

RELACIÓN DEL CLIMA, TIPO DE COBERTURA Y PERIMETRO DEL SEUDOTALLO CON LA ACTIVIDAD MICROBIANA DE LA RIZÓSFERA DE PLÁTANO HARTÓN (*Musa AAB*) Y DOMINICO HARTÓN (*Musa AAB Simmons*) ESTABLECIDO EN LA FINCA LA SULTANA, VEREDA URUBAMBA, MUNICIPIO DE TÍMBIO (CAUCA)

**EVELIN GÓMEZ DELGADO
GLORIA TERESA MOSQUERA RUIZ**



Universidad
del Cauca

**UNIVERSIDAD DEL CAUCA
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
PROGRAMA INGENIERÍA AGROPECUARIA
POPAYÁN
2011**

RELACIÓN DEL CLIMA, TIPO DE COBERTURA Y PERIMETRO DEL SEUDOTALLO CON LA ACTIVIDAD MICROBIANA DE LA RIZÓSFERA DE PLÁTANO HARTÓN (*Musa AAB*) Y DOMINICO HARTÓN (*Musa AAB Simmons*) ESTABLECIDO EN LA FINCA LA SULTANA, VEREDA URUBAMBA, MUNICIPIO DE TÍMBIO (CAUCA)

**EVELIN GÓMEZ DELGADO
GLORIA TERESA MOSQUERA RUIZ**

**Director
Mg. IVAN ENRIQUE PAZ**

**UNIVERSIDAD DEL CAUCA
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
PROGRAMA INGENIERÍA AGROPECUARIA
POPAYÁN
2011**

CONTENIDO

	Pág.
INTRODUCCIÓN	12
1. OBJETIVOS	13
1.1 GENERAL	13
1.2 ESPECIFICOS	13
2. MARCO TEORICO	14
2.1 CULTIVO DE PLATANO	14
2.1.1 Manejo del cultivo	14
2.2 CLONES ESTABLECIDOS	14
2.3 NECESIDADES HÍDRICAS	15
2.4 CAPACIDAD EXTRACTORA DE LOS CULTIVARES	16
2.5 SUELOS	16
2.5.1 Interfase Raíz – Suelo	18
2.5.2 Comunidad microbiana del suelo	20
2.5.2.1 Indicadores de actividad biológica del suelo	21
2.5.2.1.1 Respiración	21
2.5.2.1.2 Biomasa Microbiana	22
2.5.2.2 Factores que afectan a los microorganismos	24
2.6 La cobertura vegetal o “mulch”	25
2.6.1 Beneficios de las coberturas y su aporte en materia orgánica	26
2.6.1.1 Estructura o agregado del suelo	26
2.6.1.2 Efecto biológico	26
2.6.1.3 Descomposición de los residuos orgánicos.	27
3. METODOLOGÍA	29
3.1 CARACTERISTICAS DE LA ZONA DE ESTUDIO	29
3.2 SELECCIÓN DE LAS PLANTAS	30
3.3 INDICADORES A CARACTERIZAR	31
3.3.1 Metodología de campo	31
3.3.1.1 Captura de C-CO ₂	32
3.3.1.2 Estimación carbono microbiano	33
3.4 MUESTREO	35
3.5 ANÁLISIS DE DATOS	35
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	36
4.1 EFECTO DEL CLIMA SOBRE LA RIZÓSFERA DE LOS CLONES	36
4.1.1 Actividad Biológica	36
4.1.2 Biomasa Microbiana	37
4.2 EFECTO DEL CLIMA SOBRE LA COBERTURA	39
4.2.1 Actividad biológica	39

4.2.2 Biomasa microbiana	40
4.3 EFECTO DE LA COBERTURA SOBRE LA RIZÓSFERA DE LOS CLONES	42
4.3.1 Actividad biológica.	42
4.3.2 Biomasa microbiana.	43
4.4 EFECTO DEL DESARROLLO BASADO EN EL PERÍMETRO DEL SEUDOTALLO SOBRE LA ACTIVIDAD BIOLÓGICA Y MICROBIANA	45
4.4.1 Actividad biológica.	45
4.4.2 Biomasa microbiana.	46
CONCLUSIONES	47
RECOMENDACIONES	48
BIBLIOGRAFIA	49
ANEXOS	59

LISTA DE CUADROS

	pág.
Cuadro 1. Características de los clones establecidos	14
Cuadro 2. Capacidad de nutrientes extraídos por una hectárea de plátano.	16

LISTA DE FIGURAS

	pág.
Figura 1, Comparación entre los promedios de precipitación entre Julio y Noviembre de 2010 y el registro histórico	30
Figura 2. Forma de muestreo en los suelos de las plantas seleccionadas.	31
Figura 3. Captura de CO ₂ en campo y titulación en laboratorio	32
Figura 4. Proceso en campo y laboratorio para el cálculo de carbono microbiano	34
Figura 5. Promedios de la actividad biológica ($\mu\text{g}(\text{C}-\text{CO}_2)/\text{h}/\text{m}^2$), en la rizósfera de los Clones Hartón y Dominico Hartón, durante los meses de evaluación	36
Figura 6. Promedio general de la biomasa microbiana ($\mu\text{g C/gss}$) estimada en rizósfera bajo efecto de los Clones Hartón y Dominico Hartón	38
Figura 7. Promedios de la actividad biológica en la rizósfera de plátano basada en respiración ($\mu\text{g}(\text{C}-\text{CO}_2) / \text{h}/\text{m}^2$), en suelos sin y con cobertura durante el periodo de evaluación (Julio a Noviembre)	39
Figura 8. Promedios de la actividad biológica en la rizósfera de plátano basada en respiración ($\mu\text{g}(\text{C}-\text{CO}_2) / \text{h}/\text{m}^2$), en suelos sin y con cobertura durante el periodo de evaluación (Julio a Noviembre)	41
Figura 9. Valores promedio de la respiración de la rizósfera ($\mu\text{g}(\text{C}-\text{CO}_2) / \text{h}/\text{m}^2$) de los clones Hartón y Dominico Hartón en suelos con y sin cobertura	42
Figura 10. Promedios generales de biomasa microbiana ($\mu\text{gC/gss}$), estimada en suelos con y sin cobertura bajo influencia de los clones Hartón y Dominico Hartón, durante el periodo de evaluación	44
Figura 11. Promedios de respiración ($\mu\text{g}(\text{C}-\text{CO}_2) / \text{h}/\text{m}^2$) de la rizósfera de plátano relacionado con el perímetro de las plantas	45
Figura 12 Promedio de la biomasa microbiana ($\mu\text{gC/gss}$) en suelos bajo plantas de plátano de diferentes perímetros (R1, R2, R3)	46

LISTA DE ANEXOS

	pág.
Anexo 1. Promedios y análisis de varianza ($\alpha = 0.10$) para determinar el estado de desarrollo de las plantas de los clones hartón y dominico hartón	60
Anexo 2. Procedimiento de laboratorio para la determinación de la respiración en el suelo (C - CO ₂) y estimación de la biomasa microbiana BMS, en función del carbono microbiano (método de fumigación – extracción)	60
Anexo 3. Prueba de t ($\alpha = 0.10$) para promedios procedentes del de la respiración de la rizósfera de los clones según el efecto clima	65
Anexo 4. Prueba de t ($\alpha = 0.10$) para promedios procedentes de la biomasa microbiana según el efecto clima sobre los suelos bajo los clones hartón y dominico hartón	65
Anexo 5. Prueba de t ($\alpha = 0.05$) para promedios procedentes de la respiración de la rizósfera según el efecto clima sobre los suelos con y sin cobertura	66
Anexo 6. Prueba de t ($\alpha = 0.05$) para promedios procedentes de la biomasa microbiana según el efecto clima sobre los suelos con y sin cobertura	66
Anexo 7. Prueba de t ($\alpha = 0.05$) para promedios procedentes de la actividad biológica basada en la respiración de la rizósfera según el efecto de la cobertura sobre los clones	66
Anexo 8. Prueba de t ($\alpha = 0.05$) para promedios procedentes de la biomasa microbiana según el efecto de la cobertura sobre los clones	67
Anexo 9. Prueba de t ($\alpha = 0.05$) para promedios procedentes de la respiración de la rizósfera según el efecto del desarrollo de las plantas	67
Anexo 10. Prueba de t ($\alpha = 0.05$) para promedios procedentes de la biomasa microbiana según el efecto del desarrollo de las plantas	67

ACEPTACIÓN

NOTA DE ACEPTACIÓN

PRESIDENTE DE JURADOS

JURADO

DEDICATORIA

A Dios por darme un milagro de vida, mi madre,
A mi padre por ser mi amigo y mi apoyo,
a Yamile y a Juan Carlos por su colaboración y entrega,
a mis hermanos por su consejo,
a mis amigos por entusiasmo y sus risas
y a quienes incondicionalmente me han acompañado en esta etapa.
Evelin Gómez Delgado

A Dios por Darme el regalo de la vida
A mi hijo Samuel por ser la fuente de inspiración y motivación
A mi familia por su acompañamiento, apoyo
y colaboración para alcanzar esta meta.
Gloria Mosquera Ruiz

GLOSARIO

Biomasa Microbial: es un indicador que determina el componente vivo de la materia orgánica del suelo (bacterias, ascomicetos, hongos, protozoos, algas, nematodos y otros), que constituye la reserva de C, N y demás nutrientes en el suelo y responde rápidamente al efecto de perturbación o recuperación del suelo.

Ciclo biogeoquímico: Proceso mediante el cual los elementos químicos circulan en la biosfera por las vías de asimilación, aprovechamiento y reutilización de los elementos más importantes para los organismos en un ecosistema.

Cobertura vegetal: Práctica agrícola en la cual los materiales orgánicos (residuos vegetales) se esparcen sobre la superficie del suelo, para formar una cubierta protectora que será afectada física, biológica y químicamente.

Componente microbiano: Incluye nematodos, protozoos, organismos filamentosos, levaduras, hongos, microalgas y una gran diversidad de bacterias, incluidos los actinomicetos y una gran cantidad de formas aun no cultivadas.

Respiración del suelo: Determina la actividad tanto de la raíz como de los microorganismos, mediante la captura del CO₂ liberado en el suelo proveniente de funciones metabólicas como la obtención de ATP, el catabolismo de los organismos sobre la materia orgánica, la formación de sustancias húmicas y de nutrientes, entre ellos, las formas inorgánicas de elementos necesarios para las plantas.

Rizodepositados: Material perdido de las raíces de las plantas, incluidos los exudados solubles en agua (azúcares, aminoácidos, ácidos orgánicos) las secreciones de los materiales insolubles (células descamadas y mucílago), lisado, muerte de raíces finas y gases, tales como CO₂ y etileno.

Rizósfera: Está conformada por aquella porción del suelo sobre el cual influyen física, química, y biológicamente las raíces de las plantas es una zona de gran interés agrícola, porque en ella se producen las interacciones de los microorganismos y las plantas superiores; no es una región bien definida y homogénea sino que existe un gradiente de estimulación de los microorganismos desde la superficie de la raíz hasta 1 o 2 mm.

RESUMEN

En el estudio realizado se evaluó la relación entre el tipo de cobertura y la actividad microbiana del suelo en dos cultivares de plátano Hartón (*Musa AAB*) y Dominico Hartón (*Musa AAB Simmons*) establecidos en la Finca La Sultana, vereda Urubamba, municipio de Timbio (Cauca); se seleccionaron 6 unidades experimentales por cada clon considerando el tipo de cobertura (suelo limpio y manejo con cobertura de residuos de cosecha hojas y tallo de plátano) y el desarrollo de las plantas (basado en la medición del perímetro del seudotallo) así: 2 plantas entre 0.32 a 0.46 m (R1), 2 entre 0.47 a 0.61 m (R2) y 2 entre 0.62 a 0.76 m (R3).

Los resultados indicaron la tendencia de incrementar la actividad biológica en función de la respiración de la rizósfera y la biomasa con el aumento de las lluvias. En época seca la mayor respiración fue para el Clon Dominico Hartón y en la época lluviosa el Clon Hartón. Es de resaltar que la biomasa estimada tuvo un incremento en el transcurso de los meses (de Agosto a Noviembre) de 1830,3% para el Clon Hartón y de 2372,5% para el Dominico Hartón.

Con respecto al tipo de cobertura, se obtuvo mayores valores en la respiración y biomasa microbiana en los suelos manejados con cobertura en los dos clones evaluados. Al realizar el análisis de acuerdo con el desarrollo de las plantas (basado en el perímetro del seudotallo) se obtuvo mayores valores de respiración ($139,8 \mu\text{g}(\text{C}-\text{CO}_2)/\text{h}/\text{m}^2$) y biomasa microbiana ($464,7 \mu\text{gC}/\text{gss}$) en las plantas R3 (0.62 a 0.76 m).

Palabras claves

Actividad microbiana, Respiración, Biomasa, Clon, Hartón, Dominico Hartón, Cobertura, Residuos de cosecha.

INTRODUCCIÓN

Un suelo fértil da las condiciones químicas que el cultivo de plátano requiere para producir racimos y frutos que cumplan con las condiciones que el mercado exige, pero este factor está ligado a la tasa de biodegradación y mineralización que el suelo genere. Este es un proceso que estimula la actividad microbiana del suelo, actividad importante para aumentar la disponibilidad de nutrientes, favorecer el ciclaje, y mantener la fertilidad del mismo. Es por ello que la cuantificación de indicadores biológicos como actividad en el suelo, tasa de respiración (consumo de O₂ y emisión de CO₂), biomasa microbiana, producción de ATP, biosíntesis de macromoléculas, producción y liberación de calor, entre otras, son importantes para el diagnóstico de sanidad y potencial de fertilidad de suelos agrícolas, así mismo para planificar su manejo y garantizar la producción y calidad de cualquier cultivo, tal es el caso del plátano.

Teniendo en cuenta que los estudios realizados por Paz *et al.*, (2006), en la vereda Figueroa ubicada en el municipio de Popayán, en cultivos de café bajo sombrero medio y libre exposición, reportaron influencias significativas de las propiedades biológicas en la calidad del grano y bebida de café, generando expectativas y motivaciones para continuar estudiando este tipo de relaciones (actividad microbiana, producción y calidad) en otros cultivos.

En el municipio de Timbío, vereda Urubamba, se encuentra ubicada la finca La Sultana propiedad de la Universidad del Cauca que cuenta con un cultivo de plátano compuesto por los Clones Hartón y Dominico Hartón, en el cual se presenta la oportunidad de explorar la relación plátano – actividad microbiana del suelo; este cultivar ha sido vinculado como parcela experimental al proyecto “*Producción y Caracterización de Películas Flexibles Biodegradables por Extrusión de Tornillo Simple a partir de Almidón de Yuca, Plastificante y PLA*” aprobado por el Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural, con el objetivo evaluar el efecto de la biodegradación de los empaques tubulares activos a base de almidón de yuca (*Manihot sculentum*) con adición de capsaicina, en la dinámica microbiana de un suelo cultivado con plátano (*Musa paradisiaca*), sin embargo es necesario conocer las condiciones preexistentes de la actividad microbiana de los suelos.

Por lo anterior se determinó estudiar la relación entre el tipo de cobertura y la actividad microbiana, mediante indicadores como actividad biológica (respiración) y la biomasa microbiana y así dejar información como base para futuros estudios.

1. OBJETIVOS

1.1 GENERAL

Relacionar el clima, tipo de cobertura y perímetro del seudotallo con la actividad microbiana de la rizósfera de plátano Hartón (*Musa AAB*) y Dominico hartón (*Musa AAB Simmons*) establecido en la finca la sultana, vereda Urubamba, municipio de Timbio (Cauca)

1.2 ESPECÍFICOS

Estimar el nivel de actividad biológica y biomasa microbiana según la época de muestreo en los suelos de dos clones de plátano (*Musa AAB*) y Dominico hartón (*Musa AAB Simmons*).

Relacionar la actividad biológica y biomasa microbiana con el tipo de cobertura (residuos de cosecha picados) establecida en los suelos de los dos clones de plátano.

Evaluar la relación de la actividad microbiana de los suelos con el desarrollo de la planta de acuerdo con el perímetro del seudotallo.

2. MARCO TEÓRICO

2.1 CULTIVO DE PLATANO

El plátano tiene su origen en del Sureste Asiático, siendo conocido en el Mediterráneo desde el año 650. La especie llegó a las Islas Canarias en el siglo XV y desde allí fue llevado a América en el año 1516. Los principales países productores son: India, Brasil, Ecuador, Colombia, Indonesia, Filipinas y China entre otras. En Colombia es un cultivo que tiene no solo una gran importancia estratégica dentro del sector rural sino que ocupa un lugar destacado en el suministro urbano de alimentos. No obstante es un cultivo bastante complejo en cuanto a producción se refiere la cual está influenciada por un gran número de sistemas de siembra, condiciones ecológicas etc. El área sembrada en Colombia es aproximadamente de 400.000 ha con una producción de 2.5 millones de toneladas anuales, destinadas en un 96% al mercado interno y el resto de la exportación (Belalcazar, 1991).

2.1.1 Manejo del cultivo. Para el éxito del cultivo, es indispensable llevar a cabo labores culturales como el control de arvenses que evita la competencia de estas con las plantas; se recomienda realizarla de forma manual para no hacer daño a las raíces. Este control permitirá que la planta aproveche las dosis de fertilizantes que se sugiere sean aplicadas según el estado de desarrollo a los 45, 100 y 150 días; labores como la eliminación de brotes (colinos), hojas (amarillas, secas y bajas) y el corte del seudotallo después de la cosecha, benefician el desarrollo y establecimiento del cultivo de plátano, además para ofrecer en el mercado un producto de calidad se debe tener en cuenta el embolsado del racimo y apropiada cosecha del mismo (70 a 100 días después de la floración –madurez fisiológica-) (Palencia 2006).

