

**ACTIVIDAD MICROBIANA DEL SUELO EN UN SISTEMA DE PRODUCCIÓN  
GANADERO ALTO ANDINO DEL SUR DE COLOMBIA**

**Jerson Esteban Rosero Morán I.AF.**

**Universidad de Nariño**

**Maestría en Agroforestería Tropical**

**San Juan de Pasto**

**2018**

**ACTIVIDAD MICROBIANA DEL SUELO EN UN SISTEMA DE PRODUCCIÓN  
GANADERO ALTO ANDINO DEL SUR DE COLOMBIA**

**Jerson Esteban Rosero Morán I.AF.**

**Trabajo de grado presentado como requisito para optar el título de**

**Magister en Agroforestería Tropical**

**Asesor:**

**Ph.D. Jorge Alberto Vélez Lozano**

**Universidad de Nariño**

**Maestría en Agroforestería Tropical**

**San Juan de Pasto**

**2018**

**NOTA DE RESPONSABILIDAD**

“Las ideas y conclusiones aportadas en el trabajo son responsabilidad exclusiva de sus autores”

Artículo 1º de acuerdo 324 de octubre 11 de 1966 emanado por el Honorable Consejo Directivo de la Universidad de Nariño

**NOTA DE ACEPTACIÓN**

---

**Hernán Burbano Orjuela IA. Ph.D.**

**Jurado delegado**

---

**Jorge Fernando Navia Estrada IA. Ph.D.**

**Jurado**

---

**Jesús Castillo Franco. IA. Ph.D.**

**Jurado**

---

**Jorge Alberto Vélez Lozano. IAF. Ph.D.**

**Presidente**

San Juan de Pasto, Agosto de 2018

**AGRADECIMIENTOS**

El autor expresa sus sinceros agradecimientos a:

Al amor de mi vida, mi motor y a quien le debo todo lo que soy, mi Madre.

A mi asesor, maestro y amigo Ph.D Jorge Alberto Velez, por compartir conmigo su gran sabiduría y guiarme por los caminos de la ciencia.

Al Ph.D Hector Ordoñez, por su compromiso y apoyo incondicional en la realización de esta investigación.

Al Señor, Francisco Santacruz propietario de la finca “El Rincon” por toda su colaboración y disposición para con la investigación.

A la Vicerrectoría de investigaciones, postgrados y relaciones internacionales por la financiación del proyecto de investigación del cual surgió este trabajo.

AL grupo de investigación Agroforestería y Recursos Naturales (ARENA)

A mis jurados de tesis Ph.D Hernán Burbano Orjuela, Ph.D Jorge Fernando Navia y Ph.D Jesús Castillo, por sus valiosos aportes, respetuosas sugerencias y apreciadas felicitaciones.

A toda mi familia, amigos y quienes de una u otra forma apoyaron la realización de esta investigación.

**DEDICATORIA**

En medio de mis múltiples análisis existenciales he llegado a la conclusión indiscutible de que Dios está de mi lado, que cada vez que avanzo y recojo un triunfo en mi vida él está presente, que me bendice cada día y que por más de que la ciencia me trate de persuadir respecto a su existencia, siempre encuentro una razón más fuerte que la anterior para convencerme de su existencia, aferrarme a él y darle gracias por todas sus bendiciones.

Los frutos de esta investigación se los dedico a Jesucristo, porque de él es la gloria, a mi madre, la mayor bendición y el amor de mi vida, a mi hermano y todas aquellas personas que creen en mí y me impulsan cada día para luchar por alcanzar mis sueños.

## RESUMEN

Con el propósito de conocer la influencia de diferentes usos del suelo sobre la actividad microbiana, se evaluó la respiración del suelo mediante la cuantificación de  $\text{CO}_2$ , el carbono de la biomasa microbiana (CBM), la actividad de las enzimas fosfatasas y ureasas, y algunas propiedades físicas y químicas en un sistema de producción ganadero con tres diferentes usos del suelo, localizado al sur-orientado del municipio de Pasto. Los usos evaluados correspondieron a: bosque, pasto y sistema silvopastoril (Ssp); se colectaron muestras compuestas de suelo a dos profundidades (0-10 cm y 10- 20cm); se utilizó un diseño completamente al azar en un arreglo factorial (Factor A: usos, Factor B: profundidades); las muestras fueron analizadas en los laboratorios de suelos y fisiología vegetal de la Universidad de Nariño. Los resultados obtenidos se sometieron a análisis de componentes principales (ACP) y análisis de varianza (ANAVA). Los suelos presentaron una textura franco arenosa, pH moderadamente ácido, alta capacidad de intercambio catiónico, altos contenidos de carbono orgánico, medianos contenidos de calcio, magnesio y potasio, y bajos contenidos de fósforo. El ACP permitió establecer dos factores o componentes que explicaron el 70,71% de la variabilidad total; el análisis de clasificación permitió la conformación de tres grupos que coincidieron con los tres usos del suelo evaluados, en donde el Ssp presentó el mayor número de variables por encima de la media general del estudio. El ANAVA detectó diferencias significativas para la interacción uso\*profundidad; las pruebas de comparación de medias Tukey con un nivel de confianza del 95% permitieron establecer que: los mayores valores de respiración se presentaron en el bosque a una profundidad de 0-10 cm ( $18,95 \text{ mg}^{-1}\text{CO}_2/10\text{g}^{-1}$  suelo) mientras que en el Ssp a una profundidad de 10-20 cm se presentaron los valores más bajos de respiración ( $0,72 \text{ mg}^{-1}\text{CO}_2/10\text{g}^{-1}$  suelo). El CBM presento

valores superiores en bosque a una profundidad de 0-10cm ( $1791,96 \mu\text{g}^{-1}\text{C}/10\text{g}^{-1}$  de suelo) y valores inferiores en el Ssp a una profundidad de 0-10cm ( $1177,20 \mu\text{g}^{-1}\text{C}/10\text{g}^{-1}$  de suelo). La actividad de fosfatasas fue mayor en el Ssp a una profundidad de 0-10cm ( $491,09 \mu\text{g}^{-1}$  P-Nitrofenol (PNP). $\text{g}^{-1}.\text{h}^{-1}$ ) y menor en el pasto a una profundidad de 0-10cm ( $422,33 \mu\text{g}^{-1}$  P-Nitrofenol (PNP). $\text{g}^{-1}.\text{h}^{-1}$ ). La actividad de ureasas presentó los valores más altos en el Ssp a una profundidad de 0-10cm ( $147,98 \mu\text{g}^{-1}$  N-NH<sub>4</sub>. $\text{g}^{-1}.\text{h}^{-1}$ ) frente al pasto a una profundidad de 0-10cm con los valores más bajos ( $92,23 \mu\text{g}^{-1}$  N-NH<sub>4</sub>. $\text{g}^{-1}.\text{h}^{-1}$ ). Se concluye que los usos del suelo y las prácticas de manejo asociadas influyeron sobre la actividad microbiana, además, factores como cantidad y calidad de la materia orgánica, carbono orgánico, humedad, disponibilidad de N y P, aireación y pH, influyen directamente sobre la diversidad y abundancia de las comunidades microbianas que regulan los flujos de energía en los suelos; y que los sistemas silvopastoriles promueve la conservación de suelos en sistemas de producción ganaderos al incorporar múltiples estratos y especies fijadores de nitrógeno.

**Palabras clave:** respiración, carbono microbiano, fosfatasas, ureasas, sistema silvopastoril, usos del suelo.



**ABSTRACT**

In order to know the influence of different land uses on microbial activity; was evaluated soil respiration through the quantification of CO<sub>2</sub>, the carbon of the microbial biomass (MBC), the activity of the enzymes phosphatases and ureases, and some physical and chemical properties in a livestock production system with three different land uses, located south-east of the municipality of Pasto. The evaluated uses corresponded to: forest, pasture and silvopastoral system (Ssp); composite samples of soil were collected at two depths (0-10 cm and 10-20 cm); the experimental design used was a random unrestricted design under a factorial arrangement; The samples were analyzed in the laboratories of soil and plant physiology at the University of Nariño. The results obtained were subjected to principal component analysis (PCA) and analysis of variance (ANAVA). The soils showed a sandy loam texture, moderately acidic pH, high cation exchange capacity, high organic carbon content, medium contents of calcium, magnesium and potassium, and low phosphorus content. The PCA allowed to establish two factors or components that explained 70.71% of the total variability. The classification analysis allowed the conformation of three groups that coincided with the three land uses evaluated, where the Ssp presented the highest number of variables above the general average of the study. The ANAVA detected significant differences for the interaction use \* depth; the comparison tests of Tukey means with a confidence level of 95% allowed to establish that: the highest values of respiration occurred in the forest at a depth of 0-10 cm (18,95 mg<sup>-1</sup>CO<sub>2</sub>/10g<sup>-1</sup> soil) while in the Ssp at a depth of 10-20 cm, the lowest respiration values were presented (0,72 mg<sup>-1</sup>CO<sub>2</sub>/10g<sup>-1</sup> soil). The MBC presented higher values in forest at a depth of 0-10cm (1791,96 μg<sup>-1</sup>C/10g<sup>-1</sup> of soil) and lower values in the Ssp at a depth of 0-10cm (1177,20 μg<sup>-1</sup>C/10g<sup>-1</sup> of soil). The activity of phosphatases was higher in the Ssp at a depth of 0-10cm (491,09 μg<sup>-1</sup> P-Nitrophenol (PNP).g<sup>-1</sup>.h<sup>-1</sup>) and lower in the grass at a depth of 0-10cm (422.33 μg<sup>-1</sup> P-Nitrophenol (PNP).g<sup>-1</sup>.h<sup>-1</sup>). The urease activity showed the

## Evaluación de la actividad microbiana x

highest values in the Ssp at a depth of 0-10cm ( $147,98 \mu\text{g}^{-1} \text{N-NH}_4.\text{g}^{-1}.\text{h}^{-1}$ ) compared to the pasture at a depth of 0-10cm with the lower values ( $92.23 \mu\text{g}^{-1} \text{N-NH}_4.\text{g}^{-1}.\text{h}^{-1}$ ). It was concluded that the land uses and the associated management practices influenced the microbial activity, in addition, factors such as quantity and quality of organic matter, organic carbon, humidity, availability of N and P, aeration and pH, directly influence on the diversity and abundance of microbial communities that regulate energy flows in soils; and that silvopastoral systems promote the conservation of soils in livestock production systems by incorporating multiple strata and nitrogen fixing species.

**Keywords:** respiration, microbial carbon, phosphatases, ureases, silvopastoral system, land uses.

## CONTENIDO

	<b>Pág.</b>
INTRODUCCIÓN .....	15
1. MARCO TEÓRICO.....	17
1.1. La vida en el suelo.....	17
1.1.1. Clasificación de la fauna del suelo.....	18
1.1.2. Microorganismos del suelo. ....	20
1.1.3. Principales funciones que cumplen los organismos del suelo.....	21
1.1.4. Factores que influyen en la actividad de los organismos del suelo.....	23
1.2. Respiración del suelo.....	26
1.3. Enzimas del suelo .....	27
1.3.1. Fosfatasas .....	31
1.3.2. Ureasas .....	32
1.4. Sistemas de producción ganadero.....	33
1.5. Coberturas del suelo asociadas a la producción ganadera en el municipio de Pasto.....	34
1.5.1. Pastos limpios.....	34
1.5.2. Pastos arbolados .....	35
1.5.3. Bosque secundario.....	36
1.6. Antecedentes.....	36
2. METODOLOGÍA .....	43
2.1. Localización.....	43
2.2. Usos del suelo evaluados.....	44
2.2.1. Bosque.....	44
2.2.2. Pasto .....	44
2.2.3. Sistema silvopastoril (Ssp).....	45
2.3. Modelo estadístico.....	47
2.4. Muestreo .....	47
2.5. Variables evaluadas. ....	48
2.5.1. Propiedades físicas y químicas del suelo .....	48
2.5.2. Respiración del suelo .....	49

2.5.3.	Medida de CO <sub>2</sub> .....	50
2.5.4.	Cuantificación de la biomasa microbiana .....	51
2.5.5.	Determinación de la actividad de la enzima ureasa .....	52
2.5.6.	Determinación de la enzima fosfatasa.....	53
2.6.	Análisis estadístico. ....	53
3.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	54
3.1.	Características físicas y químicas de los suelos evaluados.....	54
3.2.	Análisis de componentes principales (ACP). ....	56
3.3.	Análisis de varianza (ANAVA) para CO <sub>2</sub> , CBM, fosfatasa y ureasas del suelo. ....	67
3.3.1.	Análisis de la actividad microbiana medida mediante liberación de CO <sub>2</sub> .....	67
3.3.2.	Análisis de los contenidos de Carbono de la Biomasa Microbiana (CMB).....	70
3.3.3.	Actividad de la enzima fosfatasa.....	72
3.3.4.	Actividad de la enzima ureasa.....	74
4.	CONCLUSIONES .....	77
5.	RECOMENDACIONES .....	77
6.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	77

**LISTA DE TABLAS.**

<b>Tabla 1.</b> Transformación de elementos en función de receptores terminales de electrones	22
<b>Tabla 2.</b> Descripción de tratamientos a evaluar.	47
<b>Tabla 3.</b> Propiedades fisicoquímicas evaluadas y métodos utilizados.	48
<b>Tabla 4.</b> Características químicas de los suelos evaluados.	55
<b>Tabla 5.</b> Características físicas de los suelos evaluados.	55
<b>Tabla 6.</b> Histograma de valores propios que explican la variabilidad del fenómeno estudiado.	56
<b>Tabla 7.</b> Correlación variable – factor de cada una de las variables sobre los dos primeros factores o componentes.	57
<b>Tabla 8.</b> Valores promedio del grupo uno frente a los valores promedio de la evaluación general (uso Pasto).	59
<b>Tabla 9.</b> Valores promedio del grupo dos frente a los valores promedio de la evaluación general (uso Bosque).	62
<b>Tabla 10.</b> Valores promedio del grupo tres frente a los valores promedio de la evaluación general (uso Ssp).	64
<b>Tabla 11.</b> Análisis de varianza para respiración, carbono de la biomasa microbiana, fosfatasas y ureasas.	67

**LISTA DE FIGURAS**

- Figura 1.** Clasificación de los organismos del suelo con base al diámetro del cuerpo. Fuente: adaptada De Aquino & Correia (2005). \_\_\_\_\_ 20
- Figura 2.** Mapa de campo donde se observan los diferentes usos del suelo presentes en la finca.. \_\_\_\_\_ 46
- Figura 3.** Diagrama del aporte de las variables físico-químicas y biológicas evaluadas, a los dos primeros componentes o factores principales. Fuente: este estudi. \_\_\_\_\_ 58
- Figura 4.** Dendrograma de conformación de grupos basado en un análisis jerárquico de las variables físico-químicas y biológicas evaluadas. \_\_\_\_\_ 59
- Figura 5.** Prueba de comparación de medias de Tukey para respiración (CO<sub>2</sub>), medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p > 0,05$ ). \_\_\_\_\_ 68
- Figura 6.** Prueba de comparación de medias de Tukey para carbono de la biomasa microbiana (CBM), medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p > 0,05$ ). 70
- Figura 7.** Prueba de comparación de medias de Tukey para fosfatasas, medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p > 0,05$ ) \_\_\_\_\_ 73
- Figura 8.** Prueba de comparación de medias de Tukey para ureasas, Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p > 0,05$ ). \_\_\_\_\_ 75

## INTRODUCCIÓN

La actividad ganadera está estrechamente relacionada con la evolución y supervivencia humana, pues desde la domesticación de especies animales con fines alimenticios, dicha actividad provee un gran porcentaje de los alimentos fundamentales para la dieta humana (Ferrer, 2016, Childe, 1996). Se estima que el 70% de las poblaciones rurales pobres dependen de los sistemas ganaderos tradicionales (Fernández & Ferris, 2016), y que para el año 2050, la demanda mundial de productos pecuarios incrementará hasta en un 70% con respecto al año 2014 (FAO, 2018).

Si bien la actividad agropecuaria ha impulsado el desarrollo social y económico de la humanidad desde ya hace unos 10.000 años (Mariani & Pradas 2015; Oliver & Cabanilles, 2014), con la llegada de la revolución industrial y urbana en el siglo XIX (Baigorri, 2018; Equihua *et al.*, 2016), se causó una ruptura radical en la relación entre el hombre y la naturaleza (Equihua *et al.*, 2016; Clemente, 2018), entre producir alimentos y consumir alimentos; creando grandes centros urbanos con altas exigencias energéticas que propiciaron lo que hoy se conoce como revolución verde (Casas *et al.*, 2017; Adeney Thomas, 2017).

Con la revolución verde la presión sobre la naturaleza se acrecentó considerablemente como consecuencia de la intensificación en la producción agropecuaria mediante el uso de maquinaria y tecnología de síntesis química de manera indiscriminada (Jiménez & Hernández, 2017; Clemente, 2018), es desde este momento que se empiezan a evidenciar impactos negativos sobre los sistemas naturales, mirándose afectados en mayor proporción subsistemas como los suelos, las aguas, y en general la biodiversidad (Herrera, 2014; Chilón Camacho, 2017).

Hablando puntualmente de la ganadería, su intensificación ha provocado impactos negativos sobre los bosques, las fuentes hídricas y los suelos (Butt, 2016; Jadán *et al.*, 2017), estos últimos, considerados como los mayores perjudicados, pues el incremento de la ocupación animal por unidad de área, la transformación paulatina de bosques por pasturas, y al uso de suelos que presentan diferentes limitantes para esta actividad, han provocado desequilibrios y perturbaciones sobre las propiedades físicas, químicas y biológicas de los mismos (Murillo, 2015).

En Colombia, los sistemas de producción ganadera se desarrollan en todo el territorio nacional, en diferentes zonas altitudinales, climas, relieves y ecosistemas, con diversos propósitos: producción de leche, carne, pieles, lana, entre otros (Viloria de la Hoz, 2015; Montoya & Teresa 2015).

Esta actividad manejada de forma inapropiada, es la que ha provocado grandes problemas de degradación y por consiguiente pérdida de fertilidad de los suelos (Marin *et al.*, 2017; Sotelo, 2017). Dentro de los principales componentes del suelo afectados por la degradación, se encuentra el componente biológico, pues con el cambio abrupto de cobertura vegetal (potrerización), pastoreo en fuertes pendientes y manejo inadecuado de ciclos de pastoreo, se afectan propiedades físicas y químicas determinantes para la existencia de las comunidades microbianas, las cuales son altamente sensibles (Ruiz, 2017; Lizarazo y Gómez, 2015; Crespo, 2015).

La importancia de las comunidades microbianas radica en que son las encargadas de mantener los flujos de ingreso y salida de la materia orgánica, pues estas se constituyen en la puerta de entrada de los residuos orgánicos a la solución del suelo. Sin la existencia de éstas, los suelos carecerían de fertilidad por sí mismos, ya que son las comunidades microbianas, las encargadas



de transformar las moléculas orgánicas más complejas a formas más simples y asimilables por las plantas, lo que da a los suelos su grado de fertilidad (Mamani *et al.*, 2017; Nieto *et al.*, 2017; Anriquez *et al.*, 2017)

Es por esta razón, que la evaluación de la actividad microbiana del suelo se constituye en un punto de referencia para establecer el estado general de fertilidad (Saucedo *et al.*, 2015; Solano *et al.*, 2017) y el impacto que las diferentes prácticas de manejo ocasionan sobre el suelo y su integridad biológica.

De acuerdo a lo anterior, la presente investigación evaluó la actividad microbiana del suelo en un sistema de producción ganadero con diferentes usos, en la zona alto-andina del municipio de Pasto, departamento de Nariño, a través de la cuantificación de la respiración y biomasa microbiana, además de la determinación de la actividad de las enzimas fosfatasa y ureasa.

## **1. MARCO TEÓRICO**

### **1.1. La vida en el suelo**

El suelo, es considerado un sistema complejo cuyo origen está ligado directamente al resultado de la interacción entre la litosfera, hidrosfera y atmósfera, en donde a través del proceso de meteorización, se da origen a la fracción mineral, proceso que sumado a la interacción de los anteriores componentes, y a través de relaciones ecológicas con los organismos vivos, dan origen a la fracción orgánica, que en conjunto constituyen el sustrato no consolidado conocido como suelo (Paul, 2015; Orgiazzi *et al.*, 2016).

Gracias a esta complejidad, el suelo es uno de los hábitats más diversos de la tierra (FAO, 2018; Keesstra *et al.*, 2016), se estima que el suelo contiene un tercio de todos los organismos

vivos, y que además, regula la actividad de los organismos responsables del funcionamiento y evolución de los ecosistemas (Paul, 2015; Coleman *et al.*, 2017)

En los suelos se encuentra una gran diversidad de macro, meso y micro organismos vivos, los cuales cumplen un papel fundamental para mantener activos los flujos de energía y servir de mediadores en los ciclos biogeoquímicos indispensables para la vida.

La vida en el suelo es gobernada principalmente por microflora, fauna y microorganismos, los cuales a su vez tiene diferentes clasificaciones, tal como se presenta a continuación.

### 1.1.1. Clasificación de la fauna del suelo

La fauna existente en los suelos se puede clasificar en tres grandes grupos según su tamaño, microfauna, mesofauna y macrofauna (De Aquino & Correia, 2005; Arias, 2001).

- **Microfauna:** comprende animales muy pequeños que solo pueden ser vistos mediante microscopio, en esta categoría se incluyen invertebrados de diámetro inferior a 100  $\mu\text{m}$  como los protozoarios (amebas), nematodos, entre otros (De Aquino & Correia, 2005; Arias, 2001).

Estos organismos son capaces de adaptarse a diferentes condiciones ambientales y sobreviven en un amplio rango de temperaturas, pH, y presiones osmóticas del suelo (Vargas, 1990). Se alimentan de otros microorganismos lo cual permite que tengan un papel importante en la regulación de la materia orgánica (Swift *et al.*, 1979); es importante señalar que aunque la microfauna representa una parte muy pequeña de la biomasa microbiana total (Stout, 1993), su importancia en la nutrición del suelo no puede ser pasada por alto, pues estos organismos se relacionan con la velocidad en la producción

de biomasa microbiana, la cual se encarga de manera directa de la transformación de la materia orgánica (Gray & Williams, 1971).

