

**EFFECTO DE MEZCLAS DE CULTIVOS DE COBERTURA SOBRE
PARÁMETROS DE CALIDAD DE SUELOS DE UN OXISOL**

Por

Annelisse Ramos Pérez

Tesis sometida en cumplimiento parcial de los requisitos para el grado de

MAESTRO EN CIENCIAS

en

SUELOS

UNIVERSIDAD DE PUERTO RICO
RECINTO UNIVERSITARIO DE MAYAGÜEZ
2017

Aprobado por:

Julia M. O'Hallorans Castillo, Ph.D.
Presidente, Comité Graduado

Fecha

Miguel A. Muñoz Muñoz, Ph.D.
Miembro, Comité Graduado

Fecha

Elide Valencia Chin, Ph.D.
Miembro, Comité Graduado

Fecha

Omell Pagán Parés, Ph.D.
Representante, Escuela Graduada

Fecha

Elvin Román Paoli, Ph.D.
Director de Departamento

Fecha

RESUMEN

La calidad de suelos es la capacidad de un suelo de realizar funciones esenciales que afectan la sustentabilidad y productividad del mismo. La calidad no se puede medir directamente, pero se utiliza una serie de indicadores sensitivos a los cambios. El objetivo de este trabajo fue evaluar el uso de mezclas de cultivos de cobertura sobre propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo, bajo sistemas de labranza mínima y labranza convencional. El experimento se estableció en la EEA de Isabela en un suelo de la serie Coto (*Typic Eutruxox*). Las mezclas consistieron de tres combinaciones diferentes de semillas: leguminosas, hoja ancha, gramíneas y brassicas. La siembra de cobertoras se dividió en cuatro ciclos de ocho semanas de crecimiento y al final de cada ciclo eran taladas. Las cobertoras en las parcelas de labranza convencional se incorporaron como abono verde y en las parcelas de labranza mínima se dejaron sobre la superficie. Se realizaron tres muestreos de suelo; previo a la siembra, a los seis meses y un año después de la siembra. Para el factor de mezcla se encontraron diferencias significativas ($p < 0.05$) respecto al control para las variables: carbono orgánico total (1.43%) y respiración basal ($290.61 \times 10^{-3} \mu\text{g CO}_2\text{-C} * \text{g}^{-1} * \text{h}^{-1}$). La densidad aparente mostró diferencias significativas ($p < 0.05$) para el factor labranza mínima y labranza convencional con valores de 1.43 g/cm^3 y 1.33 g/cm^3 respectivamente. El factor de muestreo arrojó diferencias significativas ($p < 0.05$) para las variables de pH, carbono orgánico total, nitrógeno, fósforo disponible y densidad aparente. Se identificaron correlaciones lineales para la variable de carbono orgánico total con deshidrogenasa ($r=0.53$), nitrógeno ($r=0.60$) y fósforo ($r=0.70$) y fosfatasa ácida con el P disponible ($r=-0.53$). Las mezclas de cobertoras fueron capaces de mejorar las propiedades y función del suelo a corto plazo.

ABSTRACT

Soil quality is the ability of the soil to perform essential functions that affect soil sustainability and productivity. Soil quality cannot be measured directly, but a number of indicators sensitive to changes are used. The objective of this research was to evaluate the use of cover crop mixtures on physical, chemical and biological properties of soil under minimum tillage and conventional tillage systems. The experiment was established in the AES of Isabela in a soil of the Coto series (*Typic Eutruxox*). The cover crop mixtures consisted of three different combinations: legumes, broadleaf, grasses and brassica seeds. Cover crop sowing was divided into four cycles of eight weeks of growth and at the end they were terminated. The cover crops in the conventional tillage were incorporated as green manure and in the minimum tillage plots left on the surface. Three soil samplings were taken; prior to sowing, at six months and one year after planting. For the cover crop mixtures, significant differences ($p < 0.05$) were found with respect to the control for the variables: total organic carbon (1.43%) and basal respiration ($290.61 \times 10^{-3} \mu\text{g CO}_2\text{-C}^* \text{ g}^{-1} \text{ h}^{-1}$). Bulk density showed significant differences ($p < 0.05$) for the minimum and conventional tillage with values of 1.43 g/cm^3 and 1.33 g/cm^3 , respectively. There were significant differences ($p < 0.05$) for pH, total organic carbon, nitrogen, available phosphorus and bulk density variables for the soil sampling period. Linear correlations could be identified for the total organic carbon with dehydrogenase ($r = 0.53$), nitrogen ($r = 0.60$) and phosphorus ($r = 0.70$) and acid phosphatase was correlated with the available P ($r = -0.53$). Cover crop mixtures improved soil properties and function in the short term.

DEDICATORIA

Le dedico todo mi esfuerzo a Alberto, Ana, Jorge y Paola, mi familia. Resumir todo lo que significan para mí no es suficiente. Gracias por la independencia, la confianza, el amor y el apoyo siempre.

¡Los amo!

Su agrónoma favorita

AGRADECIMIENTOS

A la Dra. Julia O'Hallorans, presidenta de mi comité graduado. Gracias por la oportunidad de haberme guiado profesionalmente durante todos estos años. Por su dedicación, consejos, motivación y compromiso con mi educación. Más que todo gracias por haberse convertido en más que una mentora, en mi amiga.

Al Dr. Miguel Muñoz por su confianza, enseñanza, consejos y guía. Por permitirme dictar sus cursos de suelos y sobre todo el mayor obsequio, el amor y la pasión por los suelos.

Al Dr. Elide Valencia por sus consejos, ánimos para continuar y por siempre estar dispuesto a darme la mano incondicionalmente.

La Dra. Linda Beaver por su tiempo y buena voluntad de asesorarnos y guiarnos en el análisis estadístico. Se lo agradezco grandemente.

Al Dr. José Dumas por todas sus sugerencias, ayuda, consejos y porque nunca recibí un no de su parte. Lo aprecio grandemente y es parte de mi familia del LCA.

Al personal de la EEA de Isabela, especialmente a Efraín Cancel. Gracias por todos los consejos, guía, días y tardes largas trabajando junto a mí. Sinceramente sin tu disposición y voluntad de ayudarme, este proyecto no hubiese sido posible.

Al personal del Laboratorio Central Analítico: Zidnia, Carla, Yamilis, Mario, Janice, Priscila y Enid. Ustedes son de las personas más importantes en este proceso. Gracias porque más que compañeros de trabajo, han pasado a ser parte de mi familia extendida.

Al personal de la facultad de Ciencias Agrícolas: Gloria Aguilar, Floripe Cancel, Norma García, Evelyn Roselló, Héctor Pino y Rosario Gaud, gracias por todo.

A Juan Hernández de NRCS-Maine por haberme dado la oportunidad de entrar en el programa "Pathways" y darme la oportunidad de pasar a ser parte de su equipo de trabajo.

A mis amigos Fernan y Warys. Sin ustedes esta aventura no hubiese sido divertida. Gracias por estar siempre ahí apoyándome en esta batalla.

A Jonathan, sin tu apoyo día a día nada hubiese sido posible. Gracias por siempre darme ese empujón para continuar. ¡Gracias por todo y tanto a la vez!

Copyright © 2017 Annelisse Ramos Pérez

TABLA DE CONTENIDO

RESUMEN	ii
ABSTRACT	iii
DEDICATORIA	iv
AGRADECIMIENTOS	v
LISTA DE CUADROS	ix
LISTA DE FIGURAS	x
1 INTRODUCCIÓN	1
1.1 Hipótesis	4
1.2 Objetivos	4
2 REVISIÓN DE LITERATURA	5
2.1 Calidad de Suelos	5
2.2 Indicadores de Calidad de Suelos	7
2.2.1 Física de Suelos	7
2.2.2 Química de Suelos	8
2.2.3 Biología de Suelos	10
2.3 Plan de Manejo de Calidad de Suelos	11
2.4 Prácticas Sustentables	12
2.4.1 Cultivos de Cobertura	12
2.4.2 Labranza Mínima	15
2.4.3 Residuos Vegetativos	17
2.4.4 Coberturas	18
3 MATERIALES Y MÉTODOS	22
3.1 Localización	22
3.2 Diseño Experimental	22
3.3 Trabajo de Campo	24
3.4 Trabajo de Laboratorio	27
3.4.1 Física de Suelos	27
3.4.1.1 Estabilidad de Agregados	27
3.4.1.2 Densidad Aparente	27
3.4.2 Química de Suelos	28
3.4.2.1 pH	28
3.4.2.2 Carbono Orgánico Total	29
3.4.2.3 Nitrógeno (N-NO ₃)	29
3.4.2.4 Fósforo Disponible	30
3.4.3 Biología de Suelos	30
3.4.3.1 Respiración Basal	30
3.4.3.2 Análisis Enzimático	31
3.4.3.2.1 Deshidrogenasa (DHA)	32
3.4.3.2.2 Fosfatasa ácida (FOS _a)	33
3.4.4 Análisis Estadístico	34

4	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	35
4.1	Factores	35
4.1.1	Mezclas	35
4.1.2	Labranza Convencional y Labranza Mínima	39
4.1.3	Muestreo	42
4.1.4	Interacciones	50
4.2	Regresión Lineal y Correlaciones	54
5	CONCLUSIONES	60
6	REFERENCIAS	62
	Apéndice 1.....	76
	Apéndice 2.....	82
	Apéndice 3.....	83

LISTA DE CUADROS

CUADRO 1. Mezclas de semillas utilizadas en el tratamiento sub-parcela	24
CUADRO 2. Recomendación cantidades de semillas en kg/ha.....	25
CUADRO 3. Cantidades de semillas aplicadas a la sub-parcela experimental	25
CUADRO 4. Indicadores de calidad de suelos para el factor de mezcla.	38
CUADRO 5. Indicadores de calidad de suelos para el factor de labranza convencional y labranza mínima.....	41
CUADRO 6. Indicadores de calidad de suelos para el factor de muestreo.....	49
CUADRO 7. Resumen interacción muestreo x mezcla para la variable de carbono orgánico total (%)	51
CUADRO 8. Resumen interacción muestreo x tratamiento de labranza para la variable de densidad aparente (g/cm^3).....	52
CUADRO 9. Resumen interacción muestreo x tratamiento para la variable de % porosidad.....	53
CUADRO 10. Resumen regresión lineal	54

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1. Mapa Experimental	23
FIGURA 2. Carbono orgánico total en relación a deshidrogenasa.....	55
FIGURA 3. Carbono orgánico total en relación a N-NO ₃	56
FIGURA 4. Carbono orgánico total en relación a P disponible.....	56
FIGURA 5. Fosfatasa ácida en relación a P disponible.....	58

1 INTRODUCCIÓN

Mejorar la calidad de los suelos es de gran importancia cuando se quiere promover la conservación de los recursos naturales. Los suelos son sistemas dinámicos, complejos que contienen todos los elementos necesarios para sostener la vida de los organismos. Cuando estos organismos están en un balance adecuado el suelo puede reciclar nutrientes, almacenar agua eficientemente y mantener un ambiente en el cual las plantas pueden desarrollarse óptimamente. Un suelo saludable ayuda a preservar la salud humana ya que el mismo almacena sustancias que influyen directamente en la calidad de los alimentos que producimos y consumimos. Una disminución significativa en la calidad de los suelos se ha observado como consecuencia de la contaminación por productos químicos (fertilizantes y plaguicidas), desperdicios de industrias y prácticas de conservación inapropiadas en los sistemas agrícolas (Hedlund et al., 2003). En el último medio siglo, aproximadamente 2 billones de las 8.7 billones de hectáreas de tierras cultivables a nivel mundial, pastos permanentes y bosques han sido degradadas (Steer 1998). Esta pérdida acelerada de tierras como consecuencia de mal manejo ha resultado además en la degradación de los suelos por medio de la erosión, salinización y anegación a una razón de 10 millones de hectáreas por año (Pimentel et al., 1995). El término calidad de suelos (*soil quality*) se aprobó en 1995 por un comité del *Soil Science Society of America* (Wienhold et al., 2004) el cual se encargó de hacer este concepto uno complementario a las ciencias del suelo.

Karlen et al. (1997) define el término calidad de suelos como:

“la idoneidad de un suelo, para funcionar dentro de sus posibilidades y límites en ecosistemas naturales o gestionados, para sostener la productividad vegetal y animal,

mantener o mejorar la calidad del agua y del aire, y apoyar a la salud humana y la vivienda”

Desarrollar sistemas agrícolas sostenibles es un reto para el cual debemos prepararnos de manera que podamos suplir la demanda de alimento a nivel mundial. Se estima que durante los próximos 35 años los agricultores tendrán que aumentar la producción de maíz, trigo y arroz a 3 billones de toneladas anuales para satisfacer la demanda de alimentos y a la vez reducir el uso de agua, combustible fósil y agroquímicos para alcanzar esta producción (FAO, 2014). Este tipo de sistema sostenible se basa en que el suelo pueda ser capaz de proveer, retener y reciclar el agua y los nutrientes necesarios para el desarrollo de las plantas y animales (Altieri and Nichols, 2000).

El desarrollo de un sistema agrícola sostenible está muy relacionado a la calidad de los suelos. Uno de los principios que más se asocia a la calidad de los suelos es el uso de cultivos de cobertura. Hartwig y Ammon (2002) definen los cultivos de cobertura como cualquier cultivo que es sembrado junto, antes o después del cultivo de interés y comúnmente destruido antes de que el nuevo cultivo sea sembrado. Durante los últimos años se han utilizado cultivos de cobertura para mejorar las propiedades físicas, biológicas y químicas del suelo. Se ha comprobado que los cultivos de cobertura mejoran la fertilidad y la retención e infiltración de agua (Clark, 2007) control de plagas y enfermedades, atracción de insectos beneficiosos, protección contra erosión, adición de materia orgánica, reciclaje de nutrientes y servir de hábitat para una gran diversidad de microorganismos (Lu et al., 2000). Cada planta de cobertura puede aportar uno o dos beneficios al suelo por lo que se puede considerar que utilizando mezclas de diferentes coberturas es posible atacar varios de estos problemas simultáneamente dando mayor diversidad de especies donde el

suelo recibe el mayor beneficio de esta biodiversidad (Clark, 2007). Los cultivos de cobertura tienen un efecto acumulativo sobre la calidad del suelo, es por eso que lo ideal sería integrar un sistema de conservación donde se utilicen cultivos de cobertura para proteger el suelo en tiempos de barbecho o en las rotaciones de cultivo.

En Puerto Rico, trabajos realizados en términos de evaluación de cultivos de cobertura sobre propiedades físicas, químicas o biológicas del suelo es limitado. Sin embargo, el uso de leguminosas en sistemas de rotación de cultivo en Puerto Rico es uno que ha demostrado ser viable en la mayoría de los estudios realizados. Mucuna (*Mucuna pruriens*) gandúl (*Cajanus cajan*) y calabaza (*Curcubita maxima*) fueron utilizadas como plantas de cobertura en una rotación con cebolla y disminuyeron la densidad del coquí (*Cyperus rotundus L.*) un 55% en el segundo año de establecimiento (Semidey y Flores, 2006). Semidey (1999) reportó la eficiencia de la mucuna en el control del coquí en una rotación con tomate. Otros estudios previos realizados por Acosta et al. (1991) mostraron una disminución en la población de nemátodos en una rotación de cultivos con tomate, maíz y mucuna. Un estudio realizado en 5 localidades diferentes en Puerto Rico con: *Canavalia ensiformis*, *Crotalaria juncea*, *Mucuna pruriens* y *Vigna unguiculata* reportaron promedios de producción de biomasa de 2,528 kg/ha; 1,665 kg/ha; 1,601 kg/ha y 900 kg/ha respectivamente (Carlo, 2009). Se realizó además, una evaluación con mucuna y crotalaria para determinar aporte de biomasa y nitrógeno en la EEA-Isabela. Se encontró que la mucuna como residuo vegetativo durante la época de verano disminuyó la necesidad de aplicación de fertilizante en maíz y el rendimiento de cosecha obtenido fue uniforme (Martínez, 2014). El integrar varios cultivos de cobertura en una misma siembra, no ha sido evaluado en Puerto Rico. Por tal razón, el trabajo aquí propuesto evaluará el efecto de

mezclas de plantas de cobertura sobre indicadores químicos, físicos y biológicos de un suelo del orden Oxisol en el oeste de Puerto Rico.

1.1 Hipótesis

El utilizar mezclas de cultivos de cobertura ayudará a mejorar las propiedades físicas, químicas y biológicas de un suelo, su calidad y productividad en un sistema de labranza mínima.

1.2 Objetivos

- Evaluar el efecto de mezclas de semillas de cultivos de cobertura sobre propiedades físicas, químicas y biológicas en un suelo del orden Oxisol.
- Evaluar el efecto de la práctica de labranza convencional y labranza mínima sobre propiedades físicas, químicas y biológicas en un suelo del orden Oxisol.
- Determinar cuál es la mejor combinación de mezclas de semillas cobertoras para mejorar la calidad del suelo.

2 REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Calidad de Suelos

Calidad óptima de suelos se refiere a la capacidad de un suelo de actuar como un ente vivo que contiene elementos biológicos claves para funcionar dentro de un ecosistema (Karlen et al., 2001). Warkentin y Fletcher (1977) utilizaron por primera vez el término calidad de suelos como uno complementario a las ciencias de suelo tratando de lograr una definición más completa y crear guías de manejo. Para finales de los años 1980s la atención comenzó a enfocarse en los términos de agricultura sostenible, calidad ambiental y preservación del recurso suelo (Larson y Pierce, 1991). El suelo es el componente más importante de la biósfera. Sin embargo, el mal manejo de los terrenos agrícolas y otros ecosistemas ha reducido la calidad de estos a nivel mundial (Oldeman, 1994). El suelo funciona no solo para la producción de alimento y fibra, sino que también asegura la calidad ambiental a nivel local y global (Glanz, 1995). Existe un gran interés en demostrar como la calidad de suelos afecta la calidad de los alimentos (Hornick, 1992) y cómo la calidad de suelos afecta el hábitat y la diversidad de organismos en el suelo (Warkentin, 1995). Para esto se toman en cuenta las características inherentes y dinámicas en el suelo. En general la respuesta de los suelos a una alteración tiene dos componentes: resistencia y resiliencia. La resistencia, es la capacidad inherente del sistema para tolerar la alteración. Estas características inherentes son aquellas controladas por los factores de formación de suelos: clima, organismos, relieve, material parental y tiempo (Jenny, 1941). Estas están relacionadas a la clasificación, taxonomía y potencial de uso de terrenos que es la base del catastro de suelos (Soil Survey Staff, 2014). La resiliencia, es la capacidad amortiguadora

y la habilidad para regenerarse. Las condiciones dinámicas son los indicadores que describen la condición de los suelos como consecuencia del manejo o uso al cual han sido sometidos. La calidad de los suelos no puede ser medida directamente, pero puede ser evaluada a través de una serie de indicadores físicos, químicos y biológicos que son sensitivos a los cambios en manejo (Andrews et al., 2004). Estos indicadores son evaluados utilizando lo que se conoce como un “minimum data set” (MDS) los cuales miden la calidad de los suelos y sus cambios en relación a las prácticas de manejo aplicadas (Larson y Pierce 1994). Con esto se puede determinar la dirección y magnitud del cambio sobre el suelo que las prácticas de manejo están ejerciendo.

En Wisconsin se realizó un estudio donde se entrevistó a agricultores para crear un documento que contenía una serie de propiedades descriptivas de los suelos junto con un criterio de rangos de mínimo a severo que les permitía evaluar ciertas propiedades dentro de los parámetros de calidad de suelos (Romig et al., 1996). Esta información ayudó a desarrollar una prueba manual, conocida como *USDA Soil Quality Test Kit Manual and Interpretative Guide*, para determinar la calidad de los suelos en el campo. Este equipo fue comparado con resultados de análisis de laboratorio y demostró obtener resultados comparables (USDA-NRCS 2001). Otro estudio realizado en una producción de hortalizas en California, utilizando estos parámetros de calidad de suelos, arrojó resultados a favor de los sistemas sostenibles ya que mostraron tener unos índices de calidad de suelos más elevados que las siembras con tratamientos convencionales (Andrews et al., 2002). Mejorar la calidad del suelo manejando sus propiedades debe ser una meta a largo plazo cuando se están comparando sistemas de cultivos sostenibles con sistemas de cultivos convencionales (Liebig y Doran, 1999).

2.2 Indicadores de Calidad de Suelos

La calidad de los suelos es evaluada utilizando simultáneamente los indicadores químicos, físicos y biológicos para poder determinar cual es la condición del mismo. No es posible medir uno sin tomar en consideración todos los demás factores. Las variaciones en suelo, tipo de cultivo, geografía, temperatura e historial de prácticas de manejo son algunos de los factores a tomar en cuenta al momento de monitorear la calidad de los suelos. Este monitoreo y plan de manejo tiene como objetivo principal el identificar, corregir y realizar cambios para evitar la pérdida irreversible de la calidad de nuestros suelos.

2.2.1 Física de Suelos

Dentro de las propiedades físicas que ayudan a evaluar la calidad de los suelos se encuentra la textura, densidad aparente, estabilidad de agregados, porosidad y capacidad de retención de agua (Hillel, 1982). La densidad aparente y la textura de suelos nos permiten conocer el potencial para lixiviación, productividad y erosión de los suelos (Doran y Parkin, 1994). La textura del suelo nos ayuda a determinar retención y movimiento de agua y solutos en los suelos, a la vez que permite estimar la erosión de los suelos. Suelos arenosos son más susceptibles a erosión y retienen menos agua en el perfil que suelos arcillosos. Por otra parte, la densidad aparente es un indicador del grado de compactación del suelo. La compactación del suelo restringe la penetración de raíces y el movimiento de agua y nutrientes en el perfil. La compactación también disminuye el espacio poroso, aumenta la proporción de poros llenos por agua, disminuye la infiltración y aumenta la escorrentía. Poros llenos de agua afectarán la actividad microbiana al

disminuir la tasa de descomposición del carbono orgánico y limitará la liberación de nutrientes (Swift et al., 2004).

