



**TECNOLÓGICO NACIONAL DE MÉXICO
INSTITUTO TECNOLÓGICO DE SINALOA DE LEYVA**

TITULACION INTEGRAL CON EL PRODUCTO

TESIS

**AISLAMIENTO E IDENTIFICACIÓN DE MICROORGANISMOS
ENDOFITOS FOLIARES DE *SESUVIUM PORTULACASTRUM* CON
POTENCIAL BIOTECNOLÓGICO**

**PARA OBTENER EL TITULO DE
INGENIERA EN INDUSTRIAS ALIMENTARIAS**

PRESENTA:

SERRANO NIEBLAS GUADALUPE ALEXANDRA (211220017)

DIRECTORA:

M.C. MAÑON RIOS EDNA NATHALIE

CODIRECTORA:

DRA. GOMEZ PERAZA ROSA LUZ

CIIDIR IPN UNIDAD SINALOA

Sinaloa de Leyva, Sinaloa, 04 de Marzo del 2026

AGRADECIMIENTOS

A mis padres, por ser el pilar fundamental en mi vida.

Por su amor incondicional, por enseñarme con su ejemplo el valor del esfuerzo, la perseverancia y la honestidad. Gracias por creer en mí incluso cuando yo dudaba, por cada palabra de aliento y por cada sacrificio que hicieron para que pudiera alcanzar mis metas. Este logro también es suyo, porque sin su apoyo nada de esto habría sido posible.

LOS AMOOO

A mi pareja, quiero expresar mi más sincero agradecimiento por el apoyo constante que me brindó durante la realización de este trabajo. Gracias por tu paciencia en los momentos de estrés, por tu comprensión ante las largas horas de dedicación y por tu motivación cuando parecía que el cansancio me ganaba. Tu compañía, palabras de aliento y confianza en mis capacidades fueron esenciales para culminar este proyecto. Sin tu respaldo emocional y tu presencia, este proceso habría sido mucho más difícil.

A mis asesoras, por su valiosa orientación académica, profesionalismo y constante disposición durante el desarrollo de este trabajo. Agradezco profundamente el tiempo dedicado, las observaciones, el acompañamiento metodológico y los conocimientos compartidos, los cuales contribuyeron significativamente a fortalecer la calidad científica de este proyecto y a mi crecimiento académico y profesional.



DEDICATORIAS

Esta tesis se la dedico primeramente a Dios, por ser mi guía y fortaleza en cada paso de este camino. Por darme sabiduría en los momentos de duda, paciencia en los momentos de dificultad y esperanza cuando el cansancio parecía vencerme. Sin su bendición, nada de esto habría sido posible.

A mis padres, **Aide Nieblas Gaxiola y Ramon Serrano León** quienes han sido mi soporte incondicional y mi inspiración constante. Gracias por enseñarme el valor del trabajo honesto y por inculcarme principios que hoy me permiten sentir orgullo de quien soy. Cada sacrificio que hicieron por mi educación es algo que llevaré siempre en el corazón.

A todos mis maestros, quienes a lo largo de mi formación académica no solo compartieron sus conocimientos, sino también su vocación, paciencia y compromiso con la enseñanza. Cada clase impartida, cada consejo brindado y cada corrección realizada contribuyeron significativamente a mi crecimiento profesional y personal.

Hoy culmino una etapa importante de mi vida académica, y lo hago con el corazón lleno de gratitud hacia quienes caminaron a mi lado. Este logro representa no solo un título, sino el reflejo del esfuerzo compartido y del amor que me impulsó a no rendirme

GLOSARIO

Endófitos:

Microorganismos (principalmente hongos y bacterias) que viven dentro de los tejidos de una planta sin causarle daño aparente. En muchos casos establecen relaciones simbióticas, aportando beneficios como mayor resistencia al estrés ambiental o a patógenos.

***Sesuvium Portulacastrum*:**

Planta halófito perenne perteneciente a la familia Aizoaceae, conocida comúnmente como verdolaga de playa. Crece en zonas costeras y suelos salinos, destacándose por su alta tolerancia a la salinidad y su capacidad de adaptación a ambientes extremos.

Swarming:

Término en microbiología que describe un tipo de movimiento colectivo y coordinado que presentan ciertas bacterias sobre superficies sólidas o semisólidas. Este desplazamiento suele estar asociado a la presencia de flagelos y a la formación de colonias expansivas.

Penicillium:

Género de hongos filamentosos ampliamente distribuido en el ambiente. Algunas especies son importantes en la producción de antibióticos como la penicilina, mientras que otras participan en la descomposición de materia orgánica o en la industria alimentaria.

Aspergillus:

Género de hongos filamentosos presente en diversos ecosistemas. Algunas especies tienen importancia industrial y biotecnológica, mientras que otras pueden ser patógenas para humanos, animales o plantas.

Halófito:

Planta adaptada a vivir en ambientes con alta concentración de sales, como suelos salinos o zonas costeras. Estas plantas poseen mecanismos fisiológicos y bioquímicos que les permiten tolerar el estrés salino.

Osmoprotectores:

Compuestos orgánicos producidos o acumulados por células vegetales o microbianas que ayudan a mantener el equilibrio osmótico bajo condiciones de estrés, como alta salinidad o sequía. Ejemplos comunes incluyen prolina, glicina-betaína y azúcares compatibles.

Flagelos:

Estructuras filamentosas largas presentes en ciertas bacterias y células eucariotas, que permiten el movimiento celular. En bacterias, los flagelos giran como hélices impulsando el desplazamiento.

Agar:

Sustancia gelatinosa obtenida de algas rojas, utilizada como medio sólido en cultivos microbiológicos para el crecimiento de bacterias y hongos en laboratorio.

Lactofenol:

Solución utilizada en microbiología, especialmente en micología, para la observación de estructuras fúngicas al microscopio. Contiene ácido láctico, fenol y otros componentes que permiten conservar y teñir las muestras.

RESUMEN

Este proyecto de investigación se adentra en el mundo de la bioprospección microbiana, centrándose en el estudio de los microorganismos endófitos que residen dentro de las hojas de la planta costera conocida como verdolaga de playa, *Sesuvium Portulacastrum*. Esta especie es una halófila facultativa, lo que significa que ha evolucionado para prosperar en ambientes extremos con alta salinidad. La hipótesis central es que esta adaptación se debe, en gran medida, a una asociación simbiótica con su microbiota interna.

El principal objetivo es aislar, identificar y caracterizar el potencial biotecnológico de estos "compañeros microbianos" que viven protegidos en el tejido foliar. La selección de un hospedero de estrés como *S. Portulacastrum* es estratégica, ya que sus endófitos están bajo constante presión ambiental, lo que los obliga a producir metabolitos secundarios únicos para la supervivencia y protección de la planta.

El desarrollo del proyecto se estructura en fases rigurosas de laboratorio:

- **Aislamiento y Purificación:** Se recolectarán muestras de hojas en su ecosistema natural. Tras un estricto protocolo de desinfección superficial para eliminar contaminantes externos, se procederá al cultivo en diversos medios selectivos. El fin es obtener cultivos puros de bacterias y hongos endófitos foliares.
- **Evaluación Biológica Aplicada:** El verdadero valor del proyecto reside en la caracterización funcional de los aislados.

