





Artículo científico

Producción de biofermentos utilizando mantillos orgánicos elaborados con residuos agroindustriales de caña y su evaluación en el cultivo de caña en invernadero


Paola Vargas-Barrantes^{1/*}, Claudio Vargas-Rojas², Alejandro Rodríguez³, Lidieth Uribe-Lorío⁴

*Autor para correspondencia. Correo electrónico: paola.vargasbarrantes@ucr.ac.cr

¹Universidad de Costa Rica, Centro de Investigaciones Agronómicas, San José, Costa Rica. 

²Universidad de Costa Rica, Escuela de Agronomía Sede Liberia, Costa Rica. 

³Departamento de Investigación y Extensión de la Caña de Azúcar (DIECA), LAICA; Costa Rica.

⁴Universidad de Costa Rica, Facultad de Agronomía, Centro de Investigaciones Agronómicas, San José, Costa Rica. 

DOI: <https://doi.org/10.15517/hv5hmj09>

Recibido el 08 de abril del 2025; Aceptado el 15 de diciembre del 2025.

Resumen

Introducción. La caña de azúcar es uno de los cultivos más relevantes en Costa Rica por su impacto económico y extensión territorial. El costo de fertilización del cultivo afecta su rentabilidad y el uso de biofermentos se presenta como una alternativa sostenible para mejorar la nutrición y productividad del cultivo. **Objetivo.** Evaluar el uso de residuos agroindustriales de caña como sustitutos del mantillo de montaña en la elaboración de biofermentos y analizar su efecto sobre el crecimiento y desarrollo de plantas de caña de azúcar. **Materiales y métodos.** Se elaboraron mantillos orgánicos a base de residuos de caña: rastrojo, rastrojo y bagazo, rastrojo y cachaza, rastrojo con bagazo y cachaza. Con estos mantillos orgánicos y el mantillo de montaña se elaboraron biofermentos que fueron enriquecidos con sales minerales en tres dosis (0%, 50% y 100%). Se aplicaron los biofermentos a plantas de caña en condiciones de invernadero, utilizando un diseño irrestricto al azar con 18 tratamientos y 10 repeticiones. Se evaluaron variables fisiológicas, nutricionales y poblaciones microbianas. Los datos fueron procesados mediante un análisis de varianza (ANDEVA) y se efectuó la comparación de medias mediante la prueba DGC, con un nivel de significación (α) de 0,05. **Resultados.** Las poblaciones microbianas variaron según la matriz y la dosis de sales, siendo las bacterias ácido lácticas (BAL) las más abundantes.

Los biofermentos sin sales presentaron mayores poblaciones microbianas, mientras que los enriquecidos mostraron mayor concentración mineral. Los tratamientos con biofermentos al 50% de dosis de sales generaron mejores resultados en altura, peso seco foliar y diámetro de tallo, superando a la fertilización convencional. **Conclusión.** Los mantillos orgánicos elaborados con residuos de caña podrían sustituir al mantillo de montaña en la producción de biofermentos similares al MM. Además, el uso de biofermentos enriquecidos al 50% de sales permitiría reducir el uso de fertilizantes sintéticos, promoviendo una agricultura más sostenible y eficiente.

Palabras clave: MM; residuos agroindustriales; caña de azúcar; microorganismos; agricultura sostenible.

Article

Production of bioferments from agro-industrial sugarcane residues and their evaluation in greenhouse-grown Sugarcane

Abstract

Introduction. Sugarcane is one of the most relevant crops in Costa Rica due to its economic impact and territorial extension. The cost of fertilization affects the profitability of the crop, and the use of bioferments emerges as a sustainable alternative to improve crop nutrition and productivity. **Objective.** To evaluate the use of sugarcane agro-industrial residues as substitutes for mountain mulch in the preparation of bioferments and to analyze their effect on the growth and development of sugarcane plants. **Materials and methods.** Organic litter was prepared using sugarcane residues: leaves, leaves and bagasse, leaves and filter press mud, and leaves with bagasse and filter press mud. Using organic litter and mountain litter, bioferments were produced and enriched with mineral salts at three levels (0%, 50%, and 100%). The bioferments were applied to sugarcane plants under greenhouse conditions, using a completely randomized design with 18 treatments and 10 repetitions. Physiological, nutritional, and microbial population variables were evaluated. Data were processed through analysis of variance (ANOVA), and mean comparisons were performed using the DGC test, with a significance level (α) of 0.05. **Results.** Microbial populations varied according to the matrix and salt dosage, with lactic acid bacteria being the most abundant. Bioferments without salts showed higher microbial populations, whereas enriched bioferments exhibited greater mineral concentration. Treatments with bioferments enriched at 50% salt dosage produced better results in plant height, leaf dry weight and stem diameter, surpassing conventional fertilization. **Conclusion.** Organic litter prepared with sugarcane residues could replace mountain litter in the production of bioferments similar to MM. Furthermore, the use of bioferments enriched with 50% salts could reduce the use of synthetic fertilizers, promoting more sustainable and efficient agriculture.

Keywords: MM; agro-industrial waste; sugarcane; microorganisms; sustainable agriculture.

Introducción

Uno de los cultivos más importantes, por extensión y en aporte económico al país, es la caña de azúcar (SBD *et al.* 2020). Este junto con el banano, el café y la palma aceitera sumaron el 95,61% de la producción agrícola de cultivos permanentes del país en el 2023 (INEC 2024). Por otro lado, la industria de la caña genera ₡8 368 millones en impuestos y contribuciones sociales (LAICA 2025), lo que se traduce en un 1,2% del PIB agrícola nacional (LAICA 2023). Durante los años 2020-2022 se presentó una escasez y un aumento elevado en los precios de los fertilizantes (Bourne 2022) que provocó la reducción en la rentabilidad del cultivo y según Chaves Solera (2017), parte de los desafíos que tiene el sector cañero consisten en el incremento de la productividad agroindustrial y la reducción de costos para elevar así la rentabilidad del cultivo.

Ante este panorama, los biofermentos como los Microorganismos de montaña (MM) se presentan como una alternativa sostenible y rentable para continuar con la producción de caña en el país y responder ante los desafíos que tiene el sector (Chaves y Guzmán 2009, Restrepo 2007). Estos insumos han mostrado la capacidad de incrementar la disponibilidad de nutrientes en el suelo y funcionar como fuente de inóculos microbianos beneficiosos para las plantas y el suelo (Campo-Martínez *et al.* 2014, Arias Badilla 2019; Rodríguez-Morales 2020, Castro Barquero y González Acuña 2021) y además son de bajo costo (Restrepo, 2007). Los biofermentos son insumos que se generan mediante la fermentación de materiales orgánicos por medio de los microorganismos que transforman dichos materiales en minerales, vitaminas, aminoácidos y ácidos orgánicos (Chaves y Guzmán 2009), son productos que tienen una gran diversidad de microorganismos que pueden mineralizar la materia orgánica en el suelo y mejorar la nutrición de las plantas, además de que también funcionan como “bioestimulantes” en los cultivos (Rodríguez- Morales 2020, Restrepo y Hensel, 2001).

Fernández Vallejo y Salgado Rivera (2022) reportan que el uso de biofertilizantes en caña logró un incremento en la producción, así como un aumento en la resistencia a cambios drásticos de clima, el cierre anticipado del cultivo y una mayor germinación. Lligüi Quintuña, y Llivicura Yunga (2016) estudiaron el efecto de la adición de sales minerales a los biofertilizantes sobre la nutrición/estimulación del pimiento; y encontraron que los mejores valores de las variables fisiológicas medidas se presentaron en el tratamiento del biofertilizante al que no se adicionaron sales. Por otro lado, Arias Badilla (2019) evaluó el efecto de biofermentos elaborados a partir de mantillo de bosque (MM), bambú, residuos de caña y arroz sobre el desarrollo de plántulas de caña de azúcar. En este estudio, el tratamiento donde se aplicó el MM fue en el que se logró un mayor peso fresco y seco radical, y una mayor relación R/T (raíz/tallo), además, con este

tratamiento el peso fresco radicular aumentó en 68%, el peso seco en 45% y la relación R/T en 58% en comparación con el testigo absoluto.

Toyota y Watanabe (2013) señalan que los microorganismos presentes en los biofermentos mejoran el crecimiento y desarrollo de las plantas por medio del aumento en la biodisponibilidad de los nutrientes del suelo y la liberación de estimulantes del crecimiento vegetal, mejorando además las propiedades químicas y biológicas del suelo (El-Lattief 2016). Swapna *et al.* (2016) mencionan que los biofertilizantes son una forma económica, ecológica y renovable de aplicar y disponibilizar nutrientes a los cultivos, comparado con los fertilizantes sintéticos, los cuales, según menciona Restrepo (2007) son muy caros y generan dependencia en los productores.

A pesar de lo anterior, la elaboración de MM en sistemas extensivos como la caña de azúcar podrían representar una amenaza ambiental (Arias Badilla 2019) ya que están elaborados a base de hojarasca (mantillo) de bosque (Garro 2016), por lo que en esta investigación se exploró la posibilidad de substituir el mantillo de bosque, por residuos agroindustriales de la caña, en la confección de biofermentos similares, en su elaboración, a los MM, logrando al mismo tiempo la reutilización de materiales que podrían constituir un problema ambiental para esta agroindustria (Basanta *et al.* 2007, García-Salgado *et al.* 2014) y contribuyendo con la economía circular. Mathier *et al.* (2013) menciona que el 76% de la biomasa seca acumulada en el cultivo de caña, se convierte en residuos de la fabricación del azúcar, como es el caso del cogollo y las hojas (comúnmente conocido como rastrojo de caña), el bagazo, la cachaza y la melaza, y solamente un 24 % se le atribuye valor comercial (FEDEPANELA 2012), lo anterior es reafirmado por Castaño *et al.* (2012), quien plantea que, por cada tonelada de azúcar producida, se obtiene una tonelada de subproductos. Debido a lo anterior, esta investigación evaluó mantillos orgánicos elaborados con residuos de la caña para reducir el uso del mantillo de montaña que de manera tradicional se extrae del bosque, para la elaboración del biofermento conocido como MM, además de evaluar el efecto de estos sobre el crecimiento y desarrollo de las plantas de caña a nivel de invernadero.

Materiales y métodos

Elaboración y enriquecimiento de los biofermentos

Se utilizaron residuos del cultivo de caña para elaborar mantillos orgánicos, con el fin de determinar si los mismos podían substituir el mantillo de montaña que se utiliza para la elaboración del biofermento MM. Con este fin se utilizó el rastrojo de la caña, el bagazo y la cachaza en las combinaciones que se resumen en la **Tabla 1**.

