



CAPÍTULO

COMPOSICIÓN DE MICROORGANISMOS FUNCIONALES DEL SUELO, EN ALGUNOS SISTEMAS DE CULTIVO DE ZONA PLANA DEL VALLE DEL CAUCA



Oscar Eduardo Sanclemente Reyes
Milton César Ararat Orozco
Pablo Iván Gallo Valdés
Mauricio García Arboleda

1.1 INTRODUCCIÓN

En la última década, ha crecido la alerta mundial en torno a la degradación de recursos naturales por acción antrópica y su relación con el cambio climático global. Se estima que cerca del 33 % de los suelos agrícolas del mundo presentan procesos degradativos entre los que se destacan la erosión, la salinización, la compactación, la remoción masal, la acidificación, la polución química y el agotamiento de nutrientes (Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura-FAO, 2015). Por su parte, el dato nacional no es alentador. Estudios del Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales (IDEAM) en 2015 en colaboración con universidades del país registraron que cerca del 40 % de los suelos del país presentan algún grado de erosión (IDEAM y UDCA, 2015); esta problemática se concentra en la zona andina y los valles geográficos de los ríos Cauca y Magdalena, donde se dispone mayoritariamente la actividad agrícola. De igual forma, el 17 % del territorio evidencia una desertificación que podría incrementarse en 15 % en los próximos años (Correa, 2015).

En suelos agrícolas, la degradación del suelo se debe principalmente a factores ligados a la mecanización, el uso de sistemas de riego ineficientes, el cultivo en zonas de ladera sobre suelo desnudo y la aplicación de insumos de síntesis química. La degradación física y química del suelo está directamente relacionada con su degradación biológica. Buena parte de los estudios relacionados con degradación biológica del suelo se enfocan en la estimación de la abundancia y diversidad de grupos de macroinvertebrados, entre los que destacan lombrices y colémbolos, llamados también “ingenieros del agroecosistema” (Feijoo et al., 2004; Rendón et al., 2011; Cabrera, 2012). Sin embargo, son pocos los estudios que registran datos de poblaciones de microorganismos funcionales del suelo bajo diversos sistemas de cultivo. Entre estos microorganismos resaltan los descomponedores de materia orgánica, solubilizadores de fosfatos, fijadores de nitrógeno, hongos micorrízicos, sideróforos y actinomicetos, entre otros.

Se llama suelo fértil a aquel que contiene una reserva idónea de elementos nutritivos para el cultivo y cuenta con poblaciones microbianas asociadas al suelo que garantizan la liberación de nutrientes que aseguran el desarrollo vegetal adecuado. La diversidad microbiana cumple funciones determinantes como habilitar compuestos orgánicos e inorgánicos que se incorporan al suelo, proceso vital que garantiza la nutrición vegetal pues su capacidad de transformación lleva los elementos nutricionales hasta las formas químicas para que puedan ser asimilados a través de sus raíces.

El horizonte del suelo de 0 a 20 cm es la zona más dinámica pues ahí ocurren la mayoría de los procesos microbianos, lo que contribuye al desarrollo de diversas funciones ecológicas como la fijación asimbiótica y simbiótica de nitrógeno atmosférico (Sosa et al., 2014), la habilitación de la materia orgánica hasta las formas químicas asimilables por las plantas (mineralización), la solubilización de compuestos inorgánicos como los fosfatos (Sanclemente et al., 2017), la participación de la dinámica de ciclos biogeoquímicos, la promoción del crecimiento de las plantas (fitohormonas), la asimilación de nutrientes por simbiosis radical en las plantas y la protección a las plantas mediante interacciones antagónicas, así como el mejoramiento de las propiedades físico-químicas del suelo.

Otros organismos microscópicos son las algas fotosintéticas, que fijan al suelo entre 25 y 50 $\text{kgN}_2 \cdot \text{ha}^{-1} \cdot \text{año}^{-1}$. Además, incorporan hidratos de carbono, que estimulan la actividad microbiana. Por su parte, la rizósfera es una zona de interacción única y dinámica entre las raíces de plantas y los microorganismos del suelo. En ella se desarrollan procesos de transformación en equilibrio de los nutrientes del suelo para hacerlos disponibles a las plantas, además de mitigar la contaminación ambiental y mejorar la producción de cultivos. Es por ello que en la actualidad crece significativamente el interés por el uso de los microorganismos del suelo en el sector agrícola, tanto para el control biológico de plagas y enfermedades, como para biofertilizantes y bioestimulantes.



Sin embargo, algunos autores registran alteraciones de estas poblaciones de microorganismos funcionales del suelo como efecto de la aplicación de moléculas de síntesis química en sistemas de cultivo y con ello la pérdida parcial o total de los servicios ecológicos que prestan (Sanclemente et al., 2018; Montenegro et al., 2019).

Sin embargo, algunos autores registran alteraciones de estas poblaciones de microorganismos funcionales del suelo como efecto de la aplicación de moléculas de síntesis química en sistemas de cultivo y con ello la pérdida parcial o total de los servicios ecológicos que prestan (Sanclemente et al., 2018; Montenegro et al., 2019). Por ello, se hace necesario ampliar la investigación encaminada a caracterizar estas poblaciones microbianas en diversos sistemas de cultivo bajo diferentes prácticas, con el fin de identificar manejos agronómicos más sostenibles y amigables con el ambiente.

El departamento del Valle del Cauca en su zona plana se caracteriza por la gran extensión del monocultivo industrial de caña de azúcar con variedades mejoradas y de altos rendimientos. Incluso, algunas suertes se encuentran cultivadas con caña de azúcar desde hace más de un siglo, dando cuenta del estado de las propiedades del suelo y sus poblaciones microbianas como efecto de prácticas agronómicas marcadas en este sistema de cultivo. Por su parte, existen (aunque en menor extensión) otros sistemas de monocultivo de frutas y hortalizas, sistemas agroforestales y pasturas para engorde de ganado en la zona plana del departamento. La agricultura campesina se establece mayoritariamente en las laderas, a pequeña escala y con sistemas de cultivo diversificados bajo prácticas agronómicas convencionales y otras de corte agroecológico (Giraldo et al., 2018).

