

Caracterización microbiana y fisicoquímica de suelos cafetaleros de baja altitud (*Coffea canephora*) en Panamá: potencial biotecnológico de la microbiota nativa

Microbial and Physicochemical Characterization of Lowland Coffee Soils (*Coffea canephora*) in Panama: Biotechnological Potential of Native Microbiota

Gabriel Ávila¹, Ashlee García¹, Michelle Aguirre¹, Alexis De La Cruz¹, Marcos Riquelme^{1,2}

¹ Universidad de Panamá, Centro Regional Universitario de Azuero, Facultad de Ciencias Naturales, Exactas y Tecnología, Chitré, Panamá.

² Fundación CODESA, Dirección Ejecutiva, Ciudad de Panamá, Panamá.
gabriel.avila01@up.ac.pa, ashlee.garcia@up.ac.pa, michelle.aguirre@up.ac.pa,
alexis.delacruz@up.ac.pa, direccionejecutiva@fundacioncodesa.org

* Autor de correspondencia: gabrielavila2508@gmail.com



RESUMEN

El presente estudio evaluó las propiedades fisicoquímicas y la microbiota nativa de suelos cafetaleros de baja altitud en la región de Los Santos, Panamá, con el objetivo de identificar microorganismos con potencial biotecnológico para el manejo sostenible del cultivo de *Coffea canephora*. Se tomaron muestras en cuatro fincas, determinándose el pH, la conductividad eléctrica, la respiración basal y la densidad microbiana (UFC/g). Los resultados mostraron suelos predominantemente ácidos (pH 4.5–6.9), con una correlación positiva entre el pH y la densidad microbiana ($r = 0.778$). Las levaduras representaron entre el 80% y el 95% de la microbiota, seguidas por los hongos filamentosos (5–20%). Los géneros más frecuentes fueron *Aspergillus*, *Penicillium*, *Pseudomonas*, *Candida* y *Saccharomyces*, asociados a procesos de solubilización de nutrientes, fijación de nitrógeno y biocontrol. Se concluye que la microbiota autóctona constituye un recurso biotecnológico clave para la restauración edáfica y la sostenibilidad del café de bajura en Panamá.

Palabras clave: microbiota edáfica, *Coffea canephora*, fertilidad del suelo, levaduras, *Pseudomonas*, biotecnología agrícola.

ABSTRACT

This study assessed the physicochemical properties and native microbiota of lowland coffee soils in the Los Santos region, Panama, aiming to identify microorganisms with biotechnological potential for sustainable management of *Coffea canephora* cultivation. Soil samples were collected from four farms, and pH, electrical conductivity, basal respiration, and microbial density (CFU/g) were measured. The soils were predominantly acidic (pH 4.5–6.9) and showed a positive correlation between pH and microbial density ($r = 0.778$). Yeasts accounted for 80–95% of the microbiota, followed by filamentous fungi (5–20%). The most frequent genera were *Aspergillus*, *Penicillium*, *Pseudomonas*, *Candida*, and *Saccharomyces*, associated with nutrient solubilization, nitrogen fixation, and biocontrol. The native microbiota constitutes a key biotechnological resource for soil restoration and sustainable coffee production in Panama.

Keywords: soil microbiota, *Coffea canephora*, soil fertility, yeasts, *Pseudomonas*, agricultural biotechnology.

INTRODUCCIÓN

La microbiota del suelo desempeña un papel determinante en la productividad agrícola y en el equilibrio de los ecosistemas edáficos, actuando en procesos esenciales como la descomposición de la materia orgánica, la mineralización y solubilización de nutrientes, y la promoción del crecimiento vegetal¹². En cultivos tropicales, como el café (*Coffea spp.*), la interacción entre las comunidades microbianas y los factores fisicoquímicos del suelo define la disponibilidad de nutrientes, la tolerancia al estrés y la resiliencia del agroecosistema³.

La fertilidad del suelo se encuentra estrechamente relacionada con la diversidad funcional de su microbiota, que incluye bacterias promotoras del crecimiento vegetal (PGPR), hongos micorrícicos y levaduras con capacidad de solubilizar fósforo o de fijar nitrógeno^{4,5}. En suelos degradados o ácidos, la alteración de estos equilibrios puede limitar la biodisponibilidad de macronutrientes como N, P y K, lo que reduce el rendimiento de los cultivos⁶. En este contexto, la caracterización de la microbiota nativa representa una herramienta fundamental para el desarrollo de bioinsumos locales sostenibles, capaces de reemplazar parcial o totalmente el uso de fertilizantes químicos y de restaurar la calidad biológica del suelo^{7,8}.

La región de Azuero, en Panamá, se caracteriza por suelos con acidez elevada y baja fertilidad, producto del uso intensivo y el manejo inadecuado del recurso edáfico⁹. Estos factores limitan la productividad del café de bajura (*Coffea canephora*), una especie de creciente importancia económica para el país y de alto potencial en programas de adaptación climática^{10,11}. Investigaciones recientes en América Latina resaltan que los consorcios microbianos autóctonos presentan mayor eficacia y adaptabilidad que las cepas exógenas al promover la salud del suelo y la resiliencia frente al cambio climático^{12–14}.

El aprovechamiento biotecnológico de la microbiota edáfica, especialmente en zonas tropicales, se alinea con los Objetivos de Desarrollo Sostenible (ODS) de las Naciones Unidas, particularmente el ODS 2 (Hambre Cero), el ODS 12 (Producción y consumo responsables) y el ODS 15 (Vida de ecosistemas terrestres), al fomentar sistemas agrícolas sostenibles, reducir la dependencia de agroquímicos y conservar la biodiversidad microbiana¹⁵.