Tabla 1. Relación carbono/nitrógeno de cada una de las mezclas realizadas para evaluar los residuos de caña en su uso como mantillo orgánico para la elaboración de los biofermentos.

Table 1. Carbon/nitrogen ratio of each mixture prepared to evaluate sugarcane residues for use as organic litter in the production of bioferments.

Mezcla	kg de material necesario			
	Rastrojo	Bagazo	Cachaza	C/N mezcla
Rastrojo	200	-	-	80,41
Rastrojo + Bagazo	60	140	-	69,16
Rastrojo + Cachaza	100	-	100	47,63
Rastrojo + Bagazo + Cachaza	100	50	50	60,00
Total (kg)	460	190	150	

Se preparó una cama por mezcla de una altura aproximada entre 80 y 100cm y a cada cama se le aplicó una dosis de 6 L m⁻² de microorganismos de montaña (MM) líquidos. Durante 11 semanas se realizó la aplicación de MM (6 L m⁻² semana⁻¹) y de agua según la necesidad de cada material, para mantener niveles adecuados de humedad en las camas, hasta que el material estuvo suficientemente biodegradado y colonizado para ser utilizado como mantillo (Rodríguez-Morales 2020). Una vez obtenidos los mantillos orgánicos con las diferentes mezclas, se procedió a elaborar una matriz sólida por cada cama de mantillo orgánico, así como una matriz con mantillo de montaña. Para esto, se utilizaron 56 kg de semolina de arroz, 15 kg de melaza, 20 L de agua sin cloro y 56 kg de la matriz de mantillo orgánico o de mantillo de montaña para un volumen de 160 L.

Dichos materiales se mezclaron completamente hasta obtener una mezcla homogénea, se midió la humedad realizando la prueba del puño hasta obtener un agregado estable al apretar la mezcla y posterior a esto se colocó el material en un estañón de 160L. Este material fue apelmazado hasta que se llenó el contenedor (Rodríguez-Morales 2020), el cual se cerró con una tapa hermética con cincho (Castro Barquero 2014) y se dejó fermentar por 30 días. A los 30 días de fermentación de la matriz sólida de los diferentes materiales empleados, se tomaron tres muestras por estañón para realizar a cada una un análisis de las poblaciones de microorganismos. Para la activación de los biofermentos (fase líquida), se utilizó como fuente de inóculo 12 kg de la matriz sólida preparada y 9 kg de melaza previamente diluida, para un volumen total de 160 L. Para cada matriz sólida se prepararon tres estañones de biofermentos activados. El estañón se selló con tapa hermética con cincho y válvula check para la salida de gas (Castro Barquero 2014) y se dejó fermentar por 7 días.

A los 7 días de fermentación de los materiales, se procedió a enriquecer los biofermentos con sales minerales (**Tabla 2**), para lo cual, por cada matriz se utilizó un estañón para ser enriquecido con una dosis al 100% de sales, otro para enriquecerlo al 50%, y otro al que no se le agregaron sales (dosis 0%), lo anterior de acuerdo con las cantidades de fertilizante utilizadas en este cultivo y zona del país. Se agregaron 4L de melaza por estañón, siguiendo la metodología de Castro Barquero y González Acuña (2021) y en el caso de la adición de sales (**Tabla 2**), se extrajo un poco de biofermento de cada estañón para diluir las sales y ser incorporarlas de nuevo al estañón, ya fuera en la dosis al 100%, correspondiente a $98,5\text{ g L}^{-1}$ de sales o la dosis al 50% correspondiente a $49,2\text{ g L}^{-1}$.

Tabla 2. Cantidades necesarias de sales minerales para enriquecer 160 L de biofermento utilizando dos dosis.

Table 2. Required amounts of mineral salts to enrich 160 L of bioferment using two doses.

Fuente	Elemento	Concentración	Dosis 100%	Dosis 50%
		%	kg de producto comercial	
Magnesamon Plus+B	Nitrógeno	26	17,5	8,8
	Magnesio	4		
	Calcio	6		
	Boro	0,2		
MAP	Nitrógeno	11	2,2	1,1
	Fósforo	52		

A los 28 días de fermentación de los materiales, se tomaron muestras de cada una de las dosis y las matrices de mantillo utilizadas y se llevaron al Laboratorio de Suelos y Foliaves del CIA con el fin de realizar un análisis químico completo de los biofermentos. Del mismo modo, se realizó un análisis de las poblaciones de microorganismos en el Laboratorio de Microbiología Agrícola (LMA) del CIA.

Evaluación del efecto de los biofermentos enriquecidos en el cultivo de caña de azúcar

Se estableció un ensayo en los invernaderos de DIECA en Grecia de Alajuela para el cual se utilizó un suelo del orden Inceptisol. Se utilizaron yemas de caña de la variedad B76-259, las cuales se sembraron en bolsas de 2L (una yema por bolsa) y cada una de esas bolsas se colocó en un contenedor de plástico, lo cual conformó la unidad experimental y a su vez representó una repetición. Se utilizó un diseño irrestricto al azar con 18 tratamientos y 10 repeticiones por tratamiento para un total de 180 plantas.

Los tratamientos utilizados fueron:

1. Biofermento de Rastrojo de cosecha (R) + 0% sales
2. Biofermento de Rastrojo de cosecha (R) + 50% sales
3. Biofermento de Rastrojo de cosecha (R) + 100% sales
4. Biofermento de Rastrojo de cosecha y cachaza (RC) + 0% sales
5. Biofermento de Rastrojo de cosecha y cachaza (RC) + 50% sales
6. Biofermento de Rastrojo de cosecha y cachaza (RC) + 100% sales
7. Biofermento de Rastrojo de cosecha y bagazo (RB) + 0% sales
8. Biofermento de Rastrojo de cosecha y bagazo (RB) + 50% sales
9. Biofermento de Rastrojo de cosecha y bagazo (RB) + 100% sales
10. Biofermento de Rastrojo de cosecha, cachaza y bagazo (RBC) + 0% sales
11. Biofermento de Rastrojo de cosecha, cachaza y bagazo (RBC) + 50% sales
12. Biofermento de Rastrojo de cosecha, cachaza y bagazo (RBC) + 100% sales
13. Microorganismos de montaña (MM) + 0% sales
14. Microorganismos de montaña (MM) + 50% sales
15. Microorganismos de montaña (MM) + 100% sales
16. Fertilización convencional (F) + 0% sales
17. Fertilización convencional (F) + 50% sales
18. Fertilización convencional (F) + 100% sales

A cada planta se le realizaron 3 aplicaciones de biofermento separadas por un mes de tiempo entre ellas, y se empleó un volumen de 72 mL planta⁻¹ en cada aplicación, con una dilución del biofermento correspondiente a un 50% (3,5 g planta⁻¹ de sales) para la primera aplicación y una dilución del 10% (0,71 g planta⁻¹ de sales) para la segunda y tercera aplicación.

En el caso del tratamiento de fertilización convencional, se utilizaron las dosis de fertilizante que normalmente se manejan en esta zona del país, por lo que se realizó una sola aplicación de 7,9 g planta⁻¹ de Magnesamón Plus+B y 0,7 g planta⁻¹ de MAP para la dosis al 100% y 3,9 g planta⁻¹ de Magnesamón Plus+B y 0,4 g planta⁻¹ de MAP para la dosis al 50%.

El ensayo se cosechó a los 105 días después de la siembra (dds) donde se evaluó: altura de todas las plantas, unidades SPAD (utilizando un medidor automático de clorofila MINOLTA SPAD-502), peso fresco y seco de la parte aérea de todas las plantas y contenido foliar de nutrientes por medio de una muestra compuesta. Las muestras para los análisis químicos de suelos, foliares y los biofermentos, se enviaron laboratorio de Suelos y Foliares del CIA donde se utilizaron las metodologías de Bremner y Tabatabai (1971), Chapman y Pratt (1973), Díaz Romeu y Hunter (1982) y Horowitz y Latimer (2006). En el caso de las evaluaciones de microorganismos de la matriz sólida, el biofermento activado (a los 7 días después de su activación) y el biofermento con sales, las muestras fueron procesadas en el Laboratorio de Microbiología agrícola (LMA) del CIA siguiendo las metodologías de Wollum 1982, Lorch *et al.* 1995 y Rodríguez *et al.* 2005, para las cuales se realizaron diluciones seriadas y recuento viable en plato para determinar las poblaciones de bacterias, hongos filamentosos, bacterias fijadoras de nitrógeno, microorganismos solubilizadores de fósforo, bacterias ácido lácticas (BAL) y levaduras, utilizando agar nutritivo, papa dextrosa agar (PDA), agar LGI-P, agar pikovskaya, agar MRS y agar Rosa de bengala como medios de cultivo.

En cuanto al análisis estadístico de las variables cuantificadas en las distintas combinaciones de los niveles de los factores, se realizó un análisis de varianza (ANDEVA) correspondiente a un arreglo factorial de tratamientos, con un nivel de significación (α) de 0,05, según el modelo lineal que se presenta en la **Ecuación 1**.

$$Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \beta_j + (\alpha\beta)_{ij} + e_{ijk} \quad \text{Ecuación 1}$$

Donde Y_{ijk} : representa la respuesta observada en el i-ésimo nivel del factor matriz, j-ésimo nivel de factor dosis y k-ésima unidad experimental. μ : representa la media general de la respuesta. α_i : representa el efecto fijo del i-ésimo nivel del factor matriz. β_j : representa el efecto fijo del j-ésimo nivel del factor dosis. $\alpha\beta_{ij}$: representa la interacción entre los factores matriz y dosis. e_{ijk} : representa el error residual, se supone que se distribuye normal e independiente con esperanza 0 y varianza $\sigma^2 \forall i,j,k$.

Se verificaron los supuestos del modelo mediante gráficos diagnósticos (gráfico de cuantiles de los términos del error, gráfico de residuos y gráfico de residuos frente a valores predichos), siguiendo los lineamientos de Kozak y Piepho (2018).

En los términos del modelo en los que se detectaron diferencias significativas, se efectuó la comparación de medias mediante la prueba DGC, con un nivel de significación (α) de 0,05. Todos los procedimientos estadísticos se realizaron con el software estadístico InfoStat, versión 2020 (Di Rienzo *et al.* 2002).