La presente investigación tuvo como objetivo caracterizar las poblaciones de algunos microorganismos funcionales del suelo en sistemas de cultivo de zona plana del departamento del Valle del Cauca. Para ello se tomaron muestras en tres zonas del departamento (dos en el municipio de Palmira y una en el municipio de Guacarí), con representatividad de sistemas de cultivo industrial de caña de azúcar, hortalizas, maíz, musáceas, agroforestal y pasturas, así como presencia de relictos de bosque seco y franjas de conservación de guaduales, como referentes del sistema natural. Los datos empleados en esta caracterización corresponden a tres trabajos de investigación de culminación de grado de estudiantes de Agronomía e Ingeniería Ambiental de la Universidad Nacional Abierta y a Distancia (UNAD), enmarcados en el proyecto macro titulado “Incidencia de prácticas culturales de productores agrícolas de zona plana del Valle del Cauca sobre la composición de microorganismos del suelo”.

La presente investigación tuvo como objetivo caracterizar las poblaciones de algunos microorganismos funcionales del suelo en sistemas de cultivo de zona plana del departamento del Valle del Cauca.

1.2 METODOLOGÍA

1.2.1 LOCALIZACIÓN

La caracterización de microorganismos funcionales se realizó en zona plana del departamento del Valle del Cauca (Colombia), en tres sitios representativos de la producción agrícola. Sitio de muestreo 1: Finca El Cairo-corregimiento de Guabitas (Guacarí-Colombia). 3° 45' 34" N; 76° 18' 53" W y altitud 1030 m s. n. m. Sitio de muestreo 2: Finca El Refugio-corregimiento El Bolo (Palmira-Colombia). 3° 27' 45" N; 76° 19' 56" W y altitud 977 m s. n. m. Sitio de muestreo 3: Finca Canta Claro-corregimiento Agua Clara (Palmira-Colombia). 3° 30' 22" N; 76° 14' 20" W y altitud 1040 m s. n. m.

1.2.2 RECOPIACIÓN DE INFORMACIÓN CUALITATIVA RELACIONADA CON PRÁCTICAS DE MANEJO DEL AGROECOSISTEMA

El tamaño y la composición del microbiota del suelo dependen de la vegetación dominante y en particular de las plantas que se encuentren en el sitio de análisis. Aún se desconoce el nivel de interacción de los microorganismos con las plantas y si estas tienen capacidad de control sobre dichas poblaciones rizosféricas. Se sabe que hay una gran variación de microorganismos asociados a una especie de planta desempeñando múltiples funciones que está por conocerse.

Se ha atribuido a los exudados radicales y a otros compuestos específicos derivados de las plantas condiciones para estimular o inhibir selectivamente algunos grupos de microorganismos. Esta capacidad de las plantas sería el factor clave para determinar la selección de poblaciones microbianas con las que interactúa, para recibir beneficios ecológicos como protección contra enfermedades y plagas, además del aporte nutricional, entre otros beneficios.

Es por ello fundamental realizar enfoque diferencial en la toma de muestras rizosféricas dependiendo de las especies plantadas y el tipo de manejo que se le realiza al agroecosistema. En esta investigación, en el sitio de muestreo 1 se evaluó suelo rizosférico en sistemas de cultivo industrial de caña de azúcar (más de 30 años), barbecho (15 años) y gradual (más de 30 años). En el sitio de muestreo 2 se evaluó suelo rizosférico de cultivo de tomate (3 años), maíz (2 años), y sistema agroforestal conformado por algarrobo, musáceas, yuca (15 años) y gradual (más de 30 años). En el sitio de

muestreo 3 se evaluó suelo rizosférico de sistema de cultivo industrial de caña de azúcar (más de 20 años), pasturas para ganadería (25 años) y guadual (más de 40 años).

Para recopilación de información relacionada con las prácticas en los sistemas de cultivo y otros aspectos de los agroecosistemas estudiados se realizaron entrevistas a los propietarios de las haciendas y al personal de apoyo de labores productivas. Se les solicitó información básica del análisis de suelos, y descripción de cada uno de los sistemas de cultivo establecido en términos de área de siembra, breve recuento histórico del lote, tipo de variedades o híbridos sembrados, tipo de siembra (monocultivos y/o policultivos), forma de preparación del suelo, manejo de fertilización del cultivo, control de arvenses, tipo de manejo de plagas y enfermedades, sistema de irrigación y tipo de cosecha. En los tres sitios se contó con un área de guadual que sirvió como sistema referente al tener muy baja o nula intervención antrópica. En todos los sitios se intentó obtener información relacionada con la edad del guadual.

1.2.3 TOMA DE MUESTRAS DE SUELO RIZOSFÉRICO

Durante diciembre de 2017 (sitio 1), febrero de 2018 (sitio 2) y marzo de 2018 (sitio 3) se tomaron muestras en zigzag (entre 15 y 20 submuestras /hectárea) de suelo rizosférico a una profundidad entre 20 y 30 cm mediante uso de palín. En los monocultivos se descartaron los bordes. Las submuestras se homogeneizaron en un balde plástico del cual se tomó 1 kg de suelo aproximadamente, que se empacó en bolsa plástica negra. Teniendo en cuenta el uso del suelo con labores agrícolas, para el caso de los sistemas de cultivo de caña de azúcar, maíz y tomate, el momento del muestreo se determinó en los primeros estados de desarrollo después de algunas labores como el control de arvenses con productos de síntesis química. Las muestras se rotularon con la información técnica (nombre de la finca, ubicación, cultivo actual o para establecer, profundidad, labores realizadas en los cultivos y nombre del solicitante). Posteriormente, las muestras se conservaron en frío (4 °C) y se llevaron al laboratorio microbiológico de la empresa Hongos de Colombia Fungicol S.A.S. del municipio de Palmira.

1.2.4 ANÁLISIS MICROBIOLÓGICOS EN LABORATORIO

Los análisis microbiológicos de suelos rizosféricos se realizaron bajo dos criterios: cuantitativos (recuento total) o cualitativos (aislamiento, purificación e identificación). Se procedió de acuerdo con el protocolo de diluciones de Winogradsky. Inicialmente, se registró la muestra con la información técnica requerida por el laboratorio. Se codificó la muestra y se envió al analista del laboratorio. En el cuarto de muestras del laboratorio, sobre un mesón con papel absorbente (periódico), la muestra se extendió para secarla. A la muestra seca se le pasó un rodillo para homogenizarla y luego se separaron los agregados más finos empleando un tamiz de 2 mm de abertura de la malla.