La estabilidad de agregados se refiere a la habilidad de los agregados del suelo de resistir la desintegración causada por fuerzas externas asociadas a la labranza y erosión por agua y aire. La materia orgánica del suelo contiene sustancias que cementan los agregados y estabiliza la estructura del suelo (Bronick y Lal, 2005). Una mejor estabilidad de agregados provee mayor espacio poroso, esencial para la circulación de agua, aire y nutrientes en el suelo. La estabilidad de agregados y estructura del suelo puede ser modificada con éxito y así aumentar la productividad del suelo. Todos estos indicadores físicos se verán reflejados en limitaciones en el crecimiento de raíces, germinación de semillas, infiltración y movimientos de agua, minerales y sustancias en el perfil de suelos.

2.2.2 Química de Suelos

Para poder obtener rendimientos óptimos se debe proveer al suelo las cantidades necesarias de materia orgánica y nutrientes. Indicadores químicos de calidad de suelos proveen información sobre la capacidad del suelo para proveer los nutrientes necesarios para el desarrollo de las plantas (Stocking, 2003). El pH es una medida de la concentración de la acidez o alcalinidad del suelo. En la mayor parte de los suelos, especialmente los tropicales, el rango de pH de 5.5 a 6.5 es el ideal para evitar tener que encalar, evitar deficiencias en micronutrientes, proveer un ambiente favorable para los microorganismos, hacer que el resto de los nutrimentos estén disponibles para las plantas y evitar toxicidad de otros elementos como Al y Mn. En los suelos tropicales el mayor problema de fertilidad se asocia al pH. Las poblaciones de microorganismos presentan un rango óptimo de valores de pH entre 5 – 8 (Smith y Doran 1996). A pH bajo la actividad microbiana es menor y el

proceso de mineralización de la materia orgánica disminuye. El pH en el suelo es influenciado por el material parental, profundidad del suelo, precipitación, vegetación natural y sembrada, materia orgánica, Al^{3+} intercambiable y la fertilización nitrogenada. La materia orgánica es una propiedad químico-física y es la fracción del suelo creada por la descomposición de plantas, animales y microorganismos en el suelo. Es la fuente de alimento para los microorganismos del suelo, funciona como amortiguador de pH, agente cementante de las partículas del suelo, retiene agua, contiene nutrientes esenciales para las plantas y está ligada a la capacidad de intercambio catiónico del suelo (Carter, 2002). La materia orgánica es una sustancia heterogénea que difiere en tamaño de partículas, tiempo de descomposición y contenido de carbono. El carbono orgánico es la fuente principal de energía y nutrientes para los microorganismos del suelo y la rapidez a la cual este carbono es liberado se relaciona con la fracción de la materia orgánica donde reside. Un aumento en la materia orgánica aumenta el contenido de carbono en el suelo, aumentando la diversidad biológica en el suelo (Sikora y Stott, 1996). El carbono orgánico es aproximadamente un 58% de la materia orgánica. El manejo de los nutrientes es otra parte importante ya que es necesario que los agricultores añadan grandes cantidades de estos para obtener mejores rendimientos en sus cultivos (Sánchez and Swaminathan, 2005). Mediante el uso de cultivos cobertores e incorporando materia orgánica en forma de abonos verdes y compostas es posible aumentar el contenido inicial de nutrimentos (Stocking, 2003). Las propiedades químicas afectan las relaciones suelo-planta, calidad del agua, capacidad de amortiguamiento del suelo, disponibilidad de nutrientes, organismos del suelo, movilidad de plaguicidas y otras sustancias que entran en contacto con el suelo (Doran et al., 1996).

2.2.3 Biología de Suelos

Los indicadores biológicos de calidad de suelos están influenciados por la biomasa microbiana (relación carbono: nitrógeno) y respiración microbiana. La biomasa microbiana es el componente vivo de la materia orgánica, lo compone la fracción lábil que es la fuente principal del carbono del suelo y la más rápida en responder a perturbaciones (Rice et al., 1996). Estos microorganismos son los responsables en convertir los nutrientes a formas disponibles para las plantas (Drinkwater et al., 1996). Los microorganismos componen la red alimenticia del suelo y sirven como control biológico sobre otros microorganismos que no son beneficiosos (Oyarzun et al., 1998).

El dióxido de carbono (CO₂) que es liberado por la superficie del suelo se conoce como respiración. Esta respiración es generada por la descomposición aeróbica de la materia orgánica por parte de los microorganismos, respiración de las raíces de las plantas y disolución de carbonatos en la solución del suelo (Brookes et al., 2008). La respiración microbiana refleja la capacidad de un suelo de sostener la vida y describe el nivel de actividad microbiana y contenido de materia orgánica. Otro indicador biológico de gran importancia es la actividad enzimática. Las actividades enzimáticas pueden ser usadas como indicadores de calidad ya que son de fácil determinación y responden rápidamente al manejo (Dick y Tabatabai, 1992). Las enzimas catalizan la velocidad a la cual los residuos de las plantas se descomponen y liberan nutrientes (Kandeler, 2007). Las enzimas deshidrogenasa (DHA), fosfatasa ácida (FOS_a) y básica (FOS), β-glucosidasa, y ureasa (URE) han sido utilizadas como indicadores para evaluar la calidad del suelo (Gajda y Mortyniuk, 2005). Las enzimas son específicas al substrato y liberan los nutrientes que están contenidos en este substrato como por ejemplo C, P, N y otros elementos importantes.

Estas enzimas se dividen en exoenzimas que son liberadas de células vivientes y endoenzimas que son liberadas por células que se están desintegrando (Tabatabai, 1994). La fosfatasa se divide en fosfatasa ácida y fosfatasa básica dependiendo del pH del suelo. Éstas participan en la hidrólisis de ésteres de fosfato orgánicos e inorgánicos en el ciclo de fósforo (Trasar et al., 2003). La deshidrogenasa permite tener una idea de los procesos microbianos en el suelo ya que estas se encuentran solamente en los sistemas vivos y relacionada a la respiración microbiana cuando fuentes de carbono externas son añadidas (Frankenberger y Dick, 1983).

2.3 Plan de Manejo de Calidad de Suelos

Para mejorar la calidad de los suelos, implementar un plan de manejo que cumpla con los objetivos de mejorar la producción del suelo, calidad del agua y aire, utilizar eficientemente los nutrientes y proveer hábitat para diversidad de especies (Lu et al., 2000). Este plan requiere: 1) utilizar diversidad de cultivos para aumentar biodiversidad del suelo, 2) perturbar el suelo lo menos posible y 3) mantener cobertura vegetal todo el año para alimentar al suelo (USDA-NRCS, 2014). Mejorar la calidad de los suelos debe ser el objetivo principal a largo plazo al implantar un manejo de sustentable (Liebig and Doran ,1999). El “*USDA National Organic Program*” enfatiza la selección de prácticas sustentables para producción de sistemas orgánicos (Olson y Weeda, 2003). La materia orgánica y la estructura de suelos son dos de los parámetros más críticos para determinar la productividad de los suelos (Paustian et al., 2000). Tres de los principios de agricultura sustentable incluyen diversidad de cultivos de cobertura junto con rotaciones de cultivo, labranza mínima y mantener el suelo cubierto con los residuos vegetativos o “*mulching*”.

Estas prácticas de manejo son de especial importancia en el trópico ya que al tener temperaturas altas y húmedas se produce la mineralización de material orgánico más rápido (Jiang et al., 2007; Hubbard et al., 2013; Olson et al., 2013; Evett et al., 1999).

2.4 Prácticas Sustentables

2.4.1 Cultivos de Cobertura

Los cultivos de cobertura son parte integral de un sistema de producción de cosecha. Según el *National Handbook of Conservation Practices* se definen como cultivos de cobertura: gramíneas, brassicas, leguminosas y hoja ancha que son sembrados con el propósito de proveer cubierta por una temporada de siembra y cumplir con prácticas de conservación (USDA-NRCS, 2014). Hartwing y Ammon (2002) indicaron que la integración de los cultivos de cobertura al suelo ayuda a conservar nitrógeno para los cultivos subsiguientes, disminuir las malezas y aumentar el contenido de carbono y materia orgánica en el suelo. Estos se pueden manejar para mejorar la calidad de los suelos y ayudan a crear un ambiente donde las plantas, microorganismos e insectos beneficiosos pueden existir. La biodiversidad que brindan está asociada a niveles más bajos de enfermedades, aumento en las funciones biológicas del suelo, disminución de costos de fertilizantes y plaguicidas.

La diversidad en el sub-suelo aumenta simultáneamente la diversidad sobre el suelo y utilizar mezclas de cultivos de cobertura en lugar de monocultivos produce un impacto positivo sobre el suelo si se escogen las plantas idóneas para cumplir con los objetivos del manejo. Estudios por Delgado et al. (2008) han mostrado que los cultivos de cobertura de verano como la mucuna (*Mucuna pruriens*) y canavalia (*Canavalia ensiformis L.*) junto con rotaciones de cultivos minimizan la erosión, aumentan eficiencia de utilización de

agua, aumentan el reciclaje de macro y micro nutrientes, aumentan la eficiencia de utilización de nutrientes y disminuyen la lixiviación de nitrato a los acuíferos. Mezclas de cultivos de cobertura que contienen leguminosas-gramíneas son más efectivas en mejorar la calidad de los suelos. Las leguminosas crecen lentamente, pero son capaces de fijar nitrógeno y aportarlo a los suelos mientras que las gramíneas producen grandes cantidades de biomasa y aumentan el contenido de materia orgánica. Si se encuentran problemas con enfermedades, las brassicas han demostrado ser buenas para el control biológico y deberían ser consideradas para romper con los ciclos de enfermedad (Snapp et al., 2005). Mezclas de cultivos de cobertura leguminosa-gramíneas aumentaron el contenido de materia orgánica en una rotación tradicional de maíz y soja (Aziz et al., 2013). Otro estudio realizado en Wisconsin se demostró que la utilización de leguminosas como el trébol rojo y gramíneas como el centeno aumentó el carbono orgánico significativamente y mostró buena relación con la estabilidad de agregados y biomasa microbiana (Jokela et al., 2009). Se debe tener en cuenta del tipo de cultivo de cobertura utilizado ya que hay algunos residuos más frágiles resultando en menos cobertura y devuelven menos C orgánico al suelo lo que resulta en un aumento en erosión y un descenso en materia orgánica.

En estudios a largo plazo se ha comprobado que la producción de materia orgánica por los residuos tiene efecto sobre la estabilidad de agregados, resultado que a su vez varía según el suelo y el tipo de cultivo en la rotación (Filho et al., 2002). La incorporación de cultivos de cobertura en la rotación de cultivos ha demostrado tener un efecto positivo sobre las propiedades físicas de los suelos. Blanco-Canqui et al. (2011) reportó en sistemas de rotación de cultivos con cobertoras bajo no-labranza, que la crotalaria disminuyó la densidad aparente un 4%, el diámetro de agregados aumentó un 80% y un aumento del

30% en el carbono orgánico del suelo. Sin embargo, Benjamin et al. (2008) encontró que la rotación no afectó la estabilidad de agregados aún presentado un alto contenido de materia orgánica en el suelo. Villamil et al. (2006) reportó que utilizar rotación de cultivos cobertores bajo un sistema de no-labranza mejoró la estabilidad de agregados, disminuyó densidad aparente, aumentó la porosidad del suelo y la capacidad de retención de agua de los suelos. Distintos tipos de plantas de cobertura (gramíneas y leguminosas) han demostrado mejorar la estabilidad de agregados de los suelos (Kladivko, 2003) disminuir la densidad aparente y compactación (Raper et al., 2000).

Los residuos de nitrógeno luego de la cosecha pueden transportarse por escorrentía o por lixiviación si no se siembran cultivos de cobertura para utilizar y atrapar este remanente. El tiempo en el cual se terminan los cultivos de cobertura es muy importante para que la mineralización de este nitrógeno ocurra gradualmente y el cultivo de interés sea capaz de utilizarlo del suelo. Utilizar leguminosas como cultivos de cobertura puede proveer nitrógeno por encima de lo requerido para una producción óptima. Dabney et al. (2010) demostró que las leguminosas pueden aumentar la eficiencia de uso del nitrógeno al añadir el doble de cantidad de este nutriente y disminuir la razón C: N ayudando al reciclaje de nitrógeno en sistemas de no-labranza. Esto, a su vez, reduce la pérdida de nitrógeno en comparación a fuentes inorgánicas. Esto demuestra lo eficiente de esta práctica en reducir la cantidad de fertilizante inorgánico nitrogenado a utilizarse lo que se reflejaría en una reducción de costos operacionales y menos carbono liberado a la atmósfera. Havlin et al. (1990) demostró que la utilización de leguminosas en un sistema de rotación de cultivos con labranza mínima aumentó el contenido de nitrógeno y carbono en el suelo. Permitir que las leguminosas florezcan usualmente no aumenta el contenido de

nitrógeno que aportan al cultivo subsiguiente debido a una mineralización más lenta de la biomasa y porque una fracción del nitrógeno puede quedar atrapado en la semilla (Ranells and Wagger, 1992).

Langdale et al. (1992) encontró que durante un periodo de 5 años trabajando en la restauración de un Ultisol altamente erodado en la parte sureste de los Estados Unidos la descomposición de los residuos vegetativos aumentó el contenido de carbono orgánico en el suelo. En Nebraska y North Dakota se estudió el impacto de prácticas de producción sostenibles versus convencionales sobre varios indicadores de calidad de suelos en Molisoles. En promedio las prácticas sostenibles obtuvieron un 22% más de materia orgánica (12,571 kg/ha) y un 20% más de nitrógeno total (970 kg/ha) en los primeros 35 cm de la superficie del suelo que las prácticas convencionales. En 4 de las 5 fincas estudiadas los niveles de pH estaban más cercanos a ser neutral, la densidad aparente fue menor y la biomasa microbiana (relación C: N) y respiración microbiana fueron más altos comparados a prácticas convencionales (Liebig and Doran, 1999).

2.4.2 Labranza Mínima

La práctica de labranza mínima o labranza de conservación se define como el limitar la perturbación del suelo para manejar la cantidad, orientación y distribución de residuos de plantas en la superficie del suelo durante todo el año (USDA-NRCS, 2014). El propósito principal es mejorar las propiedades físicas del suelo, reduciendo la erosión, mantener y aumentar el contenido de materia orgánica y aumentar la eficiencia de utilización y retención de agua. La degradación de los suelos a causa de la labranza convencional excesivo ha aumentado el interés en sistemas de labranza de conservación. La labranza acelera la mineralización de los residuos vegetativos, liberando el CO₂ a la

atmósfera, evitando que los microorganismos lo utilicen como fuente de alimento y lo devuelvan en forma de materia orgánica (Stubbs et al., 2004).

La práctica de labranza mínima es un cambio significativo en la metodología de sistemas de agricultura debido a que durante los pasados 100 años la labranza convencional ha sido la práctica prevaleciente (Baker et al., 2007). Utilizar la práctica de labranza mínima ha demostrado no tener un impacto inmediato sobre las propiedades físicas de los suelos. Según Blanco-Canqui (2004) en suelos de Missouri, luego de 6 ó 7 años la capacidad de retención de agua en suelos bajo labranza mínima fue más alta que en áreas donde se utilizó labranza convencional. Langdale et al. (1992) reportó además un 50% de aumento en la estabilidad de agregados en suelos bajo labranza mínima que en suelos bajo labranza convencional luego de 12 años. Los sistemas de labranza convencional compactan el suelo reduciendo la infiltración, la capacidad de retención de agua y la macroporosidad (Jiang et al., 2007). Wang et al. (2008) reportó en sistemas de labranza convencional la pérdida de suelo, agua y nutrientes lo que disminuyó los rendimientos de cosecha. La labranza mínima también resulta en beneficios económicos ya que requiere menos maquinaria, combustible y tiempo, y promueve la conservación del agua y suelo (Wang et al., 2008).

En general la implementación de esta práctica a largo plazo utilizando cultivos con un alto contenido de residuos mejorara las propiedades físicas de los suelos creando mejores agregados capaces de mejorar la infiltración y la capacidad de retención de agua (Brock, 1999). Estudios a corto plazo sobre labranza mínima no han demostrado mejoras significativas en la calidad de los suelos. Un estudio conducido por Jabro et al. (2011) en los suelos de Montana demostró que la densidad aparente no presentó diferencias entre la

labranza convencional y labranza mínima. Concluyó que el periodo de un año no es suficiente para que la labranza de conservación cambie las propiedades físicas de los suelos.

2.4.3 Residuos Vegetativos

La práctica de residuos vegetativos o “*mulching*” se define como el aplicar residuos vegetativos ya sean producidos en el mismo lugar o fuera del lugar a la superficie del suelo (USDA-NRCS, 2014). Esta práctica ayuda a conservar la humedad del suelo, reduce la cantidad de irrigación, controla erosión y mejora la calidad de los suelos. Estudios en Ohio han demostrado que el “*mulching*” ha mejorado la densidad aparente del suelo (Kahlon et al., 2013) y la porosidad (Glab y Kulig, 2008). Un mayor contenido de agua en el suelo ha sido demostrado como resultado de la práctica de “*mulching*” (Teasdale y Mohler, 1993) lo cual puede proveer una mejor humedad al cultivo de interés durante periodos secos o de estrés de agua durante el verano. Blanco-Canqui y Lal (2007) encontraron una mayor cantidad de lombrices bajo un “*mulch*” de trigo que en lugares donde no había “*mulch*” y encontraron también mayor cantidad de lombrices bajo los residuos de hojas y tallos del maíz. En otro estudio se encontró que bajo “*mulching*” había mayor población de lombrices, mayor contenido de C almacenado y ergostol, sustancia que se mide para determinar biomasa de hongos en los suelos, eran mayores con el “*mulching*” (Kahlon et al., 2013). Además, el “*mulching*” aumentó los macroagregados y el carbono total en ellos. En Wisconsin, Karlen et al. (1994) encontró que el índice de calidad de suelos aumentó según la cantidad de residuo vegetativo en el suelo aumentaba.

2.4.4 Coberturas

Una de las plantas más utilizada como cobertura es mucuna (*Mucuna pruriens*). Es una leguminosa excelente para el control de malezas ya que su naturaleza de enredadera cubre el suelo y evita que se desarrollen plantas indeseables. Sus largas enredaderas pueden tener longitudes de 10 a 30 pies y sus hojas anchas ayudan a cubrir el suelo y protegerlo de la erosión. Mucuna es capaz de fijar hasta 150 kg N/ha y producir alrededor de 35 ton de materia orgánica al año (Bunch, 1990). En mezclas de cultivos de cobertura mucuna ha demostrado tener relaciones beneficiosas con el alforfón (*Fagopyrum esculentum*) ya que juntas aumentan el control de malezas. El alforfón ayuda a mejorar la estabilidad de agregados. Sus raíces fibrosas ocupan las primeras 10 pulgadas del suelo promoviendo una rizósfera diversa y un área superficial mayor para aportar y obtener nutrientes. Produce entre 2 a 3 ton/acre de biomasa en solo seis a ocho semanas (Marshall y Pomeranz, 1982). Es utilizada como cobertora en siembras de hortalizas y su rápido crecimiento ayuda a el control de malezas. Es capaz de solubilizar el fósforo en el suelo y hacerlo disponible para las plantas (Hendrickson, 2003). Mijo Perla (*Pennisetum glaucum L.*) es utilizada como cultivo de cobertura para controlar malezas y aumentar el contenido de materia orgánica en el suelo. Es una planta que alcanza alturas de hasta 5 pies y produce 3-5 ton/ha de biomasa, similar a la del sorgo (*Sorghum bicolor L.*) (Schonbeck y Morse, 2006). Plantas de mijo perla en descomposición son capaces de retener entre 60-80 % de potasio en la superficie del suelo para el próximo cultivo (Rosolem et al., 2005). Es una planta que se desarrolla rápidamente cubriendo la superficie del suelo, tiene un sistema de raíces extensivo y fibroso y es capaz de romper el suelo compactado (Rosolem et al., 2001). Es compatible en mezclas de forrajes y leguminosas como caupí (*Vigna unguiculata*), lablab