Los resultados obtenidos revelaron la presencia de una comunidad endófito diversa. De manera destacada, la aplicación del método *Swarming* permitió la identificación de cepas que exhibieron patrones de crecimiento y dispersión característicos. La subsiguiente identificación de los aislados predominantes, apoyada tanto en el estudio microscópico como en la identificación molecular, confirmó la presencia de géneros fúngicos de gran relevancia biotecnológica, específicamente *Aspergillus* y *Penicillium*.

Este estudio no solo ampliará el conocimiento sobre la ecología microbiana de los ecosistemas costeros, sino que también generará un cepario de alto valor biotecnológico.



Los resultados obtenidos tienen el potencial de ofrecer soluciones sostenibles y ecológicas en los campos de la agricultura (mejorando el crecimiento de cultivos bajo estrés) y la medicina (descubrimiento de nuevos agentes bioactivos).

ABSTRAC

This research project delves into the world of microbial bioprospecting, focusing on the study of endophytic microorganisms residing within the leaves of the coastal plant known as sea purslane, *Sesuvium portulacastrum*. This species is a facultative halophyte, meaning it has evolved to thrive in extreme environments with high salinity. The central hypothesis is that this adaptation is largely due to a symbiotic association with its internal microbiota.

The main objective is to isolate, identify, and characterize the biotechnological potential of these "microbial partners" that live protected within the leaf tissue. Selecting a stressful host like *S. portulacastrum* is strategic, as its endophytes are under constant environmental pressure, forcing them to produce unique secondary metabolites for the plant's survival and protection.

The project's development is structured in rigorous laboratory phases:

- **Isolation and Purification:** Leaf samples will be collected from their natural ecosystem. After a strict surface disinfection protocol to eliminate external contaminants, the samples will be cultured on various selective media. The goal is to obtain pure cultures of foliar endophytic bacteria and fungi.
- **Applied Biological Evaluation:** The true value of the project lies in the functional characterization of the isolates.

The results obtained revealed the presence of a diverse endophytic community. Notably, the application of the *swarming* method allowed for the identification of strains that exhibited characteristic growth and dispersal patterns. The subsequent identification of the predominant isolates, supported by both microscopic and molecular analysis, confirmed the presence of fungal genera of great biotechnological relevance, specifically *Aspergillus* and *Penicillium*.

This study will not only expand knowledge about the microbial ecology of coastal ecosystems but will also generate a collection of cultures of high biotechnological value.



The results obtained have the potential to offer sustainable and ecological solutions in the fields of agriculture (improving crop growth under stress) and medicine (discovery of new bioactive agents).

INDICE

I.	INTRODUCCION.....	1
II.	PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	3
III.	OBJETIVOS	4
3.1.	Objetivo General	4
3.2.	Objetivos Específicos.....	4
IV.	JUSTIFICACION	5
V.	MARCO TEORICO.....	6
5.1.	Características de <i>Sesuvium Portulacastrum</i>	6
5.1.1.	Descripción Botánica	6
5.1.2.	Importancia Ecológica y Factores de Crecimiento de <i>Sesuvium Portulacastrum</i> (L.)	7
5.1.3.	Distribución Geográfica de <i>Sesuvium Portulacastrum</i> (L.)	8
5.1.4.	Importancia Económica	9
5.2.	Motilidad Microbiana Tipo <i>Swarming</i>	11
VI.	METODOLOGÍA	12
6.1.	Cultivo de Microorganismos.....	12
6.1.1.	Recolección y Procesamiento de la Muestra Vegetal.....	12
6.1.2.	Esterilización Superficial y Corte	12
6.1.3.	Aislamiento y Siembra en Agar PDA.....	13
6.1.4.	Purificación y Cultivo Puro	14
6.1.5.	Identificación de Hongos (<i>Aspergillus</i> y <i>Penicillium</i>).....	15
6.1.6.	Identificación de Bacterias	16
6.2.	METODO TIPO <i>SWARMING</i>	17
6.2.1.	Marcación de caja Petri	17
6.2.2.	Inoculación del Microorganismo	17
6.2.3.	Incubación y Medición Incubación.....	18
VII.	RESULTADOS	19



7.1.	Caracterización Macroscópica	19
7.2.	Caracterización Microscópica	20
7.3.	Evaluación del Crecimiento Mediante el Método Tipo <i>Swarming</i>	20
7.3.1.	Inoculación y Condiciones de Incubación	20
7.3.2.	Dinámica de Crecimiento	20
7.3.3.	Interpretación del Método Tipo <i>Swarming</i>	21
7.3.4.	Resultado Interpretado en Cuadro (Cultivo de Microorganismos)....	21
7.3.5.	Resultado Interpretado en Cuadro (Método Tipo <i>Swarming</i>)	25
7.3.6.	Interpretación de Resultados del Método de <i>Swarming</i>	27
VIII.	DISCUSIÓN.....	28
8.1.	Cultivo de Microorganismos.....	28
8.2.	Método Tipo <i>Swarming</i>	29
IX.	CONCLUSIÓN	30
X.	RECOMENDACIONES	31
XI.	BIBLIOGRAFÍAS	32

INDICE DE FIGURAS

Figura 1 Planta de <i>Sesuvium Portulacastrum</i>	6
Figura 2 Ubicación de los Principales Estados en los que se Encuentra Distribuido <i>Sesuvium</i>	8
Figura 3 Recolección y Procesamiento de la Muestra Vegetal	12
Figura 4 Esterilización Superficial.....	13
Figura 5 Aislamiento y Siembra en PDA.....	14
Figura 6 Purificación y Cultivo Puro.....	15
Figura 7 Observación de Estructuras Fúngicas	16
Figura 8 <i>Aspergillus</i> y <i>Penicillium</i>	16
Figura 9 Marcación de Caja Petri.....	17
Figura 10 Inoculación del Microorganismo.....	17
Figura 11 Inoculación del Microorganismo	18
Figura 12 Medición Tipo Swarming.....	18
Figura 13 Características de los Microorganismos	22
Figura 14 Cuadro Método Tipo Swarming.....	25

I. INTRODUCCION

El estudio de los microorganismos endófitos, aquellos que colonizan los tejidos internos de las plantas sin causar daño aparente, representa una frontera fascinante en la biotecnología moderna. Estas comunidades microbianas establecen complejas interacciones con su hospedador, confiriéndole a menudo ventajas como la resistencia al estrés, la promoción del crecimiento vegetal o la defensa contra patógenos. Su importancia radica en que constituyen una fuente inexplorada de compuestos biológicamente activos con aplicaciones potenciales en la agricultura, la industria farmacéutica y la biorremediación. (Gama, 2021)

La investigación se centra en la planta halófila *Sesuvium portulacastrum* (L.) L. (familia Aizoácea), una especie tolerante a ambientes de alta salinidad. Este organismo, que habita zonas costeras y salinas, posee mecanismos de adaptación únicos a condiciones de estrés abiótico. Se hipotetiza que su supervivencia en entornos extremos está intrínsecamente ligada a la presencia de endófitos especializados. El aislamiento y la caracterización de los microorganismos asociados a sus tejidos foliares ofrecen una oportunidad única para descubrir cepas con capacidades metabólicas inusuales y, por ende, de alto potencial biotecnológico.

