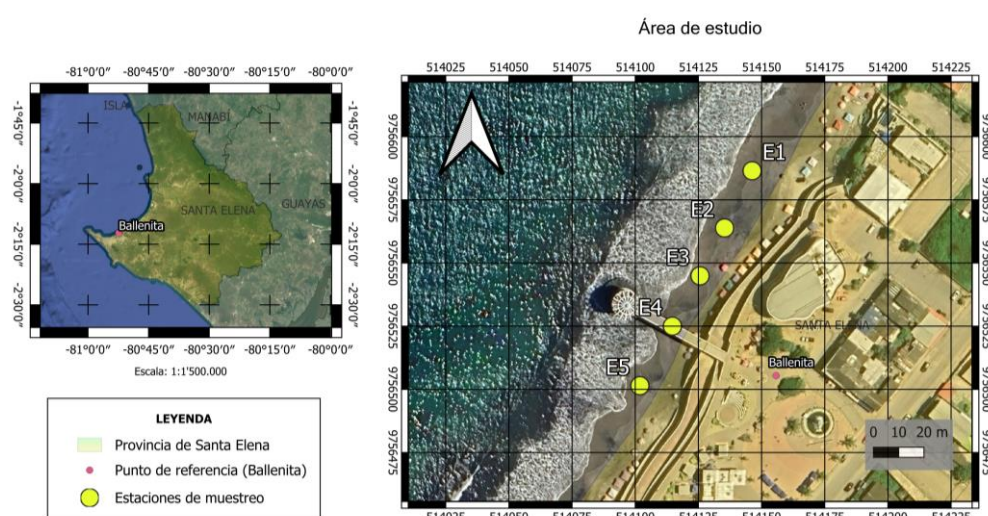
7. METODOLOGÍA

7.1. LOCALIZACIÓN DE LA ZONA DE ESTUDIO

El estudio se realizó en la Playa de Ballenita, ubicada en la provincia de Santa Elena, localizada en la costa pacífica del Ecuador, ecosistema costero que posee una longitud de aproximadamente 1600 metros.

Figura 11

Zona de estudio



Nota. Sitio donde se tomaban las muestras en la Playa de Ballenita, ubicado en el cantón Santa Elena, provincia de Santa Elena, Ecuador.

7.1.1. TIPO DE INVESTIGACIÓN

Este estudio fue cuantitativo, descriptivo y analítico, con un alcance en campo-laboratorio, aplicando un diseño experimental, en donde se recolectaron muestras macroplásticas, se cuantificaron Unidades Formadoras de Colonias (UFC/cm²), y se determinó características físicas medibles en las muestras como porosidad de la superficie; involucrando dos fases, la primera en campo extrayendo plásticos del sedimento arenoso por medio de transectos, y la segunda fase de laboratorio en donde se procesaron las muestras desde su siembra en agares selectivos hasta pruebas bioquímicas, caracterizando los componentes biológicos de la plastisfera, identificando bacterias y correlacionando las texturas físicas de los macroplásticos con la carga bacteriana.

7.2. FASES DE LA INVESTIGACIÓN

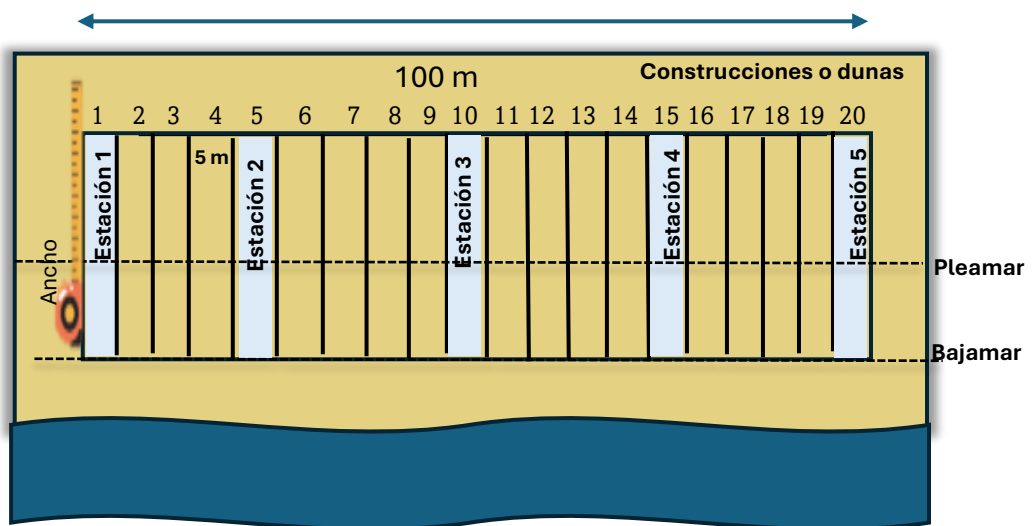
7.2.1. FASE DE CAMPO

De acuerdo con la metodología proporcionada por Vázquez et al. (2020) se estableció un transecto de 100 m con una cuerda colocada de manera perpendicular

a la línea de la costa, posteriormente se delimitaron con estacas 20 subtramos de 5 metros de ancho cada uno, y se seleccionaron 5 estaciones, tal como se muestra en la **Figura 12**. Seguido de esto se determinó el ancho de la franja intermareal y supralitoral, partiendo desde la línea de bajamar hasta la zona de transición donde inicia las construcciones o dunas, estableciendo así el área de trabajo.

Figura 12

Esquema de muestreo, indicando el transecto y subestaciones realizadas.



7.2.1.1.ZONA DE MUESTREO

Para la delimitación de las zonas de muestreo se utilizó un GPS, registrando las coordenadas de cada una de las estaciones, las mismas que contaban con 5 metros de ancho y se encontraban ubicados a lo largo de 100m paralelos a la línea del mar. Reflejando los puntos en la **Tabla 5**.

Tabla 5

Coordenadas de las 5 estaciones de muestreo

Estación	Latitud	Longitud
E1	2°12'08"S	80°52'22"W
E2	2°12'09"S	80°52'22"W
E3	2°12'10"S	80°52'22"W
E4	2°12'10"S	80°52'23"W
E5	2°12'11"S	80°52'23"W

Nota: Datos obtenidos directamente en campo mientras se llevó a cabo la fase de muestreo.

7.2.1.2.RECOLECCIÓN DE MUESTRAS

Con el fin de la estandarización de las condiciones de recolección y asegurar el acceso a la zona intermareal, se consultaron las tablas de mareas proporcionadas por el Instituto Oceanográfico y Antártico de la Armada (INOCAR), ejecutando los muestreos en marea baja.

Siguiendo la metodología descrita por Vázquez et al. (2020), se recolectaron desde febrero a junio, residuos macroplásticos mayores a 2,5 cm que únicamente se encontraran en la superficie o cubiertos levemente de arena, midiéndolos con un calibrador Vernier. Se extrajeron 3 elementos del mismo macroplástico por cada tipo en cada estación, empleando pinzas metálicas esterilizadas previamente y entre

cada recolección de muestra se sometía a flameado directo, posteriormente los polímeros se guardaron en bolsas estériles rotuladas con fecha, hora, estación de muestreo, nombre de la playa y tipo de plástico.

La clasificación de macroplásticos se realizó utilizando una lista de ítems adaptada del formulario de Ciencia Ciudadana del International Coastal Cleanup (2020), estableciendo una lista que se observa en la **Tabla 6**.

Tabla 6

Clasificación de plásticos

Tipos de plástico
Colillas de cigarrillo
Envoltorios de comida (dulces, snacks, etc)
Envases de comida “para llevar” (de plumavit)
Tapas de botellas
Bolsas de comestibles

Nota. Adaptado del Formulario de Ciencia Ciudadana por Ocean Conservancy, 2020, International Coastal Cleanup.

Con el propósito de asegurar que el estudio sea representativo, se recolectaron un mínimo de 3 ítems por cada categoría de plástico identificada en las estaciones, obteniendo 15 macroplásticos en cada recolección. Aclarando que en los análisis estos 3 ítems constituyen a una sola suspensión bacteriana por cada macroplástico.

Finalmente, para preservar las muestras y evitar alteraciones, las mismas fueron colocadas en un contenedor térmico para su transportación y procesamiento en el laboratorio.

7.2.2. FASE DE LABORATORIO

7.2.2.1. PREPARACIÓN DE AGAR

Para el aislamiento y caracterización de las bacterias, previamente se prepararon medios de cultivo en un laboratorio privado ubicado en el Cantón Santa Elena, en Ballenita. Se prepararon 4 tipos de Agar siguiendo las instrucciones del fabricante.

Se estableció primero el volumen de agua, multiplicando el número de placas por la capacidad de volumen de la placa.

$$V = 10 \text{ placas} \times 20 \text{ ml} = 200 \text{ ml}$$

Determinado el volumen, se adicionó un 10% por pérdidas de evaporación, dando en total 220 ml, así se calculó los gramos del agar a utilizar mediante la siguiente formula:

$$\text{Gramos} = \frac{\text{Concentraci\`on est\`andar (g)} \times 220 \text{ ml}}{1000 \text{ ml}}$$

En la **Tabla 7** se detallan los gramos estándar utilizados para determinar los gramos reales a pesar en la balanza para las placas requeridas.

Tabla 7

Formulación de la concentración en gramos de cada medio selectivo.

Medio de cultivo	Marca	Concentración estándar por litro
Agar TCBS	Condalab	88 g
Agar Cetrimide	Difco	45,3 g
Agar Sal Manitol	TM Media	111g
Agar Mac Conkey	Difco	50 g

Nota: De acuerdo a los valores de la tabla expuesta anteriormente, se pesaron: 19.36 g de Agar TCBS; 9,97 g de Agar Cetrimide; 24,42 g de Agar Sal Manitol y 11,0 g de MacConkey. Estos medios se disolvieron en matraces que contenían 220mL de agua destilada cada uno, se agitó suavemente hasta hidratarlos, posteriormente fueron colocados sobre una plancha de calentamiento, agitando constantemente entre intervalos, hasta que alcanzaran el punto de ebullición, observándose a los agares transparentes.

Los matraces de Cetrimide, Sal Manitol y Mac Conkey, se taparon con aluminio y se autoclavaron a 120°C, durante 15 minutos. En el Agar TCBS, este paso se omitió para no alterar su composición, en su lugar luego de que hiciera ebullición se pasó a enfriado a temperatura ambiente, al igual que los demás agares una vez terminado su proceso de esterilización.

El vertido de los medios en las cajas Petri se realizaron en un medio estéril, implementando un mechero Bunsen, se distribuyó aprox. 20 ml, en cada una de las 10 placas, se dejaron en reposo, hasta su solidificación y se invirtieron para evitar la condensación caiga en el medio, finalmente se refrigeraron hasta procesar las muestras.

Figura 13

Preparación de Agares selectivos



7.2.2.2. PROCESAMIENTO DE MUESTRAS

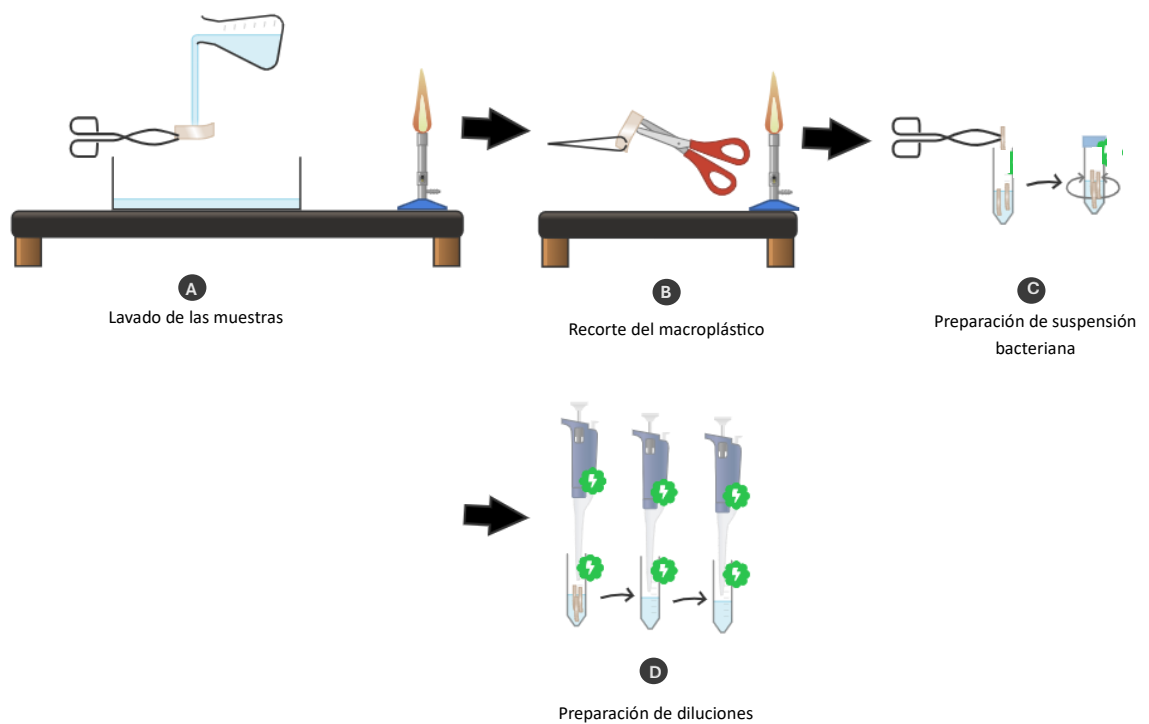
Las muestras recolectadas se procesaron según la metodología de Silva et al. (2019), se lavaron suavemente con agua de mar estéril para eliminar arena y los microorganismos que no se adhirieron bien al plástico, manteniendo un mechero Bunsen encendido. Si las muestras resultaban ser muy grandes con tijeras estériles se recortaban con fines de estandarización del área, y así se trasladaron 3 unidades homogéneas de cada tipo de macroplástico recolectados a tubos falcón con

capacidad de 50 ml, añadiendo 10 ml agua de mar esterilizada para el caso de las colillas de cigarros, los envoltorios de comida, plumavit y fundas plásticas, para las tapas de botella se colocaron 40 ml; con el fin de separar las células del sustrato plástico se agitaron de manera manual durante 10 minutos.

Como último paso, a partir de esta suspensión madre, se tomó una alícuota de 1 ml y se transfirió a otro tubo que contenía 9 ml de agua de mar estéril, para obtener una dilución de 10^{-1} , replicando el procedimiento para obtener una dilución de 10^{-2} .

Figura 14

Preparación de las muestras para la suspensión bacteriana



7.2.2.3. PROTOCOLO DE SIEMBRA BACTERIANA

El aislamiento y la cuantificación bacteriana se realizaron mediante el método de siembra por extensión en superficie, los residuos macroplásticos recolectados de la misma categoría dentro de cada estación fueron agrupados para formar muestras compuestas, con el fin de optimizar su representatividad, es así que se obtuvieron 5 suspensiones bacterianas madre independientes que corresponden a cada clasificación de los macroplásticos.

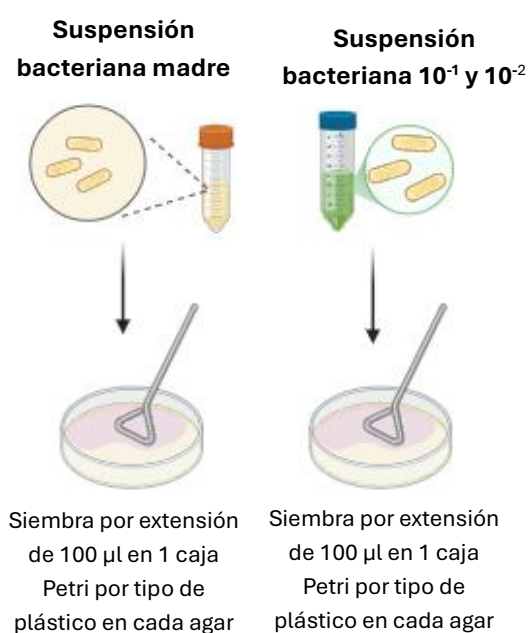
Se ejecutó un diseño para comparar la carga bacteriana mediante la siembra de la suspensión madre y la suspensión diluida, considerando que el crecimiento pueda ser contable en caso de que la suspensión madre arroje demasiada cantidad de UFC.

De cada una de las 15 suspensiones obtenidas, se inoculó 100 µl, en los cuatro medios de cultivo selectivos preparados, TCBS, MacConkey (utilizado como equivalente a Chromocult) y Sal Manitol (Hernández-Sánchez et al., 2023). Adicionando el Agar Cetrimide, que en conjunto con los dos primeros medios descritos se implementaron durante 8 eventos de muestreo, y a partir del sexto muestreo se implementó el Agar Sal Manitol, manteniendo de manera inicial 45 cajas Petri a un total de 60 cajas en los dos últimos análisis. Las placas fueron

incubadas a una temperatura de 37° C, durante 18-24 h para TCBS y Sal Manitol y de 24 a 48 h para Cetrimide y MacConkey; una vez se observó el crecimiento de colonias, se calculó el número de unidades formadoras de colonias (UFC).

Figura 15

Siembra microbiológica de las muestras recolectadas



7.2.2.4. CONTEO DE UFC

Para realizar el conteo se utilizó una maquina contadora de UFC manual, siguiendo el método más conocido, pasando las horas respectivas de incubación en las placas.

Para calcular la concentración final de UFC en la muestra original se usó la fórmula:

$$\text{UFC/ml: } \frac{\text{Número de colonias contadas}}{\text{Volumen sembrado en placa (ml)} \times \text{Factor de dilución}}$$

Donde:

N de colonias contadas: son las colonias que se contabilizaron a través del contador manual.

Volumen sembrado en placa: 0.1 ml

Factor de dilución: 10^{-1} y 10^{-2}

Posterior a esto se transformó los UFC/ml a UFC/cm², con el área en mm² de las muestras a través de la siguiente fórmula:

Macroplástico plano (trozos de plumavit, envoltorios de comida, fundas plásticas)

$$\text{Área} = b \times h$$

Donde:

b: Base

h: Altura

Macroplástico cilíndrico (tapas de botella y colilla de cigarro)

$$\text{Área} = 2 \times \pi \times r \times h + 2 \times \pi \times r^2$$

Donde:

r: radio

h: altura

Las áreas obtenidas por cada tipo de macroplástico fueron multiplicadas por 3, conforme a la suspensión bacteriana realizada descrita con anterioridad donde se colocaron 3 ítems del mismo plástico en cada tubo Falcon, consecuentemente estas áreas en mm² se pasaron a cm² multiplicando por 100

Finalmente se utilizó la formula descrita a continuación con el fin de estimar la densidad real de proliferación de bacterias en el macroplástico en cm²:

$$\text{UFC/cm}^2: \frac{\text{UFC/ml} \times \text{Volumen (ml)}}{\text{Área total (cm}^2\text{)}}$$

Donde:

UFC/ml: Resultado obtenido mediante el conteo manual y la dilución.

V: volumen del agua de mar en el tubo Falcon

A: Área del plástico

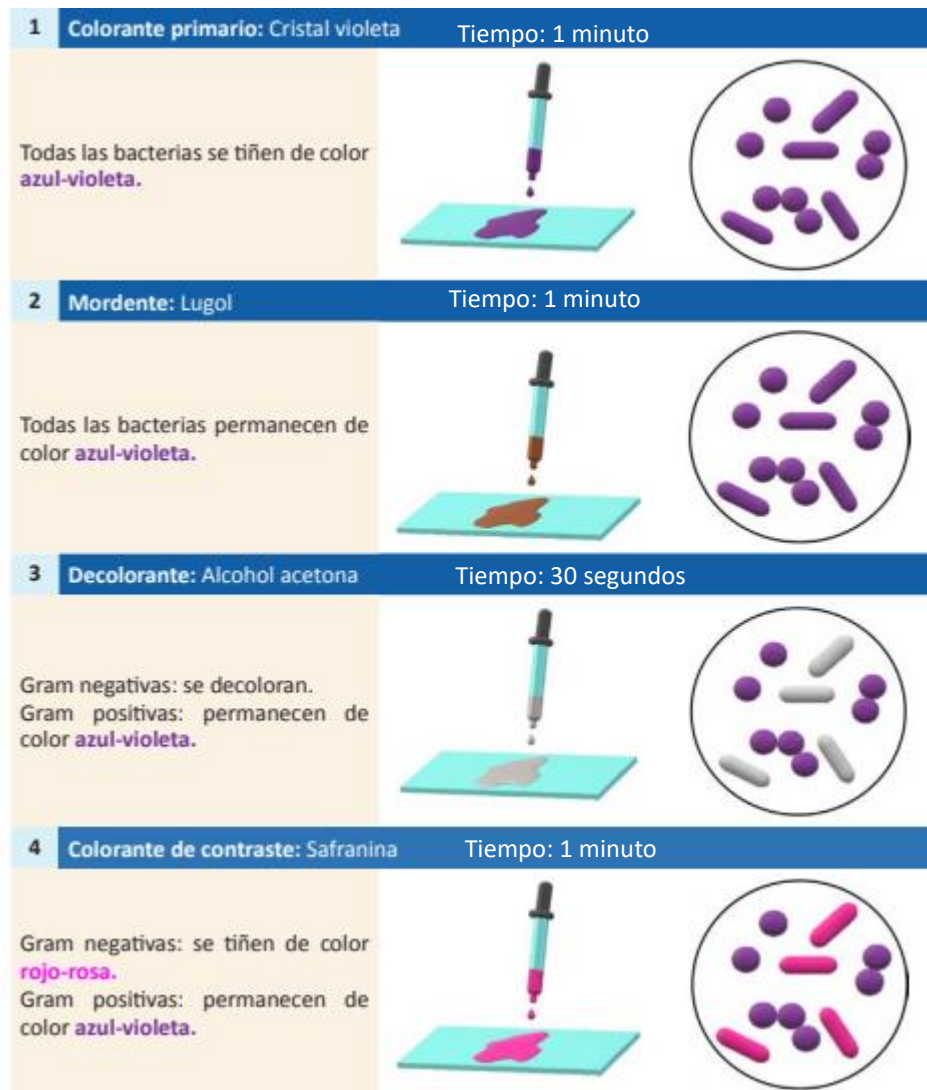
7.2.2.5. IDENTIFICACIÓN DE COLONIAS BACTERIANAS

7.2.2.5.1. TINCIÓN GRAM

Para la caracterización morfológica y distinción de bacterias, en un portaobjeto se colocó una gota de agua destilada y encima de esta, una colonia de bacterias con un asa de siembra, el portaobjeto se secó sometiéndolo a calor con un mechero de alcohol, seguidamente se procedió a colocar los compuestos, empezando por cristal violeta, luego Lugol, dejando reposar 1 minuto y retirando con agua después de cada uno, se cubrió con acetona por 30 segundos y se lavó, finalmente se aplicó safranina por 1 minuto y se limpió con agua por última vez, se dejó secar el portaobjeto y la muestra fue observada al microscopio con un lente en aumento 1000x (Otero et al, 2021).