2.2 CLONES ESTABLECIDOS

Cuadro 1. Características de los Clones establecidos.

Clon	msnm X	Ciclo vegetativo		Clima	Temperatura X (°C)
		Meses	msnm		
HARTÓN (<i>Musa AAB</i>)	0 – 1000	10 - 12	20	Cálido	29
		14 - 15	1000		
DOMINICO HARTÓN (<i>Musa AAB Simmons</i>)	0 - 2000	10 - 12	20	Medio	22
		16 -18	1350		

Fuente: Belalcazar (1991).

2.3 NECESIDADES HÍDRICAS

Los requerimientos dependen del clon, la radiación solar diaria, la densidad poblacional, la edad del cultivo y la superficie foliar transpirante. Por la morfología e hidratación de sus tejidos, la planta de plátano requiere suficiente cantidad de agua disponible en el suelo para su crecimiento y desarrollo normales. De acuerdo con estudios adelantados en el Brasil se encontró que la transpiración a exposición solar plena es del orden de 40 a 50 $\text{mg.dm}^{-2}.\text{min}^{-1}$, debido a que los estomas están completamente abiertos. Sin embargo, la pérdida de agua es menor en las hojas inferiores que se encuentran parcialmente sombreadas. Con base en los cálculos anteriores y considerado un área foliar permanente de $14\text{m}^2/\text{planta}$, se estima que el consumo diario sería de 26 litros si el día es soleado, 17 litros en días semicubiertos y 10 litros con días completamente nublados. En la práctica, alrededor de 150mm mensuales de precipitación son suficientes para llenar las necesidades hídricas (Belalcazar, 1991).

En épocas de sequía o verano se pueden aprovechar los seudotallos cortados y parte de los rizomas de las plantas ya cosechadas como protección del suelo. Es necesario manejar integralmente las arvenses y los residuos de cosecha en los suelos de los cultivos, procurando tener más cobertura viva o muerta para retener la humedad tan indispensable para la planta. Las coberturas además, merman la erosión, reducen la evaporación, regulan la temperatura, conservan la biodiversidad, disminuyen la demanda de abonos químicos reduciendo los costos (Cárdenas, 2005).

Barrera *et al.*, (2007), encontraron que en las épocas lluvia, debido a los procesos de dilución, los iones bivalentes se mueven con mayor rapidez hacia las raíces, lo que se refleja en el aumento del contenido de Ca en la planta y en mayores correlaciones positivas en esta época. En época seca a pesar del alto contenido de Ca en el suelo, la escasez de agua no facilita la absorción de este nutriente. El aumento de los iones Ca en la planta incrementan la absorción de iones K, pasando en la época de lluvias de 4% a 20% - 30%, con altos contenidos de K intercambiable del suelo; el contenido de P en la planta es menor al 1%, nivel que se considera normal (Hanque, 2005); en ambas épocas se observa absorción relativamente constante, pero a pesar de todo esto es mayor en la época lluviosa, lo que confirma procesos de insolubilización en épocas de escasez de agua.

2.4 CAPACIDAD EXTRACTORA DE LOS CULTIVARES

Un aspecto fundamental a tener en cuenta en la determinación de este parámetro, es el conocimiento del ciclo vegetativo de la planta que consta de tres fases: vegetativa, reproductiva y productiva. De estas aparentemente la correspondiente a la productiva, que abarca desde la floración o parición, hasta la etapa final del llenado de los frutos y corte de racimo, permitirá establecer en una forma bastante aproximada los requerimientos nutricionales de la planta, tomando para ello como base las cantidades de nutrientes extraídos y almacenados en los tejidos de los diferentes órganos que la conforman por registrar una acumulación de biomasa cuyo valor oscila entre los 120 – 130 Kg de peso fresco, mientras que el racimo alcanza un promedio de 17 Kg. Una vez que la planta alcanza el punto máximo de acumulación de biomasa, lo cual generalmente coincide con el corte de racimo, se lleva a cabo el proceso de reincorporación de los elementos extraídos, los cuales en un 76% vuelven al suelo a través del reciclaje por descomposición de los residuos de la cosecha, mientras que un 24% se pierde o exporta con los racimos producidos (Belalcazar, 1991).

Cuadro 2. Cantidad de nutrientes extraídos por una hectárea de plátano

Nutrientes	Kg	Nutrientes	Kg	Nutrientes	Kg
Nitrógeno	220	Fosforo	110	Potasio	440
Calcio	110	Magnesio	80	Azufre	30
Boro	5	Zinc	5	Cobre	5

Fuente: Palencia (2006).

De acuerdo con el análisis químico, el tallo o corno y el seudotallo, son las estructuras que acumulan la mayor cantidad de N, P y K; le siguen los semilimbos para N y P, el tallo floral y el sistema radical para K y finalmente el sistema radical para Ca y Mg. El porcentaje reciclado de nutrientes en los residuos de cosecha de la planta es de: 76,45% N, 80.20% P₂O₅, 89.77% K₂O₅, 94.97% CaO y 79.91% MgO (Moreno *et al.*, 2009).

2.5 SUELOS

El suelo es una mezcla de materiales sólidos, líquidos y gaseosos, la adecuada relación entre estos componentes determina la capacidad de hacer crecer las plantas y la disponibilidad de suficientes nutrientes para ellas. La proporción de los

componentes determina una serie de propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo; además tiene funciones diversas e importantes para los ecosistemas terrestres y el medio ambiente del planeta, por ser el sustento y soporte mecánico para la vida vegetal; es el hábitat para una gran diversidad, tanto del componente microbiano, así como de micro y macro organismos; es el lugar donde se lleva a cabo la mayor parte de los ciclos biogeoquímicos de los ecosistemas terrestres, mineralización de la materia orgánica, nitrificación, fijación de nitrógeno y oxidación de metano, etc. (Luna *et al.*, 2002).

Los suelos de la zona estudiada se caracterizan por ser del orden Andisol para el Soil Taxonomic (USDA, 1988) o Andosol para el sistema FAO. El término Andosol deriva de los vocablos japoneses "an" que significa negro y "do" que significa suelo, haciendo alusión a su carácter de suelos negros de formaciones volcánicas. El material original lo constituyen fundamentalmente cenizas volcánicas. Se encuentran en áreas onduladas a montañosas, desde el ártico al trópico, bajo un amplio rango de formaciones vegetales. El perfil es de tipo AC o ABC. La rápida alteración de los materiales volcánicos porosos, provoca una acumulación de complejos órgano metálicos estables con una elevada relación catión/anión. Los minerales formados están limitados a alófana, imogolita y ferrihidrita, principalmente (FAO, UNESCO, 1998).

Los Andisoles sometidos a una agricultura intensiva pueden conservar sus excelentes características físicas (drenaje, estructura, entre otros.), dado que sus contenidos de materia orgánica se mantienen generalmente altos; el estudio de estos suelos resulta útil por la necesidad de evitar su degradación y por las características de estos que muestran una lenta tasa de descomposición de materiales orgánicos, alto contenido de alófana y humus, y baja disponibilidad de P (Castro, 1995).

La productividad de un sistema está relacionada con la fertilidad del suelo, este no solo debe estar en capacidad de cubrir las exigencias de la plantación, sino que debe poseer la capacidad de reposición que le permita restituir de forma efectiva las cantidades de nutrientes extraídos por las plantas y las pérdidas de estos por efecto de la lixiviación o lavado (Zagal y Córdova, 2005).

Para el establecimiento de un sistema productivo es importante analizar los diferentes factores para concluir si el suelo de la zona cumple o no con los requerimientos de la planta, en cuanto a descomposición orgánica y mineral, condiciones de fertilidad, características físicas, químicas, biológicas y en especial aquellas que se relacionan con la retención y movimiento de agua y de aire. De manera general cualquier planta necesita 16 elementos nutritivos, basados en las

cantidades requeridas; los elementos mayores son N, P, K, C, O, H, los menores: B, Cu, Fe, Mg, Zn, Mo, Cl y secundarios Ca, Mn, S. Su contenido en las diferentes regiones del país es variable, acorde con la heterogeneidad de los suelos y climas de cada zona (Belalcazar, 1991).

Igualmente la fertilidad del suelo no es suficiente para las plantas ya que el clima juega un papel importante y determinante en muchos casos; un ejemplo de ello se presenta en lugares donde se encuentran suelos fértiles pero por las elevadas temperaturas no es capaz de expresar su potencial y permitir la obtención de buenas cosechas, entonces resulta un suelo fértil no productivo (León, 2001; citado por García y Mesa, 2010).

2.5.1 Interfase Raíz – Suelo. El estudio de la interacción entre el sistema radical de una planta y su inmediato entorno edáfico es técnicamente difícil de evaluar por los diversos factores que influyen sobre las características de la zona de contacto directo entre suelo y raíz. El aparato radical de la planta determina parcialmente la composición mecánica y mineral del suelo de varias formas: acelera la disgregación de los minerales, sobre todo en las fracciones de arcillas menos voluminosas, modifica el estado de agregación del suelo a través de interacciones físicas, químicas y biológicas, altera las uniones de las partículas del suelo mediante la liberación de sustancias orgánicas radicales sobre todo polisacáridos aumentando la estabilidad de los agregados. En la interfase raíz - suelo (rizósfera), se pueden distinguir dos zonas a pesar de que el límite entre ambas es difuso. La primera, la más próxima a la raíz, se caracteriza por un enriquecimiento de compuestos orgánicos, la zona siguiente recoge la influencia de las raíces sobre las presiones parciales de oxígeno, dióxido de carbono y otros gases. Existe una interacción entre microorganismos y raíces que en la zona superficial, región denominada rizoplano, y en algunos casos se extiende a las capas corticales y epidérmicas de la raíz formando la endorrizósfera (Pazuelo *et al.*, 2005).

La zona de la rizósfera se alimenta de la fracción de la fotosíntesis (fotosintatos) que se traslada a la zona radical para realizar los procesos metabólicos, y luego parte de ellos ser liberados (rizodepositados), en forma de exudados, secreciones y CO₂ resultante de la respiración radical (Burbano, 1989; Sánchez de P., 1990, Madigan *et al.*, 1999). Aquellos exudados de bajo peso molecular pueden movilizar nutrientes directa o indirectamente al proveer energía para la actividad microbiana en la rizósfera. Cardoso y Freitas (1992), calcularon que cada gramo de raíz a través de sus exudados, puede dar soporte a 36 mg de bacterias 2×10^{10} células, aproximadamente (Sánchez, 2006, citado por García y Mesa, 2010).

La liberación de exudados se puede favorecer por el aumento de la luminosidad, humedad del suelo, podas, deshojes, estrés, deficiencia de fósforo (favorece presencia de hongos), deficiencia de potasio (favorece presencia de bacterias) y aplicación de fuentes de nitrógeno. Por el contrario, las deficiencias de nitrógeno, calcio y aplicación de fungicidas reducen el nivel de exudados. Siqueira y Franco (1988), Burbano (1989); Sánchez (2007) citados por Paz (2011), registran que la aplicación de urea foliar incrementa la exudación de glucosa, fructosa, glutamina y alanina, mientras que los ácidos orgánicos la disminuyen. Graham *et al.*, (1981) y Turner *et al.*, (1984) citados por Pazuelo *et al.*, (2005), observan un aumento de la exudación de aminoácidos y azúcares a causa de niveles muy bajos de fósforo, sin embargo Rovira y Ridge (1978) citados por Pazuelo *et al.*, (2005) registran que la deficiencia de fósforo reduce la liberación de compuestos carbonados en raíces de plantas jóvenes de trigo. Los niveles de nitrógeno, tanto en forma amoniacal como en forma de nitrato y el pH influyen también en la liberación de exudados radicales.

El desarrollo de las plantas depende de la tasa de mineralización y esta de la actividad biológica sobre la cual participan raíces, macro y microorganismos (Swisher, 1999; Paz *et al.*, 2006). Esta, es un indicador general para estimar la dinámica de acumulación o degradación de la materia orgánica y se estima a partir de indicadores relacionados con los procesos que ocurren en la rizósfera, es el caso de la respiración y la biomasa microbiana (Paz, 2007).

Para que los microorganismos puedan asociarse con las raíces deben desarrollar primero mecanismos de reconocimiento que propicien la interacción; el establecimiento o no de dichos mecanismos y por tanto la asociación, depende, del tipo de suelo, humedad, materia orgánica y temperatura entre otros factores. (Duran y Bedoya, 2002).

Marschner (1995), citado por Sánchez (2000), menciona que la planta traslada a la raíz entre el 30 y 60 % del carbono neto proveniente de la fotosíntesis, para invertirlo en el crecimiento radical, liberándolo en la rizósfera como carbono orgánico.

La humedad del suelo influye en la composición y en los niveles de los materiales orgánicos que excretan las raíces. En situaciones de estrés hídrico aumenta la cantidad de carbono orgánico en el suelo que rodea la raíz. El incremento del aporte orgánico se refiere sobre todo a los materiales solubles en agua que proceden en primer lugar de la autólisis de las células de los tejidos radicales y en menor grado de la producción de mucílagos de peso molecular bajo, además la

deseccación del suelo afecta a la viabilidad de las raíces jóvenes que constituyen una fuente adicional de sustratos carbonados (Pazuelo *et al.*, 2005).

En la rizósfera ocurren procesos catabólicos y anabólicos en torno a materiales orgánicos e inorgánicos. El primer proceso proporciona moléculas simples, ATP, energía calórica y CO₂ (gas que se utiliza como indicador de la actividad microbiana del suelo - AMS). El segundo acompleja e inmoviliza las moléculas simples en estructuras de los microorganismos (biomasa microbiana del suelo BMS), entonces las relaciones que se establezcan entre AMS y BMS y entre éstos y la materia orgánica del suelo, pueden proporcionar información valiosa para la comprensión de la dinámica del agroecosistema (Gómez y Sánchez de P. 2000).

2.5.2 Comunidad microbiana del suelo. Es un componente lábil de la fracción orgánica y contiene del 1 a 3% del carbono total y hasta 5% del nitrógeno total del suelo. Las características físicas, químicas y biológicas, así como la presencia de plantas, tienen influencia sobre el número y la actividad de las poblaciones microbianas, además juegan un papel importante en la disponibilidad y absorción de los nutrientes por parte de las plantas (Luna *et al.*, 2002), como en el caso de algunas micorrizas mejorando la nutrición de los cultivos (Munevar, 1982; García, 1984 citados por Valencia *et al.*, 1999). La humedad, el pH, la aireación, la temperatura, el material parental, la materia orgánica y otros factores ecológicos, inciden cuantitativa y cualitativamente, en la flora microbiana y su actividad. La relación de ellas, puede modificar estas condiciones, la distribución, abundancia y diversidad de microorganismos en el suelo (Mosquera, 2000). Según Sánchez de P. (1990), la importancia del componente microbiano en el suelo radica en su ubicuidad, diversidad y gran número de actividades que son capaces de realizar en diferentes ambientes (Triana, 2003).

Un suelo rico en materia orgánica y microbiota es un indicador de fertilidad y disponibilidad de nutrientes. La microbiota descompone los residuos orgánicos liberando agua y sustancias minerales, mineraliza el humus, transforma los elementos no disponibles en disponibles, participa en los procesos de fijación biológica del nitrógeno atmosférico por lo que existe una relación directa entre microorganismos, fertilidad, sanidad y contenido de materia orgánica del suelo (Gómez, 2000); además la síntesis de diferentes tipos de sustancias estimulantes del crecimiento vegetal, cuyos componentes son fuente de nutrientes y energía para la formación y desarrollo de las células; en el suelo modifica el pH; reduce las formas oxidadas de varios nutrientes y ayuda a la formación de agregados estables en el suelo; todas son acciones que solo son explicables cuando se analiza el papel fundamental que cumplen los microorganismos en el suelo y su interacción con la planta y su entorno (Gómez, 1997; Fernández y Novo, 1988; Burbano, 1989).

Según Burbano (1981), citado por Salamanca (2008), las interacciones de los microorganismos y las plantas en el suelo, estiman una actividad metabólica por parte de los microorganismos que se caracteriza por alto consumo de oxígeno, exaltada producción de dióxido de carbono e influenciada por el del sistema radical de las plantas el cual modifica las condiciones en las cuales se desarrollan los microorganismos, generando relaciones que pueden ser favorables para el microbio y la planta, desfavorable para uno de los dos ó sin influencia alguna sobre ellos. La magnitud de la mineralización de dicho carbono, es decir, la liberación de CO₂ es proporcional a la cantidad de materia orgánica, la microbiota utiliza la energía del carbono para su metabolismo. En la descomposición de los residuos no todos los invertebrados juegan el mismo papel y tienen la misma importancia y se ha demostrado que existen relaciones jerárquicas, dentro de la cuales ciertos organismos realizan un control en la actividad de otros (Cabrera y Crespo, 2001).

2.5.2.1 Indicadores de actividad biológica del suelo. Esta se puede estimar a través de diferentes indicadores que generen información de la dinámica de la materia orgánica en el suelo tales como: Tasa de Respiración (Consumo de O₂ – emisión de CO₂), producción de ATP/adenilatos, producción y liberación de calor, biosíntesis de macromoléculas (ácidos nucleicos), transformaciones específicas (p.e.: aminoficación), consumo de sustrato o acumulación del producto, actividad enzimática, tasa de mineralización de N, P, y S; dinámica de la materia orgánica y el humus, densidad poblacional y biomasa microbiana, reacciones bioquímicas, y observaciones microscópicas “*in situ*”, entre otros (Visser y Parkinson, 1992).