El objetivo principal de esta investigación fue el aislamiento, purificación e identificación molecular y morfológica de los microorganismos endófitos presentes en las hojas de *S. portulacastrum*. Para su identificación se utilizaron dos enfoques:

1. **Cultivo y Estudio Microscópico:** La identificación morfológica preliminar se llevó a cabo mediante el cultivo de los aislados en medios de laboratorio y el posterior estudio microscópico de sus estructuras (tales como hifas, esporas y cuerpos fructíferos), lo cual es fundamental en la micología para la clasificación inicial de los géneros.

2. **Método *Swarming*:** Para una caracterización fenotípica funcional y su dispersión, se empleó el método *swarming*, que permite evaluar la capacidad de ciertos microorganismos (como algunas bacterias y hongos) para dispersarse activamente sobre una superficie sólida de agar.

La asociación de estos hongos a una planta halófila como *S. portulacastrum* sugiere que las cepas aisladas podrían exhibir una mayor tolerancia al estrés osmótico o salino, haciendo sus metabolitos particularmente robustos o únicos para aplicaciones biotecnológicas en condiciones ambientales desafiantes.

II. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Este trabajo se centra en superar las limitaciones inherentes a la investigación microbiológica y biotecnológica exploratoria, especialmente con una especie de planta halófila (*Sesuvium portulacastrum*).

Es importante conocer la pérdida de Potencial por Salinidad, debido a que las cepas endófitas de *S. portulacastrum* están adaptadas a condiciones halófilas (alta salinidad). Al aislarlas en medios de cultivo estándar de laboratorio, pueden perder la capacidad de producir los metabolitos relacionados con el estrés salino. Así como el Fallo en el Screening de Metabolitos, esto derivado de que el cribado inicial (screening) puede no emplear los medios de inducción o condiciones de estrés adecuadas para activar las vías metabólicas secundarias de los endófitos, resultando en el descarte prematuro de cepas prometedoras. Así como es importante considerar el sesgo del Cultivo Tradicional, donde la mayoría de los endófitos son "Viables, Pero No Cultivables" (VBNC), lo que resulta en una subestimación de la diversidad real.

Sin duda alguna el principal problema a resolver es el identificar cómo superar las limitaciones del cultivo axénico para acceder a una población microbiana más amplia.

III. OBJETIVOS

3.1. Objetivo General

Aislar, identificar y caracterizar microorganismos endófitos presentes en hojas de *Sesuvium portulacastrum*, con el fin de evaluar su potencial biotecnológico.

3.2. Objetivos Específicos

- Obtener hojas de *Sesuvium portulacastrum* de su hábitat natural (zonas costeras/salinas), asegurando que estén sanas, para la obtención de bichos que viven dentro de las hojas (los endófitos).
- Describir cada cepa aislada basándose en sus características físicas (color, forma, crecimiento), para tener un primer clasificado.
- Evaluar en laboratorio si las cepas producen sustancias clave para la agricultura, como fitohormonas (ej. auxinas), si son capaces de solubilizar fosfatos o si fijan nitrógeno, indicando un potencial como biofertilizantes.

IV. JUSTIFICACION

Sesuvium portulacastrum (L.) una planta halófila ampliamente distribuida en ecosistemas costeros y salinos, ha sido reconocida por su capacidad para tolerar condiciones extremas de salinidad, sequía y radiación. Esta adaptabilidad sugiere la posible existencia de una microbiota endofítica especializada que contribuye a su supervivencia en ambientes hostiles. En particular, los microorganismos endófitos presentes en los tejidos foliares podrían desempeñar un papel clave en la fisiología de la planta, aportando beneficios como la síntesis de metabolitos secundarios, resistencia a patógenos y mejora en la tolerancia al estrés. (Fernández, 2024)

En los últimos años, los endófitos vegetales han cobrado creciente interés en el ámbito científico debido a su potencial biotecnológico. Diversos estudios han demostrado que estos microorganismos pueden ser fuente de compuestos bioactivos, enzimas industriales, agentes antimicrobianos y bioestimulantes para la agricultura sostenible. Sin embargo, aún existe una notable brecha de conocimiento en cuanto a la diversidad, funciones y aplicaciones de los endófitos presentes en plantas halófitas como *S. portulacastrum*, particularmente en ambientes tropicales o costeros poco explorados. (Fernández, 2024)

Esta investigación se realiza porque *Sesuvium Portulacastrum*, una planta que vive en ambientes salinos y difíciles, podría tener microorganismos endófitos (bacterias u hongos que viven dentro de las hojas sin hacer daño) con características muy útiles. Estos microorganismos podrían ayudar a las plantas a crecer en condiciones extremas, resistir estrés ambiental o incluso producir compuestos con valor biotecnológico.

El impacto radica en que estos microorganismos pueden convertirse en soluciones sostenibles y económicas para problemas agrícolas, ambientales e industriales.

V. MARCO TEORICO

5.1. Características de *Sesuvium Portulacastrum*

5.1.1. Descripción Botánica

Sesuvium portulacastrum (L.), comúnmente conocida como verdolaga de playa, es una planta herbácea que se distribuye ampliamente en regiones tropicales y subtropicales del mundo, creciendo predominantemente en ambientes costeros salinos y suelos arenosos (Slama et al., 2007; Lokhande et al., 2013).

Reino: *Plantae*

Subreino: *Tracheophyta*

División: *Magnoliophyta*

Clase: *Magnoliopsida*

Subclase: *Caryophyllidae*

Orden: *Caryophyllales*

Familia: *Aizoaceae*

Subfamilia: *Sesuvioideae*

Género: *Sesuvium*

Especie: *S. portulacastrum* L.



Figura 1 Planta de *Sesuvium Portulacastrum*

5.1.2. Importancia Ecológica y Factores de Crecimiento de *Sesuvium portulacastrum* (L.)

Sesuvium portulacastrum (L.), presenta un hábito de crecimiento rastrero y succulento, con tallos extendidos que pueden alcanzar más de un metro de longitud. Las hojas son opuestas, carnosas, oblongo-lineares, de color verde brillante a púrpura en condiciones de estrés, lo que sugiere acumulación de pigmentos antioxidantes como antocianinas (Flowers & Colmer, 2008).

Las flores son pequeñas, hermafroditas, solitarias o agrupadas en las axilas foliares, con cinco pétalos rosados a púrpuras, lo cual facilita su polinización entomófila. Su capacidad reproductiva es tanto sexual (a través de semillas) como asexual (por fragmentación de tallos), favoreciendo su propagación rápida en ambientes costeros (Radhakrishnan et al., 2021).

A nivel fisiológico, *S. portulacastrum* exhibe una notable tolerancia a la salinidad, sobreviviendo en concentraciones de NaCl superiores a 1000 mM sin mostrar inhibición significativa del crecimiento, lo que la clasifica como una halófita extrema (Slama et al., 2007).

Esta tolerancia se debe a varios mecanismos adaptativos: acumulación de osmoprotectores como prolina y glicina betaína, eficiencia en la exclusión iónica, y compartimentalización de sales en vacuolas celulares para evitar toxicidad citoplasmática (Lokhande & Suprasanna, 2012). Adicionalmente, su sistema radical es superficial pero extensivo, lo cual le permite aprovechar la humedad de capas superficiales del suelo y facilitar la absorción de nutrientes incluso en suelos pobres.