(*Lablab purpureus*) y crotalaria (Cook et al., 2005). En sistemas de rotación de cultivos ha demostrado ser capaz de controlar nemátodos que atacan las raíces en papas (Ball-Coelho et al., 2003). Sorgo es capaz de producir 4,483- 5,604 kg/ha de biomasa. Ayuda al control de malezas, nemátodos y penetra el suelo compactado (Clark, 2007). Entre las malezas que es capaz de controlar se encuentra el coquí (*Cyperus rotundus L.*) maleza de gran importancia agrícola en Puerto Rico. Uno de los exudados que produce para controlar las malezas es el sorgoleno (Dayan et al., 2010). La actividad del sorgoleno en el suelo es similar a la actividad de un herbicida pre-emergente y se ha medido hasta 7 semanas después de la incorporación del material vegetativo al suelo. Su sistema de raíces es extensivo y puede penetrar hasta 8 pies verticalmente y extenderse más de 3 pies de distancia del tallo (Shoemaker and Bransby, 2010). Caupí es una planta de cobertura de rápido crecimiento capaz de producir 2,802- 5,043 kg/ha al año de biomasa y proveer 112-168 kg/ha de nitrógeno al cultivo subsiguiente (Clark, 2007). Es un cultivo adaptado a una gran variedad de condiciones de suelos y sus largas raíces penetran profundo en el perfil del suelo lo cual ayuda a controlar la erosión y control de malezas (Clark, 2007). Canavalia como cultivo de cobertura produce fotoquímicos que actúan como bactericida, pesticida y fungicida (Morris, 1999). Ha sido utilizada con éxito para fijar nitrógeno y proveer cubierta vegetativa rápida en sistemas agrícolas (Kobayashi et al., 2003). Canavalia en cultivos intercalados con maíz ha sido exitosa para aumentar los rendimientos y controlar nemátodos (*Pratylenchus zae*) (Arim et al., 2006). Canavalia puede fijar entre 187-229 kg/ha de nitrógeno (Benjawan et al., 2007). Lab lab es utilizado como cultivo de cobertura para aportar nitrógeno al suelo y mejorar la calidad del mismo. Es capaz de fijar el nitrógeno de la atmósfera y aportar grandes cantidades de este nutrimento al suelo al

descomponerse (FAO, 2012). Su crecimiento inicial es lento pero una vez establecido compite bien con las malezas y tiene un sistema de raíces extensivo que mejora la condición y función física del suelo. Comparado con caupí demostró ser capaz de producir más biomasa con un total de 2.5 ton/ha (Valenzuela y Smith, 2002). Gandúl (*Cajanus cajan*) incorporado como abono verde puede proveerle al suelo alrededor de 69 kg/ha N previo al momento donde la vaina se comienza a producir (Phatak et al., 1993). Crece muy bien junto a sorgo y millo perla y esta mezcla es utilizada para forraje. Se ha utilizado en rotaciones junto a caupí ya que el gandúl ayuda a controlar el nemátodo (*Pratylenchus spp*) que afecta al caupí (Mullen et al., 2003). El girasol (*Helianthus annuus L.*) es una planta de hoja ancha que puede ayudar a controlar enfermedades en las plantas tales como el barrenador del maíz y nemátodos en la soya. Es una planta eficiente en extraer agua del perfil de suelos y tolerar sequías. Uno de sus beneficios es que su crecimiento acelerado y tamaño lo hace buen competidor con muchas malezas (Clark, 2007). Cultivos como el sorgo, girasol y mijo perla sirven de soporte para plantas que son enredaderas ya que crecen altas y fuertes. En Florida demostraron ser útiles como cultivos de cobertura para reducir enfermedades y mejorar la fertilidad de los suelos (Chellemi et al., 2010). Otra de las características beneficiosas de los girasoles lo son sus raíces. Estas pueden llegar a medir más de 10 pies, son profundas y penetran el suelo creando macroporos (Clark, 2007). Rábano (*Raphanus sativus L.*) es un tipo de raíz comestible la cual es capaz de desarrollar una raíz de hasta 6 pies de profundidad. Las primeras 12-20 pulgadas de esta raíz se ensanchan hasta 2 pulgadas en diámetro (Weil et al., 2006). Esta raíz penetra las capas compactadas del suelo dejando grandes poros en el suelo. Estos poros ayudan a que infiltre el agua y aire especialmente en periodos donde el suelo se vuelve seco (Weil and Williams,

2003). El utilizar este cultivo es una práctica de manejo relacionada a la labranza de conservación (Williams y Weil, 2004). Es muy eficiente en su utilización del nitrógeno que se encuentra en el suelo dejado por el cultivo anterior y puede absorber entre 112 a 168 kg/ha de N (Weil et al., 2006). Estas raíces profundas también previenen que el nitrógeno que ha sido movido por lixiviación llegue a los acuíferos y contamine las aguas subterráneas. Al poder atrapar el nitrógeno que quedó en el suelo en lugares donde el cultivo primario no puede absorber hace que esté disponible para el próximo cultivo al momento de descomponerse y actuar como fertilizante orgánico al aportar nitrógeno que de otra manera se hubiese perdido (Kristensen y Thorup-Kristensen, 2004). Las raíces del rábano producen unos exudados llamados glucosionatos que suprimen nemátodos y evitan enfermedades a las plantas (Ngouajio y Mutch, 2004). El sésame (*Sesamum indicum L.*) es considerado un cultivo de cobertura para climas más cálidos que crece vigorosamente y ayuda a mejorar la estructura del suelo (Myers, 2002). Ayuda a mejorar la capacidad del suelo de retener humedad y sirve como labranza natural (Langham et al., 2008). El sésame es parecido a crotalaria y al sorgo ya que reduce los nemátodos que atacan las raíces en los cultivos subsiguientes (Sipes y Arakaki, 1997). Contiene una razón carbono: nitrógeno similar a las leguminosas, controla malezas y atrae una gran diversidad de insectos beneficiosos (Creamer y Baldwin, 2000). Crotalaria es utilizada como fijadora de nitrógeno atmosférico y abono verde para mejorar la fertilidad de los suelos, reducir la erosión, mantener la humedad, control de malezas, nemátodos y reciclaje de nutrientes. Tiene un rápido crecimiento y puede producir más de 5,604 kg/ha de biomasa y 134 kg/ha N entre 9 y 12 semanas (Clark, 2007). Las hojas tienen concentraciones de nitrógeno entre 2-5 % y las raíces y los tallos tienen entre 0.6-2% (Treadwell and Alligood, 2008). Un estudio en

Hawaii por Rotar y Joy (1983) demostró que bajo ambientes tropicales la crotalaria es capaz de producir un promedio de 140 lbs nitrógeno/acre luego de 60 días. Tiene además el potencial de aumentar el contenido de materia orgánica en el suelo y secuestrar carbono atmosférico.

3 MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Localización

Se estableció un experimento de campo en la Subestación Experimental Agrícola de Isabela (EEA) entre septiembre 2015 y septiembre 2016. La EEA-Isabela está localizada en la región noroeste sub-húmeda de Puerto Rico, latitud 18.46° N y longitud -67.05° W. El promedio anual de precipitación varía entre 40 pulgadas en la temporada seca (enero a abril) y 60 pulgadas en la temporada de lluvia (julio a diciembre). El suelo donde se estableció el experimento es de la serie Coto, orden Oxisol (*Very-fine, kaolinitic, isohyperthermic, Typic Eutruxox*). Este suelo es arcilloso, altamente meteorizado y ácido. Tienen un contenido de carbono orgánico alrededor de 1.39%, son suelos profundos, moderadamente permeables y se han formado de la meteorización de sedimentos derivados de depósitos de sabana de origen volcánico. El área utilizada previo al establecimiento del experimento se mantuvo en barbecho por un periodo de aproximadamente dos años.

3.2 Diseño Experimental

El diseño experimental se realizó en bloques completamente aleatorizados (DBCA) con un arreglo en parcelas divididas. El predio experimental consistió de cuatro repeticiones,

divididas en dos parcelas principales y ocho sub-parcelas. El experimento ocupó un área de 1,329.96 m². Las parcelas principales medían 21.34 m de largo x 6.10 m de ancho con un área total de 130.17 m². Entre cada parcela principal se dejó un espacio de 1.83 m. Las sub-parcelas medían 3.96 m de largo y 6.10 m de ancho con un área total de 24.15 m². Entre cada sub-parcela se dejó un espacio de 1.83 m (Figura 1). La parcela principal fue el tratamiento de labranza con 2 niveles: mínimo y convencional. La subparcela fue el tratamiento de semillas con 4 niveles: mezcla 1, mezcla 2, mezcla 3 y control.

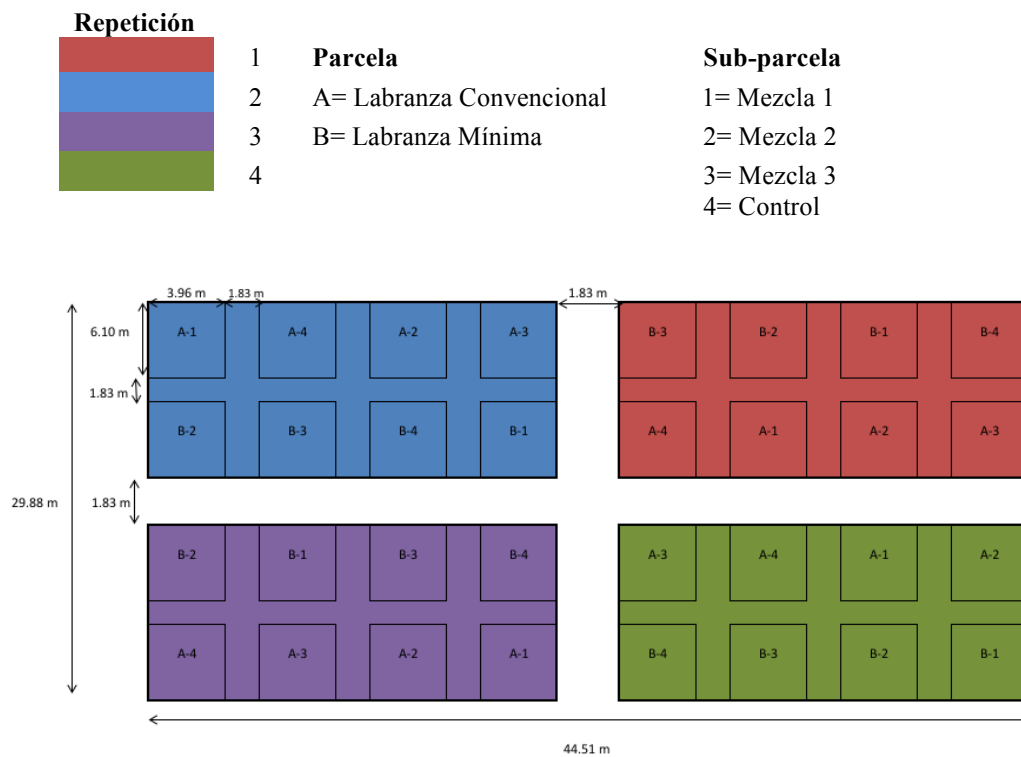


FIGURA 1. Mapa Experimental

3.3 Trabajo de Campo

Previo a la siembra de los cultivos de cobertura en Septiembre 2015, se realizó un muestreo de suelos inicial donde se midieron todas las propiedades físicas, químicas y biológicas a evaluarse a lo largo del experimento. Las mezclas de cobertoras seleccionadas contenían leguminosas, gramíneas, hoja ancha y brassicas. Estas mezclas se conocen como restauradoras de suelo y son capaces de proporcionar varios beneficios simultáneos al suelo (Cuadro 1). Todas las mezclas tenían en común el rábano (*Raphanus sativus*), girasol (*Helianthus annuus*) y mijo perla (*Pennisetum glaucum*).

CUADRO 1. Mezclas de semillas utilizadas en el tratamiento sub-parcela

Mezcla 1		Mezcla 2		Mezcla 3	
Nombre Común	Nombre Científico	Nombre Común	Nombre Científico	Nombre Común	Nombre Científico
Rábano	<i>Raphanus sativus</i>	Rábano	<i>Raphanus sativus</i>	Rábano	<i>Raphanus sativus</i>
Girasol	<i>Helianthus annuus</i>	Girasol	<i>Helianthus annuus</i>	Girasol	<i>Helianthus annuus</i>
Mijo Perla	<i>Pennisetum glaucum</i>	Mijo Perla	<i>Pennisetum glaucum</i>	Mijo Perla	<i>Pennisetum glaucum</i>
Crotalaria	<i>Crotalaria juncea</i>	Mucuna	<i>Mucuna pruriens</i>	Sésame	<i>Sesamum indicum</i>
Mucuna	<i>Mucuna pruriens</i>	Sorgo	<i>Sorghum bicolor</i>	Soya	<i>Glycine max</i>
Sorgo	<i>Sorghum bicolor</i>	Canavalia	<i>Canavalia ensiformis</i>	Lab lab	<i>Lablab purpureus</i>
Caupí	<i>Vigna unguiculata</i>	Lab lab	<i>Lablab purpureus</i>	Alforfón	<i>Fagopyrum esculentum</i>
Sésame	<i>Sesamum indicum</i>	Gandúl	<i>Cajanus cajan</i>	Crotalaria	<i>Crotalaria juncea</i>

La mezcla 1 tuvo una proporción leguminosa:gramínea:hoja ancha:brassica 3:2:2:1, en la mezcla 2 la proporción fue, 4:2:1:1 y en la mezcla 3 la proporción fue, 3:1:3:1. Las cantidades de semillas por mezcla se prepararon según cantidades reportadas en la literatura (Cuadro 2). Ajustando las cantidades al área de la sub-parcela, se determinó la cantidad de semillas en kg/parcela en el área experimental (Cuadro 3).

CUADRO 2. Recomendación cantidades de semillas en kg/ha

Cobertora	Cantidad (kg/ha)
Rábano	8.97
Mucuna	28.02
Caupí	22.42
Crotalaria	11.21
Girasol	7.85
Sorgo	11.21
Mijo Perla	11.21
Sésame	11.21
Canavalia	28.02
Lab lab	28.02
Gandúl	28.02
Soya	28.02
Alforfón	11.21

CUADRO 3. Cantidades de semillas aplicadas a la sub-parcela experimental

Mezcla 1		Mezcla 2		Mezcla 3	
Nombre Común	Razón (kg/parcela)	Nombre Común	Razón (kg/parcela)	Nombre Común	Razón (kg/parcela)
Rábano	0.022	Rábano	0.022	Rábano	0.022
Girasol	0.019	Girasol	0.019	Girasol	0.019
Mijo Perla	0.027	Mijo Perla	0.027	Mijo Perla	0.027
Crotalaria	0.027	Mucuna	0.068	Sésame	0.027
Mucuna	0.068	Sorgo	0.027	Soya	0.068
Sorgo	0.027	Canavalia	0.068	Lab lab	0.068
Caupí	0.054	Lab lab	0.068	Alforfón	0.027
Sésame	0.027	Gandúl	0.068	Crotalaria	0.027

Las mezclas de semillas fueron pesadas en el laboratorio y empacadas en bolsas de plástico rotuladas para su fácil manejo en el campo. La preparación del terreno al inicio del experimento consistió en arar convencionalmente las parcelas con el tratamiento de labranza convencional y pasar la rastra en las parcelas de labranza mínima para decompactar superficialmente. En la primera fase del experimento las semillas fueron sembradas al voleo y luego se pasó un rodillo para asegurar que quedaran en el suelo. El

tiempo de crecimiento de las cobertoras fue de 8 semanas y terminadas antes de la florecida, para evitar que esparcieran semillas. En la terminación se utilizó una taladora que cortaba las plantas de cobertura lo más cercano al suelo posible. Las parcelas que tenían el tratamiento de labranza convencional se incorporó el material vegetativo al suelo con un arado de disco utilizando un “*rotavator*” y en los tratamientos de labranza mínima la materia verde permaneció sobre la superficie del suelo como un “*mulch*” o acolchonado. Una vez terminada la primera siembra de las cobertoras se procedió a sembrar calabaza (*Curcubita máxima*) var. Taína dorada en Noviembre 2015. En Febrero 2016 se tomó rendimiento de la calabaza en una sola cosecha. El rendimiento de cosecha promedio para este estudio fue 6.94 kg/ha. El segundo muestreo de suelos se tomó en Marzo 2016, 3 días antes de sembrar un nuevo ciclo de cobertoras. Para esta segunda fase del experimento se decidió sembrar 3 ciclos de cobertoras en 6 meses; Marzo 2016 a Mayo 2016, Mayo 2016 a Julio 2016 y Julio 2016 a Septiembre 2016. Cada ciclo fue tratado de la misma manera inicial donde las cobertoras se sembraron al voleo, se dejaban crecer por 8 semanas, las parcelas de labranza convencional fueron incorporadas al suelo y la de labranza mínima fueron taladas y dejadas sobre la superficie del suelo. El último muestreo de suelos se realizó en Septiembre 2016. Las propiedades físicas evaluadas fueron: estabilidad de agregados y densidad aparente. Las propiedades químicas: pH, carbono orgánico total, nitrógeno en forma de nitrato y fósforo disponible. Las propiedades biológicas: respiración basal y actividad enzimática (deshidrogenasa y fosfatasa ácida). Los parámetros fueron analizados en el Laboratorio Central Analítico de la Estación Experimental Agrícola en Río Piedras.

3.4 Trabajo de Laboratorio

3.4.1 Física de Suelos

3.4.1.1 Estabilidad de Agregados

La estabilidad de agregados fue determinada por el método de tamizado húmedo descrito por Kemper and Rosenau (1986). El suelo fue secado al aire y tamizado para retener la porción entre 2 - 4 mm. Se pesaron 2 porciones de 15 g de los agregados, porción A fue colocada directamente en el horno para determinar el contenido de humedad del suelo. Este factor es el que controla la rigurosidad con la que se destruye la muestra (Kemper and Rosenau, 1986). La porción B se colocó sobre un cedazo #20 (0.68 mm) que a su vez se coloca sobre un cedazo #10 (1.65 mm). Los cedazos fueron agitados en agua; suficiente para cubrir los agregados al estar en la parte más baja por 15 minutos a una razón de 35 ciclos por minuto. Las fracciones de agregados retenidas en los cedazos fueron colocadas en un horno a 105°C por 24 horas. Se determinó el % Estabilidad de Agregados utilizando la ecuación:

$$\frac{(\text{Peso agregados cedazo \#20} + \text{Peso agregados cedazo \#10})}{\text{Peso seco agregados}} * 100$$

3.4.1.2 Densidad Aparente

La densidad aparente del suelo es la razón de la masa por unidad de volumen. La determinación de la densidad se realizó mediante el método del cilindro de metal (Soil Survey Staff, 2014). Se coloca un cilindro de 7.62 cm de diámetro y 7.62 cm de profundidad sobre una superficie plana y libre de vegetación en el suelo. El mismo se introdujo colocando un pedazo de madera sobre él y golpeándolo con un marrón, evitando la compactación excesiva para no dañar la muestra. Luego de que el cilindro es introducido

a la profundidad deseada se remueve y se limpia el exceso de suelo de la parte inferior con una espátula. La muestra de suelo es transferida a una bolsa de papel donde es pesada y colocada en un horno a 105°C por 72 horas para asegurar que el peso es constante. El diámetro y la profundidad del cilindro son utilizados para calcular el volumen, en nuestro caso el volumen calculado fue 347.50 cm³. Con el peso del suelo seco y utilizando la ecuación: $D = \frac{M}{V}$ obtenemos la densidad aparente. El dato de densidad nos permitió calcular el % Porosidad del suelo utilizando la ecuación:

$$\left(1 - \frac{da}{2.65 \text{ g/cm}^3}\right) * 100.$$

3.4.2 Química de Suelos

Pre-tratamiento de las muestras

Las muestras fueron secadas al aire por espacio de una semana. Luego fueron molidas y pasadas por un cedazo <2mm.

3.4.2.1 pH

El análisis de pH se realizó como medición directa a una relación 1:2 (suelo: agua) (Sparks, 1996). Se pesaron 20 g de suelo en un vaso de 100 mL al cual se le añadieron 40 mL de agua destilada. Se colocó la tapa y se agitaron las muestras en el agitador mecánico por 30 minutos. Las muestras luego fueron leídas en un metro pH modelo *Orion Star A215* de *Thermo Scientific* y se reportaron los resultados a dos lugares decimales.

3.4.2.2 Carbono Orgánico Total

Para la determinación de carbono orgánico total se utilizó un método modificado de Walkley and Black descrito por Heanes (1984). Se pesaron 5 g de suelo en un tubo de cristal Pyrex® de 50 mL. Se añadieron 5 mL de 1M K₂Cr₂O₇ (dicromato de potasio) y 10 mL de H₂SO₄ (ácido sulfúrico) concentrado. Se colocaron los tubos en un bloque de digestión previamente calentado a 150°C y se dejaron por 30 minutos. Para la curva de calibración se utilizó dextrosa y se trataron de la misma manera que las muestras. Al culminar los 30 minutos se sacaron las muestras inmediatamente del bloque y se dejaron enfriar a temperatura ambiente por un periodo de 1 hora. Se agregaron 50 mL de agua destilada al tubo, se taparon las muestras con un tapón de goma y fueron agitadas por inversión. Se dejaron reposar hasta el día siguiente para que el suelo se asentara y fueron leídas a un largo de onda de 590 nm por el método de colorimetría en el espectrofotómetro UV-1800 de Shimadzu. Las lecturas correspondían a los gramos de carbono orgánico presentes en la alícuota de suelo. El resultado fue reportado en % carbono orgánico:

$$\% C = \frac{\text{lectura } C \text{ de la curva (g)}}{\text{peso suelo (g)}} \times 100$$

3.4.2.3 Nitrógeno (N-NO₃)

El método para la determinación de nitrógeno se realizó mediante el método de extracción de suelo por análisis de inyección de flujo de *Lachat*, método 12-107-04-1-B. Se pesaron 5 g de suelo en un vaso de 100 mL y se añadieron 50 mL de 2M KCL. Se colocó la tapa y se agitaron las muestras por 30 minutos en el agitador mecánico. Pasado el tiempo requerido las muestras fueron filtradas por un embudo con papel de filtro Whatman #42 en

botellas de 125 mL. El análisis instrumental se realizó con el autoanalizador de iones *QuickChem 8500* de *Lachat*.

3.4.2.4 Fósforo Disponible

El análisis de fósforo disponible se realizó mediante el método Bray-II. Se pesaron 5 g de suelo en un vaso de 100 mL y se añadieron 35 mL de la solución extractora Bray-II (0.03M NH_4F y 0.1M HCl). Se colocó la tapa y se agitaron las muestras rápidamente por 5 minutos en el agitador mecánico. Las muestras fueron filtradas por un embudo con papel de filtro Whatman #42 en botellas de 125 mL. Se utilizó el autoanalizador de iones *QuickChem 8500* de *Lachat* para la determinación de la concentración de P.

