

3

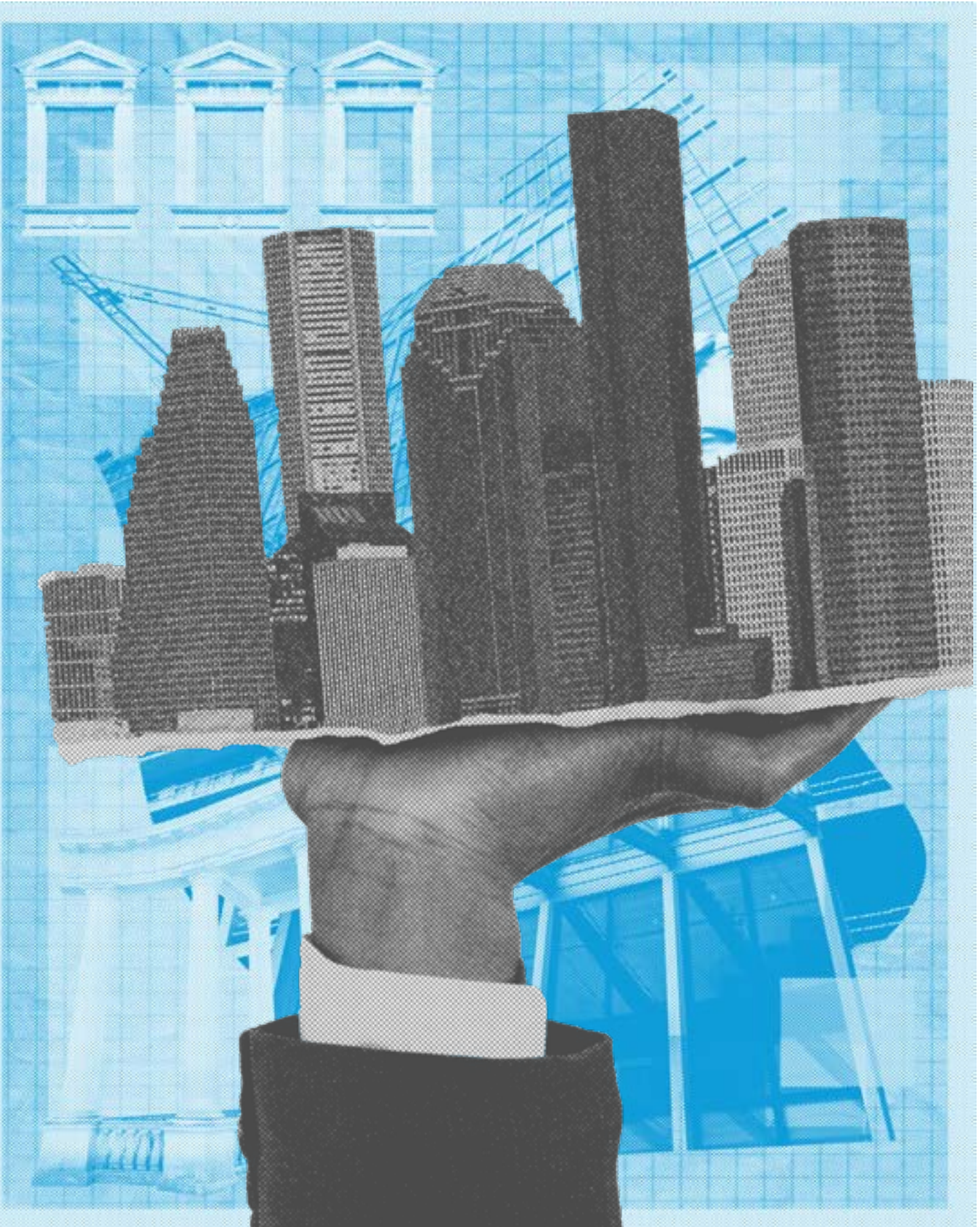
X X | artículo

Salud, bienestar y ciencias de la vida

CONTENIDO →

* Diversidad microbiana de la filosfera de *Thalassia testudinum*

*Educación comunitaria sobre el uso racional de antibióticos:
estudio en ciudades colombianas



Diversidad microbiana de la filosfera de *Thalassia testudinum* ↗

Juan Sebastián Quiroga Gil^a
Maribeb Castro González^b

^a Estudiante Programa de Biología Aplicada, Universidad Militar Nueva Granada. Cajicá, Colombia. Correo electrónico: Est.juans.quiroga@unimilitar.edu.co
ORCID: <https://orcid.org/0009-0001-8210-1539>
Miembro del semillero Microponics, Grupo de Investigación EMC.

^b Doctora, Programa de Biología Aplicada, Universidad Militar Nueva Granada. Cajicá, Colombia. Correo electrónico: Maribeb.castro@unimilitar.edu.co
ORCID: <https://orcid.org/0000-0001-6353-1018>
Tutor del semillero Microponics, Grupo de Investigación EMC.