1.2.5 PREPARACIÓN DE LOS MEDIOS DE CULTIVO REQUERIDO PARA CADA GRUPO DE MICROORGANISMO PARA EVALUAR

Para bacterias de vida libre se empleó el medio de cultivo ESGA (extracto de suelo - glucosa - agar). Para hongos del suelo se utilizó el mismo medio de cultivo ESGA (papa dextrosa agar) pero acidificado con ácido láctico al 25 %. El medio para bacterias asimbióticas fijadoras de nitrógeno atmosférico fue el ASHBY. Para bacterias solubilizadoras de fósforo “P” se empleó el medio PVK Pikovskaya modificado. Igualmente se prepararon las diluciones de Winogradsky, que consisten en diluir una serie de sales que le dan al agua (DE) condiciones parecidas al suelo, a fin de minimizar las posibles alteraciones que puedan sufrir las poblaciones microbianas dispuestas en dicha solución una vez se realicen las diluciones seriadas.

1.2.6 PROCEDIMIENTOS DE LABORATORIO

Una vez preparados los medios de cultivo y demás equipamiento requerido para el análisis microbiológico se inició la preparación de la muestra de suelo. En la cámara de flujo laminar se dispusieron las herramientas, insumos desinfectantes y cajas de Petri en la cantidad requerida para dispensar los medios de cultivo e inocular la dilución respectiva de la muestra de suelo. Los medios de cultivo se llevaron a baño de María para hasta lograr una temperatura cercana a los 40 °C. Los demás instrumentos fueron esterilizados en autoclave.

De acuerdo con el protocolo de diluciones de Winogradsky (Brown y Smith, 2014), se procedió a realizar las diluciones seriadas de la muestra de suelo. De la muestra tamizada se pesaron 20 g de suelo seco en la balanza de precisión y se adicionaron en un vaso dispensor (desinfectado previamente con alcohol al 70 % y enjuagado con agua de ionizada), aforándose la mezcla a 200 ml con agua deionizada previamente refrigerada; esta corresponde a la dilución 10^{-1} . Se agitó el dispensor durante cinco minutos; posteriormente se continuó la preparación del resto de las diluciones hasta 10^{-9} en cámara deflujo laminar (figura 1.1).

FIGURA 1.1 Diluciones seriadas preparadas en cámara de flujo laminar laboratorio microbiológico de la empresa Hongos de Colombia Fungicol S.A.S. del municipio de Palmira



Fuente: Los autores (2019)

En las diluciones seriadas de Winogradsky se empleó una pipeta con punta estéril por cada transferencia de la dilución más concentrada a la menor concentrada. De la dilución madre 10^{-1} se tomó el volumen de 2 ml para obtener la disolución siguiente empleando 18 ml de agua deionizada (tabla 1.1).

TABLA 1.1 Diluciones seriadas de Winogradsky para análisis microbiológico de suelos

| Dilución precedente | Alícuota de dilución precedente | Adición de agua deionizada | Dilución obtenida |
|---------------------|---------------------------------|----------------------------|-------------------|
| 10^{-1} | 2 ml | 18 ml | 10^{-2} |
| 10^{-2} | 2 ml | 18 ml | 10^{-3} |
| 10^{-3} | 2 ml | 18 ml | 10^{-4} |
| 10^{-4} | 2 ml | 18 ml | 10^{-5} |
| 10^{-5} | 2 ml | 18 ml | 10^{-6} |
| 10^{-6} | 2 ml | 18 ml | 10^{-7} |
| 10^{-7} | 2 ml | 18 ml | 10^{-8} |
| 10^{-8} | 2 ml | 18 ml | 10^{-9} |

Fuente: Adaptado de la metodología de Winogradsky

El diseño de inoculación de la muestra diluida en las cajas de Petri se realizó de acuerdo con la tabla 1.2. Se realizaron tres repeticiones por cada dilución, para un total de 54 cajas de Petri para los cuatro grupos de microorganismos evaluados. Las cajas de Petri fueron rotuladas indicando la dilución, el grupo de microorganismo funcional y el medio de cultivo. Dentro de la cámara de flujo laminar se realizó la inoculación; para ello, se empleó una micropipeta automática estéril de 1 ml. Luego de agitar los tubos con cada dilución, se inició inoculando las cajas de Petri correspondientes a 10^{-9} y se continuó con la misma micropipeta hasta terminar en la dilución 10^{-3} , según correspondiera al grupo de microorganismo.

TABLA 1.2 *Diseño de inoculación de diluciones en cajas de Petri según grupo de microorganismo (MO) funcional del suelo*

| Grupo de MO | Dilución | 10^{-2} | 10^{-3} | 10^{-4} | 10^{-5} | 10^{-6} | 10^{-7} | 10^{-8} | 10^{-9} |
|---------------------------------------|----------|-----------|-----------|-----------|-----------|-----------|-----------|-----------|-----------|
| Bacterias totales de vida libre | | | | X | X | X | X | X | X |
| Hongos totales del suelo | | | | X | X | X | X | | |
| Bacterias fijadoras de N_2 | | | | X | X | X | X | | |
| Bacterias solubilizadoras de fosfatos | | | X | X | X | X | | | |

Fuente: Los autores

Una vez terminada la fase de inoculación se agruparon las cajas rotuladas con cada grupo de microorganismo para adicionarle el respectivo medio de cultivo. Para el caso de bacterias totales, se adicionó una película de 8 ml del medio ESGA a $40\text{ }^{\circ}\text{C}$, distribuyéndolo homogéneamente con el inóculo adicionado. Para hongos, al medio ESGA se le adicionaron cinco gotas de ácido láctico al 25 %, con el fin de ajustar el pH a cerca de 5,5 y evitar el desarrollo de bacterias. Terminada la fase de inoculación y vaciado del medio de cultivo, las cajas se dejaron en reposo dentro de la cámara hasta su enfriamiento y solidificación. Una vez solidificadas las cajas, se llevaron a incubación a temperatura de $37\text{ }^{\circ}\text{C}$ y los siguientes periodos de incubación: bacterias totales entre 24 y 48 horas, bacterias solubilizadoras de fosfatos 48 a 72 horas, bacterias fijadoras de nitrógeno entre 96 y 144 horas y hongos totales 72 a 96 horas.

