



UNIVERSIDAD NACIONAL DE COLOMBIA

# **Evaluación del efecto de prácticas orgánicas de nutrición de caña panelera (*Saccharum officinarum* L.) en el municipio de Nocaima - Cundinamarca**

**Ruth Milena Gómez Vargas**

Universidad Nacional de Colombia

Facultad de Ciencias Agrarias

Bogotá D.C., Colombia

2016



# **Evaluación del efecto de prácticas orgánicas de nutrición de caña panelera (*Saccharum officinarum* L.) en el municipio de Nocaima - Cundinamarca**

**Ruth Milena Gómez Vargas**

Tesis presentada como requisito parcial para optar al título de:

**Magister en Ciencias Agrarias**

Directora:

Bióloga M.Sc Marta Lucía Guardiola Perilla

Codirectora:

Ingeniera agrónoma M.Sc Carmen Rosa Bonilla Correa

Línea de Investigación:

Manejo de Suelos y Aguas

Universidad Nacional de Colombia

Facultad de Ciencias Agrarias

Bogotá D.C., Colombia

2016



*A mi familia*



# Agradecimientos

Al Productor de caña panelera Eduardo Alberto Duarte Pinzón y su esposa propietarios de la finca San Antonio en la vereda Santa Bárbara del municipio de Nocaima – Cundinamarca por permitir el desarrollo de los ensayos en campo necesarios para esta tesis de maestría y su ayuda y colaboración.

A COLCIENCIAS entidad financiadora del proyecto: “*Alternativas de optimización de la producción de panela – caña, procesamiento, seguridad alimentaria, calidad y mercadeo, con productores de la asociación de productores de panela de Nocaima, ASOPROPANOC*”, dentro del cual se encuentra enmarcado la presente tesis de maestría.

Al Centro Internacional de Física (CIF) por apoyar el desarrollo de esta tesis de maestría en sus instalaciones.

A Marta Lucía Guardiola Perilla M.Sc directora de grupo de Biotecnología del CIF, por apoyar y permitir el desarrollo de esta tesis de maestría en el marco del proyecto: “*Alternativas de optimización de la producción de panela – caña, procesamiento, seguridad alimentaria, calidad y mercadeo, con productores de la asociación de productores de panela de Nocaima, ASOPROPANOC*”, liderado por ella.

A Carmen Rosa Bonilla Correa M.Sc profesora asociada de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de Colombia, por su constante apoyo, acompañamiento y dirección durante el desarrollo de esta tesis de maestría.

A los investigadores del grupo de Biotecnología del CIF, especialmente a Eliana Rocío Hernández Hoyos y José Elicio Mejía Higuera por sus sugerencias y constante acompañamiento y apoyo en las evaluaciones desarrolladas en laboratorio y campo, respectivamente. A Mauricio Andrés Valencia Camelo por su colaboración relacionada a cartografía. A Marcos Miranda e Ivonne Nárvaez Zambrano por su ayuda en la fase inicial de esta tesis en el desarrollo de evaluaciones en laboratorio y campo, respectivamente. A Deyssi Jazmín Acevedo Pérez, técnica de laboratorio del grupo de Biotecnología, por su ayuda en el desarrollo de evaluaciones en laboratorio en la fase final de esta tesis.





## Resumen

Con el objetivo de evaluar el efecto de prácticas orgánicas de nutrición de caña panelera (*Saccharum officinarum* L.) sobre suelo destinado a su cultivo y el desarrollo de éste en el municipio de Nocaima – Cundinamarca (5° 0,5' 21,67" N y -74° 22' 21,67" O), se estableció un ensayo con cuatro tratamientos, T0: control, T1: vermicompost, T2: gallinaza y T3: compost, y 20 repeticiones por parcela, utilizando un diseño de bloques completos al azar. El efecto en el suelo se determinó con la respuesta de las propiedades químicas (pH, CO, contenido de elementos, CICE y AI), físicas (humedad gravimétrica, estabilidad estructural y densidad aparente) e indicadores biológicos de calidad (poblaciones microbianas cultivables y actividad enzimática), y el efecto en el cultivo se evaluó con variables de desarrollo y crecimiento (altura y diámetro del tallo, longitud entrenudos, poblaciones de tallos, contenido de azúcares, peso fresco y producción de caña). Los insumos afectaron positivamente y adecuaron en su mayoría las propiedades físico-químicas del suelo para el cultivo, mientras que los indicadores biológicos mostraron aumentos con los tratamientos con insumos en referencia al control. Las diferencias entre tratamientos demuestran que la respuesta depende del tipo de insumo y su posible composición. Las correlaciones presentadas entre las propiedades del suelo demostraron como éstas y sus interacciones se ven afectadas por los contenidos de CO, influenciado a su vez por la adición de MO. La respuesta del cultivo y su correlación con las variables del suelo permitió aproximarse a las interacciones que ocurren entre éstas gracias al empleo de los insumos y justificar su uso debido a los aumentos en relación al control. Por último, para los indicadores biológicos de calidad del suelo, fue posible generar niveles de requerimientos teniendo en cuenta los contenidos de CO y la productividad, y estos permitieron detectar variaciones en el suelo debido a la adición de MO y relacionar estos con la productividad del cultivo de caña panelera.

**Palabras clave:** Materia orgánica, Insumo agrícola orgánico, Indicadores biológicos de calidad del suelo, Química del suelo, Física del suelo, Desarrollo y crecimiento de cultivo.

## Abstract

In order to assess the effect of sugarcane (*Saccharum officinarum* L - for raw cane sugar production) organic nutrition practices on soil and crop development in Nocaima – Cundinamarca (5° 0,5' 21,67" N y -74° 22' 21,67" W), it was performed an assay with four treatments, T0: control, T1: vermicompost, T2: hen manure and T3: compost and 20 repetitions per plot, using a randomized complete blocks experimental design. The effect on soil was established by the response of chemical (pH, soil organic carbon, elements content, effective cation exchange capacity and exchangeable acidity) and physical (gravimetric moisture, structural stability and apparent density) properties, and biological indicators of soil quality (populations of culturable microorganisms and enzymatic activity). The effect on the crop development and growth was assessed too (height and stem diameter, length between nodes, stems populations, sugar content,

fresh weight and cane production). The treatments had a positive effect and adjusted mostly physicochemical soil properties for the crop, while biological indicators showed increases with treatment with organic matter inputs in reference to control. Differences between treatments show that the response depends on the type of input and possible composition. Correlations between soil properties demonstrated how these and their interactions were affected by organic carbon contents, influenced by organic matter input. Crop response and its correlation with soil properties allowed to approach the interactions that occur between them due to the treatments with organic matter input and justify their use because of increases in relation to control. Finally, for soil quality biological indicators, it was possible to generate levels of requirements taking into account the contents of organic carbon and cane productivity, these indicators allowed to detect variations in soil due to organic matter inputs and relate these to the productivity of sugarcane crop for raw cane sugar production.

**Keywords:** Organic matter, organic agricultural input, Soil quality biological indicators, Soil chemistry, Soil physics, Crop development and growth

# Contenido

Resumen.....	IX
Lista de figuras.....	XIII
Lista de tablas .....	XV
Lista de símbolos y abreviaturas .....	XVII
Introducción.....	1
<b>1 Objetivos .....</b>	<b>5</b>
1.1 Objetivo general.....	5
1.2 Objetivos específicos.....	5
<b>2 Marco teórico.....</b>	<b>7</b>
2.1 El suelo: calidad y fertilidad .....	7
2.1.1 Materia orgánica del suelo (MO).....	8
2.1.2 Propiedades químicas y MO.....	9
2.1.3 Propiedades físicas y MO.....	10
2.2 Fertilidad e indicadores biológicos de calidad del suelo .....	11
2.2.1 Poblaciones y comunidad microbiana del suelo.....	12
2.2.2 Actividad enzimática del suelo.....	13
2.3 Generalidades de la caña panelera .....	14
2.3.1 Morfología general de la planta de caña .....	15
2.3.2 Condiciones ambientales para el desarrollo de la caña panelera.....	15
2.3.3 Crecimiento y desarrollo de la caña .....	16
2.3.4 Generalidades del cultivo de la caña panelera en el municipio de Nocaima - Cundinamarca.....	16
2.3.5 Condiciones edafológicas y extracción de elementos en el cultivo de caña panelera .....	18
2.4 Manejo orgánico de la nutrición de caña panelera y del suelo .....	22
2.4.1 Insumos orgánicos para la nutrición de la caña panelera.....	23
2.5 Importancia y problemática general de la producción de caña panelera en el municipio de Nocaima – Cundinamarca.....	25
<b>3 Materiales y métodos.....</b>	<b>27</b>
3.1 Localización.....	27
3.1.1 Caracterización del área del ensayo y establecimiento de línea base.....	28
3.2 Establecimiento del ensayo .....	33
3.2.1 Tratamientos .....	33
3.2.2 Diseño experimental.....	34
3.3 Variables de respuesta .....	35
3.3.1 Propiedades físico-químicas del suelo.....	36
3.3.2 Indicadores biológicos de calidad del suelo .....	36
3.3.3 Variables de desarrollo y crecimiento del cultivo de caña panelera.....	38
3.3.4 Percepción final del productor .....	39
3.4 Análisis estadístico .....	39
<b>4 Resultados y discusión .....</b>	<b>41</b>
4.1 Caracterización del área del ensayo y establecimiento de la línea base.....	41
4.1.1 Clasificación del suelo del área donde se estableció el ensayo .....	43
4.1.2 Caracterización físico-química del suelo donde se estableció el ensayo: Línea base .....	46
4.1.3 Caracterización microbiológica del suelo donde se estableció el ensayo: Línea base.....	47

4.1.4	Seguimiento climático del área donde se estableció el ensayo.....	50
4.2	Variables de respuesta en suelo.....	53
4.2.1	Propiedades físico-químicas.....	53
4.2.2	Indicadores biológicos de calidad del suelo.....	60
4.2.3	Correlaciones entre las variables evaluadas en suelo.....	76
4.2.4	Niveles de indicadores biológicos de calidad del suelo con relación al contenido de CO.....	87
4.3	Evaluación de variables de desarrollo y crecimiento del cultivo de caña panelera.....	90
4.3.1	Correlaciones entre las variables evaluadas en suelo y las variables de desarrollo y crecimiento del cultivo de caña panelera.....	96
4.3.2	Niveles de indicadores biológicos de calidad del suelo con relación a la producción de caña panelera.....	104
4.4	Percepción final del productor y propietario de la finca San Antonio.....	108
<b>5</b>	<b>Conclusiones y recomendaciones.....</b>	<b>113</b>
5.1	Conclusiones.....	113
5.2	Recomendaciones.....	113
<b>A. Anexo:</b>	Formato para entrevistas semiestructuradas elaboradas al propietario del predio. Previa y posterior al establecimiento del ensayo.....	115
<b>B. Anexo:</b>	Contenido de MO y saturación de bases y acidez intercambiable (AI).....	117
<b>C. Anexo:</b>	Composición de los medios de cultivo empleados para los análisis de microbiología de suelos.....	119
<b>D. Anexo:</b>	Dosis de insumos orgánicos empleados.....	121
<b>E. Anexo:</b>	Composición físico – química y microbiológica de los insumos orgánicos empleados en el ensayo.....	123
<b>F. Anexo:</b>	Dosis empleada de cal dolomita.....	125
<b>G. Anexo:</b>	Actividad enzimática en el suelo: soluciones y procedimientos.....	127
<b>H. Anexo:</b>	Curvas de calibración de las actividades enzimáticas evaluadas en el suelo.....	131
<b>I. Anexo:</b>	Correlaciones entre propiedades físicas, químicas y biológicas evaluadas en suelo.....	135
<b>J. Anexo:</b>	Correlaciones entre propiedades físicas, químicas y biológicas evaluadas en suelo y variables de desarrollo y crecimiento del cultivo de caña panelera.....	141
	<b>Bibliografía.....</b>	<b>145</b>

## Lista de figuras

<b>Figura 1:</b> Etapas de desarrollo del cultivo de la caña (Aguilar, 2009). .....	16
<b>Figura 2:</b> Nutrientes extraídos por una cepa entera de caña durante su fase de establecimiento y de crecimiento vegetativo (Muñoz, 1995). .....	20
<b>Figura 3:</b> Nutrientes extraídos por una cepa entera de caña en su ciclo de crecimiento (Muñoz, 1995). .....	20
<b>Figura 4:</b> Ubicación del predio seleccionado en el municipio de Nocaima – Cundinamarca, propiedad del productor Eduardo Duarte (círculo rojo).....	27
<b>Figura 5:</b> Área del predio seleccionada para el establecimiento del ensayo. Gradiente de pendiente entre 0 y 50%. .....	28
<b>Figura 6:</b> a. Toma de muestras de suelo con el barreno a diferentes profundidades. b. Ubicación de las secciones de suelo extraídas en su orden (FAO, 2014). .....	30
<b>Figura 7:</b> Barrenos tomados del suelo del área donde se estableció el ensayo. ....	30
<b>Figura 8:</b> Diseño de bloques completos al azar del ensayo establecido en el área de estudio correspondiente al cultivo de caña panelera en la finca San Antonio. B1: bloque 1. B2: bloque 2. B3: bloque 3. ....	34
<b>Figura 9:</b> a. Marcas rojas de los tallos seleccionados como repeticiones para el ensayo. b. Mantenimiento de las marcas durante el desarrollo y crecimiento de la caña panelera. ....	35
<b>Figura 10:</b> Principales variedades de caña panelera encontradas en la finca San Antonio en el área seleccionada para el establecimiento del ensayo. a. Variedad POJ 28-78 (predominante). b. Variedad PR 61-632. ....	41
<b>Figura 11:</b> Crecimiento microbiano en agar sólido. a. bacterias mesófilas totales. b. halo de solubilización de fósforo (bacterias solubilizadoras de fosfatos). c. bacterias fijadoras de nitrógeno (colonias con producción de exopolisacáridos) d. halo de hidrólisis del sustrato carboximetilcelulosa - CMC (bacterias celulolíticas). e. hongos filamentosos (colonias algodonosas y aterciopeladas) y levaduriformes (colonias cremosas). f. actinomicetos. ....	48
<b>Figura 12:</b> Variación climática en los municipios Nocaima, Supatá, la Vega, Villeta y Quebradanegra, correspondiente al periodo comprendido entre febrero de 2014 y febrero de 2015. a. Temperatura media mensual (°C). b. Brillo solar total mensual (h). c. Evaporación total mensual (mm). d. Humedad relativa media mensual (%). e. Precipitación total mensual (mm). Información suministrada por las estaciones Chilagua – FCA y Supatá del IDEAM y El Acomodo, San Isidro y Agua Fría de la CAR, ubicadas en los municipios de Nocaima, Supatá, la Vega, Villeta y Quebradanegra, respectivamente, en Cundinamarca. ....	51
<b>Figura 13:</b> Efecto sobre poblaciones microbianas del suelo asociado a caña panelera debido al empleo de insumos orgánicos (vermicompost, gallinaza, compost). Los valores corresponden a la media de un n=9, las barras de error presentan el error estándar. Para cada tratamiento, valores con letras diferentes presentan diferencias estadísticamente significativas ( $p \leq 0,05$ ) de acuerdo a la comparación de medias de HSD de Tukey.....	66

- Figura 14:** Efecto sobre la actividad enzimática del suelo asociado a caña panelera debido al empleo de insumos orgánicos (vermicompost, gallinaza, compost). a. Actividad  $\beta$  – Glucosidasa. b. Actividad deshidrogenasa. c. Actividad hidrolasa. Los valores corresponden a la media de un  $n=9$ , las barras de error presentan el error estándar. Para cada tratamiento, valores con letras diferentes presentan diferencias estadísticamente significativas ( $p \leq 0,05$ ) de acuerdo a la comparación de medias de HSD de Tukey..... 73
- Figura 15:** Modelo de regresión lineal para los indicadores de calidad de tipo enzimático con relación al contenido de CO del suelo. a. Actividad  $\beta$ -Glucosidasa. b. Actividad deshidrogenasa c. Actividad hidrolasa..... 88
- Figura 16:** Modelo de regresión lineal para los indicadores de calidad microbiológicos con relación al contenido de CO del suelo. a. Población de bacterias mesófilas totales. b. Población de bacterias solubilizadoras de fosfato. .... 88
- Figura 17:** Efecto sobre variables de desarrollo y crecimiento del cultivo de caña panelera debido al empleo de insumos orgánicos (vermicompost, gallinaza, compost). a. Altura del tallo (cm). b. Diámetro de la base del tallo (cm). c. Longitud de los entrenudos (cm). Los valores corresponden a la media de un  $n=30$ , las barras de error presentan el error estándar. Para cada tratamiento, valores con letras diferentes presentan diferencias estadísticamente significativas ( $p \leq 0,05$ ) de acuerdo a la comparación de medias de HSD de Tukey..... 94
- Figura 18:** Efecto sobre las tasas de crecimiento debido al empleo de insumos orgánicos (vermicompost, gallinaza, compost). a. Altura del tallo ( $\text{cm mes}^{-1}$ ). b. Diámetro de la base del tallo ( $\text{cm mes}^{-1}$ ). Los valores corresponden a la media de un  $n=9$  y las barras de error presentan el error estándar. Valores con letras diferentes presentan diferencias estadísticamente significativas ( $p \leq 0,05$ ) de acuerdo a la comparación de medias de HSD de Tukey..... 95
- Figura 19:** Efecto sobre variables de desarrollo y crecimiento del cultivo de caña panelera debido al empleo de insumos orgánicos (vermicompost, gallinaza, compost). a. Población total de tallos (raíz cuadrada del # de tallos). b. Población de tallos correspondientes a la edad del muestreo (raíz cuadrada del # de tallos). Los valores corresponden a la media de un  $n=9$ , las barras de error presentan el error estándar. Para cada tratamiento, valores con letras diferentes presentan diferencias estadísticamente significativas ( $p \leq 0,05$ ) de acuerdo a la comparación de medias de HSD de Tukey..... 96
- Figura 20:** Modelo de regresión lineal para los indicadores de calidad de tipo enzimático con relación a la producción de caña panelera. a. Actividad  $\beta$ -Glucosidasa. b. Actividad deshidrogenasa c. Actividad hidrolasa..... 105
- Figura 21:** Modelo de regresión lineal para los indicadores de calidad microbiológicos con relación a la producción de caña panelera. a. Población de bacterias solubilizadoras de fosfatos. b. Población de bacterias celulolíticas. .... 105
- Figura 22:** Modelo de regresión lineal ajustado para la producción de caña panelera ( $\text{t ha}^{-1}$ ) en relación al contenido de CO del suelo. .... 106

## Lista de tablas

<b>Tabla 1:</b> Condiciones climáticas adecuadas y limitantes para el cultivo de la caña panelera. ....	15
<b>Tabla 2:</b> Variedades de caña panelera presentes en el municipio de Nocaima (Cundinamarca). .	17
<b>Tabla 3:</b> Condiciones generales, adecuadas y limitantes para el desarrollo del cultivo de la caña panelera. ....	19
<b>Tabla 4:</b> Concentración de nutrientes extraídos por la caña. ....	21
<b>Tabla 5:</b> Importancia y función, efectos de altos contenidos en el suelo y síntomas de deficiencia del N, P, K y Ca en las plantas de caña panelera. ....	21
<b>Tabla 6:</b> Coordenadas planas de los puntos donde se realizó la descripción preliminar del suelo por medio de barrenos .....	29
<b>Tabla 7:</b> Ubicación, entidad, altura e información suministrada por las estaciones del IDEAM y de la CAR seleccionadas para el seguimiento climático del ensayo. ....	32
<b>Tabla 8:</b> Dosis (t ha <sup>-1</sup> ) de los insumos orgánicos empleados en el ensayo. ....	33
<b>Tabla 9:</b> Descripción preliminar del suelo de los lotes Buenos Aires y la Falda (finca San Antonio, vereda Santa Bárbara, municipio Nocaima). ....	44
<b>Tabla 10:</b> Caracterización físico – química del suelo de los lotes Buenos Aires y la Falda (finca San Antonio, vereda Santa Bárbara, municipio Nocaima).....	46
<b>Tabla 11:</b> Poblaciones microbianas de suelo asociado al cultivo de caña panelera en los lotes Buenos Aires y la Falda (finca San Antonio, vereda Santa Bárbara, municipio Nocaima). ....	50
<b>Tabla 12:</b> Efecto sobre propiedades físico-químicas de suelo asociado a caña panelera debido al empleo de tres insumos orgánicos (vermicompost, gallinaza, compost). ....	54
<b>Tabla 13:</b> Incremento o disminución (del mes 10 del ensayo en relación al mes 1) de los valores de las propiedades físico-químicas de suelo asociado a caña panelera debido al empleo de tres insumos orgánicos (vermicompost, gallinaza, compost). ....	55
<b>Tabla 14:</b> Aporte de N, K, P, Ca y Mg de las dosis de gallinaza, vermicompost, compost y cal dolomita correspondientes a los tratamientos del ensayo. ....	57
<b>Tabla 15:</b> Efecto sobre poblaciones microbianas del suelo asociado a caña panelera debido al empleo de cuatro tratamientos (T0: control, T1: vermicompost, T2: gallinaza, T3: compost). 61	
<b>Tabla 16:</b> Aporte aproximado de microorganismos por ha por parte de cada uno de los tres insumos empleados en el ensayo: gallinaza, vermicompost y compost. ....	64
<b>Tabla 17:</b> Efecto sobre la actividad enzimática del suelo asociado a caña panelera debido al empleo de cuatro tratamientos (T0: control, T1: vermicompost, T2: gallinaza, T3: compost). 69	
<b>Tabla 18:</b> Condiciones adecuadas y limitantes de los contenidos de MO y CO para el cultivo de caña panelera.....	87
<b>Tabla 19:</b> Niveles de los indicadores biológicos de la calidad del suelo asociado a caña panelera determinados de acuerdo a los modelos de regresión lineal con relación al contenido de CO del suelo. ....	89

<b>Tabla 20:</b> Efecto sobre variables de desarrollo y crecimiento del cultivo de caña panelera debido al empleo de cuatro tratamientos (T0: control, T1: vermicompost, T2: gallinaza, T3: compost). .....	91
<b>Tabla 21:</b> Niveles bajo, medio y óptimo de producción de caña panelera por corte ( $t\ ha^{-1}$ ) de acuerdo a los resultados obtenidos en el presente ensayo. ....	104
<b>Tabla 22:</b> Niveles de los indicadores biológicos de la calidad del suelo asociado a caña panelera determinados de acuerdo a los modelos de regresión lineal con relación a la producción del cultivo. ....	106
<b>Tabla 23:</b> Niveles de CO (%) y producción de caña panelera ( $t\ ha^{-1}$ ) calculados de acuerdo al contenido de CO del suelo reportado en la literatura y a la producción del cultivo obtenida en este estudio .....	107
<b>Tabla 24:</b> Rangos de los indicadores de calidad biológica del suelo calculados a partir del contenido de CO (%) del suelo reportado en la literatura (Tabla 19), a partir de la producción de caña panelera ( $t\ ha^{-1}$ ) (Tabla 22) y a partir del contenido de CO (%) calculado a partir de la producción de caña panelera obtenida en el presente ensayo. ....	107
<b>Tabla 25:</b> Producción de panela ( $t\ ha^{-1}$ ) por corte de acuerdo a la producción de caña panelera ( $t\ ha^{-1}$ ) obtenida con cada uno de los tratamientos evaluados y los rendimientos suministrados por el productor .....	109
<b>Tabla 26:</b> Rango de ingresos de acuerdo a la producción de panela calculada para cada insumo orgánico empleado y diferencia de ingresos en relación al ingreso previo a la implementación del ensayo .....	110
<b>Tabla 27:</b> Rango de valores de la dosis por hectárea para cada uno de los insumos empleados en el ensayo. ....	111



# Lista de símbolos y abreviaturas

## Símbolos con letras latinas

Símbolo	Término	Unidad SI
M	Masa	kg
V	Volumen	L

## Abreviaturas

Abreviatura	Término
A	Arenoso
Ac	Actinomicetos
Al	Aluminio
Ar	Arcilloso
B	Boro
Ba	Bario
BC	Bacterias celulolíticas
BFN	Bacterias fijadoras de nitrógeno
BMT	Bacterias mesófilas totales
BSF	Bacterias solubilizadoras de fosfatos
C	Carbono
Ca	Calcio
CIA	Capacidad de intercambio aniónico
CIC	Capacidad de intercambio catiónico
CICE	Capacidad de intercambio catiónico efectiva
Cl	Cloro
cm	Centímetros
cm <sup>3</sup>	Centímetro cúbico
CO	Carbono orgánico
Cu	Cobre
DGM	Diámetro geométrico medio
DHA	deshidrogenasa

---

DHA	Actividad deshidrogenasa
DO	Densidad óptica
DPM	Diámetro ponderado medio
F	Franca
FA	Francoarenoso
FAr	Francoarcilloso
FArA	Francoarcilloso arenoso
FArL	Francoarcilloso limoso
FBN	Fijación biológica de nitrógeno
FDA	Diacetato de fluoresceína
Fe	Hierro
g	Gramo
h	Horas
H	Actividad hidrolasa
ha	Hectárea
HFyL	Hongos filamentosos y levaduriformes
INT	Iodonitrotetrazolio
INTF	Formazan de iodonitrotetrazolio
IPNS	Integrated Plant Nutrition System - Sistema integrado de nutrición vegetal
K	Potasio
kg	Kilogramo
km	Kilometros
l	Litro
log	Logarítmico
M	Concentración molar
m.s.n.m	Metros sobre el nivel del mar
mdr	Mes/meses después del rebrote
meq	Miliequivalentes
mg	Miligramo
Mg	Magnesio
min	Minutos
ml	Mililitro
mm	Milímetros
mM	Milimolar
Mn	Manganeso
MO	Materia orgánica
Mo	Molibdeno
MUB	Buffer universal modificado
N	Nitrógeno
Na	Sodio
Ni	Niquel
nm	Nanómetros
O	Oxígeno

---

---

P	Fósforo
pd	Densidad aparente
Pi	Fósforo inorgánico
PNG	p - Nitrofenil - $\beta$ - D - Glucopiranosido
pNP	p - Nitrofenol
PRNT	Poder relativo de neutralización total
RAS	Porcentaje de saturación de acidez intercambiable
rpm	Revoluciones por minuto
S	Azufre
s	Segundos
Si	Silicio
Sr	Estroncio
t	Tonelada
Ti	Titanio
UFC	Unidades formadoras de colonia
xg	Gravedades
Zn	Zinc
$\beta$ - G	$\beta$ - Glucosidasa
$\Theta$ g	Humedad gravimétrica
$\mu$ g	Microgramo
$\mu$ l	Microlitros
$^{\circ}$ C	Grados centígrados

---



# Introducción

El suelo es un sistema abierto trifásico multicomponente que intercambia materia y energía con el ambiente circundante, estos flujos son altamente variables y gobiernan los patrones de su calidad (Sposito, 2008). Esta última ha sido definida como la capacidad del suelo para funcionar entre límites de ecosistemas naturales o modificados, sosteniendo sus procesos y funciones (Magdoff & Weil, 2004; Schjonning, *et al.*, 2004; Kinyangi, 2007). Para que el sostenimiento de estos procesos y funciones ecosistémicas sea exitoso, un factor clave es la fertilidad del suelo, la cual es la capacidad de proveer los requerimientos físicos, químicos y biológicos necesarios para el crecimiento adecuado de las plantas y su productividad, reproducción y calidad (considerada en términos de uso como alimento para animales y humanos). Estos requerimientos dependerán del tipo de planta, suelo, relieve y condiciones climáticas (Abbott & Murphy, 2007).

Entre las propiedades del suelo necesarias para cumplir los requerimientos de fertilidad, el contenido de materia orgánica (MO) se considera uno de los componentes más importantes, siendo responsable en una gran medida de la capacidad de intercambio catiónico y aniónico (CIC – CIA) del suelo, actuando como fuente de N, K, P y S y dependiendo del material también liberando micronutrientes, regulando la acidez e influyendo en la estabilización de su estructura, la capacidad de retención de agua y el mejoramiento de la porosidad y por ende reduciendo su densidad. De forma adicional la MO puede ser una fuente de energía de alta disponibilidad para la biota, estimulando la biodiversidad de los suelos, incrementando la actividad biológica y afectando la funcionalidad de los microorganismos (Schroth, *et al.*, 2003; Magdoff & Weil, 2004; Gomez, *et al.*, 2006; Osorio, 2007; González, *et al.*, 2010).

Cuando los sistemas de monocultivo agrícola han prevalecido por extensos periodos de tiempo y también cuando en estos no hay un adecuado retorno de nutrientes al suelo, se lleva a su degradación paulatina y a la de sus propiedades (Nyakatawa, *et al.*, 2007), produciendo una reducción en la calidad y fertilidad de éste, efecto que se ve reflejado y relacionado con una disminución en el contenido de MO (Dube, *et al.*, 2012). Esta problemática es reconocida por ser uno de los factores principales que afecta negativamente la producción de los cultivos en ambientes tropicales, incluso a pesar del alto potencial de las variedades vegetales empleadas (Thierfelder, *et al.*, 2013).

Debido al efecto negativo que la pérdida de fertilidad y calidad del suelo puede tener sobre diversos factores socioeconómicos y ambientales, se hace necesario el empleo de sistemas de producción agrícola sostenibles que induzcan efectos benéficos sobre el aumento de la fertilidad en el sistema suelo (Malley, *et al.*, 2004; Nyakatawa, *et al.*, 2007; Thierfelder, *et al.*, 2013). Respecto a esto, previamente la FAO ha descrito los sistemas integrados de nutrición vegetal (Integrated Plant Nutrition System – IPNS) donde se desarrollan los conceptos de agricultura orgánica y del manejo orgánico de la nutrición de las plantas (Panda & Hota, 2008). Este manejo

se reconoce porque emplea fuentes relativamente económicas de macro y micronutrientes, que además contienen importantes concentraciones de MO, por lo que la incorporación de estos insumos al suelo puede tener efectos positivos en sus propiedades, fertilidad y funciones de calidad (Nyakatawa, *et al.*, 2007; Panda & Hota, 2008; Thierfelder, *et al.*, 2013). Estas prácticas señaladas por los IPNS son entonces un factor clave en las regiones tropicales para el mantenimiento y mejoramiento del sistema suelo (Dube, *et al.*, 2012).

En este contexto se hace necesario determinar el efecto que estas prácticas pueden tener sobre los procesos naturales y por ende en el sistema complejo suelo - planta (Bhandari, 2007). Sin embargo, las funciones ecosistémicas del suelo y los procesos en éste son de difícil medición de forma directa y son complejos, por lo que estos deben ser inferidos de las propiedades químicas, físicas y biológicas que son fácilmente medibles, las cuales se conocen como indicadores de la calidad (Magdoff & Weil, 2004). Se ha encontrado que los indicadores biológicos de tipo microbiano pueden estar altamente correlacionados con el contenido de MO en el suelo y con la productividad de los cultivos (Alves, *et al.*, 2013). Adicionalmente, existe evidencia de una cercana relación entre la biodiversidad microbiana y su actividad con varias propiedades físicas y químicas del suelo, por lo que estos son buenos indicadores de calidad (Muñoz, *et al.*, 2007) y pueden ser interpretados más allá de la información que el parámetro medido u observado representa por sí mismo. La ventaja de emplear estos indicadores para el monitoreo del suelo recae en su habilidad para responder rápidamente, por lo que son altamente sensibles a los cambios, impactos y degradación, como los inducidos por las prácticas agrícolas (Verstraete & Mertens, 2004; Alves, *et al.*, 2013).

En el sistema complejo suelo – caña panelera donde los componentes ya mencionados se encuentran interconectados e interactuando constantemente generando diversas respuestas y procesos, se planteó como objetivo de la investigación la necesidad de determinar el efecto que pueden llegar a tener diferentes prácticas orgánicas de nutrición de la caña panelera, por medio de un estudio de caso en el municipio de Nocaima – Cundinamarca, sobre la fertilidad y calidad del suelo destinado al cultivo y el desarrollo del mismo. Esto teniendo en cuenta que Colombia es, después de la India, el segundo productor de panela en el mundo (Tarazona, 2011). De esta forma la importancia del cultivo recae en que de acuerdo a información publicada por Fedepanela, en 2010 había en el país 240.418 ha sembradas con caña panelera, con una producción de 1'274.733 t y 17.883 trapiches paneleros (Fedepanela, 2010). Esta industria es la segunda agroindustria rural, después del café, en Colombia y genera una importante cifra de empleos (16% de la población rural económicamente activa) (Santisteban, 2008). El departamento de Cundinamarca junto con Santander y Boyacá contribuye con el 50% de la producción de panela (MADR, 2006) y puntualmente, en el municipio de Nocaima la caña panelera es el principal producto agrícola, teniendo éste la mayor participación en área sembrada. El sistema de producción se presenta como un monocultivo que se caracteriza por la nula o poca fertilización y por la generación de erosión (Ramirez, 2009), escenarios que afectan la fertilidad y calidad del suelo (Muñoz, *et al.*, 2007), lo que adicionalmente sumado a prácticas de manejo insuficientes termina por afectar la productividad, rendimiento y rentabilidad de los cultivos, pese al empleo de variedades con alto potencial (Ramirez, 2009).

Las prácticas orgánicas de nutrición vegetal planteadas en este estudio fueron el empleo de insumos como la gallinaza, el compost y el vermicompost. Este tipo de insumos estimulan el mantenimiento e incluso el incremento de los contenidos de MO en el suelo (Paul, 2007; Panda & Hota, 2008), lo que promueve y mantiene la salud de las plantas y la productividad a largo plazo

de los sistemas agropecuarios (González, *et al.*, 2010). Adicionalmente su importancia recae en que son de fácil acceso para los productores de la región.

La investigación se enmarcó en el macroproyecto titulado “*Alternativas de optimización de la producción de panela – caña, procesamiento, seguridad alimentaria, calidad y mercadeo, con productores de la asociación de productores de panela de Nocaima, ASOPROPANOC*”, financiado por Colciencias y ejecutado por el Grupo de Biotecnología Ambiental del Centro Internacional de Física (CIF) y se desarrolló con la colaboración y apoyo de Eduardo Alberto Duarte Pinzón productor de panela asociado. Con ésta se buscó aportar al fortalecimiento del sector productivo de caña panelera, el cual en el contexto de los tratados de libre comercio debe avanzar en la modernización de la producción a través de programas de investigación y transferencia de tecnologías, permitiendo aumentar los mercados ya existentes (Santisteban, 2008). Lo anterior se encuentra ligado al plan exportador de Fedepanela, y también con la estrategia de dar valor agregado a los productos paneleros mediante la obtención de diferentes certificaciones orgánicas que permitan abrir la oportunidad a los productores para acceder a este nicho de mercado (Fedepanela, 2013), certificaciones con las que actualmente cuentan algunos productores de la Asociación de productores de Panela de Nocaima, ASOPROPANOC. De esta forma, el presente estudio propendió adicionalmente por ser parte de las estrategias que ayuden a la asociación a posicionarse en el mercado de la panela orgánica.





# 1 Objetivos

## 1.1 Objetivo general

Evaluar el efecto de prácticas orgánicas de nutrición de caña panelera (*Saccharum officinarum* L.) sobre suelo destinado a su cultivo y el desarrollo de éste en el municipio de Nocaima – Cundinamarca.

## 1.2 Objetivos específicos

- Evaluar el efecto de prácticas orgánicas de nutrición de caña panelera sobre propiedades químicas y físicas de suelo destinado a éste cultivo.
- Establecer mediante indicadores biológicos el efecto que prácticas orgánicas de nutrición de caña panelera tienen sobre la calidad del suelo.
- Determinar la relación existente entre el efecto observado en el suelo debido a prácticas orgánicas de nutrición de caña panelera y el desarrollo y crecimiento del cultivo.



## 2 Marco teórico

### 2.1 El suelo: calidad y fertilidad

El suelo es un medio poroso creado en la superficie de la tierra a través de procesos de alteración biológicos, geológicos e hidrológicos, que presenta estratificación vertical (horizontes) producida por fenómenos pedogénéticos y la actividad de los organismos. Éste se puede definir como un sistema abierto multicomponente con una fase sólida, líquida y gaseosa, el cual intercambia materia y energía con la atmósfera, biosfera e hidrosfera circundante. Estos flujos de materia y energía desde y hacia el suelo son altamente variables en el tiempo y en el espacio, pero son esenciales porque causan el desarrollo del perfil y gobiernan los patrones de calidad (Sposito, 2008).

La Sociedad Americana de la Ciencia del Suelo definió la calidad de éste como la capacidad de una clase específica para funcionar entre límites de ecosistemas naturales o modificados, con la finalidad de sostener la productividad animal y vegetal, mantener o mejorar la calidad del agua y el aire y soportar la salud y vivienda humana (Magdoff & Weil, 2004; Schjonning, *et al.*, 2004; Kinyangi, 2007). Para determinar la calidad del suelo, las funciones, procesos ecosistémicos o servicios esperados del sistema deben ser definidos y delineados (Schjonning, *et al.*, 2004; Kinyangi, 2007), y estos pueden ser agrupados de la siguiente forma: 1) promoción del crecimiento vegetal, 2) bio-ciclaje de elementos, 3) provisión de hábitat para los vertebrados e invertebrados 4) repartición, almacenamiento, translocación y descontaminación del agua y 5) soporte y protección para las estructuras y artefactos de origen humano. Los anteriores procesos pueden estar fuertemente relacionados entre sí (Magdoff & Weil, 2004).

En el primer y segundo proceso ecosistémico señalados, un factor relacionado es la fertilidad del suelo. Tradicionalmente se ha planteado que esta característica es la habilidad para suplir los elementos esenciales para especies vegetales específicas en cantidades adecuadas y en un balance apropiado, sin presentar concentraciones tóxicas de ninguno (Havlin, *et al.*, 2005; Huq & Shoaib, 2013). Teniendo en cuenta que las plantas han evolucionado en diferentes climas y en diferentes suelos, éstas tienen diferentes requerimientos de elementos y tolerancias, por lo que un suelo puede ser fértil para una especie vegetal y al mismo tiempo ser infértil para otra (Huq & Shoaib, 2013).

Sin embargo, se conoce que además de los factores químicos mencionados, los físicos y biológicos son importantes y se encuentran involucrados con la fertilidad del suelo; por lo que una definición más completa sería que ésta es la capacidad de proveer los requerimientos químicos, físicos y biológicos necesarios para el crecimiento adecuado de las plantas, su reproducción, productividad y calidad (considerada en términos humanos y animales). Estos requerimientos

también dependerán del suelo, relieve y condiciones climáticas (Abbott & Murphy, 2007). De esta forma, la fertilidad es el estado potencial de un suelo para producir cultivos (Huq & Shoaib, 2013).

Desde el punto de vista de la fertilidad del suelo, la calidad de éste puede ser influenciada por muchas propiedades inherentes y reflejar los factores medioambientales que afectan su formación a largo plazo y la alteración por prácticas de manejo (Magdoff & Weil, 2004). Lo anterior se debe a que la calidad es producto de procesos degradativos o conservadores controlados por componentes químicos, físicos y biológicos y sus interacciones (Kinyangi, 2007).

Debido a que las funciones ecosistémicas del suelo y los procesos en éste son de difícil medición de forma directa y son complejos, la calidad debe ser inferida de las propiedades que son fácilmente medibles, las cuales se conocen como indicadores de la calidad (Magdoff & Weil, 2004). Esta medición requiere de la integración de las tres propiedades (químicas, físicas y biológicas), siendo de particular interés aquellas que puedan indicar de forma temprana los efectos del manejo y cambios climáticos y que sean sensibles a condiciones de estrés (Karlen, *et al.*, 2004; Magdoff & Weil, 2004; Allen, *et al.*, 2011; Giacometti, *et al.*, 2013).

Los indicadores que pueden ser empleados varían de acuerdo a la locación y el nivel de sofisticación con el cual las mediciones pueden ser hechas, por lo tanto no es posible desarrollar una lista aplicable a todos los casos (Kinyangi, 2007). Por lo general se cuantifican los indicadores, sin embargo metodologías descriptivas que son meramente cualitativas también pueden ser empleadas; siendo reportado que la medición de propiedades en el laboratorio y sus resultados se encuentran bien correlacionados con el comportamiento cualitativo del suelo en el campo (Schjonning, *et al.*, 2004).

### **2.1.1 Materia orgánica del suelo (MO)**

En el sistema suelo, la pedogénesis requiere ganancias de MO que principalmente provienen de la parte superior del perfil y ganancias minerales que principalmente se originan desde el inferior, contribuyendo a la estratificación y formación de horizontes. Cerca de la superficie, los horizontes O y A se definen por su rico contenido de MO, pero ésta igualmente se encuentra presente en los horizontes más profundos, gracias a la lixiviación y transporte de moléculas pequeñas y solubles desde la superficie o la ganancias de origen microbiano (Gabor, *et al.*, 2014).

La MO se refiere a todo el material de origen animal, vegetal o microbiano que esté transformado, parcialmente transformado y sin ningún grado de transformación. Este término a veces se emplea como sinónimo del humus, sin embargo éste último concepto se refiere a la MO transformada por medio de la humificación (FAO, 2009).

Los microorganismos del suelo juegan un rol esencial en la humificación debido a que tienen la capacidad de emplear tanto compuestos orgánicos recalcitrantes como lábiles como sustrato para su crecimiento. La alta diversidad de compuestos químicos en el material orgánico determina el proceso de mineralización y transformación y finalmente el humus que se forma; adicionalmente el contenido de humus en los suelos alrededor del mundo y sus características varían con los factores relacionados con la región (altitud, clima, riqueza mineral del material parental y relieve), siendo por ejemplo la acumulación favorecida por las bajas temperaturas y las altas precipitaciones (Ernst, 2004; Sposito, 2008; Gabor, *et al.*, 2014; Pezzolla, *et al.*, 2015).

De forma general la tasa de mineralización y transformación de los compuestos orgánicos de origen vegetal sigue la siguiente secuencia: azúcar, proteínas > pectinas > celulosa > lignina > ceras, resinas > taninos. Los residuos orgánicos pueden ser completamente mineralizados cuando los compuestos químicos que contienen son de fácil acceso para los microorganismos, mientras que los compuestos recalcitrantes son el inicio de la humificación (Ernst, 2004; Gabor, *et al.*, 2014).

El humus se divide entre sustancias no húmicas y sustancias húmicas. Las sustancias no húmicas comprenden las biomoléculas sintetizadas para sostener directamente los ciclos de vida de la biomasa del suelo. Son comúnmente los productos de la transformación de distintos residuos y detritos y del metabolismo microbiano, y se encuentran en diferentes niveles de complejidad que van desde compuestos de bajo peso molecular a enzimas extracelulares (Sposito, 2008).

Las sustancias húmicas no se sintetizan directamente para sostener los ciclos de vida de la biomasa del suelo. Estos compuestos son de colores oscuros, no pueden ser metabolizados y son altamente heterogéneos, constituyendo más del 80 % del humus del suelo. Difieren de las biomoléculas debido a su amplia persistencia (son recalcitrantes) y a su arquitectura molecular. El concepto de sustancias húmicas es amplio y no implica una ruta particular de formación, un set resultante de compuestos orgánicos, una masa molecular relativa característica ni una reactividad química asociada (Sposito, 2008). Las sustancias húmicas se dividen entre huminas (insolubles en base), ácidos húmicos (solubles en base - insolubles en ácido) y ácidos fúlvicos (solubles en ácido y base) (You, *et al.*, 2006; Sposito, 2008).

El contenido de MO en el suelo influencia y se ve influenciada de forma importante por un amplio rango de sus propiedades (químicas, físicas y biológicas) y procesos. Debido a lo anterior, pese a que las plantas no requieren MO para su crecimiento y desarrollo, ésta se considera uno de los componentes más importantes en la fertilidad y calidad del suelo y uno de los principales indicadores (Schroth, *et al.*, 2003; Magdoff & Weil, 2004; Gomez, *et al.*, 2006; Osorio, 2007; González, *et al.*, 2010).

### 2.1.2 Propiedades químicas y MO

El suelo tiene un importante papel como reservorio dinámico en el ciclado de elementos químicos. Los elementos mayores son aquellos con concentraciones que exceden los 100 mg kg<sup>-1</sup>, correspondiendo al O, Si, Al, Fe, C, K, Ca, Na, Mg, Ti, N, S, Ba, Mn, P y quizás el Sr y el Zr, en orden decreciente de concentración. Todos los demás elementos se denominan traza (Sposito, 2008).

Los elementos mayores C, N, P y S también se conocen como macronutrientes, por lo que son esenciales para los ciclos de vida de los organismos y son absorbidos por estos en cantidades significativas. El principal componente de almacenamiento y reservorio de estos elementos es la MO. En la mayoría de los suelos la mineralización y transformación microbiana de ésta es el proceso a través del cual el C, N, S y P son liberados de forma continua a la fase acuosa o a la solución del suelo como iones inorgánicos susceptibles de ser tomados por la biota o perdidos del perfil del suelo (Sposito, 2008). Los contenidos de los demás elementos se derivan de los materiales parentales minerales de los suelos gracias a los procesos de meteorización de estos, aunque la constante ganancia también puede estar relacionada con recursos atmosféricos (Lavelle & Spain, 2001).

Entre los elementos mayores y los elementos traza, se encuentran los micronutrientes requeridos para el desarrollo normal de las plantas, Fe, Mn, Zn, B, Cu, Mo, Ni y Cl, que se caracterizan de forma general por tener una baja disponibilidad para la toma vegetal (Marschner & Rengel, 2007).

La dinámica del pH influye en la disponibilidad, solubilidad e ionización tanto de constituyentes orgánicos (como las sustancias húmicas) como inorgánicos en la solución del suelo (You, *et al.*, 1999; FAO, 2009), y en las tasas de mineralización de la MO, por lo que repercute en la toma de los elementos señalados por parte de las plantas (You, *et al.*, 1999; Curtin, *et al.*, 1998; Yao, *et al.*, 2009; FAO, 2009). El pH del suelo expresa la actividad de los iones  $H^+$  en la solución de éste, encontrándose la condición de acidez ( $pH < 7,0$ ) en la mitad de la tierra arable en el mundo (Sposito, 2008; FAO, 2009). Lo anterior es de importancia especialmente para los micronutrientes cuya deficiencia está ligada a suelos con valores de pH extremos, entre otros factores (Marschner & Rengel, 2007).

La disponibilidad, solubilidad y toma de elementos también se ve relacionada con la capacidad de intercambio del suelo, debido a que ésta controla el equilibrio entre las fases sólidas y líquidas, reduciendo las fluctuaciones en las concentraciones de los iones que resultan de forma natural en el ecosistema y debido a la intervención por medio de prácticas agronómicas (Tan & Dowling, 1984). La capacidad de intercambio del suelo se puede definir como el máximo número de moles de iones cargados adsorbidos que pueden ser desorbidos por unidad de masa bajo unas condiciones dadas (Sposito, 2008), y puede ser aniónica (CIA) y catiónica (CIC) (Sposito, 2008; Bergaya, *et al.*, 2013). Esta propiedad corresponde a la suma de dos tipos de carga, permanente y variable (Tan & Dowling, 1984). Para las cargas variables generalmente se asume que éstas dependen de la MO, aunque otros componentes del suelo también pueden estar involucrados (Tan & Dowling, 1984; Oorts, *et al.*, 2003). Puntualmente, estas cargas variables se originan por la protonación y desprotonación de los grupos hidroxilos, proceso dependiente a su vez del pH del suelo (Bergaya, *et al.*, 2013).

La importancia de lo presentado recae en que dependiendo de estas propiedades, dinámicas, condiciones y procesos edafoclimáticas, entre otros, solo una proporción de la cantidad total de elementos en el suelo puede ser tomada y empleada por las plantas (Marschner & Rengel, 2012).

### 2.1.3 Propiedades físicas y MO

Entre este grupo, la textura es de importancia debido a que se pueden realizar considerables interpretaciones del comportamiento y propiedades del suelo a partir de ésta (Paul, 2007). Lo anterior debido a que la textura se relaciona con el contenido de carbono orgánico (CO), de forma que la MO incrementa linealmente con el contenido de arcillas (Ye, *et al.*, 2015). Igualmente, la textura se ve relacionada e influencia la estructura del suelo y su estabilidad, su densidad y la retención de agua (Tracy, *et al.*, 2013; Harrison-Kirk, *et al.*, 2014).

En relación a la estructura del suelo y su estabilidad, éstas dependen de diferentes procesos químicos y físicos, tipos de fuerzas, contenidos de MO y actividad microbiana (Taboada & Taboada, 2003; Paul, 2007; Celik, *et al.*, 2010; Karami, *et al.*, 2012; Abdollahi, *et al.*, 2014). Esta propiedad se ve estrechamente relacionada con la densidad, la aireación, el encostramiento, la erosión y el drenaje, entre otros (Taboada & Taboada, 2003; Paul, 2007; Karami, *et al.*, 2012). A su vez, la densidad del suelo se ve influenciada por los poros que se encuentran entre los componentes sólidos (minerales y orgánicos), siendo ésta propiedad clave para el desarrollo de

las raíces de las plantas, la toma de nutrientes por parte de éstas (Tracy, *et al.*, 2013) y en las interacciones con el aire y el agua, incidiendo por lo tanto en la actividad microbiológica. La MO y en general los componentes orgánicos, tienen un efecto de dilución, por lo que la mezcla de los materiales orgánicos con las fracciones minerales más densas causa una disminución en la densidad del suelo (Celik, *et al.*, 2010).

En el caso de la humedad del suelo se conoce que diversas propiedades como la estructura, la porosidad, el contenido de MO y la textura pueden tener un efecto significativo sobre ésta (Korodjouma, *et al.*, 2006). Puntualmente, los contenidos de MO disminuyen las pérdidas de agua del perfil y aumentan la capacidad de retención del elemento (Karami, *et al.*, 2012). El agua en el suelo se encuentra principalmente como una fase fluida condensada, aunque también hay contenido de vapor. Este elemento es un repositorio para sólidos y gases disueltos, por lo que en la literatura se refieren a él como a la solución del suelo (Sposito, 2008). Actúa físicamente como un agente de transporte por flujo de masas y como un medio a través del cual los reactantes se difunden hacia y desde los sitios de reacción, por lo que químicamente se comporta como un solvente y como un reactante en importantes procesos químicos y biológicos (Paul, 2007). Muchos procesos del suelo son influenciados por el contenido de agua y su movimiento, como la actividad microbiana, el estado de aireación, la naturaleza y la cantidad de materiales solubles, la presión osmótica, el pH de la solución y la lixiviación de materiales y elementos del perfil, entre otros (Paul, 2007; Moyano, *et al.*, 2013; Arnold, *et al.*, 2015).

En este contexto, las propiedades físicas del suelo deben ser entendidas en conjunto y formando un todo armónico y no individualmente, ya que entre ellas se establece una íntima relación (Triana, *et al.*, 2003; Abbott & Murphy, 2007).

## **2.2 Fertilidad e indicadores biológicos de calidad del suelo**

La fertilidad biológica del suelo es la capacidad de los organismos que viven en éste (microorganismos, vertebrados, invertebrados y raíces) para contribuir con los requerimientos para el óptimo desarrollo de las plantas, con la finalidad de mejorar su productividad, reproducción y calidad; lo anterior por medio de procesos biológicos que influyen positivamente el estado físico y químico (Abbott & Murphy, 2007). Dado que las propiedades biológicas se han relacionado con la productividad del suelo, su calidad y fertilidad se relacionan con la diversidad biológica. Esta relación se debe, en parte, a que en los ecosistemas naturales la fertilidad se mantiene a largo plazo por la estrecha interacción entre la vegetación y el suelo, mediada por el aporte de MO y los procesos que llevan a ésta a la formación de humus y liberación de nutrientes, procesos mediados a su vez por los organismos. Debido a lo anterior, es importante tenerlos en cuenta en evaluaciones de fertilidad, considerando su efecto sobre las demás propiedades del suelo (Kinyangi, 2007; Varela, 2013.).

El empleo de las propiedades biológicas como indicadores de calidad se fundamenta en que mientras que la química y la física proveen un contexto, es la biota la que se adapta a los cambios de las circunstancias medioambientales. Lo anterior se debe a que por virtud los indicadores biológicos envuelven complejos sistemas adaptativos (Verstraete & Mertens, 2004; Allen, *et al.*, 2011). La identificación de indicadores biológicos de la calidad del suelo es crítica, siendo de particular importancia la detección de aquellos componentes que responden rápidamente a los cambios en las condiciones (Kinyangi, 2007). Los indicadores más comúnmente evaluados son

los contenidos de MO, el contenido de CO, la respiración del suelo, la biomasa microbiana, las poblaciones microbianas, la mineralización de nitrógeno y la actividad enzimática (Kinyangi, 2007; Allen, *et al.*, 2011).

### 2.2.1 Poblaciones y comunidad microbiana del suelo

El suelo es un entorno biológico rico en microorganismos. Un kg de suelo no contaminado sirve de hábitat para más de diez trillones de bacterias, diez billones de actinomicetos y un billón de hongos. Incluso la población de la microfauna (por ejemplo de protozoos) puede aproximarse a un billón en un kg de suelo (Sposito, 2008). Acorde a los recuentos directos, el suelo típicamente contiene entre  $10^8$  a  $10^{10}$  bacterias  $g^{-1}$  (Burns, *et al.*, 2013), sin embargo, los avances recientes en técnicas moleculares han demostrado que el suelo contiene tantos microorganismos que no pueden ser cultivados, incluso con las mejores prácticas de laboratorio (Verstraete & Mertens, 2004), por lo que los análisis basados en el 16S rRNA dan recuentos de dos a cinco órdenes mayores de magnitud (Burns, *et al.*, 2013).

Diez g de suelo fértil puede contener un número de especies microbianas que excede a un millón (Verstraete & Mertens, 2004; Sposito, 2008), representando esta biota una gran proporción de la biodiversidad del planeta Tierra con distribución a nivel mundial. Incluso se conoce que los microorganismos del suelo pueden sobrevivir y crecer en las áreas más inhóspitas del planeta (Paul, 2007).

En el suelo casi todas las transformaciones bioquímicas que tienen lugar involucran contribuciones activas de los microorganismos que lo habitan (Verstraete & Mertens, 2004). Las comunidades microbianas llevan a cabo procesos fundamentales que contribuyen al ciclado de nutrientes, crecimiento vegetal y salud de las raíces. Entre sus funciones se encuentran (1) la transformación y mineralización de la MO, por medio de un sin número de actividades enzimáticas, produciendo la liberación de elementos que pueden ser tomados por las plantas, (2) influencia en la disponibilidad de los elementos presentes en materiales minerales por solubilización, quelación, oxidación y reducción, (3) almacenamiento de nutrientes en la biomasa microbiana (4), influencia en el crecimiento vegetal por medio de la liberación de sustancias estimulantes o inhibitoras y (5) influencia sobre las propiedades físicas y químicas del suelo que se encuentran relacionadas con los contenidos de MO (Marschner & Rengel, 2007; Varela, 2013.). Los microorganismos por lo tanto juegan un rol activo en la fertilidad del suelo (Verstraete & Mertens, 2004). La capacidad de la microbiota para llevar a cabo estos procesos y funciones se relaciona con que ésta tiene un rango único de capacidades fisiológicas, lo que le permite ganar energía empleando un amplio número de mecanismos y sustratos, siendo esta habilidad muy superior a la que tienen los demás organismos (Paul, 2007).

La comunidad microbiana total del suelo es influenciada por factores del mismo suelo y por las especies vegetales presentes. En cuanto al suelo, éste puede tener distintas comunidades, en relación a la composición de especies y abundancia relativa de diferentes especies, lo que resulta de características físicas y químicas específicos (textura, contenido de nutrientes, MO y pH) y factores medioambientales. En cuanto a las especies vegetales, debido a que la estructura de las comunidades en la interfase suelo-planta difiere de aquella del resto del suelo, es claro que las plantas influyen fuertemente las poblaciones microbianas (Marschner & Rengel, 2007).



Esta interfase suelo-planta se da en la rizósfera, término que se conoce como la región del suelo bajo la influencia inmediata de las raíces, en la cual hay proliferación de microorganismos gracias al flujo de material orgánico lábil derivado de la planta al suelo. Análisis de los materiales orgánicos encontrados en la rizósfera han revelado una amplia diversidad de compuestos incluyendo ácidos alifáticos, aminoácidos, ácidos aromáticos, amidas, azúcares, amino azúcares, celulosa, lignina y proteínas, entre otros. Debido a lo anterior, las bacterias aisladas de la rizósfera de diferentes especies vegetales exhiben diferentes crecimientos y patrones de utilización de las fuentes de C (Paul, 2007; Marschner & Rengel, 2007). También se conoce que el crecimiento microbiano y la densidad de las poblaciones son menores en las partes viejas de las raíces que en la zona de elongación radical, por lo que es en esta zona donde la concentración de exudados radicales es mayor (Marschner & Rengel, 2007). La importancia de la interacción entre la planta y las comunidades microbianas de la rizósfera recae en que ésta puede tener importantes efectos para el crecimiento, salud y composición y diversidad de las comunidades vegetales (Paul, 2007; Marschner & Rengel, 2007).

En el suelo las poblaciones microbianas se pueden dividir entre los hongos filamentosos y levduriformes, las bacterias y los actinomicetos (bacterias filamentosas), y en estos dos últimos se pueden encontrar los grupos funcionales de las bacterias fijadoras de nitrógeno (BFN), bacterias solubilizadoras de fosfatos (BSF) y bacterias celulolíticas. La importancia de estos grupos microbianos recae en que pueden reflejar información de relevancia en relación a los procesos del suelo y por ende a su fertilidad y calidad (Rodríguez & Fraga, 1999; Robinson & Bruce, 2002; Bills, *et al.*, 2004; Madigan, *et al.*, 2004; Zhao, *et al.*, 2005; Paul, 2007; Hamdali, *et al.*, 2008; Singh, *et al.*, 2010; Yu, *et al.*, 2013; Lucas, *et al.*, 2014)

## 2.2.2 Actividad enzimática del suelo

La actividad enzimática del suelo se debe principalmente a la expresión de las bacterias, los hongos y las raíces de las plantas (Bloem, *et al.*, 2006). Particularmente, el rol que juegan los microorganismos heterótrofos en las transformaciones bioquímicas de la MO y en los ciclos biogeoquímicos, se relaciona con la liberación de varias y diversas enzimas (Bloem, *et al.*, 2006; Burns, *et al.*, 2013; Kumar, *et al.*, 2013; Grosso, *et al.*, 2014; Raiesi & Beheshti, 2014; Bowles, *et al.*, 2014; Li, *et al.*, 2015). Es por esto que previamente se ha reconocido que la actividad enzimática es un sensor de la mineralización y transformación de la MO, que además integra información del status microbiano y de las condiciones físico – químicas del suelo (Kotroczo, *et al.*, 2014; Li, *et al.*, 2015). Esto último debido a la relación que la MO tiene con diferentes propiedades (Burns, *et al.*, 2013).

La mayoría de las enzimas del suelo se asocian directamente con células viables y la función de la membrana celular, sin embargo, también se encuentran enzimas extracelulares que son liberadas al medio circundante y catalizan reacciones en las superficies externas de la membrana o pared celular y en el ambiente (Burns, 1982; Nannipieri, *et al.*, 2002; Kumar, *et al.*, 2013; Raiesi & Beheshti, 2014). Algunas enzimas de carácter exclusivamente intracelular, pueden ser liberadas después de la muerte y lisis celular, permaneciendo funcionales durante un determinado periodo de tiempo. Lo anterior se debe a que estas enzimas junto a las que son realmente extracelulares, pueden llegar a tener mecanismos físicos de protección asociándose de forma íntima con arcillas y coloides orgánicos (compuestos húmicos), así, las enzimas que se encuentran en el medio pueden ser menos sensibles que aquellas asociadas a células viables (Monkiedje, *et al.*, 2007; Yan, *et al.*, 2010; Lammirato, *et al.*, 2010). Debido a lo anterior, dependiendo de la actividad

enzimática, ésta puede correlacionar o no con los recuentos de poblaciones y biomasa microbianas (Burns, 1982; Nannipieri, *et al.*, 2002; Kumar, *et al.*, 2013; Raiesi & Beheshti, 2014; Kotroczó, *et al.*, 2014).

Entre las enzimas involucradas en la transformación y mineralización de la MO se encuentran las hidrolasas las cuales catalizan las reacciones de hidrólisis, éstas pueden ser de tipo glucosidasas, estererasas, peptidasas y lipasas, entre otras, y pueden ser extracelulares o no (Alef & Nannipieri, 1995; Rotman & Papermaster, 1966; Bandick & Dick, 1999; Adam & Duncan, 2001; Green, *et al.*, 2006; Arriagada, *et al.*, 2009). Entre las glucosidasas, la  $\beta$  - Glucosidasa (E.C. 3.2.1.2.1), que proviene de microorganismos heterótrofos (Moscatelli, *et al.*, 2012), cliva los enlaces  $\beta$  (1 - 4) para producir glucosa a partir de  $\beta$ -D- glucopiranosidos (Cañizares, *et al.*, 2011; Moscatelli, *et al.*, 2012), actuando sobre sustratos como glucosidos y disacáridos tipo celobiosa (Tian & Shi, 2014; Kotroczó, *et al.*, 2014). Debido a que la  $\beta$ -glucosidasa controla la liberación de la glucosa en el suelo, altas poblaciones microbianas pueden crear una importante demanda estimulando la actividad de la enzima (Alef & Nannipieri, 1995; Stott, *et al.*, 2009; Pandey, *et al.*, 2014). Otro tipo de enzimas de importancia en el proceso de mineralización de la MO son las oxidoreductasas que catalizan la transferencia de electrones desde una molécula donante (agente reductor) a otra aceptora (agente oxidante). Entre éstas se encuentran las deshidrogenasas, las cuales son de tipo intracelular y parte integral de células intactas, además son fundamentales en el sistema enzimático de todos los microorganismos y pueden estar involucradas en el metabolismo respiratorio, el ciclo del citrato y el metabolismo del nitrógeno (Von Mersi & Schinner, 1991; Dungan, *et al.*, 2006). La actividad de varias deshidrogenasas compone la actividad deshidrogenasa del suelo (DHA), que cataliza la oxidación de compuestos orgánicos durante las fases iniciales del proceso de mineralización por medio de la transferencia de  $H^+$ , teniendo en el caso de la oxidación microbiana aeróbica al  $O_2$  como aceptor (Von Mersi & Schinner, 1991; Dick, 1997; Huang, *et al.*, 2009; Zhang, *et al.*, 2010; Kumar, *et al.*, 2013).

Como en general las enzimas del suelo y el status de los microorganismos son muy sensibles a las alteraciones tanto de origen natural como antropogénico y muestran una rápida respuesta a cambios inducidos (Bloem, *et al.*, 2006; Kumar, *et al.*, 2013) su evaluación ha sido empleada para determinar e indicar el efecto de la labranza, el uso del suelo, el tipo de cultivo, las prácticas de manejo y la fertilización, en la funcionalidad y calidad del suelo (Bloem, *et al.*, 2006; Hou, *et al.*, 2014; Raiesi & Beheshti, 2014; Li, *et al.*, 2015).

## 2.3 Generalidades de la caña panelera

La caña se ubica en la siguiente clasificación botánica (Osorio, 2007):

<b>Reino:</b>	Vegetal
<b>Tipo:</b>	Fanerógamas
<b>Subtipo:</b>	Angiospermas
<b>Clase:</b>	Monocotiledóneas
<b>Orden:</b>	Glumales
<b>Familia:</b>	Gramíneas
<b>Tribu:</b>	Andropogoneas
<b>Género:</b>	<i>Saccharum</i>
<b>Especies:</b>	<i>spontaneum</i> y <i>robustum</i> (silvestres), <i>edule</i> , <i>barberi</i> , <i>sinense</i> y <i>officinatum</i> (domesticadas)

*Saccharum officinarum* L. corresponde a las cañas paneleras cultivadas y se considera que esta especie fue domesticada a partir de *S. robustum* (Osorio, 2007; García, *et al.*, 2007).

### 2.3.1 Morfología general de la planta de caña

En esta planta los tallos constituyen el órgano de almacenamiento de azúcares y por lo tanto desde el punto de vista comercial, es el más importante. El número, diámetro, color, crecimiento y longitud dependen de la variedad, condiciones ambientales de la zona y el manejo del cultivo. Estos se forman a partir de yemas preexistentes en el material de siembra y de las yemas de los nuevos brotes, por lo que pueden ser primarios, secundarios o terciarios. En el tallo, los nudos llevan los primordios de las hojas que se distribuyen en posiciones alternas a lo largo. En cuanto a la floración, se presenta una inflorescencia en panícula sedosa en forma de espiga y ocurre cuando las condiciones ambientales de fotoperiodo, temperatura, disponibilidad de agua y niveles de nutrientes en el suelo son favorables. En relación a las raíces, en la planta de caña se distinguen dos tipos, primordiales (proviene de la estaca original de siembra), delgadas y muy ramificadas con un periodo de vida de dos a tres meses; y permanentes (generadas de los anillos de crecimiento de los nuevos brotes), numerosas y gruesas, de rápido crecimiento y proliferación acorde al desarrollo de la planta (Osorio, 2007; García, *et al.*, 2007).

### 2.3.2 Condiciones ambientales para el desarrollo de la caña panelera

Idealmente las condiciones para el cultivo de la caña panelera serían las de la presencia de una estación calurosa larga, con alta incidencia de radicación y una adecuada humedad, y la presencia de una estación seca, soleada y fresca, libre de heladas, que es necesaria para la maduración y cosecha (Aguilar, 2009). Las características climáticas adecuadas para el desarrollo de la caña se presentan en la tabla 1.

**Tabla 1:** Condiciones climáticas adecuadas y limitantes para el cultivo de la caña panelera.

Criterios	Condición	
	Adecuada	Limitante
<b>Altura sobre el nivel del mar (m.s.n.m)</b>	800 -1.600	> 1.800
<b>Temperatura anual (°C)</b>	20/22 - 32/35	< 20 y > 35
<b>Oscilación diaria de temperatura (°C)</b>	8,0-12,0	< 6 y > 12
<b>Brillo solar promedio (h día<sup>-1</sup>)</b>	5,0-8,0	< 4 y > 10
<b>Precipitación media anual (mm)</b>	1.250 - 1.500	< 1.250 y > 1.500
<b>Evaporación media mensual (mm)</b>	120 - 180	> 180
<b>Humedad relativa promedio (°C)</b>	75 - 80	< 70 y > 85
<b>Velocidad viento promedio (km h<sup>-1</sup>)</b>	< 25	> 45

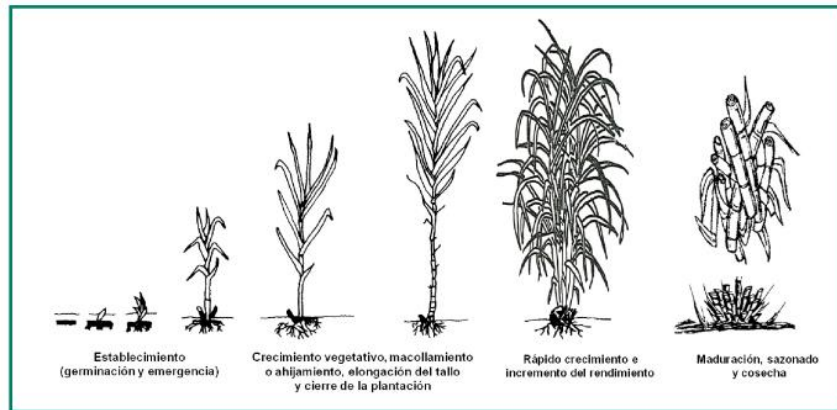
Fuente: (Muñoz, 1995; Aguilar, 2009)

En Colombia el cultivo de la caña panelera se desarrolla principalmente en la región Andina, sobre las laderas de las tres cordilleras. Este cultivo se encuentra en la franja altimétrica comprendida entre 700 y 2.000 m.s.n.m. (Lopez & Osorio, 2000; Osorio, 2007), encontrándose puntualmente la cabecera del municipio de Nocaima – Cundinamarca a los 1.100 m.s.n.m. con una condiciones

climáticas de una temperatura media de 24 °C y una precipitación media anual de 1.760 mm (Alcaldía Municipal de Nocaima, 2013).