Resultados

En las matrices sólidas elaboradas con los mantillos orgánicos a base de residuos de la caña y el mantillo de montaña, se encontraron diferencias entre las poblaciones de los distintos grupos de microorganismos, siendo las BAL las que presentaron las poblaciones más altas (**Figura 1**) mientras que las poblaciones de hongos estuvieron ausentes. Como se puede observar en la **Figura 1**, las poblaciones microbianas no mostraron un mismo comportamiento para todas las matrices. En el caso de las bacterias, las poblaciones más altas se presentaron en la matriz MM y RC sin que se dieran diferencias estadísticamente significativas entre ellas, en el caso de los fijadores de N, la matriz MM, RBC y R fueron las que presentaron las poblaciones más altas y en el caso de las BAL, las poblaciones más altas se presentaron en la matriz MM, siendo esta última, estadísticamente distinta a las demás matrices. En el caso de las levaduras, las poblaciones más altas se presentaron en las matrices RB y R, mientras que en los solubilizadores de fósforo (P) la población más alta se presentó en la matriz RB (**Figura 1**).

En el caso de los biofermentos líquidos con siete días de haber sido activados (**Figura 2**), las poblaciones más altas correspondieron nuevamente a las BAL y en este caso, las poblaciones más altas y estadísticamente distintas a las demás, correspondieron a la matriz RB. Para las levaduras y los fijadores de nitrógeno, la matriz RB y R fueron las que presentaron las mayores poblaciones, sin que se dieran diferencias estadísticamente significativas entre ellas. Luego, al evaluar las bacterias, sólo la matriz RC presentó una población estadísticamente más baja comparada con las demás y en el caso de las BAL, la matriz RB fue la que presentó las poblaciones más altas, seguida de las matrices MM y R sin que se dieran diferencias estadísticamente significativas entre estas dos últimas (**Figura 2**).

En los biofermentos enriquecidos con sales, se puede observar que las poblaciones más altas corresponden a las BAL, seguido de las bacterias, levaduras y los fijadores de N (**Figura 3**). En lo que respecta a las bacterias y las BAL, se puede observar cómo la adición de sales tuvo un efecto adverso más marcado sobre las poblaciones, en comparación con las levaduras y fijadores de N, ya que las mismas se redujeron significativamente al agregar el 50% y 100% de la dosis de sales. En el caso de las levaduras y fijadores de N, el comportamiento es más variable, y se puede observar en la **Figura 3**, cómo la matriz R fue la más afectada por la incorporación de sales tanto en las levaduras como en los fijadores de N.

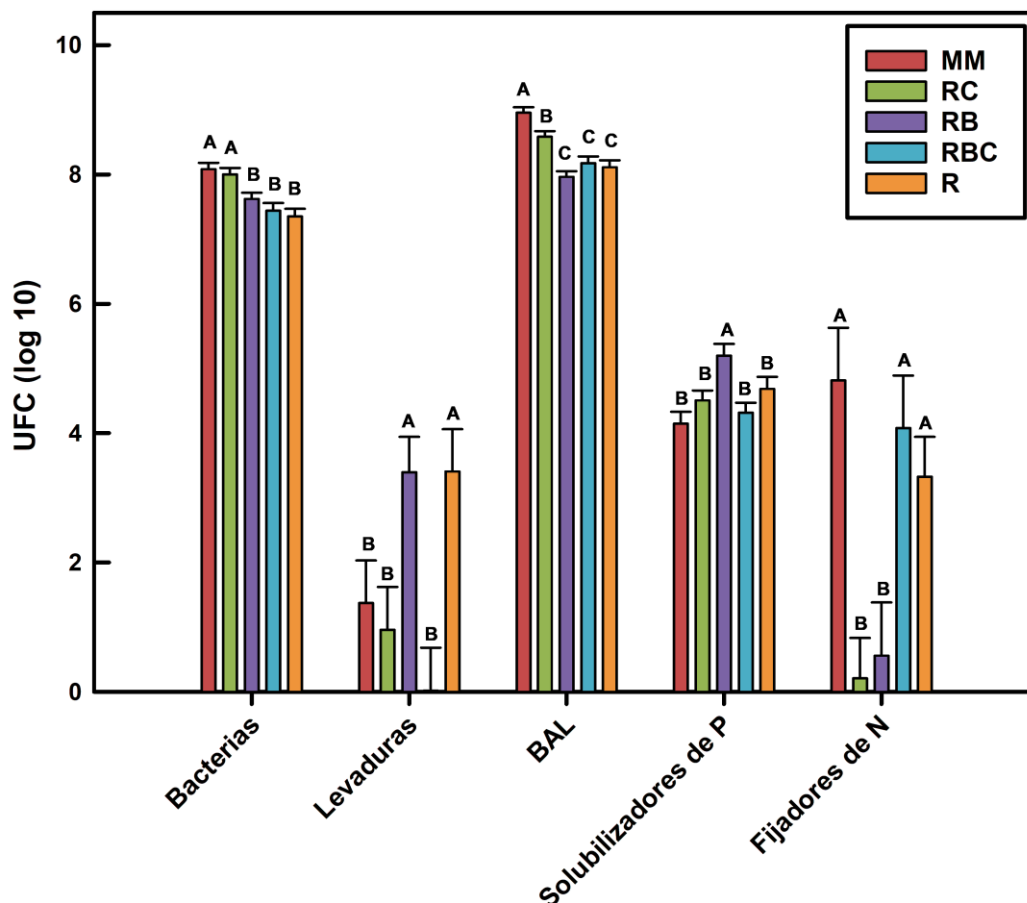


Figura 1. Poblaciones de microorganismos en las matrices sólidas elaboradas a partir de los mantillos orgánicos de residuos de la caña de azúcar y mantillo de montaña. Letras distintas en las columnas de cada grupo funcional denotan diferencias significativas (p -value < 0,05) entre las medias según la prueba DGC.

Figure 1. Microorganism populations in solid matrices prepared from organic litter of sugarcane residues and mountain litter. Different letters in the columns of each functional group indicate significant differences (p -value < 0.05) among means according to the DGC test.

Para estos dos grupos funcionales (levaduras y fijadores de N), todas las matrices presentaron comportamientos distintos, por ejemplo, en la matriz MM, las poblaciones no presentan diferencias estadísticamente significativas entre las dosis de 100% y 0% de sales tanto en las levaduras como en los fijadores de N (**Figura 3**). En cuanto al análisis químico de los biofermentos, se presenta una tendencia al aumento en la concentración de los minerales y de la conductividad eléctrica conforme se incrementa el porcentaje de adición de sales en los mismos (**Tabla 3**).

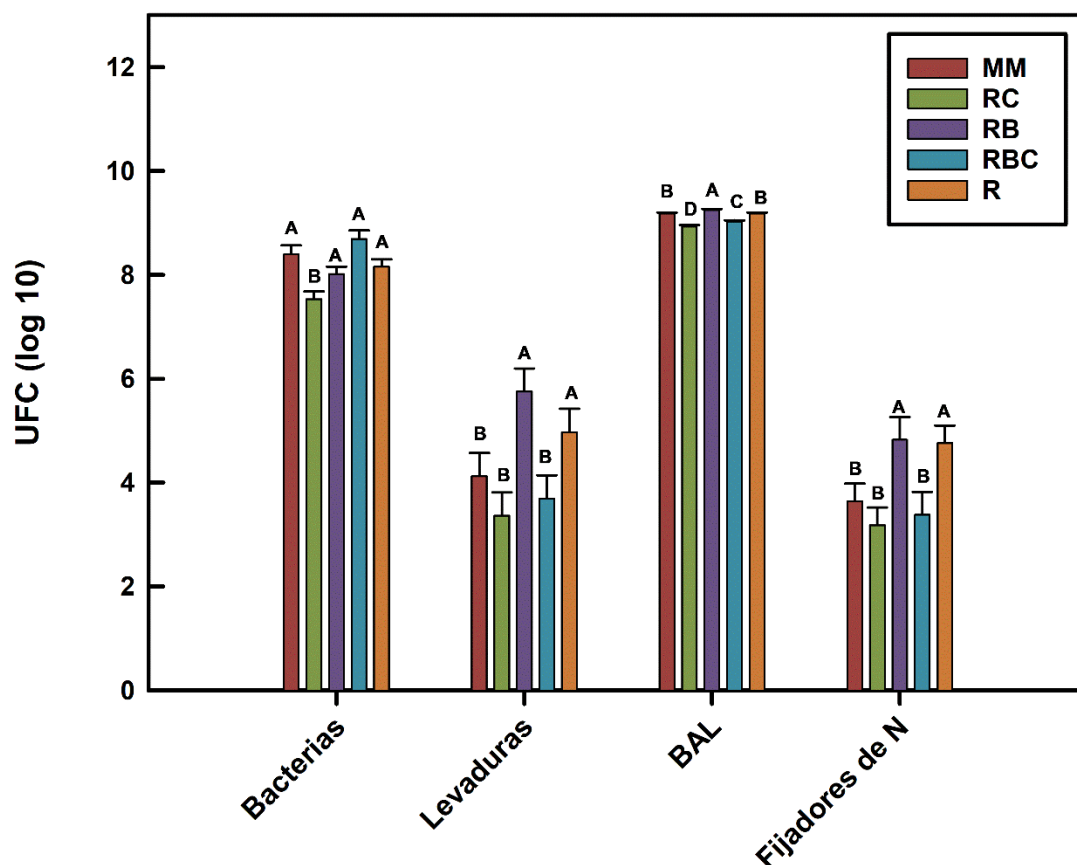


Figura 2. Poblaciones de microorganismos de las matrices líquidas a los siete días de haber sido activadas. Letras distintas en las columnas de cada grupo funcional denotan diferencias significativas (p-value < 0,05) entre las medias según la prueba DGC.

Figure 2. Microorganism populations in liquid matrices seven days after activation. Different letters in the columns of each functional group indicate significant differences (p-value < 0.05) among means according to the DGC test.

En lo correspondiente al ensayo evaluado en invernadero, se obtuvo que para la altura de planta los valores más bajos correspondieron a las plantas a las que no se aplicaron sales (0% dosis), con excepción de los tratamientos RBC y F, donde no se dieron diferencias estadísticamente significativas en la altura, entre el tratamiento de 0% y 100% para el caso de RBC y entre 0% y 50% en el caso de F (**Figura 4**).

En cuanto a la variable de peso seco, se puede notar como los valores más bajos corresponden al tratamiento F. Por otra parte, los pesos secos de planta más altos corresponden al tratamiento de 50% de sales, donde para el caso de la matriz MM, R y F, no se presentan diferencias estadísticamente significativas entre el tratamiento de 50% y 100% de sales (**Figura 4**).