Figura 16

Procedimiento tinción Gram



Nota. Adaptado de “Esquema de la técnica de la tinción de Gram.” [Ilustración], por González-Meléndez et al., 2022, UNAM. <https://www.zaragoza.unam.mx/wp-content/Portal2015/publicaciones/libros/cbiologicas/libros/Tinciones.pdf>

7.2.2.5.2. PRUEBA DE CATALASA

Con un asa de siembra, sobre un portaobjeto se colocaron las bacterias añadiendo encima una gota de peróxido de hidrógeno al 3%, si la reacción que produjeron reflejó burbujas es un indicador que la cepa bacteriana es positiva para catalasa (Otero et al, 2021).

7.2.2.5.3. PRUEBA DE OXIDASA

Se colocaron las cepas bacterianas, con solución salina al 0,85 %, en una tira de oxidasa, el cambio de color fue observado hasta 1 minuto, si la misma se tornó de un color azul violáceo, la cepa fue positiva para oxidasa (Otero et al, 2021).

7.2.2.5.4. PRUEBA DE MOTILIDAD

Fue dispuesta una gota de agua destilada al 0,9% NaCl en un portaobjetos donde previamente se impregno la cepa bacteriana, seguidamente se ubicó el cubreobjetos y se divisó al microscopio en objetivo 100x (Álvarez et al, 2003).

7.2.2.6. POROSIDAD DE LAS MUESTRAS

Las muestras recolectadas se observaron bajo un microscopio a un aumento de 40x, con el fin de visualizar la superficie y establecer el nivel de porosidad o rugosidad de las mismas y posteriormente fueron fotografiados. Se clasificaron de acuerdo a las siguientes categorías de rugosidad (Lusher et al., 2020).

-1 (Baja): Superficie muy lisa; sin rugosidades visibles.

-2 (Media): Superficie ligeramente rugosa; presencia de microgrietas o líneas finas; baja presencia de poros.

-3 (Alta): Superficie áspera; alta presencia de grietas, fisuras, agujeros o rugosidades evidentes que ofrecen múltiples nichos.

7.3. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Los cinco tipos de macroplásticos recolectados (tapas de botella, colilla de cigarro, plumavit, fundas de comestibles, envoltorios de comestibles) en las cinco estaciones de muestreo, contaron con un máximo de 3 ítems por cada categoría en cada muestreo realizado, mismos que en la fase de laboratorio constituyeron una suspensión bacteriana permitiendo obtener 5 suspensiones madre por categoría en cada muestreo, a partir de dichas suspensiones se tomaron en cuenta 135 placas de siembra en total en los cuatro medios selectivos, 40 en TCBS, Cetrimide, MacConkey y 15 en Sal manitol, de las cuales 90 placas presentaron crecimiento bacteriano.

Todos los recuentos bacterianos expresados en UFC/cm², fueron transformados a escala logarítmica con el propósito de consolidar la varianza y determinar si los datos cumplen con normalidad para posterior realizar el análisis estadístico contrastando las pruebas a un nivel de significancia de $\alpha=0,05$, en conjunto con sus gráficos, todo esto través del programa PAST 5.

Mediante los datos transformados en Log₁₀ UFC/cm² de las siembras bacterianas, se aplicaron los supuestos de normalidad a través de la prueba estadística Shapiro-

Wilk a cada uno de los grupos de tipo de macroplástico con $n=27$ por cada categoría (8 placas de tapas de botella, colilla de cigarro, plumavit, fundas de comestibles, envoltorios de comestibles en TCBS, MacConkey, Cetrimide y 3 placas en MSA), y agar selectivo cada subgrupo $n=40$ y MSA $n=15$ para compararlos, recalando que estas muestras corresponden la selección de una placa representativa de la serie de diluciones inoculadas. Se determinó si los datos seguían una distribución normal cuando $p>0,05$.

Se utilizó la prueba estadística no paramétrica Kruskal Wallis para comparar si hay diferencias significativas entre las medias de $\text{Log}_{10} \text{ UFC/cm}^2$ con respecto a los cinco tipos de macroplástico y 4 grupos de agar.

Se realizó la prueba de Post-hoc Dunn en los grupos de los medios selectivos para saber cuáles son los que difieren.

Para determinar la hipótesis entre nivel de rugosidad y $\text{Log } 10 \text{ UFC/cm}^2$ se utilizó el total de datos individuales $n=135$, se realizó el test de normalidad Anderson-Darling debido a el tamaño muestral superior y Lilliefors L ya que la media y

desviación estándar son estimadas de la muestra. En conjunto estas dos pruebas proporcionan robustez en la normalidad de datos ante la correlación.

Se utilizó la prueba chi cuadrado aplicando Monte Carlo con 9999 de permutaciones, para evidenciar si el tipo de plástico afecta en la ausencia o presencia de crecimiento de bacterias.

Se implementó Correlación de Spearman ya que los datos presentaron una distribución no normal identificando la relación positiva entre rugosidad y crecimiento de bacterias UFC/cm², interpretando el coeficiente de acuerdo a los criterios de Cohen (1988), donde indica que el valor de p entre 0,10 y 0,29, reflejan una correlación débil; donde las variables fueron:

X= Rugosidad

Y= Log UFC/cm²

CAPITULO IV

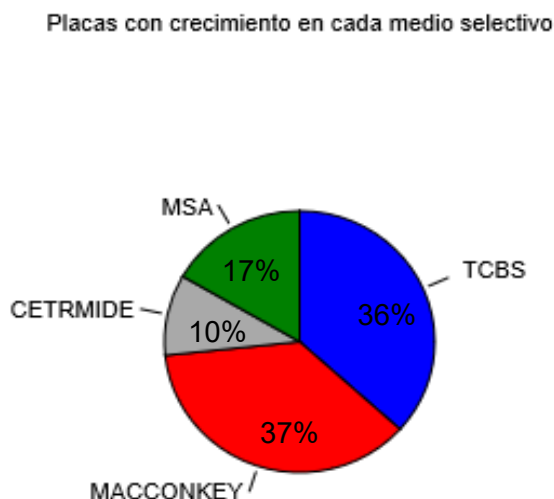
7. RESULTADOS

7.1. AISLAMIENTO DE BACTERIAS DE LA SUPERFICIE DE MACROPLÁSTICOS

A partir de las siembras bacterianas en cajas Petri realizadas en los 4 agares selectivos de acuerdo a la metodología ya descrita anteriormente, se obtuvieron un total de 90 placas con colonias evidenciables que presentaron crecimiento, arrojando valores diferentes para cada agar selectivo, representando tanto para el agar TCBS como MacConkey 36 y 37% equivalente a 33 placas con desarrollo de bacterias siendo los medios más representativos, en cuanto al medio Sal Manitol (MSA) presenta un porcentaje de 17% reflejando un total de 15 placas, por otro lado en Cetrimide se desarrollaron solamente el 10%, correspondiente a 9 placas, siendo este medio de cultivo el que menor crecimiento presentó, tal como se observa en la **Figura 17**.

Figura 17

Total de placas con aislamientos bacterianos en 4 medios de cultivo.



Nota. Se analizaron en total 135 siembras, 40 por TCBS, Cetrimide y MacConkey y 15 por MSA, de las cuales 90 placas presentaron crecimiento en los diferentes agares, presentando 45 placas sin crecimiento correspondientes a 7 en TCBS y MacConkey, 31 en Cetrimide y 0 en MSA.

7.2. CARACTERIZACIÓN DE BACTERIAS

AISLADAS

Debido a la metodología empleada descrita anteriormente se recalca que la identificación lograda es de carácter presuntivo a nivel de género, es así que se presentaron algunos morfotipos comunes por cada tipo de agar expuestos en la

Tabla 8, caracterizados de manera visual directa de acuerdo a su desarrollo en los medios selectivos y por tinción, incluyendo pruebas bioquímicas.

Tabla 8

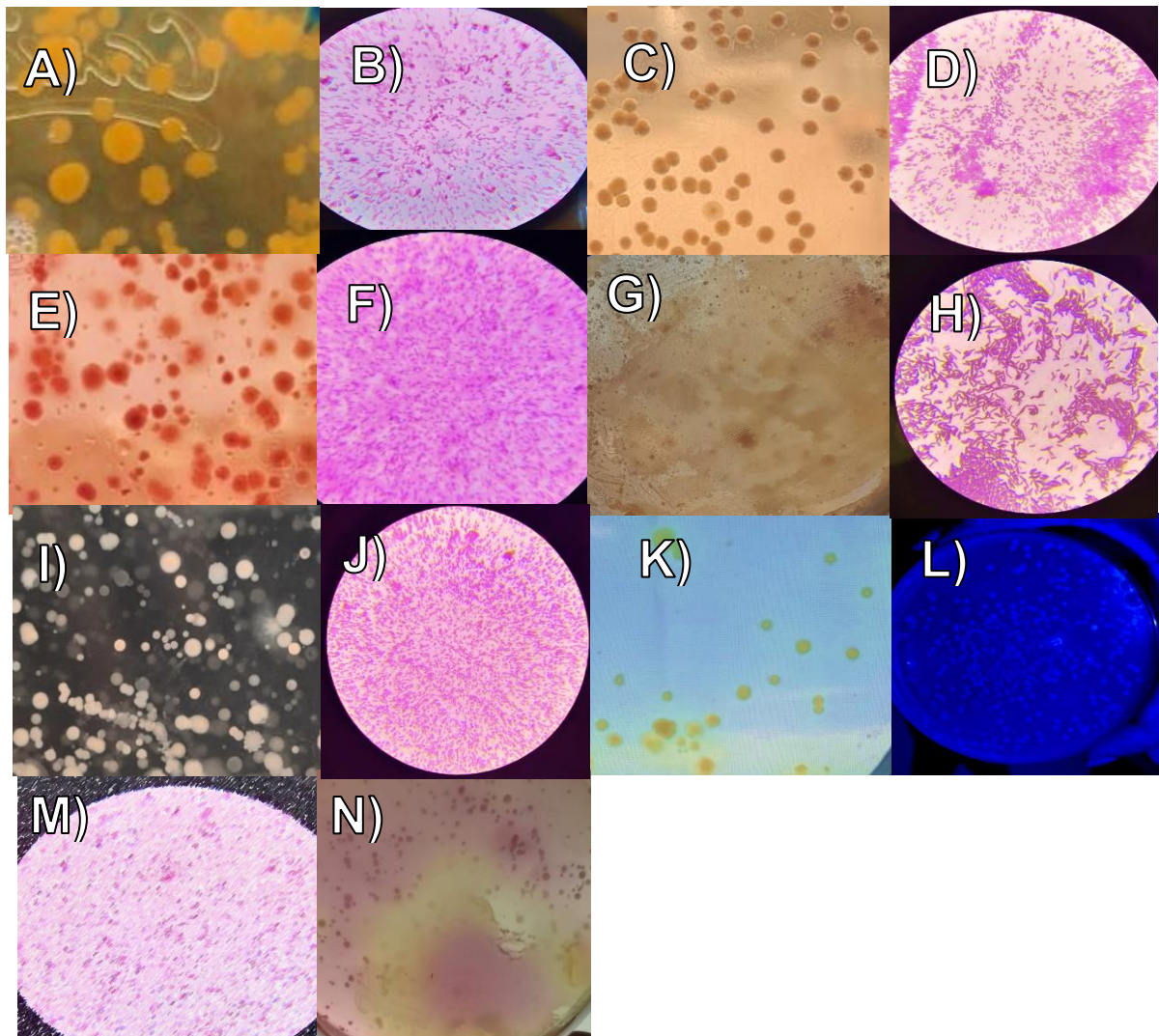
Caracterización macroscópica y microscópica por agar de bacterias presuntivas aisladas de los macroplásticos.

Agar selectivo	Características macroscópicas	Morfología celular	Tinción Gram	Oxidasa	Catalasa	Motilidad	Fermentación e interpretación presuntiva
TCBS	Colonias amarillas de 3-7mm circulares, bordes lisos, redondas, enteras, halo traslúcido, brillantes.	Bacilo en forma de coma	Gram -	+	+	Si	Sacarosa positiva. <i>Vibrio spp.</i>
MACCONKEY	Colonias de rosa pálido de 1-3mm, redondas, bordes lisos e irregulares, mucoides.	Bacilo recto corto	Gram -	-	+	No	Lactosa débil positiva. <i>Klebsiella spp.</i>
MACCONKEY	Rosa violáceas en el centro con un borde rosa pálido, brillantes, tamaño de 1-7mm, redondas con bordes lisos y otras irregulares.	Bacilo recto corto	Gram -	-	+	Si	Lactosa positiva. <i>Escherichia spp.</i>
MACCONKEY	Velo acuoso extendido en toda la placa.	Bacilo recto corto	Gram -	-	+	Si	Lactosa negativa. <i>Proteus spp.</i>
MACCONKEY	Blancas circulares en puntos de 1-5mm y colonias con bordes irregulares de 1-3mm, brillantes.	Bacilo recto corto	Gram -	-	+	Si	Lactosa negativa. <i>Salmonella spp.</i>
CETRIMIDE	Circulares lisas e irregulares, brillantes de 0,5-7mm, amarillo verdosas (Producción de pigmentos)	Bacilo redondeado	Gram -	+	+	Si	No fermentadora. <i>Pseudomona spp.</i>
MSA	Swarming color amarillo en bordes y colonias rosadas de 1-7mm, irregulares y circulares, brillantes.	Bacilo en forma de coma	Gram -	+	+	Si	Fermentadoras y no de manitol. <i>Vibrio spp.</i>

Así como se describe en la Tabla 8 y se visualiza en la **Figura 18**, las bacterias presuntivas presentaron rasgos distintivos, presenciados a través de color, forma, tamaño y tinción.

Figura 18

Características principales de las colonias y bacterias presuntivas aisladas de los macroplásticos.

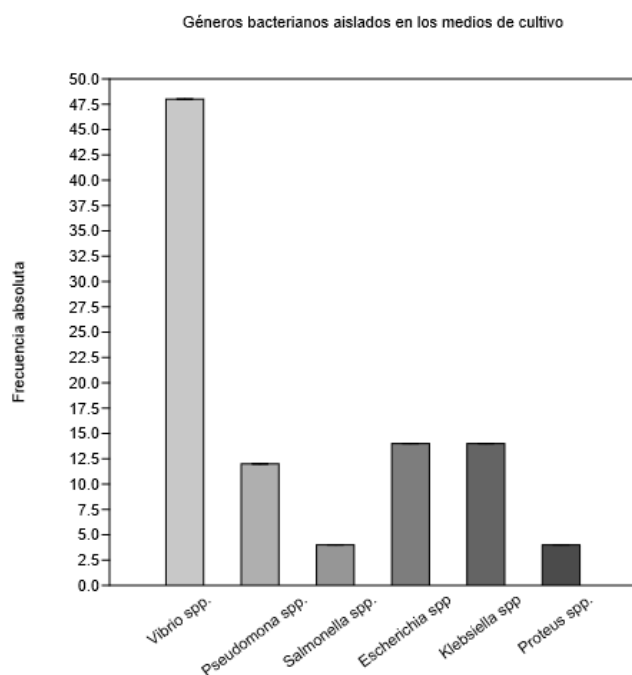


Nota. **A:** Colonias amarillas crecidas en agar TCBS; **B:** microfotografía de *Vibrio spp.*, presuntivo en tinción Gram; **C:** Colonias rosa pálido en agar MacConkey; **D:** Microfotografía de *Klebsiella spp.*, presuntiva. En tinción Gram; **E:** Colonias rosa violáceas en agar MacConkey; **F:** Microfotografía de *Escherichia spp.*, presuntiva. En tinción Gram; **G:** Swarming extendido en agar MacConkey; **H:** Microfotografía de *Proteus spp.*, presuntivo. En tinción Gram; **I:** Colonias blancas en agar MacConkey; **J:** Microfotografía de presuntivo *Salmonella spp.* En tinción Gram; **K:** Colonias fluorescentes en agar Cetrimide; **L:** Colonias Fluorescentes en luz ultravioleta; **M:** Microfotografía de presuntivas *Pseudomonas spp.* En tinción Gram; **N:** Swarming amarillo y colonias rosadas en agar Sal Manitol.

De las cepas que fueron aisladas y caracterizadas de los macroplásticos recolectados, el género presuntivo más abundante fue *Vibrio spp.* arrojando un valor representativo de 33 aislados en TCBS y 15 en agar MSA, valores representados en la **Figura 19**. En cuanto al agar MacConkey fueron hallados diferentes géneros presuntivos entre ellos *Pseudomonas spp.* con 2 aislamientos, *Escherichia spp.*, y *Klebsiella spp.*, con 14 cultivos, en comparación con los aislados bacterianos presuntivos de *Salmonella spp* y *Proteus spp.*, que corresponden a 4 nada más, en cuanto al agar Cetrimide que viene representando el restante entre los cuatro medios selectivos se destaca el género presuntivo *Pseudomonas spp.* Que corresponde a 10 muestras bacterianas.

Figura 19

Incidencia de los géneros aislados de los medios de cultivo.



Nota. Los géneros presuntivos *Salmonella spp.*, *Klebsiella spp.*, *Proteus spp.*, *Escherichia spp.*, corresponden al grupo de las Enterobacterias, aislados del medio de cultivo Cetrimide.

7.3. CUANTIFICACIÓN DE UNIDADES FORMADORAS DE COLONIAS

Para la cuantificación se seleccionó una placa representativa por muestra entre la suspensión madre y las diluciones de 10^{-1} y 10^{-2} que presentaron crecimiento o aportarían datos relevantes, consolidando un total de 40 placas en todos los agares

a excepción de MSA que consolidó 15 placas analizadas, para así reportar los resultados, donde los 5 tipos de macroplásticos fueron sembrados en agar TCBS, MacConkey, Cetrimide y MSA, los mismos que obtuvieron valor variado por tipo de muestras macroplásticas. Se aplicó la formula descrita en el capítulo anterior para convertir el conteo manual a UFC/cm² con el fin de plasmar los resultados del crecimiento de bacterias en los medios de cultivo.

Las placas que se observaron crecimiento pero se encontraron fuera del rango <30 colonias, fueron calculadas con el valor real y para placas que presentaron un crecimiento confluyente >300 colonias, se calcularon reemplazando el valor de número de colonias por 300 UFC, su dilución real y volumen real, aplicando el criterio del límite máximo teórico, para obtener el mínimo de carga bacteriana; todas las UFC registradas fueron transformadas en escala logarítmica para trabajar en el programa estadístico.

Los datos analizados no presentaron una distribución normal, arrojaron un valor de $p < 0.05$, como se observa en la **Tabla 9**, por lo que se optó por una prueba no paramétrica para realizar las comparaciones.

Tabla 9

Test de normalidad en los 4 medios selectivos y las 5 categorías de macroplásticos.

Medio selectivo	P valor	Tipo de macroplástico	P valor
TCBS	0,001315	Tapas de botella	0,001097
MacConkey	0,000143	Colillas cigarro	0,0001937
Cetrimide	6,76E-10	Plumavit	0,0003145
MSA	0,2335	Fundas de comestibles	0,001999
		Envoltorios de comestibles	0,0005348

A través de la Prueba Kruskal-Wallis con $H=1,722$ y $p=0,7651$ reflejan que no fueron encontradas diferencias significativas en cuanto a la densidad de bacterias entre los 5 tipos de macroplásticos, sin embargo cabe recalcar que en el grupo de medios de cultivo selectivos si se encontraron diferencias significativas con $H=46.6$ y $p=1.75E-10$, es así que se aplicó la corrección Bonferroni para comparaciones múltiples para realizar la prueba de Post-hoc Dunn (**Tabla 10**), se evidenció que el agar TCBS en conjunto con los agares MacConkey y MSA no presentan diferencias ($p>0,05$), sin embargo el agar Cetrimide, refleja que entre los 4 agares es el que más difiere significativamente en cuanto a la formación de UFC ($p<0,05$).

Debido a que los datos no cumplieron con la normalidad se señala el rango intercuartílico y medidas de tendencia central.

Tabla 10*Diferencias entre medios de cultivos selectivos a través de Post hoc Dunn*

	TCBS	MacConkey	Cetrimide	MSA
TCBS		1	2,47E-05	0,07056
MacConkey	1		4,838E-07	0,3016
Cetrimide	2,47E-05	4,838E-07		1,925E-08
MSA	0,07056	0,3016	1,925E-08	

El agar MSA presenta una mediana superior en el recuento bacteriano con $4,40 \text{Log}_{10} \text{ UFC/cm}^2$ y $\text{RIC}=0,93$, (**Tabla 11**), en segundo lugar, está posicionado el medio MacConkey con $3,27 \text{Log}_{10} \text{ UFC/cm}^2$ y $\text{RIC}=2,25$, seguido por TCBS reportando $3.17 \text{Log}_{10} \text{ UFC/cm}^2$ y $\text{RIC}=2.42$, el valor de mediana más bajo se encuentra en el agar Cetrimide presentando $\text{Log}_{10} \text{ UFC/cm}^2$ y $\text{RIC}=0$, demostrando en el 75% de las muestras una ausencia de desarrollo de colonias bacterianas.