➤ RESUMEN

En este trabajo se aislaron microorganismos asociados a la filosfera de *Thalassia testudinum*, un pasto marino que ofrece protección a los ambientes costeros de la erosión, contribuye a la disminución del gas invernadero dióxido de carbono y favorece la diversidad planctónica y bentónica asociada a las praderas. El objetivo de este trabajo es explorar la diversidad microbiana de la superficie foliar de *T. testudinum*, aislando los microorganismos mediante dos métodos: (1) por impresión foliar directa en medios de cultivo y (2) por enriquecimiento previo en solución nutritiva (0,1 M KH_2PO_4 , 0,1 % de peptona con un pH de 7,0), caracterizarlos macro y microscópicamente a través de tinción de Gram y explorar la actividad enzimática de cada morfotipo en algunos medios de cultivo selectivos. Los resultados revelaron la presencia de 5 morfotipos bacterianos, con dominancia de bacilos Gram negativos, un solo morfotipo levaduriforme y ningún hongo filamentoso.

La actividad enzimática de los morfotipos bacterianos mostró que 2 de 5 fueron oxidasa y catalasa positivos, que el morfotipo 1 (bacilo Gram negativo) fue positivo para solubilización de fósforo, el morfotipo 3 (bacilo Gram negativo) fue amilasa y proteasa positivos y el morfotipo 5 (coco Gram positivo) fue proteasa positiva. Ningún morfotipo degradó la celulosa. Estos resultados sugieren la presencia de microorganismos aerobios y anaerobios facultativos en la filosfera de estos pastos marinos con un potencial para la degradación de proteínas y almidones, además de la capacidad de solubilizar fósforo en ambientes marinos donde este nutriente esté limitado en su biodisponibilidad.

Palabras clave: diversidad microbiana; actividad enzimática; bacilos Gram negativos



INTRODUCCIÓN

El Parque Nacional Natural Tayrona (PNNT), territorio ancestral de cuatro comunidades indígenas, ha sido reconocido como una de las zonas con mayor biodiversidad de Colombia y de Sudamérica, que cuenta con una extensión de 15 000 ha, de las cuales 3000 son marinas (Chiquillo Cuenta, 2022; Müller, 2024). El PNNT es zona protegida dentro de la Sierra Nevada de Santa Marta, declarada por la Organización de las Naciones Unidas para la Educación, la Ciencia y la Cultura (Unesco, s. f.) como reserva de la biosfera en 1979.

En la zona marina del PNNT se destaca la especie *Thalassia testudinum*, también conocida como hierba de tortuga que hace parte de las praderas marinas en el Caribe y pertenece al grupo de las angiospermas que evolucionaron de tierra firme a ambientes marinos, gracias a adaptaciones tales como tejidos de aerénquima, almacenes de almidón en sus raíces y polinización hidrófila (Vargas Ochoa et al., 2009). Es la especie más abundante en el Caribe colombiano, con una distribución a lo largo del Atlántico occidental, desde el golfo de México hasta Venezuela (Albis Salas, 2010).

Thalassia testudinum ofrece protección de la erosión de ambientes costeros, absorción de dióxido de carbono y mejoramiento de la calidad del agua (Ospina Hoyos et al., 2010). También es fundamental en la cadena trófica del ecosistema marino, ya que de estas praderas se alimentan herbívoros que descomponen sus tejidos y por vía detrítica los consumidores secundarios se benefician de ellas, haciendo que los nutrientes que se obtienen se acumulen y pasen desde el nivel trófico más bajo hasta el más alto (Vicente et al., 1980).

Por lo anterior, *T. testudinum* es un potencial bioindicador de los ecosistemas marinos en el Caribe colombiano, que se puede utilizar para monitorear los impactos de las perturbaciones generadas por el turismo en esta región del país, al ofrecer refugio, áreas de alimentación y de cría de una gran biodiversidad íctica, en los que resaltan las especies *Acanthurus bahianus* (pez cirujano), *Hemiramphus brasiliensis* (balajú), *Sparisoma radians* (pez loro) y *Chelonia mydas* (tortuga verde) (Ariza et al., 2012; Vicente et al., 1980). También a estas praderas se les asocia la presencia de corales como *Manicina areolata*, *Oculina spp.* y *Siderastrea radians* (Márquez y Guillot, 1983).

Por otro lado, estos pastos marinos poseen la capacidad de reproducirse sexualmente cuando las condiciones ambientales son óptimas y favorables, mientras que, por el contrario, cuando no son favorables, producto de perturbaciones antropogénicas, su reproducción pasa a ser asexual (clonación) (Paiz Mazariegos, 2013). Sin embargo, dichas praderas también son afectadas por enfermedades como la producida por el protista *Labyrinthula sp.*, que las ha afectado en el parque Tayrona (Castro-González et al., 2022; Durako y Kuss, 1994) en diferentes años.



Actualmente, son pocos los trabajos en cuanto a la diversidad microbiana en *T. testudinum* en Colombia, como el de Castro-González y Gómez-López (2023), en el cual se evaluó la presencia de hongos endófitos en *T. testudinum* en el Caribe colombiano, por medio de la secuenciación de la región ITS. En cuanto al mar Caribe destaca el estudio de Ugarelli et al. (2024a), en el que se presenta una caracterización de las comunidades microbianas de *T. testudinum* mediante un análisis de secuencias amplificadas del ARNr 16S, y el de Aires et al. (2021), en el cual se comparan las comunidades bacterianas asociadas a *Halodule wrightii* y *T. testudinum* con respecto a *Halophila stipulacea* a través de análisis de secuencias amplificadas del ARNr 16S.