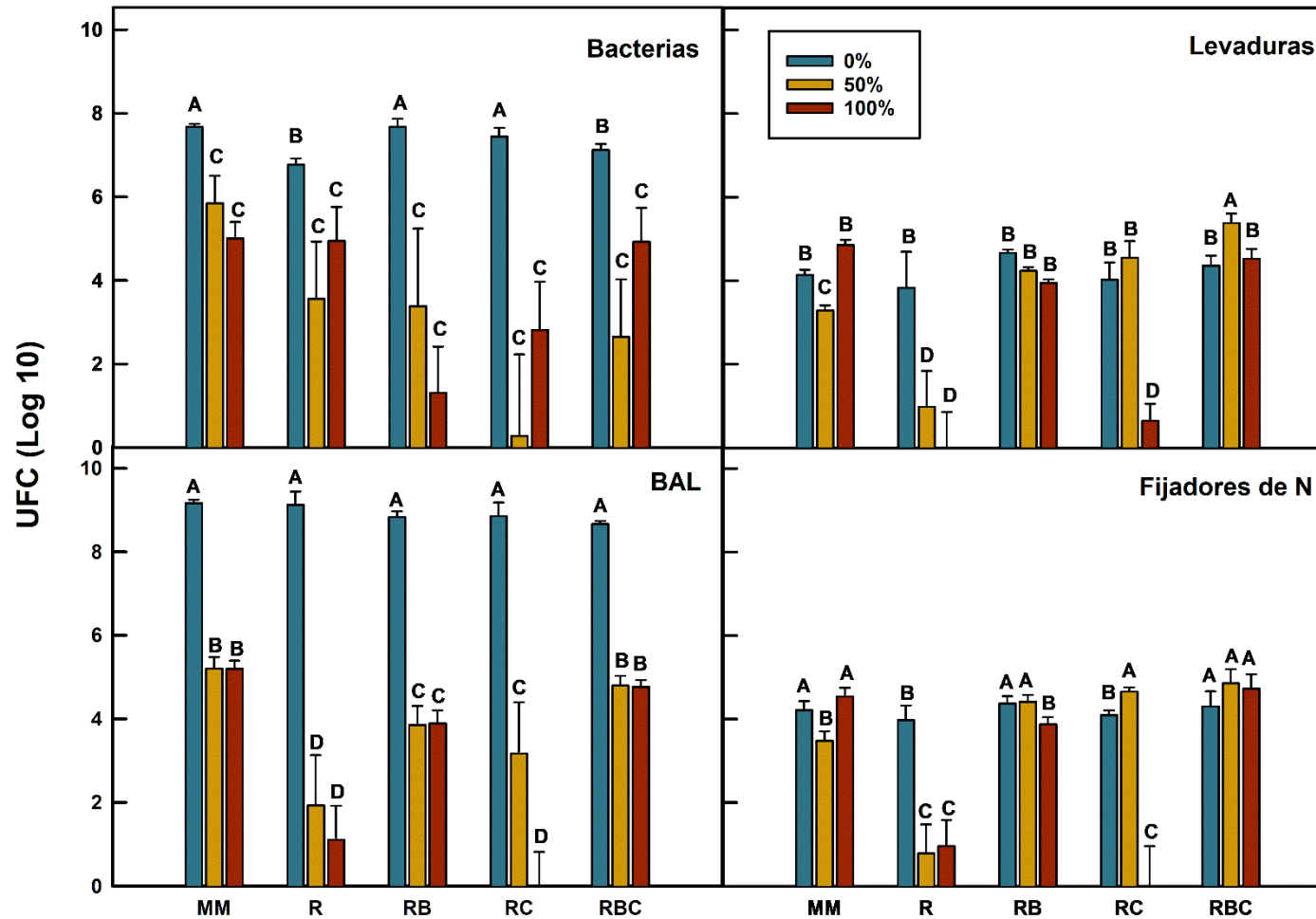


Figura 3. Poblaciones de microorganismos en las matrices líquidas, veinte ocho días después de adicionar sales. Letras distintas en las columnas de cada grupo funcional denotan diferencias significativas (p-value < 0,05) entre las medias según la prueba DGC.

Figure 3. Microorganism populations in liquid matrices twenty-eight days after the addition of salts. Different letters in the columns of each functional group indicate significant differences (p-value < 0.05) among means according to the DGC test.

Tabla 3. Análisis químico de los biofermentos elaborados con las diferentes matrices de mantillos orgánicos elaborados con residuos de caña y mantillo de montaña, y enriquecidos con sales.

Table 3. Chemical analysis of bioferments prepared with different matrices of organic litters made from sugarcane residues and mountain litter, enriched with mineral salts.

Tratamiento	% masa volumen ⁻¹						mg L ⁻¹					mS cm ⁻¹	
	N	P	Ca	Mg	K	S	Fe	Cu	Zn	Mn	B	pH	CE
MM0%	0,05	0,02	0,07	0,04	0,20	0,05	96	1	2	16	4	3,5	7,9
MM50%	0,97	0,21	0,10	0,09	0,21	0,09	73	1	3	18	32	4,1	64,8
MM100%	1,49	0,29	0,10	0,10	0,18	0,10	93	1	4	19	33	3,8	109,9
R+C0%	0,05	0,03	0,06	0,04	0,20	0,04	82	1	2	11	1	3,5	8,0
R+C50%	0,94	0,23	0,09	0,09	0,20	0,09	105	1	4	15	16	3,6	66,2
R+C100%	1,48	0,28	0,09	0,10	0,19	0,10	101	1	4	14	28	3,6	108,3
R+B0%	0,07	0,05	0,07	0,04	0,23	0,05	36	1	3	12	1	3,5	8,2
R+B50%	0,98	0,25	0,08	0,09	0,20	0,08	74	1	4	14	27	4,0	62,2
R+B100%	1,51	0,29	0,10	0,11	0,19	0,08	107	1	4	15	43	3,8	108,5
R+B+C0%	0,05	0,03	0,06	0,04	0,19	0,04	44	1	2	9	2	3,4	7,7
R+B+C50%	0,90	0,24	0,09	0,09	0,21	0,08	92	1	4	14	19	3,8	63,2
R+B+C100%	1,46	0,35	0,08	0,10	0,20	0,09	68	1	4	13	46	4,0	109,2
R0%	0,05	0,05	0,06	0,04	0,22	0,05	36	ND	2	12	1	3,7	8,1
R50%	0,95	0,27	0,08	0,09	0,20	0,09	60	1	4	14	19	3,7	66,2
R100%	1,47	0,35	0,09	0,10	0,20	0,10	65	1	4	15	56	3,8	108,3

En lo que respecta a las unidades SPAD (**Figura 5**), se obtuvo que los valores más bajos de esta variable se presentaron en todos los tratamientos con el 0% de sales, y los valores más altos en el tratamiento 100%. En el caso de los tratamientos MM, RB y RC no se presentaron diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos del 50% y 100% de sales.

Finalmente, para el caso del diámetro de tallo (**Figura 6**) los valores más altos fueron los correspondientes al tratamiento del 50% de sales, sin que se dieran diferencias estadísticamente significativas entre el 50% y 100% de sales en las matrices MM y F. Por otra parte, los diámetros de tallo más bajos que se presentaron corresponden al tratamiento F, donde además no se presentaron diferencias entre las tres dosis de sales agregadas. En lo correspondiente al contenido nutricional de las plantas de caña, específicamente en el caso del N, P, K, Mg y B se presentaron diferencias estadísticamente significativas en lo correspondiente a las dosis de sales aplicadas (0%, 50% y 100%), no así en cuanto a los tratamientos de las diferentes matrices utilizadas y el tratamiento de fertilización convencional (**Tabla 4**). Lo anterior difiere en el caso del S, Ca, Cu y Mn, en los cuales si se generaron diferencias significativas tomando en cuenta la interacción entre la matriz utilizada y la cantidad de sales aplicadas (**Tabla 5**).

Tabla 4. Contenido foliar de nutrientes reportados en plantas de caña cosechadas a los 105 dds asociado con las dosis de sales aplicadas. Letras distintas en cada columna denotan diferencias significativas (p -value < 0,05) entre las medias según la prueba DGC.

Table 4. Foliar nutrient content reported in sugarcane plants harvested 105 days after sowing (das) related to the applied salt doses. Different letters in each column indicate significant differences (p -value < 0.05) among means according to the DGC test.

Elemento		0%	50%	100%
Masa (%)	N	0,77 C	1,37 B	1,69 A
	P	0,11 B	0,13 A	0,13 A
	K	1,81 A	1,39 B	1,38 B
	Mg	0,14 B	0,19 A	0,19 A
mg kg ⁻¹	B	4,20 B	4,66 B	6,37 A

En el caso del N y B se obtuvo un incremento en los contenidos foliares conforme se aumentó la dosis de sales en los biofermentos, mientras que, para el P y Mg los contenidos foliares más altos se dieron al 50% y 100% de dosis de sales, sin que se dieran diferencias significativas entre ambas dosis. Caso contrario ocurrió con el K, el cual presentó los contenidos más altos en las plantas de los tratamientos correspondientes al 0% de sales, con un promedio de 1,81% de K. Para el S los valores más bajos registrados corresponden al tratamiento de fertilización convencional, con un promedio de 0,19% en el caso de las tres dosis utilizadas (**Tabla 5**).

Tabla 5. Contenido foliar de nutrientes reportados en plantas de caña cosechadas a los 105 dds asociado con las dosis de sales aplicadas y las matrices de residuos de caña. Letras distintas en cada columna denotan diferencias significativas (p-value < 0,05) entre las medias según la prueba DGC.

Table 5. Foliar nutrient content reported in sugarcane plants harvested 105 days after sowing (das) related to the applied salt doses and the sugarcane residue matrix. Different letters in each column indicate significant differences (p-value < 0.05) among means according to the DGC test.