### 2.3.3 Crecimiento y desarrollo de la caña

La caña tiene esencialmente cuatro fases en su ciclo de crecimiento y desarrollo: el establecimiento, el crecimiento vegetativo, el crecimiento rápido y la maduración (Figura 1). Una vez finalizadas estas cuatro fases se lleva a cabo la cosecha antes de la floración (Osorio, 2007; Aguilar, 2009). La duración del ciclo de crecimiento y desarrollo de la planta de caña dependerá de las condiciones edafoclimáticas y de las características varietales (Muñoz, 1995; Aguilar, 2009; Tarazona, 2011).



**Figura 1:** Etapas de desarrollo del cultivo de la caña (Aguilar, 2009).

La fase correspondiente a la maduración y sazonado, que inicia alrededor de dos a tres meses antes de la cosecha, es de importancia pues en ésta se espera la máxima concentración de sacarosa, lo que determinará la calidad del jugo de la caña. La maduración ocurre desde la base al ápice del tallo y por eso la primera contiene más sacarosa. Sin embargo, en los entrenudos los azúcares inician su acumulación desde el comienzo del proceso de elongación (Osorio, 2007; García, *et al.*, 2007; Aguilar, 2009)

### 2.3.4 Generalidades del cultivo de la caña panelera en el municipio de Nocaima - Cundinamarca

- **Variedades de caña panelera**

Para el municipio de Nocaima en Cundinamarca ha sido descrito el empleo de las variedades P.O.J. 28-78, P.O.J. 27-14 y Mayagüez. En años anteriores se realizó un intento de renovar los cultivos con la variedad Puerto Rico, pero debido a la acidez del suelo no produjo los resultados esperados, aunque en varios predios se puede encontrar esta variedad (Ramírez, 2009). En la tabla 2 se pueden observar las principales características de las variedades señaladas.

**Tabla 2:** Variedades de caña panelera presentes en el municipio de Nocaima (Cundinamarca).

Variedad	Características
P.O.J. 28-78	Tallos largos con diámetro mediano a grueso, color verde claro y al estar maduros amarillo verdoso, hábito de crecimiento semierecto, maduración tardía, macollamiento amplio y resistencia a las enfermedades más importantes. Buena adaptación a diferentes agroecosistemas y en la mayoría de los suelos de ladera en Colombia. Susceptible a malos drenajes y suelos muy ácidos. Jugos de buena calidad y rendimientos en caña y panela aceptables (Lopez & Osorio, 2000; Osorio, 2007; Ramírez, <i>et al.</i> , 2014).
P.O.J. 27-14	Tallos largos, duros, de diámetro grueso, color morado, hábito de crecimiento semierecto, macollamiento escaso y maduración tardía. Amplia adaptación a diferentes agroecosistemas, especialmente en suelos ácidos y buen comportamiento en la mayoría de los suelos de ladera. Jugos de excelente calidad y facilidad para la limpieza de estos (Gallego, <i>et al.</i> , 1996; Osorio, 2007).
Mayagüez, Colombia (MZC 74-275)	Tallos erectos, resistencia al volcamiento, alta producción por unidad de superficie. Buena adaptación a muy variadas condiciones climáticas y de suelos, no tolera la deficiencia de agua aunque mantiene su rendimiento aún bajo condiciones de exceso. Jugos con altos contenidos de sacarosa, alto porcentaje de extracción en el molino y obtención de panela de buena calidad (Caicedo, 2007; García, 2009).
Puerto Rico (PR 61-632)	Tallos erectos, gruesos, color morado, porte alto, buen anclaje en el suelo, resistente al volcamiento, maduración tardía y resistencia a enfermedades. Adaptación a la mayoría de las regiones productoras de panela y a condiciones de salinidad, baja tolerancia a la sequía. Bajo contenido de sacarosa en los jugos, la limpieza de los jugos presenta dificultad y en el proceso de extracción es una caña de consistencia dura (Lopez & Osorio, 2000; Osorio, 2007; García, 2009; Tarazona, 2011).

#### ▪ **Preparación del terreno**

En el municipio de Nocaima predominan las prácticas de labranza mínima debido al empleo de tecnologías tradicionales (Ramírez, 2009). En este tipo de labranza solo se rotura el surco en donde va la semilla y ésta se puede realizar de manera manual con pica y/o azadón (Lopez & Osorio, 2000; Osorio, 2007; Tarazona, 2011).

#### ▪ **Semilla y sistema de siembra**

La caña en condiciones naturales no produce semilla verdadera por lo que en el municipio de Nocaima la semilla más empleada es el segmento de tallo, lo que se conoce como semilla asexual (Lopez & Osorio, 2000; Osorio, 2007). Normalmente este segmento tiene entre 25 y 35 cm de longitud y de dos a tres yemas (García, *et al.*, 2007). Una buena semilla debe estar libre de enfermedades y plagas y tener una edad comprendida entre 7 y 9 meses. Lo anterior garantiza la pureza varietal y el estado nutricional adecuado (Tarazona, 2011).

En el municipio la siembra se realiza de forma característica empleando el sistema por mateado con una distancia de siembra de 50 cm hasta 1 m (Ramírez, 2009), este sistema se emplea cuando las plantas no vuelven a generar socas, quedando vacíos entre éstas y disminuyendo la densidad de tallos. Para sembrar en estos espacios, de acuerdo a la literatura, se utilizan dos o tres semillas con tres yemas cada una, así, en hoyos cuadrados se pone una semilla en cada esquina con una orientación de 45 a 60 °, o dos semillas de forma horizontal por hoyo (García, *et al.*, 2007). En Nocaima, la semilla se emplea con cinco yemas, y por hoyo se dispone de 1 a 3 semillas.

Cuando se debe volver a sembrar en grandes áreas, en el municipio también se emplea el sistema por chorrillo, en el cual la semilla se coloca en el fondo del surco generando una hilera de semillas y cubriéndola con una delgada capa de suelo para no afectar la germinación. De acuerdo a la calidad de la semilla se siembra en chorrillo sencillo, chorro medio o chorro doble, en relación a las características y cantidad de hileras de semilla sembrada (García, *et al.*, 2007).

- **Riego y control de plagas**

En zonas donde no hay disponibilidad de riego, se debe sembrar al inicio de las temporadas de lluvia. Si hay disponibilidad de riego, en cualquier época del año de acuerdo con la zona, con la precaución de tener canales de drenaje en los lotes para evitar encharcamiento, porque puede causar pérdidas en la semilla plantada (Tarazona, 2011). En el municipio de Nocaima donde el sistema se caracteriza por emplear tecnologías tradicionales, de forma general no se cuenta con riego, así que el agua para las plantas proviene de las precipitaciones. Igualmente, el control fitosanitario es muy poco o no se realiza (Ramirez, 2009).

- **Época y sistema de cosecha**

El momento óptimo para el corte es cuando la caña ha alcanzado su estado de madurez, el cual se puede identificar cuando hay un cambio de color en los entrenudos, los entrenudos superiores se acortan, el número de hojas disminuye y tienden a ponerse cloróticas y además algunas variedades tienden a florecer. De forma adicional, se recomienda calcular el índice de maduración teniendo en cuenta los ° Brix en el tallo de la caña. Las cañas inmaduras o sobremaduras tienen una alta cantidad de azúcares reductores que dañan el grano de la panela y dificultan el manejo de los jugos, además de presentar bajos rendimientos. Por lo que la caña se debe cosechar estando madura (Lopez & Osorio, 2000).

Existen dos sistemas de corte para la cosecha: por parejo y por desguíe o entresaque. En Nocaima (Ramirez, 2009) y en general en los departamentos de Cundinamarca, Caldas y Risaralda se emplea el sistema de corte por entresaque, el cual consiste en entresacar los tallos maduros dejando los demás tallos para hacer cortes posteriores. Este sistema se relaciona con la presencia de la plaga *Diatrea* sp. que causa grandes pérdidas en la producción de panela. Los dos métodos de cosecha implican cortes al ras del suelo para garantizar la vida útil de la soca (Tarazona, 2011). Posterior al corte se deben acomodar los residuos que quedan en las calles, lo cual permite el control de malezas, evita la erosión, conserva la humedad y ayuda al mejoramiento de los suelos (Lopez & Osorio, 2000).

### **2.3.5 Condiciones edafológicas y extracción de elementos en el cultivo de caña panelera**

De forma general la caña crece en diferentes tipos de suelos y no es muy exigente. Las condiciones edafológicas óptimas para el desarrollo del cultivo de la caña panelera se presentan en la tabla 3.

**Tabla 3:** Condiciones generales, adecuadas y limitantes para el desarrollo del cultivo de la caña panelera.

Criterios	Condición	
	Adecuada	Limitante
<i>Profundidad efectiva real (cm)</i>	50 – 100	< 50
<i>Textura</i>	Media (F, FA, FAr, FArA, FArL)	Pesada (Ar) y livianos (A)
<i>Estructura</i>	Migajón, granular y bloque	Laminar, masiva y prismática
<i>Densidad aparente g cm<sup>-3</sup></i>	1,0 - 1,3	< 0,7 y > 1,6
<i>Drenaje natural</i>	Moderadamente bien drenado	Excesivamente drenado o pobremente drenado
<i>Presencia de moteados</i>	Nulos a escasos (<10)	Abundantes (>20%)
<i>Relieve y pendiente (%)</i>	Plano a moderadamente ondulado (0 - 25)	> 25
<i>Posición geomorfológica</i>	Suelos coluvio-erosionales, coluviales, aluviales, coluvio-aluviales	Suelos estructurales-coluviales, erosionales-coluviales, escarpado de cordilleras
<i>ph</i>	5,0 - 7,2	< 5,0 y > 7,3
<i>Saturación de Al (%)</i>	< 30	> 60
<i>MO (%)</i>	5,0 - 10,0	< 5,0
<i>P (mg kg<sup>-1</sup> - Bray II)</i>	> 10	< 10
<i>K (meq 100 g<sup>-1</sup>)</i>	0,15 - 0,3	< 0,15
<i>Ca (meq 100 g<sup>-1</sup>)</i>	3,0-6,0	< 3,0 y > 6,0
<i>Mg (meq 100 g<sup>-1</sup>)</i>	1,5 - 2,5	< 1,5 y > 2,5
<i>CIC (meq 100 g<sup>-1</sup>)</i>	10,0 - 20,0	< 10
<i>B (mg kg-1)</i>	0,3-0,7	< 0,3 y > 0,7
<i>Zn (mg kg-1)</i>	1,5 - 3,0	< 1,5 y > 3,0
<i>S (mg kg-1)</i>	6,0-12,0	< 6,0 y > 12,0
<i>Fe (mg kg-1)</i>	25,0 - 60,0	< 25,0 y > 60,0
<i>Cu (mg kg-1)</i>	1,0 - 3,0	< 1,0 y > 3,0
<i>Mn (mg kg-1)</i>	15,0 - 30,0	< 15,0 y > 30,0
<i>Mo (mg kg-1)</i>	0,1 - 0,3	< 0,1 y > 0,3

Fuente: (Quintero, 1995; Muñoz, 1995; Osorio, 2007; García, *et al.*, 2007; Tarazona, 2011)

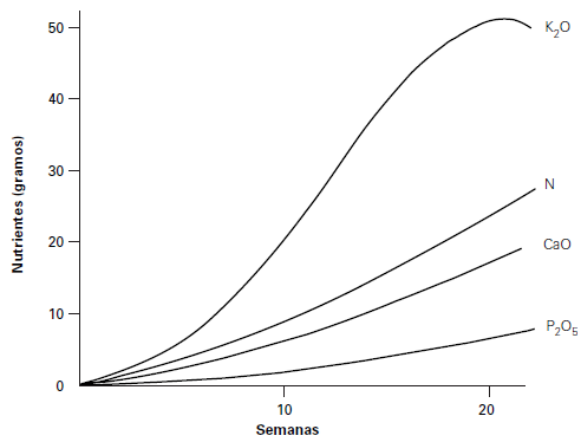
Puntualmente en Colombia, la caña panelera está sembrada en suelos de baja a mediana fertilidad, predominando los suelos con textura pesada, fuertemente ácidos (pH < 5,5) y con saturaciones baja a media de Al (<30%). Además son frecuentes los suelos con contenidos bajos a medios en MO (< 5%), P aprovechable (< 10 mg kg<sup>-1</sup> – Bray II), Ca (< 6,0 meq 100 g<sup>-1</sup>), Mg (< 1,5 meq 100 g<sup>-1</sup>), K (< 0,3 meq 100 g<sup>-1</sup>), CIC (< 20 meq 100 g<sup>-1</sup>), Zn (< 2,0 mg kg<sup>-1</sup>) y B (< 0,3 mg kg<sup>-1</sup>). Los suelos de alta fertilidad no superan el 10% de los que presentan este cultivo y que han sido analizados para el país (Muñoz, 1995; García, *et al.*, 2007).

#### ▪ Extracción, importancia y función de nutrientes en la caña panelera

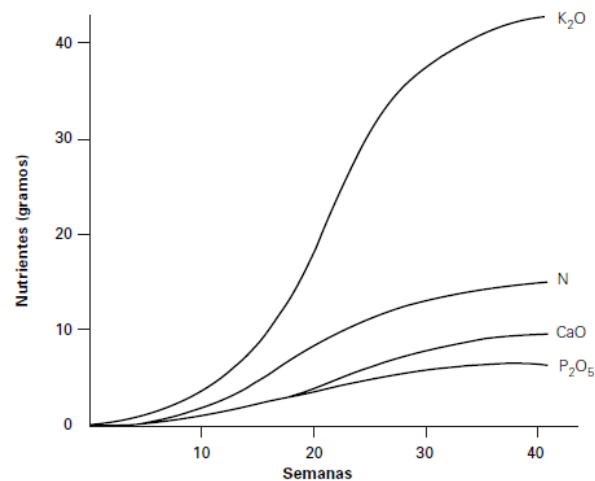
La cantidad de elementos que extrae un cultivo es diferente de acuerdo con la variedad, el tipo de suelo, las condiciones de clima y su manejo. Existe una diferencia entre la absorción de

elementos por parte del cultivo y la extracción, ya que parte de los que son absorbidos por los órganos no cosechables de la planta pueden retornar al suelo, mientras que las concentraciones extraídas por el órgano cosechable no vuelven a éste. Las diferencias entre la extracción total y real de elementos por la planta de caña indican la importancia del manejo de los residuos de cosecha, no solamente por su contenido de macro y micronutrientes, sino también por el efecto general de la MO en las propiedades del suelo (Quintero, 1995).

Durante el crecimiento de la caña en los primeros cinco meses la absorción de elementos es baja, pero tan pronto se desarrollan bien las raíces y se inicia el macollamiento, la toma de nutrientes aumenta considerablemente, especialmente en relación al K y N, conservando en todas las fases de desarrollo una secuencia de extracción  $K > N > Ca > P$ . Esta dinámica de extracción se observa en las figuras 2 y 3 (Muñoz, 1995).



**Figura 2:** Nutrientes extraídos por una cepa entera de caña durante su fase de establecimiento y de crecimiento vegetativo (Muñoz, 1995).



**Figura 3:** Nutrientes extraídos por una cepa entera de caña en su ciclo de crecimiento (Muñoz, 1995).

La extracción total de N, P, K, Ca y Mg para la producción de una t de caña se presenta en la tabla 4.



**Tabla 4:** Concentración de nutrientes extraídos por la caña.

Extracción de elementos (kg t <sup>-1</sup> )				
N	P <sub>2</sub> O <sub>5</sub>	K <sub>2</sub> O	CaO	MgO
1,64	1,08	3,96	1,60	1,20

Fuente: (Muñoz, 1995; Osorio, 2007)

El requerimiento de cada uno de estos elementos se fundamenta en el papel que cumple en el desarrollo y crecimiento de la planta de caña (Tabla 5).

**Tabla 5:** Importancia y función, efectos de altos contenidos en el suelo y síntomas de deficiencia del N, P, K y Ca en las plantas de caña panelera.

Elemento	Importancia y función en la planta	Efectos de altos contenidos en suelo	Síntomas de deficiencias
N	<p>Componente esencial de las células vivas.</p> <p>Se encuentra principalmente en las partes jóvenes de la planta en estado de crecimiento.</p> <p>Se combina con los azúcares para formar aminoácidos y proteínas que llegan a constituir hasta el 50% del protoplasma celular.</p> <p>Es un constituyente esencial de la molécula de clorofila, influyendo en la coloración del follaje y en el tamaño de las cepas de la caña (Quintero, 1995).</p> <p>Estimula el crecimiento y la formación de azúcares y sacarosa (Lopez &amp; Osorio, 2000; Tarazona, 2011).</p>	<p>Aplicaciones excesivas y extemporáneas, especialmente tardías, producen efectos como volcamiento, retardo en la maduración, producción de retoños de agua y formación de tallos acuosos y succulentos que, a pesar de dar altos tonelajes de caña, producen panela de inferior y mala calidad, debido a que los °Brix son bajos y los jugos formados tienen altos contenidos de azúcares reductores haciéndolos de mala calidad (Lopez &amp; Osorio, 2000; Tarazona, 2011).</p>	<p>Presencia de una coloración verde amarilla, especialmente en las hojas inferiores. Cuando la deficiencia es severa, las puntas de las hojas se secan y este secamiento avanza hacia la parte media de la hoja por la nervadura central. El crecimiento vegetativo se retarda, hay poco macollamiento y los tallos se acortan y adelgazan, observándose escaso número de tallos por metro lineal (Muñoz, 1995; Quintero, 1995).</p>
P	<p>Se encuentra en todas las zonas de crecimiento tanto de raíces como de meristemas terminales, haciendo parte del protoplasma celular.</p> <p>En las hojas, en forma de fosfatos, interviene en la fotosíntesis y en la liberación de energía por oxidación de la glucosa.</p> <p>Es indispensable en las transformaciones de azúcares simples a sacarosa.</p> <p>Es requerido por las plantas de caña especialmente en los primeros meses de crecimiento porque estimula el desarrollo radicular, el macollamiento vigoroso y la formación de tallos.</p> <p>Acelera los procesos de maduración y es necesario para la producción de almidones (Tarazona, 2011).</p> <p>Plantas de caña bien fertilizadas con P dan generalmente jugos con una adecuada concentración de fosfatos (0,35% a 0,50% de P<sub>2</sub>O<sub>5</sub>) y sacarosa (más de 16%) que los hacen de buena calidad, fáciles de clarificar y que producen panela de buen grano y color (Muñoz, 1995).</p>	<p>Un exceso de este elemento puede perjudicar el crecimiento, ya que induce deficiencias de micronutrientes como el Zn y el Fe (Quintero, 1995).</p>	<p>La caña no utiliza todo el N absorbido y, como consecuencia se retarda la maduración (Tarazona, 2011).</p> <p>Se originan raíces anormales de color marrón.</p> <p>Se pueden encontrar manchas de color púrpura en las hojas inferiores y hojas de color verde oscuro a azul-verdoso (Quintero, 1995).</p>

**Tabla:** (Continuación).

Elemento	Importancia y función en la planta	Efectos de altos contenidos en suelo	Síntomas de deficiencias
K	<p>No forma parte de los compuestos estructurales.</p> <p>Importante en la formación de aminoácidos y proteínas y en el metabolismo de los carbohidratos.</p> <p>Controla y regula las actividades de varios elementos esenciales, la neutralización de ácidos orgánicos y el movimiento de los estomas.</p> <p>Hace menos ostensibles los efectos de sequía, debido a que estimula el transporte de agua y otros elementos dentro de la planta.</p> <p>Promueve el desarrollo de raíces, tallos y hojas.</p> <p>En las células, aumenta el espesor de la pared y la turgidez (Tarazona, 2011).</p> <p>En la planta de caña, regula las actividades de la invertasa, la amilasa, la peptasa y la catalasa, por lo que fomenta en alto grado la síntesis de sacarosa y la pureza de los jugos extraídos de la planta.</p> <p>Un balance adecuado N/K promueve la formación de tejidos resistentes y previene el volcamiento. Este balance se relaciona con la conversión de azúcares reductores a sacarosa antes de la cosecha.</p> <p>La aplicación en los cortes después de la primera cosecha aumenta la producción de caña.</p> <p>Puede contrarrestar el efecto negativo que altas concentraciones de N pueden tener en la maduración de la caña (Quintero, 1995).</p>		<p>Sensibles disminuciones en el porcentaje de sacarosa, por lo que los jugos son de mala calidad generalmente con contenido alto de azúcares reductores (Muñoz, 1995; Tarazona, 2011).</p> <p>Lo anterior porque se reduce la eficiencia del transporte de azúcares a menos de la mitad de lo que se logra con adecuada nutrición, por lo que una buena parte de azúcar se queda en las hojas en lugar de ser transportada al tallo que es el órgano cosechable (Lazcano-Ferrat, 1999).</p> <p>No se absorbe ni transporta la cantidad de agua que se requiere para el normal desarrollo de la caña (Tarazona, 2011).</p> <p>Baja actividad fotosintética.</p> <p>Susceptibilidad a enfermedades y a estrés por sequía.</p> <p>Marcado amarillamiento de las hojas, especialmente en el ápice y los márgenes, que termina con el necrosamiento de las áreas afectadas.</p> <p>En las hojas más viejas aparecen, con frecuencia, puntos cloróticos de color carmelita con el centro necrótico que pueden invadir toda la lámina foliar (Quintero, 1995).</p>
Ca	<p>Esencial para el crecimiento de los meristemos y para el desarrollo y funcionamiento adecuado de los ápices de las raíces.</p> <p>Se encuentra en forma de pectato de calcio, el cual es un constituyente de la lámina media de la pared celular (Quintero, 1995).</p>		<p>En la caña se presentan en las hojas más viejas manchas cloróticas pequeñas con la parte central necrosada que se tornan de color rojizo-oscuro. La intensidad de las manchas aumenta con la edad de las hojas y pueden unirse hasta formar áreas necróticas.</p> <p>Las hojas jóvenes deficientes se vuelven cloróticas y extremadamente débiles.</p> <p>La planta se debilita y su desarrollo se retarda; en consecuencia, los tallos presentan un diámetro reducido, son más delgados hacia el punto de crecimiento y su corteza es suave (Quintero, 1995).</p>

## 2.4 Manejo orgánico de la nutrición de caña panelera y del suelo

De acuerdo con los sistemas integrados de nutrición vegetal (Integrated Plant Nutrition System – IPNS), programas que dentro de la FAO (Food and Agriculture Organization) están recibiendo

prioridad hace más de una década, los sistemas de agricultura orgánica, buscan el mantenimiento y mejora de la productividad del suelo, tanto como sea posible, mediante el favorecimiento y mejora de los procesos biológicos naturales. Lo anterior con la finalidad de mantener los ecosistemas y hacer la agricultura sostenible, permitiendo así la coexistencia de plantas, animales (vertebrados e invertebrados) y microorganismos, y por ende conservar la biodiversidad. Este objetivo se encuentra íntimamente relacionado con las prácticas orgánicas e integrales de la nutrición vegetal y sus propuestas alternativas en este campo (Bhandari, 2007). En este contexto se plantea que la apropiada combinación de fuentes de nutrientes como fertilizantes minerales, residuos orgánicos de origen animal y vegetal, compost, plantas fijadoras de nitrógeno (en simbiosis con microorganismos) y biofertilizantes, puede variar de acuerdo al sistema agrícola y ecológico y a las condiciones sociales y económicas (Panda & Hota, 2008).

El uso de estas prácticas se fundamenta en que el reciclado de los residuos orgánicos reduce la demanda de nutrientes por parte de las plantas y el requerimiento de fertilizantes de síntesis química y en que la eficiencia de estas fuentes puede ser mejorada mediante el empleo y suplemento con agentes químicos y biológicos (Bhandari, 2007). Así, el uso complementario de fuentes renovables de nutrientes para las plantas junto con los fertilizantes minerales, es de gran importancia para mantener la productividad del suelo y sus propiedades (Panda & Hota, 2008). Es importante que para poder implementar las prácticas y manejos señalados se hace necesario el entendimiento de los procesos naturales y de su efecto sobre estos en el sistema suelo - planta (Bhandari, 2007).

Para el caso del cultivo de la caña panelera se debe tener en cuenta primero el pH del suelo. Así se determina si éste es adecuado para el buen desarrollo de las plantas o si es necesario aplicar algún correctivo (Tarazona, 2011). Como la caña es un cultivo permanente que anualmente remueve grandes cantidades de elementos, para un buen desarrollo y productividad es necesaria la adición de estos teniendo en cuenta la fertilidad natural del suelo y de acuerdo con los requerimientos de la planta, lo que permite establecer estrategias para el mantenimiento de la fertilidad, mejoramiento de la productividad y conservación del recurso edáfico (Osorio, 2007; Tarazona, 2011).

Las épocas recomendadas para la aplicación de las fuentes de elementos son el momento de la siembra y después de cada corte; no se deben hacer aplicaciones después de los cuatro meses de siembra o corte, porque se disminuye el aprovechamiento de nutrientes y se afecta la calidad de la panela. Cuando el tipo de corte empleado es el entresaque, como en el municipio de Nocaima, no hay una época adecuada para la aplicación de fertilizantes debido a los diferentes estados de desarrollo en que se encuentran los tallos (Lopez & Osorio, 2000; Osorio, 2007). Se debe señalar que el sistema productivo de caña panelera en el municipio de Nocaima también se caracteriza porque no se fertiliza (Ramirez, 2009).

### **2.4.1 Insumos orgánicos para la nutrición de la caña panelera**

De acuerdo con los IPNS de la FAO, el empleo de prácticas orgánicas de nutrición vegetal puede ser una estrategia para el manejo del cultivo de caña panelera (Bhandari, 2007), encontrándose entre estas prácticas el uso de insumos orgánicos (Panda & Hota, 2008). Este tipo de insumos promueven el mantenimiento e incluso el incremento de los contenidos de MO en el suelo (Paul, 2007; Panda & Hota, 2008), siendo de importancia que, el objetivo de un buen manejo de suelos en un sistema de producción de cultivos debe ser éste precisamente; debido a que el

mantenimiento de la MO es importante para la productividad a largo plazo de los sistemas. Un factor clave para alcanzar este objetivo es el suministro continuo de MO activa (residuos que se transforman y metabolizan rápidamente en el suelo) o MO estable; lo que además puede contrarrestar la pérdida de ésta (Triana, *et al.*, 2003; Ferreras, *et al.*, 2006; González, *et al.*, 2010).

El empleo de este tipo de insumos orgánicos puede mejorar las propiedades físico-químicas, bioquímicas y microbiológicas afectando, entre otros procesos, los ciclos biogeoquímicos del suelo e influenciando positivamente la salud de las plantas y la productividad de los cultivos. Puntualmente, entre los beneficios de emplear estos insumos está el mejoramiento de la agregación del suelo, la reducción de la densidad, el aumento de la retención de agua, la estabilización del pH, el incremento de la CIC, la disminución en la pérdida de elementos y por supuesto el aumento en la concentración de MO y nutrientes en el suelo (González, *et al.*, 2010). Igualmente ha sido reportado que el tipo de insumo orgánico empleado afecta la funcionalidad de los microorganismos (Gomez, *et al.*, 2006), lo que se debe a que estos son una fuente de energía altamente disponible y de lenta liberación de elementos como el N, P, K y S. Además, insumos como los estiércoles y compost entre otros, representan una buena fuente de micronutrientes, conociéndose que la aplicación continua de residuos de origen vegetal y animal causa un incremento en el suelo del Mg, B, Zn, Cu, Fe y Mn (Osorio, 2007; Paul, 2007; Marschner & Rengel, 2007; González, *et al.*, 2010).

Entre los insumos orgánicos que permitan la implementación de estas prácticas en el cultivo de caña panelera se encuentran la gallinaza, el compost y el vermicompost entre otros. De la producción avícola intensiva se produce la gallinaza, la cual es las excretas de aves ponedoras en etapas de producción. Su composición y calidad está determinada principalmente por el tipo de alimento, la edad del ave, la cantidad de alimento desperdiciado, la cantidad de plumas, la temperatura y la ventilación del galpón y el tiempo de permanencia en éste (Murillo, 1999; Estrada, 2005; Mullo, 2012). En cuanto al compost, su producción se realiza por medio del proceso de compostaje que permite transformar de una manera segura residuos orgánicos como restos de poda, de cosecha, de post-cosecha, estiércol, carne, huesos, residuos de industria láctea, madera, aserrín, pasto y fruta caída, entre otros, en insumos para la producción agrícola (Román, *et al.*, 2013). Por medio de este proceso el material orgánico pasa, bajo condiciones controladas, a formas más estables de C a través de la acción de los microorganismos; produciendo un material homogéneo y de contenidos asimilables por las plantas, lo que permite su almacenamiento y uso (Estrada, 2005; Paul, 2007). No todos los materiales que han sido transformados aeróbicamente son considerados compost, por lo que el proceso de compostaje incluye diferentes etapas que se dividen según la temperatura (Román, *et al.*, 2013); adicionalmente, el producto final del proceso depende del sustrato original, los nutrientes agregados, el grado de maduración y el método de compostaje (Paul, 2007). Finalmente, el vermicompostaje es un proceso en el cual se lleva a cabo una conversión de residuos que termina en la estabilización de la MO, éste es realizado por ciertas especies de lombrices con ayuda de microorganismos (Nagavallema, *et al.*, 2006; Román, *et al.*, 2013). Durante el proceso, elementos insolubles son solubilizados, quedando disponibles para las plantas cuando el vermicompost es aplicado al suelo. Igualmente, otros compuestos orgánicos complejos, como la celulosa, son parcialmente degradados a compuestos más simples por las bacterias presentes en el tracto digestivo de la lombriz y por último se ve aumentada la disponibilidad de N (Román, *et al.*, 2013).

Los insumos señalados juegan un importante rol en la agricultura de los países en desarrollo (Paul, 2007) y en el municipio de Nocaima los productores de panela tienen fácil acceso a estos.

## **2.5 Importancia y problemática general de la producción de caña panelera en el municipio de Nocaima – Cundinamarca**

En Colombia la caña panelera es uno de los cultivos de mayor importancia para las familias que habitan las zonas de economía campesina. La producción de panela derivada de esta actividad se encuentra ampliamente dispersa en la geografía del país, siendo una actividad económica frecuente en casi todos los departamentos. Los rendimientos por ha tanto del producto como del cultivo son heterogéneos a causa de las diferencias entre diversos contextos socioeconómicos y tecnológicos en que se desarrolla la producción (Osorio, 2007).

En el municipio de Nocaima – Cundinamarca, la base económica es el sector primario, siendo su fuerte la producción agrícola, principalmente el cultivo de la caña para la producción de panela, la cual es el producto básico del campesino que se vende principalmente a los compradores de Bogotá D.C. En cuanto a su participación en la región, en la zonificación del municipio de Nocaima de acuerdo a su cobertura y uso de tierra, se estableció que la caña panelera representa el 22,84% del territorio, mientras que los demás cultivos tienen una representación muy discreta, por lo que la agro-industria de la fabricación de la panela es la mayor fuente de trabajo contando con aproximadamente 420 enramadas, instalaciones destinadas a la producción de panela (Ramirez, 2009).

La explotación del cultivo de caña panelera se realiza en un área aproximada de 4.400 ha, con rendimientos que se encuentran entre altos a medios, así la producción anual estimada es de 170.000 t, que equivalen a 40 t ha<sup>-1</sup> anuales, sin embargo, ésta podría ser mejor, dado que se usan como semilla cepas de más de cincuenta años de sembradas (Ramirez, 2009).

Actualmente se reconoce que el monocultivo de la caña en el municipio ha generado problemas de erosión, y contaminación de las quebradas. Lo anterior se suma a la contaminación por la quema de llantas para la producción de la panela y la tala de la vegetación nativa con los mismos fines, cortándose ocho árboles diarios en el municipio, lo que contribuye al exterminio de los pocos bosques nativos que aún se conservan (Ramirez, 2009).

En el municipio la rentabilidad de la producción agrícola en general es baja por lo cual se considera que esta actividad es de supervivencia. Adicionalmente, ésta se caracteriza por la escasez del recurso económico, dado que se presenta una estructura en la cual el pequeño productor resulta ser el más desprotegido, por lo que le es difícil la solicitud de créditos. Otra problemática es el mal estado y falta de mantenimiento en algunas vías, lo que contribuye a que no haya una buena comercialización de los productos, dado que se dificulta la entrada de vehículos y en algunas veredas hacen falta tramos de vía que permitan al campesino acceder más fácilmente al casco urbano. A esta problemática se suma la presencia de intermediarios en la compra de los productos agropecuarios, lo que permite que se impongan precios que no están de acuerdo con los costos de producción (Ramirez, 2009).

Como una forma de estimular el sector agro-industrial panelero, actualmente el municipio de Nocaima se centra en la implementación de prácticas de producción más limpia y sostenible y el uso racional de los recursos naturales (Alcaldía Municipal de Nocaima, 2013).

Lo anterior se encuentra ligado al plan exportador de Fedepanela, y también a la estrategia de dar valor agregado a los productos paneleros, por lo que desde el año 2011 la federación viene trabajando en la implementación de la normatividad orgánica de diferentes países con el fin de obtener certificación en este campo y abrir la oportunidad a los productores de ingresar a este nicho de mercado. A la fecha, este trabajo se ha realizado con 20 asociaciones en 10 departamentos del país y se cuenta con más de 120 fincas certificadas como orgánicas y otras en proceso de conversión o transición. Las áreas en producción ecológica sobrepasan las 150 ha y se espera una demanda comercial de panela pulverizada orgánica por parte de países como Corea, con lo cual los productores tendrán mejores ingresos y mejor calidad de vida (Fedepanela, 2013).

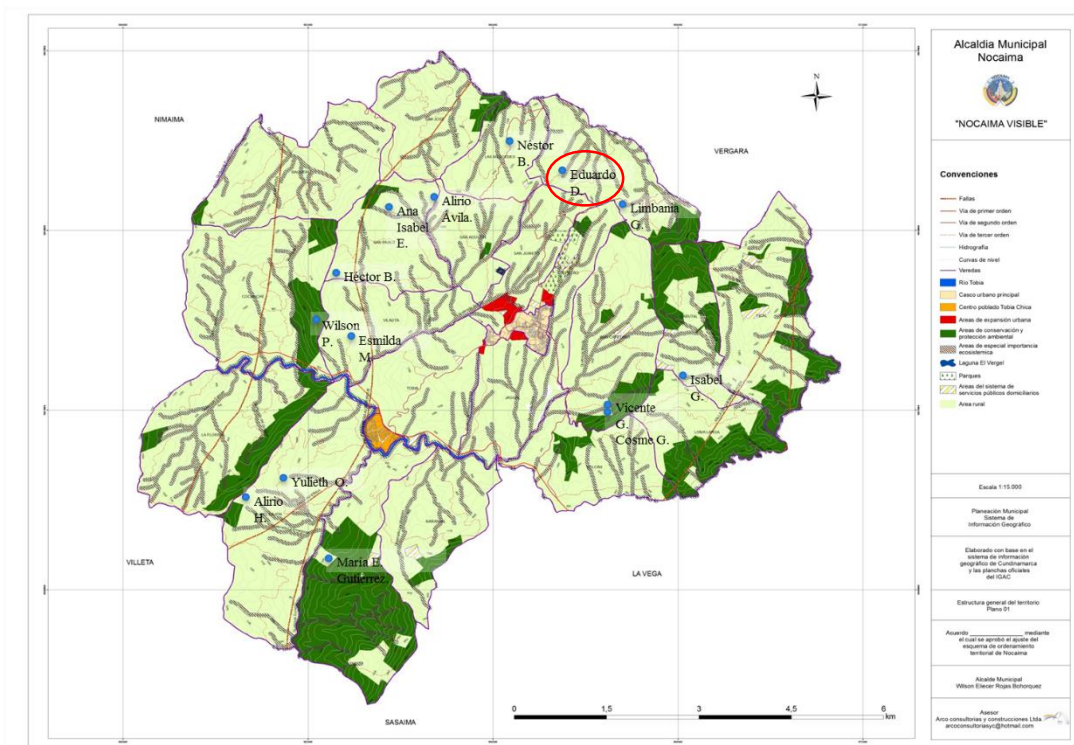
En relación a este tema, la Asociación de productores de Panela de Nocaima, ASOPROPANOC, recibió la certificación orgánica que le permite ingresar a los mercados de Estados Unidos y la Unión Europea. La normatividad para la cual se recibió la certificación fue la Resolución 187/2006, que es la norma técnica colombiana; la USDA-NOP, que es la norma orgánica para ingresar a Estados Unidos, y el Reglamento 834/2007, que es la norma orgánica de la Comunidad Económica Europea. Esta certificación, que es no sólo del cultivo de la caña, que es la materia prima, sino también del producto final, se obtuvo luego de diez años de estar en el mercado de la comercialización. De esta forma se abrieron las puertas para nuevas oportunidades en mercados orgánicos, productos que actualmente están siendo altamente demandados por nacionales y extranjeros. De los 40 asociados con que cuenta ASOPROPANOC, solo 14 quedaron certificados en una primera etapa, de los cuales a siete se les emitió el certificado de producto orgánico, mientras que los restantes obtuvieron un certificado de conversión o transición a la producción orgánica (Muñetones, 2012).

## 3 Materiales y métodos

### 3.1 Localización

El municipio de Nocaima (Cundinamarca) se encuentra ubicado en las coordenadas 5° 0,4' 11,16" latitud N y -74° 22' 39,14" longitud O y tiene una extensión territorial de 69 km<sup>2</sup> con un área rural de 66 km<sup>2</sup>. La cabecera municipal se encuentra a 1.100 m.s.n.m. con una temperatura media de 24 °C y una precipitación media anual de 1.760 mm (Alcaldía Municipal de Nocaima, 2013).

Este estudio de caso se desarrolló en la finca San Antonio propiedad del productor Eduardo Alberto Duarte Pinzón localizada en el municipio en la vereda Santa Bárbara en la subcuenca del río Pinzaima. El predio se seleccionó teniendo en cuenta que el productor hace parte de la Asociación de Productores de Panela de Nocaima, ASOPROPANOC, con quienes se realizó el proyecto dentro del cual se encuentra enmarcado el presente trabajo de investigación (Figura 4).



**Figura 4:** Ubicación del predio seleccionado en el municipio de Nocaima – Cundinamarca, propiedad del productor Eduardo Duarte (círculo rojo).

El área donde se estableció el ensayo se localizó entre las coordenadas  $5^{\circ} 0,5' 21,67''$  N y  $-74^{\circ} 22' 21,67''$  O,  $5^{\circ} 05' 21,28''$  N y  $-74^{\circ} 22' 22,18''$  O,  $5^{\circ} 0,5' 24,23''$  N y  $-74^{\circ} 22' 22,74''$  O y  $5^{\circ} 0,5' 23,83''$  N y  $-74^{\circ} 22' 22,89''$  O, entre 1.402 y 1.427 m.s.n.m. Éstas coordenadas se encuentran dentro de la unidad cartográfica **MQBe**, de acuerdo al estudio general de suelos y zonificación de tierras del departamento de Cundinamarca. La unidad se caracteriza por presentar un paisaje de montaña con un tipo de relieve de lomas. El relieve es de moderada a fuertemente quebrado con pendientes de 12% a 25% y 25% a 50%, afectado en sectores por erosión hídrica laminar ligera. La unidad se localiza en altitudes que oscilan entre 1.000 y 2.000 m.s.n.m. y presenta clima ambiental medio húmedo, con precipitaciones promedio anuales entre 1.000 y 2.000 mm y temperaturas entre  $2^{\circ}\text{C}$  y  $18^{\circ}\text{C}$  (IGAC, 2000).

El área seleccionada con cultivo de caña panelera para el establecimiento del ensayo se caracterizó por presentar un gradiente de pendiente entre 0% y 50% (Figura 5).



**Figura 5:** Área del predio seleccionada para el establecimiento del ensayo. Gradiente de pendiente entre 0 y 50%.

### 3.1.1 Caracterización del área del ensayo y establecimiento de línea base

Para complementar el desarrollo de los objetivos planteados en esta investigación se realizó la caracterización del área donde se estableció el ensayo.

Primero se llevó a cabo una entrevista semiestructurada con preguntas abiertas al propietario del predio seleccionado para el desarrollo del ensayo, con la finalidad de recopilar información relacionada con el uso y manejo del suelo donde se encuentra establecido el cultivo de caña panelera. Las temáticas tratadas en la entrevista se relacionaron con la presencia de cultivos anteriores al de caña en el predio y las variedades de caña que se encuentran sembradas actualmente en el área de estudio. Igualmente se recopiló información concerniente a la presencia de enfermedades y plagas, el uso de agroquímicos e insumos orgánicos, el tipo de labranza empleada y el uso de riego. Todas las temáticas se desarrollaron en relación a los cultivos anteriores y al de caña panelera. Finalmente se indagó acerca de la producción del cultivo de interés en este estudio en el área donde se estableció el ensayo (Anexo A).

De forma adicional a la entrevista semiestructurada realizada al productor se llevó a cabo la metodología descrita a continuación.



### ▪ Clasificación del suelo del área donde se estableció el ensayo

Para la descripción preliminar del suelo del área donde se estableció el ensayo se tuvo en cuenta que la densidad de las observaciones depende de diferentes criterios, existiendo recomendaciones en cuanto al número de observaciones a realizar por ha. Por ejemplo para una escala entre 1:15.000 y 1:30.000 en un mapa semidetallado se recomienda realizar 4.000 observaciones cada 10.000 ha (Porta, *et al.*, 2001; Califra, 2010). Sin embargo, igualmente se recomienda que la densidad de las observaciones dependa de la complejidad del terreno y del requerimiento de información (Califra, 2010).

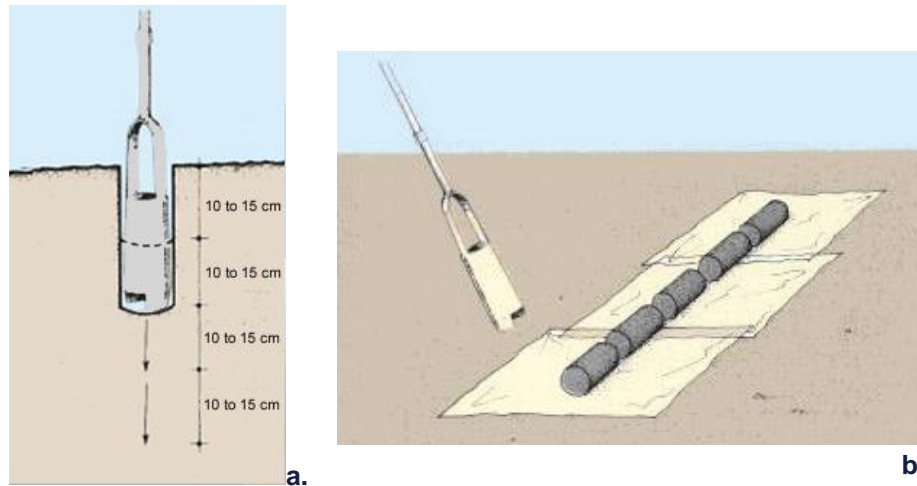
Para determinar el número de observaciones a realizar por barrenos los criterios a seguir fueron la homogeneidad del terreno y de los factores de formación del suelo (clima, material parental, relieve, organismos y tiempo). Debido a que el área donde se estableció el ensayo se encuentra en un mismo predio y pertenece a una misma unidad cartográfica los factores de formación son homogéneos, a excepción de las dinámicas influenciadas por el relieve, pues como se presentó en la figura 5 en el lote existe un gradiente de pendiente, siendo esta la única característica que no es homogénea en el área. En cuanto a la vegetación, la cobertura del suelo y el manejo de éste se encontraron características homogéneas de acuerdo a la entrevista semiestructurada realizada al productor.

Las observaciones por barrenos se realizaron antes del establecimiento del ensayo. En total fueron siete distribuidas en el área, teniendo en cuenta el gradiente de pendiente (Tabla 6).

**Tabla 6:** Coordenadas planas de los puntos donde se realizó la descripción preliminar del suelo por medio de barrenos

Barreno	Coordenadas planas		Altitud (m.s.n.m.)
	Latitud N	Longitud O	
1	5°0,5'23,78"	-74°22'21,61"	1.425
2	5°05'24,47"	-74°22'21,44"	1.423
3	5°05'25,64"	-74°22'24,85"	1.400
4	5°05'25,28"	-74°22'22,93"	1.408
5	5°0,5'25,12"	-74°22'22,30"	1.411
6	5°05'23,69"	-74°22'22,51"	1.426
7	5°0,5'23,55"	-74°22'22,13"	1.426

Con el barreno, se tomó una serie continua de muestras de suelo a distintas profundidades. Para esto, luego de limpiar la superficie del suelo de toda cobertura, se introdujo el barreno a una profundidad de 15 cm a 20 cm en cada uno de los puntos seleccionados. Posteriormente el barreno se retiró teniendo cuidado para mantener el suelo en su lugar y la muestra extraída se colocó sobre una lona blanca. La toma de muestras se realizó hasta alcanzar una profundidad aproximada a 1,2 m en cada uno de los puntos seleccionados, todas las secciones de suelo extraídas se ubicaron en la lona blanca una tras otra de acuerdo a su ubicación original. Lo anterior con la finalidad de poder observar los horizontes y describir de forma preliminar el perfil del suelo (FAO, 2014) (Figura 6 y 7).



**Figura 6:** a. Toma de muestras de suelo con el barreno a diferentes profundidades. b. Ubicación de las secciones de suelo extraídas en su orden (FAO, 2014).



**Figura 7.** Barrenos tomados del suelo del área donde se estableció el ensayo.

Para la descripción preliminar del perfil del suelo se tuvo en cuenta las siguientes variables: los horizontes y su espesor (cm), que se midieron de acuerdo a las secciones de suelo presentadas en la figura 7, el color del suelo en húmedo en cada horizonte, de acuerdo a las tablas de color Munsell y la presencia de moteados. Igualmente, la determinación de la textura aparente, la presencia y características de fragmentos de roca, la consistencia en húmedo y mojado y el pH fue llevada a cabo. Esta información se complementó con la descripción de la pendiente, la vegetación y cobertura del suelo en el área, la presencia de depósitos de material orgánico y el drenaje natural. Todo lo anterior se realizó siguiendo las metodologías señaladas (USDA, 1993;

Malagón, 1995; FAO, 2009). La descripción de otras variables como la estructura no se llevó a cabo, pues la toma de muestras con barreno disturba el suelo (FAO, 2014).

Teniendo en cuenta que el área en estudio se encuentra ubicada en la unidad cartográfica MQBe, las descripciones obtenidas por medio de los barrenos fueron comparadas y analizadas con referencia a aquellas correspondientes a los perfiles modales de la unidad. Igualmente la información tomada en campo se complementó con la relacionada con el material parental del suelo y clima, descritos para la unidad cartográfica y los perfiles modales. Por último y de acuerdo a lo señalado en el estudio general de suelos y zonificación de tierras del departamento de Cundinamarca, se describió la clasificación del suelo que según la literatura corresponde al área donde se estableció el ensayo (IGAC, 2000), esto con la finalidad de extender el dominio de los resultados obtenidos en el presente estudio.

#### ▪ **Caracterización físico-química del suelo donde se estableció el ensayo: Línea base**

Esta caracterización se realizó de forma previa a la implementación del ensayo con la finalidad de establecer una línea base de las propiedades físico-químicas del suelo. En el muestreo se tuvo en cuenta que el área donde más adelante se establecería el ensayo no iba a ser superior a 1 ha, por lo que de acuerdo con la NTC 4113 – 4 se tomó una muestra compuesta en total. El muestreo se realizó siguiendo un patrón de “w” y las sub-muestras de suelo se tomaron entre los primeros 20 cm. En total fueron 12 sub-muestras de 100 g aproximadamente para la formación de la muestra compuesta y cada una de éstas correspondió a las parcelas que posteriormente hicieron parte del ensayo, como se señala más adelante en el diseño de experimentos. Antes de la toma de las muestras se removió cualquier cobertura vegetal o no vegetal del suelo (ICONTEC, 2004a; Martínez, 2006).

La muestra compuesta fue enviada al laboratorio de Aguas y Suelos de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de Colombia – Sede Bogotá. Los análisis realizados fueron: granulometría (arena%, limo% y arcilla%) (bouyoucos, dispersión con Na-Hexametafosfato), textura (triángulo de clasificación textural USDA), pH (1:1 – suspensión suelo:agua - potenciómetro), CO (% - Walkley - Black), N total (estimado a partir del CO – factor 0,0862), bases intercambiables (Ca, K, Mg y Na - meq 100 g<sup>-1</sup> extracción con NH<sub>4</sub>OAc 1 M, pH 7), CIC efectiva – CICE (estimado por suma de bases y acidez intercambiable), acidez intercambiable (Al) (Extracción con KCl 1M), P disponible (mg Kg<sup>-1</sup> – Bray II), microelementos (Cu, Fe, Mn, Zn y B – mg Kg<sup>-1</sup> extracción con DTPA –extracción con fosfato monocálcico), NO<sub>3</sub> (mg Kg<sup>-1</sup> – extracción con KCl 1M/eliminación de NH<sub>4</sub><sup>+</sup>) y NH<sub>4</sub><sup>+</sup> (mg Kg<sup>-1</sup> – extracción con KCl 1M/destilación y valoración). Con base en el contenido de CO (%) se calculó el contenido de MO (%) y la saturación de bases (%) y de acidez intercambiable (%) también se calcularon teniendo en cuenta los resultados del análisis físico – químico del suelo (Anexo B).

#### ▪ **Caracterización microbiológica del suelo donde se estableció el ensayo: Línea base**

Esta caracterización se realizó de forma previa a la implementación del ensayo con la finalidad de establecer una línea base de las propiedades microbiológicas del suelo. Al igual que para el análisis físico-químico se tomó una muestra compuesta para el área donde se iba a establecer el ensayo. Para el muestreo se emplearon elementos desinfectados; éste nuevamente se realizó siguiendo un patrón de “w” y las sub-muestras de suelo de rizosfera se tomaron entre los primeros 20 cm de profundidad. En total fueron 36 sub-muestras de 10 g aproximadamente para la formación de la muestra compuesta. De éstas se tomaron tres sub-muestras por cada una de las

parcelas que posteriormente hicieron parte del ensayo, como se señala más adelante en el diseño de experimentos. Antes de la toma de las muestras se removió cualquier cobertura vegetal o no vegetal del suelo (ICONTEC, 2004a; Martínez, 2006). La muestra compuesta fue transportada en refrigeración a  $4\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2\text{ }^{\circ}\text{C}$  y oscuridad y almacenada bajo las mismas condiciones antes de su procesamiento dentro de las siguientes 72 h (Pepper & Gerba, 2004; Martínez, 2006; Bloem, *et al.*, 2006).

Para el análisis de la muestra se realizaron diluciones seriadas de  $10^{-1}$  a  $10^{-5}$ . Por medio de siembra en placa en superficie se inocularon 0,1 ml de cada una de las diluciones en los medios correspondientes a cada grupo de microorganismo a evaluar (Muñoz, *et al.*, 2007). Para el recuento de hongos y levaduras se empleó el medio rosa de bengala (Merck, 1994), para actinomicetos el agar almidón amoniaco (Goodfellow & Williams, 1983; Cardona, *et al.*, 2009), para bacterias mesófilas totales agar plate count (Merck, 1994), para bacterias celulolíticas agar CMC (Ronald & Wood, 1982), para BFN de vida libre agar LG (Lipman, 1904; Döbereiner & Day, 1976) y para BSF agar Pikovskaya (Pikovskaya, 1948) (Anexo C). El proceso anteriormente descrito se realizó por triplicado. Las cajas se dejaron en incubación a  $30 \pm 2\text{ }^{\circ}\text{C}$  durante 2 días para las bacterias, con excepción de las bacterias celulolíticas que se incubaron a  $25 \pm 2\text{ }^{\circ}\text{C}$  durante 21 días y para actinomicetos y hongos y levaduras la incubación se realizó durante 5 días a  $25 \pm 2\text{ }^{\circ}\text{C}$ . Los resultados se expresaron en unidades formadoras de colonia por gramo de suelo ( $\text{UFC g}^{-1}$ ) y para el caso de bacterias celulolíticas en Ausencia/Presencia (A/P) (Pepper & Gerba, 2004; Martínez, 2006; Bloem, *et al.*, 2006).

#### ▪ Seguimiento climático del área donde se estableció el ensayo

La información climática del área donde se estableció el ensayo y correspondiente a la duración del mismo se solicitó del Instituto de Hidrología, Meteorología y Estudios Ambientales (IDEAM) y de la Corporación Autónoma Regional de Cundinamarca (CAR) (Tabla 7).

**Tabla 7:** Ubicación, entidad, altura e información suministrada por las estaciones del IDEAM y de la CAR seleccionadas para el seguimiento climático del ensayo.

Nombre estación	Entidad	Municipio en la que se encuentra	Coordenadas		Altitud (m.s.n.m)	Distancia al ensayo aproximada (km)	Información suministrada
			Latitud	Longitud			
Chilagua FCA [23060260]	IDEAM	Nocaima	5,06° 3'52,7" N	-74,38° 22'55,3" O	1.500	2,85	Precipitación total mensual (mm)
Supata automática [23065210]	IDEAM	Supata	5,06° 3'34,9" N	-74,24° 14'21" O	1.798	14,09	Precipitación total mensual (mm)
El Acomodo [2306516]	CAR	La Vega	5,02° 1'0" N	-74,33° 20'0" O	1.150	9,08	Precipitación total mensual (mm), brillo solar total mensual (horas), evaporación total mensual (mm), humedad relativa media mensual (%) y temperatura media mensual ( $^{\circ}\text{C}$ ).
San Isidro [2306034]	CAR	Villeta	5,05° 3'0" N	-74,5° 30'0" O	1.150	16,17	Precipitación total mensual (mm)
Agua fría [2306033]	CAR	Quebradanegra	5,1° 6'0" N	-74,48° 29'0" O	1.400	12,59	Precipitación total mensual (mm)

La selección de las variables climáticas señaladas en la tabla 7 se realizó con base en los factores que pueden afectar el desarrollo óptimo de la caña panelera de acuerdo a la literatura (Muñoz, 1995; Aguilar, 2009).

## 3.2 Establecimiento del ensayo

Para dar cumplimiento a los objetivos planteados en esta investigación en ensayo se estableció de acuerdo a la metodología descrita a continuación.

### 3.2.1 Tratamientos

Los tratamientos a evaluar fueron tres insumos para el manejo orgánico de la nutrición de la caña panelera, los cuales se caracterizaron por ser de acceso para los productores de la región y conocidos por ellos; y un control constituido por el manejo tradicional acostumbrado en la finca (ausencia de fertilización). El T0 correspondió al control, el T1 fue vermicompost procedente de la vereda Tequita del municipio de Sativa – Boyacá producido por Rosa Gómez, el T2 fue gallinaza Abonavi producida por Ganavi y el T3 compost producido por Héctor Bohórquez, productor de caña panelera del municipio de Nocaima.

Las materias primas para la producción de los insumos orgánicos empleados en el ensayo se describen de forma breve a continuación: las del vermicompost son estiércol de oveja y estiércol de ganado, la de la gallinaza es gallinaza de jaula y por último las del compost son estiércol de marrano, bagazo de caña y residuos de poda y corte.

#### ▪ Dosis de los insumos orgánicos

La dosis de cada uno de los tratamientos se definió de acuerdo al análisis químico del suelo del área donde se estableció el ensayo, a la composición química de los insumos a emplear y a la extracción de nutrientes de la caña panelera de acuerdo al método de balance suelo – planta (Castro & Gómez, 2010) (Anexo D). Las dosis empleadas de los insumos se presentan en la tabla 8.

**Tabla 8:** Dosis ( $t\ ha^{-1}$ ) de los insumos orgánicos empleados en el ensayo.

Insumo	Dosis ( $t\ ha^{-1}$ )
Gallinaza	1,59
Vermicompost	0,95
Compost	2,29

#### ▪ Análisis de los insumos orgánicos

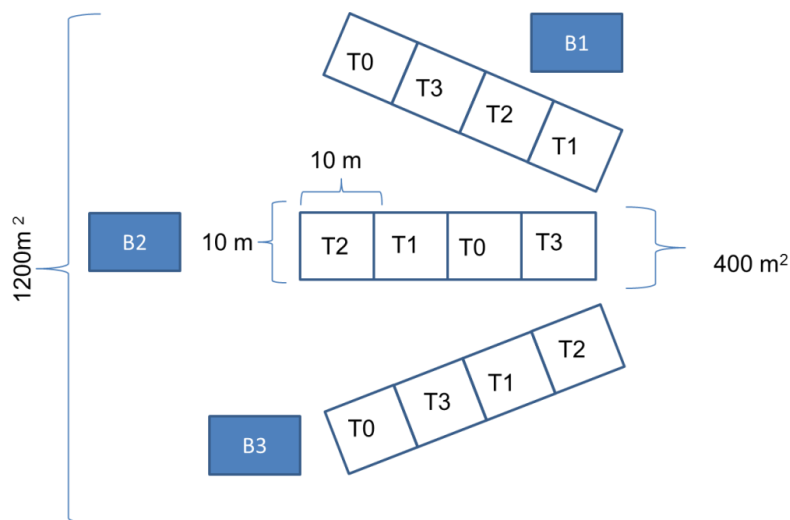
A los insumos propuestos para los tratamientos se les realizaron los análisis planteados por la norma técnica colombiana NTC 5167 para los productos clasificados como abono orgánico (ICONTEC, 2004b). Estos análisis fueron % cenizas (método gravimétrico), % N (EPA 351,3 modificado), % humedad (método gravimétrico), % pérdidas por volatilización (método gravimétrico), % CO (Walkey & Black/colorimetría), % capacidad de retención de humedad (método gravimétrico), CIC ( $meq\ 100\ g^{-1}$  - microondas nitrógeno:clorhídrico 9:3/espectrometría de

emisión de plasma inductivamente acoplado), densidad ( $\text{g cm}^{-3}$ –gravimétrico), pH, conductividad eléctrica–CE ( $\text{dS m}^{-1}$ –lectura directa/extracto pasta saturada), fósforo– $\text{P}_2\text{O}_5$  (microondas nitrógeno:clorhídrico 9:3/Espectrofotometría), potasio– $\text{K}_2\text{O}$  (microondas nitrógeno:clorhídrico 9:3/espectrometría de absorción atómica), relación C/N y metales pesados (Hg, Cr, As, Pb y Cd– $\text{mg kg}^{-1}$  - microondas nitrógeno:clorhídrico 9:3/espectrometría de emisión de plasma inductivamente acoplado). Los análisis mencionados fueron realizados en el laboratorio de química de suelos, aguas y plantas de la Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria – CORPOICA (Anexo E).

De forma adicional, a los insumos se les realizó una caracterización microbiológica correspondiente al recuento de bacterias mesófilas totales, hongos y levaduras, actinomicetos, BFN, BSF, bacterias celulolíticas, coliformes totales y *Escherichia coli*. Para los seis primeros grupos microbianos, la metodología empleada fue la misma descrita para la caracterización microbiológica del suelo donde se estableció el ensayo en el numeral 3.1.1 de los materiales y métodos, empleándose para los análisis por triplicado una muestra de 10 g por insumo para cada réplica. Para el análisis de coliformes totales y *E. coli* se resuspendieron 10 g de insumo en 90 ml de NaCl 0,85% realizando diluciones seriadas de  $10^{-1}$  a  $10^{-5}$ . Por medio de siembra en placa en superficie se inocularon 0,1 ml de cada una de las diluciones (Muñoz, *et al.*, 2007) en agar ENDO - C (Merck, 1994) (Anexo B). El proceso anteriormente descrito se realizó por triplicado y las cajas se incubaron a  $30 \pm 2$  °C durante 2 días. De forma general para todos los grupos microbianos los resultados se expresaron en unidades formadoras de colonia por gramo de suelo ( $\text{UFC g}^{-1}$ ) (Pepper & Gerba, 2004; Martínez, 2006; Paul, 2007) (Anexo E).

### 3.2.2 Diseño experimental

La delimitación del ensayo se llevó a cabo la cuarta semana de abril de 2014 (mes 0 del ensayo). Se utilizó un diseño experimental de bloques completos al azar, el cual contó con tres bloques en función del gradiente de pendiente del área donde se estableció el ensayo. El bloque 1 se localizó en el área que presentó una pendiente de 0% a 1%, el bloque 2 en el área con una pendiente entre 1% a 25% y el bloque 3 en el área con una pendiente entre 25% a 50% (Figura 8).



**Figura 8:** Diseño de bloques completos al azar del ensayo establecido en el área de estudio correspondiente al cultivo de caña panelera en la finca San Antonio. B1: bloque 1. B2: bloque 2. B3: bloque 3.

Como se señaló en el numeral 3.2.1 para el ensayo se definieron cuatro tratamientos, por lo que cada bloque contó con cuatro parcelas, una para cada tratamiento. El número de repeticiones por parcela (tallos de caña panelera) correspondió a 20, las cuales fueron marcadas con cinta roja para realizar su seguimiento en el tiempo (Figura 9). Las plantas marcadas como repeticiones tenían 1 mdr (mes después del rebrote) al momento de su selección y esta actividad se llevó a cabo la primera semana de mayo de 2014 (mes 1 del ensayo). Los tratamientos fueron aplicados por igual a todas las plantas que presentaron tallos de 4 mdr o menos dentro de las parcelas. Para cada tratamiento en cada bloque se contó con 100 m<sup>2</sup>, por lo que cada bloque contó con 400 m<sup>2</sup>, siendo en total el área del ensayo de 1200 m<sup>2</sup>.



**Figura 9:** a. Marcas rojas de los tallos seleccionados como repeticiones para el ensayo. b. Mantenimiento de las marcas durante el desarrollo y crecimiento de la caña panelera.

De forma previa a la aplicación de los tratamientos, para toda el área donde se estableció el ensayo se aplicó cal dolomita marca Bolivariana de Minerales con una composición de CaO del 36% y MgO del 16%. La dosis del insumo se determinó de acuerdo a la metodología planteada en el anexo F (Molina, 1998; Castro & Gómez, 2010), cálculo para el cual se tuvo en cuenta el porcentaje de saturación de la acidez intercambiable y la CICE del suelo de acuerdo a los resultados de la caracterización físico-química del área donde se estableció el ensayo. La dosis de cal dolomita correspondió a 2,6 t ha<sup>-1</sup> y el insumo fue incorporado al suelo. Esta aplicación se llevó a cabo la segunda semana de mayo de 2014 (mes 1 del ensayo), mientras que la aplicación de los tratamientos se realizó la primera semana de agosto de 2014 (mes 4 del ensayo).

### 3.3 Variables de respuesta

Para dar cumplimiento a los objetivos propuestos en esta investigación, en el ensayo se evaluaron dos tipos de variables de respuesta, variables de respuesta en suelo y variables de respuesta en el cultivo. Las variables de respuesta en suelo correspondieron a las propiedades físico-químicas de éste y a indicadores biológicos de calidad. La respuesta en el cultivo se evaluó por medio de variables de desarrollo y crecimiento de la caña panelera.

### 3.3.1 Propiedades físico-químicas del suelo

A las propiedades físico-químicas del suelo se les realizó dos seguimientos en el tiempo que duro el ensayo. La primera evaluación, realizada la primera semana de mayo de 2014 en el mes 1 del ensayo, se llevó a cabo antes de la aplicación de la cal dolomita y de los insumos orgánicos, la segunda evaluación se hizo en la fecha en la que finalizó el ensayo, en la primera semana de febrero de 2015 en el mes 10 del ensayo.

Para la primera evaluación se tomó una muestra compuesta de cada uno de los tres bloques del ensayo, siendo en total tres muestras compuestas. El muestreo se realizó siguiendo un patrón de “w” y las sub-muestras de suelo se tomaron entre los primeros 20 cm de profundidad del suelo. En total fueron 8 sub-muestras de 150 g aproximadamente, por bloque, para la formación de cada muestra compuesta. En cada una de las parcelas donde se iban a establecer los tratamientos de tomaron dos sub-muestras. Antes de la toma de las muestras se removió cualquier cobertura vegetal o no vegetal del suelo (ICONTEC, 2004a; Martínez, 2006).

Para la segunda evaluación, de cada una de las parcelas donde se establecieron los tratamientos en los tres bloques del ensayo se tomó una muestra compuesta, tomándose en total 12 muestras compuestas. El muestreo se realizó nuevamente siguiendo un patrón de “w” y las sub-muestras de suelo se tomaron también entre los primeros 20 cm de profundidad del suelo. Para la muestra compuesta de cada parcela se tomaron cinco sub-muestras de 200 g aproximadamente. Antes de la toma de las muestras se removió cualquier cobertura vegetal o no vegetal del suelo (ICONTEC, 2004a; Martínez, 2006).

Todas las muestras de suelo fueron enviadas al laboratorio de Aguas y Suelos de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de Colombia – Sede Bogotá, después de su toma. Los análisis realizados fueron: pH (1:1 – suspensión suelo:agua - potenciómetro), CO (% - Walkley - Black), N total (estimado a partir del CO – factor 0,0862), bases intercambiables (Ca, K, Mg y Na - meq 100 g<sup>-1</sup> extracción con NH<sub>4</sub>OAc 1 M, pH 7), CIC efectiva – CICE (estimado por suma de bases y acidez intercambiable), acidez intercambiable (AI) (Extracción con KCl 1M), P disponible (mg Kg<sup>-1</sup> – Bray II), microelementos (Cu, Fe, Mn, Zn y B – mg Kg<sup>-1</sup> extracción con DTPA –extracción con fosfato monocálcico), NO<sub>3</sub> (mg Kg<sup>-1</sup> – extracción con KCl 1M/eliminación de NH<sub>4</sub><sup>+</sup>), NH<sub>4</sub><sup>+</sup> (mg Kg<sup>-1</sup> – extracción con KCl 1M/destilación y valoración), humedad gravimétrica (Θg – secado a 105°C durante 24 h), estabilidad estructural (método yoder) y densidad aparente (pd - método del terrón parafinado).

Las variables físico-químicas evaluadas fueron seleccionadas teniendo en cuenta que éstas pueden ser influenciadas por cambios en el contenido de MO en el suelo (Schroth, *et al.*, 2003; Magdoff & Weil, 2004; Havlin, *et al.*, 2005; Gomez, *et al.*, 2006; Osorio, 2007; González, *et al.*, 2010), cambios que pueden ser inducidos por la aplicación de los insumos orgánicos empleados en el presente ensayo.