3.4.3 Biología de Suelos

3.4.3.1 Respiración Basal

La respiración basal del suelo se midió por el método de titulación (Pell et al., 2006). El CO_2 producido por el suelo es atrapado en una solución de NaOH y al final de la incubación el OH no consumido es titulado con HCl . Se prepararon las soluciones de NaOH (1M y 0.1M), BaCl_2 (0.05M) y HCl (0.05M) con agua destilada libre de CO_2 . El agua libre de CO_2 se obtuvo al hervir el agua destilada por espacio de 30 minutos. Se pesaron 40 g de suelo secado al aire, molido y tamizado por un cedazo <2mm. Se tomó el suelo pesado y se esparció sobre una bolsa de plástico donde se roció con agua destilada hasta llevarlo un 60% de capacidad de campo. El suelo humedecido fue transferido a un frasco de conserva o “*mason jar*” y sobre él se colocó un vial de absorción con 2mL 1M NaOH . En la pared del frasco de conserva se colocó un papel de filtro humedecido con agua libre de CO_2 . Se cerró el frasco y se dejó pre-incubando por 10 días a una temperatura

de 20°C. Finalizado el tiempo de la pre-incubación se abrió el frasco y se sustituyó el vial de absorción por otro con 2mL 0.1M NaOH. Se cerró el frasco de conserva y se dejó incubando por 24 horas a 20°C. Se prepararon 3 muestras blanco, sin suelo de la misma manera. Se removió el vial de absorción y se le añadieron 4 mL de 0.05 BaCl₂ para precipitar el carbonato. Se añadieron 3 – 4 gotas de fenolftaleína al 60% y se tituló con 0.05 HCl hasta que la solución perdió el color rosado.

La fórmula para obtener la respiración basal del suelo en µg CO₂-C. g⁻¹. h⁻¹ fue:

$$BAS = \frac{M_c * (V_b - V_s) * 0.05}{S_{dw} * t * 2} \times 10^3$$

M_c = Peso molecular carbono (12.01)

V_b = Volumen HCl consumido en el blanco

V_s = Volumen HCl consumido por la muestra

S_{dw} = Peso de la muestra

t = Tiempo de incubación (24 h)

2 = Factor de conversión por los 2 iones de OH⁻ consumidos

0.05 = Concentracion de HCl

3.4.3.2 Análisis Enzimático

Pre-Tratamiento de muestras

Las muestras de suelo fueron secadas al aire por 24 horas y pasadas por un cedazo <2 mm. Luego de esto fueron refrigeradas inmediatamente a 4°C hasta el momento del análisis. Las muestras del primer muestreo no se analizaron hasta 2 meses después por lo que fueron congeladas a -70°C en un refrigerador. Dos días antes de ser analizadas fueron colocadas en la nevera a una temperatura de 4°C. Las muestras no pueden estar en un refrigerador por más de 3 meses.

Corrección Humedad

Una alícuota de 10 g de la muestra fue pesada y secada a 105°C por 24 horas. Al sacarla del horno fue pesada nuevamente para calcular el contenido de humedad:

$$H = \frac{\text{peso suelo húmedo}}{\text{peso suelo seco}}$$

Este análisis se realizó a cada sub-parcela experimental en los tres diferentes muestreos.

3.4.3.2.1 Deshidrogenasa (DHA)

La determinación de la enzima deshidrogenasa se realizó por el método de Casida et al. (1964). Se pesaron 6 g de suelo seco al aire y se mezcló con 0.06 g de CaCO₃ en un tubo cónico de cristal Corning®. Se añadió 1mL de la solución TTC 3% (2,3,5-triphenyltetrazolium chloride) y 3.5 mL de agua destilada. Mezclamos con un agitador de vidrio y se dejó dentro del tubo. Se incubó a 37°C por 24 horas y luego se añadieron 10 mL de metanol para detener la reacción. Se mezcló con un agitador de vidrio y se pudo observar el desarrollo de color de las muestras. Se filtraron las muestras utilizando un embudo de cristal con un tapón de algodón en un tubo de cristal Pyrex® de 50 mL. Se lavó el tubo cónico de cristal con metanol transfiriendo todo el suelo al embudo, se continuó añadiendo metanol al embudo en porciones de 10 mL hasta completar la marca de 50 mL en el tubo de cristal. Si aún el color rojizo no había desaparecido del algodón se utilizó un segundo tubo. Luego de llenar ambos tubos y que el algodón perdiera todo el color, se mezcló en un vaso de cristal el contenido de los mismos y se sacó un nuevo tubo con 50 mL de la mezcla. El método utilizado para la lectura de las muestras fue por colorimetría con el espectrofotómetro *UV-1800 de Shimadzu* a 485 nm. Las muestras que llenaron dos tubos de 50 mL el valor de la lectura de la concentración fue multiplicado por 2. Para la

curva de calibración se utilizó metanol como blanco y estándares preparados con TPF (triphenyl formazan). La fórmula para la determinación de deshidrogenasa en $\mu\text{g INTF. g}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$ fue:

$$DHA = \frac{C_{TPF} \times V \times H}{P \times 0.99 \times t}$$

C_{TPF} = Concentración de TPF en $\mu\text{g /mL}$

V = Volumen del extracto de suelo = 50 mL

H = Factor de corrección por la humedad contenida en el suelo

P = Peso en gramos de la mezcla de suelo con CaCO_3 (6.000)

t = Tiempo de incubación en horas (24 h)

0.99 = Factor de corrección 6/6.06

3.4.3.2.2 Fosfatasa ácida (FOS_a)

La determinación de fosfatasa ácida se realizó mediante el método de *p*-Nitrofenil fosfato (Tabatabai y Bremner, 1969). Se utilizó el método de fosfatasa ácida debido a que el pH de las muestras fue menor de 6.5. Se pesó 1 g de suelo en un tubo cónico y se le añadió 0.2 mL de tolueno, 4 mL de MUB (Modified Universal Buffer) pH 6.5 y 1 mL *p*-Nitrofenil fosfato y se tapó el tubo. Se agitó la muestra por unos segundos y luego se incubó a 37°C por 1 hora. Al final de la incubación se destapó y añadió 1 mL de 0.5 M CaCl_2 , 4 mL de 0.5 M NaOH y se agitó por unos segundos. Las muestras se filtraron por un embudo con papel de filtro Whatman #40, se recogió el filtrado y se tapó. Se realizó un control por cada muestra, pesando 1 g de suelo al cual se le añadió 4 mL MUB pH 6.5, se agitó, tapó y se incubó a 37°C por 1 hora. Luego se destapó y se añadió 1 mL de 0.5 M CaCl_2 , 4 mL de 0.5 M NaOH y 1 mL de la solución 10 ppm PNP (*p*-nitrofenol). Se filtraron las muestras por un embudo con papel de filtro Whatman #40, se recogió el filtrado, se taparon y se almacenaron en la nevera hasta el siguiente día hasta ser leídas. La curva de calibración se preparó utilizando la solución 10 ppm PNP (*p*-nitrofenol). Se leyeron las muestras a un largo de onda de 430 nm por el método de colorimetría en el

espectrofotómetro *UV-1800* de *Shimadzu*. La fórmula para la determinación de fosfatasa ácida en $\mu\text{g PNP} \cdot \text{g}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$ fue:

$$\text{FOS}_a = \frac{(C_{\text{PNP}} - C_{\text{blanco}}) \times \frac{10.0}{C_{\text{control}}}) * H}{P * t}$$

C_{PNP} = Cantidad de PNP en la muestra μg

$C_{\text{blanco}} = (1 - C_{\text{control}})$

C_{control} = Cantidad en el control

H = Factor de corrección por la humedad contenida en el suelo

P = Peso en gramos de la mezcla de suelo

t = Tiempo de incubación en horas (1h)

3.4.4 Análisis Estadístico

El análisis estadístico se realizó utilizando el programa Infostat® (2014). El ANOVA realizado fue uno con arreglo en parcelas subdivididas para tomar en consideración el factor tiempo dado por el muestreo de suelos (Apendice 1). Los resultados del ANOVA permitieron analizar los efectos de los factores: mezclas de coberturas, labranza convencional y labranza mínima, muestreo y las interacciones dobles. Los supuestos de normalidad fueron verificados con la prueba de *Shapiro-Wilks* y la homogeneidad de varianzas con la prueba de *Levene*. Los factores donde el ANOVA mostró diferencias significativas ($p < 0.05$) se separaron las medias de los tratamientos mediante una prueba de diferencia mínima significativa (DMS) Fisher ($\alpha = 0.05$). Se realizaron análisis de regresión lineal para las variables estudiadas ($\alpha = 0.05$) (Apendice 2) y se determinaron los coeficientes de correlación de Pearson para las variables significativas (Apendice 3).

4 RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Factores

4.1.1 Mezclas

El carbono orgánico total (CO_T) presentó diferencias significativas ($p < 0.05$). La prueba de separación de medias DMS Fisher demostró que el control fue significativamente menor que los tratamientos de mezclas 1, 2 y 3 (Cuadro 4). El control obtuvo un valor de 1.27 % CO_T y las muestras 1, 2 y 3 valores de 1.43%, 1.42% y 1.39% CO_T , respectivamente. Wang et al., (2009) reportó un aumento en CO_T luego de dos años con respecto al control para crotalaria, mucuna, caupí y sorgo con valores de 2.57%, 2.66%, 1.67% y 2.16% CO_T , respectivamente. Aunque estas cobertoras fueron establecidas por separado y no en mezclas, se debe esperar un % de aportación de carbono orgánico similar al combinarse con otras cobertoras. Blanco-Canqui et al. (2013) reportó un aumento en el contenido de CO_T en un sistema de rotación de cultivos con cobertoras luego de cinco años. Se debe tener en cuenta que el estudio aquí reportado solo estuvo establecido un año y se pudo observar diferencias significativas en el contenido de carbono orgánico en el suelo. En las mezclas de cobertoras las leguminosas aportan nitrógeno y las gramíneas y brassicas son capaces de mantener el N en exceso en la solución del suelo lo que previene su pérdida por lixiviación. Por lo tanto, es posible obtener una mayor acumulación de carbono orgánico total en el suelo sin afectar las reservas de N (Dabney et al., 1998).

Para respiración basal (RB) se encontró diferencias significativas ($p < 0.05$) entre tratamientos de mezclas de cobertura. El control fue significativamente inferior ($p < 0.05$) a los valores presentados por las 3 mezclas de cobertura evaluadas. La mezcla control obtuvo

un valor de $208.51 \times 10^{-3} \mu\text{g CO}_2\text{-C}^* \text{g}^{-1} \text{h}^{-1}$, las mezclas 3 y 1 un valor de $269.76 \mu\text{g CO}_2\text{-C}^* \text{g}^{-1} \text{h}^{-1}$ y la mezcla 2 un valor de $290.61 \mu\text{g CO}_2\text{-C}^* \text{g}^{-1} \text{h}^{-1}$. Las mezclas 1, 2 y 3 no presentaron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre ellas (Cuadro 4). El contenido de carbono en el suelo (CO_T) está altamente relacionado a la respiración basal del suelo (Karlen et al., 1997). Una respiración basal baja indica que existe un bajo contenido de carbono orgánico. Se ha demostrado que la aplicación de abonos verdes o utilización de cobertoras aumenta la respiración basal del suelo al aumentar el contenido de carbono orgánico (Treonis et al., 2010). Schulz (2003) realizó un estudio con cobertoras con el objetivo de determinar los efectos de las mismas en la respiración basal del suelo. Las cobertoras utilizadas fueron: caupí (*Vigna unguiculata*), veza vellosa (*Vicia villosa*), crotalaria (*Crotalaria juncea*), soya (*Glycine max*), mijo perla (*Pennisetum glaucum*) y canola (*Brassica spp.*) La crotalaria, soya y mijo perla presentaron los valores más altos en respiración basal por lo cual se concluyó que no hubo diferenciación entre utilizar leguminosas o gramíneas para aumentar la actividad microbiana en el suelo. La canola, una brassica, obtuvo el valor más bajo. Se puede demostrar que la actividad microbiana es menor con otras plantas cobertoras que no sean gramíneas o leguminosas. En nuestras mezclas todas exhibieron comportamientos similares en cuanto a la respiración basal, sin embargo, la mezcla 2 obtuvo el valor más alto con $290.61 \mu\text{g CO}_2\text{-C}^* \text{g}^{-1} \text{h}^{-1}$. Esta mezcla es la que contiene la mayor proporción leguminosa: gramínea (4:2). Estos resultados pueden llevarnos a concluir que ciertos tipos de cobertoras tienen mayor efecto sobre la actividad microbiana del suelo.

Las variables de pH, nitrógeno en forma de nitrato (N-NO_3), P disponible, densidad aparente (DA), estabilidad de agregados (EA), % porosidad, fosfatasa ácida (FOS_a) y

deshidrogenasa (DHA) no presentaron diferencias significativas ($p > 0.05$) para el factor de mezclas de cobertoras (Cuadro 4). La ausencia de diferencias puede deberse a lo corto del periodo de tiempo evaluado, un año. Estudios previos han demostrado que el efecto de las plantas cobertoras sobre el suelo puede tardar más de 5 años en la mayoría de los casos en expresarse (Filho et al., 2002; Langdale et al. 1992; Brock, 1999; Kahlon 2013).

CUADRO 4. Indicadores de calidad de suelos para el factor de mezcla.

Factor	Químico				Físico			Biológico		
	pH	CO _T	N-NO ₃	P	DA	Porosidad	EA	Respiración Basal	FOS _a	DHA
		%	mg/kg	mg/kg	g/cm ³	%	%	µg CO ₂ -C* g ⁻¹ * h ⁻¹	ug PNP*g ⁻¹ *h ⁻¹	ug TPF*g ⁻¹ * h ⁻¹
Mezcla 1	6.31	1.43 b ¹	2.56	31.03	1.36	48.77	63.63	269.76 x 10 ⁻³ b	64.86	2.83
Mezcla 2	6.36	1.42 b	3.18	31.48	1.40	47.10	60.61	290.61 x 10 ⁻³ b	57.50	3.08
Mezcla 3	6.29	1.39 b	2.73	25.50	1.40	47.18	60.12	269.76 x 10 ⁻³ b	63.68	3.06
Control	6.13	1.27 a	2.27	24.00	1.36	48.54	62.56	208.51 x 10 ⁻³ a	59.31	3.05
DMS	NS	0.054	NS	NS	NS	NS	NS	53.484	NS	NS

¹Medias con una letra en común en una misma columna no son significativamente diferentes (p>0.05) con la prueba DMS Fisher.

CO_T = carbono orgánico total, N-NO₃ = nitrógeno en forma de nitrato, P = fósforo disponible, DA = densidad aparente, EA = estabilidad agregados,

FOS_a = fosfatasa ácida, DHA = deshidrogenasa

NS= no significativo

4.1.2 Labranza Convencional y Labranza Mínima

La densidad aparente (DA) del suelo demostró diferencias significativas ($p < 0.05$) en el ANOVA para los tratamientos de labranza convencional y labranza mínima. Para determinar el grado de estas diferencias se realizó la separación de medias con la prueba de DMS Fisher. La labranza convencional obtuvo un valor de 1.33 g/cm^3 y la labranza mínima presentó un valor de 1.43 g/cm^3 (Cuadro 5). La densidad aparente es un indicador de la compactación del suelo reflejando la habilidad estructural del mismo. A menor densidad aparente, menos compactado se encuentra el suelo. En suelos arcillosos valores mayores de 1.47 g/cm^3 podrían presentar limitaciones en el crecimiento de las plantas. La labranza generalmente suelta o decompacta el suelo y disminuye la DA aumentando el porcentaje de porosidad en la capa arable. Estudios comparativos entre labranza mínima y labranza convencional han demostrado grandes diferencias para la densidad aparente. Logsdon et al. (1999) no reportó diferencias para la densidad aparente entre la práctica de labranza mínima y convencional. Sin embargo, en otros estudios se han reportado diferencias significativas para labranza mínima al compararla con la convencional. Rashidi y Keshavarzpour (2008) obtuvieron valores similares a los nuestros con 1.52 g/cm^3 para la labranza mínima y 1.41 g/cm^3 para la labranza convencional. Villamil et al. (2006) demostró que en un periodo menor a 5 años en un sistema de labranza mínima la DA del suelo disminuyó con la utilización de plantas de cobertura. En general, este parámetro se presentará favorecido en sistemas de labranza mínima por periodos de más de 10 años al utilizar cultivos de cobertura que generen alta cantidad de residuos (Brock, 1999). Kahlon (2013) demostró una disminución en la DA en un sistema de labranza mínima y utilización de residuos vegetativos sobre la superficie del suelo en un experimento de 20 años en Ohio.

El porcentaje de porosidad mostró diferencias significativas ($p < 0.05$) en el ANOVA. Al realizar la prueba de DMS Fisher se obtuvo diferencias significativas ($p < 0.05$) entre la labranza convencional con un valor de 49.74% y labranza mínima con un valor de 46.06 % (Cuadro 5). Esta medida es el porciento del volumen total del suelo compuesto por espacio poroso. Los valores de densidad aparente mostraron los mismos resultados sobre el porcentaje de porosidad ya que ambas están inversamente relacionadas. En el sistema de labranza convencional el porcentaje de porosidad fue mayor ya que el suelo estaba más suelto lo que permitía más espacio poroso. En los sistemas de labranza mínima disminuye el porcentaje de porosidad y hay menos aireación (Lal et al., 1980). Sin embargo, estudios han demostrado que la práctica de labranza mínima en sistemas de rotación con cultivos de cobertura que producen alto contenido de residuos el porcentaje de porosidad es mayor (Shaver et al., 2001).

Los tratamientos de labranza convencional y labranza mínima no demostraron diferencias significativas en el ANOVA para las variables de pH, carbono orgánico total (CO_T), $N-NO_3$, P disponible, estabilidad de agregados (EA), respiración basal (RB), fosfatasa ácida (FOS_a) y deshidrogenasa (DHA) ($p > 0.05$) (Cuadro 5).

CUADRO 5. Indicadores de calidad de suelos para el factor de labranza convencional y labranza mínima.

Factor	Químico				Físico			Biológico		
	pH	CO _T %	N-NO ₃ mg/kg	P mg/kg	DA g/cm ³	Porosidad %	EA %	Respiración Basal μg CO ₂ -C* g ⁻¹ * h ⁻¹	FOS ug PNP* g ⁻¹ * h ⁻¹	DHA ug TPF* g ⁻¹ * h ⁻¹
Labranza Convencional	6.28	1.37	2.76	26.33	1.33 a ¹	49.74 b	62.06	267.80 x 10 ⁻³	60.03	3.06
Labranza Mínima	6.25	1.39	2.79	29.68	1.43 b	46.06 a	61.40	251.51 x 10 ⁻³	62.64	2.94
DMS	NS	NS	NS	NS	0.074	2.784	NS	NS	NS	NS

¹Medias con una letra en común en una misma columna no son significativamente diferentes (p>0.05) con la prueba DMS Fisher
 CO_T = carbono orgánico total, N-NO₃ = nitrógeno en forma de nitrato, P = fósforo disponible, DA = densidad aparente, EA = estabilidad agregados,
 FOS_a = fosfatasa ácida, DHA = deshidrogenasa
 NS= no significativo

4.1.3 Muestreo

El ANOVA demostró que el muestreo no tuvo un efecto significativo para la variable de respiración basal (RB). De las variables evaluadas RB fue la única que no fue afectada a través del tiempo (Cuadro 6). En el restante de las variables sí se observaron diferencias significativas.

En pH se pudo observar un valor significativamente inferior (6.12) en el primer muestreo al compararlo con el muestreo 2 (6.38) y muestreo 3 (6.31). Mientras el pH fue numéricamente superior en el muestreo 2 no hubo diferencias significativas entre el muestreo 2 y 3 (Cuadro 6). El tipo de vegetación en el suelo puede impactar el pH del suelo. Suelos bajo cultivo presentan, generalmente, pH más bajos debido a la pérdida de materia orgánica, pérdida de cubierta vegetal y secuestro de minerales cuando el cultivo es cosechado. Sin embargo, las rotaciones de cultivos que utilizan cultivos de cobertura aportan biomasa al suelo y aumentan el contenido de la materia orgánica (Aziz et al., 2013). La materia orgánica aumenta la capacidad de amortiguamiento del suelo lo que tiene un efecto sobre su pH. La literatura presenta resultados contradictorios. Por ejemplo, Buckles y Triomphe (1999) reportaron en un experimento realizado en Honduras por 15 años que la mucuna no afectó el pH del suelo. Esto difiere de lo reportado por Castillo-Camal et al., (2010) en México, donde luego de 3 años de utilizar mucuna como cobertura, se reportó una disminución en el pH del suelo de 8.13 a 7.52. Quiroga-Madrigal (2000) también reportó una disminución en el pH utilizando canavalia como cobertura. Ambos estudios evaluaron leguminosas las cuales demostraron acidificar el suelo. Sin embargo, Bolton et al., (1985) pudo observar un pH superior en sistemas de rotación de cultivos utilizando gramíneas como abono verde al compararlo con sistemas de rotación sin abono verde. Yan

et al (1996) demostró que si los aniones orgánicos extraídos por los cultivos son devueltos al suelo los microorganismos son capaces de descomponerlos y el pH del suelo aumenta debido a la decarboxilación de estos aniones orgánicos y adición de cationes básicos. Una manera de proteger el suelo de la acidificación es devolver los residuos de cosecha. En nuestro experimento las cobertoras pudieron haber aumentado el pH del suelo debido a este factor y a la gran biodiversidad representada por las mezclas de cobertoras. Las mezclas (gramíneas, leguminosas, hoja ancha y brassicas) pudieron haber contrarrestado el efecto de acidificación de las leguminosas y aumentar el pH a lo largo del tiempo. Cabe destacar que al inicio del experimento los valores de pH fueron muy variados ya que fluctuaron entre 4.84 y 6.80. Esto podría hacer un poco incierta esta variable ya que no hay manera de probar el efecto de las mezclas sobre un pH inicial estable.