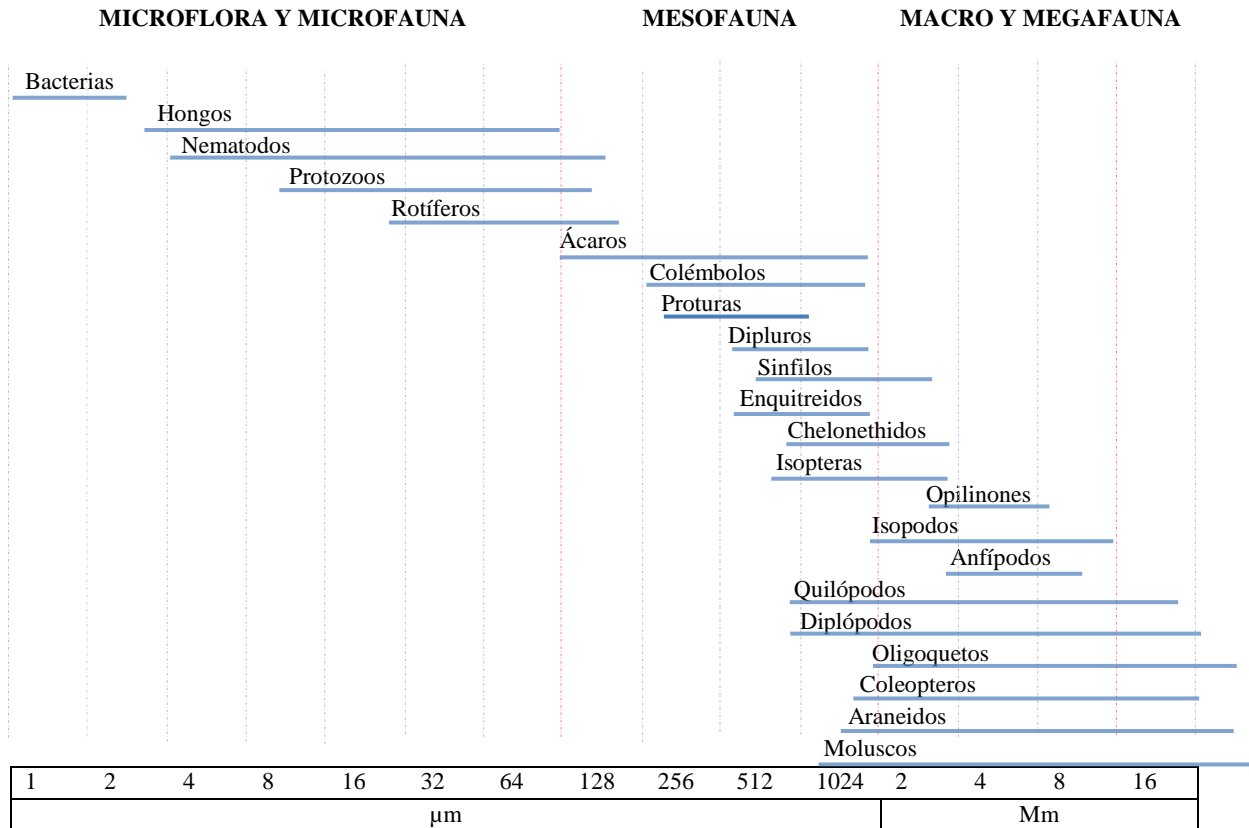
- **Mesofauna:** en este grupo se encuentran organismos como ácaros (Arias, 2001), su tamaño corporal varía entre 100  $\mu\text{m}$  y 2 mm (Swift *et al.*, 1979) e incluye enquitreidos (Annelida: Oligochaeta, Enchytraeidae) y microartrópodos (Symphyla, Pauropoda, Acarina, Collembola, Protura y Diplura) (Gizzi, *et al.*, 2009). Estos organismos actúan de manera indirecta en el ciclo de nutrientes mediante el consumo de hongos y bacterias y en forma directa, fragmentando el material vegetal en descomposición (Conti, 2000).

Por otra parte algunos integrantes de este grupo, como los enquitreidos, debido a su actividad excavadora, cumplen un papel benéfico sobre la estructura del suelo (Primavesi, 1982).

- **Macrofauna:** este grupo está compuesto por animales de mayor tamaño, con diámetros entre los 2 mm y 20 mm y comprende entre otros organismos a lombrices, ciempiés, hormigas, termitas, caracoles y babosas (De Aquino & Correia, 2005; Arias, 2001).

Gracias a su sistema de digestión simbiótico con la microflora del suelo, las lombrices promueven la mineralización del material orgánico y la movilización de nutrientes necesarios para el crecimiento y desarrollo de las plantas (Lavelle, 1997); por otra parte y debido a que cuentan con un tamaño de cuerpo suficiente para romper las estructuras de

los horizontes minerales y orgánicos del suelo al alimentarse, moverse y construir galerías (Anderson, 1988), las lombrices junto a las hormigas y las larvas de otros insectos edáficos, tiene la capacidad de modificar la estructura del suelo mediante la formación de macroporos y agregados (Linden *et al.*, 1994).



**Figura 1.** Clasificación de los organismos del suelo con base al diámetro del cuerpo. Fuente: adaptada De Aquino & Correia (2005).

### 1.1.2. Microorganismos del suelo.

Los microorganismos son los seres vivos más numerosos sobre la faz de la tierra, han existido desde tiempos ancestrales y han logrado adaptarse y colonizar los diferentes nichos, ecosistemas, y regiones del planeta, sin importar lo inhóspito de sus condiciones (Olalde & Aguilera, 1998).

En el suelo conviven cientos de microorganismos por centímetro cuadrado, los cuales dependen de las diferentes fuentes de energía disponibles en el suelo, entre estas fuentes se destacan: minerales, materia orgánica en diferentes etapas de descomposición, exudados radicales y biomasa de animales y plantas (Bautista *et al.*, 2004; Arias, 2001).

Generalmente, en la práctica poca y ninguna atención se ha prestado a los microorganismos del suelo a menos que por causas antrópicas se desestabilice el equilibrio biológico de los mismos y estos se conviertan en un plaga para un determinado cultivo (Arias, 2001). Sin embargo, poco a poco se ha venido dirigiendo la mirada hacia estos seres vivientes, pues la importancia de los microorganismos presentes en el suelo, radica en las diferentes actividades metabólicas que estos desarrollan y su efecto directo sobre la fertilidad (Montero y Sagardoy, 2000; Sagardoy *et al.*, 2001); sin la existencia de microorganismos que desintegren y transformen los residuos orgánicos, el planeta estuviera lleno de biomasa de plantas y animales muertos que harían que la vida sobre la tierra se torne imposible (Primavesi, 1984).

Este grupo de organismos está integrado principalmente por: bacterias, actinomicetos, hongos y levaduras; los cuales a su vez cumplen diferentes funciones y actividades en el suelo.

### **1.1.3. Principales funciones que cumplen los organismos del suelo.**

De acuerdo a Killham (1994), Arias (2001), Bautista *et al.* (2004), Paul (2015) y Coleman *et al.* (2017), los organismos cumplen las siguientes acciones y funciones en los suelos.

- a) **Descomposición de residuos orgánicos:** se produce liberación de nutrientes y transformación de materia orgánica lábil (biomasa) y materia orgánica estable (humus).

**b) Transformación de elementos:** En la tabla 1 se presentan la transformación de elementos en función de receptores terminales de electrones.

**Tabla 1.** Transformación de elementos en función de receptores terminales de electrones

RECEPTOR TERMINAL DE ELECTRONES Y PRODUCTO FINAL REDUCIDO	PROCESO	BIOTA DEL SUELO INVOLUCRADA
$O_2 + e^- = H_2O$	Respiración aeróbica	Raíces de plantas, animales y microorganismos aeróbicos
$NO_3^- + e^- = N_2$	Desnitrificación	<i>Pseudomonas</i> <i>Bacillus</i> , etc.
$Mn_4^+ + e^- = Mn_3$	Reducción de manganeso	
Materia orgánica + $e^- =$ ácidos orgánicos	Fermentación	<i>Clostridium</i> , etc.
$Fe_3^+ + e^- = Fe_2^+$	Reducción de Hierro	<i>Pseudomonas</i>
$NO_3^- + e^- = NH_4^+$	Reducción desasimilatoria del nitrato	<i>Achromobacter</i>
$SO_4^{2-} + e^- = H_2S$	Reducción del sulfato	<i>Desulfovibrio</i>
$CO_2 + e^- = CH_4$	Metanogénesis	<i>Methanobacterium</i>

Fuente: Adaptado de Killham (1994).

**c) Fijación biológica del nitrógeno atmosférico:** se produce cuando el nitrógeno en forma molecular ( $N_2$ ) presente en la atmosfera discontinua que se crea en el suelo, es transformado por la acción de bacterias que se relacionan de manera simbiótica con las raíces de algunas plantas, es el caso de géneros como *Rhizobium* o *Frankia*, los cuales mediante el uso de enzimas van reduciendo cíclicamente el dinitrogeno, pasando por amoniaco ( $NH_3$ ) y amonio ( $NH_4$ ), hasta llegar a una forma asimilable por las plantas como el nitrato ( $NO_3$ ).

**d) Interrelación de organismos:** esta interrelación o interacción se produce con los diferentes componentes del suelo, como por ejemplo las partículas, dando lugar a los agregados.

**e) Acción patógena:** algunos microorganismos pueden convertirse en patógenos para plantas y animales.

f) **Acción antagónica:** esto se presenta cuando existen organismos que inhiben la función de otros.

g) **Acción simbiótica:** se presenta cuando la planta libera sustancias, como por ejemplo azúcares, a través de las raíces, las cuales son tomadas por las bacterias y los hongos, y a su vez, estos suministran sustancias que la planta toma. Los casos más comunes son las micorrizas y el que se presentan entre plantas leguminosas y bacterias del género *Rhizobium*.

h) **Descomposición de pesticidas, fungicidas y herbicidas:** algunos microorganismos tienen la capacidad de desnaturalizar y metabolizar estas moléculas de síntesis química cuando llegan al suelo.

Estas funciones y actividades son desarrolladas por los microorganismos, siempre y cuando en el suelo se presenten algunos factores o condiciones que permitan la adaptación de los mismos.

#### **1.1.4. Factores que influyen en la actividad de los organismos del suelo.**

El hábitat de un microorganismo del suelo en particular incluye atributos físicos, químicos y de interacción biológica con otros organismos (microorganismos, fauna, plantas y animales), y de su interacción depende el crecimiento y supervivencia de todo el componente biótico asociado con este espacio (Paul, 2015, Dighton & Krumins, 2014). La heterogeneidad de las condiciones edáficas permite una mejor coexistencia de diferentes especies en la comunidad microbiana, lo que mejora la diversidad general del suelo al promover la persistencia de poblaciones individuales (Paul, 2015). Esto permite explicar la alta riqueza de especies de microorganismos en el suelo, que se adaptan y distribuyen espacialmente de acuerdo con factores como partículas minerales, humedad, temperatura, acidez y alcalinidad (Ralebitso-Senior & Orr, 2016, Coleman *et al.*, 2017, Paul, 2015, Bautista *et al.*, 2004).

**Partículas minerales:** principalmente arena, limo y arcilla, estas últimas poseen la capacidad de retener iones, además de una gran variedad de las enzimas del suelo, razón por la cual muchas de las reacciones bioquímicas son llevadas a cabo en esta superficie; de igual manera las partículas minerales y su distribución, determinan la formación de espacios porosos que pueden afectar el comportamiento de las comunidades microbianas (Arias, 2001, Paul, 2015, Bautista *et al*, 2004; Rutherford y Juma, 1992; England *et al*, 1993; Killham, 1994).

**Humedad:** el agua cumple un papel indispensable en la actividad y movilidad de los microorganismos del suelo; la cual a su vez depende de la textura, estructura y contenido de materia orgánica de los suelos; los poros más pequeños retienen mejor el agua y ejercen mayor resistencia contra la gravedad, pero también impiden que algunos organismos la puedan emplear (Arias, 2001, Paul, 2015, Bautista *et al*, 2004; Lynch y Hobie, 1988; Sarig *et al*, 1992).

**Temperatura:** las actividades microbianas son gobernadas por las leyes de la termodinámica, los cambios de temperatura influyen de manera directa sobre la actividad de los microorganismos, a mayor temperatura se estimula la actividad microbiana en presencia de buenos porcentajes de humedad (Paul, 2015; Arias, 2001; Lynch y Hobie, 1988).

**Acidez y alcalinidad:** la estructura y función de las comunidades microbianas del suelo, son altamente dependientes de los valores de pH del suelo, en función del pH los suelos pueden mediar diferentes reacciones microbianas; del pH del suelo también depende la acción de aproximadamente 1000 enzimas (Arias, 2001; Sinsabaugh *et al.*, 1991; Killham, 1994).

**Suministro de oxígeno:** la cantidad normal de oxígeno en el suelo es del 21%, si esta cantidad alcanza porcentajes por debajo del 10%, la actividad microbiana se reduce, sin embargo, esta



actividad continúa en las comunidades capaces de emplear otros aceptores de electrones (Arias, 2001; Killham, 1994).

**Materia orgánica:** la materia orgánica es la principal fuente de energía para los microorganismos, con mayor fuente de alimento más cantidad y actividad microbiana en el suelo (Arias, 2001). La materia orgánica es degradada por una serie de reacciones secuenciales, regidas por enzimas, en donde la lignina es el componente vegetal más recalcitrante; la degradación provoca la formación de ácidos húmicos, proceso que es llevado a cabo en general por los microorganismos, siendo los hongos los descomponedores más activos (Lynch y Hobie, 1988; Paul y Clark, 1989; Parkinson y Coleman, 1991; Sinsabaugh et al, 1991; Killham, 1994).

Es preciso considerar también, la fuente alimenticia para los microorganismos aportada por los exudados radicales, que principalmente se constituyen de carbohidratos (90%) y aminoácidos (10%) y los cuales promueven un crecimiento microbiano abundante alrededor de las raíces (Barber y Lynch, 1976). Resultado de esta relación simbiótica, se incorporan carbohidratos simples al metabolismo microbiano, mientras que los carbohidratos complejos son degradados e incorporado en etapas secuenciales (Bautista *et al.*, 2004).

Entre los organismos simbióticos que de alguna manera regulan las excreciones se encuentran *Rhizobium*, *Glomus*, *Phytophthora* (Subba Rao, 1982, Richards, 1987, Lynch y Hobie, 1988; Paul y Clark, 1989; Killham, 1994).

Por otra parte, la biomasa viva es trasformada mediante relaciones de depredación entre microorganismos, los protozoarios depredan bacterias, los hongos depredan nematodos, los virus

depredan bacterias (Parkinson y Coleman, 1991; England *et al.*, 1993; Hassink, 1994; Hintze *et al.*, 1994).

## 1.2. Respiración del suelo.

La respiración del suelo se define como la producción total de CO<sub>2</sub>, por unidad de área y de tiempo, en suelos intactos debido a la respiración de organismos edáficos, raíces, hifas micorrícicas, y, en menor extensión, por la oxidación química de los compuestos de carbono (Lloyd y Taylor 1994, Raich y Tufekcioglu 2000, Yi *et al.* 2007). Esta actividad metabólica se mantiene debido al equilibrio dinámico que existe entre las entradas de materia orgánica, procedente de la biomasa y del sistema radical de la vegetación (Witkamp 1969, Raich y Schlesinger 1992.) y las salidas por descomposición de la hojarasca y su eventual acumulación en el suelo (Schulze 1967).

La respiración edáfica juega un papel crítico en la determinación de un amplio rango de fenómenos ecológicos que van desde el funcionamiento individual de las plantas hasta la concentración global del CO<sub>2</sub> atmosférico (Liu *et al.*, 2006).

La respiración del suelo está regulada por una serie de factores bióticos y abióticos tales como la temperatura, el contenido hídrico, el inventario de nutrientes, la estructura de la vegetación, la actividad fotosintética o el desarrollo fenológico de la planta (Singh y Gupta 1977, Subke *et al.*, 2006) así como por la biomasa de raíces finas y microbiana (Adachi *et al.*, 2006).

La oxidación biológica de carbono orgánico en el suelo ocupa una posición clave en el ciclo global del carbono y representa la principal forma mediante la cual el carbono fijado retorna a la atmósfera (Sánchez, 2016).

La respiración celular es una serie de reacciones mediante las cuales la célula degrada moléculas orgánicas y produce energía. Todas las células vivas llevan a cabo la respiración y de esta manera obtienen la energía necesaria para sus funciones. El término mineralización ha sido definido como la conversión de un elemento de una forma orgánica a una inorgánica; aplicado específicamente al carbono, la mineralización puede ser definida como la liberación de C-CO<sub>2</sub>, a partir de la actividad de la biota metabólicamente activa. Este concepto es comparable con la respiración que realiza un organismo, pero en este caso resulta de la sumatoria de todas las actividades que realizan microorganismos heterotróficos del suelo que producen CO<sub>2</sub>. La medida del C-CO<sub>2</sub> permite evaluar la actividad total de un suelo o la transformación de un determinado sustrato, o la respuesta de un tratamiento (Sánchez, 2016).

### **1.3. Enzimas del suelo**

Las enzimas son proteínas especializadas que se combinan con un sustrato específico y actúan para catalizar una reacción bioquímica, en general la actividad enzimática en el suelo, es esencial para la transformación de la energía y el ciclo de los nutrientes (Henriquez *et al.*, 2014, Paul, 2015). Debido a su naturaleza proteica pueden ser afectadas por factores ambientales como son la temperatura y el pH (Coyne, 2000, Paul y Clark, 2007).

Son producidas por plantas, animales y microorganismos y pueden estar presentes en células muertas y restos celulares que son absorbidos por arcillas e incorporados en sustancias húmicas (Baležentienė y Klimas 2009).

Estas sustancias participan en la transformación de compuestos orgánicos complejos a sustancias asimilables por las plantas que catalizan las etapas limitantes en la mineralización de nutrientes (Henriquez *et al.*, 2014). Las enzimas del suelo se clasifican según su función: hidrolasas, oxidoreductasas, liasas y transferasas; las enzimas deshidrogenasa,  $\beta$ -glucosidasa, fosfatasa y ureasa se han utilizado como indicadores para evaluar el efecto del manejo agronómico sobre características de calidad o estado de sanidad del suelo (Gajda y Mortyniuk 2005, Baležentienė y Klimas 2009).

La utilización racional de un suelo implica la preservación de la materia orgánica (MO) y de su microflora, con el objetivo de no deteriorar su capacidad de regular la disponibilidad de macro y micronutrientes, es decir, que altos niveles de MO se correlacionan con niveles altos de fertilidad y productividad del suelo. Entre los métodos de estudio para conocer la dinámica de la MO y la actividad microbiológica asociada se encuentra la medición de las actividades enzimáticas, ya que la estabilización o degradación de ésta depende fundamentalmente de procesos biológicos en los que las enzimas cumplen un rol importante (Nannipieri *et al.*, 2003).

Es así que la medición de la actividad de ciertas enzimas se ha usado como índice de la actividad microbiológica total del suelo, al igual que otros parámetros como la respiración de la microflora edáfica a través del desprendimiento de CO<sub>2</sub> (Borie *et al.*, 1999; Zagal *et al.*, 2002).

La actividad enzimática en el suelo está asociada a factores bióticos y abióticos. Las enzimas pueden encontrarse intracelularmente en células vivas, muertas o en descomposición, pero también pueden formar temporalmente complejos enzima-sustrato o ser adsorbidas por arcillas, o estar asociadas con compuestos húmicos, o bien pasar a la solución del suelo (lisis celular, por ejemplo) pudiendo cambiar su ubicación en éste (Burns, 1982).

La actividad de las enzimas libres en la solución del suelo tiene una contribución despreciable en la actividad medida en los ensayos de laboratorio debido a su corta vida, ya que están expuestas a procesos de degradación. Por el contrario, las enzimas unidas a arcillas o compuestos húmicos contribuyen significativamente a la actividad enzimática medida en dichos ensayos, ya que la asociación con arcillas y humus otorga a la enzima estabilidad y persistencia en el suelo (Nannipieri y Landi, 2000).

La relación de las enzimas del suelo con la fertilidad, se presenta durante la descomposición de la MO, en donde los nutrientes pasan a través de la población microbiana, y mediante sus sistemas enzimáticos asociados, compuestos complejos son degradados a subunidades simples y asimilables por las plantas (Nannipieri y Landi, 2000; Zahir *et al.*, 2001). Es así que la actividad de enzimas asociadas a la síntesis y degradación de la MO ha sido correlacionada con el crecimiento de plantas y se ha interpretado como una relación directa de la población microbiana y de la disponibilidad de nutrientes en el suelo (Caldwell, 2005). Los microorganismos entonces, obtienen desde compuestos orgánicos, y gracias a las diferentes transformaciones enzimáticas el suministro energético necesario.

La oxidación microbiológica de compuestos orgánicos en condiciones aeróbicas está relacionada a la cadena transportadora de electrones (CTE) asociada a membranas, en la que el  $O_2$  actúa como aceptor final de electrones y se reduce al combinarse con  $H^+$  para formar una molécula de  $H_2O$ . Las deshidrogenasas forman parte de la CTE y son fundamentales en los sistemas enzimáticos de todos los microorganismos, cumpliendo un rol esencial en los estados iniciales de la oxidación de la MO del suelo, por transferencia de electrones o  $H^+$  desde sustratos a aceptores (Carpa, 2009).

Varios tipos de deshidrogenasas están implicadas en la actividad deshidrogenasa total del suelo, catalizan la deshidrogenación de la MO con gran especificidad. Por lo tanto, un aumento en la actividad enzimática deshidrogenasa señala una fuerte mineralización del carbono conjuntamente con una gran disponibilidad de recursos energéticos para los procesos biológicos (Borie *et al.*, 1999). Por otra parte, la actividad deshidrogenasa tiene una relación directa con la biomasa del suelo, sin embargo ello no implica que toda la biomasa participe en esta actividad, ya que depende fundamentalmente de la naturaleza de la microflora y, en alguna medida del hábitat en que ésta se desarrolle. La determinación de la actividad deshidrogenasa en los suelos está basada en el uso de una sal soluble de tetrazolio (cloruro de 2, 3, 5 – trifenil tetrazolio o TTC) como aceptor artificial de electrones en ausencia de  $O_2$ , el cual es reducido a un compuesto de coloración roja denominado trifenil formazán (TFF) que puede ser determinado por colorimetría (Gajda y Martyniuk, 2005).

Las esterasas son enzimas del suelo, que cumplen un rol importante en la remoción de grupos desde el sustrato mediante hidrólisis del enlace éster, por lo tanto catalizan reacciones de hidrólisis en proteínas, polipéptidos, lípidos y fosfolípidos. (Zahir *et al.*, 2001). Así, esterasas no

específicas como proteasas y lipasas están implicadas en la descomposición de muchos tipos de tejidos en el suelo (Adam y Duncan, 2001) y por lo tanto participan activamente en la degradación de la MO (Nannipieri *et al.*, 2003). La fuente más importante de síntesis de enzimas corresponde a los microorganismos del suelo y se cree además que, enzimas como por ejemplo las esterases, son sintetizadas principalmente por bacterias y hongos. Por lo tanto, si se considera que más de 90% del flujo de energía en el suelo pasa a través de la microflora y los microorganismos heterótrofos son predominantes, la actividad esterase resultaría estrechamente relacionada con la actividad microbiológica total del suelo (Adam y Duncan, 2001; Green *et al.*, 2006).

### 1.3.1. Fosfatasas

Participan en la hidrólisis de diversos ésteres de fosfato orgánico e inorgánico en el ciclo del fósforo (Trasar *et al.*, 2003). Estas enzimas son sintetizadas y secretadas extracelularmente por bacterias u hongos, que forman parte de la matriz del suelo (Tripathi *et al.*, 2007). Las bacterias y los hongos del suelo participan de una manera fundamental en procesos que aumentan la disponibilidad de fósforo (P) para las plantas. Una de las transformaciones que producen es la mineralización de fósforo orgánico ( $P_o$ ) a fósforo inorgánico ( $P_i$ ) soluble (Richardson, 2001).

El  $P_o$  es una importante reserva de P y puede representar en algunos casos entre el 23 y el 47% del P total de un suelo (Sanyal & Datta, 1991). La mineralización de  $P_o$  es llevada a cabo por un grupo de enzimas conocidas como fosfatasas o fosfohidrolasas, que catalizan la hidrólisis de ésteres y de anhídridos de ácido fosfórico (Nahas, 2002). Las fosfomonoesterasas o fosfatasas ácidas y alcalinas han sido extensamente estudiadas debido a que una importante cantidad de los

compuestos de Po presentes en el suelo se encuentran en forma de monoésteres (Oberson *et al.*, 1996).