### 3.3.2 Indicadores biológicos de calidad del suelo

Los indicadores biológicos de calidad del suelo evaluados en el presente ensayo fueron las poblaciones microbianas cultivables y la actividad enzimática del suelo. Para esto se evaluaron seis diferentes grupos microbianos: bacterias mesófilas totales, hongos y levaduras, actinomicetos, BFN, BSF y bacterias celulolíticas; y tres actividades enzimáticas: la actividad β -



Glucosidasa, la actividad deshidrogenasa (DHA), y la actividad hidrolasa, ésta última por medio de la hidrólisis del diacetato de fluoresceína (FDA).

Los indicadores se seleccionaron teniendo en cuenta su capacidad de respuesta frente a los cambios de los manejos del suelo, como lo son el empleo de insumos orgánicos, y al efecto que la MO tiene sobre las actividades biológicas y bioquímicas (Schroth, *et al.*, 2003; Magdoff & Weil, 2004; Verstraete & Mertens, 2004; Allen, *et al.*, 2011).

Estas evaluaciones se realizaron cuatro veces en el tiempo que duro el ensayo. El primer evento de muestreo se hizo en el mes 1 del ensayo (primera semana de mayo de 2014) antes de la aplicación de la cal dolomita y de los insumos orgánicos, los demás se llevaron a cabo en los meses 5 (primera semana de septiembre de 2014), 8 (primera semana de diciembre de 2014) y 10 (primera semana de febrero de 2015), después de la aplicación de los tratamientos.

Para todos eventos de muestreo la metodología fue la misma. De cada una de las parcelas donde se establecieron los tratamientos en los tres bloques del ensayo se tomó una muestra compuesta, tomándose en total 12 muestras compuestas. Para el muestreo se emplearon elementos desinfectados. Éste se realizó siguiendo un patrón de “w” y las sub-muestras de suelo se tomaron entre los primeros 20 cm de profundidad del suelo, para tomar suelo de rizósfera. Para la muestra compuesta de cada parcela se tomaron cinco sub-muestras de 20 g aproximadamente. Antes de la toma de las muestras se removió cualquier cobertura vegetal o no vegetal del suelo (ICONTEC, 2004a; Martínez, 2006). Todas las muestras compuestas fueron transportadas en refrigeración a  $4 \text{ }^{\circ}\text{C} \pm 2 \text{ }^{\circ}\text{C}$  y oscuridad y almacenadas bajo las mismas condiciones antes de su procesamiento (Pepper & Gerba, 2004; Martínez, 2006; Bloem, *et al.*, 2006).

#### ▪ **Recuento de poblaciones microbianas cultivables**

Los recuentos de las poblaciones microbianas cultivables se realizaron por triplicado para cada una de las 12 muestras compuestas. Para esto se empleó la misma metodología usada en la caracterización microbiológica del suelo donde se estableció el ensayo, planteada en el numeral 3.1.1 de los materiales y métodos. En todos los casos los resultados se expresaron en UFC  $\text{g}^{-1}$  de suelo (Pepper & Gerba, 2004; Martínez, 2006; Paul, 2007).

#### ▪ **Actividad enzimática del suelo**

Cada uno de los análisis llevados a cabo para cada una de las 12 muestras compuestas se realizó por triplicado. Para la evaluación de la actividad  $\beta$  – Glucosidasa se empleó como sustrato p-nitrofenil-  $\beta$  – D – glucopiranosido y se leyó la producción de p – nitrofenol a una  $\text{DO}_{400\text{nm}}$  de cada una de las muestras evaluadas, la actividad enzimática se expresó como  $\mu\text{g}$  de p - nitrofenol (pNP)  $\text{g}$  suelo seco $^{-1}$   $\text{h}^{-1}$  (Eivazi & Tabatabai, 1988; Turner, *et al.*, 2002; Knight & Dick, 2004; Avellaneda, 2008). La DHA se evaluó empleando cloruro de iodinitrotetrazolio (INT) como sustrato y determinando la producción de formazán de iodinitrotetrazolio (INTF) a una  $\text{DO}_{464\text{nm}}$  para cada una de las muestras, la actividad enzimática se expresó como  $\mu\text{g}$  INTF  $\text{g}$  suelo seco $^{-1}$   $4 \text{ h}^{-1}$  (Von Mersi & Schinner, 1991; Bloem, *et al.*, 2006). Por último para la evaluación de la hidrólisis del FDA, se empleó FDA como sustrato y se evaluó la producción de fluoresceína a una  $\text{DO}_{490\text{nm}}$  para cada una de las muestras, la actividad enzimática se expresó como  $\mu\text{g}$  de fluoresceína  $\text{g}$  suelo seco $^{-1}$   $0,5 \text{ h}^{-1}$  (Adam & Duncan, 2001; Bloem, *et al.*, 2006; Muscolo, *et al.*, 2014).

Las metodologías estandarizadas para la evaluación de las actividades enzimáticas y la composición de todas las soluciones empleadas para esto se describen en detalle en el anexo G. El resultado de las curvas de calibración para cada una de las evaluaciones se presenta en el anexo H.

### 3.3.3 Variables de desarrollo y crecimiento del cultivo de caña panelera

Estas evaluaciones se realizaron cuatro veces en el tiempo que duro el ensayo. El primer evento de muestreo se hizo en el mes 1 del ensayo (primera semana de mayo de 2014) antes de la aplicación de la cal dolomita y de los insumos orgánicos, los demás se llevaron a cabo en los meses 5 (primera semana de septiembre de 2014), 8 (primera semana de diciembre de 2014) y 10 (primera semana de febrero de 2015), después de la aplicación de los tratamientos.

Las mediciones se realizaron en 10 de los 20 tallos que fueron marcados como repeticiones en cada una de las 12 parcelas. Como estos tallos fueron marcados al principio del ensayo cuando tenían 1 mdr, la medición de las variables se realizó siempre sobre las mismas repeticiones a través del tiempo en los cuatro eventos de muestreo. En total en cada evento de muestreo se evaluaban los mismos 120 tallos.

En el mes 1 las variables evaluadas en los tallos fueron el diámetro de la base (cm) y la altura (cm). En los meses 5 y 8 adicionalmente se evaluó la longitud de los entrenudos (cm), y en el mes 10 junto con las variables anteriormente mencionadas se evaluó el peso fresco del tallo (g) y el contenido de azúcares totales (°Brix). Para la evaluación de estas dos últimas variables se debió realizar un muestreo destructivo razón por la cual sólo se llevó a cabo al final del ensayo cuando los tallos tenían 10 mdr. La cuantificación del peso fresco se hizo una vez cosechado el tallo y sin hojas. Para la medición de los azúcares totales se extrajo el jugo de la caña de cada muestra y se evaluó por separado en el refractómetro. Empleando los datos de altura y diámetro de la base del tallo se calcularon las correspondientes tasas de crecimiento ( $\text{cm mes}^{-1}$ ).

De forma adicional a las variables previamente señaladas, en los cuatro eventos de muestreo se cuantificó la población total de tallos ( $\#$  de tallos  $\text{m}^{-2}$ ), en la cual se tuvieron en cuenta todos los tallos independientemente del número de mdr que tuvieran y también se evaluó la población de los tallos con los mdr correspondientes al mes del evento de muestreo, por ejemplo, para el mes 5 del ensayo se cuantificó la población de tallos con 5 mdr. Finalmente, en el mes 10 del ensayo también se tuvo en cuenta la población de tallos con 1 mdr. Estas tres mediciones se llevaron a cabo con tres repeticiones para cada una de las 12 parcelas.

Además de las variables de crecimiento y desarrollo del cultivo de caña panelera y como complemento y aporte adicional a los objetivos de esta investigación, a partir de los resultados de la población de los tallos con los mdr correspondientes al mes del evento de muestreo y del peso fresco se calculó la producción de caña panelera ( $\text{t ha}^{-1}$ ).

Las variables de desarrollo y crecimiento se seleccionaron teniendo en cuenta que éstas han sido reportadas de forma previa por diversos autores para este tipo de evaluación (Rincón, 2005; Madhaiyan, *et al.*, 2006; Zuaznabar-Zuaznabar, *et al.*, 2013).

### 3.3.4 Percepción final del productor

Con la finalidad de complementar las variables de respuesta cuantitativas evaluadas y los objetivos de esta investigación con la percepción que tuvo el productor del ensayo realizado, se llevó a cabo una entrevista semiestructurada al final del ensayo en la primera semana de febrero de 2015 (mes 10 del ensayo). En la entrevista se desarrollaron temas relacionados con la percepción de cambios en el cultivo luego de la implementación del manejo propuesto, la percepción de cambios en el suelo en el área donde se llevó a cabo el ensayo, las dificultades para la implementación del manejo propuesto y su continuidad, la producción de panela luego de la implementación del manejo y la rentabilidad del manejo (Anexo A). Igualmente se emplearon datos cuantificados por él para realizar un aporte adicional a la investigación y sus objetivos en términos de rendimiento (producción de panela a partir de caña) y producción de panela. Con estos se calculó la producción de panela ( $t\ ha^{-1}$ ) a partir de la producción de caña panelera ( $t\ ha^{-1}$ ) encontrada en el ensayo con la aplicación de los tratamientos y se llevó a cabo un análisis de costos preliminar para la implementación del manejo orgánico de la nutrición de la caña panelera.

## 3.4 Análisis estadístico

Previo al análisis estadístico fueron comprobados los supuestos de normalidad y homocedasticidad de varianzas para todas las variables evaluadas, lo anterior se realizó por medio de los tests de Shapiro – Wilk y Levene, respectivamente.

Con la finalidad de establecer los efectos que el empleo de insumos orgánicos tuvo sobre las variables de respuesta en suelo y de desarrollo y crecimiento del cultivo se llevaron a cabo los siguientes análisis.

Para la determinación de la presencia o ausencia de diferencias estadísticamente significativas entre las evaluaciones de las propiedades físico-químicas del suelo realizadas en el mes 1 y 10 del ensayo se llevó a cabo una prueba *t*-student apareada ( $p \leq 0,05$ ). En cuanto a los indicadores biológicos de calidad del suelo y a las variables de desarrollo y crecimiento, el análisis de las diferencias en las mediciones entre los cuatro eventos de muestreo se realizó por medio de un análisis de ANOVA y pruebas de comparación de medias (HSD Tukey -  $p \leq 0,05$ ).

La evaluación de la presencia de efectos significativos por parte de los tratamientos, en cada uno de los meses del ensayo, sobre las propiedades físico-químicas, indicadores biológicos de calidad y variables de desarrollo y crecimiento, se llevó a cabo por medio de un análisis de ANOVA y pruebas de comparación de medias (HSD Tukey -  $p \leq 0,05$ ). Lo anterior empleando el modelo de bloques completos al azar, siendo el bloque el gradiente de pendiente del área de estudio.

Como complemento y aporte adicional a los objetivos de este ensayo y con el fin de establecer la correlación entre las variables evaluadas en el suelo y las variables de desarrollo y crecimiento del cultivo con éstas, se llevaron a cabo análisis de correlación de Pearson ( $p \leq 0,05$ ). Adicionalmente, para generar una aproximación a la determinación de los niveles adecuados para los indicadores de tipo biológico del suelo asociado al cultivo de caña panelera se desarrollaron modelos de regresión lineal, lo anterior con relación a los contenidos de CO del suelo y a la producción de caña panelera ( $t\ ha^{-1}$ ) obtenida en este ensayo con el empleo de los insumos orgánicos evaluados (Alves, *et al.*, 2013).

Todos los análisis estadísticos se llevaron a cabo empleando el paquete estadístico SAS (SAS Institute).

## 4 Resultados y discusión

### 4.1 Caracterización del área del ensayo y establecimiento de la línea base

La caracterización y línea base documentadas a continuación complementaron el cumplimiento de los objetivos de este ensayo.

A través de la entrevista realizada al productor de caña panelera y panela Eduardo Duarte, quién se encuentra al frente de la producción de la finca San Antonio desde hace 20 años, se determinó que el cultivo en el área seleccionada para realizar el montaje del ensayo lleva 30 años de establecido (lotes Buenos Aires y la Falda), antes de los cuales tuvo sembrado café arábigo (*Coffea arabica*) alrededor de 20 años. Actualmente en el área de estudio las variedades de caña que se pueden encontrar son la POJ 28-78 y la PR 61-632 principalmente, predominando la primera (Figura 10).



**Figura 10:** Principales variedades de caña panelera encontradas en la finca San Antonio en el área seleccionada para el establecimiento del ensayo. **a.** Variedad POJ 28-78 (predominante). **b.** Variedad PR 61-632.

De acuerdo a la literatura la variedad P.O.J. 28-78 fue obtenida en la Isla de Java e introducida a Colombia en 1929 (Osorio, 2007). Se caracteriza porque los tallos tienden a ser largos y cilíndricos con diámetro mediano a grueso, color verde claro y al estar maduros amarillo verdoso. Los tallos tienen entrenudos de longitud media y están cubiertos medianamente con cerosina; su

hábito de crecimiento es semierecto, las yemas son de tamaño pequeño y sus hojas son abiertas. Esta variedad contiene bastante pelusa y se deshoja fácilmente; también se caracteriza porque su maduración es tardía, la floración es escasa, presenta un macollamiento amplio y es resistente a las enfermedades más importantes. La P.O.J. 2878 se adapta bien a diferentes agroecosistemas y se comporta bien en la mayoría de los suelos de ladera en Colombia. Es susceptible a los malos drenajes y a suelos muy ácidos con saturación de aluminio superiores a 30%, mientras que su adaptabilidad es buena en suelos con pH entre 5,5 y 6,5. Para la producción de panela es de importancia que sus jugos son de buena calidad y tiene rendimientos aceptables (Lopez & Osorio, 2000; Osorio, 2007; Ramírez, *et al.*, 2014).

La variedad Puerto Rico (PR 61-632) originaria de Puerto Rico, tiene tallos erectos sin pelusa con entrenudos largos, gruesos, cubiertos de cerosina y de color morado. Sus hojas tienen puntas erectas y son de color verde que se torna amarillento a medida que envejecen. Esta variedad es de porte alto, buena producción de biomasa, presenta un buen anclaje en el suelo por lo que es resistente al volcamiento, es resistente al pisoteo, tiene un deshoje regular natural y en algunas zonas paneleras presenta alta floración de forma temprana, aunque su maduración es tardía. Se caracteriza porque presenta buena germinación y un crecimiento lento en sus primeros estados de desarrollo, además de ser resistente a las principales enfermedades como la roya, el carbón y el mosaico. La PR 61-632 se adapta a la mayoría de las regiones productoras de panela y a condiciones de salinidad, pero ha demostrado baja tolerancia a la sequía. En cuanto a la producción, es una variedad con bajo contenido de sacarosa en los jugos, por lo que requiere buena maduración para obtener panela de buena calidad. La limpieza de los jugos presenta una mayor dificultad y en el proceso de extracción es limitante la consistencia dura de la caña (Lopez & Osorio, 2000; Osorio, 2007; García, 2009; Tarazona, 2011).

En relación al manejo de la nutrición de la caña panelera, el productor señaló que en la finca se han empleado insumos como cal y gallinaza, sin embargo la gallinaza no se emplea desde hace 2 años y la cal no se ha aplicado de forma reciente en el área donde se estableció el ensayo, sino en otros lotes de la finca. En cuanto al cultivo anterior a la caña, en éste no se le solía aplicar ningún tipo de insumo.

El área donde se estableció el ensayo se caracterizó por la ausencia de labranza actualmente, sin embargo, de acuerdo a la literatura, para este tipo de cultivo la adecuación de los suelos puede hacerse de forma convencional (arar todo el terreno) o por labranza mínima (preparación del surco) y ésta puede hacerse de forma manual con pica y/o azadón, con arado de vertedera a tracción animal o con maquinaria pesada (Lopez & Osorio, 2000; Osorio, 2007; Tarazona, 2011). Adicionalmente, la finca San Antonio se caracteriza porque el pisoteo de animales está reducido a las mulas que son empleadas al momento de la cosecha de la caña para el transporte de ésta hacia la enramada para la producción de panela.

Para el control de plagas, principalmente se ha llevado a cabo control biológico de *Diatrea* sp. empleando avispas del género *Trichogramma*, de las cuales la última liberación previa al establecimiento del ensayo fue en enero de 2014. De acuerdo a lo señalado por el productor, en el cultivo de café previo al de caña panelera no se realizó manejo de plagas y enfermedades.

En la finca San Antonio al cultivo no se le tiene implementado sistema de riego ni se le realiza riego manual, pues pese a que el suministro de agua de la finca proviene de un nacimiento dentro de la misma, ésta es escasa y logísticamente es difícil llevar el agua a los lotes del área donde se

estableció el ensayo teniendo en cuenta la pendiente de la misma (Figura 5), por lo que la irrigación del cultivo proviene de las precipitaciones.

En relación a la poda, tanto la de las hojas de la caña como de las malezas, ésta se realiza tres veces al año en la finca San Antonio y se hace de forma manual empleando implementos como el machete (para las hojas de la caña) y como el azadón (para las malezas). El material podado se deja como cobertura para el suelo. Lo anterior concuerda con lo señalado por la literatura donde se establece que el control de malezas en el cultivo de caña se puede realizar de forma manual, siendo éste más importante durante los primeros cuatro meses después de la siembra o del corte (Lopez & Osorio, 2000).

Para el cultivo de caña panelera existen dos sistemas de corte para la cosecha: por parejo y por desguíe o entresaque. Se recomienda el sistema por parejo, donde el manejo técnico utilizado permite el crecimiento y maduración de los tallos a una misma edad y ayuda al control de plagas, pues se interrumpe el ciclo de vida de estos organismos al eliminar el sustrato donde se alimentan y reproducen. El sistema de corte por despadronamiento, desguíe o entresaque, que se utiliza en los cultivos tradicionales, consiste en entresacar los tallos maduros dejando los demás tallos para hacer cortes posteriores. Este sistema se relaciona con la presencia de la plaga *Diatrea* sp. que causa grandes pérdidas en la producción de panela (Tarazona, 2011). Este último tipo de sistema de cosecha es el empleado en la finca San Antonio, donde las moliendas en la enramada para la producción de panela se llevan a cabo cada 15 días, por lo que en los lotes del área donde se estableció el ensayo la cosecha de la caña se realiza cada cinco meses aproximadamente, realizándose dos cortes al año. Cuando el entresaque no se realiza en estos lotes, se realiza en los demás que hacen parte de la finca.

El productor clasificó la producción de los lotes que hacen parte del área donde se estableció el ensayo como baja. Ésta corresponde a 19,87 t de caña ha<sup>-1</sup> y 1,77 t de panela ha<sup>-1</sup> por corte aproximadamente. En cuanto al rendimiento, antes del establecimiento del ensayo éste era de 1.035 kg de caña para la producción de 92 kg de panela. Para el departamento de Cundinamarca y Norte de Santander está reportado que empleando el sistema de corte por entresaque puede haber una producción máxima de 13,7 t ha<sup>-1</sup> y una producción mínima de 9,8 t ha<sup>-1</sup> de panela anual. En cuanto a la producción de caña, está reportado que la variedad POJ 28-78 puede tener una producción aproximada de 88,4 t ha<sup>-1</sup> anual y la variedad PR-632 una producción aproximada de 145,7 t ha<sup>-1</sup> anual (Osorio, 2007). Por lo que con relación a la producción reportada para la finca San Antonio, ésta se encontraría por debajo de lo esperado.

#### **4.1.1 Clasificación del suelo del área donde se estableció el ensayo**

El área donde se estableció el ensayo se caracterizó por presentar un paisaje de montaña con un tipo de relieve de lomas y una pendiente que oscila entre el 0% al 50%, de plano a moderadamente escarpado, como se había mencionado anteriormente. De acuerdo a las condiciones y características evaluadas se determinó que el área presenta un drenaje interno medio, un drenaje externo también medio y un drenaje natural de tipo bien drenado. La vegetación predominante es el cultivo de caña panelera y de forma adicional el suelo presenta una cobertura conformada por la hojarasca del mismo cultivo la cual se acumula en la superficie. La descripción preliminar del suelo del área donde se estableció el ensayo, realizada por medio de barrenos en los siete puntos seleccionados, se presenta en la tabla 9.

**Tabla 9:** Descripción preliminar del suelo de los lotes Buenos Aires y la Falda (finca San Antonio, vereda Santa Bárbara, municipio Nocaima).

Barreno	Pendiente (%)	Horizonte	Espesor (cm)	Código Color en húmedo	Color	Moteado (%)	Código Color moteado en húmedo	Color moteado	Textura aparente	Tipo fragmento de roca	Forma fragmento de roca	Fragmento de roca (%)	Consistencia en húmedo	Consistencia en mojado	pH	
1	0 - 1	Ap	0 - 17	2,5 Y 3/3	Café Oliva Oscuro				F Ar	Gravilla	Irregular	0,1 - 3	Friable	Pegajoso - muy plástico	5,11	
		Bw	18 - 62	5 Y 3/2	Oliva grisoso oscuro	15	5 YR 4/6	Rojo amarilloso	F Ar					Friable	Pegajoso - muy plástico	4,9
		C	> 62	5 Y 3/1	Gris muy oscuro	15	2,5 YR 4/8	Rojo	F Ar	Gravilla	Irregular	0,1 - 3	Friable	Pegajoso - muy plástico	5,09	
2	1 - 25	Ap	0 - 35	2,5 Y 3/1	Gris muy oscuro	2	10 YR 5/8	Café amarilloso	F Ar				Friable	Pegajoso - muy plástico	4,86	
		Bw	35 - 71	5 Y 3/2	Oliva grisoso oscuro	30	10 YR 5/8	Café amarilloso	Ar				Friable	Pegajoso - muy plástico	4,8	
		C	> 71	2,5 Y 3/2	Café grisoso muy oscuro	15 - 2	10 YR 5/8 - 5 YR 4/6	Café amarilloso - Rojo amarilloso	Ar				Friable	Pegajoso - muy plástico	4,94	
3	25 - 50	Ap	0 - 68	2,5 Y 2,5/1	Negro				F Ar	Gravilla	Irregular	0,1 - 3	Friable	Pegajoso - muy plástico	4,95	
		Bw	> 68	7,5 R N 3/0	Gris muy oscuro				Ar	Gravilla	Irregular	0,1 - 3	Friable	Pegajoso - muy plástico	5,07	
4	25 - 50	Ap	0 - 30	2,5 Y 2,5/1	Negro				F Ar	Gravilla	Irregular	0,1 - 3	Friable	Pegajoso - muy plástico	5,08	
		Bw	30 - 80	2,5 Y 2,5/1	Negro	2	10 YR 5/8	Café amarilloso	F Ar	Gravilla	Irregular	0,1 - 3	Friable	Pegajoso - muy plástico	5,2	
		C	80 - 120	5 Y 3/1	Gris muy oscuro	1	10 YR 5/8	Café amarilloso	F Ar	Gravilla	Irregular	0,1 - 3	Friable	Pegajoso - muy plástico	5,17	
5	1 - 25	Ap	0 - 20	2,5 Y 2,5/1	Negro	1	7,5 YR 3/4	Café oscuro	F Ar				Friable	Pegajoso - muy plástico	4,93	
		Bw	> 20	2,5 Y 3/2	Café grisoso muy oscuro				F Ar				Friable	Pegajoso - muy plástico	5,16	
6	0 - 1	Ap	0 - 20	2,5 Y 3/1	Gris muy oscuro	1	7,5 YR 3/4	Café oscuro	Ar				Friable	Pegajoso - muy plástico	5,39	
		Bw	20 - 83	2,5 Y 3/1	Gris muy oscuro	1	5 YR 4/6	Rojo amarilloso	F Ar	Cascajo	Irregular	0,1 - 3	Firme	Pegajoso - muy plástico	5,25	
		C	> 83	2,5 Y 3/3	Café Oliva Oscuro	1	7,5R 2,5/0	Negro	Ar				Firme	Pegajoso - muy plástico	5,53	
7	0 - 1	Ap	0 - 30	2,5 Y 2,5/1	Negro				Ar				Firme	Pegajoso - muy plástico	5,17	
		Bw	30 - 83	2,5 Y 3/2	Café grisoso muy oscuro	5	10 YR 6/8	Amarillo cafesoso	Ar	Gravilla	Irregular	0,1 - 3	Firme	Pegajoso - muy plástico	5,02	
		C	> 83	2,5 Y 3/1	Gris muy oscuro	15	2,5 Y/R 4/8	Rojo	F Ar	Gravilla	Irregular	3 - 15	Friable	Pegajoso - muy plástico	4,95	



De forma general en los barrenos se presentó un tipo de distribución de horizontes Ap – Bw – C. El horizonte Ap se presentó desde 0 cm de profundidad hasta los 18 cm a 35 cm de forma predominante, con colores gris muy oscuro y negro principalmente, presencia de un 1% a 2% de moteados para solo tres casos con colores café amarilloso y café oscuro, texturas franco arcillosas predominantemente y arcillosas para dos casos, un 1% de presencia de gravilla en tres casos, consistencia en húmedo friable principalmente, consistencia en mojado pegajoso y muy plástico para todos los casos y valores de pH entre 4,86 y 5,39. El horizonte Bw se presentó entre los 17 cm a 35 cm hasta los 62 cm a 83 cm de profundidad del suelo principalmente, con colores variables y presencia de moteados entre un 1% a 30% para cinco casos, con texturas franco arcillosas y arcillosas, 1% de presencia de gravilla para cuatro casos, consistencia en húmedo friable para cinco casos y firme para dos, consistencia en mojado pegajoso y muy plástico para todos los casos y valores de pH entre 4,8 y 5,25. El horizonte C se presentó desde los 62 cm a 83 cm de profundidad del suelo con un color gris muy oscuro y café grisoso muy oscuro principalmente, 1% a 15% de presencia de moteados de colores variables, textura franco arcillosa predominantemente, un 1% de presencia de gravilla principalmente, consistencia en húmedo friable de manera predominante, consistencia en mojado pegajoso y muy plástico para todos los casos y valores de pH entre 4,94 y 5,53. En la descripción de los barrenos el sufijo p para el horizonte A indica labranza u otros disturbios, que hacen relación a medios mecánicos o pastoreo, mientras que el sufijo w para el horizonte B indica desarrollo de color o de estructura (USDA, 2010).

Al comparar y analizar las descripciones de suelo obtenidas por medio de los barrenos con referencia a aquellas correspondientes a los perfiles modales de la unidad cartográfica **MQBe** presentadas en el estudio general de suelos y zonificación de tierras del departamento de Cundinamarca y teniendo en cuenta los lineamientos dados por las claves para la taxonomía de suelos de la USDA, la información obtenida en campo puede ser relacionada de forma preliminar con el perfil modal AC - 27 de un suelo **Humic Eutrudepts** que representa el 40% de los suelos observados en esta unidad cartográfica (IGAC, 2000; USDA, 2010).

Este perfil modal presenta una distribución de horizontes del tipo Ap – Bw – C. Estos suelos han evolucionado a partir de rocas clásticas conglomeráticas y se presentan en pendientes de 12% a 25% con un clima ambiental medio y húmedo y un clima edáfico isotérmico y údico. Se caracterizan por tener un drenaje interno medio, un drenaje externo también medio y un drenaje natural de tipo bien drenado, son moderadamente profundos y limitados por fragmentos de roca dentro del perfil. Presentan un epipedón úmbrico y un endopedón cámbico (IGAC, 2000). Para los **inceptisoles** se conoce que este tipo de perfil no necesariamente tiene horizontes diagnósticos subsuperficiales, aunque en el caso del perfil modal señalado si se presenta endopedón cámbico. El epipedón úmbrico consiste de materiales minerales de suelo mezclados en los 18 cm superiores del suelo mineral o en todo su espesor si su profundidad a un contacto es menor de 18 cm, y el endopedón cámbico es el resultado de alteraciones físicas, transformaciones químicas, o remociones, o combinaciones de dos o más de esos procesos (USDA, 2010). En general los inceptisoles se caracterizan por ser poco evolucionados y los suelos **Humic Eutrudepts** pertenecen al suborden Udepts que se caracterizan por desarrollarse bajo régimen de humedad údico, y hacen parte del Gran Grupo Eutrudepts, caracterizándose por una saturación de bases superior al 60% (IGAC, 2000; USDA, 2010).

Los limitantes más severos para el uso agropecuario de los suelos de la unidad cartográfica **MQBe**, entre estos los **Humic Eutrudepts**, son las pendientes ligeramente escarpadas con gradientes de 25% a 50 %, susceptibles de severa erosión, y en menor escala la fertilidad

moderada para algunos casos. Igualmente la pedregosidad puede dificultar las labores de mecanización y la capacidad de retención de humedad del suelo también puede ser limitante (IGAC, 2000).

Para el uso adecuado de estos suelos se sugiere el fomento del crecimiento de la vegetación natural y el manejo de suelo con cal e insumos orgánicos. Entre los usos potenciales de los suelos se encuentran la ganadería extensiva para producción de carne, la agricultura de subsistencia con cultivos semipermanentes, los sistemas silvopastoriles y la regeneración espontánea de la vegetación (IGAC, 2000; Alcaldía Municipal de Nocaima, 2013); siendo la agricultura de subsistencia con cultivos semipermanentes el uso dado en la finca San Antonio.

#### 4.1.2 Caracterización físico-química del suelo donde se estableció el ensayo: Línea base

De acuerdo a lo reportado por la literatura, los suelos del municipio de Nocaima, al igual que la gran parte de los suelos colombianos, son en su mayoría ácidos (Salazar, *et al.*, 2012). Para los **Humic Eutrudepts** está reportado que la reacción es mediana a ligeramente ácida, la saturación de bases es media a alta, por lo que los niveles de Ca, Mg y K también son de medios a altos y el P presenta contenidos bajos en los horizontes superficiales. En general para los suelos de la unidad **MQBe** se esperan texturas medias y finas (IGAC, 2000). Con relación a esto, los resultados de los análisis físico-químicos realizados al suelo del área donde se llevó a cabo el ensayo se presentan en la tabla 10.

**Tabla 10:** Caracterización físico – química del suelo de los lotes Buenos Aires y la Falda (finca San Antonio, vereda Santa Bárbara, municipio Nocaima).

Propiedad	Valor
Arcilla (%)	51
Limo (%)	38
Arena (%)	11
Textura	Arcillosa
pH	4,8
CO (%)	3,42
MO (%)	5,90
N (%)	0,30
NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	11
NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	10,47
Ca (meq 100g <sup>-1</sup> )	5,7
K (meq 100g <sup>-1</sup> )	0,18
Mg (meq 100g <sup>-1</sup> )	0,50
Na (meq 100g <sup>-1</sup> )	0,1
Al (meq 100g <sup>-1</sup> )	3,31
CICE (meq 100g <sup>-1</sup> )	9,77
Saturación de bases (%)	66,37
Saturación de Al (%)	33,92
P (mg kg <sup>-1</sup> )	5,34
Cu (mg kg <sup>-1</sup> )	0,48
Fe (mg kg <sup>-1</sup> )	138,57
Mn (mg kg <sup>-1</sup> )	1,01
Zn (mg kg <sup>-1</sup> )	0,75
B (mg kg <sup>-1</sup> )	0,13

CO (carbono orgánico), MO (materia orgánica), NH<sub>4</sub><sup>+</sup> (amonio), NO<sub>3</sub><sup>-</sup> (nitrato), Al (acidez intercambiable), CICE (capacidad de intercambio catiónico efectiva).

Los reportes de Salazar (2012) e IGAC (2000) concuerdan con lo encontrado en el suelo del área donde se estableció el ensayo, con excepción de los contenidos de Mg que son bajos de acuerdo al requerimiento de la caña panelera (Quintero, 1995; Muñoz, 1995; Osorio, 2007; García, *et al.*, 2007; Tarazona, 2011). Mientras que el porcentaje de saturación de bases superior al 60% coincide con lo reportado para el Gran Grupo Eutrudepts (IGAC, 2000; USDA, 2010) al que presumiblemente pertenece el suelo en estudio.

Igualmente de acuerdo a los requerimientos para el desarrollo de la caña panelera, se puede establecer que la textura del suelo tipo arcillosa puede ser limitante, así como el pH, la CICE y los contenidos de P, Mg, Cu, Mn, Zn y B por ser inferiores a los valores requeridos por este cultivo. Mientras que la saturación de acidez intercambiable y el contenido de Fe son limitantes por encontrarse por encima de los límites superiores. Por otro lado la concentración de MO, N, Ca y K se encuentran en los niveles adecuados (Quintero, 1995; Muñoz, 1995; Osorio, 2007; García, *et al.*, 2007; Tarazona, 2011).

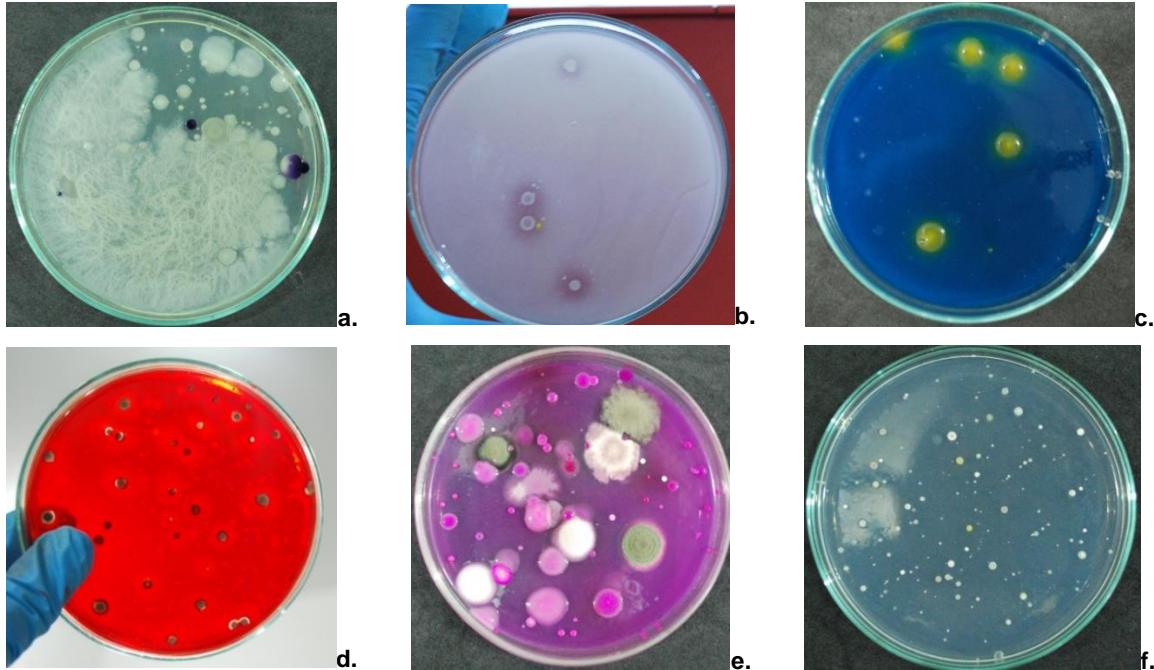
Los contenidos de N, Ca y K se pueden relacionar con que la textura arcillosa del suelo, que se caracteriza por presentar una baja porosidad y por lo tanto una infiltración baja, lleva a que la lixiviación de los elementos sea baja también. Debido a lo anterior, se podría esperar que en condiciones ideales el contenido de arcillas esté acompañado de una alta concentración de elementos en general, pero es necesario tener en cuenta la pendiente del área de estudio (que puede llegar al 50%), la cual, a pesar de la cobertura del cultivo que reduce la velocidad de la escorrentía y la erosión del suelo a causa de ésta, no la puede impedir, factor que puede facilitar la pérdida de los elementos que se encuentran en deficiencia (Salazar, *et al.*, 2012). De esta forma está reportado que la principal vía para la pérdida del P del perfil del suelo puede ser por erosión (Marschner & Rengel, 2007; Sposito, 2008), mientras que los niveles de Mg en el suelo pueden declinar en el tiempo debido a procesos tanto de erosión como de lixiviación (Bing, *et al.*, 2011). De la misma forma, debido a que los micronutrientes catiónicos como el Cu, Fe, Mn y Zn principalmente se encuentran en el suelo en formas ligadas a los minerales y a la materia orgánica, la erosión de éste también puede causar su pérdida. En cuanto al B que es el otro elemento que se encuentra en deficiencia, de acuerdo a la literatura, su pérdida está sobre todo mediada por procesos de lixiviación (Jones & Jacobsen, 2009), por lo que sus niveles bajos no podrían ser explicados por procesos de erosión debido a la pendiente del área de estudio, sino que pueden estar relacionados con procesos de génesis de suelo en referencia al material parental (Sposito, 2008).

### **4.1.3 Caracterización microbiológica del suelo donde se estableció el ensayo: Línea base**

Previamente, en suelo asociado a cultivos de caña se han reportado diferentes géneros bacterianos y fúngicos, siendo un número importante de estos benéficos para el desarrollo vegetal. Estos microorganismos pueden vivir de forma libre en el suelo, la rizósfera, el rizoplano, la filósfera o dentro de las plantas como endófitas. A la fecha se han reportado más de 40 géneros microbianos diferentes asociados a la planta de caña (Mehnaz, 2013; James, *et al.*, 2014). Entre algunos de los géneros bacterianos más representativos se encuentran *Azospirillum*, *Azotobacter*, *Beijerinckia*, *Gluconacetobacter*, *Herbaspirillum*, *Pseudomonas*, *Enterobacter* y *Klebsiella* (Suman, *et al.*, 2005; Tejera, 2005; Taulé, *et al.*, 2012; Mehnaz, 2013), mientras que en relación a los hongos, se han aislado especies pertenecientes a géneros como *Acaulospora*, *Gigaspora*,

*Glomus* (Mehnaz, 2013), *Rhodotorula*, *Cryptococcus* (Nasanit, *et al.*, 2015), *Fusarium*, *Penicillium*, *Trichoderma* y *Aspergillus* entre otros (Magarey, *et al.*, 1997).

En el suelo del área donde se llevó a cabo el estudio se encontraron poblaciones cultivables de todos los grupos microbianos evaluados (Figura 11).

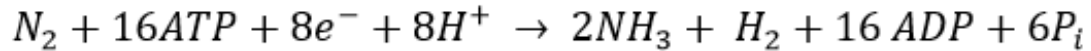


**Figura 11:** Crecimiento microbiano en agar sólido. **a.** bacterias mesófilas totales. **b.** halo de solubilización de fósforo (bacterias solubilizadoras de fosfatos). **c.** bacterias fijadoras de nitrógeno (colonias con producción de exopolisacáridos) **d.** halo de hidrólisis del sustrato carboximetilcelulosa - CMC (bacterias celulolíticas). **e.** hongos filamentosos (colonias algodonosas y aterciopeladas) y levaduriformes (colonias cremosas). **f.** actinomicetos.

Entre estos microorganismos, los hongos, organismos eucariotas que pueden ser filamentosos o levaduriformes, se caracterizan porque típicamente son quimioorganotrofos y tienen pocos requerimientos nutricionales. Debido a que la mayoría de estos tienen un hábitat terrestre, creciendo en el suelo o sobre MO en transformación (Madigan, *et al.*, 2004), la importancia de este grupo en estudio radica en que son los principales transformadores y mineralizadores de MO en la biosfera (Bills, *et al.*, 2004; Madigan, *et al.*, 2004; Taylor, *et al.*, 2009; Lucas, *et al.*, 2014). En cuanto a las bacterias, organismos procariontes unicelulares, su diversidad metabólica se refleja en los roles cruciales que juegan en varios estadios de un amplio rango de ciclos biogeoquímicos, por lo que este grupo es de enorme importancia en la creación, mantenimiento y funcionamiento del suelo (Robinson & Bruce, 2002; Madigan, *et al.*, 2004; Paul, 2007). Esta diversidad metabólica puede estar relacionada con su pequeño tamaño lo que les permite secuestrar nutrientes aunque se encuentren a concentraciones extremadamente bajas, gracias a que las células están en contacto íntimo con su medioambiente físico y químico, por lo que en el suelo las bacterias son capaces de penetrar y colonizar los espacios de los microporos presentes (Madigan, *et al.*, 2004; Paul, 2007). Por último, los actinomicetos, bacterias filamentosas ampliamente distribuidas en la naturaleza (Semêdo, *et al.*, 2001), han sido asociadas puntualmente con la mineralización y

transformación de importantes polímeros complejos como la lignocelulosa y la quitina (Semêdo, *et al.*, 2001; Zaitlin, *et al.*, 2004).

En cuanto a los grupos funcionales evaluados, las BFN se encuentran presentes en diferentes nichos ecológicos, lo que indica que éstas pueden contribuir con N fijado a otras formas de vida en una amplia variedad de ambientes (Madigan, *et al.*, 2004; Paul, 2007; Marschner & Rengel, 2007). De esta forma, en el proceso de fijación biológica de nitrógeno (FBN), el N atmosférico se reduce a amoníaco (NH<sub>3</sub>), como se observa a continuación y posteriormente es convertido a una forma orgánica (Madigan, *et al.*, 2004; Marschner & Rengel, 2007).



Por otro lado, las BSF intervienen en la solubilización de los fosfatos minerales presentes en el suelo y que no son disponibles para la toma por parte de los organismos. Lo anterior se lleva a cabo por medio de la acción de los ácidos orgánicos producidos por la célula microbiana, aunque este mecanismo no es el único efectivo (Paul, 2007); algunos estudios han demostrado que la liberación de H<sup>+</sup> a la superficie externa celular para la toma de cationes puede constituir una vía alternativa, lo mismo que la producción de sustancias quelantes (Rodríguez & Fraga, 1999; Marschner & Rengel, 2007; Paul, 2007). Finalmente, las bacterias celulolíticas hacen parte del grupo de organismos que mineralizan la celulosa (el polisacárido vegetal más abundante del planeta) y son ubicuas en el suelo (Ulrich & Wirth, 1999; Paul, 2007; Singh, *et al.*, 2010; Yang, *et al.*, 2014a). Este es uno de los más importantes grupos microbianos del suelo debido a la mineralización y transformación de la MO llevándola a formas de C que pueden ser usadas por otros microorganismos, lo que afecta su funcionalidad y poblaciones (Zhao, *et al.*, 2005; Singh, *et al.*, 2010).

Adicionalmente a los grupos evaluados, la actividad de los microorganismos también es reconocida por la producción de sustancias que pueden estimular el desarrollo vegetal, así como por la producción de antibióticos que inhiben el crecimiento de bacterias y hongos patógenos (Mehnaz, 2013; James, *et al.*, 2014).

Teniendo en cuenta los diferentes mecanismos y procesos mediados por los microorganismos estudiados, es de importancia tener en cuenta la actividad de los consorcios microbianos, los cuales pueden producir efectos sinérgicos, siendo esto más eficiente que la actividad llevada a cabo por un solo tipo de microorganismo (James, *et al.*, 2014). De esta forma, la presencia de las poblaciones microbianas evaluadas indica el rol potencial que éstas tienen en el suelo en estudio y en sus procesos y propiedades, y por ende en su fertilidad y calidad (Rodríguez & Fraga, 1999; Robinson & Bruce, 2002; Bills, *et al.*, 2004; Madigan, *et al.*, 2004; Zhao, *et al.*, 2005; Paul, 2007; Hamdali, *et al.*, 2008; Singh, *et al.*, 2010; Yu, *et al.*, 2013; Lucas, *et al.*, 2014).

En relación a las poblaciones, en la tabla 11 se presentan las correspondientes a los grupos microbianos evaluados. Se puede observar que predominó la población de las bacterias mesófilas totales, seguida por los hongos y levaduras y actinomicetos. Las poblaciones más bajas fueron para los grupos funcionales específicos.

**Tabla 11:** Poblaciones microbianas de suelo asociado al cultivo de caña panelera en los lotes Buenos Aires y la Falda (finca San Antonio, vereda Santa Bárbara, municipio Nocaima).

Microorganismo	log (UFC g <sup>-1</sup> ) – A/P*
Bacterias Mesófilas totales	6,21 ± 0,01
Bacterias solubilizadoras de fosfatos (BSF)	4,84 ± 0,03
Bacterias fijadoras de nitrógeno (BFN)	4,72 ± 0,02
Bacterias celulolíticas	<b>P</b>
Hongos y levaduras	5,65 ± 0,06
Actinomicetos	5,43 ± 0,09

\*A: ausencia - P: presencia. Los valores son la media de un n=3 con sus errores estándar.

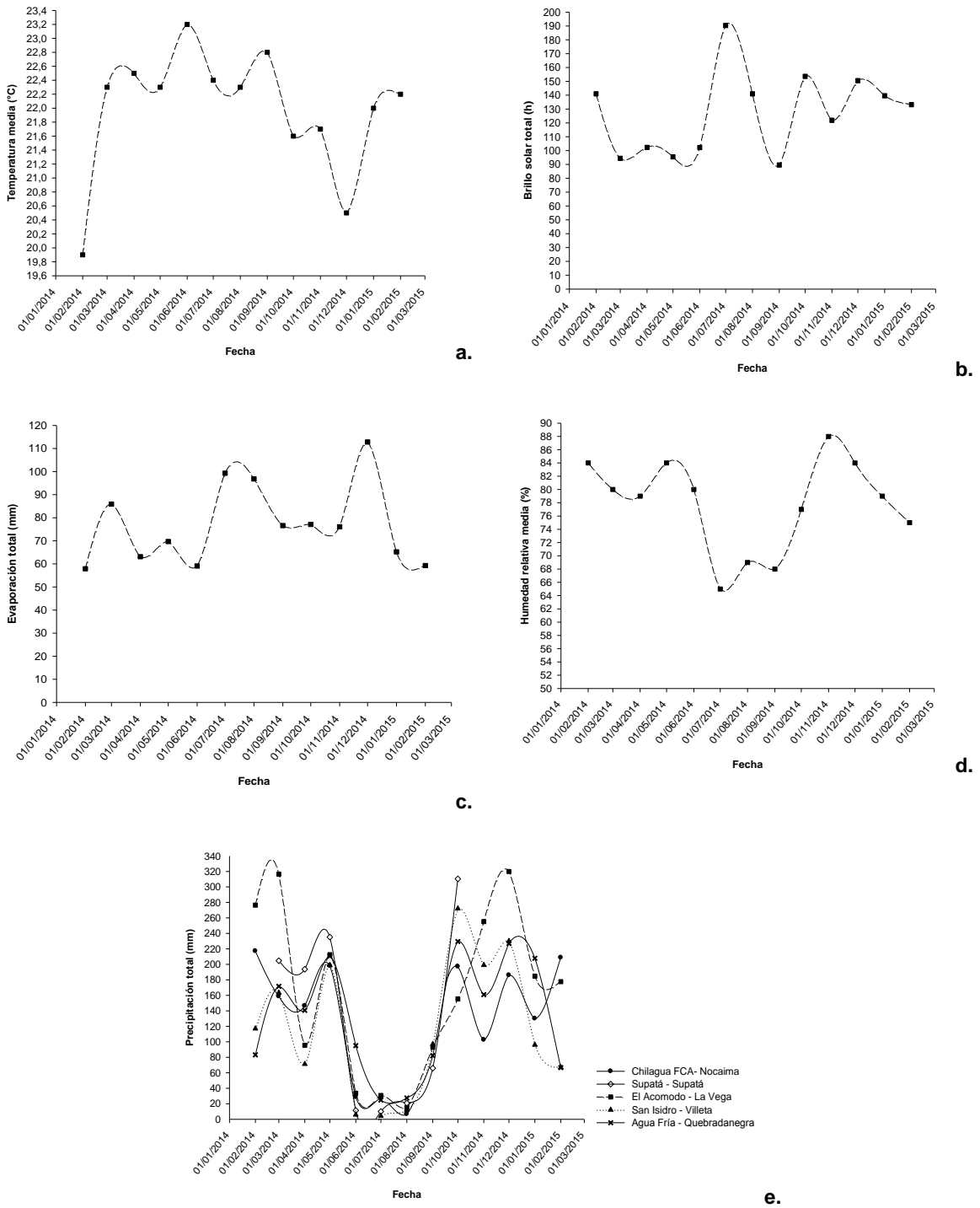
De forma general, acorde a los recuentos directos, el suelo típicamente contiene entre 10<sup>8</sup> a 10<sup>10</sup> UFC de bacterias g de suelo<sup>-1</sup> (Burns, *et al.*, 2013), mientras que los actinomicetos pueden llegar a componer del 10 – 15 % de la microbiota (Zaitlin, *et al.*, 2004; Hamdali, *et al.*, 2008; Schmidt, *et al.*, 2009) y en suelos de zonas tropicales se pueden encontrar poblaciones de hasta 10<sup>6</sup> UFC g de suelo<sup>-1</sup> (Semêdo, *et al.*, 2001; Zaitlin, *et al.*, 2004). En cuanto a los hongos, estos generalmente tienen poblaciones menores a las de las bacterias encontrándose entre 10<sup>5</sup> a 10<sup>6</sup> UFC g de suelo<sup>-1</sup> (Sylvia, 2005), comprendiendo entre el 78 % al 90 % de la biomasa total de los mineralizadores (Bills, *et al.*, 2004). Con relación a esto, se podría señalar que las poblaciones de bacterias mesófilas totales y actinomicetos, se encuentran por debajo de las reportadas, mientras que los hongos y levaduras se encuentran en el rango esperado.

Los grupos microbianos evaluados también se han encontrado incluidos por otros autores en estudios realizados en suelos asociados a caña. En cuanto a la población de bacterias mesófilas totales, ésta puede oscilar entre 6 y 10 (log UFC g suelo<sup>-1</sup>) en suelos con este cultivo, los actinomicetos se pueden encontrar entre 1,5 y 4,5 (log UFC g suelo<sup>-1</sup>) y los hongos entre 2 y 6,2 (log UFC g suelo<sup>-1</sup>) (Pankhurst, *et al.*, 2003; Shukla, *et al.*, 2008; Betancourt, *et al.*, 2010). En cuanto a las BFN previamente se ha encontrado que en suelos de rizosfera asociados a caña panelera en municipios de Cundinamarca, las poblaciones oscilan entre 3 y 5 (log UFC g suelo<sup>-1</sup>), predominando principalmente los géneros *Azospirillum*, *Beijerinckia* y *Azotobacter* (Valero, *et al.*, 2001). Mientras que para las BSF se reportan recuentos más altos, entre 7 y 8 (log UFC g suelo<sup>-1</sup>), y para los microorganismos asociados a la transformación de la MO se reportan en poblaciones entre 3 y 7 (log UFC g suelo<sup>-1</sup>) (Hase, 2011).

Como se puede observar, los rangos de las poblaciones microbianas en suelos asociados a cultivo de caña son amplios, por esta razón los recuentos encontrados en este estudio coinciden con lo reportado previamente, con excepción de los actinomicetos que presentaron una población superior y las BSF con una población inferior.

#### 4.1.4 Seguimiento climático del área donde se estableció el ensayo

Durante los 10 meses de duración del ensayo la temperatura media mensual oscilo entre los 20,2 °C y 23,4 °C, el brillo total mensual se encontró entre las 80 h y 190 h, la evaporación total mensual entre 50 mm y 110 mm, la humedad relativa media entre 64% y 88% y la precipitación total mensual entre 5 mm y 320 mm (Figura 12).



**Figura 12:** Variación climática en los municipios Nocaima, Supatá, la Vega, Villeta y Quebradanegra, correspondiente al periodo comprendido entre febrero de 2014 y febrero de 2015. **a.** Temperatura media mensual (°C). **b.** Brillo solar total mensual (h). **c.** Evaporación total mensual (mm). **d.** Humedad relativa media mensual (%). **e.** Precipitación total mensual (mm). Información suministrada por las estaciones Chilagua – FCA y Supatá del IDEAM y El Acomodo, San Isidro y Agua Fría de la CAR, ubicadas en los municipios de Nocaima, Supatá, la Vega, Villeta y Quebradanegra, respectivamente, en Cundinamarca.

En relación a la temperatura, el cultivo de caña panelera requiere de diferentes rangos de acuerdo al momento en el desarrollo de la planta, de esta forma, la temperatura para la brotación es de 32 °C a 38 °C, por lo que la germinación disminuye bajo 25 °C, llega a su máximo entre 30 °C a 34 °C, se reduce por sobre los 35 °C y se detiene cuando la temperatura sube a más de 38 °C. Por otro lado, para la maduración son preferibles temperaturas relativamente bajas, en el rango de 12 °C a 14 °C, ya que ésta ejerce una marcada influencia sobre la reducción de la tasa de crecimiento vegetativo y el enriquecimiento de azúcar de la caña. A temperaturas mayores la sacarosa puede transformarse en fructosa y glucosa y disminuir la acumulación de ésta (Quintero, 1995; Aguilar, 2009). Lo ideal para el desarrollo de la caña y la acumulación de sacarosa en el tallo es que la temperatura oscile en el día entre 28 °C a 30 °C y en la noche entre 15 °C a 17 °C (Quintero, 1995; Lopez & Osorio, 2000; Osorio, 2007), con una temperatura media anual mínima entre 20 °C a 22 °C y máxima entre 32 °C a 35 °C, siendo esta limitante cuando se encuentra < 20 °C y > 35 °C (Muñoz, 1995; Aguilar, 2009). De esta forma, en el área en estudio y de acuerdo a la información suministrada por la estación climática consultada, la temperatura media anual en el periodo en el que se llevó a cabo el ensayo fue de 22 °C, encontrándose este valor en el rango adecuado para el desarrollo de caña panelera.

En cuanto al brillo solar, el valor promedio en h día<sup>-1</sup> adecuado se encuentra entre 5 y 8, mientras que por debajo de 4 y encima de 10 es limitante (Muñoz, 1995; Aguilar, 2009), encontrándose este valor para la zona donde se llevó a cabo el estudio por debajo del rango adecuado pero no llegando a ser limitante, con 4,24 h día<sup>-1</sup> de brillo solar de acuerdo a la información suministrada por las estaciones climatológicas. La importancia de esta variable recae en que la intensidad lumínica se encuentra involucrada con la tasa de fotosíntesis, por lo que incide sobre el crecimiento de la caña y el desarrollo vegetativo del tallo, de esta forma a mayor brillo solar se presenta una mayor actividad fotosintética y, por consiguiente, un aumento de la producción de caña y panela. Debido a que influye en el rendimiento de azúcar, la producción de sacarosa puede reducirse hasta en 35 % cuando la caña se cultiva en zonas de alta nubosidad y bajo brillo solar. De esta forma se requieren al menos 4 h de sol por día; de lo contrario, los rendimientos del cultivo se reducen y el periodo de cosecha se alarga (Quintero, 1995; Lopez & Osorio, 2000; Osorio, 2007; García, *et al.*, 2007).

Para el adecuado desarrollo del cultivo de la caña panelera se requiere que la evaporación media mensual se encuentre entre 120 mm y 180 mm, encontrándose la del área en estudio en 76,84 mm. Mientras que el rango adecuado para la humedad relativa promedio está entre 75% y 80%, estando la del área de interés con un valor de 77,85% en el rango señalado (Muñoz, 1995; Aguilar, 2009).

Por último, la precipitación media anual necesaria para el desarrollo del cultivo de caña panelera debe oscilar entre 1.250 mm y 1.500 mm, siendo la de la zona donde se llevó a cabo el estudio de 1.659 mm, encontrándose por encima por lo que puede llegar a ser limitante, sobre todo teniendo en cuenta que la evaporación media mensual se encuentra por debajo del rango adecuado (Muñoz, 1995; Aguilar, 2009). En relación a esta variable se debe señalar que el agua es indispensable para la formación de azúcares y un factor determinante de la producción. De acuerdo a lo anterior, la caña necesita de 8 mm a 9 mm de agua ha día<sup>-1</sup> durante los días calurosos y entre 3 mm y 4 mm ha día<sup>-1</sup> en la época más fría. Puntualmente en el periodo de crecimiento vegetativo una precipitación total entre 1.500 mm y 1.800 mm es adecuada, puesto que estimula el rápido crecimiento de la caña, la elongación y la formación de entrenudos, lo anterior relacionado también con condiciones de alta humedad (80% a 85%). Sin embargo,



después debe haber un periodo seco para la maduración, con valores moderados de humedad entre un 45% y 65%, por lo que ésta puede verse afectada debido a que la precipitación en el área donde se llevó a cabo el estudio es superior a la requerida. Este fenómeno se debe a que se produce una pobre calidad de jugo y se continúa con el favorecimiento del crecimiento vegetativo (Osorio, 2007; García, *et al.*, 2007; Aguilar, 2009).

Teniendo en cuenta las condiciones climatológicas del área y el periodo durante el cual se llevó a cabo el estudio, se puede determinar que durante el mes 0 del ensayo (abril de 2014) se presentó la etapa de establecimiento del desarrollo de la caña panelera, en la cual los procesos de germinación y emergencia/rebrote (Osorio, 2007; Aguilar, 2009) no contaron con las condiciones de temperatura óptimas, por lo que fueron inferiores a 25 °C (Quintero, 1995; Aguilar, 2009). En la fase de crecimiento vegetativo o macollamiento, durante la cual ocurre el proceso de ahijamiento o de ramificación subterránea que permite el desarrollo nuevo de tallos; y la fase de crecimiento rápido, en la cual se presenta un aumento de biomasa y número de tallos por área (Osorio, 2007; Aguilar, 2009), las cuales ocurrieron del mes 1 del ensayo (mayo de 2014) al mes 8 (diciembre de 2014), aproximadamente; las condiciones de precipitación total fueron de 803 mm y de humedad relativa de 76,88 %, encontrándose estos valores por debajo de los requeridos para esta etapa del cultivo (Osorio, 2007; García, *et al.*, 2007; Aguilar, 2009). Finalmente en la etapa de maduración y sazonado que se presentó entre los meses 8 y 10 del ensayo (febrero de 2015), aproximadamente, y en la cual se propicia la acumulación de sacarosa en el tallo área (Osorio, 2007; Aguilar, 2009), la temperatura media mensual fue de 21,6 °C, siendo superior a la óptima (Quintero, 1995; Aguilar, 2009), al igual que la humedad relativa que fue de un 79%, y aunque la precipitación total no es alta en los meses en los que se llevó a cabo la maduración de la caña, con un valor de 366 mm, estos meses no correspondieron a época seca como se sugiere en la literatura (Osorio, 2007; García, *et al.*, 2007; Aguilar, 2009). Por lo que pese a que de forma general las medias anuales, mensuales y diarias puedan encontrarse de acuerdo a los requerimientos del cultivo de caña panelera, no necesariamente las condiciones en cada una de las etapas de desarrollo fueron las óptimas.

## 4.2 Variables de respuesta en suelo

Los resultados obtenidos en relación a las variables cuantificadas en suelo y que permiten dar respuesta a los dos primeros objetivos específicos de esta investigación se presentan a continuación.

### 4.2.1 Propiedades físico-químicas

La evaluación de las propiedades físicas y químicas del suelo de forma previa y posterior a la aplicación de cal dolomita e insumos orgánicos presentó diferencias estadísticamente significativas de forma general, que para el caso de las propiedades químicas solo estuvieron completamente ausentes para el Na y NH<sub>4</sub><sup>+</sup>, mientras que para las propiedades físicas no se presentaron diferencias para las variables DPM, DGM y humedad gravimétrica (Tabla 12).

**Tabla 12:** Efecto sobre propiedades físico-químicas de suelo asociado a caña panelera debido al empleo de tres insumos orgánicos (vermicompost, gallinaza, compost).

Variable	Mes 1	Mes 10			
		T0: Control	T1: Vermicompost	T2: Gallinaza	T3: Compost
pH	4,80 ± 0,00	5,37 ± 0,19 <sup>b*</sup>	5,30 ± 0,10 <sup>b*</sup>	5,93 ± 0,15 <sup>a*</sup>	5,50 ± 0,21 <sup>b*</sup>
CO (%)	3,42 ± 0,05	4,08 ± 0,09 <sup>c</sup>	4,55 ± 0,19 <sup>b*</sup>	5,91 ± 0,28 <sup>a*</sup>	4,99 ± 0,26 <sup>b*</sup>
N total (%)	0,30 ± 0,00	0,36 ± 0,01 <sup>c</sup>	0,39 ± 0,01 <sup>c*</sup>	0,51 ± 0,03 <sup>a*</sup>	0,44 ± 0,02 <sup>b*</sup>
Ca (meq 100 g <sup>-1</sup> )	5,70 ± 0,41	12,50 ± 0,68 <sup>b*</sup>	10,90 ± 0,61 <sup>c*</sup>	16,37 ± 0,90 <sup>a*</sup>	10,15 ± 0,66 <sup>c*</sup>
K (meq 100 g <sup>-1</sup> )	0,18 ± 0,01	0,27 ± 0,02 <sup>c*</sup>	0,45 ± 0,02 <sup>a*</sup>	0,50 ± 0,02 <sup>a*</sup>	0,37 ± 0,05 <sup>b*</sup>
Mg (meq 100 g <sup>-1</sup> )	0,50 ± 0,04	4,30 ± 0,33 <sup>a*</sup>	3,05 ± 0,16 <sup>b*</sup>	4,68 ± 0,26 <sup>a*</sup>	2,88 ± 0,32 <sup>b*</sup>
Na (meq 100 g <sup>-1</sup> )	0,10 ± 0,01	0,13 ± 0,03 <sup>a</sup>	0,13 ± 0,03 <sup>a</sup>	0,14 ± 0,02 <sup>a</sup>	0,12 ± 0,02 <sup>a</sup>
Al (meq 100 g <sup>-1</sup> )	3,31 ± 0,27	0,49 ± 0,32 <sup>a*</sup>	0,19 ± 0,02 <sup>a*</sup>	0,00 ± 0,00 <sup>a*</sup>	0,59 ± 0,11 <sup>a*</sup>
CICE (meq 100 g <sup>-1</sup> )	9,77 ± 0,13	16,21 ± 0,43 <sup>c*</sup>	14,10 ± 0,60 <sup>c*</sup>	21,47 ± 0,60 <sup>a*</sup>	18,76 ± 1,66 <sup>a*</sup>
P (mg kg <sup>-1</sup> )	5,34 ± 1,32	16,31 ± 3,13 <sup>c</sup>	25,90 ± 2,40 <sup>b*</sup>	51,19 ± 2,85 <sup>a*</sup>	12,09 ± 1,76 <sup>c</sup>
Cu (mg kg <sup>-1</sup> )	0,48 ± 0,18	3,58 ± 0,39 <sup>a*</sup>	2,73 ± 0,31 <sup>a*</sup>	3,16 ± 0,28 <sup>a*</sup>	3,23 ± 0,95 <sup>a*</sup>
Fe (mg kg <sup>-1</sup> )	138,57 ± 27,01	264,33 ± 19,10 <sup>a*</sup>	235,00 ± 40,50 <sup>ab*</sup>	221,33 ± 22,10 <sup>ab*</sup>	191,67 ± 19,10 <sup>b*</sup>
Mn (mg kg <sup>-1</sup> )	1,01 ± 0,27	3,15 ± 0,58 <sup>b*</sup>	4,15 ± 0,73 <sup>a*</sup>	2,93 ± 0,29 <sup>b*</sup>	3,58 ± 0,46 <sup>a*</sup>
Zn (mg kg <sup>-1</sup> )	0,75 ± 0,16	4,18 ± 0,62 <sup>a*</sup>	3,44 ± 0,29 <sup>a*</sup>	4,77 ± 0,70 <sup>a*</sup>	4,89 ± 1,75 <sup>a</sup>
B (mg kg <sup>-1</sup> )	0,13 ± 0,02	0,29 ± 0,05 <sup>b*</sup>	0,30 ± 0,02 <sup>a*</sup>	0,32 ± 0,03 <sup>a*</sup>	0,22 ± 0,03 <sup>b</sup>
NH <sub>4</sub> <sup>+</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	11,00 ± 2,42	10,14 ± 0,74 <sup>b</sup>	10,92 ± 0,29 <sup>a</sup>	11,04 ± 0,21 <sup>a</sup>	9,30 ± 0,30 <sup>b</sup>
NO <sub>3</sub> <sup>-</sup> (mg kg <sup>-1</sup> )	10,47 ± 3,99	56,17 ± 12,55 <sup>b*</sup>	74,45 ± 2,58 <sup>a*</sup>	92,75 ± 11,19 <sup>a*</sup>	92,29 ± 18,27 <sup>a*</sup>
DPM (mm)	4,38 ± 0,18	3,72 ± 0,13 <sup>b</sup>	4,95 ± 0,41 <sup>a</sup>	3,79 ± 0,18 <sup>b</sup>	4,68 ± 0,17 <sup>a</sup>
DGM (mm)	2,92 ± 0,09	2,58 ± 0,02 <sup>a</sup>	2,87 ± 0,20 <sup>a</sup>	2,50 ± 0,17 <sup>a</sup>	2,56 ± 0,11 <sup>a</sup>
Θg (%)	59,06 ± 1,13	49,12 ± 2,55 <sup>b</sup>	51,10 ± 2,94 <sup>b</sup>	62,22 ± 1,79 <sup>a</sup>	61,18 ± 2,44 <sup>a</sup>
pb (g cm <sup>-3</sup> )	0,92 ± 0,01	1,00 ± 0,04 <sup>b</sup>	0,88 ± 0,04 <sup>c</sup>	0,98 ± 0,01 <sup>b*</sup>	1,11 ± 0,03 <sup>a*</sup>

CO (carbono orgánico), Al (acidez intercambiable), CICE (capacidad de intercambio catiónico efectiva), NH<sub>4</sub><sup>+</sup> (amonio), NO<sub>3</sub><sup>-</sup> (nitrato), DPM (diámetro ponderado medio), DGM (diámetro geométrico medio), Θg (humedad gravimétrica), pb (densidad aparente). Los valores representan la media de un n=3 con su respectivo error estándar. Valores del mes 10 con \* presentan diferencias estadísticamente significativas ( $p \leq 0,05$ ) con los valores del mes 1 de acuerdo a la prueba *t*-Student. Para el mes 10 valores con letras diferentes presentan diferencias estadísticamente significativas ( $p \leq 0,05$ ) de acuerdo a la comparación de medias de HSD de Tukey.

En relación a las diferencias entre los cuatro tratamientos del estudio (control, vermicompost, gallinaza y compost) en la tabla 12 también se puede observar que los mayores valores para las variables K, Mn, B, NH<sub>4</sub><sup>+</sup>, NO<sub>3</sub><sup>-</sup> y DPM los presentó el tratamiento con vermicompost, para las variables pH, CO, N total, Ca, K, Mg, CICE, P, B, NH<sub>4</sub><sup>+</sup>, NO<sub>3</sub><sup>-</sup> y humedad gravimétrica los presentó el tratamiento con gallinaza y por último para las variables CICE, Mn, NO<sub>3</sub><sup>-</sup>, DPM, humedad gravimétrica y densidad aparente los presentó el tratamiento con compost. En cuanto al control, éste tuvo los valores más altos para el Mg y el Fe, mientras que las variables Na, acidez intercambiable, Cu, Zn y DGM no presentaron diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos. De esta forma el tratamiento con gallinaza se destacó por encima de los demás tratamientos por presentar los mayores valores en el mayor número de variables.