2.5.2.1.1 Respiración. Determina la actividad tanto de la raíz como de los microorganismos mediante la captura del CO₂ proveniente de diferentes funciones metabólicas (Bley, 1999), por lo tanto mientras mayor sea la cantidad del gas liberado, más elevada es la actividad y viceversa (Burbano, 1989; Araujo *et al.*, 1999; citados por Paz, 2006). Se debe tener en cuenta que la producción de CO₂ puede cambiar con la calidad y cantidad de material orgánico (Delaney *et al.*, 1996, y Arrigo *et al.*, 2002) y con las variaciones estacionales definidas por el clima. La ventaja de medir CO₂ y no O₂ indica la actividad de microorganismos aeróbicos y anaeróbicos (Araujo, 1999).

La atmósfera del suelo tiene un efecto sobre la actividad microbiológica y la composición del aire difiere de aquella correspondiente a la atmósfera. El contenido de CO₂ en la atmósfera en volumen está alrededor de 0.03%, mientras que en el suelo es aproximadamente de 0.2 a 1.0% en horizontes superficiales, aumentando en horizontes más profundos. El aire del suelo tiene menos oxígeno (aproximadamente 20.3% en comparación con 20.99% de la atmósfera). La cantidad de CO₂ en el suelo, varía con el contenido de materia orgánica, la

porosidad, los contenidos de humedad, la profundidad de los horizontes y también los factores medioambientales influyen tanto en el desarrollo como el desempeño de las funciones de los microorganismos (Benjumea, 1998). Los flujos de CO₂ entre la atmósfera y el suelo cumplen una función clave en el funcionamiento del ciclo del carbono, por lo que la perturbación de los procesos que los regulan, pueden modificar la concentración de CO₂ atmosférico (Munson *et al.*, 1993; Merino *et al.*, 1997).

La oxidación biológica de carbono orgánico en el suelo ocupa una posición clave en el ciclo global del carbono (C) y representa la principal forma mediante la cual el C fijado retorna a la atmósfera. El término mineralización ha sido definido como la conversión de un elemento de una forma orgánica a una inorgánica. Aplicado específicamente al C, la mineralización puede ser definida como la liberación de C-CO (Carbono a partir de carbono orgánico), 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 (carbono orgánico), (Zibilske, 1994). Así mismo, la medida del C-CO₂ (carbono a partir de dióxido de carbono) permite evaluar la actividad total de un suelo o la transformación de un determinado sustrato, o la respuesta a un tratamiento. Esto porque en la medida en que una unidad de C es incorporada al tejido celular de los microorganismos se desprenden aproximadamente 0.4 - 0.6 unidades de C-CO" de acuerdo con la eficiencia de conversión (Osorio, 2005).

Yoshioka *et al.*, (2005), citados por Paz *et al.*, (2006), estimaron la actividad microbiana en suelos con textura franco arcillosa limosa hasta franco arcillosa arenosa, sembrados con plátano bajo tres sistemas de manejo (Químico, tradicional y orgánico). Encontrando valores de 774,3 µg C-CO₂/gss en suelos con manejo orgánico aunque sin diferencia significativa con los otros manejos y en cuanto a la profundidad obtuvo mayor actividad en los primeros 5cm de suelo (911,2 µg C-CO₂/gss).

Según García y Mesa (2010), en un estudio realizado en la finca La Sultana en el municipio de Timbío, encontraron que la actividad biológica medida en la respiración de la rizósfera incrementó con el aumento de las lluvias en 171,8% bajo el Clon Hartón y 17,33 % en el Dominico Hartón.

2.5.2.1.2 Biomasa Microbiana. Es un indicador que expresa la masa de la parte viva de la materia orgánica del suelo (bacterias, ascomicetos, hongos, protozoos, algas, nematodos y otros), que constituye la reserva de C, N y demás nutrientes. (Sánchez, 1996; Rojas, 2002; citados por Paz, 2011).

Todos los organismos del suelo tienen como base de nutrición el carbono presente en la materia orgánica que en ella se acumula (residuos animales y vegetales). Para cada estado de descomposición, existe un grupo especializado y predominante de microorganismos (Bley, 1999). La base microbiana es considerada un agente producto de la transformación, por medio de la cual pasan todos los materiales orgánicos adicionados al suelo, siendo un reservorio de nutrientes. Las cantidades de nutrientes inmovilizadas en la biomasa pueden arrojar valores bastante elevados (Anderson y Domsch, 1980; Vargas y Scholles, 1998; citados por Triana 2003). Por esta razón su estimación contribuye al conocimiento de la fertilidad del suelo y el sostenimiento de esta característica en el tiempo (Primavesi 1984; citada por Salamanca 2008).

La cantidad de biomasa microbiana del suelo y los cambios estacionales sufridos por ella, van a estar influidos por la cantidad de materia orgánica, por factores climáticos, usos de la tierra y las características físicas y químicas del suelo. (Zoog *et al.*, 1997; Dalal, 1998). La importancia de cuantificar la biomasa microbiana se debe, por tanto, a la conveniencia de usarla como índice sensible de las alteraciones edáficas dadas por determinado manejo y ser un estimado rápido de la materia orgánica del suelo (Grisi y Gray, 1986; citados por Gamma *et al.*, 1997).

Cuando se estima el carbono de la biomasa microbiana se calcula la contribución de este componente al contenido total de C del suelo (C org). Anderson y Domsch, (1986), citados Visser y Parkinson (1992), han encontrado que del 2,3 al 4% del C orgánico, puede indicar pérdidas o acumulaciones de C. Swift, 1994 citado por Rojas *et al.*, 2006, registró 2.36% en monocultivos continuos con fertilización con NPK, 4.04% cuando se agregaba abono verde, y valores similares en cultivos en rotación. Sparling (1997) encontró q(C) de 0.9% en ambientes extremos, como dunas arenosas estabilizadas.

Yoshioka *et al.*, (2005), citados por Paz (2006), estimaron la biomasa microbiana en suelos sembrados con plátano bajo tres sistemas de manejo (químico, tradicional y orgánico), encontrando mayor biomasa con manejo orgánico (945 $\mu\text{g C/gss}$), seguido del manejo tradicional (612,6 $\mu\text{g C/gss}$) y el manejo químico (583,5 $\mu\text{g C/gss}$).

Salamanca (2008), muestra que el raquis de plátano al llegar al suelo genera una BMS de 1419.84 $\mu\text{g C/gss}$, explicando que este valor se deba a que el raquis posee macromoléculas con estructuras muy complejas y químicamente muy estables que pueden dar lugar a un proceso de mineralización lenta pero estable,

necesario para que los microorganismos puedan degradar dicho residuo de una manera paulatina (Arenas *et al.*, 2004).

En estudios en lotes de café bajo sombrío y a plena exposición en la meseta de Popayán, Paz *et al.*, (2006) y Rengifo *et al.*, (2010), explican que la relación de la biomasa microbiana con la temperatura y la precipitación, está dada por la actividad de la rizósfera y la liberación de exudados y otras sustancias al suelo, explicando que en época seca se disminuye la humedad del suelo y los nutrientes se hacen menos disponibles (Swisher, 1999). Bajo estas condiciones aumenta la actividad radical, hay liberación de rizodepositados y como efecto aumentan las poblaciones de microorganismos (Sánchez 2000). En cuanto a la precipitación Burbano (1989), afirma que la disponibilidad de agua en el suelo afecta la diversidad de las especies, la supervivencia, el movimiento y la actividad de los microorganismos. Lo que explica el comportamiento de la población microbiana. Siqueira *et al.*, (1994) y Gómez (2000), reportaron que la actividad microbiana está ligada a las especies cultivadas.

Según García y Mesa (2010), en estudios realizados en un lote de plátano en el municipio de Timbío, encuentran una relación directa entre las condiciones climáticas (época seca y lluviosa) y los contenidos de BM; reportando que a medida que aumenta el volumen de lluvias aumentan las poblaciones microbianas.

En cuanto a la correlación entre la actividad biológica y la biomasa microbiana, Paz *et al.*, (2006), encontraron relación directa, explicando este resultado, mediante el aporte que hacen las raíces en rizodepositados (destacándose los lisados y el mucigel) atractivos para el sustento de los microorganismos (Marschner 1995, citado por Sánchez, 2000), en consecuencia se incrementan las poblaciones cuando estos son liberados.

La cantidad de carbono liberado como CO₂ (C respiración) puede ser relacionado con el carbono de la biomasa (C microbiano), así: $(C \text{ resp})/(C \text{ microb})$, para tener un cociente de CO₂, como parámetro cinético que indica que está ocurriendo en la actividad microbiana del suelo (Anderson y Domsch 1986, Rojas *et al.*, 2002 citados por García y Mesa, 2010).

2.5.2.2 Factores que afectan a los microorganismos. Una de las prácticas de considerable influencia sobre la vida del suelo es la rotación del cultivo lo que significa cambiar la materia orgánica que esta adicionada al suelo beneficiando un equilibrio entre organismos y se evita la proliferación unilateral de alguno de ellos (Primavesi, 1982). Otro factor es el clima el cual regula las velocidades de

reacción de los cambios biológicos y químicos de los suelos, estas pueden aumentar dos o tres veces por cada incremento de 10°C (Mayea, 1989; Sánchez de P, 2000; y Paz, 2006).

Según Foth y Turk (1981), citados por Triana (2003), la temperatura afecta la ovoposición, reproducción, movilidad, desarrollo y supervivencia de los microorganismos; por ejemplo la mayoría de los nematodos se inactivan entre 5 y 15°C y a más de 35°C (Freckman y Ettma, 1982) y con la relación de los niveles de humedad, el óptimo para su desarrollo está entre 40% y 60% de la capacidad de campo de los suelo. El pH del medio afecta en gran medida la vida microbiana; por ejemplo las bacterias y los actinomicetos requieren pH alrededor de la neutralidad, mientras que los hongos filamentosos y las levaduras pueden soportar pH ácido (Mayea, 1989).

2.6 La cobertura vegetal o “mulch”. Es una práctica agrícola en la cual los materiales orgánicos (residuos vegetales) se esparcen sobre la superficie del suelo, con el propósito de formar una cubierta protectora que será afectada física, biológica y químicamente. Los efectos físicos que se derivan de la utilización de esta práctica guardan relación con la conservación de la humedad del suelo, los controles de la escorrentía, pérdidas causadas por erosión, además de absorber la fuerza de las gotas de agua y eliminar el efecto de salpicadura, reducir arvenses, controlar la temperatura y mejorar la estructura del suelo (Burbano, 1989).

Los residuos de las cosechas representan el grupo de partes del vegetal no consumibles por el hombre. Tales residuos no deben considerarse desdeñables puesto que representan una aportación al año de 500 a 800Kg/Ha de humus (Acosta, 1986).

Los residuos vegetales en el suelo son atacados, transformados y descompuestos por la mesofauna y microorganismos, producto de una oxidación enzimática que restituye los mismos compuestos minerales, que gracias a la fotosíntesis fueron transformados en compuestos orgánicos constituyentes del material vegetal (Bottner 1982 y Paul 1991, citados por Gallardo 1994). La cobertura vegetal, es de vital importancia, ya que al incorporarse al suelo en forma de materia orgánica se constituye en la fracción más activa y dinámica, incrementando el potencial productivo y mejorando la actividad biológica porque actúa como un acondicionador y mejorador de las propiedades del suelo (Garavito, 1979).

2.6.1 Beneficios de las coberturas y su aporte en materia orgánica. Son importantes pues mejoran la absorción del agua y su conservación, en consecuencia las temperaturas del suelo disminuyen bajo las coberturas como por ejemplo en las regiones tropicales calientes; algunos autores citan que redujeron la temperatura en 2°C en los 10 cm superiores del suelo durante los días calientes y en 5°C en las tardes (Thurston, 1992).

Amézquita (1994), comentó que en un suelo desnudo a 1 cm la temperatura fue de 33°C y con cobertura de tamo de maíz fue de 22°C y en perfil hasta los 20 cm fue de 22°C, mientras sin cobertura fue de 27°C. (Woomer *et al.*, 1994). A medida que varía la temperatura en el ambiente y en suelo se favorecieron diferentes tipos de microorganismos que actúan en diversos procesos de descomposición; además en sitios húmedos el estado de descomposición es más rápido (Schunrer *et al.*, 1986; Swift y Woomer 1993, citados por Navia *et al.*, 2006).

Algunas características físicas afectadas por las coberturas son:

2.6.1.1 Estructura o agregado del suelo. La descomposición de los residuos orgánicos (raíces, tallos, hojas) a través de los microorganismos provee agregación a los terrones, mejora la estabilidad estructural y la porosidad, por lo tanto, afecta la aireación, aumenta el drenaje y la infiltración del agua en el suelo (OIRSA, 2005).

2.6.1.2 Efecto biológico. La materia orgánica es fuente de energía y nutrientes para las plantas. Se considera por tanto, que el humus puede actuar directamente sobre la producción de los cultivos, aportando a las plantas a través de la descomposición biológica N, S y P en formas asequibles. Varias investigaciones ponen en manifiesto que los humatos solubles, ciertas vitaminas, algunos aminoácidos del ciclo de Krebs y los polifenoles, todos ellos componentes del humus del suelo y de abonos orgánicos, tienen la capacidad de estimular el crecimiento de las plantas (Morales y García, 1995).

Duicela *et al.*, (2003) estimaron que en parcelas de café con adición de mulch (cobertura vegetal muerta) se obtuvo 491 Kg café pergamino seco/ha, seguido del testigo (sin cobertura) con 407 Kg/ha. Concluyendo que el uso de la cobertura muerta resultó más ventajosa en términos económicos, en relación a la cobertura viva de maní forrajero (testigo). Los resultados del experimento permitieron establecer que el uso del mantillo (cobertura muerta) incrementó la producción del cafetal en un 21%. El INIAP (1983), citado por Duicela *et al.*, (2003), realizó algunos ensayos sobre los efectos de la cobertura muerta (mantillo) usando

residuos de maíz, encontrando resultados similares, donde el mulch presentó un efecto positivo sobre el rendimiento de los cafetales arábigos.

Salaú *et al.*, (1992) citado por Orozco (2002), evaluó el efecto de coberturas vegetales y sintéticas (plásticos) sobre las propiedades del suelo y el crecimiento de plátano (AAB). Las coberturas orgánicas (virutas de madera) mantuvieron condiciones más favorables del suelo y aumentaron el rendimiento.

2.6.1.3 Descomposición de los residuos orgánicos. Esta ocurre en tres fases: la primera es la fragmentación y mezcla con el suelo mineral efectuada por la macro y mega fauna (2 - 20 mm); la segunda la ruptura de grandes moléculas mediante la acción de enzimas liberadas por algunos hongos y bacterias, y la tercera es la asimilación y transformación de los productos solubles a través de los microorganismos del suelo (microflora y microfauna < 100µm). Los productos secundarios del metabolismo de los organismos y de la ruptura de grandes moléculas se acumulan como una sustancia coloidal compleja (humus) (Martínez *et al.*, 2008).

La tasa de descomposición de la materia orgánica del suelo (MOS) está en función de diversas características y procesos incluyendo la composición química o calidad del material orgánico, la temperatura y humedad del sustrato y la composición de la comunidad descomponedora. Su velocidad de descomposición, por lo general, es alta hasta que desaparecen los compuestos de fácil degradación (proteínas, almidones y azúcares). Las biomoléculas de celulosa, hemicelulosa y lignina se degradan más lentamente, pero brindan barreras de protección al suelo y posibilidades de almacenamiento o acumulación de materia orgánica (Wardle y Lavelle, 1997; Heal *et al.*, 1997; Neher *et al.*, 2003, citados por Navia 2006).

En la naturaleza son pocos los organismos que poseen la variedad necesaria de capacidades metabólicas para mineralizar sustratos potenciales de estructura tan compleja. Por consiguiente en la mayoría de las ocasiones el proceso degradativo es la suma de las actividades funcionales de muchos organismos que colonizan un sustrato orgánico. Además las capacidades catabólicas no son específicas y para cualquier reacción hay numerosos organismos fisiológicamente equivalentes. Los miembros de una comunidad con frecuencia establecen interacciones que modifican su eficacia para descomponer un sustrato. Las relaciones entre organismos son complejas y se pueden manifestar en un aumento de la actividad degradativa o por el contrario en una inhibición del proceso (Swift, 1978; citado por Gaviria y Villareal, 2003).

Flores y Vargas (1994), evaluaron el grado de descomposición de residuos vegetales de banano (hojas) conforme transcurre el tiempo; encontraron que durante los primeros 18 meses los contenidos de N, P, K, Ca y Mg disminuyen debido a los procesos de mineralización y que conforme avanza el estado de degradación de los residuos se incrementan Mn, Fe, Cu y Zn.

El manejo de diversas prácticas culturales (establecimiento de leguminosas en rotación de cultivos, abonos verdes, aplicación de materia orgánica, etc.) permite que los sistemas agrícolas requieran menos aplicaciones externas de energía; con ello se favorece la conservación del recurso suelo en una condición favorable. Por otra parte, estas prácticas permiten que la actividad microbiana sea favorecida y que se tenga mayor diversidad de microorganismos, de tal forma que se establezcan diversas relaciones tróficas que contribuyan a la sanidad y fertilidad de los suelos manipulados en esta forma. (Ferrera y Alarcón 2006).