El CO_T arrojó diferencias significativas ($p < 0.05$) entre los 3 muestreos (Cuadro 6). El valor más alto se obtuvo en el muestreo 2 con 1.52 % CO_T . Las diferencias entre los muestreos para el CO_T nos permiten afirmar que la diversidad de cultivos de cobertura en el sistema fue la razón principal de este aumento. Se ha reportado en la literatura que la incorporación de cobertoras en sistemas de rotación de cultivos generalmente aumenta el contenido de carbono orgánico (Lal, 2004). Sin embargo, Wright et al. (1999) determinó que un aumento en contenido de carbono orgánico sería maximizado si la práctica de labranza mínima se implementa. En Nigeria, Lal et al. (1980) utilizó gramíneas y leguminosas como cobertoras y comparó el contenido de carbono orgánico con el barbecho y encontró un aumento en el CO_T luego de dos años. Bruce et al. (1987) condujo un experimento en un Ultisol en Georgia por 5 años utilizando sorgo, soya y trébol y encontró diferencias entre el contenido de carbono inicial 1.06 % y carbono final 2.42 %.

El N-NO₃ en el suelo presentó un valor significativamente superior ($p>0.05$) para el muestreo 2 con 4.40 mg/kg N-NO₃ al compararlo con el muestreo 1 y 3 (Cuadro 6). Un estudio realizado por Creamer y Baldwin (2000) en North Carolina utilizando mezclas de cobertoras reportó valores de 91 kg/ha N para la mezcla de sorgo y caupí; 42 kg/ha N para la mezcla de mijo perla y mucuna; 76 kg/ha para la mezcla de sorgo y mucuna y 201 kg/ha N en la mezcla de sorgo y soya. Al transformar nuestros valores a kg/ha obtuvimos que el muestreo 1 tiene 3.21 kg/ha N, muestreo 2 un valor de 9.68 kg/ha N y el muestreo 3 un valor de 4.82 kg/ha N. Una de las razones para este contenido de nitrógeno tan bajo pudo ser la densidad de siembra. Con el propósito de disminuir o contrarrestar la competencia entre especies se decidió disminuir la densidad de siembra. Sin embargo, esto pudo tener un efecto sobre la cantidad de N en el suelo y puede existir otras razones para el bajo contenido de N en el suelo. Sainju et al. (2003) atribuyó la ausencia de un efecto de los cultivos de cobertura sobre el N total a los cambios lentos con el tiempo de las reservas lábil y recalcitrantes del N en el suelo que constituyen el total de N. El trabajo aquí presentado solo tuvo un largo de duración de un año. Sin embargo, Thomsen y Christensen (2004) reportaron que el uso a largo plazo de un cultivo de cobertura puede aumentar el N total. Otra de las razones puede ser que las leguminosas presentaron poca nodulación y afectó la habilidad de las plantas de fijar nitrógeno. En el muestreo 2 las cobertoras germinaron en una mayor cantidad en comparación a los ciclos subsiguientes. En los 3 ciclos de cobertoras luego del muestreo 2 tanto las leguminosas como no leguminosas no se establecieron de la misma manera y muchas de ellas tardaron en germinar.

El P disponible presentó diferencias significativas entre muestreos. El muestreo 2 presentó un valor de P disponible significativamente superior con 39.65 mg/kg P (Cuadro

6). Es importante señalar que el P en el suelo obtuvo un valor más alto durante el segundo muestreo en el cual el crecimiento de las cobertoras fue superior. El fósforo es uno de los elementos limitantes en la producción agrícola en los sistemas tropicales (Norman et al., 1995). Los cultivos de cobertura pueden mejorar el consumo de P por parte de los cultivos subsiguientes (Cavigelli y Thien, 2003). Esta mejoría se atribuye a que los residuos de cultivos de cobertura pueden solubilizar el P y hacerlos disponible. Un ejemplo de esto es el gandúl (*Cajanus cajan*) el cual ha reportado liberar ácido psídico a la rizosfera el cual es capaz de solubilizar P, especialmente el adherido a los óxidos de Fe (Ae et al., 1990). En los suelos con altas capacidades de fijación de P, los compuestos orgánicos liberados durante los procesos de descomposición pueden aumentar la disponibilidad de P ya que llenan los lugares de adsorción dejados por el P (Easterwood y Sartain, 1990). Otro cultivo de cobertura relacionado a la solubilización del fósforo es el rábano (*Raphanus sativus*). Los miembros de la familia de las brassicas pueden solubilizar el P en el suelo modificando el pH de la rizosfera (Marschner et al., 2007). Reddy et al., (2005) reportó que la incorporación de residuos de soya aumentó la disponibilidad de P.

La densidad aparente presentó diferencias significativas ($p < 0.05$) entre muestreos. En el muestreo 1 se observó un valor de 1.43 g/cm^3 , muestreo 2 un valor de 1.38 g/cm^3 y el muestreo 3 un valor de 1.33 g/cm^3 (Cuadro 6). Para suelos arcillosos con un 45% o más de arcilla la densidad aparente del suelo debería ser menor de 1.10 g/cm^3 (NRCS, 2014). La densidad aparente disminuyó para el suelo Coto, pero el valor ideal debería ser más bajo. De esta manera no se restringe el crecimiento de las raíces de las plantas y se aumenta la eficiencia de infiltración, transportación de nutrientes por el perfil y espacio poroso. El tomar muestras a través del tiempo nos permite observar el efecto del tratamiento de

labranza convencional sobre la densidad. La labranza convencional disminuye la densidad aparente de manera temporera, sin embargo, el movimiento de maquinaria en el predio puede volver a compactarlo. Los sistemas agrícolas que utilizan cultivos de cobertura, residuos vegetativos y labranza mínima a largo plazo disminuirán la densidad aparente de una manera duradera (Villamil et al., 2006; Raper et al., 2000). Hasta el muestreo 2 el suelo se había labrado solo una vez, en comparación con el muestreo 3 que fueron tres veces consecutivas. El porcentaje de porosidad del suelo mostró diferencias significativas ($p < 0.05$) entre los 3 muestreos. En el muestreo 3 el porcentaje de porosidad fue mayor con un valor de 49.90%. Esto muestra una relación inversamente proporcional con la densidad aparente, una menor densidad implica mayor espacio poroso.

La estabilidad de agregados (EA) fue significativamente inferior ($p < 0.05$) para el muestreo 3 con un valor de 53.61 % y los muestreos 1 y 2 con valores de 67.99 % y 63.61 % respectivamente (Cuadro 6). Los muestreos 1 y 2 no presentaron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre ellos. El contenido de carbono orgánico en el suelo se encuentra generalmente correlacionado a la estabilidad de agregados (Chaney y Swift, 1984). Kong et al., (2005) encontró esta relación al correlacionar la variable de carbono orgánico del suelo y estabilidad de agregados ($r = 0.63$). Sin embargo, en nuestro caso no se encontró ningún tipo de correlación entre estas variables. Esto puede deberse a que el impacto de adiciones de carbono al suelo y su efecto sobre la estabilidad de agregados dependerá del % de agregación inicial del suelo. Para nuestro experimento la estabilidad de agregados se vio afectada a través del tiempo ya que reportó una disminución significativa. Esto puede deberse a las fuerzas disruptivas de la labranza, caso en el cual a través del tiempo fue más intenso. Según Morgan (1980) la labranza produce la desintegración de los macro y micro

agregados y los deja susceptibles a las condiciones ambientales. Un estudio realizado por Manzanarez et al. (2001) en Chile mostró valores para EA de 52-64% en labranza convencional y la labranza mínima utilizando cobertura en el suelo reportó una EA mayor de 90%. Una mejoría en la estabilidad de agregados fue reportada por Kumar y Goh (2000) por residuos de cultivos de cobertura sobre la superficie del suelo. Estos dos últimos estudios utilizando cultivos de cobertura nos puede hacer inferir que si el tiempo de establecimiento de esta práctica hubiese sido mayor en nuestro experimento probablemente se hubiese visto una mejoría en estabilidad de agregados en las parcelas de labranza mínima y un contenido de carbono orgánico mayor.

La enzima fosfatasa ácida (FOS_a) presentó diferencias significativas ($p < 0.05$) para los 3 muestreos (Cuadro 6). El valor del muestreo 2 fue el más bajo con $31.70 \text{ ug PNP} \cdot \text{g}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$, seguido por el muestreo 3 con un valor de $64.97 \text{ ug PNP} \cdot \text{g}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$. El valor más alto lo obtuvo el muestreo 1 con un valor de $87.34 \text{ ug PNP} \cdot \text{g}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$. El valor más bajo observado en el muestreo 2 puede estar relacionado al contenido de P en el suelo ya que la misma tiende a inhibirse cuando el P aumenta. Eivazi et al., (2003) realizó un experimento donde determinó que la actividad de fosfatasa ácida era mayor en los predios donde se practicó la rotación de cultivos integrando cobertoras en un sistema de maíz vs un sistema de labranza convencional en soya. Concluyeron que la diferencia se debía al alto contenido de carbono orgánico en el predio de maíz y reportaron una correlación positiva con la FOS_a ($r=0.75$). Sin embargo, en nuestro caso esa correlación no sucedió. Otro experimento realizado por Hamido y Kpombrekou (2009) demostraron un aumento en la actividad de FOS_a utilizando mezclas de cobertotas con trébol (*Trifolium incarnatum*) y avena (*Avena strigose*). Esto sugiere que en nuestro experimento la actividad de la fosfatasa no está

relacionada al contenido de biomasa, sino más bien a la cantidad de P disponible en el suelo (Ver Figura 5, sección 4.2).

Para la enzima deshidrogenasa (DHA) se encontraron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre muestreos (Cuadro 6). El valor observado en el muestreo 1 fue de $1.77 \text{ ug TPF} \cdot \text{g}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$ y fue el más bajo. El muestreo 3 reportó un valor de $2.69 \text{ ug TPF} \cdot \text{g}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$ y el muestreo 2 obtuvo el valor más alto con $4.54 \text{ ug TPF} \cdot \text{g}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$. La enzima DHA presentó una relación con el contenido de carbono orgánico y la actividad de la misma (Khan, 1970) (Ver Figura 2, sección 4.2). Un estudio realizado por Henríquez et al. (2014) en Inceptisoles y Ultisoles de Costa Rica donde se midió la actividad de la enzima DHA en 12 cultivos diferentes arrojó un valor promedio de $1.17 \text{ ug TPF} \cdot \text{g}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$. Si utilizamos este dato y lo comparamos con lo obtenido en nuestro estudio podemos ver que su promedio es ligeramente parecido a nuestro promedio inicial en el suelo. En el segundo muestreo el contenido de carbono orgánico en el suelo fue mayor y la actividad de la DHA también fue mayor. Esto sugiere que los sistemas de monocultivos evaluados por Henríquez et al. (2014) en el experimento anterior presentan valores mucho más bajos en comparación a los obtenidos en nuestro estudio y esto puede deberse a la biodiversidad representadas en las mezclas de cobertoras.

CUADRO 6. Indicadores de calidad de suelos para el factor de muestreo.

Factor	Químico				Físico			Biológico		
	pH	CO _T %	N-NO ₃ mg/kg	P mg/kg	DA g/cm ³	Porosidad %	EA %	Respiración Basal µg CO ₂ -C* g ⁻¹ * h ⁻¹	FOS ug PNP* g ⁻¹ * h ⁻¹	DHA ug TPF* g ⁻¹ * h ⁻¹
Muestreo 1	6.12 a ¹	1.22 a	1.46 a	18.36 a	1.43 c	46.00 a	67.99 b	246.30 x 10 ⁻³ a	87.34 c	1.77 a
Muestreo 2	6.38 b	1.52 c	4.46 c	39.65 c	1.38 b	47.78 b	63.61 b	269.76 x 10 ⁻³ a	31.70 a	4.42 c
Muestreo 3	6.31 b	1.40 b	2.19 b	26.00 b	1.33 a	49.90 c	53.61 a	262.91 x 10 ⁻³ a	64.97 b	2.69 b
DMS	0.115	0.041	0.719	4.328	0.043	1.625	4.800	NS	13.192	0.367

¹ Medias con una letra en común en una misma columna no son significativamente diferentes (p>0.05) con la prueba DMS Fisher

CO_T = carbono orgánico total, N-NO₃ = nitrógeno en forma de nitrato, P = fósforo disponible, DA = densidad aparente, EA= estabilidad agregados,

FOS_a = fosfatasa ácida, DHA =deshidrogenasa

NS= no significativo

4.1.4 Interacciones

El ANOVA para las interacciones dobles solo mostró diferencias significativas ($p < 0.05$) para las variables de carbono orgánico total, densidad aparente y porcentaje de porosidad.

El carbono orgánico total del suelo (CO_T) presentó diferencias significativas ($p < 0.05$) en el ANOVA para la interacción muestreo * mezcla. Para el muestreo 1 no se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre el control y las mezclas 1, 2 y 3 (Cuadro 7). En el muestreo 2 se encontraron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre el control y las mezclas. El control obtuvo un valor de 1.30 % CO_T y las mezclas 1, 2 y 3 valores de 1.60 %, 1.60 % y 1.56 % CO_T respectivamente (Cuadro 7). En el muestreo 3 el control con un valor de 1.33 % CO_T fue significativamente diferente ($p < 0.05$) de la mezcla 2 (1.42 %) y mezcla 1 (1.45%). Sin embargo, en este muestreo no se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre el control y la mezcla 3. Las mezclas 1, 2 y 3 tampoco fueron significativamente diferentes ($p > 0.05$) entre sí (Cuadro 7). En el control se encontraron diferencias significativas entre el muestreo 1 con un valor de 1.19 % CO_T y los muestreos 2 y 3 con valores de 1.30 % y 1.33 % CO_T respectivamente (Cuadro 7). Este aumento puede deberse a un aporte en biomasa por parte de la vegetación natural como la yerba Johnson (*Sorghum halepense*) que no fue controlada durante el experimento en las parcelas control. Los resultados de esta interacción indican que la mezcla 1, mezcla 2 y mezcla 3 en el muestreo 2 fueron capaces de aumentar el contenido de carbono orgánico en el suelo en una mayor proporción. El aumento en CO_T durante este muestreo está relacionado a la biomasa aportada por las cobertoras (Karlen et al., 1994). Las cobertoras se desarrollaron mejor durante el muestreo 2 lo cual pudo impulsar un mayor aporte de

biomasa y como resultado un aumento en el CO_T. Esta adición de material vegetativo promueve la actividad de microorganismos los cuales se alimentan de los residuos de cobertoras y aumentan el contenido de carbono orgánico en el suelo (Martin, 1991). Durante este muestreo el predio fue labrado solo una vez y se dejó un periodo de reposo hasta tomar el muestreo de 4 meses. La disminución de CO_T durante el muestreo 3 pudo deberse a un menor aporte en biomasa ya que hubo un menor desarrollo de las plantas de cobertura y mayor acción de labranza. El carbono orgánico durante el muestreo 2 tuvo un tiempo mayor de acumularse en el suelo versus el muestreo 3 donde parte de esa acumulación era perdida debido a la labranza.

CUADRO 7. Resumen interacción muestreo x mezcla para la variable de carbono orgánico total (%)

Mezcla	Muestreo		
	1	2	3
1	1.24 ¹	1.60	1.45
2	1.25	1.60	1.42
3	1.21	1.56	1.40
Control	1.19	1.30	1.33

DMS = 0.073

¹Para comparar cualquier par de medias (fila o columna) utilizar DMS Fisher ($\alpha=0.05$)

La variable de densidad aparente mostró diferencias significativas ($p<0.05$) en el ANOVA para la interacción de muestreo * tratamiento de labranza convencional. La DA para labranza convencional en el muestreo 1 fue significativamente superior ($p<0.05$) con un valor de 1.43 g/cm³ de lo observado en los muestreos 2 y 3 con valores de 1.33 g/cm³ y 1.24 g/cm³, respectivamente (Cuadro 8). La labranza mínima no mostró diferencias significativas entre los muestreos 1, 2 y 3 con valores de 1.44 g/cm³, 1.44 g/cm³ y 1.42

g/cm³ (Cuadro 8). El valor más bajo lo obtuvo la interacción de labranza convencional en el muestreo 3 con 1.24 g/cm³ y el valor más alto la interacción de labranza mínima en cualquiera de los 3 muestreos con un promedio de 1.43 g/cm³. En densidad aparente un valor más bajo es considerado más deseable debido a que el suelo contiene más espacio poroso. Los resultados de la interacción demostraron un efecto significativo temporero de la labranza convencional a través del tiempo. Sin embargo, a largo plazo el efecto de la labranza mínima sobre la densidad aparente del suelo podría ser menor y más duradero.

CUADRO 8. Resumen interacción muestreo x tratamiento de labranza para la variable de densidad aparente (g/cm³)

Tratamiento	Muestreo		
	1	2	3
Labranza Convencional	1.43 ¹	1.33	1.24
Labranza Mínima	1.44	1.44	1.42

DMS = 0.094

¹Para comparar cualquier par de medias (fila o columna) utilizar DMS Fisher ($\alpha=0.05$)

El porcentaje de porosidad presentó diferencias significativas ($p<0.05$) para la interacción de muestreo * tratamiento de labranza. La labranza mínima en los muestreos 1, 2 y 3 y la labranza convencional en el muestreo 1 no mostraron diferencias significativas ($p>0.05$) entre sí (Cuadro 9). El porcentaje de porosidad más alto lo obtuvo la interacción de labranza convencional en el muestreo 3 con un valor de 53.29 % el cual resultó ser inversamente proporcional al resultado obtenido en la densidad aparente en el muestreo 3 con 1.24 g/cm³ (Cuadro 8).

CUADRO 9. Resumen interacción muestreo x tratamiento para la variable de % porosidad

Tratamiento	Muestreo		
	1	2	3
Labranza Convencional	46.16 ¹	49.76	53.29
Labranza Mínima	45.84	45.81	46.52

DMS = 3.534

¹Para comparar cualquier par de medias (fila o columna) utilizar DMS Fisher ($\alpha=0.05$)

Las variables de pH, CO_T, N-NO₃, P disponible, EA, RB, FOS_a y DHA no presentaron diferencias significativas ($p>0.05$) en las interacciones dobles. Las interacciones triples no mostraron diferencias significativas ($p>0.05$) para ninguna de las variables evaluadas.

4.2 Regresión Lineal y Correlaciones

Se realizaron análisis de regresión lineal para determinar relaciones entre variables. Valores con p -valor <0.05 indican la evidencia de relación lineal entre las variables (Apendice 2). El coeficiente de correlación de Pearson nos permitió establecer relaciones positivas o negativas entre las dos variables sin distinción de cuál era la variable dependiente y la variable independiente (Cuadro 10). Este coeficiente presenta valores entre -1 y 1 y determina la fuerza de la asociación lineal entre ambas variables (Macchiavelli, 2015) (Apendice 3). La variable de carbono orgánico total (CO_T) mostró relaciones y correlaciones lineales positivas con la variable de deshidrogenasa ($p < 0.05$, $r = 0.56$; Figura 2), $N-NO_3$ ($p < 0.05$, $r = 0.60$; Figura 3) y P disponible ($p < 0.05$, $r = 0.70$); Figura 4). La variable fosfatasa ácida (FOS_a) mostró una correlación lineal negativa con el P disponible ($p < 0.05$, $r = -0.53$; Figura 5).

CUADRO 10. Resumen coeficiente correlación de Pearson (r)

Variable Dependiente	Variable Independiente	Coefficiente correlación	p-valor coeficiente correlación
CO_T	DHA	0.56	$2.9E-09^1$
CO_T	$N-NO_3$	0.60	$8.9E-11$
CO_T	P disponible	0.70	0.00
FOS_a	P disponible	-0.53	$3.7E-08$

¹ p -valor <0.05 ; existe asociación lineal entre variables

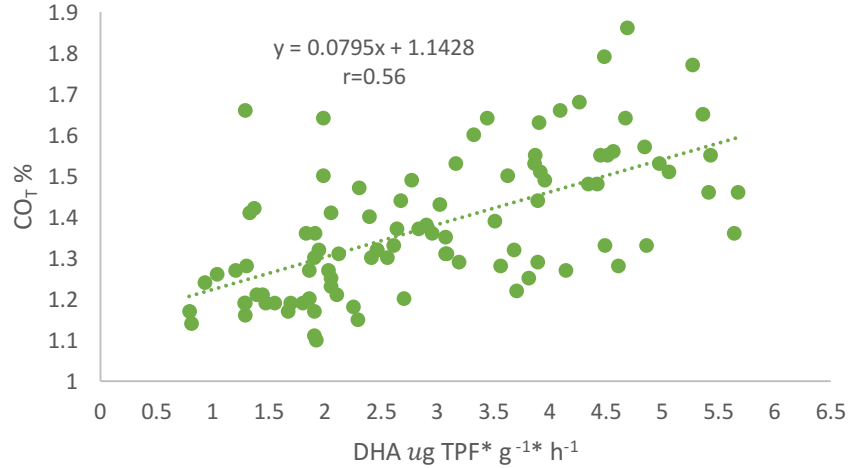


FIGURA 2. Carbono orgánico total en relación a deshidrogenasa

La actividad de la enzima deshidrogenasa (DHA) está asociada a la descomposición inicial de carbono orgánico en el suelo (Ross, 1971). Esta reportó ser la más dependiente con respecto al estado metabólico de la microflora del suelo que cualquier otra enzima (Paz-Ferreiro, 2007). Esta correlación positiva fue encontrada además por Romero et al. (2010) y Zhao et al. (2010). Manna et al. (2005) reportó una correlación positiva ($r=0.94$) entre el contenido de carbono orgánico en el suelo y la DHA en suelos de la India. Roldan et al. (2003) encontró una correlación positiva ($r=0.97$) entre la actividad de la DHA y la cantidad de residuos aportados por leguminosas al suelo en México. Estos valores son mucho más altos que la correlación obtenida en nuestro estudio, sin embargo, esto se puede deber a que el experimento en la India tuvo una duración de 30 años, y el de México 5 años en comparación con el nuestro a corto plazo; un año. Los valores más altos reportados en la literatura para la DHA fueron en los sistemas de bosques. Paz-Ferreiro et al. (2007) reportó una actividad de DHA de $160.2 \text{ ug TPF}^* \text{ g}^{-1} * \text{ h}^{-1}$ en Galicia, España. Las correlaciones presentadas sugieren que esta enzima juega un rol importante en la

transformación de componentes orgánicos en el suelo. A mayor contenido de carbono orgánico, mayor actividad de los microorganismos y como resultado mayor actividad de la DHA. Esto confirma que, en los sistemas con mayor contenido de carbono orgánico, como en los bosques esta enzima presenta mayor actividad que sistemas bajo cultivo como lo reportó Henríquez et al. (2014) con un valor de $0.14 \text{ ug TPF} \cdot \text{g}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$ en el cultivo de plátano.