Elemento	Dosis	MM	R	RB	RBC	RC	F	
Masa (%)	S	0%	0,32 A	0,30 A	0,24 A	0,24 A	0,23 A	0,19 B
		50%	0,19 B	0,27 A	0,22 A	0,24 A	0,24 A	0,19 B
		100%	0,20 B	0,22 A	0,18 B	0,15 B	0,25 A	0,19 B
	Ca	0%	0,32 C	0,37 B	0,32 C	0,50 A	0,27 D	0,31 C
		50%	0,41 B	0,43 A	0,41 B	0,30 C	0,39 B	0,51 A
		100%	0,45 A	0,44 A	0,44 A	0,47 A	0,40 B	0,50 A
mg kg ⁻¹	Cu	0%	4,03 C	4,03 C	3,05 D	4,08 C	5,15 B	3,03 D
		50%	5,19 B	6,09 B	5,09 B	4,24 C	6,56 B	4,28 C
		100%	5,19 B	5,14 B	6,03 B	6,03 B	8,56 A	6,03 B
	Mn	0%	78,60 C	80,51 C	77,67 C	63,85 C	80,33 C	69,67 C
		50%	92,74 B	116,66 B	116,43 B	95,82 B	93,60 B	104,60 B
		100%	147,02 A	183,00 A	182,57 A	176,03 A	150,01 A	118,36 B

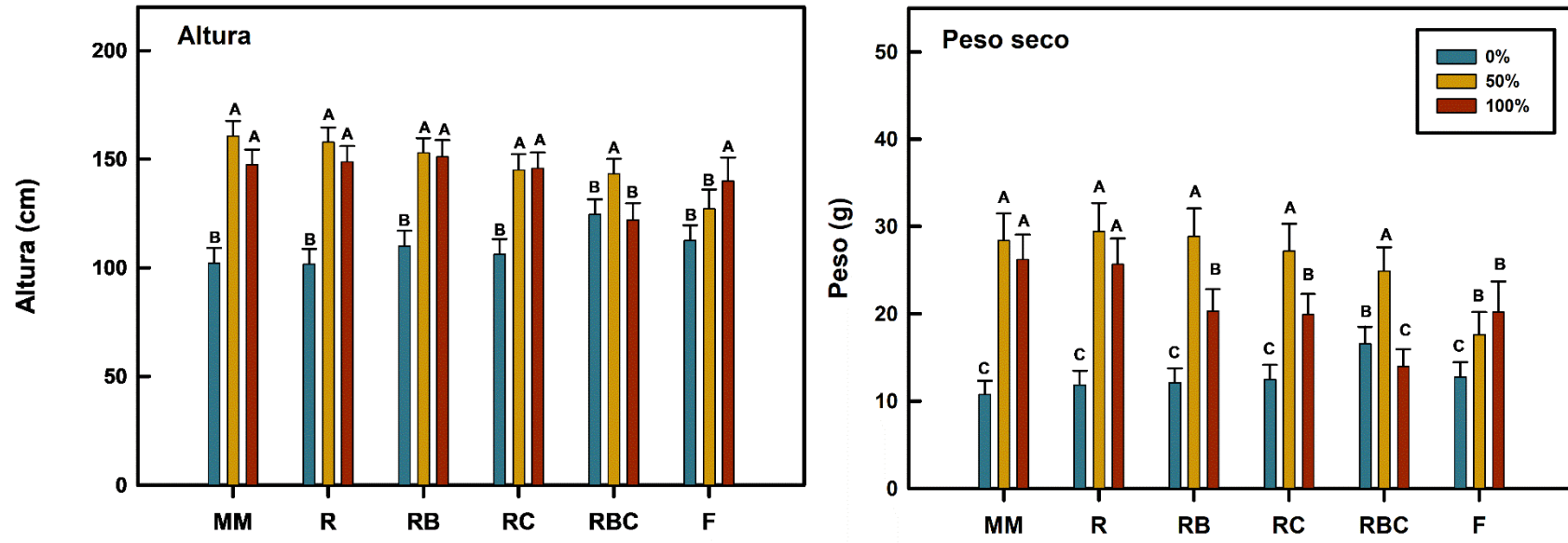


Figura 4. Altura de plantas y peso seco de la parte aérea de plantas de caña cosechadas a los 105 dds. Letras distintas en las columnas de cada tratamiento denotan diferencias significativas (p -value $< 0,05$) entre las medias según la prueba DGC.

Figure 4. Plant height and dry weight of the aerial part of sugarcane plants harvested at 105 days after sowing (das). Different letters in the columns of each treatment indicate significant differences (p -value < 0.05) among means according to the DGC test.

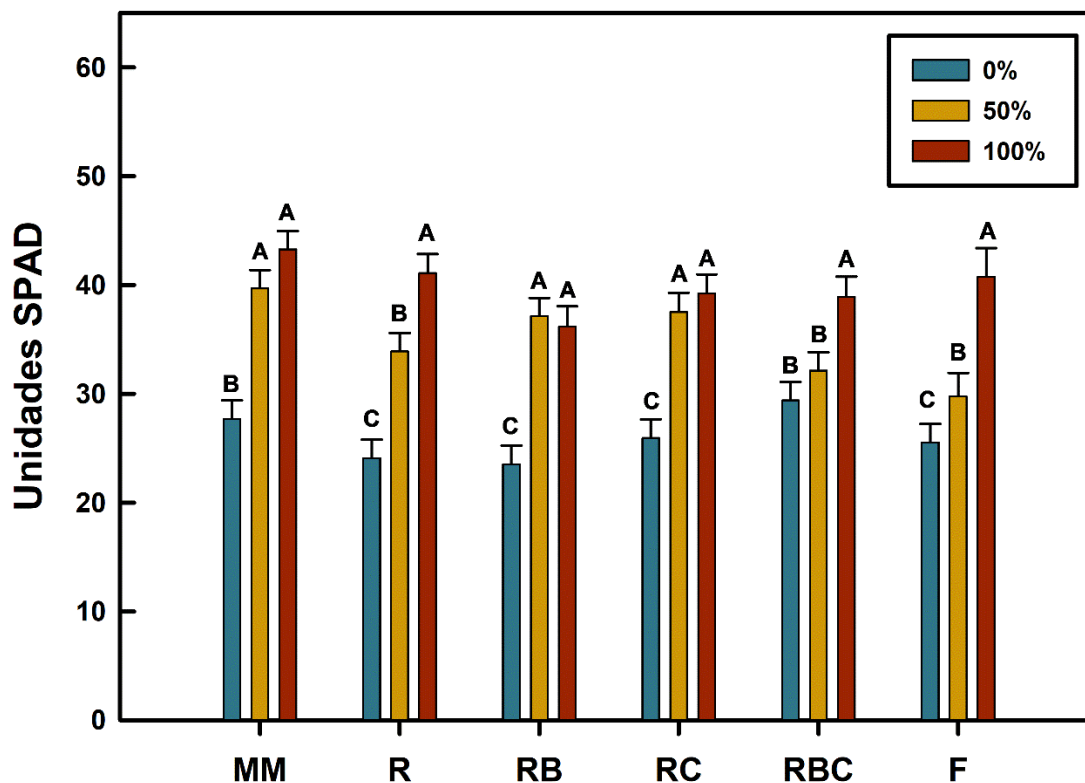


Figura 5. Unidades SPAD de plantas de caña a los 105 dds. Letras distintas en las columnas de cada tratamiento denotan diferencias significativas ($p\text{-value} < 0,05$) entre las medias según la prueba DGC.

Figure 5. SPAD units of sugarcane plants at 105 days after sowing (das). Different letters in the columns of each treatment indicate significant differences ($p\text{-value} < 0.05$) among means according to the DGC test.

Discusión

A pesar de que se utilizó el mismo inóculo bacteriano (MM) para la elaboración de todos los mantillos orgánicos, se encontró que la abundancia de las diferentes poblaciones microbianas varió de forma distinta en cada una de las matrices elaboradas, tanto en la fase sólida como en la fase líquida activada cuando se cuantificó los 7 días (**Figura 1 y 2**). Esto se debe posiblemente a las distintas mezclas de residuos de caña de azúcar con las que se elaboraron las camas (**Tabla 1**), las cuáles poseen condiciones nutritivas y ambientales diferentes para los microorganismos nativos presentes en cada sustrato, promoviendo de esta manera diferencias en las comunidades microbianas de cada mezcla (Vandevivere y Ramírez 1995).

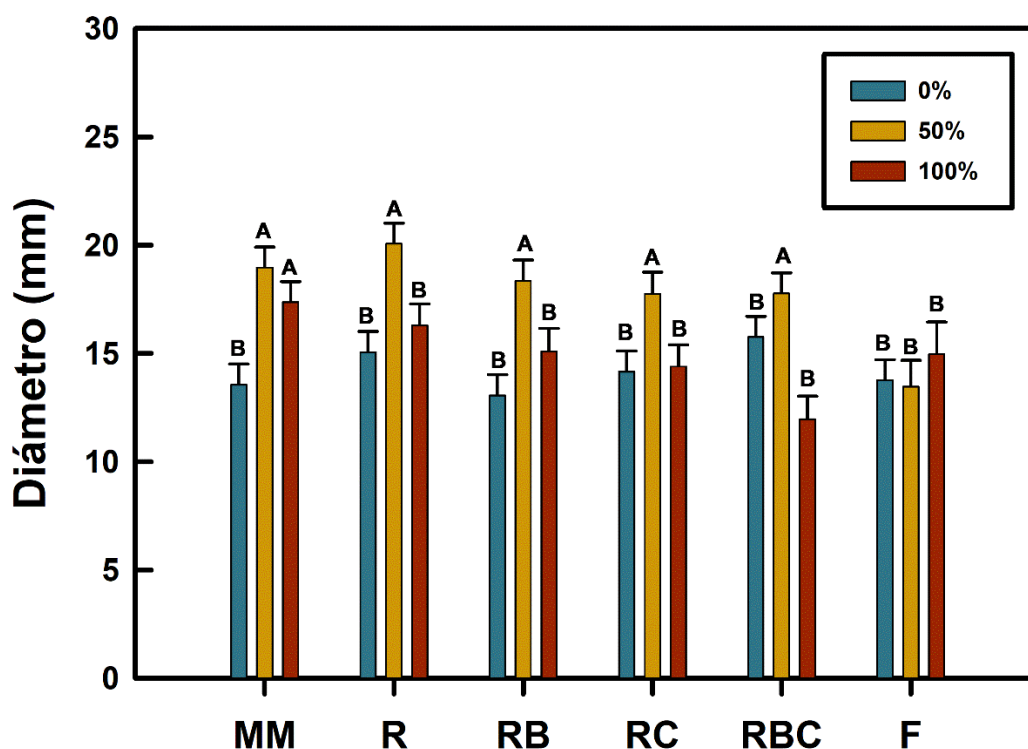


Figura 6. Diámetro del tallo en plantas de caña cosechadas a los 105 dds. Letras distintas en las columnas de cada tratamiento denotan diferencias significativas ($p\text{-value} < 0,05$) entre las medias según la prueba DGC.

Figure 6. Stem diameter of sugarcane plants harvested at 105 days after sowing (das). Different letters in the columns of each treatment indicate significant differences ($p\text{-value} < 0.05$) among means according to the DGC test.