En cuanto a su ecología, *S. portulacastrum* juega un rol clave en la estabilización de dunas y suelos costeros, ayudando a controlar la erosión y mejorar la fertilidad edáfica a través de la acumulación de materia orgánica y la promoción de comunidades microbianas beneficiosas en la rizosfera (Parida & Das, 2005).

Estas propiedades la hacen especialmente valiosa en planes de restauración ecológica de zonas degradadas por salinización, derrames de hidrocarburos u otras formas de contaminación

(Raja et al., 2020).

5.1.3. Distribución Geográfica de *Sesuvium Portulacastrum* (L.)

Sesuvium portulacastrum (L.), habita principalmente en ecosistemas costeros salinos y ambientes intermareales. Su distribución abarca regiones litorales de América, África, Asia, Oceanía y diversas islas tropicales del Pacífico e Índico, siendo considerada una de las halófitas más ampliamente dispersas a nivel mundial (Wagner et al., 1990; Flowers & Colmer, 2008).

En el continente americano, *S. portulacastrum* se encuentra desde el sur de Estados Unidos (Florida, Texas), hasta el Caribe, América Central y las costas del norte de América del Sur, incluyendo países como México, Colombia, Venezuela y Brasil. En África, está presente en gran parte de la franja costera oriental y occidental, incluyendo Madagascar. En Asia, se distribuye ampliamente en zonas costeras de India, Sri Lanka, el sudeste asiático, China y Filipinas. En Oceanía, su presencia es notable en Australia, Nueva Zelanda y muchas islas del Pacífico Sur, como Fiyi, Samoa y Tonga (Dassanayake & Fosberg, 1980; Duke, 2006).

En la República mexicana se encuentra distribuida por los estados de Campeche, Chiapas, Colima, Distrito Federal, Hidalgo, Estado de México, Nayarit, Oaxaca, Quintana Roo, Sinaloa, Tabasco, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán (Villaseñor y Espinosa, 1998).



Figura 2 Ubicación de los Principales Estados en los que se Encuentra Distribuido *Sesuvium*

5.1.4. Importancia Económica

Tiene alto valor medicinal, ya que produce metabolitos secundarios útiles para sustituir algunas sustancias sintéticas (Rojas et al., 1992; Burits et al., 2001) y Chandrasekaran et al. (2011) reportaron que los ésteres metílicos de ácidos grasos (extracto de FAME) de esta planta pueden usarse en la medicina tradicional como un potencial agente antimicrobiano.

Esta planta halófito se ha posicionado también como una fuente de alimentos debido a que se cultiva como una verdura para cocinar. Mantiene un gran valor en la arista de alimentos y se usa como hortalizas silvestres debido a su sabor salado y naturaleza carnosa. Se ha comprobado valores nutricionales aproximados de proteínas del 10,2 %, cenizas totales del 33%, grasas del 0,24%, fibra cruda del 9,9%, carbohidratos del 45,5% y valor calórico de 223 K calorías.

Estos géneros fúngicos son vitales tanto para la agricultura sostenible como para la industria alimentaria debido a su capacidad de producir metabolitos clave:

- **Enzimas Industriales:** Ambos géneros son fuentes primarias de enzimas como amilasas, pectinasas y proteasas, utilizadas para la clarificación de jugos, la elaboración de pan, la hidrólisis de almidón y la mejora de la textura y rendimiento de diversos productos alimenticios.
- **Agentes de Fermentación y Maduración:** Especies seleccionadas de *Penicillium* son esenciales en la maduración de quesos como el Roquefort (*P. roqueforti*) y el Camembert (*P. camemberti*), contribuyendo a su sabor, aroma y apariencia característicos.
- **Conservantes Naturales:** Además de su conocido papel en la producción de antibióticos (como la penicilina de *Penicillium*), estos hongos pueden producir otros metabolitos con actividad antimicrobiana que podrían ser investigados como conservantes naturales para prolongar la vida útil de los alimentos.
- **Promoción de Crecimiento Vegetal (PGP):** Hormonas de Crecimiento (ej. auxinas, giberelinas) que mejoran la absorción de nutrientes y la resistencia al estrés.



- **Control Biológico:** Antibióticos y Antifúngicos que actúan como antagonistas de patógenos de plantas, ofreciendo una alternativa a los plaguicidas químicos.
- **Nutrición Vegetal:** Solubilización de Fosfato y otros nutrientes esenciales que están inmovilizados en el suelo, haciéndolos disponibles para la planta (Hammer, 2001).

5.2. Motilidad Microbiana Tipo *Swarming*

Los microorganismos se encuentran en constante movimiento en la naturaleza, utilizando distintos mecanismos y estructuras de motilidad.

Un tipo de motilidad que ha cobrado importancia es la motilidad tipo *swarming*. Esta es la forma más rápida de translocación en superficies sólidas o semisólidas conocida, que ayuda a las bacterias a colonizar superficies ricas en nutrientes, favoreciendo la formación de biopelículas.

Tanto la motilidad tipo *swarming*, como la formación de biopelículas, en conjunto, se han relacionado con la capacidad de bacterias para colonizar diferentes ambientes, sobreviviendo en ellos, e incluso llegando a ser capaces de reproducirse, por lo que se consideran como factores que aumentan la virulencia de los microorganismos que los producen.

Se conocen diferentes estímulos que favorecen la producción de este tipo de motilidad, siendo los más importantes la densidad celular, el contacto con la superficie y señales fisiológicas que conllevan a la translocación de las células bacterianas en masa.

Para que las bacterias puedan realizar la motilidad tipo *swarming* es necesario que tengan un cambio morfológico notable, mismo que tiene consecuencias energéticas importantes, ya que la célula que entra en motilidad tipo *swarming* debe incrementar de tamaño y aumentar su número de flagelos (bacteria hiperflagelada). (Alvarado, 2016)

VI. METODOLOGÍA

6.1. Cultivo de Microorganismos

6.1.1. Recolección y Procesamiento de la Muestra Vegetal

1. **Recolección:** Se seleccionan hojas y raíces sanas de *Sesuvium portulacastrum* y se transportan al laboratorio.
2. **Lavado Inicial:** Las hojas se lavan exhaustivamente bajo el chorro de agua del grifo para eliminar la suciedad, el polvo y los microorganismos epífitos (superficiales grandes).

La recolección de la muestra de *S. portulacastrum* se llevó a cabo de unas muestras que ya estaban en el laboratorio de las cuales se tomaron 2 hojas y 3 raíces de la planta, las cuales después de ser cortadas se les dio un lavado con agua del grifo este para eliminar la suciedad.



Figura 3 Recolección y Procesamiento de la Muestra Vegetal

6.1.2. Esterilización Superficial y Corte

1. **Desinfección 1:** Alcohol al 70% por 30 segundos a 1 minuto para romper la tensión superficial y eliminar la capa lipídica.
2. **Esterilización:** Agua estéril de 3 a 5 minutos para eliminar microorganismos epífitos restantes y resistentes.