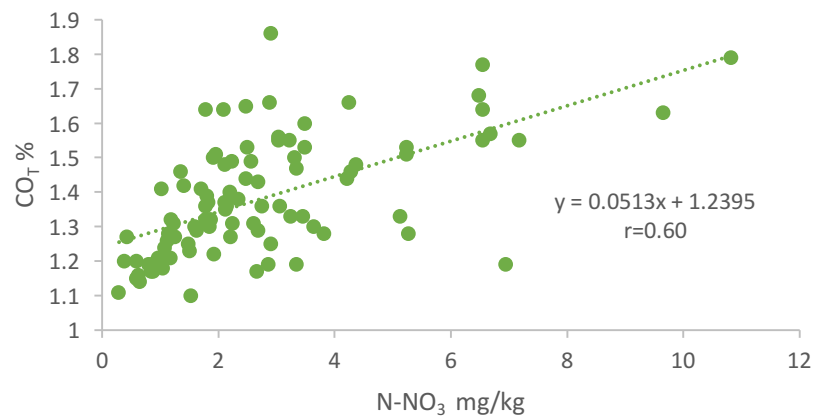


FIGURA 3. Carbono orgánico total en relación a N-NO₃

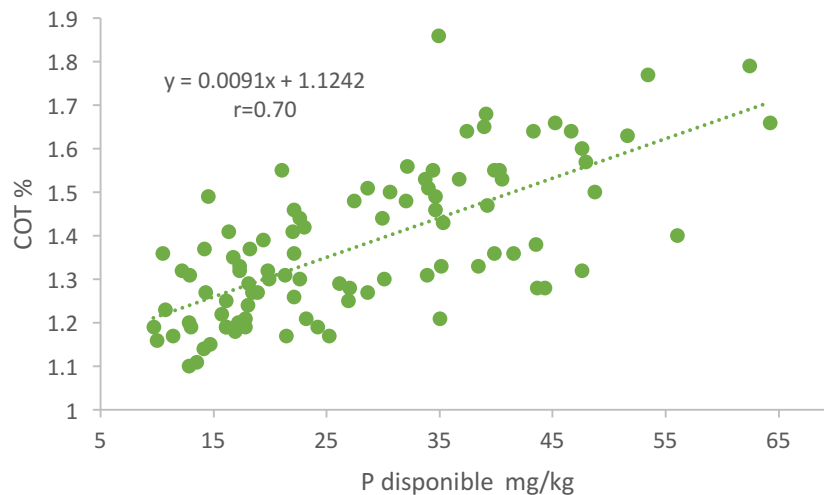


FIGURA 4. Carbono orgánico total en relación a P disponible

El carbono orgánico juega un papel importante en la fertilidad de los suelos. Las leguminosas, contribuyen al carbono del suelo y suple nitrógeno. Sin embargo, al utilizarlas como plantas cobertoras también ayudan a la acumulación de fósforo, potasio, calcio, magnesio, azufre, nitrógeno y otros nutrientes. Cuando los residuos de estas plantas se incorporan al suelo, dichos nutrientes se hacen disponibles durante la descomposición. Un experimento realizado en Minnesota a largo plazo demostró un equilibrio entre los niveles de carbono orgánico del suelo y el contenido de nitrógeno (Dolan et al., 2006). Sherrod et al. (2003) reportó una correlación lineal positiva ($r=0.99$) entre el contenido de carbono orgánico y el nitrógeno total utilizando un sistema de rotación de cultivos de maíz-soya-trigo luego de 12 años. Esta relación ha sido documentada en su mayoría para experimentos mayores de 10 años y utilizando los cultivos de cobertura y sistemas de rotación de cultivos (Havlin et al., 1990). Sin embargo, poder explicar la correlación de estos a corto plazo es difícil debido a la variabilidad; ya que puede ser que exista un aporte inicial de ambos al sistema y luego disminuya (West y Post, 2000). En nuestro estudio se pudo observar una correlación positiva ($r=0.60$) sin embargo es necesario un periodo de tiempo más largo para poder afirmar que este comportamiento será similar a largo plazo.

Se encontró, además, una correlación positiva entre el carbono orgánico del suelo y el fósforo disponible. Kaila (1962) pudo evidenciar una alta correlación entre el fósforo disponible y el contenido de carbono en el suelo. La incorporación de carbono orgánico a suelos que son capaces de absorber rápidamente el P ha demostrado aumentar la disponibilidad del mismo para las plantas (Guppy et al., 2005). Este efecto se ha atribuido comúnmente a la competencia entre los productos de descomposición del carbon orgánico y P para los lugares de adsorción del suelo, lo que da como resultado un aumento en la

concentración de P disponible. Heng (1989) reportó para los suelos del orden Oxisol una competencia por los lugares de adsorción entre los ácidos húmicos y fúlvicos del carbono orgánico y el fósforo. Según los resultados obtenidos en nuestro estudio se puede utilizar esta información para inferir que probablemente los residuos vegetativos de las cobertoras al aportar más carbono orgánico al suelo aumentaron el contenido de P disponible. Aparte de las cobertoras como el gandúl y el rábano presentes en las mezclas las cuales son reconocidas como plantas que solubilizan P en el suelo (Ae et al., 1990; Marschner et al., 2007).

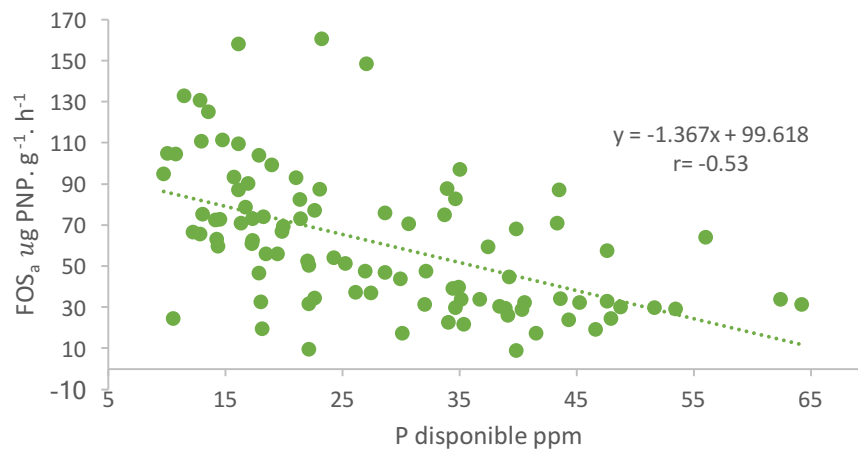


FIGURA 5. Fosfatasa ácida en relación a P disponible

La fosfatasa ácida (FOS_a) mostró una correlación negativa ($r=-0.53$) con el P disponible. En un estudio realizado por Henríquez et al. (2014) se reportó el mismo resultado obtenido en nuestro experimento. Ellos encontraron una correlación negativa ($r=-0.53$) para fosfatasa y el contenido de P disponible. Esto sugiere una tendencia a la inhibición de la actividad de la enzima fosfatasa cuando los contenidos de P disponible en el suelo son altos. Cuando las plantas encuentran deficiencia de fósforo en el suelo la

actividad de la FOS secretada por las raíces aumenta. Es considerado que la FOS secretada por las raíces hidroliza compuestos orgánicos fosfatados en la rizósfera y libera los ortofosfatos. Kamh et al. (1999) realizó un experimento con leguminosas donde utilizó el lupino (*Lupinus albus*) como planta cobertora para solubilizar el P en el suelo. Se reportó que al utilizar lupino como cobertora el crecimiento del trigo aumentó debido a que pudo utilizar el P. Encontró también una correlación negativa entre el P acumulado en la rizosfera y la actividad de fosfatasa. Otro estudio realizado por Tadano y Sakai (1991) reportaron resultados similares y nos permite confirmar que cuando el contenido de P en el suelo es mayor la actividad de la fosfatasa se reportó menor.

5 CONCLUSIONES

Las mezclas de plantas de cobertura fueron capaces de mejorar las propiedades y función del suelo a corto plazo. Los datos estadísticos solo presentaron diferencias significativas en las mezclas para contenido de carbono orgánico y respiración basal. Sin embargo, se pudo observar una tendencia de aumento en los niveles de N y P en la mezcla 2. De las tres mezclas de semillas cobertoras evaluadas la mezcla 2 presentó los efectos más significativos sobre las propiedades químicas en el suelo. Esta mezcla, compuesta por rábano, girasol, mijo perla, mucuna, sorgo, canavalia, lab lab y gandúl, contenía una mayor proporción de leguminosas y demostró un mejor patrón en desarrollo y crecimiento. El efecto de la labranza convencional demostró ser significativamente diferente de la labranza mínima para la densidad aparente y el porcentaje de porosidad. La densidad aparente fue menor en el tratamiento de labranza convencional y mayor para labranza mínima. El porcentaje de porosidad presentó una relación inversamente proporcional con la labranza convencional. El muestreo 2 reportó los valores más altos para pH, CO_T , N- NO_3 , P disponible, respiración basal y la enzima DHA. Los efectos positivos observados en las propiedades químicas y biológicas pueden deberse a la cantidad de biomasa producida durante la primera fase experimental. Sin embargo, en el muestreo 3 los valores fueron menores, aunque no estadísticamente significativo al muestreo 2. Esto concuerda con el hecho que durante los ciclos de crecimiento de las cobertoras en la segunda fase experimental la biomasa producida fue mucho menor en comparación al muestreo 2 y el labrado constante pudo tener efecto por igual. En el muestreo 3 la densidad aparente fue menor y el porcentaje de porosidad mayor, pero como antes mencionado presentan una

relación inversa y en este caso el factor que afectó fue la labranza convencional. Mientras más transcurrió el tiempo menos denso se mostró el suelo. En el muestreo 1 la estabilidad de agregados fue mayor, lo cual podemos atribuir a la labranza convencional y sus fuerzas disruptivas sobre los agregados. Para la FOS_a el valor fue mayor en el muestreo 1 pero esto está relacionado a los niveles más bajos de P en este muestreo. A niveles más bajos de P mayor la actividad de esta enzima. La variable determinante en nuestro estudio lo fue el tiempo en el cual se observó una tendencia al aumento en ciertas propiedades de los suelos, pero fue muy corto para observar diferencias significativas. Mantener un experimento durante un mayor periodo de tiempo nos ayudaría a generar una respuesta mayor que permitan que los agroecosistemas puedan mostrar resiliencia. La agricultura sustentable es una disciplina que provee los principios ecológicos básicos para crear ecosistemas productivos y conservadores del recurso más importante, el suelo.

6 REFERENCIAS

- Ae, N., K. Arihara, K. Okada, T. Yoshihara y C. Johansen. 1990. Phosphorus uptake by pigeonpea and its role in cropping systems of Indian subcontinent. *Science*, 248: 477-480
- Acosta, N., O. Román, N.E. Vicente y L.A. Sánchez. 1991. Sistemas de rotación de cosechas y los niveles poblacionales de nemátodos. *J. Agric. Univ. P.R.* 75:399-405.
- Altieri, M. y C.I. Nicholls. 2000. Teoría y práctica para una agricultura sustentable. Serie Textos Básicos para la Formación Ambiental. *PNUMA*. Red de Formación Ambiental para América Latina y el Caribe. México, 235.
- Andrews, S.S, D.L. Karlen y J.P. Mitchell. 2002. A comparison of soil quality indexing methods for vegetable production systems in northern California. *Agric. Ecosyst. Environ.* 90:25-45.
- Andrews, S. S., D.L. Karlen y C.A. Cambardella. 2004. The soil management assessment framework. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 68(6):1945-1962.
- Arim, O.J., J.W. Waceke, S.W. Waudu y J.W. Kimenju. 2006. Effects of *Canavalia ensiformis* and *Mucuna pruriens* intercrops on *Pratylenchus zae* damage and yield of maize in subsistence agricultura. *Plant Soil*. 284:243-251.
- Aziz. I, T. Mahmood y K. R. Islam. 2013. Effect of long term no-till and conventional tillage practices on soil quality. *Soil Till. Res.* 131: 28-35.
- Baker, C.J., K.E. Saxton, W.R. Ritchie, W.C.T. Chamen, D.C. Reicosky, F. Ribeiro, S.E. Justice y P.R. Hobbs. 2007. No-tillage seeding in conservation agriculture. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Rome.
- Ball-Coelho, B, A.J. Bruin, R.C. Roy y E. Riga. 2003. Forage pearl millet and marigold as rotation crops for biological control of root-lesion nematodes in potato. *Agron. J.* 95(2): 282-292.
- Benjamin, J.G., M.M. Mikha y M.F. Vigil. 2008. Organic Carbon Effects on Soil Physical and Hydraulic Properties in a Semiarid Climate. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 72:1357-1362.
- Benjawan, C., P. Chutichudet y S. Kaewsit. 2007. Effects of Green manures on growth, yield, and quality of green okra (*Abelmoschus esculentus* L.) Har Lium cultivar. *Pak. J. Biol. Sci.* 10(7):1028-1035.

- Bolton J.R., L.F. Elliot, R.I. Papendick y F. Bezdicekd. 1985. Soil microbial biomass and selected soil enzyme activities: effect of fertilization and cropping practices. *Soil Biol. Biochem.* 17:297-302.
- Buckles, D. y B. Triomphe. 1999. Adoption of mucuna in the farming systems of northern Honduras. *Agroforestry Systems* 47:67–91.
- Bunch, R. 1990. Low-input soil restoration in Honduras: the Cantarranas farmer-to- farmer extension project. *Sustainable Agriculture Gatekeeper Series SA23*. IIED, London.
- Blanco-Canqui, H. y R. Lal. 2007. Impacts of Long-Term Wheat Straw Management on Soil Hydraulic Properties under No-Tillage. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 71:1166-1173.
- Blanco-Canqui H., M. M. Mikha, D. R. Presley y M. M. Claassen. 2011. Addition of Cover Crops Enhances No-Till Potential for Improving Soil Physical Properties. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 75:1471-1482.
- Blanco-Canqui, H., C.J Gantzer, S.H. Anderson y E.E. Alberts. 2004. Tillage and Crop Influences on Physical Properties for an Epiqualf. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 68:567-576.
- Blanco-Canqui, H., J.D. Holman, A.J. Schlegel, J. Tatarko y T.M. Shaver. 2013. Replacing Fallow with Cover Crops in a Semiarid Soil: Effects on Soil Properties. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 77:1026–1034.
- Brookes S P., M. Cayuela, M. Contin, M. De Nobili, S. Kemmitt y C. Mondini. 2008. The mineralisation of fresh and humified soil organic matter by the soil microbial biomass. *Waste Management* 28(4):716-722.
- Brock, B.G. 1999. Rx for Soil Quality = Long-Term No-Till. *In* R. Lal (ed.) *Soil Quality and Soil Erosion*, Chapter 10. Soil and Water Conservation Society, Ankeny, IA.
- Bronick, C. J. y R. Lal. 2005. Soil structure and management: a review. *Geoderma*, 124(1): 3-22.
- Bruce, R.R., S.R. Wilkinson y G.W. Langdale. 1987. Legume effects on soil erosion and productivity. *In* J. F. Power (ed.) *The Role of Legumes in Conservation Tillage Systems*. Soil Cons. SOC. Am., Ankeny, Iowa
- Carlo, S. 2009. Promoting the use of tropical legumes as cover crops in Puerto Rico. Tesis MSc. Universidad de Puerto Rico, Recinto Universitario de Mayagüez. Mayagüez, Puerto Rico. 79 p.
- Carter, M.R. 2002. Soil quality for sustainable land management: Organic matter and aggregation interactions that maintain soil functions. *Agron. J.* 94: 38-47

Casida, L.E., Jr., D.A. Klein y T. Santoro. 1964. Soil dehydrogenase activity. *Soil Sci.* 98:371-376.

Castillo-Caamal, J. B., J. A. Caamal-Maldonado, J. J. M. Jiménez- Osornio, F. Bautista, M. J. Amaya-Castro y R. Rodríguez- Carrillo. 2010. Evaluación de tres leguminosas como coberturas asociadas con maíz en el trópico subhúmedo. *Agronomía mesoamericana* 21:39-50.

Cavigelli, M.A. y S.J. Thien. 2003. Phosphorus bioavailability following incorporation of green manure crops. *Soil Sci. Soc. Am. J.*, 67: 1186 – 1194.

Chaney, K. y R.S. Swift. 1984. The influence of organic matter on aggregate stability in some British soils. *J. Soil Sci.* 35:223–230.

Cook, B. G., B.C. Pengelly, S.D. Brown, J.L. Donnelly, D.A. Eagles, M.A. Franco, J. Hanson, B.F. Mullen, I.J. Partridge, M. Peters y R. Schultze-Kraft. 2005. Tropical Forages: an interactive selection tool. *Pennisetum glaucum*. Brisbane, Australia. <http://www.tropicalforages.info> (Accessed 20 July 2015).

Chellemi, D.O., R. Von Wedel, S.T. Adkins y W. Turechek. 2010. Integrating Sunflower Oil Seed Crops into Florida Horticultural Production Systems. *Proceedings of Florida State Horticultural Society.* 122:289-294.

Clark, A. (ed.). 2007. Managing cover crops profitability, 3rd ed. National SARE Outreach Handbook Series Book 9. Natl. Agric. Lab., Beltsville, MD.

Creamer, N.G. y K.R. Baldwin. 2000. An evaluation of summer cover crops for use in vegetable production systems in North Carolina. *HortScience* 35(4): 600-603.

Dabney S.M, J.A. Delgado y D.W. Reeves. 1998. Using winter cover crops to improve soil and water quality. *Commun. Soil Sci. Plant Anal.* 32: 1221-1250.

Dabney, S. M., J. A. Delgado, J.J. Meisinger, H.H. Schomberg, M. A. Liebig, T. Kaspar, J. Mitchell y W. Reeves. 2010. Using Cover Crops and Cropping Systems for Nitrogen Management. pp. 230-291. *In* J.A. Delgado and R.F. Follet (eds.), *Advances in Nitrogen Management for Water Quality*. Soil and Water Conservation Society. Ankeny, IA.

Dayan, F.E., A.M. Rimando, Z. Pan, S.R. Baerson, A.L. Gimsing y S.O. Duke. 2010. Sorgolene. *Phytochemistry* 71:1032-1039.

Delgado, J.A., S. Essah, M. Dillon, R. Ingham, D.K. Manter, A. Stuebe y R. Sparks. 2008. Sustainable Cover Crop Rotations with Potential to Improve Yields, Crop Quality, and Nutrient and Water Use Efficiencies. *Soil and Water Conservation Society Proceedings*.

Dick, W.A. y M.A. Tabatabai. 1992. Potential uses of soil enzymes. *In* B. Metting (ed.) Soil Microbial Ecology, Marcel Dekker, New York, pp. 95–127.

Dolan, M.S., C.E. Clapp, R.R. Allmaras, J.M. Baker y J.A.E. Molina. 2006. Soil organic carbon and nitrogen in a Minnesota soil as related to tillage, residue and nitrogen management. *Soil Till. Res.* 89:221–231.

Doran, J.W. y T.B. Parkin. 1994. Defining and assessing soil quality. p. 3–21. *In* J.W. Doran et al. (ed.) Defining soil quality for a sustainable environment. SSSA Spec. Publ. No. 35. SSSA, Madison, WI.

Doran, J.W., M. Sarrantonio y M. Liebig. 1996. Soil health and sustainability. *In* D.L. Sparks (ed.) Advances in Agronomy, Vol. 56. Academic Press, San Diego, pp. 1–54.

Drinkwater, L.E., C.A. Cambardella, J.D. Reeder y C.W. Rice. 1996. Potentially mineralizable nitrogen as an indicator of biologically active soil nitrogen. *In* J.W. Doran, y A.J. Jones (eds.) Methods for Assessing Soil Quality. SSSA Spec. Publ. No. 49, SSSA, Madison, WI, pp. 217–229.

Easterwood, G.W. y J.B. Sartain. 1990. Clover residue effectiveness in reducing orthophosphate sorption on ferric hydroxide coated soil. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 54:1345–1350.

Eivazi, F., M.R. Bayan y K. Schmidt. 2003. Select soil enzyme activities in the historic Sanborn Field as affected by long-term cropping systems. *Commun. Soil Sci. Plant Anal.* 34:2259–2275.

Evelt, S.R., F.H. Peters, O.R. Jones y P.W. Unger. 1999. Soil Hydraulic Conductivity and Retention Curves from Tension Infiltrometer and Laboratory Data. *In* M. Th. van Genuchten, F.J. Leij y L. Wu (eds.) Proceedings of the International Workshop on Characterization and Measurement of the Hydraulic Properties of Unsaturated Porous Media. University of California, Riverside.

FAO. 2012. Grassland species index. *Lablab purpureus*. <http://www.fao.org/ag/AGP/AGPC/doc/Gbase/DATA/Pf000047.HTM> (accessed 20 July 2015)

FAO. 2014. Major crops must become more sustainable. <http://harvestpublicmedia.org/content/fao-major-crops-must-become-more-sustainable#.VcpybHg2JUQ> (accessed 2 August 2015)

Filho, C.C., A. Lourenco, M. DeF. Guimaraes y I.C.B. Fonseca. 2002. Aggregate Stability under Different Soil Management Systems in a Red Latosol in the State of Parana, Brazil. *Soil. Till. Res.* 65:45-61.

Frankenberger, W.T., Jr. y W.A. Dick. 1983. Relationships between enzyme activities and microbial growth and activity indices in soil. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 47:945-951.