En este marco, la presente investigación planteó como hipótesis que los suelos cafetaleros de tierras bajas en la región de Los Santos albergan una microbiota nativa con potencial biotecnológico para mejorar la fertilidad y la sostenibilidad del cultivo. Por ello, su objetivo fue aislar, caracterizar y correlacionar la composición microbiana y las propiedades fisicoquímicas del suelo, identificando microorganismos con valor funcional para estrategias de restauración y manejo sostenible de *Coffea canephora*.

MATERIALES Y MÉTODOS

Diseño de investigación

Se empleó un diseño experimental, descriptivo y comparativo, con el objetivo de aislar y caracterizar la microbiota con potencial biotecnológico presente en suelos cafetaleros de baja altitud en la región de Los Santos, Panamá. Se seleccionaron cuatro fincas productoras de *Coffea canephora* distribuidas en dos distritos (Las Tablas y Macaracas), en los que se compararon parámetros fisicoquímicos y microbiológicos entre localidades.

Sitio de estudio

Las fincas seleccionadas pertenecen a la Asociación de Productores de Café de Los Santos (APROCALSA). En el distrito de Las Tablas se ubicaron las fincas 1 y 2 en el corregimiento de Bayano, georreferenciadas mediante GPS:

- Finca 1: 7°38'55.06"N, 80°24'49.59"O; 810 m s. n. m.
- Finca 2: 7°38'38"N, 80°24'27"O; 543 m s. n. m.

En el distrito de Macaracas se situaron las fincas 3 y 4 en el corregimiento de Bajos de Güera:

- Finca 3: 7°34'04.82"N, 80°39'52.69"O; 306 m s. n. m.
- Finca 4: 7°34'04.04"N, 80°39'54.25"O; 307 m s. n. m.

Los predios se localizan sobre formaciones volcánicas de origen basáltico con influencia de flujos aluviales. Todas las fincas presentan cobertura vegetal de sombra y uso agrícola continuo de más de cinco años.



Figura 1. Mapa de los sitios de muestreo en suelos cafetaleros de la región de Los Santos, Panamá.

Localización de las cuatro fincas de *Coffea canephora* incluidas en el estudio: Finca 1 y Finca 2 (corregimiento de Bayano, distrito de Las Tablas) y Finca 3 y Finca 4 (corregimiento de Bajos de Güera, distrito de Macaracas). Las coordenadas geográficas se obtuvieron mediante GPS de campo (modelo Garmin eTrex 20x). El mapa base se elaboró a partir de datos geospaciales del Instituto Geográfico Nacional “Tommy Guardia” (IGNTG) y del repositorio Geodata de la University of Texas, Austin (2021). Escala 1:100.000.

Colecta de muestras

En cada finca se delimitaron áreas representativas de 24 m², considerando las partes alta y baja del terreno. Las muestras se tomaron mediante un recorrido en zigzag, obteniendo cuatro submuestras por zona, a una profundidad de 50 cm —zona activa de las raíces de *Coffea canephora*. Las submuestras se homogenizaron para conformar una muestra compuesta por finca (~1 kg), la cual se colocó en bolsas estériles rotuladas y se transportó a 4 °C hasta el laboratorio para su análisis^{16,17}.

Cultivo, aislamiento y conservación de microorganismos

Se tomaron 10 g de suelo y se diluyeron en 90 mL de agua destilada estéril. La suspensión se agitó y se realizaron diluciones seriadas (1:10, 1:100, 1:1000). A partir de la última dilución (10⁻³), se inoculó 1 mL en placas con los medios de cultivo: agar de papa dextrosa (PDA), agar tripticasa de soya (TSA), agar cetrimide y agar Chromocult, utilizando la técnica de esparcido en superficie¹⁸.

Las placas se incubaron a 37 °C durante 72 h, incluyendo controles negativos. Las colonias desarrolladas se subcultivaron hasta obtener cepas puras. Para su conservación, se tomaron bloques de agar con colonias puras, los cuales se suspendieron en tubos Eppendorf con agua destilada estéril, según la técnica modificada de Castellani¹⁹.

Cuantificación microbiana

El número de unidades formadoras de colonias (UFC/g) se calculó en el medio no selectivo TSA, promediando los conteos de cuatro cuadros de 1 cm² y multiplicando el promedio por el área del plato (57 cm²). Los resultados se expresaron como UFC/g, aplicando el factor de dilución correspondiente según el método de vaciado en superficie²⁰.

Caracterización macroscópica y microscópica

Las colonias puras se examinaron con estereoscopio para registrar la textura, el color, la forma, el margen y la elevación²¹. La observación microscópica se realizó mediante la técnica de “tape” teñida con azul de algodón, utilizando aumento de 40x²². La identificación preliminar de hongos y levaduras se basó en claves taxonómicas del *Atlas of Soil and Seed Fungi* y del *Atlas of Clinical Fungi*^{23,24}.

Determinación de parámetros fisicoquímicos del suelo

El pH y la conductividad eléctrica se determinaron conforme a las normas internacionales ISO 10390:2021 e ISO 11265:2020²⁵. Para ello, se pesaron 20 g de suelo, se mezclaron con 100 mL de agua destilada y se agitaron durante 30 min; luego se filtraron y se midieron los parámetros con una sonda multiparamétrica HANNA.

Los macronutrientes (N, P, K) se determinaron con un kit colorimétrico Soil Testing Kit (Farmtek®), siguiendo la metodología comparativa del fabricante²⁶.