Tabla 11*Estadística descriptiva en medios de cultivo selectivo*

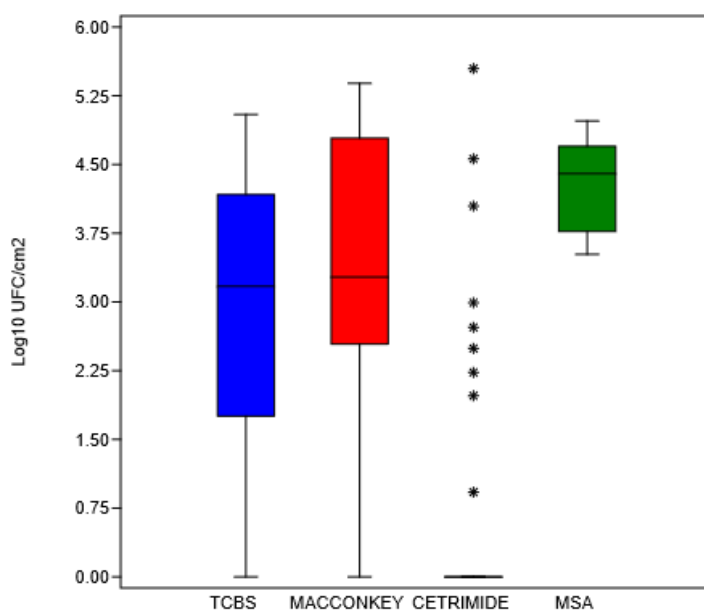
Medio	N	Min	Max	Mediana	P75	P25	RIC
Selectivo							
TCBS	40	0	5,04	3,17	4,17	1,75	2,42
MacConkey	40	0	5,38	3,27	4,78	2,53	2,25
Cetrimide	40	0	5,54	0	0	0	0
MSA	15	3,51	4,97	4,40	4,69	3,76	0,93

Nota. Los valores están representados en Log_{10} UFC/cm², P=Percentil, Rango intercuartílico (RIC)=P75-P25.

La densidad bacteriana por agar selectivo se muestra en la Figura 20, demostrando la distribución que cada uno ha presentado, se proyecta que en el Agar Sal Manitol su distribución fue más elevada, reflejando una consistencia entre las muestras; para MacConkey la distribución fue más variable pero obtuvo similitud en medianas con el TCBS, con respecto al medio Cetrimide sus valores fueron muy dispersos encontrándose mayor número de ceros, demostrando que el género bacteriano aislado estuvo de forma discontinua.

Figura 20

Densidad de bacterias por medios de cultivo selectivos en macroplásticos



Nota. La línea del centro corresponde a la mediana, el rango intercuartílico es la caja de colores, los bigotes= a valor mínimo y máximo, los asteriscos en Cetrimide son valores atípicos.

7.4. DENSIDAD BACTERIANA ENTRE TIPOS DE MACROPLÁSTICO

El test de Kruskal-Wallis para los tipos de macroplásticos arrojó valores $h=1,722$ y $p=0,7651$ estableciendo que las medianas entre los grupos son iguales, demostrando que no hay diferencia estadística para afirmar que los tipos de macroplástico son diferentes.

Los resultados de Chi cuadrado simulando Monte Carlo con valores $\chi^2=1,667$, $gl=4$ y $p=0,835$ demostraron que no existe relación estadística significativa entre los tipos de plástico y la presencia de crecimiento de bacterias, siendo todos los macroplásticos proporcionalmente similares en desarrollo bacteriano, independientemente del tipo de muestra. Lo que resalta que el tipo de macroplástico no influye significativamente en la presencia o ausencia del desarrollo de bacterias.

En base a los valores obtenidos de $\text{Log}_{10} \text{ UFC/cm}^2$, aplicando las fórmulas expuestas en la parte de metodología, al manifestar de esta manera los recuentos

por área, en la **Tabla 12** se muestra que la mayor mediana de densidad bacteriana se presentó en el plumavit con 3,13 Log₁₀ UFC/cm² y RIC=4,04 en contraste con los envoltorios de comestibles que se distinguieron por ser la mediana más baja de entre todos los agares con 2,23 Log₁₀ UFC/cm² y RIC= 3,57.

Tabla 12

Estadística descriptiva correspondiente a tipo de macroplásticos

Macroplástico	N	Min	Max	Mediana	P75	P25	RIC
Tapas de botella	27	0	5,38	3,06	4,40	0	4,40
Colillas de cigarro	27	0	5,54	2,95	4,56	0	4,56
Plumavit	27	0	5,04	3,13	4,04	0	4,04
Fundas de comestibles	27	0	4,76	2,99	3,76	0	3,76
Envoltorios de comestibles	27	0	4,97	2,23	3,57	0	3,57

Nota. Los valores están representados en Log₁₀ UFC/cm², P=Percentil, Rango intercuartílico (RIC)=P75-P25.

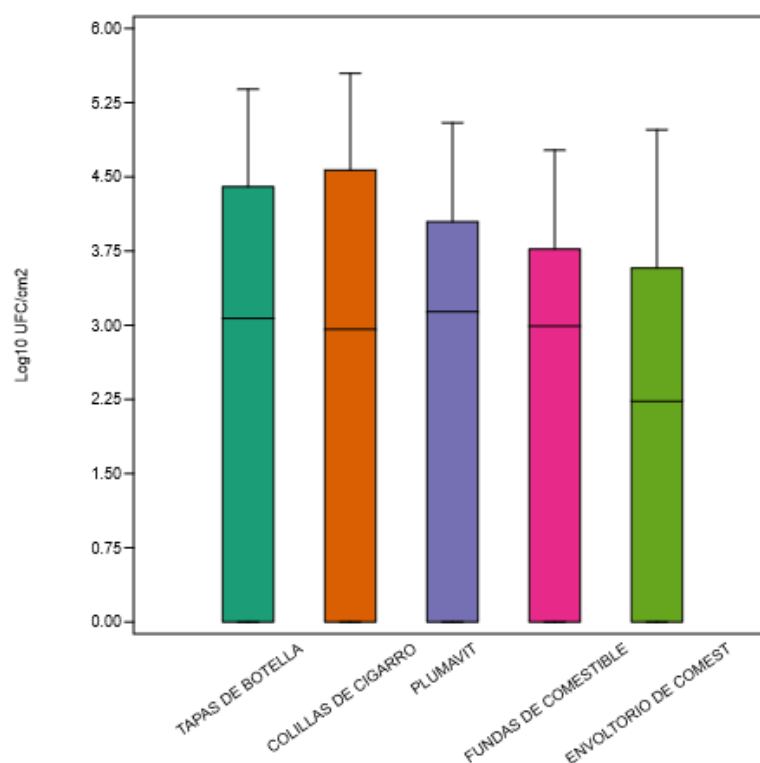
El test de Kruskal-Wallis, referente al diagrama de caja (**Figura 21**) se observa que la caja más alta se encuentra ubicada en las colillas de cigarro, haciendo alusión que es el mayor rango intercuartílico (RIC), con una mayor dispersión o variabilidad en cuanto a Log₁₀ UFC/cm², sucediéndole las tapas de botella. La menor distribución se encuentra en los envoltorios de comestibles; debido a una variabilidad notoria se

presenta heterogeneidad para que las bacterias colonicen entre los muestreos, llegando a ser independiente del tipo de macroplástico.

En relación a la dispersión y a la mediana más alta descrito en el párrafo anterior, plumavit es el que muestra una tendencia central mayor en la formación de bacterias, mientras que las colillas de cigarro presentan mayor variabilidad.

Figura 21

Crecimiento bacteriano $\log_{10}UFC/cm^2$ por tipo de macroplástico



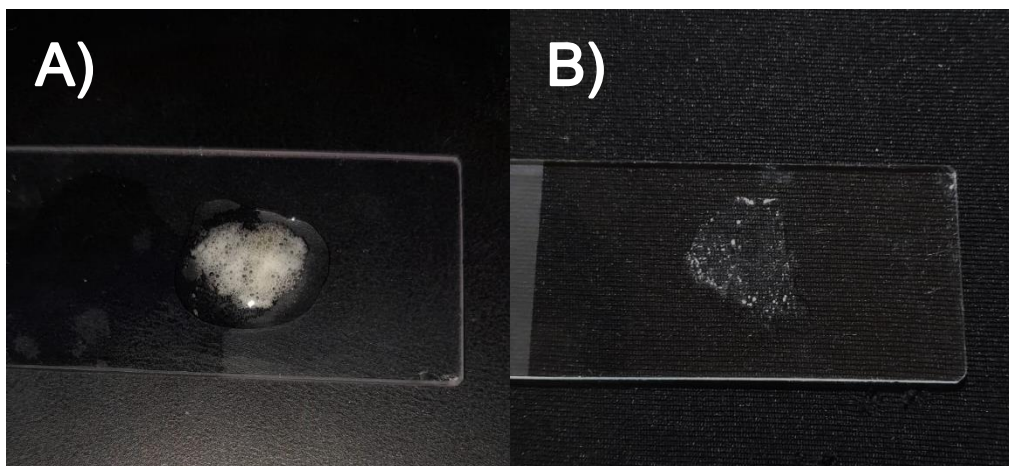
Nota. La línea central=mediana, la caja de colores el rango intercuartílico (Percentiles 25 y 75), los bigotes= intervalo de confianza 95%, los bigotes mínimos ubicados en 0 muestran que por lo menos el 25% de cada macroplástico no evidenció crecimiento.

7.5. PRUEBA DE CATALASA

Se realizó esta prueba bioquímica para la identificación presuntiva de las bacterias aisladas en todas las placas de los 4 medios de cultivo, confirmando o no si en estos microorganismos se hacía presente la enzima catalasa, visible en la **Figura 22**.

Figura 22

Reacción de la prueba catalasa



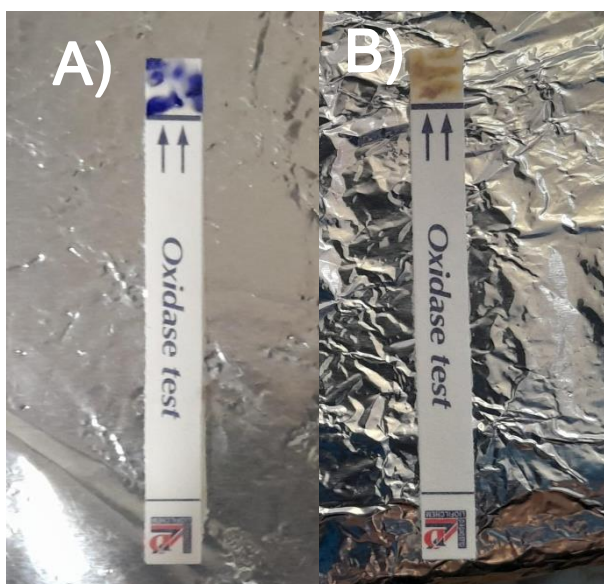
Nota: A: Reacción catalasa positiva de la colonia, presentando burbujeo ante el compuesto H_2O_2 ; B: Catalasa negativa, ausencia de efervescencia ante el compuesto H_2O_2 .

7.6. PRUEBA DE OXIDASA

Esta prueba fue realizada de igual manera a las bacterias presentes en los medios de cultivo, tal como se muestra en la **Figura 23** arrojando resultados tanto negativos como positivos.

Figura 23

Reacciones del test de oxidasa



Nota: A: Reacción positiva afirmando que la bacteria produce la enzima citocromo oxidasa, tornándose la tira de color púrpura; B: Reacción negativa de la bacteria manteniéndose el color de la bacteria en la tira.

7.7. PRUEBA DE MOTILIDAD

Se realizó observación a través del microscopio, empleando la metodología descrita anteriormente, en donde se observaron en las bacterias movimiento o nado en

sentido direccional o contrario y también cruzando por la gota colocada, resultados que se pueden visualizar en la **Tabla 13**. De los siete géneros presuntivos aislados, seis presentaron motilidad entre ellos están: *Vibrio spp*, *Escherichia spp*, *Proteus spp*, *Salmonella spp* y *Pseudomonas spp*. Siendo únicamente el género presuntivo *Klebsiella spp*, que no presento motilidad alguna.

Tabla 13

Movimiento observado de las cepas presuntivas bacterianas aisladas de cada tipo de agar

Tipo de Agar	Género presuntivo	Motilidad
TCBS y MSA	<i>Vibrio spp.</i>	Positiva
Cetrimide	<i>Pseudomona spp</i>	Positiva
MacConkey	<i>Escherichia spp</i>	Positiva
MacConkey	<i>Proteus spp.</i>	Positiva
MacConkey	<i>Salmonella spp.</i>	Positiva
MacConkey	<i>Klebsiella spp.</i>	Negativa

7.8. RUGOSIDAD DE LAS MUESTRAS

La superficie de los 5 tipos de macroplásticos se determinó mediante observación a través de un microscopio óptico con aumento de 40x, las muestras observadas por cada análisis correspondieron a 3 residuos por cada tipo de plásticos, donde para establecer la distribución se determinó su moda, para clasificarlos de acuerdo al nivel de rugosidad (**Tabla 14**). Organizándolos de acuerdo a las categorías establecidas por Lusher et al. (2020).

Tabla 14

Distribución entre rugosidad por tipo de macroplástico

Tipo de macroplástico	nivel 1	nivel 2	nivel 3	Rugosidad predominante	Descripción observada
Tapas de botella	3	5	0	2 (Media)	Superficie con presencia de microgrietas o líneas finas
Colillas de cigarro	0	0	8	3 (Alta)	Superficie áspera; alta presencia de grietas, fisuras, agujeros o rugosidades
Plumavit	2	4	2	2 (Media)	Superficie con presencia de microgrietas o líneas finas
Fundas de comestibles	1	5	2	2 (Media)	Superficie con presencia de microgrietas o líneas finas
Envoltorios de comida	3	3	2	2 (Media)	Superficie con presencia de microgrietas o líneas finas

Nota. El número total de elementos observados al microscopio corresponden a 24 por cada tipo de macroplástico. Nivel 1= Superficie muy lisa; sin rugosidades visibles; nivel 2=

Superficie ligeramente rugosa; presencia de microgrietas; nivel 3= Superficie áspera; alta presencia de grietas, fisuras, agujeros o rugosidades.

Para el cálculo de la correlación de Spearman se consideraron todos los datos individuales de cada tipo de macrolástico (n=135), para que el análisis pueda ser representativo.

El coeficiente de correlación de Spearman entre rugosidad y $\text{Log}_{10} \text{ UFC/cm}^2$ mantuvo un valor de $r_s = 0,26648$ y un valor de $p = 0,0017833$ lo que sugiere una correlación positiva estadística débil significativa entre las dos variables aceptando la hipótesis alternativa que fue planteada. Indicando que a medida que la rugosidad aumenta la colonización de las bacterias también y que pueden existir otros factores que puedan intervenir en la colonización de los macrolásticos.

En síntesis de acuerdo a los análisis estadísticos obtenidos (**Tabla 15**), se determina que no existen diferencias entre la densidad bacteriana y el tipo de plástico, pero que si existen diferencias entre medios selectivos, donde el que mayor difiere es el Agar Cetrimide presentando valor bajos; a través del Chi cuadrado se demostró que el tipo de macrolástico no influye de manera significativa en la presencia o ausencia del crecimiento de bacterias y que la correlación entre la rugosidad y recuentos $\text{Log}_{10} \text{ UFC/cm}^2$ es estadísticamente positiva pero débil, lo que significa que la hipótesis alternativa se acepta.

Tabla 15*Resumen de análisis estadísticos realizados.*

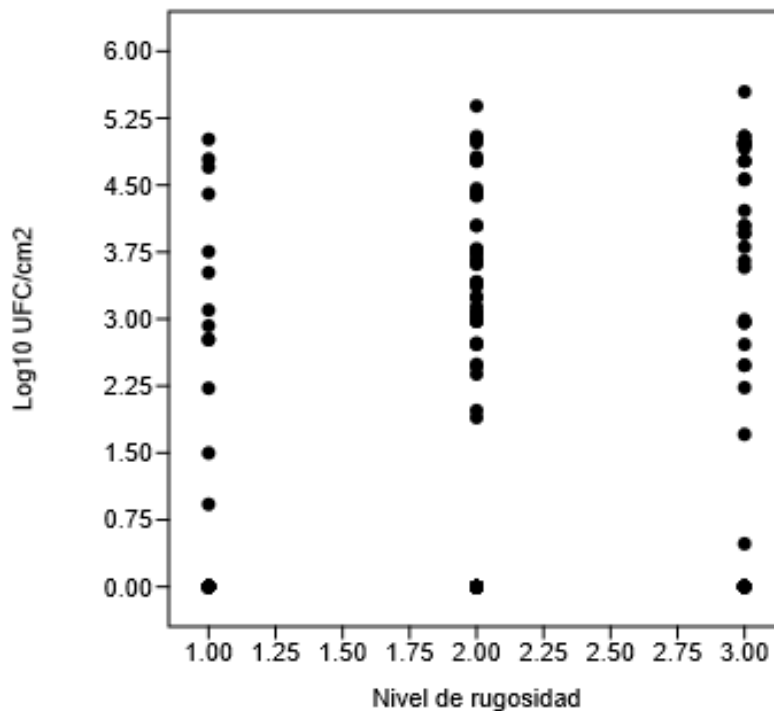
Prueba estadística	Variable comparada	Valor estadístico	Valor p
Kruskal-Wallis	Log 10 UFC/cm ² entre 5 tipos de macroplástico	H=1,722	P=0,7651
Kruskal-Wallis	Log 10 UFC/cm ² entre 4 medios de cultivo selectivos	H=46,60	P=1,7x10-10
Post-Hoc Dunn	Comparación entre medios de cultivo selectivo	-	P<0,05
Chi cuadrado (Montecarlo 9999 permutaciones)	Presencia/ausencia de crecimiento bacteriano según el tipo de macroplástico	X ² =1,667; gl =4	P=0,835
Correlación de Spearman	Rugosidad entre Log10 UFC/cm ²	Rs=0,266	P=0,0018

Nota. Esta tabla presenta un resumen en cuanto las variables comparadas en el estudio y el valor estadístico y de p.

En las tres categorías de rugosidad y $\text{Log}_{10} \text{UFC}/\text{cm}^2$ provistas en las **Figura 24**, los valores más bajos se ubican centrados entre el 0 y 1.50 de $\text{Log}_{10} \text{UFC}/\text{cm}^2$, que poseen poca rugosidad clasificados dentro del nivel 1, por otra parte se observan valores de mayor concentración en este mismo nivel respectivamente con 2.25 a 5,20 $\text{Log}_{10} \text{UFC}/\text{cm}^2$; los valores que se ubican entre 2,25 y 4 $\text{Log}_{10} \text{UFC}/\text{cm}^2$, con el punto más alto en 5,30 $\text{Log}_{10} \text{UFC}/\text{cm}^2$ corresponden a el nivel 2 de rugosidad media que mantiene una similitud en cuanto a puntos de concentración con el anterior nivel; los puntos concentrados entre 3,40 y 5,50 $\text{Log}_{10} \text{UFC}/\text{cm}^2$, con una notable elevación que los distingue de los otros niveles son pertenecientes a el nivel 3 de mayor rugosidad. Esto manifiesta una tendencia positiva que, a mayor nivel de rugosidad, los puntos se desplazan a mayor densidad bacteriana, confirmando una correlación dando mayor validez a la aceptación de la hipótesis alternativa, que manifestaba ser estadísticamente positiva pero débil.

Figura 24

Dispersión entre rugosidad y Log10 UFC/cm² de los macroplásticos.



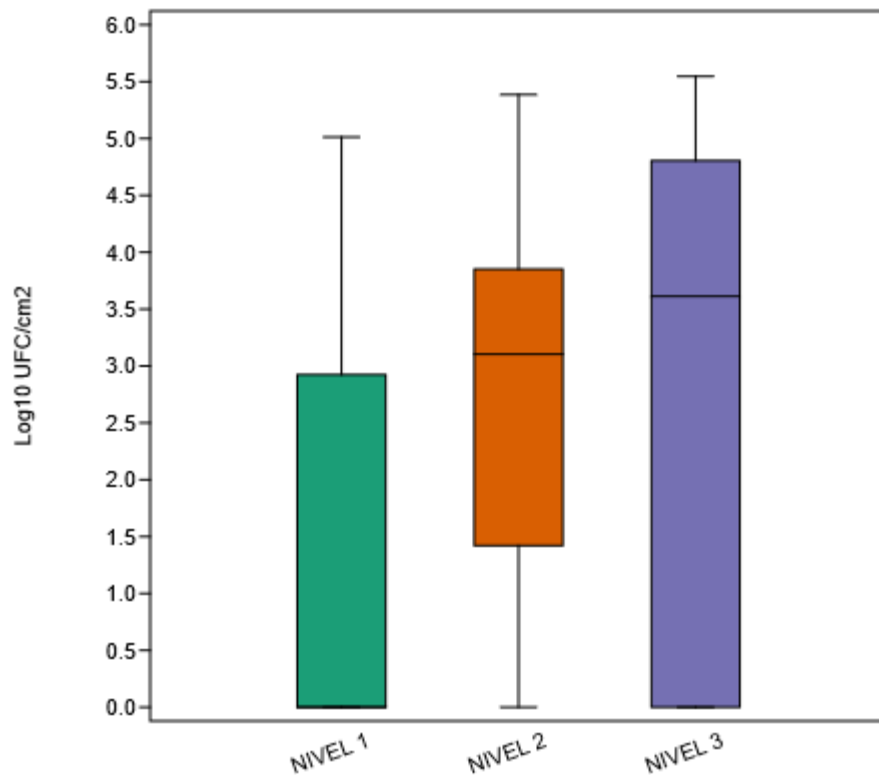
Nota: Los valores presentados en el eje X son correspondientes a la categoría ordinal de rugosidad (1=baja, 2=media, 3=alta); la escala decimal presente en el gráfico fue generada automáticamente por el programa estadístico utilizado (PAST 5). Los puntos representan de manera individual 135 muestras, algunos se muestran de manera superpuesta debido a que presentan valores similares entre sí. En el nivel 1 hay más dispersión en valores bajos, menor crecimiento, en el nivel 2 y 3 los puntos se ubican en valores altos

El incremento de manera progresiva entre la densidad y el aumento de la rugosidad en la superficie de los macroplásticos muestran un patrón positivo plasmado en la **Figura 25** Donde la mediana en el nivel 1 correspondiente a categoría baja se

encuentra en la base cerca de 0 Log₁₀ UFC/cm², demostrando que la carga bacteriana fue indetectable en su 50% de muestras, con un bigote máximo situado en 5 Log₁₀ UFC/cm²; para el nivel 2 de rugosidad la mediana sube a 3.10 Log₁₀ UFC/cm², siendo simétricamente notable, con el 50% de los datos en un rango de 1,4 y 3,8 Log₁₀ UFC/cm², en el nivel 3 se observa el valor más alto con 3.6 Log₁₀ UFC/cm², con variabilidad más alta reflejada en rangos más amplios de entre 0 hasta 4,8 Log₁₀ UFC/cm², proporcionando mayor densidad de bacterias efecto de una mayor rugosidad a comparación de las superficies lisas, consistente con la correlación dado que fue aceptada la hipótesis alternativa con un valor rs=0,266 y p=0,0018 estadísticamente significativo y positivo aunque débil.