Gajda, A. y S. Martyniuk. 2005. Microbial Biomass C and N and Activity of Enzymes in Soil under Winter Wheat Grown in Different Crop Management Systems. *Polish Journal of Environmental Studies* 14(2):159-163.

Guppy, C.N., N.W. Menzies, P.W. Moody y F.P.C. Blamey. 2005. Competitive sorption reactions between phosphorus and organic matter in soil: a review. *Aus. J. Soil Res.* 43:189–202.

Glab T. y B. Kulig. 2008. Effect of mulch and tillage system on soil porosity under wheat (*Triticum aestivum*). *Soil Till. Res.* 99:169–178.

Glanz, J.T. 1995. *Saving our soil: Solutions for sustaining earth's vital resource*. Johnson Books, Boulder, CO.

Hamido, S.A., K. Kpombrekou. 2009. Cover crop and tillage effects on soil enzyme activities following tomato. *Soil Till. Res.* 105:269–274.

Hartwig, N. y H.U. Ammon. 2002. Cover crops and living mulches. *Weed Science* 50(6):688-600.

Havlin, J.L., D.E. Kissel, L.D. Maddux, M.M. Claasen y J.H. Long. 1990. Crop rotation and tillage effects on soil organic carbon and nitrogen. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 54:448–452.

Heanes, D.L. 1984. Determination of total organic C in soils by an improved chromic acid digestion and spectrophotometric procedure. *Commun. Soil Sci. Plan. Anal.* 15:1191–1213

Hedlund, A., E. Witter y B.X. An, 2003. Assessment of N, P and K management by nutrient balances and flows on peri-urban smallholder farms in southern Vietnam. *Eur. J. Agron.* 20:71–87.

Hendrickson, J. 2003. *Cover Crops on the Intensive Market Farm*, University of Wisconsin-Madison College of Agriculture and Life Sciences. p. 12

Heng, L.C .1989. Influence of some humic substances on P-sorption in some Malaysian soils under rubber. *Journal of Natural Rubber Research* 4:186–194

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

Hillel, D. 1982. *Introduction to soil physics*. Academic Press, San Diego, CA.

- Hornick, S.B. 1992. Factors affecting the nutritional quality of crops. *Am. J. Altern. Agric.* 7:63-68.
- Hubbard, R.K., T.C. Strickland y S. Phatak. 2013. Effects of cover crop systems on soil physical properties and carbon/nitrogen relationships in the Coastal Plain of southeastern USA. *Soil Till. Res.* 126:276–283.
- Jabro J.D., U.M. Sainju, A.W. Lenssen y R.G. Evans. 2011. Tillage Effects on Dryland Soil Physical Properties in Northeastern Montana. *Commun. Soil Sci. Plant Anal.* 42(18):2179-2187.
- Jenny, H. 1941. *Factors of Soil Formation, A System of Quantitative Pedology.* NY: McGraw Hill.
- Jiang, P., S.H. Anderson, N.R. Kitchen, E.J. Sadler, y K.A. Sudduth. 2007. Landscape and Conservation Management Effects on Hydraulic Properties of a Claypan-Soil Toposequence. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 71:803–811.
- Jokela, W.E., J.H. Grabber, D.L. Karlen, T.C. Balser y D.E. Palmquist. 2009. Cover crop and liquid manure effects on soil quality indicators in a corn silage system. *Agron. J.* 101:727–737.
- Kaila, A. 1962. Determination of total organic phosphorus in samples of mineral soils. *J. Scient. Agric. Soc. Finl.* 34:187-196.
- Kahlon, M.S, R. Lal y M.A. Varughese. 2013. Twenty-Two Years of Tillage and Mulch Impact on Physical Characteristics and Carbon Sequestration. *Soil Till. Res.* 125:151-158.
- Kamh, M W.J. Horst, F. Amer, H. Mostafa y P. Maier. 1999. Mobilization of soil and fertilizer phosphate by cover crops. *Plant and Soil* 211:19-27.
- Kandeler, E. 2007. Physiological and biochemical methods for studying soil biota and their function. *In* E. Paul (ed.). *Soil Microbiology*, pp. 53-84.
- Karlen, D.L., N.C. Wollenhaupt, D.C. Erbach, E.C. Berry, J.B. Swan, N.S. Eash y J.L. Jordah. 1994. Crop residue effects on soil quality following 10-years of no-till corn. *Soil Till. Res.* 31:149-167.
- Karlen, D. L., M.J. Mausbach, J.W. Doran, R.G. Cline, R.F. Harris y G.E. Schuman. 1997. Soil quality: a concept, definition, and framework for evaluation. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 61:4-10.

- Karlen, D. L., S.S. Andrews y J.W. Doran. 2001. Soil quality: Current concepts and applications. *Adv. Agron.* 74:1-40.
- Kemper, D y R. Rosenau. 1986. Aggregate stability and size distribution. *In* A. Klute (ed) *Methods of soil analysis. Part 1: physical and mineralogical methods.* ASA, Madison, Wisconsin, USA.
- Kobayashi, Y., M. Ito y K. Suwanarak. 2003. Evaluation of smothering effect of four legume covers on *Pennisetum polystachion* spp. *setosum*. *Weed Biol. Manage.* 3:222-227.
- Kong, A.Y.Y., J. Six, D.C. Bryant, R.F. Denison y C. van Kessel. 2005. The relationship between carbon input, aggregation, and soil organic carbon stabilization in sustainable cropping systems. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 69:1078–1085.
- Kumar, K y K.M. Goh. 2000. Crop residues and management: Effects on soil quality, soil nitrogen dynamics and nitrogen recovery. *Adv. Agron.* 68:197–319.
- Khan, S.U. 1970. Enzymatic activity in a grey wooded soil as influenced by cropping systems and fertilizers. *Soil Biol. Biochem.* 2:37–139.
- Kladivko, E. 2003. Soil Quality and Nitrogen Conservation with Annual Ryegrass Cover Crops in Indiana. Interim final report to Oregon Ryegrass Growers' Seed Commission, Purdue University.
- Kristensen, H.L. y Thorup-Kristensen. 2004. Root growth and nitrate uptake of three different catch crops in deep soil layers. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 68:529-537.
- Lal, R. 2004. Soil carbon sequestration to mitigate climate change. *Geoderma* 123: 1–22.
- Lal, R., D. DeVleeschauwer y R. Malafa-Nganje. 1980. Changes in properties of a newly cleared tropical alfisol as affected by mulching. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 44:27-833.
- Langdale, G.W., L.T. West, R.R. Bruce, W.E Miller y A.W. Thomas. 1992. Restoration of Eroded Soil with Conservation Tillage. *Soil Technology* 5:81-90.
- Langham, D.R., J. Riney, G. Smith y T. Wiemers. 2008. Sesame grower guide. Sesaco Sesame Coordinators, Lubbock, TX. www.sesaco.net (accessed 20 July 2015).
- Larson, W.E. y F.J. Pierce. 1991. Conservation and enhancement of soil quality. *In* evaluation for sustainable land management in the developing world. IBSRAM Proceedings 12(2), vol. 2, Bangkok, Thailand. International Board for Soil Research and Management.

- Larson, W. E. y F.J. Pierce. 1994. The dynamics of soil quality as a measure of sustainable management. *In* J. W. Doran, D. C. Coleman, D. F. Bezdicek y B. A. Stewart (eds.) *Defining soil quality for a sustainable environment*. SSSA- Special Publication 35. Soil Science Society of America, MA, WI, USA.
- Liebig, M.A. y J.W. Doran. 1999. Impact of Organic Production Practices on Soil Quality Indicators. *J. Environ. Qual.* 28:1601-1609.
- Logsdon, S.D., T.C. Kaspar y C.A. Cambardella. 1999. Depth incremental soil properties under no-till or chisel management. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 63:197–200.
- Lu, Y.C., B. Watkins, J.R. Teasdale y A.A. Abdul-Baki. 2000. Cover crops in sustainable food production. *Food Rev. Int.* 16:121–157
- Macchiavelli, R. 2015. Notas de clase Biometría.
<http://academic.uprm.edu/rmacchia/agro5005/agro5005.pdf>.
- Manna, M.C., A. Swarup, R.H. Wanjari, H.N. Ravankar, B. Mishra, M.N. Saha, Y.V. Singh, D.K. Sahi y P.A. Sarap. 2005. Long-term effect of fertilizer and manure application on soil organic carbon storage, soil quality and yield sustainability under sub-humid and semi-arid tropical India. *Field Crops Res.* 93:264–280
- Manzanarez, N. P., M.R. Raggi, C.A. Gallegos, 2001. Estabilidad estructural de un suelo granítico (Alfisols) según sistemas de uso y manejo. *R.C. suelo Nutr. Veg.* V.1 n. 2. Valdivia.
- Marschner, P., Z. Solaiman y Z. Rengel. 2007. Brassica genotypes differ in growth, phosphorus uptake and rhizosphere properties under P-limiting conditions. *Soil Biol. Biochem.* 39:87–98.
- Marshall, H.G. y Y. Pomeranz 1982. Buckwheat: Description, breeding, production and utilization. p.157-210. *In* Y. Pomeranz (ed.) *Advances in cereal science and technology*. American Association of Cereal Chemists, St. Paul, MN.
- Martin, A. 1991. *Introduction to Soil Microbiology*, 2nd Edition. Malabar, FL: Krieger Publishing Company
- Martínez, E. 2014. Producción de maíz dulce con leguminosas de cobertura y efectos alelopáticos en cultivos agronómicos. Tesis MSc. Universidad de Puerto Rico, Recinto Universitario de Mayagüez. Mayagüez, Puerto Rico.
- Morgan, R.P.C. 1980. Soil erosion and conservation in Britain. *Progress in Physical Geography* 4: 24–47

- Morris, J.B. 1999. Legume genetic resources with novel “value added” industrial and pharmaceutical use. *In* J. Janik (ed.) Perspectives on new crops and new uses. ASHS Press, Alexandria, CA.
- Mullen, C.L., J.F. Holland y L. Heuke. 2003. Cowpea, lablab, and pigeon pea. Agfact P4.2.21. NSW Agriculture, Orange, New South Wales.
- Myers, R. 2002. Alternative crop guide: Sesame. Jefferson Institute, Columbia, MO. www.jeffersoninstitute.org (accessed 20 July 2015).
- Norman, M.J.T., C.J. Pearson y P.G.E. Searle. 1995. The ecology of tropical food crops. Cambridge University Press, Cambridge.
- Ngouajio, M. y D.R. Mutch. 2004. Oilseed radish: a new cover crop for Michigan. Michigan State Univ. Extension Bulletin E 2907, East Lansing.
- NRCS. 2014. Soil Health- Guides for educators. https://www.nrcs.usda.gov/wps/portal/nrcs/detailfull/soils/health/assessment/?cid=nrcs142p2_053870
- Oldeman, L.R. 1994. The global extent of soil degradation. *In* D.J. Greenland, I. Szabolcs (eds.) Soil Resilience and Sustainable Land Use. CAB International, Wallingford, Oxon, UK, pp. 99–118.
- Olson, K.R., S.A. Ebelhar y J.M. Lan. 2013. Effects of 24 Years of Conservation Tillage Systems on Soil Organic Carbon and Soil Productivity. Applied and Environmental Soil Science, Article ID 617504.
- Olson, F. y P.C. Weeda. 2003. A primer on the U.S. Department of Agriculture National Organic Program. Food Inst., Elmwood Park, NJ.
- Oyarzun, P.J., M. Gerlagh y J.C. Zadoks. 1998. Factors associated with soil receptivity to some fungal root rot pathogens of peas. *Appl. Soil Ecol.* 10:151–169.
- Paustian, K.J. Six, E.T. Elliot y H.W. Hunt. 2000. Management options for reducing CO₂ emissions from agricultural soils. *Biogeochemistry* 48:147-163.
- Paz-Ferreiro J., C. Trasar-Cepeda, M.C. Leirós, S. Zeoane y F. Gil-Sotres. 2007. Biochemical properties of acid soils under native grassland in a temperate humid zone. *New Zealand J. Agric. Res.* 50(4):537-548.
- Pell, M., J. Stenström y U. Granhall. 2006. Soil respiration. *In* J. Bloem, D.W. Hopkins, A. Benedetti (eds.) Microbiological Methods for Assessing Soil Quality. CABI Publishing, King's Lynn, UK.

- Pimentel D, C. Harvey, P. Resosudarmo, K. Sinclair, D. Kurz, M McNair, S. Crist, L. Shpretz, L. Fitton, R. Saffouri y R. Blair. 1995 Environmental and economic costs of soil erosion and conservation benefits. *Science* 267:1117–1123.
- Phatak, S.C., R.G. Nadimpalli, S.C. Tiwari y H.L. Bhardwaj. 1993. Pigeonpeas: potential new crop for the southeastern United States. *In* J. Janick y J.E. Simon (eds.) *New Crops*. Wiley, New York. p. 597-599.
- Quiroga-Madrigal, RR. 2000. Effects of maize (*Zea mays* L.) cropping systems and tropical legumes on soil chemical and biochemical properties and suppressiveness to soilborne plant pathogens. Ph. D. Thesis, Auburn Alabama. 146 p
- Ranells, N. N. y M. G. Waggoner. 1992. Nitrogen release from crimson clover in relation to plant growth stage and composition. *Agron. J.* 84:424 – 430.
- Raper, R.L., D.W. Reeves, C.H. Burmester y E.B. Schwab. 2000. Tillage depth, tillage timing, and cover crop effects on cotton yield, soil strength, and tillage energy requirements. *Appl. Eng. Agric* 16(2):379-385.
- Rashidi, M. y F. Keshavarzpour. 2007. Effect of different tillage methods on grain yield and yield component of maize (*Zea mays* L.). *Int. J. Agric. Biol.* 2: 274-277.
- Reddy, D.D., S.A. Rao y M. Singh. 2005. Changes in P fractions and sorption in an Alfisol following crop residues application. *J. Plant Nutr. Soil Sci.* 168:241–247.
- Rice, C.W., T.B. Moorman y M. Beare. 1996. Role of microbial biomass C and N in soil quality. *In* J.W. Doran y A.J. Jones (eds) *Methods for assessing soil quality SSSA*, Madison, Wisconsin. Special Publication 49: 203-216.
- Roldan, A., F. Caravaca, M.T. Hernandez, C. Garcia, C. Sanchez-Brito, M. Velasquez y M. Tiscareno. 2003 No-tillage, crop residue additions, legume cover cropping effects on soil quality characteristics under maize in Patzcuaro watershed (Mexico). *Soil Till. Res.* 72:65–73.
- Romero, E., J. Fernandez-Bayo, J. Diaz y R. Nogales. 2010. Enzyme Activities and Diuron Persistence. *In* Soil Amended with Vermicompost Derived from Spent Grape Marc and Treated with Urea. *Appl. Soil Ecol.*, 44:198-204
- Romig D.E., J.J. Garlynd y R.F. Harris. 1996. Farmer-based assessment of soil quality: a soil health scorecard. *In* J.W. Doran y A.J. Jones (eds.) *Methods for Assessing Soil Quality*. Spec Publ No 49. Madison, WI: Soil Science Society America, pp. 39–60.
- Rosolem, C.A., J.S.S. Foloni y C.S. Tiritan. 2001. Root growth and nutrient accumulation in cover crops as affected by soil compactation. *Soil Till. Res.* 65:109-115.

- Rosolem, C.A., J.C. Calonego y J.S.S. Foloni. 2005. Pottassium leaching from millet Straw as affected by rainfall and potassium rates. *Commun. Soil Sci. Plant Anal.* 36(7-8): 1063-1074.
- Ross D. J. 1971. Some factors influencing the estimation of dehydrogenase activities of some soils under pasture. *Soil Biol. Biochem.* 3:97-110.
- Rotar, P.P. y R.J. Joy. 1983. 'Tropic Sun' sunnhemp (*Crotalaria juncea* L.) Res. Ext. Ser. 36. Hawaii Inst. Trop. Agric. and Human Resour., Univ. of Hawaii, Honolulu.
- Sainju, U.M., W.F. Whitehead y B.R. Singh. 2003. Cover crops and nitrogen fertilization effects on soil aggregation and carbon and ni- trogen pools. *Can. J. Soil Sci.* 83:155–165.
- Sánchez, P.A. y M.S. Swaminathan. 2005. Cutting world hunger in half. *Science* 307: 357–359.
- Semidey, N. 1999. Integration of allelopathic crops in cropping systems, pp. 271-281. *In* S.S. Narwal (ed.) *International Allelopathy Update*. Volume 2, Chapter 134, Science Publishers, Inc., USA.
- Semidey, N. y L.E. Flores. 2006. Cover crop rotation influence on nutsedge (*Cyperus* spp.) density and onion yield. MS 06-04. J. Agric. Univ. P.R.
- Sikora, L.J. y D.E. Stott. 1996. Soil organic carbon and nitrogen. p. 157–167. *In* J.W. Doran and A.J. Jones (ed.) *Methods for assessing soil quality*. SSSA Spec. Publ. No. 49. SSSA, Madison, WI.
- Sipes, B.S. y A.S. Arakaki. 1997. Root-knot nematode management in dyland taro with tropical cover crops. *J. Nematol.* 29 (4S): 721-724.
- Soil Survey Staff. 2006. *Claves para la Taxonomía de Suelos*, Décima edición. U.S. Government Printing Office, Washington, DC.
- Soil Survey Staff. 2014. *Soil Survey Field and Laboratory Methods Manual*. Soil Survey Investigations Report No. 51, Version 2.0. R. Burt and Soil Survey Staff (ed.). U.S. Department of Agriculture, Natural Resources Conservation Service.
- Schonbeck, M. y R. Morse. 2006. *Cover Crops for all season*. Virginia Assoc. For Biological Farming. Lexington, VA. Information Sheet #3-06.
- Schulz, M. 2003. The effects of cover crops in no-till systems on microbial activity. *Cantaurus*, Vol. 11:31-35.

Shaver, T.M., G.A. Peterson, L.R. Ahuja, D.G. Westfall, L.A. Sherrod y G. Dunn. 2001. Surface soil physical properties after 12 years of dryland no-till management. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 66:1296–1306.

Sherrod, L.A., G.A. Peterson, D.G. Westfall y L.R. Ahuja .2003. Cropping intensity enhances soil organic carbon and nitrogen in a no-till agroecosystem. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 67:1533–1543.

Shoemaker, C.E. y D.J. Bransby. 2010. The role of sorghum as a bioenergy feedstock. *In* R. Braun, D. Karlen y D. Johnson (eds.) Sustainable alternative fuel feedstock oportunities, challenges and roadmaps for six U.S. regions. Proceedings of the Sustainable Feedstocks for Advance Biofuels Workshop, Atlanta, GA. 28-30 September. Soil and Water Conserv. Soc., Ankeny, IA. p. 149-159.

Smith, J.L. y J.W. Doran. 1996. Measurement and use of pH and electrical conductivity for soil quality analysis. p. 169–186. *In* J.W. Doran y A.J. Jones (ed.) Methods for assessing soil quality. SSSA Spec. Publ. No. 49. SSSA, Madison, WI.

Snapp, S.S., S.M. Swinton, R. Labarta, D. Mutch, J.R. Black, R. Leep, J. Nyiraneza y K. O’Neil. 2005. Evaluating Cover Crops for Benefits, Costs, and Performance within Cropping System Niches. *Agron. J.* 97:322–332.

Sparks, D.L.1996. Methods of Soil Analysis Part 3- Chemical Methods. Soil Science Society of America Book Series.

Steer, A. 1998. Making development sustainable. *Adv. Geo-Ecol.* 31:857–865.

Stocking, M.A. 2003. Tropical soils and food security: the next 50 years. *Science* 302: 1356–1359

Stubbs, T.L., A.C. Kennedy y W.F. Schillinger. 2004. Soil ecosystem changes during the transition to no-till cropping. *In* D. Clements et al. (ed.) New dimensions in agroecology. Haworth Press, Binghamton, NY.

Swift, M.J., A. Izac y M. Van Noordwijk. 2004. Biodiversity and ecosystem services in agricultural landscapes—are we asking the right questions? *Agric. Ecol. Env. J.* 104(1): 113-134.

Tabatabai, M.A. 1994. Soil enzymes. *In* R.W. Weaver, S. Angle y P. Bottomley (eds.), Methods of Soil Analysis. Part 2: Microbiological and Biochemical Properties. Soil Science Society of America, Madison.

Tabatabai, M.A. y J.M. Bremner. 1969. Use of p-nitrophenol phosphate in assay of soil phosphatase activity. *Soil Biol. Biochem.* 1:301–307.

- Tadano, T y H. Sakai .1991. Secretion of acid phosphatase by roots of several crop species under phosphorus-deficient conditions. *J. Soil Sci Plant Nutr* 37:129–140
- Teasdale, J.R. y C.L. Mohler. 1993. Light Transmittance, Soil Temperature, and Soil Moisture under Residue of Hairy Vetch and Rye. *Agron. J.* 85(3):673-680.
- Thomsen, I.K. y B.T. Christensen. 2004. Yields of wheat and soil carbon and nitrogen contents following long-term incorporation of barley straw and ryegrass catch crops. *Soil Use Manage.* 20:432–438
- Trasar, G., F. Gil-Sotres y M. Leiros. 2003. Determinación de la actividad fosfatasa del suelo. *In* C. García, F. Gil, T. Hernández y C. Trasar (eds.). *Técnicas de Análisis de Parámetros Bioquímicos en Suelos*. Mundi-Prensa. Madrid.
- Treadwell, D. D. y M. Alligood. 2008. Sunn hemp (*Crotalaria juncea L.*): a summer cover crop for Florida vegetable producers. Publication #HS1126. Univ. of Florida IFAS Extension. <http://edis.i.fas.ufl.edu/hs376> (accessed 20 July 2015).
- Treonis, M., E.E. Austin, J.S. Buyer, J. E. Maul, L. Spicera, I.A. Zasada .2010. Effects of organic amendment and tillage on soil microorganisms and microfauna. *Appl Soil Ecol* 46:103–110
- USDA-NRCS. 2014. National Handbook of Conservation Practices. http://www.nrcs.usda.gov/wps/portal/nrcs/detailfull/national/technical/references/?cid=nr cs143_026849
- USDA-NRCS. 2001. Soil quality test kit guide. USDA-NRCS Soil Quality Institute, Ames, IA.
- Valenzuela, H. y J. Smith. 2002. Sustainable agriculture green manure crops. SA-GM-7. Cooperative Extension Service, College of Tropical Agric. And Human Resources, Univ. of Hawaii at Manoa.
- Villamil, M.B., G.A. Bollero, R.G. Darmody, F.W. Simmons y D.G. Bullock. 2006. No-till corn/soybean systems including winter cover crops: effects on soil properties. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 70:1936–1944.
- Vomocil, J.A. 1965. Porosity. *In* C.A. Black (ed.) *Methods of soil analysis*. Part 1. ASA, Madison, WI.
- Wang, Q., W. Klassen, Y. Li, y M. Codallo. 2009. Cover crops and organic mulch to improve tomato yields and soil fertility. *Agron. J.* 101:345-351.