Se ha reportado que los microorganismos presentes en *T. testudinum* pertenecen a las familias *Desulfobulbaceae* y *Saprospiraceae* (Aires et al., 2021; Ugarelli et al., 2018) y a los grupos de hongos ascomicetos y basidiomicetos (Castro-González y Gómez-López, 2023) como *Penicillium*, *Fusarium*, *Cladosporium* y *Trichoderma*, entre otros (Mata y Cebrián, 2013; Ugarelli et al., 2024b), los cuales pueden llegar a ser susceptibles a cambios en la temperatura, la luz, la profundidad y la salinidad (López et al., 1998; Ugarelli et al., 2018) que son fundamentales en la respuesta a estrés fisiológico por parte de *T. testudinum* (Ugarelli et al., 2017). Por lo anterior, el objetivo de este trabajo es comparar dos métodos de aislamiento y cultivo de bacterias y hongos asociados a la superficie de las hojas y explorar la diversidad microbiana de *T. testudinum*.

➤ MATERIALES Y MÉTODOS

Las muestras de hojas de *T. testudinum* fueron colectadas en la bahía de Chengue del Parque Nacional Natural Tayrona, por parte del Instituto de Investigaciones Costeras y Marinas José Benito Vives de Andreis (Invemar) y fueron guardadas en gasas estériles humedecidas con agua destilada estéril y enviadas a 4 °C a los laboratorios de la Universidad Militar Nueva Granada (UMNG), sede campus Cajicá, para su análisis.

➤ OBTENCIÓN DE MORFOTIPOS

En el laboratorio se eliminaron las epífitas de las hojas con ayuda de unas pinzas estériles, con el fin de limpiarlas. Para el aislamiento de las bacterias y los hongos de las hojas se utilizaron dos métodos. Uno por impresión foliar, en el cual se puso la hoja sobre el medio agar nutritivo para bacterias y para hongos agar PDA, ambos preparados con agua de mar artificial (g/L: NaCl 23,6 g, KCl 0,64 g, MgCl₂.6H₂O 4,53 g, MgSO₄.7H₂O 5,94 g, CaCl₂.2H₂O 1,30 g), y con ayuda de una espátula Drigalski se presionó suavemente por 3 minutos y, por último, se retiró la hoja (Mario et al., 2013; Poveda et al., 2010).

En el segundo método, la hoja fragmentada se inoculó en 3 ml de solución buffer (0,1 M de K_2HPO_4 , 0,1 % de peptona con un pH 7) (Monroy Castro y Lizarazo Forero, 2010) y se agitó por 45 minutos a 120 rpm. Posteriormente, se centrifugó a 9000 rpm por 10 minutos, se descartó el sobrenadante y el precipitado se resuspendió en 500 μ L de la solución buffer, y de este se tomaron 100 μ L para inocular por extensión en los medios de agar nutritivo y PDA con agua de mar artificial (g/L: NaCl 23,6 g, KCl 0,64 g, $MgCl_2 \cdot 6H_2O$ 4,53 g, $MgSO_4 \cdot 7H_2O$ 5,94 g, $CaCl_2 \cdot 2H_2O$ 1,30 g), distribuyendo de forma homogénea en toda la caja con ayuda de una espátula Drigalski (Mario et al., 2013; Poveda et al., 2010).

La incubación de los microorganismos de ambos métodos se realizó durante 24 horas a una temperatura promedio de 28 °C (Poveda et al., 2010). Luego se realizaron los aislamientos respectivos con la finalidad de obtener colonias puras en los mismos medios de cultivo (nutritivo o PDA con agua de mar artificial).

Caracterización macroscópica y microscópica: Con ayuda de un estereoscopio se realizó la descripción macroscópica de las bacterias, evaluando el crecimiento, la elevación, el borde, la superficie, la forma y el color de cada colonia. Además, a partir de las tinciones de Gram se llevó a cabo la descripción microscópica, mientras que para hongos se observa el crecimiento en la caja de Petri teniendo en cuenta el color del haz y envés, y a partir de tinción con azul de lactofenol se realizó la descripción microscópica. Todo ello siguiendo los protocolos descritos en las guías de laboratorio de microbiología del programa de Biología Aplicada de la UMNG.

Actividad enzimática: Los medios específicos utilizados para explorar la actividad enzimática en bacterias fueron SRS para bacterias solubilizadoras de fósforo, CMC para solubilizadoras de celulosa, agar leche para detectar actividad proteolítica y agar almidón para solubilizadoras de almidón. Además, se realizan pruebas de oxidasa y catalasa, que ayudan a determinar si los morfotipos son aerobios, anaerobios facultativos o anaerobios siguiendo los protocolos descritos en las guías de laboratorio de microbiología del programa de Biología Aplicada.