Las fosfatasas ácidas se encuentran principalmente en suelos ácidos, mientras que las alcalinas predominan en suelos con pH básico. Las fosfatasas extracelulares son liberadas no sólo por los microorganismos del suelo, sino también por las raíces de las plantas; y a su vez existen enzimas libres que conservan sus propiedades una vez muerto el organismo del cual proceden. Invertebrados como las lombrices de tierra también liberan P. Sin embargo, se asume que las enzimas en el suelo provienen principalmente de los microorganismos (Santruckova *et al.*, 2004; Fernandes *et al.*, 2008).

### **1.3.2. Ureasas**

La enzima ureasa cataliza la conversión de la urea a amonio y dióxido de carbono (Gajda y Martyniuk 2005, Gil-Sotres *et al.*, 2005; Paul y Clark 2007). La ureasa (urea amidohidrolasa EC 3.5.1.5.) es una enzima importante del suelo que cataliza la hidrólisis de la urea, ya sea la aplicada como fertilizante o la excretada por los animales.

El origen, existencia y persistencia de la ureasa en el suelo aún no es bien conocido. Se sabe que esta enzima es secretada por células vivas o liberada de células microbianas porque su función estuvo localizada dentro de la célula; pero mantiene su estabilidad como enzima extracelular ya que se asocia a los coloides del suelo (arcillas minerales o sustancias húmicas). Por esta inmovilización tiene una vida media prolongada en relación a las que se encuentran en la fase acuosa del suelo (Burns, 1982; Boyd & Mortland, 1985).



En general, esta enzima se encuentra estrechamente relacionada con el C orgánico del suelo (Zantua *et al.*, 1977; Stott *et al.*, 1980; Verstraeten, 1978). La actividad de la ureasa decrece con la profundidad, pero esto puede modificarse de acuerdo con las características diferenciales que presentan los horizontes en un perfil: amplias variaciones en el pH, textura o potencial redox, entre otros (Tabatabai, 1977).

#### **1.4. Sistemas de producción ganadero**

La ganadería en Colombia es la actividad históricamente más importante del sector agropecuario. Según el Ministerio de Agricultura, el área dedicada a la ganadería es nueve veces mayor que el área agrícola; constituye el 67% del valor de la producción pecuaria y 30% del valor de la producción agropecuaria; representa más del doble de la producción avícola, más de tres veces el valor de la producción del café, más de cinco veces la producción de flores y cerca de seis veces la producción de arroz (MINAGRICULTURA, 2015).

La ganadería además ha sido la actividad agropecuaria que más ha promovido la colonización y la consolidación del territorio colombiano, se podría afirmar que gracias a esta actividad se establecieron muchos asentamientos humanos que a largo plazo se constituyeron en municipios. Precisamente, la actividad ganadera es predominante en todo el territorio nacional, en 27 de los 32 departamentos se presenta una participación importante. Los productos de origen bovino constituyen el 27% del gasto de los consumidores en alimentos y participan con el 4% del PIB total de la economía colombiana (Molina *et al.*, 2009).

El sector pecuario ocupa el cuarto renglón de la producción del departamento de Nariño con cerca de 301.920 cabezas de ganado en 2005, el 33.8% corresponde a la ganadería lechera, con niveles tecnológicos desde el más avanzado (razas seleccionadas, manejo de praderas, asesoría técnica, inseminación artificial), al más bajo (razas criollas, mínimo manejo de praderas, deficiente asistencia técnica, etc.). La producción total de leche es de 504.400 litros/día, de los cuales el 50% son industrializados por empresas procesadoras regionales, el 35% se comercializa fuera del departamento y el 15% se destina al consumo interno (Molina *et al.*, 2009).

### **1.5. Coberturas del suelo asociadas a la producción ganadera en el municipio de Pasto.**

De acuerdo con el Plan de Ordenación y Manejo de la Cuenca Hidrográfica del río Pasto (2010), la cobertura vegetal de la cuenca alta del Río Pasto se define por el nivel altitudinal y climático lo que refleja la biodiversidad de ecosistemas, sin embargo, esta biodiversidad se ha reducido paulatinamente, generando desequilibrios ecológicos: erosión, alteración del régimen hídrico y pérdida de flora y fauna.

En la cuenca alta del Río Pasto existen principalmente los siguientes tipos de coberturas:

#### **1.5.1. Pastos limpios**

Esta cobertura comprende las tierras ocupadas por pastos limpios con un porcentaje de cubrimiento mayor al 70%; la realización de prácticas de manejo (limpieza, encalamiento y fertilización, etc.) y el nivel tecnológico utilizados impiden la presencia o el desarrollo de otras coberturas (CORPONARIÑO, 2010).

Para el caso de la cuenca de Río Pasto existe una cobertura en pastos limpios correspondiente a 1860.61 ha, que representan el 3.86 % de la cuenca, este tipo de monocultivos de pasto se encuentra principalmente en la parte alta de la cuenca. El corregimiento de Catambuco, es uno de los más afectados por la deforestación y el monocultivo de pasto y especies agrícolas (CORPONARIÑO, 2010).

### **1.5.2. Pastos arbolados**

Cobertura que incluye suelos ocupados con pastos, en los cuales se encuentra presencia de árboles de altura superior a 5 metros, distribuidos en forma dispersa (CORPONARIÑO, 2010).

#### **ARREGLO SILVOPASTORIL ALISO (*Alnus acuminata* K.) Y PASTO KIKUYO (*Cenchrus clandestinus* (Hochst. Ex Chiov.) Morrone.)**

En la estructura de los sistemas de producción de leche y doble propósito, la alimentación y el mantenimiento de las praderas representan un rubro preponderante, siendo el cultivo de pastos el recurso más económico e importante en la alimentación de animales rumiantes. Por otra parte, el estudio de las especies forrajeras naturales ha sido poco abordado y se ha concentrado preferencialmente en especies mejoradas de alta producción, que en la mayoría de los casos son inadecuadas para las condiciones topográficas de ladera de la región andina nariñense, con predominancia del minifundio. En esta región, el pasto kikuyo (*Cenchrus clandestinus* (Hochst. Ex Chiov.) Morrone.) se encuentra bien adaptado y crece con facilidad; sin embargo, no se le ha

prestado atención a su manejo por la creencia de su mala calidad, baja producción y susceptibilidad a las heladas (Insuasty *et al.*, 2011).

### **1.5.3. Bosque secundario**

El proceso de “secundarización” de los bosques, en los países del trópico, avanza con gran intensidad y cada vez el área de bosque secundario tiende a ser mayor en comparación a la del bosque primario. El manejo sostenible del bosque secundario es una alternativa importante para la conservación de la diversidad biológica. Así mismo, el bosque secundario tiene algunas características ecológicas, diferentes a las del bosque primario, que lo hace valioso para la comunidad y del cual igualmente se pueden obtener muchos otros bienes y servicios, incluyendo la madera. Varios sistemas silviculturales se han aplicado para aumentar la productividad de los bosques secundarios con resultados satisfactorios y demostrando que su manejo con criterios de sostenibilidad es una actividad viable técnica y económicamente (Gaviría, 1998).

### **1.6. Antecedentes.**

Sánchez de Prager *et al.* (2006) evaluaron la actividad y biomasa microbiana como indicadores de materia orgánica en sistemas de cultivos de maracuyá en Toro, Valle del Cauca, Colombia. El objetivo de este estudio fue evaluar la relación entre materia orgánica del suelo, actividad y biomasa microbiana; se utilizaron 3 sistemas de cultivo de maracuyá (agroecológico A, transición T, convencional C. se tomaron muestras al azar en dos profundidades, de 0 a 15 cm y de 15 a 30 cm en nueve puntos diferentes. En estos se midieron propiedades biológicas como: actividad microbiana (CO<sub>2</sub>); biomasa microbiana (C micro); y propiedades físicas y químicas (materia orgánica, pH, humedad, textura, densidad aparente y porosidad. Para los resultados

obtenidos en cuanto a propiedades fisicoquímicas los análisis de varianza no mostraron diferencias significativas en pH, textura y densidad aparente en los 3 tipos de manejo de cultivo. En la actividad microbiana en los primeros 15 cm se presentaron diferencias altamente significativas entre los 3 manejos de cultivos y significativas a mayor profundidad. La mayor actividad microbiana ocurrió en A que varió significativamente de T y muy significativamente de C, dentro del mismo manejo no se estimaron variaciones significativas debidas a la profundidad del muestreo. Los resultados pueden relacionarse con los contenidos de materia orgánica en el suelo y la presencia de oxígeno asegurado por la macro porosidad, los mayores valores para estas tres propiedades se encontraron en A y fueron más bajos en C donde ocurrió la menor actividad microbiana en el suelo. Biomasa Microbiana: al realizar el análisis de varianza se encontró diferencias altamente significativas entre la biomasa microbiana en los primeros 15 cm del cultivo y significativas a más profundidad, la biomasa de C más alta se encontró en el manejo A que vario significativamente de los manejos de T y C en los primeros cm. A más profundidad solo se encontraron diferencias significativas entre A y C.

Entre 1998 y 1999, Zapata *et al.* (2003), realizaron una investigación en el Ecoparque Cerro de la Bandera, ubicado en la ciudad de Cali, Valle del Cauca; zona dedicada muchos años a la explotación carbonífera, donde se evaluó el efecto de dicha práctica sobre propiedades fisicoquímicas y flora microbiana de sus suelos. En tres zonas, bosque nativo (BP); zona intervenida en proceso de regeneración (BS); Zona erosionada (SE) se realizaron muestreos en octubre del 98 y enero del 99. Se presentaron diferencias altamente significativas entre los suelos intervenidos para las variables bacterias simbióticas y asimbióticas fijadoras de N<sub>2</sub>, mineralización del nitrógeno hongos formadores de micorriza (HMA) y biomasa microbiana. La actividad minera afectó condiciones físicas, químicas y biológicas de los suelos en BS y SE,

situación que se reflejó en aumentos de densidades, detrimentos de materia orgánica, nitrógeno y fósforo, poblaciones microbianas y su actividad. A pesar del deterioro de los suelos BS y SE conservan una reserva de vida representada por su componente vegetal y microbiológico, los que se constituyen en elementos claves para posteriores actividades de regeneración de la zona.

En el año 2014 Ciocco *et al.*, evaluaron la actividad microbiológica de un suelo sometido a distintos usos y su relación con variables físico- químicas en la provincia de Buenos Aires, Argentina. La actividad microbiana se evaluó midiendo la respiración edáfica y la actividad de las enzimas nitrogenasas y se analizaron variables físico- químicas. Los distintos usos de un mismo suelo presentaron diferencias en la actividad microbiológica. La respiración edáfica fue significativamente mayor en los pastizales naturalizados que en los sistemas con agricultura. La actividad nitrogenasa resultó significativamente mayor en los pastizales naturalizados respecto de la agricultura continua y no se diferenció significativamente de la agricultura reciente. Las variables físico- químicas resultaron menos consistentes en detectar diferencias entre usos. Hubo correlaciones significativas entre la actividad microbiológica y algunas de las variables físico- químicas. Los resultados muestran que la actividad microbiológica puede resultar útil para diferenciar intensidades de usos de suelo.

Con el propósito de determinar los efectos de la transformación de cultivo de café a sistemas ganaderos de manejo intensivo, sobre las características físicas, químicas y biológicas de suelos la Fundación CIPAV se llevó a cabo una investigación para la Corporación Autónoma Regional del Quindío-CRQ, durante los meses de junio a diciembre de 1997 en dos tipos de suelos del Quindío (Typic Hapludands y Typic Dystropepts-Typic Hapludalfs). Este trabajo perseguía identificar los elementos negativos y las amenazas actuales o potenciales y aportar elementos

para los procesos de ordenamiento ambiental del territorio y la reglamentación de los usos del suelo (incentivos, castigos y prohibiciones).

Los agroecosistemas evaluados fueron: (1) cultivos de café bajo sistema de manejo tradicional (variedades tipo arábigo y borbón, con sombrío de árboles y plátano, bajas densidades de siembra y reducido o nulo uso de agroquímicos), (2) cultivos de café con manejo tecnificado (variedad Colombia y Caturra a libre exposición solar, altas densidades de siembra y uso frecuente de productos de síntesis química) no menor de 5 años, (3) ganadería intensiva productora de carne con alta carga (6-14 animales/ha) y un tiempo de establecimiento mayor de 2 años en suelos que provenían del cultivo de café.

Se evaluaron los siguientes parámetros: textura, densidad real y aparente, porosidad, distribución y estabilidad de agregados, conductividad hidráulica, resistencia a la penetración, pH, materia orgánica, P, Ca, Mg, K, Na, Al, CIC, Fe, Cu, MN, Zn, B, actividad microbiana y mesofauna del suelo.

La cantidad del dióxido carbónico liberado por los microorganismos, tomado como indicador de la actividad microbiana, fue superior en guaduales y bosques (826969 microgramo de C/g de suelo seco), seguidos por cafetales tradicionales (20771 microgramo de C/g de suelo seco), conformando un grupo común con las ganaderías extensiva, ceba intensiva y lechería intensiva (18997, 18340 y 17426 microgramo de C/g de suelo seco respectivamente), sin existir diferencias entre ellas. La actividad promedia de este grupo fue 40% inferior al de los guaduales.

Las correlaciones negativas y altamente significativas de esta variable con la densidad aparente y la resistencia a la penetración a los 20 centímetros del suelo mostraron claramente que la actividad de los microorganismos se ve drásticamente reducida por la compactación. Contrario a lo anterior, las correlaciones positivas entre la actividad de los microorganismos con la porosidad y la humedad del suelo manifestaron que en suelos con mayor volumen de porosos y los agroecosistemas que se caracterizan por tener una economía hídrica eficiente (guadales, bosques nativos y cafetales tradicionales), favorecen la actividad de estos organismos. La materia orgánica jugó un papel importante para el desarrollo de la actividad microbiana.

Vallejo (2013), realizó una revisión acerca de la importancia y utilidad de la evaluación de la calidad de suelos mediante el componente microbiano en sistemas silvopastoriles; destacando que este tipo de estudios en Colombia han sido limitados y que son muy pocas las investigaciones que han incluido el componente microbiano como parte fundamental de la evaluación de la calidad de suelos, finalmente concluye que en Colombia se han realizado algunos estudios en la reserva natural el HATICO que permitieron evidenciar que cada tipo de uso de suelo-manejo agropecuario genera diferentes nichos ecológicos, los cuales pueden favorecer o promover el establecimiento de ciertos grupos microbianos, que estarían adaptados a las condiciones ambientales impuestas por las prácticas de manejo. Por otra parte afirma que los efectos de prácticas agrícolas o pecuarias, tales como la adición de fertilizantes, la labranza, la quema, el sobrepastoreo y el uso de monocultivo pueden ser evaluados a partir de las determinaciones como la biomasa microbiana, actividades enzimáticas, densidad o recuento de microorganismos edáficos, cambios en la estructura y composición de la comunidad microbiana, así como estudios de grupos funcionales, como densidad y actividad de bacterias nitrificantes, desnitrificantes, fijadores de nitrógeno, entre otros.



En 2007 Galvis *et al.*, con el objetivo de estimar y comparar la actividad de la fosfatasa ácida (AFA) en suelos sembrados con papa y con pastos, realizó una investigación en suelos del corregimiento de Catambuco, municipio de Pasto, Colombia. La mayor actividad de la fosfatasa ácida ocurrió en pradera en época de invierno; además se encontraron altas correlaciones entre AFA y el contenido de materia orgánica. Para los factores épocas de muestreo y uso del suelo hubo diferencias estadísticas altamente significativas y para suelos cubiertos con pradera y con uso reciente en el cultivo de papa. La AFA alcanzó el mayor porcentaje en suelos cubiertos con pradera, frente a los suelos cultivados con papa, para las dos épocas evaluadas.

En 2012 Avellaneda *et al.*, evaluaron las actividades enzimáticas (ureasa, proteasa, fosfatasa ácida y alcalina, fosfodiesterasa, b-glucosidasa y arilsulfatasa) en consorcios bacterianos (*Bacillus subtilis*, *Brevundimonas diminuta*, *Flavimonas oryzihabitans*) de suelos bajo cultivo de papa variedad Parda Pastusa, con manejo convencional de aplicación de agroinsumos (PCA) y en suelos bajo pastizal sin aplicación de agroinsumos (PSA), en fincas de tres localidades del departamento de Cundinamarca (Tausa, Villapinzón y Zipaquirá), Colombia. Se encontraron efectos por la aplicación de insumos de síntesis química y el tipo de uso del suelo, sobre las actividades enzimáticas, sin embargo, estos fueron diferentes para cada una de las enzimas y localidades.

En el 2007 Quiroz evaluó la actividad enzimática y su relación con el C orgánico y la actividad respiratoria microbiana en un andisol con distintas rotaciones, el estudio se llevó a cabo en un Andisol (medial, amorphic, thermic Humic Haploxerands) de la región del Bío-Bío, Chile (36° 31' lat. Sur, 71° 54' long. Oeste), se midió la actividad microbiológica de un sistema con seis

rotaciones bajo distinto manejo agronómico, en un ensayo de campo establecido en la temporada 1992/93. La actividad microbiológica se evaluó a través de actividad enzimática deshidrogenasa y actividad esterasa (hidrólisis de 3.,6.-diacetato de fluoresceína (FDA) y CO<sub>2</sub> mineralizado, a partir de muestras compuestas para la actividad enzimática y muestras no disturbadas de suelo para CO<sub>2</sub> mineralizado. Además, se midió carbono orgánico en muestras compuestas. Se observó un efecto significativo ( $P < 0,05$ ) de las distintas rotaciones sobre la actividad microbiológica. Se encontró mayor actividad deshidrogenasa en rotaciones de ciclo largo (tres años cultivo y cinco años pradera) y menor actividad en aquellas rotaciones de ciclo corto (cuatro años cultivo), este efecto también se encontró en la hidrólisis de FDA pero fue menos significativo. Se pudo observar que la actividad enzimática medida respondió con mayor sensibilidad que el carbono orgánico a los distintos manejos en este suelo. De esta forma se evidenció que la actividad deshidrogenasa y la hidrólisis de FDA son indicadores que responden a distintos manejos agronómicos y que pueden ser usados como indicadores tempranos de cambios en la actividad microbiológica global del suelo.

Zamora *et al.* en el año 2005 evaluaron los cambios en la biomasa microbiana y la actividad enzimática, inducidos por la rotación de cultivos en un suelo bajo producción de hortalizas en el estado Falcón, Venezuela. El objetivo del trabajo fue evaluar el efecto de diferentes sistemas de rotación de cultivos, sobre los parámetros biológicos y bioquímicos del suelo, con el fin de establecer indicadores de calidad de éste recurso. Se tomaron muestras a dos profundidades, de 0-10 cm y de 10-20 cm, en dos sistemas diferentes de rotación de cultivos, uno que incluye un ciclo de tomate alternado con cebolla (T-C-T) y otro sistema donde se realiza el monocultivo de tomate (T-T-T). Las variables biológicas y bioquímicas estudiadas fueron el carbono de la biomasa microbiana del suelo (C-BM), y la actividad de la fosfatasa alcalina y la deshidrogenasa. Los

resultados obtenidos indicaron que el suelo donde se implementó el sistema de rotación de cultivos (T-C-T) presentó mayores niveles de C-BM en la capa superficial, aproximadamente un 40% mayor en comparación al sistema T-T-T. En este parámetro no se observaron diferencias significativas en la profundidad de 10-20 cm, con un valor promedio de 246  $\mu\text{g C g suelo}$ . La actividad deshidrogenásica presentó la misma tendencia que el C-BM, con un promedio de 80  $\mu\text{g de TFF (trifenilformazan) g suelo 24h}$ , en el sistema T-C-T, mientras que en el sistema T-T-T se midieron valores en promedio de 36  $\mu\text{g TFF g suelo 24h}$ . Esto resultó en una reducción significativa ( $p < 0,05$ ) en el sistema de monocultivo de tomate, en aproximadamente un 45%, en comparación al sistema donde se incluyó la cebolla como parte de la rotación. La fosfatasa alcalina no mostró ningún poder discriminatorio en los sistemas de rotación de cultivos evaluados.

## **2. METODOLOGÍA**

### **2.1. Localización**

El trabajo se desarrolló en la Finca el Rincón, ubicada en la vereda Cruz de Amarillo del corregimiento de Catambuco, localizado al Sur-oriente del municipio de Pasto, a una altura de 2800 m.s.n.m, con una temperatura promedio de 12°C y una precipitación de 703 mm/año (IDEAM, 2016). Geográficamente se encuentra localizado entre las coordenadas 1.17104,-77.30332 Latitud y longitud (Plan de Ordenamiento del Recurso Hídrico Quebrada Miraflores, 2011). La investigación se desarrolló en los laboratorios de suelos y fisiología vegetal del campus principal de la Universidad de Nariño, ubicada en el municipio de Pasto, departamento de Nariño a una altura de 2527 m.s.n.m, con una temperatura promedio de 12°C, geográficamente se

encuentra localizado en las coordenadas latitud 1°14'03"N, longitud 77°17'07"O (Universidad de Nariño, 2016).

## 2.2. Usos del suelo evaluados.

### 2.2.1. Bosque

Este uso ocupa un área de 5,57 ha, con una edad aproximada de 50 años, se caracteriza por la presencia de especies nativas como el Chilco (*Joseanthus crassilanatus* (Cuatrec.) H. Rob.), Amarrillo (*Miconia* sp.), Encino liso (*Weinmannia rollotti* Killip), Cordoncillo (*Piper* sp.), y Mayo (*Tibouchina mollis* (Bonpl.) Cogn.), en diferentes estados sucesionales, especies introducidas como Pino (*Pino* sp), Acacias (*Acacia decurrens* Willd. y *Acacia melanoxylon* R. Br.) y Aliso (*Alnus acuminata* Kunth), sobre este uso no se realiza ninguna practica de extracción y manejo, es destinado a la conservación y el propietario propende por su restauración.

### 2.2.2. Pasto

Este uso ocupa un área de 6,97 ha, y se caracteriza por la presencia de pastos naturales como el pasto kikuyo (*Cenchrus clandestinus* (Hochst. Ex Chiov.) Morrone.) y pastos mejorados como el llantén forrajero (*Plantago major* L), y mezcla de pastos tetrablend compuesto por: Ryegrass Híbrido Tetraploide, Ryegrass Anual Tetraploide, Pasto Azul Orchoro, y Trébol Rojo Gigante. Este uso tiene una edad aproximada de 30 años, sobre el cual se realizan prácticas de manejo agroecológicas como la aplicación de biopreparados y organismos eficientes. Los animales se rotan por la pastura cada 40 días.

### 2.2.3. Sistema silvopastoril (Ssp)

Este uso ocupa un área de 3.33 ha, con una edad aproximada de 12 años, se caracteriza por presentar un arreglo silvopastoril de plantación en línea de árboles Aliso (*Alnus acuminata* Kunt) y pasto kikuyo (*Cenchrus clandestinus* (Hochst. Ex Chiov.) Morrone.) este uso solo realiza rotación de *pastoreo*.