Figura 25

Densidad de crecimiento bacteriano de acuerdo al nivel de rugosidad de los macroplásticos recolectados.



Nota: La rugosidad se encuentra representada en 3 niveles: 1=bajo; 2=medio, 3=alto, el total de muestras analizadas fueron 135, categorizadas por el nivel de rugosidad. En el nivel 3 hay mayor distribución, Los bigotes mínimos imperceptibles en el nivel 1 y 3 corresponden a un percentil 25 aproximado a cero.

CAPITULO V

8. DISCUSIONES

En esta investigación se concretó el aislamiento de 90 placas de un total de 135 siembras analizadas en los medios selectivos, indicando que el crecimiento fue de 66,7%, lo que representa las cualidades adjudicadas a los residuos macroplásticos para albergar colonias bacterianas. Este resultado concuerda con lo descrito por Peressutti et al. (2022), que, a través del estudio de la colonización de bacterias patógenas en pellets de plástico en el mar argentino, informaron que estos polímeros residuales si permanecen un tiempo considerado en el sustrato, son materiales ideales para el desarrollo de bacterias de forma potencial, que se otorgan a propiedades hidrofílicas y fuentes de carbono en la superficie. Al igual que Stabnikova et al. (2021), que reportaron la subsistencia de bacterias sobre la superficie de microplásticos, confirma que estos materiales son idóneos para su persistencia en ecosistemas costeros.

La definición aplicada para el término plastisfera: elemento sintético provisto de un ecosistema constituido por microorganismos (Li et al., 2025), deduce que es

aceptable aplicarlo a macroplásticos en la Playa de Ballenita. Stevenson et al. (2025) destaca que el material polimérico se provee de placa bacteriana de origen patógeno (plastisfera) con una viable resistencia antimicrobiana y transmisión de genes horizontal, pueden significar un riesgo para el ambiente y salud. En este contexto, los hallazgos de esta investigación aportan a la caracterización de la plastisfera en las costas ecuatorianas, documentado reducidas veces.

Fuera del riesgo sanitario, la plastisfera mantiene implicaciones a nivel ecológico, Bocci et al. (2024) manifiesta que la colonización de bacterias de sustratos plásticos altera funciones claves en el ecosistema, tales como el ciclo de nutrientes y la actividad enzimática del entorno, alterando la estructura de comunidades microbianas autóctonas del medio costero. En este contexto los macroplásticos situados en la playa de Ballenita además de actuar como reservorio, originan un sustrato artificial duradero que compite con procesos naturales del ciclo biogeoquímico del sedimento arenoso, de igual manera al tratarse de un material semi-fijo con un biofilm bacteriano ligado, logra impulsar a nivel trófico la transferencia entre organismos ya que puede ser confundido como alimento.

Una indagación reciente sobre la caracterización del metagenoma de las colonias bacterianas en macroplásticos en zonas costeras refleja que las investigaciones de

este tipo se encuentran centradas en polímeros con tamaño $<5\text{cm}$, desplazando a los macroplásticos como objeto de estudio, aun cuando sus características como una mayor área de superficie, alojamiento y exposición al ambiente de forma constante, da paso a el proceso de biopelículas con microbiomas (Athira et al., 2026). Este estudio plasma en consecuencia una contribución metodológica importante al tener como objeto de estudio a macroplásticos ubicados en el suelo de la playa.

En los conteos de UFC/cm² y los medios selectivos se evidenció diferencias significativas, resultando la mayor cuantificación en Agar Sal Manitol con una mediana de 4,40 Log₁₀ UFC/cm², en comparación al medio Cetrimide que fue el valor más bajo en cuanto a crecimiento con una mediana de 0 Log₁₀ UFC/cm², demostrando que en el 75% de inoculaciones realizadas no se desarrollaron colonias bacterianas de *Pseudomonas spp.* Se destaca que en este ámbito si bien el género bacteriano puede llegar a establecerse en plásticos postrados en el ecosistema marino, su población resulta no ser tan densa en contraste con bacterias del género *Vibrio* y enterobacterias específicamente en los macroplásticos.

La abundancia alta de crecimiento de colonias en el Agar Sal Manitol, se entrelaza con la tolerancia a altas concentraciones de sal (NaCl 7,5 %) y la existencia de bacterias halófilas como *Vibrio spp.* Así como se detalla en Merck (s.f.). Esto

coincide con las características de las bacterias aisladas, representando a el género *Vibrio spp*, como especímenes de alta adaptación al ambiente de mar salino. Como segundo lugar del medio más representativo en colonias se encuentra el agar MacConkey especificando 37% de crecimiento, coherente con la alta manifestación de enterobacterias, que conforman parte de la contaminación fecal común en ecosistemas marinos costeros afectados por actividades de ocio y entretenimiento por humanos (Frank et al, 2025).

La significativa discrepancia atribuida a los tipos de macroplástico con un valor $H=1,722$ y $p=0,7651$, apuntan que el establecimiento de bacterias es imparcial del tipo de polímero analizado, peculiaridad que concuerda relativamente con Du et al. (2022), que, si bien reportan que hay comunidades particulares según el tipo de plásticos, esto puede variar por los factores ambientales, implicando que la plastisfera influya predominantemente en ciertos tipos de plásticos en condiciones específicas. La disparidad temporal de muestreos entre febrero a junio, probablemente significó una variabilidad que difuminó las diferencias entre los tipos de plásticos.

El común denominador entre los géneros bacterianos presuntivos es *Vibrio spp*. Con 33 aislamientos en TCBS y 15 MSA, lo que encaja con lo evidenciado en un estudio

en playas de Tenerife por Hernández-Sánchez et al. (2023). Donde en un 100% de microplásticos analizados encontraron *Vibrio spp* y un 42,8% en pellets estudiados, infiriendo que en efecto los polímeros funcionan como reservorio para bacterias patógenas en balnearios. Por otro lado, Silva et al. (2019), estudio focalizado en la Bahía de Guanabara, Brasil, constataron la concurrencia de 59 cepas de *Vibrio spp*. Alojadas en plásticos, revelando el papel de reservorios que dispersan patógenos potenciales.

La extrema presencia del género *Vibrio spp*. Se explica a través del enfoque ecológico, ya que esta bacteria es precursora veloz en colonizar plásticos en ambientes marinos antes que cualquier otro organismo del bacterioplancton del ambiente natural (Zhai et al., 2023). La fisiología de estas bacterias es favorecedora para su desarrollo en sustratos artificiales, puesto que son acuáticas y habitantes de ambientes salinos constantemente variables, debido a este factor colonizan medios que en su composición se encuentra el agua de mar, produciendo la enzima oxidasa, peculiaridad que las resalta del resto de bacterias, agilizando su aislamiento en el medio TCBS (Sampaio et al., 2022). Se incluye que las altas temperaturas del agua de mar atribuida al cambio climático, aumenta el número de bacterias del género *Vibrio spp*, surgiendo de estas cepas especies con potencial patológico (Glackin et al., 2024) dándole una importancia sanitaria a los resultados de este estudio, precisando que esta relevancia sanitaria es una inferencia basada en la identificación

presuntiva del género bacteriano, no a una identificación taxonómica o de virulencia a nivel molecular, por lo que se debe interpretar como un indicativo de riesgo potencial más que como un descubrimiento clínico confirmatorio.

Con respecto a los organismos aislados en agar MacConkey, fueron identificados en 14 siembras en conjunto, géneros presuntivos de *Escherichia spp.*, *Klebsiella spp.*, *Y Salmonella spp.*, y *Proteus spp.*, ambos en 4 aislamientos, donde la presencia de enterobacterias en plásticos en Balnearios es coincidente con lo manifestado por Ahmad et al. (2026), que señalan a taxones de *Escherichia coli*, *Salmonella* y *Vibrio chloreae* ligados a microplásticos en ecosistemas acuáticos, siendo indicadores de contaminación fecal y su persistencia en polímeros es consistente con repercusiones de actividades recreativas llevadas a cabo por el ser humano en la playa de Ballenita, en el cual el manejo de forma poco adecuada de los residuos sólidos favorecen la contaminación al suelo en la costa del Pacífico.

La presencia de *Pseudomonas* a través del agar Cetrimide, es consistente con su rol descrito en la plastisfera marina, Oberbeckmann y Labrenz (2019), destacan que el orden Pseudomonadales es representante de las Gammaproteobacterias que se asocian a la plastisfera, que pueden funcionar como biodegradadores de sustratos artificiales, convirtiéndolos en organismos de interés para estudios biotecnológicos

y ecológicos. La baja presencia correspondiente al 10% de estas bacterias en el Agar Cetrimide, puede señalar que, aunque están presentes y colonizan estos materiales en la playa de Ballenita, su densidad es menor comparada con las enterobacterias y *Vibrios*, atribuidos probablemente a una competencia de nutrientes y parámetros de salinidad en el medio costero ecuatoriano.

El género presuntivo *Klebsiella spp.* Aislado de los macroplásticos mantiene una importancia sanitaria, puesto que son patógenos oportunistas que tienen gran capacidad de sobrevivir más de dos semanas en el medio y en consecuencia provocar infecciones de gran importancia en mamíferos marinos, tanto en leones marinos como en focas (Zotto et al., 2025). Su prevalencia en plásticos en un balneario público simboliza desde una perspectiva ecológica un indicio de potencial riesgo de infecciones cruzadas entre fauna marina y seres humanos, sin embargo, esta inferencia requeriría que para que sea confirmada una identificación molecular y detección de genes de virulencia, ausente en el alcance de este estudio.

Tanto la prueba de catalasa, como oxidasa y motilidad fueron complementarias para identificar de forma presuntiva a los géneros descritos, manteniendo concordancia con las características descritas en el marco teórico. De los seis géneros, 5 presentaron motilidad, siendo el único género con esta característica ausente

Klebsiella spp., contexto que tiene validez científica por Dong et al. (2022), quienes reportan que no presenta motilidad en comparación a otras enterobacterias como *Proteus* spp, *Escherichia coli*, etc.

Las características morfológicas de colonias del género *Vibrio* spp., en agar TCBS, como su color amarillo, borde liso y halo translúcido, es resultante de una sacarosa positiva, factor clave que permite diferenciar a esta especie en este medio específico. Yeung & Thorsen (2016) indican que la acción fermentadora se da por un cambio de pH del azul de bromitol., entre tanto Aryal (2015) manifiesta que este medio selectivo permite surgimiento de todas las especies patógenas del género *Vibrio* spp, exceptuando *V. hollisae*. El swarming de *Proteus* spp. En Agar MacConkey Significó en un elemento de gran relevancia que es conciso con lo observado por Różalski et al. (2012). Que describen al género específicamente por este tipo de crecimiento de manera extendida.

La Correlación de Spearman arrojó un coeficiente de $r_s=0,266$ y $p=0,0018$, lo que representa una correlación significativa estadísticamente débil entre la rugosidad y la densidad de bacterias. El resultado positivo es contrastante con lo establecido en el desarrollo de bacterias en materiales sintéticos. Hossain et al. (2018), corroboraron que los plásticos que se ven expuestos a radiación ultravioleta y

variaciones de temperatura, causan erosiones en forma de grietas y rugosidades en su superficie, lo que reduce su capacidad para repeler el agua y eleva la captación de nutrientes, propiciando el crecimiento de colonias bacterianas.

Así mismo, Joshi et al. (2025), denotan que la capacidad de bacterias para colonizar va aumentando con el grado de rugosidad, la flotabilidad, y el nexo entre superficie-volumen. En el ámbito de materiales específicos, la conducta de las colillas de cigarro, que conforman parte de los elementos con mayor nivel de rugosidad y alta densidad bacteriana, sostiene la hipótesis de que, a mayor rugosidad en el macrolástico, mayor presencia de bacterias, ya que estas grietas empiezan a formar nichos ideales para que las bacterias puedan adherirse y buscar protección. Este efecto converge con la investigación dentro de sistemas de suministro de agua potable, donde el incremento de rugosidad sustratos sintéticos como PVC Y PE, favorecen notablemente una colonización precursora de biofilms, gracias a una interrelación hidrofóbica ácido-base entre los microorganismos y la superficie.

Wright et al. (2020) fundamentaron que, si el plástico es expuesto al ambiente marino, este se cubre de moléculas proteicas, carbohidratos y materia orgánica, originando una ecocorona, que se traduce a una reducción de la hidrofobicidad e intensifica la adherencia microbiana. Este suceso aclararía el por qué también se

presentó una considerable densidad de bacterias en macroplásticos que poseían un nivel medio de rugosidad, convirtiendo a la rugosidad como agente esencial pero no el único para propiciar el asentamiento de bacterias.

La correlación débil de $r_s=0,266$, apunta que evidentemente existen factores varios que participan en la iniciación, entre los que destaca los nutrientes provenientes del agua de mar (Du et al., 2022) la hidrofobicidad innata de material sintético (Caruso, 2020), el periodo de alojamiento en el sedimento y las fluctuaciones de estaciones en la comunidad de bacterias en el ambiente costero. La heterogeneidad visualizada en los niveles bajo y alto, revelan que, si bien la tendencia es favorable, la intervención de las bacterias no es constante al 100%, lo que se ajusta a investigaciones que han demostrado la dificultad entre la asociación de la rugosidad y adherencia de bacterias de géneros varios y factores ambientales (Mu et al., 2023).

Cortés-Sánchez et al. (2025) recalca que bacterias como *Klebsiella*, *Proteus*, *Pseudomonas*, entre otras, pueden tornarse patógenos oportunistas bajo condiciones de estrés, focalmente en peces que logran provocar infecciones en tejidos y órganos internos y un descenso del sistema inmune en fauna marina, adjudicando a este escenario de gran trascendencia por el ecosistema marino y la biodiversidad que aloja la costa peninsular ecuatoriana.

Una limitación de carácter relevante en este estudio radica en la identificación de géneros bacterianos puesto que se realizaron exclusivamente por métodos fenotípicos como morfología de las colonias, crecimiento diferencial en agares selectivos y reacciones bioquímicas presuntivas, sin contar con el respaldo de técnicas moleculares para confirmar dichos géneros. Como describe Nuñez-Ramos et al. (2025) la identificación presuntiva constituye solamente la primera etapa de orientación del proceso de diagnóstico, mientras que la confirmación del taxón a nivel de especie requiere métodos precisos como MALDI-TOF o la secuenciación génica. La limitación descrita resalta en especial porque en el caso del género *Vibrio spp.*, Glackin et al. (2024) manifiesta que en agares TCBS y CHROMagar permiten la identificación del género en un plazo de 48 horas, encontrándose necesario complementarla con pruebas moleculares para diferenciar especies potencialmente patógenas de las que no lo son. Por otra parte, Rodrigues y de Carvalho (2022) describen que los métodos dependientes de cultivo y los métodos moleculares no siempre identifican las mismas especies, por lo que es importante considerarlas como complementarias en lugar de diferentes, por lo tanto, los géneros bacterianos en esta investigación se interpretan como identificaciones presuntivas con una incertidumbre taxonómica, limitando establecer con claridad el riesgo sanitario específico de cada cepa aislada.

A través del punto de vista del Objetivo de Desarrollo sostenible 14, los resultados de este estudio contribuyen con evidencia acerca de las implicaciones microbiológicas vinculadas a la acumulación de macroplásticos en playas o balnearios, consolidando una mejora de las políticas públicas para una gestión integral de residuos sólidos en zonas costeras. La disposición con dicho objetivo, sitúa a estos resultados dentro de la agenda global de conservación marina y enfatiza la implementación de monitoreo microbiológico y educación ambiental en la provincia de Santa Elena.

9. CONCLUSIONES

Se logró aislar bacterias provenientes de la superficie de estos residuos macroplásticos mediante el empleo de cuatro medios de cultivo selectivos (TCBS, MacConkey, Cetrimide y Sal Manitol), donde provechosamente se identificaron 6 presuntivos géneros bacterianos entre ellos: *Vibrio spp.*, *Klebsiella spp.*, *Escherichia spp.*, *Salmonella spp.*, *Proteus spp.*, *Pseudomonas spp.* Resultando una presencia significativa y dominante el género presuntivo *Vibrio spp.*, que consiste con su papel ecológico como colonizador pionero de sustratos plásticos en ambientes marinos.

De las 135 siembras analizadas en los 4 agares selectivos, 90 placas (66,7%) presentaron un crecimiento analizable, la cuantificación mediante un contador manual permitió establecer que el plumavit y tapas de botella presentaron los mayores valores de medianas en relación a su densidad bacteriana, respectivamente con 3,13 y 3,06 Log₁₀ UFC/cm² y que el valor más bajo se encuentra en los envoltorios de comestibles con una mediana de 2,23 Log₁₀ UFC/cm², además se evidenció valores cercanos entre las colillas de cigarro con 2,95 Log₁₀ UFC/cm² y las fundas de comestibles con 2,99 Log₁₀ UFC/cm². Confirmando que los residuos cumplen la función de sustrato idóneo para el desarrollo de comunidades bacterianas o sirven como reservorio de plastisfera en el ambiente costero.

En cuanto a la relación del tipo de plástico y la densidad bacteriana, plumavit con 3,13 Log₁₀ UFC/cm² y tapas de botella 3,06 Log₁₀ UFC/cm² conforman los macroplásticos que destacaron en el favorecimiento y la persistencia bacteriana con mayores valores de medida de tendencia central por sobre los demás macroplásticos, en conjunto la prueba de Kruskal-Wallis con H=1,722 y p=0,7651 no encontró diferencias estadísticas significativas, lo que indica que la colonización depende más de factores ambientales como el tiempo de exposición, temperatura del agua y disponibilidad de nutrientes que del tipo de plástico en sí. De manera complementaria el análisis de la correlación de Spearman entre rugosidad y Log₁₀ UFC/cm² arrojó un coeficiente $r_s=0,266$ y $p=0,0018$, lo que evidencia una correlación positiva estadísticamente significativa pero débil, respaldando la aceptación de manera parcial de la hipótesis alternativa, significando que la rugosidad favorece la adhesión bacteriana inicial, sin embargo, no conforma el único factor determinante de colonización, evidenciando que estos plásticos no son ecológicamente inanimados en el ambiente marino costero, sino que al contrario aportan al desarrollo de reservorios bacterianos con un eventual impacto ecológico y sanitario, a su vez mediante los aislamientos,

La aceptación parcial de la hipótesis plantea que la rugosidad del macroplástico favorece la adhesión y fijación inicial de bacterias al generar nichos para su protección pero que no conforma el único factor para determinar la colonización, ya que la ecocorona orgánica, la hidrofobicidad del material sintético, y el tiempo de asentamiento, entre otros también son participes importantes, que esclarecen el

por qué los macroplásticos con un nivel de rugosidad media, también presentaron densidad bacteriana notable. El impacto consecuente indica que la platisfera en la playa de Ballenita se conforma por una interacción múltiple de factores y que no pueden encerrarse nada más al atributo físico del sustrato.

En base a los valores estadísticos obtenidos $r_s=0,266$ y $p=0,0018$ menor a 0,05, se rechaza la hipótesis nula y se acepta la hipótesis alternativa, manifestando que existe una correlación positiva aunque débil entre la rugosidad del macroplástico y la densidad de bacterias UFC/cm², siendo una aceptación parcial puesto que la rugosidad solo explica una fracción de la variabilidad observada, considerando necesario tener en cuenta factores ambientales para comprender la dinámica de la colonización bacteriana de los macroplásticos en el ecosistema costero.

Al punto de vista ecológico se reafirma que los plásticos postrados en el sustrato de las playas ecuatorianas desempeñan un papel como reservorios predilectos de estas bacterias posiblemente patógenas oportunistas, y que su afluencia se lo relaciona con el calentamiento de las costas atribuido al cambio climático. El apareamiento de enterobacterias como *Escherichia spp* y *Salmonella spp*, resalta una influencia contaminante fecal desde una procedencia antrópica, coincidente con las diferentes actividades de ámbito recreativo que se desempeñan en el balneario.

Conjuntamente, esta plastisfera compuesta de bacterias de géneros varios retrata un escenario vulnerable a afectaciones en fauna marina, bañistas y la cadena trófica del ecosistema marino en Santa Elena.

Los hallazgos provenientes de esta investigación aportan con evidencia científica original, sistematizada por vez primera en la provincia de Santa Elena, acerca de las repercusiones microbiológicas de la acumulación de macroplásticos en suelos litorales. El reconocimiento de géneros bacterianos potencialmente patógenos oportunistas, resalta que la contaminación por plásticos trasciende su impacto físico perceptible y actúa a nivel ecosistémico como potenciador de riesgos biológicos.