3. **Desinfección 2:** Alcohol al 70% por 30 segundos para neutralizar el efecto del agua estéril.
4. **Lavado final:** Agua destilada por 1 minuto para eliminar completamente los residuos químicos que podrían inhibir el crecimiento microbiano interno.
5. **Corte:** Las hojas se cortan en pequeños segmentos (aproximadamente 0.5 a 1.0) usando un bisturí estéril.

Para la esterilización a cada una de las muestras se le llevaron a cabo dos desinfecciones con alcohol al 70% por 30 minutos, entre estas dos desinfecciones se realizó un lavado con agua estéril por 5 minutos y el lavado final se hizo con agua destilada por 1 minuto muy necesario ya que con este último se eliminan completamente los residuos químicos. Previo a el lavado se cortaron las muestras en tamaños pequeños para proceder a hacer la siembra.



Figura 4 Esterilización Superficial

6.1.3. Aislamiento y Siembra en Agar PDA

1. **Inoculación Directa:** Los segmentos de hojas y raíces estériles se colocan directamente sobre la superficie de placas de Petri que contienen un medio de cultivo sólido a base de agar. hongos).
2. **Incubación:** Las placas se sellan (para evitar la deshidratación) y se incuban en oscuridad o con luz controlada a una temperatura constante (típicamente entre 25

y 30 por un periodo de 7 a 21 días). La temperatura y el tiempo dependen del microorganismo que se espera encontrar.

Las muestras ya cortadas en pequeños tamaños se proceden a poner en el PDA, fueron 3 trozos de hoja en 6 cajas Petri con PDA y 3 trozos de raíz en 6 PDA estas con un poco de distancia entre cada una y en total se realizaron 12 siembras. Las placas ya bien selladas se guardaron en una bolsa bien cerrada y después en una caja para que permanecieran a una temperatura constante entre 25-30 °C en este caso el tiempo que tardo el microorganismo en crecer fue de 4 días.



Figura 5 Aislamiento y Siembra en PDA

6.1.4. Purificación y Cultivo Puro

1. **Observación:** Se monitorea el crecimiento de los microorganismos que emergen de los bordes de los segmentos de hoja y raíz.
2. **Aislamiento Selectivo:** Cada colonia con características morfológicas diferentes se considera un aislado potencial. Se utiliza un palillo estéril para tomar una pequeña porción de cada colonia y se siembra nuevamente mediante la técnica de inoculación directa en una nueva placa de agar (cultivo puro).

Se monitoreo el cómo iban creciendo los microorganismos que emergían de los segmentos de las hojas y las raíces. Una vez estos crecieron se hizo una nueva siembra en una nueva placa de PDA tomando una pequeña porción de cada colonia y colocarla en el puro centro de la caja Petri en total fueron 14 cepas aisladas.



Figura 6 Purificación y Cultivo Puro

6.1.5. Identificación de Hongos (*Aspergillus* y *Penicillium*)

La identificación de hongos filamentosos se centra en sus estructuras de reproducción asexual:

1. **Montaje en Portaobjetos:** Se realiza una preparación húmeda, a menudo utilizando la técnica del montaje con cinta adhesiva o el montaje en azul de lactofenol de algodón (LPCB), que tiñe las estructuras fúngicas y las conserva.
2. **Observación a Diferentes Aumentos:**
 - **Micelio:** Observación de las hifas (filamentos), determinando si son septadas (con divisiones) o no septadas.
 - **Estructuras de Reproducción:** Se observan las estructuras asexuales llamadas conidióforos, ya que su morfología es la característica distintiva:
 - ***Aspergillus*:** Presentan una estructura con una vesícula (hinchazón) en el extremo superior del conidióforo, de donde parten las fiálides (células que producen esporas). La cabeza es radial o columnar.
 - ***Penicillium*:** El conidióforo es ramificado, dando la apariencia de un pincel (estructura conocida como penecillo).

- **Conidios (Esporas):** Se observa la forma, el tamaño y la disposición de las esporas asexuales.

Primeramente, se realizó la preparación húmeda utilizando la técnica del montaje en azul de metileno ya que este tiñe las estructuras fúngicas y las conserva. Se hizo la observación en diferentes aumentos en el microscopio checando muy bien todas las estructuras que se veían.



Figura 7 Observación de Estructuras Fúngicas

6.1.6. Identificación de Bacterias

1. **Morfología Celular:** Se examina la forma de las células:

- **Cocos:** Esféricas.
- **Bacilos:** Forma de bastón.
- **Espiroquetas/Vibrios:** Curvas o espirales.

2. **Disposición:** Se observa cómo se agrupan las células: cadenas (strepto-) o racimos (staphylo-).

Se identificaron las bacterias por la forma de las células y que sus cocos son esféricos, bacilos en forma de bastón, espiroquetas son curvas y en su disposición se observa cómo se agrupan las células las cuales son *Aspergillus* y *Penicillium*.

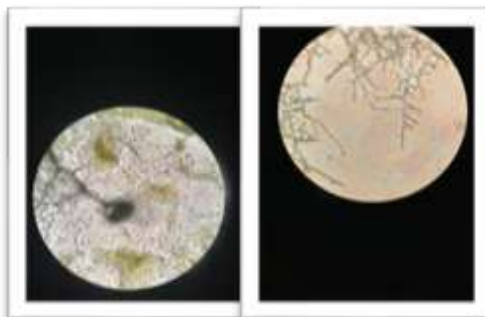


Figura 8 *Aspergillus* y *Penicillium*

6.2. METODO TIPO SWARMING

6.2.1. Marcación de caja Petri

1. Se marca el centro en la parte de abajo de la caja Petri.

Se marcaron en el centro 21 cajas Petri por la parte inferior.



Figura 9 Marcación de Caja Petri

6.2.2. Inoculación del Microorganismo

1. **Cultivo Puro:** Se utiliza el microorganismo aislado de *Sesuvium portulacastrum* que ya ha sido purificado (cultivo puro).
2. **Punto Central:** Se toma una pequeña cantidad del aislado con un asa o palillo estéril y se inocula con un único punto en el centro exacto de la superficie de la placa de agar semisólido. Es importante que la inoculación sea superficial y no atraviese la capa de agar.

En este paso se utilizó el microorganismo aislado de *Sesuvium Portulacastrum* que ya fue purificado. Se tomo una pequeña cantidad de aislado con un palillo estéril y se colocó en el centro exacto donde estaba marcado, se cerró y se selló la caja Petri.



Figura 11 Inoculación del Microorganismo

6.2.3. Incubación y Medición Incubación

Las placas se incuban de forma invertida a la temperatura óptima para el organismo (ej. 25-30 para hongos y endófitos ambientales).

1. **Monitoreo y Medición:** Se realiza un seguimiento del crecimiento durante un periodo de 24 a 72 horas o más (dependiendo del organismo). El crecimiento por *swarming* se observa como un frente de crecimiento extendido que se dispersa radialmente desde el punto de inoculación.

Las placas fueron puestas en bolsa negra de forma invertida y se tuvo en una temperatura óptima para el organismo que fue de 25 a 30 °C. Se fue monitoreando el crecimiento durante un periodo de 24 – 48 - 72 horas, visualizando así el crecimiento extendido que se dispersa radialmente desde el punto de inoculación.