**Figura 2.** Mapa de campo donde se observan los diferentes usos del suelo presentes en la finca. Fuente: este estudio.

### 2.3. Diseño experimental.

Se utilizó un diseño experimental completamente al azar (DCA) en arreglo factorial 3 x 2 con seis repeticiones. Los tratamientos evaluados correspondieron a la combinación de dos factores de la siguiente manera:

**Factor A:** usos de suelo con tres niveles, representados en los siguientes usos del suelo: bosque, sistema silvopastoril (Ssp) y pasto.

**Factor B:** profundidad de muestreo con dos niveles correspondientes a dos profundidades para la toma de muestras de suelo: 10 cm y 20 cm.

Se evaluó un total de seis tratamientos, producto de la combinación de los niveles de los dos factores como se resume en la tabla 2. Se contó con un total de 36 unidades experimentales.

**Tabla 2.** Descripción de tratamientos a evaluar.

Factores	Niveles	Tratamientos
<b>1. Usos del suelo</b>	1. bosque	1. bosque - 10 cm
	2. sistema silvopastoril (Ssp)	2. bosque - 20 cm
	3. pasto	3. sistema silvopastoril (Ssp) - 10 cm
<b>2. Profundidad de muestreo</b>	1. 10 cm	4. sistema silvopastoril (Ssp) - 20 cm
	2. 20 cm	5. pasto - 10 cm
		6. pasto - 20 cm

Fuente: este estudio.

### 2.3. Modelo estadístico.

$$Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \beta_j + (\alpha\beta)_{ij} + \varepsilon_{ijk}$$

En donde:

$\mu$  es el efecto de la media global

$\alpha_i$  es el efecto incremental sobre la media causado por el nivel  $i$  del factor  $A$

$\beta_j$  es el efecto incremental sobre la media causado por el nivel  $j$  del factor  $B$

$(\alpha\beta)_{ij}$  es el efecto incremental sobre la media causado por la interacción del nivel  $i$  del factor  $A$  y del nivel  $j$  del factor  $B$

$\varepsilon_{ijk}$  es el error experimental asociado al efecto de cada factor.

### 2.4. Muestreo

Con la ayuda de un barreno se tomaron muestras de suelo para los análisis microbiológicos, enzimáticos y físico – químicos, para el análisis fisicoquímico se tomó una muestra al inicio de

la investigación, para los análisis de respiración, biomasa microbiana y actividad enzimática, se tomaron seis muestras de suelo compuestas por uso (provenientes de 30 sub-muestras) a dos profundidades, de 0 cm – 10 cm y de 10 cm – 20 cm.

El procesamiento de muestras se realizó en los laboratorios de fisiología vegetal, química y física de suelos de la Universidad de Nariño.

## 2.5. Variables evaluadas.

### 2.5.1. Propiedades físicas y químicas del suelo.

Los análisis físicos y químicos de suelos fueron realizados por la sección de laboratorios de la Universidad de Nariño (Tabla 3).

**Tabla 3.** *Propiedades fisicoquímicas evaluadas y métodos utilizados.*

Propiedades químicas		Propiedades físicas	
Análisis	Método	Análisis	Método
<b>pH</b>	NTC 5264	<b>Humedad gravimétrica (0,01 Bar) saturación</b>	Mesa de tensión
<b>Materia orgánica</b>	Walkley and Black method, 1934 - NTC 5403		
<b>Fósforo disponible</b>	Bray II and Kurtz, 1945 - NTC 5350	<b>Humedad gravimétrica (0,35 Bar) Capacidad de campo</b>	Membrana de presión
<b>Capacidad de Intercambio Catiónico CIC</b>	CH <sub>3</sub> COONH <sub>4</sub> 1NPH7 - NTC 5268		
<b>Calcio de cambio</b>	CH <sub>3</sub> COONH <sub>4</sub> 1NPH7, NTC 5268 - NTC 5349	<b>Humedad gravimétrica (14 Bar) Punto de marchitez permanente</b>	Membrana de presión
<b>Magnesio de cambio</b>			
<b>Potasio de Cambio</b>		<b>Textura</b>	Bouyoucos



<b>Aluminio de Cambio</b>	Extracción KCL 1N - NTC 5404		
<b>Hierro disponible</b>	DTPA - NTC 5526	<b>Densidad aparente (Da)</b>	Método del cilindro
<b>Manganeso disponible</b>			
<b>Cobre disponible</b>		<b>Densidad real (Dr)</b>	Picnómetro
<b>Zinc disponible</b>		<b>Porosidad total</b>	Calculado a partir de la Da y la Dr
<b>Boro disponible</b>	Agua caliente - NTC 5404		
<b>Nitrógeno total</b>	Con base en la materia orgánica	<b>Estabilidad estructural</b>	Yoder, 1936
<b>Carbono orgánico</b>	Walkley and Black method, 1934 - NTC 5402	<b>Distribución de agregados</b>	Test Sieve Shaker
<b>Azufre disponible</b>	(Ca(H <sub>2</sub> PO <sub>4</sub> ) <sub>2</sub> .H <sub>2</sub> O) 0,008M - NTC 5402		

Métodos y normas técnicas colombianas (NTC) empleadas por el laboratorio de física y conservación de suelos y el laboratorio de suelos agrícolas de la Universidad de Nariño. Fuente: este estudio.

### 2.5.2. Respiración del suelo

Siguiendo la metodología recomendada por Burbano *et al.* (2002):

Se pesaron 10 g de suelo que previamente se pasaron por un tamiz de 2 mm y se introdujeron en tubos de ensayo de 25 ml.

Se adiciono agua al suelo presente en los tubos para que el contenido de humedad corresponda a la capacidad de campo. Para determinar la cantidad de agua a aplicar para que el sustrato quede a capacidad de campo se realizaron ensayos previos.

En el vial que va en cada uno de los tubos de ensayo, se depositaron 0,2 g de  $\text{BaO}_2$  y 2 gotas de  $\text{Ba}(\text{OH})_2$ , se agitó el vial para que los compuestos se adhieran uniformemente a las paredes de este.

Se depositó el vial sobre el suelo que se encuentra en el tubo de ensayo y de inmediato se procedió a taparlo.

El suelo fue incubado en condiciones controladas de temperatura.

### **2.5.3. Medida de $\text{CO}_2$**

Se determinó el  $\text{CO}_2$  al concluir cada periodo de incubación (7 días). Se retiró el vial del tubo de ensayo y se lo colocó en el frasco del calcímetro junto con un tubo plástico que contenía 5 ml de  $\text{HCl}$  2N. Se enrasó a cero la columna del calcímetro, tomando la precaución de que todas las llaves del aparato se encuentren cerradas. El frasco del calcímetro fue agitado, para que se pongan en contacto el vial donde se formara  $\text{BaCO}_3$  y el  $\text{HCl}$ , con el fin de conseguir el desprendimiento del  $\text{CO}_2$ . Se leyeron los milímetros que el líquido desplazó en la columna del calcímetro por la presión del  $\text{CO}_2$  desprendido.

Posteriormente se multiplicó los milímetros de la lectura anterior por el factor de conversión para las condiciones del calcímetro y del laboratorio, a fin de expresar los resultados en términos de  $\text{mg CO}_2/10\text{g}$  de suelo.

Para la determinación del factor de conversión se utilizó la siguiente relación

a. Si 197,37 g BaCO<sub>3</sub> contienen 44,01 g CO<sub>2</sub>, entonces, cuantos gramos de CO<sub>2</sub> están contenidos en 0.252 g BaCO<sub>3</sub>,

$$\begin{aligned} 197,37 \text{ g BaCO}_3 & 44,01 \text{ g CO}_2 \\ 0,252 \text{ g BaCO}_3 & X \\ X = 0,05619 \text{ g CO}_2 & = 56,19 \text{ mg CO}_2 \end{aligned}$$

b. (ml desplazados en la columna)(factor)=(56,19 mg CO<sub>2</sub>)

Por ejemplo: si el desplazamiento de la columna después de realizar 7 replicaciones es 11,11ml, al aplicar la formula anterior (como se muestra en el punto b), se obtendrá:

$$\begin{aligned} (11,11 \text{ ml}) (\text{Factor de conversión}) &= (56,19 \text{ mg CO}_2) \\ \text{Factor de conversión} &= 56,19/11,11 \\ \text{Factor de conversión} &= 5,058 \end{aligned}$$

Tomado de: Burbano, *et al.*, 2002.

#### 2.5.4. Cuantificación de la biomasa microbiana

La biomasa microbiana se determinó por medio de la metodología de fumigación extracción propuesta por Vance *et al.*, 1987, para lo cual se pesaron 10 g de suelo (control) en un erlenmeyer de 250 ml, se adicionó 50 ml de K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> (0,5M), se agitó 30 min y se filtró con un papel Whatman 42. Se procedió a guardar el extracto a 4°C hasta su procesamiento. También se pesaron 10 g de

suelo (fumigado) en un beaker de 40 ml, se fumigó con cloroformo libre de etanol, se incubó durante 24 h a 25° C y se procedió igual que la muestra control.

Del extracto obtenido se colocaron 8 ml en tubos de digestión (3 repeticiones control y 3 fumigado), se adicionó 2 ml de  $K_2Cr_2O_7$  (66,7 mM), 70 mg de HgO y 15 ml de mezcla ácida (2v  $H_2SO_4$  (98%) y 1v  $H_3PO_4$  88%). Las muestras se digirieron a 150°C por 30 minutos y se dejaron enfriar. Se transfirió a un erlenmeyer de 250 ml, se adicionó 80 ml de agua destilada, se agregó 3 gotas de fenontralina y se valoró el exceso de  $K_2Cr_2O_7$  con sal de Morh 33,3 mM  $(NH_4)_2Fe(SO_4)_2 \cdot 6(H_2O)$ .

#### **2.5.5. Determinación de la actividad de la enzima ureasa**

Para cada muestra, se pesó 1,0 gramo de suelo en tubos de plástico con tapa para conformar 3 determinaciones y un control; el suelo previamente fue humedecido hasta aproximadamente capacidad de campo. A las muestras se les añadió 4 ml de tampón borato pH 10,0 y 0,5 ml de sustrato (solución de urea al 0,64%). En el caso del control en lugar de urea se añadió 0,5 ml de agua destilada. Los tubos se incubaron bajo agitación constante durante 2 h en un baño maría a 37°C. Seguidamente se adicionó 6 ml de KCl (7,4%) a todos los tubos, se agitaron durante 30 minutos y se centrifugó a 3500 rpm durante 10 minutos. Posteriormente se trasvasó 9 ml del líquido sobrenadante de todos los tubos (muestras y blanco) a otros tubos de plástico limpios con tapa, finalmente se determinó la cantidad de  $NH_4$  mediante el método colorimétrico a 525 nm y los resultados se expresaron en  $\mu g N-NH_4 \cdot g^{-1} h^{-1}$  (Tabatabai & Bremmer, 1972 y Paul, 2015).

### **2.5.6. Determinación de la enzima fosfatasa**

Se pesaron 0,5 gramos de suelo en tubos plásticos con tapa para conformar 3 determinaciones y un control, a cada tubo de muestra se le añadió 0,5 ml de PNPP 0,115 mM (4-Nitrofenol-fosfatop-nitrofenil-fosfato hexahidratado) como sustrato enzimático y al control se le agregó un volumen similar de agua desionizada. A todos los tubos se les agregó 2 ml de buffer maleato pH 6,5 y se incubaron durante 1,5 h a 37°C. Luego de la incubación, al control se le agregó 0,5 ml de PNPP e inmediatamente se procedió a añadirle a todos los tubos 0,5 ml de  $\text{Cl}_2\text{Ca}$  0,5 M + 2 ml de NaOH 0,5 M, los tubos se mezclaron con un vortex y se centrifugaron a 3500 rpm durante 15 min; a partir de cada tubo se extrajo un volumen de 0,125 ml del líquido sobrenadante y se adicionó 4,875 ml de agua desionizada. Finalmente se midió en un espectrofotómetro la absorbancia obtenida a una longitud de onda de 398 nm. Los resultados se expresaron en  $\mu\text{g}$  de P-Nitrofenol (PNP)  $\cdot\text{g}^{-1}\cdot\text{h}^{-1}$  (Gil, 2005).

### **2.6. Análisis estadístico.**

Los resultados obtenidos fueron sometidos a un análisis de varianza y a análisis de componentes principales ACP, con el fin de describir las tendencias de los tratamientos, posteriormente se realizó una prueba de comparación de medias de Tukey con un nivel de confianza del 95% para determinar el tratamiento con mayor y menor actividad microbiana y enzimática. Los programas estadísticos utilizados fueron, InfoStat y Spad 5.6, en los cuales se generaron distintas programaciones para los diferentes análisis.

### 3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

#### 3.1. Características físicas y químicas de los suelos evaluados

Los suelos evaluados se localizan al Sur-orientado del municipio de Pasto en zonas de altiplanicie de modelado eólico volcánico, a una altura de 2800 m.s.n.m, con una temperatura promedio de 12°C y una precipitación de 703 mm año<sup>-1</sup> (IDEAM, 2017). Estos suelos se clasifican como Pachic Melanudans dentro del orden de los andisoles, en concordancia con lo reportado en el estudio general de suelos y zonificación de tierras del departamento de Nariño (IGAC, 2004). Se caracterizaron por presentar una textura franco arenosa, pH moderadamente ácido, alta capacidad de intercambio catiónico, altos contenidos de carbono orgánico, medianos contenidos de calcio, magnesio y potasio, y bajos contenidos de fósforo (Tabla 4), características que influyen de manera directa sobre el carbono y nitrógeno de la biomasa microbiana, la liberación de CO<sub>2</sub> y la actividad de las enzimas intra y extracelulares (Henríquez *et al.*, 2014; Durango *et al.*, 2015; Moghimian *et al.*, 2017). Estos suelos presentan valores de densidad aparente entre los 0,59 y 0,85 g/cc, los cuales se relacionan directamente con su génesis, así como a los altos contenidos de materia orgánica en los primeros 20 cm de profundidad (7,58% y 21,3%). Estos obedecen a la relación carbono/nitrógeno encontrada en los mismos, con valores entre 11,89 y 22,04 (Tablas 4 y 5) (Studdert *et al.*, 2017; Pineda *et al.*, 2017, García *et al.*, 2018).

En cuanto a la textura se destacan los altos contenidos de arena (56% a 70%), con un dominio de texturas gruesas –entre 0.5 mm y 2mm– de más del 40%, lo cual tiene relación directa con el comportamiento del agua y el aire (Largaespada & Henríquez, 2015), ya que estos suelos no se saturan fácilmente, con valores de humedad en saturación entre 70,2% y 99,24%, y altos

contenidos de agua a capacidad de campo, entre 53,16 gr de agua/100 g de suelo y 86,22 g de agua/100 g de suelo (Tabla 5); características que sumadas a las características químicas antes mencionadas, influyen sobre la actividad microbiana del suelo (Anriquez *et al.*, 2017; Gutiérrez *et al.*, 2017)

**Tabla 4.** Características químicas de los suelos evaluados.

USO	pH	Cmol (+) kg <sup>-1</sup>					% Relación			mg.k <sup>-1</sup>					
		Ca	Mg	K	Al	CIC	M.O	C.O	N	C/N	P	Zn	Cu	Fe	Mn
<b>Bosque 0-10 cm</b>	5,07	1,35	3,58	1,46	0,28	37,8	12,7	7,39	0,46	16,06	16,3	1,70	1,41	212	5,01
<b>Bosque 10-20 cm</b>	5,16	1,12	2,57	1,11	0,34	33,4	7,58	4,39	0,29	15,13	8,50	1,06	1,27	140	6,15
<b>Ssp 0-10 cm</b>	5,32	4,89	1,92	0,44	1,71	61,1	11,1	9,04	0,41	22,04	18,5	1,61	0,98	230	3,49
<b>Ssp 10-20 cm</b>	4,32	3,64	0,83	0,27	2,32	56,9	21,3	7,85	0,66	11,89	14,5	1,06	0,90	161	1,51
<b>Pasto 0-10 cm</b>	5,20	1,00	2,67	0,76	0,48	42,2	14,9	8,62	0,52	16,57	21,9	0,82	0,38	263	3,12
<b>Pasto 10-20 cm</b>	5,23	0,87	1,75	0,45	0,69	41,2	13,1	7,58	0,47	16,12	15,9	0,85	0,57	173	2,13

Fuente: este estudio.

**Tabla 5.** Características físicas de los suelos evaluados.

USO	% Humedad			% agregados estables			Da g/cc	Porosidad total %	% Relación			Clase textural
	Saturación	CC	PMP	2mm	0,5mm	< 0,25mm			Arena	Limo	Arcilla	
<b>Bosque 0-10 cm</b>	73,99	64,88	31,63	79,28	2,96	6,88	0,72	70,76	62,21	22,72	15,07	Franco arenoso
<b>Bosque 10-20 cm</b>	70,2	53,16	26,36	89,12	1,6	4,00	0,76	67,62	56,67	23,91	19,42	Franco arenoso
<b>Ssp 0-10 cm</b>	99,24	86,22	48,68	94,52	0,64	2,84	0,59	72,7	70,43	23,21	6,36	Franco arenoso
<b>Ssp 10-20 cm</b>	98,49	78,2	43,33	91,56	1,12	4,24	0,62	71,92	70,46	24,97	4,57	Franco arenoso
<b>Pasto 0-10 cm</b>	82,56	67,15	36,02	89,72	1,24	5,48	0,65	72,31	66,46	25,9	7,64	Franco arenoso
<b>Pasto 10-20 cm</b>	79,52	61,13	31,25	90,76	1,12	4,48	0,85	63,83	60,47	29,33	10,19	Franco arenoso

Fuente: este estudio.

### 3.2. Análisis de componentes principales (ACP).

El análisis de componentes principales permitió establecer, con base en el porcentaje acumulado de los valores propios (Tabla 6), un total de dos factores o componentes, los cuales permiten explicar el 70,71% de la variabilidad total del fenómeno estudiado.

**Tabla 6.** Histograma de valores propios que explican la variabilidad del fenómeno estudiado.

Número	Valor propio	Porcentaje	Porcentaje acumulado	
1	12,6061	48,48	48,48	*****
2	5,6385	21,69	70,17	*****
3	3,5586	13,69	83,86	*****
4	2,9845	11,48	95,34	*****
5	1,2123	4,66	100,00	***
6	0,0000	0,00	100,00	*

Fuente: este estudio.

El primer factor permite explicar el 48,48% de la variabilidad y está conformado principalmente por las variables: capacidad de intercambio catiónico (CIC) con una correlación variable factor de 0,97, calcio de cambio (Cacmb) 0,86; aluminio de cambio (Alcmb) 0,92; boro (B) 0,96, humedad de saturación (H.Satu) 0,99; capacidad de campo (CC) 0,94 y punto de marchitez permanente (PMP) 0,96 (Tabla 7, Figura 3); variables que están relacionadas directamente con la dinámica de la materia orgánica y los procesos de humificación, los cuales a su vez están mediados por la actividad microbiana y enzimática del suelo (Richard *et al.*, 2002; Gianfreda & Ruggiero, 2006; Garcia *at al.*, 2016).

El segundo factor permitió explicar el 21,69% de la variabilidad total, y lo conforman principalmente variables relacionadas con: CO<sub>2</sub>, magnesio de cambio (Mgcmb), potasio de cambio (Kcmb), manganeso (Mn), cobre (Cu), zinc (Zn), ureasas y fosfatasas; con valores de correlación variable factor, del orden de 0,61; 0,53; 0,55; 0,61; 0,77; 0,93; 0,72 y 0,81;



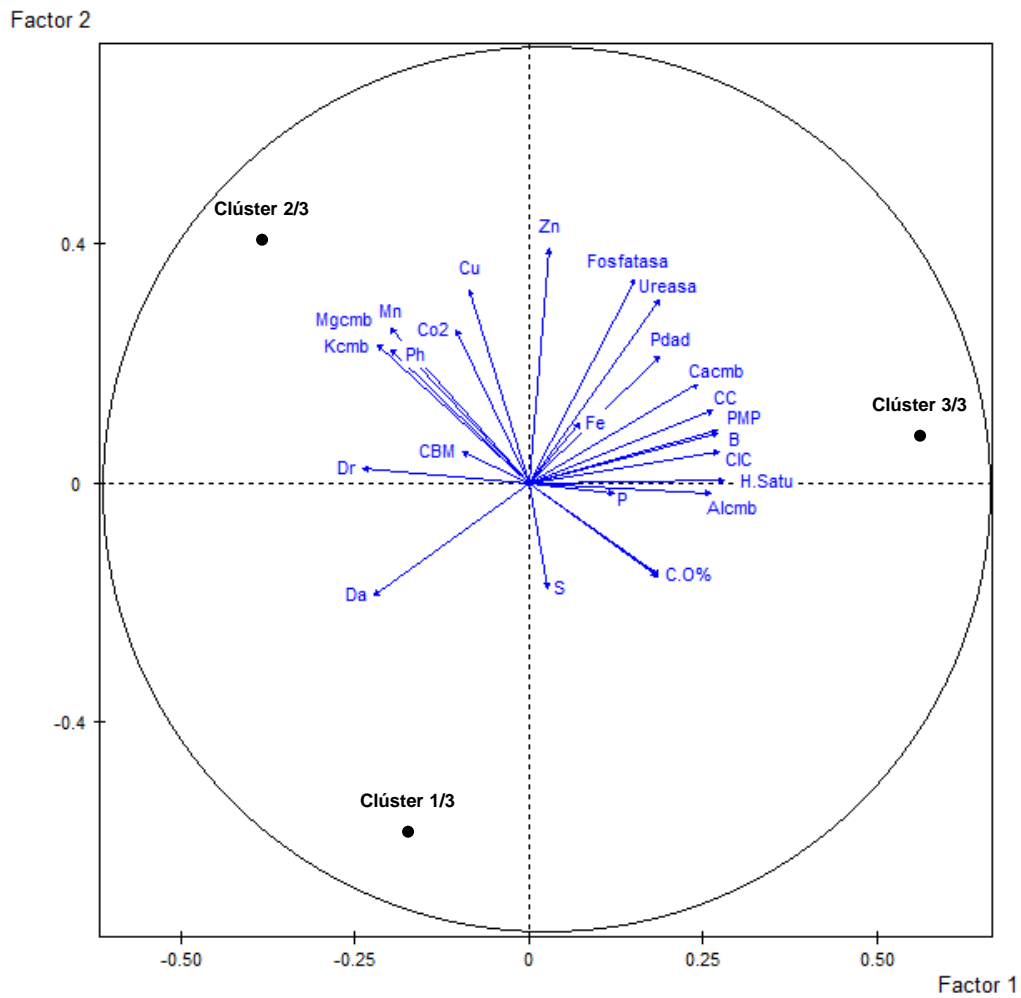
respectivamente (Tabla 7, Figura 3). Este factor permite observar la relación existente entre los macro y micro nutrientes del suelo y la actividad microbiana; al respecto, Sánchez, *et al* (2005) destacan la importancia de micro-elementos como: Cu, Mn, Zn, Fe, sobre la actividad microbiana. Por su parte, Song, *et al.* (2018) encontraron altas correlaciones entre los contenidos de N, P, K, y la actividad microbiana.