10. RECOMENDACIONES

- Potenciar la caracterización bacteriana con técnicas avanzadas de biología molecular como secuenciación de genes (16S rRNA) y metagenómica, para fortalecer la identificación fenotípica y conseguir una identificación a nivel de especie de las bacterias aisladas.
- Adicionar en los muestreos perfiles de resistencia antimicrobianos para los géneros de enterobacterias aislados como *Klebsiella* spp y *Pseudomonas* spp., puesto a que son reconocidos por ser potenciales patógenos multirresistentes en ambientes marinos contaminados con residuos por uso humano.
- Ampliar el tamaño de las muestras y estandarizar el periodo de muestreo mes por mes durante al menos un año completo para controlar el cambio de temporadas identificadas como una variable perpleja en las diferencias entre tipos de macroplástico.
- Incorporar medición de parámetros fisicoquímicos del agua de mar como la temperatura, salinidad, pH y turbidez en cada muestreo, para establecer a

nivel estadístico la influencia sobre la conformación y densidad de bacteria de la plastisfera.

11. BIBLIOGRAFÍA

- Athira, A., Sreejith, V., Megha, C., Athira, P., Reshmi, K., Murugadas, V., & Joseph, T. C. (2026). Metagenomic characterization of bacterial communities on beach macroplastics: Insights into antimicrobial resistance and virulence. *Environmental Pollution*, 405, 128213. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2026.128213>
- Álvarez Estrada, G., & Pereira Somarriba, S. A. (2003). Caracterización de bacterias del género vibrio en aguas del estero de Las Peñitas, León (Doctoral dissertation).
- Adebusoye, S. A., Ilori, M. O., Amund, O. O., Teniola, O. D., & Olatope, S. O. (2007). Microbial degradation of petroleum hydrocarbons in a polluted tropical stream. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 23(8), 1149–1159. <https://doi.org/10.1007/s11274-007-9345-3>
- Ahmad, F., Sun, C., Muhammad, A., & Shao, Y. (2026). Microplastics and pathogen risk across ecosystems: From biofilm to antimicrobial resistance and host susceptibility. *Environmental Pollution*, 399, 128128. <https://doi.org/10.1016/j.envpol.2026.128128>
- Ajmera, A., & Shabbir, N. (2023). *Salmonella*. Nih.Gov; StatPearls Publishing. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK555892/>
- Alvarado-Pariona, J. (2020). Coliformes totales y fecales en Lactuca sativa var.iceberg (lechuga carola) que se expende en los mercados del distrito de

Parcona – ICA Perú. Repositorio UNICA.
<https://repositorio.unica.edu.pe/server/api/core/bitstreams/50d964cf-b15d-4023-91a8-beb0aaf6755f/content>

Andriamahefazafy, M., Tournon-Gardic, G., March, A., Hosch, G., Palomares, M., & Failler, P. (2022). Sustainable development goal 14: To what degree have we achieved the 2020 targets for our oceans? *Ocean & Coastal Management*, 227, 106273.
<https://doi.org/10.1016/j.ocecoaman.2022.106273>

Añilema, D. (2023). “Implementación del método de conservación para bacterias ácido lácticas aisladas del suelo de bosques primarios de la parroquia Baños”. from
<https://dspace.esPOCH.edu.ec:8080/server/api/core/bitstreams/d7a51715-4cf8-465b-a265-c701bdbc9021/content>

Aryal, S. (2015). *Cetrimide Agar- Composition, Principle, Uses, Preparation and Colony Morphology*. Microbiology Info.Com.
<https://microbiologyinfo.com/cetrimide-agar-composition-principle-uses-preparation-and-colony-morphology/>

Aryal, S. (2015). *MacConkey Agar- Composition, Principle, Uses, Preparation and Colony Morphology*. Microbiology Info.Com.
<https://microbiologyinfo.com/macconkey-agar-composition-principle-uses-preparation-and-colony-morphology/>

- Aryal, S. (2015, October 21). *Thiosulfate-Citrate-Bile Salts-Sucrose (TCBS) Agar- All You Need to Know*. Microbiology Info.Com. <https://microbiologyinfo.com/thiosulfate-citrate-bile-salts-sucrose-tcbs-agar-composition-principle-uses-preparation-and-colony-morphology/>
- Aryal, S. (2016). *Mannitol Salt Agar for the isolation of Staphylococcus aureus*. Microbiology Info.Com. <https://microbiologyinfo.com/mannitol-salt-agar-for-the-isolation-of-staphylococcus-aureus/>
- Barragán-Muñoz, M (2003). Medio ambiente y desarrollo en áreas litorales. Introducción a la planificación y gestión integradas. *Rodin.Uca.Es*. <https://doi.org/84-7786-829-8>
- Barrios-Díaz, R. (2015). Identificación de bacterias patógenas aisladas de tubérculos de papa (*Solanum, tuberosum*) con síntomas de pudrición blanda, colectadas en Sanare, Estado Lara. *Saber.Ucv.Ve*. <https://doi.org/http://hdl.handle.net/10872/13474>
- Bermúdez, J., & Swarzenski, P. (2021). A microplastic size classification scheme aligned with universal plankton survey methods. *MethodsX*, 8, 101516. <https://doi.org/10.1016/j.mex.2021.101516>
- Bhuyan, S., Venkatramanan, S., Selvam, S., Szabo, S., Hossain, M., Un-Nabi, R., Paramasivan., MP, J., & Islam, S. (2021). Plastics in marine ecosystem: A review of their sources and pollution conduits. *Regional Studies in Marine Science*, 41, 101539. <https://doi.org/10.1016/j.rsma.2020.101539>

- Britania. (2021). Cetrimida Agar Base. https://www.britanialab.com/back/public/upload/productos/upl_6070668da829e.pdf
- Botan, A., Campisciano, G., Zerbato, V., Di Bella, S., Simonetti, O., Buseti, M., Toc, D. A., Luzzati, R., & Comar, M. (2024). Performance of 16S rRNA Gene Next-Generation Sequencing and the Culture Method in the Detection of Bacteria in Clinical Specimens. *Diagnostics*, 14(13), 1318. <https://doi.org/10.3390/diagnostics14131318>
- Bocci, V., Galafassi, S., Levantesi, C., Crognale, S., Amalfitano, S., Congestri, R., Matturro, B., Rossetti, S., & Di Pippo, F. (2024). Freshwater plastisphere: a review on biodiversity, risks, and biodegradation potential with implications for the aquatic ecosystem health. *Frontiers in Microbiology*, 15, 1395401. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2024.1395401>
- Bueno, J. (2019). Abundancia y distribución de macrobasura y mesoplásticos en las playas Las Palmas, Atacames y Los Frailes en la costa ecuatoriana. Tesis de Pregrado, Universidad de Guayaquil. <file:///C:/Users/DELL/Downloads/UPSE-TBM-2024-0001.pdf>
- Campos-Gutiérrez, S. M. (2022). Plastics as vector of microorganisms in the aquatic environment. ResearchGate. <https://doi.org/10.13140/RG.2.2.35164.87688>
- Campoy López, P., & Beiras, R. (2019). REVISIÓN: Efectos ecológicos de macro-, meso- y microplásticos. <https://doi.org/10.13140/RG.2.2.36814.89926>

- Caruso, G. (2020). Microbial Colonization in Marine Environments: Overview of current knowledge and emerging research topics. *Journal of Marine Science and Engineering*, 8(2), 78. <https://doi.org/10.3390/jmse8020078>
- Cervantes-García, E., García Gonzáles, R., Salazar-Schettino, P. M. (2014). Características generales del *Staphylococcus aureus*. *Revista Latinoamericana de Patología clínica y Medicina de Laboratorio*, 61 (1): 28-40. <https://www.medigraphic.com/pdfs/patol/pt-2014/pt141e.pdf>
- Celly, T. (2018). Agentes bacterianos causantes de infección de vías urinarias en mujeres que asisten al Hospital Isidro Ayora (Loja). Unl.Edu.Ec <https://dspace.unl.edu.ec/server/api/core/bitstreams/1c2a7d4f-c874-4b78-8856-691332348652/content>
- Condalab. (2019). Agar Sal y Manitol (MSA) (Medio Chapman) EP/USP/ISO. <https://mdmcientifica.com/wp-content/uploads/2021/01/FICHA-TECNICA-BASE-AGAR-MANNITOL-SAL-EP-USP-ISO-1062-MDM-CIENTIFICA-1062....pdf>
- Condalab. (2021). Base de Agar Cetrimida EP/USP/ISO. Condalab. <https://mdmcientifica.com/wp-content/uploads/2021/09/FT-BASE-AGAR-CETRIMIDE-EP-USP-ISO-x500g-REF.1102-CONDALAB.pdf>
- Cooksey, K., & Wigglesworth-Cooksey, B. (1995). Adhesion of bacteria and diatoms to surfaces in the sea: a review. *Aquatic Microbial Ecology*, 9, 87–96. <https://doi.org/10.3354/ame009087>

- Cortés-Sánchez, A. De J., Díaz-Ramírez, M., Rayas-Amor, A. A., Espinosa-Chaurand, L. D., Torres-Ochoa, E., & Salgado-Cruz, Ma. De la P. (2025). Microbiological Hazards in the Food Chain of Fish and Products, a Focus on *Klebsiella* spp. *Veterinary Sciences*, 12(2), 133. <https://doi.org/10.3390/vetsci12020133>
- Cueva, I. (2022). La tinción de Gram es un procedimiento de gran utilidad empleado en los laboratorios donde se manejan pruebas microbiológicas. LinkedIn. https://es.linkedin.com/posts/isabelcuevasperez_la-tinci%C3%B3n-de-gram-es-un-procedimiento-de-activity-6978234193084329984-ATaD
- Das, N., & Chandran, P. (2011). Microbial Degradation of Petroleum Hydrocarbon Contaminants: An Overview. *Biotechnology Research International*, 2011, 1–13. <https://doi.org/10.4061/2011/941810>
- Drzewiecka, D. (2016). Significance and Roles of *Proteus* spp. Bacteria in Natural Environments. *Microbial Ecology*, 72(4), 741–758. <https://doi.org/10.1007/s00248-015-0720-6>
- Dang, H., & Lovell, C. R. (2015). Microbial Surface Colonization and Biofilm Development in Marine Environments. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, 80(1), 91–138. <https://doi.org/10.1128/mmbr.00037-15>
- Delgado-Caizaguano, S. (2023). Caracterización de microorganismos para uso agroindustrial aislados de un bosque primario en el cantón Cumandá. Espoch.Edu.Ec. <https://dspace.espoch.edu.ec/items/bbbf417d-1e26-4c62-a850-89f3a1678a12>

- Dong, N., Yang, X., Chan, E. W., Zhang, R., & Chen, S. (2022). *Klebsiella* species: Taxonomy, hypervirulence and multidrug resistance. *EBioMedicine*, 79, 103998. <https://doi.org/10.1016/j.ebiom.2022.103998>
- Du, Y., Liu, X., Dong, X., & Yin, Z. (2022). A review on marine plastisphere: biodiversity, formation, and role in degradation. *Computational and Structural Biotechnology Journal*, 20, 975–988. <https://doi.org/10.1016/j.csbj.2022.02.008>
- EBSCO. (2024). *Pseudomonas* | Health and Medicine | Research Starters. <https://www.ebsco.com/research-starters/health-and-medicine/pseudomonas#full-article>
- Enriquez, H. G. (2003). Criterios para evaluar la aptitud recreativa de las playas en México: una propuesta metodológica. *Gaceta ecológica*, (68), 55-68. <https://www.redalyc.org/pdf/539/53906806.pdf>
- Echeverri-Jaramillo, G. E., Manjarrez-Paba, G., & Cabrera-Ospino, M. (2010). Aislamiento de bacterias potencialmente degradadoras de petróleo en hábitats de ecosistemas costeros en la Bahía de Cartagena, Colombia. *Nova*, 8(13), 76–86. <https://doi.org/10.22490/24629448.441>
- EPA. (2016). La importancia de la protección de las playas | US EPA. <https://espanol.epa.gov/espanol/la-importancia-de-la-proteccion-de-las-playas>

- EPA. (2018). Agencia de protección Ambiental de Estados Unidos. La importancia de la protección de las playas: <https://espanol.epa.gov/espanol/la-importancia-de-la-proteccion-de-las-playas>
- Farmer, J. J., Michael Janda, J., Brenner, F. W., Cameron, D. N., & Birkhead, K. M. (2015). *Vibrio*. *Bergey's Manual of Systematics of Archaea and Bacteria*, 1–79. <https://doi.org/10.1002/9781118960608.gbm01078>
- Farooq, M., et al. (2024). Study of diagnosis, associated risk factors and in-vitro antibiotic susceptibility of salmonella isolated from ostrich (*Struthio camelus*). *Pakistan Journal of Science*, 76(01), 39–45. <https://doi.org/10.57041/pjs.v76i01.1085>
- Fernández, M. A. (2015). Riesgo microbiológico asociado a plásticos sumergidos en agua de mar. https://repositori.uib.es/xmlui/bitstream/handle/11201/4282/TFG_GBIO_AlmodenaFernandezMunoz.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Finkelstein, R. A. (2021). *Cholera, Vibrio cholerae O1 and O139, and Other Pathogenic Vibrios*. Nih.Gov; University of Texas Medical Branch at Galveston. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK8407/>
- Frank, E. M., Suarez, C., Erb, I. K., Jephson, T., Lindberg, E., & Paul, C. J. (2025). Microbial contamination in urban marine sediments: source identification using microbial community analysis and fecal indicator bacteria. *Microorganisms*, 13(5), 983. <https://doi.org/10.3390/microorganisms13050983>

Gancino, D. (2024). Identificación de agentes bacterianos en cuyes (*Cavia porcellus*) con signos respiratorios en el sector Santan del cantón Latacunga”.

<https://repositorio.utc.edu.ec/server/api/core/bitstreams/27c222a9-05fd-4005-988f-6cf24a10419f/content>

Garcés-Ordóñez, O., Córdoba-Meza, T., Sáenz-Arias, S., Blandón, L., Espinosa-Díaz, L. F., Pérez-Duque, A., Thiel, M., & Canals, M. (2024). Potentially pathogenic bacteria in the plastisphere from water, sediments, and commercial fish in a tropical coastal lagoon: An assessment and management proposal. *Journal of Hazardous Materials*, 479, 135638. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2024.135638>

García-López, E. (2013). Implementación de un método de conservación de cepas bacterianas. Repositorio UNAM. https://www.zaragoza.unam.mx/wp-content/Portal2015/Licenciaturas/qfb/tesis/tesis_garcia_lopez.pdf

GIZ. (2023). Prevenir de la basura marina en Ecuador. [Www.giz.de](http://www.giz.de). <https://www.giz.de/de/projects/prevenir-de-la-basura-marina-en-ecuador>

Glackin, C. C., Dupke, S., Chandra, T. S., Riedinger, D., & Labrenz, M. (2024). Combined TCBS and CHROMagar Analyses Allow for Basic Identification of *Vibrio vulnificus* within a 48 h Incubation Period in the Coastal Baltic Sea. *Microorganisms*, 12(3), 614–614. <https://doi.org/10.3390/microorganisms12030614>

Gonzales-Castro, D. & Rojas-Franco, K. (2018). Evaluación de la capacidad antimicrobiana de la especia Clavo de olor (*Syzygium spp.*) en aceite esencial en un producto cárnico madurado frente a microorganismos criterio microbiológico según la NTC 1325. Repositorio UCM. <https://repositorio.ucm.edu.co/server/api/core/bitstreams/73de8b54-c5c1-4fa7-bf4b-6eaaf4af5a8a/content>

Guamán-Salazar, W. (2017). Desinfeccion catodica de aguas de consumo humano mediante la produccion de H₂O₂ utilizando un electrodo de grafito. Repositorio EPN. <https://bibdigital.epn.edu.ec/bitstream/15000/17418/1/CD-7916.pdf>

Guglielmetti, P., & Bartoloni, A. (2003). *ESCHERICHIA COLI* | Occurrence and Epidemiology of Species other than *Escherichia coli*. In *Elsevier eBooks* (pp. 2162–2166). <https://doi.org/10.1016/b0-12-227055-x/00414-4>

Hadwan, M. H., Alta'ee, A. H., Mohammed, R. M., Hadwan, A. M., Al-Kawaz, H. S., & Al Talebi, Z. A. (2024). An efficient protocol for quantifying catalase activity in biological samples. *Bulletin of the National Research Centre*, 48(1). <https://doi.org/10.1186/s42269-024-01189-z>

Hernández-Sánchez, C., Pestana-Ríos, Á. A., Villanova-Solano, C., Domínguez-Hernández, C., Díaz-Peña, F. J., Rodríguez-Álvarez, C., Lecuona, M., & Arias, Á. (2023). Bacterial colonization of microplastics at the beaches of an oceanic island, Tenerife, Canary Islands. *International Journal of*

- Environmental Research and Public Health*, 20(5), 3951.
<https://doi.org/10.3390/ijerph20053951>
- Hossain, M. R., Jiang, M., Wei, Q., & Leff, L. G. (2018). Microplastic surface properties affect bacterial colonization in freshwater. *Journal of Basic Microbiology*, 59(1), 54–61. <https://doi.org/10.1002/jobm.201800174>
- IAEA. (2018). Contaminación del mar: aplicación de técnicas nucleares | OIEA. [iaea.org. https://www.iaea.org/es/temas/contaminacion-del-mar-y-las-costas](https://www.iaea.org/es/temas/contaminacion-del-mar-y-las-costas)
- Iglewski, B. H. (2020). *Pseudomonas*. Nih.Gov; University of Texas Medical Branch at Galveston. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK8326/>
- Instituto de Salud Pública de Chile. (2019). Boletín de vigilancia de laboratorio – *Salmonella* spp. 2018-2018. <https://www.ispch.cl/sites/default/files/Bolet%C3%ADnSalmonella-12052020A.pdf>
- Joshi, G., Goswami, P., Jha, D. K., Vinithkumar, N. V., & Dharani, G. (2025). Microplastics under siege: Biofilm-forming marine bacteria from the microplastisphere and their role in plastic degradation. *The Science of the Total Environment*, 980, 179539. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2025.179539>
- Jung, B., & Hoilat, G. J. (2024). *MacConkey Medium*. Nih.Gov; StatPearls Publishing. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK557394/>

- Jurado-Gómez, H., Fajardo-Argoti, I., & Parreño-Salas, J. (2026). Procedimientos de laboratorio de microbiología zootécnica (2.a ed.). Editorial Universidad de Nariño. <https://sired.udenar.edu.co/18267/1/18267.pdf>
- Karkanorachaki, K., Syranidou, E., & Kalogerakis, N. (2023). Extreme weather events as an important factor for the evolution of plastisphere but not for the degradation process. *Water Research*, 246, 120687. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2023.120687>
- Kandziora, J., Van Toulon, N., Sobral, P., Taylor, H., Ribbink, A., Jambeck, J., & Werner, S. (2019). The important role of marine debris networks to prevent and reduce ocean plastic pollution. *Marine Pollution Bulletin*, 141, 657–662. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2019.01.034>
- Kamel, F. H., & Jarjes, S. F. (2015). Essentials of bacteriology and immunology. *ResearchGate*. https://www.researchgate.net/publication/290911856_Essentials_of_Bacteriology_and_Immunology
- Koshiikene, C. (2025). European plastics industry at cliff edge as competitiveness collapses • Plastics Europe. Plastics Europe. https://plasticseurope.org/media/european-plastics-industry-at-cliff-edge-as-competitiveness-collapses/?utm_campaign=97902806-Fast%20Facts%202025&utm_source=linkedin&utm_medium=social&utm_content=press-release

- Kulkarni, M., Deshmukh, S. S., Agivale, S., & Awandkar, S. (2019). Antibigram of Pathogens from Nasal Affections in Equine. *ResearchGate*. https://www.researchgate.net/publication/344013882_Antibiogram_of_Pathogens_from_Nasal_Affections_in_Equine
- Kushwaha, K., Babu, D., & Juneja, V. K. (2014). *Proteus*. *Encyclopedia of Food Microbiology*, 238–243. <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-384730-0.00281-0>
- Lacerda, A. L., Briand, J.F., Lenoble, V., Oreste, E. Q., Kessler, F., & Pedrotti, M. L. (2024). Assessing the Plastisphere from Floating Plastics in the Northwestern Mediterranean Sea, with Emphasis on Viruses. *Microorganisms*, 12(3), 444. <https://doi.org/10.3390/microorganisms12030444>
- Li, C., Jin, L. N., Bank, M. S., Fan, C., Gillings, M. R., Zhao, T., Han, Y., Chen, T., Gao, M., Zhu, D., Chen, Q., Zhu, G., Wang, J., Wang, L., Liu, J., Yuan, X., Huang, Q., Wang, X., Jahnke, A., Rillig, M. C. (2025). Potential planetary health impacts of the airborne plastisphere. *One Earth*, 8(10), 101446. <https://doi.org/10.1016/j.oneear.2025.101446>
- Llambrich, C. M., Depellegrini, D., Garcia-Lozano, C., & Pintó, J. (2022). La consideración de los servicios ecosistémicos culturales en la gestión socioambiental de playas. *ResearchGate*. https://www.researchgate.net/publication/375964017_La_consideracion_d

e_los_servicios_ecosistemicos_culturales_en_la_gestion_socioambiental_de_playas

Lopez-Aguirre, J. F., Pomaquero-Yuqilema, J.C., & López-Salazar, J. L. (2020).

Análisis de la contaminación ambiental por plásticos en la ciudad de Riobamba. *Polo del conocimiento*, 5(12), 725-742.

López-Jácome, L. E., Durán, M. H., Colin, C. A., & Cendejas, R. F. (2013). Las

tinciones básicas en el laboratorio de microbiología. *ResearchGate*, 3(2014), 10–18.

https://www.researchgate.net/publication/281102865_Las_tinciones_basicas_en_el_laboratorio_de_microbiologia

Lusher, A. L., Brâte, I. L. N., Munno, K., Hurley, R. R., & Welden, N. A. (2020). Is

It or Isn't It: The Importance of Visual Classification in Microplastic Characterization. *Applied Spectroscopy*, 74(9), 1139–1153.