Estudios previos han evaluado el empleo de insumos orgánicos en el cultivo de caña, producidos tanto a partir de residuos de origen animal (Stirling, *et al.*, 2003; Van Antwerpen, *et al.*, 2003;

Shukla, *et al.*, 2008; Peñarete, *et al.*, 2013) como de residuos de origen vegetal (Stirling, *et al.*, 2003; Van Antwerpen, *et al.*, 2003; Yadav, *et al.*, 2009), así como el vermicompost (Singh, *et al.*, 2007). En estos estudios, debido al empleo de los insumos orgánicos mencionados, se han encontrado porcentajes de incremento en las propiedades físico-químicas del suelo que van para el CO desde 3,18% a 69,1 %, para el N de 24,14% a 75%, para el P de 20,26% a 95,83%, para el K de 17,47% a 58,97%, para el Ca de 74,63% a 98,21%, para el Mg de 25,16% a 95,96%, para el pH de 0,90% a 44,87%, para la densidad aparente de 3,38% a 5,3% y para la estabilidad estructural de 18% a 40,2%, entre otros. Sin embargo, en algunos casos se alcanzan porcentajes de aumento de hasta un 187,70% para el CO (Van Antwerpen, *et al.*, 2003) 717,24% para el N (Stirling, *et al.*, 2003), 915,63% para el P, 501,60% para el K y 195,32% para el Mg (Van Antwerpen, *et al.*, 2003), entre otros; así como algunas de estas variables pueden presentar disminuciones desde un 2,64% hasta un 74,74%. Con relación a esto, en el presente ensayo también fue encontrado un amplio rango de porcentajes de incremento o disminución de las variables físico-químicas evaluadas (Tabla 13).

**Tabla 13:** Incremento o disminución (del mes 10 del ensayo en relación al mes 1) de los valores de las propiedades físico-químicas de suelo asociado a caña panelera debido al empleo de tres insumos orgánicos (vermicompost, gallinaza, compost).

Variable	Incremento o disminución (%)			
	T0: Control	T1: Vermicompost	T2: Gallinaza	T3: Compost
pH	11,88	10,42	23,54	14,58
CO	19,30	33,04	72,81	45,91
N total	20,00	30,00	70,00	46,67
Ca	119,30	91,23	187,19	78,07
K	50,00	150,00	177,78	105,56
Mg	760,00	510,00	836,00	476,00
Na	30,00	30,00	40,00	20,00
Al	-85,20	-94,26	-100,00	-82,18
CICE	65,92	44,32	119,75	92,02
P	205,43	385,02	858,61	126,40
Cu	645,83	468,75	558,33	572,92
Fe	90,76	69,59	59,72	38,32
Mn	211,88	310,89	190,10	254,46
Zn	457,33	358,67	536,00	552,00
B	123,08	130,77	146,15	69,23
NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>	-7,82	-0,73	0,36	-15,45
NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	436,49	611,08	785,86	781,47
DPM	-15,07	13,01	-13,47	6,85
DGM	-11,64	-1,71	-14,38	-12,33
Θg	-16,83	-13,48	5,35	3,59
pb	8,70	-4,35	6,52	20,65

CO (carbono orgánico), Al (acidez intercambiable), CICE (capacidad de intercambio catiónico efectiva), NH<sub>4</sub><sup>+</sup> (amonio), NO<sub>3</sub><sup>-</sup> (nitrato), DPM (diámetro ponderado medio), DGM (diámetro geométrico medio), Θg (humedad gravimétrica), pb (densidad aparente).

Es ampliamente reconocido que el empleo de insumos orgánicos debido a su aporte de MO y por ende de CO al suelo, puede tener influencia sobre sus propiedades físico – químicas (Magdoff & Weil, 2004; Havlin, *et al.*, 2005; Pezzolla, *et al.*, 2015). El aporte de CO en este estudio se puede observar en los resultados obtenidos para el mes 10, cuando los tres insumos evaluados presentaron una concentración mayor estadísticamente significativa con referencia al mes 1 (Tabla 12).

Esta propiedad de los insumos orgánicos se debe a que los materiales residuales empleados con este fin son tratados antes de su empleo, lo que permite obtener fuentes de MO más estables con una concentración incrementada de moléculas orgánicas recalcitrantes, mientras que se mantiene la concentración de elementos necesarios para la nutrición vegetal (Pezzolla, *et al.*, 2015). Igualmente se conoce que el empleo de materiales encalantes, como la cal dolomita en el caso del presente estudio, tiene también un efecto sobre la disponibilidad, solubilidad e ionización de los elementos derivados tanto de los constituyentes orgánicos como inorgánicos en la solución del suelo (Curtin, *et al.*, 1998; FAO, 2009). Este efecto se pudo presentar posiblemente para todos los tratamientos, teniendo en cuenta que todos contenían la dosis de cal correspondiente, viéndose además la aplicación de este insumo reflejada en el aumento de los valores de pH y en la disminución de la acidez intercambiable para los cuatro casos en el mes 10 con diferencias estadísticamente significativas con relación al análisis realizado en el mes 1 del ensayo (Tabla 12). Teniendo en cuenta que la cal dolomita es un carbonato de calcio y magnesio ( $\text{CaMg}(\text{CO}_3)_2$ ) su efecto neutralizante de la acidez del suelo se ve relacionado con la capacidad de los dos cationes para desplazar los iones  $\text{Al}^{3+}$  y  $\text{H}^+$  del complejo de cambio aumentando el porcentaje de saturación de bases, adicionalmente los  $\text{H}^+$  al reaccionar con el material encalante forman ácido carbónico ( $\text{H}_2\text{CO}_3$ ) que al ser inestable lleva a la formación de  $\text{CO}_2$  y  $\text{H}_2\text{O}$  aumentando así los valores de pH del suelo y neutralizando la acidez (Navarro & Navarro, 2014).

Entre los insumos empleados en el presente ensayo, se conoce que el vermicompost puede mejorar la estructura del suelo, aumentar la retención de agua y ser una fuente de elementos exógena para el suelo (Román, *et al.*, 2013). Lo mismo ha sido reportado para la gallinaza, para la cual su utilidad, en cualquiera de sus formas, proviene igualmente de su aporte de MO al suelo, con lo cual aumenta su capacidad de retención de agua, así mismo este producto es una fuente muy rica en elementos para las plantas, y aunque de forma general los residuos animales representan una fuente importante de elementos para los cultivos, la gallinaza se destaca por sus contenidos de N, P y K (Rivero & Carracedo, 1999; Estrada, 2005; Osorio, 2007). Adicionalmente el uso de la gallinaza genera una disminución de la capacidad de adsorción de P en el suelo, incrementando la concentración de este elemento de forma soluble. Finalmente al aplicarse la gallinaza en las dosis necesarias se obtiene un importante efecto residual en el suelo (Rivero & Carracedo, 1999). De la misma manera la adición de compost al suelo incrementa la MO afectando todas las propiedades que esta influencia. En adición, el compost tiene contenidos significativos de nutrientes vegetales como el N (en forma de  $\text{NO}_3^-$ ), P, K y S y micronutrientes que son lentamente liberados al suelo (Paul, 2007).

De forma puntual, en la tabla 14 se presenta el aporte de elementos que los insumos empleados en el presente ensayo tienen de acuerdo a la dosis calculada para cada uno estos (Anexos D y E).

**Tabla 14:** Aporte de N, K, P, Ca y Mg de las dosis de gallinaza, vermicompost, compost y cal dolomita correspondientes a los tratamientos del ensayo.

Insumo	Dosis	Aporte de N (kg ha <sup>-1</sup> )	Aporte de K (kg ha <sup>-1</sup> )	Aporte de P (kg ha <sup>-1</sup> )	Aporte de Ca (kg ha <sup>-1</sup> )	Aporte de Mg (kg ha <sup>-1</sup> )
Gallinaza	1,59 t ha <sup>-1</sup>	23,83	69,57	87,36	---	---
Vermicompost	0,95 t ha <sup>-1</sup>	23,83	13,76	10,44	---	---
Compost	2,29 t ha <sup>-1</sup>	23,83	79,27	81,10	---	---
Cal dolomita	2,6 t ha <sup>-1</sup>	---	---	---	0,70	0,25

Para el caso del N y P la MO representa un componente de almacenamiento y reservorio, por lo que en la mayoría de los suelos la mineralización microbiana de los materiales orgánicos es el proceso a través del cual estos elementos son liberados de forma continua a la fase acuosa o la solución del suelo como iones inorgánicos susceptibles de ser tomados por la biota o perdidos del perfil del suelo (Sposito, 2008).

En el caso del N los procesos de mineralización resultan en NH<sub>4</sub><sup>+</sup> y NH<sub>3</sub>. Posteriormente, el NH<sub>4</sub><sup>+</sup> puede ser oxidado de nitritos (NO<sub>2</sub><sup>-</sup>) a NO<sub>3</sub><sup>-</sup>. Estos procesos proveen entonces el N disponible para el metabolismo de las plantas quienes lo inmovilizan en su biomasa, siendo el elemento tomado por la raíz de la planta en forma de NH<sub>4</sub><sup>+</sup> y NO<sub>3</sub><sup>-</sup>, los cuales una vez dentro de las células radiculares son asimilados inicialmente en forma de glutamina (C<sub>5</sub>H<sub>10</sub>N<sub>2</sub>O<sub>3</sub>) y transportados al resto de la planta (Marschner & Rengel, 2007; Sposito, 2008). En este estudio en el mes 10 del ensayo se presentó una mayor concentración de N total (relacionado con el CO) en los tratamientos con vermicompost, gallinaza y compost, con diferencias estadísticamente significativas con relación al control y la evaluación realizada en el mes 1 del ensayo, por lo que el aporte presentado en la tabla 14 se vio reflejado en los análisis de laboratorio. Para el caso del NH<sub>4</sub><sup>+</sup>, pese a que no se presentaron diferencias entre los resultados del mes 10 con el mes 1, el vermicompost y la gallinaza si presentaron diferencias estadísticamente significativas con los otros dos tratamientos, mientras que para el caso del NO<sub>3</sub><sup>-</sup> si hubo diferencias estadísticamente significativas entre lo encontrado en el mes 1 y 10 del ensayo y los tratamientos a su vez presentaron diferencias con el control, predominando para este suelo el N en esta última forma, posiblemente por condiciones climáticas que favorecen la volatilización del NH<sub>4</sub><sup>+</sup>, cuando este ha sido transformado previamente a NH<sub>3</sub> (Marschner & Rengel, 2007; Sposito, 2008).

Para el P la mineralización lleva a las formas disponibles como fosfatos (HPO<sub>4</sub><sup>2-</sup> y H<sub>2</sub>PO<sub>4</sub><sup>-</sup>) (Marschner & Rengel, 2007), y en el presente estudio se vio reflejado el aporte de este elemento por parte de los insumos, donde los tratamientos con gallinaza y vermicompost presentaron diferencias significativas con la evaluación realizada en el mes 1, presentando la gallinaza el mayor resultado en comparación con los demás tratamientos, lo que coincide con que la dosis aplicada de este insumo fue la que tuvo un mayor aporte de P (Tabla 14). Igualmente se debe tener en cuenta el aumento del pH debido al empleo de cal dolomita, valor que también fue el más alto para el tratamiento con gallinaza, siendo esto de importancia debido a que a valores de pH bajos el P se precipita con el Al<sup>3+</sup>, por lo que a medida que el pH se acerca a la neutralidad aumenta también la disponibilidad de P (Paul, 2007).

En cuanto al efecto observado en la CICE, la cual presentó diferencias estadísticamente significativas en relación al mes 1 y 10, éste se puede deber al aporte de MO por parte de los insumos empleados, teniendo en cuenta que ésta es la responsable del 25% al 90% de la CIC total de los horizontes superficiales en los suelos minerales (Caravaca, *et al.*, 1999; Oorts, *et al.*,

2003). Adicionalmente, a la MO se le atribuye la CIC variable del suelo, junto con otros componentes como los óxidos y las alófanos (Tan & Dowling, 1984; Oorts, *et al.*, 2003), siendo en este caso nuevamente de importancia el aumento en el valor del pH del mes 10 en relación al mes 1, puesto que las cargas de la CIC variable son dependientes del pH, por lo que en este caso un incremento en su valor pudo incrementar las cargas negativas en los coloides con carga variable, mediando un proceso de desprotonación y aumentando así la CIC (Bergaya, *et al.*, 2013).

El efecto observado en la CICE tiene una relación directa con el aumento en la concentración de las bases (Ca, Mg y K), puesto que de la CIC es el máximo número de moles de cationes adsorbidos que pueden ser desorbidos por unidad de masa de suelo bajo unas condiciones dadas de temperatura, presión, composición de la solución del suelo y relación suelo-solución (Sposito, 2008), por lo que se relaciona directamente con el contenido de dichos cationes. Adicionalmente, todos los insumos empleados incluyendo la cal dolomita representaron aportes de estos tres elementos al suelo (Tabla 14), por lo que esto estaría relacionado con la presencia de diferencias estadísticamente significativas en estos tres elementos del mes 1 al mes 10 del ensayo.

En relación a los elementos menores, aunque sus contenidos en el suelo se derivan principalmente de los materiales parentales gracias a los procesos de meteorización, algunos de estos se acumulan en la biomasa viva y se reciclan a través de procesos de mineralización (Lavelle & Spain, 2001), por lo que pese a que los insumos orgánicos empleados no fueron caracterizados en relación a su contenido de estos elementos y por ende no se conoce su aporte, si ha sido reportado previamente que diferentes fuentes de MO pueden generar ganancias de micronutrientes para los cultivos (Marschner & Rengel, 2007). Para el caso del Fe, Mn, Zn y Cu su disponibilidad disminuye a medida que incrementa el pH del suelo, sin embargo, a los valores de pH encontrados en el ensayo (inferiores a 6) aún estos elementos se pueden encontrar disponibles, mientras que en el caso del B, debido a que en la solución del suelo se encuentra de forma no cargada, puede encontrarse de forma general disponible y móvil para su toma por parte de las plantas, particularmente a estos valores de pH (Jones & Jacobsen, 2009). Debido a que las concentraciones para estos elementos aumentaron del mes 1 al mes 10 con diferencias estadísticamente significativas se podría plantear que el resultado fue debido al empleo de los insumos, teniendo en cuenta también que para algunos de los elementos hubo diferencias entre los tratamientos.

En cuanto a la estabilidad estructural los valores encontrados para el DPM y el DGM, tanto en el mes 1 antes de la implementación de los tratamientos como en el mes 10, corresponden a suelos muy estables, con riesgos muy bajos de escorrentía y erosión (Le Bissonnais & Le Souder, 1995; Taboada & Taboada, 2003), aunque para el caso del presente estudio se debe tener en cuenta la pendiente del área donde se llevó a cabo el ensayo. En general se conoce que el papel de la MO en la estructura del suelo se debe a su efecto cementante de las partículas minerales individuales (junto con cementos inorgánicos), lo que permite la formación de agregados (Paul, 2007; FAO, 2009). De esta forma, la MO generalmente refuerza la resistencia del suelo a la compactación e incrementa la producción de agregados estables (Celik, *et al.*, 2010; Karami, *et al.*, 2012; Abdollahi, *et al.*, 2014), siendo demostrado que la disminución del contenido de MO lleva a la desintegración de los agregados del suelo (Celik, *et al.*, 2010). En el presente estudio no se presentaron diferencias estadísticamente significativas en los valores obtenidos para el mes 1 y el mes 10 del ensayo, por lo que el efecto de la MO no pudo ser evidenciado para este caso, aunque es de importancia resaltar que el suelo ya presentaba buenas características de estabilidad estructural antes de la implementación de los tratamientos. Igualmente, en la literatura se reporta que las características estructurales del suelo y su estabilidad puede verse afectada positivamente

por el empleo de insumos orgánicos luego de periodos muy extensos de uso en el suelo (Celik, *et al.*, 2010; Karami, *et al.*, 2012; Abdollahi, *et al.*, 2014).

Se espera que la MO tenga un efecto significativo en la humedad del suelo, la cual debe ser mayor en suelos donde se ha aplicado insumos orgánicos en comparación con áreas donde estos no han sido aplicados. Así, previamente se ha reportado que la evaporación del agua del suelo es menor en suelos fertilizados con insumos orgánicos en comparación con aquellos sin la aplicación de estos insumos, lo anterior se debe a la capacidad de retención de agua de la MO (Korodjouma, *et al.*, 2006; Kinyangi, 2007; Celik, *et al.*, 2010; Abdollahi, *et al.*, 2014) e igualmente se conoce que el uso de diferentes fuentes de MO incrementa la infiltración de agua en el perfil del suelo (Karami, *et al.*, 2012). En los resultados presentados en la tabla 12 se puede observar que no se presentaron diferencias estadísticamente significativas entre los valores de humedad gravimétrica para el mes 1 y 10 del ensayo, sin embargo, lo anterior puede depender de las precipitaciones de la época en la que se realizaron los correspondientes muestreos; siendo interesante para este caso las diferencias que presentaron los tratamientos con gallinaza y compost en relación al control que no tenía adición de MO, por lo que bajo las mismas condiciones climatológicas estos dos tratamientos tuvieron un efecto significativo sobre la variable.

Finalmente para la densidad aparente, los tratamientos con gallinaza y compost fueron los únicos que presentaron diferencias estadísticamente significativas con relación a los resultados obtenidos para el mes 1 del ensayo, viéndose esta variable incrementada. Lo anterior está en contraposición con lo reportado por la literatura, pues se espera que el empleo de MO como insumo, produzca una mayor porosidad y una menor densidad del suelo (Celik, *et al.*, 2010; Karami, *et al.*, 2012; Abdollahi, *et al.*, 2014), esto porque la MO y en general los componentes orgánicos tienen un efecto de dilución debido a la mezcla de estos con las fracciones minerales más densas de los suelos (Celik, *et al.*, 2010). Sin embargo, para algunos casos, estos efectos se observan, al igual que para la estabilidad estructural, solamente luego de extensos periodos de aplicación continua de insumos orgánicos (Celik, *et al.*, 2010; Karami, *et al.*, 2012; Abdollahi, *et al.*, 2014), así como también ha sido reportado que pueden no presentarse diferencias entre las densidades de los suelos tratados con diferentes fuentes de MO (Karami, *et al.*, 2012).

En cuanto a los requerimientos de las propiedades físico-químicas del suelo para el cultivo de caña panelera, las variables pH, acidez intercambiable, CO, N, K, CICE y P se encontraron en los niveles adecuados para todos los tratamientos (Quintero, 1995; Muñoz, 1995; Osorio, 2007; García, *et al.*, 2007; Tarazona, 2011), mientras que para el Cu, solo el tratamiento con vermicompost presentó los niveles necesarios, al igual que para el B, en el cual el vermicompost y la gallinaza estuvieron dentro de los requerimientos. Para la densidad aparente, tanto el tratamiento control como el tratamiento con compost presentaron los valores necesarios para el desarrollo del cultivo. En cuanto al Ca y al Mg debido al aumento en los valores de la CICE, el aumento en sus concentraciones se mantuvo aproximado a los requerimientos de saturación para cada uno de estos elementos (Castro & Gómez, 2010). Se debe tener en cuenta que previamente en la caracterización del área de estudio se estableció que el pH, la acidez intercambiable, la CICE, el P, el Mg, el Cu, el Mn, el Zn, el B y el Fe antes del desarrollo del estudio no presentaban los valores requeridos para el cultivo. En este caso, después de la aplicación de los tratamientos, el Fe y el Zn se encontraron por encima de los valores necesarios de forma general para los cuatro tratamientos, mientras que el Mn se encontró por debajo del límite inferior, por lo que solamente estos tres elementos no alcanzaron las concentraciones idóneas por medio del uso de ninguno los tratamientos. De esta forma las condiciones físico-químicas fueron en su mayoría

afectadas positivamente por la aplicación de los insumos orgánicos empleados mejorando así las condiciones para el desarrollo del cultivo.

#### **4.2.2 Indicadores biológicos de calidad del suelo**

- **Recuento de poblaciones microbianas cultivables**

En la tabla 15 se presentan las diferencias entre tratamientos para las poblaciones evaluadas en cada uno de los meses. Para el mes 1 se observó que en el caso de las seis poblaciones microbianas no se presentaron diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos, por lo que el área presentó condiciones homogéneas; mientras que a partir del mes 5, primer muestreo después de la aplicación de los insumos empleados, se empezaron a observar las diferencias en los recuentos, con excepción de las poblaciones de las bacterias mesófilas totales y de los hongos filamentosos y levaduriformes, destacándose que en el caso de los actinomicetos, BSF, BFN y bacterias celulolíticas las poblaciones de algunos de los tratamientos con insumos orgánicos fueron superiores con diferencias estadísticamente significativas respecto al control. En el mes ocho, los grupos microbianos que no presentaron diferencias entre tratamientos fueron las BSF y las bacterias celulíticas y en el único caso en el que los tratamientos no se destacaron por encima del control fue para los actinomicetos. Finalmente en el mes 10 del ensayo, aunque en todos los grupos microbianos hubo diferencias entre tratamientos, para las bacterias mesófilas totales, los hongos filamentosos y levaduriformes, las BFN y las bacterias celulolíticas, ningún tratamiento con insumos orgánicos presentó resultados superiores al control.



**Tabla 15:** Efecto sobre poblaciones microbianas del suelo asociado a caña panelera debido al empleo de cuatro tratamientos (T0: control, T1: vermicompost, T2: gallinaza, T3: compost).

Grupo microbiano	Mes 1				Mes 5				Mes 8				Mes 10			
	T0	T1	T2	T3	T0	T1	T2	T3	T0	T1	T2	T3	T0	T1	T2	T3
<b>BMT</b>	6,09 ± 0,02 <sup>b</sup>	6,33 ± 0,15 <sup>b</sup>	6,23 ± 0,13 <sup>b</sup>	6,70 ± 0,13 <sup>ab</sup>	5,63 ± 0,07 <sup>a</sup>	5,87 ± 0,15 <sup>a</sup>	5,88 ± 0,08 <sup>a</sup>	5,94 ± 0,04 <sup>a</sup>	5,27 ± 0,06 <sup>c</sup>	5,40 ± 0,13 <sup>c</sup>	5,96 ± 0,13 <sup>b</sup>	6,34 ± 0,06 <sup>a</sup>	6,28 ± 0,03 <sup>a</sup>	6,00 ± 0,05 <sup>b</sup>	6,26 ± 0,04 <sup>a</sup>	6,26 ± 0,04 <sup>a</sup>
<b>HF y L</b>	5,76 ± 0,08 <sup>b</sup>	5,91 ± 0,10 <sup>b</sup>	6,22 ± 0,19 <sup>ab</sup>	6,15 ± 0,02 <sup>ab</sup>	5,29 ± 0,06 <sup>a</sup>	5,28 ± 0,04 <sup>a</sup>	5,33 ± 0,12 <sup>a</sup>	5,19 ± 0,03 <sup>a</sup>	5,79 ± 0,16 <sup>b</sup>	5,76 ± 0,16 <sup>b</sup>	5,82 ± 0,07 <sup>b</sup>	6,21 ± 0,08 <sup>a</sup>	5,41 ± 0,05 <sup>a</sup>	5,52 ± 0,06 <sup>a</sup>	5,39 ± 0,08 <sup>a</sup>	5,21 ± 0,04 <sup>b</sup>
<b>Ac</b>	5,55 ± 0,09 <sup>bc</sup>	5,77 ± 0,11 <sup>b</sup>	5,83 ± 0,15 <sup>b</sup>	5,96 ± 0,11 <sup>ab</sup>	5,45 ± 0,03 <sup>b</sup>	5,50 ± 0,10 <sup>b</sup>	5,67 ± 0,07 <sup>a</sup>	5,72 ± 0,07 <sup>a</sup>	6,08 ± 0,04 <sup>a</sup>	5,71 ± 0,06 <sup>c</sup>	5,83 ± 0,04 <sup>bc</sup>	5,89 ± 0,03 <sup>b</sup>	5,28 ± 0,03 <sup>b</sup>	5,13 ± 0,02 <sup>c</sup>	5,21 ± 0,03 <sup>bc</sup>	5,41 ± 0,06 <sup>a</sup>
<b>BSF</b>	4,83 ± 0,05 <sup>ab</sup>	5,21 ± 0,19 <sup>a</sup>	5,27 ± 0,21 <sup>a</sup>	5,36 ± 0,08 <sup>a</sup>	5,12 ± 0,05 <sup>c</sup>	5,46 ± 0,12 <sup>a</sup>	5,28 ± 0,08 <sup>ab</sup>	5,01 ± 0,04 <sup>c</sup>	5,56 ± 0,06 <sup>a</sup>	5,74 ± 0,08 <sup>a</sup>	5,60 ± 0,02 <sup>a</sup>	5,63 ± 0,15 <sup>a</sup>	5,21 ± 0,03 <sup>bc</sup>	5,07 ± 0,05 <sup>c</sup>	5,61 ± 0,01 <sup>a</sup>	5,30 ± 0,08 <sup>b</sup>
<b>BFN</b>	4,73 ± 0,12 <sup>bc</sup>	4,96 ± 0,18 <sup>b</sup>	5,07 ± 0,23 <sup>ab</sup>	5,34 ± 0,05 <sup>ab</sup>	4,72 ± 0,18 <sup>b</sup>	5,09 ± 0,11 <sup>a</sup>	5,03 ± 0,12 <sup>a</sup>	4,94 ± 0,10 <sup>a</sup>	5,18 ± 0,07 <sup>b</sup>	4,85 ± 0,03 <sup>c</sup>	5,35 ± 0,03 <sup>a</sup>	5,42 ± 0,08 <sup>a</sup>	4,51 ± 0,05 <sup>a</sup>	4,42 ± 0,09 <sup>ab</sup>	4,67 ± 0,07 <sup>a</sup>	4,22 ± 0,17 <sup>b</sup>
<b>BC</b>	4,36 ± 0,06 <sup>b</sup>	4,28 ± 0,05 <sup>b</sup>	4,42 ± 0,06 <sup>ab</sup>	4,49 ± 0,07 <sup>ab</sup>	4,49 ± 0,03 <sup>b</sup>	4,51 ± 0,04 <sup>b</sup>	4,62 ± 0,06 <sup>a</sup>	4,69 ± 0,07 <sup>a</sup>	4,59 ± 0,02 <sup>a</sup>	4,61 ± 0,04 <sup>a</sup>	4,63 ± 0,02 <sup>a</sup>	4,66 ± 0,02 <sup>a</sup>	3,84 ± 0,05 <sup>ab</sup>	3,94 ± 0,02 <sup>a</sup>	3,76 ± 0,05 <sup>b</sup>	3,89 ± 0,02 <sup>a</sup>

BMT (bacterias mesófilas totales - log UFC g suelo<sup>-1</sup>), HF y L (hongos filamentosos y levaduras - log UFC g suelo<sup>-1</sup>), Ac (actinomicetos - log UFC g suelo<sup>-1</sup>), BSF (bacterias solubilizadoras de fosfatos - log UFC g suelo<sup>-1</sup>), BFN (bacterias fijadoras de nitrógeno de vida libre - log UFC g suelo<sup>-1</sup>), BC (bacterias celulolíticas - log UFC g suelo<sup>-1</sup>). Los valores representan la media de un n=9 con su respectivo error estándar. Para cada mes y grupo microbiano, valores con letras diferentes presentan diferencias estadísticamente significativas ( $p \leq 0,05$ ) de acuerdo a la comparación de medias de HSD de Tukey.

En relación a los resultados presentados en la tabla 15, se observó que el incremento general de las poblaciones microbianas en los tratamientos con insumos orgánicos con respecto al control oscilo entre 0,44% y 20%. En el cultivo de caña previamente ha sido reportado que este tipo de manejo puede generar incrementos en las poblaciones microbianas cultivables del suelo en relación con tratamientos control, estos incrementos pueden oscilar entre un 13% y 60%, aunque también pueden no presentarse diferencias dependiendo del mes en el cual se lleve a cabo la evaluación después de la aplicación de los insumos (Shukla, *et al.*, 2008), por lo que lo reportado coincide con lo encontrado en el presente estudio. De forma relacionada, para suelos tropicales ha sido reportado que el empleo de insumos orgánicos genera incrementos en los contenidos de C y N asociado a biomasa microbiana en el suelo presentándose diferencias estadísticamente significativas con respecto del control, inclusive cuando el control consiste en suelo fertilizado con insumos químicos (Kaur, *et al.*, 2005). En cuanto a esta variable, para caña se han reportado incrementos de hasta un 110% a los tres meses aproximadamente de aplicación de los insumos (Paul & Solaiman, 2004), oscilando estos porcentajes entre 9% y 215%, debido a la aplicación continúa de insumos durante cinco años (Van Antwerpen, *et al.*, 2003), siendo estos porcentaje más altos posiblemente debido a que en el presente estudio la evaluación se llevó a cabo solamente con las poblaciones cultivables, por lo que el efecto sobre las demás poblaciones no puede ser estimado. En otros cultivos también se han presentado aumentos con respeto al control en relación a las poblaciones microbianas cultivables del suelo oscilando estos valores entre un 1,1% y un 20% (Calbrix, *et al.*, 2007; Siles, *et al.*, 2014).

Es reconocido que la aplicación de MO por el medio de insumos es una práctica agronómica que al incrementar la fertilidad del suelo, puede alterar profundamente la estructura de su microbiota, de esta forma, puede generar un aumento en la riqueza taxonómica tanto de las bacterias como de los hongos (Pezzolla, *et al.*, 2015).

En sistemas de producción agrícola previamente se ha reportado que el empleo de insumos orgánicos y continuos manejos de fertilización del suelo incrementan las poblaciones bacterianas, pero que este efecto depende del insumo (Lucas, *et al.*, 2014). De esta forma los insumos gallinaza y compost tuvieron un efecto estadísticamente significativo en el mes 8 del ensayo en comparación con el control, mientras que el vermicompost no. Esta respuesta se da pese a la existencia de los mecanismos de homeostasis de estos microorganismos, los cuales existen para mantener la concentración interna de solutos y el pH, y así resistir a cambios en el ambiente circundante, de forma que los organismos procariotas tienden a responder mucho más rápido y están más influenciados por los cambios medioambientales que las células más complejas de los eucariotas (Paul, 2007). Sin embargo, para ambos grupos microbianos (bacterias mesófilas totales - procariotas y hongos filamnetosos y levaduriformes - eucariotas), el efecto debido al empleo de los insumos se observó hasta el mes 8 del ensayo.

Adicionalmente para las poblaciones fúngicas también ha sido reportado que esta clase de insumos puede tener un efecto en éstas debido al contenido de grandes concentraciones de C orgánico que puede ser accesible para los hongos a través de la producción de enzimas extracelulares, e igualmente los contenidos de otros elementos también pueden beneficiarlos; inclusive muchos estudios han demostrado un alto nivel de colonización de hongos formadores de micorrizas arbúsculares y aumento en su diversidad cuando se emplean manejos orgánicos en comparación con los tradicionales (Yu, *et al.*, 2013; Lucas, *et al.*, 2014). Puntualmente para este estudio, se observó que únicamente el empleo del compost presentó un aumento en la población con diferencias estadísticamente significativas con respecto al control en el mes mencionado; por lo que se debe resaltar que el efecto que el insumo tenga en este caso también depende de la

composición de éste, por lo que de acuerdo al manejo, algunas poblaciones fúngicas puede aumentar, otras disminuir y otras permanecer iguales (Lucas, *et al.*, 2014). Esto puede estar relacionado con la habilidad de emplear distintos mecanismos y sustratos que puede hacer de las poblaciones resilientes (Yu, *et al.*, 2013).

Particularmente para los actinomicetos se ha encontrado que grandes diferencias en el manejo del suelo tienen poco impacto en su comunidad, lo anterior puede estar relacionado con la capacidad de estos de emplear la quitina presente en los hongos como fuente de C, cuando no hay un contenido óptimo de MO, por lo que se conoce que los contenidos de ésta pueden no influenciar las poblaciones en el suelo, de esta forma la disponibilidad en el contenido de sustratos no es necesariamente el determinante más importante para las poblaciones del grupo microbiano (Zaitlin, *et al.*, 2004). Sin embargo, en el presente ensayo si se observó efecto por parte de dos de los tres insumos evaluados.

En cuanto a las BSF, se ha encontrado que los tamaños de sus poblaciones incrementan bajo la aplicación de insumos orgánicos o el uso de fertilizantes minerales balanceados, sin embargo, lo anterior no necesariamente se ve relacionado con una mayor actividad en la solubilización (Hu, *et al.*, 2009). El efecto positivo que el empleo de insumos orgánicos podría llegar a tener sobre la solubilización de P puede estar relacionado con que la síntesis de ácidos orgánicos (glucónico, 2-cetoglucónico, cítrico láctico, málico, láctico, succínico, isovalerico, isobutirico, acético, glicólico, oxálico, malónico y succínico) (Rodríguez & Fraga, 1999; Marschner & Rengel, 2007; Sánchez, *et al.*, 2012; López-Ortega, *et al.*, 2013) está asociada al metabolismo de algunos carbohidratos, por lo que la MO agregada al suelo puede aumentar la disponibilidad de C (Sánchez, *et al.*, 2012). Igualmente, estudios realizados indican que algunos elementos minerales juegan un rol clave en este proceso (Rodríguez & Fraga, 1999), por lo que nuevamente los insumos como fuente de otros elementos tienen un efecto en este grupo microbiano específicamente. En el presente estudio para los casos donde algunos de los insumos presentaron diferencias estadísticamente significativas con relación a los demás tratamientos, se debe tener en cuenta que diferentes manejos de fertilización pueden resultar en diferentes tamaños de las poblaciones de las BSF, diferentes actividades solubilizadores, e inclusive diferentes concentraciones de P disponible para las plantas (Hu, *et al.*, 2009).

Para el caso de las BFN, altas tasas de fijación biológica del elemento han sido reportadas cuando los suelos se enmiendan con insumos orgánicos (Keuter, *et al.*, 2014), lo anterior se relaciona con que el mayor factor usualmente limitante de esta actividad es la disponibilidad de C, por lo que los microorganismos heterótrofos de vida libre, como las poblaciones evaluadas en el presente ensayo, pueden llegar a fijar importantes cantidades de N gracias a esto (Paul, 2007; Marschner & Rengel, 2007). De la misma forma otros factores se encuentran relacionados con la actividad de estos organismos, como la disponibilidad de agua, O<sub>2</sub> y el contenido de otros elementos (Divito & Sadras, 2014; Keuter, *et al.*, 2014), viéndose estos también afectados por el empleo de insumos orgánicos de acuerdo a lo discutido en el numeral 4.2.1. Sin embargo, para los resultados observados también se debe tener en cuenta que pese a que se intente estimular la BFN con contenido de elementos, por medio de la adición de MO, ésta será baja si hay altos contenidos de N disponibles en el suelo (Keuter, *et al.*, 2014), por lo que posiblemente los casos en los que se observó efecto por parte de los insumos orgánicos en las poblaciones de BFN podría haber deficiencia del elemento. Igualmente se debe tener en cuenta que una mayor población no necesariamente indica una mayor actividad de fijación en el suelo, pero sí que se encuentran los microorganismos con el potencial para hacerlo, por lo que estos pueden aumentar

en caso de que las condiciones necesarias sean dadas y la fijación sea requerida por parte de estos.

Por último, para las bacterias celulolíticas también se ha encontrado que de acuerdo al tipo de insumo orgánico empleado se pueden inducir cambios en la composición de las poblaciones de éstas en el suelo (Yang, *et al.*, 2014a). Igualmente se conoce que el contenido de nutrientes en el suelo regula la composición y la distribución de estos microorganismos (Ulrich & Wirth, 1999; Yang, *et al.*, 2014a), lo que se puede asociar a los aportes de elementos por parte de los insumos orgánicos evaluados. Sin embargo, lo contrario también ha sido reportado, pues los diferentes sistemas de manejo agrícola pueden afectar cuantitativamente la tasa de despolimerización de la celulosa, aunque las densidades poblacionales de las bacterias mineralizadoras de celulosa se vean solamente ligeramente afectadas (Ulrich & Wirth, 1999). Para el presente ensayo se debe tener en cuenta que únicamente en el caso de la evaluación del mes cinco, la primera después de la aplicación de los insumos, se observaron diferencias en las poblaciones con respecto al control, esto para el caso de los tratamientos con la gallinaza y el compost, por lo que pudo ser evidenciado el efecto de los tratamientos. Sin embargo en los otros dos eventos de muestreo, la ausencia de diferencias con respecto al tratamiento control puede estar relacionado con el tipo de manejo que se lleva a cabo en el cultivo de caña panelera donde se realizó el ensayo, por lo que de acuerdo a lo descrito en el numeral 4.1. el suelo tiene una constante ganancia de MO proveniente de materiales vegetales, debido a la poda y control de malezas, materiales que se dejan como cobertura. Esta clase de residuos agrícolas son una fuente rica de celulosa, por lo que ésta es el principal componente de las estructuras vegetales (Singh, *et al.*, 2010), lo que posiblemente estimula de forma constante las poblaciones de los microorganismos capaces de mineralizarla en el suelo (Ulrich & Wirth, 1999; Yang, *et al.*, 2014a).

En relación a la respuesta a la aplicación de los insumos orgánicos empleados en el ensayo no se debe tener en cuenta únicamente el efecto de la adición de MO sobre las poblaciones microbianas presentes en el suelo, sino que de acuerdo a la caracterización de estos materiales (Anexo E), se debe señalar que este tipo de manejo también representa una fuente importante de poblaciones microbianas, por lo que puede actuar como un inóculo. De acuerdo a las dosis aplicadas de cada uno de los tres insumos en evaluación (Tabla 8), en la tabla 16 se presenta la concentración aproximada de cada uno de los grupos microbianos que fue adicionada al suelo por medio de la aplicación de los materiales.

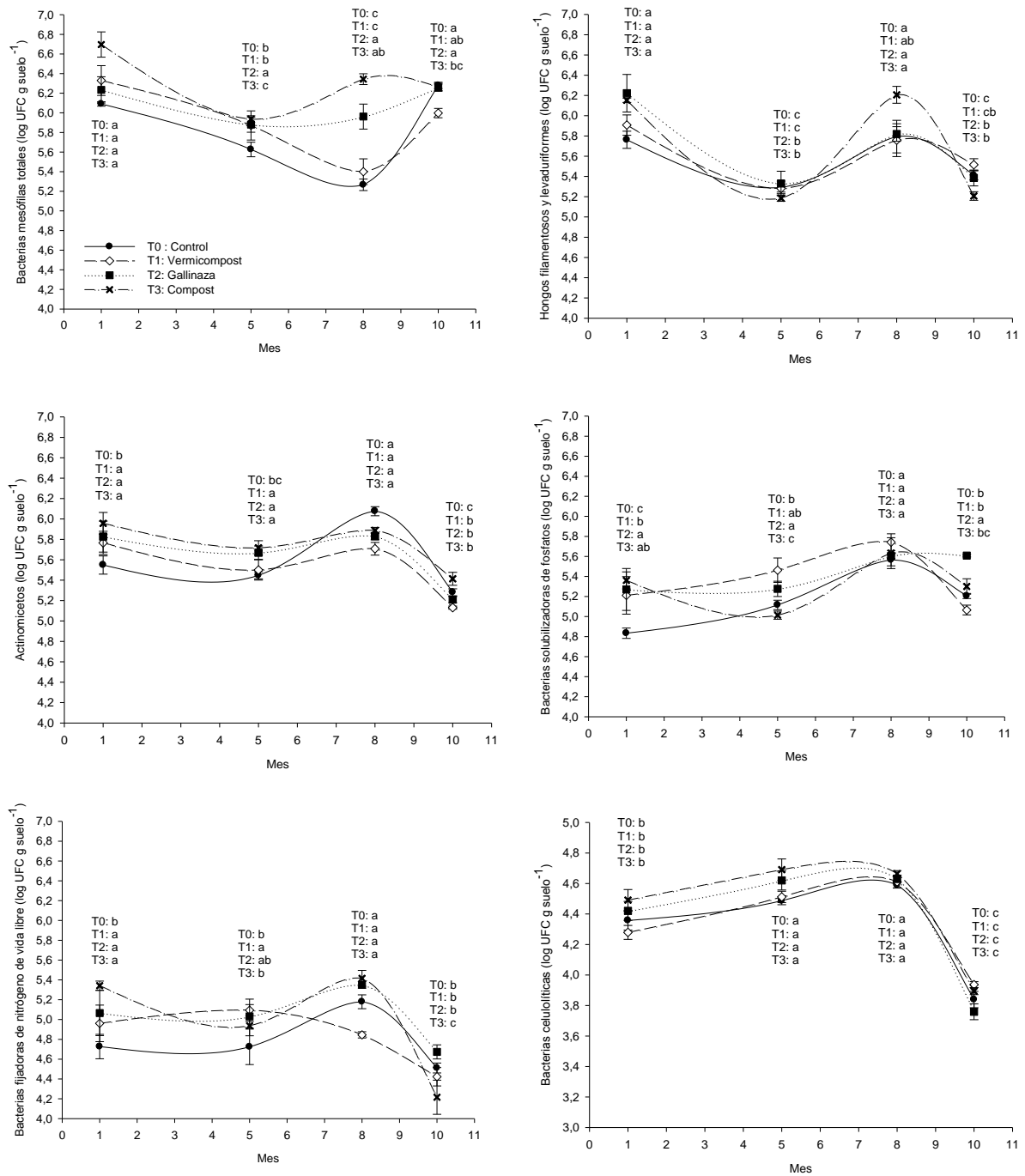
**Tabla 16:** Aporte aproximado de microorganismos por ha por parte de cada uno de los tres insumos empleados en el ensayo: gallinaza, vermicompost y compost.

Grupo microbiano (log UFC ha <sup>-1</sup> )	Gallinaza	Vermicompost	Compost
<b>Bacterias mesófilas totales</b>	12,29	13,20	13,25
<b>BSF</b>	11,10	11,68	12,46
<b>BFN</b>	10,75	11,89	-
<b>Hongos y levaduras</b>	11,78	12,99	12,48
<b>Actinomicetos</b>	10,30	11,71	12,96
<b>Bacterias celulolíticas</b>	-	11,63	12,95

Sin embargo, en este caso también se debe tener en cuenta que no necesariamente todas las poblaciones presentes en los insumos pueden llegar a establecerse en el suelo donde estos

fueron agregados, pues éstas se verán afectadas por factores como el clima y el relieve y las características físico - químicas propias del suelo, además de la especie vegetal, que en este caso es la caña panelera. Por lo que estas condiciones pueden favorecer o no su establecimiento enriqueciendo así las poblaciones propias del suelo (Buscot & Varma, 2005; Paul, 2007; Marschner & Rengel, 2007; Dixon & Tilston, 2010).

En cuanto a la dinámica poblacional de cada uno de los grupos microbianos evaluados, en la figura 13 se observa que para el caso de las bacterias mesófilas totales las poblaciones más altas se encontraron al principio y al final del ensayo, destacándose que para el tratamiento con gallinaza, las poblaciones no presentaron diferencias en los 10 meses del ensayo. En cuanto a los hongos filamentosos y levaduriformes las poblaciones más altas se presentaron en los meses uno y ocho del ensayo de forma general para todos los tratamientos, presentado diferencias estadísticamente significativas con los diferentes eventos de muestreo. Para los actinomicetos en los tratamientos con insumos orgánicos las poblaciones permanecieron estables durante los primeros ocho meses del ensayo y éstas disminuyeron en el mes 10. Para las BSF, la dinámica fue diferente con cada uno de los insumos, aunque en el mes ocho se presentaron poblaciones altas para todos los tratamientos. En este caso, nuevamente el tratamiento con gallinaza presentó una población estable durante todo el ensayo. Las BFN presentaron nuevamente las poblaciones más altas en los meses uno y ocho y las bacterias celulolíticas presentaron la misma dinámica poblacional para todos los tratamientos con las mayores poblaciones con diferencias estadísticamente significativas en los meses cinco y ocho de la evaluación y las menores en el mes 10.



**Figura 13:** Efecto sobre poblaciones microbianas del suelo asociado a caña panelera debido al empleo de insumos orgánicos (vermicompost, gallinaza, compost). Los valores corresponden a la media de un  $n=9$ , las barras de error presentan el error estándar. Para cada tratamiento, valores con letras diferentes presentan diferencias estadísticamente significativas ( $p \leq 0,05$ ) de acuerdo a la comparación de medias de HSD de Tukey.

En evaluaciones en cultivo de caña Shukla, Yadav, Suman y Singh (2008) reportaron que debido a la aplicación de insumos orgánicos las poblaciones microbianas cultivables en el suelo asociado

pueden fluctuar o permanecer estables a través de periodos de evaluación cercanos a un año. Para las bacterias mesófilas totales encontraron incrementos de hasta un 20% posterior a tres meses de aplicación de los insumos, después de lo cual la población fue estable hasta por seis meses y disminuyó después de esto. En cuanto a las poblaciones fúngicas observaron que éstas pueden no presentar respuesta a la aplicación de insumos durante los primeros tres meses e incrementar en aproximadamente un 11% a los seis meses de la aplicación, permaneciendo constantes hasta los ocho meses. Por último los autores reportaron que la mayor respuesta la presentaron los actinomicetos con un incremento de 43% luego de la aplicación de los insumos a los tres meses de evaluación, incrementando nuevamente la población en un 13% a los seis meses y estabilizándose hasta los ocho meses del ensayo. Estas dinámicas coinciden con lo presentado en la figura 13 donde para las bacterias mesófilas totales se llegó a presentar un incremento en la población de 1% hasta 11% en diferentes eventos de muestreo, para los hongos filamentosos y levaduriformes estos incrementos oscilaron entre 9% y 20%, todos en el mes 8 de evaluación con relación al mes anterior, mientras que los actinomicetos tuvieron aumentos entre 2% y 4%, en el mismo mes con la menor respuesta a la aplicación de insumos por parte de los grupos microbianos. En cuanto a los grupos funcionales las BSF presentaron un incremento máximo aproximado del 12%, las BFN de 10% y las bacterias celulolíticas aumentaron en hasta un 5%, todo lo anterior en diferentes eventos de muestreo y en relación al evento inmediatamente anterior. Al igual que Shuka et al. (2008) observaron para las bacterias totales, en el presente estudio también se encontró que después de la aplicación de insumos orgánicos, aunque no inmediatamente después, las poblaciones microbianas pueden disminuir, en este caso desde 0,05% hasta un 22% de forma general para todos los microorganismos evaluados.

En otros estudios llevados a cabo también en suelo asociado a caña se ha evaluado el contenido de C asociado a biomasa microbiana y su fluctuación en el tiempo después de la aplicación de insumos orgánicos, para estos casos se ha observado que tras siete días de la aplicación puede haber un incremento de hasta un 233% aproximadamente, aunque luego disminuye y permanece estable (Paul & Solaiman, 2004), sin embargo incluso con un análisis hasta cuatro meses después de la aplicación se puede observar un aumento de un 50%, aunque ya a los ocho meses esta variable presente disminución (Yadav, *et al.*, 2009), por lo que se debe tener en cuenta en el presente estudio se evaluaron poblaciones cultivables, siendo posible que el efecto sobre aquellas no cultivables tenga un porcentaje aún más alto de incremento entre eventos de muestreo que el encontrado con la evaluación de los microorganismos recuperados en el laboratorio.

También para otros cultivos se ha observado efecto por parte de los insumos orgánicos sobre las poblaciones microbianas cultivables del suelo, aunque en estos casos se observaron incrementos de 7% y 2,5% al mes y dos meses después de la aplicación respectivamente (Siles, *et al.*, 2014) y de hasta un 4% siendo el máximo aumento al primer mes del ensayo en una evaluación de 12 meses (Calbrix, *et al.*, 2007).

En este estudio las similitudes entre las dinámicas poblacionales de cada grupo microbiano independientemente de los insumos empleados puede indicar que éstas se ven afectadas por factores diferentes a la aplicación de MO exógena, aunque como ya se discutió en la tabla 15, los insumos si tienen efectos estadísticamente significativos sobre éstas presentándose, de acuerdo al evento de muestro y microorganismo, diferencias entre el uso de los insumos y también con el control. Uno de los factores que pueden estar relacionados con que las dinámicas puedan ser homogéneas entre los tratamientos para cada microorganismo, es que las poblaciones microbianas pueden estar relacionadas y reguladas por el estado de desarrollo del cultivo (Marschner & Rengel, 2007), así mismo, las condiciones climáticas que se presentaron durante el

desarrollo del ensayo (Figura 12) probablemente tuvieron un efecto por igual en toda el área en estudio, siendo éste uno de los factores relevantes en la microbiología del suelo (Buscot & Varma, 2005; Paul, 2007; Marschner & Rengel, 2007; Dixon & Tilston, 2010). Debido a lo anterior se deben volver a destacar los resultados obtenidos para el caso de las bacterias mesófilas totales con el empleo de gallinaza, para el caso de los actinomicetos con los tres insumos empleados, para las BSF nuevamente con la gallinaza y para las BFN con el vermicompost y la gallinaza, pues se observó que pese a que las dinámicas fueron influenciadas por otros factores, los tratamientos lograron mantener estables las poblaciones de los grupos microbianos mencionados en todo el tiempo del ensayo o durante los primeros ocho meses, teniendo un efecto en la resiliencia de la microbiota del suelo frente a diferentes factores ambientales. De acuerdo a los grupos microbianos evaluados se pudo observar entonces que estos responden en menor o mayor medida y a través del tiempo, de acuerdo al insumo orgánico empleado.

- **Actividad enzimática del suelo**

En la tabla 17 se puede observar que para el mes 1 del ensayo, previo a la aplicación de los insumos no se presentaron diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos, por lo que se puede determinar que el área donde se estableció el estudio estaba en condiciones homogéneas en cuanto a las actividades enzimáticas evaluadas. Para los meses 5, 8 y 10 se presentaron efectos en la actividad de las tres enzimas por parte de los tratamientos con insumos orgánicos, con diferencias estadísticamente significativas entre estos y con respecto al control.



**Tabla 17:** Efecto sobre la actividad enzimática del suelo asociado a caña panelera debido al empleo de cuatro tratamientos (T0: control, T1: vermicompost, T2: gallinaza, T3: compost).

Enzima	Mes 1				Mes 5				Mes 8				Mes 10			
	T0	T1	T2	T3	T0	T1	T2	T3	T0	T1	T2	T3	T0	T1	T2	T3
$\beta$ - G	328,68 ±	320,08 ±	366,11 ±	368,46 ±	332,21 ±	303,61	407,05 ±	445,62 ±	306,30 ±	363,03	356,14 ±	405,27 ±	199,81 ±	252,70 ±	280,88 ±	257,57 ±
	14,29 <sup>a</sup>	10,42 <sup>a</sup>	24,02 <sup>a</sup>	66,44 <sup>a</sup>	14,58 <sup>c</sup>	± 4,79 <sup>c</sup>	41,50 <sup>ab</sup>	27,51 <sup>a</sup>	12,93 <sup>b</sup>	± 7,86 <sup>ab</sup>	45,14 <sup>ab</sup>	30,47 <sup>a</sup>	11,99 <sup>c</sup>	10,39 <sup>b</sup>	19,27 <sup>a</sup>	13,00 <sup>ab</sup>
DHA	126,88 ±	133,33 ±	129,07 ±	130,75 ±	111,07 ±	125,75	181,93 ±	189,56 ±	169,26 ±	187,18	177,07 ±	241,04 ±	83,07 ±	146,50 ±	142,45 ±	95,07 ±
	4,59 <sup>a</sup>	21,66 <sup>a</sup>	7,58 <sup>a</sup>	16,42 <sup>a</sup>	8,77 <sup>b</sup>	± 2,80 <sup>b</sup>	11,49 <sup>a</sup>	9,52 <sup>a</sup>	7,18 <sup>b</sup>	± 4,34 <sup>b</sup>	6,53 <sup>b</sup>	8,18 <sup>a</sup>	6,81 <sup>b</sup>	3,47 <sup>a</sup>	1,76 <sup>a</sup>	3,35 <sup>b</sup>
H	70,44 ±	77,47 ±	69,33 ±	77,38 ±	79,98 ±	116,66	79,95 ±	86,74 ±	43,56 ±	88,74 ±	58,56 ±	74,81 ±	52,10 ±	79,50 ±	56,41 ±	64,25 ±
	12,79 <sup>a</sup>	11,50 <sup>a</sup>	2,56 <sup>a</sup>	2,41 <sup>a</sup>	7,43 <sup>b</sup>	± 5,78 <sup>a</sup>	9,93 <sup>b</sup>	0,78 <sup>b</sup>	2,27 <sup>d</sup>	2,68 <sup>a</sup>	1,21 <sup>c</sup>	3,43 <sup>b</sup>	1,75 <sup>c</sup>	2,34 <sup>a</sup>	4,45 <sup>c</sup>	3,78 <sup>b</sup>

$\beta$  - G (Actividad  $\beta$  - Glucosidasa -  $\mu\text{g}$  de pNP g suelo seco<sup>-1</sup> h<sup>-1</sup>), DHA (Actividad deshidrogenasa -  $\mu\text{g}$  INTF g suelo seco<sup>-1</sup> 4 h<sup>-1</sup>), H (Actividad hidrolasa -  $\mu\text{g}$  de fluoresceína g suelo seco<sup>-1</sup> 0,5 h<sup>-1</sup>). Los valores representan la media de un n=9 con su respectivo error estándar. Para cada mes y actividad enzimática, valores con letras diferentes presentan diferencias estadísticamente significativas ( $p \leq 0,05$ ) de acuerdo a la comparación de medias de HSD de Tukey.

Tanto la actividad enzimática del suelo como sus microorganismos son muy sensibles a las alteraciones tanto de origen natural como antropogénico y presentan una rápida reacción a cambios inducidos (Bloem, *et al.*, 2006; Kumar, *et al.*, 2013), por lo que se espera que muestren respuesta frente a las prácticas de manejo y fertilización (Hou, *et al.*, 2014; Raiesi & Beheshti, 2014). En relación a esto, previamente ha sido reportado que el manejo orgánico de la nutrición vegetal y altos contenidos de MO incrementan la actividad enzimática total del suelo y la biomasa microbiana (Grosso, *et al.*, 2014). Sin embargo, los contenidos y actividades de las enzimas pueden cambiar dependiendo de la composición de las enmiendas empleadas (Bowles, *et al.*, 2014; Li, *et al.*, 2015; Xu, *et al.*, 2015). Este fenómeno fue observado de acuerdo a los resultados presentados en la tabla 17, donde es claro que del mes 5 al mes 10 del ensayo y para cada actividad enzimática evaluada se desató el efecto de uno o más insumos con diferencias estadísticamente significativas con los demás tratamientos. Este efecto diferenciado entre insumos se encuentra relacionado con el proceso de inducción por parte del sustrato, por lo que las enzimas del suelo suelen activarse luego de la adición o ganancia de MO, y debido a que las enzimas son específicas de un tipo de sustrato los microorganismos priorizan la producción de aquellas que median la disponibilidad de elementos limitantes para su desarrollo (Tian & Shi, 2014; Li, *et al.*, 2015). Igualmente los componentes poliméricos de carbono y los componentes nitrogenados que se encuentran en la MO son altamente diversos y complejos estructuralmente y su rompimiento requiere la actividad combinada de varias enzimas, por lo que este proceso empieza por la despolimerización, seguida por la mineralización de productos lábiles (Burns, *et al.*, 2013). De esta forma, la adición de determinados insumos y materiales orgánicos al suelo regula la producción de las enzimas (Tian & Shi, 2014; Li, *et al.*, 2015).

Adicionalmente, la actividad enzimática del suelo también se ve afectada por factores como la humedad, disponibilidad de nutrientes, estabilidad de los agregados y compactación (Kotroczo, *et al.*, 2014; Bowles, *et al.*, 2014; Li, *et al.*, 2015; Xu, *et al.*, 2015), todas propiedades que son influenciadas por los contenidos de MO (Schroth, *et al.*, 2003; Magdoff & Weil, 2004; Gomez, *et al.*, 2006; Osorio, 2007; González, *et al.*, 2010) y que se relacionan con los requerimientos para el desarrollo de los microorganismos, importante productores de enzimas en el sistema (Xu, *et al.*, 2015).

Específicamente en el suelo la mineralización de la celulosa está asociada a la actividad de las bacterias, cuyas celulasas pueden estar ligadas a la célula o ser excretadas, y de los hongos, que presentan celulasas exclusivamente extracelulares (Lammirato, *et al.*, 2010; Yan, *et al.*, 2010; Cañizares, *et al.*, 2011; Kotroczo, *et al.*, 2014). Dentro de las celulasas se encuentra la  $\beta$ -Glucosidasa que puntualmente en este ensayo fue evaluada empleando un sustrato artificial el  $\beta$ -D glucopiranosido ligado a p-nitrofenil, el cual es hidrolizado a p-nitrofenol (pNP) por medio de la actividad evaluada (Bloem, *et al.*, 2006).

En relación a los resultados presentados por parte de los tres insumos orgánicos sobre esta actividad, los cuales tuvieron diferencias estadísticamente significativas con el control; además de los efectos ya mencionados que tiene la MO sobre la actividad enzimática del suelo en general, específicamente para las  $\beta$ -Glucosidasas se conoce que una vez éstas se encuentran en el medio circundante pueden ser inmovilizadas en las partículas coloidales (principalmente orgánicas). Lo anterior vuelve las enzimas más estables y menos sensibles al tiempo y a las condiciones ambientales, que cuando se encuentran libres, de esta forma una gran parte de la actividad celulolítica depende de las enzimas inmovilizadas en los materiales orgánicos, mientras que cuando la enzima no es adsorbida y queda en la solución, ésta puede ser rápidamente catalizada por proteasas, disminuyendo su actividad (Yan, *et al.*, 2010; Lammirato, *et al.*, 2010).

Entonces, el empleo de insumos orgánicos puede tener un efecto en la actividad  $\beta$ -Glucosidasa sin que necesariamente contenga el sustrato sobre el cual actúa la enzima, como es de esperarse en aquellos insumos que han pasado por diferentes procesos, como el compost madurado (Moreno, *et al.*, 2014) y el vermicompost (Román, *et al.*, 2013) que tienen un menor contenido de celulosa, aunque como tal la  $\beta$ -Glucosidasa actúa sobre disacáridos resultados de las primeras fases de despolimerización (Tian & Shi, 2014; Kotroczó, *et al.*, 2014), por lo que estos pueden encontrarse de acuerdo al tipo de insumo en una mayor concentración que la celulosa, presentándose así diferencias entre tratamientos. Para aquellos casos donde los insumos no presentaron diferencias con el control, también existen estudios donde se ha encontrado que la actividad  $\beta$ -Glucosidasa puede no aumentar con la adición de materiales orgánicos (Kotroczó, *et al.*, 2014). Lo que a su vez se relaciona con la demanda que tengan los microorganismos de glucosa, pues es por medio de esta enzima que el carbohidrato queda disponible (Cañizares, *et al.*, 2011; Pandey, *et al.*, 2014).

Para esta actividad enzimática existen reportes de su evaluación en suelo luego de la aplicación de insumos orgánicos, en estos se ha encontrado que con relación a los controles la adición de MO exógena puede incrementar la acción de la  $\beta$ -Glucosidasa desde un 8% (Muscolo, *et al.*, 2015) hasta un 115% (Tian & Shi, 2014). En el presente estudio el aumento con relación al control sin adición de insumos orgánicos oscilo entre un 16% y 41% dependiendo del evento de muestreo, estos porcentajes son similares a los reportados por Kotroczó *et al.* (2014) al año de evaluación con un 24% y Arriagada, Sampedro, García-Romera y Ocampo (2009) con 64% a los cuatro meses. Igualmente se ha reportado que esta diferencia con el control puede disminuir en el tiempo (Tian & Shi, 2014), lo que fue encontrado para el caso del tratamiento con el compost.

En relación a la DHA del suelo, oxidoreductasas que catalizan la oxidación de compuestos orgánicos durante las fases iniciales del proceso de mineralización de la MO, siendo parte integral de células microbianas intactas (Von Mersi & Schinner, 1991; Dungan, *et al.*, 2006; Zhang, *et al.*, 2010; Kumar, *et al.*, 2013), esta evaluación fue realizada empleando la sal de tetrazolio, cloruro de INT, que actúa como un aceptor artificial de electrones en lugar del O. Los compuestos de tetrazolio se caracterizan por tener una estructura de anillo heterocíclico la cual acepta átomos de H (y electrones) y se reduce. Así, por medio de la incubación, el INT que es soluble en el agua se reduce biológicamente para formar el INTF una forma purpura e insoluble en agua (Von Mersi & Schinner, 1991; Bloem, *et al.*, 2006; Kumar, *et al.*, 2013).

Teniendo en cuenta el papel de la DHA en la mineralización de la MO, se ha reportado que cuando el suelo es manejado con altos ingresos de MO presentan una mayor DHA comparada con los suelos donde hay bajas ganancias, por lo que la aplicación de insumos orgánicos es reportada por incrementar de forma significativa la DHA, no solo por el aporte de MO, sino por el contenido de nutrientes en general (Dungan, *et al.*, 2006; Xie, *et al.*, 2009; Velmourougane, *et al.*, 2013). En el presente ensayo, este incremento significativo pudo ser observado por parte de los tres tratamientos en los diferentes eventos de muestreo, destacándose cada uno en los diferentes meses de evaluación. Particularmente para la DHA las ganancias de MO favorecen de forma general la actividad oxidativa del suelo a medida que los materiales se transforman y mineralizan, y que moléculas orgánicas más pequeñas y más simples se movilizan en el suelo como MO soluble en agua, lo que provee un sustrato lábil para los microorganismos del suelo, aumentando así la DHA, por lo que esta actividad enzimática depende del contenido de CO soluble (Velmourougane, *et al.*, 2013).

De la misma forma como ha sido reportado para la actividad enzimática del suelo en general, se conoce que las propiedades tanto químicas como físicas de éste pueden tener importantes efectos sobre la actividad de la DHA, resaltándose propiedades como el contenido de agua y la aireación (Dungan, *et al.*, 2006; Xie, *et al.*, 2009; Velmourougane, *et al.*, 2013), por lo que el efecto que los insumos orgánicos tienen sobre estas propiedades y que se encuentran reportados en el numeral 4.2.1 también puede afectar la DHA.

Para la DHA en general se ha reportado que la adición de insumos orgánicos al suelo incrementa esta actividad entre 7% y hasta 509% (Xie, *et al.*, 2009; Alotaibi & Schoenau, 2011; Muscolo, *et al.*, 2015). Para cultivos de caña puntualmente este incremento se ha reportado en 23% al mes de evaluación (Sellamuthu & Govindaswamy, 2003) y de 167% luego de 60 años de manejo orgánico del suelo (Graham & Haynes, 2005). En el presente estudio, estos incrementos estuvieron entre 9% y 76% de acuerdo al mes de la evaluación.

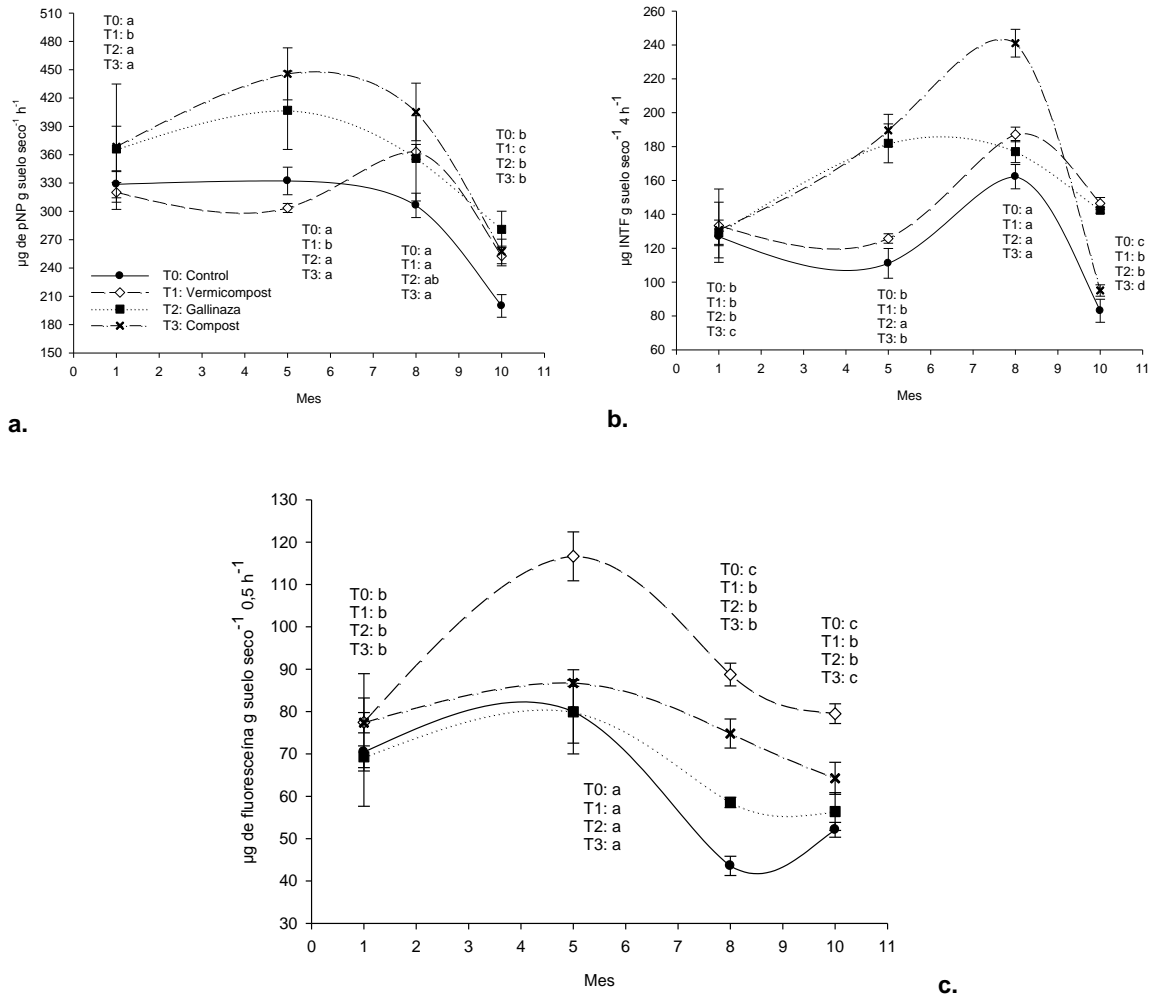
En cuanto a la actividad hidrolítica general del suelo, la evaluación de ésta fue posible por medio del empleo del FDA (3' 6' – diacetil – fluoresceína), el cual es un conjugado incoloro de fluoresceína de dos radicales de acetato. Debido a que éste es un compuesto relativamente no polar, se asume que se difunde fácilmente a través de la membrana celular, donde es hidrolizado por esterasas intracelulares no específicas al compuesto fluorescente, fluoresceína (Rotman & Papermaster, 1966), igualmente, el FDA también puede ser hidrolizado por enzimas extracelulares producidas por la microflora del suelo, como proteasas, lipasas y nuevamente, esterasas no específicas (Alef & Nannipieri, 1995; Bandick & Dick, 1999; Adam & Duncan, 2001; Green, *et al.*, 2006; Arriagada, *et al.*, 2009). Por lo que el empleo de esta técnica refleja a un importante espectro de enzimas del tipo hidrolasa (Adam & Duncan, 2001).