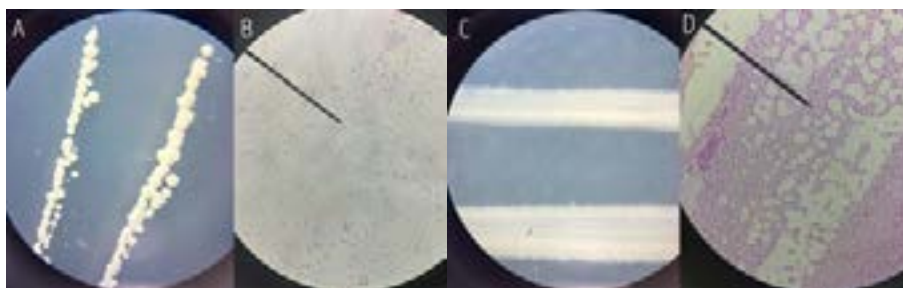
La actividad enzimática se determinó mediante la observación de halos para cada aislamiento por duplicado. Para el agar leche y almidón, se consideró positiva si había formación de un halo transparente, mientras que en el agar SRS y CMC, si había un halo de color naranja. En el caso de resultados positivos, se calculó el índice de solubilidad (IS), usando la ecuación presentada más abajo, y se analizaron estos datos mediante un análisis de varianza (ANOVA) con un valor de $p < 0,05$ (Nguyen et al., 2023), realizado en el programa RStudio, versión 2024.04.2+764.

$$IS = \frac{(\text{Diámetro del halo (mm)} - \text{Diámetro de la colonia bacteriana (mm)})}{(\text{Diámetro del halo (mm)})}$$

➤ RESULTADOS

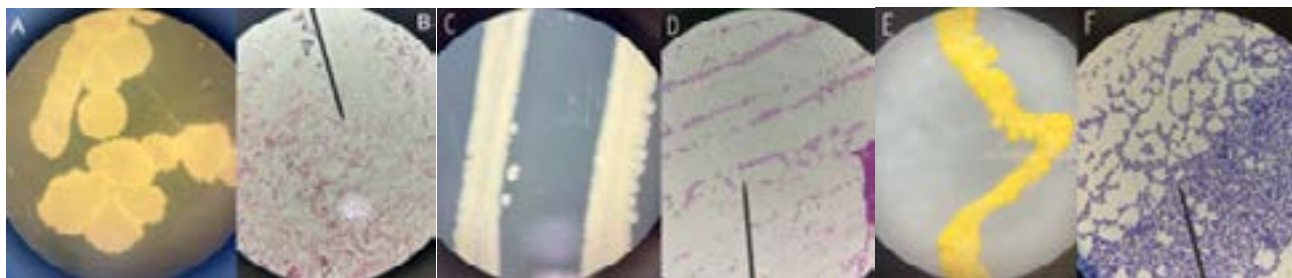
Los resultados mostraron la presencia de cuatro morfotipos bacterianos Gram negativos y un morfotipo Gram positivo con diferentes tipos de crecimiento, aislados en el agar nutritivo con agua de mar artificial, a excepción del morfotipo 5, que se aisló y creció en agar PDA, como se observa en las figuras 1 y 2. Se obtuvieron tres morfotipos por el método de impresión foliar y dos adicionales por el método de solución nutritiva con buffer, con variación en sus características macroscópicas, según se describe en la tabla 1.

Figura 1. Morfotipos bacterianos de la filosfera de *T. testudinum* aislados por solución nutritiva con buffer. El morfotipo 1, mostrado en A (macro) y B (micro); y el morfotipo 2, mostrado en C (macro) y D (micro)



Fuente: elaboración propia.

Figura 2. Morfotipos bacterianos de la filosfera de *T. testudinum* aislados por impresión foliar. El morfotipo 3, mostrado en A (macro) y B (micro); el morfotipo 4, mostrado en C (macro) y D (micro); y el morfotipo 5, mostrado en E (macro) y F (micro)



Fuente: elaboración propia.

Tabla 1. Características morfológicas de los aislados bacterianos procedentes de la filosfera de *T. testudinum* obtenidos por los dos métodos (solución nutritiva con buffer e impresión foliar)

		Descripción macroscópica					
		Morfotipo	Crecimiento	Elevación	Borde	Consistencia	Superficie
Método de aislamiento	Solución nutritiva con buffer	1	Circular	Convexo	Liso	Cre moso	Cerosa
		2	Irregular	Plano	Rugoso	Seca	Cerosa
	Impresión foliar	3	Irregular	Plana	Ondulado	Seca	Cerosa
		4	Fusifor me	Plana	Ondulado	Cre moso	Cerosa
		5	Irregular	Convexo	Liso	Cre moso	Brillante

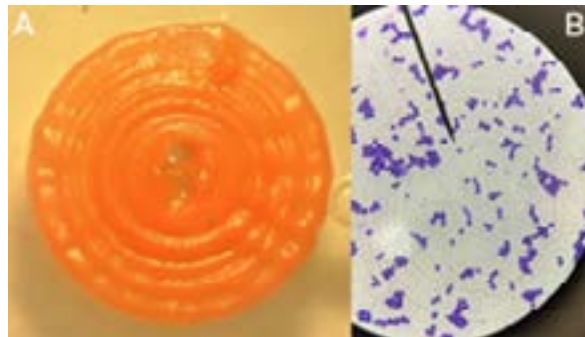
Fuente: elaboración propia.