1.2.7 ESTIMACIÓN DE LAS UNIDADES FORMADORAS DE COLONIAS (UFC) PARA CADA GRUPO DE MICROORGANISMO FUNCIONAL

La estimación de unidades formadoras de colonias se realizó mediante promedio ponderado de las poblaciones microbianas en cada grupo definido. Para la cuantificación se tuvieron en cuenta para cada grupo funcional los siguientes rangos de poblaciones: bacterias totales (entre 0 y 100 unidades formadoras de colonias) y hongos (entre 0 y 30 unidades formadoras de colonias); las unidades experimentales que superaron este rango se descartaron. Para los grupos funcionales de bacterias fijadoras de nitrógeno y solubilizadoras de fosfatos no se aplicó esta selección ya que sus poblaciones son muy inferiores.

Cumplido el tiempo de incubación se procedió a realizar el recuento de las poblaciones desarrolladas en cada medio de cultivo inoculado. Para ello, se dispusieron las cajas de Petri sobre una mesa y se agruparon por microorganismo funcional y dilución. El recuento se realizó con el dispositivo cuenta colonias (digital). El cálculo numérico de las unidades formadoras de colonia se realizó mediante la siguiente ecuación:

$$\text{Ufc/g.s.s} = 10^4 * [(T * P * 10^0) + (T * P * 10^1) + (T * P * 10^n) / N]$$

Donde:

Ufc/g.s.s: Unidades formadoras de colonias por gramo de suelo seco.

10^4 : Factor común para las diluciones de los grupos bacterias, hongos y fijadoras asimbióticas de N_2 . Para solubilizadores de fosfatos el factor fue de 10^3 .

T = Total de colonias contadas en la dilución 10^n .

P = Promedio de colonias contadas en la dilución 10^n .

N = Número total de las colonias en todas las diluciones.

El exponente negativo (-) es para las diluciones; para la cuantificación este cambió a positivo (+) ej. 10^4 .

1.2.8 ESTIMACIÓN DE ARVENSES

Con el fin de asociar los resultados microbiológicos del suelo con las coberturas vegetales, se realizó un aforo y caracterización de algunas arvenses presentes en los sistemas evaluados. Al azar se determinó un sitio dentro de cada parcela para contar las arvenses que se encontraban presentes en el aforador de madera de 1 m² de acuerdo con la metodología del cuadrante de 0.5 m X 0.5 m determinado para sistemas de cultivos tropicales según Ararat et al. (2014).

1.2.9 ANÁLISIS DE LA INFORMACIÓN

Para los datos obtenidos a partir del conteo de microorganismos edáficos se realizaron análisis de estadística descriptiva para establecer los promedios de las unidades formadoras de colonias asociadas a cada agroecosistema.

1.3 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

1.3.1 INFORMACIÓN CUALITATIVA RELACIONADA CON PRÁCTICAS DE MANEJO DEL AGROECOSISTEMA

Se describieron las condiciones ambientales de la zona de estudio a través del reconocimiento del terreno (propiedades del suelo) y prácticas culturales asociadas al manejo del agroecosistema en los sitios de muestreo con miras de establecer su relación con el tamaño de poblaciones de microorganismos funcionales del suelo (tabla 1.3). Se evidenció manejo del suelo por mecanización en todos los sitios antes de la siembra.

TABLA 1.3 *Propiedades del suelo y prácticas culturales para el manejo del agroecosistema en los sitios de muestreo*

| Sitio | Propiedades del suelo | Manejo del agroecosistema |
|---|--|--|
| <p>Finca El Cairo, corregimiento Guabitas, municipio de Guacarí</p> | <p>Materia orgánica: 3.2 % pH: 7,1 Textura: franco arcillosa y arcillosa</p> | <p>Sistema de cultivo de caña de azúcar Área sembrada de 0.91 ha. Históricamente el lote se encontraba sembrado con árboles frutales (mango, guama, guayaba y limón). Desde hace una década el terreno se siembra con caña de azúcar (variedad CC 85-92) en monocultivo. Se realiza cosecha de las cañas una vez al año en los meses de octubre y noviembre. El manejo del cultivo incluye la adecuación del suelo mecanizada y subsolado, la aplicación de fertilizantes de síntesis química (urea, KCl, sulfato di amónico) y vinazas como subproducto de la destilería de alcohol carburante. Se hace manejo de arvenses con herbicidas ametrina y glifosato. El riego se realiza por gravedad. Se realizan quemas controladas y posterior cosecha manual.</p> <p>Sistema gradual Área establecida de 290 m². De acuerdo con residentes el gradual se encuentra desde hace más de cuarenta años. La intervención es prácticamente nula; se extrae la guadua esporádicamente como material de construcción.</p> <p>Sistema barbecho Área establecida de 575 m². No se conoce de establecimiento de cultivos comerciales o de pan coger en los últimos cincuenta años. El manejo realizado es de podas y quemas periódicas.</p> |
| <p>Finca El Refugio, corregimiento El Bolo, municipio de Palmira</p> | <p>Materia orgánica: 2.5 % pH: 6,8 Textura: franco arcillosa</p> | <p>Sistema de cultivo de maíz Área sembrada de 6400 m². Variedad ICA 305. El lote estuvo en barbecho y desde hace cinco años se siembra semestralmente con monocultivo de maíz. Antes de la siembra se realiza un pase de rastra con tractor. Se realiza fertilización de síntesis química con NPK 15-15-15. Se hace control de arvenses en las calles con glifosato. Se realiza riego por aspersión en épocas secas. La cosecha se hace de forma manual.</p> |

Finca El Refugio, corregimiento El Bolo, municipio de Palmira

Materia orgánica: 2.5 %
pH: 6,8
Textura: franco arcillosa

Sistema de cultivo de tomate

Área sembrada de 3200 m². Variedad larga vida. El lote estuvo en barbecho y desde hace tres años se siembra semestralmente con monocultivo de tomate. Antes de la siembra se realiza un pase de rastra con tractor. Se realiza germinación de la semilla en bandejas y a los 25 días se planta en el campo. Antes del trasplante se aplica herbicida S-metolacoloro. Se realiza fertilización de síntesis química con NPK 15-15-15, sulfato de calcio y magnesio. Se hace control de arvenses con herbicida posemergente tipo glifosato en las calles. Se emplea el riego por goteo en épocas secas. Se aplican fungicidas cobrethane, ridomil, benomyl y galben para el control de Fusarium spp., Rhizoctonia spp. y Phytophthora spp. Para control de plagas se emplean los insecticidas malatión y carbofurán. La cosecha se hace de forma manual.