Por otro lado, a lo largo del proceso de descomposición de los materiales en cada cama, se dan cambios de temperatura y humedad que generan una sucesión diferente de las poblaciones microbianas presentes, favoreciendo o no a ciertos grupos de acuerdo con las condiciones ambientales de los diferentes microclimas (Jurado *et al.* 2014, Hassen *et al.* 2001). En este sentido, Galindo y Serrano (2007) menciona que todo organismo vivo limita su crecimiento cuando es colocado en condiciones ambientales fuera de su hábitat natural, lo cual podría ser una razón de la ausencia de hongos en los biofermentos (**Figura 1**), y los cambios en las poblaciones de microorganismos al pasar de una fase sólida (**Figura 1**) a una fase líquida (**Figura 2**) en condiciones anaerobias. Lo anterior es reforzado por Castro Barquero y González Acuña (2021) quienes mencionan que las poblaciones de microorganismos cambian con el tiempo y de acuerdo con las condiciones de elaboración y de activación de los biofermentos.

Por otro lado, tomando en cuenta las formulaciones de biofermentos sólidos (**Figura 1**), biofermentos líquidos con 7 días de activación (**Figura 2**) y biofermentos líquidos con sales añadidas (**Figura 3**), se puede notar como las poblaciones más altas corresponden a las BAL, seguidas de las bacterias

Lo anterior concuerda con lo reportado por Amador Benavides (2023) que menciona que los biofermentos favorecen la reproducción de microorganismos benéficos, especialmente de lactobacilos, los cuales correspondieron, en el caso de la investigación de este autor, a más del 80% de las secuencias genéticas encontradas en la formulación final de los biofermentos elaborados. Cabe recalcar que las BAL, son reconocidas como miembros clave de la microbiota del suelo (Compant *et al.* 2010), ya que son microorganismos que en investigaciones previas han demostrado su incidencia en el incremento de la longitud de los brotes, de la raíz y del peso fresco y seco (Kang *et al.* 2015) así como la solubilización de P, la fijación de N y la producción de AIA (Panetto *et al.* 2023).

Por otra parte, esta investigación encontró que las poblaciones más afectadas por la adición de sales fueron también las BAL y las bacterias (**Figura 3**), ya que los valores más altos se presentaron en las formulaciones donde no se habían agregado sales (dosis 0%), reduciéndose ampliamente para las dosis al 50% y 100% de sales. Estos resultados difieren con el estudio realizado por Castro Barquero y González Acuña (2021), quienes reportaron un aumento de las poblaciones de lactobacilos, levaduras, fijadores de N y solubilizadores de P al agregar sales con potasio (K_2SO_4) de fuente mineral en una dosis de 10 g L^{-1} en comparación a los biofermentos sin esta sal.

Caso contrario sucede con el estudio realizado por el Fittacori (2018) en el cual se reporta la ausencia de crecimiento de microorganismos en un biofermento al cual se le añadieron cinco minerales distintos a razón de 45 g L^{-1} , mientras que en el caso de los biofermentos sin sales se obtuvieron crecimientos de 1.8×10^7 UFC en el caso de los hongos y 2.5×10^7 UFC para el caso de bacterias.

Dichos resultados se podrían atribuir a que las dosis de sales utilizadas en esta investigación (**Tabla 2**) fueron más altas (98.5 g L^{-1} para la dosis al 100%) que las manejadas por los autores mencionados previamente, lo que generó un incremento en la conductividad eléctrica de los biofermentos (**Tabla 3**), los cuales pasaron de $7\text{--}8\text{ mS cm}^{-1}$ en la dosis 0% a $108\text{--}109\text{ mS cm}^{-1}$ en la dosis 100%. Lo anterior es importante, ya que, según varios estudios la biomasa microbiana y la biodiversidad se reducen considerablemente al aumentar la concentración de sal en el medio (Bond *et al.* 1995, Snaird *et al.* 1997, Lefebvre y Moletta 2006, Wang *et al.* 2008, Corsino *et al.* 2015, Cortés-Lorenzo *et al.* 2016), debido a la plasmólisis y pérdida de actividad celular, que puede provocar la muerte de organismos no tolerantes a la salinidad (Ng *et al.* 2005, Wang *et al.* 2015).

De acuerdo con He *et al.* (2017) una cantidad adecuada de salinidad puede promover el crecimiento de microorganismos, no obstante, entre mayor sea la concentración de sales en la solución, mayor será la presión osmótica para los organismos, los cuales se ven obligados a equilibrar esta presión en el interior de las células, generando la inhibición del crecimiento de dichas poblaciones (Ozalp *et al.* 2003) tal y como ocurrió en este estudio.

En cuanto al efecto de los biofermentos aplicados a las plantas de caña, tenemos que, para las variables fisiológicas de altura, peso seco de la parte aérea y diámetro de los tallos, los tratamientos con el 50% de sales son los que generaron los valores más altos (**Figuras 4 y 6**, respectivamente) lo cual tiene una relevancia económica desde el punto de vista de fertilización del cultivo. En el caso del índice SPAD (**Figura 5**), los valores más altos se presentan en los tratamientos con el 100% de sales, sin presentarse diferencias estadísticamente significativas con la dosis al 50% de sales en los tratamientos MM, RB y RC.

Estos resultados se pueden atribuir a una optimización en la relación entre la cantidad de minerales que se provee a la planta por medio de las sales y las comunidades microbianas presentes en los biofermentos. Como se señaló anteriormente, aquellos biofermentos que poseen el 100% de sales, son los que tienen las cantidades más altas de minerales (**Tablas 4 y 5**), pero también son los que en su mayoría poseen las poblaciones más bajas de microorganismos (**Figura 3**). Lo anterior es importante ya que uno de los beneficios que presentan los biofermentos es contar con la presencia de microorganismos que poseen la capacidad de fijar nitrógeno atmosférico, solubilizar fósforo en el suelo, suprimir enfermedades en las plantas, promover la descomposición de residuos orgánicos, aportar nutrientes al suelo y producir compuestos bioactivos como hormonas y vitaminas que estimulan el crecimiento de las plantas, la producción de raíz, inducen la floración y una mejora en la germinación de semillas (Montero-Castro *et al.* 2024, León Avilés 2020, Gálvez *et al.* 2019, Morocho y Leiva-Mora 2019, Vargas-Barrantes y Castro-Barquero 2018, González y Fuentes 2017, Orbe 2017, Guñay 2015, Cueva Camones 2015, Medina Flores y Talavera Loza 2014, Acosta Almánzar 2012, Awatshi *et al.* 2011, Compant *et al.* 2010, Naik *et al.* 2019). Los resultados de esta investigación muestran como las variables fisiológicas como altura de planta y peso seco (**Figura 4**), así como diámetro de tallo (**Figura 6**), se vieron favorecidas con la aplicación de los distintos biofermentos en comparación con el tratamiento de fertilización granulada.

Lo anterior es similar a lo reportado por Torres Pérez *et al.* (2022), quien señala que la aplicación de microorganismos benéficos favoreció la elongación en los tallos de las plantas de rosas, además Gálvez, *et al.* (2019) determinaron que la aplicación de bioles producidos a base de subproductos de la caña, favoreció la altura de plantas de lechuga, el diámetro ecuatorial y su peso, Acosta Almánzar (2012) por su parte menciona que la aplicación de los microorganismos de montaña activados promueve un incremento en el crecimiento, la productividad y la calidad de los órganos de las plantas.

Con respecto a la disponibilidad de nutrientes y en el caso específico de esta investigación, los contenidos de S, Ca, Cu y Mn fueron los que presentaron diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos, tomando en cuenta la interacción entre las distintas matrices y dosis de sales utilizadas (**Tabla 5**), y específicamente en el caso del S, Cu y Mn se puede notar que el tratamiento con los valores más bajos corresponde al tratamiento F. Lo anterior podría atribuirse a la ausencia de los microorganismos en este tratamiento (F), ya que existen diversos estudios que sugieren que estos organismos en general contribuyen con la disponibilidad de minerales en el suelo para las plantas (Awatshi *et al.* 2011, Cueva Camones 2015, Villegas-Espinoza *et al.* 2018, Castro Barquero y González Acuña 2021, Amador Benavides 2023).

En el caso de los contenidos foliares de N, P, K, Mg y B de las plantas de caña, se generaron diferencias estadísticamente significativas solamente tomando en cuenta la dosis de sales aplicadas (**Tabla 4**).

En el caso del P y Mg, no se dan diferencias significativas entre las dosis al 50% y al 100%, lo que podría deberse, como se mencionó anteriormente, a la conductividad eléctrica alta que implica una dosis mayor de fertilizante y la consecuente pérdida de la biomasa y diversidad microbiana (Bond *et al.* 1995, Snaird *et al.* 1997, Lefebvre y Moletta 2006, Wang *et al.* 2008, Corsino *et al.* 2015, Cortés-Lorenzo *et al.* 2016, Ng *et al.* 2005, Wang *et al.* 2015) que es responsable en gran medida, de poner a disposición de las plantas, los minerales necesarios para su crecimiento por medio de la acción metabólica de los microorganismos (González y Fuentes 2017, Orbe 2017, Cueva Camones 2015, Awatshi, *et al.* 2011, Villegas-Espinoza *et al.* 2018, Vargas-Barrantes y Castro-Barquero 2018, Castro Barquero y González Acuña 2021, Amador Benavides 2023).

Aunque la concentración de estos minerales no fuera limitante en el biofermento, se pudo dar una regulación a nivel fisiológico y molecular por parte de la planta que limitara una absorción mayor de nutrientes que la planta no necesitaba en ese momento (Bertsch Hernández 2009, Bassirad 2000, Griffiths 2020).

Específicamente en el caso del K, elemento que no fue agregado por medio de las sales, se presentan los valores más altos en la dosis al 0% (**Tabla 4**).

En este sentido, Cai *et al.* (2012) menciona que existen mecanismos moleculares que evidencian el antagonismo entre el K y Mg en el proceso de absorción radicular, ya que las plantas pueden aumentar indirectamente la absorción de nutrientes cuando se presentan deficiencias de otros minerales antagónicos, por medio de la sobreexpresión o regulación de transportadores no específicos, para mejorar la absorción del nutriente deficiente (Maillard *et al.* 2016).

No obstante, la relación entre Mg y K, puede ser sinérgica o antagónica en los tejidos vegetales dependiendo de la especie vegetal, el tipo de célula, la edad de las hojas, etc (Xie *et al.* 2021). En el caso de esta investigación, las plantas correspondientes a los tratamientos con adición de sales presentan concentraciones más altas de magnesio en comparación con los tratamientos al 0% (**Tabla 4**); en este sentido, un aumento en la concentración de Mg^{2+} pudo reducir significativamente la absorción de K^+ en medios que presentan niveles altos de K según lo encontrado por Ding *et al.* (2008) y Ding *et al.* (2006).