3. METODOLOGÍA

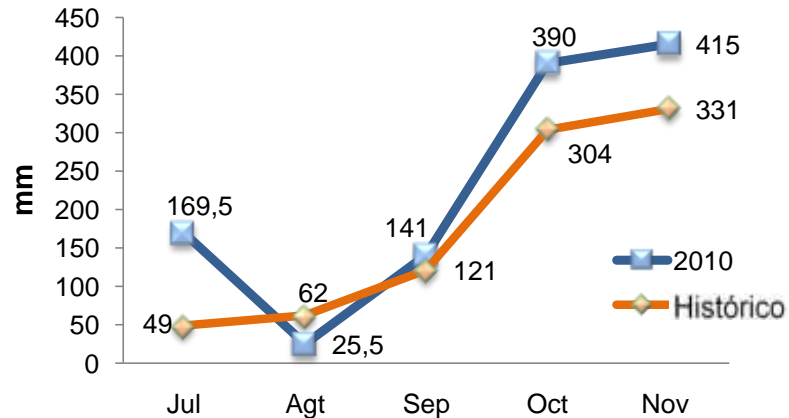
3.1 CARACTERÍSTICAS DE LA ZONA DE ESTUDIO

En el municipio de Timbío (Cauca), vereda Urubamba, se encuentra ubicada la finca La Sultana, propiedad de la Universidad del Cauca. El predio esta a una altura sobre el nivel del mar de 1780 msnm, con una precipitación promedio de 2003 mm al año, temperatura promedio de 18.4°C, brillo solar de 1819 hora año y humedad relativa del 80% (Subestación Experimental Manuel Mejía, CENICAFE. Tambo (Cauca)).

La finca cuenta con un cultivo de plátano establecido hace 6 años con los Clones Hartón (*Musa AAB*) y Dominico hartón (*Musa AAB Simmons*) en el cual se llevan a cabo labores culturales tradicionales. Según análisis, se caracteriza por ser un suelo derivado de cenizas volcánicas con textura franco arenosa, buena permeabilidad, con 11.80% de materia orgánica, pH 4.6, saturación de aluminio de 31.6%, fósforo asimilable 6,2 ppm y CIC 3.16.

Para la toma de datos durante el desarrollo de la investigación, se determinaron dos épocas de muestreo, dependiendo de las condiciones climáticas, denominadas época seca (Julio y Agosto), y época lluviosa (Octubre y Noviembre); lo anterior se verifica en la figura 1, que describe el comportamiento de las lluvias de acuerdo con los registros arrojados por la Subestación Experimental Manuel Mejía, CENICAFE Tambo (Cauca) para el año 2010 comparado con los históricos.

Figura 1. Comparación entre los promedios de precipitación entre Julio y Noviembre de 2010 y el registro histórico.



■ 2010 Promedio precipitación Julio – Noviembre de 2010.

◆ Histórico Promedio precipitación histórico Julio – Noviembre.

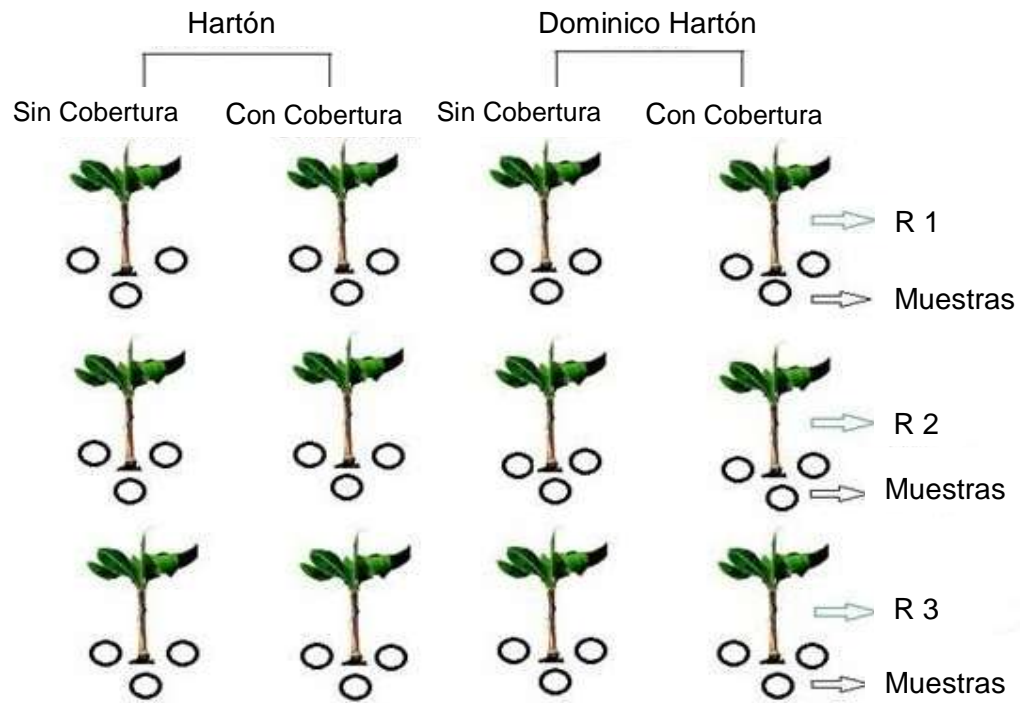
Fuente: Subestación experimental Manuel Mejía, CENICAFE Tambo (Cauca).

3.2 SELECCIÓN DE PLANTAS

Del lote establecido, se seleccionaron 6 unidades de plátano Hartón y 6 unidades de plátano Dominicó Hartón. Sobre ellas, se planteó un diseño factorial 2 x 2 x 3 en bloques completos al azar, compuesto por 2 fuentes de variación (tipo de plátano y tipo de cobertura en el suelo (limpio y cubierto con residuos de cosecha hojas y tallo de plátano) y tres bloques, donde se considera el estado de desarrollo de las plantas (basado en el perímetro del seudotallo). La distribución de los tratamientos en campo se ilustra en la figura 2.

Por lo anterior, se especifica que para determinar desarrollo de las plantas iniciando la investigación (Julio), se basó en la medida del perímetro del seudotallo (a 1m metro desde el suelo) así: 2 plantas con perímetro entre 0.32 a 0.46 m (R1), 2 entre 0.47 a 0.61 m (R2) y 2 entre 0.62 a 0.76 m (R3). Mediante ANAVA ($\alpha = 0.10$) se determinaron las diferencias significativas entre los rangos establecidos, (Anexo 1).

Figura 2. Forma de muestreo en los suelos de las plantas seleccionadas. Este se realizó por triplicado en cada planta



3.3 INDICADORES A CARACTERIZAR

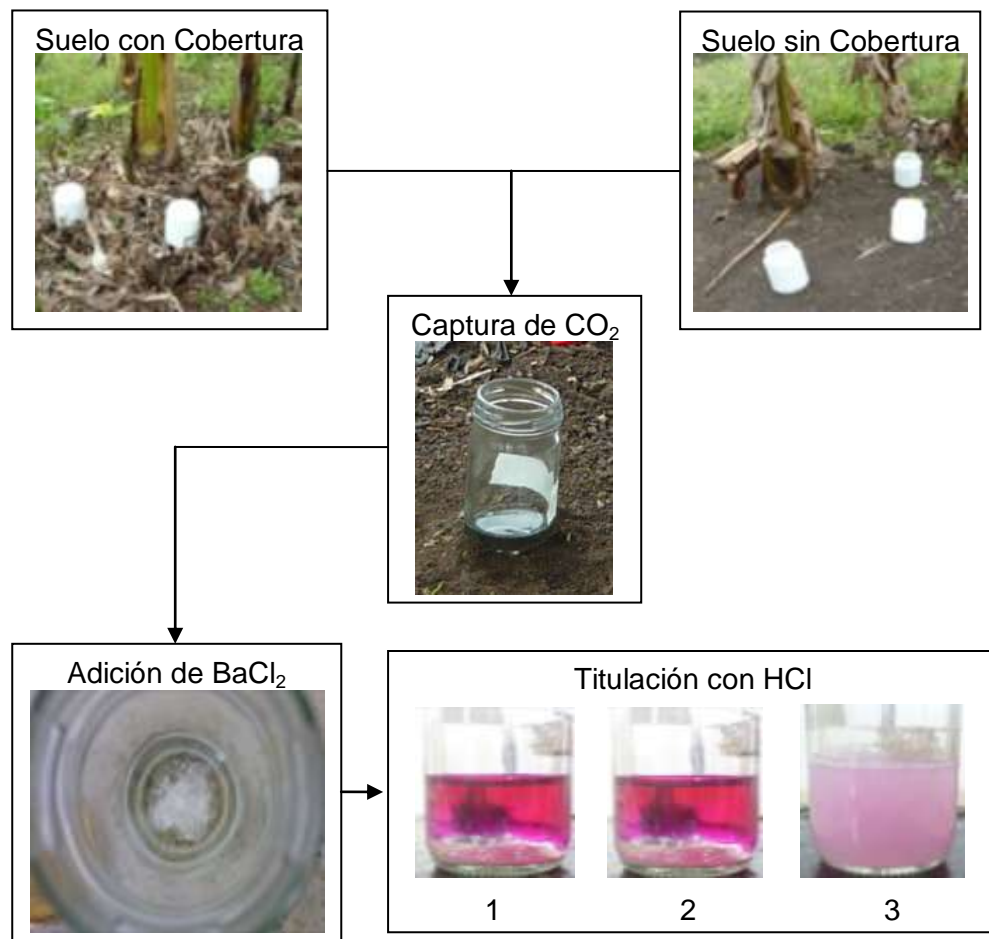
Como indicadores del estado biológico del suelo se determinaron en cada una de las unidades experimentales la actividad biológica mediante la captura de C-CO₂ (método utilizado por Swisher, 1999) y la biomasa microbiana mediante la determinación de carbono microbiano (Método de fumigación extracción CIAT, Akasawua, 2001) (Anexo 2).

3.3.1 Metodología de campo. Para la preparación del suelo bajo las plantas de plátano seleccionadas, se procedió a picar los residuos de cosecha como tallos y hojas (partículas no mayores a 5 cm), que posteriormente fueron esparcidas alrededor de cada planta (plato con 1m de perímetro) que fue seleccionada para ser manejada con cobertura; para el manejo de suelo limpio (sin cobertura) se realizó un control manual de arvenses.

3.3.1.1 Captura de CO₂. Se utilizó el método de campo de Swicher (1999), para el cual se preparó una solución de hidróxido de sodio (NaOH), de la que se adicionaron 30ml en frascos de cristal que se dejaron en cada sitio de muestreo. Cada frasco se ubico en los lugares seleccionados y después de 24 horas se agrego 2 gotas de cloruro de bario (BaCl₂) para detener la captura de dióxido de carbono (CO₂).

En laboratorio a cada muestra se añadieron 2 gotas de fenolftaleína, lo que hizo que tomara un color violeta, este se torna más clara a medida que avanzo la titulación con acido clorhídrico (HCl al 0.2N) hasta llegar a un color blanquecino lo que indicó el final de la titulación, como se muestra en la figura 3.

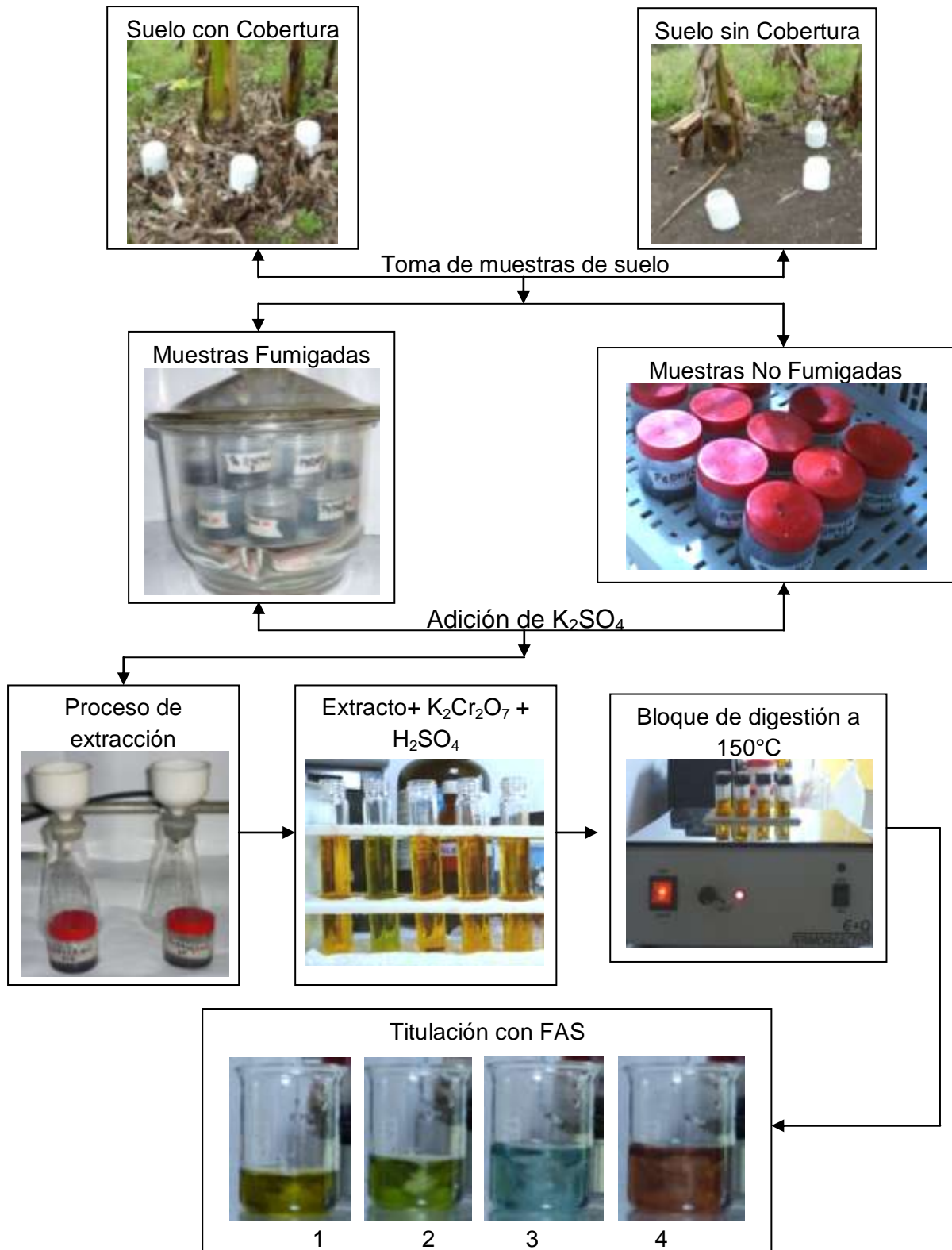
Figura 3. Captura de CO₂ en campo y titulación en laboratorio



3.3.1.2 Carbono microbiano. Se hizo mediante el método de Fumigación – extracción publicado por el CIAT, que consistió en tomar muestras de suelo que se tamizaron y se sometieron a pruebas de humedad; las muestras se incubaron durante 3 días en dos medios, una parte de las muestras en desecador con cloroformo (Muestras fumigadas) y la otra parte se dejó en condiciones ambientales normales (Muestras No fumigadas).

Pasados los 3 días a cada muestra se añadió 20ml de solución de sulfato de potasio (K_2SO_4), se dejó en agitador orbital por 30 min y después cada una se sometió a procesos de extracción al vacío. De la solución obtenida en la extracción se tomaron 4ml, más 1ml de solución de dicromato de potasio ($K_2Cr_2O_2$) previamente preparada, además de 5ml de ácido sulfúrico (H_2SO_4) que se adicionaron a tubos de ensayo que fueron llevados a bloque de digestión seca a $150^{\circ}C$ durante 2 horas; después de este tiempo las muestras se vaciaron en beakers y se agregó 2 gotas de ferroína, tomando las muestras un color verde que al titular con sulfato ferroso amoniacal (FAS) vió de color verde oscuro a verde esmeralda y luego a verde aguamarina, finalizando con un color café que determinó el momento de parar la titulación. En la figura 4, se ilustra el proceso en campo y laboratorio.

Figura 4. Proceso en campo y laboratorio para el cálculo de carbono microbiano



3.4 MUESTREO

Las 12 unidades experimentales fueron muestreadas por triplicado, en 4 momentos (Julio, Agosto, Octubre y Noviembre), a una profundidad constante (10cm) considerando que las raíces del plátano son superficiales. Las muestras se tomaron a una distancia del seudotallo de 40cm. En total para cada mes en el lote se tomaron 36 muestras en respiración (más 4 blancos) y 36 en biomasa, para un total de 160 muestras en todo el tiempo de muestreo.

3.5 ANÁLISIS DE DATOS

Los datos se analizaron estadísticamente utilizando el paquete Microsoft Office Excel 2007, mediante herramientas como prueba de t ($\alpha = 0.05$; $\alpha = 0.10$) y análisis de varianza ($\alpha = 0.10$), para detectar diferencias significativas entre las fuentes de variación (tipo de plátano y el tipo de cobertura) y los tres bloques, donde se considera el desarrollo de las plantas (R1, R2 y R3), además de hacer pruebas de promedios para detectar los mejores tratamientos y bloques.