Las actividades enzimáticas se muestran en las tablas 2 y 3. El morfotipo 1 presentó únicamente actividad solubilizadora de fosfato y resultó positivo para oxidasa y catalasa. El morfotipo 3 mostró actividad proteolítica y solubilizadora de almidón, además de ser positivo para oxidasa y catalasa. El morfotipo 5 presentó actividad proteolítica, aunque fue negativo para oxidasa y catalasa. Los demás morfotipos no mostraron actividad enzimática.

Para los morfotipos 3 y 5 que fueron proteasa positivos, al comparar si uno tenía mayor actividad mediante su IS y con el apoyo del ANOVA, se obtuvo que no hay diferencias significativas, dado que se halló $p = 0,90$, valor mayor que 0,05. Por tanto, ambos morfotipos solubilizaron de igual forma la caseína presente en el medio.

Además, se aisló un solo morfotipo levaduriforme, como se observa en la figura 3, en medio PDA salino a partir del método de impresión foliar.

Figura 3. Morfotipo de levaduriforme de la filosfera de *T. testudinum* aislados por impresión foliar. A (macroscópica) y B (microscópico tinción cristal violeta)



Fuente: elaboración propia.

Figura 4. Evaluación de la actividad enzimática con medios específicos, en la cual A corresponde al morfotipo bacteriano 5 en agar leche; B, al morfotipo bacteriano 3 en agar almidón; y C, al morfotipo bacteriano 1 en agar SRS Fuente: elaboración propia.



Tabla 2. Actividad enzimática de los morfotipos bacterianos aislados de la filosfera de *T. testudinum* obtenidos por los dos métodos (solución nutritiva con buffer e impresión foliar)

		Actividad enzimática							Morfología microscópica	
		Morfotipo	Gram	Oxidasa	Catalasa	Solubilizadoras de fósforo	Celulasa	Amilasa		Proteasa
Método de aislamiento	Solución nutritiva	1	-	+	+	+	-	-	-	Bacilo
	con buffer	2	-	-	-	-	-	-	-	Bacilococo
	Impresión foliar	3	-	+	+	-	-	+	+	Bacilo
		4	-	-	-	-	-	-	-	Bacilococo
		5	+	-	-	-	-	-	+	Coco

Fuente: elaboración propia.

Tabla 3. Índices de solubilidad de los morfotipos bacterianos aislados de la filosfera de *T. testudinum* obtenidos por los dos métodos (solución nutritiva con buffer e impresión foliar)

Índices de solubilidad						
	Morfotipo	Solubilizadoras de fósforo	Celulasa	Amilasa	Proteasa	
Método de aislamiento	Solución nutritiva con buffer	1	0,4 ± 0,05	/	/	/
		2	/	/	/	/
		3	/	/	0,64 ± 0,5	0,87 ± 0,09
	Impresión foliar	4	/	/	/	/
		5	/	/	/	0,77 ± 0,25

Fuente: elaboración propia.

➤ DISCUSIÓN

La baja presencia de morfotipos bacterianos aislados de la filosfera de *T. testudinum* puede deberse en parte a la edad de las hojas o el tiempo que llevan conservadas, ya que a medida que envejece la hoja su capacidad de sintetizar proteínas disminuye (Ugarelli et al., 2018); por tanto, no podría ofrecerle de igual forma una fuente de recursos a las comunidades bacterianas presentes en la filosfera, comportamiento que no es normal, ya que las hojas en las praderas poseen una alta diversidad de bacterias heterotróficas (Mishra y Mohanraju, 2018).

Por otro lado, se presentó una dominancia de bacterias Gram negativas, lo cual contrasta con los estudios de Mishra y Mohanraju (2018) y de Wahbeh y Mahasneh (1984), que reportan una dominancia de bacterias Gram positivas en las praderas marinas incluyendo *T. testudinum*.

Teniendo en cuenta que las bacterias fueron aisladas de la parte aérea (hojas) de *T. testudinum*, sería normal encontrar una dominancia de bacterias aerobias, debido a que los niveles de oxígeno son más altos en comparación con la rizosfera (Wahbeh y Mahasneh, 1984), lo cual contrasta con que tres de los cinco morfotipos son aparentemente anaerobios o anaerobios facultativos.

El morfotipo bacteriano 5 se aisló en medio PDA, lo que sugiere que es una bacteria heterótrofa, que aprovecha las azúcares presentes en este medio como fuente de carbono. Así mismo, se ha reportado la presencia de estas bacterias de los gé-

neros *Acinetobacter* (bacilos o bacilococos Gram negativos), *Arthrobacter* (bacilos o cocos Gram positivos) y *Micrococcus* (cocos Gram positivos) en *T. testudinum* y otras praderas, aprovechando el carbono orgánico soluble que liberan como fuente de carbono (Wahbeh y Mahasneh, 1984; Williams et al., 2009).

En cuanto a la actividad enzimática, los 5 morfotipos fueron negativos para la degradación de celulosa, lo que concuerda con la estrategia de supervivencia de las praderas marinas para inhibir estas bacterias que pueden degradar sus paredes celulares (Ren et al., 2022). Lo anterior contrasta con los resultados obtenidos por Simbolon et al. (2023), quienes sí reportan esta actividad enzimática en bacterias Gram positivas y negativas tipo Actinobacterias en pastos marinos.