Sistema agroforestal

Área sembrada de 6600 m². Se establecieron Leucaena Leucocephala, heliconias y algarrobo en policultivos bajo arreglos agroforestales, sirviendo de lindero el algarrobo y leucaena. Este sistema se estableció hace 10 años y se encuentra en etapa productiva. No se realiza aplicación de agroquímicos. Se han establecido arvenses nobles en forma de cultivos de cobertura. La cosecha de heliconias se realiza de forma manual.

Sistema gradual

Área establecida de 1200 m². De acuerdo con residentes, el gradual se encuentra establecido desde hace más de cincuenta años. Este actúa como vegetación de soporte de la ribera de la quebrada Bolito. La intervención es prácticamente nula; se extrae la guadua esporádicamente y se emplea como material de construcción.

Finca Canta Claro, corregimiento de Aguaclara, municipio de Palmira

Materia orgánica: 3.5 %
pH: 5,5
Textura: franco arcillo arenosa

Sistema de cultivo de caña de azúcar

Área sembrada de 79.25 ha. Históricamente el lote se encontraba en pasturas para ganado de engorde. Desde hace 15 años el terreno se siembra con caña de azúcar (variedades CC 85-92 y CC 84-75) en monocultivo. El manejo del cultivo incluye la adecuación del suelo mecanizada y subsolado, la aplicación de fertilizantes de síntesis química (urea, KCl) y vinazas como subproducto de la destilería de alcohol carburante. Se hace manejo de arvenses con herbicidas sifurán, amina y glifosato. El riego se realiza por ventanas. No se realizan quemas. Se realiza cosecha de las cañas de manera permanente y de forma mecanizada.

Sistema de pasturas

Área sembrada de 51.5 ha. Los pastos establecidos son raigrás (*Lolium sp.*), elefante (*Pennisetum purpureum*) y estrella (*Cynodon plectostachyus*). Se cuenta con ganado doble propósito. Los pastos se fertilizan semestralmente con urea y fosfato di amónico. Se emplea riego por aspersión en épocas secas.

Sistema gradual

Área establecida de 450 m². De acuerdo con residentes, el gradual se encuentra establecido en ese sitio desde hace más de cuarenta años. El gradual actúa como vegetación de soporte y barrera viva sirviendo de corredor biológico de aves, reptiles y mamíferos. La intervención es prácticamente nula; se extrae la guadua esporádicamente como material de construcción.

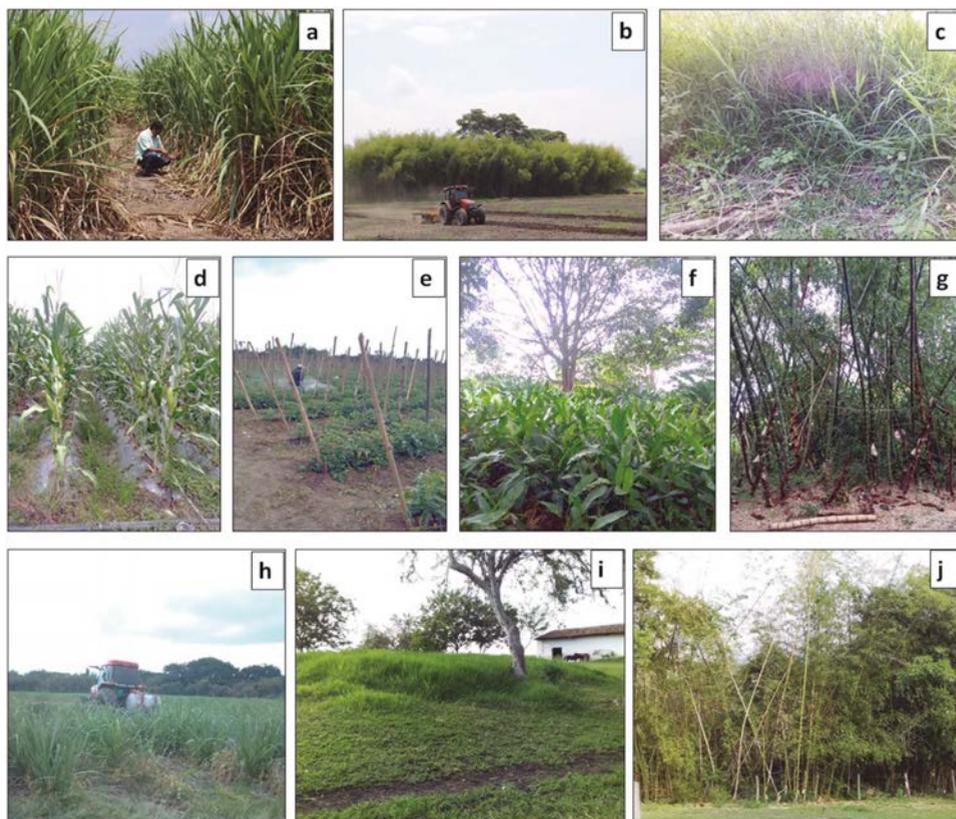
Fuente: Los autores a partir de resultados de las encuestas a propietarios y personal de apoyo

Frente a las expectativas del paisaje y las respectivas condiciones ambientales de cada zona de muestreo, se estimaron cualitativamente algunos sistemas con la respectiva cobertura dominante de arvenses, como por ejemplo en el sistema de pasturas con mayor abundancia de pasto estrella (*Cynodon plectostachyus*) y el sistema de barbecho con especies de hoja angosta (*Panicum máximum*, *Cynodon dactilon* y *Cyperus rotundus*) y algunas de hoja ancha, principalmente la leguminosa *Arachis pintoii* (figura

1.2, recuadros c, i). Estas identificaciones coinciden con lo reportado por Ararat et al. (2014), donde se definió la mayor cobertura del suelo con especies de barbecho y cuya biomasa podría considerarse como estrategia de protección sobre el suelo.