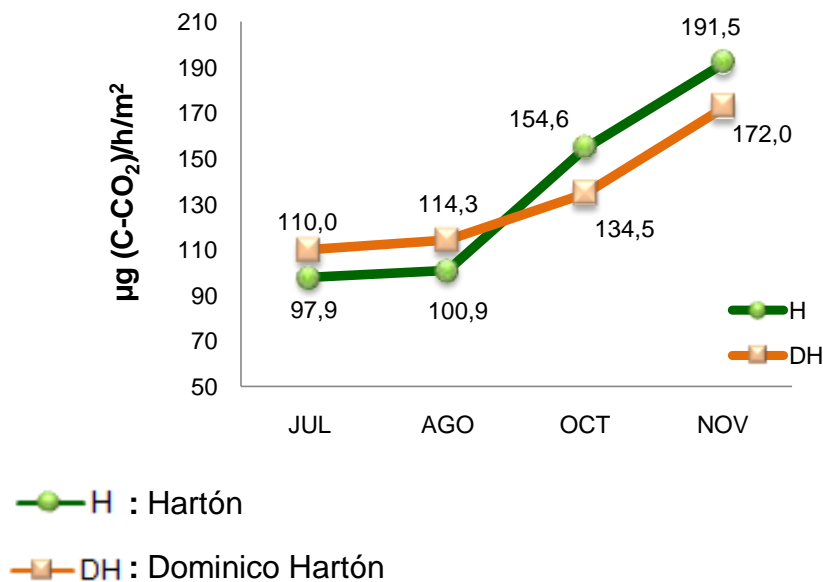
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 EFECTO DEL CLIMA SOBRE LA RIZÓSFERA DE LOS CLONES

4.1.1 Actividad biológica. En las etapas de muestreo el comportamiento de la actividad biológica basada en la respiración de la rizósfera de cada uno de los clones (Hartón y Dominico Hartón), fue a incrementar con el aumento de la precipitación.

Lo anterior se corrobora con los resultados obtenidos; en época seca (Julio y Agosto) la mayor respiración fue para la rizósfera del Clon Dominico Hartón con $110.0 \mu\text{g}(\text{C-CO}_2)/\text{h}/\text{m}^2$ y $114.3 \mu\text{g}(\text{C-CO}_2)/\text{h}/\text{m}^2$ representando una diferencia de 12,3% y 13,2% con respecto a la del Clon Hartón; caso contrario ocurrió en la época lluviosa (Octubre y Noviembre) donde en el suelo del clon Hartón presentó mejores promedios de respiración equivalentes a $154.6 \mu\text{g}(\text{C-CO}_2)/\text{h}/\text{m}^2$ y $191.5 \mu\text{g}(\text{C-CO}_2)/\text{h}/\text{m}^2$ representando un 14,9% y 11,3% frente al Clon Dominico Hartón. La prueba de t ($\alpha = 0.10$) confirmó las diferencias reportadas para la rizósfera de cada clon en los meses evaluados (Anexo 3). Lo anterior permite inferir que la rizósfera del clon Dominico Hartón fue más activa en época seca mientras que la del Hartón lo fue en la época lluviosa.

Figura 5. Promedios de la actividad biológica ($\mu\text{g}(\text{C-CO}_2)/\text{h}/\text{m}^2$), en la rizósfera de los Clones Hartón y Dominico Hartón, durante los meses de evaluación



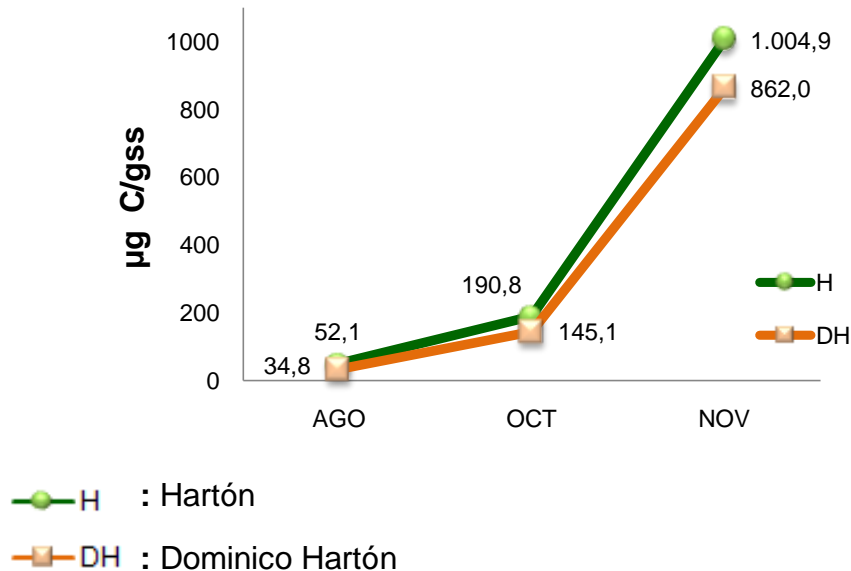
Los resultados anteriores se explican según lo reportado por Tai (1977), Robinson y Bower (1988), citados por Paz (2007) y García y Mesa (2010), quienes mencionan las tendencias de las plantas de plátano de reducir la transpiración bajo condiciones de estrés hídrico; este puede ser un mecanismo de resistencia a la sequía para economizar agua, ya que esta especie presenta una gran superficie transpirante. Los mismos autores manifiestan que el clon Hartón presenta más tasa de fotosíntesis ($13.9 \mu\text{mol CO}_2\text{m}^{-2}\text{s}^{-1}$) que el clon Dominico Hartón ($12,76 \mu\text{mol CO}_2\text{m}^{-2}\text{s}^{-1}$), por lo tanto mayor transpiración y mayor respiración. Para el caso de este estudio el clon Hartón también manifestó mayor intensidad en el mecanismo de resistencia durante el periodo comprendido entre Julio y Agosto. Para el segundo periodo (Octubre y Noviembre) este mecanismo se rompe con aumento de las lluvias para satisfacción de sus necesidades hídricas.

La tendencia ya mencionada corrobora a la encontrada por García y Mesa (2010), quienes reportaron que la respiración de la rizósfera fue menor en época seca y mayor en época lluviosa, obteniendo en época seca (Enero - Febrero) $30.5 \mu\text{g(C-CO}_2\text{)/h/m}^2$ y $45.0 \mu\text{g(C-CO}_2\text{)/h/m}^2$; en época de lluvias (Abril – Mayo) $82.9 \mu\text{g(C-CO}_2\text{)/h/m}^2$ y $52.8 \mu\text{g(C-CO}_2\text{)/h/m}^2$ para la rizósfera de los clones Hartón y Dominico Hartón respectivamente.

4.1.2 Biomasa microbiana. Los resultados obtenidos muestran el aumento de la biomasa de los suelos al pasar de época seca a lluviosa. Es de resaltar que la biomasa estimada tuvo un incremento en el transcurso de los meses (de Agosto a Noviembre) de 1830,3% para los suelos del Clon Hartón y de 2372,5% para los del Dominico Hartón.

Esta tendencia también ocurrió mes a mes: en Agosto (época seca) $52,06 \mu\text{gC/gss}$ y $34,85 \mu\text{g C/gss}$ para la biomasa de los clones Hartón y Dominico Hartón respectivamente, $190,81 \mu\text{gC/gss}$ y $145,14 \mu\text{gC/gss}$ en Octubre (época lluviosa) y $1004,92 \mu\text{gC/gss}$ y $861,97 \mu\text{g C/gss}$ en Noviembre (época lluviosa). Mediante prueba de t ($\alpha = 0.10$) se confirmó la diferencia significativa entre estos resultados (Anexo 4).

Figura 6. Promedio general de la biomasa microbiana ($\mu\text{g C/gss}$) estimada en rizósfera bajo efecto de los Clones Hartón y Dominico Hartón



Los resultados anteriores muestran que los suelos bajo el clon Hartón presentaron mayor biomasa microbiana en los dos periodos, situación que puede estar relacionada con el aumento de la transpiración al encontrar la planta mayor abundancia de agua. Robinson y Bower (1988) citados por García y Mesa (2010), sostienen que este clon Hartón posee mayor tasa de fotosíntesis, mayor respiración y en consecuencia mayor actividad en la zona de rizósfera, aportando posiblemente mayor contenido de exudados y permitiendo mayor desarrollo de microorganismos. Autores como Cardoso y Freitas (1992); Sánchez y Paz *et al.*, (2006) también defienden que el incremento de la actividad fisiológica de una planta, conlleva a la liberación de exudados radicales favoreciendo el aumento de las comunidades microbianas.

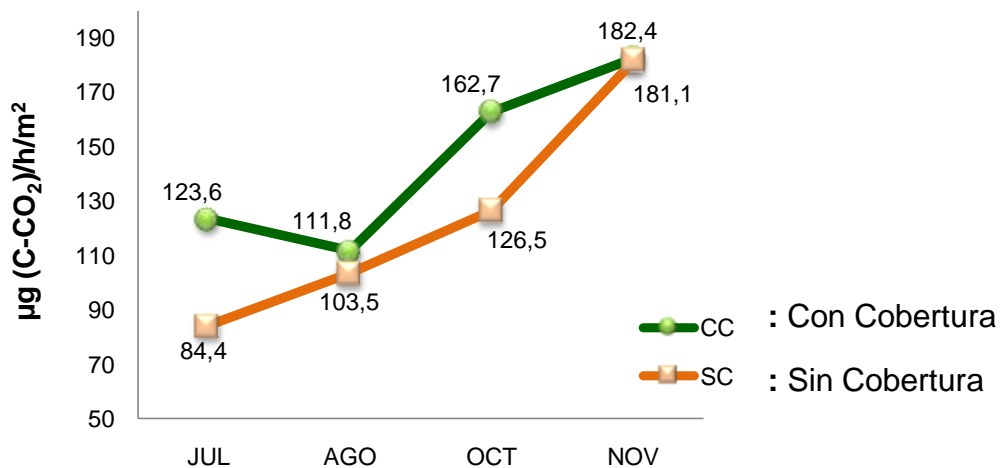
Estos resultados son corroborados con lo reportado por García y Mesa (2010), quienes encontraron incrementos de BM desde la época seca (enero-febrero 2009) hasta la lluviosa (abril-mayo 2009) para los suelos bajo el Clon Hartón 118.2% y bajo el Dominico Hartón de 69.65% demostrando que la biomasa creció en la medida que aumentó el volumen de lluvias.

4.2 EFECTO DEL CLIMA SOBRE LA COBERTURA

4.2.1 Actividad biológica. El comportamiento de la respiración, a lo largo de cuatro meses de evaluación, muestra que los suelos con cobertura (residuos de cosecha, tallo y hojas picadas de plantas de plátano) presentaron mayor respiración comparados con aquellos suelos manejados sin cobertura. Los resultados obtenidos para la respiración de la rizósfera sin y con cobertura son presentados a continuación: para Julio (época seca) se obtuvo 84.4 $\mu\text{g}(\text{C-CO}_2)/\text{h}/\text{m}^2$ y 123.6 $\mu\text{g}(\text{C-CO}_2)/\text{h}/\text{m}^2$ respectivamente, con diferencia de 46,5%; para Agosto (época seca) se obtuvo 103,5 $\mu\text{g}(\text{C-CO}_2)/\text{h}/\text{m}^2$ y 111,8 $\mu\text{g}(\text{C-CO}_2)/\text{h}/\text{m}^2$ respectivamente, con diferencia de 8 %, para Octubre (comienzo de la época lluviosa) la respiración se incrementa con valores de 126.5 $\mu\text{g}(\text{C-CO}_2)/\text{h}/\text{m}^2$ y 162.7 $\mu\text{g}(\text{C-CO}_2)/\text{h}/\text{m}^2$ estimándose una diferencia de 28,6%, todos los incrementos a favor de la cobertura. Estas diferencias consideradas como significativas se determinaron mediante prueba de t ($\alpha = 0.05$ Anexo 5). Para el mes de Noviembre no se encontró diferencias entre los dos sistemas de manejo.

Son de destacar dos muestreos, donde se obtuvo mayor diferencia en la respiración por efecto del clima sobre las coberturas, Julio y Octubre, evento que puede explicarse debido a mayor precipitación en estos meses en contraste con la baja presencia de lluvia en Agosto, como se corroboró en la prueba de t ($\alpha = 0.05$) analizada para los datos de pluviosidad presentados en la zona de estudio, (Anexo 1).

Figura 7. Promedios de la actividad biológica en la rizósfera de plátano basados en respiración ($\mu\text{g}(\text{C-CO}_2)/\text{h}/\text{m}^2$), en suelos sin y con cobertura durante el periodo de evaluación (Julio a Noviembre)

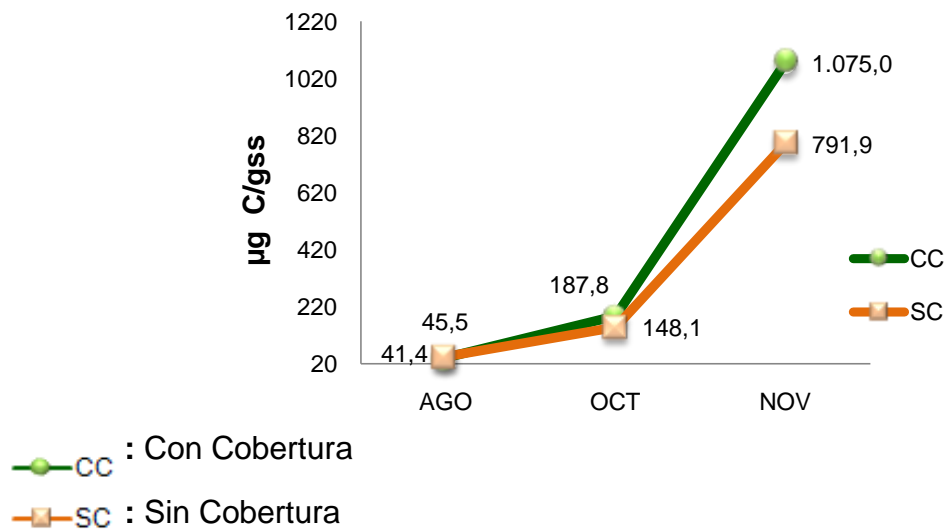


La mayor respuesta de respiración de la rizósfera obtenida en los suelos con cobertura se puede explicar primero, porque el manejo de la cobertura induce el crecimiento de las raíces, por lo tanto estimula la liberación de diferentes tipos de exudados radicales como: carbohidratos del tipo de los monosacáridos y oligosacáridos.

Como exudados importantes también se encuentran factores del crecimiento como la tiamina, niacina, colina, inositol, piridoxina, ácido *N*-metil nicotínico, etc., que son necesarios para el desarrollo tanto de hongos, bacterias, actinomicetos y algas como para la microfauna (protozoos, nemátodos e insectos) como lo mencionan Ferrera - Cerrato y Pérez - Moreno (1995), citados por Acuña *et al.*, (2006) según estudio realizado en banano (*Musa acuminata*) en la zona atlántica de Costa Rica; y segundo porque la aplicación de materia orgánica o de materiales vegetales aporta al suelo compuestos energéticos como celulosa, lignina, almidón, azúcares, grasas y proteínas, los cuales favorecen la actividad de las poblaciones microbianas; y a su vez las sustancias que producen las bacterias y hongos superiores como el ácido 3-indolacético y algunas otras sustancias que estimulan el crecimiento y desarrollo de las plantas (Taylor, 1968; Christie, 1982; Daubenmire, 1988; citados por Quezada, 1999).

4.2.2 Biomasa microbiana. La tendencia de la biomasa microbiana, incrementa al pasar de época seca a lluviosa como ocurrió con la respiración de la rizósfera. Comparando los resultados de los suelos con cobertura entre los meses de Agosto (41,4 µgC/gss - época seca) y Noviembre (1075,0 µgC/gss - época lluviosa) se encontró un incremento de 2494,8%, y en los suelos sin cobertura, la BM se incrementó en 1641,2%, entre Agosto (45,5 µgC/gss) y Noviembre (791,9 µgC/gss). Cabe destacar que el mayor incremento de BM ocurrió entre los muestreos de Octubre y Noviembre, tanto en suelos sin cobertura como con cobertura de tallo y hojas picadas de plantas de plátano. Las anteriores diferencias muestreo fueron corroboradas mediante prueba de t ($\alpha = 0.10$), (Anexo 6).

Figura 8. Valores promedio de la biomasa microbiana ($\mu\text{gC/gss}$), en suelos sembrados con plátano y manejados sin y con cobertura



Los resultados reportados anteriormente, se explican porque la materia orgánica incorporada ayuda a conservar la humedad del suelo que influye sobre la actividad de la microflora y es uno de los factores que más interviene en el control de la producción de la biomasa; en el medio edáfico los factores ambientales (temperatura, precipitación y humedad) definen las características del medio en que se degrada el material vegetal, tales factores ejercen numerosos efectos interdependientes sobre la actividad microbiana del suelo, y modifican la tasa de crecimiento de la microflora así como su metabolismo e influyen en la colonización y en las transformaciones de los compuestos orgánicos (Pazuelo *et al.*, 2005).

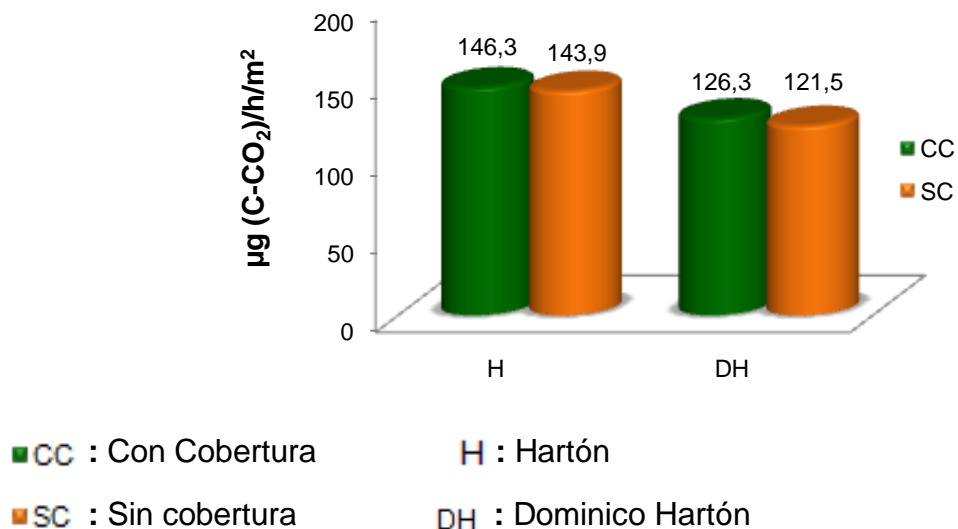
El alto contenido de BM en los suelos cubiertos puede ser el resultado de la relación directa entre la materia orgánica y la dinámica de los microorganismos, debido a que todo material orgánico que ingresa al suelo, es utilizado como fuente de energía por las poblaciones microbianas (Partón *et al.*, 1987; Powlson *et al.*, 1987; Sparling, 1992). Este efecto es más eficiente, cuando el material orgánico empleado como cobertura proviene del mismo cultivo.