Solo el morfotipo 1 fue positivo para solubilizar el fósforo, lo cual ha sido reportado previamente en la rizosfera de *Thalassia*, con bacterias pertenecientes a los géneros *Bacillus*, *Pseudomonas* y *Curtobacterium* (Lin et al., 2021; Saranya et al., 2022; Zhao et al., 2020). Los datos indican que el morfotipo 3 tiene actividad proteolítica y amilolítica, lo cual ha sido reportado en praderas para bacterias del género *Bacillus* (Pringgenies et al., 2024; Ren et al., 2022; Sivaramakrishnan y Arumugam, 2020) y *Vibrio* (Bibi et al., 2018). Sin embargo, estos dos géneros son bacterias Gram positivas.

El morfotipo 5 podría pertenecer al género *Staphylococcus* que ha sido reportado en pastos marinos, y comparte la morfología microscópica (coco Gram positivo), además de ser proteasa positiva (Bibi et al., 2018); no obstante, para todos los casos se recomienda a partir de este estudio hacer pruebas más exhaustivas e incluso realizar secuenciamiento de los morfotipos aislados para poder determinar exactamente a qué género corresponde cada uno de ellos.

Finalmente, el bajo número de morfotipos recuperados de la filosfera de *T. testudinum* es un limitante en cuanto a que da una visión muy limitada de lo que puede ser la diversidad microbiana real de esta pradera. Este trabajo abre las puertas a realizar un mayor esfuerzo en aislar nuevos morfotipos y de conocer su actividad enzimática, lo que puede llevar a entender su rol en la planta y en los ecosistemas marinos, ya sea que estos microorganismos sean posibles promotores del crecimiento vegetal o tengan algún tipo de acción antagónica respecto a patógenos.

CONCLUSIONES

De esta investigación se obtuvieron morfotipos con actividad proteolítica y amilolítica que pueden tener potencial para aplicaciones prácticas en el ámbito de la mitigación de la contaminación marina; sin embargo, se deben desarrollar estudios más amplios para determinar el género bacteriano aislado y su potencial.

AGRADECIMIENTOS

A la investigadora Diana Gómez del Invemar por la colecta y el envío de las muestras, y a Elizabeth Domínguez por su gran apoyo en el laboratorio de microbiología para llevar a cabo las actividades prácticas de este trabajo, producto derivado del Proyecto PIC-CIAS 4058 vigencia 2025, financiado por la Vicerrectoría de Investigaciones de la UMNG.

REFERENCIAS

- Aires, T., Stuij, T. M., Muyzer, G., Serrão, E. A. y Engelen, A. H. (2021). Characterization and comparison of bacterial communities of an invasive and two native Caribbean seagrass species sheds light on the possible influence of the microbiome on invasive mechanisms. *Frontiers in Microbiology*, 12, 653998. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2021.653998>
- Albis Salas, M. R. (2010). *Características estructurales y fisiológicas de las praderas de Thalassia testudinum* (Tesis de maestría, Universidad Nacional de Colombia). <https://repositorio.unal.edu.co/bitstreams/fa6ea209-ed56-481c-999c-a0d2428abebc/download>
- Ariza, L. A., Núñez, J. G. y Ruiz, L. (2012). Biodiversidad íctica de praderas de pasto marino de la costa noroeste del Golfo de Cariaco, Venezuela. *Revista de Biología Tropical*, 60(2), 625-633. https://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0034-77442012000200011
- Bibi, F., Naseer, M. I., Hassan, A. M., Yasir, M., Al-Ghamdi, A. A. K. y Azhar, E. I. (2018). Diversity and antagonistic potential of bacteria isolated from marine grass Halodule uninervis. *3 Biotech*, 8(1), 48. <https://doi.org/10.1007/s13205-017-1066-1>
- Castro-González, M., Gómez-López, D. I., Sánchez-Valencia, L., Acosta-Chaparro, A. y Coy-Barrera, E. (2022). Enfermedad del desgaste en praderas de *Thalassia testudinum* (Hydrocharitaceae) y su relación con el perfil metabólico. *Revista de Biología Tropical*, 70(1), 149-172. <https://doi.org/10.15517/rev.biol.trop.v70i1.46183>
- Castro-González, M. y Gómez-López, D. I. (2023). Micobiota endófitas de *Thalassia testudinum* König en el Caribe colombiano. *Boletín de Investigaciones Marinas y Costeras*, 52(2), 185-192. <https://doi.org/10.25268/bimc.invemar.2023.52.2.1237>
- Chiquillo Cuenta, A. D. (2022). *Análisis de la Ley 2111 del 2021 frente a la Política Pública Ambiental del Parque Nacional Natural Tayrona para su preservación* (Trabajo de grado, Universidad Cooperativa de Colombia). <https://hdl.handle.net/20.500.12494/46618>
- Durako, M. J. y Kuss, K. M. (1994). Effects of *Labyrinthula* infection on the photosynthetic capacity of *Thalassia testudinum*. *Bulletin of Marine Science*, 54(3), 727-732. https://www.researchgate.net/publication/233586681_Effects_of_Labyrinthula_Infection_on_the_Photosynthetic_Capacity_of_Thalassia_Testudinum
- Lin, L., Ling, J., Peng, Q., Lin, X., Zhou, W., Zhang, Y., Yang, Q., Ahamad, M., Zhang, Y., Wang, C., Wang, Y. y Dong, J. (2021). The distribution characteristics of Π -propeller phytase genes in rhizosphere sediment provide insight into species specialty from phytic mineralization in subtropical and tropical seagrass ecosystems. *Ecotoxicology*, 30(9), 1781-1788. <https://doi.org/gkj9j3>