Medición de la actividad respiratoria del suelo

La respiración basal, indicador de actividad microbiana, se evaluó mediante la captura del CO₂ liberado por 50 g de suelo incubado durante siete días a temperatura ambiente, en presencia de un tubo con 10 mL de NaOH 1 N. Posteriormente se adicionaron 5 mL de BaCl₂ y unas gotas de fenolftaleína, valorándose con HCl 0.5 M hasta el viraje de color²⁷. La producción de CO₂ (mg CO₂ g⁻¹ día⁻¹) se calculó según la ecuación de Anderson²⁸.

$$C - CO_2 \text{ desprendido} = \frac{(B - S) \times M \times 6}{G \times T}$$

Donde: B = volumen de HCl en el control; S = volumen de HCl empleado en la valoración; M = molaridad de HCl; G = masa de suelo (g); T = tiempo de incubación (días)^{12,26}.

Análisis estadístico

Los análisis se realizaron con Microsoft Excel 2021 y se verificaron en R 4.3.0 para verificar la consistencia estadística básica. La relación entre parámetros físicos, químicos y biológicos se evaluó mediante el coeficiente de correlación de Pearson (r), considerando significancia de tendencia cuando $r \geq 0.70$ ²⁹. También se emplearon cuadros comparativos para mostrar variaciones en parámetros como el pH, la conductividad eléctrica y la respiración basal. Las comparaciones se realizaron de forma visual y cualitativa, observando patrones entre fincas. Asimismo, se describieron tendencias generales en la distribución de los géneros fúngicos predominantes y su relación con las propiedades del suelo.

RESULTADOS

El análisis integral de los suelos cafetaleros permitió evaluar tanto las características fisicoquímicas como la actividad microbiana en cuatro fincas representativas de la región de Los Santos, Panamá. Los parámetros considerados incluyeron pH, conductividad eléctrica, respiración basal, densidad microbiana (UFC/g), presencia de coliformes y distribución de los principales grupos microbianos. Estos indicadores proporcionan una visión general del estado de fertilidad y de la calidad biológica de los suelos asociados al cultivo de *Coffea canephora*, lo que permite reconocer posibles limitaciones en su funcionalidad ecológica y productiva.

Parámetros fisicoquímicos del suelo

Los valores medios de pH y conductividad mostraron variaciones entre fincas (Tabla 1), con suelos predominantemente ácidos (pH < 7). El pH osciló entre 4.56 y 6.89, mientras que la conductividad eléctrica se mantuvo entre 116.2 y 439 $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$. La respiración basal, indicador de actividad microbiana, varió de 10.97 a 22.29 $\text{mg CO}_2\cdot\text{g}^{-1}\cdot\text{día}^{-1}$, con la mayor tasa observada en la Finca 2.

Finca	pH	Conductividad ($\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$)	Respiración basal ($\text{mg CO}_2\cdot\text{g}^{-1}\cdot\text{día}^{-1}$)
1	5.76	116.2	14.057
2	4.56	223	22.285
3	6.39	155	15.942
4	6.89	439	10.971

Nota: Los valores corresponden al promedio de tres réplicas por finca.
Tabla 1. Parámetros fisicoquímicos de suelos cafetaleros de la región de Los Santos (Panamá).

Correlación entre pH y densidad microbiana

Los resultados evidenciaron una correlación positiva ($r = 0.778$) entre el pH del suelo y la densidad microbiana expresada en $\log_{10}$ (UFC/g). Los suelos menos ácidos (pH 6.3–6.9) presentaron un mayor número de microorganismos cultivables, mientras que los más ácidos (pH 4.5–5.0) mostraron una reducción significativa de la biomasa microbiana activa (Figura 2).

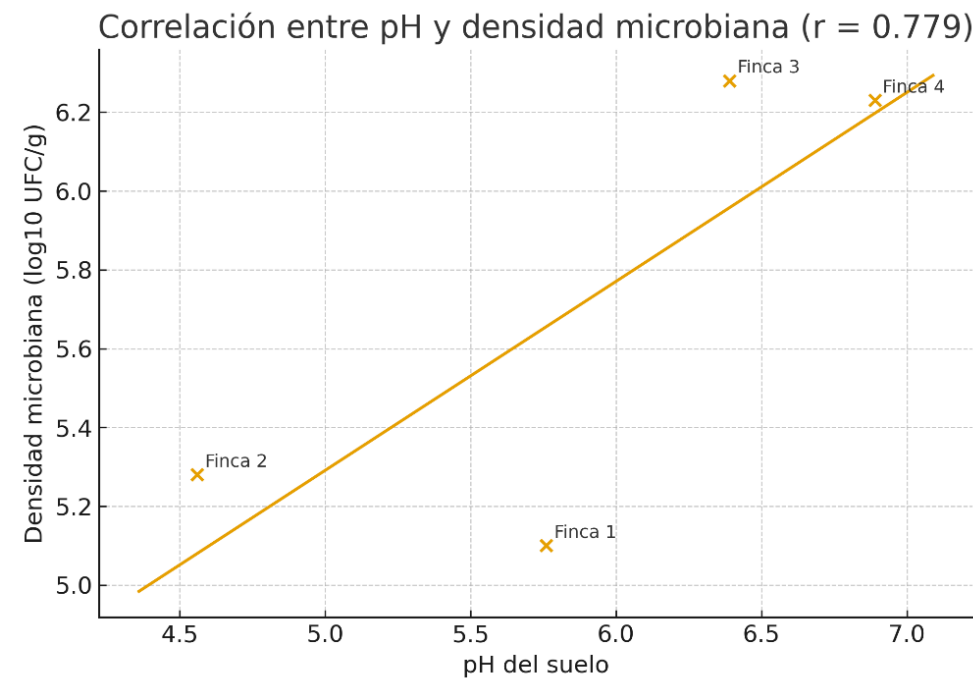


Figura 2. Correlación entre pH y densidad microbiana ($\log_{10}$ UFC/g) en suelos cafetaleros de la región de Los Santos, Panamá.