Quezada (1999) reporta que el uso de coberturas de residuo de cosecha de banano fue una técnica que mostró un efecto positivo en el control y disminución de las poblaciones de organismos parásitos y aumento la población de benéficos.

4.3 EFECTO DE LA COBERTURA SOBRE LA RIZOSFERA DE LOS CLONES

4.3.1 Actividad biológica. Según la tendencia de los resultados encontrados, la respiración de la rizósfera de plantas de plátano, fue mayor para los suelos manejados con cobertura en los dos clones. Se encontró en el suelo del Clon Hartón con cobertura un promedio de respiración de $146.3 \mu\text{g}(\text{C-CO}_2)/\text{h}/\text{m}^2$ y sin cobertura un resultado de $143.9 \mu\text{g}(\text{C-CO}_2)/\text{h}/\text{m}^2$ con una diferencia 15,8%; en el clon Dominico Hartón $126.3 \mu\text{g}(\text{C-CO}_2)/\text{h}/\text{m}^2$ y $121.5 \mu\text{g}(\text{C-CO}_2)/\text{h}/\text{m}^2$ respectivamente con una diferencia de 18,4%. Las diferencias se detectaron significativamente por medio de prueba de t ($\alpha = 0,05$). (Anexo 7).

Figura 9. Valores promedio de la respiración de la rizósfera ($\mu\text{g}(\text{C-CO}_2)/\text{h}/\text{m}^2$) de los clones Hartón y Dominico Hartón en suelos con y sin cobertura



La influencia de las coberturas en la respiración de la rizósfera bajo los clones mencionados, se debe a que los residuos vegetales sobre el suelo producen un efecto aislante, disminuyendo sensiblemente la cantidad de calor que pudiera incidir en los asensos de temperatura (Woomer *et al.*, 1994., Amezquita, 1994) y la rápida evaporación del agua ayudando a conservar la humedad.

Según los datos registrados durante la evaluación en el lote de la finca La Sultana, la temperatura promedio en los suelos sin cobertura fue de 26°C y 23°C en suelos cubiertos con los residuos de cosecha, lo que permite corroborar lo mencionado por Amezquita (1994) quien reporta que en un suelo desnudo a 1 cm la

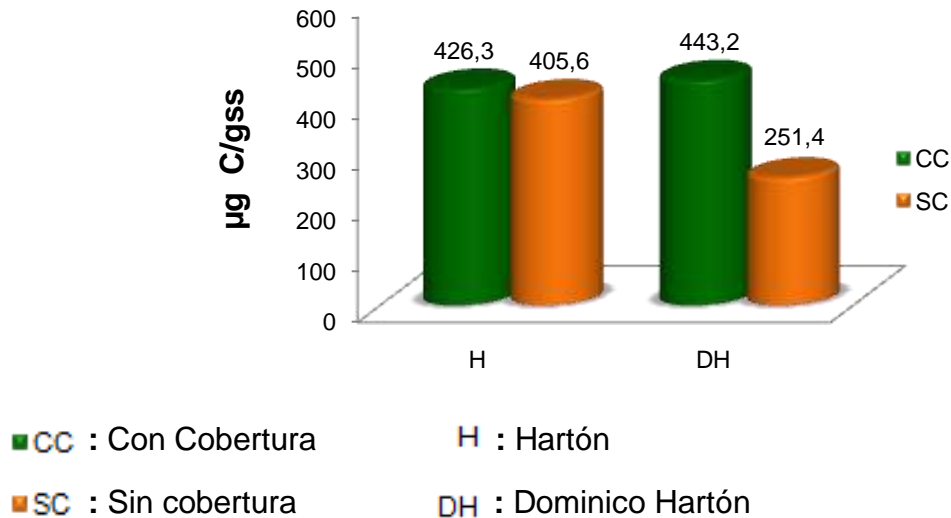
temperatura fue de 33°C y con cobertura de tamo de maíz fue de 22°C y en perfil hasta los 20 cm fue de 22°C, mientras sin cobertura fue de 27°C.

Mediante diferentes investigaciones se ha demostrado que la cobertura vegetal "mulch" facilita el desarrollo de raíces, influyendo en la entrada de sustancias nutritivas en el organismo vegetal, en su respiración y metabolismo (Kononova 1982, citada por Flores y Vargas 1994).

La cantidad de nutrientes aportados por los residuos de cosecha afectan la tasa de respiración de las raíces, debido al aumento en la actividad de absorción y transporte de los nutrientes (Swisher, 1999). Varias investigaciones ponen en manifiesto que los humatos solubles, ciertas vitaminas, algunos aminoácidos del ciclo de Krebs y los polifenoles, todos ellos componentes del humus del suelo y de abonos orgánicos, tienen la capacidad de estimular el crecimiento de planta y raíces (Morales y García 1995).

4.3.2 Biomasa microbiana. Durante el periodo de evaluación (Julio-Noviembre), la biomasa microbiana del suelo con cobertura para el Clon Hartón presentó valores promedios de 426,3 µgC/gss y sin cobertura de 405,6 µgC/gss con una diferencia de 5,1%; el Dominico Hartón de 443,2 µgC/gss y de 251,4 µgC/gss respectivamente y una diferencia de 76,3% a favor de la cobertura. Estadísticamente las diferencias significativas fueron detectadas mediante prueba de t ($\alpha = 0.10$), (Anexo 8).

Figura 10. Promedios generales de biomasa microbiana ($\mu\text{gC/gss}$), estimada en suelos con y sin cobertura bajo influencia de los clones Hartón y Dominico Hartón, durante el periodo de evaluación



El mayor contenido de biomasa en los suelos con cobertura bajo los dos clones, se puede explicar porque la aplicación de materiales vegetales aporta compuestos energéticos e incide en los aspectos físicos del suelo, ocasionando una mejor retención de agua y una mejor aireación que favorecen la actividad y desarrollo de las poblaciones microbianas, y en consecuencia las condiciones para el crecimiento de las plantas (Quezada, 1999 y OIRSA, 2005).

La diferencia marcada en el contenido de BM del suelo bajo el clon Dominico Hartón, puede estar relacionada con su adaptación a climas templados (0 a 2000 msnm, Belalcazar, 2003), por lo tanto el manejo de los residuos de cosecha como cobertura del suelo, permiten regular la temperatura además de inducir el crecimiento de las raíces, estimulando la liberación de diferentes tipos de exudados radicales facilitando desarrollo de la BM (Acuña *et al.*, 2006), comparado con el manejo de suelos limpios, donde el contenido es menor por el aumento de la temperatura afectando las respuestas fisiológicas normales de la planta.

Bolaños *et al.*, (2003) en estudios realizados en un lote de plátano Dominico-Hartón en la finca Curramba, Municipio de Montenegro, Quindío, observaron que la aplicación conjunta de materia orgánica y fertilizante mineral afecta positivamente las propiedades químicas del suelo y contribuye con el crecimiento,

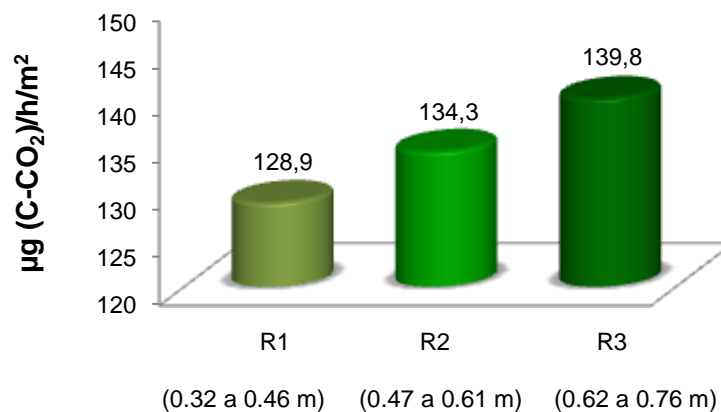
desarrollo y mantenimiento de un buen sistema radical, que es el componente morfológico más débil del plátano, eso asegura la capacidad de absorción de nutrientes y permanencia del cultivo, lo que incrementa la producción (Grisales, 1997).

4.4 EFECTO DEL DESARROLLO BASADO EN EL PERÍMETRO DEL SEUDOTALLO SOBRE LA ACTIVIDAD BIOLÓGICA Y MICROBIANA

4.4.1 Actividad biológica, Relacionando el comportamiento de la respiración de la rizósfera con el perímetro del seudotallo de las plantas, se observa que en los suelos de las plantas R3 (0.62 a 0.76m) ocurrió la mayor respiración con $139,8 \mu\text{g}(\text{C-CO}_2)/\text{h}/\text{m}^2$, seguido por las R2 (0.47 a 0.61m) con $134,3 \mu\text{g}(\text{C-CO}_2)/\text{h}/\text{m}^2$ y por último las plantas R1 (0.32 a 0.46m) con $128,9 \mu\text{g}(\text{C-CO}_2)/\text{h}/\text{m}^2$.

Analizando los valores promedios de respiración de la rizósfera, se encontró que los resultados bajo las plantas R3 y R2 son mayores que los encontrados en las R1, reportando diferencias de 8,5% y 4,2% respectivamente. Mediante prueba de t ($\alpha = 0.05$), se corroboraron esta diferencias significativas (Anexo, 9).

Figura 11. Promedios de respiración ($\mu\text{g}(\text{C-CO}_2)/\text{h}/\text{m}^2$) de la rizósfera de plátano relacionados con el perímetro de las plantas



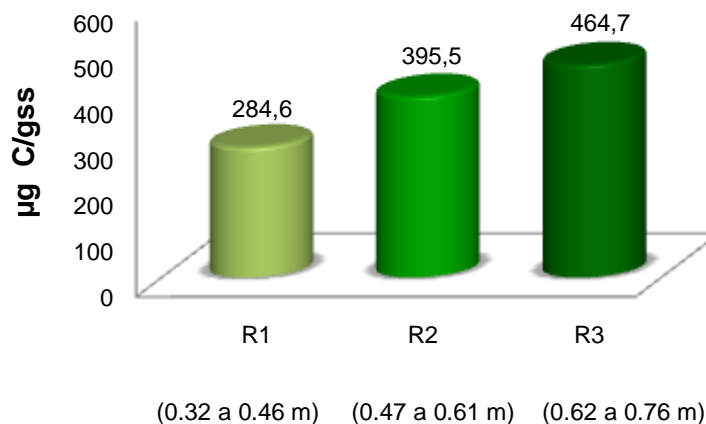
En los resultados obtenidos se observa que la respiración de la rizósfera se relaciona con el perímetro de la planta, por lo tanto, cuando la planta expresa mayor desarrollo (perímetro), incrementa la fotosíntesis, la transpiración y aumenta la demanda de agua y nutrientes, por tanto hay mayor gasto y consumo

de energía, incrementando como consecuencia la respiración, la actividad radical y la liberación de exudados (Marschner (1995), Azcón-Bleto y Talón, 2000; citados por Paz y Sánchez (2006).

Se considera que la variedad y la cantidad de los compuestos orgánicos presentes en los exudados radicales, dependen en gran parte de la misma planta, los cuales pueden variar dependiendo de la genética, la edad, la nutrición y el desarrollo de la misma (Kozdroj y Elsas 2000; Guitian y Bardgett, 2000, citados por Mosquera, 2001).

4.4.2 Biomasa microbiana. Los resultados de los contenidos de BM en los suelos según el desarrollo de las plantas consideradas, fue mayor en las de mayor perímetro. Los suelos de las plantas R3 presentaron 464,7 $\mu\text{gC/gss}$ de BM seguidas de las plantas R2 con 395,5 $\mu\text{gC/gss}$ y las R1 con 284,6 $\mu\text{g C/gss}$; las diferencias de los promedios de biomasa en los suelos bajo plantas R3 y R2 frente a las R1 fueron mayores en 63,3% y 39,0%. Las diferencias significativas entre los resultados se detectaron mediante prueba de t ($\alpha = 0.05$), (Anexo, 10).

Figura 12. Promedio de la biomasa microbiana ($\mu\text{gC/gss}$) en suelos bajo plantas de plátano de diferentes perímetros (R1, R2, R3)



Los incrementos de la biomasa microbiana en los suelos de las plantas seleccionadas de acuerdo al perímetro del pseudotallo, pueden explicarse por lo expuesto por Burbano (1989), quien menciona que las diferencias en la nutrición de las plantas, necesidades hídricas y factores ambientales, posiblemente conducen a cambios en los exudados de las raíces; por lo tanto, a mayor perímetro del pseudotallo, mayor tasa de absorción y transpiración, lo que conduce a un aumento de la actividad radical y en consecuencia se favorecen las condiciones para el desarrollo de las poblaciones microbianas.

CONCLUSIONES

La investigación realizada, en la finca La Sultana, permite concluir que la actividad biológica (respiración de la rizósfera) y biomasa microbiana de los suelos bajo los clones Hartón y Dominico Hartón, manejados con y sin cobertura, se ven afectadas por los cambios de clima dados en los meses evaluados; indicando que, a medida que aumenta el volumen de lluvias aumenta la respiración de la rizósfera y la biomasa microbiana.

Los contenidos de BM para el clon Hartón fueron mayores en periodos lluviosos, situación que puede estar relacionada con el aumento de la transpiración que presenta la planta al aumentar la humedad del suelo por tanto mayor respiración y mayor actividad en la zona de la rizósfera, permitiendo el desarrollo de microorganismos.

El manejo de cobertura vegetal (cubierta de residuos de cosecha de plátano) evaluado en los clones Hartón y Dominico Hartón, permitió establecer que la actividad biológica y biomasa microbiana de los suelos incrementa debido al mayor control de temperatura, mayor conservación de humedad y mayor cantidad de compuestos energéticos necesarios para la biota del suelo.

Se estableció que tanto la respiración en la rizósfera, como el contenido de biomasa microbiana de los suelos bajo el cultivo de plátano están relacionados con el desarrollo de las plantas; encontrando que estas incrementan en la medida que la planta tiene mayor edad y perímetro del tallo.

RECOMENDACIONES

Realizar investigaciones en las diferentes zonas productoras de plátano del departamento del Cauca, donde se evalúe un mayor número de fincas las cuales permitan resolver inquietudes a futuro.

Experimentar con métodos diferentes a los realizados en este trabajo, para medir actividad biológica y biomasa microbiana en esta zona con el propósito de comparar posibles similitudes.

Socializar con los productores de plátano los resultados generados en esta y en otras investigaciones que incluyan el componente biológico del suelo, con el ánimo de crear conciencia sobre la importancia de este componente, su manejo y conservación del suelo.

Tener en cuenta el momento de hacer aportes de materia orgánica al suelo, puesto que su mineralización depende de la condición climática, la actividad microbiana y el estado del cultivo, por tanto, se hace necesario continuar con investigaciones que busquen develar estas relaciones.

Dar continuidad a las investigaciones sobre el cultivo del plátano y su relación con la actividad microbiana existente en los suelos, teniendo como base los estudios realizados para conocer el comportamiento de estos con la aplicación de las nuevas tecnologías como el uso de Películas Flexibles Biodegradables con adición de sustancias controladoras naturales.

BIBLIOGRAFIA

ACOSTA S., M. 1986. La tierra agrícola: Nuestro recurso básico. Publicaciones científicas MAS. 218p. Quito, Ecuador.

ACUÑA, O. PEÑA, W., SERRANO, E., 2006. La importancia de los microorganismos en la calidad y salud de suelos. Centro de investigaciones agronómicas. Universidad de Costa Rica. En XVII Reunião Internacional da Associação para Cooperação nas Pesquisas sobre Banana no Caribe e na América Tropical. Santa Catarina – Brasil.

AGUIRRE P., D. R., ORDOÑEZ G., Y. A., NAVIA E., J. F., 2009. Dinámica y movimiento del agua en suelos con diferentes usos en sistemas productivos del altiplano de Pasto, departamento de Nariño. Tesis de grado, Ingeniería Forestal. Facultad de Ciencias Agrícolas. Universidad de Nariño.

AMEZQUITA, E., 1994. Residuos orgánicos superficiales (MULCH), su importancia en el manejo de los suelos. Congreso de la sociedad Colombiana de Ciencias del Suelo. Bucaramanga. 198p.

ANDERSON, J., 1993. Tropical soil biology and fertility handbook of methods. CAB International, wallingford, UK. 9 70-90

ARENAS, A., LÓPEZ, D., LLANO, G., ALVAREZ, E., LOKE, J. 2004. Efecto de prácticas ecológicas sobre la población de *Ralstonia solanacearum* Smith, causante de Moko de plátano. Trabajo presentado en el XXV Congreso de ASCOLFI. Cali, Agosto 11 - 13, 2004.

ARRIGO, N. M., JIMENEZ, M. P., EFFRON, D., DEFRIERI R., 2002. Carbono de respiración de un suelo forestal y su relación con la calidad de la hojarasca. Agric. Téc. 62 (2), 331- 338.

BAREA J. M., 2001. Las micorrizas arbusculares componente clave en la productividad y estabilidad de los agroecosistemas. Departamento de microbiología del suelo y sistemas simbióticos. CSIC. Granada, España.