- López, N. I., Duarte, C. M., Vallespinós, F., Romero, J. y Alcoverro, T. (1998). The effect of nutrient additions on bacterial activity in seagrass (*Posidonia oceanica*) sediments. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 224(2), 155-166. [https://doi.org/10.1016/S0022-0981\(97\)00189-5](https://doi.org/10.1016/S0022-0981(97)00189-5)
- Mario, M., Moliné, M. y Libkind, D. (2013). Comparación de técnicas para el aislamiento y recuento de levaduras y hongos dimórficos del filoplano de *Nothofagus pumilio*. *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica*, 48(2), 183-191. <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v48.n2.5896>
- Márquez, G. E. y Guillot, G. (1983). La vegetación marina del Parque Nacional Tayrona, costa Caribe Colombiana, II: tipos de vegetación. *Boletín de Investigaciones Marinas y Costeras*, 13. <https://doi.org/10.25268/bimc.invemar.1983.13.0.481>
- Mata, J. L. y Cebrián, J. (2013). Fungal endophytes of the seagrasses *Halodule wrightii* and *Thalassia testudinum* in the north-central Gulf of Mexico. *Botanica Marina*, 56(5-6), 541-545. <https://doi.org/10.1515/bot-2013-0047>
- Mishra, A. K. y Mohanraju, R. (2018). Epiphytic bacterial communities in seagrass meadows of oligotrophic waters of Andaman Sea. *Open Access Library Journal*, 5(3), 1-12. <https://doi.org/10.4236/oalib.1104388>
- Monroy Castro, L. Y. y Lizarazo Forero, L. M. (2010). Identificación de hongos fitopatógenos asociados al roble (*Quercus humboldtii* Bonpl.), en los municipios de Encino (Santander), Arcabuco y Tipacoque (Boyacá). *Colombia Forestal*, 13(2), 347-356. <https://doi.org/10.14483/udistrital.jour.colomb.for.2010.2.a10>
- Müller, E. M. (2024). Los problemas socioambientales a raíz del ecoturismo en el Parque Nacional Natural Tayrona, Colombia. Lateinamerika-Institut (LAI). <https://refubium.fu-berlin.de/handle/fub188/45121>
- Nguyen, H. Q., Nguyen, M. y Nguyen, N. N. (2023). Plant growth promoting characterization of indigenous phosphate solubilizing rhizobacteria and effects on germination of some crops in Vietnam. *Notulae Botanicae Horti Agrobotanici Cluj-Napoca*, 51(1), 12869. <https://doi.org/10.15835/nbha51112869>
- Organización de las Naciones Unidas para la Educación, la Ciencia y la Cultura (Unesco). (s. f.). Sierra Nevada de Santa Marta. Unesco - Man and the Biosphere Programme (MAB). <https://www.unesco.org/en/mab/sierra-nevada-de-santa-marta>
- Ospina Hoyos, J. B., Palacio Baena, J. A. y Vargas Ochoa, A. F. (2010). Estructura y distribución de una pradera de *Thalassia testudinum* en la Bahía Triganá, Golfo de Urabá, Colombia. *Gestión y Ambiente*, 13(2), 41-50. <https://www.redalyc.org/pdf/1694/169420002003.pdf>
- Paiz Mazariegos, J. E. (2013). Informe final de investigación. Evaluación de la diversidad genética de *Thalassia testudinum* Banks ex König, en poblaciones marino-costeras del Atlántico guatemalteco. Universidad de San Carlos de Guatemala. Laboratorio de Entomología Aplicada y Parasitología-LENAP-Periodo de realización. <https://edc-ccqqfar.usac.edu.gt/wp-content/uploads/2012/07/Jos%C3%A9-Estevan-Paiz-Mazariegos-LENAP.pdf>
- Poveda, I., Cruz-Martín, M., Sánchez-García, C., Acosta-Suárez, M., Leiva-Mora, M., Roque, B. y Alvarado-Capó, Y. (2010). Caracterización de cepas bacterianas aisladas de la filosfera de *Musa* spp. con actividad antifúngica in vitro frente a *Mycosphaerella fijiensis*. *Bioteología Vegetal*, 10(1), 57-61. <https://revista.ibp.co.cu/index.php/BV/article/view/272/html>
- Pringgenies, D., Soenardjo, N., Setyati, W. A. y Pramesti, R. (2024). Secondary metabolites from symbiotic bacteria of seagrass and molluscs as a reference for natural food preservatives. *Trends in Sciences*, 21(5), 7404. <https://doi.org/10.48048/tis.2024.7404>