Figura 12 Medición Tipo Swarming

VII. RESULTADOS

A partir del material vegetal de *Sesuvium portulacastrum* se logró el aislamiento y purificación de microorganismos asociados. La identificación preliminar se realizó con base en características macroscópicas y microscópicas, considerando la morfología celular, el tipo de crecimiento y la organización estructural observada en cultivo.

En la evaluación microscópica general se consideraron los principales tipos morfológicos microbianos: cocos (células esféricas), bacilos (en forma de bastón) y espiroquetas (de morfología curva o helicoidal). No obstante, los aislamientos obtenidos correspondieron a organismos de tipo fúngico filamentoso, identificándose dos géneros predominantes: *Aspergillus* y *Penicillium*.

7.1. Caracterización Macroscópica

La diferenciación entre ambos géneros se sustentó en la evaluación comparativa de las características de la superficie (anverso) y reverso de las colonias desarrolladas en medio de cultivo. Se analizaron los siguientes parámetros:

- Coloración de la colonia (superficie y reverso).
- Textura (algodonosa, pulverulenta o aterciopelada).
- Densidad y uniformidad del crecimiento.
- Distribución radial y patrón de expansión.

Las colonias atribuidas a *Aspergillus* presentaron crecimiento denso, con pigmentación característica y desarrollo radial uniforme. En contraste, las colonias de *Penicillium* mostraron textura más pulverulenta y tonalidades diferenciadas en el reverso, con un patrón de crecimiento igualmente radial, pero de menor densidad micelial.

7.2. Caracterización Microscópica

La observación microscópica permitió confirmar la naturaleza filamentosa de los aislamientos. Se identificaron hifas septadas y estructuras conidiales típicas de cada género, lo que permitió su diferenciación taxonómica preliminar. En conjunto, el análisis morfológico macroscópico y microscópico proporcionó criterios suficientes para la identificación a nivel de género.

7.3. Evaluación del Crecimiento Mediante el Método Tipo Swarming

7.3.1. Inoculación y Condiciones de Incubación

Para evaluar la dinámica de crecimiento superficial, se empleó el método tipo *swarming* en 21 cajas Petri previamente marcadas en su punto central. Se inoculó el aislamiento purificado mediante la colocación de una pequeña porción de micelio en el centro del medio de cultivo, sellando posteriormente las placas para evitar contaminación externa. Las placas se incubaron en posición invertida, protegidas de la luz, a una temperatura controlada de 25–30 °C. El crecimiento fue monitoreado a las 24, 48 y 72 horas.

7.3.2. Dinámica de Crecimiento

Los resultados evidenciaron un crecimiento radial progresivo desde el punto de inoculación. Se registró un incremento diario en el diámetro de las colonias, alcanzando un tamaño máximo cercano a 4 cm al término de las 72 horas. El patrón de expansión fue uniforme y continuo, lo que permitió comparar la velocidad de colonización superficial en función del tiempo.

La figura 13 muestra gráficamente la tendencia de crecimiento, donde se observa una fase inicial de adaptación (0–24 h), seguida de una fase exponencial de expansión micelial (24–72 h), hasta aproximarse a un crecimiento estable limitado por el espacio y la disponibilidad de nutrientes del medio.

7.3.3. Interpretación del Método Tipo Swarming

Si bien el fenómeno de *swarming* es característico de bacterias móviles, en el caso de hongos filamentosos como *Aspergillus* y *Penicillium*, el ensayo en agar de baja concentración permitió evaluar la velocidad de extensión de las hifas sobre la superficie del medio. Este crecimiento filamentoso radial constituye un indicador indirecto de:

- Capacidad de colonización superficial.
- Eficiencia en la utilización de nutrientes.
- Adaptación a condiciones de humedad y disponibilidad energética.

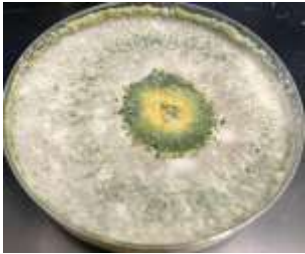
El patrón observado sugiere una adecuada capacidad de dispersión micelial, lo cual podría relacionarse con la producción de enzimas extracelulares y metabolitos secundarios que facilitan la degradación de sustratos y la expansión del micelio. Esta característica reviste interés desde el punto de vista biotecnológico, particularmente en procesos de degradación de compuestos orgánicos o interacción rizosférica en ambientes salinos.

En conjunto, los resultados obtenidos confirman la presencia de hongos filamentosos asociados a *Sesuvium portulacastrum*, con características morfológicas y dinámicas de crecimiento compatibles con géneros ampliamente reconocidos por su capacidad adaptativa y potencial funcional en sistemas suelo-planta.

7.3.4. Resultados Interpretados en Cuadro del Cultivo de Microorganismos

Se presenta una comparación morfológica de los resultados obtenidos en el cultivo de microorganismos (Figura 12.), en los cuales fueron identificados dos hongos (*Aspergillus* y *Penicillium*) basado en tres aspectos principales que son: las características de la parte superior y la parte inferior al igual que las observaciones microscópicas. En conjunto se describen color, textura, densidad, distribución del crecimiento y la estructura de las hifas, permitiendo diferenciar ambos géneros fúngicos mediante sus rasgos microscópicos.

Figura 13 Características de los Microorganismos

CARACTERÍSTICAS		
PARTE SUPERIOR	PARTE INFERIOR	IMAGEN MICROSCOPICA
 - Muestra crecimiento fungico en una placa petri (medio de cultivo) (PDA). - Colonia grande, algodonosa y se extiende por todo el plato. - El micelio vegetativo y/o la parte mas externa son de color blanco a grisaceo claro. - Zona central y alrededor de ella con una pigmentacion distintiva de color verde intenso a amarillo-verdoso	 - Color amarillo palido a marron claro/canela en el centro y se vuelve mas claro hacia los bordes. - La textura parece ser aterciopelada o tal vez ligeramente cerosa/humeda	 - Se observan hifas (estructuras filamentosas) que parecen ser septadas (con divisiones internas, típicas de mohos como Aspergillus o Penicillium).
 - La mayor parte del crecimiento tiene un color verde-amarillento. - El crecimiento en el centro parece ser una malla densa o terciopelada. - La textura parece ser seca o pulverulenta en el centro con algunas areas que parecen mas humedas o con gotas.	 - El crecimiento es mas localizado y parece haber un area de coloracion azul-verdoso o verde oscuro en el centro. - Colonia central tiene un aspecto mas oscuro.	 - Se aprecian filamentos fungicos (hifas) en la parte inferior. - Se observa una estructura vertical que se eleva a partir de la hifa. - La disposicion de las estructuras terminales, que parecen formar una estructura ramificada y compacta. es muy característica del genero Penicillium.



- Colonia extensa y de rapido crecimiento cubriendo gran parte de la placa.
- Color general es de un tono verde/amarillo palido o crema verdoso.
- La textura parece ser algodonosa o pulverulenta.



- Medio de cultivo fresco.
- Color amarillo uniforme.
- Con una pequeña mancha negra o colonia en el centro.



- Se observan estructuras filamentosas ramificadas que son hifas.
- El crecimiento macroscopico verdoso sugieren fuertemente la presencia de un hongo del genero **Penicillium**.