Ampliamente se ha reportado que el empleo de insumos orgánicos puede tener un efecto sobre esta evaluación en el suelo (Arriagada, *et al.*, 2009; Nunes, *et al.*, 2012) y en general se espera que el efecto de estos materiales, estimulando a los microorganismos para que produzcan enzimas relacionadas con el ciclaje de los nutrientes, se vea mayormente reflejado en la actividad hidrolasa (Cañizares, *et al.*, 2011; Moscatelli, *et al.*, 2012; Tian & Shi, 2014; Pandey, *et al.*, 2014; Xu, *et al.*, 2015). Esto posiblemente relacionado con la alta diversidad de enzimas que se encuentran en este grupo como glucosidasas, esterasas, peptidasas y lipasas, entre otras, que pueden ser extracelulares o no y por lo tanto ser estimuladas por diversos sustratos (Alef & Nannipieri, 1995; Rotman & Papermaster, 1966; Bandick & Dick, 1999; Adam & Duncan, 2001; Green, *et al.*, 2006; Arriagada, *et al.*, 2009). Este efecto se observó en el presente ensayo, pues los tres insumos evaluados aumentaron la actividad en el suelo con respecto al control (Tabla 17), pero también lo hicieron para las otras dos enzimas evaluadas.

La evaluación de la actividad hidrolítica del suelo por medio de la hidrólisis del FDA ha permitido encontrar incrementos en esta actividad debido a la adición de insumos como los empleados en el presente ensayo, así se han encontrado porcentajes de incremento de 4% (Muscolo, *et al.*, 2015) y 33% (Arriagada, *et al.*, 2009), pero puntualmente en el cultivo de caña estos valores han sido de 35% a los seis meses de evaluación (Bell, *et al.*, 2006) y de hasta un 56% luego de 60 años continuos de manejo orgánico del suelo (Graham & Haynes, 2005). En este ensayo ese incremento con relación al tratamiento control fue de un 8% alcanzando valores de hasta 104%.

En relación a la dinámica de las enzimas evaluadas, en la figura 14 se observa que para la actividad  $\beta$  – Glucosidasa se presenta un comportamiento general en el que ésta se mantiene estable durante los primeros ocho meses del ensayo, disminuyendo en el último mes para tres de

los cuatro tratamientos con excepción del vermicompost. La DHA, en cambio presentó un claro pico de actividad en el mes 8 de la evaluación, con excepción del tratamiento con gallinaza que presentó una actividad estable entre los meses 5 y 8. Por otro lado las hidrolasas en el suelo también presentaron un pico de actividad, pero esta vez en el mes 5 del ensayo, la primera evaluación después de la aplicación de los insumos orgánicos.



**Figura 14:** Efecto sobre la actividad enzimática del suelo asociado a caña panelera debido al empleo de insumos orgánicos (vermicompost, gallinaza, compost). **a.** Actividad  $\beta$  – Glucosidasa. **b.** Actividad deshidrogenasa. **c.** Actividad hidrolasa. Los valores corresponden a la media de un  $n=9$ , las barras de error presentan el error estándar. Para cada tratamiento, valores con letras diferentes presentan diferencias estadísticamente significativas ( $p \leq 0,05$ ) de acuerdo a la comparación de medias de HSD de Tukey.

En general para las actividades enzimáticas evaluadas ha sido reportado que estas pueden aumentar, disminuir o permanecer estables entre dos periodos de evaluación seguidos y en el tiempo (Xie, *et al.*, 2009; da Silva, *et al.*, 2012; Tian & Shi, 2014), de la misma forma que se presentó en este estudio. Lo anterior está relacionado con que para la actividad enzimática general del suelo es claro que adicional al efecto que la MO adicionada puede tener sobre ésta (Tabla 17), también los factores medioambientales influyen de forma importante en su dinámica. Lo anterior se relaciona con que ésta se debe principalmente a la expresión de los

microorganismos del suelo y las raíces de las plantas, por lo que los factores que afecten a estos, afectaran la producción de enzimas (Bloem, *et al.*, 2006). Teniendo en cuenta lo anterior, las dinámicas generales que fueron observadas pueden estar relacionadas con estos factores, aunque se debe resaltar que es claro que el empleo de los insumos tiene un efecto en cada una de las variables en los diferentes eventos de evaluación de acuerdo a lo que se observa en la tabla 17.

Se conoce por ejemplo que factores como la temperatura y los contenidos de agua tienen efecto sobre las enzimas en el suelo, lo que se puede deber a que de acuerdo a las tasas de evaporación, se pueden ver afectadas las tasas de difusión de sustratos, elementos o compuestos inhibitorios para las enzimas (Kotroczo, *et al.*, 2014; Bowles, *et al.*, 2014; Xu, *et al.*, 2015). Igualmente, los extremos climáticos de calor y sequía pueden afectar la composición microbiana del suelo, por lo que puede haber una mayor actividad enzimática extracelular en periodos de sequía, mientras que la actividad intracelular puede favorecerse más en épocas de lluvias (Acosta-Martínez, *et al.*, 2014). Adicionalmente, se ha demostrado que los conteos microbianos, la biomasa, la diversidad y la actividad enzimática disminuyen drásticamente debido a la erosión del suelo, debido posiblemente a una disminución en el contenido de elementos en éste (Hou, *et al.*, 2014).

De todas formas, en este caso se debe tener en cuenta que las enzimas presentes en el medio circundante son menos sensibles que aquellas asociadas a células viables. Por lo que no necesariamente los factores que afectan los microorganismos viables van a afectar la actividad enzimática (Monkiedje, *et al.*, 2007). Lo anterior se debe a la liberación de éstas al medio lo que en relación a las enzimas extracelulares es habitual, mientras que algunas enzimas de carácter exclusivamente intracelular pueden ser liberadas después de la muerte y lisis de la célula, permaneciendo funcionales durante un determinado periodo. Esto se relaciona con que en el medio, las enzimas en general, pueden llegar a tener mecanismos físicos de protección. De esta forma se componen complejos que persisten en el suelo como componentes catalíticos quedando las enzimas protegidas contra la proteólisis (Burns, 1982; Nannipieri, *et al.*, 2002; Kumar, *et al.*, 2013; Raiesi & Beheshti, 2014).

En relación a la dinámica presentada para la actividad  $\beta$ -Glucosidasa, la estabilidad que ésta presenta durante los primeros ocho meses del ensayo en tres de los cuatro tratamientos evaluados y su disminución en el mes 10 para todos los tratamientos puede estar relacionado con que como se señaló previamente, la  $\beta$ -Glucosidasa forma complejos con coloides orgánicos del suelo, sin embargo, después de este proceso puede ocurrir una modificación de la enzima que puede disminuir su actividad catalítica, aunque ésta no es suficiente para suprimirla (Lammirato, *et al.*, 2010), por lo que aún después, como en el mes 10, se puede evidenciar actividad en el suelo. Este fenómeno se debe a que algunos de los sitios activos de la  $\beta$ -Glucosidasa pueden ser entorpecidos por los coloides del suelo (particularmente ácidos húmicos), probablemente como resultado de la inaccesibilidad o cambio conformacional de estos (Yan, *et al.*, 2010; Lammirato, *et al.*, 2010). Otra posibilidad puede ser, no que los materiales orgánicos modifiquen la enzima disminuyendo su actividad en el tiempo, sino que el efecto protector que estos le ofrecen contra las condiciones ambientales disminuya en el tiempo, pues la  $\beta$ -Glucosidasa adsorbida en los componentes orgánicos del suelo puede ser fácilmente removida. Igualmente los mismos sustratos de la enzima se pueden unir a los ácidos húmicos, lo que disminuye su disponibilidad para la actividad enzimática y también se puede presentar competición de los compuestos húmicos en general con el sustrato por el sitio activo de la enzima (Yan, *et al.*, 2010). Por último, debido a que la  $\beta$ -Glucosidasa se activa durante las primeras fases de mineralización de los

compuestos orgánicos la naturaleza de estos la regulan (Kotroczó, *et al.*, 2014) y la disponibilidad de los sustratos provenientes de los insumos adicionados pudo variar en el tiempo. Todo lo anterior puede entonces estar relacionado con la disminución de la actividad enzimática observada en el mes 10 en la figura 14.

Sin embargo, la disminución de la actividad en el mes 10 ocurrió para todos los tratamientos incluyendo el control en el cual no se emplearon insumos orgánicos, por lo que posiblemente este fenómeno estuvo relacionado con factores diferentes a la adición de MO exógena, aunque puntualmente todos los tratamientos con insumos hayan presentado mayor actividad con diferencias estadísticamente significativas con respecto al control en este evento de muestreo, pues igualmente la actividad para todos disminuyó (Tabla 17). Posiblemente la disminución presentada en el mes 10 esté más relacionada con que esta enzima controla la liberación de la glucosa en el suelo y la demanda de ésta depende de las poblaciones microbianas, estimulando o no la actividad de la enzima. En este caso se debe tener en cuenta que cuando el ciclo vegetal avanza disminuyen las poblaciones microbianas (Cañizares, *et al.*, 2011; Pandey, *et al.*, 2014). Esta disminución fue observada en las poblaciones cultivables de los grupos microbianos evaluados, pues de forma general para este mes del ensayo no se presentaron picos poblacionales y éstas tendieron a disminuir para este evento de muestreo con relación al evento anterior (mes 8) (Figura 13). Siendo importante resaltar que el mes 10 del ensayo corresponde al último evento de muestreo cuando la caña ya se encontraba madura y lista para la cosecha.

Adicionalmente, aunque se ha encontrado particularmente que la actividad de esta enzima es estable mostrando poca variabilidad estacional (Moscatelli, *et al.*, 2012) previamente otros autores también han reportado que la  $\beta$ -Glucosidasa presenta una mayor actividad en el periodo seco (Kotroczó, *et al.*, 2014), por lo que disminuye bajo condiciones de saturación de agua (Pandey, *et al.*, 2014), lo que coincide con las precipitaciones presentadas para el área del ensayo alrededor del mes 10, pues éstas aumentaron para esa época con relación a los meses con menos precipitaciones durante el ensayo (Figura 12).

Para el caso de la DHA también ha sido encontrado que su actividad en el suelo se ve afectada por las precipitaciones, así, de forma contraria a lo reportado para la  $\beta$ -Glucosidasa (Kotroczó, *et al.*, 2014), para la DHA se espera un efecto positivo cuando la disponibilidad de agua incrementa, por lo que esta actividad ha sido señalada por aumentar en las épocas lluviosas, debido a que se favorecen las condiciones de saturación de agua y el potencial redox del suelo disminuye (Velmourougane, *et al.*, 2013). Teniendo en cuenta lo anterior, el pico en la actividad DHA en el mes 8 (Figura 14) coincide con el incremento de las precipitaciones para esta misma época y los valores más bajos se presentaron en las épocas de sequía (Figura 12), aunque pese a que el periodo de lluvia continuó hasta el mes 10, la actividad para ese momento disminuyó. De la misma forma que para el caso de la  $\beta$  – Glucosidasa, es posible que para el mes 10 se haya presentado una disminución de la actividad debido a la disminución en las poblaciones microbianas que se asocia a estadios más avanzados de los cultivos (Pandey, *et al.*, 2014) y que fue encontrado de forma general para la poblaciones microbianas cultivables evaluadas en el presente ensayo, lo anterior relacionado con que las deshidrogenasas son de tipo intracelular y parte integral de células intactas (Von Mersi & Schinner, 1991; Dungan, *et al.*, 2006). Sin embargo, pese al efecto de los factores mencionados, es claro que la DHA fue influenciada por el empleo de los insumos orgánicos evaluados, destacándose uno o dos insumos en todos los eventos de muestreo luego de la aplicación de estos, presentándose diferencias estadísticamente significativas con el control y los demás tratamientos (Tabla 17).

Adicionalmente se debe señalar que el efecto de los factores presentados se encontró por encima del hecho de que la DHA se puede ver estimulada por las ganancias provenientes de material vegetal como la hojarasca, como sucede en el cultivo de caña panelera evaluado, donde las ganancias de MO son constantes (Velmourougane, *et al.*, 2013). Teniendo en cuenta esto se esperaría que esta actividad fuera estable en el tiempo, lo cual no se presentó.

Los factores ambientales también han sido reportados por afectar la actividad de las hidrolasas en el suelo y esto nuevamente se relaciona con que la biomasa activa del suelo se ve estimulada por la humedad y la temperatura, por lo que las variaciones ambientales al influenciar la composición y poblaciones de la comunidad microbiana del suelo, causando fluctuaciones considerables, como las observadas en el presente ensayo con las poblaciones cultivables evaluadas, afectan la producción de enzimas hidrolíticas en el suelo (Muscolo, *et al.*, 2015). En este caso, el pico de actividad presentado en el mes 5 del ensayo coincide con la transición entre la sequía y la época de lluvias (Figura 12), pero la actividad disminuyó en los meses 8 y 10, en los cuales aumentaron las precipitaciones. Este resultado difiere de otros donde se ha encontrado que en caña la actividad hidrolítica evaluada por medio de la hidrólisis del FDA disminuye en la época de sequía en relación a la época de lluvias (Sant'anna, *et al.*, 2009), mientras que da Silva y colaboradores (2012), encontraron que la hidrólisis del FDA fue menor en la época húmeda con relación a la época seca, al igual que en el presente ensayo.

Adicionalmente, el mes 5 de evaluación fue el primero después de la aplicación de los insumos, los cuales pudieron contener diversos sustratos para estimular las enzimas de tipo hidrolíticas en el suelo (Alef & Nannipieri, 1995; Rotman & Papermaster, 1966; Bandick & Dick, 1999; Adam & Duncan, 2001; Green, *et al.*, 2006; Arriagada, *et al.*, 2009) y el contenido de estos pudo disminuir en el tiempo, lo que se podría relacionar con una disminución de la actividad (Tian & Shi, 2014; Li, *et al.*, 2015).

En general las tres actividades enzimáticas evaluadas presentaron respuesta a los insumos orgánicos empleados en el ensayo y pese al efecto que factores externos, como la precipitación, pudieron tener en la dinámica de las variables, los tratamientos con adición de MO lograron presentar diferencias estadísticamente significativas y destacarse por encima del control en los eventos de muestreo posteriores al empleo de los materiales orgánicos.

### 4.2.3 Correlaciones entre las variables evaluadas en suelo

Como complemento y aporte adicional a los dos primeros objetivos específicos de esta investigación, en el anexo I se pueden observar los coeficientes de correlación entre las propiedades físico-químicas y las variables de tipo biológico evaluadas en el suelo asociado a caña panelera.

#### ▪ CO

De acuerdo a lo observado en el anexo I, el contenido de CO correlacionó de forma positiva con los contenidos de N (total,  $\text{NH}_4^+$  y  $\text{NO}_3^-$ ) y P. Esto está relacionado con que la MO representa un componente de almacenamiento y reservorio para estos elementos (Marschner & Rengel, 2007; Sposito, 2008), y el CO se relaciona con el contenido de MO en el suelo (Eyherabide, *et al.*, 2014). Para el P, la MO puede contener del 30% al 50 % del elemento total en la mayoría de los suelos (Rodríguez & Fraga, 1999), sin embargo el P que proviene de la MO no se encuentra



necesariamente en formas orgánicas, sino que también puede estar en formas inorgánicas (Marschner & Rengel, 2007; Hu, *et al.*, 2009). En cuanto a la correlación directa con la capacidad de intercambio catiónico efectiva (CICE), ésta se debe a lo señalado previamente en el numeral 4.2.1. fenómeno ampliamente caracterizado (Tan & Dowling, 1984; Caravaca, *et al.*, 1999; Oorts, *et al.*, 2003; Sposito, 2008; Bergaya, *et al.*, 2013). En este caso se debe tener en cuenta que una de las reacciones más importantes que determina la concentración libre de un elemento en la solución del suelo es la adsorción por las superficies de las partículas, particularmente cuando las superficies contienen grupos funcionales de ácidos orgánicos en el humus. Estos grupos son más numerosos por unidad de masa que aquellos encontrados en la superficie de las partículas minerales y también son más complejos en términos de estructura molecular debido a la naturaleza supramolecular de las sustancias húmicas, que constituyen la mayor porción del humus. De esta forma los cationes en el suelo interactúan con los grupos OH de la MO del suelo (Sposito, 2008). Debido entonces al efecto que el CO tiene sobre la CICE, es de esperarse el mismo tipo de correlación con el contenido de las denominadas bases intercambiables (Ca, Mg y K), además porque el mayor contenido de CO pudo relacionarse con el empleo de los insumos orgánicos, que a su vez aportan elementos al suelo (Osorio, 2007; Paul, 2007; Marschner & Rengel, 2007; González, *et al.*, 2010).

El CO también presentó una correlación positiva con el pH del suelo. Esto se puede deber a que la MO también afecta la reacción del suelo (pH) debido a los diversos grupos activos que aportan grados de acidez, a las bases intercambiables y al contenido de N presente en ésta, por lo que es común encontrar reportes donde el valor de pH aumente y el de acidez intercambiable disminuya debido a la adición de materiales orgánicos y por ende al aumento en el contenido de la MO (Martínez, *et al.*, 2008). Esto coincide no solamente con la correlación directa con el valor del pH del suelo, sino con la correlación negativa que se presentó con la acidez intercambiable en el presente estudio. Algunos autores han planteado que este fenómeno se puede deber a un mecanismo de neutralización de la acidez por medio de la complejación de protones y Al mediante aniones orgánicos; mientras que en el largo plazo puede estar relacionado con la liberación por mineralización de las bases intercambiables contenidas en los compuestos orgánicos y por el contenido inicial de N (Martínez, *et al.*, 2008).

Adicionalmente, otro factor que puede estar involucrado en esta relación es que los estudios que han examinado la mineralización y procesos de transformación de la MO en un amplio rango de pH han reportado que esta actividad es mayor a un pH neutral, disminuyendo cuando este valor incrementa o disminuye. Igualmente se ha demostrado que la transformación de la MO incrementa cuando se pasa de un pH de suelo ácido a uno más alcalino (Yao, *et al.*, 2009). En este caso se debe tener en cuenta que el pH del suelo en estudio incrementó debido a los tratamientos empleados, alcanzando un valor máximo de  $5,93 \pm 0,15$  (Tabla 12), también que los procesos de mineralización y transformación de la MO lleva a la producción de compuestos de C más lábiles, por lo que se debe resaltar que el método de Walkley & Black para la determinación del CO determina la fracción de éste que es fácilmente oxidable (Eyherabide, *et al.*, 2014; Mandolesi, *et al.*, 2014) y que a su vez pertenece al CO lábil del suelo (Li, *et al.*, 2015). El efecto del pH sobre el CO se debe a la preservación o transformación y mineralización selectiva de moléculas de origen vegetal como la lignina o la celulosa (compuestos de C menos lábiles), por lo que estos compuestos se pueden transformar más en pH alcalinos que en pH ácidos (Martínez, *et al.*, 2008; Yao, *et al.*, 2009).

Particularmente los efectos del pH del suelo en la mineralización de la MO han sido atribuidos a cambios biológicos incluyendo la biomasa, la actividad y la composición de la comunidad

microbiana (You, *et al.*, 1999; Curtin, *et al.*, 1998; Yao, *et al.*, 2009), y por ende en la actividad enzimática (FAO, 2009). Teniendo en cuenta lo anterior, los residuos orgánicos pueden ser completamente mineralizados cuando los compuestos químicos que contienen son de fácil acceso para los microorganismos, mientras que los compuestos recalcitrantes son el inicio de la humificación (Ernst, 2004; Gabor, *et al.*, 2014).

Esta relación se observó en el presente estudio pues se debe resaltar que el CO presentó correlaciones positivas con las tres actividades enzimáticas evaluadas y con grupos microbianos como las bacterias mesófilas totales y las BSF. Respecto a la relación con las actividades enzimáticas se debe señalar que el pH del suelo se ve involucrado en el control de la producción de enzimas, en los cambios conformacionales de éstas inducidos por ionización y en la disponibilidad de sustratos y cofactores enzimáticos (Yao, *et al.*, 2009). En cuanto a la relación con las poblaciones microbianas evaluadas, dependiendo del valor de pH se puede ver afectado el contenido de MO que queda expuesto al ataque microbiano (Curtin, *et al.*, 1998), de esta forma entre más bajo el pH menores los contenidos de MO disuelta y disponible. Existen dos razones que pueden ser las responsables de este fenómeno, la primera es que el incremento en el pH puede resultar en cargas negativas más altas tanto en la MO como en la superficie de los sólidos inorgánicos del suelo, de esta forma la reacción de repulsión entre la superficie del suelo y la MO puede causar la desorción de ésta de las superficies del suelo, disolviéndose en la solución. La segunda posible causa es que el incremento en el pH incrementa a su vez la dispersión de las partículas del suelo, lo que resulta en más MO asociada a coloides liberada en la porción soluble (You, *et al.*, 1999). De esta forma la relación del CO con las actividades enzimáticas del suelo y las distintas poblaciones microbianas se puede ver mediada por el pH, a parte de la relación que ya ha sido mencionada previamente, en la cual se ha explicado que la MO provee los sustratos necesarios para la actividad enzimática, por lo que ésta correlaciona con el CO (Xie, *et al.*, 2009; Velmourougane, *et al.*, 2013; Tian & Shi, 2014; Grosso, *et al.*, 2014; Li, *et al.*, 2015; Muscolo, *et al.*, 2015), y es además una fuente importante de elementos para el desarrollo de las comunidades microbianas del suelo (Sposito, 2008; Gabor, *et al.*, 2014; Pezzolla, *et al.*, 2015), por lo que la correlación positiva entre el contenido de CO y los microorganismos del suelo también ha sido previamente reportada (Zhang, *et al.*, 2010) y ampliamente estudiada en ambos casos como se señala en el numeral 4.2.2.

Con relación a la correlación negativa que se presentó con las poblaciones de hongos filamentosos y levaduriformes y bacterias celulolíticas, se debe señalar que en el caso del primer grupo microbiano ya previamente ha sido reportado que al aumentarse el contenido de CO por la aplicación de los insumos orgánicos las poblaciones fúngicas pueden disminuir, lo cual ha sido relacionado con los efectos ya señalados que la adición de MO exógena puede tener en las propiedades del suelo (Yu, *et al.*, 2013). Aunque se debe tener en cuenta que este grupo microbiano contribuye notablemente a la mineralización y transformación del CO (Madigan, *et al.*, 2004). En relación al segundo grupo de microorganismos, previamente ha sido reportado que los suelos más ricos en materiales orgánicos son habitados por bacterias con baja actividad celulolítica y viceversa (Ulrich & Wirth, 1999; Yang, *et al.*, 2014a), por lo que la aplicación de los insumos orgánicos que a su vez tuvo un efecto en el contenido de CO, pudo incrementar la riqueza de los materiales señalados que pueden ser ampliamente utilizados, desestimulando así la actividad celulolítica que es regulada en gran medida por la demanda de glucosa por parte de las comunidades microbianas del suelo (Cañizares, *et al.*, 2011; Pandey, *et al.*, 2014). Además, la actividad de las enzimas que componen el sistema celulasas se autorregulan una vez el proceso de hidrólisis lleva a un aumento en el contenido de glucosa inhibiendo estos productos la actividad del grupo microbiano (Paul, 2007).

En el caso de la correlación negativa con los contenidos de Cu, Fe y Mn, previamente ha sido señalado que la MO del suelo juega un rol importante en la dinámica de metales traza en los sistemas terrestres (You, *et al.*, 2006), por lo que existen investigaciones que sugieren que las reacciones de acomplejamiento con especies orgánicas modifican el comportamiento y por lo tanto la disponibilidad de estos elementos (Acosta, *et al.*, 2008).

Para las propiedades físicas del suelo evaluadas, el CO presentó correlaciones positivas con el DPM y el DGM, de esta forma las diferencias estadísticamente significativas o no que se presentaron en el presente ensayo para estas dos variables relacionadas con la estabilidad estructural permitieron establecer la relación que la literatura ampliamente ha reportado con el CO (Taboada & Taboada, 2003; Celik, *et al.*, 2010; Karami, *et al.*, 2012; Abdollahi, *et al.*, 2014). De esta forma, los microagregados se forman por la floculación de los limos finos, las partículas de arcilla, minerales amorfos y compuestos húmicos y no-húmicos y este proceso se lleva a cabo gracias a los cationes polivalentes como el  $Al^{3+}$ , el  $Fe^{3+}$ , el  $Ca^{2+}$  y el  $Mg^{2+}$ , que se adsorben en las superficies de los coloides y reaccionan con los grupos funcionales expuestos promoviendo estas reacciones de floculación. Adicionalmente, los polisacáridos pegajosos y adherentes y las proteínas derivadas de tejidos vegetales y animales, células microbianas y exudados de raíces, hifas y bacterias también mejoran estas reacciones de estabilización. De forma particular, los microorganismos del suelo, producen una gran cantidad de exopolisacáridos que son empleados para adherirse de forma individual a las partículas del suelo. Ya en los mesoagregados, el corazón de estos está usualmente conformado por los detritos residuales de los tejidos vegetales y microbianos. De esta forma, pequeñas porciones de MO particulada en proceso de mineralización y sus biofilms microbianos colonizantes, se encrustan con finas partículas minerales y esto actúa como el núcleo para la formación de agregados, además de contribuir a su resistencia. Estos agregados se pueden formar a través de la superficie del suelo donde la intensa actividad microbiana asociada con la mineralización de la MO ocurra. Los macroagregados se forman sólo donde se presente una red de raíces, hifas y filamentos microbianos, vivos o en mineralización, que permita unir físicamente grupos de micro y mesoagregados por un periodo de tiempo lo suficientemente largo para que estos resulten químicamente unidos. En la rizósfera, las hifas y los hongos micorrízicos arbúsculares contribuyen al efecto de agregación en la medida que crecen en los microporos y unen las partículas de suelo (Taboada & Taboada, 2003; Paul, 2007; Celik, *et al.*, 2010; Abdollahi, *et al.*, 2014). De esta forma, la relación entre la MO con la estructura del suelo se encuentra claramente caracterizada y mediada por las poblaciones microbianas de éste.

De la misma manera esta variable correlacionó directamente con la medición de la humedad gravimétrica del suelo, lo anterior puede estar relacionado con que el contenido de agua regula indirectamente la mineralización de la MO por medio del control de la difusión de sustratos microbianos, en condiciones de humedad y sequía, así como por limitar el contenido de O cuando el suelo está saturado (Arnold, *et al.*, 2015). Igualmente, debido a que la humedad es esencial tanto para el crecimiento vegetal como microbiano, ésta afecta las ganancias de C por aumento en la producción de biomasa (Moyano, *et al.*, 2013). De manera adicional y de acuerdo a lo discutido en el numeral 4.2.1, el aumento en el CO puede incrementar la capacidad de retención de agua del suelo (Karami, *et al.*, 2012).

#### ▪ CICE

La capacidad de intercambio catiónico del suelo puede depender de cargas permanentes o variables (Tan & Dowling, 1984). En este último caso la CICE se correlaciona de forma directa con el pH del suelo como fue explicado en el numeral 4.2.1. Este fenómeno fue observado en el

presente estudio y se encuentra relacionado con que el pH media reacciones de protonación y desprotonación en los coloides del suelo afectando así su carga (Sposito, 2008; Bergaya, *et al.*, 2013). Igualmente, debido a los procesos de adsorción y desorción de los cationes mediados por la CICE del suelo, la correlación positiva que esta variable presenta con los contenidos de Ca, Mg, K y Na también se esperaba (Sposito, 2008).

La CICE entonces media dinámicas que regulan la disponibilidad de las bases intercambiables en el suelo, por lo que las correlaciones positivas que se presentaron entre esta variable y algunas de las actividades enzimáticas y grupos microbianos evaluados ( $\beta$ -Glucosidasa, DHA, bacterias mesófilas totales, actinomicetos, BSF y BFN) pueden estar relacionadas con el papel fundamental que estos elementos juegan en la actividad microbiana del suelo (Rodríguez & Fraga, 1999; Kotroczó, *et al.*, 2014; Bowles, *et al.*, 2014; Divito & Sadras, 2014; Keuter, *et al.*, 2014; Pezzolla, *et al.*, 2015).

#### ▪ **N (total, $\text{NH}_4^+$ , $\text{NO}_3^-$ )**

El contenido de las formas de N evaluadas en el suelo presentó una correlación positiva con las actividades enzimáticas evaluadas ( $\beta$ -Glucosidasa, DHA y actividad hidrolasa) y con grupos microbianos como las bacterias mesófilas totales, las bacterias solubilizadoras de fosfatos, los actinomicetos y los hongos filamentosos y levaduriformes. Esta relación pudo deberse a que después de la disponibilidad del C para la actividad microbiana del suelo, el N es limitante para ésta, lo anterior porque los microorganismos tienen un importante requerimiento del elemento para suplir funciones estructurales en la célula, por lo que los contenidos de éste estimulan sus poblaciones (Paul, 2007; Yu, *et al.*, 2013; Lucas, *et al.*, 2014; Pezzolla, *et al.*, 2015). Igualmente como ya se señaló, el contenido de N correlacionó con el contenido de CO, por lo que las reacciones de mineralización de la MO que llevan a formas disponibles de N son mediadas por la actividad microbiana (Sposito, 2008; Burns, *et al.*, 2013; Kumar, *et al.*, 2013; Grosso, *et al.*, 2014; Raiesi & Beheshti, 2014; Bowles, *et al.*, 2014; Li, *et al.*, 2015). La mayor parte de la mineralización del N ocurre dentro de los primeros cinco centímetros del suelo donde se concentra la mayoría de la MO en diferentes grados de transformación, y este proceso resulta principalmente en la liberación de  $\text{NH}_4^+$  y  $\text{NH}_3$  por medio de la acción de microorganismos heterótrofos no específicos y bajo condiciones tanto aeróbicas como anaeróbicas. Posteriormente, el  $\text{NH}_4^+$  puede ser oxidado de  $\text{NO}_2^-$  a  $\text{NO}_3^-$ , siendo este proceso de nitrificación mediado por microorganismos autótrofos y heterótrofos, predominando la actividad de los primeros para suelos de uso agrícolas (Marschner & Rengel, 2007). Por lo que se puede sugerir que la actividad de los microorganismos señalados puede influenciar los contenidos de N en el suelo y sus formas disponibles para la actividad biológica tanto de plantas como de estos mismos.

Particularmente en el presente estudio se observó una correlación positiva de las poblaciones de BFN con los contenidos de  $\text{NH}_4^+$  y  $\text{NO}_3^-$  en el suelo. Lo anterior relacionado con que durante el proceso de fijación biológica de N, el N atmosférico se reduce a  $\text{NH}_3$ , el cual posteriormente es rápidamente ionizado a  $\text{NH}_4^+$  y luego convertido a una forma orgánica por parte de los microorganismos. Igualmente como se ha señalado previamente estos compuestos de N reducidos pueden ser oxidados llegando a  $\text{NO}_3^-$  (Madigan, *et al.*, 2004; Paul, 2007; Keuter, *et al.*, 2014; Cherkasov, *et al.*, 2015), por lo que en el suelo del presente ensayo se pueden estar evidenciando estas dinámicas del ciclo del N que incrementa los contenidos de estas dos formas del elemento, por lo que igualmente se observa una correlación positiva entre éstas. Así, está reportado que a escala global la FBN fija alrededor de  $40 \text{ t año}^{-1}$ , aunque las estimaciones de fijación de N por bacterias de vida libre, como las evaluadas en el presente ensayo, se encuentran

entre  $< 1$  a  $10 \text{ kg ha}^{-1} \text{ año}^{-1}$  (Marschner & Rengel, 2007). Sin embargo, en este caso también debe ser tenido en cuenta que la expresión de los genes *nif*, que regulan la FBN, es regulada en respuesta al incremento de los niveles de  $\text{NO}_3^-$  y  $\text{NH}_4^+$  y/o la presencia de aminoácidos en el ambiente circundante. Por lo tanto cuando hay suficiente N disponible para suplir la demanda del elemento, la FBN será fuertemente reducida (Paul, 2007; Marschner & Rengel, 2007), e igualmente como se señaló en el numeral 4.2.2 una mayor población no necesariamente indica una mayor actividad de fijación en el suelo.

Retomando la correlación con el CO, ésta podría explicar la relación directa de las formas de N con el pH del suelo, el contenido de bases intercambiables y otros elementos y la humedad gravimétrica, y de forma indirecta con la acidez intercambiable; puesto que como ya se mencionó previamente, todos estos factores están relacionados con los procesos de mineralización y transformación de la MO del suelo, procesos que como ya se explicó también intervienen en el ciclo del N. Aunque las correlaciones directas presentadas con los contenidos de K, B y P pueden también estar relacionadas con el sinergismo que el N puede llegar a tener con estos elementos en el suelo, siendo factores que aumentan su disponibilidad (Ellis & Foth, 1996).

#### ▪ P

En el presente estudio el P, al igual que el N, presentó correlación positiva con las tres actividades enzimáticas evaluadas ( $\beta$ -Glucosidasa, DHA y actividad hidrolítica) y con algunos de los grupos microbianos (bacterias mesófilas totales, hongos filamentosos y levaduriformes, BSF y BFN). En el caso de este elemento, las correlaciones señaladas pueden deberse, al igual que para el N, al papel que éste cumple en la célula microbiana como componente estructural y funcional, encontrándose en compuestos como los fosfolípidos, el ATP y los ácidos nucleicos y por lo tanto en el ADN (Paul, 2007).

La correlación con las BFN tiene su fundamento en que como ya se mencionó, el elemento es esencial para la producción de ATP (Paul, 2007), lo que en este caso está ampliamente relacionado con la actividad de este grupo microbiano teniendo en cuenta que la FBN es un proceso energéticamente costoso. Un total de 16 moléculas de ATP son requeridas para proveer los seis electrones necesarios para reducir una molécula de  $\text{N}_2$  en dos de  $\text{NH}_3$ , sin embargo, previamente se ha señalado que bajo condiciones naturales entre 20 a 30 moléculas de ATP son necesarias en lugar de 16 (Paul, 2007; Cherkasov, *et al.*, 2015).

Igualmente se debe señalar el papel fundamental de las enzimas hidrolíticas tipo esterasas y las BSF en el ciclaje de este elemento en el suelo. Para el primer caso es importante que en el suelo el P tiene un subciclo biológico mediado por actividades y procesos microbianos. Este subciclo se encuentra relacionado con la correlación que se presentó con el CO y que ya fue discutida, en este sentido, las formas de P provenientes de la MO no se encuentran directamente disponibles, por lo que el elemento debe ser liberado a través de la mineralización (Marschner & Rengel, 2007; Paul, 2007) y esta actividad la llevan a cabo los microorganismos mineralizadores de P por medio de las enzimas fosfatasas de tipo extracelular, siendo este proceso de hidrólisis de gran importancia tanto para los microorganismos mismos como para las plantas (Rodríguez & Fraga, 1999). Las fosfatasas se clasifican entonces en tres grupos básicos que son las fitasas (Berry, *et al.*, 2009), las fosfodiesterasas (Kimura, *et al.*, 2009) y las fosfomonoesterasas (Simao, *et al.*, 2007; Junior, *et al.*, 2008), entonces, como su nombre lo indica estas enzimas son esterasas perteneciendo al grupo de las hidrolasas, por lo que la correlación encontrada entre la evaluación de esta actividad enzimática y el contenido de P puede verse relacionada con lo señalado.

Adicional a la mineralización del P orgánico, los microorganismos también intervienen en la solubilización de formas de P inorgánico (Rodríguez & Fraga, 1999; Paul, 2007), el cual se encuentra asociado a la superficie de óxidos de Fe, Al y Mn, siendo formas poco solubles y asimilables (Rodríguez & Fraga, 1999) y como fue señalado en el numeral 4.1.3 esta actividad es mediada, entre otros, por las BSF, aunque también se pueden ver involucrados los hongos o los actinomicetos, aunque predominan las primeras (Hu, *et al.*, 2009). Generalmente es aceptado que el principal mecanismo para la solubilización de los fosfatos minerales es la acción de los ácidos orgánicos. La producción de estos compuestos resulta entonces en la acidificación de la célula microbiana y su alrededor, por lo que consecuentemente el P inorgánico (Pi) puede ser liberado de un mineral fosfatado por la sustitución del ión metálico ligado al P por un protón. La producción de ácidos orgánicos por BSF ha sido bien documentada, entre estos, el ácido glucónico parece ser el agente más frecuente de solubilización de fosfato mineral, aunque otros ácidos orgánicos han sido identificados en cepas con habilidad solubilizadora de fosfatos (Rodríguez & Fraga, 1999; Marschner & Rengel, 2007; Sánchez, *et al.*, 2012; López-Ortega, *et al.*, 2013). Sin embargo, este mecanismo para la solubilización de fosfatos no es el único efectivo (Paul, 2007). Algunos estudios han demostrado que la liberación de H<sup>+</sup> a la superficie externa celular para la toma de cationes puede constituir una vía alternativa para la solubilización de fosfatos minerales, constituyendo este mecanismo reacciones de intercambio, el mismo efecto lo puede tener la excreción de protones resultado de la respiración. Otro mecanismo que ha sido considerado es la producción de sustancias quelantes, las cuales forman complejos con cationes como el Ca, el Fe y el Al, liberando los fosfatos a la solución del suelo (Rodríguez & Fraga, 1999; Marschner & Rengel, 2007; Paul, 2007).

En este caso, y en general para todos los elementos, el P movilizado puede ser tomado por plantas o microorganismos, por lo que estos dos compiten por el elemento en el ecosistema suelo (Marschner & Rengel, 2007). Igualmente se debe tener en cuenta que previamente se ha reportado que bajo deficiencia de P las poblaciones de las BSF disminuyen, aunque su actividad solubilizadora incrementa, por lo que una mayor población no necesariamente repercute en una mayor actividad solubilizadora, aunque también se conoce que un aumento en la población de las BSF puede relacionarse con el aumento en el P del suelo (Hu, *et al.*, 2009), coincidiendo esto último con lo reportado en el presente ensayo.

En cuanto a la correlación directa del P con el pH y la indirecta con la acidez intercambiable, éstas se deben a que la disponibilidad óptima del elemento se espera a un valor de pH de 6,5, al cual la precipitación del elemento con Ca o Al es mínima (Paul, 2007), este efecto se puede observar en el suelo en estudio debido a que el máximo valor de pH encontrado fue de  $5,93 \pm 0,15$ . Adicionalmente, la disponibilidad del P en el suelo se ve relacionada de forma sinérgica con los contenidos de K y Mg (Ellis & Foth, 1996), a lo que se puede deber la correlación positiva encontrada con estos dos elementos.

#### ▪ **Actividad enzimática**

Ya se ha mencionado previamente que la mayoría de las enzimas del suelo se asocian directamente con células viables y su actividad intracelular, aunque hay otras extracelulares que catalizan reacciones en el ambiente circundante, que también dependen de los microorganismos para su producción (Burns, 1982; Nannipieri, *et al.*, 2002; Kumar, *et al.*, 2013; Raiesi & Beheshti, 2014), por lo que tanto la composición como la población de la comunidad microbiana determina directa o indirectamente el potencial en la síntesis de éstas (Raiesi & Beheshti, 2014; Bowles, *et al.*, 2014). Teniendo en cuenta lo anterior, las correlaciones positivas que se encontraron para las

tres actividades enzimáticas con los grupos microbianos evaluados en el suelo (BSF, BFN, hongos filamentosos y levaduriformes y bacterias celulolíticas) pueden estar relacionado con este factor. Particularmente se ha reportado que la biomasa fúngica demuestra la mayor correlación con la actividad enzimática del suelo, por lo que los hongos contribuyen significativamente a ésta. Lo anterior puede estar relacionado con que los hongos son los mineralizadores dominantes de los polímeros de la pared celular vegetal (Li, *et al.*, 2015). En relación a las bacterias, éstas generan adhesinas que permiten la construcción de biofilms y el consiguiente atrapamiento y retención de microorganismos colaboradores y sus propias enzimas (Burns, *et al.*, 2013). De esta forma ya se ha encontrado que los recuentos de poblaciones microbianas correlacionan con la actividad enzimática (Kotrocó, *et al.*, 2014).

Igualmente las correlaciones tanto negativas como positivas con el pH, la acidez intercambiable, los contenidos de elementos, la estabilidad estructural y la humedad gravimétrica eran esperadas de acuerdo a lo reportado por la literatura (Burns, *et al.*, 2013; Kumar, *et al.*, 2013; Grosso, *et al.*, 2014; Raiesi & Beheshti, 2014; Kotrocó, *et al.*, 2014; Bowles, *et al.*, 2014; Li, *et al.*, 2015). Así, el contenido de agua del suelo afecta las tasas de difusión de sustratos o compuestos inhibitorios para las enzimas (Xu, *et al.*, 2015), el pH puede tener efecto en la persistencia, la estabilidad y la actividad de las enzimas (Tian & Shi, 2014; Kotrocó, *et al.*, 2014) y una mayor actividad bioquímica en el suelo puede ser explicada en relación a su pool de CO (Grosso, *et al.*, 2014; Kotrocó, *et al.*, 2014; Li, *et al.*, 2015), entre otros.

Particularmente para la actividad de la enzima  $\beta$ -Glucosidasa la correlación directa y positiva que presentó con dos de los seis grupos microbianos evaluados puede posiblemente deberse a la función de ésta en el control de la liberación de la glucosa en el suelo, por lo que altas poblaciones microbianas pueden crear una demanda de glucosa estimulando la actividad de la enzima (Pandey, *et al.*, 2014). De esta forma, mientras que la tasa a la cual la MO es mineralizada es controlada por el C disponible para los microorganismos, la limitación de éste es controlada por las dinámicas de las enzimas como la  $\beta$ -Glucosidasa (Cañizares, *et al.*, 2011), por lo que este tipo de correlación ha sido previamente reportada (Stott, *et al.*, 2009). Igualmente para esta enzima se ha encontrado su correlación positiva con los contenidos de elementos minerales en el suelo (Cattaneo, *et al.*, 2014). Lo que en el caso del presente estudio se presentó con el K, Ca, Cu, Fe, Mn, Zn y B.

En cuanto a la DHA, puntualmente el pH y el potencial redox del suelo (el cual se relaciona inversamente con el contenido de agua de éste), afectan esta actividad enzimática (Velmourougane, *et al.*, 2013) como se menciona en el numeral 4.2.2, por lo que en el presente estudio se encontró una correlación positiva con estas dos variables como era de esperarse y ha sido encontrado en otros estudios (Ramos & Zúñiga, 2008; Velmourougane, *et al.*, 2013). De la misma forma, por ser estas enzimas de tipo intracelular y parte integral de células intactas, es de esperarse que su actividad esté correlacionada con los microorganismos del suelo (Dick, 1997; Zhang, *et al.*, 2010), como se observó en este ensayo con uno de los seis grupos microbianos evaluados.

Por último para la actividad hidrolítica del suelo se habría esperado una correlación positiva con el pH, puesto que la tasa de hidrólisis de los compuestos de fluoresceína (como el FDA empleado en el presente ensayo), alcanza un máximo entre valores de 7 y 8 (Arriagada, *et al.*, 2009), y aunque el pH del suelo en el presente ensayo no alcanza estos valores si presentó un incremento debido a los tratamientos. Por otro lado, las correlaciones negativas que se presentaron con algunos de

los elementos trazas han sido reportadas previamente, pues contenidos altos de estos elementos tienen efectos deletéreos sobre esta actividad (Yang, *et al.*, 2014b).

En relación a la correlación con los microorganismos del suelo, se debe tener en cuenta que la hidrólisis del FDA ocurre en todas las células microbianas intactas y viables, aunque también puede deberse a enzimas extracelulares (Nunes, *et al.*, 2012), de esta forma hay estudios donde se ha reportado que esta actividad enzimática es directamente proporcional a la biomasa microbiana y correlaciona con ésta (Adam & Duncan, 2001; Grosso, *et al.*, 2014). Por lo que en conclusión, un impacto significativamente negativo en las poblaciones microbianas puede reducir la hidrólisis del FDA (Arriagada, *et al.*, 2009). En el presente ensayo puntualmente la correlación positiva que se presentó con la población de las bacterias celulolíticas está relacionada además con que las enzimas que conforman el complejo enzimático de la celulasa son de tipo hidrolasa (Paul, 2007).

#### ▪ Poblaciones microbianas cultivables

La naturaleza de la correlación de las poblaciones microbianas del suelo con los contenidos de elementos en éste y su valor de pH ya ha sido ampliamente desarrollada. En este último caso se debe reiterar que el pH es un regulador importante de las comunidades microbianas debido principalmente a que esta propiedad limita y regula la disponibilidad de elementos necesarios para la nutrición celular y además afecta puntualmente su funcionamiento y estabilidad (Madigan, *et al.*, 2004; Marschner & Rengel, 2007; Li, *et al.*, 2015; Kotroczó, *et al.*, 2014), por lo que los grupos microbianos presentaron correlaciones tanto negativas como positivas con esta variable, lo anterior porque cada tipo tiene un rango de pH, generalmente con un óptimo, dentro del cual es posible su crecimiento (Madigan, *et al.*, 2004).

En relación al contenido de agua, se conoce que la disminución de la actividad microbiana a bajas humedades en el suelo puede ser explicada como el resultado de, además de la difusión limitada de sustratos solubles, la limitación en la disponibilidad de agua y O<sub>2</sub>, cambios en la presión osmótica y pH o la reducción en la movilidad microbiana (Paul, 2007; Moyano, *et al.*, 2013; Arnold, *et al.*, 2015), lo que está entonces relacionado con la correlación que cinco de los seis grupos microbianos evaluados presentaron con la humedad gravimétrica del suelo en el estudio. Esta dependencia entre los organismos vivos y el contenido de agua puede ser observada en una disminución de la tasa de actividad microbiana y enzimática en la medida en que los suelos se secan (Moyano, *et al.*, 2013), tal como pudo ser apreciado en las actividades enzimáticas evaluadas en este ensayo. Sin embargo se debe subrayar que la relación entre la humedad del suelo y la actividad microbiana puede ser descrita como una curva con mínimos en los dos extremos de humedad y el máximo en algún contenido de humedad donde el balance de agua y la disponibilidad de oxígeno sea óptima (Moyano, *et al.*, 2013).

La estabilidad estructural evaluada por medio del DPM y DGM también presentó correlación con los seis grupos microbianos evaluados en el presente ensayo y el efecto por parte de la agregación sobre las poblaciones y actividades de estos en el suelo ha sido previamente reportado (Taboada & Taboada, 2003; Paul, 2007; Karami, *et al.*, 2012). Adicionalmente se debe volver a señalar el papel que las poblaciones tanto de hongos como de bacterias en general tiene en la formación de los agregados del suelo (Lucas, *et al.*, 2014). De esta forma, comparaciones de comunidades y actividades soportan la idea de que diferentes microorganismos y enzimas están involucrados en varios estados en el desarrollo de micro y macro agregados y como consecuencia hay variaciones en la composición de la MO del suelo y la estabilidad estructural (Burns, *et al.*,



2013). De la misma forma factores como la porosidad y densidad del suelo pueden afectar a las poblaciones y la actividad de éstas en el suelo, lo que se vio reflejado con que para la segunda propiedad también se presentaron distintos tipos de correlaciones tanto por parte de los microorganismos como con la actividad enzimática del suelo, lo anterior debido a que la densidad del suelo altera las interacciones con el aire y el agua (Celik, *et al.*, 2010).

Las poblaciones de los hongos filamentosos y levaduriformes generalmente se consideran como más tolerantes a bajos potenciales de agua en el suelo, de lo que son las bacterias, esto debido a que los primeros gracias a la red de micelio pueden explorar el suelo aumentando el acceso al agua y a los nutrientes (Paul, 2007; Moyano, *et al.*, 2013; Arnold, *et al.*, 2015). Lo que podría relacionarse con la correlación negativa que este grupo de microorganismos presentó con la humedad gravimétrica del suelo en esta evaluación. Adicionalmente, aunque este grupo ha sido reportado ampliamente por estar involucrados en procesos de estabilización del suelo y jugar un papel fundamental en este proceso (Bills, *et al.*, 2004; Taylor, *et al.*, 2009; Lucas, *et al.*, 2014), en el presente estudio las correlaciones con las variables DPM y DGM fueron inversamente proporcionales.

Al igual que los hongos, las BFN y las bacterias celulolíticas presentaron una correlación negativa con la humedad gravimétrica del suelo lo que tanto en este caso como en el anterior también puede deberse a que los cambios rápidos en el potencial de agua, asociados con procesos de rehumedecimiento del suelo, inducen a que las células microbianas realicen un gasto energético extra para alcanzar el equilibrio osmótico con la solución que las rodea, lo que reduce por lo tanto su crecimiento y tasas de respiración y en caso de no alcanzarse este equilibrio, se induce la lisis celular como consecuencia del shock osmótico. Sin embargo, en general para el grupo de las bacterias se espera que éstas tengan una correlación directa con esta variable, lo anterior debido a que las bacterias del suelo son relativamente inmóviles y dependen más de los procesos de difusión para su nutrición (Paul, 2007; Moyano, *et al.*, 2013; Arnold, *et al.*, 2015). Siendo esta relación presentada para las BSF y muy cercana para la población cultivable de las bacterias mesófilas totales ( $r = 0,60$ ,  $p \leq 0,05$ ).

El grupo de los actinomicetos ha sido reportado por ser más común y abundante en suelos secos que en húmedos y en ambientes con pH alcalino (Hamdali, *et al.*, 2008), sin embargo en este estudio se obtuvo una correlación negativa con el pH y positiva con la humedad gravimétrica, en este sentido otros estudios han reportado que el pH y la humedad del suelo parecen no tener influencia sobre estas comunidades (Zaitlin, *et al.*, 2004). Este grupo también presentó una correlación negativa con la población de los hongos filamentosos y levaduriformes, lo que podría llegar a relacionarse con la reconocida capacidad de estos microorganismos para emplear compuestos complejos como fuente de C, entre estos la quitina (Zaitlin, *et al.*, 2004), la cual es un polímero de *N*-acetil-*D*-glucosamina y constituyente común de las paredes celulares fúngicas (Madigan, *et al.*, 2004; Taylor, *et al.*, 2009).

Puntualmente para las BFN durante el proceso de FBN el complejo enzimático nitrogenasa, que consta de la dinitrogenasa y dinitrogenasa reductasa, depende del contenido de Fe, debido a que estas dos proteínas lo tienen como componente estructural sin el cual no es posible llevar a cabo la reducción del  $N_2$  atmosférico por parte de la dinitrogenasa (Madigan, *et al.*, 2004; Paul, 2007; Keuter, *et al.*, 2014; Cherkasov, *et al.*, 2015). Esta relación con el Fe se encontró para el presente ensayo, donde las BFN presentaron una correlación directa con el contenido del elemento. Igualmente y como ya se mencionó previamente elementos como el P (Divito & Sadras, 2014; Keuter, *et al.*, 2014) y el C son limitantes para la actividad de este grupo microbiano, por lo que los microorganismos heterótrofos de vida libre fijarán importantes cantidades de N solo en la

presencia de C lábil y disponible en la rizósfera. De esta forma ha sido observado que la presencia de microorganismos celulolíticos favorecen la FBN, gracias a la liberación de C disponible a partir de la mineralización de compuestos orgánicos (Paul, 2007; Marschner & Rengel, 2007), siendo interesante que para el caso de este estudio también se presentó una correlación positiva entre estos dos grupos funcionales y que además también hubo una correlación directa con las BSF que a su vez correlacionaron con el contenido de P como se discutió anteriormente. Este tipo de relación también se presentó con el contenido de K y esto se puede deber con que previamente se ha demostrado un efecto directo del K en la activación de la nitrogenasa, determinándose que una adecuada disponibilidad de este elemento es necesario (Divito & Sadras, 2014; Keuter, *et al.*, 2014).

En cuanto a las BSF, estudios previos indican que algunos elementos minerales juegan un rol clave en la solubilización de fosfatos, de esta forma, una concentración crítica de K es necesaria para tasas óptimas de solubilización, mientras que el Mg y el Na parecen ser importantes en algunos géneros pero no en todos (Rodríguez & Fraga, 1999), lo que podría explicar la correlación positiva que se observó en este estudio entre el grupo funcional y los contenidos de los dos primeros elementos.

Por último, para las bacterias celulolíticas se observó que éstas correlacionaron como se ha mencionado previamente con otras de las poblaciones cultivables evaluadas, estos resultados, junto con lo discutido previamente, se pueden relacionar con la dinámica que ha sido descrita para estos microorganismos en el suelo, en la cual se han planteado tres posibles etapas: la colonización inicial de la celulosa por la comunidad microbiana mineralizadora (etapa 1), la proliferación de esta comunidad (etapa 2) y la aparición de una población secundaria de microorganismos de forma próspera (etapa 3) (Zhao, *et al.*, 2005).

En el anexo I se observa la relación que el contenido de CO del suelo del presente estudio asociado a caña panelera, tiene con las demás propiedades evaluadas, lo que no se puede desligar del efecto que los insumos orgánicos empleados en este ensayo tuvieron sobre esta propiedad del suelo y a su vez sobre todas las demás, de acuerdo a lo que ya se presentó en los numerales 4.2.1 y 4.2.2. Por lo que de acuerdo a las correlaciones presentadas y a la discusión generada a partir de éstas, se alcanzó una aproximación al entendimiento de las dinámicas e interacciones que pueden estar ocurriendo como respuesta al manejo orgánico de la nutrición vegetal, las cuales se ven de forma importante afectadas por los contenidos de CO y las demás propiedades químicas y físicas del suelo, y además también por los roles fundamentales que llevan a cabo las poblaciones microbianas del suelo y la actividad enzimática en éste.

Entonces de acuerdo a lo que ha sido mencionado previamente por otros autores (Shaw & Burns, 2003; Bloem, *et al.*, 2006; Karlen, *et al.*, 2004; Magdoff & Weil, 2004; Allen, *et al.*, 2011; Giacometti, *et al.*, 2013), para la evaluación de la calidad del suelo es de importancia la integración de las propiedades químicas, físicas y biológicas y esto puede proveer información suficiente que permita implementar diferentes manejos con la finalidad de conseguir beneficios medioambientales y comerciales. En este contexto se hacen de particular interés aquellas propiedades que puedan indicar de forma temprana los efectos del manejo, mostrando por lo tanto cambios en los niveles de productividad del suelo, y en este caso en su fertilidad y por ende en la promoción del crecimiento vegetal.

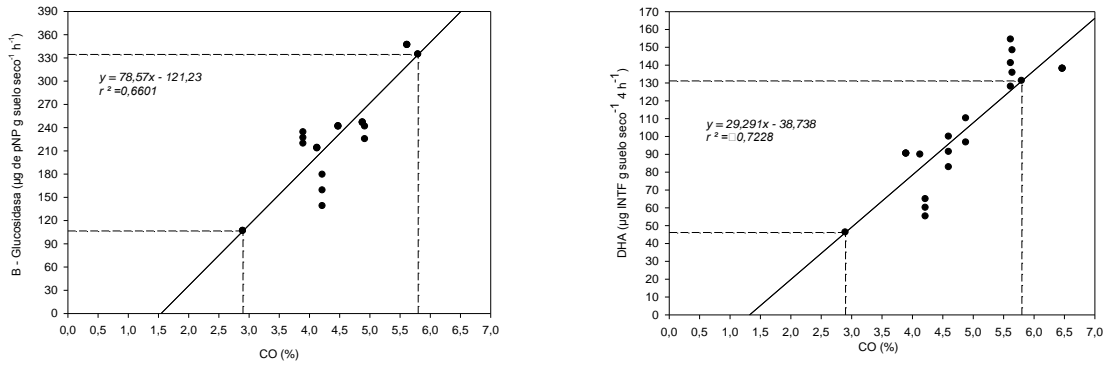
#### 4.2.4 Niveles de indicadores biológicos de calidad del suelo con relación al contenido de CO

De acuerdo a lo señalado por Alves et al. (2013) la medición e interpretación de indicadores microbianos es difícil si se realiza de forma independiente a un control, mientras que con los indicadores químicos de la fertilidad del suelo existen niveles de referencia (bajo, medio, adecuado y alto), los cuales están relativamente bien definidos para cada elemento y tipo de suelo. Estos autores plantean la definición de niveles para los indicadores microbianos teniendo como base los requerimientos en los contenidos de CO (MO) para un cultivo, lo anterior teniendo en cuenta como esta propiedad está relacionada e influencia otras de importancia para la calidad y fertilidad del suelo e inclusive ha sido sugerida como el indicador de calidad y sostenibilidad agrícola más importante (Giacometti, *et al.*, 2013), lo que también se ha observado en el presente trabajo. Teniendo en cuenta este contexto como aporte adicional en el segundo objetivo de esta investigación, con base en las correlaciones encontradas entre el contenido de CO del suelo, las poblaciones microbianas y la actividad enzimática (Anexo I), en la tabla 18 y figuras 15 y 16 se presentan los niveles limitantes y adecuados de CO de acuerdo a la literatura para el cultivo de caña panelera y los modelos de regresión lineal ajustados para cada uno de los indicadores de acuerdo a la relación de estos con el contenido de CO en el suelo, respectivamente.

**Tabla 18:** Condiciones adecuadas y limitantes de los contenidos de MO y CO para el cultivo de caña panelera.

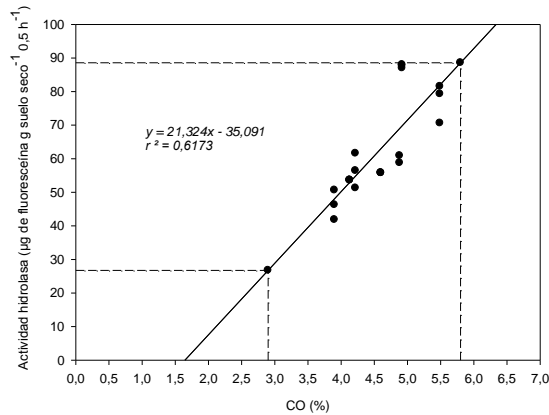
Condición	MO (%)	CO (%)
Adecuado	5,0 – 10,0	2,9 – 5,8
Limitante	<5	<2,9

Contenidos de CO calculados de acuerdo al anexo B. Fuente: (Quintero, 1995; Muñoz, 1995; Osorio, 2007; García, *et al.*, 2007; Tarazona, 2011).



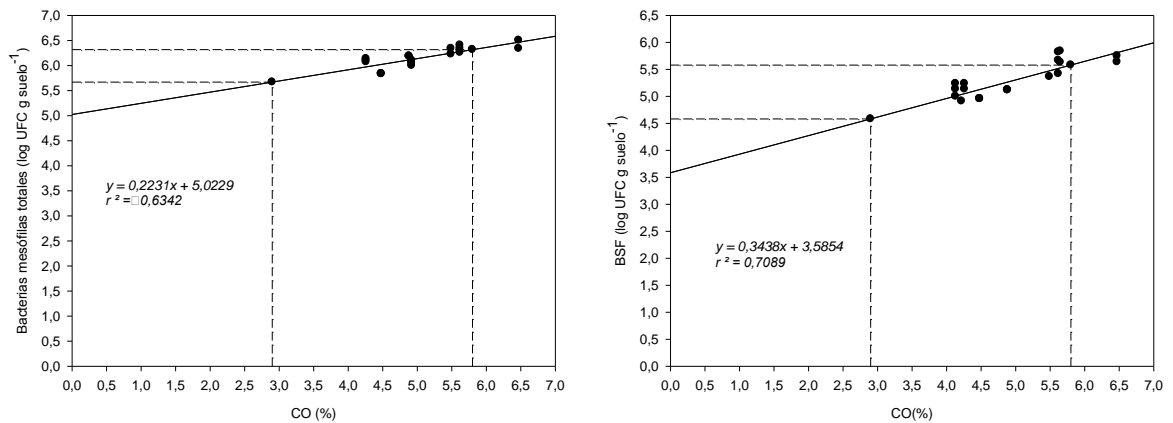
a.

b.



c.

**Figura 15:** Modelo de regresión lineal para los indicadores de calidad de tipo enzimático con relación al contenido de CO del suelo. **a.** Actividad  $\beta$ -Glucosidasa. **b.** Actividad deshidrogenasa. **c.** Actividad hidrolasa.



a.

b.

**Figura 16:** Modelo de regresión lineal para los indicadores de calidad microbiológicos con relación al contenido de CO del suelo. **a.** Población de bacterias mesófilas totales. **b.** Población de bacterias solubilizadoras de fosfato.

En las figuras 15 y 16 se presentan los modelos únicamente para aquellos indicadores de tipo microbiano que presentaron una correlación positiva y significativa ( $p \leq 0,05$ ) con el CO (Anexo I), de esta forma por medio de las regresiones lineales ajustadas se presenta una propuesta para la aproximación a la determinación de niveles adecuados y limitantes para los indicadores seleccionados en suelo asociado a caña panelera y en relación a su contenido de CO (Tabla 19).

**Tabla 19:** Niveles de los indicadores biológicos de la calidad del suelo asociado a caña panelera determinados de acuerdo a los modelos de regresión lineal con relación al contenido de CO del suelo.

Indicador	Limitante	Adecuado
Actividad $\beta$ -Glucosidasa ( $\mu\text{g}$ de pNP g suelo seco <sup>-1</sup> h <sup>-1</sup> )	< 106,62	106,62 - 334,48
Actividad deshidrogenasa ( $\mu\text{g}$ INTF g suelo seco <sup>-1</sup> 4 h <sup>-1</sup> )	< 46,21	46,21 - 131,15
Actividad hidrolasa ( $\mu\text{g}$ de fluoresceína g suelo seco <sup>-1</sup> 0,5 h <sup>-1</sup> )	< 26,75	26,75 - 88,59
Población de bacterias mesófilas totales (log UFC g suelo <sup>-1</sup> )	< 5,67	5,67 - 6,32
Población de BSF(log UFC g suelo <sup>-1</sup> )	< 4,58	4,58 - 5,58

Previamente ha sido ampliamente reportado el empleo de variables de tipo enzimático como indicadores de calidad del suelo. Para el caso de la actividad enzimática, ésta se usa como indicador de la influencia del manejo del suelo (Kotroczó, *et al.*, 2014; Li, *et al.*, 2015), fertilidad, cuantificación de la transformación de compuestos orgánicos (Grosso, *et al.*, 2014; Raiesi & Beheshti, 2014), estatus microbiano, propiedades físico – químicas (Burns, *et al.*, 2013; Kotroczó, *et al.*, 2014; Li, *et al.*, 2015) y efectos medioambientales (Bloem, *et al.*, 2006; Kumar, *et al.*, 2013; Raiesi & Beheshti, 2014; Bowles, *et al.*, 2014; Li, *et al.*, 2015).

Puntualmente, la actividad DHA ha sido empleada como indicador de los procesos bioquímicos del suelo, actividad y biomasa microbiana, calidad, fertilidad, contenido de MO (Von Mersi & Schinner, 1991; Dungan, *et al.*, 2006; Xie, *et al.*, 2009; Arriagada, *et al.*, 2009; Zhang, *et al.*, 2010; Velmourougane, *et al.*, 2013; Kumar, *et al.*, 2013; Grosso, *et al.*, 2014; Yang, *et al.*, 2014b; Muscolo, *et al.*, 2015), contenido de agua (Bandick & Dick, 1999), efecto del manejo orgánico del suelo (Dungan, *et al.*, 2006) y de la influencia de varios contaminantes como metales pesados o pesticidas (Xie, *et al.*, 2009; Huang, *et al.*, 2009). Debido a su papel en los ecosistemas, la actividad de la  $\beta$ -Glucosidasa es ampliamente conocida por ser efectiva para monitorear la calidad del suelo y es un indicador del efecto del manejo, estatus de la MO, su transformación y contenidos de CO (Stott, *et al.*, 2009; Moscatelli, *et al.*, 2012). En cuanto a la actividad hidrolítica evaluada por medio de la hidrólisis del FDA, ésta tiene el potencial de ser empleada como un indicador temprano de cambios en los procesos biogeoquímicos en el ecosistema del suelo, la actividad microbiana (Arriagada, *et al.*, 2009; Grosso, *et al.*, 2014; Yang, *et al.*, 2014b; Muscolo, *et al.*, 2015) y degradación del suelo (Nunes, *et al.*, 2012). Por último, en relación a las poblaciones bacterianas, éstas han sido empleadas como indicadores del efecto de los manejos de fertilización (Lucas, *et al.*, 2014), rotación de cultivos (Dick, 1992) y en general cambios en el ecosistema (Paul, 2007).

Sin embargo, se debe resaltar que es importante relacionar este tipo de indicadores de calidad del suelo con variables del cultivo (Alves, *et al.*, 2013), lo anterior porque así se aporta al establecimiento del impacto de estos y a su interpretación en términos de fertilidad.

### **4.3 Evaluación de variables de desarrollo y crecimiento del cultivo de caña panelera**

Con la finalidad de dar cumplimiento al tercer objetivo de esta investigación, en la tabla 20 se observa mes a mes el efecto del uso de los insumos orgánicos sobre las variables de desarrollo y crecimiento evaluadas en el presente estudio. Para el mes 1 previo a la aplicación de los insumos orgánicos no se presentaron diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos para las cuatro variables evaluadas. En los meses 5, 8 y 10 se observó que dependiendo de la variable, uno o más de los tres tratamientos en los que se emplearon insumos orgánicos presentaron resultados con diferencias estadísticamente significativas en relación al control e igualmente, se pudieron observar diferencias entre los tratamientos.

**Tabla 20:** Efecto sobre variables de desarrollo y crecimiento del cultivo de caña panelera debido al empleo de cuatro tratamientos (T0: control, T1: vermicompost, T2: gallinaza, T3: compost).