- Ren, W., Li, P., Wang, X., Che, Y., Long, H., Zhang, X., Cai, X., Huang, A., Zeng, Y. y Xie, Z. (2022). Cross-habitat distribution pattern of *Bacillus* communities and their capacities of producing industrial hydrolytic enzymes in Paracel Islands: Habitat-dependent differential contributions of the environment. *Journal of Environment Management*, 323, 116252. <https://doi.org/gzpdw8>
- Saranya, K., Sundaramanickam, A., Manupoori, S. y Kanth, S. V. (2022). Screening of multi-faceted phosphate-solubilising bacterium from seagrass meadow and their plant growth promotion under saline stress condition. *Microbiological Research*, 261, 127080. <https://doi.org/10.1016/j.micres.2022.127080>
- Simbolon, L. M., Ismet, M. S., Ismiati, P., Ilham, A. F. y Srimariana, E. S. (2023). Cellulolytic activity at the low temperature of associative bacteria from a seagrass ecosystem. En *IOP Conference Series: Earth and Environmental Science*, 1137(1), 012039. IOP Publishing.
- Sivaramakrishnan, R., Suruthi, S. y Arumugam, M. (2020). Mass spectrometric identification of secondary metabolites from marine seagrass-cymodocea serrulate (R. Brown) ascherson & magnus and ITS associated bacteria *Bacillus cerus*. *International Journal of Pharmaceutical Science and Research*, 11(10), 5273-5283. <https://doi.org/gm966s>
- Ugarelli, K., Chakrabarti, S., Laas, P. y Stingl, U. (2017). *The seagrass holobiont and its microbiome*. *Microorganisms*, 5(4), 81. <https://doi.org/10.3390/microorganisms5040081>
- Ugarelli, K., Laas, P. y Stingl, U. (2018). The microbial communities of leaves and roots associated with turtle grass (*Thalassia testudinum*) and manatee grass (*Syringodium filiforme*) are distinct from seawater and sediment communities, but are similar between species and sampling sites. *Microorganisms*, 7(1), 4. <https://doi.org/10.3390/microorganisms7010004>
- Ugarelli, K., Campbell, J. E., Rhoades, O. K., Munson, C. J., Altieri, A. H., Douglass, J. G., Heck, K. L., Paul, V. J., Barry, S. C., Christ, L., Fourqurean, J. W., Frazer, T. K., Linhardt, S. T., Martin, C. W., McDonald, A. M., Main, V. A., Manuel, S. A., Marco-Méndez, C., Reynolds, L. K., Rodríguez, A., Rodríguez Bravo, L. M., Sawall, Y., Smith, K., Wied, W. L., Choi, C. J. y Stingl, U. (2024a). Microbiomes of *Thalassia testudinum* throughout the Atlantic Ocean, Caribbean Sea, and Gulf of Mexico are influenced by site and region while maintaining a core microbiome. *Frontiers in Microbiology*, 15, 1357797. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2024.1357797>
- Ugarelli, K., Jagels, A., Choi, C. J., Loesgen, S. y Stingl, U. (2024b). Fungal endophytes from *Thalassia testudinum* show bioactivity against the seagrass pathogen, *Labyrinthula* spp. *Frontiers in Marine Science*, 11, 1359610. <https://doi.org/10.3389/fmars.2024.1359610>
- Vargas Ochoa, A. F., Palacio Baena, J. A. y Ospina Hoyos, J. B. (2009). Estructura de las praderas de *Thalassia testudinum* (Bank ex König, 1805) en Bahía de Sapzurro, Golfo de Urabá, Colombia. *Gestión y Ambiente*, 12(3), 107-118. <https://revistas.unal.edu.co/index.php/gestion/article/download/25324/25830/89222>
- Vicente, V. P., Arroyo-Aguilú, J. A. y Rivera, J. A. (1980). *Thalassia* as a food source: importance and potential in the marine and terrestrial environments. *The Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico*, 64(1), 107-120. <https://doi.org/10.46429/jaupr.v64i1.10252>
- Wahbeh, M. I. y Mahasneh, A. M. (1984). Heterotrophic bacteria attached to leaves,

- rhizomes and roots of three seagrass species from Aqaba (Jordan). *Aquatic Botany*, 20(1-2), 87-96. [https://doi.org/10.1016/0304-3770\(84\)90029-9](https://doi.org/10.1016/0304-3770(84)90029-9)
- Williams, C. J., Jaffe, R., Anderson, W. T. y Jochem, F. J. (2009). Importance of seagrass as a carbon source for heterotrophic bacteria in a subtropical estuary (Florida Bay). *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 85(3), 507-514. <https://doi.org/10.1016/j.ecss.2009.09.019>
- Zhao, M., Wang, H., Wang, S., Han, Q. y Shi, Y. (2020). Phosphorus forms in the sediment of seagrass meadows affected mainly by fungi rather than bacteria: a preliminary study based on P-NMR and high-throughput sequencing. *Oceanological and Hydrobiological Studies*, 49(4), 408-420. <https://doi.org/10.1515/ohs-2020-0036>