Para el caso de los sistemas agrícolas se evidenció mayor área descubierta del suelo por labores de preparación (calles para riego por gravedad en caña de azúcar, maíz y tomate), el cual presentó dominancia de especies de arvenses de hoja ancha como por ejemplo la “verdolaga” (*Portulaca oleracea*) y hoja angosta como la denominada “caminadora” *Rottboellia exaltata* (L.). Según Mortimer (1990), la preadaptación de estas poblaciones suele conceptualizarse con el término de “maleza” y esperan el momento oportuno dentro del sistema de producción causando rápidos cambios de la abundancia relativa, lo que implica un manejo que generalmente se hace a través de control convencional con el uso de herbicidas postemergentes de síntesis química.

FIGURA 1.2 *Sistemas de cultivo evaluados. Hacienda El Cairo: a) Caña de azúcar, b) Guadual y c) Barbecho. Hacienda El Refugio: d) Maíz, e) Tomate, f) Agroforestal y g) Guadual. Hacienda Canta Claro: h) Caña de azúcar, i) Pasturas y j) Guadual*



Fuente: Los autores (2019)

Considerando aspectos botánicos y ecológicos, la cobertura sobre el suelo en el sistema de gradual estuvo caracterizada por hojarasca seca de esta misma especie, lo que podría generar un proceso de descomposición de la materia orgánica de un material más homogéneo comparado con los otros sistemas evaluados. En este caso, según Quideau et al. (2005), la descomposición de estos residuos naturales incluye la fragmentación física por organismos macro invertebrados epigeos, degradación química por enzimas producidas por bacterias y/o hongos y la lixiviación de compuestos orgánicos e inorgánicos solubles que pueden quedar disponibles para contribuir a la nutrición de las plantas; estos procesos naturales están relacionados con servicios ecosistémicos de abastecimiento según los planteamientos de Monsalve et al. (2019) con respecto a las acciones de microorganismos en el suelo.

TABLA 1.4 Estimación de poblaciones de microorganismos funcionales del suelo en los tres sitios de muestreo

| Sitio | Agroecosistema | Bacterias totales del suelo (UFCb.g ⁻¹ suelo seco) | Bacterias fijadoras de N ₂ de vida libre (UFCb.g ⁻¹ suelo seco) | Bacterias solubilizadoras de fosfatos (UFCb.g ⁻¹ suelo seco) | Hongos totales del suelo (UFCf.g ⁻¹ suelo seco) |
|---|-------------------------------|---|---|---|--|
| Hacienda El Cairo, corregimiento Guabitas, municipio de Guacarí | Monocultivo de caña de azúcar | 7.57 x 10 ⁸ | 7.53 x 10 ⁵ | 7.80 x 10 ⁴ | 1.48 x 10 ⁵ |
| | Barbecho | 3.03 x 10 ⁹ | 8.74 x 10 ⁵ | 3.39 x 10 ⁴ | 1.43 x 10 ⁶ |
| | Gradual | 1.56 x 10 ⁹ | 1.53 x 10 ⁵ | 1.24 x 10 ⁵ | 1.34 x 10 ⁶ |
| Hacienda El Refugio, corregimiento El Bolo, municipio de Palmira | Monocultivo de maíz | 4.50 x 10 ⁶ | 2.30 x 10 ⁴ | 1.80 x 10 ¹ | 1.70 x 10 ⁵ |
| | Monocultivo de tomate | 1.10 x 10 ⁷ | 2.10 x 10 ⁴ | 1.50 x 10 ¹ | 1.01 x 10 ⁴ |
| | Sistema agroforestal | 3.30 x 10 ⁶ | 1.50 x 10 ⁵ | 2.01 x 10 ¹ | 1.50 x 10 ⁵ |
| | Gradual | 1.10 x 10 ⁶ | 7.90 x 10 ⁵ | 1.33 x 10 ² | 4.80 x 10 ⁴ |
| Hacienda Canta Claro, corregimiento de Aguacalara, municipio de Palmira | Monocultivo de caña de azúcar | 5.50 x 10 ⁸ | N/A | 7.40 x 10 ³ | N/A |
| | Pasturas | 3.34 x 10 ⁸ | N/A | 2.31 x 10 ⁴ | N/A |
| | Gradual | 1.24 x 10 ⁸ | N/A | 6.18 x 10 ⁴ | N/A |

Fuente: Los autores a partir de resultados en laboratorio Hongos de Colombia Fungicol S.A.S.

Los suelos de los sistemas evaluados presentaron una tendencia diferencial entre las fincas con respecto a las UFC de microorganismos como lo muestra la tabla 1.4; se re-