<https://doi.org/10.1177/0003702820930733>

Merck. (n.d). Technical data Sheet – Hemiplate Manitol Sal Agar.

<https://www.sigmaaldrich.com/deepweb/assets/sigmaaldrich/product/documents/114/162/146023dat-mk.pdf>

Molina-Castro, R. E., Gómez-Ronquillo, W. J., & de la Cruz-Lozado, J. (2021).

Contaminación marina por desechos plásticos en países del perfil costero del Pacífico Sur, 2016-2021. *Polo del Conocimiento: Revista científico-profesional*, 6(5), 458-478.

- Merlotto, A., Verón, E. M., & Bértola, G. R. (2019). Servicios ecosistémicos de regulación en playas del partido de General Alvarado, Buenos Aires, Argentina. *Revista de Geografía Norte Grande*, 73, 113–131.
<https://doi.org/10.4067/s0718-34022019000200113>
- Microgen Ltda. (2024). Función e importancia del agar MacConkey (MAC). LinkedIn.Com. <https://es.linkedin.com/pulse/funci%C3%B3n-e-importancia-del-agar-macconkey-mac-microgen-ltda-pscze>
- Mieles-Giler, J.W. (2024). Efectos de la contaminación plástica en los ecosistemas marinos: Un análisis actualizado. *Horizont Nexus Journal*, 2(3), 18-30.
- Montaño-Muñoz, J., Osorio-Arias, A. F., & Otero-Díaz, L. J. (2018). Patrones en las excursiones de swash en dos playas contrastantes: Playas Hollywood y Costa Verde, Colombia. *DYNA*, 85(204), 264–271.
<https://doi.org/10.15446/dyna.v85n204.63363>
- Morales-Ramírez, N. (2013). Tinción de Gram. Morfología microscópica de *Staphylococcus* spp. [Fotografía]. Repositorio institucional de la Universidad Autónoma de México.
<https://repositorio.unam.mx/contenidos/363473>
- Munier, B., & Bendell, L. I. (2018). Macro and micro plastics sorb and desorb metals and act as a point source of trace metals to coastal ecosystems. *PLOS ONE*, 13(2), e0191759.
<https://pmc.ncbi.nlm.nih.gov/articles/PMC5812603/>

- Mu, M., Liu, S., DeFlorio, W., Hao, L., Wang, X., Salazar, K. S., Taylor, M., Castillo, A., Cisneros-Zevallos, L., Oh, J. K., Min, Y., & Akbulut, M. (2023). Influence of surface roughness, nanostructure, and wetting on bacterial adhesion. *Langmuir*, 39(15), 5426–5439. <https://doi.org/10.1021/acs.langmuir.3c00091>
- Naciones Unidas. (2024). Objetivo 14: Conservar y utilizar sosteniblemente los océanos, los mares y los recursos marinos. <https://www.un.org/sustainabledevelopment/es/oceans/>
- Naeco. (2023). Historia del plástico: origen y evolución. Naeco. <https://naeco.com/es/actualidad/historia-del-plastico/#:~:text=%C2%BFQui%C3%A9n%20invent%C3%B3%20el%20pl%C3%A1stico%3F,material%20termoestable%2C%20resistente%20y%20aislante.>
- National Inventors Hall of Fame Inductee. (2026). John Hyatt Invented Celluloid. Invent.org. <https://www.invent.org/inductees/john-wesley-hyatt>
- Nunes-Ramos, J., Veloso da Costa, L., Viana-Vieira, V., & Lima-Brandão, M. L. (2025). Challenges in the Identification of Environmental Bacterial Isolates from a Pharmaceutical Industry Facility by 16S rRNA Gene Sequences. *DNA*, 5(3), 33. <https://doi.org/10.3390/dna5030033>
- Oberbeckmann, S., & Labrenz, M. (2019). Marine Microbial Assemblages on Microplastics: Diversity, adaptation, and Role in Degradation. *Annual*

- Review of Marine Science*, 12(1), 209–232.
<https://doi.org/10.1146/annurev-marine-010419-010633>
- Ocean Conservancy. (2020). Voluntario forma de datos de basura marina.
<https://oceanconservancy.org/wp-content/uploads/2020/08/Volunteer-Data-Card-South-American-Spanish.pdf>
- ODS Ecuador. (n.d). Objetivo de desarrollo sostenible.
<https://www.odsecuador.ec/?p=872>
- ONU España. (2025). ODS 14 vida submarina. Pacto Mundial.
<https://www.pactomundial.org/ods/14-vida-submarina/>
- ONU. (2025). Los residuos plásticos se triplicarán para 2060, un tratado que se negocia en Ginebra busca impedirlo.
<https://news.un.org/es/story/2025/08/1540284>
- Otero, R. P., Ortiz, T. P., & Ordinola-Zapata, A. (2021). Characterization of oil bioremediating strains of *Vibrio* spp. isolated from seawater. *Manglar*, 18(1), 21–26. <https://doi.org/10.17268/manglar.2021.003>
- Pazos, R. S., Suárez, J. C., & Gómez, N. (2020). Estudio de la plastisfera: desarrollo del biofilm y presencia de bacterias indicadoras fecales en microplásticos del estuario del Río de la Plata. *Ecosistemas*, 29(3), 2069.
<https://doi.org/10.7818/ECOS.2069>
- Perdomo, G. (2002). Plásticos y Medioambiente. *Revista Iberoamericana Polímeros Volumen 3(2) Abril 2002*.

https://dlwqtxts1xzle7.cloudfront.net/59214400/REVISTA_SOBRE_PLASTICOS20190511-120589-1ic8uu6-libre.pdf?1557596729=&response-content-disposition=inline%3B+filename%3DRevista_Iberoamericana_Polimeros_Volumen.pdf

Peressutti, S. R., García, A. N., Hozbor, M. C., & Di Mauro, R. (2022). Colonización de pellets plásticos por bacterias patógenas en el ambiente marino. Instituto Nacional de Investigación y Desarrollo Pesquero (INIDEP).

<https://marabiertonew.inidep.edu.ar/server/api/core/bitstreams/a05b1f74-b13c-488a-b23f-8f710e6d51fd/content>

Plastics Europe. (2025). Plastics the Fast Facts 2025. <https://plasticseurope.org/knowledge-hub/plastics-the-fast-facts-2025/>

PNUMA. (2021). From Pollution to Solution: A global assessment of marine litter and plastic pollution. UNEP - UN Environment Programme. <https://www.unep.org/resources/pollution-solution-global-assessment-marine-litter-and-plastic-pollution>

Prieto-Ortiz, R. G. (2023). Contaminación Ambiental Por plásticos Durante La Pandemia Y Sus Efectos En La Salud Humana. Rev Colomb Cir 2023, 38, 22-29. <https://www.revistacirugia.org/index.php/cirugia/article/view/2203>

- Rodríguez-Martínez, C., & Zhurbenko, R. (2018). Manual de medios de cultivo (4ta edición). Centro Nacional de Biopreparados. <https://www.biocen.cu/wp-content/uploads/2021/05/Manual-MC-2018.pdf>
- Rodríguez-Baranda, P. (2016). *La tercera dimensión en ecología de playas arenosas: distribución vertical de macrofauna y factores abióticos en una playa oceánica de Uruguay :: SILO. Sistema nacional de repositorios digitales.* Uruguay.
https://silo.uy/vufind/Record/COLIBRI_50f5803bf029c90d4d894f5e37bf381d/Similar?sid=102588
- Rodrigues, C. J. C., & de Carvalho, C. C. C. R. (2022). Cultivating marine bacteria under laboratory conditions: Overcoming the “unculturable” dogma. *Frontiers in Bioengineering and Biotechnology*, 10. <https://doi.org/10.3389/fbioe.2022.964589>
- Rodrigues, P. M., Ribeiro, P., & Tavaría, F. K. (2023). Distinction of Different Colony Types by a Smart-Data-Driven Tool. *Bioengineering*, 10(1), 26. <https://doi.org/10.3390/bioengineering10010026>
- Rojo-Nieto, E., & Montoto, T. (2017). Basuras marinas, plásticos y microplásticos: orígenes, impactos y consecuencias de una amenaza global. *Ecologistas en acción*. <https://accedacris.ulpgc.es/bitstream/10553/56275/2/informe-basuras-marinas.pdf>
- Różalski, A., Torzewska, A., Moryl, M., Kwil, I., Maszewska, A., Ostrowska, K., Drzewiecka, D., Zabłotni, A., Palusiak, A., Siwińska, M., & Stączek, P.

- (2012). *Proteus* sp. – an opportunistic bacterial pathogen – classification, swarming growth, clinical significance and virulence factors. *Acta Universitatis Lodzensis Folia Biologica Et Oecologica*, 8, 1–17. <https://doi.org/10.2478/fobio-2013-0001>
- Sampaio, A., Silva, V., Poeta, P., & Aonofriesei, F. (2022). *Vibrio* spp.: Life Strategies, Ecology, and Risks in a Changing Environment. *Diversity*, 14(2), 97. <https://doi.org/10.3390/d14020097>
- Sarria-Villa, R., & Gallo-Corredor, J. (2016). La gran problemática ambiental de los residuos plásticos: Microplásticos. *Journal de Ciencia E Ingeniería*, 8(1), 21–27. <https://www.labamerex.com/newsletter/news18/Microplasticos.pdf>
- Belmonte-Serrato, F., Romero-Díaz, A., Ibarra-Marinas, D., & Escudero, P. (2022). Efectos de la dinámica litoral, las intervenciones antrópicas y el cambio climático en playas, dunas y... ResearchGate, 57–104. https://www.researchgate.net/publication/365608068_Efectos_de_la_dinamica_litoral_las_intervenciones_antropicas_y_el_cambio_climatico_en_playas_dunas_y_salinas_costeras
- Silva, M. M., Maldonado, G. C., Castro, R. O., de, J., Cardoso, R. P., Meigikos, R., & Vieira, F. (2019). Dispersal of potentially pathogenic bacteria by plastic debris in Guanabara Bay, RJ, Brazil. *Marine Pollution Bulletin*, 141, 561–568. <https://doi.org/10.1016/j.marpolbul.2019.02.064>
- Soledispa-Ronquillo, C. O., & Salvatierra-Pilozo, D. M. (2024). Impacto ambiental por macroplásticos en el manglar de isla corazón en el estuario del río chone.

MQRInvestigar, 8(2), 1271-1291.

<https://www.investigarmqr.com/ojs/index.php/mqr/article/view/1293/4577>

Stabnikova, O., Stabnikov, V., Marinin, A., Klavins, M., Klavins, L., & Vaseashta, A. (2021). Microbial Life on the Surface of Microplastics in Natural Waters.

Applied Sciences, 11(24), 11692. <https://doi.org/10.3390/app112411692>

Stevenson, E. M., Buckling, A., Cole, M., Hayes, A., Lindeque, P. K., & Murray, A.

K. (2025). Sewers to seas: exploring pathogens and antimicrobial resistance on microplastics from hospital wastewater to marine environments.

Environment International, 109944.

<https://doi.org/10.1016/j.envint.2025.109944>

Titirico, C. C. (2023). Plásticos en los océanos. Un problema global y sus soluciones. *Revista Ecosistema*, 1(1), 46-58.

Torres, G. M. (2010). Ecología de la Taxocenosis de Peracaridos Macro bentónicos en Playas arenosas protegidas: Análisis Multiescala de los patrones Ecológicos y Consideraciones para su manejo Sustentable.

Tramoy, R. (2023). Plastic pollution: from macro to microplastics. *Ingenius*.

<https://ingenius.ecoledesponts.fr/en/articles/plastic-pollution-from-macro-to-microplastics/>

Ummu, S.F., Ding, C.H., Wahab, A.A., & Tzar, M.N. Grain stain of *V. cholerae*, with typical comma-shaped gram-negative bacilli circle (1,000 x magnification) [Fotografía]. ResearchGate.

https://www.researchgate.net/publication/372474446_Bullous_cellulitis_as

_an_extraordinary_manifestation_of_a_Vibrio_cholerae_O1_Ogawa_infection

UNAM. (n.d.). Bacteriología Salmonella entérica serotipo Typhi. | Microbiología y parasitología. <https://microypara.facmed.unam.mx/index.php/salmonella-entetica-ser-thyphi/>

UNEP. (2023). Plastic pollution & marine litter. UNEP - UN Environment Programme. <https://www.unep.org/topics/ocean-seas-and-coasts/ecosystem-degradation-pollution/plastic-pollution-marine-litter>

Valle-Luquez, A., & Natareno, S. (2020). Curva Cinética de Crecimiento de Microorganismos Ácido Lácticos Aislados durante la Fermentación de Caparazón de Camarón. <https://ribuni.uni.edu.ni/3749/1/95303.pdf>

Vasudevan, R. (2014). Biofilms: Microbial Cities of Scientific Significance. *Journal of Microbiology & Experimentation*, 1(3). https://www.researchgate.net/publication/287700939_Biofilms_Microbial_Cities_of_Scientific_Significance

Vasudevan. (2014). Various stages of biofilm formation and development [Imagen]. ResearchGate. https://www.researchgate.net/publication/287700939_Biofilms_Microbial_Cities_of_Scientific_Significance

Vázquez, A., Salas, C., Carlos, J., & Perez, M. V. (2020). Monitoreo y manejo de residuos en playas. ResearchGate. <https://doi.org/10.13140/RG.2.2.15838.05448>

Vazquez-Pertejo, M. T., & Bush, L. M. (2025). *Microscopia*. Manual MSD Versión

Para Profesionales; Manuales MSD.

https://www.msmanuals.com/es/professional/enfermedades-infecciosas/diagnostico-de-laboratorio-de-las-enfermedades-infecciosas/microscopia#Tinci%C3%B3n-de-Gram_v95640356_es

Velasco-López, A., Castillo-Villanueva, E., Arteaga-Mejia, M., & Valdivia-Anistro,

J. (2025). Caracterización fenotípica y propiedades ecológicas de bacterias

termotolerantes aisladas de desechos mineros.

<https://www.revistascca.unam.mx/rca/index.php/rca/article/view/55390/47631>

Wanger, A. (2017). *MacConkey Agar - an overview | ScienceDirect Topics*.

Sciencedirect.Com. <https://www.sciencedirect.com/topics/immunology-and-microbiology/macconkey-agar>

Wasnik, S., Tiwari, A., Kirkland, M. A., & Pande, G. (2012). Osteohematopoietic

stem cell niches in bone marrow. *International Review of Cell and*

Molecular Biology, 298, 95–133. [https://doi.org/10.1016/b978-0-12-](https://doi.org/10.1016/b978-0-12-394309-5.00003-1)

[394309-5.00003-1](https://doi.org/10.1016/b978-0-12-394309-5.00003-1)

Wilson, M. G., & Pandey, S. (2023). *Pseudomonas aeruginosa*. Imagen

microscópica de la bacteria gramnegativa *Pseudomonas aeruginosa* (bacilos

de color rosa rojizo). Centros para el Control y la Prevención de

Enfermedades. [Fotografía]. National Library of Medicine.

<https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK557831/figure/article-27947.image.f1/>

Wright, R. J., Erni-Cassola, G., Zadjelovic, V., Latva, M., & Christie-Oleza, J. A. (2020). Marine Plastic Debris: A New Surface for Microbial Colonization. *Environmental Science & Technology*, 54(19), 11657–11672. <https://doi.org/10.1021/acs.est.0c02305>

WWF. (2024). Ecuador lidera una histórica hoja de ruta para reducir la contaminación por plásticos. [Wwf.org.ec. https://www.wwf.org.ec/?389213/Ecuador-lidera-una-historica-hoja-de-ruta-para-reducir-la-contaminacion--por-plasticos](https://www.wwf.org.ec/?389213/Ecuador-lidera-una-historica-hoja-de-ruta-para-reducir-la-contaminacion--por-plasticos)

Yeung, M., & Thorsen, T. (2016). Development of a More Sensitive and Specific Chromogenic Agar Medium for the Detection of *Vibrio parahaemolyticus* and Other *Vibrio* Species. *Journal of Visualized Experiments*, 117. <https://doi.org/10.3791/54493>

Zambrano-Witong, K. T., Medina-Cedeño, J. C., Pincay-Cantos, M. F., & Calderón-Pincay, J. M. (2024). Valoración de la presencia de microplásticos en la playa de San Vicente de la provincia de Manabí – Ecuador. *Revista Científica Y Tecnológica UPSE*, 11(2), 36–45. <https://doi.org/10.26423/rctu.v11i2.826>

Zhai, X., Zhang, X., & Yu, M. (2023). Microbial colonization and degradation of marine microplastics in the plastisphere: A review. *Frontiers in Microbiology*, 14, 1127308. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2023.1127308>

- Zhou, X., & Li, Y. (2015). *Atlas of oral microbiology from healthy microflora to disease* (pp. 1–14). Amsterdam [U.A.] Elsevier Acad. Press.
<https://www.sciencedirect.com/science/chapter/edited-volume/pii/B978012802234400001X>
- Zielinski, S., & Botero, C. M. (2012). Guía básica para certificación de playas turísticas. Santa Marta, Colombia: Gente Nueva.
<https://cifplayas.org/sitepad-data/uploads/2023/10/ZielinskiBotero2012Guia-basica-para-certificacion-de-playas-turisticas.pdf>
- Zotto, S. N., Dunkin, R. C., Limon, J. D., Smith, M. S., Hortensius, L. M., Martinez, M. E., Duignan, P. J., Field, C., Soto, E., Whitaker, D., Rios, C., Byukusenge, M., Jayarao, B., Kuchipudi, S. V., & Kinsley, A. C. (2025). *Klebsiella pneumoniae* in stranded California sea lions (*Zalophus californianus*) of Central California between 2017-2022. *Frontiers in Marine Science*, 11. <https://doi.org/10.3389/fmars.2024.1484>

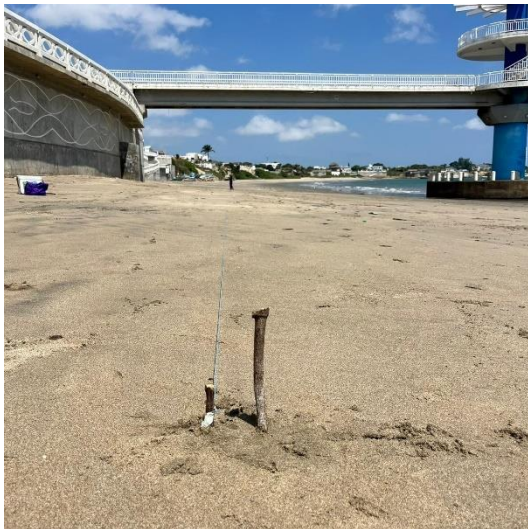
12. ANEXOS TRABAJO EN CAMPO



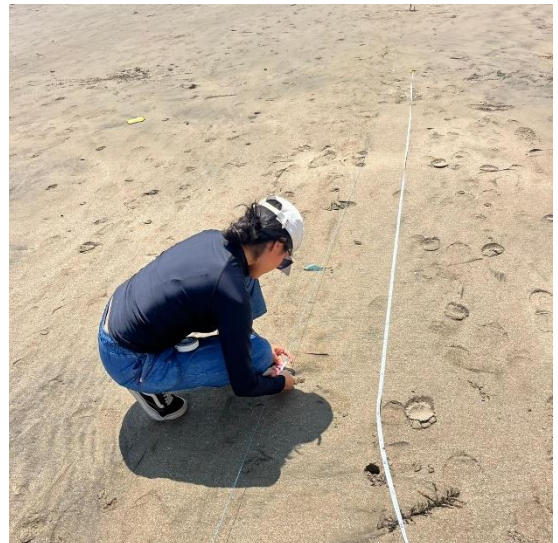
Anexo 1: medición del transecto perpendicular (100 metros).



Anexo 2: colocación de cuerda para establecer el transecto de 100 metros.



Anexo 3: Transecto de 100 metros establecido.



Anexo 4: Delimitación de 20 subtransectos.



Anexo 5: Establecimiento de las 5 estaciones.



Anexo 6: Marcaje de las 5 estaciones.



Anexo 7: Medición del ancho de la playa.



Anexo 8: Recolección de muestras macroplásticas.



Anexo 9: Esterilización de pinzas metálicas.



Anexo 10: Muestras recolectadas.



Anexo 11: Rotulado de muestras.



Anexo 12: Preservación de muestras.

13. ANEXOS TRABAJO EN LABORATORIO



Anexo 13: Preparación de agares.



Anexo 14: Lavado de muestras recolectadas.



Anexo 15: Suspensiones bacterianas realizadas



Anexo 16: Siembra de suspensiones bacterianas en los agares selectivos.



Anexo 17: Incubación de placas sembradas.



Anexo 18: Conteo manual de UFC



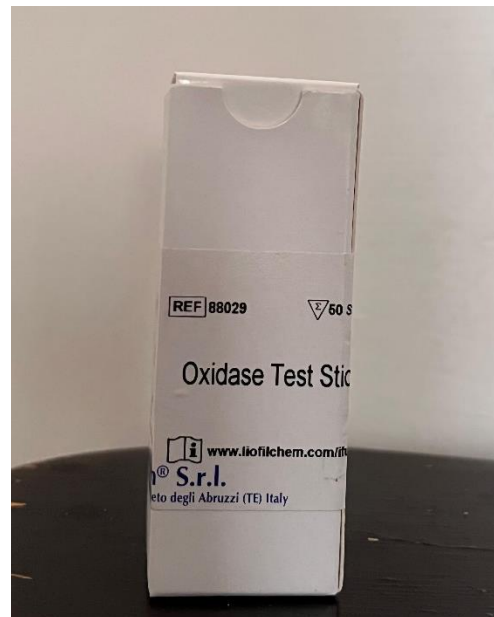
Anexo 19: Fijación de bacterias en portaobjetos



Anexo 20: Tinción Gram de bacterias fijadas.