**Tabla 7.** Correlación variable – factor de cada una de las variables sobre los dos primeros factores o componentes.

Variables	Correlación variable – factor				
	1	2	3	4	5
CO <sub>2</sub>	-0,37	0,61	-0,34	0,57	0,22
CBM	-0,34	0,12	0,07	0,91	0,18
pH	-0,59	0,49	-0,51	-0,27	0,27
MO%	0,66	-0,37	-0,12	0,63	-0,09
P	0,43	-0,04	-0,89	-0,12	-0,04
CIC	0,97	0,12	0,06	-0,12	0,17
Cacmb	0,86	0,39	0,25	-0,16	0,16
Mgcmb	-0,70	0,53	-0,46	0,02	-0,15
Kcmb	-0,77	0,55	-0,15	0,23	-0,18
Alcmb	0,92	-0,05	0,34	0,11	0,11
Fe	0,26	0,24	-0,88	-0,23	-0,21
Mn	-0,70	0,61	0,20	-0,18	-0,24
Cu	-0,30	0,77	0,47	0,29	0,14
Zn	0,11	0,93	-0,05	0,10	0,34
B	0,96	0,19	-0,18	0,03	-0,03
N%	0,65	-0,37	-0,24	0,62	-0,05
C.O%	0,66	-0,37	-0,12	0,63	-0,09
S	0,09	-0,42	-0,78	-0,10	0,44
H.Satu	0,99	0,01	0,04	-0,07	0,09
CC	0,94	0,29	-0,13	-0,07	0,14
PMP	0,96	0,21	-0,08	-0,14	0,08
Da	-0,79	-0,44	0,08	0,03	0,42
Dr	-0,85	0,06	-0,33	0,41	0,01
Pdad	0,66	0,50	-0,18	0,17	-0,50
Ureasas	0,67	0,72	0,05	-0,08	0,16
Fosfatasas	0,54	0,81	0,13	0,15	-0,06

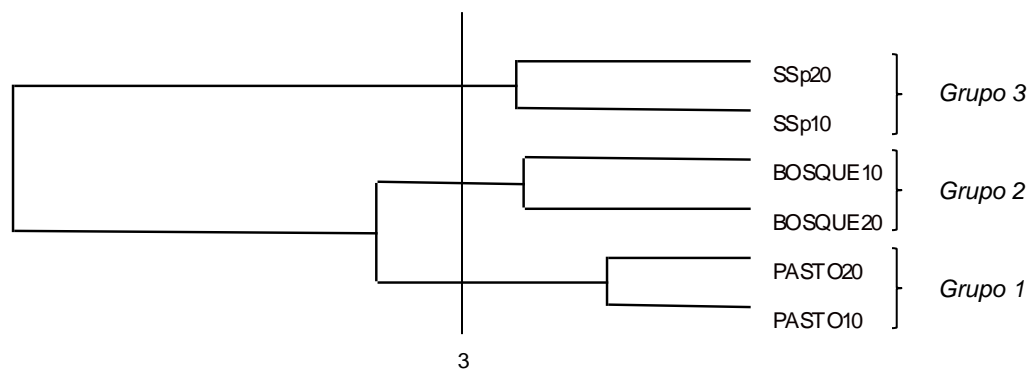
CMB: carbono de la biomasa microbiana, MO%: porcentaje de materia orgánica, CIC: capacidad de intercambio catiónico, Cacmb: calcio de cambio, Mgcmb: magnesio de cambio, Kcmb: potasio de cambio, Alcmb: aluminio de cambio, N%: porcentaje de nitrógeno, C.O%: porcentaje de carbono orgánico, H.Satu: humedad en saturación, CC:

humedad a capacidad de campo, PMP: humedad en punto de marchitez permanente, Da: densidad aparente, Dr: densidad real, Pdad: porosidad. Fuente: este estudio.



**Figura 3.** Diagrama del aporte de las variables físico-químicas y biológicas evaluadas, a los dos primeros componentes o factores principales. Fuente: este estudio.

El análisis de clasificación permitió agrupar los suelos evaluados en tres grandes grupos, los cuales se caracterizan por su afinidad intragrupal y por sus diferencias intergrupales, y a su vez, coincidieron con los usos del suelo evaluados (Figura 4).



**Figura 4.** Dendrograma de conformación de grupos basado en un análisis jerárquico de las variables físico-químicas y biológicas evaluadas. Fuente: este estudio.

El primer grupo, que coincidió con el uso del suelo pasto (Figura 4), estuvo representado por nueve variables que presentan valores superiores con respecto a la media general de la evaluación y que corresponden a: S, P, Da, Fe, Dr, N%, pH, MO%, C.O%; y 17 variables que presentaron valores inferiores con respecto a la media general de la evaluación: Mgcmb, H.Satu, B, PMP, Kcmb, CIC, CC, CBM, CO<sub>2</sub>, Alcmb, Pdad, Mn, Cacmb, Ureasa, Zn, Fosfatasa y Cu (Tabla 8.)

**Tabla 8.** Valores promedio del grupo uno frente a los valores promedio de la evaluación general (uso Pasto).

Variabes	Media del grupo	Media general	Desviación Std. grupo	Desviación Std. General	Test-valor	Probabilidad
----------	-----------------	---------------	-----------------------	-------------------------	------------	--------------

## Evaluación de la actividad microbiana 60

<b>S</b>	10,750	8,918	0,550	1,640	1,77	0,039
<b>P</b>	18,900	15,933	3,000	4,075	1,15	0,125
<b>Da</b>	0,750	0,698	0,100	0,089	0,92	0,179
<b>Fe</b>	218,000	196,500	45,000	42,406	0,80	0,211
<b>Dr</b>	2,335	2,307	0,005	0,098	0,46	0,323
<b>N%</b>	0,495	0,468	0,025	0,112	0,38	0,353
<b>pH</b>	5,215	5,155	0,015	0,414	0,23	0,409
<b>MO%</b>	14,000	13,447	0,900	4,171	0,21	0,417
<b>C.O%</b>	8,100	7,793	0,520	2,410	0,20	0,420

<b>Mgcmb</b>	2,210	2,220	0,460	0,858	-0,02	0,493
<b>H.Satu</b>	81,040	84,000	1,520	11,218	-0,42	0,338
<b>B</b>	0,210	0,243	0,060	0,112	-0,47	0,319
<b>PMP</b>	33,635	36,212	2,385	7,625	-0,53	0,297
<b>Kcmb</b>	0,605	0,748	0,155	0,418	-0,54	0,294
<b>CIC</b>	41,700	45,433	0,500	10,070	-0,59	0,279
<b>CC</b>	64,140	68,457	3,010	10,898	-0,63	0,266
<b>CBM</b>	1396,760	1468,070	73,805	177,687	-0,63	0,263
<b>CO<sub>2</sub></b>	0,742	3,825	0,000	6,764	-0,72	0,236
<b>Alcmb</b>	0,585	0,970	0,105	0,770	-0,79	0,215
<b>Pdad</b>	68,070	70,023	4,240	3,303	-0,94	0,175
<b>Mn</b>	2,625	3,568	0,495	1,595	-0,94	0,175
<b>Cacmb</b>	0,935	2,145	0,065	1,549	-1,24	0,108
<b>Ureasas</b>	96,884	114,458	4,650	18,564	-1,50	0,067
<b>Zn</b>	0,835	1,183	0,015	0,347	-1,59	0,056
<b>Fosfatasas</b>	434,594	461,143	12,267	23,045	-1,82	0,034
<b>Cu</b>	0,475	0,918	0,095	0,361	-1,94	0,026

■ Variables con promedios por encima de la media general, ■ Variables con promedios por debajo de la media general. Fuente: este estudio.

En este grupo, correspondiente al uso pasto, la actividad microbiana representada por las variables (CO<sub>2</sub>, CBM, Ureasas y Fosfatasas) presentó los valores más bajos con respecto a los otros dos usos evaluados (Bosque y Ssp). Este comportamiento podría estar relacionado con los altos valores de densidad aparente (Da), resultado de los ciclos de pastoreo –cada 40 días– que se realizan sobre este uso y que promueven la compactación del suelo disminuyendo la porosidad y en consecuencia los flujos de oxígeno y agua al interior del mismo, además de las diferentes

prácticas de manejo agronómico (fertilización y laboreo), (Naderi-Boldaji & Keller, 2016; Rakkar & Blanco-Canqui, 2018). Esta situación se logra evidenciar al observar los contenidos de humedad y porosidad total por debajo de la media general de la evaluación. Al respecto, Butenschoen *et al.* (2011) señalan que la actividad microbiana depende de manera directa de la humedad presente en el suelo, pues la difusión de los sustratos, los nutrientes, los compuestos precursores e inhibidores y las enzimas, se controlan por la disponibilidad de agua. En cuanto a la presencia de oxígeno, Sánchez de Prager *et al.* (2006) encontraron correlaciones positivas entre el oxígeno presente en el suelo y la actividad microbiana en suelos bajo cultivos de maracuyá en el Valle del Cauca, Colombia.

Los valores de materia orgánica y carbono orgánico presentes en este grupo, pueden estar relacionados con la aplicación de abonos orgánicos (Li *et al.*, 2018) y la deposición de excretas que realizan los animales durante los ciclos de pastoreo, esto, teniendo en cuenta que el carbono orgánico del suelo se encuentra almacenado en la materia orgánica, la cual a su vez se compone de una mezcla de residuos vegetales y animales en varias etapas de descomposición, biomasa microbiana y sustancias producidas microbiológica o químicamente a partir de subproductos y en formas muy condensadas de composición próxima al C elemental (Jackson, 1964; Schnitzer, 2000; Brady & Weil, R, 2016).

Los altos contenidos de P presentes en este grupo, pueden ser el resultado de la aplicación de fertilizantes de síntesis química que se realizan sobre este uso.

El segundo grupo, que coincidió con el uso del suelo bosque (Figura 4), estuvo representado por 11 variables con valores superiores a la media general de la evaluación: Kcmb, Mn, Cu,

Mgcmb, Dr, CO<sub>2</sub>, CBM, Ph, Zn y Da y 15 variables con valores promedio por debajo de la media general de la evaluación: Ureasa, Pdad, Fe, Cacmb, C.O%, MO%, S, N%, Alcmb, CC, P, B, PMP, CIC, H.Satu (Tabla 9).

**Tabla 9.** Valores promedio del grupo dos frente a los valores promedio de la evaluación general (uso Bosque).

VARIABLES	Media del grupo	Media general	Desviación Std. grupo	Desviación Std. General	Test-valor	Probabilidad
<b>Kcmb</b>	1,285	0,748	0,175	0,418	2,03	0,021
<b>Mn</b>	5,580	3,568	0,570	1,595	1,99	0,023
<b>Cu</b>	1,340	0,918	0,070	0,361	1,85	0,032
<b>Mgcmb</b>	3,075	2,220	0,505	0,858	1,58	0,058
<b>Dr</b>	2,400	2,307	0,060	0,098	1,51	0,065
<b>CO<sub>2</sub></b>	9,898	3,825	9,050	6,764	1,42	0,078
<b>CBM</b>	1605,100	1468,070	160,700	177,687	1,22	0,111
<b>pH</b>	5,430	5,155	0,270	0,414	1,05	0,147
<b>Zn</b>	1,380	1,183	0,320	0,347	0,90	0,185
<b>Da</b>	0,740	0,698	0,020	0,089	0,74	0,229
<b>Fosfatasa</b>	464,909	461,143	12,385	23,045	0,26	0,398
<b>Ureasa</b>	111,098	114,458	9,768	18,564	-0,29	0,387
<b>Pdad</b>	69,190	70,023	1,570	3,303	-0,40	0,345
<b>Fe</b>	176,000	196,500	36,000	42,406	-0,76	0,222
<b>Cacmb</b>	1,235	2,145	0,115	1,549	-0,93	0,176
<b>C.O%</b>	5,890	7,793	1,500	2,410	-1,25	0,106
<b>MO%</b>	10,140	13,447	2,560	4,171	-1,25	0,105
<b>S</b>	7,560	8,918	1,410	1,640	-1,31	0,095
<b>N%</b>	0,375	0,468	0,085	0,112	-1,32	0,093
<b>Alcmb</b>	0,310	0,970	0,030	0,770	-1,35	0,088
<b>CC</b>	59,020	68,457	5,860	10,898	-1,37	0,085
<b>P</b>	12,400	15,933	3,900	4,075	-1,37	0,085
<b>B</b>	0,140	0,243	0,060	0,112	-1,46	0,073
<b>PMP</b>	28,995	36,212	2,635	7,625	-1,50	0,067
<b>CIC</b>	35,600	45,433	2,200	10,070	-1,54	0,061
<b>H.Satu</b>	72,095	84,000	1,895	11,218	-1,68	0,047

■ Variables con promedios por encima de la media general, ■ Variables con promedios por debajo de la media general. Fuente: este estudio.

Este grupo presenta valores de CO<sub>2</sub> y CBM por encima de la media general de la evaluación, estos resultados se relacionan con la diversidad existente en la composición vegetal del bosque en evaluación (Tian *et al.*, 2015), pues al existir diferentes especies arbustivas y arbóreas, en diferentes estados de sucesión, se presenta incorporación de material vegetal de diferente calidad en cortos periodos de tiempo, lo que influye positivamente en la estructura y función de la comunidad microbiana (Schimel, 2016) y en consecuencia se altera inevitablemente el metabolismo microbiano del suelo y el flujo de energía (Bardgett y van der Putten, 2014 ; Xu *et al.*, 2014).

La influencia del pH del suelo en este grupo está de acuerdo con el concepto establecido de que su influencia determina fuertemente la respiración microbiana; el pH del suelo cercano a 7,0 es el adecuado para la respiración microbiana (Kooch *et al.*, 2017). Al respecto, Baath y Anderson (2003), en un estudio de sitios boscosos, informaron que el pH se correlacionó positivamente con la respiración del suelo, y Wallenstein *et al.* (2006) sugirieron que el pH y los cambios asociados a este, pueden ser factores importantes que controlan las comunidades microbianas del suelo (Wang *et al.*, 2008).

Por otra parte, se logra observar valores de elementos químicos como Cu, Mn, Zn, K, Mg, por encima del promedio general de la evaluación; este fenómeno se encuentra estrechamente relacionado con la descomposición de la materia orgánica, puesto que durante el proceso de transformación de las moléculas orgánicas por parte de los microorganismos del suelo se liberan elementos menores a la solución del mismo (Nannipieri *et al.*, 2002; Bastida *et al.*, 2008). Por su

parte, Giesler *et al.* (2012), afirman que altos contenidos de K y Mg en el suelo estimula la actividad microbiana, lo que conduce a un aumento en la respiración del suelo.

La actividad de la enzima fosfatasa por encima del promedio general, puede estar relacionada con la baja disponibilidad de P inorgánico en el suelo, dado a que sobre este uso no se realiza fertilización. Esta situación coincide con lo reportado por Durango *et al.* (2015), quienes encontraron mayor actividad de fosfatasas sobre agroecosistemas en donde no se realizaron fertilizaciones fosfatadas, frente a agroecosistema donde se incorporaba fósforo inorgánico permanentemente. Por su parte Wang & Liu (2018) afirman que la mayor secreción de fosfatasas se produce cuando las plantas se encuentran en periodos de inanición de fósforo inorgánico.

El tercer grupo, que corresponde al Ssp (Figura 4), estuvo representado por 16 variables con valores superiores a la media general de la evaluación: Cacmb, Alcmb, CIC, H.Satu, PMP, CC, B, Ureasa, Fosfatasa, Pdad, C.O%, MO%, N%, Zn, P; y 10 variables con valores promedio por debajo de la media general de la evaluación: Fe, S, CBM, CO<sub>2</sub>, Mn, pH, Kcmb, Mgcmb, Da, Dr (Tabla 10).

**Tabla 10.** Valores promedio del grupo tres frente a los valores promedio de la evaluación general (uso Ssp).

Variables	Media del grupo	Media general	Desviación Std. grupo	Desviación Std. General	Test-valor	Probabilidad
Cacmb	4,265	2,145	0,625	1,549	2,16	0,015
Alcmb	2,015	0,970	0,305	0,770	2,14	0,016
CIC	59,000	45,433	2,100	10,070	2,13	0,017
H.Satu	98,865	84,000	0,375	11,218	2,10	0,018
PMP	46,005	36,212	2,675	7,625	2,03	0,021
CC	82,210	68,457	4,010	10,898	2,00	0,023
B	0,380	0,243	0,010	0,112	1,93	0,027



<b>Ureasa</b>	135,392	114,458	12,590	18,564	1,78	0,037
<b>Fosfatasa</b>	483,925	461,143	7,163	23,045	1,56	0,059
<b>Pdad</b>	72,810	70,023	0,110	3,303	1,33	0,091
<b>C.O%</b>	9,390	7,793	2,940	2,410	1,05	0,147
<b>MO%</b>	16,200	13,447	5,100	4,171	1,04	0,148
<b>N%</b>	0,535	0,468	0,125	0,112	0,94	0,172
<b>Zn</b>	1,335	1,183	0,275	0,347	0,69	0,245
<b>P</b>	16,500	15,933	2,000	4,075	0,22	0,413
<b>Cu</b>	0,940	0,918	0,040	0,361	0,09	0,462

<b>Fe</b>	195,500	196,500	34,500	42,406	-0,04	0,485
<b>S</b>	8,445	8,918	0,595	1,640	-0,46	0,324
<b>CBM</b>	1402,360	1468,070	187,790	177,687	-0,58	0,279
<b>CO<sub>2</sub></b>	0,835	3,825	0,114	6,764	-0,70	0,242
<b>Mn</b>	2,500	3,568	0,990	1,595	-1,06	0,145
<b>pH</b>	4,820	5,155	0,500	0,414	-1,28	0,100
<b>Kcmb</b>	0,355	0,748	0,085	0,418	-1,49	0,069
<b>Mgemb</b>	1,375	2,220	0,545	0,858	-1,56	0,060
<b>Da</b>	0,605	0,698	0,015	0,089	-1,66	0,049
<b>Dr</b>	2,185	2,307	0,025	0,098	-1,97	0,024

Variables con promedios por encima de la media general, Variables con promedios por debajo de la media general. Fuente: este estudio.

El tercer grupo, que se corresponde con el uso del suelo Ssp, se destacó por presentar los valores más altos de fosfatasa y ureasa de la evaluación, situación que se relaciona con los altos porcentajes de MO y N encontrados, debido a la presencia de árboles de aliso (*Alnus acuminata* K.) dentro de la estructura del sistema silvopastoril. Šourková *et al.*, 2005 y Chodak y Niklińska, 2010, reportaron que en suelos bajo rodales de aliso puro existe mayor contenido de materia orgánica y N en comparación con aquellos bajo otras especies de árboles, o bajo suelos con presencia de sucesión vegetal natural (Helingerová *et al.*, 2010). En consecuencia, estos suelos son biológicamente más activos al albergar mayor biomasa microbiana y actividades enzimáticas en comparación con los suelos bajo sucesión natural u otras especies de árboles (Šourková *et al.*, 2005, Helingerová *et al.*, 2010, Šnajdr *et al.*, 2013).

El contenido elevado de N del suelo observado, se debe a la fijación de N atmosférico realizada por los árboles de aliso a causa de la simbiosis con los actinomicetos del género *Frankia* (Hibbs y Cromack, 1990), capaces de fijar N atmosférico incluso en sitios con niveles de N ya elevados (Chodak y Niklińska, 2010). Los altos contenidos de carbono orgánico podrían relacionarse con la lenta descomposición de la materia orgánica humificada, ya que un alto contenido de N en la hojarasca inhibe la descomposición del carbono humificado del suelo (Berg, 2000). Esto se debe a que los compuestos de N de bajo peso molecular se pueden incorporar en compuestos fenólicos o moléculas de lignina que crean moléculas más grandes resistentes a la descomposición microbiana (Camiré *et al.*, 1991).

Los mayores contenidos de humedad presentes en este uso, es posible afirmar que intervinieron de manera positiva sobre la actividad de fosfatasas y ureasas, teniendo en cuenta que la disponibilidad de agua y el contenido de N también son factores importantes que influyen en la actividad enzimática, crecimiento y actividad de los microorganismos del suelo (Demoling *et al.*, 2007).

En cuanto a los altos contenidos de Ca, B y Zn encontrados, es posible afirmar que se relacionan con el acomplejamiento de estos elementos con la materia orgánica y con los aportes que podría estar realizando la descomposición de la biomasa de alisos (Parsapour *et al.*, 2018). En lo relacionado con la alta porosidad presente en este uso, Kooch, (2012), sugirió que el contenido de materia orgánica es el principal factor que explica la variabilidad de la porosidad del suelo. En este estudio, el aumento de la porosidad del suelo puede estar relacionado igualmente con los altos contenidos de MO (Parsapour *et al.*, 2018; Schulp *et al.*, 2008).

### 3.3. Análisis de varianza (ANAVA) para CO<sub>2</sub>, CBM, fosfatasas y ureasas del suelo.

El análisis de varianza para respiración (CO<sub>2</sub>), carbono de la biomasa microbiana (CBM) y actividad de enzimas fosfatasas y ureasas, detectó diferencias altamente significativas para la interacción uso-profundidad con un nivel de confianza del 99% (Tabla 11).

**Tabla 11.** Análisis de varianza para respiración, carbono de la biomasa microbiana, fosfatasas y ureasas.

F.V	GL	CO <sub>2</sub>	CBM	Fosfatasa	Ureasa
<b>Modelo.</b>	5	490,08**	106089,82**	31866,82**	20677,72**
<b>Uso</b>	2	452,70**	106999,65**	61906,57**	37917,74**
<b>Profundidad</b>	1	474,56**	25630,94*	33744,90**	24312,60**
<b>Uso*Prof.</b>	2	441,28**	200063,37**	888,03**	1620,26**
<b>Error</b>	16	1,87	1703,73	3,23	8,37
<b>CV</b>		34,70	2,87	0,93	2,53

FV: fuente de variación, CO<sub>2</sub>: respiración, CMB: carbono de la biomasa microbiana, GL: grados de libertad, CV: Coeficiente de Variación, \*\* Altamente significativo, \* significativo.

#### 3.3.1. Análisis de la actividad microbiana medida mediante liberación de CO<sub>2</sub>

La prueba de comparación de medias de Tukey, con un nivel de confianza del 95%, registró valores de respiración estadísticamente diferentes entre el bosque a una profundidad de 0-10 cm, con el promedio más alto correspondiente a 18,95 mg<sup>-1</sup>CO<sub>2</sub>/10g<sup>-1</sup> suelo, frente a los demás usos del suelo evaluados, presentándose el promedio más bajo de respiración en el Ssp a una profundidad de 10-20 cm (0,72 mg<sup>-1</sup>CO<sub>2</sub>/10g<sup>-1</sup> suelo) (Figura 5).

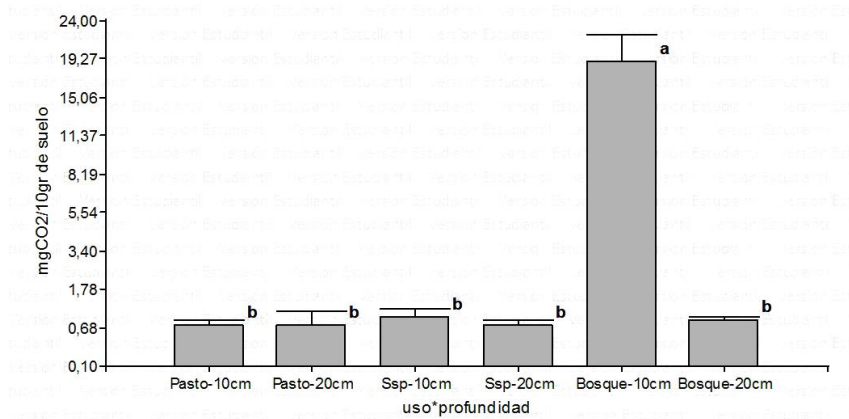


Figura 5. Prueba de comparación de medias de Tukey para respiración ( $CO_2$ ), medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p > 0,05$ ).