Composición microbiana y géneros predominantes

Los recuentos microbianos variaron entre fincas, con valores de 5.10 a 6.28 $\log$ UFC/g (Tabla 2). Se detectó la presencia de coliformes en todas las muestras, aunque en bajas concentraciones (3–36 NMP/g). Los géneros predominantes identificados fueron *Penicillium*, *Aspergillus*, *Pseudomonas* y *Fusarium*, todos asociados a procesos de solubilización de nutrientes y biocontrol.

Finca	UFC log (UFC/g)	Coliformes (NMP/g)	Géneros predominantes
1	5.10	36	Penicillium spp., Aspergillus spp.
2	5.28	5	Pseudomonas spp.
3	6.28	3	Penicillium spp., Fusarium spp.
4	6.23	6	Aspergillus spp.

Nota: UFC/g cuantificadas en agar TSA; identificación preliminar mediante claves taxonómicas estándar.

Tabla 2. Densidad microbiana y géneros predominantes en suelos cafetaleros

Actividad biológica y disponibilidad de nutrientes

Los valores combinados de pH, densidad microbiana y contenido de macronutrientes (N, P y K) se muestran en la Tabla 3. En todas las fincas, los niveles de N, P y K se calificaron como “bajos” según la prueba colorimétrica Soil Testing Kit (Farmtek®). Se observó una tendencia a mayor número de UFC en suelos con pH cercano a la neutralidad (Fincas 3 y 4). Estos resultados sugieren que el aumento del pH podría favorecer la actividad microbiana y la disponibilidad de nutrientes esenciales.

Finca	pH	UFC (×10³/g)	Coliformes (UFC/g)	Levaduras (%)	Hongos filamentosos (%)	N	P	K
1	5.76	1.28×10⁵	5	80	20	Bajo	Bajo	Bajo
2	4.56	1.94×10⁵	36	85	15	Bajo	Bajo	Bajo
3	6.39	1.938×10⁶	19	90	10	Bajo	Bajo	Bajo
4	6.89	1.710×10⁶	4	95	5	Bajo	Bajo	Bajo

Nota: N, P y K determinados mediante la prueba colorimétrica del Soil Testing Kit (Farmtek®).

Tabla 3. Relación entre el pH, la densidad microbiana y el contenido de macronutrientes (N, P, K) en suelos de Coffea canephora.

Distribución de grupos microbianos

El análisis de los grupos funcionales reveló que las levaduras representaron el componente dominante de la microbiota en todas las fincas (80–95%), seguidas por los hongos filamentosos (5–20%) (Figura 3). Este patrón sugiere un papel importante de las levaduras en el metabolismo del suelo y su posible participación como microorganismos promotores del crecimiento vegetal.

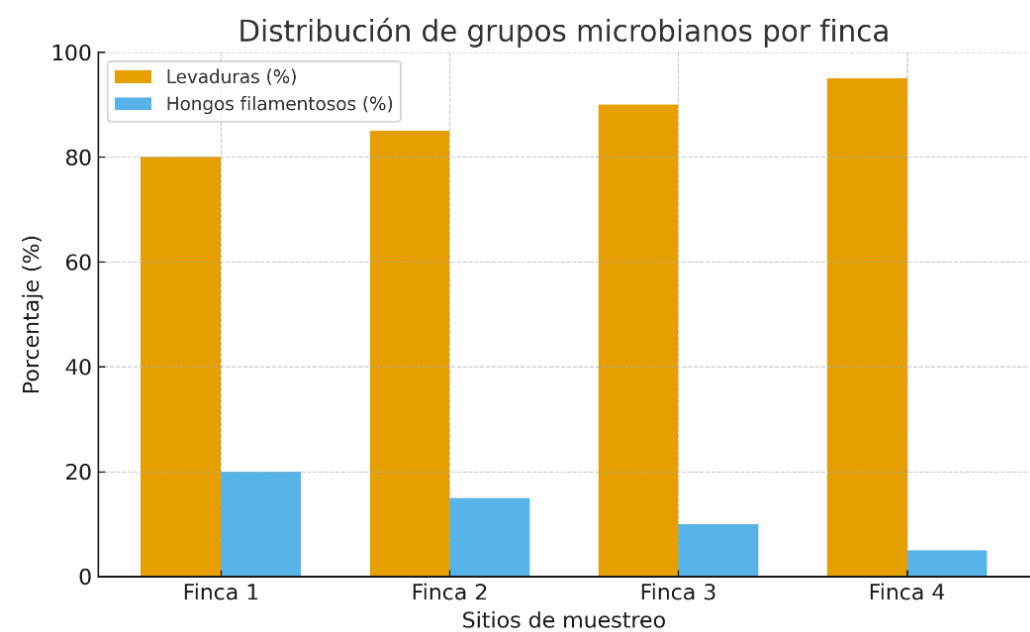


Figura 3. Distribución de grupos microbianos por finca en suelos de Coffea canephora.