Anexo 21: Observación de bacterias en tinción Gram a aumento 100x.



Anexo 22: Prueba de oxidasa utilizada.

14. ANEXOS ANÁLISIS ESTADÍSTICOS

Anexo 1: Tabla de datos crudos de los aislamientos bacterianos

Mes	Día	Código de aislamiento	Agar selectivo	R 1	R 2	R 3	RUG Moda	N colonias	Dilución	UFC/mL	Log	Ancho	Largo	Radio	Área mm	Área cm ²	UFC cm ²	Log 10
FEBRERO	24-2026	BAC-TA-01	TCBS	3	2	3	2	criterio del valor umbral superior	10	3.000	3,47712125	27	12	13,5	1590,43128	47,7129384	2515,04108	3,40054508
MARZO	3	BAC-TA-02	TCBS	1	2	1	1	-	-	-	-	27	12	13,5	1590,43128	47,7129384	-	-
	24	BAC-TA-03	TCBS	3	2	2	2	125	10-2	125.000	5,09691001	27	12	13,5	1590,43128	47,7129384	104793,378	5,02033384
	30	BAC-TA-04	TCBS	2	1	2	2	criterio del valor umbral superior	10-1	30000	4,47712125	27	12	13,5	1590,43128	47,7129384	25150,4108	4,40054508
ABRIL	14	BAC-TA-05	TCBS	3	1	1	1	2 (Fuera de rango)	10-1	200	2,30103	27	12	13,5	1590,43128	47,7129384	167,669405	2,22445382
	28	BAC-TA-06	TCBS	2	3	2	2	284	10-1	28400	4,45331834	27	12	13,5	1590,43128	47,7129384	23809,0555	4,37674217
MAYO	12	BAC-TA-07	TCBS	2	3	2	2	73	10-1	7300	3,86332286	27	12	13,5	1590,43128	47,7129384	6119,93328	3,78674669
JUNIO	2	BAC-TA-08	TCBS	3	1	1	1	15 (Fuera de rango)	10-1	1500	3,17609126	27	12	13,5	1590,43128	47,7129384	1257,52054	3,09951509

FEBRERO	24-2026	BAC-CC-01	TCBS	3	3	2	3	Crecimiento confluyente	10	3000	3,47712125	10	30	5	1099,55743	32,9867229	909,456818	2,95878208
MARZO	3	BAC-CC-02	TCBS	2	3	3	3	-	-	-	-	10	30	5	1099,55743	32,9867229	-	-!
	24	BAC-CC-03	TCBS	3	2	3	3	290	10-2	290000	5,462398	10	30	5	1099,55743	32,9867229	87914,159	4,94405883
	30	BAC-CC-04	TCBS	1	3	3	3	54	10-2	54000	4,73239376	10	30	5	1099,55743	32,9867229	16370,2227	4,21405459
ABRIL	14	BAC-CC-05	TCBS	3	2	3	3	1 (fuera de rango)	10	10	1	10	30	5	1099,55743	32,9867229	3,03152273	0,48166083
	28	BAC-CC-06	TCBS	2	3	3	3	1 (fuera de rango)	10-2	1000	3	10	30	5	1099,55743	32,9867229	303,152273	2,48166083
MAYO	12	BAC-CC-07	TCBS	3	3	2	3	-	-	-	0	10	30	5	1099,55743	32,9867229	-	-!
JUNIO	2	BAC-CC-08	TCBS	2	3	3	3	-	-	-	0	10	30	5	1099,55743	32,9867229	-!	-
FEBRERO	24	BAC-PL-01	TCBS	3	2	2	2	criterio del valor umbral superior	10	3000	3,47712125	45	20	0	900	27	1111,1111	3,04575749
MARZO	3	BAC-PL-02	TCBS	1	2	2	2	15	10-2	15000	4,17609126	45	20	0	900	27	5555,55556	3,74472749
	24	BAC-PL-03	TCBS	3	1	1	1	278	10-2	278000	5,4440448	45	20	0	900	27	102962,963	5,01268103

	30	BAC-PL-04	TCBS	3	3	1	3	criterio del valor umbral superior	10-2	300000	5,47712125	45	20	0	900	27	11111,111	5,04575749
ABRIL	14	BAC-PL-05	TCBS	3	2	2	2	criterio del valor umbral superior	10-1	30000	4,47712125	45	20	0	900	27	11111,111	4,04575749
MAYO	28	BAC-PL-06	TCBS	1	1	2	1	-	-	-	0	45	20	0	900	27	-!	-!
	12	BAC-PL-07	TCBS	3	2	2	2	134	10-1	13400	4,1271048	45	20	0	900	27	4962,96296	3,69574103
JUNIO	2	BAC-PL-08	TCBS	3	3	1	3	14	10-1	1400	3,14612804	45	20	0	900	27	518,518519	2,71476427
FEBRERO	24	BAC-FU-01	TCBS	1	1	3	1	criterio del valor umbral superior	10	3000	3,47712125	50	34	0	1700	51	588,235294	2,76955108
MARZO	3	BAC-FU-02	TCBS	3	3	1	3	26 (fuera de rango)	10-2	260	2,41497335	50	34	0	1700	51	50,9803922	1,70740317
	24	BAC-FU-03	TCBS	3	2	2	2	Crecimiento confluyente	10-2	300000	5,47712125	50	34	0	1700	51	58823,5294	4,76955108
	30	BAC-FU-04	TCBS	2	3	3	3	criterio del valor umbral superior	10-2	300000	5,47712125	50	34	0	1700	51	58823,5294	4,76955108

ABRIL	14	BAC-FU-05	TCBS	3	2	2	2	215	10-1	21500	4,33243846	50	34	0	1700	51	4215,68627	3,62486828
MAYO	28	BAC-FU-06	TCBS	2	2	3	2	9 (Fuera de rango)	10-2	9000	3,95424251	50	34	0	1700	51	1764,70588	3,24667233
	12	BAC-FU-07	TCBS	2	3	2	2	89	10-1	8900	3,94939001	50	34	0	1700	51	1745,09804	3,24181983
JUNIO	2	BAC-FU-08	TCBS	2	2	3	2	4 (fuera de rango)	10-1	400	2,60205999	50	34	0	1700	51	78,4313725	1,89448982
FEBRERO	24	BAC-EC-01	TCBS	2	3	2	2	criterio del valor umbral superior	10	3000	3,47712125	46	23	0	1058	31,74	945,179584	2,97551433
MARZO	3	BAC-EC-02	TCBS	3	3	2	3	12	10-2	12000	4,07918125	46	23	0	1058	31,74	3780,71834	3,57757432
	24	BAC-EC-03	TCBS	1	1	2	1	-	-	-	-	46	23	0	1058	31,74	-!	-
	30	BAC-EC-04	TCBS	1	3	3	3	criterio del valor umbral superior	10-2	300000	5,47712125	46	23	0	1058	31,74	94517,9584	4,97551433
ABRIL	14	BAC-EC-05	TCBS	2	1	2	2	74	10-1	7400	3,86923172	46	23	0	1058	31,74	2331,44297	3,3676248
	28	BAC-EC-06	TCBS	2	2	3	2	17	10-1	1700	3,23044892	46	23	0	1058	31,74	535,601764	2,728842
MAYO	12	BAC-EC-07	TCBS	1	2	1	1	1 (Fuera de rango)	10-1	100	2	46	23	0	1058	31,74	31,5059861	1,49839308
JUNIO	2	BAC-EC-08	TCBS	2	1	1	1	-	-	-	0	46	23	0	1058	31,74	-!	-

FEBRERO	24	BAC-TA-01	MacConkey	3	2	3	2	114	10	1140	3,05690485	27	12	13,5	1590,43128	47,7129384	955,715609	2,98032868
MARZO	3	BAC-TA-02	MacConkey	1	2	1	1	74	10-2	74000	4,86923172	27	12	13,5	1590,43128	47,7129384	62037,6799	4,79265555
	24	BAC-TA-03	MacConkey	3	2	2	2	78	10-2	78000	4,8920946	27	12	13,5	1590,43128	47,7129384	65391,068	4,81551843
	30	BAC-TA-04	MacConkey	2	1	2	2	290	10-2	290000	5,462398	27	12	13,5	1590,43128	47,7129384	243120,637	5,38582183
ABRIL	14	BAC-TA-05	MacConkey	3	1	1	1	1 fuera de rango	10-2	1000	3	27	12	13,5	1590,43128	47,7129384	838,347025	2,92342383
	28	BAC-TA-06	MacConkey	2	3	2	2	53	10-1	5300	3,72427587	27	12	13,5	1590,43128	47,7129384	4443,23923	3,6476997
MAYO	12	BAC-TA-07	MacConkey	2	3	2	2	14	10-1	1400	3,14612804	27	12	13,5	1590,43128	47,7129384	1173,68584	3,06955186
JUNIO	2	BAC-TA-08	MacConkey	3	1	1	1	0	0	0	0	27	12	13,5	1590,43128	47,7129384	0	-!
FEBRERO	24-2026	BAC-CC-01	MacConkey	3	3	2	3	criterio del valor umbral superior. >3.0x104 UFC/g	10	3000	3,47712125	10	30	5	1099,55743	32,9867229	909,456818	2,95878208
MARZO	3	BAC-CC-02	MacConkey	2	3	3	3	Crecimiento confluyente	10-2	300000	5,47712125	10	30	5	1099,55743	32,9867229	90945,6818	4,95878208
	24	BAC-CC-03	MacConkey	3	2	3	3	269	10-2	269000	5,42975228	10	30	5	1099,55743	32,9867229	81547,9613	4,91141311

	30	BAC-CC-04	MacConkey	1	3	3	3	criterio del valor umbral superior	10-2	300000	5,47712125	10	30	5	1099,55743	32,9867229	90945,6818	4,95878208
ABRIL	14	BAC-CC-05	MacConkey	3	2	3	3	21 Fuera del rango	10-2	21000	4,32221929	10	30	5	1099,55743	32,9867229	6366,19772	3,80388012
MAYO	28	BAC-CC-06	MacConkey	2	3	3	3	0	0	0	0	10	30	5	1099,55743	32,9867229	0	-
	12	BAC-CC-07	MacConkey	3	3	2	3	1 fuera de rango	10-2	1000	3	10	30	5	1099,55743	32,9867229	303,152273	2,48166083
JUNIO	2	BAC-CC-08	MacConkey	2	3	3	3	criterio del valor del umbral superior	10-1	30000	4,47712125	10	30	5	1099,55743	32,9867229	9094,56818	3,95878208
FEBRERO	24	BAC-PL-01	MacConkey	3	2	2	2	65	10	650	2,81291336	45	20	0	900	27	240,740741	2,38154959
MARZO	3	BAC-PL-02	MacConkey	1	2	2	2	78	10-2	78000	4,8920946	45	20	0	900	27	28888,8889	4,46073084
	24	BAC-PL-03	MacConkey	3	1	1	1	0	0	0	0	45	20	0	900	27	0	-!
	30	BAC-PL-04	MacConkey	3	3	1	3	criterio del valor umbral superior	10-2	300000	5,47712125	45	20	0	900	27	11111,111	5,04575749

ABRI L	14	BAC- PL-05	MacConk ey	3	2	2	2	criterio del valor umbral superior	10-2	3000 00	5,4771 2125	45	20	0	900	27	11111 1,111	5,04 5757 49
MAY O	28	BAC- PL-06	MacConk ey	1	1	2	1	0	0	0	0	45	20	0	900	27	0	-
	12	BAC- PL-07	MacConk ey	3	2	2	2	37	10-1	3700	3,5682 0172	45	20	0	900	27	1370, 37037	3,13 6837 96
JUNI O	2	BAC- PL-08	MacConk ey	3	3	1	3	criterio del valor del umbral superior	10-1	3000 0	4,4771 2125	45	20	0	900	27	11111 ,1111	4,04 5757 49
FEBR ERO	24	BAC- FU-01	MacConk ey	1	1	3	1	criterio del valor del umbral superior	10	3000	3,4771 2125	50	34	0	1700	51	588,2 35294	2,76 9551 08
MAR ZO	3	BAC- FU-02	MacConk ey	3	3	1	3	Crecimie nto confluent e	10-2	3000 00	5,4771 2125	50	34	0	1700	51	58823 ,5294	4,76 9551 08
	24	BAC- FU-03	MacConk ey	3	2	2	2	6 fuera de rango	10-2	6000	3,7781 5125	50	34	0	1700	51	1176, 47059	3,07 0581 07
	30	BAC- FU-04	MacConk ey	2	3	3	3	criterio del valor del umbral superior	10-2	3000 00	5,4771 2125	50	34	0	1700	51	58823 ,5294	4,76 9551 08
ABRI L	14	BAC- FU-05	MacConk ey	3	2	2	2	5	10-2	5000	3,6989 7	50	34	0	1700	51	980,3 92157	2,99 1399 83

	28	BAC-FU-06	MacConkey	2	2	3	2	13	10-2	13000	4,11394335	50	34	0	1700	51	2549,01961	3,40637318
MAYO	12	BAC-FU-07	MacConkey	2	3	2	2	15	10-1	1500	3,17609126	50	34	0	1700	51	294,17647	2,46852108
JUNIO	2	BAC-FU-08	MacConkey	2	2	3	2	48	10-1	4800	3,68124124	50	34	0	1700	51	941,176471	2,97367106
FEBRERO	24	BAC-FC-01	MacConkey	2	3	2	2	164	10	1640	3,21484385	46	23	0	1058	31,74	516,698173	2,71323693
MARZO	3	BAC-FC-02	MacConkey	3	3	2	3	Crecimiento confluyente	10-2	300000	5,47712125	46	23	0	1058	31,74	94517,9584	4,97551433
	24	BAC-FC-03	MacConkey	1	1	2	1	0	0	0	0	46	23	0	1058	31,74	0	-
	30	BAC-FC-04	MacConkey	1	3	3	3	criterio del valor del umbral superior	10-2	300000	5,47712125	46	23	0	1058	31,74	94517,9584	4,97551433
ABRIL	14	BAC-FC-05	MacConkey	2	1	2	2	13	10-2	13000	4,11394335	46	23	0	1058	31,74	4095,7782	3,61233643
	28	BAC-FC-06	MacConkey	2	2	3	2	83	10-1	8300	3,91907809	46	23	0	1058	31,74	2614,99685	3,41747117
MAYO	12	BAC-FC-07	MacConkey	1	2	1	1	0	0	0	0	46	23	0	1058	31,74	0	-
JUNIO	2	BAC-FC-08	MacConkey	2	1	1	1	0	0	0	0	46	23	0	1058	31,74	0	-
FEBRERO	24-2026	BAC-TA-01	Cetrimide	3	2	3	2	63	10	630	2,79934055	27	12	13,5	1590,43128	47,7129384	528,158626	2,72276438
MARZO	3	BAC-TA-02	Cetrimide	1	2	1	1	1 (Fuera de rango)	10	10	1	27	12	13,5	1590,43128	47,7129384	8,38347025	0,92342383

	24	BAC-TA-03	Cetrimide	3	2	2	2	0	0	0	-	27	12	13,5	1590,43128	47,7129384	0	-!
	30	BAC-TA-04	Cetrimide	2	1	2	2	0	0	0	-	27	12	13,5	1590,43128	47,7129384	0	-
ABRIL	14	BAC-TA-05	Cetrimide	3	1	1	1	0	0	0	-	27	12	13,5	1590,43128	47,7129384	0	-
MAYO	28	BAC-TA-06	Cetrimide	2	3	2	2	0	0	0	-	27	12	13,5	1590,43128	47,7129384	0	-
	12	BAC-TA-07	Cetrimide	2	3	2	2	0	0	0	-	27	12	13,5	1590,43128	47,7129384	0	-
JUNIO	2	BAC-TA-08	Cetrimide	3	1	1	1	0	0	0	-	27	12	13,5	1590,43128	47,7129384	0	-!
FEBRERO	24-2026	BAC-CC-01	Cetrimide	3	3	2	3	0	0	0	-	10	30	5	1099,55743	32,9867229	0	-
MARZO	3	BAC-CC-02	Cetrimide	2	3	3	3	290	10-2	290000	5,462398	10	30	5	1099,55743	32,9867229	351656,636	5,54611882
	24	BAC-CC-03	Cetrimide	3	2	3	3	0	0	0	-	10	30	5	1099,55743	32,9867229	0	-!
	30	BAC-CC-04	Cetrimide	1	3	3	3	0	0	0	-	10	30	5	1099,55743	32,9867229	0	-
ABRIL	14	BAC-CC-05	Cetrimide	3	2	3	3	0	0	0	-	10	30	5	1099,55743	32,9867229	0	-!
MAYO	28	BAC-CC-06	Cetrimide	2	3	3	3	0	0	0	-	10	30	5	1099,55743	32,9867229	0	-
	12	BAC-CC-07	Cetrimide	3	3	2	3	0	0	0	-	10	30	5	1099,55743	32,9867229	0	-!

JUNIO	2	BAC-CC-08	Cetrimide	2	3	3	3	criterio del valor del umbral superior	10-1	30000	4,47712125	10	30	5	1099,55743	32,9867229	36378,2727	4,56084207
FEBRERO	24	BAC-PL-01	Cetrimide	3	2	2	2	84	10	840	2,92427929	45	20	0	900	27	311,11111	2,49291552
MARZO	3	BAC-PL-02	Cetrimide	1	2	2	2	-	0	0	-	45	20	0	900	27	0	-!
	24	BAC-PL-03	Cetrimide	3	1	1	1	-	0	0	-	45	20	0	900	27	0	-!
	30	BAC-PL-04	Cetrimide	3	3	1	3	-	0	0	-	45	20	0	900	27	0	-!
ABRIL	14	BAC-PL-05	Cetrimide	3	2	2	2	-	0	0	-	45	20	0	900	27	0	-
MAYO	28	BAC-PL-06	Cetrimide	1	1	2	1	-	0	0	-	45	20	0	900	27	0	-
	12	BAC-PL-07	Cetrimide	3	2	2	2	-	0	0	-	45	20	0	900	27	0	-
JUNIO	2	BAC-PL-08	Cetrimide	3	3	1	3	criterio del valor del umbral superior	10-1	30000	4,47712125	45	20	0	900	27	11111,1111	4,04575749
FEBRERO	24	BAC-FU-01	Cetrimide	1	1	3	1	-	-	-	-	50	34	0	1700	51	-!	-
MARZO	3	BAC-FU-02	Cetrimide	3	3	1	3	5 (fuera de rango)	10-2	5000	3,69897	50	34	0	1700	51	980,392157	-
	24	BAC-FU-03	Cetrimide	3	2	2	2	0	0	0	-	50	34	0	1700	51	0	-
	30	BAC-FU-04	Cetrimide	2	3	3	3	0	0	0	-	50	34	0	1700	51	0	-
ABRIL	14	BAC-FU-05	Cetrimide	3	2	2	2	0	0	0	-	50	34	0	1700	51	0	-
MAYO	28	BAC-FU-06	Cetrimide	2	2	3	2	0	0	0	-	50	34	0	1700	51	0	-

	12	BAC-FU-07	Cetrimide	2	3	2	2	0	0	0	-	50	34	0	1700	51	0	-
JUNIO	2	BAC-FU-08	Cetrimide	2	2	3	2	0	0	0	-	50	34	0	1700	51	0	-
FEBRERO	24	BAC-FC-01	Cetrimide	2	3	2	2	36	10	300	2,4771 2125	46	23	0	1058	31,74	94,51 79584	1,97 5514 33
MARZO	3	BAC-FC-02	Cetrimide	3	3	2	3	54	10	540	2,7323 9376	46	23	0	1058	31,74	170,1 32325	2,23 0786 84
	24	BAC-FC-03	Cetrimide	1	1	2	1	0	0	0	-	46	23	0	1058	31,74	0	-
	30	BAC-FC-04	Cetrimide	1	3	3	3	0	0	0	-	46	23	0	1058	31,74	0	-
ABRIL	14	BAC-FC-05	Cetrimide	2	1	2	2	0	0	0	-	46	23	0	1058	31,74	0	-
MAYO	28	BAC-FC-06	Cetrimide	2	2	3	2	0	0	0	-	46	23	0	1058	31,74	0	-
	12	BAC-FC-07	Cetrimide	1	2	1	1	0	0	0	-	46	23	0	1058	31,74	0	-!
JUNIO	2	BAC-FC-08	Cetrimide	2	1	1	1	0	0	0	-	46	23	0	1058	31,74	0	-
ABRIL	28	BAC-TA-01	MSA	2	3	2	2	Confluente	10-1	3000 0	4,4771 2125	27	12	13,5	1590 ,431 28	47,7129 384	25150 ,4108	4,40 0545 08
MAYO	12	BAC-TA-02	MSA	2	3	2	2	criterio del valor del umbral superior	10-1	3000 0	4,4771 2125	27	12	13,5	1590 ,431 28	47,7129 384	25150 ,4108	4,40 0545 08
JUNIO	2	BAC-TA-03	MSA	3	1	1	1	crecimiento confluyente	10-1	3000 0	4,4771 2125	27	12	13,5	1590 ,431 28	47,7129 384	25150 ,4108	4,40 0545 08
ABRIL	28	BAC-CC-01	MSA	2	3	3	3	Fuera del rango	10-2	3000 00	5,4771 2125	10	30	5	1099 ,557 43	32,9867 229	90945 ,6818	4,95 8782 08
MAYO	12	BAC-CC-02	MSA	3	3	2	3	122	10-2	1220 00	5,0863 5983	10	30	5	1099 ,557 43	32,9867 229	36984 ,5773	4,56 8020 66

JUNIO	2	BAC-CC-03	MSA	2	3	3	3	criterio del valor del umbral superior	10-1	30000	4,47712125	10	30	5	1099,55743	32,9867229	9094,56818	3,95878208
ABRIL	28	BAC-PL-01	MSA	1	1	2	1	135	10-2	135000	5,13033377	45	20	0	900	27	50000	4,69897
MAYO	12	BAC-PL-02	MSA	3	2	2	2	crecimiento confluyente	10-1	30000	4,47712125	45	20	0	900	27	11111,1111	4,04575749
JUNIO	2	BAC-PL-03	MSA	3	3	1	3	120	10-1	12000	4,07918125	45	20	0	900	27	4444,44444	3,64781748
ABRIL	28	BAC-FU-01	MSA	2	2	3	2	Confluyente	10-2	300000	5,47712125	50	34	0	1700	51	58823,5294	4,76955108
MAYO	12	BAC-FU-02	MSA	2	3	2	2	Confluyente	10-1	30000	4,47712125	50	34	0	1700	51	5882,35294	3,76955108
JUNIO	2	BAC-FU-03	MSA	2	2	3	2	valor del umbral superior	10-1	30000	4,47712125	50	34	0	1700	51	5882,35294	3,76955108
ABRIL	28	BAC-FC-01	MSA	2	2	3	2	Confluyente	10-2	300000	5,47712125	46	23	0	1058	31,74	94517,9584	4,97551433
MAYO	12	BAC-FC-02	MSA	1	2	1	1	105	10-1	10500	4,0211893	46	23	0	1058	31,74	3308,12854	3,51958238
JUNIO	2	BAC-FC-03	MSA	2	1	1	1	180	10-1	18000	4,25527251	46	23	0	1058	31,74	5671,0775	3,75366558

Tests for normal distribution

	TAPAS	COLILLAS	PLUMAVIT	FUNDAS	ENVOLTORIOS
N	27	27	27	27	27
Shapiro-Wilk W	0.8489	0.8086	0.8203	0.8619	0.8328
p(normal)	0.001097	0.0001937	0.0003145	0.001999	0.0005348
Anderson-Darling A	1.548	2.062	1.864	1.315	1.696
p(normal)	0.0004236	2.13E-05	6.719E-05	0.001642	0.0001782
p(Monte Carlo)	0.0006	0.0003	0.0003	0.0017	0.0004
Lilliefors L	0.2052	0.2418	0.2359	0.1878	0.264
p(normal)	0.004441	0.0001	0.0001	0.01544	0.0001
p(Monte Carlo)	0.0052	0.0002	0.0007	0.0142	0.0001
Jarque-Bera JB	2.846	3.341	3.089	2.149	2.561
p(normal)	0.241	0.1881	0.2135	0.3414	0.2779
p(Monte Carlo)	0.0904	0.0719	0.0749	0.135	0.1028

Monte Carlo N: 9999 Recompute

Close Copy Print Help

Anexo 2. Análisis test de normalidad tipos de plásticos.