Los valores superiores de respiración ( $CO_2$ ) encontrados en el bosque en los primeros 10cm del suelo, están relacionados, entre otros aspectos, con los volúmenes y calidad de la biomasa tanto de la parte aérea como subterránea aportada por la diversidad de la composición vegetal presente en el bosque (Taleshi *et al.*, 2009; Finér *et al.*, 2011; Rios *et al.*, 2017; Parsapour *et al.*, 2018), biomasa que inicialmente se acumula en los primeros 10 cm del suelo (Pérez-Cruzado *et al.*, 2014 ; Zhang *et al.*, 2017).

Raich y Tufekcioglu (2000) han demostrado que la respiración del suelo está estrechamente relacionada con la biomasa de la raíz y que el 30% - 90% de la respiración total del suelo proviene de la respiración de la raíz. El aumento en la respiración del suelo en comunidades vegetales de más de 25 años se puede explicar por una mayor biomasa de raíces finas en el suelo (Davidson *et al.*, 2002).

El contenido de nutrientes del suelo actúa como un factor principal que controla la variabilidad en la respiración microbiana del suelo bajo diferentes usos y coberturas (Tardy *et al.*, 2014; Mganga *et al.*, 2016). La alta respiración del suelo en el bosque puede explicarse con el aumento

en el contenido de nutrientes (K, Mn, Mg, Cu, Zn), situación que también está relacionada con la producción de raíces fines (Metcalf *et al.*, 2008) lo cual supone un posible cambio en la dinámica del carbono subterráneo (Metcalf *et al.*, 2008; Finér *et al.*, 2011; Quinto *et al.*, 2016) que estimula la actividad microbiana, conduciendo a un aumento en la respiración del suelo (Giesler *et al.*, 2012).

Los promedios más bajos de respiración se presentaron en el sistema silvopastoril (Ssp) a una profundidad de 10-20cm; esta situación puede explicarse mediante mecanismos que podrían estar relacionados con los altos porcentajes de N (0,66%) encontrados entre los 10-20 cm de profundidad en comparación con los otros usos evaluados (Mo *et al.*, 2008; Liu *et al.*, 2009), que a su vez se relaciona con la dominancia de alisos dentro del sistema silvopastoril. Diferentes investigaciones reconocen que el aumento de la disponibilidad de N en el suelo a menudo conduce a la disminución de la biomasa de la raíz fina (Nadelhoffer *et al.*, 1985; Wen-De *et al.*, 2017).

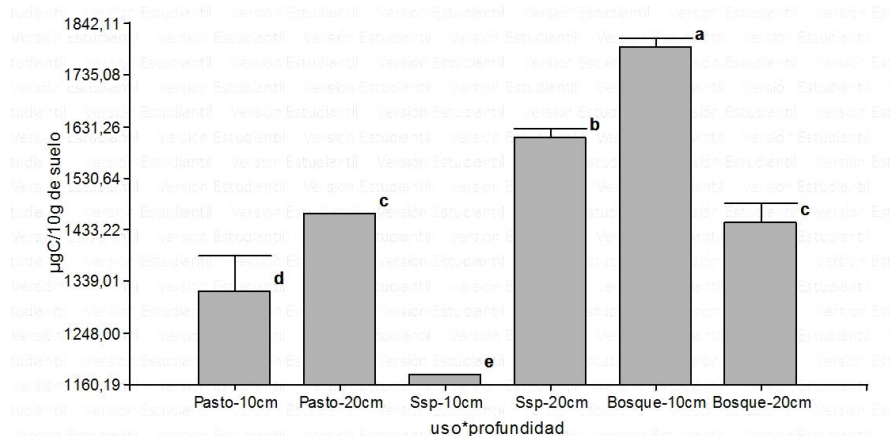
Bowden *et al.* (2004) informaron que la biomasa de la raíz en los primeros 20 cm del suelo disminuyó a medida que la disponibilidad de nitrógeno aumentó, resultados similares fueron reportados por Wen-De *et al.* (2017) en evaluaciones de respiración del suelo bajo la adición de nitrógeno en dos tipos de bosques subtropicales.

Otro mecanismo que interviene directamente sobre la respiración del suelo es el pH (Kooch *et al.*, 2017), que se ve afectado por el contenido de N, lo que a menudo conduce a la acidificación del suelo, situación que limita la actividad microbiana y las tasas de descomposición de la materia orgánica del suelo (Malhi *et al.*, 1998; Wen-De *et al.*, 2017). Los resultados de este

estudio son consistentes con la anterior hipótesis, pues los valores de pH, MO%, y N%, encontrados en el Ssp a una profundidad de 10-20 cm estuvieron por el orden de 4,3, 21,3% y 0,66% respectivamente, respecto al bosque a una profundidad de 0-10cm, donde se presentaron los valores más altos de respiración, siendo estos del orden de 5.0, 12,7% y 0,46%; demostrando de esta manera correlación directa entre la respiración y factores como pH, MO% y N%.

### 3.3.2. Análisis de los contenidos de Carbono de la Biomasa Microbiana (CMB)

En cuanto al CBM, la prueba de comparación de medias mostró diferencias estadísticamente significativas entre el bosque a una profundidad de 0-10cm, con un promedio de  $1791,96 \mu\text{g}^{-1} \text{C}/10\text{g}^{-1}$  de suelo, frente al Ssp a una profundidad de 0-10cm con un promedio de  $1177,20 \mu\text{g}^{-1} \text{C}/10\text{g}^{-1}$  (Figura 6).



**Figura 6.** Prueba de comparación de medias de Tukey para carbono de la biomasa microbiana (CBM), medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p > 0,05$ ).

Los altos contenidos de CBM encontrados en el bosque a una profundidad de 0-10cm, se encuentran dentro de los rangos reportados por Arunachalam y Arunachalam (2000) para bosques

subtropicales ( $978 \mu\text{g g}^{-1}$  a  $2088 \mu\text{g g}^{-1}$ ) y por Ravindran y Yang (2015) para suelos de bosque de montaña subalpino ( $140 \mu\text{g g}^{-1}$  a  $1320 \mu\text{g g}^{-1}$ ). Este comportamiento puede ser explicado principalmente por la diversa composición florística en diferentes estados sucesionales, situación que está relacionada con la cantidad y calidad de la materia orgánica depositada en la parte superficial del suelo proveniente de biomasa aérea y subterránea de la vegetación existente.

Al respecto, se han sugerido muchos factores para explicar los efectos del tipo de vegetación sobre la biomasa microbiana en los suelos (Hackl *et al.*, 2004) y cómo estas influyen sobre las diferencias en la cantidad y calidad de los insumos a través de distintos tipos de hojarasca y raíz y la especificidad de nutrientes asociada, que pueden ser factores cruciales para influir en la biomasa microbiana del suelo (Feng *et al.*, 2009; Jin *et al.*, 2010).

Chen *et al.* (2006) informaron que la biomasa microbiana del suelo depende en gran medida de la materia orgánica del suelo como sustrato; una disminución en el carbono orgánico causa una reducción en la biomasa microbiana del suelo. Por lo tanto, el CBM más alto en el bosque se atribuyó principalmente a los contenidos de materia orgánica; estos hallazgos fueron consistentes con los informados por Jia *et al.* (2005) y Wang y Wang (2011) que también mostraron una fuerte correlación entre el carbono de la biomasa microbiana del suelo y el carbono orgánico del suelo.

Es importante resaltar que la relación entre respiración microbiana ( $\text{CO}_2$ ) y CMB presente en el bosque a una profundidad de 0-10cm alcanzó un valor de 0,01 resultado que indica un mínimo gasto de carbono en respiración y mayor inmovilización de carbono en la comunidad microbiana. Esto puede deberse a una mayor inmovilización de nutrientes por los microorganismos de la

hojarasca en descomposición (Bargali *et al.*, 2018), situación que explica los altos contenidos de CBM (Yang *et al.*, 2010).

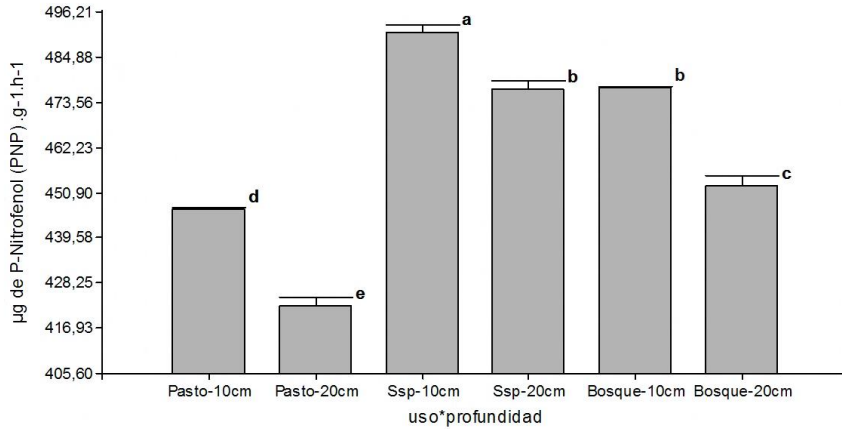
En cuanto a los bajos contenidos de CBM del estudio encontrados en el Ssp a una profundidad de 0-10cm, se puede inferir que este fenómeno se relaciona con los altos contenidos de N encontrados. Estudios previos en bosques tropicales sugirieron que el contenido de N del suelo podría disminuir la biomasa microbiana y cambiar la composición de la comunidad microbiana (Treseder, 2008; Liu y Greaver, 2010). Por lo tanto, la modificación en la disponibilidad de N puede jugar un papel importante en la regulación de la biomasa microbiana y la composición de la comunidad (Wang *et al.*, 2018).

Para este caso, los bajos valores de CMB encontrados en el Ssp en los primeros 10cm de profundidad, podrían deberse a la predominancia de bacteria fijadores de nitrógeno (*Frankia*), las cuales hacen parte del nitrógeno de la biomasa microbiana (NBM), teniendo en cuenta que los altos contenidos de nitrógeno en el suelo pueden estimular a las bacterias más que a los hongos, debido a que las bacterias tienen más características copiotróficas (Ramirez *et al.*, 2012).

### 3.3.3. Actividad de la enzima fosfatasa

La actividad de fosfatasas fue mayor presentando diferencias estadísticamente significativas, en el Ssp a una profundidad de 0-10cm, con un promedio de  $491,09 \mu\text{g}^{-1} \text{P-Nitrofenol (PNP)} \cdot \text{g}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$ , frente al pasto a una profundidad de 0-10cm, con un promedio de  $422,33 \mu\text{g}^{-1} \text{P-Nitrofenol (PNP)} \cdot \text{g}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$  (Figura 7).





**Figura 7.** Prueba de comparación de medias de Tukey para fosfatasa, medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p > 0,05$ )

Los resultados de la actividad de las fosfatasa encontrados en este estudio, coinciden con los reportados por Moghimian *et al.* (2017), quienes encontraron mayor actividad de fosfatasa bajo plantaciones de aliso, frente a otros usos del suelo incluyendo cultivos. Este fenómeno puede ser explicado mediante dos factores generales: el primero relacionado con los altos contenidos de nitrógeno presentes en el Ssp a una profundidad de 0-10cm, y el segundo, con los bajos contenidos de P encontrados.

En cuanto a los contenidos de nitrógeno, se han encontrado estrechas correlaciones entre los altos porcentajes de N disponible, y la alta actividad enzimática de fosfatasa (Ratliff y Fisk, 2016; Margalef *et al.*, 2017), situación que se produce debido a la limitación del N de diversos procesos metabólicos en los suelos, incluida la síntesis de fosfatasa (Leite *et al.*, 2018).

Cai *et al.* (2018) encontraron altas correlaciones entre el nitrógeno de la biomasa microbiana y la actividad de la fosfatasa acida, lo que sugiere que la síntesis de la fosfatasa acida del suelo depende de las transformaciones microbianas del N y su disponibilidad en el suelo.

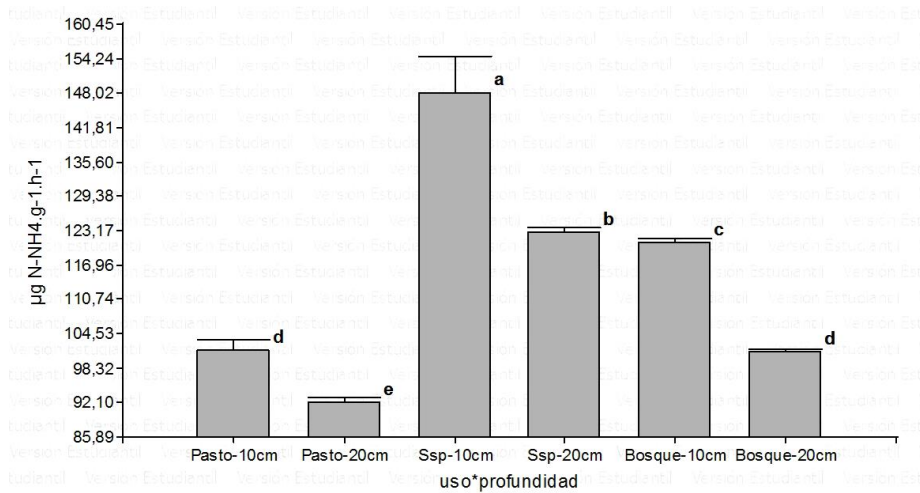
Respecto al contenido de P, al parecer la actividad de la fosfatasa es más alta cuando hay una mayor escasez de P disponible en el sistema (Lemanowicz, 2011). Chen (2003) resalta la estrecha relación que existe entre la actividad de la fosfatasa ácida con las fracciones inorgánicas de fósforo, lo que permite explicar los altos valores de fosfatasa reportadas en este estudio para el Ssp a una profundidad de 10cm el cual mostró bajos contenidos de P (18,5 mg/kg), sumado que sobre este uso no se realiza fertilización de síntesis química, manejo que también promueve mayor actividad de fosfatasas, teniendo en cuenta que esta se incrementa cuando la disponibilidad de fósforo inorgánico es baja (Olander, 2000; Wang & Liu 2018).

Los valores más bajos de fosfatasas encontrados en el uso pasto a una profundidad de 20cm, podrían estar relacionados con el manejo agronómico que se le da a las pasturas, principalmente la fertilización nitrogenada y fosfatada, las cuales pueden reducir la actividad enzimática del suelo y la biomasa microbiana (Shen *et al.*, 2010; Zhang *et al.*, 2015a).

Zhang *et al.* (2015b) encontraron una relación significativa entre la disminución de la actividad de la fosfatasa ácida y la aplicación de fertilizante fosfatados. Por lo tanto, la fertilización realizada en los pastos podría haber disminuido la actividad enzimática del suelo.

#### **3.3.4. Actividad de la enzima ureasa**

La actividad de ureasas presentó los valores más altos en el Ssp a una profundidad de 0-10cm, con un promedio de  $147,98 \mu\text{g}^{-1} \text{N-NH}_4 \cdot \text{g}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$  frente al pasto a una profundidad de 0-10cm, con un promedio de  $92,23 \mu\text{g}^{-1} \text{N-NH}_4 \cdot \text{g}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$  (Figura 8).



**Figura 8.** Prueba de comparación de medias de Tukey para ureasas, Medias con una letra común no son significativamente diferentes ( $p > 0,05$ ).

De acuerdo con los resultados de esta investigación, la mayor actividad de ureasa se presentó en el Ssp a los 10cm y 20cm de profundidad, mientras que las cantidades más bajas se encontraron en el pasto a 20cm de profundidad. Esto es debido a que existe una fuerte correlación positiva entre la actividad de ureasas y los contenidos de N, humedad, CO% y otros nutrientes (Chen, 2003; Islam *et al.*, 2011; Zhang *et al.*, 2015b; Moghimian *et al.*, 2017).

Dado que todas las propiedades mencionadas anteriormente son mayores en el Ssp (Tabla 10), se puede decir que son estos factores los que explican la mayor actividad de fosfatasa en este uso, fenómeno que es ratificado por Zeng *et al.* (2009) quienes indicaron que la actividad de ureasa está bajo la influencia del uso de la tierra y se correlacionó con el contenido de agua, C orgánico del suelo, N total y P.

Otro factor que influye sobre la actividad de ureasas está determinado principalmente por la humedad del suelo (Dick *et al.*, 1996; Sardans & Peñuelas, 2005; Sardans & Peñuelas, 2010;

Sardans & Peñuelas, 2013; Hedo *et al.*, 2016). En general, se sabe que los aumentos en la disponibilidad de agua permiten una mayor actividad microbiana y como consecuencia, la disponibilidad de nutrientes (Dirks *et al.*, 2010).

Diferentes estudios han reportado una disminución de la actividad de ureasas con la disminución de la humedad del suelo (Quilchano & Marañón, 2002; Criquet *et al.*, 2004; Sardans & Peñuelas, 2010; Lucas-Borja *et al.*, 2012; Lucas-Borja *et al.*, 2016).

La baja actividad de ureasas encontrada en el pasto a una profundidad de 20cm, puede ser explicada, entre otras cosas, por la aplicación de fertilización nitrogenada que se realiza con este uso; pues se conoce de los efectos negativos de esta práctica sobre la actividad enzimática, (Aon *et al.*, 2001; Shen *et al.*, 2010; Karaca *et al.*, 2011). López *et al.* (2018) reportaron que las ureasas se inhiben bajo la presencia de altos contenidos de nitrógeno, específicamente  $N-NH_4^+$  resultante de la hidrólisis de  $NH_3$ .

Los hallazgos de esta investigación son consistentes con la teoría de asignación de recursos, en la cual los microorganismos del suelo producirán enzimas para obtener los recursos más requeridos, y disminuirá la producción de enzimas cuando se disponga de abundantes recursos simples (Allison y Vitousek, 2005; Allison *et al.*, 2010; Weintraub *et al.*, 2013).

Otro factor importante que influyó sobre la baja actividad de ureasas en el pasto se relaciona con los bajos contenidos de humedad (Tabla 8), permitiendo concluir que la ausencia de vegetación multiestrato y los manejos agronómicos realizados sobre el pasto influyeron de

manera negativa sobre propiedades físicas y químicas las que tuvieron repercusiones sobre la actividad enzimática.

#### **4. CONCLUSIONES**

En el suelo superficial (profundidad de 10 cm) la actividad microbiana y el carbono de la biomasa microbiana fueron mayores bajo la cobertura de bosque; en tanto que la mayor actividad de las fosfatasa y de las ureasas ocurrió en el sistema silvopastoril

#### **5. RECOMENDACIONES**

Para incrementar los beneficios de los sistemas silvopastoriles sobre las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo, se recomienda la incorporación de diferentes especies arbóreas a fin de contribuir a la mejora de la fertilidad y conservación de los suelos en sistemas de producción ganadera. De otra parte, para profundizar en la biología de estos suelos, se sugiere evaluar el nitrógeno y el fósforo de la biomasa microbiana

#### **6. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS**

Adachi, M., Bekku Y, Rashidah W, Okuda T., Koizumi H. (2006). Differences in soil respiration between tropical ecosystems. *Applied Soil Ecology* 34, 258-265.

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 Biol. Biochem.* 33: 943-951.

Adeney Thomas, J. (2017). Historia económica en el Antropoceno: cuatro modelos. Desacatos. Revista de Ciencias Sociales, (54), 28-39.

Allison, S. D., & Vitousek, P. M. (2005). Responses of extracellular enzymes to simple and complex nutrient inputs. *Soil Biology and Biochemistry*, 37(5), 937-944.

Allison, S. D., Weintraub, M. N., Gartner, T. B., & Waldrop, M. P. (2010). Evolutionary-economic principles as regulators of soil enzyme production and ecosystem function. In *Soil enzymology* (pp. 229-243). Springer, Berlin, Heidelberg.

Anderson, J. M. (1988) Invertebrate-mediated transport process in soils. *Agriculture Ecosystems and Environment*, Amsterdam, v. 25, p. 5-14.

Anriquez, A., Barreto, G., Silberman, J., Dominguez, N., & Nuñez, J. D. (2017). Abundancia y actividad microbiana del suelo en sistemas silvopastoriles de la región chaqueña. *Agrotecnia*, (25), 54.

Aon, M. A., Cabello, M. N., Sarena, D. E., Colaneri, A. C., Franco, M. G., Burgos, J. L., & Cortassa, S. (2001). I. Spatio-temporal patterns of soil microbial and enzymatic activities in an agricultural soil. *Applied Soil Ecology*, 18(3), 239-254.

Arias, A. (2001). *Suelos tropicales* (1st ed.). San José, Costa Rica: EUNED, Editorial Universidad Estatal a Distancia.

Arunachalam, A., & Arunachalam, K. (2000). Influence of gap size and soil properties on microbial biomass in a subtropical humid forest of north-east India. *Plant and soil*, 223(1-2), 187-195.

Avellaneda, L; Melgarejo, L; Narváez, C; Nieves, J. (2012). Actividades Enzimáticas en Consorcios Bacterianos de Suelos Bajo Cultivo de Papa con Manejo Convencional y Bajo Pastizal., *Revista Facultad Nacional de Agronomía*, volumen 65, Número 1, p. 6349-6360, 2012. ISSN electrónico 2248-7026. ISSN impreso 0304-2847.

Bååth, E., & Anderson, T. H. (2003). Comparison of soil fungal/bacterial ratios in a pH gradient using physiological and PLFA-based techniques. *Soil Biology and Biochemistry*, 35(7), 955-963.

Baigorri, A. (2018). De la Terra Ignota al jardín terrenal. Transformaciones en los usos y funciones del territorio de la urbe global. *Ciudades*, (04), 147-164.

Baležentienė L., Klimas E. (2009). Effect of organic and mineral fertilizers and land management on soil enzyme activities. Effect of organic and mineral fertilizers and land management on soil enzyme activities (Special issue I). 9:191-197.

Barber D. A. y Lynch J. M. (1976). Microbial growth in the rhizosphere. *Soil Biol. Biochem.*, 9: 305-308.

Bardgett, R., & van der Putten, W. (2014). Belowground biodiversity and ecosystem functioning. *Nature*, 515(7528), 505.

Bargali, K., Manral, V., Padalia, K., Bargali, S. S., & Upadhyay, V. P. (2018). Effect of vegetation type and season on microbial biomass carbon in Central Himalayan forest soils, India. *CATENA*, 171, 125-135.

Bastida, F., Zsolnay, A., Hernández, T., & García, C. (2008). Past, present and future of soil quality indices: a biological perspective. *Geoderma*, 147(3-4), 159-171.

Bautista, F., Delfín, H., Palacio, J., & delgado, M. (2004). Técnicas de muestreo para manejadores de recursos naturales (1st ed.). Ciudad de Mexico: Universidad Nacional Autónoma de Mexico.

Berg, B. (2000). Descomposición de la hojarasca y rotación de la materia orgánica en suelos forestales del norte. *Ecología y manejo forestal*. 133 (1-2), 13-22.

Borie, G., Aguilera M., Peirano Y. (1999). Actividad biológica en suelos. *Frontera Agrícola (Chile)* 5 (1): 29-32.

Bowden, R. D., Davidson, E., Savage, K., Arabia, C., & Steudler, P. (2004). Chronic nitrogen additions reduce total soil respiration and microbial respiration in temperate forest soils at the Harvard Forest. *Forest Ecology and Management*, 196(1), 43-56.