Caracterización morfológica y funcional

La caracterización morfológica de los aislamientos evidenció la presencia de diversos morfotipos, predominantemente hongos filamentosos de textura aterciopelada o algodonosa, levaduras de textura cremosa y bacterias con colonias lisas (Tabla 4). Los análisis preliminares indican un potencial funcional relevante, destacándose *Aspergillus spp.* y *Penicillium spp.* como solubilizadores de fósforo y potasio, *Pseudomonas spp.* como fijadora de nitrógeno y agente de biocontrol, y *Saccharomyces spp.* por su contribución al ciclado del carbono y la agregación del suelo.

Finca	Grupo morfológico	Textura o tipo de colonia	Género identificado	Potencial funcional
1	Hongo filamentoso	Aterciopelada	Aspergillus spp.	Solubilización de fósforo
1	Levadura	Cremosa	Candida spp.	Producción de fitohormonas
2	Bacteria	Lisa	Pseudomonas spp.	Fijación de nitrógeno y biocontrol
3	Hongo filamentoso	Algodonosa	Penicillium spp.	Solubilización de potasio y biocontrol
4	Levadura	Cremosa	Saccharomyces spp.	Ciclado de carbono y agregación del suelo

Nota: Caracterización basada en observaciones morfológicas y literatura especializada (Watanabe 2010; De Hoog 2000).
Tabla 4. Caracterización morfológica y funcional preliminar de microorganismos aislados de suelos de *Coffea canephora*.

Síntesis general de hallazgos

En conjunto, los resultados confirman que los suelos cafetaleros de bajura presentan una microbiota activa, dominada por levaduras y hongos filamentosos, pero con baja diversidad bacteriana. Las correlaciones observadas entre el pH, los UFC y la respiración basal sugieren que la acidez es un factor limitante clave de la fertilidad biológica. El manejo sostenible del pH, junto con la incorporación de consorcios microbianos nativos, puede favorecer la restauración edáfica y la productividad del cultivo.

Género identificado	Tipo de microorganismo	Función principal	Aplicación potencial	Referencias clave
Pseudomonas spp.	Bacteria	Fijación de N, biocontrol	Biofertilizante, bioprotector	1, 42–44
Aspergillus spp.	Hongo filamentoso	Solubilización de fósforo	Biofertilizante, restauración edáfica	29, 33
Penicillium spp.	Hongo filamentoso	Solubilización de potasio, biocontrol	Biofertilizante, biocontrol	33, 41
Saccharomyces spp.	Levadura	Ciclado de carbono, mejora de estructura del suelo	Biomejorador de suelo	37, 39
Candida spp.	Levadura	Producción de fitohormonas	Promotor de crecimiento vegetal	2, 38

Nota: Los géneros fueron identificados a nivel morfológico; las funciones se asignaron según la literatura reciente sobre microbiota edáfica tropical y PGPR (2020–2025).

Tabla 5. Potencial biotecnológico de los microorganismos aislados en suelos de *Coffea canephora*.

Además, con base en la identificación preliminar y la revisión bibliográfica reciente, se estableció el potencial biotecnológico de los principales géneros aislados (Tabla 5). Los resultados confirman la presencia de microorganismos nativos con funciones agronómicas clave, como la solubilización de fósforo y potasio (*Aspergillus*, *Penicillium*), la fijación de nitrógeno y el biocontrol (*Pseudomonas*), y la producción de fitohormonas y el mejoramiento de la estructura del suelo (*Candida*, *Saccharomyces*). Estos hallazgos

sustentan la posibilidad de formular bioinoculantes autóctonos adaptados a las condiciones edáficas locales para mejorar la productividad y la sostenibilidad del cultivo.

DISCUSIÓN

El pH del suelo constituye uno de los factores más influyentes en la dinámica microbiana y la disponibilidad de nutrientes. Los valores registrados (4.56–6.89) confirman que los suelos cafetaleros de la región de Los Santos son predominantemente ácidos, condición que puede limitar la solubilidad de macronutrientes esenciales como el fósforo y el potasio, y restringir la actividad microbiana benéfica^{28,29}. Estudios recientes en suelos tropicales reportan tendencias similares, en las que la acidez reduce la mineralización de la materia orgánica y favorece la dominancia de hongos sobre bacterias^{3,12,13}.

La correlación positiva entre el pH y la densidad microbiana ($r = 0.778$) observada en este estudio concuerda con lo señalado por McGill³⁶ y Rilling et al.¹², quienes demostraron que la neutralización parcial del suelo incrementa la biomasa microbiana y la respiración basal. En este contexto, los suelos con pH cercano a la neutralidad (Fincas 3 y 4) mostraron mayor actividad biológica y respiración moderada, mientras que la Finca 2, con pH más ácido (4.56), presentó menor diversidad y posible estrés metabólico.

La composición microbiana evidenció una marcada predominancia de levaduras (80–95%), seguidas por hongos filamentosos (5–20%). Este patrón es coherente con lo reportado por Bloch et al.³⁷ y Mestre et al.³⁸, quienes destacan el rol de las levaduras en la producción de fitohormonas, la solubilización de fósforo y la mejora de la agregación del suelo. Asimismo, Valenzuela et al.^{39–41} documentaron que las comunidades de levaduras edáficas contribuyen al ciclo del carbono y a la resiliencia del ecosistema frente a perturbaciones.

Los hongos de los géneros *Aspergillus* y *Penicillium* detectados en este trabajo son reconocidos por su capacidad de solubilizar fósforo y potasio, respectivamente, mediante la secreción de ácidos orgánicos y enzimas fosfatasas³³. Esta función es esencial en suelos de baja fertilidad, ya que mejora la disponibilidad de nutrientes para las raíces de *Coffea canephora*. Además, su coexistencia con bacterias del género *Pseudomonas* sugiere interacciones sinérgicas en la rizosfera, lo que refuerza los procesos de mineralización y biocontrol^{42–44}.