- Se observan colonias con diferentes morfologias y colores.
- Se aprecian areas con un color verde-amarillento intenso y pulverulento, areas con un micelio aereo blanco-amarillento algodonoso y puntos o parches de crecimiento mas denso.



- Colonia fungica de crecimiento extenso.
- Placa de petri con agar.



- La estructura central parece pincel o penacho.
- Numerosos cuerpos pequeños esfericos u ovoides, que se observan aislados o en pequeños racimos .
- La estructura en forma de pincel o escobilla es el rasgo definitorio del genero **Penicillium**.

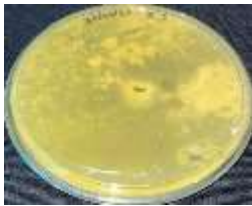
 - La colonia es extensa, con una mezcla de texturas algodonosas y pulverulentas/granulares. - Se observa en el borde micelio aéreo blanco y en algunas zonas de el centro, mientras que la esporulación visible tiene una distintiva coloración verde-azulada intensa.	 - La colonia es grande, de crecimiento rápido y tiene un aspecto aterciopelado o pulverulento en algunas zonas. - Coloración predominante amarillenta por el medio de cultivo (PDA).	 - Hifas claras, tubulares y tienen septos visibles, indicando que se trata de un hongo superior. - Conidios agrupados en cadenas o en estructuras productoras. - La morfología es compatible con géneros como Penicillium y Aspergillus.
 - Centro verde azulado a verde grisáceo con bordes blanquesinos. - Se observa una textura pulverulenta/granulosa en el centro. - Aspecto aterciopelado a pulverulento con micelio aéreo.	 - Color amarillo difundido por el medio de cultivo. - Aspecto liso, cremoso o veloso/algodonoso.	 - Se observan estructuras largas, tubulares y ramificadas. - Se visualizan estructuras ramificadas que emergen de las hifas, que parecen ser conidioforos con conidios en cadena o en racimos. - Morfología típica de Penicillium o Aspergillus.
 - Predominantemente de color verde azulado o verde amarillento con tonos amarillos visibles. - La colonia parece tener una textura pulverulenta, aterciopelada o velosa. - Se observa un crecimiento rápido que cubre gran parte de la superficie.	 - Se observa un color amarillo o anaranjado/marrón amarillento intenso al reverso de la colonia.	 - Se aprecian hifas septadas e hialinas. - El conjunto de fialides y conidios en cadena, que se asemeja a un penicilio. - Hongo identificado (Genero): Penicillium.

Figura 13 Cuadro Método Tipo Swarming

7.3.5. Resultados Interpretados en Cuadro del Método Tipo *Swarming*

Crecimiento microbiano diario, evaluando a las 24, 48 y 72 horas, evidenciando el aumento progresivo del diámetro de las colonias en cajas Petri. Se observa como el microorganismo expande su área de crecimiento hasta alcanzar un tamaño máximo constante cercano a los 4 cm, lo que permite comparar la velocidad y el patrón de expansión tipo *swarming* a lo largo del tiempo representado en la figura 13:

Figura 14 Cuadro Método Tipo *Swarming*

CRECIMIENTO MICROBIANO CADA DIA (SWARMING)		
24 hrs.	48 hrs.	72 hrs.
 0.5 cm	 1.7 cm	 2.3 cm
 2.7 cm	 4 cm	 4 cm
 3.5 cm	 4 cm	 4 cm

3.5 cm	4 cm	4 cm
3 cm	4 cm	4 cm
2.5 cm	4 cm	4 cm
3 cm	4 cm	4 cm

7.3.6. Interpretación de Resultados del Método de *Swarming*

El patrón de *swarming* es una característica fenotípica distintiva:

- **Resultados Específicos para Hongos:** En el caso de hongos como *Aspergillus* y *Penicillium*, aunque no exhiben el *swarming* bacteriano, el ensayo con agar de baja concentración puede evidenciar la rapidez de la extensión de sus hifas (crecimiento filamentoso), proporcionando datos sobre la dispersión del micelio en la superficie y sus requerimientos de nutrientes y humedad.

Este método, además de ayudar a la caracterización, puede ser un indicio de la capacidad del microorganismo para secretar agentes tensioactivos o enzimas que facilitan el movimiento, lo cual puede correlacionarse con su potencial biotecnológico.

VIII. DISCUSIÓN

8.1. Cultivo de Microorganismos

Los resultados obtenidos en el cultivo de los géneros *Aspergillus* y *Penicillium* evidenciaron un crecimiento adecuado en el medio de cultivo empleado, lo que indica que las condiciones de incubación fueron favorables para el desarrollo de hongos filamentosos. Las características macroscópicas observadas, tales como colonias de textura algodonosa o aterciopelada, con pigmentaciones que variaron entre tonos verdes y azulados, coinciden con lo descrito en la literatura para estos géneros (Pitt & Hocking, 2009; Samson et al., 2010). En el caso de *Aspergillus*, la morfología microscópica mostró conidióforos bien definidos y estructuras compatibles con cabezas conidiales características del género, lo cual respalda su identificación preliminar (Klich, 2002). Por su parte, *Penicillium* presentó estructuras ramificadas en forma de “pincel”, rasgo distintivo que ha sido ampliamente documentado como criterio taxonómico diferencial (Samson et al., 2010).

Las variaciones observadas en la velocidad de crecimiento y en la intensidad de la pigmentación podrían estar relacionadas con factores como la composición del medio, la temperatura de incubación y la disponibilidad de nutrientes, aspectos que influyen directamente en la expresión fenotípica de hongos filamentosos (Pitt & Hocking, 2009). Estas diferencias también pueden atribuirse a la variabilidad intraespecífica, reportada frecuentemente en estudios micológicos. Desde una perspectiva aplicada, la identificación y caracterización de estos géneros resulta relevante debido a su importancia tanto en el ámbito ambiental como industrial y clínico. Diversas especies de *Aspergillus* pueden actuar como agentes oportunistas o productores de micotoxinas, mientras que especies de *Penicillium* poseen relevancia biotecnológica y alimentaria (Klich, 2002; Samson et al., 2010). En este sentido, los resultados obtenidos no solo confirman la presencia de estos hongos, sino que aportan información sobre su comportamiento en condiciones controladas de cultivo.

Finalmente, se reconoce como limitación del estudio la identificación basada únicamente en características morfológicas, por lo que se sugiere complementar futuros trabajos con técnicas moleculares para una determinación taxonómica más precisa.

8.2. Método Tipo *Swarming*

El análisis del crecimiento mediante el método tipo *swarming* permitió evaluar la dinámica de expansión radial del micelio en intervalos de 24, 48 y 72 horas. Se observó que a las 24 horas el crecimiento fue incipiente en la mayoría de los cultivos, y con bordes poco definidos. A las 48 horas, se evidenció un incremento significativo en el diámetro de la colonia, acompañado de mayor densidad micelial. Finalmente, a las 72 horas se registró una expansión más amplia y consolidada, con mayor diferenciación estructural.

El comportamiento observado concuerda con lo descrito en estudios sobre crecimiento radial en hongos filamentosos como *Aspergillus* y *Penicillium*, donde la velocidad de expansión depende de la disponibilidad de nutrientes, temperatura y características del medio (Pitt & Hocking, 2009). Aunque el término *swarming* se utiliza con mayor frecuencia en bacterias móviles, en hongos filamentosos puede interpretarse como un patrón de expansión coordinada del micelio sobre la superficie del agar, fenómeno relacionado con la extensión apical de las hifas (Prosser & Tough, 1991).