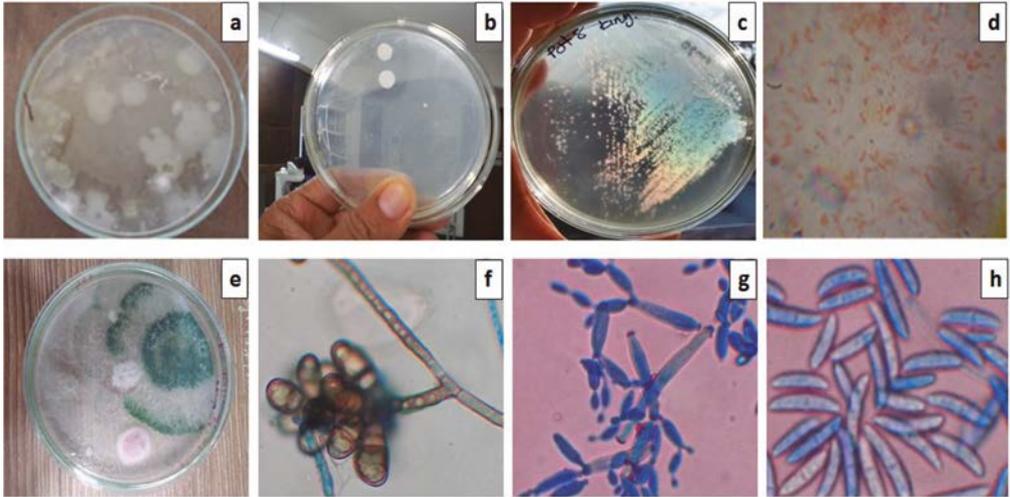
salta en la hacienda El Cairo (municipio de Guacarí) las altas poblaciones de bacterias totales del suelo en el sistema barbecho con $3,03 \times 10^9$ seguido por sistema gradual con $1,56 \times 10^9$ UFC y por último el sistema de monocultivo de caña de azúcar con $7,57 \times 10^8$ UFC. Esto se debe a que la actividad y biomasa de microorganismos en el barbecho y el gradual pueden estar influenciadas por la estabilidad de las coberturas, además de las condiciones de sombra y humedad existentes, lo que permite una mejor adaptación de estas poblaciones bacterianas, a diferencia de los sistemas de caña que están expuestos a cambios inducidos por labores agrícolas que perturban la estabilidad, como lo explica Águila et al. (2016).

Para el caso de las fincas evaluadas en el municipio de Palmira (El Refugio y Canta Claro), la situación fue contraria con respecto a poblaciones de bacterias totales, identificando los sistemas de cultivo (tomate, maíz y caña de azúcar) con las mayores UFC de bacterias totales del suelo y el sistema gradual con las menores cantidades. Según Rubio (2011), esta situación contrastante explicaría que las poblaciones microbianas pueden responder a los diferentes sistemas de manejo como resultado de las labores de cultivo y, en consecuencia, la comunidad microbiana puede reajustarse de acuerdo con las relaciones de competencia.

En cuanto a las bacterias fijadoras de nitrógeno (BFN), el sistema maíz y el sistema tomate presentaron los más bajos valores de UFC en la finca El Refugio (Palmira); en la finca El Cairo (Guacarí) reportó el valor más alto el sistema barbecho. Dado que este sistema estuvo dominado por especies de cobertura como *Arachis pintoi*, según Valles et al. (2008), esta condición puede estar favorecida por la porosidad en la profundidad y la biomasa de estas raíces, siendo definitivamente el factor más importante para explicar la actividad microbiana no solamente en bacterias simbióticas sino también en microorganismos fijadores de N_2 de vida libre que facilitan la respectiva mineralización de este elemento, lo cual puede entenderse por el aporte de hojarasca del resto de las especies en la superficie del suelo. En el caso de sitios con *A. pintoi*, se puede encontrar un gran volumen de raíces primarias y secundarias a la profundidad de 5-10 cm.

Para el caso de bacterias solubilizadoras de fosfatos (BSF) en las tres localidades, se obtuvo una tendencia de mayor cantidad de estas poblaciones en el sistema gradual; esto probablemente se deba a la presencia de gran cantidad de microorganismos capaces de solubilizar el fósforo en este sistema, como el caso del género *Pseudomonas fluorescens* (figura 1.3, recuadro c), un género que se caracteriza potencialmente por solubilizar fosfatos del suelo, según Patiño y Sanclemente (2014).

FIGURA 1.3 Algunos microorganismos del suelo observados en la investigación: a) Caja de Petri con colonias bacterianas, dilución 1×10^{-6} ; b) Caja de Petri con colonias bacterianas solubilizadoras de P en medio Pikovskaya; c) Caja de Petri con cultivo puro de la bacteria *Pseudomonas fluorescens*- solubilizadora de P; d) observación al microscopio de *Azospirillum sp.*- bacteria asimbiótica fijadora de N_2 ; e) Caja de Petri con crecimiento del hongo *Trichoderma sp.*, f) observación al microscopio del hongo *Curvularia sp.*, g) observación al microscopio de conidióforo del hongo *Cladosporium sp.*, h) observación al microscopio de conidias del hongo *Fusarium sp.*



Fuente: Los autores (2019)

Por otra parte, y dada la importancia de los hongos totales del suelo (HTS), se puede destacar la funcionalidad saprofita de ciertas especies como es el caso de *Cladosporium sp* (figura 1.3, recuadro g), que reporta las mayores UFC en el sistema barbecho con 1.48×10^5 seguido del sistema agroforestal con 1.50×10^5 , lo que constituye una relación de los aportes de carbono de estos ambientes con la constante cobertura vegetal y material orgánico en descomposición proveniente de las arvenses, según Ararat et al. (2014). Es probable que los valores de HTS en los sistemas de caña, maíz y tomate estén influenciados por la presencia de *Fusarium sp.* (figura 1.3, recuadro h), los cuales causan problemas fitosanitarios en especies agrícolas como lo reporta De la Torre (2015).

1.4 CONCLUSIONES

Este tipo de evaluaciones de microorganismos del suelo en diferentes sistemas y localidades y su relación con ciertas condiciones físicas y químicas implica no solo el análisis de las UFC hongos y bacterias benéficas, sino también de los tipos de coberturas que permitan estimar la funcionalidad de estos y la proyección del uso y manejo del suelo para la sostenibilidad, en este caso resaltando gramíneas y leguminosas en sistema barbecho.

En esta investigación se evidenció la incidencia de las prácticas de cultivo en la composición de poblaciones microbianas del suelo con funciones ecológicas específicas como el ciclaje de nutrientes y la descomposición de residuos orgánicos. Esta información permite aportar elementos para que los productores logren conciliar sus itinerarios de cultivo con la conservación del microbiota del suelo y con ello los servicios ecológicos que proveen.

En esta investigación se evidenció la incidencia de las prácticas de cultivo en la composición de poblaciones microbianas del suelo con funciones ecológicas específicas como el ciclaje de nutrientes y la descomposición de residuos orgánicos. Esta información permite aportar elementos para que los productores logren conciliar sus itinerarios de cultivo con la conservación del microbiota del suelo y con ello los servicios ecológicos que proveen.

1.5 REFERENCIAS

Águila, E., Marrero, Y., Hernández, P. y Ruiz, Y. (2016). Efecto del uso del suelo sobre su calidad en áreas de la Finca “Baños de Marrero”. *Centro Agrícola*, 43(2), 14-22.