El aislamiento de *Pseudomonas spp.* es particularmente relevante, dado su papel en la fijación de nitrógeno, la producción de sideróforos y la liberación de compuestos antifúngicos^{1,7,42}. La presencia simultánea de *Pseudomonas*, *Aspergillus* y *Penicillium* refleja un ecosistema microbiano funcionalmente equilibrado, donde las bacterias y los hongos cooperan en la disponibilidad de nutrientes y en la protección de las plantas contra patógenos del suelo.

La actividad respiratoria del suelo (10.97–22.29 mg CO₂·g⁻¹·día⁻¹) confirma una microbiota metabólicamente activa, comparable con la reportada en suelos tropicales de Brasil y Colombia bajo manejo sostenible^{12,13}. Los valores más altos de respiración, observados en suelos más ácidos, podrían asociarse con un aumento del metabolismo oxidativo inducido por estrés⁴⁵.

En conjunto, estos resultados demuestran que la acidez del suelo y la disponibilidad de nutrientes son factores determinantes de la estructura y la funcionalidad de la microbiota nativa de *Coffea canephora*. La aplicación de estrategias de encalado controlado, la biofertilización con consorcios nativos y la reducción del uso de agroquímicos pueden mejorar la salud edáfica, aumentar la eficiencia en el uso de nutrientes y reducir la dependencia de fertilizantes sintéticos^{7,8,14}.

Desde la perspectiva de la sostenibilidad, este estudio contribuye directamente a los Objetivos de Desarrollo Sostenible (ODS 2, 12 y 15)¹⁵ al promover prácticas agrícolas resilientes y la conservación de la biodiversidad microbiana. La evidencia obtenida respalda el uso potencial de *Pseudomonas*, *Penicillium*, *Aspergillus*, *Candida* y *Saccharomyces* como microorganismos funcionales de interés biotecnológico, capaces de integrarse en programas de restauración de suelos y de manejo ecológico del cultivo de café en Panamá y en regiones tropicales similares.

CONCLUSIONES

Los suelos cafetaleros de tierras bajas en la región de Los Santos presentan características fisicoquímicas marcadas por una acidez moderada a alta y por deficiencias generalizadas de macronutrientes (N, P y K). Sin embargo, mantienen una microbiota nativa activa, dominada por levaduras y hongos filamentosos con funciones ecológicas esenciales.

La correlación positiva entre el pH y la densidad microbiana confirma que la acidez es un factor limitante de la fertilidad biológica, mientras que los suelos con pH cercano a la neutralidad presentan mayor biomasa microbiana y una respiración basal equilibrada. Los géneros *Pseudomonas*, *Aspergillus* y *Penicillium* desempeñaron un papel clave en la solubilización de nutrientes y en el biocontrol de patógenos, mientras que *Candida* y *Saccharomyces* destacan por su contribución al ciclo del carbono y a la producción de fitohormonas.

Estos hallazgos evidencian que la microbiota autóctona constituye un recurso biotecnológico valioso para la restauración edáfica y la producción sostenible de *Coffea canephora*. La integración de consorcios microbianos nativos en prácticas de biofertilización y manejo del pH puede mejorar la salud del suelo, reducir la dependencia de agroquímicos y aumentar la resiliencia del cultivo frente al cambio climático.

En síntesis, la caracterización microbiana y fisicoquímica realizada en este estudio proporciona una base científica sólida para el desarrollo de bioinsumos locales y estrategias de agricultura regenerativa, en consonancia con los Objetivos de Desarrollo Sostenible (ODS 2, 12 y 15), y contribuye a la sostenibilidad ambiental y productiva del café en Panamá y en otras regiones tropicales.

Contribuciones de los autores: Conceptualización, De La Cruz A.; metodología, Avila G., De La Cruz A.; software, Aguirre M.; validación, De La Cruz A. y Riquelme M.; análisis formal, Avila G.; investigación, Ávila G. Aguirre M., García A., De La Cruz A., Riquelme M.; recursos, De La Cruz A. y Riquelme M.; curación de datos, Avila G.; escritura—original preparación del borrador, Avila G.; redacción—revisión y edición, Avila G., Aguirre M., García A., De La Cruz A.; visualización, De La Cruz A.; administración del proyecto, De La Cruz A. y Riquelme M.; Todos los autores han leído y aceptado la versión publicada del manuscrito.

Financiación: Esta investigación ha sido financiada por el Programa de las Naciones Unidas para el Desarrollo (PNUD), en el marco del Acuerdo Marco entre el Gobierno de Panamá y el Programa de las Naciones Unidas para el Desarrollo, así como de su ampliación del Acuerdo Marco de Cooperación. También ha recibido apoyo financiero de la Fundación CODESA, conforme a la Resolución No. 82-PJ-32 de abril de 2015, y del Laboratorio de Análisis Ambiental de Chitré (Aviso de Operación No. 8-707-1000-2019-633249). La APC ha sido financiada por estas mismas entidades.

Agradecimientos: Se agradece al Laboratorio de Análisis Ambiental Chitré por el apoyo técnico, la tutoría, el uso de sus instalaciones y la provisión de insumos durante el desarrollo de los análisis de suelo. Asimismo, a la Fundación CODESA y al Programa de las Naciones Unidas para el Desarrollo (PNUD) por su acompañamiento y financiamiento en la ejecución de esta investigación.