BARRERA V., J. L., DIAS P., B., DURANGO P., J. 2007. Efecto de las épocas de lluvia y sequía en la absorción de potasio y fósforo en plantaciones de plátano. Ingeniería Agronómica, Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad de Córdoba. Act. Agr. 354. Montería, Córdoba.

BARRIOS, E., KWESIGA, F., BURESH, R., G SPRENT, J. 1997. Light fraction soil organic matter and available nitrogen following trees and maize. *Soil Sci Soc Am J.* 61: 826 - 831.

- BELALCAZAR, C. Silvio L. 1991. El cultivo del plátano en el trópico. Manual de asistencia técnica N° 50. Comité departamental de cafeteros del Quindío. Instituto Colombiano Agropecuario (ICA).Armenia, CO.256 - 376p.
- BENJUMEA, C. P. 1998. Evaluación de la actividad microbiana en cultivos de plátano (Musa AAB) en Rozo, Valle del Cauca. Universidad Nacional de Colombia. Palmira. 64 p.
- BERROCAL R, E., DURANGO P., J. M., BARRERA V, J. L., 2009. Evaluación de formas de fósforo en suelos cultivados con plátano. Grupo Agricultura Sostenible; Facultad de Ciencias Agrícolas, Universidad de Córdoba.
- BLEY C. 1999. Degradación y erosión del suelo (Riesgos para la agricultura en los trópicos). Asociación Nacional de Defensa Vegetal y Ecoltec S.A. en Revista de divulgación científica y tecnología de la Asociación de Ciencia hoy.
- BOLAÑOS, M., MORALES, H., y CELIS, L. 2003. Fertilización (orgánica-química) y producción de Dominico-Hartón. Infomusa. 12(1):38-41.
- BURBANO O., H. 1989. El suelo: una visión sobre sus componentes orgánicos. 447 p. Universidad de Nariño Pasto, Colombia
- BURBANO, H. 2002. Materia orgánica, acción microbial y alternativas bioorgánicas para la sostenibilidad de los suelos agrícolas. Sociedad Colombiana de la Ciencia del Suelo. Capítulo Tolima. Colombia. 13 – 30 pg.
- BURBANO, H., CORAL, D., UNIGARRO, A. 2006. Características fisicoquímicas de los suelos de Tangua y Yacuanquer Nariño Colombia. Suelos Ecuatoriales. 36(1): 30 - 35.
- CARDENAS P. J C., GONZALES H. A., GONZAGA V. J. 2005. Guía para la producción ambiental del cultivo de plátano. CORPOICA Quindío.
- CARDOSO E. J. B. N., FREITAS S., S. 1992. La rizósfera. En CARDOSO E. J. B. N.; TSAI. S. M. y NEVES, M. C (coord). Microbiología do solo. Sociedad brasileira de la ciencia do solo. Campinas 358p.
- CASTRO, L. 1995. Efecto del uso agrícola y el barbecho sobre los contenidos de biomasa microbiana de ultisoles y andisoles de Costa Rica. Agronomía costarricense. 19 (2). P. 59-65.
- CABRERA G., CRESPO G. 2001. Influencia de la biota edáfica en la fertilidad de los suelos en ecosistemas de pastizales. Revista cubana de Ciencia Agrícola. Tomo 35.

CERRI, C. C., ANDREAUX, F. 1992. O ciclo do carbono no solo. pp 73-90. *En: Cardoso, E.J.B.N.; Tsai, S.M. y Neves, M.C. (Coord.). Microbiología do Solo. Campinas: Sociedade Brasileira de la Ciencia do Solo. 358p.*

CHARRY, J. 1987. Naturaleza y propiedades físicas de los suelos. Universidad Nacional de Colombia. Sede Palmira. 362 p.

CHAVES C., B., CAYÓN S., G., JONES J., 2009. Modelo de rendimiento potencial del cultivo de plátano (*Musa AAB Simmonds*). Colombia

COBO, J., 2004. Plant growth, biomass production and nutrient accumulation by slash/mulch agroforestry systems in tropical hillsides of Colombia. *Agrof Syst.* 60: 255-265

COFENAC. Desarrollo de tecnologías para la producción de café arábigo orgánico (IG-CT-034). Ecuador.

DALAL, R.C. 1998. Soil microbial biomass what do the number really mean? *Aust. J. Exp. Agric.* 38: 649-665.

DELANEY, M.T., FERNÁNDEZ, I.J., SIMMONS J.A., BRIGGS, R.D., 1996. Red maple and white pine litter quality: Initial changes with decomposition. MAFES University of Main. Technical Bulletin 162, 1-19.

DUICELA G., L. A., FARFÁN T., D., ROMERO R., F. 2003. Efecto de la cobertura vegetal viva y del mantillo sobre la productividad del café arábigo.

DURAN A., BEDOYA P., 2002. "El Glifosato en el comportamiento de la Microbiota, nitratos y fosfatos de un mollisol del Valle Del Cauca. Tesis de pregrado Universidad Nacional de Colombia, sede Palmira.

FAO (UNESCO). 1998. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación Sistemas de labranza para la conservación del suelo y del agua. Bushland - Texas. 285p. Boletín de suelos No.54.

FERRERA C., R., ALARCÓN, A. 2006. La microbiología del suelo en la agricultura sostenible. México: Red Ciencia Ergo Sum, p 9.

FERNÁNDEZ, C., NOVO, R. 1988. Vida Microbiana en el Suelo. Editorial Pueblo Educación. 523 pg.

FLORES, C. L., VARGAS R. 1994. Liberación de nutrimentos por los residuos vegetales de los suelos bajo cultivos de banano en la zona Atlántica de Costa Rica. Musarama. INIBAP. Panamá. Vol. 7, N°. 2. p. 12.

FRECKMAN, D., ETTEMA, C. 1982. Nematodes in soil ecosystems. The University of Texas Press. 198 p.

FRECKMAN, D.; ETTEMA, C. 1993. Assessing nematode communities in agroecosystems of varying human intervention. *Agric Ecosys Envi.* 45: 239 - 261.

FRANZLUBBERS, A.J., HONS, F.M., Zuberer, D.A., 1994. Long-term changes in soil carbon and nitrogen pools in wheat management systems. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 58, 1639–1645.

GALLARDO, J. F. 1994. Dinámica de descomposición orgánica en sistemas conservacionistas. Congreso de la sociedad Colombiana de la Ciencia del Suelo: El componente biorgánico del suelo. Memorias del VII Congreso de la Sociedad Colombiana del Suelo. Bucaramanga. 198 p

GAMMA R., E., RODRIGUEZ A., y BARROS N., 1997. Biomasa microbiana de carbonato e de de solos sob diferentes coberturas florestais. *Revista Brasileira de Ciencia do solo* 21: 361 – 365.

GARCIA A., MESA N. 2010. Caracterización de la dinámica microbiana, en dos cultivares de plátano (Hartón y Dominico Hartón) ubicados en la vereda de Urubamba, Municipio de Timbío (Cauca).

GARAVITO F. 1979. Propiedades químicas de los suelos. Instituto Geográfico Agustín Codazzi IGAC.

GAVIRIA M., P. A., VILLAREAL M., E. A. 2003. Efecto de las prácticas de zanjas fértiles y siembra de abono verde sobre las propiedades físicas y productivas de dos suelos degradados del municipio de Pasto. Tesis de grado, Ingeniería Agronómica. Facultad de Ciencias Agrícolas. Universidad de Nariño. Pasto, Colombia.

GÓMEZ, D. 1997. Estimación de algunos agentes biológicos del suelo asociados con el manejo del cultivo de la yuca (*Manihot esculenta* *Kranzt*) en la costa Norte de Colombia. Universidad Nacional de Colombia. Sede Palmira.

GÓMEZ, J. 2000. La materia orgánica en los agroecosistemas. Palmira: Universidad Nacional de Colombia. 70 p.

GÓMEZ, E; SANCHE Z DE P. 2000. Poblaciones microbianas asociadas con diferentes practicas agronómicas en el cultivo de yuca (*Manihot esculenta*) en la costa norte de Colombia. 26-34 pp.

GRISALES L., F. 1997. Observaciones sobre el comportamiento agronómico de algunas musáceas en la zona cafetera. Avance técnico 239. CENICAFE

GOWEN, S. R., 1993. Yield losses caused by nematodes on different banana varieties and some management techniques appropriate for farmers in Africa. In memories of the reunion "Proceedings of a research coordination meeting", IITA, Benin, 1991. Pg 199.

HANQUE, F. 2005. Los nutrimentos de la planta y su absorción. Nutrición vegetal a partir de abonos orgánicos fermentados AOF. Fundación Universitaria Juan de Castellano. Tunja Colombia. p 1-26.

HERNÁNDEZ, M. T.; CEGARRA, J.; LAX, A y ACOSTA, F. 1992. Adición de residuos vegetales a suelos calizos. Evolución del C y N en: Anales de edafología y agrobiología. Vol. 41, No 11 – 12. 2253 – 2265 p.

HERREA, P., AMÉZQUITA, E., GUERRERO, L., RESTREPO, L. 1991. Efecto de la labranza en algunas propiedades físicas de un suelo andino. En: Suelos Ecuatoriales. 19(1): 68 – 75.

IGAC, Instituto Geográfico Agustín Codazzi, 1995. Suelos de Colombia: Origen, evolución, clasificación, distribución y uso. Santafé de Bogotá. 632p.

IGLESIAS, M. T, 2008. Estudio del carbono de la biomasa microbiana en suelos alterados Universidad Francisco de Vitoria, Pozuelo de Alarcón (Madrid).

JARAMILLO, D. 2002. Introducción a la ciencia del suelo Universidad Nacional de Colombia. Medellín.

JENKINSON, D. S., LADD, J. N. 1981. Microbial biomass in soil: Measurement and turnover. In E.A. Paul and J. N. Ladd (ed.) Soil biochemistry. Vol. 5. New York. 415 – 471 pp.

JULACA O., A., MENESES F., L., BLAS S., R., BELLO A., S. 2006. La materia orgánica, importancia y experiencias de su uso en la agricultura. IDESIA Chile.

LABRADOR M., J. 1996. La materia orgánica en los agroecosistemas. Madrid: Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Mundi Prensa. p 57-65.

LUNA GUIDO, M. L., VEGA JARQUÍN, C., FRANCO HERNÁNDEZ, M. O., VÁSQUEZ, S., TRUJILLO TAPIA, N., RAMÍREZ, E., DENDOOVEN, L. 2002. Actividad microbiana en suelos. Avance y Perspectiva vol. 21. XXX Aniversario de Biotecnología y Bioingeniería, Septiembre octubre. P. 328, 331.

MADIGAN M. T., MARTIN M., PARKER J. 1999. Biología de los microorganismos. Octava edición. Madrid.

MALAGON D., PULIDO, C. 1995. Suelos de Colombia: origen, evolución, clasificación, distribución y uso. IGA. Bogotá 632p.

MARTINEZ H. E., FUENTES E. J. P., ACEVEDO H. E. 2008. Carbono orgánico y propiedades del suelo.

MAYEA S. 1989. Microbiología Agrícola. Pueblo y educación. 1ª Edición. 157p.

MONTENEGRO H., MALAGÓN, D. 1990. Propiedades físicas de los suelos. Bogotá: IGAC. 813p.

MORALES C. Y GARCIA A. 1995. Disponibilidad del hierro influenciada por la aplicación de ácidos húmicos extraídos de cachaza. Suelos Ecuatoriales. Revista de la Sociedad Colombiana de la Ciencia del Suelo. Vol. 25 N° 1 p27 – 31.

MORENO M. J., CANDANOZA C. J., OLARTE G. F. 2009. Buenas prácticas agrícolas en el cultivo de plátano de exportación en la región de Urabá.

MOSQUERA L. A 2000. Estimación de la Actividad Biológica de un Andisol Bajo Diferentes Sistemas de labranzas y Manejo en la zona del departamento del Cauca. Universidad Nacional. Palmira. 31 p.

MOSQUERA E., A. T. 2001. Población de hongos y bacterias asociadas a la rizósfera de las plantas recuperadoras de suelos erosionados en Puerto Rico. Facultad de Agricultura. Recinto Universitario de Mayagüez, Universidad de Puerto Rico.

MUNEVAR, F. 1982. Principales procesos microbiológicos en el suelo y su función en la productividad agropecuaria. Instituto Colombiano Agropecuario (I.C.A.) Fertilidad de Suelos y Fertilizantes. Tibaitatá. 335p. Curso No. 45.

NAVIA E., J. F., BARRIOS, E., SANCHEZ, M. 2006. Efecto de aportes superficiales de biomasa vegetal en la temperatura, humedad y dinámica de nematodos en el suelo en época seca en Santander de Quilichao, Departamento del Cauca. Tesis de grado. Doctorado en Ciencias Agrarias. Universidad Nacional de Colombia, sede Palmira.

OIRSA. Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria. 2005. Manual técnico de buenas prácticas de cultivo en café orgánico, El Salvador: OIRSA, p 84.

OSORIO N. W. 2005. Guía de laboratorio Practica 3. Aislamiento de microorganismos del suelo. Preparación de diluciones seriales. Preparación de medios de cultivo. Siembra en platos y conteo de UFC. Universidad Nacional de Colombia.

OROZCO R., J. 2002. Fertilizantes orgánicos y su aplicación en el cultivo de banano. Taller internacional sobre producción de banano orgánico y/o ambientalmente amigable. Campo experimental Tecomán, INIFAP, Colima México

PALENCIA C. G. 2006. Manejo sostenible del cultivo de plátano. CORPOICA. Bucaramanga.

PALM, C., GILLER, K., MAFONGOYA, L., SWIFT, M. 2001. Management of organic matter in the tropics: translating theory into practice. *Nut Cycl Agroecosist.* 61: 63-75.

PARRA P., O. J. CAYÓN S., D. G., POLANIA V., J. 2009. Descripción morfológica de materiales de plátano (*Musa AAB, ABB*) y banano (*Musa AAA*) cultivados en San Andrés Isla. Universidad Nacional de Colombia, sede Bogotá. Facultad de Agronomía.

PASTRANA O., C. F. SANCHEZ DE P., M. GÓMEZ E. D. 2003. Estimación de la actividad microbiana en cultivos de maracuyá (*Passiflora edulis var. Flavicarva*) con diferente manejo agronómico. Universidad Nacional de Colombia, sede Palmira.

PAY CH., J. K., RODRÍGUEZ R., N. G., BALLETEROS P., W. 2008. Efecto de los bancos forrajeros de Botón de oro (*Tithonia diversifolia* G.), Ramio (*Bohemeria nivea* L) y Maralfalfa (*Pennisetum sp.*), en algunas propiedades químicas del suelo, municipio de Sibundoy, departamento de Putumayo. Trabajo de grado. Facultad de Ciencias Agrícolas. Universidad de Nariño.

PAZUELO G, J. M., BERMÚDEZ de C., NAYA F., 2005. Estudio de grupos funcionales de microorganismos edáficos en la rizósfera de *Alnus glutinosa* (L.). Universidad Complutense de Madrid, España p 397g.

PAZ, I, SANCHEZ M, y SADEGHIAN, S. 2006. Relación entre las propiedades del suelo, el sistema de sombrero en café tecnificado, la calidad del grano y bebida en la meseta de Popayán. Maestría en ciencias agrarias con énfasis en suelos. Palmira: Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Ciencias Agropecuarias. Departamento de ciencias Básicas. 86p.

PAZ, I. 2007. Relación entre la longitud de micelio externo de hongos micorrízico y algunas propiedades del suelo bajo dos sistemas de sombrero en café, meseta de Popayán, Colombia. Revista Biotecnología en el Sector Agropecuario y Agroindustrial. Vol. 5, No 1. Facultad de Ciencias Agropecuarias. UNICAUCA.

PAZ, I. 2011. Dinámica de la rizósfera del cafeto frente al cambio climático en el municipio de Popayán. Universidad del Cauca, Popayán – Cauca.

PAZUELO G., J. M., BERMÚDEZ de C. y NAYA, F. 2005. Estudio de grupos funcionales de microorganismos edáficos en la rizósfera de *Alnus glutinosa* (L.) Gaertn. España: Universidad Complutense de Madrid.

PHIRI, S., RAO, I., BARRIOS, E., SING., B. 2003. Plant grow mycorrhizal association, nutrient uptake and phosphorus dynamics in a volcanic-ash soil in Colombia as affected by the establishment of *Tithonia diversifolia*. *J Sust Agric*. 21 (3): 43-61.

PLA, I. 1994. La materia orgánica y la degradación y erosión de suelos en el trópico. El componente biorgánico del suelo. VIII Congreso Colombiano de la Ciencia del suelo. Bucaramanga, Colombia.

PORTA, C. J., LOPEZ – ACEVEDO, R., ROQUERO, C. 1994. Edafología para la agricultura y el medio ambiente. Madrid: Mundi – Prensa. 807p.

PRIMAVESI, A. 1982. Manejo ecológico del suelo: La agricultura en la región tropical. Buenos Aires: El Ateneo. 499p.

QUEZADA C., E., 1999. Uso de abonos orgánicos como supresores de fitonemátodos del cultivo de banano (*Musa AAA*). Trabajo de grado, Licenciatura en Ingeniería Agronómica. Escuela de Agricultura de la región tropical húmeda. Guácimo, Costa Rica.

RAMÍREZ P, R., 2006. Identificación y cuantificación de la actividad microbiana, y macro fauna de un Andisol bajo diferentes sistemas de manejo, en el municipio de Marinilla, Antioquia.