Variable	Mes 1				Mes 5				Mes 8				Mes 10			
	T0	T1	T2	T3	T0	T1	T2	T3	T0	T1	T2	T3	T0	T1	T2	T3
<b>Diámetro</b>	2,68 ± 0,05 <sup>a</sup>	2,97 ± 0,13 <sup>a</sup>	2,87 ± 0,11 <sup>a</sup>	2,78 ± 0,03 <sup>a</sup>	3,40 ± 0,07 <sup>b</sup>	3,69 ± 0,02 <sup>a</sup>	3,61 ± 0,05 <sup>ab</sup>	3,85 ± 0,06 <sup>a</sup>	3,57 ± 0,02 <sup>b</sup>	3,94 ± 0,06 <sup>a</sup>	3,75 ± 0,06 <sup>ab</sup>	3,94 ± 0,04 <sup>a</sup>	3,65 ± 0,04 <sup>b</sup>	3,88 ± 0,06 <sup>ab</sup>	3,75 ± 0,07 <sup>ab</sup>	3,98 ± 0,01 <sup>a</sup>
<b>Altura</b>	32,3 ±	33,78 ±	33,1 ±	34,47 ±	123,45	154,70	149,52	151,37	164,61	204,47	187,75	194,78 ±	200,73	243,20	225,86	231,52 ±
<b>P. muestreo</b>	0,43 <sup>a</sup>	0,30 <sup>a</sup>	0,69 <sup>a</sup>	0,64 <sup>a</sup>	± 3,98 <sup>b</sup>	± 2,86 <sup>a</sup>	± 5,11 <sup>a</sup>	± 3,76 <sup>a</sup>	± 5,55 <sup>c</sup>	± 3,39 <sup>a</sup>	± 5,66 <sup>b</sup>	5,02 <sup>ab</sup>	± 7,07 <sup>c</sup>	± 4,85 <sup>a</sup>	± 7,65 <sup>b</sup>	4,54 <sup>ab</sup>
<b>P. total</b>	1,34 ± 0,04 <sup>a</sup>	1,46 ± 0,08 <sup>a</sup>	1,30 ± 0,12 <sup>a</sup>	1,24 ± 0,10 <sup>a</sup>	0,96 ± 0,04 <sup>b</sup>	1,12 ± 0,02 <sup>a</sup>	1,13 ± 0,05 <sup>a</sup>	1,03 ± 0,02 <sup>ab</sup>	0,85 ± 0,03 <sup>b</sup>	1,19 ± 0,06 <sup>a</sup>	1,06 ± 0,02 <sup>a</sup>	1,07 ± 0,01 <sup>a</sup>	1,12 ± 0,01 <sup>b</sup>	1,18 ± 0,02 <sup>b</sup>	1,31 ± 0,05 <sup>a</sup>	1,21 ± 0,04 <sup>ab</sup>
<b>Entrenudo</b>	2,66 ± 0,12 <sup>a</sup>	2,68 ± 0,18 <sup>a</sup>	2,43 ± 0,16 <sup>a</sup>	2,49 ± 0,12 <sup>a</sup>	2,10 ± 0,10 <sup>b</sup>	2,54 ± 0,04 <sup>a</sup>	2,44 ± 0,13 <sup>a</sup>	2,58 ± 0,08 <sup>a</sup>	1,87 ± 0,08 <sup>c</sup>	2,49 ± 0,09 <sup>b</sup>	2,76 ± 0,10 <sup>a</sup>	2,36 ± 0,05 <sup>b</sup>	2,06 ± 0,05 <sup>c</sup>	2,29 ± 0,08 <sup>b</sup>	2,51 ± 0,05 <sup>a</sup>	2,71 ± 0,03 <sup>a</sup>
<b>P. 1 mes</b>					8,14 ± 0,32 <sup>c</sup>	10,54 ± 0,18 <sup>ab</sup>	9,58 ± 0,26 <sup>b</sup>	11,38 ± 0,41 <sup>a</sup>	8,12 ± 0,18 <sup>c</sup>	10,42 ± 0,21 <sup>ab</sup>	9,92 ± 0,24 <sup>b</sup>	10,88 ± 0,36 <sup>a</sup>	8,91 ± 0,18 <sup>b</sup>	10,55 ± 0,24 <sup>a</sup>	10,28 ± 0,23 <sup>a</sup>	11,13 ± 0,37 <sup>a</sup>
<b>°Brix</b>													0,95 ± 0,06 <sup>b</sup>	1,27 ± 0,09 <sup>a</sup>	1,32 ± 0,07 <sup>a</sup>	1,43 ± 0,04 <sup>a</sup>
<b>Peso</b>													16,66 ± 0,20 <sup>b</sup>	18,28 ± 0,14 <sup>a</sup>	18,1 ± 0,11 <sup>a</sup>	17,89 ± 0,07 <sup>a</sup>
<b>Producción</b>													1,348 ± 49,67 <sup>c</sup>	1,675 ± 17,51 <sup>ab</sup>	1,385 ± 59,45 <sup>bc</sup>	1,807 ± 88,93 <sup>a</sup>
													16,80 ± 0,62 <sup>b</sup>	23,13 ± 0,24 <sup>ab</sup>	23,65 ± 1,01 <sup>ab</sup>	26,25 ± 1,29 <sup>a</sup>

Los valores representan la media de un n=30 con su respectivo error estándar para las variables diámetro (diámetro de la base del tallo – cm), altura (altura del tallo - cm) y entrenudo (longitud de los entrenudos – cm). Los valores representan la media de un n=9 con su respectivo error estándar para las variables P. muestreo (población de tallos con el número de meses después del rebrote -mdr- correspondientes al mes del muestreo – dada en raíz cuadrada), P. total (población total de tallos – dada en raíz cuadrada) y P. 1 mes (población de tallos con 1 mdr – dada en raíz cuadrada). Los valores representan la media de un n=15 con su respectivo error estándar para las variables °Brix (contenido de azúcares totales), peso (peso fresco del tallo – g) y producción (producción de caña - t ha<sup>-1</sup>). Para cada mes y variable, medias con letras diferentes presentan diferencias estadísticamente significativas ( $p \leq 0,05$ ) de acuerdo a la comparación de medias de HSD de Tukey.

La evaluación de insumos orgánicos en el cultivo de caña ha arrojado previamente resultados donde se observan aumentos en variables de desarrollo y crecimiento en comparación con los tratamientos control donde estos no son empleados. Aumentos de hasta un 23% en relación a peso seco han sido encontrados a los cuatro meses posteriores a la aplicación de insumos orgánicos (Shukla, *et al.*, 2008), un máximo de 59% en el estado de madurez de la caña (Singh, *et al.*, 2007) y entre 45% y 56% al momento de la cosecha (Dissanyake & Hoy, 1999; Singh, *et al.*, 2007). En esta misma etapa del cultivo se reportan porcentajes de incremento de 8% (Shukla, *et al.*, 2008) y 23% (Singh, *et al.*, 2007) en la población de tallos, 10% (Shukla, *et al.*, 2008) y 14% (Yadav, *et al.*, 2009) en el peso fresco de la caña, 5% (Shukla, *et al.*, 2008) y 25% en tallos nuevos, 22% en la altura del tallo, 9% en el diámetro del tallo (Singh, *et al.*, 2007) y 3% en contenido de azúcar (Shukla, *et al.*, 2008).

Respecto a lo encontrado en la literatura en el presente estudio se observó que para la variable diámetro de la base del tallo el mayor aumento fue de 13%, para la altura del tallo 25%, para la longitud entrenudos de 34%, para la población de tallos con el número de mdr correspondientes al mes del muestreo de 40% y para la población total de tallos de 47%, presentándose estos porcentajes entre los meses 5 y 8 del ensayo. En el mes 10 de la evaluación se obtuvo un aumento de hasta 39% en relación a la población de tallos con 1 mdr, 10% en el contenido de azúcares totales o °Brix, 27% en la variable de peso fresco del tallo y 56,25% en la producción de caña. Todos estos incrementos fueron determinados en relación al control y variaron de acuerdo al evento de muestreo, para el caso de las variables que se evaluaron más de una vez, como también se ha encontrado previamente (Singh, *et al.*, 2007; Shukla, *et al.*, 2008), por lo que los resultados se relacionan con lo presentado en la literatura consultada.

En relación a la variedad POJ-2878 predominante en el área donde se llevó a cabo el estudio se espera que la altura del tallo promedio al momento del corte sea de 214 cm, el diámetro de 2,30 cm y la longitud de los entrenudos de 9,70 cm (Osorio, 2007). Con relación a esto, los tratamientos con aplicación de insumos presentaron una mayor altura mientras que el control no, el diámetro para todos los casos supero lo reportado y la longitud de los entrenudos fue inferior en el caso del control, pero superior para los tratamientos con MO.

Para el contenido de azúcares totales en el tallo de la caña expresado en °Brix se debe señalar que en los entrenudos los azúcares inician su acumulación desde el comienzo de la elongación de la caña, proceso que continúa aún después de que este periodo ha terminado. Esta variable es de gran importancia puesto que la calidad del jugo de la caña está determinada por la concentración de sacarosa, por lo que se espera que ésta sea alta, mientras que la de otros azúcares, ácidos orgánicos y sales minerales sea baja (García, *et al.*, 2007). Para la variedad de caña POJ-2878 de acuerdo a la literatura se espera que la medición de °Brix en el jugo arroje un resultado de 19,8 (Osorio, 2007), medición que para este estudio oscilo entre 16,66 (control) y 18,28 (tratamiento con vermicompost), evidenciándose así el efecto de los tratamientos. Lo anterior puede estar relacionado con que el mes del último muestreo en el cual se evaluó esta variable coincidió con una precipitación de alrededor de 130 mm, teniendo en cuenta el seguimiento climático que se realizó (Figura 12), por lo que en época de lluvias en regiones paneleras ubicadas entre los 800 y 1.500 m.s.n.m., como la finca San Antonio, se espera que la concentración de sólidos solubles en el jugo esté entre 17 y 19 °Brix. De esta forma, la máxima concentración de sacarosa y el momento en el cual se alcanza dicha concentración puede ser una característica varietal, pero también de alguna manera ser regulada por condiciones ambientales o prácticas culturales (García, *et al.*, 2007).



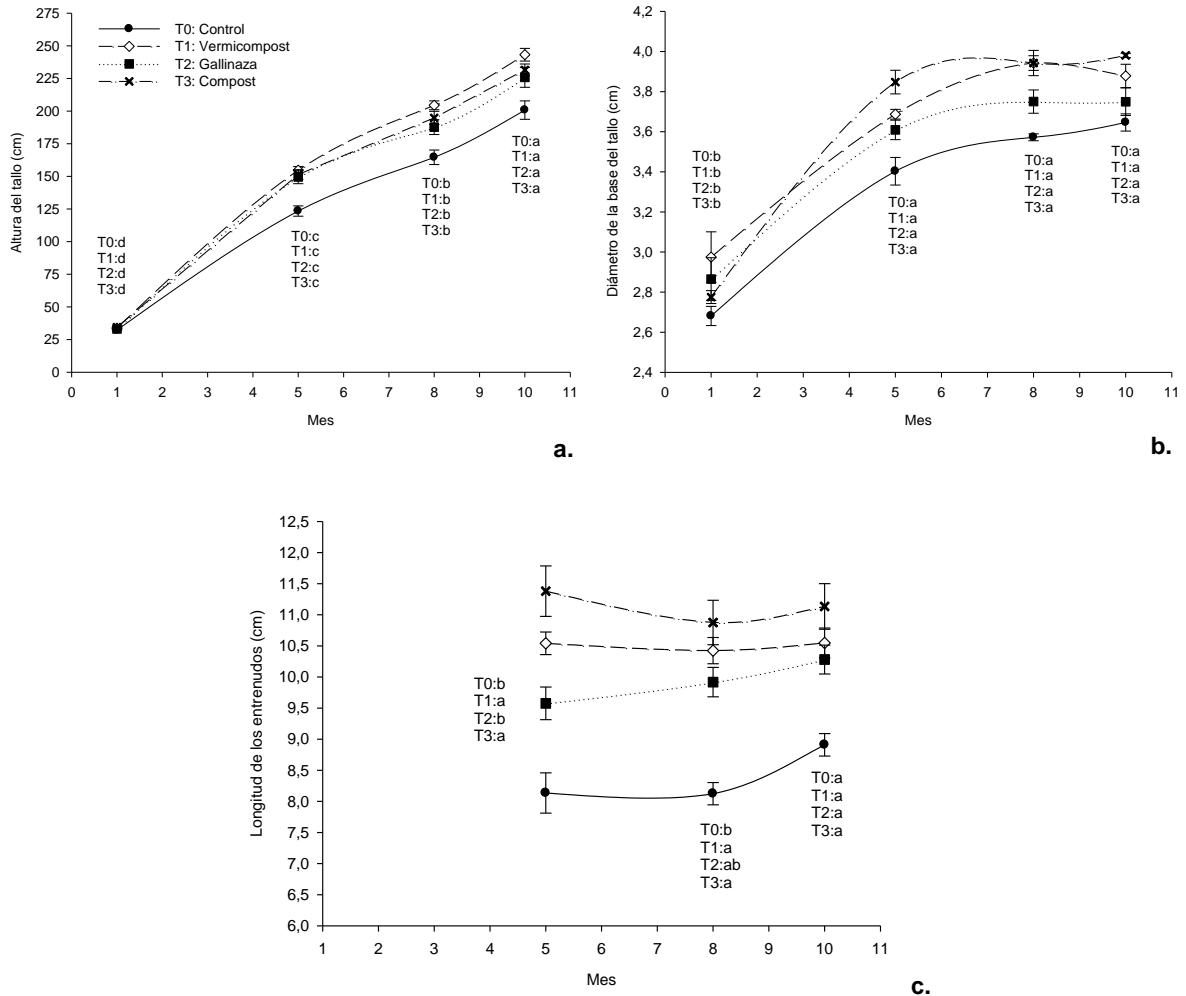
En cuanto a la producción de caña para la variedad POJ-2878 está reportado que ésta tiene el potencial de producir 88,4 t ha<sup>-1</sup> anual (Osorio, 2007), sin embargo en el numeral 4.1 de este documento se menciona que el productor de la finca San Antonio reportó que ésta tenía una producción, de forma previa al establecimiento del ensayo, de 19,87 t ha<sup>-1</sup> de caña por corte aproximadamente, por lo que si se realizan dos cortes al año, esto representaría una producción de 39,74 t ha<sup>-1</sup> anual, estando esto por debajo del potencial de producción de la variedad pero relacionado con la producción que está reportada para el municipio de Nocaima que es de 40 t ha<sup>-1</sup> anual (Ramirez, 2009). Con los tratamientos evaluados se encontró una producción mínima de 16,80 t ha<sup>-1</sup> (control) y máxima de 26,25 t ha<sup>-1</sup> (compost), en un único corte realizado en el mes 10 al final del ensayo, viéndose evidenciado el efecto de los tratamientos, por lo que si se realizaran dos cortes al año, la producción máxima sería de 52,5 40 t ha<sup>-1</sup> anual, siendo ésta superior a la alcanzada con el control, a la reportada para el sitio del ensayo antes del establecimiento de éste y al reporte dado para Nocaima. Para este estudio todos los tratamientos presentaron una producción superior a 23 t ha<sup>-1</sup> por corte, siendo al año más de 46 t ha<sup>-1</sup>. En esta variable se debe tener en cuenta la población de tallos al momento del corte, la cual de acuerdo a Fedepanela debe ser superior a la encontrada en el área donde se realizó presente ensayo, por lo que más tallos por hectárea lleva a una mayor producción de caña en t ha<sup>-1</sup>, estando esto también involucrado en que estos valores sean inferiores a los reportados para la variedad (Fedepanela, 2009). Se debe tener en cuenta que en este caso en particular, la producción de caña panelera en t ha<sup>-1</sup> calculada también hace referencia al rendimiento del cultivo en términos comerciales, el cual se expresa en función del peso fresco de los tallos que pueden ser molidos, lo cual corresponde básicamente a la fracción de la biomasa total destinada a tallos (García, *et al.*, 2007).

La respuesta observada a nivel de desarrollo y crecimiento del cultivo puede estar relacionada con los efectos que el empleo de insumos orgánicos tuvo sobre las propiedades químicas, físicas y biológicas del suelo tal como se ha señalado en el numeral 4.2 de este trabajo. De esta forma previamente las mejorías en el crecimiento, desarrollo y producción de la caña debidas al empleo de los insumos ya han sido atribuidas a aumentos en la disponibilidad de nutrientes (Dissanayake & Hoy, 1999), mejoría de las condiciones físicas del suelo y sus propiedades ecológicas y actividad biológica (Dissanayake & Hoy, 1999; Shaw & Burns, 2003; Shukla, *et al.*, 2008). Este estímulo en la actividad biológica puede llevar a otros procesos aparte de los señalados en el presentes estudio como la inhibición de fitopatógenos y la degradación de contaminantes (Shaw & Burns, 2003). Teniendo en cuenta estos efectos, ha sido reportado que las mejorías en el suelo resultan en una mayor absorción de macro y micronutrientes por parte de la planta (Singh, *et al.*, 2007; Shukla, *et al.*, 2008) y finalmente en los incrementos en las variables ya mencionados.

Dissanayake y Hoy (1999) encontraron que, particularmente en relación a la inhibición de fitopatógenos debido al empleo de insumos orgánicos, estos pueden promover el desarrollo vegetal por medio de este mecanismos gracias a la actividad de la microbiota del suelo que se ve estimulada, y puntualmente observaron que este efecto es más importante para el crecimiento de las plantas de caña que la mejoría en condiciones químicas o físicas del suelo. De la misma forma, en relación a las poblaciones de hongos fitopatógenos, Yu, Nicolaisen, Larsen y Ravnkov (2013) reportaron también en su estudio que éstas son menores en suelos en los cuales han sido aplicados insumos orgánicos. Sin embargo en esta investigación no se realizó seguimiento a las condiciones fitosanitarias del cultivo de caña panelera.

En relación al desarrollo en el tiempo del cultivo de caña panelera en la figura 17 se puede observar la dinámica de las variables evaluadas. Para la variable altura del tallo se encontró que el aumento fue continuo a través del tiempo para todos los tratamientos, presentándose el valor

más alto en el mes 10 del ensayo acorde a los 10 mdr de los tallos; mientras que los valores para el diámetro de la base del tallo se estabilizaron a partir del mes 5 del ensayo para todos los tratamientos. En relación a la longitud de los entrenudos, para los tratamientos con vermicompost y compost, fue constante en los tres eventos de muestreo, mientras que el control y el tratamiento con gallinaza tuvieron en el último mes valores más altos con relación al mes 5 del ensayo en el cual se realizó la primera evaluación de esta variable.

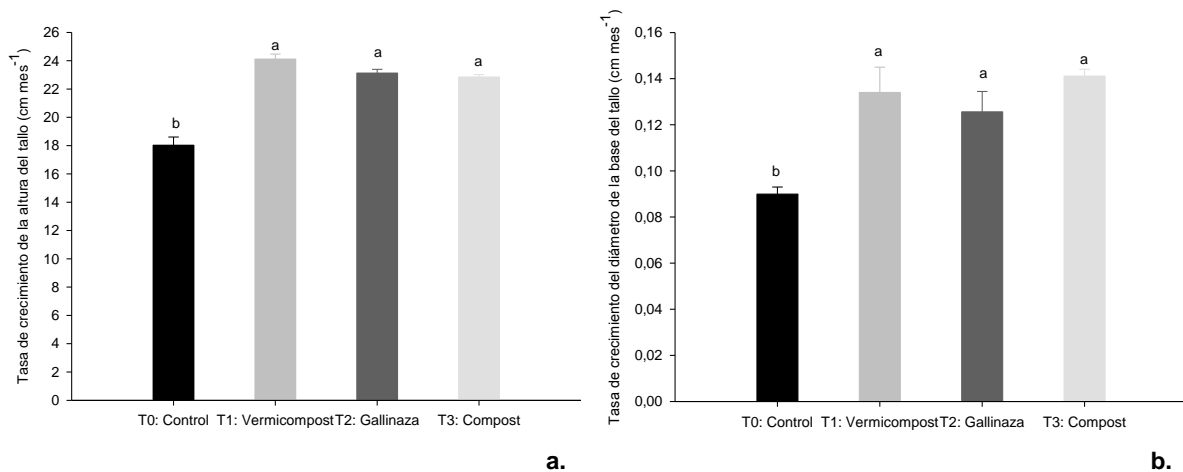


**Figura 17:** Efecto sobre variables de desarrollo y crecimiento del cultivo de caña panelera debido al empleo de insumos orgánicos (vermicompost, gallinaza, compost). **a.** Altura del tallo (cm). **b.** Diámetro de la base del tallo (cm). **c.** Longitud de los entrenudos (cm). Los valores corresponden a la media de un  $n=30$ , las barras de error presentan el error estándar. Para cada tratamiento, valores con letras diferentes presentan diferencias estadísticamente significativas ( $p \leq 0,05$ ) de acuerdo a la comparación de medias de HSD de Tukey.

Para el caso de la variable altura se pudo observar que el mayor incremento de esta se presentó en el mes 5 y osciló entre un 282% presentado por el control y 358% para el tratamiento con vermicompost, después de esto, los porcentajes de incremento en el tiempo disminuyeron llegando a un mínimo entre 19% y 22% en el último mes del ensayo, por lo que el crecimiento de los tallos fue más rápido en los primeros 5 mdr. Aunque para la variable diámetro de la base del

tallo la diferencia entre los porcentajes de incremento en el tiempo no es igual que para la variable altura, los mayores porcentajes de incremento también se presentaron en el mes 5, con un máximo de 39% y los menores en el mes 10 donde la variable o se estabilizó o tuvo un aumento de máximo 2%. De esta forma se conoce que la elongación del tallo de caña panelera es rápida en los primeros meses de desarrollo (Osorio, 2007; Aguilar, 2009). Este comportamiento también ha sido previamente reportado para los tallos de caña en relación a la variable peso seco. Shukla et al. (2008) encontraron que el mayor porcentaje de incremento fue de 328% en los primeros meses de desarrollo del cultivo, mientras que al momento de la cosecha este incremento disminuyó a 21%, de la misma forma Singh, Suman y Singh (2007) observaron que el mayor porcentaje de incremento también fue en los primeros meses y correspondió a un 540% y cuando la caña estuvo madura el porcentaje disminuyó a 35%. Sin embargo, se debe resaltar que independientemente de que las dinámicas de las variables fueron similares para los cuatro tratamientos evaluados, para cada mes éstas presentaron diferencias con respecto al control debido al empleo de uno o varios de los insumos.

El efecto de los insumos orgánicos a través de los 10 meses del ensayo puede ser planteado por medio de la interpretación de la figura 18 donde se observa que las tasas de crecimiento para las variables altura y diámetro de la base del tallo presentan diferencias estadísticamente significativas por parte de los tratamientos con alguno de los tres insumos orgánicos evaluados con referencia al control, mientras que entre insumos no se observaron diferencias.

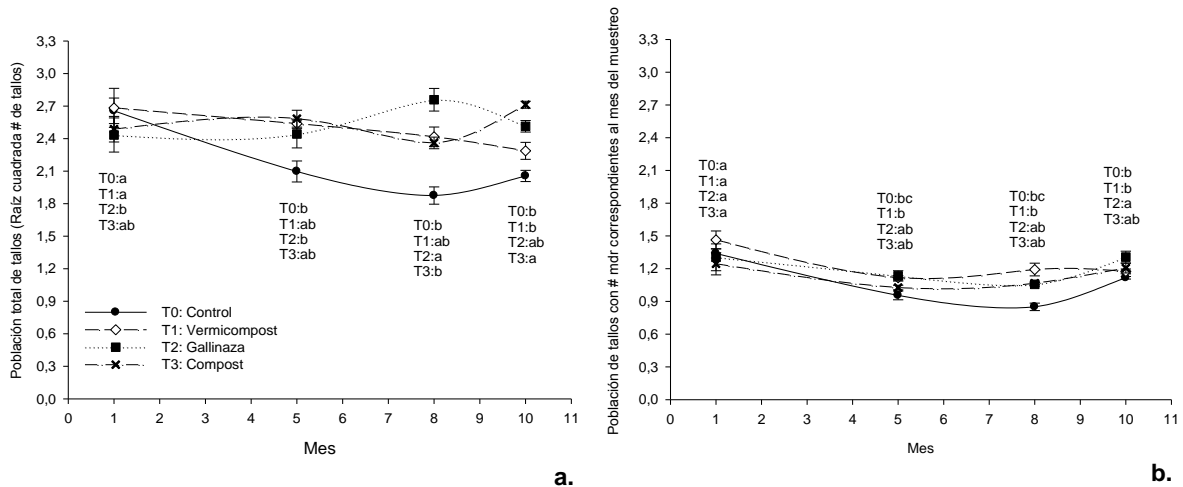


**Figura 18:** Efecto sobre las tasas de crecimiento debido al empleo de insumos orgánicos (vermicompost, gallinaza, compost). **a.** Altura del tallo (cm mes<sup>-1</sup>). **b.** Diámetro de la base del tallo (cm mes<sup>-1</sup>). Los valores corresponden a la media de un n=9 y las barras de error presentan el error estándar. Valores con letras diferentes presentan diferencias estadísticamente significativas ( $p \leq 0,05$ ) de acuerdo a la comparación de medias de HSD de Tukey.

Para las tasas de crecimiento evaluadas, previamente Osorio (2007) reporta para la variedad POJ-2878 un índice de crecimiento de 13,1 cm mes<sup>-1</sup>, el cual en el presente estudio fue superado por todos los tratamientos incluyendo el control.

En cuanto al desarrollo del cultivo, para la población total de tallos se observó que únicamente para el tratamiento control el número de tallos disminuyó desde el mes 5 del ensayo con relación al primer mes del muestreo, mientras que para los tratamientos con insumos orgánicos esta

variable o se mantuvo o aumento a través de los 10 meses del ensayo. En cuanto a la población de los tallos sobre los cuales se realizó la medición de las variables de crecimiento (altura del tallo, diámetro de la base del tallo y longitud entrenudos) y cuyo número de mdr corresponde al mes del muestreo, se observó que la variable tendió a disminuir o a permanecer estable a través del tiempo del ensayo (Figura 19).



**Figura 19:** Efecto sobre variables de desarrollo y crecimiento del cultivo de caña panelera debido al empleo de insumos orgánicos (vermicompost, gallinaza, compost). **a.** Población total de tallos (raíz cuadrada del # de tallos). **b.** Población de tallos con el número de meses después del rebrote -mdr- correspondientes al mes del muestreo (raíz cuadrada del # de tallos). Los valores corresponden a la media de un n=9, las barras de error presentan el error estándar. Para cada tratamiento, valores con letras diferentes presentan diferencias estadísticamente significativas ( $p \leq 0,05$ ) de acuerdo a la comparación de medias de HSD de Tukey.

Previamente ha sido reportado que la población de tallos es una característica altamente dinámica que depende de la variedad y las condiciones bajo las cuales se desarrolla el cultivo (Osorio, 2007; García, *et al.*, 2007). De esta forma de acuerdo a lo presentado, la disminución en las poblaciones que pudo ser observada en algunos casos posiblemente estuvo relacionada con la no supervivencia de todos los tallos en el área del ensayo y particularmente para el caso de la población total, se pudo relacionar con el corte y cosecha por entresaque de los tallos a medida que estos alcanzaban su estado de madurez, y también a la generación de nuevos tallos.

#### 4.3.1 Correlaciones entre las variables evaluadas en suelo y las variables de desarrollo y crecimiento del cultivo de caña panelera

En el anexo J se observan las correlaciones entre las propiedades químicas, físicas y biológicas del suelo y las variables de desarrollo y crecimiento de la planta y del cultivo de caña panelera evaluadas. Éstas permitieron establecer la relación que se presentó entre el efecto que tuvo el empleo de los insumos orgánicos en el suelo y el cultivo.

### ▪ **Propiedades químicas**

La fertilidad química del suelo es la capacidad de éste de proveer un ambiente químico y nutricional adecuado para la productividad, reproducción y calidad de las plantas (Abbott & Murphy, 2007). Teniendo en cuenta lo anterior, se espera que un suelo fértil en términos de contenidos de elementos tenga la capacidad de suplir 14 de los 17 elementos esenciales para el desarrollo de los cultivos y especies vegetales (Huq & Shoaib, 2013). Un elemento se considera esencial para el crecimiento de la planta y su desarrollo si éste está involucrado en las funciones metabólicas de la planta y ésta no puede completar su ciclo de vida en su ausencia. Los elementos esenciales son el C, O, H, N, P, K, S, Ca, Mg, Fe, Zn, Mn, Cu, B, Cl, Mo y Ni, de los cuales el suelo suministra los últimos 14 (Havlin, *et al.*, 2005).

Teniendo en cuenta lo anterior y en cuanto a las correlaciones que se presentaron con el contenido de macronutrientes en el suelo, de acuerdo a lo observado en el anexo J el contenido de N presenta correlaciones positivas y significativas con siete de las ocho variables de crecimiento y desarrollo evaluadas (excepción: peso fresco) y el  $\text{NH}_4^+$  y  $\text{NO}_3^-$  con seis de las ocho (excepción para el  $\text{NH}_4^+$ : población total y peso fresco, excepción para el  $\text{NO}_3^-$ : longitud entrenudos y población de tallos con 1 mdr). Lo anterior se relaciona con que el N es un componente esencial de las células vivas que se encuentra principalmente en las partes jóvenes de la planta en estado de crecimiento. En la caña este elemento se combina con carbohidratos para formar aminoácidos y proteínas que llegan a constituir hasta el 50% del protoplasma celular. Igualmente es un constituyente esencial de la molécula de clorofila, fundamental para la fotosíntesis y por lo tanto, influye en la coloración del follaje, en la producción de biomasa, tamaño de las cepas de la caña (Quintero, 1995) y la formación de carbohidratos, siendo de importancia para este caso la sacarosa (Lopez & Osorio, 2000; Tarazona, 2011). También es constituyente de los ácidos nucleicos y coenzimas entre otros (Taiz & Zeiger, 2002). Se debe tener en cuenta que la aplicación de N al suelo puede disminuir el contenido de sacarosa en los tallos; sin embargo, cuando ésta se realiza en los niveles adecuados, aumenta la concentración del azúcar en los tallos de la planta. De esta forma se ha encontrado que el contenido de N en las hojas de plantas con 3 mdr se correlaciona de manera significativa con la producciones de caña, lo que permite establecer niveles críticos a edades tempranas para corregir en forma oportuna una posible deficiencia de este elemento (Quintero, 1995). Así, cuando el suministro de N es el idóneo a una edad temprana (inferior a los 4 mdr), se presenta un alto macollamiento (formación de tallos nuevos), cañas con entrenudos largos, jugos de buena calidad y contenidos de sacarosa entre el 16% y 20% (Muñoz, 1995). Por lo que eran de esperarse correlaciones con variables como las poblaciones de tallos, la altura, la longitud de los entrenudos del tallo y los °Brix.

El K tuvo una correlación positiva y significativa con siete de las ocho variables evaluadas (excepción: diámetro de la base del tallo) y estos resultados se pueden deber al papel del elemento dentro de la planta, es cual es muy móvil y aunque no forma parte de los compuestos estructurales, es necesario para la formación de aminoácidos y proteínas, el metabolismo y síntesis de los carbohidratos, el control y la regulación de las actividades de varios elementos esenciales, la neutralización de ácidos orgánicos, la activación de más de 40 enzimas, el crecimiento de meristemas y el movimiento de los estomas. Se espera que este elemento promueva el desarrollo de raíces, tallos y hojas y en las células aumente el espesor de la pared y la turgidez. Adicionalmente, el K influye en los efectos que la sequía puede tener sobre el desarrollo vegetal, debido a que regula el transporte y pérdida de agua, por medio de la regulación de la apertura estomática, y otros elementos dentro de la planta de caña (Lazcano-Ferrat, 1999; Taiz & Zeiger, 2002; Tarazona, 2011). Particularmente, el K regula las actividades de la invertasa,

la amilasa, la peptasa y la catalasa, por lo que afecta la síntesis y contenido de sacarosa y la pureza de los jugos extraídos de la planta de caña (Quintero, 1995). Igualmente un balance adecuado con el N promueve la formación de tejidos resistentes y previene el volcamiento y este balance también se relaciona con la conversión de azúcares reductores a sacarosa antes de la cosecha (Tarazona, 2011). Siendo un elemento de vital importancia para la productividad del cultivo. Todo lo anterior reflejado en las variables con las que correlacionó siendo de particular interés los °Brix.

Para el P se encontraron correlaciones positivas y significativas con cinco de las ocho variables evaluadas (excepción: longitud entrenudos, población de tallos con 1 mdr y peso fresco), lo anterior se relaciona con que aunque el contenido de P en el suelo es generalmente alto, éste está presente principalmente en formas que no son disponibles para las plantas, por lo que es considerado el segundo elemento más limitante para el desarrollo de los cultivos después del N (Paul, 2007; Marschner & Rengel, 2007; Sánchez, *et al.*, 2012; López-Ortega, *et al.*, 2013). El P se encuentra en ácidos nucleicos, coenzimas, fosfolípidos, ácido fítico, entre otros (Taiz & Zeiger, 2002). De esta forma en la planta se encuentra en todas las zonas de crecimiento tanto de raíces como de meristemas apicales. Interviene en la fotosíntesis y en general en todas las reacciones que requieran de ATP. Este elemento es indispensable en las transformaciones de azúcares simples a sacarosa y es requerido por las plantas de caña especialmente en los primeros meses de crecimiento, porque estimula el desarrollo radical y la formación de tallos. Además, el P acelera los procesos de maduración y es necesario para la producción de almidones (Tarazona, 2011). Plantas de caña bien fertilizadas con P dan generalmente jugos con una adecuada concentración de fosfatos (0,35 % a 0,50 % de  $P_2O_5$ ) y sacarosa (más de 16%) que los hacen de buena calidad, fáciles de clarificar y que producen panela de buen grano y color (Muñoz, 1995). Siendo entonces de importancia las relaciones encontradas en este ensayo con los °Brix y las poblaciones de los tallos.

En el caso de algunas de las correlaciones positivas que se presentaron con el contenido de microelementos se debe señalar que el Cu es componente de una diversidad de enzimas, además de estabilizar la clorofila y participar en el metabolismo de las proteínas y los carbohidratos, el Mn al igual que el Fe cataliza la formación de la clorofila y reacciones de óxido-reducción en el tejido vegetal, el Zn por su parte está implicado en la síntesis de triptófano, precursor de las auxinas (fitohormona), y otros compuestos y adicionalmente estimula algunas actividades enzimáticas. Y por último el B lleva a cabo diversas funciones metabólicas relacionadas con la división y la estabilidad celular (Taiz & Zeiger, 2002; Valagro SpA, 2004).

En cuanto a las correlaciones que las variables de desarrollo y crecimiento presentaron con propiedades del suelo como el pH, la CICE y el CO, éstas se pueden deber a la relación que las propiedades mencionadas tienen en general con la regulación de la disponibilidad de elementos en el suelo, como se ha mencionado en el numeral 4.2.1 de este trabajo. De esta forma las reacciones de intercambio controlan el equilibrio entre las fases sólidas y líquidas en el suelo, reduciendo las fluctuaciones en las concentraciones de los iones que resultan de forma natural en el ecosistema y de la intervención por medio de prácticas agronómicas (Tan & Dowling, 1984) y el pH regula la disponibilidad de los elementos y a su vez la CICE (Paul, 2007; Sposito, 2008; Jones & Jacobsen, 2009). Mientras que en cuanto al papel de los materiales orgánicos como reservorio de elementos, se debe señalar que los nutrientes del suelo al ser acumulados en la biomasa viva terminan por reciclarse a través de procesos de mineralización (Lavelle & Spain, 2001). En este último caso, en la caña panelera, la producción de hojarasca que se acumula en el suelo representa una importante fuente de elementos para éste, siendo estos liberados de forma

continúa a la fase acuosa o la solución del suelo como iones inorgánicos susceptibles de ser tomados por la biota o perdidos del perfil del suelo (Sposito, 2008). Por lo que no solamente las correlaciones observadas de deben al efecto que el contenido y disponibilidad de nutrientes puede tener sobre el desarrollo vegetal, sino también al efecto que la producción de biomasa y acumulación de ésta en el suelo tiene sobre el contenido de elementos, siendo lo anterior de particular importancia para el caso del N, pues para el cultivo de caña panelera está reportado que los mayores requerimientos de este elemento se han encontrado en suelos con bajos contenidos de MO (Quintero, 1995).

Se debe señalar que solo una proporción de la cantidad total de elementos en el suelo puede ser tomada y empleada por las plantas. Esta proporción varía con el nutriente y es afectada por un rango de factores relacionados con el suelo, la planta y el ambiente, como ha sido mencionado, y son el contenido de agua en el suelo, la profundidad, el pH, el intercambio de iones, el potencial redox, la concentración de MO, la actividad microbiana, la época o estación del año y la aplicación de fertilizantes e insumos. Paralelamente, la absorción de estos por las plantas está relacionada con la interceptación por parte de las raíces, el flujo de masa y la difusión de los elementos. Por lo tanto, aunque el análisis de suelos principalmente provee una indicación de la capacidad del suelo para suplir nutrientes a las plantas, no necesariamente caracteriza adecuadamente la movilidad de estos en el suelo y su absorción (Marschner & Rengel, 2012). De esta forma, aunque en el presente ensayo no se evaluó el contenido de elementos a nivel foliar, las correlaciones presentadas en el anexo J permiten aproximarse a inferir la relación que se presentó entre los resultados de los análisis químicos de suelo y el desarrollo y crecimiento de las plantas de caña y el cultivo en general.

#### ▪ **Propiedades físicas**

Cuatro de las variables de desarrollo y crecimiento del cultivo (población total de tallos, población de tallos con 1 mdr, °Brix y peso fresco) correlacionaron de forma positiva y significativa con las variables DGM y DPM, medidas de la estabilidad estructural del suelo, cinco con la humedad gravimétrica (diámetro de la base del tallo, las tres evaluaciones de población de tallos realizadas y °Brix) y dos con la densidad aparente (población total de tallos y población de tallos con 1 mdr). Lo anterior puede estar relacionado con el efecto de la fertilidad física del suelo, refiriéndose ésta a la oferta edafológica que se debe brindar a las raíces de las plantas en relación a las condiciones necesarias para que éstas se puedan desarrollar dentro de él y sean capaces de absorber agua y nutrientes para que los cultivos puedan expresar su máxima capacidad genética, productiva y su calidad. De esta forma un suelo de buena calidad para la producción de cultivos, permite la infiltración del agua y que ésta se distribuya fácilmente dentro del volumen ocupado por las raíces e igualmente que la presión ejercida por éstas en su proceso de crecimiento sea capaz de deformarlo para que puedan penetrarlo; por lo tanto debe proporcionar un buen almacenamiento de agua para las plantas y una buena capacidad de aireación para las raíces (Triana, *et al.*, 2003; Abbott & Murphy, 2007).

En relación a la correlación positiva que se presentó con el DPM y DGM, se debe tener en cuenta que suelos con una baja estabilidad estructural pueden resultar en suelos compactados lo que puede limitar el desarrollo de las raíces de las plantas. Esta dificultad se debe a que el incremento de las fuerzas impuestas en éstas disminuye su tamaño e incrementa la irregularidad en su distribución, lo que resulta en un menor volumen de suelo explorado y lo anterior en una menor toma de agua y nutrientes, lo que también se puede deber a que los suelos compactados disminuyen la retención de agua (Celik, *et al.*, 2010; Tracy, *et al.*, 2013). De la misma forma, la

estabilidad estructural del suelo se relaciona con propiedades físicas como la densidad (Taboada & Taboada, 2003; Paul, 2007; Karami, *et al.*, 2012). Para la presente evaluación ésta osciló entre 0,88 y 1,11 g cm<sup>-3</sup> (Tabla 12), valores que indican una condición porosa del suelo lo que beneficia la aireación y la infiltración adecuada del agua, generando un ambiente bueno para el desarrollo de las raíces y la interacción de éstas con el suelo (FAO, 2009). De lo contrario, suelos desestructurados y compactados generalmente presentan valores bajos de porosidad (Taboada & Taboada, 2003). En suelos arcillosos y con un contenido adecuado de elementos como el del presente ensayo (Tabla 12), la correlación que se presentó con el aumento de la densidad en el rango obtenido se puede atribuir a un mayor contenido de nutrientes por volumen de suelo, lo que sugiere que el mejoramiento del contacto entre la raíz y el suelo mejora a su vez la toma de nutrientes. Sin embargo, pese a lo anterior, otros estudios previos han demostrado un efecto negativo claro en el crecimiento de las raíces a medida que la densidad del suelo incrementa (Tracy, *et al.*, 2013), por lo que se debe tener presente el rango de densidades presentes en este ensayo. En cuanto a contenido de agua, ya se mencionó el papel que esta variable tiene en las propiedades del suelo en el numeral 4.2.3 de este estudio, siendo de particular interés la disponibilidad de nutrientes (Quintero, 1995; Harrison-Kirk, *et al.*, 2014) y así mismo se debe tener en cuenta lo mencionado en relación a como otras variables físicas la afectan. Puntualmente, una menor humedad gravimétrica representa una menor humedad disponible para las plantas (Paul, 2007; Moyano, *et al.*, 2013; Arnold, *et al.*, 2015), lo que se encuentra relacionado con la correlación positiva que se encontró con esta propiedad.

De esta forma, aunque ninguna de las variables de desarrollo y crecimiento evaluadas midiera el desarrollo de la raíz, los resultados observados y la literatura consultada pueden sugerir que las condiciones físicas del suelo evaluadas en este ensayo pueden permitir un correcto desarrollo y actividad de ésta, lo que se vería reflejado en las variables evaluadas.

#### ▪ **Actividad biológica del suelo**

Se observó que las actividades enzimáticas evaluadas presentaron correlación con las variables de desarrollo y crecimiento del cultivo de caña panelera. La actividad  $\beta$ -Glucosidasa correlacionó con siete variables (excepción: población de tallos con el número de mdr del mes del muestreo), la DHA con ocho y la actividad hidrolasa con cuatro (las tres poblaciones de tallos evaluadas y los °Brix).

Respecto a estos resultados previamente ha sido reportado que la actividad enzimática del suelo puede verse afectada por las características propias de las especies vegetales presentes en el ambiente circundante (Kotrocó, *et al.*, 2014; Bowles, *et al.*, 2014), de esta forma, junto con el clima, el tipo de vegetación es uno de los factores más importantes que afecta esta actividad (Velmourougane, *et al.*, 2013). Este efecto puede deberse a que las raíces de las plantas producen varias sustancias y compuestos estimulantes para las enzimas del suelo y por ende para la comunidad y población microbiana, entre estos, las diferentes fuentes de C provenientes de la vegetación tienen un efecto significativo (Li, *et al.*, 2015). En este caso y particularmente para el cultivo de caña panelera evaluado en el presente ensayo, la acumulación de hojarasca en el suelo y la no remoción de los materiales vegetales resultados de las prácticas de poda representan un importante factor que puede estar afectando las enzimas en el suelo (Kotrocó, *et al.*, 2014). Para este estudio, la relación mencionada pudo verse influenciada de manera importante teniendo en cuenta que el empleo de insumos orgánicos pudo llevar a una mayor producción de biomasa vegetal y ganancia de ésta en el suelo, aumentando su contenido de MO (Hou, *et al.*, 2014).



Esta relación de la actividad enzimática con la cobertura vegetal se ha visto también evidenciada por el hecho de que ésta tiende a disminuir con el aumento de la profundidad del suelo, debido a la presencia de poblaciones microbianas (Raiesi & Beheshti, 2014), siendo estas mayores en la rizosfera como resultado de su sostenimiento gracias a la producción de exudados radicales, o debido también a la liberación de enzimas por parte de las raíces (Kotroczo, *et al.*, 2014).

El efecto por parte de los residuos vegetales puede verse particularmente reflejado en la actividad de la enzima  $\beta$ -Glucosidasa que pertenece a la familia de las enzimas glicosidasas, involucradas en la transformación de residuos vegetales y específicamente en la hidrólisis de la celulosa (Alef & Nannipieri, 1995; Stott, *et al.*, 2009). Para la DHA este efecto también era esperado puesto que esta actividad enzimática depende del contenido de CO soluble, por lo que el incremento de MO en la superficie del suelo mejora esta actividad enzimática. En este contexto las ganancias provenientes de material vegetal como la hojarasca, favorecen de forma general la actividad oxidativa del suelo a medida que los residuos vegetales se transforman y mineralizan, ya que moléculas orgánicas más pequeñas y simples son lixiviadas de la capa de hojarasca y residuos vegetales al horizonte superficial del suelo como MO soluble en agua, lo que provee un sustrato lábil para los microorganismos del suelo. Por lo que esta actividad es máxima en el horizonte superficial del suelo (0 – 15 cm) y casi el 50 % de la actividad DHA se restringe a los primeros 30 cm del suelo (Velmourougane, *et al.*, 2013)

Igualmente se debe tener en cuenta que la producción de enzimas por parte de los microorganismos también se ve afectada por el cultivo, debido a que se pueden esperar mayores poblaciones microbianas en los estadios más tempranos del desarrollo vegetal, mientras que cuando el ciclo es avanzado disminuyen las poblaciones microbianas y por ende la actividad enzimática (Pandey, *et al.*, 2014), siendo esto de particular importancia para la  $\beta$ -Glucosidasa cuya actividad se ve estimulada por una mayor demanda de glucosa debido a mayores poblaciones de microorganismos.

Teniendo en cuenta lo anterior, la actividad enzimática del suelo también se ve influenciada por la cobertura vegetal y las dinámicas de ésta a la vez que ésta se puede ver estimulado por los efectos y relaciones que la actividad enzimática tiene sobre propiedades físicas y químicas del suelo, como ya se mencionó en el numeral 4.2.3, y que son fundamentales para el desarrollo y crecimiento del cultivo de caña panelera.

En relación a las correlaciones que se observaron con las poblaciones microbianas evaluadas, se debe tener en cuenta que los microorganismos en la rizosfera son reconocidos por ser de importancia para la toma de nutrientes por parte de las plantas y su crecimiento debido a su vecindad con las raíces. Por medio de su efecto en las plantas, los microorganismos de la rizósfera influyen entonces a su vez la composición y cantidad de residuos vegetales que son retornados al suelo. De forma paralela a ese efecto por parte de los microorganismos, entre los ecologistas microbianos de la rizósfera existe un consenso actual de que la estructura de ésta comunidad está fuertemente influenciada por la cantidad de los exudados de la raíz y su composición, debido a que las especies microbianas difieren en su habilidad de metabolizar y competir por diferentes fuentes de carbono (Marschner & Rengel, 2007; Raiesi & Beheshti, 2014; Kotroczo, *et al.*, 2014; Li, *et al.*, 2015). Así las diferencias mediadas en las comunidades microbianas debido a las especies vegetales presentes, se pueden atribuir a variaciones específicas entre las ganancias de MO al suelo proveniente de las plantas, lo que afecta su cantidad y calidad (Paul, 2007).

Previamente para caña panelera ha sido reportado que mejorías en la actividad biológica del suelo tienen un efecto sobre el desarrollo del cultivo (Yadav, *et al.*, 2009), y que estas mejorías pueden estar relacionadas con mecanismos microbianos como la producción de sustancias que promueven el crecimiento vegetal, actividades relacionadas con control biológico de plagas y enfermedades (Shukla, *et al.*, 2008; Yadav, *et al.*, 2009; Mehnaz, 2013) o la mediación de procesos que influyen en las propiedades físico-químicas del suelo como ha sido señalado en el numeral 4.2.3. (Varela, 2013.; Sugihara, *et al.*, 2010; Mehnaz, 2013). Siendo de importancia en ese contexto la actividad de los consorcios microbianos que pueden producir efectos sinérgicos entre los diferentes mecanismos presentes (James, *et al.*, 2014).

En el caso de las poblaciones de hongos filamentosos y levaduriformes, estos correlacionaron de forma positiva con cinco de las ocho variables de desarrollo y crecimiento evaluadas (excepción: altura del tallo, población total de tallos y población de tallos con 1 mdr), lo anterior relacionado con que puntualmente estos microorganismos juegan un rol en la salud y nutrición vegetal (Yu, *et al.*, 2013). Para los actinomicetos, se observaron correlaciones negativas con tres de las variables evaluadas y una positiva con la población de tallos de 1 mdr. Estas correlaciones negativas pueden estar relacionadas con el hecho de que en las etapas finales del desarrollo de los cultivos se puede esperar una disminución en las poblaciones de microorganismos (Pandey, *et al.*, 2014). Pero su rol se puede evidenciar con las poblaciones de tallos con 1 mdr, los cuales se encuentran en las primeras etapas de desarrollo y se pueden ver estimulados por la producción de fitohormonas por parte de los actinomicetos (Hamdali, *et al.*, 2008). Particularmente, para este grupo es de importancia recalcar su diversidad metabólica en cuanto a la producción de antibióticos (Semêdo, *et al.*, 2001), los cuales pueden tener actividad frente a varios fitopatógenos (Hamdali, *et al.*, 2008).

Para el caso de las bacterias mesófilas totales, la población de éstas presentó una correlación negativa con cuatro de las variables de desarrollo y crecimiento evaluadas y una positiva con la población total de tallos. En cuanto a la relación con la población total de tallos, esta pudo deberse a que se espera que en la rizósfera de las plantas tengan las poblaciones más altas, puntualmente en la zona de elongación celular de la raíz (Hawkes, *et al.*, 2007). La relación entonces, como para la generalidad de los microorganismos, está asociada a la importancia de los roles que las bacterias juegan en varios estadios de un amplio rango de ciclos biogeoquímicos (Robinson & Bruce, 2002; Madigan, *et al.*, 2004; Paul, 2007). Teniendo en cuenta lo anterior, en este grupo se puede hablar de las bacterias promotoras de crecimiento vegetal (PGPR) que se caracterizan por la capacidad para proveer el desarrollo de las plantas con nutrientes que incluyen el N y el P entre otros y la producción de fitohormonas, sideróforos y antibióticos, habiendo sido aislados previamente microorganismos con estas capacidades a partir de muestras de caña y el suelo asociado a ésta (Mehnaz, 2013; James, *et al.*, 2014).

Dentro de este último grupo las BFN presentaron una correlación positiva con tres de las variables evaluadas (diámetro y altura del tallo y población total de tallos), lo que se relaciona con la capacidad de este grupo de microorganismos para satisfacer los requerimientos de la plantas de N por medio de la FBN, las cuales a su vez están en cargadas de suplir los requerimientos de C de los microorganismos, de esta forma el costo de la energía de la FBN es compensada y unas considerables cantidades de N pueden ser fijadas si otros factores no son limitantes (Madigan, *et al.*, 2004; Paul, 2007; Marschner & Rengel, 2007; Keuter, *et al.*, 2014; Cherkasov, *et al.*, 2015), por lo que se esperan poblaciones altas de este grupo bacteriano en la rizósfera (Paul, 2007; Marschner & Rengel, 2007). En el caso puntual de la caña se ha reportado que ésta puede obtener más del 60% del N de la FBN, esto en el caso de las bacterias endófitas (Paul, 2007),

siendo la contribución de las de vida libre menor, por la competencia que existe en la rizósfera por los exudados de la raíz (Marschner & Rengel, 2007). Sin embargo, todavía no es claro en qué proporción la mejora en el crecimiento de la caña puede ser atribuido a la FBN o a la mejora en la toma de N debido a la producción de fitohormonas producidos por los mismos microorganismos (Paul, 2007). En todo caso la FBN ofrece una serie de ventajas por sobre los fertilizantes nitrogenados, incluyendo una mayor eficiencia en la utilización de N por parte de la planta, la minimización de la lixiviación de N y la reducción de la contaminación del agua y el suelo (Divito & Sadras, 2014). Igualmente, la FBN asimbiótica por microorganismos de vida libre puede ser una ruta importante de ganancia de N en los ecosistemas donde no hay presencia de especies de leguminosas que lleven a cabo una FBN por simbiosis, o ésta sea muy baja (Keuter, *et al.*, 2014).

En cuanto a las BSF, éstas presentaron una correlación positiva con cuatro de las variables de desarrollo y crecimiento evaluadas (longitud entrenudos y las tres poblaciones de tallos evaluadas), por lo que se debe tener en cuenta que existe un importante número de reportes de la promoción del crecimiento vegetal por bacterias que tienen la habilidad de solubilizar fosfatos en el suelo, lo anterior puede estar relacionado con el aumento en la disponibilidad de P en el suelo y por lo tanto en la absorción de éste P por parte de las plantas (Rodríguez & Fraga, 1999; Marschner & Rengel, 2007; Hu, *et al.*, 2009; López-Ortega, *et al.*, 2013; Sánchez, *et al.*, 2014). De esta forma, de forma previa una correlación positiva ha sido encontrada entre el número de bacterias solubilizadoras de fosfatos presentes en la rizosfera y la toma de P por las raíces (Hu, *et al.*, 2009), lo que afecta el desarrollo, crecimiento e inclusive productividad de los cultivos (Sánchez, *et al.*, 2014), como se encontró en el presente estudio.

En cuanto a las bacterias con actividad celulolítica, éstas correlacionaron con cinco variables de forma positiva (excepción: población de tallos con el número de mdr correspondientes al mes del muestreo, población total de tallos y °Brix) y con dos de forma negativa, estas relaciones pueden estar mediadas por la ganancia de MO por parte del suelo debido a un aumento de producción de material vegetal lo que se debe a lo mencionado en los numerales 4.2.2 y 4.2.3 en cuanto a la actividad de estos microorganismos en la transformación y mineralización de la celulosa. Ésta es el polisacárido vegetal más abundante en el planeta que compone entre el 15 al 30 % de la masa seca de la pared celular primaria y un mayor porcentaje de la pared celular secundaria y consiste en unidades de glucosa unidas por enlaces  $\beta$  (1 - 4) para forman cadenas de D – glucano y a su vez estas cadenas están entrecruzadas por enlaces de H para formar ensamblajes paracrystalinos llamados microfibrillas. La microfibrilla promedio está compuesta de 36 cadenas individuales de glucano y varios cientos de moléculas de glucano individuales para alcanzar una longitud de 2 a 3  $\mu$ m. En las plantas las microfibrillas de celulosa se entrecruzan en una red con glicanos o hemicelulosa (Paul, 2007; Yang, *et al.*, 2014a). Estas microfibrillas son metabolizadas por el sistema enzimático denominado celulasa, compuesto de la Endoglucanasa, la Exoglucanasa y la  $\beta$ -Glucosidasa (también conocida como la celobiasa). Este sistema enzimático tiene diferentes roles en el clivaje de los enlaces entre la estructura de la microfibrilla, lo que causa la disrupción de la estructura cristalina, seguida por la despolimerización en pequeñas cadenas de glucosa. Puntualmente, la endoglucanasa actúa azarosamente en las cadenas solubles e insolubles de glucosa clivando el enlace  $\beta$  (1 - 4), produciendo glucosa y celooligosacáridos, seguido de esto las exoglucanasas actúan en las terminaciones no reductoras de las cadenas de celulosa, produciendo glucosa, celobiosa (dímeros de glucosa) y celotriosa (trímeros de glucosa). Por último, en el paso final de la descomposición la  $\beta$ -glucosidasa hidroliza los fragmentos de las cadenas de glucosa a glucosa (Paul, 2007). De acuerdo a su actividad es clara la relación que este grupo microbianos tiene con el desarrollo y crecimiento del cultivos, aunque se habría esperado que las correlaciones con las variables población total de tallos y población de tallos con

los mdr correspondientes al mes del muestreo, fueran positivas y no negativas como fue encontrado, lo que puede estar más relacionado con la demanda de glucosa de los microorganismos del suelo de acuerdo a los explicado en el numeral 4.2.3.

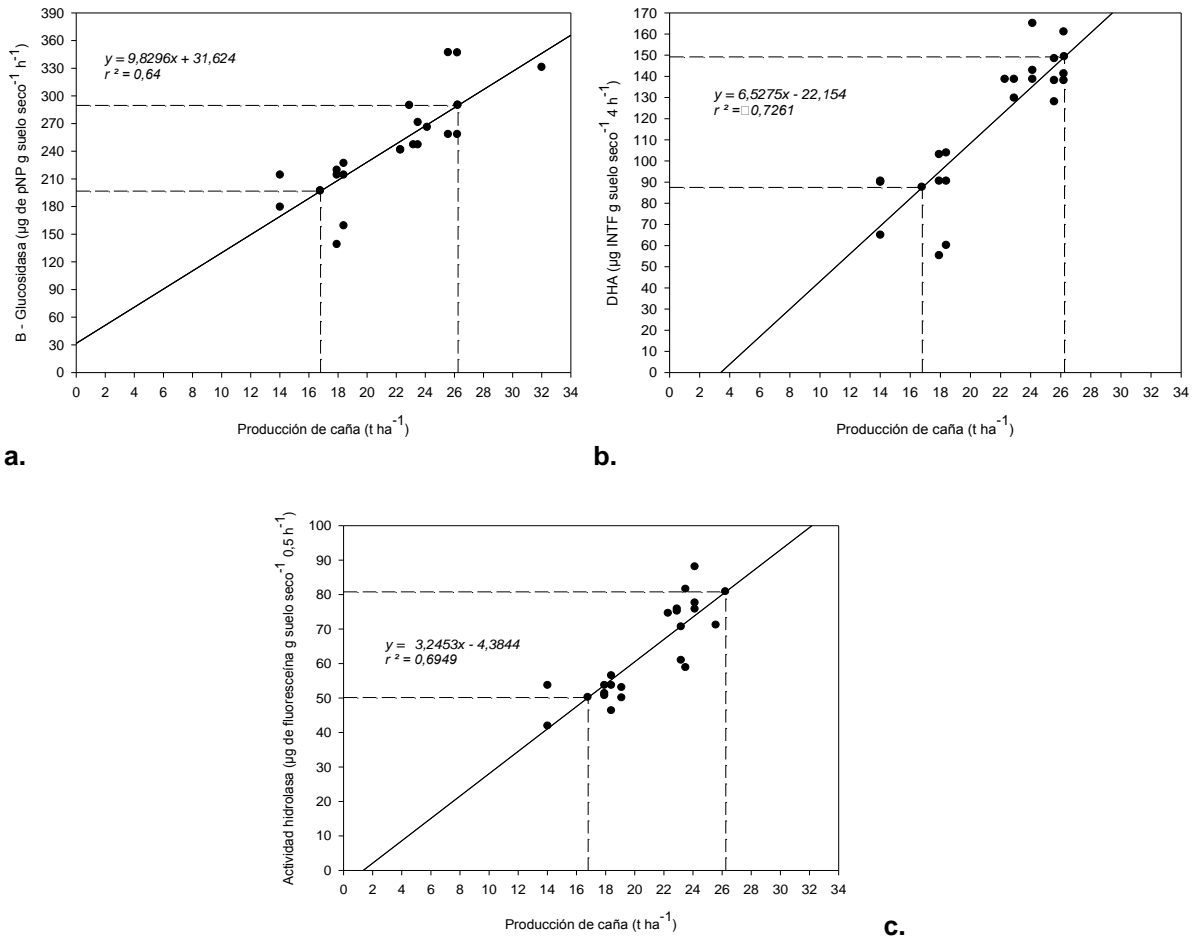
En relación a las correlaciones de Pearson observadas se pudieron establecer las relaciones, que debido al empleo de los insumos orgánicos evaluados, se presentaron entre los efectos observados en las propiedades químicas, físicas y biológicas del suelo y el desarrollo y crecimiento del cultivo de caña panelera donde se llevó a cabo el ensayo, encontrándose de forma aproximada la explicación e importancia de dichas relaciones en el sistema complejo planta-suelo y justificando la importancia del uso de este tipo de insumos en el sistema productivo evaluado.

### 4.3.2 Niveles de indicadores biológicos de calidad del suelo con relación a la producción de caña panelera

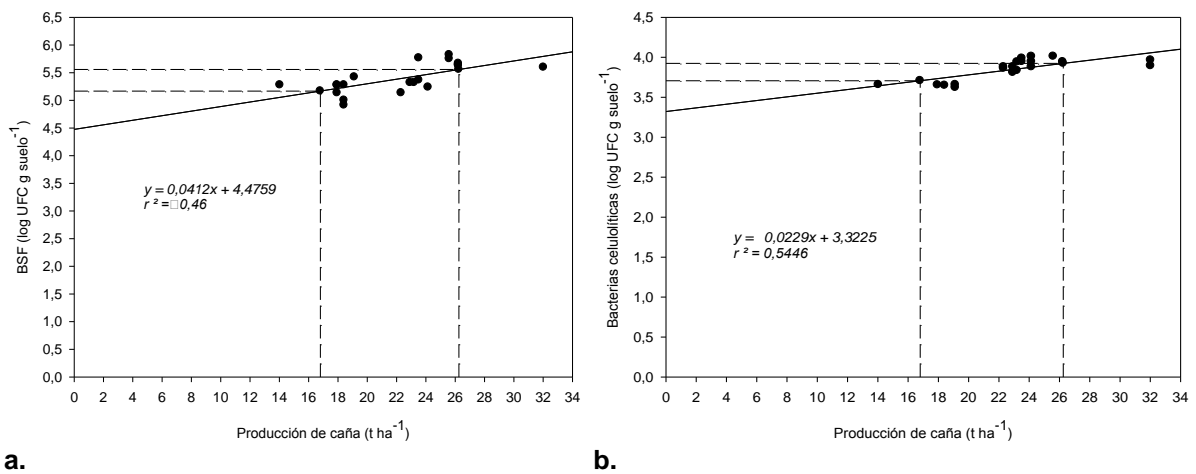
De acuerdo a lo discutido en el numeral 4.2.4 y con la finalidad de complementar lo que se desarrolló en éste, en las figuras 20 y 21 se presentan los niveles bajos, medios y óptimos de los indicadores biológicos evaluados en relación a los niveles de producción de caña panelera encontrados en el presente ensayo y obtenidos por medio de la aplicación de los tratamientos, para esto, se empleó como nivel bajo, el correspondiente a una producción inferior a la obtenida con el tratamiento control en el presente ensayo, como producción media la encontrada entre los valores obtenidos con los tratamientos y como producción óptima el valor superior al máximo obtenido en este ensayo, teniendo en cuenta que el potencial de producción máximo de caña panelera para la variedad POJ-2878 es superior al que se obtuvo (Osorio, 2007) (Tabla 21).

**Tabla 21:** Niveles bajo, medio y óptimo de producción de caña panelera por corte ( $t\ ha^{-1}$ ) de acuerdo a los resultados obtenidos en el presente ensayo.

Nivel	Producción de caña panelera ( $t\ ha^{-1}$ ) por corte
Bajo	< 16,80
Medio	16,80 – 26,25
Óptimo	>26,25



**Figura 20:** Modelo de regresión lineal para los indicadores de calidad de tipo enzimático con relación a la producción de caña panelera. **a.** Actividad  $\beta$ -Glucosidasa. **b.** Actividad deshidrogenasa **c.** Actividad hidrolasa



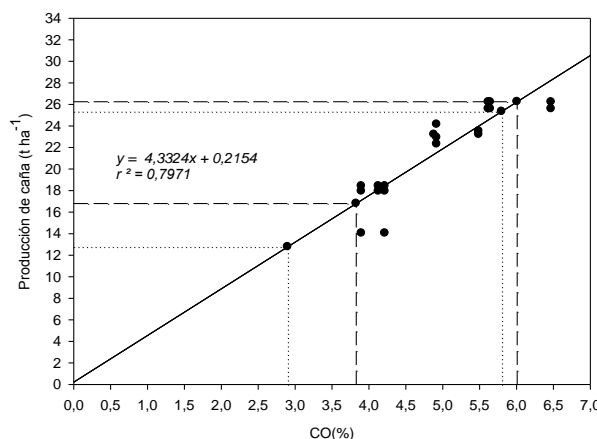
**Figura 21:** Modelo de regresión lineal para los indicadores de calidad microbiológicos con relación a la producción de caña panelera. **a.** Población de bacterias solubilizadoras de fosfatos. **b.** Población de bacterias celulolíticas.

Los niveles de los indicadores por medio de la regresión lineal se calcularon solamente para aquellos que presentaron correlación positiva con la producción de caña panelera evaluada en el mes 10 del ensayo. De esta forma por medio de las regresiones lineales ajustadas se presenta una aproximación a la determinación de niveles bajos, medios y óptimos para los indicadores seleccionados en relación a la producción de ésta (Tabla 22).

**Tabla 22:** Niveles de los indicadores biológicos de la calidad del suelo asociado a caña panelera determinados de acuerdo a los modelos de regresión lineal con relación a la producción del cultivo.

Indicador	Bajo	Medio	Óptimo
Actividad $\beta$ -Glucosidasa ( $\mu\text{g}$ de pNP g suelo seco <sup>-1</sup> h <sup>-1</sup> )	< 196,76	196,76 – 289,65	> 289,65
Actividad deshidrogenasa ( $\mu\text{g}$ INTF g suelo seco <sup>-1</sup> 4 h <sup>-1</sup> )	< 87,51	87,51 – 149,19	>149,19
Actividad hidrolasa ( $\mu\text{g}$ de fluoresceína g suelo seco <sup>-1</sup> 0,5 h <sup>-1</sup> )	< 50,14	50,14 – 80,81	>80,81
Población de bacterias celulolíticas (log UFC g suelo <sup>-1</sup> )	< 3,71	3,71 – 3,92	>3,92
Población de BSF(log UFC g suelo <sup>-1</sup> )	< 5,17	5,17 – 5,56	>5,56

Con respecto a los niveles presentados en la tabla 22 se debe señalar que los niveles de producción de caña panelera seleccionados para calcularlos con arbitrarios y se basan en los resultados obtenidos en el presente trabajo, pero que de acuerdo a lo mencionado por Alves et al (2013), sirven como una forma de aproximación para determinar los valores óptimos de actividad biológica del suelo. De la misma forma, estos autores señalan que es importante que la productividad del cultivo correlacione con variables de más fácil medición a partir de las cuales se puedan calcular los niveles para los indicadores biológicos de calidad del suelo. Por lo cual en la figura 22 se presenta el modelo de regresión lineal con el contenido de CO del suelo.



**Figura 22:** Modelo de regresión lineal ajustado para la producción de caña panelera (t ha<sup>-1</sup>) en relación al contenido de CO del suelo.

En la figura 22 se observan los niveles bajos, medios y óptimos de CO en el suelo en relación a la producción de caña panelera y la producción de ésta en relación a las condiciones adecuadas y limitantes para el CO en el suelo asociado a este cultivo de acuerdo a lo reportado en la literatura (Quintero, 1995; Muñoz, 1995; Osorio, 2007; García, et al., 2007; Tarazona, 2011). Se puede observar que el nivel superior es bastante cercano en las dos aproximaciones, mientras que el nivel inferior difiere por alrededor de una unidad en relación al contenido de CO y cuatro en relación a la producción de caña panelera como se presenta en la tabla 23.

**Tabla 23:** Niveles de CO (%) y producción de caña panelera (t ha<sup>-1</sup>) calculados de acuerdo al contenido de CO del suelo reportado en la literatura y a la producción del cultivo obtenida en este estudio

Variable	Bajo (en relación a la producción de caña)	Limitante (en relación al contenido de CO – literatura)	Medio (en relación a la producción de caña)	Adecuado (en relación al contenido de CO – literatura)	Óptimo (en relación a la producción de caña)
CO	< 3,83	< 2,9	3,83 - 6,01	2,9 - 5,8	>6,01
Producción de caña	< 16,8	< 12,78	16,8 - 26,25	12,78 - 25,34	>26,25

Lo encontrado permite establecer que en el cultivo de caña panelera donde se llevó a cabo el ensayo en el municipio de Nocaima se pueden establecer otros niveles de requerimientos de CO del suelo diferentes a los señalados en la literatura y de acuerdo a las producciones encontradas en este estudio en particular, por lo que los niveles de los indicadores presentados en el numeral 4.2.4 se pueden recalculan con los modelos de regresión lineal obtenidos y de acuerdo a los contenidos de CO calculados a partir de la producción de caña del presente ensayo (Tabla 24).

**Tabla 24:** Rangos de los indicadores de calidad biológica del suelo calculados a partir del contenido de CO (%) del suelo reportado en la literatura (Tabla 19), a partir de la producción de caña panelera (t ha<sup>-1</sup>) (Tabla 22) y a partir del contenido de CO (%) calculado a partir de la producción de caña panelera obtenida en el presente ensayo.