Además, en un estudio realizado por Pacheco (2017) en el cual se realizan varias formulaciones de biofermentos, los autores destacan que los valores más altos de macroelementos correspondieron al potasio, lo cual atribuyen al uso de melaza, ingrediente presente en todos los tratamientos. Dicho resultado coincide con un estudio previo realizado en el 2003 por el mismo autor donde los análisis mostraban altas concentraciones de K en los biofermentos elaborados.

Conclusiones

Los datos del presente trabajo sugieren que los mantillos orgánicos elaborados con residuos de caña podrían utilizarse para elaborar biofermentos similares a los MM siguiendo la metodología empleada en esta investigación, que incluye la inoculación con MM activado en la elaboración de los mantillos orgánicos.

Aunque hubo diferencias entre las poblaciones de los distintos grupos funcionales evaluados según la matriz utilizada, no se observó una ventaja consistente en las poblaciones de los biofermentos elaborados con mantillo de montaña (MM) sobre los mantillos elaborados con los residuos de caña (R, RB, RC y RBC).

Las poblaciones más altas de microorganismos en todos los biofermentos corresponden a las BAL, lo que implica que el proceso de preparación de los biofermentos favorece este grupo funcional de microorganismos cuyo efecto benéfico sobre las plantas ha sido documentado.

A nivel fisiológico, las plantas de caña presentaron un mejor comportamiento con la aplicación de los biofermentos elaborados utilizando el 50% de la dosis de sales, y los valores más bajos encontrados para altura, peso seco y diámetro de tallo se encontraron en el tratamiento de fertilización convencional (F).

Los biofermentos poseen microorganismos que son beneficiosos para el cultivo de caña, más allá del alcance de la fertilización química convencional.

Agradecimientos

Al personal de DIECA, principalmente al Ing. Luis Rojas y Mario Alfaro quienes siempre estuvieron anuentes a colaborar y apoyar en esta investigación.

Literatura citada

Acosta Almánzar, HA. 2012. Microorganismos eficientes de montaña: evaluación de su potencial bajo manejo agroecológico de tomate en Costa Rica. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE). Disponible en <https://repositorio.catie.ac.cr/handle/11554/3123>

Amador Benavides, M. 2023. Bioinsumos basados en biofermentos en la Universidad Técnica Nacional, Costa Rica. Revista Académica Arje 6(2):1-14. DOI: <https://doi.org/10.47633/arje.v6i2.652>

Arias Badilla, S. 2019. Efecto de fermentos microbianos sobre el desarrollo de plántulas decaña de azúcar (*Saccharum officinarum* L.). 73 p.

Awatshi, R; Tewari, R; Nayyar, H. 2011. Synergy between plants and P-solubilizing microbes in soils: effects on growth and physiology of crops. International Research Journal of Microbiology 484-503.

Basanta, R; Delgado, MG; Martínez, JC; Vázquez, HM; Vázquez, GB. 2007. Sostenibilidad del reciclaje de residuos de la agroindustria azucarera: una revisión. CYTA-Journal of Food 5(4):293-305.

Bassirirad, H. 2000. Kinetics of nutrient uptake by roots: responses to global change. New Phytologist, 147(1):155-169.

Bertsch Hernández, F. 2009. Absorción de nutrimentos por los cultivos. San José, Costa Rica, Asociación Costarricense de la Ciencia del Suelo. s. p.

Bond, PL; Hugenholtz, P; Keller, J; Blackall, LL. 1995. Bacterial community structures of phosphate-removing and non-phosphate-removing activated sludges from sequencing batch reactors. Appl. Environ. Microbiol. 61:1910e1916.

Bourne, J. 2022. La crisis alimentaria mundial se agrava con el tambaleo del suministro de fertilizantes. National Geographic. s. l. s. p.

Bremner, JM; Tabatabai, MA. 1971. Use of automated combustion techniques for total carbon, total nitrogen, and sulfur analysis of soils. In LM. Walsh (ed.). Instrumental methods for analysis of soils and plant tissue. p. 1-16.

Cai, L; Chen, L; Qu, H; Lian, J; Liu, W; Hu, Y; Xu, G. 2012. Alteration of nutrient allocation and transporter genes expression in rice under N, P, K, and Mg deficiencies. Acta Physiol Plant 34:939-946.

Campo-Martínez, A; Acosta-Sánchez, R; Morales-Velasco, S; Alonso-Prado, F. 2014. Evaluación de Microorganismos de Montaña (MM) en la producción de acelga en la meseta de Popayán. Biotecnología en el Sector Agropecuario y Agroindustrial 12(1):79-87.

Castaño, NP; Goyes, LC; Albarracin, FJ; López. 2012. Uso del bagazo enriquecido con el hongo *Pleurotus ostreatus*, en dietas para bovinos estabulados en ceba. Biotecnol. Sector Agropecu. Agroind. 10(2):25-33.

Castro Barquero, L. 2014. ¿Cómo hacer Microorganismos de Montaña (MM)? Disponible en <https://cia.ucr.ac.cr/sites/default/files/2021-09/09%20Brochure-MicroCIA-VF-2017web.pdf>

Castro Barquero, L; González Acuña, J. 2021. Factores relacionados con la activación líquida de microorganismos de montaña (MM). Agronomía Costarricense 45(1):81-92. DOI: <https://doi.org/10.15517/rac.v45i1.45703>

Compant, S; Clément, C; Sessitsch, A. 2010. Plant growth-promoting bacteria in the rhizo- and endosphere of plants: Their role, colonization, mechanisms involved and prospects for utilization. Soil Biology and Biochemistry 42(5):669-678. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2009.11.024>

Chapman, H; Pratt. P 1973. Métodos de análisis para suelos, plantas y aguas. Editorial Trillas, México. 195 p.

Chaves, Á; Guzmán, G. 2009. Elaboración de Biofermentos y su aplicación como abono foliar. Ministerio de Agricultura y Ganadería (MAG). Costa Rica. s. p.

Chaves Solera, MA. 2017. Suelos, nutrición y fertilización de la caña de azúcar en Costa Rica. Seminario Internacional Producción y Optimización de la Sacarosa en el Proceso Agroindustrial, Puntarenas, Costa Rica. Memoria Digital. San José, Costa Rica, Asociación de Técnicos Azucareros de Costa Rica (ATACORI). s. p.

Corsino, SF; Campo, R; Bella, GD; Torregrossa, M; Viviani, G. 2015. Cultivation of granular sludge with hypersaline oily wastewater. Int. Biodeterior. Biodegr. 105:192e202.

Cortés-Lorenzo, C; González-Martínez, A; Smidt, H; González-López, J; Rodelas, B. 2016. Influence of salinity on fungal communities in a submerged fixed bed bioreactor for wastewater treatment. Chem. Eng. J. 285:562e572.

Cueva Camones, LN. 2015. Efecto de la aplicación de tres dosis de humus y microorganismos eficaces en el cultivo del brócoli. Universidad Nacional-Santiago Antúnez de Mayolo. Disponible en <http://repositorio.unasam.edu.pe/handle/UNASAM/1062>

Díaz Romeu, R, Hunter, A. 1982. Metodología de muestreo de suelos, análisis químico de suelos y tejido vegetal e investigación en invernadero. Turrialba, Costa Rica, CATIE. p. 20-22.

Di Rienzo, J.A., Guzman, A.W; Casanoves, F. 2002. A multiple-comparisons method based on the distribution of the root node distance of a binary tree. JABES 7:129-142. DOI: <https://doi.org/10.1198/10857110260141193>

Ding, Y; Chang, C; Luo, W; Wu, Y; Ren, X; Wang, P; Xu, G. 2008. High potassium aggravates the oxidative stress induced by magnesium deficiency in rice leaves, Pedosphere 18:316-327.

Ding, Y; Luo, W; Xu, G. 2006. Characterisation of magnesium nutrition and interaction of magnesium and potassium in rice, Ann. Appl. Biol. 149:111-123.

El-Lattief, EAA. 2016. Use of *Azospirillum* and *Azobacter* bacteria as biofertilizers in cereal crops: a review. Int. J. Res. Eng. Appl. Sci. 6:36-44.

FEDEPANELA (Federación Nacional de Productores de Panela). 2012. Aprovechamiento de subproductos de la caña panelera en la alimentación animal. FEDEPANELA, Bogotá, Colombia. s. p.

Fernández Vallejo, S; Salgado Rivera, J. 2022. Beneficios Obtenidos a Partir del Uso de Biofertilizantes. XII Congreso Tecnicaña 2022. Cali, Colombia. s. p.

Fittacori (Fundación para el Fomento y Promoción de la Investigación y Transferencia de Tecnología Agropecuaria de Costa Rica). 2018. ¿Los bioles, un insumo valioso para una caficultora sostenible y orgánica?. Clémentine Allinne. Costa Rica. s. p.

Galindo, P; Serrano, C. 2007. Domesticar microorganismos en un biorreactor: los retos del bioingeniero. Biotecnología 14 (131).

Gálvez Torres, E; Legua Cárdenas, J; Cruz Nieto, DD; Caro Soto, F. 2019. Experimento con biole de subproductos de azúcar para mayor rendimiento ecológico en el cultivo de lechuga (*Lactuca sativa* L.). Studium Veritatis 17(23):285-304.

García-Salgado, S; Aranda-Ibañez, E; Castelán-Estrada, M; Ortiz-Laurel, H; Palma López, D; Córdova-Sánchez. 2014. Qué hacer con la paja de la cosecha mecanizada de la caña de azúcar. Agro productividad: volumen 7(2):3-8.

Garro, J. 2016. El suelo y los abonos orgánicos. Ramírez, L; Mesén, M (eds.). San José, Costa Rica, INTA 106 p.

González, H., Fuentes, M. 2017. Mecanismo de acción de cinco microorganismos promotores de crecimiento vegetal. Revista de Ciencias Agrícolas 34(1):17-31. DOI: <https://doi.org/10.22267/rcia.173401.60>

Griffiths, M. 2020. Targeting root ion uptake kinetics to increase plant nutrient acquisition efficiency. Plant Physiology. PubMed Central. s. l. s. p.

Guzñay, C. 2015. Guía agroecológica para una agricultura resiliente en la parte baja de la subcuenca del río Daule. Agrónomos y Veterinarios Sin Fronteras-AVSF. Disponible en <https://www.avsf.org/es/publications/guia-agroecologica-para-una-agricultura-resiliente-en-la-parte-baja-de-la-subcuenca-del-rio-daule-en-ecuador/>

Hassen, A; Belguith, K; Jedidi, N; Cherif, A; Cherif, M; Boudabous, A. 2001. Microbial characterization during composting of municipal solid waste. *Bioresource Technology* 80(3):217-225. DOI: [https://doi.org/10.1016/S0960-8524\(01\)00065-7](https://doi.org/10.1016/S0960-8524(01)00065-7)

He, H; Chen, Y; Li, X; Cheng, Y; Yang, C; Zeng, G. 2017. Influence of salinity on microorganisms in activated sludge processes: A review. *International Biodeterioration & Biodegradation* 119:520-527. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ibiod.2016.10.007>

Horowitz, W; Latimer, GW. 2006. *Official Methods of Analysis of AOAC International*. 18 ed. Gaithersburg Md. s. p.