Estos resultados permiten afirmar que el tiempo de incubación es un factor determinante en la interpretación del patrón de crecimiento tipo *swarming*, ya que intervalos cortos podrían subestimar la capacidad expansiva del hongo, mientras que periodos prolongados permiten una evaluación más completa del comportamiento micelial. No obstante, se reconoce como limitación que factores como la concentración inicial del inóculo y la homogeneidad del medio pueden influir en la tasa de expansión observada (Carlile, Watkinson & Gooday, 2001).

IX. CONCLUSIÓN

El estudio sobre el aislamiento e identificación de microorganismos endófitos foliares de *Sesuvium portulacastrum* ha confirmado la existencia de una microbiota interna con notable interés biotecnológico. La investigación logró aislar e identificar de manera exitosa cepas fúngicas que pertenecen a los géneros *Aspergillus* y *Penicillium*, lo cual constituye un hallazgo significativo dado el historial comprobado de estos grupos en la producción de metabolitos bioactivos.

El cultivo de estos aislados reveló un crecimiento micelial rápido y un fenotipo de alta dispersión tipo *swarming*, sugiriendo una elevada capacidad metabólica y una fuerte adaptación a las condiciones de estrés asociadas al hábitat de la planta halófila. Esta rápida expansión es una característica fisiológica deseable para su posterior escalamiento industrial.

La presencia de *Aspergillus* y *Penicillium* en un entorno extremo como endófitos foliares indica que estos organismos poseen un alto potencial para la producción de compuestos secundarios novedosos con propiedades antimicrobianas o enzimáticas únicas, posiblemente relacionados con la tolerancia a la salinidad. Por otro lado, la actividad intrínseca de estos géneros en la promoción del crecimiento vegetal (PGP) los posiciona como candidatos ideales para el desarrollo de biofertilizantes o agentes de biocontrol destinados a mejorar la productividad agrícola en suelos marginales o afectados por la salinidad.

X. RECOMENDACIONES

Derivado de los resultados obtenidos en el presente estudio y considerando la relevancia científica, ambiental y biotecnológica de los microorganismos endófitos se recomienda al Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional (CIIDIR-IPN) complementar la identificación morfológica y cultural con herramientas de biología molecular, tales como la amplificación y secuenciación de marcadores genéticos específicos. Así mismo, se sugiere realizar análisis filogenéticos que permitan establecer relaciones evolutivas y confirmar la identidad taxonómica de los aislamientos.

La incorporación de estas metodologías incrementará la precisión diagnóstica, aportará mayor solidez científica a futuras publicaciones y permitirá el registro formal de cepas con potencial novedoso.

XI. BIBLIOGRAFÍAS

Alvarado, J. S. (2016). *Fisiología de Microorganismos: Manual de Laboratorio*. Mexico: Trillas.

Burits, M., Asres, K., Buclar, F., 2001. *The antioxidant activity of the essential oils of Artemisia afra, Artemisia abyssinica and Juniperus procera*. Phytotherapy Research. 15: 103–108.

Carlile, M. J., Watkinson, S. C., & Gooday, G. W. (2001). *The fungi (2nd ed.)*. Academic Press.

Chandrasekaran M, Senthilkumar A, Venkatesalu V. 2011. *Antibacterial and antifungal efficacy of fatty acid methyl esters from the leaves of Sesuvium portulacastrum L.* European Review for Medical and Pharmacological Sciences. 775–780.

Dassanayake, M. D., & Fosberg, F. R. (1980). *A Revised Handbook to the Flora of Ceylon (Vol. 1)*. Amerind Publishing Co.

Fernandez, J. A. (2024). *Explorando el potencial de Sesuvium portulacastrum L. para la comestibilidad y biorremediación de suelos salinos*. Plant Sci.

Flowers, T. J., & Colmer, T. D. (2008). *Salinity tolerance in plants—Revisited*.

Gama, R. M. (2021). *TECNICAS BASICAS DE MICROBIOLOGIA Y SU FUNDAMENTO*. Ciudad de México: Trillas.

Klich, M. A. (2002). *Identification of common Aspergillus species*. Centraalbureau voor Schimmelcultures.

- Lokhande, V. H., & Suprasanna, P. (2012). *Prospects of halophytes in understanding mechanisms of salt tolerance. The Journal of Plant Interactions*, 7(4), 249–258.
<https://doi.org/10.1080/17429145.2012.702850>
- Lokhande, V.H., Gor, B.K., Desai, N.S., Nikam, T.D., Suprasanna, P., 2013. *Sesuvium portulacastrum, a plant for drought, salt stress, sand fixation, food and phytoremediation. A review. Agronomy for Sustainable Development*. 33: 329-348.
- Parida, A. K., & Das, A. B. (2005). *Salt tolerance and salinity effects on plants. A review. Ecotoxicology and Environmental Safety*, 60(3), 324–349.
<https://doi.org/10.1016/j.ecoenv.2004.06.010>
- Pitt, J. I., & Hocking, A. D. (2009). *Fungi and food spoilage* (3rd ed.). Springer.
- Prosser, J. I., & Tough, A. J. (1991). Growth mechanisms and growth kinetics of filamentous microorganisms. *Critical Reviews in Biotechnology*, 10(4), 253–274.
- Radhakrishnan, K. V., Vasanth, K., Kumar, C. U., & Mani, A. (2021). *Genetic diversity and reproductive traits of coastal halophytes: A focus on Sesuvium portulacastrum. Plant Ecology*, 222(5), 655–668. <https://doi.org/10.1007/s11258-021-01120-y>
- Raja, V., Lokhande, V. H., & Suprasanna, P. (2020). *Phytoremediation of metal-contaminated coastal environments using Sesuvium portulacastrum. A field-scale review. Environmental Science and Pollution Research*, 27(1), 233–248.
<https://doi.org/10.1007/s11356-019-06758-2>

- Rojas, A., Hernández, L., Rogeho, P.M., Mata, R., 1992. *Screening for antimicrobial activity of crude drug extracts and pure natural products from Mexican medicinal plants*. Journal of Ethnopharmacology. 35: 127– 149.
- Samson, R. A., Houbraken, J., Thrane, U., Frisvad, J. C., & Andersen, B. (2010). *Food and indoor fungi*. CBS-KNAW Fungal Biodiversity Centre.
- Slama, I., Ghnaya, T., Messedi, D., Hessini, K., Labidi, N., Savoure, A., Abdelly, C., 2007. *Effect of sodium chloride on the response of the halophyte species Sesuvium portulacastrum grown in mannitol-induced water stress*. Journal of Plant Research. 120: 291-299.
- Villaseñor R., J. L. y F. J. Espinosa G., 1998. *Catálogo de malezas de México*. Universidad Nacional Autónoma de México. Consejo Nacional Consultivo Fitosanitario. Fondo de Cultura Económica. México, D.F.
- Wagner, W. L., Herbst, D. R., & Sohmer, S. H. (1990). *Manual of the flowering plants of Hawai'i (Vol. 1 & 2)*. University of Hawai'i Press.