- Boyd, S. A., & Mortland, M. M. (1985). Urease Activity on a Clay-Organic Complex 1. *Soil Science Society of America Journal*, 49(3), 619-622.
- Brady, N., & Weil, R. (2016). *The nature and properties of soils*. Columbus, EUA: Pearson Education. Inc.[Links].
- Budowski, G., & Russo, R. (1997). Nitrogen-fixing trees and nitrogen fixation in sustainable agriculture: research challenges. *Soil Biology and Biochemistry*, 29(5-6), 767-770.
- Burbano, H., Unigarro, A. y Coral, D. (2002). Estudio de la calidad del suelo. Pasto, Universidad de Nariño, Departamento de Biología. Línea de Investigación en Biodiversidad.
- Burns, R. (1982). Enzyme activity in soil: location and a possible role in microbial ecology. *Soil Biol. Biochem.* 14: 423-427.
- Butenschoen, O., Scheu, S., & Eisenhauer, N. (2011). Interactive effects of warming, soil humidity and plant diversity on litter decomposition and microbial activity. *Soil Biology and Biochemistry*, 43(9), 1902-1907.
- Butt, B. (2016). Ecology, mobility and labour: Dynamic pastoral herd management in an uncertain world. *Rev. Sci. Tech*, 35, 461-472.
- Butt, B. (2016). Ecology, mobility and labour: Dynamic pastoral herd management in an uncertain world. *Rev. Sci. Tech*, 35, 461-472.

- Cai, X., Lin, Z., Penttinen, P., Li, Y., Li, Y., Luo, Y., & Fu, W. (2018). Effects of conversion from a natural evergreen broadleaf forest to a Moso bamboo plantation on the soil nutrient pools, microbial biomass and enzyme activities in a subtropical area. *Forest Ecology and Management*, 422, 161-171.
- Caldwell B., (2005). Enzyme activities as a component of soil biodiversity: a review. *Pedibología* 49:637- 644.
- Camiré, C., Côté, B., & Brulotte, S. (1991). Decomposition of roots of black alder and hybrid poplar in short-rotation plantings: nitrogen and lignin control. *Plant and Soil*, 138(1), 123-132.
- Carpa R. (2009). Enzymological research on soils from different environments. *Annals of RSCB* 16(1):44-48.
- Casas, A., Torres, I., Delgado-Lemus, A., Rangel-Landa, S., Ilsley, C., Torres-Guevara, J, & Castillo, A. (2017). Ciencia para la sustentabilidad: investigación, educación y procesos participativos. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 88, 113-128.
- Chen, F. S., Zeng, D. H., Zhou, B., Singh, A. N., & Fan, Z. P. (2006). Seasonal variation in soil nitrogen availability under Mongolian pine plantations at the Keerqin Sand Lands, China. *Journal of arid environments*, 67(2), 226-239.

Chen, H. (2003). Phosphatase activity and P fractions in soils of an 18-year-old Chinese fir (*Cunninghamia lanceolata*) plantation. *Forest Ecology and Management*, 178(3), 301-310.

Chen, Y., Ma, S., Liu, J., Cheng, G., & Lu, X. (2018). Soil C and N dynamics and their non-additive responses to litter mixture under different moisture conditions from an alpine steppe soil, Northern Tibet. *Soil Biology and Biochemistry*, 125, 231-238.

Childe, G. (1996). *Los orígenes de la civilización*. Fondo de Cultura Económica.

Chilón Camacho, E. (2017). "Revolución Verde" Agricultura y suelos, aportes y controversias 1. *Apthapi*, 3, 844.

Chilón Camacho, E. (2017). Occident and non-occident soil knowledge agricultural and plurinational complexity. *APTHAPI*, 3, 104.

Chodak, M., & Niklińska, M. (2010). Effect of texture and tree species on microbial properties of mine soils. *Applied Soil Ecology*, 46(2), 268-275.

Ciocco, C. A.; Sandler, R.; Falco, L.; Penón, E.; Coviella, C. (2014). Actividad nitrogenasa, respiración edáfica y propiedades físico-químicas en suelos pampeanos con diferentes impactos productivos. *CONEBIOS III*. 24-26/4/13. Río Cuarto, Córdoba. Argentina.

Clemente, C. S. (2018). Antropoceno, crisis ecológica y crisis económica. *Razón y Revolución*, (30).

Coleman, D. C., Callahan, M. A., & Crossley Jr, D. A. (2017). Fundamentals of soil ecology. Academic press.

Conti, M. (2000). Principios de edafología, con énfasis en suelos argentinos. Ed. Facultad de Agronomía 2º. ed. 430 p.

CORPONARIÑO, (2010), Plan de Ordenación y Manejo de la Cuenca hidrográfica del rio Pasto.

CORPONARIÑO, (2011), Plan de Ordenamiento del Recurso Hídrico Quebrada Miraflores.

Coyne M. (2000). Microbiología del suelo: un enfoque exploratorio. Editorial Paraninfo, España. 416p

Crespo, G. (2015). Factores que influyen en el reciclaje de nutrientes en pastizales permanentes, avances en el desarrollo de su modelación. Revista Cubana de Ciencia Agrícola, 49(1).

Criquet, S., Ferre, E., & Farnet, A. M. (2004). Annual dynamics of phosphatase activities in an evergreen oak litter: influence of biotic and abiotic factors. Soil Biology and Biochemistry, 36(7), 1111-1118.

- Davidson, E., Savage, K., Bolstad, P., Clark, D., Curtis, P., Ellsworth, D. & Randolph, J. C. (2002). Belowground carbon allocation in forests estimated from litterfall and IRGA-based soil respiration measurements. *Agricultural and Forest Meteorology*, 113(1), 39-51.
- De Aquino, A., & Correia, M. (2005). Invertebrados edáficos e o seu papel nos processos do solo. Embrapa Agrobiologia-Documentos (INFOTECA-E).
- Demoling, F., Figueroa, D., & Bååth, E. (2007). Comparison of factors limiting bacterial growth in different soils. *Soil Biology and Biochemistry*, 39(10), 2485-2495.
- Dick, R. P., Breakwell, D. P., & Turco, R. F. (1996). Soil enzyme activities and biodiversity measurements as integrative microbiological indicators. *Methods for assessing soil quality, (methodsforasses)*, 247-271.
- Dighton, J., & Krumins, J. (2014). *Interactions in Soil*. Dordrecht: Springer Netherlands.
- Dirks, I., Navon, Y., Kanas, D., Dumbur, R., & Gruenzweig, J. M. (2010). Atmospheric water vapor as driver of litter decomposition in Mediterranean shrubland and grassland during rainless seasons. *Global Change Biology*, 16(10), 2799-2812.
- Durango, W., & Uribe, L., & Henríquez, C., & Mata, R. (2015). Respiración, biomasa microbiana y actividad fosfatasa del suelo en dos agroecosistemas y un bosque en turrialba, Costa Rica. *Agronomía Costarricense*, 39 (1), 37-46.

England L., Lee H. y Trevors J. (1993). Bacterial survival in soil: effect of clays and protozoa. *Soil Biol. Biochem.*, 25 (5): 525-531.

Equihua Zamora, M., & Hernández Huerta, A., & Pérez Maqueo, O., & Benítez Badillo, G., & Ibañez Bernal, S. (2016). Cambio global: el Antropoceno. *Ciencia Ergo Sum*, 23 (1), 67-75.

FAO. (2018). Suelos y biodiversidad: Los suelos albergan una cuarta parte de la biodiversidad de nuestro planeta. Retrieved from <http://www.fao.org/3/a-i4551s.pdf>.

Feng, W., Zou, X., & Schaefer, D. (2009). Above-and belowground carbon inputs affect seasonal variations of soil microbial biomass in a subtropical monsoon forest of southwest China. *Soil Biology and Biochemistry*, 41(5), 978-983.

Fernandes, L; Sagardoy, M; Gómez, M. (2008). Estudio de la fosfatasa ácida y alcalina en suelos de la región pampeana norte del área sojera argentina. Laboratorio de Microbiología Agrícola, Departamento de Agronomía, Universidad Nacional del Sur, Altos del Palihue s/n, (8000) Bahía Blanca, Provincia de Buenos Aires, Argentina.

Fernández, L. G. (2016). Elaboración de inventarios de focos contaminantes. UF1941. Tutor Formación.

Fernández, M. P. (2014). Indicadores de calidad del suelo en áreas de pastoreo (Doctoral dissertation, Universidad de Extremadura).

Fernández., & Ferris, C. P. (2016). Comportamiento animal del ganado vacuno lechero en pastoreo frente a estabulado. *Albítar: publicación veterinaria independiente*, (193), 36-37.

Ferrer Benimeli. C. (2016). *El Primate Agricultor* (1st ed.). Sevilla: Punto Rojo Libro S.L.

Finér, L., Ohashi, M., Noguchi, K., & Hirano, Y. (2011). Fine root production and turnover in forest ecosystems in relation to stand and environmental characteristics. *Forest Ecology and Management*, 262(11), 2008-2023.

Flórez-Yepes, G. Y., Rincon-Santamaría, A., Cardona, P. S., & Alzate-Alvarez, A. M. (2017). Multitemporal analysis of the vegetation cover in the area of influence of the mines located in the high part of Maltería in Manizales, Colombia. *DYNA*, 84(201), 95-101.

Food and Agriculture Organization of the United Nations –FAO– (2018). *La ganadería y el medio ambiente*. Retrieved 22 March 2018, from <http://www.fao.org/livestock-environment/es/>

Gajda A., Martyniuk S. (2005). Microbial Biomass C and N and Activity of Enzymes in Soil under Winter Wheat Grown in Different Crop Management Systems. *Polish Journal of Environmental Studies*.

- Galvis, C., Burbano, H. y Bonilla, C.R (2007). Actividad de la fosfatasa ácida en suelos cultivados con papa y praderas del corregimiento de Catambuco, Pasto, Colombia. *Acta Agronómica*. 56 (1). 13-16.
- García, G., Torres, M., & Rebellon, L. (2016). Evaluación de la adecuación de humedad en el compostaje de biorresiduos de origen municipal en la Planta de Manejo de Residuos Sólidos (PMRS) del Municipio de Versalles, Valle del Cauca. *Gestión y Ambiente*, 19(1), 179-191.
- García, R., Yisel, D., Cárdenas, H., Fernando, J., & Parra, A. S. (2018). Evaluación de sistemas de labranza sobre propiedades físico-químicas y microbiológicas en un Inceptisol. *Revista de Ciencias Agrícolas*, 35(1), 16-25.
- Gaviria, J. (1998). Manejo del bosque secundario húmedo tropical. *Rev. Fac. NaI.Agr.Medellín*. Vol.51 No. I.p.159-166.
- Gianfreda, L., & Ruggiero, P. (2006). Enzyme activities in soil. In *Nucleic acids and proteins in soil* (pp. 257-311). Springer, Berlin, Heidelberg.
- Giesler, R., Esberg, C., Lagerström, A., & Graae, B. J. (2012). Phosphorus availability and microbial respiration across different tundra vegetation types. *Biogeochemistry*, 108(1-3), 429-445.



Gil K, (2005). *Gillisia mitskevichiae* sp. nov., a novel bacterium of the family Flavobacteriaceae, isolated from sea water. *Int J Syst Evol Micr* 55:321–323.

Gil-Sotres F., Trasar C., Leirós M.C., Seoane S. (2005). Different approaches to evaluating soil quality using biochemical properties. *Soil Biology and Biochemistry* 37(5):877-887.

Gizzi, Antonio H, Álvarez Castillo, Héctor A, Manetti, Pablo I, López, Alicia N, Clemente, Natalia L, & Studdert, Guillermo A. (2009). Caracterización de la meso y macrofauna edáfica en sistemas de cultivo del Sudeste Bonaerense. *Ciencia del suelo*, 27(1), 1-9. Recuperado en 16 de abril de 2018, de [http://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1850-20672009000100001&lng=es&tlng=es](http://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1850-20672009000100001&lng=es&tlng=es).

Gray, T.R.; Williams, S.T. (1971). *Soil microorganisms*. 10:137-141. Edimburgh, Oliver & Boyd. 351 p.

Green V., Stott D., Diack M. (2006). Assay for fluorescein diacetate hydrolytic activity: Optimization for soil samples. *Soil Biol. Biochem.* 38: 693-701.

Gutiérrez, J., Reyes, H., & Castañeda, J. (2017). Physical chemical analysis of the leaves of *eucalyptus camaldulensis* and its hydrolizate as a substrate in the production of xylitol. *Entre Ciencia e Ingeniería*, 11(22), 76-83.

Hackl, E., Bachmann, G., & Zechmeister-Boltenstern, S. (2004). Microbial nitrogen turnover in soils under different types of natural forest. *Forest Ecology and Management*, 188(1-3), 101-112.

Hassink J. (1994). Effect of soil texture on the size of the microbial biomass and on the amount of C and N mineralized per unit of microbial biomass in Dutch grassland soils. *Soil Biology and Biochemistry*, 26(11): 1573-1581.

Hedo de Santiago, J., Lucas-Borja, M. E., Wic-Baena, C., Andrés-Abellán, M., & de las Heras, J. (2016). Effects of thinning and induced drought on microbiological soil properties and plant species diversity at dry and semiarid locations. *Land degradation & development*, 27(4), 1151-1162.

Helingerová, M., Frouz, J., & Šantrůčková, H. (2010). Microbial activity in reclaimed and unreclaimed post-mining sites near Sokolov (Czech Republic). *Ecological engineering*, 36(6), 768-776.

Henríquez C., Uribe L., Valenciano A., Nogales R. (2014). Actividad enzimática del suelo – deshidrogenasa, glucosidasa, fosfatas y ureasa- bajo diferentes cultivos. *Agronomía Costarricense* 38(1):43-54.

Henríquez, C., Uribe, L., Valenciano, A., y Nogales, R. (2014). Actividad enzimática del suelo– dehidogrenasa, b-Glucosidasa, fosfatasa y ureasa- bajo diferentes cultivos. *Agronomía Costarricense*, 38(1), 43-54.

Herrera, G. C. (2014). La noosfera y los cuatro jinetes del Apocalipsis: conocimiento, sociedad y crisis ambiental. *Sustentabilidad (es)*, 10.

Hibbs, D. E., & Cromack Jr, K. (1990). Actinorhizal plants in Pacific Northwest forests. *The biology of Frankia and actinorhizal plants*, 343-363.

Hintze T., Gehlen P. y D. Schroder. (1994). Are microbial biomass estimations equally valid with arable soils and forest soils?. *Soil Biology and Biochemistry*, 26(9):1207-1211.

Huang, G., Li, L., Su, Y. G., & Li, Y. (2018). Differential seasonal effects of water addition and nitrogen fertilization on microbial biomass and diversity in a temperate desert. *Catena*, 161, 27-36.

IDEAM, 2016. Monitoreo de la deforestación en (2015). Sistema de Monitoreo de Bosques y Carbono SMByC. En: [http://www.ideam.gov.co/web/sala-de-prensa/noticias//asset\\_publisher/96oXgZAhhRhJ/content/lacifradedeforestacion-en-colombia-2015-reporta-124-035-hectareas-afectada](http://www.ideam.gov.co/web/sala-de-prensa/noticias//asset_publisher/96oXgZAhhRhJ/content/lacifradedeforestacion-en-colombia-2015-reporta-124-035-hectareas-afectada). Consulta: Enero, 2017.

IGAC, I. (2004). Estudio General de suelos y zonificación de tierras.

Insuasty, E; Apréez, J; Navia, J. (2011). Efecto del arreglo silvopastoril aliso (*AlnusAcuminata* K.) y kikuyo (*PennisetumClandestinum*H.) sobre el comportamiento productivo en novillas Holstein en el altiplano del departamento de Nariño.

- Islam, M., Chauhan, P., Kim, Y., Kim, M., & Sa, T. (2011). Community level functional diversity and enzyme activities in paddy soils under different long-term fertilizer management practices. *Biology and Fertility of Soils*, 47(5), 599-604.
- Jackson, M. 1964. *Análisis químico de suelos* (Traducido por J. Beltrán). Ediciones Omega, S. A. Barcelona, España. 662 p.
- Jadán, O., Cedillo, H., Zea, P., Quichimbo, P., Peralta, Á., & Vaca, C. (2017). Relación entre deforestación y variables topográficas en un contexto agrícola ganadero, cantón Cuenca. *Bosques Latitud Cero*, 6(1).
- Jia G, J Cao, C Wang, G Wang. (2005). Microbial biomass and nutrients in soil at the different stages of secondary forest succession in Ziwulin, northwest China. *Forest Ecology and Management* 217: 117-125.
- Jiménez, N., & Hernández, O. R. (2017). Biomímesis y adaptación tecnológica en el Antropoceno: Una lectura desde la ecología política. *ecologíaPolítica*, 56.
- Jin, H., Sun, O. J., & Liu, J. (2010). Changes in soil microbial biomass and community structure with addition of contrasting types of plant litter in a semiarid grassland ecosystem. *Journal of Plant Ecology*, 3(3), 209-217.

Karaca, A., Cetin, S. C., Turgay, O. C., & Kizilkaya, R. (2011). Soil enzymes as indication of soil quality. In *Soil enzymology* (pp. 119-148). Springer, Berlin, Heidelberg.

Keesstra, S. D., Quinton, J. N., van der Putten, W. H., Bardgett, R. D., & Fresco, L. O. (2016). The significance of soils and soil science towards realization of the United Nations Sustainable Development Goals. *Soil*, 2(2), 111.

Killham K. (1994). *Soil ecology*. Cambridge University Press. Gran Bretaña.

Kooch, Y. (2012). Response of earthworms' ecological groups to decay degree of dead trees (Case study: sardabrood forest of chalous, Iran). *European Journal of Experimental Biology*, 3, 532-538.

Kooch, Y., Samadzadeh, B., y Hosseini, SM (2017). Los efectos de las especies arbóreas de hoja ancha sobre la calidad de la hojarasca y las propiedades del suelo en un bosque llano. *Catena*, 150, 223-229.

Largaespada, K., & Henríquez, C. (2015). Distribución espacial de la humedad y su relación con la textura en un suelo. *Agronomía Costarricense*, 39(3), 137-147.

Lavelle, P. (1997). Faunal Activities and Soil Processes: Adaptative Strategies That Determine Ecosystem Function. *Adv. Ecological Res.* 27: 93-132.

- Leite, M., Bobuřská, L., Espíndola, S., Campos, M., Azevedo, L., & Ferreira, A. (2018). Modeling of soil phosphatase activity in land use ecosystems and topsoil layers in the Brazilian Cerrado. *Ecological Modelling*, 385, 182-188.
- Lemanowicz, J. (2011). Phosphatases activity and plant available phosphorus in soil under winter wheat (*Triticum aestivum* L.) fertilized minerally. *Polish Journal Agronomy*, 4, 12-15.
- Li, S., Zheng, X., Liu, C., Yao, Z., Zhang, W., & Han, S. (2018). Influences of observation method, season, soil depth, land use and management practice on soil dissolvable organic carbon concentrations: A meta-analysis. *Science of the Total Environment*, 631, 105-114.
- Linden, DR; PF Hendrix; DC Coleman & PCJ van Vliet. (1994). Faunal indicators of soil quality. Pp 91-106. In: JW Doran; DC Coleman; DF Bezdicek & BA Stewart (eds.) *Defining soil quality for a sustainable environment*. SSSA Special Publication N° 35. Soil Sci. Soc. Am., Inc.; Am. Soc. Agron., Inc. Madison, Wisconsin, USA.
- Liu, H., Li, L., Han, X., Huang, J., Sun, J. & Wang, H. (2006). Respiratory substrate availability plays a crucial role in the response of soil respiration to environmental factors. *Applied Soil Ecology* 32: 284- 292.
- Liu, J., Mei, L., Gu, J., Quan, X., & Wang, Z. (2009). Effects of nitrogen fertilization on fine root biomass and morphology of *Fraxinus mandshurica* and *Larix gmelinii*: a study with in-growth core approach. *Chinese Journal of Ecology*, 28(1), 1-6.

Liu, L., & Greaver, T. L. (2010). A global perspective on belowground carbon dynamics under nitrogen enrichment. *Ecology Letters*, 13(7), 819-828.

Lizarazo Medina, P. X., & Gómez Vásquez, D. (2015). Microbiota rizosférica de *Espeletia* spp. de los Páramos de Santa Inés y de Frontino-Urrao en Antioquia, Colombia. *Acta Biológica Colombiana*, 20(1).

Lloyd J., Taylor., A (1994). On the temperature dependence of soil respiration. *Functional Ecology* 8: 315-323.

López-Aizpún, M., Arango-Mora, C., Santamaría, C., Lasheras, E., Santamaría, J. M., Ciganda, V. S., ... & Elustondo, D. (2018). Atmospheric ammonia concentration modulates soil enzyme and microbial activity in an oak forest affecting soil microbial biomass. *Soil Biology and Biochemistry*, 116, 378-387.

Lucas-Borja, M. E., Candel Pérez, D., López Serrano, F. R., Andrés, M., & Bastida, F. (2012). Altitude-related factors but not Pinus community exert a dominant role over chemical and microbiological properties of a Mediterranean humid soil. *European journal of soil science*, 63(5), 541-549.

Lucas-Borja, ME, Hedo, J., Cerdá, A., Candel-Pérez, D., y Viñegla, B. (2016). Desentrañar la importancia de la edad del bosque y la estructura del bosque que conducen las propiedades microbiológicas del suelo, las actividades enzimáticas y el contenido de

nutrientes del suelo en el pino negro mediterráneo español (*Pinus nigra* Ssp. *Salzmannii*).  
Ciencia del Medio Ambiente Total , 562 , 145-154.

Lynch J. M. y Hobie J.E. (1988). Microorganisms in action: concepts and applications in  
Microbial ecology. Blackwell Scientific Publications, Gran Bretaña.

Malhi, S. S., Nyborg, M., & Harapiak, J. T. (1998). Effects of long-term N fertilizer-induced  
acidification and liming on micronutrients in soil and in bromegrass hay. Soil and Tillage  
Research, 48(1-2), 91-101.

Mamani, A. C., Casas, R. M., Sánchez, H. B., & Mamani, J. C. (2017). Nitrógeno mineral y  
actividad microbiana en suelos del Altiplano Central boliviano. Revista de Investigación e  
Innovación Agropecuaria y de Recursos Naturales, 1(1), 65-72.

Margalef, O., Sardans, J., Fernández-Martínez, M., Molowny-Horas, R., Janssens, I. A., Ciais, P.,  
. & Peñuelas, J. (2017). Global patterns of phosphatase activity in natural soils. Scientific  
reports, 7(1), 1337.

Mariani, F., & Pradas, M. V. R. (2015). Agricultura, religiosidad y tiempo: su articulación en la  
cosmovisión maya. Historia y sociedad, (29), 153-170.

Marín, M. A. M., Pescador, L. R., Ramos, L. R., & Charry, J. L. A. (2017). Impacto de la  
actividad ganadera sobre el suelo en Colombia. Ingeniería y Región, 17, 1-12.



Marín, M., Pescador, L., Ramos, L., & Charry, J. (2017). Impacto de la actividad ganadera sobre el suelo en Colombia. *Ingeniería y Región*, 17, 1-12.

Metcalfe, D.; Meir, P.; Aragão, L.; Costa, A.; Braga, A.; Gonçalves, P.; Athaydes, J.; Almeida, S.; Dawson, L.; Malhi, Y. y Williams, M. (2008). The effects of water availability on root growth and morphology in an Amazon rainforest. *Plant soil* 311:188-199.