RAMÍREZ, R., CARMONA, A., PÉREZ, G. 2005. Cambios en la conductividad hidráulica y su relación con otras variables físicas de un Andisol, bajo diferentes sistemas de manejo en el municipio de Marinilla Antioquia. Medellín: UNAL. 24p.

RENGIFO G. TORRES G. y PAZ I. 2010. Caracterización de la actividad microbiana en ocho suelos cafeteros y su relación con las condiciones edafoclimáticas y edad de cultivos en el corregimiento de Calibío, municipio de Popayán (Cauca). Universidad del cauca. Popayán. Programa de Ingeniería Agropecuaria. Universidad del Cauca. Facultad de Ciencias Agropecuarias. 78 p.

ROJAS, A., ZÚÑIGA, O., y SÁNCHEZ DE P, M., 2006. Actividad y biomasa microbianas como indicadores de materia orgánica en sistemas de cultivo de maracuyá (*Pasiflora edulis*), en el municipio de Toro Valle del Cauca.

SALAMANCA R, C. A., 2008. Efecto de las fuentes orgánicas obtenidas de los subproductos agroindustriales de la caña de azúcar (*Saccharum officinarum* L) y el plátano (*Musa spp.*) sobre la actividad microbiana y enzimática en el suelo. Facultad de Ciencias Agropecuarias, Universidad Nacional de Colombia. Palmira, Valle.

SALAN, O. A., et al., 1992. Effect of mulching on soil properties, growth and yield of plantain on a tropical ultisol in southeastern Nigeria. *Soil and tillage Research*. (NLD). Vol. 23 pp. 73-93.

SÁNCHEZ de P., M., MARMOLEJO de la T. F., y BRAVO, N. 2000. Microbiología. Aspectos Fundamentales. Palmira: Universidad Nacional de Colombia. 300 p.

SÁNCHEZ DE P., M. 1990. Relación entre las características físicas, químicas y biológicas de varios suelos del Valle del Cauca y su efecto en los cultivos. Universidad Nacional de Colombia. Palmira. 114p

SATYANARAYANA, M. 1990. Effect of in-situ green maturing and mulching on performance of banana.

SCHNURER J., CLARHOLM M., BOSTROM S., ROSSWALL T. 1986. Effects of moisture on soil microorganisms and nematodes: A field experiment. *Micr Ecol*. 12: 217-230.

SINGER, M.J., MUNNS, D.N., 1996. Soils. An introduction. Third edition. Prentice-Hall, Inc. New Jersey. 480 p.

SIQUEIRA, J. O., MOREIRA, F. M. de S., GRISI, B. M., HUNGRÍA, M., ARAÚJO, R. S. 1994. Microorganismos e processos biológicos do solo. Perspectiva ambiental. Brasília: Embrapa. 142p.

SPARLING G. P. 1997 Soil microbial biomass, activity and nutrient cycling as indicators of soil health. P 97- 119. *In*: Pankhurst, C.E.; Doube, S. M. and Gupta, V. V. S. R. CAB International. Biological indicators of soil health. 451p

SWISHER E. M., 1999. Manual para los estudios de campo. Módulo 1. La Ecología de la parcela. Florida. Universidad de la Florida, 83 p.

THURSTON, H. D. 1992. Sustainable Practices for Plant Disease Management in Traditional Farming Systems. Westview Press, Oxford. 86-98 pp.

TRIANA G, Wilder. 2003. Actividad microbiana de un Andisol en Pescador Cauca con diferentes sistemas de manejo en la rotación (Yuca / Descanso / Frijol). Pág. 5

VALENCIA, R. et al. 1999. Evaluación de sistemas agropastoriles en la altillanura de la Orinoquia Colombiana. En: *Sistemas Agropastoriles en Sabanas Tropicales de América Latina*. Editado por CIAT-EMBRAPA. Colombia. 313 p.

VISSER, S. PARKINSON, D. 1992. Soil biological criteria as indicators of soil quality: Soil microorganisms. *Am. J. Alternat Agric.* Vol.7 (1/2): 33-37

WANDER, M.M., HEDRICK, D.S. KAUFMAN, D. TRAINA, S.J. STINNER, B.R. WHITE, D.C., 1995. The functional significance of the microbial biomass in organic and conventionally managed soils. *Plant and Soil*; 170, 87-97.

WOOMER, P., MARTIN, A., RESCK, D., SCHARPENSEEL, H. 1994. The importance and management of soil organic matter in the tropics. *In: Woomer, P.; Swift, M.(eds). The biological management of tropical soil fertility*. Wiley, Chichester. pp 47-79

ZAGAL, E., CÓRDOVA, C. 2005. Indicadores de calidad de la materia orgánica del suelo en un andisol cultivado. *Agricultura Técnica*. 65(2). Pagina consultada en septiembre de 2005.

ZAPATA, R. 2000. Características químicas y mineralógicas de suelos derivados de ceniza volcánica. Universidad Nacional de Colombia. Medellín.

ZIBILSKE, L. 1994. Carbon mineralization. *Methods of soil análisis, parte: Microbial and biochemical*. P. 835-864.

ZOOG, G.P., ZACK, D.R., RINGELBERG, D.B., MACDONALD, N.W., PREGITZER, K.S. & WHITE, D.C. 1997. Compositional and functional shifts in microbial communities due to soil warming. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 61: 475-481.

ANEXOS

ANEXO 1. PROMEDIOS Y ANÁLISIS DE VARIANZA ($\alpha = 0.10$) PARA DETERMIAR EL ESTADO DE DESARROLLO DE LAS PLANTAS DE LOS CLONES HARTÓN Y DOMINICO HARTÓN

Tratamiento	Descripción	Promedio
1	HCC	48,67
2	HSC	51,33
3	DHCC	51,00
4	DHSC	54,33

FUENTE DE VARIACIÓN	gl	S.C	C.M	Fc	Ft	SIGNIFICANCIA
BLOQUES	2	1868,67	934,33	13,88	3,46	*
TRATAMIENTOS	3	48,67	16,22	0,24	3,29	
ERROR	6	67,33	67,33			
TOTAL	11	1984,67				

* Diferencias Significativas

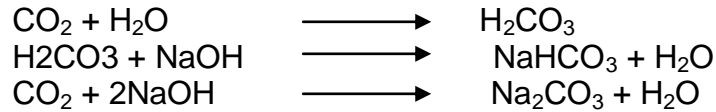
ANEXO 2. PROCEDIMIENTO DE LABORATORIO PARA LA DETERMINACIÓN DE RESPIRACIÓN EN EL SUELO (C-CO₂) Y ESTIMACIÓN DE LA BIOMASA MICROBIANA BMS, EN FUNCIÓN DEL CARBONO MICROBIANO (MÉTODO DE FUMIGACIÓN – EXTRACCIÓN)

Método para la determinación de respiración en el suelo (C-CO₂). El procedimiento del método en campo propuesto por Swisher (1999):

- Se determina los sitios de muestreo que no estén cerca de árboles u otras plantas diferentes al cultivo a muestrear.
- Evitar colocar las muestras en sitios donde haya animales que puedan derribar la muestra.
- Preparar una solución de Hidróxido de Sodio (NaOH) al 0.2N, que es utilizada para la captura de CO₂ presente en el suelo.

- Adicionar en recipientes de vidrio 30ml de solución NaOH 0.2N por sitio de muestreo y tapar inmediatamente para evitar la captura de CO₂ atmosférico.
- Previamente en el sitio de muestreo, remover la vegetación presente alrededor de la planta en un espacio un poco más grande que la circunferencia del recipiente plástico que se utiliza para cubrir el frasco de vidrio que contiene NaOH, se debe observar que no existan macro invertebrados en el suelo (lombrices, hormigas, cucarrones, etc.), intentando no perturbar el suelo ya que la remoción de este puede causar una liberación excesiva del CO₂.
- Colocar los recipientes con NaOH frente a cada planta, haciendo un poco de presión contra el suelo para evitar que se derribe.
- Quitar las tapas de los recipientes y cubrir inmediatamente con el recipiente plástico para evitar la entrada de CO₂ atmosférico.
- En cada punto de muestra se debe tomar la temperatura ambiente y del suelo (4 y 8cm de profundidad).
- Dejar los recipientes de vidrio con NaOH cubiertos con el recipiente de plástico en campo por 24 horas. Adicionalmente colocar dos recipientes con la solución también cubiertos en superficies del lote planas y sellarlas completamente con el suelo para evitar la entrada de CO₂ así mismo en la entrada del lote y en la casa (Blancos).
- Pasadas las 24 horas, levantar los recipientes plásticos con mucho cuidado, para no introducir terrones de tierra o insectos dentro de los frascos que contienen la solución.
- Inmediatamente adicionar 2 gotas de Cloruro de Bario al 3N (BaCl₂) para precipitar el CO₃ en la solución de NaOH y detener la captura de CO₂; tapar los frascos para prevenir la contaminación con CO₂ atmosférico.
- Las muestras recolectadas se llevan directamente a laboratorio para realizar la titulación.

- Químicamente el NaOH captura el CO₂ liberado en campo mediante las siguientes reacciones:



Procedimiento en laboratorio:

- Preparar una solución de Ácido Clorhídrico al 0.2N (HCl), que es utilizada para titular las muestras.
- Listas las muestras, se procede a adicionar 2 gotas de Fenolftaleína, resultando un color violeta en la muestra.
- En un soporte universal colocar una bureta de precisión de 25ml y llenarla con la solución de HCl al 0.2N. Proceder a titular las muestras hasta que el color violeta desaparezca y anotar el valor exacto en mililitros que se utilizaron hasta que la muestra cambia de color (de violeta a blanco).

Procedimiento matemático.

- La cantidad de C-CO₂ se calcula con la siguiente fórmula:

$$\frac{\text{Mg C} - \text{CO}_2}{(t \text{ por área})} = \frac{(\text{HCl testigo ml} - \text{HCl muestra ml})(N)(E)}{(t \text{ por área})}$$

Donde:

HCl muestra = ml de HCl utilizados para titular la muestra

HCl testigo = Promedio de ml de HCl utilizados para titular testigos.

N = Normalidad de NaOH y HCl

E = Peso en miliequivalentes de Carbono = 6 mg/meq.

A = Área de la boca del recipiente plástico con que se cubre las muestras en campo.

- Corregir el resultado según la temperatura del suelo. Primero, calcular la diferencia entre la temperatura del suelo y 25°C y dividir la diferencia entre 10.

$$\frac{25^{\circ}\text{C} - \text{Temperatura del suelo}}{10}$$

- Si la temperatura del suelo está entre 15 y 35°C, se utiliza la siguiente fórmula:

$$\text{Tasa de respiración} * 2^{25-T/10}$$

- Si la temperatura del suelo está entre 0 y 15°C, se utiliza la siguiente fórmula:

$$\text{Tasa de respiración} * 4^{25-T/10}$$

- El resultado final se denomina Tasa estándar (25°C) de respiración.

Estimación de la biomasa microbiana BMS, en función del carbono microbiano (Método de fumigación – extracción, CIAT, Akasawua N, 2001).

Procedimiento de campo:

- Simultáneamente con la prueba de respiración, se toman aproximadamente 500gr de suelo de cada sitio de muestreo.
- Si la muestra no se utiliza el mismo día de la toma, se debe refrigerar a 4°C con el fin de evitar pérdidas de humedad.

Procedimiento en laboratorio:

- Tomar una parte de la muestra de suelo para la prueba de humedad; esta consiste en colocar la muestra en cajas de petri debidamente rotuladas y dejar en horno a 150°C por 24 horas.

- Tamizar la otra parte de suelo.
- En recipientes pequeños colocar 5gr de suelo tamizado, las muestras que serán fumigadas se colocan en desecador con silica gel, en un sitio que simule las condiciones de radiación de donde es originaria la muestra; ubicar dentro del desecador un beaker con 25ml de Cloroformo libre de etanol. Las muestras no fumigadas se ubican en un lugar seco y sin riesgo de contaminación. Las muestras se dejan en estas condiciones durante tres días.
- Pasados los 3 días se sacan las muestras del desecador, se adiciona a cada muestra 20ml de solución de Sulfato de Potasio 0.5M (K_2SO_4) y se colocan en agitador orbital durante 30 minutos.
- Se procede a la extracción de las muestras fumigadas y no fumigadas con la ayuda de una bomba de vacío, que consta de un Erlenmeyer con desprendimiento que recibe la extracción, un embudo de Buchner con papel filtro Whatmman N°42.
- Para la determinación del carbono orgánico, se adicionan a tubos de ensayo 15ml, 4ml del extracto, 1ml de solución de Dicromato de Potasio ($K_2Cr_2O_7$) y 5ml de Ácido Sulfúrico al 96% (H_2SO_4). Colocar los tubos de ensayo en bloque de digestión seca previamente calentado a $150^\circ C$ durante 2 horas.
- Pasadas las 2 horas sacar y destapar las muestras con cuidado (dejar enfriar), trasvasar cada una de las muestras a vasos Beaker con magneto, montar en plancha de agitación y adicionar 2 gotas de Ferroína indicadora y titular con solución de Sulfato Ferroso Amoniacal $6H_2O$ al 0.033N (FAS).
- La muestra inicialmente toma un color verde oscuro, pasando a verde esmeralda y luego a verde aguamarina, por último a color café que es el indicador de finalizar la titulación; escribir los ml de FAS que se utilizaron hasta llegar al color café.

- El cálculo de la biomasa microbiana se hace por diferencia entre el carbono medido en el suelo fumigado y el no fumigado, dividido por un factor K de corrección. Por sugerencia de Asakawa, CIAT, se emplea K=0.35.

$$BMS = \frac{(\mu g CF - \mu g CNF)}{K} = \frac{\mu g C}{gss}$$

Donde:

BMS = Biomasa microbiana

μgCF = Microgramos de Carbono en muestra fumigada

$\mu gCNF$ = Microgramos de Carbono en muestra no fumigada

K = Constante de corrección

ANEXO 3. PRUEBA DE t ($\alpha = 0.10$) PARA PROMEDIOS PROCEDENTES DEL DE LA RESPIRACIÓN DE LA RIZOSFERA DE LOS CLONES SEGÚN EL EFECTO CLIMA

	JULIO	AGOSTO	OCTUBRE	NOVIEMBRE
Tc	2,89	5,56	2,45	4,65
Tt	2,015	2,02	2,02	2,02
Prob.	0.10 *	0.10 *	0.10 *	0.10 *

* Diferencias Significativas

ANEXO 4. PRUEBA DE t ($\alpha = 0.10$) PARA PROMEDIOS PROCEDENTES DE LA BIOMASA MICROBIANA SEGÚN EL EFECTO CLIMA SOBRE LOS SUELOS BAJO LOS CLONES HARTÓN Y DOMINICO HARTÓN

	AGOSTO	OCTUBRE	NOVIEMBRE
Tc	5,53	3,40	3,88
Tt	2,57	2,57	2,57
Prob.	0.10 *	0.10 *	0.10 *

* Diferencias Significativas

ANEXO 5. PRUEBA DE t ($\alpha = 0.05$) PARA PROMEDIOS PROCEDENTES DEL DE LA RESPIRACIÓN DE LA RIZOSFERA SEGÚN EL EFECTO CLIMA SOBRE LOS SUELOS CON Y SIN COBERTURA

	JULIO	AGOSTO	OCTUBRE	NOVIEMBRE
Tc	3,65	3,96	3,27	2,83
Tt	2,57	2,57	2,57	2,57
Prob.	0.05 *	0.05 *	0.05 *	0.05 *

* Diferencias Significativas

ANEXO 6. PRUEBA DE t ($\alpha = 0.10$) PARA PROMEDIOS PROCEDENTES DEL DE LA BIOMASA MICROBIANA SEGÚN EL EFECTO CLIMA SOBRE LOS SUELOS CON Y SIN COBERTURA

	AGOSTO	OCTUBRE	NOVIEMBRE
Tc	2,96	2,56	3,41
Tt	2,02	2,02	2,02
Prob	0.10 *	0.10 *	0.10 *

* Diferencias Significativas

ANEXO 7. PRUEBA DE t ($\alpha = 0.05$) PARA PROMEDIOS PROCEDENTES DE LA ACTIVIDAD BIOLÓGICA BASADA EN LA RESPIRACIÓN DE LA RIZOSFERA SEGÚN EL EFECTO DE LA COBERTURA SOBRE LOS CLONES

	HCC - DHCC	HSC - DHSC
Tc	5,617	3,887
Tt	2,201	2,201
Prob.	0.05 *	0.05 *

* Diferencias Significativas

ANEXO 8. PRUEBA DE t ($\alpha = 0.10$) PARA PROMEDIOS PROCEDENTES DE LA BIOMASA MICROBIANA SEGÚN EL EFECTO DE LA COBERTURA SOBRE LOS CLONES

	HCC - HSC	DHCC - DHSC
Tc	3,042	2,186
Tt	1,860	1,860
Prob.	0.10 *	0.10 *

* Diferencias Significativas

ANEXO 9. PRUEBA DE t ($\alpha = 0.05$) PARA PROMEDIOS PROCEDENTES DE LA RESPIRACION DE LA RIZOSFERA SEGÚN EL EFECTO DEL DESARROLLO DE LAS PLANTAS

	R1 - R2	R1 - R3
Tc	6,140	5,461
Tt	2,131	2,131
Prob.	0.05 *	0.05 *

* Diferencias Significativas

ANEXO 10. PRUEBA DE t ($\alpha = 0.05$) PARA PROMEDIOS PROCEDENTES DE LA BIOMASA MICROBIANA SEGÚN EL EFECTO DEL DESARROLLO DE LAS PLANTAS

	R1 - R2	R1 - R3
Tc	2,517	2,919
Tt	2,201	2,201
Prob.	0.05 *	0.05 *

* Diferencias Significativas