Ararat, M., Sinisterra, C. y Hernández, C. (2014). Valoraciones agronómicas y de rendimiento en la cosecha de “papa china” (*Colocasia esculenta* L.) en el trópico húmedo colombiano. *Revista de Investigación Agraria y Ambiental*, 5(2), 169 - 180. <https://doi.org/10.22490/21456453.1335>

Brown A. y Smith H. (2014). *Benson’s Microbiological Applications, Laboratory Manual in General Microbiology, Short version*, McGraw-Hill Education.

Cabrera, G. (2012). La macrofauna edáfica como indicador biológico del estado de conservación/perturbación del suelo. Resultados obtenidos en Cuba. *Revista Pastos y Forrajes*, 35(4), 349-363.

Correa, D. (2015). *Indicadores de riesgo de desertificación en zonas del Valle del Cauca (Colombia)* (tesis doctoral). Universidad Nacional de Colombia, Palmira, Colombia.

De la Torre, M., Sánchez D., Galeana E. y Plasencia J. (2014). Fumonisinias –Síntesis y función en la interacción *Fusarium verticillioides*-maíz. *Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas*, 17(1), 77-91. <http://www.scielo.org.mx/pdf/tip/v17n1/v17n1a6.pdf>

Feijoo, A., Quintero, H., Fragoso, C. y Moreno, A. (2004). Patrón de distribución y listado de especies de las lombrices de tierra (Annelida, Oligochaeta) en Colombia. *Acta Zoológica Mexicana*, 20(2), 197-220. http://www.scielo.org.mx/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0065-17372004000200013

Giraldo, R., Nieto, L., Quiceno, A. y Sanclemente, O. (2018). Evaluación de sostenibilidad en agroecosistemas campesinos del corregimiento de San Isidoro, Pradera, Valle del Cauca, Colombia. En E. Arnés, y M. Astier (Coords.), *Sostenibilidad de sistemas de manejo de recursos naturales en países andinos* (pp. 125-150). UNESCO y CIGA Centro de Investigaciones en Geografía Ambiental de la Universidad Nacional Autónoma de México –UNAM. https://www.ciga.unam.mx/publicaciones/images/abook_file/MESMIS.pdf

IDEAM y UDCA. (2015). *Síntesis. Estudio nacional de la degradación de suelos por erosión en Colombia 2015*. IDEAM - MADS. <http://documentacion.ideam.gov.co/openbiblio/bvirtual/023646/Sintesis.pdf>

Monsalve, L., Valencia, F., Guzmán, A., Duque, C., Pérez, D., Valderrama, C., Moraes, J. y Polanco, M. (2019). Capítulo 2: Servicio ecosistémico de abastecimiento: alimentos. *Libros Universidad Nacional Abierta y a Distancia*, 34-56. <https://doi.org/10.22490/9789586516358.02>

Montenegro, S., Barrera, S., Chiriví, J., Pulido, S., Sepúlveda, Y., Vinasco, M. y Palomino, M. (2019). Capítulo 9. Prevención de la erosión y conservación de la fertilidad del suelo. *Libros Universidad Nacional Abierta y a Distancia*, 172-187. <https://doi.org/10.22490/9789586516358.09>

Mortimer, A. (1990). The Biology of Weeds. En R. Hance y K. Holly (Eds.), *Weed Control Handbook: Principles* (pp 1-42). Blackwell Scientific Publications.

Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. (2015). Los suelos están en peligro, pero la degradación puede revertirse. *Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura*. <http://www.fao.org/news/story/es/item/357165/icode/>

Patiño C. y Sanclemente O. (2014). Los microorganismos solubilizadores de fósforo (MSF): una alternativa biotecnológica para una agricultura sostenible. *Revista Entramado*, 10(2), pp. 288-297. <http://www.scielo.org.co/pdf/entra/v10n2/v10n2a18.pdf>

Perfecto, I., Vandermeer, J. y Wright, A. (2009). *Nature's Matrix: Linking Agriculture, Conservation and Food Sovereignty*. Routledge.

Quideau, S., Graham, R., Oh, S., Hendrix, P. y Wasylishen, R. (2005). Leaf litter decomposition in a chaparral ecosystem, Southern California. *Soil Biology and Biochemistry*, 37(11), 1988-1998. <https://doi.org/10.1016/j.soilbio.2005.01.031>

Rendón, S., Artunduaga, F., Ramírez, R., Quiroz, J. y Leiva, E. (2011). Los Macroinvertebrados como Indicadores de la Calidad del Suelo en Cultivos de Mora, Pasto y Aguacate. *Revista Facultad Nacional de Agronomía- Medellín*, 64(1), 5793-5802. <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=179922364005>

Rubio, L. (2011). *Influencia de los sistemas agrícolas convencional y tradicional sobre indicadores físicos, químicos y biológicos del suelo Pardo Mullido Carbonatado*. (tesis de pregrado). Universidad Central Marta Abreu, Santa Clara, Cuba.

Sanclemente, O., Yacumal, V. y Patiño, C. (2017). Solubilización de fosfatos por bacterias nativas aisladas en tres agroecosistemas del Valle del Cauca (Colombia). *Temas Agrarios*, 22(2), 61-69. <https://doi.org/10.21897/rta.v22i2.945>

Sanclemente, Ó., Sánchez, M. y Prager, M. (2018). Prácticas agroecológicas, micorrización y productividad del intercultivo maíz - soya (*Zea mays* L. - *Glycine max* L.). *Idesia*, 36(2), 217-224. <https://dx.doi.org/10.4067/S0718-34292018005000301>

Sosa, B., Sánchez, M. y Sanclemente, Ó. (2014). Influencia de abonos verdes sobre la dinámica del nitrógeno en un Typic Haplustert del Valle del Cauca, Colombia. *Acta Agronómica*, 63(4), 343-351. <https://doi.org/10.15446/acag.v63n4.38528>

Valles, B., Cadisch, G. y Castillo, E. (2008). Mineralización de nitrógeno en suelos de pasturas con *Arachis pintoi*. *Técnica Pecuaria en México*, 46(1), 91-105.