Mganga, K. Z., Razavi, B. S., & Kuzyakov, Y. (2016). Land use affects soil biochemical properties in Mt. Kilimanjaro region. *Catena*, 141, 22-29.

Ministerio de Agricultura. (2015). *Memorias 2010-2014*. Bogotá: Ministerio de Agricultura.

Mo, J., Zhang, W. E. I., Zhu, W., Gundersen, P. E. R., Fang, Y., Li, D., & Wang, H. U. I. (2008). Nitrogen addition reduces soil respiration in a mature tropical forest in southern China. *Global Change Biology*, 14(2), 403-412.

Moghimian, N., Hosseini, S. M., Kooch, Y., & Darki, B. Z. (2017). Impacts of changes in land use/cover on soil microbial and enzyme activities. *Catena*, 157, 407-414.

Molina. J., Ojeda. D., Navia. J., Muños. D. (2009). Caracterización biofísica y socioeconómica de las fincas ganaderas productoras de leche en el Municipio de Pasto, Departamento de Nariño.

Montero, F., & Sagardoy, M. (2000). Microbiología y bioquímica de suelos cultivados bajo siembra directa (No. 040 631.46). Universidad Nacional del Sur.

Montoya, G., & Teresa, M. (2015). Diagnóstico de la ganadería Reynolds ubicada en Wisconsin, Estados Unidos (Doctoral dissertation, Corporación Universitaria Lasallista).

Murillo, M. P. (2015). Tomadores de decisión en sistemas ganaderos de la cuenca alta del río Guarín (Caldas, Colombia): percepción de problemas ambientales y prácticas de conservación del agua. *Luna Azul*, (33), 97-109.

Nadelhoffer, K. J., Aber, J. D., & Melillo, J. M. (1985). Fine roots, net primary production, and soil nitrogen availability: a new hypothesis. *Ecology*, 66(4), 1377-1390.

Naderi-Boldaji, M., & Keller, T. (2016). Degree of soil compactness is highly correlated with the soil physical quality index S. *Soil and Tillage Research*, 159, 41-46.

Nahas, E. (2002). Microrganismos do solo produtores de fosfatases em diferentes sistemas agrícolas. *Bragantia*, Campinas 61: 267-275.

Nannipieri, P., Ascher, M. T. Ceccherini, L. Landi, G. Pietramellara, Renella G. (2003). Microbial diversity and soil functions. *European Journal of Soil Science* 54: 655-670.

Nannipieri, P., Kandeler, E., y Ruggiero, P. (2002). Actividades enzimáticas y procesos microbiológicos y bioquímicos en el suelo. *Enzimas en el ambiente*. Marcel Dekker, Nueva York , 1-33.

Nieto Cuello, N. M., Litvak, S., & Meital, V. (2017). Caracterización preliminar de la actividad microbiana solubilizadora de fosfato del biofertilizante Tierra Nueva.

Oberson, A; Bessonm, J., Maire, N., Sticher, H. (1996). Microbiological processes in soil organic phosphorus transformations in conventional and biological cropping systems. *Biol Fertil Soils* 21: 138-148.

Olalde, P., & Aguilera, G. (1998). Microorganismos y biodiversidad. *Terra latinoamericana*, 16 (3), 289-292.

Olander, L. P., & Vitousek, P. M. (2000). Regulation of soil phosphatase and chitinase activity by N and P availability. *Biogeochemistry*, 49(2), 175-191.

Oliver, B. M., & Cabanilles, J. J. (2014). Los primeros agricultores neolíticos mediterráneos (VI-V milenios aC). In *Protohistoria de la Península Ibérica: del Neolítico a la Romanización* (pp. 19-41). Universidad de Burgos.

Orgiazzi, A., Bardgett, R. D., & Barrios, E. (2016). *Global soil biodiversity atlas*. European Commission.

Parkinson D. y Coleman D. (1991). Microbial communities, activity and biomass. Agriculture, Ecosystems and Environment, 34:3-33.

Parsapour, M., Kooch, Y., Hosseini, S., & Alavi, S. (2018). Litter and topsoil in Alnus subcordata plantation on former degraded natural forest land: A synthesis of age-sequence. Soil and Tillage Research, 179, 1-10

Paul E., Clark F. (2007). Soil Microbiology and Biochemistry. Academic Press. 275p.

Paul EA. y Clark F. E. (1989). Soil microbiology and biochemistry. Academic Press. EUA.

Paul, E. (2015). Soil microbiology, ecology, and biochemistry. Amsterdam: Academic Press.

Pérez-Cruzado, C., Sande, B., Omil, B., Rovira, P., Martin-Pastor, M., Barros, N. & Merino, A. (2014). Organic matter properties in soils afforested with Pinus radiata. Plant and soil, 374(1-2), 381-398.

Pineda, M., Gil, Z., Figueroa, A., Morales, L. (2017). Microorganismos funcionales en suelos con y sin revegetalización en el municipio de Villa de Leyva, Boyacá. Colombia forestal, 20(2), 158-170.

Primavesi, A. (1982). Manejo ecológico del suelo. Ed. El Ateneo, Bs. As. 5ta edic.

Primavesi, A. (1984). Manejo ecológico del suelo: La agricultura en regiones tropicales. 5a edición. Editorial El Ateneo, buenos Aires, Argentina.

Quilchano, C., & Marañón, T. (2002). Dehydrogenase activity in Mediterranean forest soils. *Biology and Fertility of Soils*, 35(2), 102-107.

Quinto, H., Caicedo, H., Perez, M. T., & Moreno, F. (2016). Dinámica de raíces finas y su relación con la fertilidad edáfica en bosques pluviales tropicales del Chocó biogeográfico colombiano. *Revista de Biología Tropical*, 64(4), 1709-1719.

Quiroz, M. (2007). Evaluación de la actividad enzimática y su relación con el C orgánico y la actividad respiratoria microbiana en un andisol con distintas rotaciones. Disponible en <http://www.repositorio.uchile.cl/handle/2250/101880>.

Raich, J. W., & Tufekciogul, A. (2000). Vegetation and soil respiration: correlations and controls. *Biogeochemistry*, 48(1), 71-90.

Raich, J., Schlesinger, W. (1992). The global carbon dioxide flux in soil respiration and its relation to vegetation and climate. *Tellus*. 44B: 81-99

Raich, J., Tufekcioglu A., (2000). Vegetation and soil respiration: correlation sand controls. *Biogeochemistry* 48(1): 71- 90.

Rakkar, M., & Blanco-Canqui, H. (2018). Grazing of crop residues: Impacts on soils and crop production. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 258, 71-90.

Ralebitso-Senior, T., & Orr, C. (2016). *Biochar Application*. San Diego: Elsevier Science & Technology Books.

Ramirez, K. S., Craine, J. M., & Fierer, N. (2012). Consistent effects of nitrogen amendments on soil microbial communities and processes across biomes. *Global Change Biology*, 18(6), 1918-1927.

Ratliff, T. J., & Fisk, M. C. (2016). Phosphatase activity is related to N availability but not P availability across hardwood forests in the northeastern United States. *Soil Biology and Biochemistry*, 94, 61-69.

Ravindran, A., & Yang, S. S. (2015). Effects of vegetation type on microbial biomass carbon and nitrogen in subalpine mountain forest soils. *Journal of Microbiology, Immunology and Infection*, 48(4), 362-369.

Richard, T., Hamelers, H.V., Veeken, A. y Silva, T. (2002). «Moisture Relationships in Composting Processes». *Compost Science* 10: 286-302.

Richards B. N. (1987). *The microbiology of terrestrial ecosystems*. Logman, Gran Bretaña.

Richardson, E., Hadobas P., Hayes J. (2001). Extracelular secretion of *Aspergillus* phytase from *Arabidopsis* roots enables plants to obtain phosphorus from phytate. *The Plant J* 25: 641-649.

Ríos, M., Dager, M., Carrero, J., & Tovar, M. (2017). Fraccionamiento químico de la materia orgánica en suelos de bosque y sabana. *Multiciencias*, 16(1).

Ruiz, O. (2017). Prácticas agropecuarias coloniales y degradación del suelo en el valle de Saquencipá, Provincia de Tunja, siglos XVI y XVII. Bogotá: Universidad Nacional de Colombia, 2015. 173 páginas. *Anuario Colombiano de Historia Social y de la Cultura*, 44(1), 395-398.

Rutherford P. y Juma N. (1992). Influence of soil texture on protozoa-induced mineralization of bacterial carbon and nitrogen. *Can. J. Soil. Sci.*, 72: 183-200.

Sagardoy, M. A., Gómez, H. E., Montero, F. A., Zoratti, C., Quiroga, A. R., & Panigatti, J. L. (2001). Influencia del sistema de siembra directa sobre los microorganismos del suelo. *Siembra Directa II*, 69-81.

Sánchez de Prager, M., Rojas, A., Pérez, J., Zúñiga, O., & Gascó, J. M. (2006). Actividad y biomasa microbianas como indicadores de materia orgánica en sistemas de cultivo de maracuyá (*Passiflora edulis*) en Toro, Valle del Cauca, Colombia. *Acta Agronómica*, 55(4).

Sánchez, B., Ruiz, M., & Ríos, M. (2005). Materia orgánica y actividad biológica del suelo en relación con la altitud, en la cuenca del río Maracay, estado Aragua. *Agronomía Tropical*, 55(4), 507-534. Recuperado en 28 de julio de 2018, de [http://www.scielo.org.ve/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0002-192X2005000400004&lng=es&tlng=es](http://www.scielo.org.ve/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0002-192X2005000400004&lng=es&tlng=es).

Sánchez, V. (2016). Dinámica del carbono orgánico en suelos de sistemas agroforestales cafeteros en Tibacuy, Cundinamarca (Bachelor's thesis).

Santruckova, H; Vrba, J; Picek, T., Kopacek, J. (2004). Soil biochemical activity and phosphorus transformations and losses from acidified forest soils. *Soil Biol Biochem* 36: 1569- 1576.

Sanyal, S., Datta, S. (1991). Soil organic phosphorus. *Adv Soil Sci* 16: 72-89.

Sardans, J., & Peñuelas, J. (2005). Drought decreases soil enzyme activity in a Mediterranean *Quercus ilex* L. forest. *Soil Biology and Biochemistry*, 37(3), 455-461.

Sardans, J., & Peñuelas, J. (2010). Soil enzyme activity in a Mediterranean forest after six years of drought. *Soil Science Society of America Journal*, 74(3), 838-851.

Sardans, J., & Peñuelas, J. (2013). Plant-soil interactions in Mediterranean forest and shrublands: impacts of climatic change. *Plant and soil*, 365(1-2), 1-33.



Sarig S., Roberson E.B. y Firestone M. (1993). Microbial activity-soil structure: response to saline water irrigation. *Soil Biol. Biochem.*, 25(6):693-697.

Saucedo Castillo, O., de Mello Prado, R., Castellanos González, L., Ely, N., Campos, S., Naudi, C., & Assis, L. C. (2015). Efecto de la fertilización fosfatada con cachaza sobre la actividad microbiana del suelo y la absorción de fósforo en caña de azúcar (*Saccharum* spp.). *Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Cuyo*, 47(1), 33-42.

Schimel, J. (2016). Ecología microbiana: vincular ómicas a biogeoquímica. *Microbiología de la naturaleza*, 1 (2), 15028.

Schnitzer, M. (2000). A lifetime perspective on the chemistry of soil organic matter. In *Advances in agronomy* (Vol. 68, pp. 1-58). Academic Press.

Schulp, C., Nabuurs, G., Verburg, P., & de Waal, R. (2008). Effect of tree species on carbon stocks in forest floor and mineral soil and implications for soil carbon inventories. *Forest ecology and management*, 256(3), 482-490.

Schulze E. (1967). Soil respiration of tropical vegetation types. *Ecology* 48: 652-653.

Shen, W., Lin, X., Shi, W., Min, J., Gao, N., Zhang, H., ... & He, X. (2010). Higher rates of nitrogen fertilization decrease soil enzyme activities, microbial functional diversity and

nitrification capacity in a Chinese polytunnel greenhouse vegetable land. *Plant and soil*, 337(1-2), 137-150.

Singh, J., Gupta S. (1977). Plant decomposition and soil respiration in terrestrial ecosystems. *Bot. Rev.* 43: 449-528.

Sinsabaugh R., Antibus R. y Linkins A. (1991). An enzymatic approach to the analysis of microbial activity during planta decomposition. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 34:43-54.

Šnajdr, J., Dobiášová, P., Urbanová, M., Petránková, M., Cajthaml, T., Frouz, J., & Baldrian, P. (2013). Dominant trees affect microbial community composition and activity in post-mining afforested soils. *Soil Biology and Biochemistry*, 56, 105-115.

Solano, M. P., Barbotó, V. M., & Dueñas, D. (2017). Evaluación de dos índices de diversidad para definir sustentabilidad biológica en una finca agrícola, del cantón Urdaneta. *Revista FADMI: Administración y Tecnología*, 1(1), 25-35.

Song, D., Tang, J., Xi, X., Zhang, S., Liang, G., Zhou, W., & Wang, X. (2018). Responses of soil nutrients and microbial activities to additions of maize straw biochar and chemical fertilization in a calcareous soil. *European Journal of Soil Biology*, 84, 1-10.

Sotelo, M., Suárez Salazar, J. C., Álvarez Carrillo, F., Castro Núñez, A., Calderón Soto, V. H., & Arango, J. (2017). Sistemas sostenibles de producción ganadera en el contexto amazónico. *Sistemas silvopastoriles: ¿una opción viable?*.

Šourková, M., Frouz, J., & Šantrůčková, H. (2005). Accumulation of carbon, nitrogen and phosphorus during soil formation on alder spoil heaps after brown-coal mining, near Sokolov (Czech Republic). *Geoderma*, 124(1-2), 203-214.

Stott, D; Hagedorn. (1980). Interrelations between selected soil characteristics and arylsulfatase and urease activities.

Stout, J.D. (1973). The relationship between protozoan populations and biological activity in soils. *Amer. Zool.* 13:193-201.

Studdert, G., Domingo, M., Noé, G., Gisela, V., Monterubbianesi, M., Domínguez, G. (2017). Carbono orgánico del suelo bajo sistemas de cultivo contrastantes y su relación con la capacidad de proveer nitrógeno. *Ciencia del suelo*, 35(2), 285-299. Recuperado en 23 de julio de 2018, de [http://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1850-20672017000200009&lng=es&tlng=es](http://www.scielo.org.ar/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1850-20672017000200009&lng=es&tlng=es).

Subba Rao N. S. (1982). *Advances in agricultural microbiology*. Butterworth Scientific Publications. Gran Bretaña.

- Subke, J., Inglema I., Cotrufo M. (2006). Trends and methodological impacts in soil CO<sub>2</sub> efflux partitioning: a metanalytical review. *Global Change Biol.* 12: 921-943.
- Swift, M. J.; Heal, O. W.; Anderson, J. M. (1979). *Decomposition in terrestrial ecosystems.* Oxford: Blackwell, 372 p. (Studies in Ecology, 05).
- Tabatabai, M. A. (1977). Effects of trace elements on urease activity in soils. *Soil Biology and Biochemistry*, 9(1), 9-13.
- Tabatabai, M., & Bremner, J. M. (1972). Assay of urease activity in soils. *Soil Biology and Biochemistry*, 4(4), 479-487.
- Taleshi, S., Dhumal, K., Alipour, A., Espahbodi, K., & Ghasemi, O. (2009). Impact of alder (*Alnus subcordata*) in fertility of forest soil. *Res J Environ Sci*, 3, 640-644.
- Tardy, V., Mathieu, O., Lévêque, J., Terrat, S., Chabbi, A., Lemanceau, P. & Maron, P. A. (2014). Stability of soil microbial structure and activity depends on microbial diversity. *Environmental microbiology reports*, 6(2), 173-183.
- Tian, J., McCormack, L., Wang, J., Guo, D., Wang, Q., Zhang, X., & Kuzyakov, Y. (2015). Linkages between the soil organic matter fractions and the microbial metabolic functional diversity within a broad-leaved Korean pine forest. *European Journal of Soil Biology*, 66, 57-64.

Trasar C., Leiros M., Gil F. (2003). Consideraciones generales sobre la determinación de las actividades enzimáticas del suelo. In: Técnicas de análisis de parámetros bioquímicos en suelos. Ed. C. García, F. Gil, T. Hernández y C. Trasar. España. Mundiprensa.

Treseder, K. K. (2008). Nitrogen additions and microbial biomass: A meta-analysis of ecosystem studies. *Ecology letters*, 11(10), 1111-1120.

Tripathi, M., Mishra, A., (2007). Glucosinolates in animal nutrition: A review. *Anim. Feed Sci. Technol.*, 132 (1-2): 1-27.

Vallejo, E, (2013), Importancia y utilidad de la evaluación de la calidad de suelos mediante el componente microbiano: experiencias en sistemas silvopastoriles, Grupo de investigación Agua y Desarrollo Sostenible, Programa de Ingeniería Ambiental. Facultad de Ingeniería, Universidad Central, cra. 5, núm. 21-38, Bogotá, Colombia.

Vance, E., Brookes, P., Jenkinson, D. (1987). An extraction method for measuring soil microbial biomass C. Soils and Plant Nutrition Department, Rothamsted Experimental Station, Harpenden. Herts. AL5 UQ, U.K. *Soil Biol. Biochem.* Vol. 19, No. 6. pp. 703-707, 1987. Printed in Great Britain.

Vargas, R. (1990). Avances en microbiología de suelos: los protozoarios y su importancia en la mineralización del nitrógeno. *Agronomía Costarricense*, 14(1), 121-134.

Verstraeten, L. (1978). Interaction between urease activity and soil characteristics.

- Viloria-de-la-Hoz, J. (2015). La ganadería bovina en las llanuras del Caribe Colombiano. Banco de la República de Colombia Documentos de Trabajo.
- Wallenstein, M. D., McNulty, S., Fernandez, I. J., Boggs, J., & Schlesinger, W. H. (2006). Nitrogen fertilization decreases forest soil fungal and bacterial biomass in three long-term experiments. *Forest Ecology and Management*, 222(1-3), 459-468.
- Wang, C., Lu, X., Mori, T., Mao, Q., Zhou, K., Zhou, G., & Mo, J. (2018). Responses of soil microbial community to continuous experimental nitrogen additions for 13 years in a nitrogen-rich tropical forest. *Soil Biology and Biochemistry*, 121, 103-112.
- Wang, G., Ruan, H., Tang, Y., Luan, Y., Chen, Y., & Tao, Z. (2008). Seasonal fluctuation of soil microbial biomass carbon in secondary oak forest and *Pinus taeda* plantation in north subtropical area of China. *Ying yong sheng tai xue bao= The journal of applied ecology*, 19(1), 37-42.
- Wang, L., & Liu, D. (2018). Functions and regulation of phosphate starvation-induced secreted acid phosphatases in higher plants. *Plant Science*.
- Wang, Q., & Wang, S. (2011). Response of labile soil organic matter to changes in forest vegetation in subtropical regions. *Applied Soil Ecology*, 47(3), 210-216.

Weintraub, S. R., Wieder, W. R., Cleveland, C. C., & Townsend, A. R. (2013). Organic matter inputs shift soil enzyme activity and allocation patterns in a wet tropical forest. *Biogeochemistry*, 114(1-3), 313-326.

Wen-De, Y. , Xiao-Yong, C., Yuan-Ying, P., Fan, Z., Wei, Z., & Zhang, X. (2017). Response of Soil Respiration to Nitrogen Addition in Two Subtropical Forest Types. *Pedosphere*.

Witkamp, M. (1969). Cycles of temperature and carbon dioxide evolution from litter and soil. *Ecology* 50(5): 922-924.

Xing, S., Chen, C., Zhou, B., Zhang, H., Nang, Z., & Xu, Z. (2010). Soil soluble organic nitrogen and active microbial characteristics under adjacent coniferous and broadleaf plantation forests. *Journal of soils and sediments*, 10(4), 748-757.

Xu, X., Schimel, J., Thornton, P., Song, X., Yuan, F., & Goswami, S. (2014). Substrate and environmental controls on microbial assimilation of soil organic carbon: a framework for Earth system models. *Ecology Letters*, 17(5), 547-555.

Yang, K., Zhu, J., Zhang, M., Yan, Q., & Sun, O. J. (2010). Soil microbial biomass carbon and nitrogen in forest ecosystems of Northeast China: a comparison between natural secondary forest and larch plantation. *Journal of Plant Ecology*, 3(3), 175-182.

Yi, Z., S. Fu, W. Yi, G. Zhou, J. Mo, D. Zhang, M. Ding, X. Wang & L. Zhou. (2007).

Partitioning soil respiration of subtropical forests with different successional stages in south China. *Forests Ecology and Management* 243: 178-186.

Zagal, E., Rodriguez, N., Vidal, L., Quezada L. (2002). Actividad microbiana en un suelo de

origen volcánico bajo distinto manejo agronómico. *Agricultura Técnica (Chile)* 62(2): 297- 309.

Zahir, A., Ateeq M., Arshad M. (2001). Soil enzymes research: A review. *Journal of biology*

*sciences* 1 (5): 299-307.

Zamora F, Mogollón J y Rodríguez N, (2005). Cambios en la Biomasa Microbiana y la Actividad

Enzimática Inducidos por la Rotación de Cultivos en un Suelo Bajo Producción de Hortalizas en el estado Falcón, Venezuela, Instituto Nacional de Investigaciones Agropecuarias, Estación Experimental Falcón. Universidad Nacional Experimental Francisco de Miranda. Coro, estado Falcón. Departamento. de Ambiente y Tecnología Agrícola; departamento, de Producción y Desarrollo Agrícola.

Zantua, M. I., Dumenil, L. C., & Bremner, J. M. (1977). Relationships between soil urease

activity and other soil properties. *Soil Science Society of America Journal*, 41(2), 350-352.



Zapata, F. Sánchez, M. Massae, N. (2003). Indicadores de actividad biológica en suelos con diferentes grados de intervención en el Ecoparque Cerro de la Bandera, acta agronómica vol. 52 (1-4) 2003, PÁG. 45-52.

Zeng, DH, Hu, YL, Chang, SX, y Fan, ZP (2009). Efectos del cambio de la cubierta terrestre sobre las propiedades químicas y biológicas del suelo después de plantar pino mongol (*Pinus sylvestris* var. *Mongolica*) en tierras arenosas en Keerqin, noreste de China. *Plant and Soil* , 317 (1-2), 121-133.

Zhang, X., Dong, W., Dai, X., Schaeffer, S., Yang, F., Radosevich, M.,& Sun, X. (2015a). Responses of absolute and specific soil enzyme activities to long term additions of organic and mineral fertilizer. *Science of the Total Environment*, 536, 59-67.

Zhang, X., Dong, W., Dai, X., Schaeffer, S., Yang, F., Radosevich, M.,& Sun, X. (2015b). Responses of absolute and specific soil enzyme activities to long term additions of organic and mineral fertilizer. *Science of the Total Environment*, 536, 59-67.

Zhang, Y., Wei, Z., Li, H., Guo, F., Wu, P., Zhou, L., y Ma, X. (2017). Calidad bioquímica y acumulación de materia orgánica del suelo en una secuencia de edad de las plantaciones de *Cunninghamia lanceolata* en el sur de China. *Journal of Soils and Sediments* , 17 (9), 2218-2229.