- Wang, Q.J., Y.H. Bai, H.W. Gao, J. He, H. Chen, R.C. Chesne, N.J. Kuhn y H.W. Li. 2008. Soil chemical properties and microbial biomass after 16 years of no-tillage farming on the Loess Plateau, China. *Geoderma* 144:502–508.
- Warkentin, B.P. 1995. The changing concept of soil quality. *J. Soil Water Conserv.* 50:226-228.
- Warkentin, B.P. y Fletcher, H.F. 1977. Soil quality for intensive agriculture. *In* Proceedings of the international seminar on soil environment and fertilizer management in intensive agriculture. Soc. of Sci. of Soil and Manure. Japan
- Weil, R.R., C. White y Y. Lawley. 2006. Forage radish: new multi-purpose cover crop for the Mid-Atlantic. Univ of Maryland Cooperative Extension Fact Sheet 824, College Park.
- Weil, R. R. y S.A. Williams. 2003. Brassica cover crops to alleviate soil compaction. Fact Sheet [Online]. Univ. of Maryland, College Park.
- West, T.O. y W.M. Post. 2002. Soil organic carbon sequestration rates by tillage and crop rotation: a global data analysis. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 66:1930–1946.
- Wienhold B. J., S.S. Andrews y D.L. Karlen. 2004. Soil quality: A review of the science and experiences in the USA. *Environ. Geochem. Hlth.* 26:89-95.
- Williams, S.M. y R.R. Weil. 2004. Crop cover root channels may alleviate soil compactation effects on soybean crop. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 68:1403-1409.
- Wright, S.F., J.L. Starr y I.C. Paltineanu. 1999. Changes in aggregate stability and concentration of glomalin during tillage management transition. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 63:1825–1829.
- Yan, F., S. Schubert, K. Mengel. 1996. Soil pH changes during legume growth and application of plant material. *Biol. Fertil. Soils* 23:236–242.
- Zhao, B., J. Chen, J. Zhang y S. Qin. 2010. Soil microbial biomass and activity response to repeated drying-rewetting cycles along a soil fertility gradient modified by long-term fertilization management practices. *Geoderma*, 160:218-224

APÉNDICE 1

Prueba de Normalidad

Shapiro-Wilks (modificado)

Variable	n	Media	D.E.	W*	p(Unilateral D)
RDUO_pH	96	0.00	0.16	0.98	0.7112
RDUO_COT	96	0.00	0.06	0.99	0.9276
RDUO_N-NO3	96	0.00	1.02	0.97	0.1139
RDUO_P	96	0.00	6.12	0.99	0.8927
RDUO_D.A.	96	0.00	0.06	0.98	0.4503
RDUO_E.A.	96	0.00	6.79	0.97	0.1784
RDUO_Porosidad	96	0.00	2.30	0.97	0.3669
RDUO_R.B.	96	0.00	72.68	0.97	0.3285
RDUO_FOS	96	0.00	18.66	0.98	0.6477
RDUO_DHA	96	0.00	0.55	0.99	0.8660

ANOVA

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
pH	96	0.74	0.48	3.66

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	(Error)
Modelo.	7.03	47	0.15	2.84	0.0002	
Blo	2.21	3	0.74	9.74	0.0468	(Blo*Tra)
Tra	0.04	1	0.04	0.47	0.5413	(Blo*Tra)
Blo*Tra	0.23	3	0.08	1.43	0.2456	
Mez	0.66	3	0.22	2.27	0.1147	(Tra>Blo*Mez)
Tra*Mez	0.36	3	0.12	1.22	0.3305	(Tra>Blo*Mez)
Tra>Blo*Mez	1.75	18	0.10	1.85	0.0467	
Mues	1.15	2	0.57	10.86	0.0001	
Tra*Mues	0.24	2	0.12	2.31	0.1106	
Mez*Mues	0.07	6	0.01	0.21	0.9719	
Tra*Mez*Mues	0.33	6	0.06	1.06	0.4024	
Error	2.53	48	0.05			
Total	9.57	95				

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=0.11548

Error: 0.0528 gl: 48

Mues	Medias	n	E.E.
Muestreo 1	6.12	32	0.04 A
Muestreo 3	6.31	32	0.04 B
Muestreo 2	6.38	32	0.04 B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
COT	96	0.88	0.77	5.86

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	(Error)
Modelo.	2.38	47	0.05	7.78	<0.0001	
Blo	0.10	3	0.03	3.83	0.1497	(Blo*Tra)
Tra	0.02	1	0.02	1.88	0.2644	(Blo*Tra)
Blo*Tra	0.03	3	0.01	1.29	0.2885	
Mez	0.38	3	0.13	15.93	<0.0001	(Tra>Blo*Mez)
Tra*Mez	0.04	3	0.01	1.85	0.1744	(Tra>Blo*Mez)
Tra>Blo*Mez	0.14	18	0.01	1.22	0.2856	
Mues	1.40	2	0.70	107.83	<0.0001	
Tra*Mues	0.04	2	0.02	2.79	0.0716	
Mez*Mues	0.21	6	0.04	5.39	0.0003	
Tra*Mez*Mues	0.03	6	4.7E-03	0.72	0.6331	
Error	0.31	48	0.01			
Total	2.70	95				

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=0.05401

Error: 0.0079 gl: 18

Mez	Medias	n	E.E.	
4	1.27	24	0.02	A
3	1.39	24	0.02	B
2	1.42	24	0.02	B
1	1.43	24	0.02	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=0.04057

Error: 0.0065 gl: 48

Mues	Medias	n	E.E.	
Muestreo 1	1.22	32	0.01	A
Muestreo 3	1.40	32	0.01	B
Muestreo 2	1.52	32	0.01	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=0.08114

Error: 0.0065 gl: 48

Mez	Mues	Medias	n	E.E.					
4	Muestreo 1	1.19	8	0.03	A				
3	Muestreo 1	1.21	8	0.03	A				
1	Muestreo 1	1.24	8	0.03	A	B			
2	Muestreo 1	1.25	8	0.03	A	B	C		
4	Muestreo 2	1.30	8	0.03		B	C		
4	Muestreo 3	1.33	8	0.03			C	D	
3	Muestreo 3	1.40	8	0.03				D	E
2	Muestreo 3	1.42	8	0.03					E
1	Muestreo 3	1.45	8	0.03					E
3	Muestreo 2	1.56	8	0.03					F
1	Muestreo 2	1.60	8	0.03					F
2	Muestreo 2	1.60	8	0.03					F

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
N-NO3	96	0.73	0.47	52.95

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	(Error)
Modelo.	272.60	47	5.80	2.83	0.0002	
Blo	48.63	3	16.21	5.84	0.0906	(Blo*Tra)
Tra	0.06	1	0.06	0.02	0.8911	(Blo*Tra)
Blo*Tra	8.33	3	2.78	1.35	0.2682	
Mez	9.06	3	3.02	2.47	0.0946	(Tra>Blo*Mez)
Tra*Mez	7.46	3	2.49	2.04	0.1448	(Tra>Blo*Mez)
Tra>Blo*Mez	21.98	18	1.22	0.60	0.8851	
Mues	157.03	2	78.51	38.29	<0.0001	
Tra*Mues	4.00	2	2.00	0.98	0.3840	
Mez*Mues	10.37	6	1.73	0.84	0.5431	
Tra*Mez*Mues	5.66	6	0.94	0.46	0.8341	
Error	98.43	48	2.05			
Total	371.03	95				

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=0.71981

Error: 2.0506 gl: 48

Mues	Medias	n	E.E.	
Muestreo 1	1.46	32	0.25	A
Muestreo 3	2.19	32	0.25	B
Muestreo 2	4.46	32	0.25	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
P	96	0.78	0.56	30.75

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	(Error)
Modelo.	12477.68	47	265.48	3.58	<0.0001	
Blo	522.51	3	174.17	2.43	0.2426	(Blo*Tra)
Tra	270.68	1	270.68	3.78	0.1473	(Blo*Tra)
Blo*Tra	215.10	3	71.70	0.97	0.4161	
Mez	1045.73	3	348.58	2.84	0.0669	(Tra>Blo*Mez)
Tra*Mez	234.65	3	78.22	0.64	0.6004	(Tra>Blo*Mez)
Tra>Blo*Mez	2207.71	18	122.65	1.65	0.0838	
Mues	7443.32	2	3721.66	50.18	<0.0001	
Tra*Mues	104.73	2	52.37	0.71	0.4986	
Mez*Mues	94.86	6	15.81	0.21	0.9709	
Tra*Mez*Mues	338.38	6	56.40	0.76	0.6045	
Error	3559.78	48	74.16			
Total	16037.46	95				

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=4.32877

Error: 74.1621 gl: 48

Mues	Medias	n	E.E.	
Muestreo 1	18.36	32	1.52	A
Muestreo 3	26.00	32	1.52	B
Muestreo 2	39.65	32	1.52	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
D.A.	96	0.72	0.44	6.21

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	(Error)
Modelo.	0.90	47	0.02	2.62	0.0006	
Blo	0.07	3	0.02	1.81	0.3196	(Blo*Tra)
Tra	0.23	1	0.23	17.66	0.0246	(Blo*Tra)
Blo*Tra	0.04	3	0.01	1.79	0.1624	
Mez	0.04	3	0.01	2.25	0.1174	(Tra>Blo*Mez)
Tra*Mez	0.02	3	0.01	1.00	0.4146	(Tra>Blo*Mez)
Tra>Blo*Mez	0.11	18	0.01	0.81	0.6744	
Mues	0.17	2	0.09	11.80	0.0001	
Tra*Mues	0.12	2	0.06	8.19	0.0009	
Mez*Mues	0.04	6	0.01	0.87	0.5265	
Tra*Mez*Mues	0.06	6	0.01	1.43	0.2240	
Error	0.35	48	0.01			
Total	1.26	95				

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=0.07448

Error: 0.0131 gl: 3

Tra	Medias	n	E.E.	
Arado	1.33	48	0.02	A
Arado Minimo	1.43	48	0.02	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=0.04312

Error: 0.0074 gl: 48

Mues	Medias	n	E.E.	
Muestreo 3	1.33	32	0.02	A
Muestreo 2	1.38	32	0.02	B
Muestreo 1	1.43	32	0.02	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=0.06098

Error: 0.0074 gl: 48

Tra	Mues	Medias	n	E.E.		
Arado	Muestreo 3	1.24	16	0.02	A	
Arado	Muestreo 2	1.33	16	0.02		B
Arado Mínimo	Muestreo 3	1.42	16	0.02		C
Arado	Muestreo 1	1.43	16	0.02		C
Arado Mínimo	Muestreo 1	1.44	16	0.02		C
Arado Mínimo	Muestreo 2	1.44	16	0.02		C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
E.A.	96	0.64	0.28	15.47

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	(Error)
Modelo.	7713.51	47	164.12	1.80	0.0226	
Blo	1397.81	3	465.94	11.35	0.0381	(Blo*Tra)
Tra	10.47	1	10.47	0.26	0.6483	(Blo*Tra)
Blo*Tra	123.13	3	41.04	0.45	0.7185	
Mez	194.29	3	64.76	0.86	0.4792	(Tra>Blo*Mez)
Tra*Mez	180.53	3	60.18	0.80	0.5099	(Tra>Blo*Mez)
Tra>Blo*Mez	1353.82	18	75.21	0.82	0.6636	
Mues	3479.50	2	1739.75	19.07	<0.0001	
Tra*Mues	260.77	2	130.39	1.43	0.2494	
Mez*Mues	409.71	6	68.28	0.75	0.6134	
Tra*Mez*Mues	303.46	6	50.58	0.55	0.7640	
Error	4378.07	48	91.21			
Total	12091.58	95				

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=4.80058

Error: 91.2099 gl: 48

Mues	Medias	n	E.E.	
Muestreo 3	53.61	32	1.69	A
Muestreo 2	63.61	32	1.69	B
Muestreo 1	67.99	32	1.69	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
Porosidad	96	0.72	0.44	6.75

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	(Error)
Modelo.	1270.47	47	27.03	2.59	0.0007	
Blo	98.96	3	32.99	1.79	0.3214	(Blo*Tra)
Tra	324.87	1	324.87	17.68	0.0246	(Blo*Tra)
Blo*Tra	55.13	3	18.38	1.76	0.1678	
Mez	54.78	3	18.26	2.17	0.1270	(Tra>Blo*Mez)
Tra*Mez	26.15	3	8.72	1.04	0.4006	(Tra>Blo*Mez)
Tra>Blo*Mez	151.49	18	8.42	0.81	0.6849	
Mues	244.35	2	122.17	11.69	0.0001	
Tra*Mues	167.65	2	83.83	8.02	0.0010	
Mez*Mues	54.34	6	9.06	0.87	0.5264	
Tra*Mez*Mues	92.74	6	15.46	1.48	0.2056	
Error	501.81	48	10.45			
Total	1772.28	95				

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=2.78486

Error: 18.3779 gl: 3

Tra	Medias	n	E.E.	
Arado Mínimo	46.06	48	0.62	A
Arado	49.74	48	0.62	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=1.62526

Error: 10.4544 gl: 48

Mues	Medias	n	E.E.	
Muestreo 1	46.00	32	0.57	A
Muestreo 2	47.78	32	0.57	B
Muestreo 3	49.90	32	0.57	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=2.29846

Error: 10.4544 gl: 48

Tra	Mues	Medias	n	E.E.	
Arado Mínimo	Muestreo 2	45.81	16	0.81	A
Arado Mínimo	Muestreo 1	45.84	16	0.81	A
Arado	Muestreo 1	46.16	16	0.81	A
Arado Mínimo	Muestreo 3	46.52	16	0.81	A
Arado	Muestreo 2	49.76	16	0.81	B
Arado	Muestreo 3	53.29	16	0.81	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
R.B.	96	0.54	0.09	39.38

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	(Error)
Modelo.	593016.52	47	12617.37	1.21	0.2594	
Blo	110811.41	3	36937.14	1.16	0.4535	(Blo*Tra)
Tra	6367.44	1	6367.44	0.20	0.6854	(Blo*Tra)
Blo*Tra	95727.75	3	31909.25	3.05	0.0373	
Mez	90677.49	3	30225.83	3.89	0.0265	(Tra>Blo*Mez)
Tra*Mez	8915.35	3	2971.78	0.38	0.7671	(Tra>Blo*Mez)
Tra>Blo*Mez	139985.07	18	7776.95	0.74	0.7497	
Mues	9313.14	2	4656.57	0.45	0.6432	
Tra*Mues	49173.92	2	24586.96	2.35	0.1061	
Mez*Mues	48074.22	6	8012.37	0.77	0.6000	
Tra*Mez*Mues	33970.75	6	5661.79	0.54	0.7739	
Error	501816.76	48	10454.52			
Total	1094833.28	95				

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=53.48400

Error: 7776.9481 gl: 18

Mez	Medias	n	E.E.	
4	208.51	24	18.00	A
3	269.76	24	18.00	B
1	269.76	24	18.00	B
2	290.61	24	18.00	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
FOS	96	0.69	0.40	42.79

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	(Error)
Modelo.	75162.67	47	1599.21	2.32	0.0022	
Blo	1889.49	3	629.83	0.66	0.6302	(Blo*Tra)
Tra	164.09	1	164.09	0.17	0.7066	(Blo*Tra)
Blo*Tra	2869.89	3	956.63	1.39	0.2576	
Mez	881.82	3	293.94	0.65	0.5917	(Tra>Blo*Mez)
Tra*Mez	2101.54	3	700.51	1.56	0.2348	(Tra>Blo*Mez)
Tra>Blo*Mez	8108.39	18	450.47	0.65	0.8369	
Mues	50166.43	2	25083.21	36.41	<0.0001	
Tra*Mues	95.08	2	47.54	0.07	0.9334	
Mez*Mues	3556.34	6	592.72	0.86	0.5306	
Tra*Mez*Mues	5329.60	6	888.27	1.29	0.2800	
Error	33064.49	48	688.84			
Total	108227.16	95				

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=13.19269

Error: 688.8435 gl: 48

Mues	Medias	n	E.E.	
Muestreo 2	31.70	32	4.64	A
Muestreo 3	64.97	32	4.64	B
Muestreo 1	87.34	32	4.64	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Análisis de la varianza

Variable	N	R ²	R ² Aj	CV
DHA	96	0.84	0.69	24.69

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor	(Error)
Modelo.	139.16	47	2.96	5.54	<0.0001	
Blo	8.16	3	2.72	2.45	0.2401	(Blo*Tra)
Tra	0.94	1	0.94	0.85	0.4245	(Blo*Tra)
Blo*Tra	3.32	3	1.11	2.07	0.1160	
Mez	1.15	3	0.38	1.47	0.2562	(Tra>Blo*Mez)
Tra*Mez	1.49	3	0.50	1.92	0.1633	(Tra>Blo*Mez)
Tra>Blo*Mez	4.68	18	0.26	0.49	0.9518	
Mues	115.39	2	57.70	108.01	<0.0001	
Tra*Mues	0.27	2	0.13	0.25	0.7788	
Mez*Mues	2.17	6	0.36	0.68	0.6696	
Tra*Mez*Mues	1.60	6	0.27	0.50	0.8061	
Error	25.64	48	0.53			
Total	164.80	95				

Test:LSD Fisher Alfa=0.05 DMS=0.36737

Error: 0.5342 gl: 48

Mues	Medias	n	E.E.	
Muestreo 1	1.77	32	0.13	A
Muestreo 3	2.69	32	0.13	B
Muestreo 2	4.42	32	0.13	C

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

APÉNDICE 2

Regresiones Lineales

Análisis de regresión lineal

Variable	N	R ²	R ² Aj	ECMP	AIC	BIC
FOS	96	0.28	0.27	864.99	921.97	929.66

Coefficientes de regresión y estadísticos asociados

Coef	Est.	E.E.	LI (95%)	LS (95%)	T	p-valor	CpMallows	VIF
const	99.62	7.03	85.66	113.57	14.18	<0.0001		
P	-1.37	0.23	-1.82	-0.91	-6.00	<0.0001	36.63	1.00

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	29968.02	1	29968.02	36.00	<0.0001
P	29968.02	1	29968.02	36.00	<0.0001
Error	78259.14	94	832.54		
Total	108227.16	95			

Análisis de regresión lineal

Variable	N	R ²	R ² Aj	ECMP	AIC	BIC
COT	96	0.36	0.36	0.02	-107.68	-99.99

Coefficientes de regresión y estadísticos asociados

Coef	Est.	E.E.	LI (95%)	LS (95%)	T	p-valor	CpMallows	VIF
const	1.24	0.02	1.19	1.29	52.79	<0.0001		
N-NO3	0.05	0.01	0.04	0.07	7.30	<0.0001	53.80	1.00

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	0.98	1	0.98	53.35	<0.0001
N-NO3	0.98	1	0.98	53.35	<0.0001
Error	1.72	94	0.02		
Total	2.70	95			

Análisis de regresión lineal

Variable	N	R ²	R ² Aj	ECMP	AIC	BIC
COT	96	0.49	0.48	0.02	-129.06	-121.37

Coefficientes de regresión y estadísticos asociados

Coef	Est.	E.E.	LI (95%)	LS (95%)	T	p-valor	CpMallows	VIF
const	1.12	0.03	1.07	1.18	38.14	<0.0001		
P	0.01	9.6E-04	0.01	0.01	9.49	<0.0001	90.18	1.00

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	1.32	1	1.32	90.11	<0.0001
P	1.32	1	1.32	90.11	<0.0001
Error	1.38	94	0.01		
Total	2.70	95			

Análisis de regresión lineal

Variable	N	R ²	R ² Aj	ECMP	AIC	BIC
COT	96	0.31	0.31	0.02	-100.69	-93.00

Coefficientes de regresión y estadísticos asociados

Coef	Est.	E.E.	LI (95%)	LS (95%)	T	p-valor	CpMallows	VIF
const	1.18	0.03	1.11	1.24	34.67	<0.0001		
DHA	0.07	0.01	0.05	0.09	6.56	<0.0001	43.57	1.00

Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Modelo.	0.85	1	0.85	43.01	<0.0001
DHA	0.85	1	0.85	43.01	<0.0001
Error	1.85	94	0.02		
Total	2.70	95			

APÉNDICE 3

Coefficientes de correlación

Correlación de Pearson: Coeficientes\probabilidades

	COT	DHA
COT	1.00	2.9E-09
DHA	0.56	1.00

Correlación de Pearson: Coeficientes\probabilidades

	FOS	P
FOS	1.00	3.7E-08
P	-0.53	1.00

Correlación de Pearson: Coeficientes\probabilidades

	COT	N-NO3
COT	1.00	8.9E-11
N-NO3	0.60	1.00

Correlación de Pearson: Coeficientes\probabilidades

	COT	P
COT	1.00	0.00
P	0.70	1.00