Indicador	Rango adecuado de acuerdo al contenido de CO (literatura)	Rango medio de acuerdo a la producción de caña panelera (t ha <sup>-1</sup> )	Rango adecuado de acuerdo al contenido de CO (calculado a partir de la producción de caña panelera)
Actividad $\beta$ -Glucosidasa ( $\mu\text{g}$ de pNP g suelo seco <sup>-1</sup> h <sup>-1</sup> )	106,62 - 334,48	196,76 – 289,65	179,69 – 350,98
Actividad deshidrogenasa ( $\mu\text{g}$ INTF g suelo seco <sup>-1</sup> 4 h <sup>-1</sup> )	46,21 - 131,15	87,51 – 149,19	73,45 – 137,30
Actividad hidrolasa ( $\mu\text{g}$ de fluoresceína g suelo seco <sup>-1</sup> 0,5 h <sup>-1</sup> )	26,75 - 88,59	50,14 – 80,81	46,58 – 93,07
Población de bacterias mesófilas totales (log UFC g suelo <sup>-1</sup> )	5,67 - 6,32	-----	5,88 – 6,36
Población de BSF(log UFC g suelo <sup>-1</sup> )	4,58 - 5,58	5,17 – 5,56	4,90 – 5,65
Población de bacterias celulolíticas (log UFC g suelo <sup>-1</sup> )	-----	3,71 – 3,92	

Por debajo del límite inferior el indicador se encuentra en niveles bajos o limitantes y por encima del límite superior el indicador se encuentra en niveles óptimos.

Los niveles inferiores de los rangos calculados para los indicadores a partir del CO calculado con base en la producción de caña panelera se encuentran más cercanos a los calculados

directamente con ésta, mientras que los niveles superiores son cercanos en los tres casos. Estas diferencias y similitudes se pueden deber a que los niveles superiores de CO, tanto reportados en la literatura como el calculado a partir de la producción son similares (5,8 - literatura, 6,01 – calculado), pero los niveles inferiores difieren por casi una unidad (2,9 – literatura, 3,83 – calculado) (Figura 22, Tabla 23). Lo anterior entonces puede estar relacionado con que en la literatura se reporta como adecuado un nivel de CO que es bajo para soportar una producción de caña panelera media, teniendo en cuenta que en este caso la menor producción que se empleó fue de 16,8 obtenida con el tratamiento control, la cual de acuerdo a los modelos ajustados para los resultados obtenidos sería menor con un contenido de CO como el reportado en la literatura, correspondiendo a 12,78 t ha<sup>-1</sup> por corte. De esta forma si se realizan dos cortes al año esto representaría una producción de 25,56 t ha<sup>-1</sup> inferior a lo reportado para el municipio de Nocaima y para el potencial productivo de la variedad. Teniendo en cuenta estos resultados es de preferencia calcular los niveles de los indicadores de calidad biológica del suelo con relación a la producción de los cultivos o al contenido de CO calculado a partir de ésta.

Se debe resaltar que las relaciones observadas entre los indicadores biológicos de calidad del suelo, la producción y el contenido de CO muestra que suelos más productivos, presentan niveles más altos de actividad microbiana y enzimática y que este tipo de correlaciones ya han sido previamente reportadas para otras gramíneas (Alves, *et al.*, 2013).

La aproximación metodológica empleada para la determinación de los niveles para los indicadores de calidad de tipo biológico presentada constituye un aporte adicional al segundo objetivo específico de esta investigación, siendo importante resaltar la necesidad de profundizar en esta metodología y de realizar modelos más robustos que cuenten con un mayor número de mediciones realizadas en campo.

Igualmente es importante resaltar que de acuerdo a los resultados encontrados, los seis indicadores biológicos (actividad  $\beta$ -Glucosidasa, DHA, actividad hidrolasa, población de bacterias mesófilas totales, población de BSF y población de BC) para los cuales se calculó niveles de actividad y poblaciones, pueden permitir detectar variaciones en el suelo relacionadas con cambios en el contenido de CO, que en el marco del presente ensayo es de importancia debido al interés de determinar el efecto producido por insumos de tipo orgánico y más importante aún permiten relacionar los efectos de estos cambios con la productividad del cultivo de caña panelera.

#### **4.4 Percepción final del productor y propietario de la finca San Antonio**

Con la percepción que Eduardo Duarte tuvo de los manejos orgánicos implementados en este ensayo y con cuantificaciones realizadas por él se pudieron complementar los resultados obtenidos por medio de las variables cuantitativas evaluadas, constituyendo esto un aporte adicional al cumplimiento de los objetivos del ensayo.

Teniendo en cuenta lo anterior después de los 10 meses del ensayo el productor Eduardo Duarte señaló de forma general que “el cultivo mejoró mucho, que está buena la caña y que viene mucha caña”.



En relación a la producción reporta que salió “harta” panela y que “salió más panela de menos cargas de caña”. De acuerdo a datos cuantificados y suministrados por el productor por cada 5,17 t de caña se produjeron entre 0,55 y 0,69 t de panela, por lo que la producción calculada por él estuvo entre 30,36 y 24,29 t ha<sup>-1</sup> de caña panelera en un corte y de panela de 3,24 t ha<sup>-1</sup>. De acuerdo a los rendimientos y producciones suministradas por él, estas variables aumentaron, pues antes del establecimiento del ensayo se producía 19,87 t de caña ha<sup>-1</sup> y 1,77 t de panela ha<sup>-1</sup> por corte aproximadamente y el rendimiento era de 1,035 t de caña para producir 0,092 t de panela, de acuerdo a lo señalado en el numeral 4.1, por lo que con las mismas 5,17 t de caña se habrían producido 0,46 t de panela. De acuerdo a lo presentado en la sección 4.3 en la tabla 20 y los rendimientos en panela cuantificados por el productor, la producción aproximada de panela para las producciones de caña obtenidas se presenta en la tabla 25.

**Tabla 25:** Producción de panela (t ha<sup>-1</sup>) por corte de acuerdo a la producción de caña panelera (t ha<sup>-1</sup>) obtenida con cada uno de los tratamientos evaluados y los rendimientos suministrados por el productor

Tratamiento	Producción de caña (t ha <sup>-1</sup> )	Producción de panela (t ha <sup>-1</sup> )
<b>T0: Control</b>	16,80 ± 0,62	1,79 – 2,24
<b>T1: Vermicompost</b>	23,13 ± 0,24	2,46 – 3,09
<b>T2: Gallinaza</b>	23,65 ± 1,01	2,52 – 3,16
<b>T3: Compost</b>	26,25 ± 1,29	2,79 – 3,50

Para la variedad POJ-2878 la producción de panela reportada es de 8,9 t ha<sup>-1</sup> al año (Osorio, 2007), por lo que en dos cortes y con los resultados obtenidos en este estudio se obtendría una producción máxima de 7 t ha<sup>-1</sup> al año. Igualmente y de acuerdo a lo presentado en la tabla 25, pese a que el tratamiento control tubo una producción de caña inferior a la reportada antes del establecimiento del ensayo, la producción de panela fue superior debido al aumento en el rendimiento, lo que tiene que ver con el contenido de azúcares, evaluado por medio de la medición de los °Brix, por lo que se debe recordar que aunque el tratamiento control no incluía la aplicación de insumos orgánicos, la aplicación de la cal dolomita (realizada para los cuatro tratamientos), también mejoró las condiciones físico-químicas del suelo (numeral 4.2.1), lo que se relaciona con el efecto que estas propiedades pueden tener sobre los grados °Brix y las demás variables de desarrollo y crecimiento del cultivo evaluadas de acuerdo a lo señalado en el numeral 4.3.1.

Adicionalmente el productor comenta que “bretoneó” más la caña, lo que se encuentra relacionado con la medición que se realizó en el mes 10 del ensayo en relación al número de tallos con 1 mdr, variable que para todos los tratamientos con insumos orgánicos presentó diferencias estadísticamente significativas respecto al control (sección 4.3). Igualmente observó que las cañas “se han mejorado harto, están más bonitas y más amarillitas” y que éstas “están más sanas” ya que tienen poca *Diatrea* sp. y los tallos nuevos emergen más “sanos”.

Don Eduardo reporta que después de la aplicación de los insumos evaluados “la tierra está como más suelta, más bonita y menos apretada, porque era dura”, lo que evidenció debido a que se facilitaron las labores de poda de las malezas que realiza de forma manual. Ésta observación puede estar relacionada con los efectos observados sobre las propiedades físicas del suelo por parte de los insumos orgánicos como se ha discutido en la sección 4.2.

En relación a la posibilidad para continuar con la implementación del manejo del suelo, de acuerdo al criterio del productor “lo más difícil es tener la plata y comprar los insumos”. Aunque reconoce que debe continuar con esta práctica. Esta sería la limitante pues considera que realizar la aplicación no es complicado y “que lo importante es que mejoren las cosas”. Respecto a los gastos, menciona que cuando se emplean insumos las malezas se desarrolla más rápido lo que aumenta el rubro de mano de obra para el control manual de éstas.

Al productor le parece que “con la sola aplicación de cal ya se nota el efecto” pero considera que la aplicación de los insumos “si le ayuda a la caña y que siempre es mejor aplicarlos”, lo anterior de acuerdo a su consideración, es más importante en el área que tiene una pendiente entre 25% y 50%.

Eduardo Duarte es enfático en considerar que toca seguir realizando el manejo orgánico de la nutrición de la caña panelera, y que la mejoría en la producción de panela puede verse reflejado en un aumento de ganancias para la compra de los insumos. Sin embargo, actualmente les parece más difícil por el bajo precio actual de la panela, aunque considera que los incrementos en producción observados después del ensayo pueden llegar a ser suficientes para cubrir los gastos generados por este rubro.

Con la finalidad de realizar un análisis de costos preliminar de los manejos propuestos, a partir de los rangos de producción de panela presentados en la tabla 25 se calculó el rango de ingresos que se obtendría con cada uno de los tratamientos si el valor de 1 t de panela fuera de \$1'630.000 aproximadamente. También, respecto a la producción de panela que de acuerdo a Eduardo Duarte se tenía en la finca antes de la implementación del ensayo, se calculó la diferencia en relación al uso de los insumos orgánicos con la finalidad de conocer el aumento en los ingresos que se podría tener debido a este manejo del suelo (Tabla 26).

**Tabla 26:** Rango de ingresos de acuerdo a la producción de panela calculada para cada insumo orgánico empleado y diferencia de ingresos en relación al ingreso previo a la implementación del ensayo

Insumo	Rango Ingresos (\$)	Diferencia ingresos en relación al ingreso previo al ensayo (\$)
Vermicompost	4'010.870 - 5'038.043	1'125.000 - 2'152.174
Gallinaza	4'108.696 - 5'152.174	1'222.826 - 2'266.304
Compost	4'548.913 - 5'706.522	1'663.043 - 2'820.652
Cal	2'918.478 - 3'652.174	32.609 - 766.304

Teniendo en cuenta la diferencia de ingresos con que contaría el productor si se emplea el manejo con los insumos orgánicos evaluados, se calculó el valor que tendría la implementación de las dosis por hectárea para cada uno de estos, para esto se usó un rango de precios por bulto, de 50 kg, entre \$13.000 y \$18.000 (Tabla 27).

**Tabla 27:** Rango de valores de la dosis por hectárea para cada uno de los insumos empleados en el ensayo.

<b>Insumo</b>	<b>Rango Valor (\$) dosis ha<sup>-1</sup></b>
Vermicompost	247.000 - 342.000
Gallinaza	413.400 - 572.400
Compost	595.400 - 824.400
Cal	676.000 - 936.000

Los cálculos realizados con base en la cuantificación que el productor realizó en términos de rendimientos de panela por tonelada de caña panelera y la cuantificación realizada en este ensayo de la producción de t de caña panelera ha<sup>-1</sup>, permitieron encontrar que la diferencia de ingresos obtenida con los máximos rendimientos de panela posibles y por lo tanto los máximos ingresos, permitirían la compra de los insumos. En estos cálculos también se debe tener en cuenta el rubro de mano de obra y otros que estén asociados a la implementación del manejo orgánico de la nutrición de la caña panelera.



## 5 Conclusiones y recomendaciones

### 5.1 Conclusiones

- Los insumos orgánicos y la cal dolomita afectan positivamente y adecuan las propiedades físico-químicas del suelo para el desarrollo y crecimiento del cultivo de la caña panelera.
- Las poblaciones cultivables de los grupos microbianos (bacterias mesófilas totales, actinomicetos, hongos filamentosos y levaduriformes, BFN, BSF y bacterias celulolíticas) y la actividad enzimática ( $\beta$ -Glucosidasa, DHA, hidrolasas) del suelo pueden incrementar de manera significativa debido al empleo de insumos orgánicos.
- Las relaciones y dinámicas en el sistema complejo planta – suelo, entre las propiedades (químicas, físicas y biológicas) del suelo y el desarrollo y crecimiento del cultivo de caña panelera, justifica la necesidad de la adición de MO en el sistema productivo.
- El aporte de CO y MO del suelo requeridos para el correcto desarrollo de la caña panelera se puede emplear como base para la generación de niveles de indicadores biológicos de calidad del suelo en términos de actividad enzimática y poblaciones microbianas, siendo de preferencia generar estos en relación a la producción del cultivo o al contenido de CO calculado a partir de ésta.
- Las relaciones entre los indicadores biológicos de calidad del suelo, la producción y el contenido de CO muestra que suelos más productivos, presentan niveles más altos de actividad microbiana y enzimática.
- Los indicadores biológicos (actividad  $\beta$ -Glucosidasa, DHA, actividad hidrolasa, población de bacterias mesófilas totales, población de BSF y población de bacterias celulolíticas), pueden permitir detectar variaciones en el suelo relacionadas con cambios en el contenido de CO y permiten relacionar los efectos de estos cambios con la productividad del cultivo de caña panelera.
- La evaluación cuantitativa de la respuesta al empleo de insumos orgánicos, en relación a las propiedades químicas, físicas y biológicas del suelo y al desarrollo y crecimiento de la caña panelera, coinciden con las observaciones cualitativas realizadas por el productor en el cultivo.

### 5.2 Recomendaciones

- Los resultados obtenidos en este estudio se pueden extender a suelos del subgrupo Humic Eutrudepts con cultivo de caña panelera, de acuerdo a la clasificación del suelo del estudio

general de suelos y zonificación de tierras del departamento de Cundinamarca del IGAC. Sin embargo, con la finalidad de fortalecer esta extensión del dominio de los resultados es de importancia llevar a cabo la clasificación del suelo donde se realizó la evaluación de acuerdo a la taxonomía de suelos de la USDA con las observaciones correspondientes realizadas en campo, y comparar este resultado con el estudio de suelos del IGAC para la unidad cartográfica.

- Desarrollar ensayos para la evaluación de los insumos orgánicos en el cultivo de caña panelera bajo condiciones climáticas que favorezcan y sean las idóneas para cada una de las etapas de desarrollo de éste. Aunque, los ensayos bajo las condiciones en las cuales normalmente se están produciendo los cultivos permiten determinar el impacto real de las prácticas evaluadas para los productores campesinos, como en el presente ensayo, por lo que pese a que de forma general las medias anuales, mensuales y diarias de la temperatura, el brillo solar, la evaporación, la humedad relativa y la precipitación, se encontraron de acuerdo a los requerimientos del cultivo de caña panelera, no necesariamente las condiciones en cada una de las etapas de desarrollo fueron las óptimas y aun así se presentó respuesta por parte de las variables evaluadas a la aplicación de los insumos.
- Con el interés de profundizar en los resultados obtenidos en el presente ensayo, se puede evaluar el empleo de los insumos orgánicos en caña panelera durante varios ciclos productivos consecutivos, lo anterior permitiría determinar la respuesta de las variables a estas prácticas en el tiempo, observar un efecto más claro y significativo en las propiedades físicas del suelo debido a la aplicación de MO y por último tener datos de producción acumulada en el tiempo para el robustecimiento de los modelos a partir de los cuales se generan los niveles para los indicadores de calidad biológica del suelo.
- Para fortalecer la formulación de los niveles de indicadores biológicos de calidad del suelo asociado a caña panelera también se recomienda realizar las evaluaciones relacionadas con este tema y presentadas en este ensayo en más fincas productoras, no solamente de la región.
- El acompañamiento de las evaluaciones realizadas en laboratorio y campo con las observaciones y percepciones de los productores de los cultivos debe ser tomada en cuenta en el desarrollo de este tipo de ensayos, pues esto permite aclarar la importancia y utilidad que los resultados tienen para ellos.

## A. Anexo: Formato para entrevistas semiestructuradas elaboradas al propietario del predio. Previa y posterior al establecimiento del ensayo

<b>Entrevista previa al establecimiento del ensayo</b>
<b>Fecha:</b>
<b>Nombre del productor:</b>
<b>Finca:</b>

Pregunta	
1.	¿Cuál es el nombre del lote donde se va a implementar el ensayo?
2.	¿Anteriormente al cultivo de caña panelera qué cultivos había en el lote donde se va a desarrollar el ensayo?
3.	En el lote donde se va a establecer el ensayo ¿Cuánto lleva la caña sembrada?
4.	¿Cuáles variedades de caña panelera hay en la finca?
5.	¿En el lote donde se va a establecer el ensayo se han aplicado fertilizantes o enmiendas? Tanto en el cultivo de caña como en los cultivos anteriores.
	¿Con qué frecuencia se han realizado estas aplicaciones?
6.	¿Para la preparación del terreno se ha labrado el suelo? ¿Qué tipo de labranza?
7.	¿Qué enfermedades y plagas se han presentado en el cultivo de la caña panelera?
8.	¿Cómo ha sido el manejo de las enfermedades y plagas en el cultivo de la caña panelera? ¿Qué manejo se realizó con los cultivos anteriores?
9.	¿Con qué frecuencia se poda y se controlan las malezas en el lote donde se va a establecer el ensayo?
10.	¿Cómo se maneja el riego en el cultivo de la finca?
11.	¿Cada cuánto tiempo se realiza cosecha de la caña por entresaque?
12.	¿En el área donde se va a montar el ensayo cuál es la producción de caña panelera?

<b>Entrevista posterior al establecimiento del ensayo</b>
<b>Fecha:</b>
<b>Nombre del productor:</b>
<b>Finca:</b>

<b>Pregunta</b>	
<b>1.</b>	¿Qué se ha observado en el cultivo luego de la implementación del manejo del suelo?
<b>2.</b>	¿Considera que la caña se desarrolló mejor en el área donde se llevó a cabo el ensayo?
<b>3.</b>	¿Observa alguna diferencia en el suelo donde se implementó el manejo?
<b>4.</b>	¿Cree que hay diferencias entre el área donde se aplicó solo cal y el área donde se aplicó insumos orgánicos?
<b>5.</b>	¿Cuál considera que es la mayor dificultad para implementar el manejo del suelo?
<b>6.</b>	¿Cuál fue la producción de panela y de caña panelera en el área donde se aplicaron los insumos orgánicos?
<b>7.</b>	¿Considera que es rentable, en relación con los resultados obtenidos, continuar con el manejo del suelo planteado?



## B. Anexo: Contenido de MO y saturación de bases y acidez intercambiable (AI)

Con base en el contenido de CO (%) se calculó el contenido de MO (%) empleando la ecuación 1, y la saturación de bases (%) y de AI (%) también se calcularon de acuerdo a las ecuaciones 2 y 3 respectivamente.

$$MO (\%) = CO(\%) \times 1,724 \quad (1)$$

$$\% \text{ de Saturación de bases} = \frac{\sum \text{bases}}{CICE} \times 100 \quad (2)$$

$$\% \text{ de Saturación de AI} = \frac{AI}{CICE} \times 100 \quad (3)$$



## C. Anexo: Composición de los medios de cultivo empleados para los análisis de microbiología de suelos

Composición agar rosa de bengala – cloranfenicol para el recuento de hongos y levaduras (Merck, 1994).

Composición	Concentración g L <sup>-1</sup>
Peptona	5
Glucosa	10
K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	1
MgSO <sub>4</sub>	0,5
Rosa Bengala	0,05
Cloranfenicol	0,1
Agar-Agar	15

Composición agar almidón amoniacal para el recuento de actinomicetos. pH 5,5 ± 0,2 (Goodfellow & Williams, 1983; Cardona, *et al.*, 2009).

Composición	Concentración g L <sup>-1</sup>
Almidón de papa	10
K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	1
(NH <sub>4</sub> ) <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	2
MgSO <sub>4</sub> *7H <sub>2</sub> O	0.5
KCl	0.5
FeSO <sub>4</sub> *7H <sub>2</sub> O	0.01
Nistatina	1 mL
Agar - Agar	12

Composición agar plate count para el recuento de bacterias mesófilas totales. pH 7,0 ± 0,1 (Merck, 1994)

Composición	Concentración g L <sup>-1</sup>
Peptona de caseína	5
Extracto de levadura	2,5
Glucosa	1,0
Agar - Agar	14

Composición agar carboximetilcelulosa (CMC) para el recuento de bacterias celulolíticas. pH 7,0 ± 0,2 (Ronald & Wood, 1982).

Composición	Concentración g L <sup>-1</sup>
Carboximetilcelulosa	10
Extracto de levadura	2,5
Peptona universal	2,5
(NH <sub>4</sub> ) <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	0,5
CaCl <sub>2</sub>	0,5
K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	0,1
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	0,1
Agar - Agar	15
Nistatina	1 mL

Composición agar LG para el recuento de BFN de vida libre. pH 7,0 ± 0,2 (Lipman, 1904; Döbereiner & Day, 1976)

Composición	Concentración g L <sup>-1</sup>
Sacarosa	20
K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	0.05
KH <sub>2</sub> PO <sub>4</sub>	0.15
CaCl <sub>2</sub>	0.02
MgSO <sub>4</sub> *7H <sub>2</sub> O	0.20
Na <sub>2</sub> MoO <sub>4</sub> . 2H <sub>2</sub> O	0.002
CaCO <sub>3</sub>	1
FeCl <sub>3</sub> *6H <sub>2</sub> O	0.016
Solución Azul de bromotimol (5% en etanol)	2 mL
Agar - Agar	15

Composición agar Pikovskaya para el recuento de BSF. pH 7,0 ± 0,2. (Pikovskaya, 1948).

Composición	Concentración g L <sup>-1</sup>
Glucosa	10
Ca <sub>3</sub> (PO <sub>4</sub> ) <sub>2</sub>	5
(NH <sub>4</sub> ) <sub>2</sub> SO <sub>4</sub>	0.5
NaCl	0.2
MgSO <sub>4</sub> *7H <sub>2</sub> O	0.1
KCl	0.2
Extracto de levadura	0.5
MnSO <sub>4</sub> *H <sub>2</sub> O	0,002
FeSO <sub>4</sub> *7H <sub>2</sub> O	0,002
Agar purificado	1.5%

Composición agar ENDO-C para el recuento de coliformes totales y *Escherichia coli*. pH 7,4 ± 0,2. (Merck, 1994).

Composición	Concentración g L <sup>-1</sup>
Peptona	10
K <sub>2</sub> HPO <sub>4</sub>	2,5
Lactosa	10
Na <sub>2</sub> SO <sub>3</sub>	3,3
Fucsina	0,3
Agar - Agar	12,5

## D. Anexo: Dosis de insumos orgánicos empleados

Teniendo en cuenta que los insumos orgánicos empleados en el presente ensayo contienen N, P y K, el cálculo de las dosis de estos se realizó a partir del requerimiento de N por parte de la caña panelera. Con esta finalidad se utilizó el método de balance suelo – planta de acuerdo a las ecuaciones 4 a 11 (Castro & Gómez, 2010).

$$N \text{ total (\%)} \text{ del suelo} = CO\% \times 0,086 \quad (4)$$

$$N \text{ disponible del suelo (\%)} = N \text{ total (\%)} \times \text{kte de mineralización} \quad (5)$$

Donde,

Kte de mineralización = constante de mineralización del N de acuerdo al clima (frío, medio o cálido)

$$N \text{ disponible del suelo (ppm)} = N \text{ disponible del suelo (\%)} \times 10.000 \quad (6)$$

$$N \text{ disponible del suelo (kg ha}^{-1}\text{)} = N \text{ disponible del suelo (ppm)} * \text{factor de área} \quad (7)$$

Donde,

$$\text{Factor de área} = \frac{\text{Profundidad (m)} \times \text{área (m}^2\text{)} \times \text{densidad aparente (g cm}^{-3}\text{)}}{1000} \quad (8)$$

$$N \text{ aprovechable del suelo kg ha}^{-1} = \frac{N \text{ disponible del suelo kg ha}^{-1}}{\text{Factor de aprovechabilidad}} \quad (9)$$

Donde,

Factor de aprovechabilidad = factor de acuerdo al tipo de suelo según su textura.

$$\text{Necesidad de aplicación de N kg ha}^{-1} = \frac{RN - S}{E} \times 100 \quad (10)$$

Donde,

RN = Extracción del N por parte del cultivo

S = N aprovechable del suelo ( $\text{kg ha}^{-1}$ )

E = factor de eficiencia de la aplicación del insumo

Para el presente estudio se emplearon las siguientes variables:

Kte de mineralización = 0,029 correspondiente al clima cálido (Castro & Gómez, 2010).

Profundidad = 0,2 m

Área = 10.000  $\text{m}^2$

Densidad aparente = 0,92  $\text{g cm}^{-3}$  (Análisis físico-químico del suelo)

Factor de aprovechabilidad = 1,3 correspondiente a suelos arcillosos (Castro & Gómez, 2010).

RN = 140  $\text{kg ha}^{-1}$  para la producción de aproximadamente 85  $\text{t ha}^{-1}$  de caña panelera (Muñoz, 1995; Osorio, 2007).

E = Aproximación realizada al 79 % considerando el clima cálido de la región (Castro & Gómez, 2010).

Una vez determinada la necesidad de aplicación de N se calculó la dosis de cada insumo en relación a su contenido de nitrógeno.

$$\text{Dosis del insumo } \text{kg ha}^{-1} = \frac{\text{Necesidad de aplicación de N } (\text{kg ha}^{-1})}{\text{Contenido de N en el insumo } (\text{kg kg}^{-1})} \quad (11)$$

## E. Composición físico-química y microbiológica de los insumos orgánicos empleados en el ensayo

Análisis físico-químico de los tres insumos empleados en el ensayo: gallinaza, vermicompost y compost.

Propiedad	Gallinaza	Vermicompost	Compost
pH	6,40	6,06	7,75
Conductividad eléctrica (dS m <sup>-1</sup> )	25,00	8,77	22,00
CIC (meq 100 g <sup>-1</sup> )	56,08	102,75	97,10
N (%)	1,50	2,51	1,04
P <sub>2</sub> O <sub>5</sub> (%)	5,50	1,10	3,54
K <sub>2</sub> O (%)	4,38	1,45	3,46
CO oxidable (%)	17,21	40,11	18,56
Hg (mg kg <sup>-1</sup> )	< 0,81	< 0,81	< 0,81
Cr (mg kg <sup>-1</sup> )	3,80	2,99	13,75
As (mg kg <sup>-1</sup> )	1,95	0,32	3,81
Pb (mg kg <sup>-1</sup> )	1,60	2,50	2,47
Cd (mg kg <sup>-1</sup> )	0,42	< 0,05	6,50
Relación C/N	11,48	15,97	17,83
Cenizas (%)	63,87	28,85	60,97
Pérdidas por volatilización (%)	36,13	71,15	39,09
Capacidad de retención de humedad (%)	164,02	252,09	178,49
Contenido de humedad (%)	8,38	69,35	22,89
Densidad (g cm <sup>-3</sup> )	0,77	0,43	0,40

Análisis microbiológico de los tres insumos empleados en el ensayo: gallinaza, vermicompost y compost. Los valores son la media de un n=3 con sus errores estándar.

<b>Grupo microbiano (log UFC g<sup>-1</sup>)</b>	<b>Gallinaza</b>	<b>Vermicompost</b>	<b>Compost</b>
<b>Bacterias mesófilas totales</b>	5,37 ± 0,51	7,2 ± 0,08	6,88 ± 0,01
<b>BSF</b>	4,7 ± 0,23	5,52 ± 0,21	6,1 ± 0,02
<b>BFN</b>	4,54 ± 0,05	5,87 ± 0,10	0 ± 0,00
<b>Hongos y levaduras</b>	5,55 ± 0,08	6,86 ± 0,20	6,11 ± 0,05
<b>Actinomicetos</b>	4,09 ± 0,05	5,73 ± 0,04	6,61 ± 0,01
<b>Bacterias celulolíticas</b>	0 ± 0,00	5,65 ± 0,00	6,58 ± 0,01
<b>Coliformes totales</b>	3,58 ± 0,59	6,8 ± 0,01	5,52 ± 0,25
<b><i>E. coli</i></b>	0 ± 0,00	5,3 ± 0,19	0 ± 0,00



## F. Anexo: Dosis empleada de cal dolomita

De acuerdo a Molina (1998) y Castro y Gómez (2010) los problemas de acidez están relacionados con los siguientes factores:

- pH < 5,5
- Acidez intercambiable > 0,5 meq 100 g<sup>-1</sup> de suelo
- Suma de bases (Ca + Mg + K) < 5 meq 100 g<sup>-1</sup> de suelo
- Porcentaje de saturación de acidez > 20 %

Según la caracterización físico-química del suelo donde se estableció el ensayo, a continuación se presenta cuáles de estos factores se presentan:

- pH = **4,8 ± 0,0**
- Acidez intercambiable = **3,31 ± 0,27 meq 100 g<sup>-1</sup> de suelo**
- Suma de bases (Ca + Mg + K) = 6,38 ± 0,41 meq 100 g<sup>-1</sup> de suelo
- Porcentaje de saturación de acidez = **33,92% ± 3,26%**

Teniendo en cuenta la problemática de acidez del suelo donde se estableció el ensayo la dosis de cal dolomita se determinó por medio de las ecuaciones 12, 13 y 14

$$t \text{ ha}^{-1} \text{ CaCO}_3 = \frac{1,5 (AI - RAS)(CICE)}{100} \quad (12)$$

Donde,

1,5 = factor de eficiencia del material encalante del 67%

AI = porcentaje de saturación de la acidez intercambiable

RAS = porcentaje de saturación de acidez intercambiable deseado

CICE =  $\Sigma (AI + Ca + Mg + K + Na)$

$$t \text{ ha}^{-1} \text{ de material encalante comercial} = t \text{ ha}^{-1} \text{ CaCO}_3 \times f \quad (13)$$

Donde,

$$f = \frac{100}{PRNT} \quad (14)$$

Donde,

PRNT = Poder relativo de neutralización total

Para la determinación de la dosis de cal del presente ensayo se emplearon los siguientes valores de acuerdo al análisis físico-químico del suelo y a la literatura.

AI = 33,77 %

RAS = 20 % (Muñoz, 1995; Molina, 1998; Tarazona, 2011)

CICE = 9,77

PRNT cal dolomita = 78,75 (Molina, 1998)

## G. Anexo: Actividad enzimática en el suelo: soluciones y procedimientos

### ▪ Actividad $\beta$ – Glucosidasa

#### *Solución stock de p – nitrofenol (1 mg ml<sup>-1</sup>)*

- De acuerdo a la cantidad a preparar, diluir el reactivo en agua destilada
- Conservar en refrigeración

#### *Solución II de p – nitrofenol (20 $\mu$ g ml<sup>-1</sup>)*

- De acuerdo a la cantidad a preparar, aforar la alícuota necesaria de la solución stock de p – nitrofenol con agua destilada

#### *NaOH (1M)*

- De acuerdo a la cantidad a preparar, diluir el reactivo en agua destilada

#### *Solución stock de buffer universal modificado (MUB stock)*

- Pesar 1,21 g de Tris, 1,16 g de ácido málico, 1,4 g de ácido cítrico monohidrato y 0,63 g de ácido bórico.
- Disolver en 50 ml de NaOH (1M)
- Aforar a 100 ml con agua destilada

#### *Solución de buffer universal modificado pH 6 (MUB – pH6)*

- Tome 20 ml de MUB stock y lleve a 80 ml con agua destilada
- Ajuste el pH a 6 con HCl (37%)
- Lleve a 100 ml con agua destilada

#### *Solución CaCl<sub>2</sub> (0,5 M)*

- De acuerdo a la cantidad a preparar, diluir el reactivo en agua destilada

#### *Buffer Tris-NaOH (0,1 M pH12)*

- Pesar 1,22 g de Tris
- Disolver en 80 ml de agua destilada
- Ajustar a pH 12 con NaOH 1M
- Llevar a 100 ml con agua destilada

#### *Sustrato p-nitrofenil- $\beta$ -D-glucopiranosido (PNG 25 mM)*

- De acuerdo a la cantidad a preparar, diluir el reactivo en MUB pH6
- Conservar en refrigeración

*Buffer Tris (0,1M pH 10)*

- Pesar 1,22 g de Tris
- Disolver en 80 ml de agua destilada
- Ajustar el pH a 10
- Llevar a 100 ml con agua destilada

*Procedimiento:* Para el desarrollo de la curva de calibración se prepararon seis diferentes soluciones de p-nitrofenol a unas concentraciones de 0, 2, 4, 6, 8 y 10 ( $\mu\text{g ml}^{-1}$ ) y un volumen final de 1 ml completando con MUB pH 6. Cada solución se preparó con cinco réplicas. A cada réplica se le agregó 0,2 ml de  $\text{CaCl}_2$  0,5 M y 0,8 ml de Buffer-Tris NaOH (0,1 M pH 12). La mezcla se agitó en vórtex por 30 s y se centrifugó a 8000 rpm por 10 min a 4 °C. Las absorbancias de los sobrenadantes se leyeron a una  $\text{DO}_{400\text{nm}}$ . (Anexo H). Para la evaluación de las muestras problema, de cada muestra compuesta se pesó por triplicado 0,2 g más una muestra control y se agregó 0,8 ml de MUB pH 6 y 0,2 ml de sustrato p-nitrofenil-  $\beta$  – D – glucopiranosido (25 mM) a las muestras. El sustrato no se agregó a la muestra control en este paso. Las muestras se incubaron 1 h a 37 °C en agitación en baño termostataado. Posterior al tiempo de incubación, se agregó 0,2 ml de sustrato p-nitrofenil-  $\beta$  – D – glucopiranosido (25 mM) al control. A todas las muestras se les agregó 0,2 ml de  $\text{CaCl}_2$  0,5 M y 0,8 ml de Buffer Tris – NaOH 0,1 M pH 12. Las muestras se agitaron en vórtex durante 30 s y se centrifugó a 8000 rpm por 5 min a 4 °C. Se transfirió 200  $\mu\text{l}$  del sobrenadante y se llevaron a 1000  $\mu\text{l}$  con Buffer Tris 0,1 M pH 10. Se midió la absorbancia una  $\text{DO}_{400\text{nm}}$ , empleando como blanco el control. Para calcular la actividad enzimática se empleó la ecuación correspondiente a la curva de calibración con la finalidad de determinar la concentración de p - nitrofenol producida en  $\mu\text{g ml}^{-1}$  a partir de la muestra evaluada. Finalmente se expresó la actividad enzimática como  $\mu\text{g}$  de p - nitrofenol (pNP) g suelo seco $^{-1}$  h $^{-1}$  (Eivazi & Tabatabai, 1988; Turner, *et al.*, 2002; Knight & Dick, 2004; Avellaneda, 2008).

- **Actividad Deshidrogenasa (DHA)**

*Extractante N,N dimetilformamida : etanol (1 :1)*

*Solución stock de formazán de iodonitrotetrazolio (INTF – 500  $\mu\text{g ml}^{-1}$ )*

- De acuerdo a la cantidad a preparar, diluir el reactivo en extractante N,N dimetilformamida : etanol.
- Conservar en refrigeración y en completa oscuridad

*Solución de cloruro de iodonitrotetrazolio (INT – 0,3% m/v)*

- De acuerdo a la cantidad a preparar, diluir el reactivo en agua destilada.
- Esterilizar por filtración con filtros de celulosa de 0,2  $\mu\text{m}$ .
- El tiempo de dilución puede ser > 2 h.
- Conservar en refrigeración y en completa oscuridad

*Tris Buffer (1M, pH7)*

- Pesar 30,28 g de Tris y agregar a un balón aforado de 250 ml
- Disolver en 200 ml de agua destilada
- Ajustar el pH a 7 con HCl (37%)
- Aforar con agua destilada a 250 ml

*Procedimiento:* Para la evaluación de esta actividad, todo el tiempo las reacciones se protegieron de la luz, pues son fotosensibles. Para el desarrollo de la curva de calibración se prepararon

nueve diferentes soluciones de formazán de iodonitrotetrazolio (INTF) a unas concentraciones de 0, 1, 2, 4, 6, 10, 15, 25, 35 ( $\mu\text{g ml}^{-1}$ ) y un volumen final de 5ml completando con extractante N,N dimetilformamida : etanol. De cada solución se preparó cinco réplicas. Las absorbancias se leyeron a una  $\text{DO}_{464 \text{ nm}}$  (Anexo H). Para la evaluación de cada una de las muestras compuestas se pesó por triplicado 0,5 g de suelo más el control (suelo autoclavado - 121 °C y 15 libras de presión durante 15 min). A cada una de las muestras se agregó 0,75 ml de Tris buffer (1M; pH7) y 1 ml de la solución de INT (0,3 % M/V). La incubación se llevó a cabo durante 4 h a 40 °C, en total oscuridad. Después de las 4 h de incubación se agregó a cada muestra 5 ml de la solución de extractante (N,N dimetilformamida: etanol). Las muestras se mantuvieron en oscuridad durante 1 h, agitando cada 20 min en vórtex. Después del periodo de extracción, se centrifugó a 11.600 xg por 5 min. La absorbancia del sobrenadante se midió a una  $\text{DO}_{464 \text{ nm}}$ , empleando como blanco una alícuota de la solución de extractante. Para calcular la actividad enzimática se empleó la ecuación correspondiente a la curva de calibración con la finalidad de determinar la concentración de INTF producido en  $\mu\text{g ml}^{-1}$  a partir de la muestra evaluada. Finalmente se expresó la actividad enzimática como  $\mu\text{g INTF g suelo seco}^{-1} 4 \text{ h}^{-1}$  (Von Mersi & Schinner, 1991; Bloem, *et al.*, 2006).

#### ▪ Hidrólisis del diacetato de fluoresceína (FDA)

*Buffer fosfato de potasio (60 mM – pH 7,6)*

- Pesar 8,7 g de  $\text{K}_2\text{HPO}_4$  y 1,3 g de  $\text{KH}_2\text{PO}_4$
- Aforar a 1 L de agua destilada
- Verificar el pH y ajustar al valor señalado con NaOH (0,1 M) o con HCl (0,1 M), según se requiera.
- Esterilizar por autoclavado a 121 °C – 15 libras de presión – 20 min
- Conservar en refrigeración.

*Solución stock de sal disodio de fluoresceína (fluoresceína – 2000  $\mu\text{g ml}^{-1}$ )*

- De acuerdo a la cantidad a preparar, diluir el reactivo en el buffer fosfato de potasio
- Conservar en refrigeración

*Extractante cloroformo : metanol (2:1)*

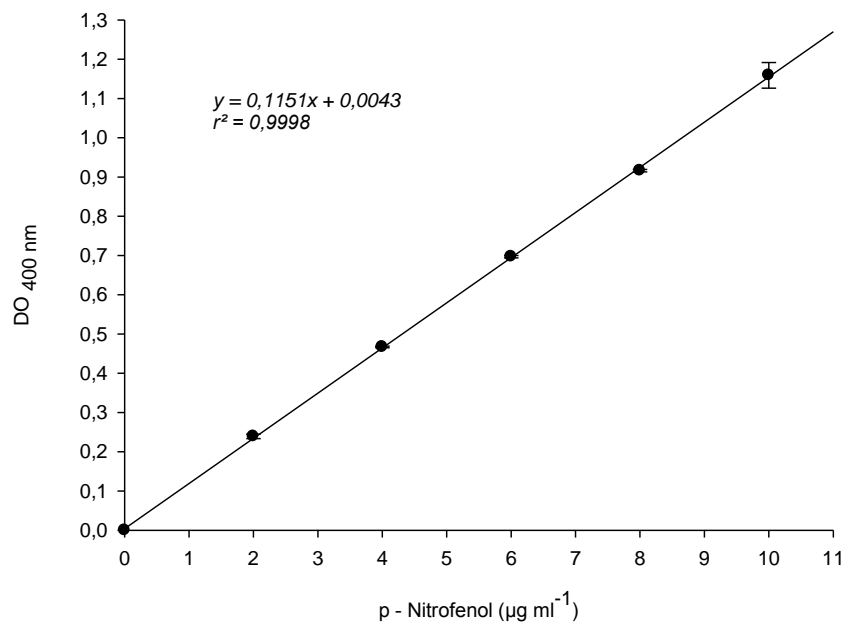
*Solución de diacetato de fluoresceína (FDA – 1 mg  $\text{ml}^{-1}$ )*

- De acuerdo a la cantidad a preparar, diluir el reactivo en acetona
- Conservar en congelación a -20 °C

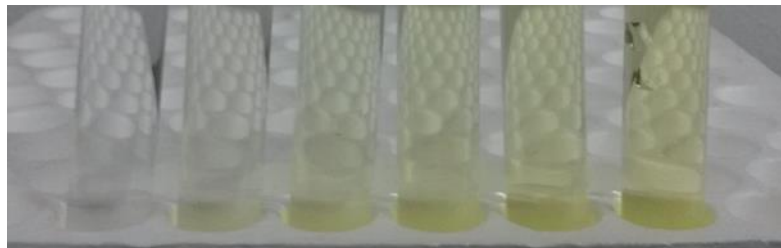
*Procedimiento:* Para el desarrollo de la curva de calibración se prepararon seis diferentes soluciones de sal disodio de fluoresceína a unas concentraciones de 0, 1, 2, 3, 4, 5 ( $\mu\text{g ml}^{-1}$ ) y un volumen final de 50 ml completando con buffer fosfato de potasio. Se tomaron 7,5 ml de cada una de las concentraciones de sal disodio de fluoresceína y se les agregó 7,5 ml de extractante cloroformo : metanol. Se mezcló en vórtex durante 10 s y posteriormente se centrifugó a 300 xg por 2 min para clarificar las fases. El sobrenadante se volvió a centrifugar a 16.500 xg por 5 min. La absorbancia se leyó a una  $\text{DO}_{490 \text{ nm}}$ . De cada solución se leyeron cinco réplicas (Anexo H). Para la evaluación de las muestras compuestas de cada una se pesó por triplicado 1 g más un control. A cada muestra se le agregó 7,5 ml de Buffer Fosfato de Potasio se equilibró a 25 °C en agitación durante 15 min en baño termostatado. Posteriormente se agregó a las muestras 0,1 ml de sustrato (solución de FDA), al control se le agregó 0,1 ml de acetona en lugar de sustrato. Todas las muestras se incubaron en agitación a 25 °C durante 30 min en baño termostatado. Después de los 30 min de incubación se agregaron 7,5 ml del extractante cloroformo:metanol a

todas las muestras, la mezcla se agitó en vórtex durante 10 s. Luego, se centrifugó a 300 xg por 2 min para clarificar las fases, después de lo cual se volvió a centrifugar a 16.500 xg por 5 min. Las absorbancias de los sobrenadantes se midieron a una  $DO_{490\text{ nm}}$ , empleando como blanco el control. Para calcular la actividad enzimática se empleó la ecuación correspondiente a la curva de calibración con la finalidad de determinar la concentración de fluoresceína producida en  $\mu\text{g ml}^{-1}$  a partir de la muestra evaluada. Finalmente se expresó la actividad enzimática como  $\mu\text{g}$  de fluoresceína  $\text{g suelo seco}^{-1} 0,5\text{ h}^{-1}$  (Adam & Duncan, 2001; Bloem, *et al.*, 2006; Muscolo, *et al.*, 2014).

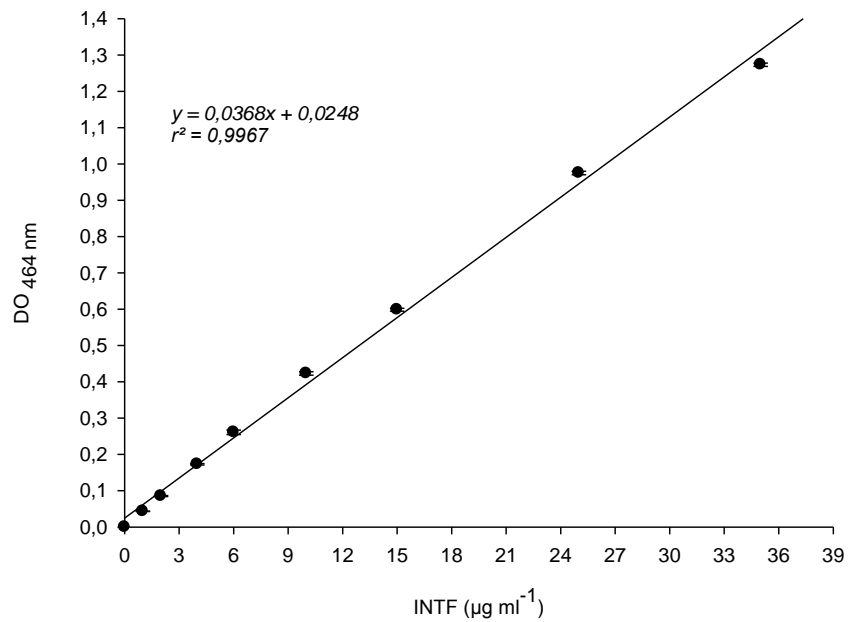
## H. Anexo: Curvas de calibración de las actividades enzimáticas evaluadas en suelo



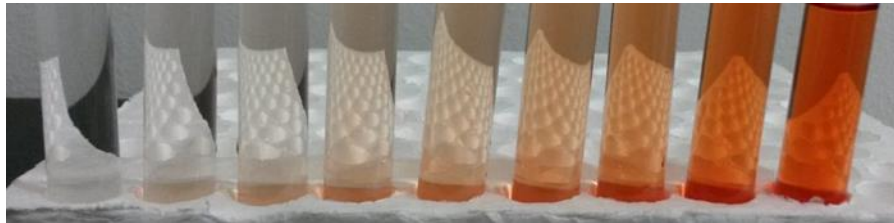
Curva de calibración actividad  $\beta$  – Glucosidasa. Cada punto representa la media de un  $n = 5$ . Las barras de error representan el error estándar.



Tubos con cada una de las seis concentraciones de p-nitrofenol ( $\mu\text{g ml}^{-1}$ ) empleadas para la curva de calibración de la actividad  $\beta$  – Glucosidasa.

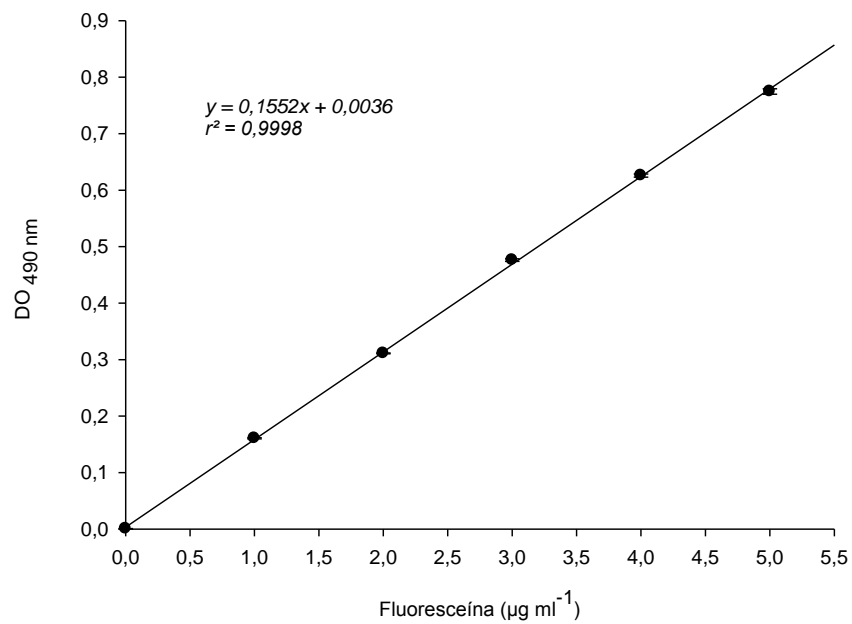


Curva de calibración actividad DHA. Cada punto representa la media de un  $n = 5$ . Las barras de error representan el error estándar.



Tubos con cada una de las nueve concentraciones de INTF ( $\mu\text{g ml}^{-1}$ ) empleadas para la curva de calibración de la actividad DHA.





Curva de calibración de la hidrólisis del FDA. Cada punto representa la media de un  $n = 5$ . Las barras de error representan el error estándar.



Tubos con cada una de las seis concentraciones de sal disodio de fluoresceína ( $\mu\text{g ml}^{-1}$ ) empleadas para la curva de calibración de la hidrólisis del FDA.



# I. Anexo: Correlaciones entre propiedades físicas, químicas y biológicas evaluadas en suelo

Coeficientes de correlación de Pearson con su respectiva significancia ( $p$ ) para propiedades químicas, físicas y biológicas del suelo asociado a caña panelera, en el mes 10 del ensayo con cuatro tratamientos (T0: control, T1: vermicompost, T2: gallinaza, T3: compost).

	pH	CO	N	Ca	K	Mg	Na	Al	CICE	P	Cu	Fe	Mn	Zn	B	NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>	NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>
<b>pH</b>	1,00	<b>0,69</b>	<b>0,85</b>	<b>0,86</b>	<b>0,79</b>	<b>0,72</b>	<b>-0,65</b>	<b>-0,86</b>	<b>0,81</b>	<b>0,87</b>	0,63	0,02	<b>-0,78</b>	<b>0,82</b>	<b>0,86</b>	<b>0,81</b>	<b>0,93</b>
<i>p</i>		<b>0,00</b>	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	<b>0,00</b>	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,00	0,92	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001
<b>CO</b>	<b>0,69</b>	1,00	<b>0,99</b>	<b>0,90</b>	<b>0,84</b>	<b>0,85</b>	0,01	<b>-0,76</b>	<b>0,87</b>	<b>0,79</b>	<b>-0,66</b>	<b>-0,76</b>	<b>-0,78</b>	-0,07	-0,13	<b>0,69</b>	<b>0,81</b>
<i>p</i>	<b>0,00</b>		< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,94	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	<b>0,00</b>	< 0,0001	< 0,0001	0,69	0,44	<b>0,00</b>	< 0,0001
<b>N</b>	<b>0,85</b>	<b>0,99</b>	1,00	<b>0,86</b>	<b>0,82</b>	<b>0,86</b>	0,04	-0,26	<b>0,87</b>	<b>0,82</b>	-0,32	-0,59	-0,45	-0,01	-0,17	0,02	<b>0,84</b>
<i>p</i>	< 0,0001	< 0,0001		< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,82	0,12	< 0,0001	< 0,0001	0,06	0,00	0,01	0,97	0,33	0,89	< 0,0001
<b>Ca</b>	<b>0,86</b>	<b>0,90</b>	<b>0,86</b>	1,00	<b>0,80</b>	<b>0,84</b>	<b>0,84</b>	<b>-0,82</b>	<b>0,90</b>	<b>0,95</b>	0,36	0,38	-0,09	0,37	<b>0,69</b>	0,57	0,23
<i>p</i>	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001		< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,03	0,02	0,58	0,02	< 0,0001	0,00	0,17
<b>K</b>	<b>0,79</b>	<b>0,84</b>	<b>0,82</b>	<b>0,80</b>	1,00	-0,05	0,34	<b>-0,96</b>	<b>0,92</b>	<b>0,94</b>	0,14	0,05	0,37	0,39	0,54	0,53	0,46
<i>p</i>	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001		0,78	0,04	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,42	0,77	0,03	0,02	0,00	0,00	0,00
<b>Mg</b>	<b>0,72</b>	<b>0,85</b>	<b>0,86</b>	<b>0,84</b>	-0,05	1,00	0,30	-0,07	<b>0,88</b>	<b>0,85</b>	0,00	0,04	-0,53	0,00	0,14	0,08	-0,39
<i>p</i>	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,78		0,08	0,68	< 0,0001	< 0,0001	0,99	0,80	0,00	0,99	0,42	0,62	0,02
<b>Na</b>	<b>-0,65</b>	0,01	0,04	<b>0,84</b>	0,34	0,30	1,00	0,07	<b>0,84</b>	0,03	0,41	0,44	0,53	0,54	0,35	-0,10	-0,33
<i>p</i>	<b>0,00</b>	0,94	0,07	< 0,0001	0,04	0,08		0,70	< 0,0001	0,86	0,01	0,01	0,00	0,00	0,04	0,56	0,05

	pH	CO	N	Ca	K	Mg	Na	Al	CICE	P	Cu	Fe	Mn	Zn	B	NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>	NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>
<b>Al</b>	<b>-0,86</b>	<b>-0,76</b>	-0,26	<b>-0,82</b>	<b>-0,96</b>	-0,07	0,07	1,00	-0,14	<b>-0,90</b>	-0,14	-0,58	-0,17	-0,11	<b>-0,90</b>	<b>-0,91</b>	<b>-0,83</b>
<i>p</i>	< 0,0001	< 0,0001	0,12	< 0,0001	< 0,0001	0,68	0,70		0,42	< 0,0001	0,41	0,00	0,32	0,52	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001
<b>CICE</b>	<b>0,81</b>	<b>0,87</b>	<b>0,87</b>	<b>0,90</b>	<b>0,92</b>	<b>0,88</b>	<b>0,84</b>	-0,14	1,00	0,45	0,42	-0,10	-0,13	0,64	0,16	-0,10	0,24
<i>p</i>	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,42		0,01	0,01	0,57	0,46	< 0,0001	0,35	0,57	0,16
<b>P</b>	<b>0,87</b>	<b>0,79</b>	<b>0,82</b>	<b>0,95</b>	<b>0,94</b>	<b>0,85</b>	0,03	<b>-0,90</b>	0,45	1,00	-0,06	0,05	-0,22	0,05	0,53	<b>0,93</b>	<b>0,85</b>
<i>p</i>	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,86	< 0,0001	0,01		0,72	0,79	0,20	0,79	0,00	< 0,0001	< 0,0001
<b>Cu</b>	0,63	<b>-0,66</b>	-0,32	0,36	0,14	0,00	0,41	-0,14	0,42	-0,06	1,00	0,57	0,45	0,88	0,54	0,05	0,01
<i>p</i>	0,00	<b>0,00</b>	0,06	0,03	0,42	0,99	0,01	0,41	0,01	0,72		0,00	0,01	< 0,0001	0,00	0,77	0,95
<b>Fe</b>	0,02	<b>-0,76</b>	-0,59	0,38	0,06	0,04	0,44	-0,58	-0,10	0,05	0,57	1,00	0,61	0,31	<b>0,75</b>	0,45	-0,13
<i>p</i>	0,92	< 0,0001	0,00	0,02	0,77	0,80	0,01	0,00	0,57	0,79	0,00		< 0,0001	0,07	< 0,0001	0,01	0,44
<b>Mn</b>	<b>-0,78</b>	<b>-0,78</b>	-0,45	-0,09	0,37	0,53	0,53	-0,17	-0,13	-0,22	0,45	0,61	1,00	0,42	0,51	0,21	0,10
<i>p</i>	< 0,0001	< 0,0001	0,01	0,58	0,03	0,00	0,00	0,32	0,46	0,20	0,01	< 0,0001		0,01	0,00	0,21	0,55
<b>Zn</b>	<b>0,82</b>	-0,07	-0,01	0,37	0,39	0,00	0,54	-0,11	0,64	0,05	<b>0,88</b>	0,31	0,42	1,00	0,45	-0,07	0,14
<i>p</i>	< 0,0001	0,69	0,97	0,02	0,02	0,99	0,00	0,52	< 0,0001	0,79	< 0,0001	0,07	0,01		0,01	0,70	0,41
<b>B</b>	<b>0,86</b>	-0,13	-0,17	<b>0,69</b>	0,54	0,14	0,35	<b>-0,90</b>	0,16	0,53	0,54	<b>0,75</b>	0,51	0,45	1,00	<b>0,80</b>	0,25
<i>p</i>	< 0,0001	0,44	0,33	< 0,0001	0,00	0,42	0,04	< 0,0001	0,35	0,00	0,00	< 0,0001	0,00	0,01		< 0,0001	0,14
<b>NH<sub>4</sub><sup>+</sup></b>	<b>0,81</b>	<b>0,69</b>	0,02	0,57	0,53	0,08	-0,10	<b>-0,91</b>	-0,10	<b>0,93</b>	0,05	0,45	0,21	-0,07	<b>0,80</b>	1,00	<b>0,78</b>
<i>p</i>	< 0,0001	<b>0,00</b>	0,89	0,00	0,00	0,62	0,56	< 0,0001	0,57	< 0,0001	0,77	0,01	0,21	0,70	< 0,0001		< 0,0001
<b>NO<sub>3</sub><sup>-</sup></b>	<b>0,93</b>	<b>0,81</b>	<b>0,84</b>	0,23	0,46	-0,39	-0,33	<b>-0,83</b>	0,24	<b>0,85</b>	0,01	-0,13	0,10	0,14	0,25	<b>0,78</b>	1,00
<i>p</i>	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,17	0,00	0,02	0,05	< 0,0001	0,16	< 0,0001	0,95	0,44	0,55	0,41	0,14	< 0,0001	
<b>DPM</b>	-0,44	<b>0,79</b>	0,05	<b>-0,96</b>	0,02	-0,57	-0,31	0,19	-0,48	-0,36	-0,57	-0,64	0,02	-0,40	-0,55	-0,28	0,01
<i>p</i>	0,01	< 0,0001	0,75	< 0,0001	0,90	0,00	0,07	0,26	0,00	0,03	0,00	< 0,0001	0,89	0,02	0,00	0,10	0,97
<b>DGM</b>	-0,37	<b>0,76</b>	-0,02	<b>-0,87</b>	-0,16	-0,15	-0,26	0,01	-0,63	-0,21	<b>-0,66</b>	-0,39	-0,13	<b>-0,65</b>	-0,35	-0,03	-0,14
<i>p</i>	0,02	< 0,0001	0,91	< 0,0001	0,36	0,40	0,12	0,94	< 0,0001	0,22	< 0,0001	0,02	0,44	< 0,0001	0,04	0,85	0,43
<b>Θg</b>	0,35	<b>0,88</b>	<b>0,90</b>	0,09	<b>0,75</b>	0,17	-0,19	0,06	0,56	<b>0,81</b>	-0,41	<b>-0,81</b>	-0,58	-0,08	-0,49	-0,29	0,38
<i>p</i>	0,03	< 0,0001	< 0,0001	0,59	< 0,0001	0,32	0,27	0,72	0,00	< 0,0001	0,01	< 0,0001	0,00	0,64	0,00	0,08	0,02
<b>pb</b>	-0,04	0,06	0,12	-0,04	-0,19	-0,01	0,41	0,53	<b>0,84</b>	-0,39	0,40	-0,06	0,12	0,53	-0,26	<b>-0,67</b>	0,02
<i>p</i>	0,81	0,73	0,47	0,80	0,26	0,98	0,01	0,00	< 0,0001	0,02	0,01	0,73	0,50	0,00	0,12	< 0,0001	0,90

	pH	CO	N	Ca	K	Mg	Na	Al	CICE	P	Cu	Fe	Mn	Zn	B	NH <sub>4</sub> <sup>+</sup>	NO <sub>3</sub> <sup>-</sup>
<b>β - G</b>	<b>0,78</b>	<b>0,65</b>	<b>0,66</b>	<b>0,79</b>	<b>0,87</b>	<b>-0,81</b>	0,42	<b>-0,74</b>	<b>0,79</b>	<b>0,81</b>	<b>0,83</b>	<b>0,81</b>	<b>0,84</b>	<b>0,87</b>	<b>0,92</b>	<b>0,79</b>	<b>0,80</b>
<i>p</i>	< 0,0001	0,00	0,00	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,01	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001
<b>DHA</b>	<b>0,90</b>	<b>0,82</b>	<b>0,77</b>	<b>0,86</b>	<b>0,92</b>	-0,09	-0,06	<b>-0,96</b>	<b>0,80</b>	<b>0,89</b>	-0,20	0,01	0,20	-0,09	<b>0,81</b>	<b>0,95</b>	<b>0,81</b>
<i>p</i>	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,62	0,74	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,25	0,94	0,24	0,60	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001
<b>H</b>	<b>-0,82</b>	<b>0,77</b>	<b>0,80</b>	<b>-0,82</b>	<b>0,71</b>	<b>-0,84</b>	-0,17	0,04	<b>-0,86</b>	<b>0,78</b>	<b>-0,90</b>	<b>-0,85</b>	0,05	<b>-0,85</b>	<b>-0,94</b>	<b>0,76</b>	0,55
<i>p</i>	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,32	0,83	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,76	< 0,0001	< 0,0001	0,00	0,02
<b>BMT</b>	-0,02	<b>0,68</b>	<b>0,69</b>	<b>0,76</b>	0,40	<b>0,87</b>	0,52	0,33	<b>0,84</b>	<b>0,65</b>	<b>0,73</b>	0,10	-0,09	<b>0,86</b>	-0,06	0,31	<b>0,68</b>
<i>p</i>	0,92	0,00	0,00	< 0,0001	0,07	< 0,0001	0,00	0,05	< 0,0001	0,00	< 0,0001	0,56	0,59	< 0,0001	0,71	0,20	0,00
<b>HF y L</b>	0,31	<b>-0,73</b>	<b>-0,69</b>	<b>0,84</b>	<b>0,73</b>	-0,60	-0,32	<b>-0,86</b>	<b>-0,81</b>	<b>0,72</b>	0,10	<b>0,84</b>	0,17	-0,48	<b>0,85</b>	<b>0,90</b>	<b>0,71</b>
<i>p</i>	0,06	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,00	0,00	0,06	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,56	< 0,0001	0,34	0,02	< 0,0001	< 0,0001	0,00
<b>BSF</b>	<b>0,85</b>	<b>0,78</b>	<b>0,74</b>	<b>0,93</b>	<b>0,89</b>	<b>0,82</b>	0,47	<b>-0,65</b>	<b>0,94</b>	<b>0,85</b>	0,38	0,04	-0,05	<b>0,88</b>	0,58	<b>0,73</b>	<b>0,72</b>
<i>p</i>	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,00	0,00	< 0,0001	< 0,0001	0,02	0,81	0,76	< 0,0001	0,00	0,00	0,00
<b>BFN</b>	<b>0,75</b>	<b>-0,08</b>	<b>-0,70</b>	<b>0,91</b>	<b>0,89</b>	<b>0,81</b>	0,56	<b>-0,72</b>	<b>0,75</b>	<b>0,83</b>	<b>0,72</b>	<b>0,83</b>	<b>0,77</b>	<b>0,88</b>	<b>0,87</b>	<b>0,84</b>	<b>0,82</b>
<i>p</i>	< 0,0001	0,64	0,00	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,00	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001
<b>BC</b>	<b>-0,78</b>	<b>-0,80</b>	<b>-0,81</b>	<b>-0,80</b>	0,61	-0,30	0,49	<b>0,80</b>	<b>-0,79</b>	0,21	0,09	0,17	<b>0,91</b>	0,65	-0,03	0,64	0,41
<i>p</i>	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,00	0,07	0,00	< 0,0001	< 0,0001	0,33	0,59	0,32	< 0,0001	0,00	0,85	0,01	0,08
<b>Ac</b>	<b>-0,76</b>	0,18	<b>0,83</b>	<b>-0,79</b>	<b>-0,80</b>	0,12	0,07	<b>0,90</b>	<b>0,70</b>	<b>-0,74</b>	-0,18	-0,49	-0,55	-0,07	<b>-0,70</b>	<b>-0,84</b>	-0,64
<i>p</i>	< 0,0001	0,29	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,48	0,67	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,28	0,00	0,01	0,67	< 0,0001	< 0,0001	0,00

CO (carbono orgánico - %), N total (%), Ca (meq 100 g<sup>-1</sup>), K (meq 100 g<sup>-1</sup>), Mg (meq 100 g<sup>-1</sup>), Na (meq 100 g<sup>-1</sup>), Al (acidez intercambiable - meq 100 g<sup>-1</sup>), CICE (capacidad de intercambio catiónico efectiva - meq 100 g<sup>-1</sup>), P (mg kg<sup>-1</sup>), Cu (mg kg<sup>-1</sup>), Fe (mg kg<sup>-1</sup>), Mn (mg kg<sup>-1</sup>), Zn (mg kg<sup>-1</sup>), B (mg kg<sup>-1</sup>), NH<sub>4</sub><sup>+</sup> (amonio - mg kg<sup>-1</sup>), NO<sub>3</sub><sup>-</sup> (nitrato - mg kg<sup>-1</sup>), DPM (diámetro ponderado medio - mm), DGM (diámetro geométrico medio - mm), Θg (humedad gravimétrica - %), pb (densidad aparente - g cm<sup>-3</sup>), BMT (bacterias mesófilas totales - log UFC g suelo<sup>-1</sup>), HF y L (hongos filamentosos y levaduras - log UFC g suelo<sup>-1</sup>), Ac (actinomicetos - log UFC g suelo<sup>-1</sup>), BSF (bacterias solubilizadoras de fosfatos - log UFC g suelo<sup>-1</sup>), BFN (bacterias fijadoras de nitrógeno de vida libre - log UFC g suelo<sup>-1</sup>), BC (bacterias celulolíticas - log UFC g suelo<sup>-1</sup>), β - G (Actividad β – Glucosidasa - μg de pNP g suelo seco<sup>-1</sup> h<sup>-1</sup>), DHA (Actividad deshidrogenasa - μg INTF g suelo seco<sup>-1</sup> 4 h<sup>-1</sup>) y H (Actividad hidrolasa - μg de fluoresceína g suelo seco<sup>-1</sup> 0,5 h<sup>-1</sup>). Los valores subrayados corresponden a correlaciones negativas o positivas superiores a 0,65 y estadísticamente significativas (p ≤ 0,05).

Coefficientes de correlación de Pearson con su respectiva significancia ( $p$ ) para propiedades químicas, físicas y biológicas del suelo asociado a caña panelera, en el mes 10 del ensayo con cuatro tratamientos (T0: control, T1: vermicompost, T2: gallinaza, T3: compost).