Conflictos de intereses: los autores declaran no tener ningún conflicto de intereses. Los financiadores no tuvieron ningún papel en el diseño del estudio, en la recopilación, el análisis o la interpretación de los datos, en la redacción del manuscrito o en la decisión de publicar los resultados.

Declaración sobre el uso de Inteligencia Artificial (IA):

Los autores declaran que se utilizaron herramientas de inteligencia artificial generativa únicamente para la

edición lingüística, la corrección gramatical y la estandarización de formato, bajo supervisión humana. No se emplearon herramientas de IA para la generación, el análisis o la interpretación de datos. Todo el contenido científico, las conclusiones y las figuras son resultado de autoría humana y fueron verificadas de manera independiente por los autores, conforme a la política de *BioNatura Journal* sobre contenidos asistidos por IA (<https://bionaturajournal.com/artificial-intelligence--ai-.html>).

REFERENCIAS

1. Mercado-Blanco J, Bakker PAHM. Interactions between plants and beneficial *Pseudomonas* spp.: exploiting bacterial traits for crop protection. *Antonie Van Leeuwenhoek*. 2007;92(4):367–89.
2. Ramírez-Ortega D. Plant-growth promoting yeasts under abiotic stress. 2022.
3. Compant S, Samad A, Faist H, Sessitsch A. A review on the plant microbiome: ecology, functions, and emerging trends in microbial application. *J Adv Res*. 2023;44:35–56.
4. Sharma S, Bhattacharyya PN. Rhizospheric microorganisms: key to sustainable soil fertility. *Front Microbiol*. 2024;15:1289674.
5. Meena VS, Maurya BR, Verma JP, editors. Potassium solubilizing microorganisms for sustainable agriculture. New Delhi: Springer; 2016.
6. Coyne M. Microbiología del suelo: un enfoque exploratorio. Madrid: Paraninfo; 2000.
7. Sabater C, Neacsu M, Duncan SH. Harnessing beneficial soil bacteria to promote sustainable agriculture and food security: a One Health perspective. *Front Microbiol*. 2025;16:1638553.
8. Glick BR, Gamalero E. Recent advances in the mechanisms of plant growth promotion by bacteria. *Front Plant Sci*. 2023;14:1194129.
9. Villarreal J, Ramos I, Villalaz J, Santo A. Caracterización de los suelos de la región de Azuero, Panamá, para elaboración de mapas detallados. *Rev Geocienc*. 2016;30(2):45–56.
10. Ministerio de Desarrollo Agropecuario (Panamá). Manejo integral del cultivo de café de bajura (*Coffea canephora*) en la República de Panamá. Panamá: MIDA; 2020.
11. Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO). Status of the World's Soil Resources: Main Report. Rome: FAO; 2022 update.
12. Rilling JI, Acuña JJ, Sadowsky MJ, Jorquera MA. Microbial diversity and the role of native microorganisms in tropical soil restoration. *Appl Soil Ecol*. 2024;196:105065.
13. Chagas LF, Lima F, Moreira FMS, et al. Functional microbial communities in coffee soils under different management systems. *Sci Total Environ*. 2023;901:166913.
14. Vassilev N, Mendes G, Martos V, Vassileva M. Biotechnological approaches to improve soil microbial health. *Biotechnol Adv*. 2024;72:108145.
15. United Nations. Sustainable Development Goals (SDGs). New York: United Nations; 2024.
16. Mendoza RB, Espinoza A. Guía técnica para muestreo de suelos. Managua: Universidad Nacional Agraria; 2017.
17. Sánchez RG, Flores GC, De la Rosa C. Técnicas de microbiología y bioquímica en el estudio del suelo y planta. Bogotá: Universidad Nacional de Colombia; 2021.
18. Álvarez MM, Blandón L, Mejía M, Ceballos V, Buriticá H. Aislamiento de microorganismos en diferentes ambientes (suelo, agua y aire). *Mente Joven*. 2017;6:9–20.
19. Castellani A. Further researches on the long viability and growth of many pathogenic fungi and some bacteria in sterile distilled water. *Mycopathol Mycol Appl*. 1963;20:1–6.
20. Döbereiner J, Baldani VLD, Baldani JI. Como isolar e identificar bactérias diazotróficas de plantas não-leguminosas. Brasília: EMBRAPA; 1995.
21. Watanabe T. Pictorial atlas of soil and seed fungi: morphologies of cultured fungi and key to species. 3rd ed. Boca Raton: CRC Press; 2010.
22. Koneman EW, Roberts GD. Micología: práctica de laboratorio. Buenos Aires: Editorial Médica Panamericana; 1987.