INEC (Instituto Nacional de Estadística y Censos). 2024. Encuesta Nacional Agropecuaria: resultados generales de la actividad agrícola y forestal [recurso electrónico] / Instituto Nacional de Estadística y Censos. – San José, Costa Rica. INE. s. p.

Jurado, M; López, MJ; Suárez-Estrella, F; Vargas-García, MC; López-González, JA; Moreno, J. 2014. Exploiting composting biodiversity: Study of the persistent and biotechnologically relevant microorganisms from lignocellulose-based composting. *Bioresource Technology* 162:283-293. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.biortech.2014.03.145>

Kang, SM; Radhakrishnan, R; You, YH; Khan, AL; Park, JM; Lee, SM; Lee, IJ. 2015. Cucumber performance is improved by inoculation with plant growth-promoting microorganisms. *Acta Agriculture Scandinavica Section B: Soil and Plant Science* 65(1):36-44. DOI: <https://doi.org/10.1080/09064710.2014.960889>

Kozak, M; Piepho, HP. 2018. What's normal anyway? Residual plots are more telling than significance tests when checking ANOVA assumptions. *Journal of agronomy and crop science* 204(1):86-98. DOI: <https://doi.org/10.1111/jac.12220>

LAICA (Liga Agrícola Industrial de la Caña de Azúcar). 2025. Cosechamos progreso. Disponible en <https://laica.cr/>

LAICA (Liga Agrícola Industrial de la Caña de Azúcar). 2023. NAMA Caña de Azúcar: Costa Rica inscribe ante la ONU una innovadora iniciativa de sostenibilidad para la industria cañero-azucarera. Disponible en <https://laica.cr/>

Lefebvre, O; Moletta, R. 2006. Treatment of organic pollution in industrial saline wastewater. *Water Res.* 40:3671e3682.

León Avilés, D. 2020. Análisis de la información científica de microorganismos eficientes de montaña para potenciar la diversidad biológica de los suelos agrícolas. Tesis de grado. Universidad Técnica de Cotopaxi. s. p.

Lorch, HJ; Benckieser, G; Ottow, JCG. 1995. Basic methods for counting microorganisms in soil and water, *In* Alef, K; Nannipieri, P (eds.). *Methods in applied soil microbiology and biochemistry*. Academic Press. p.146-191.

Lligüi Quintuña, ML; Llivicura Yunga, MY. 2016. Discriminación del efectonutricional de biofertilizantes líquidos enriquecidos con componentes minerales en aplicación foliar en el cultivo de pimiento *Capsicum annum* L. Tesis de grado. Disponible en <http://dspace.ucuenca.edu.ec/handle/123456789/25599>

Maillard, P; Etienne, S; Diquélou, J; Trouverie, V ; Billard, JC; Yvin, A. Ourry. 2016. Nutrient deficiencies modify the ionic composition of plant tissues: a focus on cross-talk between molybdenum and other nutrients in *Brassica napus*, *J. Exp. Bot.* 67 5631-5641.

Mathier, DP; Saleme, M; Bragachini, F; Sanchez, M; Bragachini, J. Mendez. M 2013. Lacaña de azúcar como cultivo energético. INTA, ARG. Disponible en <https://inta.gob.ar/documentos/la-cana-de-azucar-como-cultivo-energetico>

Medina Flores, CM; Talavera Loza, JA. 2014. Efecto de dosis y aplicaciones edáfica y foliar de microorganismos de montaña con y sin sales minerales en el rendimiento del cacao (*Theobroma cacao* L.) variedad criolla, municipio San José de Bocay, Jinotega. Universidad Nacional Autónoma de Nicaragua, León. Disponible en <https://repositoriosiidca.csuca.org/Record/RepoUNANL4300>

Montero-Castro, K; Montero-Zamora¹, J; Chaves Phillips, M; Orozco-Ortiz¹, C; Araya-Valverde, E. 2024. Caracterización de bacterias ácido-lácticas aisladas de bioinsumos tipo bioles con capacidad productora de compuestos indólicos. UNED Research Journal 16:e5160. DOI: <https://doi.org/10.22458/urj.v16i1.5160>

Morocho, M; Leiva-Mora, M. 2019. Microorganismos eficientes, propiedades funcionales y aplicaciones agrícolas. Centro Agrícola 46 (2):93-103.

Naik, K; Mishra, S; Srichandan, H; Singh, PK; Sarangi, PK. 2019. Plant growth promoting microbes: Potential link to sustainable agriculture and environment. Biocatalysis and Agricultural Biotechnology 21:101326. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.bcab.2019.101326>

Ng, HY; Ong, SL; Ng, WJ. 2005. Effects of sodium chloride on the performance of a sequencing batch reactor. J. Environ. Eng. 131:1557e1564.

Orbe, JA. 2017. Evaluación de la eficiencia de microorganismos de montaña (MM) en la Finca Agroecológica Zamorano. Escuela Agrícola Panamericana. Zamorano. Disponible en <https://bdigital.zamorano.edu/handle/11036/6179>

Ozalp, G; Gomec, CY; Ozturk, I; Gonuldinc, S; Altinbas, M. 2003. Effect of high salinity on anaerobic treatment of low strength effluents. Water Sci. Technol. 48:207e212.

Pacheco, F. 2017. Evaluación de la calidad bioquímica resultante de biofermentos agrícolas para uso de familias productoras orgánicas. Centro Nacional Especializado en Agricultura Orgánica, Instituto Nacional de Aprendizaje y Fundación para el Fomento y Promoción de la Investigación y Transferencia de Tecnología Agropecuaria de Costa Rica. Costa Rica, Editorial Red de Coordinación en Biodiversidad. p. 52.

Panetto, LD; Doria, J; Santos, CHB; Frezarin, ET; Sales, LR; de Andrade, LA. Rigobelo, E C. 2023. Lactic bacteria with Plant-Growth-Promoting properties in potato. Microbiology Research 14(1):279-288. DOI: <https://doi.org/10.3390/microbiolres14010022>

Restrepo, J. 2007. Biofertilizantes preparados y fermentados a base de mierda de vaca. *In* Manual Práctico ABC de la Agricultura Orgánica y Pandes de Piedra. Disponible en <https://aderlan.org/wp-content/uploads/2020/06/ABC-de-la-Agricultura-organica-Abonos-organicos.pdf>

Restrepo, J; Hensel, J. 2001. Manual práctico el ABC de la agricultura orgánica fosfitos y panes de piedra: Abonos orgánicos fermentados. Cali, Colombia. s. p.

Rodríguez, E; Gamboa, MM; Hernández, F; García, JD. 2005. Bacteriología General. San José, Costa Rica, Editorial Universidad de Costa Rica. 370 p.

Rodríguez-Morales, A. 2020. Manual técnico para la producción de biofermentos enriquecidos con sales minerales y sustratos orgánicos. s. l. s. p.

SBD (Banca para el Desarrollo); LAICA (Liga Agrícola Industrial de la Caña de Azúcar); Fedecaña. 2020. Propuesta de financiamiento al sector cañero: programa de asistencia, siembra y renovación de plantaciones de caña. Costa Rica. s.p.

Snaidr, J; Amann, R; Huber, I; Ludwig, W; Schleifer, KH. 1997. Phylogenetic analysis and in situ identification of bacteria in activated sludge. Appl. Environ. Microbiol. 63:2884-2896.

Swapna, G; Divya, M; Brahmaprakash, GP. 2016. Survival of microbial consortium in granular formulations, degradation and release of microorganisms in soil. Ann. Plant Sci. 5:1348-1352.

Torres Pérez, JC; Aguilar Jiménez, CE; Vázquez Solís, H; Solís López, M; Gómez Padilla, E; Aguilar Jiménez, JR. 2022. Evaluación del uso de microorganismos de montaña activados en el cultivo de rosas, Zinacantán, Chiapas, México. Siembra 9(1):e3500. DOI: <https://doi.org/10.29166/siembra.v9i1.3500>

Toyota, K; Watanabe, T. 2013. Recent trends in microbial inoculants in agriculture. Microbes Environ. 28:403-404. DOI: <https://doi.org/10.1264/jsme2.me2804rh>

Vandevivere, P; Ramírez, C. 1995. Microorganismos y nutrientes en abonos orgánicos: Bioensayo microbiano para determinar los nutrientes disponibles en abonos orgánicos. Boletín Técnico de la Estación Experimental Fabio Baudrit M. 28(2):90-96.

Vargas-Barrantes, P; Castro-Barquero, L. 2018. Aislamiento y evaluación de microorganismos solubilizadores de fósforo de Andisoles de Costa Rica. Agronomía Costarricense 43(1): 47-68.

Villegas-Espinoza, J. A., Reyes-Pérez, J. J., Nieto-Garibay, A., Ruiz-Espinoza, F. H., Cruz-Falcón, A., y Murillo- Amado, B. 2018. Bioestimulante Liplant®: su efecto en *Solanum lycopersicum* (L.) cultivado en suelos ligeramente salinos. Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas 9(2);4137-4147. DOI: <https://doi.org/10.29312/remexca.v0i20.985>

Wang, JC; Liao, TT; Zhou, YB; Lu, J. 2008. Treatment of saline industrial wastewater in an activated sludge unit by salt-tolerant microorganisms. The 12th APCCChE Congress, August 4e6, Dalian, China. s. p.

Wang, ZC; Gao, MC; She, ZL; Wang, S; Jin, CJ; Zhao, YG; Yang, SY; Guo, L. 2015. Effects of salinity on performance, extracellular polymeric substances and microbial community of an aerobic granular sequencing batch reactor. Sep. Purif. Technol. 144:223e231.

Wollum, AG. 1982. Cultural methods for soil microorganisms. In Page, AL; Miller, RH; Keeney, KR (eds.). Methods of soil analysis. Part 2. Chemical and microbiological properties. ASA y SSSA. p. 781-802.

Xie, K; Cakmak, I; Wang, S; Zhang, F; Guo, S. 2021. Synergistic and antagonistic interactions between potassium and magnesium in higher plants. In Crop Journal 9:(2):249-256. Institute of Crop Sciences. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.cj.2020.10.005>