	DPM	DGM	$\Theta_g$	pb	$\beta - G$	DHA	H	BMT	HF y L	BSF	BFN	BC	Ac
<b>pH</b>	-0,44	-0,37	0,35	-0,04	<b>0,78</b>	<b>0,90</b>	<b>-0,82</b>	-0,02	0,31	<b>0,85</b>	<b>0,75</b>	<b>-0,78</b>	<b>-0,76</b>
$p$	0,01	0,02	0,03	0,81	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,92	0,06	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001
<b>CO</b>	<b>0,79</b>	<b>0,76</b>	<b>0,88</b>	0,06	<b>0,65</b>	<b>0,82</b>	<b>0,77</b>	<b>0,68</b>	<b>-0,73</b>	<b>0,78</b>	-0,08	<b>-0,80</b>	0,18
$p$	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,73	<b>0,00</b>	< 0,0001	< 0,0001	<b>0,00</b>	< 0,0001	< 0,0001	0,64	< 0,0001	0,29
<b>N</b>	0,05	-0,02	<b>0,90</b>	0,12	<b>0,66</b>	<b>0,77</b>	<b>0,80</b>	<b>0,69</b>	<b>-0,69</b>	<b>0,74</b>	<b>-0,70</b>	<b>-0,81</b>	<b>0,83</b>
$p$	0,75	0,91	< 0,0001	0,47	<b>0,00</b>	< 0,0001	< 0,0001	<b>0,00</b>	< 0,0001	< 0,0001	<b>0,00</b>	< 0,0001	< 0,0001
<b>Ca</b>	<b>-0,96</b>	<b>-0,87</b>	0,09	-0,04	<b>0,79</b>	<b>0,86</b>	<b>-0,82</b>	<b>0,76</b>	<b>0,84</b>	<b>0,93</b>	<b>0,91</b>	<b>-0,80</b>	<b>-0,79</b>
$p$	< 0,0001	< 0,0001	0,59	0,80	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001
<b>K</b>	0,02	-0,16	<b>0,75</b>	-0,19	<b>0,87</b>	<b>0,92</b>	<b>0,71</b>	0,40	<b>0,73</b>	<b>0,89</b>	<b>0,89</b>	0,61	<b>-0,80</b>
$p$	0,90	0,36	< 0,0001	0,26	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,07	<b>0,00</b>	< 0,0001	< 0,0001	0,00	< 0,0001
<b>Mg</b>	-0,57	-0,15	0,17	-0,01	<b>-0,81</b>	-0,09	<b>-0,84</b>	<b>0,87</b>	-0,60	<b>0,82</b>	<b>0,81</b>	-0,30	0,12
$p$	0,00	0,40	0,32	0,98	< 0,0001	0,62	< 0,0001	< 0,0001	0,00	< 0,0001	< 0,0001	0,07	0,48
<b>Na</b>	-0,31	-0,26	-0,19	0,41	0,42	-0,06	-0,17	0,52	-0,32	0,47	0,56	0,49	0,07
$p$	0,07	0,12	0,27	0,01	0,01	0,74	0,32	0,00	0,06	0,00	0,00	0,00	0,67
<b>Al</b>	0,19	0,01	0,06	0,53	<b>-0,74</b>	<b>-0,96</b>	0,04	0,33	<b>-0,86</b>	<b>-0,65</b>	<b>-0,72</b>	<b>0,80</b>	<b>0,90</b>
$p$	0,26	0,94	0,72	0,00	< 0,0001	< 0,0001	0,83	0,05	< 0,0001	<b>0,00</b>	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001
<b>CICE</b>	-0,48	-0,63	0,56	<b>0,84</b>	<b>0,79</b>	<b>0,80</b>	<b>-0,86</b>	<b>0,84</b>	<b>-0,81</b>	<b>0,94</b>	<b>0,75</b>	<b>-0,79</b>	<b>0,70</b>
$p$	0,00	< 0,0001	0,00	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001
<b>P</b>	-0,36	-0,21	<b>0,81</b>	-0,39	<b>0,81</b>	<b>0,89</b>	<b>0,78</b>	<b>0,65</b>	<b>0,72</b>	<b>0,85</b>	<b>0,83</b>	0,21	<b>-0,74</b>
$p$	0,03	0,22	< 0,0001	0,02	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	<b>0,00</b>	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,33	< 0,0001
<b>Cu</b>	-0,57	<b>-0,66</b>	-0,41	0,40	<b>0,83</b>	-0,20	<b>-0,90</b>	<b>0,73</b>	0,10	0,38	<b>0,72</b>	0,09	-0,18
$p$	0,00	< 0,0001	0,01	0,01	< 0,0001	0,25	< 0,0001	< 0,0001	0,56	0,02	< 0,0001	0,59	0,28
<b>Fe</b>	-0,64	-0,39	<b>-0,81</b>	-0,06	<b>0,81</b>	0,01	<b>-0,85</b>	0,10	<b>0,84</b>	0,04	<b>0,83</b>	0,17	-0,49
$p$	< 0,0001	0,02	< 0,0001	0,73	< 0,0001	0,94	< 0,0001	0,56	< 0,0001	0,81	< 0,0001	0,32	0,00

	DPM	DGM	Θg	pb	β - G	DHA	H	BMT	HF y L	BSF	BFN	BC	Ac
<b>Mn</b>	0,02	-0,13	-0,58	0,12	<b>0,84</b>	0,20	0,05	-0,09	0,17	-0,05	<b>0,77</b>	<b>0,91</b>	-0,55
<i>p</i>	0,89	0,44	0,00	0,50	< 0,0001	0,24	0,76	0,59	0,34	0,76	< 0,0001	< 0,0001	0,01
<b>Zn</b>	-0,40	<b>-0,65</b>	-0,08	0,53	<b>0,87</b>	-0,09	<b>-0,85</b>	<b>0,86</b>	-0,48	<b>0,88</b>	<b>0,88</b>	<b>0,65</b>	-0,07
<i>p</i>	0,02	< 0,0001	0,64	0,00	< 0,0001	0,60	< 0,0001	< 0,0001	0,02	< 0,0001	< 0,0001	<b>0,00</b>	0,67
<b>B</b>	-0,55	-0,35	-0,49	-0,26	<b>0,92</b>	<b>0,81</b>	<b>-0,94</b>	-0,06	<b>0,85</b>	0,58	<b>0,87</b>	-0,03	<b>-0,70</b>
<i>p</i>	0,00	0,04	0,00	0,12	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,71	< 0,0001	0,00	< 0,0001	0,85	< 0,0001
<b>NH<sub>4</sub><sup>+</sup></b>	-0,28	-0,03	-0,29	<b>-0,67</b>	<b>0,79</b>	<b>0,95</b>	<b>0,76</b>	0,31	<b>0,90</b>	<b>0,73</b>	<b>0,84</b>	0,64	<b>-0,84</b>
<i>p</i>	0,10	0,85	0,08	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	<b>0,00</b>	0,20	< 0,0001	<b>0,00</b>	< 0,0001	0,01	< 0,0001
<b>NO<sub>3</sub><sup>-</sup></b>	0,01	-0,14	0,38	0,02	<b>0,80</b>	<b>0,81</b>	0,55	<b>0,68</b>	<b>0,71</b>	<b>0,72</b>	<b>0,82</b>	0,41	-0,64
<i>p</i>	0,97	0,43	0,02	0,90	< 0,0001	< 0,0001	0,02	<b>0,00</b>	<b>0,00</b>	<b>0,00</b>	< 0,0001	0,08	0,00
<b>DPM</b>	1,00	<b>0,72</b>	0,23	<b>-0,91</b>	<b>-0,76</b>	0,64	<b>0,90</b>	<b>-0,75</b>	<b>-0,74</b>	<b>-0,87</b>	<b>-0,82</b>	<b>0,88</b>	<b>0,79</b>
<i>p</i>		< 0,0001	0,18	< 0,0001	< 0,0001	0,00	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001
<b>DGM</b>	<b>0,72</b>	1,00	0,00	<b>-0,74</b>	<b>-0,81</b>	<b>0,80</b>	<b>0,84</b>	<b>-0,81</b>	<b>-0,74</b>	<b>-0,71</b>	<b>-0,80</b>	0,61	0,62
<i>p</i>	< 0,0001		1,00	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,00	< 0,0001	< 0,0001	0,00	0,01
<b>Θg</b>	0,23	0,00	1,00	0,29	0,60	<b>0,67</b>	<b>0,76</b>	0,60	<b>-0,84</b>	<b>0,74</b>	<b>-0,91</b>	<b>-0,76</b>	<b>0,84</b>
<i>p</i>	0,18	1,00		0,08	0,01	<b>0,00</b>	< 0,0001	0,01	< 0,0001	0,00	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001
<b>pb</b>	<b>-0,91</b>	<b>-0,74</b>	0,29	1,00	0,61	<b>-0,85</b>	<b>-0,79</b>	<b>0,82</b>	<b>-0,89</b>	<b>0,81</b>	<b>0,80</b>	<b>0,82</b>	<b>0,79</b>
<i>p</i>	< 0,0001	< 0,0001	0,08		0,00	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001
<b>β - G</b>	<b>-0,76</b>	<b>-0,81</b>	0,60	0,61	1,00	<b>0,82</b>	0,48	0,05	0,06	<b>0,78</b>	<b>0,73</b>	0,63	-0,55
<i>p</i>	< 0,0001	< 0,0001	0,01	0,00		< 0,0001	0,02	0,77	0,75	< 0,0001	< 0,0001	0,00	0,01
<b>DHA</b>	0,64	<b>0,80</b>	<b>0,67</b>	<b>-0,85</b>	<b>0,82</b>	1,00	<b>0,83</b>	<b>-0,88</b>	<b>0,79</b>	0,03	0,61	<b>-0,89</b>	<b>-0,84</b>
<i>p</i>	0,00	< 0,0001	0,00	< 0,0001	< 0,0001		< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,86	0,00	< 0,0001	< 0,0001
<b>H</b>	<b>0,90</b>	<b>0,84</b>	<b>0,76</b>	<b>-0,79</b>	0,48	<b>0,83</b>	1,00	<b>-0,80</b>	-0,08	<b>-0,74</b>	<b>-0,83</b>	<b>0,85</b>	0,04
<i>p</i>	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,02	< 0,0001		< 0,0001	0,65	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,82
<b>BMT</b>	<b>-0,75</b>	<b>-0,81</b>	0,60	<b>0,82</b>	0,05	<b>-0,88</b>	<b>-0,80</b>	1,00	<b>-0,84</b>	<b>0,88</b>	<b>0,69</b>	<b>0,87</b>	<b>0,82</b>
<i>p</i>	< 0,0001	< 0,0001	0,01	< 0,0001	0,77	< 0,0001	< 0,0001		< 0,0001	< 0,0001	0,00	< 0,0001	< 0,0001
<b>HF y L</b>	<b>-0,74</b>	<b>-0,74</b>	<b>-0,84</b>	<b>-0,89</b>	0,06	<b>0,79</b>	-0,08	<b>-0,84</b>	1,00	<b>-0,82</b>	<b>0,84</b>	<b>-0,75</b>	<b>-0,83</b>
<i>p</i>	< 0,0001	<b>0,00</b>	< 0,0001	< 0,0001	0,75	< 0,0001	0,65	< 0,0001		< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001

	DPM	DGM	Θg	pb	β - G	DHA	H	BMT	HF y L	BSF	BFN	BC	Ac
<b>BSF</b>	<b>-0,87</b>	<b>-0,71</b>	<b>0,74</b>	<b>0,81</b>	<b>0,78</b>	0,03	<b>-0,74</b>	<b>0,88</b>	<b>-0,82</b>	1,00	<b>0,80</b>	-0,04	0,09
<i>p</i>	< 0,0001	< 0,0001	0,00	< 0,0001	< 0,0001	0,86	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001		< 0,0001	0,83	0,59
<b>BFN</b>	<b>-0,82</b>	<b>-0,80</b>	<b>-0,91</b>	<b>0,80</b>	<b>0,73</b>	0,61	<b>-0,83</b>	<b>0,69</b>	<b>0,84</b>	<b>0,80</b>	1,00	<b>0,81</b>	<b>-0,86</b>
<i>p</i>	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,00	< 0,0001	0,00	< 0,0001	< 0,0001		< 0,0001	< 0,0001
<b>BC</b>	<b>0,88</b>	0,61	<b>-0,76</b>	<b>0,82</b>	0,63	<b>-0,89</b>	<b>0,85</b>	<b>0,87</b>	<b>-0,75</b>	-0,04	<b>0,81</b>	1,00	<b>0,75</b>
<i>p</i>	< 0,0001	0,00	< 0,0001	< 0,0001	0,00	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,83	< 0,0001		< 0,0001
<b>Ac</b>	<b>0,79</b>	0,62	<b>0,84</b>	<b>0,79</b>	-0,55	<b>-0,84</b>	0,04	<b>0,82</b>	<b>-0,83</b>	0,09	<b>-0,86</b>	<b>0,75</b>	1,00
<i>p</i>	< 0,0001	0,01	< 0,0001	< 0,0001	0,01	< 0,0001	0,82	< 0,0001	< 0,0001	0,59	< 0,0001	< 0,0001	

CO (carbono orgánico - %), N total (%), Ca (meq 100 g<sup>-1</sup>), K (meq 100 g<sup>-1</sup>), Mg (meq 100 g<sup>-1</sup>), Na (meq 100 g<sup>-1</sup>), Al (acidez intercambiable - meq 100 g<sup>-1</sup>), CICE (capacidad de intercambio catiónico efectiva - meq 100 g<sup>-1</sup>), P (mg kg<sup>-1</sup>), Cu (mg kg<sup>-1</sup>), Fe (mg kg<sup>-1</sup>), Mn (mg kg<sup>-1</sup>), Zn (mg kg<sup>-1</sup>), B (mg kg<sup>-1</sup>), NH<sub>4</sub><sup>+</sup> (amonio - mg kg<sup>-1</sup>), NO<sub>3</sub><sup>-</sup> (nitrato - mg kg<sup>-1</sup>), DPM (diámetro ponderado medio - mm), DGM (diámetro geométrico medio - mm), Θg (humedad gravimétrica - %), pb (densidad aparente - g cm<sup>-3</sup>), BMT (bacterias mesófilas totales - log UFC g suelo<sup>-1</sup>), HF y L (hongos filamentosos y levaduras - log UFC g suelo<sup>-1</sup>), Ac (actinomicetos - log UFC g suelo<sup>-1</sup>), BSF (bacterias solubilizadoras de fosfatos - log UFC g suelo<sup>-1</sup>), BFN (bacterias fijadoras de nitrógeno de vida libre - log UFC g suelo<sup>-1</sup>), BC (bacterias celulolíticas - log UFC g suelo<sup>-1</sup>), β - G (Actividad β - Glucosidasa - μg de pNP g suelo seco<sup>-1</sup> h<sup>-1</sup>), DHA (Actividad deshidrogenasa - μg INTF g suelo seco<sup>-1</sup> 4 h<sup>-1</sup>) y H (Actividad hidrolasa - μg de fluoresceína g suelo seco<sup>-1</sup> 0,5 h<sup>-1</sup>). Los valores subrayados corresponden a correlaciones negativas o positivas superiores a 0,65 y estadísticamente significativas (*p* ≤ 0,05).



## J. Anexo: Correlaciones entre propiedades físicas, químicas y biológicas evaluadas en suelo y variables de desarrollo y crecimiento del cultivo de caña panelera

Coeficientes de correlación de Pearson con su respectiva significancia ( $p$ ) para propiedades químicas, físicas y biológicas del suelo y variables de desarrollo y crecimiento del cultivo de caña panelera, en el mes 10 del ensayo con cuatro tratamientos (T0: control, T1: vermicompost, T2: gallinaza, T3: compost).

	Diámetro	Altura	Entrenado	P. muestreo	P. total	P. 1 mes	°Brix	Peso
<b>Diámetro</b>	1,00	<b>0,73</b>	0,64	0,14	0,61	0,00	<b>0,78</b>	0,62
<i>P</i>		< 0,0001	< 0,0001	0,12	< 0,0001	0,98	< 0,0001	< 0,0001
<b>Altura</b>	<b>0,73</b>	1,00	<b>0,83</b>	0,02	<b>0,75</b>	-0,13	<b>0,65</b>	<b>0,73</b>
<i>P</i>	< 0,0001		< 0,0001	0,83	< 0,0001	0,16	< 0,0001	< 0,0001
<b>Entrenado</b>	0,64	<b>0,83</b>	1,00	-0,12	<b>0,69</b>	0,13	<b>0,72</b>	<b>0,67</b>
<i>P</i>	< 0,0001	< 0,0001		0,21	< 0,0001	0,15	< 0,0001	< 0,0001
<b>P. muestreo</b>	0,14	0,02	-0,12	1,00	<b>0,79</b>	0,18	0,20	0,07
<i>P</i>	0,12	0,83	0,21		< 0,0001	0,05	0,03	0,48
<b>P. total</b>	0,61	<b>0,75</b>	<b>0,69</b>	<b>0,79</b>	1,00	<b>0,81</b>	<b>0,67</b>	<b>0,81</b>
<i>P</i>	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001		< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001
<b>P. 1 mes</b>	0,00	-0,13	0,13	0,18	<b>0,81</b>	1,00	<b>0,65</b>	0,07
<i>P</i>	0,98	0,16	0,15	0,00	< 0,0001		< 0,0001	0,43





	Diámetro	Altura	Entrenudo	P. muestreo	P. total	P. 1 mes	°Brix	Peso
<b>H</b>	0,62	0,62	0,58	<b>0,69</b>	<b>0,69</b>	<b>0,82</b>	<b>0,78</b>	0,57
<i>p</i>	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001
<b>BMT</b>	<b>-0,77</b>	<b>-0,73</b>	0,60	0,62	<b>0,68</b>	0,60	<b>-0,80</b>	<b>-0,74</b>
<i>p</i>	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001
<b>HF y L</b>	<b>0,78</b>	0,58	<b>0,78</b>	<b>0,82</b>	0,59	<b>-0,79</b>	<b>0,71</b>	<b>0,70</b>
<i>p</i>	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001
<b>BSF</b>	0,63	0,63	<b>0,69</b>	<b>0,76</b>	<b>0,81</b>	<b>0,75</b>	0,61	<b>-0,72</b>
<i>p</i>	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001
<b>BFN</b>	<b>0,73</b>	<b>0,71</b>	0,50	-0,10	<b>0,77</b>	-0,02	-0,62	<b>-0,69</b>
<i>p</i>	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	0,34	< 0,0001	0,85	< 0,0001	< 0,0001
<b>BC</b>	<b>0,65</b>	<b>0,78</b>	<b>0,76</b>	<b>-0,79</b>	<b>-0,74</b>	<b>0,74</b>	-0,60	<b>0,73</b>
<i>p</i>	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001
<b>Ac</b>	0,64	<b>-0,81</b>	<b>-0,67</b>	<b>-0,76</b>	0,62	<b>0,81</b>	-0,54	-0,59
<i>p</i>	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001	< 0,0001

Diámetro (diámetro de la base del tallo – cm), altura (altura del tallo – cm), entrenudo (longitud de los entrenudos – cm), P. muestreo (población de tallos con el número de meses después del rebrote -mdr- correspondientes al mes del muestreo – dada en raíz cuadrada), P. total (población total de tallos – dada en raíz cuadrada), P. 1 mes (población de tallos con 1 mdr - dada en raíz cuadrada), °Brix (contenido de azúcares totales), peso (peso del tallo – g), CO (carbono orgánico - %), N total (%), Ca (meq 100 g<sup>-1</sup>), K (meq 100 g<sup>-1</sup>), Mg (meq 100 g<sup>-1</sup>), Na (meq 100 g<sup>-1</sup>), Al (acidez intercambiable - meq 100 g<sup>-1</sup>), CICE (capacidad de intercambio catiónico efectiva - meq 100 g<sup>-1</sup>), P (mg kg<sup>-1</sup>), Cu (mg kg<sup>-1</sup>), Fe (mg kg<sup>-1</sup>), Mn (mg kg<sup>-1</sup>), Zn (mg kg<sup>-1</sup>), B (mg kg<sup>-1</sup>), NH<sub>4</sub><sup>+</sup> (amonio - mg kg<sup>-1</sup>), NO<sub>3</sub><sup>-</sup> (nitrato - mg kg<sup>-1</sup>), DPM (diámetro ponderado medio - mm), DGM (diámetro geométrico medio - mm), Θg (humedad gravimétrica - %), pb (densidad aparente - g cm<sup>-3</sup>), BMT (bacterias mesófilas totales - log UFC g suelo<sup>-1</sup>), HF y L (hongos filamentosos y levaduras - log UFC g suelo<sup>-1</sup>), Ac (actinomicetos - log UFC g suelo<sup>-1</sup>), BSF (bacterias solubilizadoras de fosfatos - log UFC g suelo<sup>-1</sup>), BFN (bacterias fijadoras de nitrógeno de vida libre - log UFC g suelo<sup>-1</sup>), BC (bacterias celulolíticas - log UFC g suelo<sup>-1</sup>), β - G (Actividad β – Glucosidasa - μg de pNP g suelo seco<sup>-1</sup> h<sup>-1</sup>), DHA (Actividad deshidrogenasa - μg INTF g suelo seco<sup>-1</sup> 4 h<sup>-1</sup>) y H (Actividad hidrolasa - μg de fluoresceína g suelo seco<sup>-1</sup> 0,5 h<sup>-1</sup>). Los valores subrayados corresponden a correlaciones negativas o positivas superiores a 0,65 y estadísticamente significativas ( $p \leq 0,05$ ).

## Bibliografía

- Abbott, L. & Murphy, D., 2007. *Soil Biological Fertility. A Key to Sustainable Land Use in Agriculture*. Dordrecht: Springer.
- Abdollahi, L., Schjonning, P., Elmholt, S. & Munkholm, L., 2014. The effects of organic matter application and intensive tillage and traffic on soil structure formation and stability. *Soil and Tillage Research*, Volumen 136, pp. 28 - 37.
- Acosta-Martínez, V. y otros, 2014. Predominant bacterial and fungal assemblages in agricultural soils during a record drought/heat wave and linkages to enzyme activities of biogeochemical cycling. *Applied Soil Ecology*, Volumen 84, pp. 69 - 82.
- Acosta, Y. y otros, 2008. Fraccionamiento de metales y materia orgánica en un suelo de la Península de Paraguaná, estado Falcón, Venezuela. *Multiciencias*, Volumen 8, pp. 39 - 47.
- Adam, G. & Duncan, H., 2001. Development of a sensitive and rapid method for the measurement of total microbial activity using fluorescein diacetate (FDA) in a range of soils. *Soil Biology and Biochemistry*, Volumen 33, p. 943 – 951.
- Aguilar, N., 2009. *Ficha técnica del cultivo de Caña de Azúcar*. San Luis de Potosí: Secretaria de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. Secretaria de Desarrollo Agropecuario y Recursos Hidráulicos. Gobierno del Estado de San Luis de Potosí. SIVICAÑA..
- Alcaldía Municipal de Nocaima, 2013. *Alcaldía Municipal de Nocaima*. [En línea] Available at: <http://www.nocaima.gov.co/nuestro-municipio/informacion-general.html> [Último acceso: Octubre 2013].
- Alef, K. & Nannipieri, P., 1995. *Methods in Applied Soil Microbiology and Biochemistry*. London: Academic Press.
- Allen, D., Singh, B. & Dalal, R., 2011. Soil Health Indicators Under Climate Change: A Review Of Current Knowledge. En: B. Singh, A. Cowie & K. Chan, edits. *Soil Health and Climate Change*. *Soil Biology*. Springer, p. 25 – 45.
- Alotaibi, K. & Schoenau, J., 2011. Enzymatic activity and microbial biomass in soil amended with biofuel production byproducts. *Applied Soil Ecology*, Volumen 48, pp. 227 - 235.
- Alves, A. y otros, 2013. Interpretation of Microbial Soil Indicators as a Function of Crop Yield and Organic Carbon. *Soil Biology and Biochemistry*, 77(2), p. 461 – 472.
- Arnold, C., Ghezzehei, T. & Asefaw, A., 2015. Decomposition of distinct organic matter pools is regulated by moisture status in structured wetland soils. *Soil Biology and Biochemistry*, Volumen 81, pp. 28 - 37.
- Arriagada, C., Sampedro, I., García-Romera, I. & Ocampo, J., 2009. Improvement of growth of *Eucalyptus globulus* and soil biological parameters by amendment with sewage sludge and inoculation with arbuscular mycorrhizal and saprobe fungi. *Science of the total environment*, Volumen 407, pp. 4799 - 4806.

- Avellaneda, L., 2008. *Actividades enzimáticas de suelos con y sin historia de uso agrícola y manejo convencional y de sus consorcios bacterianos*. Bogotá D.C.: Tesis de maestría. Universidad Nacional de Colombia.
- Bandick, A. & Dick, R., 1999. Field management effects on soil enzyme activities. *Soil Biology and Biochemistry*, Volumen 31, p. 1471–1479.
- Bell, M. y otros, 2006. Impact of fallow length, organic amendments, break crops and tillage on soil biota and sugarcane growth. *Proceedings of the Australian Society of Sugar Cane*, Volumen 28, pp. 1 - 18.
- Bergaya, F., Lagaly, G. & Vayer, M., 2013. Chapter 2.11: Cation and anion exchange. En: F. Bergaya & G. Lagaly, edits. *Developments in clay science*. Elsevier, pp. 333 - 359.
- Berry, D., Shang, C. & Zelazny, L., 2009. Measurement of phytase activity in soil using a chromophoric tethered phytic acid probe. *Soil Biology and Biochemistry*, Volumen 41, pp. 192 - 200.
- Betancourt, Y., Herrera, L., Aday, O. & García, A., 2010. Las propiedades biológicas del suelo e influencia de enfermedades para definir la zona de aplicación del laboreo localizado en los suelos arcillosos pesados. *Revista Ciencias Técnicas Agropecuarias*, Volumen 19, pp. 27 - 30.
- Bhandari, S., 2007. Concept of Organic Farming in IPNS. En: M. Gupta, ed. *Handbook of Organic Farming and Bio-fertilizers*. Jaipur: Global Media, pp. 1-6.
- Bills, G., Christensen, M., Powell, M. & Thorn, G., 2004. Saprobic Soil Fungi. En: G. Mueller, G. Bills & M. Foster, edits. *Biodiversity of Fungi*. Elsevier, p. 271 – 302.
- Bing, Y. y otros, 2011. Magnesium for field crops. *Agronomy Fact Sheet Series*, Volumen 59, pp. 1 - 2.
- Bloem, J., Hopkins, D. & Benedetti, A., 2006. *Soil quality microbiological methods for assessing soil*. Wallingford. Oxfordshire: CABI publishing CAB international. .
- Bowles, T., Acosta-Martínez, V., Calderón, F. & Jackson, L., 2014. Soil enzyme activities, microbial communities, and carbon and nitrogen availability in organic agroecosystems across an intensively-managed agricultural landscape. *Soil Biology and Biochemistry*, Volumen 68, pp. 252 - 262.
- Burns, R., 1982. Enzyme activity in soil: location and a possible role in microbial ecology. *Soil Biology and Biochemistry*, Volumen 14, p. 423–427.
- Burns, R. y otros, 2013. Soil enzymes in a changing environment: Current knowledge and future directions. *Soil Biology and Biochemistry*, Volumen 58, pp. 216 - 234.
- Buscot, F. & Varma, A., 2005. *Microorganisms in Soils: Roles in Genesis and Functions*. Springer.
- Caicedo, M., 2007. *Efectos de la mecanización del corte de caña de azúcar en el Valle del Cauca*. Santiago de Cali: Tesis de maestría en administración. Facultad de administración. Universidad ICESI.
- Calbrix, R. y otros, 2007. Impact of organic amendments on the dynamics of soil microbial biomass and bacterial communities in cultivated land. *Applied Soil Ecology*, Volumen 35, pp. 511 - 522.
- Califra, A., 2010. *Bases para la planificación del uso de la tierra a nivel predial*.
- Cañizares, R., Benitez, E. & Ogunseitan, O., 2011. Molecular analyses of  $\beta$ -glucosidase diversity and function in soil. *European Journal of Soil Biology*, Volumen 47, pp. 1 - 8.
- Caravaca, F., Lax, A. & Albaladejo, J., 1999. Organic matter, nutrient contents and cation exchange capacity in fine fractions from semiarid calcareous soils. *Geoderma*, Volumen 93, pp. 161 - 176.
- Cardona, G., Peña, C. & Ruiz, M., 2009. Comunidades de actinomicetos en tres tipos de vegetación de la amazonia colombiana: abundancia, morfotipos y el gen 16s ADNr. *Revista de biología tropical*, 57(4), pp. 1119-1139.

- Castro, H. & Gómez, M., 2010. Fertilidad de suelos y Fertilizantes. En: *Ciencia del suelo. Principios básicos*. Bogotá D.C.: Sociedad Colombiana de la Ciencia del Suelo, pp. 217-303.
- Cattaneo, F. y otros, 2014. Perennial energy cropping systems affect soil enzyme activities and bacterial community structure in a south european agricultural area. *Applied Soil Ecology*, Volumen 84, pp. 213 - 222.
- Celik, I., Gunal, H., Budak, M. & Akpinar, C., 2010. Effects of long-term organic and mineral fertilizers on bulk density and penetration resistance in semi-arid Mediterranean soil conditions. *Geoderma*, Volumen 160, pp. 236 - 243.
- Cherkasov, N., Ibhaddon, A. & Fitzpatrick, P., 2015. A review of the existing and alternative methods for greener nitrogen fixation. *Chemical engineering and processing*, Volumen 90, pp. 24 - 33.
- Curtin, D., Campbell, C. & Jalil, A., 1998. Effects of acidity on mineralization: pH - dependence of organic matter mineralization in weakly acidic soils. *Soil Biology and Biochemistry*, 30(1), pp. 57 - 64.
- da Silva, D. y otros, 2012. Soil microbial biomass and activity under natural and regenerated forests and conventional sugarcane plantations in Brazil. *Geoderma*, Volumen 189 - 190, pp. 257 - 261.
- Dick, R., 1992. A review: long-term effects of agricultural systems on soil biochemical and microbial parameters. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, Volumen 40, pp. 25 - 36.
- Dick, R., 1997. Soil enzyme activities as integrative indicators of soil health. En: C. Pankhurst, B. Doube & V. Gupta, edits. *Biological Indicators of Soil Health*. Wallingford: CAB International, p. 121–156.
- Dissanyake, N. & Hoy, J., 1999. Organic material soil amendment effects on root rot and sugarcane growth and characterization of the materials. *Plant Disease*, 83(11), pp. 1039 - 1046.
- Divito, G. & Sadras, V., 2014. How do phosphorus, potassium and sulphur affect plant growth and biological nitrogen fixation in crop and pasture legumes? A meta-analysis. *Field crop research*, Volumen 156, pp. 161-171.
- Dixon, G. & Tilston, E., 2010. *Soil Microbiology and Sustainable Crop Production*. Springer.
- Döbereiner, J. & Day, J., 1976. Associative symbiosis in tropical grasses characterization of microorganisms and dinitrogen-fixing sites. En: W. Newton & C. Nyman, edits. *Proc. 1st Symp. Nitrogen Fixation..* Pullman: Washington State University Press, p. 518 – 538.
- Dube, E., Chiduzo, C. & Muchaonyerwa, P., 2012. Conservation agriculture effects on soil organic matter on a Haplic Cambisol after four years of maize–oat and maize–grazing vetch rotations in South Africa. *Soil and Tillage Research*, Volumen 123, p. 21–28..
- Dungan, R., Kukier, U. & Lee, B., 2006. Blending foundry sands with soil: Effect on dehydrogenase activity. *Science of the total environment*, Volumen 357, pp. 221 - 230.
- Eivazi, F. & Tabatabai, M., 1988. Glucosidases and galactosidases in soils. *Soil Biology and Biochemistry*, Volumen 20, p. 601 – 606.
- Ellis, B. & Foth, H., 1996. *Soil Fertility*. second ed. Washington: Lewis Publishers.
- Ernst, W., 2004. Chapter 3: Vegetation, organic matter and soil quality. En: P. Doelman & H. Eijsackers, edits. *Vital soil: Function, value and properties*. Elsevier, pp. 41 - 98.
- Estrada, M., 2005. Manejo y procesamiento de la gallinaza. *Revista Lasallista de investigación*, 2(1), pp. 43 - 48.
- Eyherabide, M., Saíenz, H., Barbieri, P. & Echeverría, H., 2014. Comparación de métodos para determinar carbono orgánico en suelo. *Ciencia del Suelo*, 32(1), pp. 13 - 19.
- FAO, 2009. *Guía para la descripción de suelos*. Cuarta ed. Roma.

- FAO, 2014. 2. *Planificación y realización de un levantamiento de suelos*. [En línea] Available at: [ftp://ftp.fao.org/fi/CDrom/FAO\\_training/FAO\\_training/general/x6706s/x6706s02.htm](ftp://ftp.fao.org/fi/CDrom/FAO_training/FAO_training/general/x6706s/x6706s02.htm) [Último acceso: Marzo 2014].
- Fedepanela, 2009. *Manejo Agronómico de la Caña Panelera con énfasis en el Control Biológico*. Bogotá D.C.: Roffaprint Editores Ltda.
- Fedepanela, 2010. *Caña para Panela estimados - Fedepanela - Federación Nacional de Productores de Panela. Fondo Nacional de la Panela*. [En línea] Available at: [http://www.fedepanela.org.co/images/precios/estadisticaspanela\\_2010.JPG](http://www.fedepanela.org.co/images/precios/estadisticaspanela_2010.JPG) [Último acceso: Noviembre 2013].
- Fedepanela, 2013. *Certificaciones. FedePanela - Federación Nacional de Productores de Panela. Fondo Nacional de la Panela*. [En línea] Available at: <http://www.fedepanela.org.co/index.php/proyectos/certificaciones> [Último acceso: octubre 2013].
- Ferreras, L. y otros, 2006. Effect of organic amendments on some physical, chemical and biological properties in a horticultural soil. *Bioresource technology*, Volumen 97, p. 635 – 640.
- Gabor, R. y otros, 2014. From the litter layer to the saprolite: Chemical changes in water-soluble soil organic matter and their correlation to microbial community composition. *Soil Biology and Biochemistry*, Volumen 68, pp. 166 - 176.
- Gallego, J. y otros, 1996. *El cultivo de la caña panelera en zona cafetera*. Manizales: CORPOICA - ASOPANELA.
- García, A., 2009. 10. Caña de Azúcar. En: R. Guerrero, ed. *Fertilización de cultivos en clima cálido*. s.l.:Monómeros Colombo Venezolanos, pp. 132 - 172.
- García, H. y otros, 2007. *Guía tecnológica para el manejo integral del sistema productivo de la caña panelera*. Ministerio de agricultura y desarrollo rural. Corpoica. C.I. Tibaitatá. Bogotá D.C.: Produmedios.
- Giacometti, C. y otros, 2013. Chemical and microbiological soil quality indicators and their potential to differentiate fertilization regimes in temperate agroecosystems. *Applied Soil Ecology*, Volumen 64, pp. 32 - 48.
- Gomez, E., Ferreras, L. & Toresani, S., 2006. Soil bacterial functional diversity as influenced by organic amendment application.. *Bioresource technology*, Volumen 97, p. 1484–1489.
- González, M. y otros, 2010. Influence of organic amendments on soil quality potential indicators in an urban horticultural system. *Bioresource technology*, Volumen 101, p. 8897–8901.
- Goodfellow, M. & Williams, S., 1983. Ecology of Actinomycetes. *Annual Review of Microbiology*, Volumen 37, pp. 189-216.
- Graham, M. & Haynes, R., 2005. Organic matter accumulation and fertilizer-induced acidification interact to affect soil microbial and enzyme activity on a long-term sugarcane management experiment. *Biology and Fertility of Soils*, Volumen 41, pp. 249 - 256.
- Green, V., Stott, D. & Diack, M., 2006. Assay for fluorescein diacetate hydrolytic activity: Optimization for soil samples. *Soil Biology and Biochemistry*, Volumen 693 – 701, p. 38.
- Grosso, F., Temussi, F. & de Nicola, F., 2014. Water-extractable organic matter and enzyme activity in three forest soils of the Mediterranean area. *European Journal of Soil Biology*, Volumen 64, pp. 15 - 22.
- Hamdali, H., Hafidi, M., Virolle, M. & Ouhdouch, Y., 2008. Rock phosphate-solubilizing Actinomycetes: screening for plant growth-promoting activities. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, pp. DOI 10.1007/s11274-008-9817-0.
- Harrison-Kirk, T., Beare, M., Meenken, E. & Condon, L., 2014. Soil organic matter and texture affect responses to dry/wet cycles: Changes in soil organic matter fractions and



- relationships with C and N mineralisation. *Soil Biology and Biochemistry*, Volumen 74, pp. 50 - 60.
- Hase, C., 2011. Influence of sugarcane monocropping on rhizosphere microflora, soil enzymes and NPK status. *International Journal of Pharma and Bio Sciences*, 2(1), pp. 188- 202.
- Havlin, J., Beaton, J., Tisdale, S. & Nelson, W., 2005. *Soil fertility and fertilizers. An introduction to nutrient management*. Seventh ed. New Jersey: Pearson. Prentice Hall.
- Hawkes, C., DeAngelis, K. & Firestone, M., 2007. Chapter 1. Root interactions with soil microbial communities and processes. En: Z. Cardon & J. Whitbeck, edits. *The rhizosphere: an ecological perspective*. Elsevier, pp. 1 - 29.
- Hou, S. y otros, 2014. The effects of erosion on the microbial populations and enzyme activity in black soil of northeastern China. *Acta Ecologica Sinica*, Volumen 34, pp. 295 - 301.
- Huang, H. y otros, 2009. Influence of *Glomus etunicatum*/*Zea mays* mycorrhiza on atrazine degradation, soil phosphatase and dehydrogenase activities, and soil microbial community structure. *Soil Biology and Biochemistry*, Volumen 41, pp. 726 - 734.
- Hu, J. y otros, 2009. Population size and specific potential of P-mineralizing and -solubilizing bacteria under long-term P-deficiency fertilization in a sandy loam soil. *Pedobiologia*, Volumen 53, pp. 49 - 58.
- Huq, S. & Shoaib, J., 2013. The Soils of Bangladesh. En: A. Hartemink, ed. *World Soils Book Series*. . s.l.:Springer, pp. 99-111.
- ICONTEC, 2004a. *Norma Técnica Colombiana. NTC 4113 – 4. Calidad de suelo. Muestreo. Parte 4. Guía sobre el procedimiento para la investigación de sitios naturales, semi-naturales y cultivados*.
- ICONTEC, 2004b. *Norma técnica Colombiana. NTC 5167 Productos para la industria agrícola. Productos orgánicos usados como abonos o fertilizantes y enmiendas de suelo*.
- IGAC, 2000. *Estudio general de suelos y zonificación de tierras del departamento de Cundinamarca*. Bogotá D.C.: Instituto Geográfico Agustín Codazzi.
- James, W. y otros, 2014. A functional view of plant microbiomes: endosymbiotic systems that enhance plant growth and survival. En: V. Verma & A. Gange, edits. *Advances in Endophytic Research*. Springer, pp. 425 - 439.
- Jones, C. & Jacobsen, J., 2009. Micronutrients: Cycling, Testing and Fertilizer Recommendations. *Nutrient Management*, Volumen 7, pp. 1 - 15.
- Junior, A. y otros, 2008. Purification and biochemical characterization of thermostable alkaline phosphatases produced by *Rhizopus microsporus* var. *rhizopodiformis*. *Folia Microbiologica*, 242(53), pp. 509 - 516.
- Karami, A. y otros, 2012. Organic resource management: Impacts on soil aggregate stability and other soil physico - chemical properties. *Agriculture, ecosystems and environment*, Volumen 148, pp. 22 - 28.
- Karlen, D., Andrews, S. & Wienhold, B., 2004. Chapter 2. Soil Quality, Fertility and Health – Historical Context, Status and Perspectives. En: P. Schjonning, S. Elmholt & B. Christensen, edits. *Managing Soil Quality: Challenges in Modern Agriculture*. Cambridge: CABI Publishing. , pp. 16-33.
- Kaur, K., Kapoor, K. & Gupta, A., 2005. Impact of organic manures with and without mineral fertilizers on soil chemical and biological properties under tropical conditions. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science*, Volumen 168, pp. 117 - 122.
- Keuter, A., Veldkamp, E. & Corre, M., 2014. Asymbiotic biological nitrogen fixation in a temperate grassland as affected by management practices. *Soil Biology and Biochemistry*, Volumen 70, pp. 38-46.

- Kimura, Y., Okazaki, N. & Takegawa, K., 2009. Enzymatic characteristics of two novel *Myxococcus xanthus* enzymes, PdeA and PdeB, displaying 30,50- and 20,30-cAMP phosphodiesterase and phosphatase activities. *FEBS Letters*, Volumen 583, pp. 443 - 448.
- Kinyangi, J., 2007. *Soil health and soil quality: a review. Draft publication..* [En línea] Available at: <http://www.worldaginfo.org/files/Soil%20Health%20Review.pdf> [Último acceso: mayo 2013].
- Knight, T. & Dick, R., 2004. Differentiating microbial and stabilized  $\beta$  - glucosidase activity relative to soil quality. *Soil Biology and Biochemistry*, Volumen 36, p. 2089 – 2096.
- Korodjouma, O., Badiori, O., Ayemou, A. & Sédogo, M., 2006. Long - term effect of ploughing, and organic matter input on soil moisture characteristics of a Ferric Lixisol in Burkina Faso. *Soil and Tillage Research*, Volumen 88, pp. 217 - 224.
- Kotroczó, Z. y otros, 2014. Soil enzyme activity in response to long-term organic matter manipulation. *Soil Biology and Biochemistry*, Volumen 70, pp. 237 - 243.
- Kumar, S., Chaudhuri, S. & Maiti, S., 2013. Soil dehydrogenase enzyme activity in natural and mine soil - a review. *Middle - East Journal of Scientific Research*, 13(7), pp. 898 - 906.
- Lammirato, C., Miltner, A., Wick, L. & Kästner, M., 2010. Hydrolysis of cellobiose by  $\beta$ -glucosidase in the presence of soil minerals - Interactions at solid-liquid interfaces and effects on enzyme activity levels. *Soil Biology and Biochemistry*, Volumen 42, pp. 2203 - 2210.
- Lavelle, P. & Spain, A. V., 2001. *Soil Ecology*. Kluwer Academic Publishers.
- Lazcano-Ferrat, I., 1999. El potasio... Esencial para un buen rendimiento en la caña de azúcar. *Informaciones agronómicas. Instituto del potasio y el fosforo de Canadá*, Volumen 35, pp. 1-5.
- Le Bissonnais, Y. & Le Souder, C., 1995. Mesurer la stabilité structurale des sols pour évaluer leur sensibilité à la battance et à l'érosion. *Étude et Gestion des Sols*, 2(1), pp. 43 - 56.
- Li, J. y otros, 2015. Effects of regenerating vegetation on soil enzyme activity and microbial structure in reclaimed soils on a surface coal mine site. *Applied Soil Ecology*, Volumen 87, pp. 56 - 62.
- Lipman, J., 1904. Soil bacteriological studies: Further contributions to the physiology and morphology of the members of the *Azotobacter* group. *Report of the New Jersey State Agricultural Experiment Station*, Volumen 25, pp. 237-289.
- Lopez, J. & Osorio, J., 2000. *Manejo agronomico y beneficio de la caña panelera. Memorias: proyecto fortalecimiento y capacitación técnico empresarial para cuatro microempresas agroindustriales del municipio de Granada*. Municipio de Granada: PADEMER.
- López-Ortega, M. y otros, 2013. Characterization of diazotrophic phosphate solubilizing bacteria as growth promoters of maize plants. *Revista Colombiana de Biotecnología*, 15(2), pp. 115 - 123.
- Lucas, S., D'Angelo, E. & Williams, M., 2014. Improving soil structure by promoting fungal abundance with organic soil amendments. *Applied soil ecology*, Volumen 75, pp. 13-23.
- Madhaiyan, M., Poonguzhali, S., Sundaram, S. & Sa, T., 2006. A new insight into foliar applied methanol influencing phylloplane methylotrophic dynamics and growth promotion of cotton (*Gossypium hirsutum* L.) and sugarcane (*Saccharum officinarum* L.). *Environmental and Experimental Botany*, Volumen 57, pp. 168 - 176.
- Madigan, M., Martinko, J. & Parker, J., 2004. *Brock Biología de los Microorganismos*. Décima ed. Madrid: Pearson – Prentice Hall.
- MADR, 2006. *El sector panelero Colombiano..* Bogotá D.C: Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural.
- Magarey, R., Yip, H., Bull, J. & Johnson, E., 1997. Effect of the fungicide mancozeb on fungi associated with sugarcane yield decline in Queensland. *Mycological Research*, 101(7), pp. 858 - 862.

- Magdoff, F. & Weil, R., 2004. *Soil Organic Matter in Sustainable Agriculture*. Boca Raton: CRC Press.
- Malagón, D., 1995. *Suelos de Colombia*. Bogotá D.C.: IGAC.
- Malley, Z., Kayombo, B., Willcocks, T. & Mtakwa, P., 2004. Ngoro: an indigenous, sustainable and profitable soil, water and nutrient conservation system in Tanzania for sloping land. *Soil and Tillage Research*, Volumen 77, p. 47–58.
- Mandolesi, M. y otros, 2014. Fracciones granulométricas y carbono orgánico oxidable en un suelo típico del centro sur bonaerense (Argentina). *Ciencia del Suelo*, 32(2), pp. 159 - 170.
- Marschner, P. & Rengel, Z., 2007. *Soil Biology. Nutrient Cycling in Terrestrial Ecosystems*. Berlin: Springer.
- Marschner, P. & Rengel, Z., 2012. Chapter 12: Nutrient availability in soils . En: P. Marschner, ed. *Marschner's mineral nutrition of higher plants*. Elsevier, pp. 315 - 330.
- Martínez, E., Fuentes, J. & Acevedo, E., 2008. Carbono orgánico y propiedades del suelo. *Journal of soil science and plant nutrition*, 8(1), pp. 68 - 96.
- Martínez, M., 2006. *Técnicas en Microbiología de Suelos y Lodos. Proyecto CIC-FIUC. "Formación de técnicos para mejorar la fertilidad de Suelos"*. Javegraf.
- Mehnaz, S., 2013. Microbes – friends and foes of sugarcane. *Journal of basic microbiology*, Volumen 53, pp. 954-971.
- Merck, 1994. *Manual de medios de cultivo*.
- Molina, E., 1998. Acidez del Suelo y Encalado. En: *Encalado para la corrección de la acidez del suelo*, ACCS. San José. pp. 1 - 18.
- Monkiedje, A., Spitteller, M., Maniepi, S. & Sukul, P., 2007. Influence of metalaxyl - and mefenoxam - based fungicides on chemical and biochemical attributes of soil quality under field conditions in a southern humid forest zone of Cameroon. *Soil Biology and Biochemistry*, Volumen 39, pp. 836 - 842.
- Moreno, J. y otros, 2014. *De residuo a recurso. El camino hacia la sostenibilidad*. Madrid, Mundi-Prensa.
- Moscatelli, M. y otros, 2012.  $\beta$ -Glucosidase Kinetic parameters as indicators of soil quality under conventional and organic cropping systems applying two analytical approaches. *Ecological Indicators*, Volumen 13, p. 322 – 327.
- Moyano, F., Manzoni, S. & Chenu, C., 2013. Responses of soil heterotrophic respiration to moisture availability: An exploration of process and models. *Soil Biology and Biochemistry*, Volumen 59, pp. 72 - 85.
- Mullo, I., 2012. *Manejo y procesamiento de la gallinaa*. Riobamba: Escuela superior politécnica de Chimbonazo. Facultad de Ciencias Pecuarias. Escuela de Ingeniería Zootécnica..
- Muñetones, D., 2012. *Paneleros de Nocaima, con licencia para exportar*. *Ellector.com*. [En línea] Available at: <http://periodicolector.com/index.php/actualidad/municipales/1721-paneleros-de-nocaima-con-licencia-para-exportar> [Último acceso: octubre 2013].
- Muñoz, A., López-Piñeiro, A. & Ramírez, M., 2007. Soil quality attributes of conservation management regimes in a semi-arid region of south western Spain. *Soil and Tillage Research*, Volumen 95, p. 255–265.
- Muñoz, R., 1995. Fertilización de la caña panelera. En: R. Guerrero, ed. *Fertilización de cultivos en clima medio*. Bogotá D.C.: Monómeros Colombo Venezolanos S.A., pp. 99 - 116.
- Murillo, T., 1999. Alternativas de uso para la gallinaza. *XI Congreso Nacional Agronómico*, pp. 427 - 436.
- Muscolo, A., Panuccio, M., Mallamaci, C. & Sidari, M., 2014. Biological indicators to assess short-term soil quality changes in forest ecosystems. *Ecological indicators*, Volumen 45, p. 416 – 423.

- Muscolo, A., Settineri, G. & Attinà, E., 2015. Early warning indicators of changes in soil ecosystem functioning. *Ecological Indicators*, Volumen 48, pp. 542 - 549.
- Nagavallema, K. y otros, 2006. Vermicomposting: Recycling Wastes into Valuable Organic Fertilizer. *An Open Acces Journal published by ICRISAT*, 2(1), pp. 1 - 16.
- Nannipieri, P., Kandeler, E. & Ruggiero, P., 2002. Enzyme activities and microbiological and biochemical processes in soil. En: R. Burns & R. Dick, edits. *Enzymes in the Environment*. New York: Marcel Dekker., p. 1–33.
- Nasanit, R., Tangwong-O-Thay, A., Tantirungkij, M. & Limtong, S., 2015. The assesment of epiphytic yeast diversity in sugarcane phyllosphere in Thailand by culture-independent method. *Fungal Biology*, p. <http://dx.doi.org/10.1016/j.funbio.2015.08.021>.
- Navarro, G. & Navarro, S., 2014. *Fertilizantes. Química y Acción*. Madrid: Mundi-Prensa.
- Nunes, J. y otros, 2012. Impact of land degradation on soil microbial biomass and activity in northeast Brazil. *Pedosphere*, 22(1), pp. 88 - 95.
- Nyakatawa, E. y otros, 2007. Soil erosion estimation in conservation tillage systems with poultry litter application using RUSLE 2.0 model.. *Soil and Tillage Research*, Volumen 94, p. 410–419.
- Oorts, K., Vanlauwe, B. & Merckx, R., 2003. Cation exchange capacities of soil organic matter fractions in a Ferric Lixisol with different organic matter inputs. *Agriculture ecosystems and environment*, Volumen 100, pp. 161 - 171.
- Osorio, G., 2007. *Buenas prácticas agrícolas -BPA- y buenas prácticas de manufactura -BPM- en la producción de caña panelera*. Medellín: CORPOICA - MANA - FAO – CTP. Print Ltda.
- Panda, H. & Hota, D., 2008. *Handbook of Composite Organic Farming..* Delhi: Global Media..
- Pandey, D., Agrawall, M. & Sigh, J., 2014. Effects of conventional tillage and no tillage permutations on extracellular soil enzyme activities and microbial biomass under rice cultivation. *Soil and Tillage Research*, Volumen 51 - 60, p. 136.
- Pankhurst, C. y otros, 2003. Management practices to improve soil health and reduce the effects of detrimental soil biota associated with yield decline of sugarcane in Queensland, Australia. *Soil and Tillage Research*, Volumen 72, pp. 125 - 137.
- Paul, E., 2007. *Soil microbiology and biochemistry*. third ed. Amsterdam: Elsevier.
- Paul, G. & Solaiman, A., 2004. Changes of microbial biomass carbon and nitrogen in upland sugarcane soil amended with different organic materials. *Communications in Soil Science and Plant Analysis*, 35(17 - 18), pp. 2433 - 2447.
- Peñarete, W. y otros, 2013. Efecto de aplicación de biolólidos sobre las propiedades físicas de un suelo cultivado con caña de azúcar. *Acta Agronómica*, 62(3), pp. 251 - 260.
- Pepper, I. & Gerba, C., 2004. *Environmental Microbiology. A laboratory manual*. second ed. Elsevier.
- Pezzolla, D. y otros, 2015. Influence of exogenous organic matter on prokaryotic and eukaryotic microbiota in an agricultural soil. A multidisciplinary approach. *Soil Biology and Biochemistry*, Volumen 82, pp. 9 - 20.
- Pikovskaya, R., 1948. Mobilization of phosphorus in soil in connection with vital activity of some microbial species. *Mikrobiologiya* , Volumen 17, p. 363–370.
- Porta, J., López-Acevedo, M. & Roquero, C., 2001. *Edafología para la agricultura y el medio ambiente*. Mundi-prensa.
- Quintero, R., 1995. Fertilización y nutrición. En: *El cultivo de la caña en la zona azucarera de Colombia*. Cali: CENICAÑA, pp. 153-177.
- Raiesi, F. & Beheshti, A., 2014. Soil specific enzyme activity shows more clearly soil responses to paddy rice cultivation than absolute enzyme activity in primary forests of northwest Iran. *Applied Soil Ecology*, Volumen 75, pp. 63 - 70.

- Ramirez, D., 2009. *Esquema de ordenamiento territorial del municipio de Nocaima - Dimensión económica (Sistemas de producción y extracción)*. Nocaima : Oficina de planeación municipal.
- Ramírez, D., Insuasty, O. & Murcia, M., 2014. *Varietades de caña de azúcar empleadas para la agroindustria panelera de Colombia*. Bogotá D.C.: Carvajal.
- Ramos, E. & Zúñiga, D., 2008. Efecto de la humedad, temperatura y pH del suelo en la actividad microbiana a nivel de laboratorio. *Ecología aplicada*, Volumen 7, pp. 123 - 130.
- Rincón, A., 2005. Evaluación agronómica y nutricional de variedades de caña de azúcar con potencial forrajero en el Piedemonte Llanero. *Revista CORPOICA*, 6(2), pp. 60 - 68.
- Rivero, C. & Carracedo, C., 1999. Efecto del uso de gallinaza sobre algunos parámetros de fertilidad química de dos suelos de pH contrastante. *Revista facultad de Agronomía (Maracay)*, Volumen 25, p. 83–93.
- Robinson, C. & Bruce, K., 2002. Chapter 1: Natural microbial communities. En: M. Keith & F. Livens, edits. *Interactions of microorganisms with radionuclides*. Elsevier Science, p. 1 – 35.
- Rodríguez, H. & Fraga, R., 1999. Phosphate solubilizing bacteria and their role in plant growth promotion. *Biotechnology Advances*, Volumen 17, p. 319–339.
- Román, P., Martínez, M. & Pantoja, A., 2013. *Manual de compostaje del agricultor. Experiencias en América Latina*. Santiago de Chile: Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. Oficina Regional para América Latina y el Caribe.
- Ronald, M. & Wood, P., 1982. Use of Congo Red-Polysaccharide Interactions in Enumeration and Characterization of Cellulolytic Bacteria from the Bovine Rumen. *Applied and Environmental Microbiology*, 43(4), p. 777 – 780.
- Rotman, B. & Papermaster, B., 1966. Membrane properties of living mammalian cells as studied by enzymatic hydrolysis of fluorogenic esters. *Proceedings of the National Academy of Science USA*, Volumen 55, p. 134–141.
- Salazar, J., Tribados, S. & Bohorquez, D., 2012. *Nocaima. Análisis de estado en base a información secundaria*. Nocaima: Alcaldía Municipal de Nocaima.
- Sánchez, D., Gómez, R., García, A. & Bonilla, R., 2014. Bacterias solubilizadoras de fosfato aisladas de *Pennisetum clandestinum* asociadas a sistemas ganaderos en el área andina. *Revista U.D.C.A Actualidad y Divulgación Científica*, 17(1), pp. 423 - 431.
- Sánchez, D., Gómez-Vargas, R., Garrido, M. & Bonilla, R., 2012. Inoculación con bacterias promotoras de crecimiento vegetal en tomate bajo condiciones de invernadero. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 3(7), pp. 1401 - 1415.
- Sant’anna, S., Fernandes, M., IVO, W. & Costa, J., 2009. Evaluation of soil quality indicators in Sugarcane management in sandy loam soil. *Pedosphere*, 19(3), pp. 312 - 322.
- Santisteban, D., 2008. *Colombia frente al posible tratado de libre comercio con Estados Unidos (Análisis por sectores)*. Bucaramanga: Universitaria de investigación y desarrollo - Grupo de investigación en desarrollo empresarial competitivo - PORTER -.
- Schjonning, P., Elmholt, S. & Christensen, B., 2004. Chapter 1. Soil Quality Management. Concepts and Terms. En: P. Schjonning, S. Elmholt & B. Christensen, edits. *Managing Soil Quality: Challenges in Modern Agriculture*. Cambridge: CABI Publishing., pp. 1 - 15.
- Schmidt, A. y otros, 2009. Heavy metal resistance to the extreme: *Streptomyces* strains from a former uranium mining area. *Chemie der Erde*, Volumen 2, pp. 35 - 44.
- Schroth, G., Vanlauwe, B. & Lehmann, J., 2003. Chapter 4. Soil Organic Matter. En: G. S. F. Schroth, ed. *Crops and Soil Fertility*. Cambridge: CABI Publishing, pp. 77-91.
- Sellamuthu, K. & Govindaswamy, M., 2003. Effect of Fertiliser and Humic Acid on Rhizosphere Microorganisms and Soil Enzymes at an Early Stage of Sugarcane Growth. *Sugar Tech*, 5(4), pp. 273 - 277.

- Semêdo, L. y otros, 2001. Isolation and characterization of actinomycetes from Brazilian tropical soils. *Microbiological Research*, Volumen 155, pp. 291 - 299.
- Shaw, L. & Burns, R., 2003. Biodegradation of organic pollutants in the rhizosphere. *Advance in Applied Microbiology*, Volumen 53, p. 1-60.
- Shukla, S., Yadav, R., Suman, A. & Singh, P., 2008. Improving rhizospheric environment and sugarcane ratoon yield through bioagents amended farm yard manure in Udic Ustochrept soil. *Soil and Tillage Research*, Volumen 99, pp. 158 - 168.
- Siles, J. y otros, 2014. Short-term dynamics of culturable bacteria in a soil amended with biotransformed dry olive residue. *Systematic and Applied Microbiology*, Volumen 37, pp. 113 - 120.
- Simao, A. y otros, 2007. Culture of osteogenic cells from human alveolar bone: A useful source of alkaline phosphatase. *Cell Biology International*, Volumen 31, pp. 1405 - 1413.
- Singh, K., Suman, A., Singh, P. & Srivastava, T., 2007. Improving quality of sugarcane-growing soils by organic amendments under subtropical climatic conditions of India. *Biology and Fertility of Soils*, Volumen 44, pp. 367 - 376.
- Singh, M., Khanna, S. & Prakash, N. T., 2010. Influence of Cellulolytic Bacterial Augmentation on Organic Carbon and Available Phosphorus in Sandy Loam Soil under cultivation. *Journal of Agricultural Science*, 2(3), pp. 137-145.
- Sposito, G., 2008. *The Chemistry of Soils*. Second ed. New York, USA.: Oxford University Press..
- Stirling, G. y otros, 2003. Organic Amendments enhance biological suppression of plant-parasitic nematodes in sugarcane soils. *Proceedings of the Australian Society of Sugar Cane*, Volumen 25, pp. 1 - 14.
- Stott, D. y otros, 2009. Evaluation of  $\beta$ -glucosidase activity as a soil quality indicator for the soil Management Assessment Framework. *Soil Biology and Biochemistry*, 74(1), pp. 107-119.
- Sugihara, S., Funakawa, S., Kilasara, M. & Kosaki, T., 2010. Effect of land management and soil texture on seasonal variations in soil microbial biomass in dry tropical agroecosystems in Tanzania. *Applied Soil Ecology*, Volumen 44, pp. 80 - 88.
- Suman, A., Gaur, A., Shrivastava, A. & Yadav, R., 2005. Improving sugarcane growth and nutrient uptake by inoculating *Gluconacetobacter diazotrophicus*. *Plant growth regulation*, Volumen 47, pp. 155-162.
- Sylvia, D., 2005. *Principles and applications of soil microbiology*. segunda ed. New Jersey: Pearson/Prentice Hall.
- Taboada, M. & Taboada, M., 2003. Estabilidad estructural de horizontes superficiales de suelos de prado y cultivo de la provincia de la coruña (NO, España). *Edafología*, 10(3), pp. 131 - 137.
- Taiz, L. & Zeiger, E., 2002. *Plant Physiology*. third ed. Sinauer Associates.
- Tan, K. & Dowling, P., 1984. Effect of organic matter on CEC due to permanent and variable charges in selected temperate regions soils. *Geoderma*, Volumen 32, pp. 89 - 101.
- Tarazona, G., 2011. *Manejo Fitosanitario del Cultivo de la Caña Panelera. Proyecto Caña panelera. Medidas para la temporada invernal*. ICA. Subgerencia de Protección Vegetal. Bogotá D.C.: Produmedios.
- Taulé, C. y otros, 2012. The contribution of nitrogen fixation to sugarcane (*Saccharum officinarum* L.), and the identification and characterization of part of the associated diazotrophic bacterial community. *Plant Soil*, Volumen 356, pp. 35-49.
- Taylor, T., Taylor, E. & Krings, M., 2009. Fungi, Bacteria and Lichens. En: T. Taylor, E. Taylor & M. Krings, edits. *Paleobotany*. Elsevier, pp. 71 - 119.
- Tejera, N. L. C. M. M. G. J. 2., 2005. Isolation and characterization of *Azotobacter* and *Azospirillum* strains from sugarcane rhizosphere. *Plant and Soil*, Volumen 270, pp. 223-232.

- Thierfelder, C., Mwila, M. & Rusinamhodzi, L., 2013. Conservation agriculture in eastern and southern provinces of Zambia: Long-term effects on soil quality and maize productivity. *Soil and Tillage Research*, Volumen 126, p. 246–258.
- Tian, L. & Shi, W., 2014. Short-term effects of plant litter on the dynamics, amount, and stoichiometry of soil enzyme activity in agroecosystems. *European Journal of Soil Biology*, Volumen 65, pp. 23 - 29.
- Tracy, S., Black, C., Roberts, J. & Mooney, S., 2013. Exploring the interacting effect of soil texture and bulk density on root system development in tomato (*Solanum lycopersicum* L.). *Environmental and Experimental Botany*, Volumen 91, pp. 38 - 47.
- Triana, M., Lara, R., Gómez, M. & Peñaloza, G., 2003. *Manejo integral de la fertilidad del suelo. Publicación de la sociedad Colombiana de la ciencia del suelo*. primera ed. Bogotá D.C.: Editora Guadalupe Ltda.
- Turner, B., Hopkins, D., Haygarth, P. & Ostle, N., 2002.  $\beta$  – glucosidase activity in pasture soils. *Applied Soil Ecology*, Volumen 20, p. 157 – 162.
- Ulrich, A. & Wirth, S., 1999. Phylogenetic diversity and population densities of culturable cellulolytic soil bacteria across an agricultural encatchment. *Microbial Ecology*, Volumen 37, pp. 238 - 247.
- USDA, 1993. *Soil survey manual*. Soil Survey Division Staff. Soil Conservation Service. U.S. Department of Agriculture Handbook.
- USDA, 2010. *Claves para la Taxonomía de Suelos*. undécima ed. Montecillo: Departamento de agricultura de los Estados Unidos - Servicio de conservación de recursos naturales.
- Valagro SpA, 2004. *Los microelementos en la nutrición vegetal*. Lanciano: META srl.
- Valero, N., Valencia, H. & Yunda, L., 2001. Fijadores biológicos de nitrógeno asociados a caña de azúcar panelera en algunos cultivos de Cundinamarca. *Revista Suelos Ecuatoriales*, 31(1), pp. 96-102.
- Van Antwerpen, R., Haynes, R., Meyer, J. & Hlanze, D., 2003. Assessing organic amendments used by sugarcane growers for improving soil chemical and biological properties. *Proceedings of the South African Sugar Technologists Association*, Volumen 77, pp. 293 - 304.
- Varela, A., 2013.. Análisis e interpretación de propiedades biológicas. En: M. Triana, R. Lara, M. Gómez & G. Peñaloza, edits. *Manejo integral de la fertilidad del suelo. Publicación de la sociedad Colombiana de la ciencia del suelo*. Bogotá D.C.: Editora Guadalupe Ltda, p. 55 – 62.
- Velmourougane, K. y otros, 2013. Soil dehydrogenase activity in agro-ecological sub regions of black soil regions in India. *Geoderma*, Volumen 197 - 198, pp. 186 - 192.
- Verstraete, W. & Mertens, B., 2004. The key role of soil microbes. En: *Vital soil: function, value, and properties*. Amsterdam, Boston: Elsevier, pp. 127- 157.
- Von Mersi, W. & Schinner, F., 1991. An improved and accurate method for determining the dehydrogenase activity of soils with idonitrotetrazolium chloride. *Biology and fertility of soils*, Volumen 11, pp. 216 - 220.
- Xie, W. y otros, 2009. Short-term effects of copper, cadmium and cypermethrin on dehydrogenase activity and microbial functional diversity in soils after long-term mineral on organic fertilization. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, Volumen 129, pp. 450 - 456.
- Xu, Z. y otros, 2015. The variations in soil microbial communities, enzyme activities and their relationships with soil organic matter decomposition along the northern slope of Changbai Mountain. *Applied Soil Ecology*, Volumen 86, pp. 19 - 29.
- Yadav, R., Shukla, S., Suman, A. & Singh, P., 2009. *Trichoderma* inoculation and trash management effects on soil microbial biomass, soil respiration, nutrient uptake and yield of

- ratoon sugarcane under subtropical conditions. *Biology and Fertility of Soils*, Volumen 45, pp. 461 - 468.
- Yang, J., He, Z., Yang, X. & Li, T., 2014b. Effect of lead on soil enzyme activities in two red soils. *Pedosphere*, 24(6), pp. 817 - 826.
- Yang, J. y otros, 2014a. Community composition and cellulase activity of cellulolytic bacteria from forest soils planted with broad-leaved deciduous and evergreen trees. *Environmental Biotechnology*, Volumen 98, pp. 1449 - 1458.
- Yan, J. y otros, 2010. Adsorption, inmovilization, and activity of  $\beta$ -glucosidase on different soil colloids. *Journal of Colloid and Interface Science*, Volumen 348, pp. 565 - 570.
- Yao, H., Bowman, D., Ruffy, T. & Shi, W., 2009. Interactions between N fertilization, grass clipping addition and pH in turf ecosystems: Implications for soil enzyme activities and organic matter decomposition. *Soil Biology and Biochemistry*, Volumen 41, pp. 1425 - 1432.
- Ye, X. y otros, 2015. Impact of land-use on carbon storage as dependent on soil texture: Evidence from a desertified dryland using repeated paired sampling design. *Journal of Environmental Management*, Volumen 150, pp. 489 - 498.
- You, S., Thakali, S. & Allen, H., 2006. Characteristics of soil organic matter (SOM) extracted using base with subsequent pH lowerign and sequential pH extraction. *Environment International*, Volumen 32, pp. 101 - 105.
- You, S., Yin, Y. & Allen, H., 1999. Partitioning of organic matter in soils: effects of pH and water/soil ratio. *The Science of the Total Environment*, Volumen 227, pp. 155 - 160.
- Yu, L., Nicolaisen, M., Larsen, J. & Ravnskov, S., 2013. Organic fertilization alters the community composition of root associated fungi in *Pisum sativum*. *Soil Biology and Biochemistry*, Volumen 58, pp. 36-41.
- Zaitlin, B., Turkington, K., Parkinson, D. & Clayton, G., 2004. Effects of tillage and inorganic fertilizers on culturable soil actinomycete communities and inhibition of fungi by specific actinomycetes. *Applied Soil Ecology*, Volumen 26, pp. 53 - 62.
- Zhang, N. y otros, 2010. Pedogenic Carbonate and Soil Dehydrogenase Activity in Response to Soil Organic Matter in *Artemisia ordosica* Community. *Pedosphere*, 20(2), pp. 229 - 235.
- Zhao, Y. y otros, 2005. Dynamics of microbial community structure and cellulolytic activity in agricultural soil amended with two biofertilizers. *European Journal of Soil Biology*, Volumen 41, pp. 21-29.
- Zuaznabar-Zuaznabar, R. y otros, 2013. Evaluación del bioestimulante del crecimiento y desarrollo de la caña de azúcar FITOMAS-E en el estado de Veracruz, México. *ICIDCA. Sobre los derivados de la caña de azúcar*, 47(2), pp. 8 - 12.