23. De Hoog GS, Guarro J, Figueras MJ. Atlas of clinical fungi. 2nd ed. Utrecht: Centraalbureau voor Schimmelcultures; 2000.
24. Asociación Española de Normalización (UNE). Calidad del suelo. Determinación del pH. Norma ISO 10390:2021. Madrid: UNE; 2021.
25. Asociación Española de Normalización (UNE). Calidad del suelo. Determinación de la conductividad eléctrica específica. Norma ISO 11265:2020. Madrid: UNE; 2020.
26. Farmtek. Soil Testing Kit. FarmTek Agricultural Supplies; 2025.
27. Anderson JPE, Page AL, Miller RH, Keeney DR. Soil respiration. In: Methods of soil analysis, Part 2. Madison: ASA and SSSA; 1982. p. 831–71.
28. Hernández T, García C. Estimación de la respiración microbiana del suelo. In: Técnicas de análisis de parámetros bioquímicos en suelos. Madrid: CSIC; 2003. p. 311–46.
29. Coyne M. Microbiología del suelo: un enfoque exploratorio. Madrid: Paraninfo; 2000.
30. Andreani NA, Fasolato L. Pseudomonas and related genera. In: Holko A, editor. The microbiological quality of food. Cambridge: Woodhead Publishing; 2017. p. 25–59.
31. Cruz O'Byrne RK, Piraneque NV, Aguirre SE. Introducción a la biología y microbiología de suelos. Santa Marta: Universidad del Magdalena; 2022.
32. Instituto Dominicano de Investigaciones Agropecuarias y Forestales (IDIAF). Denominación de origen Café Barahona. Santo Domingo: IDIAF; 2010.
33. Das I, Pradhan M. Potassium-solubilizing microorganisms and their role in enhancing soil fertility and health. In: Meena VS, Maurya BR, Verma JP, editors. Potassium solubilizing microorganisms for sustainable agriculture. New Delhi: Springer; 2016. p. 281–91.
34. Moreira FMS, Siqueira J. Microbiologia e bioquímica do solo. 2ª ed. Lavras: Editora UFLA; 2002.
35. Woods End Research. Soil activity classification. Mount Vernon: Woods End Research Laboratory; 1997.
36. McGill WB. Soil enzyme activities and their relation to microbial abundance. Soil Biol Biochem. 2007;39(5):1090–100.
37. Bloch SE, Rojas-Padilla AC, Pérez-González A. Yeasts as plant growth-promoting microorganisms: mechanisms and potential applications in agriculture. FEMS Microbiol Ecol. 2022;98(1):fiac001.
38. Mestre MC, Rosa CA, Safar SVB, Libkind D, Fontenla SB. Yeast communities associated with the rhizosphere of Nothofagus pumilio forests in Patagonia, Argentina. FEMS Microbiol Ecol. 2011;78(3):531–41.
39. Valenzuela E, Carias P, Pinochet D, Polette M. Nuevas citas de hongos aislados de suelo trumao sometido a diferentes manejos agroforestales en Chile. Bol Micológico. 2000;15:33–9.
40. Valenzuela E, Martínez O. Actualización del registro de levaduras citadas en Chile. Bol Micológico. 2007;22:45–51.
41. Valenzuela E, Díaz P, Aranda C, Martínez O, Godoy R. Cultivo de cepas de levaduras de suelo trumao en vinaza. Bol Micológico. 2014;29(2):85–92.
42. Itelima JU, Bang WJ, Onyimba IA, et al. Biofertilizers and their role in sustainable agriculture. J Appl Sci Environ Manage. 2018;22(2):321–9.
43. Etasami H. Rhizosphere bacteria and nutrient solubilization. Environ Sustain. 2017;1(3):125–38.
44. Balthazar C, Novinscak A, Cantin G, Joly DL, Filion M. Biocontrol activity of Bacillus spp. and Pseudomonas spp. against Botrytis cinerea and other fungal pathogens. Phytopathology. 2022;112(3):549–60.
45. Geissert D, Barois I, Mólgora A, Mokondoko P, Maas K, Manson R. Manual para el manejo sustentable del suelo en cafetales de sombra. Veracruz: INECOL; 2013.

Received: 11 Nov 2025 / **Accepted:** 20 Nov 2025 / **Published (online):** 15 Dec 2025 (Europe/Madrid)

Citation:

Ávila G, Aguirre M, García A, De La Cruz A, Riquelme M. Diagnóstico microbiano y fisicoquímico de suelos cafetaleros de tierras bajas (Coffea canephora) en la región de Los Santos: aislamiento y caracterización de la microbiota nativa. BioNatura Journal. 2025; 2(4): 13. <https://doi.org/10.70099/BJ/2025.02.04.13>

Additional Information

Correspondence should be addressed to:

Gabriel Ávila

Universidad de Panamá, Centro Regional Universitario de Azuero, Facultad de Ciencias Naturales, Exactas y Tecnología

Email: gabrielavila2508@gmail.com

Peer Review Information

BioNatura Journal thanks the anonymous reviewers for their valuable contribution to the peer-review process. Regional peer-review coordination was conducted under the BioNatura Institutional Publishing Consortium (BIPC), involving Universidad Nacional Autónoma de Honduras (UNAH), Universidad de Panamá (UP), and RELATIC (Panama), with reviewer support via <https://reviewerlocator.webofscience.com/>.

Publisher Information

Published by Clinical Biotec S.L. (Madrid, Spain) as the publisher of record under the BioNatura Institutional Publishing Consortium (BIPC).

Institutional co-publishers: Universidad Nacional Autónoma de Honduras (UNAH), Universidad de Panamá (UP), and RELATIC (Panama).

Places of publication: Madrid (Spain); Tegucigalpa (Honduras); Panama City (Panama).

Online ISSN: 3020-7886

Open Access Statement

All articles published in BioNatura Journal are freely and permanently available online immediately upon publication, without subscription charges or registration barriers.

Publisher's Note

BioNatura Journal remains neutral regarding jurisdictional claims in published maps and institutional affiliations.

Copyright and License

© 2025 by the authors. This article is published under the terms of the Creative Commons Attribution (CC BY 4.0) license, which permits unrestricted use, distribution, and reproduction in any medium, provided the original work is properly cited.

For details, visit: <https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/>.

Governance

For editorial governance and co-publisher responsibilities, see the BIPC Governance Framework (PDF) available at: <https://clinicalbiotec.com/bipc>