OBJ 2 X TIPO DE PLASTICO.dat

File Edit Transform Plot Univariate Multivariate Model Diversity Timeseries Geometry Stratigraphy Script Help

Show

Row attributes

Column attributes

Click mode

Select

Drag rows/columns

Edit

Cut

Paste

Copy

Select all

View

Bands

Recover windows

Binary

Hide unchecked rows

Sheet 1 Sheet 2

	TAPAS	COLILLAS	PLUMAVIT	FUNDAS	ENVOLTORIO
1	3,400545	2,958782	3,045757	2,769551	2,975514
2	0	0	3,744727	1,707403	3,577574
3	5,020334	4,944059	5,012681	4,769551	0
4	4,400545	4,214055	5,045757	4,769551	4,975514
5	2,224454	0,481661	4,045757	3,634868	3,367625
6	4,376742	2,481661	0	3,246672	2,728842
7	3,786747	0	3,695741	3,24182	1,498393
8	3,099515	0	2,714764	1,89449	0
9	2,980329	2,958782	2,38155	2,769551	2,713237
10	4,792656	4,958782	4,460731	4,769551	4,975514
11	4,815518	4,911413	0	3,070581	0
12	5,385822	4,958782	5,045757	4,769551	4,975514
13	2,923424	3,80388	5,045757	2,9914	3,612336
14	3,6477	0	0	3,406373	3,417471
15	3,069552	2,481661	3,136838	2,468521	0
16	0	3,958782	4,045757	2,973671	0
17	2,722764	0	2,492916	0	1,975514
18	0,923424	5,546119	0	2,9914	2,230787
19	0	0	0	0	0
20	0	0	0	0	0
21	0	0	0	0	0
22	0	0	0	0	0
23	0	0	0	0	0
24	0	4,560842	4,045757	0	0
25	4,400545	4,958782	4,69897	4,769551	4,975514
26	4,400545	4,568021	4,045757	3,769551	3,519582
27	4,400545	3,958782	3,647817	3,769551	3,753666

Several-sample tests

One-way ANOVA Effects Tukey's pairwise Residuals Kruskal-Wallis Mann-Whitney pairwise Dunn's post hoc

Kruskal-Wallis test for equal medians

$H(ch^2)$: 1,772

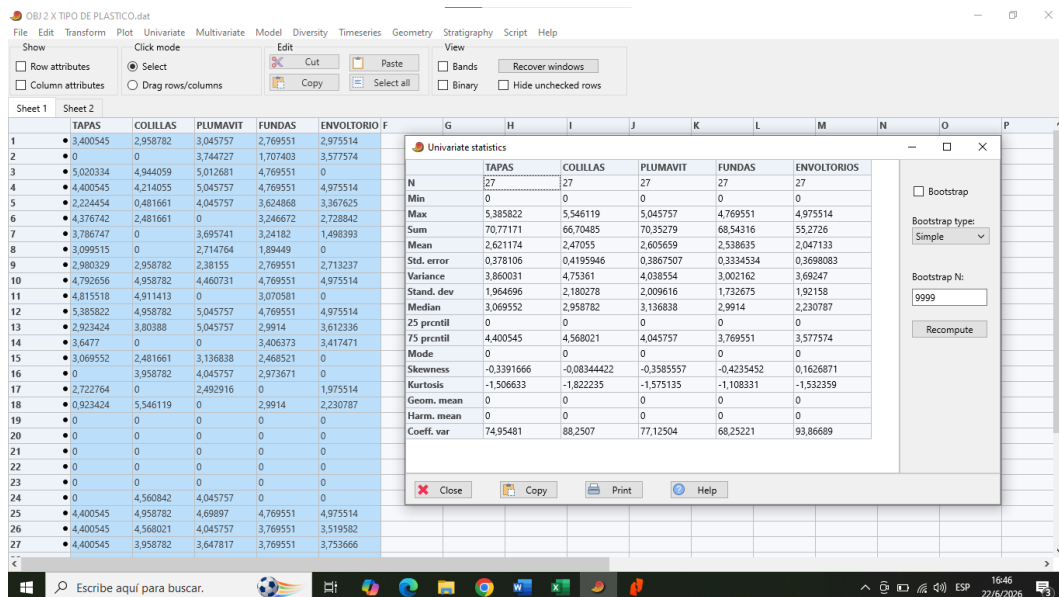
H_c (tie corrected): 1,841

p (same): 0,7651

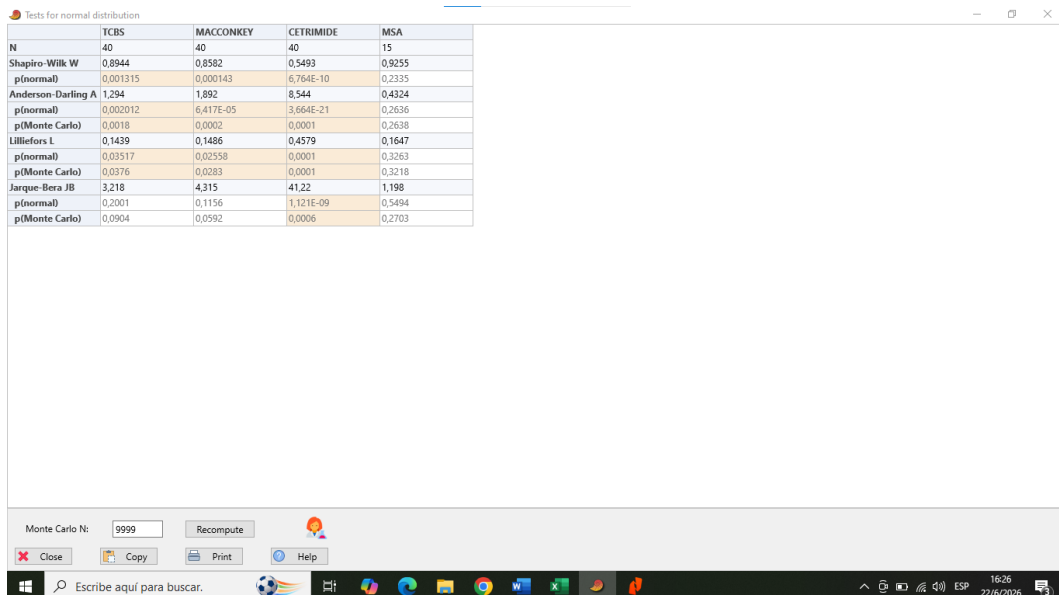
There is no significant difference between sample medians

Close Copy Print Help

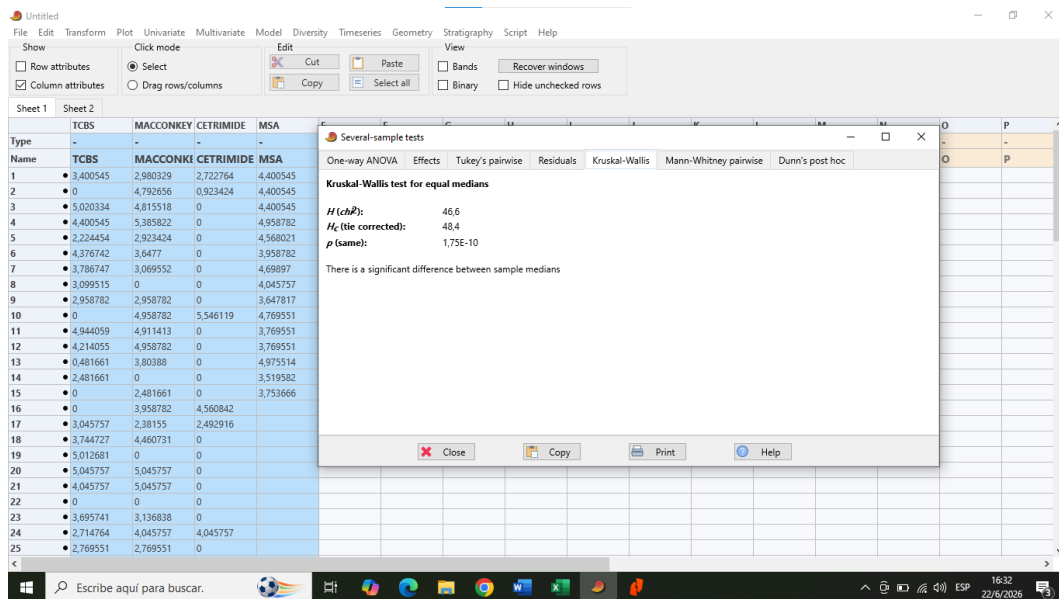
Anexo 3. Test de Kruskal-Wallis tipos de plásticos.



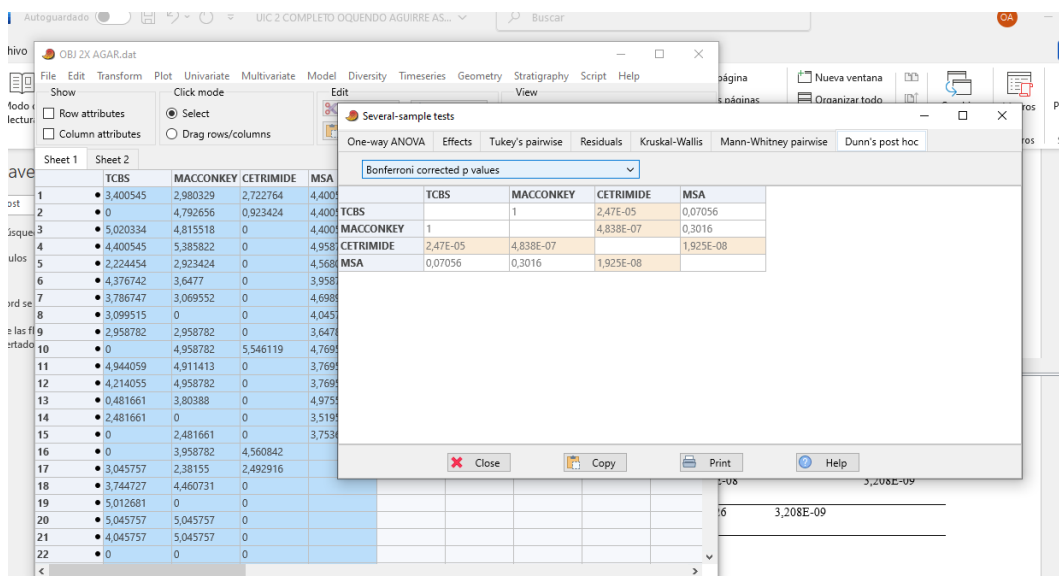
Anexo 4. Estadística univariada de tipos de plásticos.



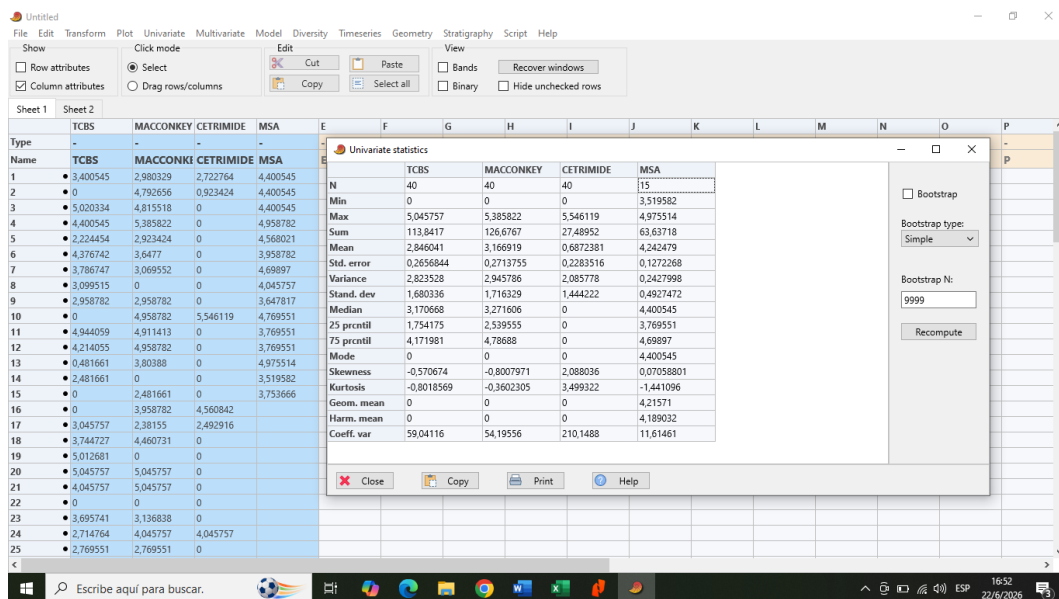
Anexo 5. Análisis test de normalidad por agares.



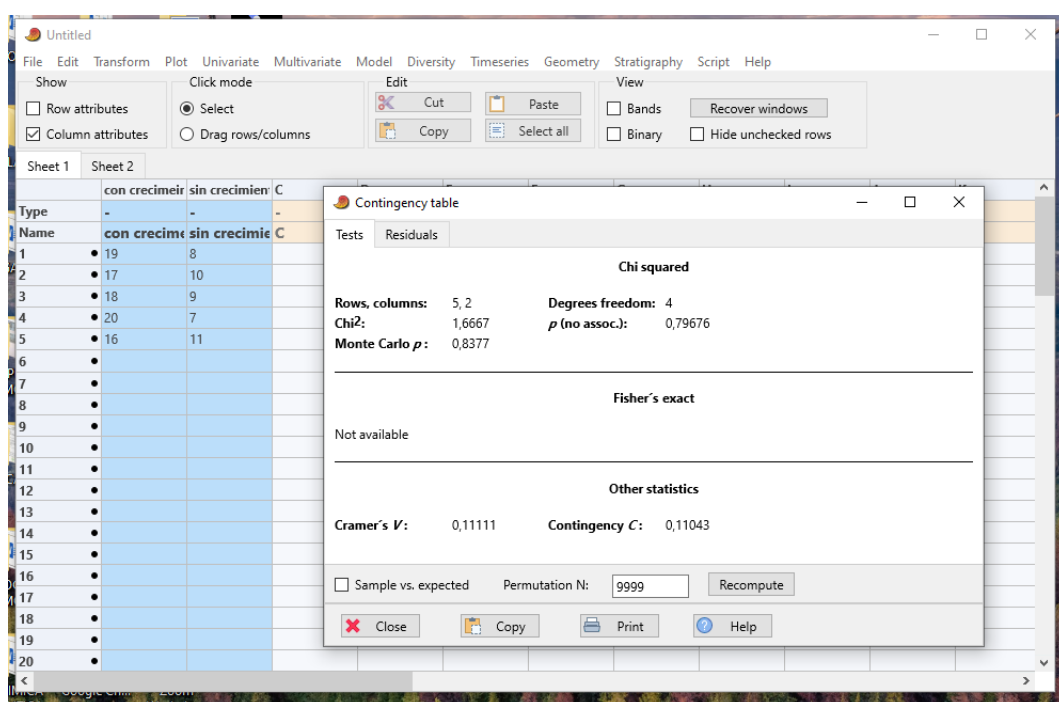
Anexo 6. Test de Kruskal-Wallis por agares.



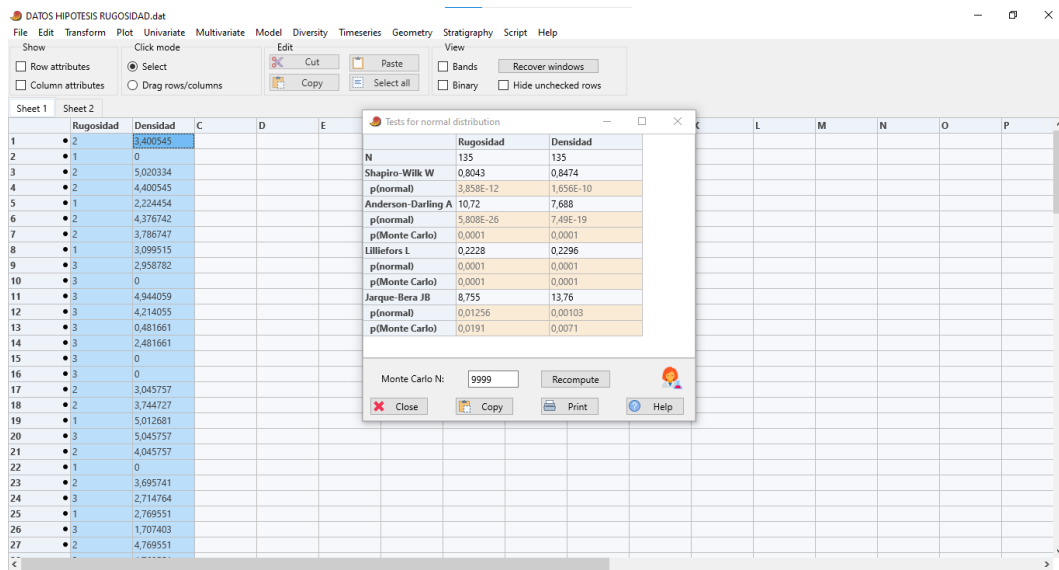
Anexo 7. Test de Post hoc Dunn.



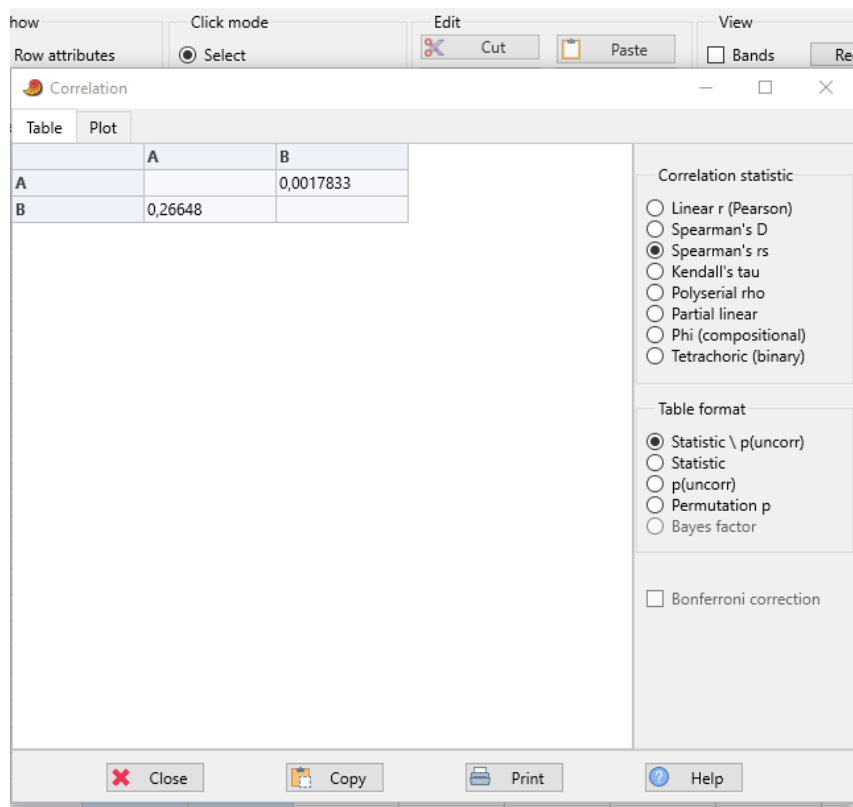
Anexo 8. Estadística univariada tipos de agar.



Anexo 9. Prueba Chi cuadrado.



Anexo 10. Test de normalidad por niveles de rugosidad y Log10 UFC/cm².



Anexo 11. Correlación de Spearman por niveles de rugosidad y Log10 UFC/cm²